

Revista del Museo de Historia Natural y Cultural

ARNALDOA

UNIVERSIDAD PRIVADA ANTENOR ORREGO

El Museo de Historia Natural y Cultural es la unidad que conserva, educa, investiga y difunde los conocimientos que generan sus colecciones científicas para impulsar la valoración y comprensión de la diversidad biológica y cultural de nuestro país, a favor del desarrollo de la comunidad.

ISSN : 1815-8242 (edición impresa)
ISSN : 2413-3299 (edición online)
TRUJILLO
REPÚBLICA DEL PERÚ

23 (1)
Enero - Junio
2016

UNIVERSIDAD PRIVADA ANTENOR ORREGO

Dra. Yolanda Peralta Chávez

Rectora

Dr. Julio Chang Lam

Vicerrector Académico

Dr. Luis Cerna Bazán

Vicerrector de Investigación

MUSEO DE HISTORIA NATURAL Y CULTURAL

Segundo Leiva González

Director

Guillermo Gayoso Bazán

Arqueólogo

Luis Chang Chávez

Arquitecto

REVISTA ARNALDOA

Segundo Leiva González

Director

Guillermo Gayoso Bazán

Luis Chang Chávez

Editores

Michael O. Dillon

Editor Asociado

Toda correspondencia relacionada a la Revista **ARNALDOA** deberá ser dirigida a:

Revista ARNALDOA
Museo de Historia Natural y Cultural
Universidad Privada Antenor Orrego
Casilla Postal 1075
Trujillo - PERÚ Telef: (+051) 044 - 604462
museo@upao.edu.pe

Logotipo: Fotografía de *Arnaldoa weberbaueri* (Asteraceae). Copyright: Segundo Leiva.

Hecho el Depósito Legal en la Biblioteca Nacional del Perú: N° 2014-15257
ISSN: 1815-8242 (edición impresa); ISSN: 2413-3299 (edición online)

Registro de la Propiedad Intelectual

Editado por:

© **2016 Universidad Privada Antenor Orrego**

Av. América Sur N° 3145

Urb. Monserrate, Trujillo - Perú

Telef. (51) 44-604462

Impreso en:

Impresiones Gráfica G & M S. A. C.

Jr. San Martín N° 674

Trujillo, La Libertad

Impreso en Perú - Printed in Peru

Comité Editorial

Michael O. Dillon

Department of Botany, The Field Museum, 1400 South Lake Shore Drive, Chicago, IL. 60605-2496, U.S.A., dillon@fieldmuseum.org

Jorge V. Crisci

Museo de La Plata, 1900 La Plata, Provincia de Buenos Aires, ARGENTINA. jcrisci@netverk.com.ar

Gabriel Bernardello

Instituto Multidisciplinario de Biología Vegetal, (CONICET-Universidad Nacional de Córdoba), Av. Vélez Sarsfield 299 Córdoba (5000), ARGENTINA. bernarde@imbiv.unc.edu.ar

Francisco Squeo

Departamento de Biología, Universidad de La Serena, casilla 599, La Serena, CHILE. fsqueo@userena.cl

Inge Schjellerup

Nationalmuseet, Forsknings- & Formidlingsafdelingen, Etnografisk Samling, Frederiksholms Kanal 12 DK 1220 Copenhagen K, DENMARK. inge.schjellerup@natmus.dk

Lars P. Kvist

Institute of Biological Sciences, University of Aarhus. Building 340. Munkegade, DK-8000, Aarhus C., DENMARK. lars.kvist@biology.au.dk

Thomas Mione

Department of Biological Sciences, Central Connecticut State University, 1615 Stanley Street, New Britain, CT 06050-4010, U.S.A. mionet@ccsu.edu

Blanca León

Plant Resources Center, University of Texas at Austin, 1 University Station F0404, Austin, TX 78712-0471, U.S.A. blanca.leon@mail.utexas.edu

Alina Freire Fierro

Botany Department, Academy of Natural Sciences, Drexel University, Philadelphia, PA 19103, U.S.A. freirefierro@ansp.org

Susana Arrázola Rivero

Centro de Diversidad y Genética, Facultad de Ciencias y Tecnología, Universidad Mayor de San Simón, casilla de correo 538, Cochabamba, BOLIVIA. sarrazola@fcyt.umss.edu.bo

Maximilian Weigend

Institut für Biologie Systematische Botanik und Pflanzengeographie, Freie Universität Berlin, 14195, Berlin-GERMANY. weigend@zedat.fu-berlin.de

Anton Hofreiter

Ludwig-Maximilians-Universität, Department Biologie I, Bereich Biodiversitätsforschung, Abteilung Systematische Botanik, Menzingerstraße 67, D-80638 München, GERMANY. hofreiter@freenet.de

Sandra Knapp

Department of Botany, The Natural History Museum, Cromwell Road, London, SW7 5BD, UK. s.knapp@nhm.ac.uk

Gloria E. Barboza

Instituto Multidisciplinario de Biología Vegetal (UNC-CONICET). Casilla Postal 495, 5000. Córdoba. ARGENTINA. gbarboza@imbiv.una.edu.ar

Juan Carlos Oberti

Instituto Multidisciplinario de Biología Vegetal (UNC-CONICET). Casilla Postal 495, 5000. Córdoba. ARGENTINA. obertijcm@hotmail.com

Reynaldo Linares Palomino

Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, PERÚ. r.linaresp@yahoo.co.uk

Eric Rodríguez Rodríguez

Herbarium Truxillense (HUT), Universidad Nacional de Trujillo, Jr. San Martín 392, Trujillo, PERÚ. efrr@unitru.edu.pe

Pablo Chuna Mogollón

Departamento Académico de Ciencias, Universidad Privada Antenor Orrego, Trujillo, PERÚ. pchunam@upao.edu.pe

Jorge Vidal Fernández

Departamento Académico de Ciencias, Universidad Privada Antenor Orrego, Trujillo, PERÚ. jvidalf@upao.edu.pe

Víctor Quipuscoa Silvestre

Universidad Nacional de San Agustín, Av. Daniel A. Carrión s/n, La Pampilla, Arequipa, PERÚ. vquipuscoas@hotmail.com

Hamilton Beltrán Santiago

Museo de Historia Natural, Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Av. Arenales 1256, Jesús María, Lima, Apartado 14-0434, Lima 14, PERU. wilmer-santiago@hotmail.com

Mario Benavente Palacios

Museo de Historia Natural, Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Av. Arenales 1256, Jesús María, Lima, Apartado 14-0434, Lima 14, PERÚ. mjbenaventep@yahoo.com

Eloy López Medina

Departamento de Fisiología Vegetal, Universidad Nacional de Trujillo, Jr. San Martín 392, Trujillo, PERÚ, elm@unitru.edu.pe

Luis Chang Chávez

Museo de Historia Natural y Cultural, Universidad Privada Antenor Orrego, Trujillo, PERÚ. lchangc@upao.edu.pe

Guillermo Gayoso Bazán

Museo de Historia Natural y Cultural, Universidad Privada Antenor Orrego, Trujillo, PERÚ. ggayoso@upao.edu.pe

CONTENIDO / CONTENTS

Pág. Artículos Originales

- 9 ***Lochroma mioneii* (Solanaceae) una nueva especie del Norte del Perú/*Lochroma mioneii* (Solanaceae) a new species from Northern Peru**
SEGUNDO LEIVA GONZÁLEZ & STACEY DEWITT SMITH
- 21 **Especies de *Jaltomata* Schltl. (Solanaceae) con néctar rojo, tres nuevas combinaciones nomenclaturales y un nuevo taxón del noreste de Perú/*Jaltomata* Schltl. (Solanaceae) with blood red floral nectar, three new nomenclature combinations and new taxon northeast of Peru**
SEGUNDO LEIVA GONZÁLEZ, THOMAS MIONE & LEON YACHER
- 99 ***Browallia albiantha* (Solanaceae) una nueva especie del Norte del Perú/*Browallia albiantha* (Solanaceae) a new species from Northern Peru**
SEGUNDO LEIVA GONZÁLEZ & FLOR TANTALEAN EVANGELISTA
- 111 **Riqueza y distribución de Asteraceae en el departamento de Lima (Perú)/Species richness and distributions of Asteraceae in Lima department (Peru)**
PAÚL GONZÁLES
- 135 **Notas sobre *Iresine weberbaueri* (Amaranthaceae) una especie endémica del valle Marañón en el norte del Perú/*Iresine weberbaueri* (Amaranthaceae) an endemic species from Marañón valley in northern Peru**
ERIC F. RODRÍGUEZ RODRÍGUEZ, ROSA RAMÍREZ VARGAS, VICTORIA RIMARACHÍN CAYATOPA, ELMER ALVÍTEZ IZQUIERDO, LUIS POLLACK VELÁSQUEZ, EMILIANA HUAMÁN RODRÍGUEZ & JOSÉ R. CAMPOS DE LA CRUZ
- 149 **Obtención de un colorante natural de las semillas de *Bixa orellana* L. (Bixaceae) como alternativa para uso cosmético/Obtaining a natural dye of *Bixa orellana* L. (Bixaceae) seed alternatively for cosmetic use**
CARMEN ISOLINA AYALA JARA, ERICSON FELIX CASTILLO SAAVEDRA, KATTERINE YUDIT ALFARO AVALOS, EVA DEL PILAR ASPIROS FREYRE & LUIS ERNESTO SECLÉN AYALA
- 159 **Doce nuevos registros de plantas vasculares para los Andes de Perú/ Twelve new records of vascular plants for the Andes of Peru**
PAÚL GONZÁLES, EDUARDO NAVARRO, HUBER TRINIDAD, MARCO CUEVA, ASUNCIÓN CANO, IHSAN AL-SHEHBAZ & DÁMASO W. RAMÍREZ
- 171 **Propóleo peruano en el desarrollo de un enjuague bucal con actividad antibacteriana/Peruvian propolis in the development of a mouthwash with antibacterial activity**
CARMEN ISOLINA AYALA JARA, ERICSON FELIX CASTILLO SAAVEDRA, LUIS GRAUS MEJÍA, JUAN CASANOVA LUJÁN & LUIS ERNESTO SECLÉN AYALA
- 185 **Vegetación y flora de afloramientos basálticos del centro de Argentina/Vegetation and flora of basaltic outcrops of central Argentina**
JUAN JOSÉ CANTERO, CÉSAR NÚÑEZ, JOSÉ MULKO, PABLO BRANDOLÍN, ANDREA AMUCHASTEGUI, JORGE A. SFRAGULLA, ALDO A. BONALUMI, AMANCAY N. MARTINEZ, SEBASTIÁN ZEBALLOS, MARCELO CABIDO, GLORIA E. BARBOZA, FRANCO CHIARINI & LUIS ARIZA ESPINAR

- 219 **Etnobotánica de plantas nativas de una comunidad rural de la Sierra, Ecuador: un análisis cuantitativo/Ethnobotany of native plants from a rural community of the Sierra, Ecuador: quantitative analysis**
MARTA DÁVILA, PABLO POMBOZA, CARLOS VÁSQUEZ & TANNIA GÓMEZ
- 235 **Dinámica de crecimiento de las especies leñosas en una parcela permanente de bosque seco en Loja, Ecuador/ Growth dynamics of woody species in a forest land permanent dry in Loja, Ecuador**
ZHOFRE AGUIRRE MENDOZA, JORGE LUIS REATEGUI BETANCOURT & VÍCTOR HUGO ERAS GUAMÁN
- 247 **Rendimiento en grano de cinco cultivares de “Ñuña” *Phaseolus vulgaris* L. (Fabaceae) por la Fijación biológica de nitrógeno atmosférico con *Rhizobium phaseoli*/Performance of “Ñuña” seeds *Phaseolus vulgaris* L. (Fabaceae) due to the biological fixation of atmospheric nitrogen with *Rhizobium phaseoli***
MARÍA DEL ROSARIO L. CUADROS NEGRI & JOSÉ GÓMEZ CARRIÓN
- 271 **Tres frutas silvestres de *Passiflora* L. (Passifloraceae) del norte de Perú/Three wild fruits *Passiflora* L. (Passifloraceae) of northern Peru**
FLOR TANTALEAN EVANGELISTA & SEGUNDO LEIVA GONZÁLEZ
- 295 ***Zea mays* L. “maíz morado” (Poaceae), un cereal utilizado como alimento en el Perú prehispánico/*Zea mays* L. “purple corn” (Poaceae), a cereal used for feeding in Ancient Peru**
SEGUNDO LEIVA GONZÁLEZ, GUILLERMO GAYOSO BAZÁN & LUIS CHANG CHÁVEZ
- 317 **Estudio exomorfológico y fitoquímico de los bulbos y hojas de *Rauhia multiflora* (Kunth) Ravenna (Amaryllidaceae) endémica del norte del Perú/Exomorphological and phytochemical study of the bulbs and leaves of *Rauhia multiflora* (Kunth) Ravenna (Amaryllidaceae) endemic from Northern Peru**
MARILÚ ROXANA SOTO VÁSQUEZ & MILAGROS JOSELYN LEIVA SALINAS
- 333 **Cuantificación de ácido oleanólico, ácido ursólico y ácido rosmarínico en tres especies peruanas de *Clinopodium* (Lamiaceae, Nepetoideae, Mentheae)/ Quantification of oleanolic acid, ursolic acid and rosmarinic acid in three peruvian species *Clinopodium* (Lamiaceae, Nepetoideae, Mentheae)**
CARLOS ALBERTO SERRANO FLORES, BELEA CALSINO CURIE, ANA LUZ TUPA QUISPE, RENEE ISABEL HUAMÁN QUISPE, MICHAEL LUDEÑA HUAMÁN & ERIC FRANK RODRÍGUEZ RODRÍGUEZ
- 351 **Sinópsis del Género *Xenophyllum* (Asteraceae:Senecioneae) del Perú/ Synopsis of genus *Xenophyllum* (Asteraceae:Senecioneae) for Peru**
HAMILTON BELTRÁN
- 363 **Woody plants of the Machalilla National Park, Ecuador: A check list/Plantas leñosas del Parque Nacional Machalilla, Ecuador: Una lista de especies**
LIONEL HERNÁNDEZ, VIOLETA PARÉS-JIMÉNEZ, CARLOS REYNA, DIEGO J. LIZCANO & CARLOS E. CERÓN MARTÍNEZ
- 393 **Características morfométricas de aves relacionadas a su gremio alimenticio/Morphometric characteristics related to their eating birds guild**
AISA OLAZO RÁZURI & LUIS POLLACK VELÁSQUEZ

Iochroma mioneii (Solanaceae) una nueva
especie del Norte del Perú

Iochroma mioneii (Solanaceae) a new species from
Northern Peru



Segundo Leiva González

Museo de Historia Natural, Universidad Privada Antenor Orrego, Casilla Postal 1075, Trujillo, PERÚ

segundo_leiva@hotmail.com/cleivag@upao.edu.pe

Stacey Dewitt Smith

Department of Ecology and Evolutionary Biology, University of Colorado-Boulder, CO 80309-0334, USA

E-mail: stacey.D.Smith@colorado.edu

Resumen

Se describe e ilustra en detalle *Iochroma mioneii* (Solanaceae) una nueva especie del Norte del Perú. *I. mioneii* S. Leiva & S. D. Sm. es propia de los alrededores del Abra Porcuya (ruta Olmos-Pucará), distrito Huarmaca, prov. Huancabamba, dpto. Piura, Perú, alrededor de los 2160 m de elevación. Se caracteriza principalmente por el tubo de la corola morado intenso los $\frac{3}{4}$ distales externamente, limbo de la corola morado intenso externa e internamente, (1-) 7-8 de flores por nudo, el número de semillas por baya, el indumento de sus órganos vegetativos y reproductivos rodeados especialmente por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes. Se incluyen datos sobre su distribución geográfica y ecología, fenología, estado actual, nombre popular, usos y su relación con otra especie afín.

Palabras clave: *Iochroma*, Solanaceae, especie nueva, Norte del Perú.

Abstract

Iochroma mioneii (Solanaceae), a new species from Northern Peru, is described and illustrated in detail. *I. mioneii* S. Leiva & S. D. Sm. is found in the surroundings of Porcuya Pass (Olmos-Pucara road), Huarmaca district, province of Huancabamba, department of Piura, Peru, at around 2160 m of elevation. It can be recognized mainly by its corolla tube intense purple in the distal $\frac{3}{4}$ externally, corolla limb intense purple externally and internally, (1-) 7-8 flowers per node, number of seeds per berry, indumentum of its vegetative and reproductive organs surrounded by a layer of transparent simple eglandular hairs. We include data of its geographic range, ecology, phenology, current status, common name, uses and its relation with an allied species.

Keywords: *Iochroma*, Solanaceae, sp. nov., Northern Peru.

Introducción

Iochroma Benth. (Fam. Solanaceae, Subfam. Solanoideae), es un género mayormente sudamericano; comprende ca. 36 especies (ver anexo) arbustivas a pequeños árboles, con vistosas flores de colores muy variados (moradas, lilacinas, blancas, amarillas, rojas, verdosas, entre otros) que atraen a "picaflores" para la búsqueda de néctar producido por el disco nectarífero blanquecino, verdoso, blanquecino amarillento que destaca en la base del ovario. Sus frutos también son atractivos, siendo bayas cónicas, a veces globosas, glaucas, amarillo anaranjadas, rojas a la madurez, envueltas ajustadamente por el cáliz fructífero; algunas son comestibles (Leiva *et al.*, 1998; Lezama *et al.*, 2007). Las especies se distribuyen al oeste de Sudamérica desde Colombia hasta Bolivia y noroeste de Argentina (Hunziker 1977;

1979; 2001). Para Perú, se reportan unas 25 especies (Leiva 1995; 2006; 2007; 2009, 2014; Leiva, Quipuscoa & Sawyer 1998; Leiva & Quipuscoa 1998; Leiva, Lezama & Quipuscoa 2003; Leiva & Lezama 2005; Leiva, Deanna & Jara, 2013; Lezama *et al.*, 2007; Smith & Leiva, 2011, Cueva *et al.*, 2015; ver anexo), que se concentran en la región andina del norte peruano (1500-3500 m de elevación), por lo que se considera a esta área geográfica como el centro de diversidad del género.

Desde el punto de vista de su posición en el sistema clasificatorio de la familia, se encuentra ubicado en la Tribu Physaleae, Subtribu Iochrominae, junto a los géneros: *Acnistus* Schott, *Eriolarynx* (Hunz.) Hunz., *Vassobia* Rusby, *Saracha* Ruiz & Pav. y *Dunalia* Kunth (Smith & Baum, 2006; Olmstead *et al.*, 2008; Särkinen *et al.*, 2013).

Iochroma fue descrito por Bentham

(1845) a partir de sus estudios en el género *Habrothamnus*. Este autor observó que la planta que Lindley había llamado *Habrothamnus cyaneus* Lindl., colectada cerca de Loja (Ecuador), era significativamente diferente a las otras especies de *Habrothamnus*. Esta planta ecuatoriana, se transformó en el tipo del nuevo género *Ioichroma*, designándole el nombre de *Ioichroma tubulosum*, ignorando el epíteto anterior *cyaneum*. En 1955, fueron Lawrence & Tucker quienes combinaron correctamente este nombre, *I. cyaneum* (Lindl.) G. H. M. Lawr. & J. M. Tucker. Asimismo, tanto el nombre como el tipo de este género fueron conservados contra numerosos nombres (*Diplukion* Raf. 1838; *Trozelia* Raf. 1838; *Valteta* Raf. 1838; Baehni 1960; Brummitt 1993; D'Arcy 1989). Además, Bentham (1845) añadió dos nuevas especies: *I. calycinum* Benth. e *I. grandiflorum* Benth. En el mismo año, Miers describió *I. macrocalyx*, sinónimo posterior de *I. calycinum* (Jørgensen & León Yáñez 1999) y más tarde realizó las siguientes combinaciones: *I. cornifolium* (Kunth) Miers, *I. fuchsoides* (Bonpl.) Miers, *I. gesnerioides* (Kunth) Miers, *I. lanceolatum* (Miers) Miers, *I. loxense* (Kunth) Miers e *I. umbrosum* (Kunth) Miers, además de describir a *I. longipes* Miers (Miers 1848), siendo algunas especies sinonimizadas posteriormente (Brako & Zarucchi 1993; Solanaceae Source, 2013). En las siguientes décadas, se fueron incorporando numerosas especies, provenientes de nuevas combinaciones (*I. confertiflorum* (Miers) Hunz., *I. ellipticum* (Hook f.) Hunz., *I. umbellatum* (Ruiz & Pav.) Hunz. ex D'Arcy), o que se describieron como especies nuevas y aún son aceptadas (*I. australe* Griseb, *I. brevistamineum* Dammer, *I. cardenianum* Hunz., *I. lehmanii* Dammer ex Bitter, *I. parvifolium* (Roem. & Schult.) D'Arcy, *I. peruvianum* (Dunal) J. F. Macbr.),

mientras que otras produjeron nuevas combinaciones (*Ioichroma suffruticosum* Dammer) o pasaron a la sinonimia (*I. arborea* Griseb, *I. benthamiana* Van Heurch & Muül. Arg., *I. coccinea* Scheid., *I. flavum* André, *I. horridum* Hunz., *I. lyciifolia* Dammer, *I. pauciflorum* Dammer, *I. puniceum* Werderm., *I. schlehtendaliana* Dunal, *I. sodiroi* Dammer, *I. solanifolium* Dammer, *I. tetradynamum* Dunal, *I. umbrosa* (Kunth) Miers, *I. warscewiczii* Regel, *I. weberbaueri* Dammer; Solanaceae Source, 2013, Brako & Zarucchi 1993; Jørgensen & León-Yáñez 1999), si bien, falta aún un tratamiento taxonómico integral del género. A partir de 1995, uno de nosotros comienza sus exhaustivos estudios en el género describiendo en las siguientes décadas 20 especies (Leiva 1995; 2006; 2007; 2009; 2013, 2014; Leiva, Quipuscoa & Sawyer, 1998; Leiva & Quipuscoa, 1998; Leiva, Lezama & Quipuscoa 2003; Leiva, Deanna & Jara, 2013; Leiva & Lezama, 2005; Lezama *et al.*, 2007; Smith & Leiva, 2011, Cueva *et al.*, 2015).

Continuando con las exploraciones botánicas en la región Norte del Perú, ahora en el Departamento Piura, nos ha permitido hallar entre las recolecciones una especie de *Ioichroma* con caracteres muy peculiares diferentes a las descritas hasta la fecha y que proponemos y describimos como nueva para la ciencia. Con esta adición, se incrementan a 37 las especies que integran éste género.

Material y métodos

El material estudiado corresponde a las recolecciones efectuadas en estos últimos años por S. Leiva (HAO), S. Smith (U. S. A.) y T. Mione & L. Yacher (CCSU) en las diferentes expediciones realizadas al Abra Porcuya (ruta Olmos-Pucará), Distrito Huarmaca, Prov. Huancabamba, Dpto. Piura, Perú, alrededor de los 2160 m de

elevación, a fin de obtener colecciones botánicas intensivas para la realización de la monografía del género *Iochroma* en el Perú. Las recolecciones se encuentran depositadas principalmente en los Herbarios: CCSU, CORD, F, HAO, HUT, MO, NY, USM, WIS. Se fijó material en líquido (alcohol etílico al 30% o AFA), para realizar estudios en detalle de los órganos vegetativos y reproductivos y para la elaboración de la ilustración respectiva. La descripción está basada en caracteres exomorfológicos, que se tomaron *in situ*; se presentan también, fotografías, datos de su distribución geográfica y ecología, fenología, estado actual, nombre vulgar y usos de la especie.

Los acrónimos de los herbarios se citan según Thiers (2015).

1. *Iochroma mioneii* S. Leiva & S. D. Sm. sp. nov. (Fig. 1-2)

TIPO: PERÚ, Dpto. Piura, prov. Huancabamba, distrito Huarmaca, alrededores de Abra Porcuya (ruta Olmos-Pucará), 5° 50'21,4" S y 79° 30' 17,5" W, 2160 m, 12-XII-2015, S. Leiva 5933 (Holótipo: HAO; Isótipos: CCSU, COL, CORD, F, HAO, HUT, MO, NY, USM, WIS)

Diagnosis

Iochroma mioneii S. Leiva & S. D. Sm. is an allied species of *Iochroma cyaneum* (Lindl.) M. L. Green ex G. H. M. Lawr. & J. M. Tucker, (see *Baileya* 3: 66, 1955), but *I. mioneii* can be recognized because its calyx covers 60-70% of the corolla's basal area at anthesis, calyx tube 15-20 mm long and 5-6 mm diameter at anthesis, corolla limb 5-lobed, staminal filaments homodynamous, style 22-25 mm, berry yellowish when mature, 20-22 mm long and 14-15 mm diameter.

Arbusto (1,5-) 2-2,5 m de alto, ampliamente ramificado, efuso. **Tallos** viejos rollizos, marrón oscuro, compactos,

sin lenticelas, glabros, ruminados (profundamente con agrietamientos longitudinales), 3,5-4 cm de diámetro en la base; tallos jóvenes rollizos, a veces ligeramente 2-angulosos, verdes, compactos, rodeados por algunas lenticelas blanco cremosas dispersas, pubescentes rodeados por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes. **Hojas** alternas las basales, geminadas las distales sobre braquiblastos jóvenes; pecíolo semirrollizo, verde claro, verde oscuro los bordes en la superficie adaxial, piloso rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, 1-1,3 (-2) cm de longitud; lámina elíptica, membranácea a ligeramente succulenta, verde oscuro, brillante lustrosa y abollada la superficie adaxial, verde claro retífera serícea la superficie abaxial, pilosa rodeada por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en ambas superficies, aguda en el ápice, cuneada en la base, entera y ligeramente repanda en el borde, (6,4-) 7,2-7,9 (-10,3) cm de largo por (2,6-) 3-4,2 cm de ancho. **Flores** (1-) 7-8 por nudo o en braquiblastos jóvenes, no sincronizadas; pedúnculo rollizo o filiforme a veces 5-anguloso ampliándose gradualmente hacia el área distal, verde, succulento, glabro a veces piloso rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes cortos, resupinado o nutante, (2-) 2,6-3,5 (-3,7) cm de longitud. Cáliz tubular ligeramente urceolado en el área basal, acrescente hasta cerca de la ½ basal de la corola, verde externamente, verdoso interiormente, piloso rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externamente, piloso rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes interiormente, succulento coriáceo, sobresalientes las nervaduras principales, 5-7 mm de diámetro del limbo en la antésis; 5-lobulado,

héterolobulado; lóbulos triangulares, verde oscuro externamente, verdoso interiormente, pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externamente, piloso rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes interiormente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en los bordes, succulentos a coriáceos, erectos, nunca revolutos, sobresalientes las nervaduras principales, un largo (8-10 mm de largo por 2,3-2,4 mm de ancho), 2 medianos (4-5 mm de largo por 2-2,1 mm de ancho) y 2 pequeños (2-3 mm de largo por 1-2 mm de ancho); tubo (10-) 14-20 mm de largo por (3-) 5-6 mm de diámetro. Corola tubular ampliándose ligeramente hacia el área distal, ligeramente inflexa, morado intenso los $\frac{3}{4}$ distales, blanco cremoso el $\frac{1}{4}$ basal externamente, morado intenso el $\frac{1}{4}$ distal blanquecino los $\frac{3}{4}$ basales interiormente, pilosa o glabrescente rodeada por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes el $\frac{1}{4}$ del área distal disminuyendo hacia el área basal externamente, glabrescente rodeada por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes interiormente, succulenta a coriácea, sobresalientes las nervaduras principales, (7-) 9-11 (-13) mm de diámetro del limbo en antésis; 5-lobulado; lóbulos triangulares, morado intenso externa e interiormente, pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externamente, glabrescente rodeados por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes interiormente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en los bordes, succulentos a coriáceos, ligeramente reflexos, sobresalientes las nervaduras principales, 1,8-2 mm de largo por 2,7-2,8 mm de ancho;

tubo (32-) 38-40 mm de largo por 7-10 mm de diámetro. Estambres 5, apostémonos, fanerostémonos o exertos, insertos a 7-10 (-12) mm del borde basal interno del tubo corolino; filamentos estaminales heterodínamos; área libre de los filamentos filiformes ampliándose gradualmente hacia el área basal, blanco cremosos, pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes el $\frac{1}{4}$ basal (10-20% de su longitud basal), 11-13 (-18) mm de longitud; área soldada semirrolliza, aplanado hacia el área basal, blanco cremosa, pilosa rodeada por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en toda su longitud basal, lustrosa, 7-12 mm de longitud; anteras lineares, paralelas, blanco cremosas a veces morado intenso, cremoso las suturas y conectivo, sin mucrón apical incipiente, glabras, 4,4-4,5 mm de largo por 1,5-2,1 mm de diámetro. Ovario piriforme, glauco o verde claro, disco nectarífero cremoso blanquecino a veces ligeramente amarillento, poco notorio que ocupa el 30-40% del área basal del ovario, 5-anguloso, 4-5 mm de largo por 3-3,1 mm de diámetro; estilo exerto, proterogino, filiforme ampliándose gradualmente hacia el área distal, blanco cremoso, lustroso, glabro, (22-) 24,8-25,1 mm de longitud; estigma capitado, bilobado, lustroso, verde oscuro, 0,7-1 mm de diámetro. **Baya** a ligeramente nutante o resupinada, cónica, amarillenta a la inmadurez, rezago corto del estilo persistente, glabra, (13-) 20-22 mm de largo por (8,5-) 14-15 mm de diámetro; cáliz fructífero persistente, acrescente, adpreso que envuelve ajustadamente a la baya en toda su longitud, se abre en 5 dientes desiguales en el área distal, sobresalientes las nervaduras principales, 25-27 mm de largo por 14-15,5 mm de diámetro. **Semillas** 220-266 por baya, reniformes, coriáceas, marrón oscuro, glabras, reticulado

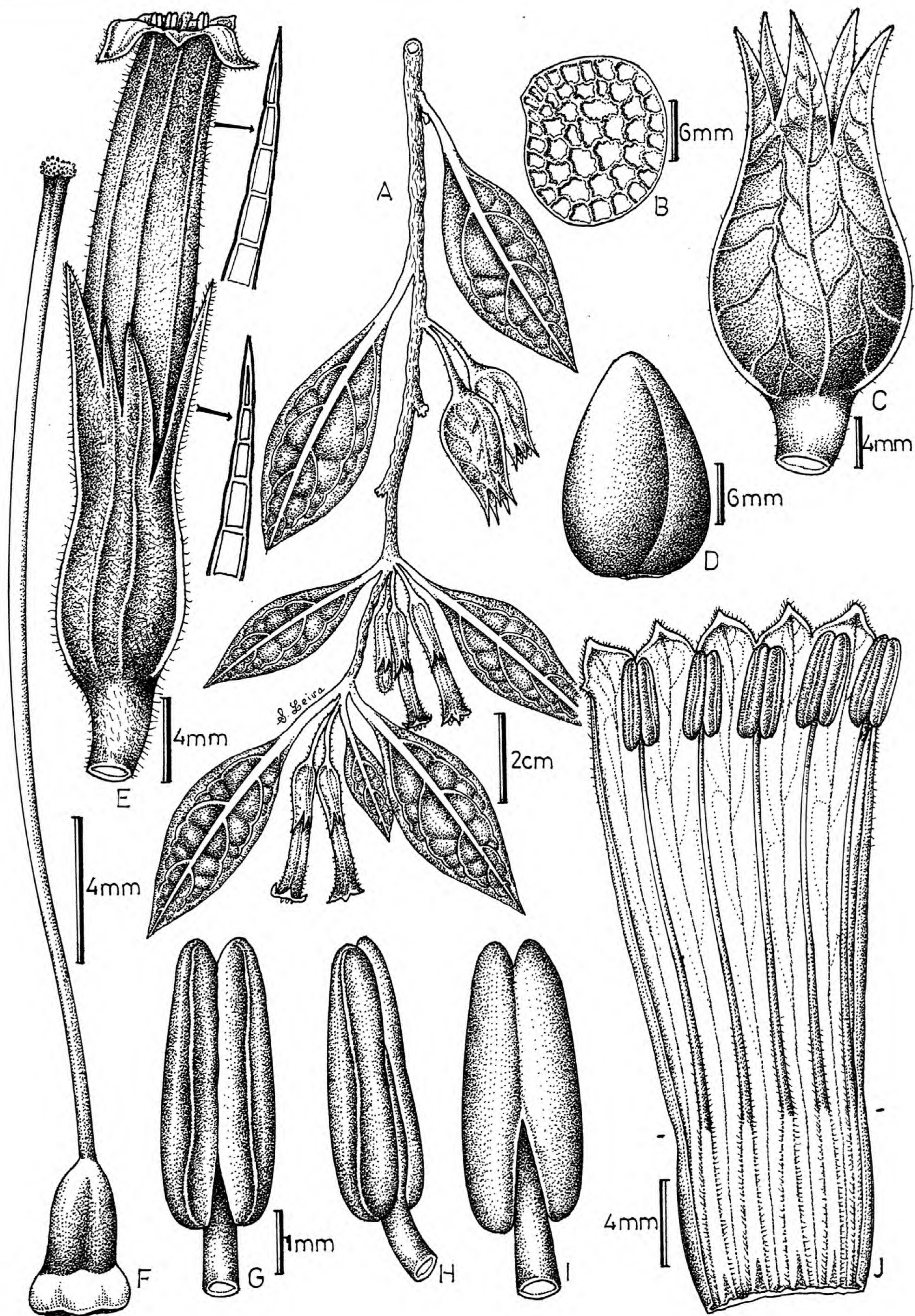


Fig. 1. *Ichroma mioneii* S. Leiva & S. D. Sm. A. Rama florífera; B. Semilla; C. Fruto; D. Baya; E. Flor en antésis; F. Gineceo; G. Antera en vista ventral; H. Antera en vista lateral; I. Antera en vista dorsal; J. Corola desplegada. (Dibujado de S. Leiva, 5933, HAO).

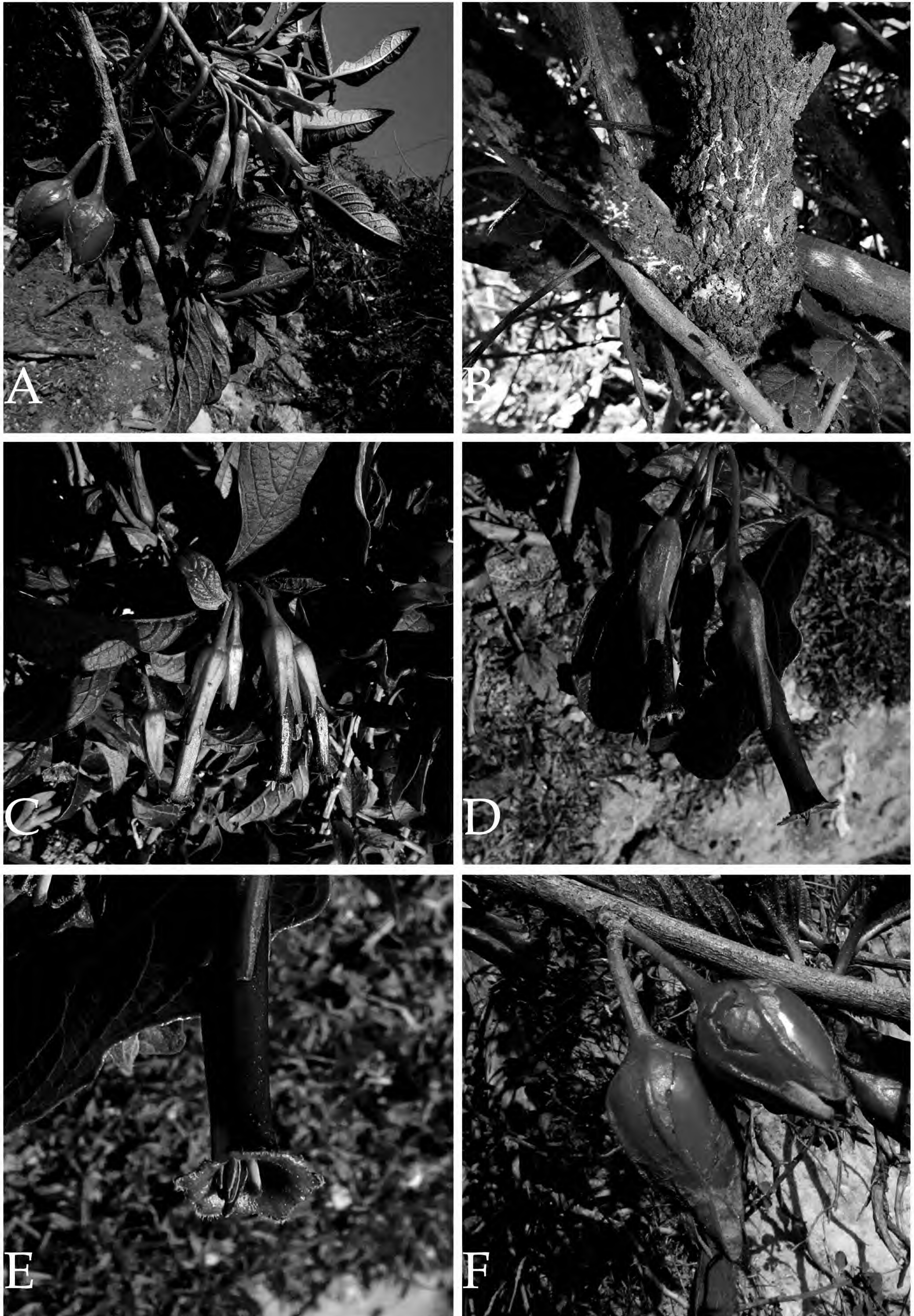


Fig. 2. *Iochroma mioneii* S. Leiva & S. D. Sm. A. Rama florífera; B. Tallo viejo; C. - D. Flores en antésis; E. Limbo corolino; F. Frutos maduros. (Fotografías de S. Leiva 5933, HAO).

foveolado el epispermo, 1,7-1,8 mm de largo por 1,3-1,4 mm de diámetro, embrión curvo, blanco cremoso, 1-1,1 mm de largo por 0,7-0,8 mm de diámetro. **Esclerosomas** 30-46 por baya, globosas a veces poliédricas, blanco-cremosas.

Material adicional examinado

PERÚ, Dpto. Piura, prov. Huancabamba, distrito Huarmaca, alrededores de Abra Porcuya (ruta Olmos-Pucará), 5° 50'21,4" S y 79° 30' 17,5" W, 2160 m, 24-III-2009, S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 4555 (CCSU, COL, CORD, F. HAO, HUT, MO, NY, USM, WIS).- 12-XII-2015, S. Leiva 5934 (CCSU, CORD, F. HAO, HUT, MO, NY, WIS).

Ioichroma mioneii S. Leiva es afín a su especie hermana *Ioichroma cyaneum* (Lindl.) M. L. Green ex G. H. M. Lawr. & J. M. Tucker, (ver Bailey 3: 66, 1955), arbusto que habita en los alrededores de Ayabaca, prov. Ayabaca, dpto. Piura, Perú y alrededores de Loja, prov. Loja, Ecuador, entre los 1900-2800 m de elevación, porque ambas tiene el tubo corolino morado intenso los $\frac{3}{4}$ distales externa e interiormente, tubo corolino 32-45 mm de largo por 7-10 mm de diámetro, limbo calicino heterosépalos, estambres apostémonos, área libre de los filamentos estaminales filiformes ampliándose gradualmente hacia el área basal, blanco cremosos, pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes que ocupan el 10-20% de su longitud basal, anteras sin mucrón apical, ovario con disco nectarífero blanco cremoso a veces ligeramente amarillento que ocupa el 20-40% de su longitud basal del ovario, arbustos (1,5-) 2-3 (-5) m de alto ampliamente ramificados; pero, *I. mioneii* se caracteriza porque el cáliz cubre el 60-70% del área basal de la corola durante la antésis, tubo calicino 15-20 mm de largo por 5-6 mm de diámetro durante la antésis, limbo

corolino 5 lobulado, filamentos estaminales homodínamos, estilo 22-25 mm, baya amarillenta a la madurez, baya 20-22 mm de largo por 14-15 mm de diámetro. Por su parte, *I. cyaneum* cubre el 5-10% del área basal de la corola durante la antésis, tubo calicino 6-7 mm de largo por 5-6 mm de diámetro durante la antésis, limbo corolino 10-lobulado, filamentos estaminales heterodínamos, baya verde a veces morado intenso el $\frac{1}{4}$ distal del área adaxial aveces amarillenta, baya 25-28 mm de largo por 17-22 mm de diámetro.

Distribución y ecología: Es una especie neotropical con distribución limitada y hasta la actualidad, aparentemente endémica a la zona de recolección, en donde es relativamente escasa. A pesar de haberse efectuado recolecciones en áreas aledañas, solamente ha sido encontrada en los alrededores del Abra Porcuya (ruta Olmos-Pucará), distrito Huarmaca, prov. Huancabamba, dpto. Piura, Perú. alrededor de los 2160 m de elevación, como un integrante de la vegetación arbustiva. Es una especie psicrófila ya que crece en lugares fríos o a temperaturas bajas. Es heliófila e higrófila, es decir, requiere abundante luz del sol y prefiere suelos húmedos respectivamente; argilícola ya que prospera en suelos arcillosos; es eutrofa, ya que prefiere suelos con abundantes nutrientes. Habita al borde de riachuelo, corral de ganado con algunas casas y vive asociada con plantas de *Pennisetum clandestinum* Hochst. ex Chiov. "grama" (Poaceae), *Cestrum auriculatum* L'Hér. "hierba santa", *Lycianthes jelskii* (Zahlbr.) Bitter, *Nicotiana tabacum* L. "tabaco", *Jaltomata lojiae* Mione (Solanaceae), *Marrubium vulgare* L. "cordón de muerto" (Lamiaceae), *Bidens pilosa* L. "cadillo" (Asteraceae), entre otras.

Fenología: Es una especie perenne, que brota con las primeras lluvias de noviembre

o diciembre, para luego florecer y fructificar desde el mes de febrero hasta el mes de abril o mayo.

Estado actual: Utilizando los criterios del IUCN (IUCN 2013) *I. mioneii* es considerada en peligro crítico (CR). La extensión de su rango de distribución es de un radio menor a 100 km² alrededor del Abra Porcuya, siendo ésta la única localidad donde se ha recolectado (Criterio B1). Asimismo, se han encontrado menos de 50 individuos maduros en la población (Criterio D), siendo influenciada directamente por el centro urbano del Abra Porcuya y las personas que transitan por la zona. Sin embargo, no se ha evaluado si existe una declinación del rango de distribución y del área de ocupación, siendo de necesidad un estudio en profundidad de la ecología, estructura poblacional y distribución de esta especie para esclarecer su estado de conservación.

Usos: Sus flores morado intenso, muy bien podrían ser utilizadas en floricultura.

Etimología: Es un honor dedicar esta especie al Dr. Thomas Mione, Investigador y Curador del Herbario Central Connecticut State University (CCSU), Estados Unidos, por sus frecuentes y permanentes estudios en el género *Jaltomata* (Solanaceae) con muchísimas especies en el norte del Perú, como lo demuestran sus publicaciones al respecto. Asimismo, por su constante apoyo a los botánicos peruanos.

Agradecimientos

Nuestra gratitud a las autoridades de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo, Perú, por su constante apoyo y facilidades para la realización de las expediciones botánicas. También, expresamos nuestro agradecimiento a la Dra. Rocío Deanna del Museo Botánico, de la Universidad Nacional de Córdoba,

Argentina, por habernos apoyado en la redacción concerniente a la historia del género *Lochroma* y el tratamiento del estado actual de la especie.

Literatura citada

- Baehni, C.** 1960. La Réunion des collections De Candolle, delessert et Boissier au conservatoire botanique de Genève. *Taxon* 9 (3): 86.
- Bentham, G.** 1845. Edwards's Botanical Register or, ornamental flower-garden an shrubbery 31: 20-21.
- Brako, L. & J. L. Zarucchi. (eds.)** 1993. Catalogue of the Flowering Plants and Gymnosperms of Peru. Monographs in Systematic Botany from the Missouri Botanical Garden 45: 1106-1107.
- Brummitt, R. K.** 1993. Report of the Committee for Spermatophyta: 38. *Taxon* 42:692-693.
- Cueva, M. A.; S. D. Smith & S. Leiva.** 2015. A new and endangered species of *lochroma* (Solanaceae) from the cloud forests of central Peru and its Phylogenetic position in lochrominae. *Phytotaxa* 227 (2): 147-157.
- D'Arcy, W. G.** 1989. (950) Proposal to add Trozelia as a rejected name under 7382 *lochroma*, *nom. cons.* (Solanaceae). *Taxon* 38: 509-510.
- Hunziker, A. T.** 1977. Estudios sobre Solanaceae VIII. Novedades varias sobre Tribus, secciones y especies de Sud América. *Kurtziana* 10: 7-50.
- Hunziker, A. T.** 1979 South American Solanaceae: A Synoptic Survey. In J. G. Hawkes, R. N. Lester and A. D. Skelding (eds.). *The Biology and Taxonomy of the Solanaceae*, pp 49-85. Linnean Society Symposium Series N° 7 Academic Press. London and New York.
- Hunziker, A. T.** 2001. *Genera Solanacearum*. A.R.G. Gantner Verlag K.G. Alemania: 500 pp.
- IUCN.** 2013. IUCN Red List Categories and Criteria : Version 3.1. IUCN Species Survival Commission. IUCN, Gland, Switzerland and Cambridge, UK, 70 pp.
- Jørgensen, P. M. & S. León-Yáñez.** 1999. Catalogue of the Vascular Plants of Ecuador. Monographs in Systematic Botany from the Missouri Botanical Garden 75: 904.
- Lawrence, G. H. M. & J. M. Tucker.** 1955. *Baileya* 3 (2): 66.
- Leiva, S.** 1995. Una nueva especie de *lochroma* (So-

- lanaceae: Solaneae) del Norte del Perú. *Arnaldoa* 3 (1): 41-44.
- Leiva, S. & P. Lezama.** 2005. *Lochroma albianthum* e *Lochroma ayabacense* (Solanaceae: Solaneae) dos nuevas especies del Departamento de Piura, Perú. *Arnaldoa* 12 (1-2): 72-80.
- Leiva, S.** 2006. *Lochroma tupayachianum* (Solanaceae: Solaneae) una nueva especie del Departamento La Libertad, Perú. *Arnaldoa* 13 (2): 276-281.
- Leiva, S.** 2007. *Lochroma piuranum* (Solanaceae) una nueva especie del Departamento de Piura, Perú. *Arnaldoa* 14 (2): 213-218
- Leiva, S.** 2009. *Lochroma lilacinum* e *Lochroma tingoanum* (Solanaceae) dos nuevas especies del Norte del Perú. *Arnaldoa* 16 (1): 13-23
- Leiva, S.** 2013. *Lochroma richrardianthum* (Solanaceae) una nueva especie del Norte del Perú. *Arnaldoa* 20 (2): 281-290.
- Leiva, S.; V. Quipuscoa & N. W. Sawyer.** 1998. *Lochroma stenanthum* (Solanaceae: Solaneae) una nueva especie del Norte del Perú. *Arnaldoa* 5 (1): 77-82.
- Leiva, S. & V. Quipuscoa.** 1998. *Lochroma nitidum* e *L. schellerupii* (Solanaceae: Solaneae) dos nuevas especies andinas del Norte del Perú. *Arnaldoa* 5 (2): 171-178.
- Leiva, S.; P. Lezama & V. Quipuscoa.** 2003. *Lochroma salpoanum* y *Lochroma squamosum* (Solanaceae: Solaneae) dos nuevas especies andinas del Norte del Perú. *Arnaldoa* 10 (1): 95-104.
- Leiva, S.; R. Deanna & J. Jara.** 2013. Tres nuevas especies de *Lochroma Benth* (Solanaceae) del Norte del Perú. *Arnaldoa* 20 (1): 25-44.
- Leiva, S.** 2014. *Lochroma cachicadanum* (Solanaceae) una nueva especie del Norte del Perú. *Arnaldoa* 21 (2): 279-294.
- Lezama, K.; E. Pereyra; S. Limo & S. Leiva.** 2007. *Lochroma smithianum* (Solanaceae) una nueva especie del Departamento La Libertad, Perú. *Arnaldoa* 14 (1): 23 – 28
- Miers, J.** 1848. Contribution to the Botany of South America. Hooker's London Journal of Botany 7: 342-347.
- Olmstead, R.; L. Bohs; H. A. Migid; E. Santiago-Valentín; V. F. García & S. M. Collier.** 2008. A molecular phylogeny of the Solanaceae. *Taxon* 57 (4): 1159-1181.
- Särkinen, T.; L. Bohs; R. G. Olmstead & S. Knapp.** 2013. A phylogenetic framework study of the nightshades (Solanaceae): a dated 1000-tip tree. *BMC Evolutionary Biology* 13: 214. <http://dx.doi.org/10.1186/1471-2148-13-214>.
- Smith, S. D. & D. A. Baum.** 2006. Phylogenetics of the florally diverse andean clado lochrominae (Solanaceae). *American Journal of Botany* 93(8): 1140 – 1153
- Smith, S. & S. Leiva.** 2011. A New Species of *Lochroma* (Solanaceae) from Ecuador. *Novon* 21: 491-494.
- Solanaceae Source.** *Lochroma*. <http://solanaceae.myspecies.info/solanaceae/iochroma> [accedido 11.06.2013]
- Thiers, B.** [continuamente actualizada]. Index Herbariorum: A global directory of public herbaria and associated staff. New York Botanical Garden's Virtual Herbarium. <http://sweetgum.nybg.org/ih/> (accedido en enero del 2015).

ANEXO

El género *Iochroma* y el país donde habita:

1.	<i>Iochroma albianthum</i> S. Leiva	Perú
2.	<i>Iochroma amicorum</i> M. Cueva; S. D. Sm. & S. Leiva	Perú
3.	<i>Iochroma australe</i> Griseb	Bolivia y Argentina
4.	<i>Iochroma ayabacense</i> S. Leiva	Perú
5.	<i>Iochroma barbozae</i> S. Leiva & Deanna	Perú
6.	<i>Iochroma baumii</i> S. D. Smith & S. Leiva	Ecuador
7.	<i>Iochroma brevistamineum</i> Dammer	Ecuador
8.	<i>Iochroma cachicadanum</i> S. Leiva	Perú
9.	<i>Iochroma calycinum</i> Benth.	Ecuador
10.	<i>Iochroma cardenasianum</i> Hunz.	Bolivia
11.	<i>Iochroma confertiflorum</i> (Miers) Hunz.	Ecuador y Perú
12.	<i>Iochroma cornifolium</i> (Kunth) Miers	Colombia, Ecuador y Perú
13.	<i>Iochroma cyaneum</i> (Lindl.) M. L. Green	Ecuador y Perú
14.	<i>Iochroma edule</i> S. Leiva	Perú
15.	<i>Iochroma ellipticum</i> (Hoof. f.) Hunz.	Ecuador
16.	<i>Iochroma fuchsoides</i> Miers	Colombia y Ecuador
17.	<i>Iochroma gesnerioides</i> (Kunth) Miers	Colombia y Ecuador
18.	<i>Iochroma grandiflorum</i> Kunth	Ecuador y Perú
19.	<i>Iochroma lehmannii</i> Bitter	Ecuador
20.	<i>Iochroma lilacinum</i> S. Leiva & K. Lezama	Perú
21.	<i>Iochroma loxense</i> (Kunth) Miers	Ecuador
22.	<i>Iochroma nitidum</i> S. Leiva & Quip.	Perú
23.	<i>Iochroma ortizianthum</i> S. Leiva & Deanna	Perú
24.	<i>Iochroma parvifolium</i> (Roem. & Schult.) D'Arcy	Perú
25.	<i>Iochroma peruvianum</i> (Dunal) J. F. Macbr.	Perú
26.	<i>Iochroma piuranum</i> S. Leiva	Perú
27.	<i>Iochroma richardianthum</i> S. Leiva	Perú
28.	<i>Iochroma rubicalyx</i> S. Leiva & Jara	Perú
29.	<i>Iochroma salpoanum</i> S. Leiva & Lezama	Perú
30.	<i>Iochroma schjellerupii</i> S. Leiva & Quip.	Perú
31.	<i>Iochroma smithianum</i> K. Lezama, Limo & S. Leiva	Perú

32. *Iochroma squamosum* S. Leiva & Quip. Perú
33. *Iochroma stenanthum* S. Leiva, Quip. & N, W, Sawyer Perú
34. *Iochroma tingoanum* S. Leiva Perú
35. *Iochroma tupayachianum* S. Leiva Perú
36. *Iochroma umbellatum* (Ruiz & Pav.) Hunz. Perú

Especies de *Jaltomata* Schltldl. (Solanaceae)
con néctar rojo, tres nuevas combinaciones
nomenclaturales y un nuevo taxón del noreste
de Perú

Species of *Jaltomata* Schltldl. (Solanaceae) with red
nectar, three new nomenclatural combinations and a
new taxon from northeastern Peru



Segundo Leiva González

Museo de Historia Natural, Universidad Privada Antenor Orrego, Casilla Postal 1075, Trujillo, PERÚ.

segundo_leiva@hotmail.com

Thomas Mione

Biology Department, Central Connecticut State University, New Britain, Connecticut 06050-4010, U.S.A.

mionet@ccsu.edu

Leon Yacher

Department of Geography, Southern Connecticut State University, New Haven, Connecticut 06515-1355,
U.S.A.

yacher@southernct.edu

Resumen

Se describen e ilustran en detalle especies de *Jaltomata* Schlehtl. (Solanaceae) con néctar rojo, tres nuevas combinaciones nomenclaturales y un nuevo taxón del noreste de Perú. Se reportan 15 especies endémicas de los andes centrales de América, cuyas flores llevan en su interior 5 depósitos con abundante néctar rojo; excepto una especie, todas las demás son peruanas, a saber: *Jaltomata alviteziana*, *Jaltomata aspera*, *Jaltomata calliantha*, *Jaltomata dendroidea*, *Jaltomata grandibaccata*, *Jaltomata herrerae* (peruano-boliviana), *Jaltomata leivae*, *Jaltomata neei*, *Jaltomata pallasiana*, *Jaltomata paneroi*, *Jaltomata quipuscoae*, *Jaltomata sanchez-vegae*, *Jaltomata umbellata*, *Jaltomata ventricosa* y *Jaltomata weberbaueri*. Se hace tres cambios nomenclaturales y asimismo, se describe un nuevo taxón, *J. estilopilosa* es propia del Cerro el Prado, ruta Chachapoyas-Levanto, prov. Chachapoyas, dpto. Amazonas, Perú, a los 6°16'02,7" S y 77°52'02,3" W, 2994 m de elevación, presenta (2-) 3-4 flores por nudo, corola con un tubo corto y el limbo ampliamente rotado, 10-lobulada, verde los lóbulos mayores y blanco cremosa los lóbulos menores externa e interiormente, pubescente rodeada por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externa e interiormente, área libre de los filamentos estaminales cremosos rodeados por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes que ocupan 3-5 % del área basal, estilo verdoso y rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en toda su longitud, 197-205 semillas por baya, arbustos (80-) 1,5-2 (-3) m de alto. Adicionalmente se adjunta una clave dicotómica con todas las especies; así también, a las descripciones se acompañan las ilustraciones y fotografías correspondientes, se discuten sus relaciones con otra especie afín e incluyen datos sobre etnobotánica, distribución geográfica y ecología, fenología, estado actual y usos de cada especie.

Palabras clave: Flores, *Jaltomata*, Solanaceae, néctar rojo, nuevo taxón.

Abstract

Species of *Jaltomata* Schlehtl. (Solanaceae) with red nectar, three new nomenclatural combinations and a new taxon from northeastern Peru are described and illustrated in detail. We report 15 endemic species from Central Andes, whose flowers have in their interior 5 concavities with abundant red nectar. Except one species, all of them are Peruvian: *Jaltomata alviteziana*, *Jaltomata aspera*, *Jaltomata calliantha*, *Jaltomata dendroidea*, *Jaltomata grandibaccata*, *Jaltomata herrerae* (Peru and Bolivia), *Jaltomata leivae*, *Jaltomata neei*, *Jaltomata pallasiana*, *Jaltomata paneroi*, *Jaltomata quipuscoae*, *Jaltomata sanchez-vegae*, *Jaltomata umbellata*, *Jaltomata ventricosa* and *Jaltomata weberbaueri*. Also, we present a new taxon, *J. estilopilosa*, which is found in Mount El Prado, Chachapoyas-Levanto road, province of Chachapoyas, department of Amazonas, Peru, at 6°16'02,7" S and 77°52'02,3" W, 2994 m of elevation, it presents (2-) 3-4 flowers per node, corolla with short tube and very rotate limb, 10-lobed, bigger lobes green and smaller lobes creamy-white externally and internally, pubescent surrounded by a layer of transparent simple eglandular hairs externally and internally, free area of the staminal filaments color cream and surrounded by a layer of some transparent simple eglandular hairs which cover 3-5% of the basal area, style greenish and surrounded by a layer of transparent simple eglandular hairs in all its length, 197-205 seeds per berry, shrubs (0,80-) 1,5-2 (-3) m tall. In addition to the descriptions, we present the respective illustrations and photographs, we discuss their relations with allied species and we include data about ethnobotany, geographic range, ecology, phenology, current status and uses of the species.

Keywords: flowers, *Jaltomata*, Solanaceae, red nectar, new taxon.

Introducción

El género *Jaltomata* fue descrito por Schlechtendal en 1838, posteriormente algunas especies fueron tratadas como *Hebecladus* creado por Miers en 1845. Hunziker (1979) y Nee (1986), reconocen que ambos géneros deben ser tratados como uno solo, es decir como *Jaltomata*, trabajos contemporáneos de Davis (1980) y D'Arcy (1986; 1991), sostienen que ambos géneros deben mantenerse independientes; adoptando ese criterio, Mione (1992) unificó *Hebecladus* y *Jaltomata* con el epíteto genérico de *Jaltomata*, siendo ratificado por Mione, Olmstead, Jansen & Anderson en 1994 y Särkinen *et al.*, 2013.

Jaltomata (incluyendo *Hebecladus*) de la Familia Solanaceae, Subfamilia Solanoideae, Tribu Solaneae, (Hunziker, 2001), y ratificado recientemente en la filogenia molecular de la familia propuesta por Olmstead *et al.*, 2008 y Särkinen *et al.*, 2013, quienes sostienen, que *Jaltomata* comparte la filogenia en un clado solamente con el género *Solanum*. Está representado por unas 71 especies herbáceas o subarbustos plenamente determinados y publicados, casi todas con bayas comestibles (Leiva, Mione & Quipuscoa, 1998; Leiva, *et al.*, 2007; 2008; 2010a y b; 2013; 2014a y b; 2015a; Mione, *et al.*, 1997; 2000; 2004; 2007; 2011; 2013; 2014, 2016). Se distribuyen desde el suroeste de los Estados Unidos hasta Bolivia y el Norte de Argentina y en las Antillas (Cuba, Jamaica, Haití, República Dominicana, Puerto Rico), con una especie en las islas Galápagos (Mione, Anderson & Nee, 1993; Mione, Olmstead, Jansen & Anderson, 1994; Mione & Coe, 1996; Mione & Leiva, 1997; Mione, Leiva & Yacher 2000; 2004; 2007; 2011; 2013; 2014, 2016). Considerándose, que el género tiene dos centros de diversidad: México con unas 10 especies y oeste de

Sudamérica con unos 61 taxones. En el Perú, crecen aproximadamente 52 especies, desde la costa desértica hasta los 4000 m de elevación y, es la zona norte la que presenta mayor diversidad con cerca de 39 especies, y todas con frutos comestibles.

Jaltomata se caracteriza por: 1) pedicelos basalmente articulados, 2) filamentos estaminales insertos en la superficie ventral de las anteras, 3) ovario con disco nectarífero basal. 4) corola con 5 ó 10 lóbulos de prefloración valvar y 5) fruto con cáliz acrescente y mesocarpo jugoso, entre otros caracteres; asimismo, las bayas maduras son consumidas como frutas por los pobladores rurales, las cuales son agradables y exquisitas.

Además, de los recientes trabajos taxonómicos acerca de este género en el Perú (Knapp, Mione & Sagástegui; 1991; Mione & Coe, 1996; Mione & Leiva, 1997; Leiva, 2006; Leiva, Mione & Quipuscoa, 1998; Leiva & Mione, 1999; Leiva, Mione & Yacher, 2007; 2008; 2010a y b, 2013; 2014a y b; 2015; Mione, Leiva & Yacher, 2000; 2004; 2007; 2000; 2004; 2007; 2011; 2013; 2014; 2016; dar a conocer 15 especies con presencia de néctar rojo en el interior de la corola, tres nuevas combinaciones nomenclaturales y, ante nuevos viajes de campo efectuados en estos últimos años, se han encontrado poblaciones de una especie de *Jaltomata*, que nos llamó la atención por sus particularidades referidas a sus tallos viejos rodeados por una densa cobertura de lenticelas, forma y disposición de sus flores, bayas con el cáliz adpreso en el 40-50% del área basal, corola con lóbulos reflexos y con 5 cavidades llenas de néctar rojo interiormente, pubescentes sus órganos vegetativos y órganos florales, número de semillas por baya, entre otros. Estas diferencias morfológicas que las distinguen del resto de las especies descritas hasta ahora, motivan su descripción como nueva

y, son los principales aportes y objetivos de este trabajo.

Material y métodos

El material estudiado corresponde a las recolecciones efectuadas desde inicios del siglo anterior, por botánicos nacionales y extranjeros, entre los que mencionamos: A. Weberbauer, Dombey, H. E. Stork, O. B. Horton, Mathews, G. R. Brunel, H. H. Iltis, E. Asplund, A. Gentry, M. Weigend, M. O. Dillon, T. Mione, J. L. Panero, C. Vargas, R. Ferreyra, I. Sánchez, C. Ochoa, F. Herrera, A. Sagástegui, entre otros, en las diversas expediciones al Perú, especialmente a los andes. El material estudiado de la nueva especie, corresponde a las recolecciones efectuadas este último año por S. Leiva (HAO), C. I. Orozco, J. Murillo & C. Parra (COL), entre otros, en las diversas expediciones en el Norte del Perú, especialmente al dpto. Amazonas, prov. Chachapoyas, en el Cerro El Prado (ruta Chachapoyas-Levanto), alrededor de los 2994 m de elevación, a fin de efectuar recolecciones botánicas extensivas para realizar la monografía: "*Revisión sistemática del género Jaltomata Schlechtendal (Solanaceae) en el Perú*".

Las recolecciones se encuentran registradas principalmente en los herbarios: BH, GH, CCSU, COL, CORD, CPUN, CUZ, F, HAO, HUT, HUSA, K, M, MO, NY, USM, WIS, a cuyos curadores les expresamos nuestro agradecimiento. Paralelo a las recolecciones de herbario se fijó y conservó material en alcohol etílico al 30% o AFA, para realizar estudios en detalle de los órganos vegetativos y reproductivos y para la elaboración de las ilustraciones respectivas. Las descripciones están basadas en caracteres exomorfológicos, que se tomaron *in situ*; se presentan también, fotografías, datos de su distribución geográfica y ecología, fenología, estado actual, nombre vulgar y usos de cada especie.

Los acrónimos de los herbarios son citados según Thiers (2015).

Resultados y discusión

Clave dicotómica de las especies de *Jaltomata* (Solanaceae) con néctar rojo

1. Petalostemo en forma de disco (a veces no muy notorio) formando 5 cavidades donde se almacena abundante néctar rojo, estilo rígido, erecto, estigma puntiforme, tallos abruptamente fistulosos tipo caña, bayas blancas o ligeramente blanquecinas a la madurez, estambres apostémonos.

A. Sección *Modillonia* S. Leiva & Mione, 2010

2. Corola verde intenso interiormente.

1. *Jaltomata calliantha*

- 2'. Corola morado claro o púrpura interiormente.

3. Corola sin manchas verdes en el área basal interiormente, anteras con mucrón apical incipiente.

2. *Jaltomata aspera*

- 3'. Corola con 10 manchas verdes una a cada lado de las nervaduras principales interiormente, anteras sin mucrón apical incipiente.

3. *Jaltomata quipuscoae*

- 1'. Sin petalostemos, estilo débil o flexible, estigma capitado, tallos compactos o cuando fistulosos nunca tipo caña, bayas rojas o rojo anaranjadas a la madurez, estambres conniventes, a veces apostémonos.

B. Sección Hebecladus Mione, 1992

4. Corola abruptamente urceolada en la base y abruptamente constricta en el $\frac{1}{4}$ distal, limbo corolino exageradamente reflexo.

5. Anteras con mucrón apical incipiente, bayas dehiscentes a la madurez.

4. *Jaltomata sanchez-vegae*

- 5'. Anteras sin mucrón apical, bayas nunca dehiscentes a la madurez.

6. Anteras glabras, estilo glabro, 55-60 semillas por fruto, área libre de los filamentos estaminales morados, arbustos 0,8-1 m de alto.

5. *Jaltomata ventricosa*

- 6'. Anteras ciliadas rodeadas por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes paralelo a las suturas, estilo piloso rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes el $\frac{1}{4}$ distal, 168-170 semillas por fruto, área libre de los filamentos estaminales cremosos, arbustos 2-2,5 m de alto.

- 4'. Corola nunca urceolada en la base, ampliándose gradualmente hacia el área distal, limbo corolino a veces ligeramente reflexo.

6. *Jaltomata leivae*

7. Corola largamente tubular, blanco cremosa, (4-) 6-8 (-9) flores por nudo, néctar rojo que llena totalmente el $\frac{1}{4}$ basal del tubo corolino.

7. *Jaltomata umbellata*

- 7'. Corola campanulada, crateriforme, verde, morado claro, morado intenso o púrpura, 2-3 (-4) flores por nudo, néctar rojo se encuentra depositado en 5 cavidades en el área basal interna del tubo corolino.

8. Tubo corolino 20-23 mm de largo por (28-) 34-40 mm de diámetro.

9. Corola púrpura externa e interiormente, filamentos estaminales homodínamos, anteras púrpura intenso.

8. *Jaltomata weberbaueri*

- 9'. Corola morada, verdosa azulada (celeste), anteras blancas y amarillas.

10. Anteras pilosas rodeadas por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes con un mucrón apical incipiente, corola verde externa e interiormente, tallos viejos fistulosos.

9. *Jaltomata pallascana*

- 10'. Anteras glabras sin mucrón apical, corola morada, azulada a lo largo de los lóbulos mayores verdosos a lo largo de los lóbulos menores externa e interiormente, tallos viejos compactos.

10. *Jaltomata grandibaccata*

8'. Tubo corolino (8-) 10-14 (-17,3) mm de diámetro por (9-) 17-25 mm de diámetro.

11. Corola morado claro externa e interiormente.

12. Filamentos estaminales heterodínamos, limbo corolino 34-35 mm de diámetro en la antésis, área libre de los filamentos estaminales pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares lilas que ocupan el 5-10% del área basal, tallos viejos compactos.

11. *Jaltomata neei*

12'. Filamentos estaminales homodínamos, limbo corolino 9-10 mm de diámetro en la antésis, área libre de los filamentos estaminales pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes que ocupan 2-3% del área basal, tallos viejos fistulosos.

12. *Jaltomata alviteziana*

11'. Corola verde externa e interiormente.

13. Estilo piloso rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes el $\frac{1}{4}$ distal.

13. *Jaltomata estilopilosa*

13'. Estilo glabro.

14. Corola glabrescente rodeada por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externamente, tallos viejos fistulosos.

14. *Jaltomata herrerae*

14'. Corola pubescente rodeada por una cobertura de pelos ramificados transparentes externamente, tallos viejos compactos.

15. Anteras con mucrón apical incipiente, área libre de los filamentos estaminales pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes que ocupan el 3-5% del área basal, 300-310 semillas por fruto, arbustos 0,5-1 (-1,5) m de alto.

15. *Jaltomata paneroi*

15'. Anteras sin mucrón apical incipiente, área libre de los filamentos estaminales glabros, 26-30 semillas por fruto, arbustos (1,5-) 2-4 (-6) m de alto.

16. *Jaltomata dendroidea*

Descripciones exomorfológicas de las especies, cuyos caracteres fueron tomados in situ:

1. *Jaltomata calliantha* S. Leiva & Mione (Fig. 1-2)

Leiva, S; T. Mione & L. Yacher. Modillonia una nueva sección de *Jaltomata* Schlechtendal

(Solanaceae) con una nueva especie del Norte del Perú. *Arnaldoa* 17 (2): 163-171, 2010.

Hierba perenne 50-65 (-80) cm de alto, ampliamente ramificado. Tallos viejos 4-5 angulosos, morado claro la superficie adaxial, verdoso la superficie abaxial, exageradamente fistulosos, lustrosos, sin lenticelas,

glabrescentes rodeados por algunos pelos simples eglandulares transparentes, nunca ruminados, 7-9 (-12) mm de diámetro en la base; tallos jóvenes 4-5 angulosos, verde, a veces morado la superficie adaxial, verde la superficie abaxial, fistulosos, sin lenticelas, glabrescentes, rodeados por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes dispersos. Hojas alternas las basales, geminadas las distales; pecíolo semirrollizo, ligeramente acanalado, verde claro, verde oscuro en los bordes, glabrescente rodeado por algunos pelos simples eglandulares transparentes dispersos, 2,6-3 (-4,5) cm de longitud las basales, 1,2-1,8 cm las distales; lámina espatulada a obovada las basales, lanceolada a veces ligeramente romboidea las distales, membranácea a ligeramente succulenta, glauco brillante la superficie adaxial, verde opaco la superficie abaxial, glabra a veces rodeada por algunos pelos simples eglandulares transparentes sobre las nervaduras principales en ambas superficies, obtusa en el ápice las basales, aguda en el ápice las distales, largamente cuneada en la base, algunas entera repanda, otras gruesamente dentada (3 dientes por margen), 9,5-10,2 cm de largo por 6,7-7 cm de ancho las basales, 11,3-13,3 cm de largo por 6,8-7,2 cm de ancho las distales. Flores solitarias; pedúnculo rollizo, a veces 4-5 anguloso, morado la superficie adaxial, verde la superficie abaxial, glabrescente rodeado por algunos pelos simples eglandulares transparentes dispersos, erecto a veces ligeramente reclinado hacia un costado, (7-) 22-34 mm de longitud; pedicelos 4-5 angulosos el área distal, ligeramente morado la superficie adaxial, verde la superficie abaxial, glabrescentes rodeados por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes dispersos, resupinados, 5-8 mm de longitud. Cáliz rotado o aplanado, amarillo blanquecino la $\frac{1}{2}$ basal, verde la $\frac{1}{2}$ distal externamente, cremoso interiormente, glabrescente rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes mayor densidad en la nervadura principal externamente, glabro interiormente, succulento, nervaduras principales sobresalientes, limbo (22-) 37-45 mm de diámetro en la antésis; 5-lobulado; lóbulos triangulares, verde en

ambas superficies, glabrescentes rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes sobre las nervaduras principales externamente, glabros interiormente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en los bordes, sobresalientes las nervaduras principales, (7-) 12-13 mm de largo por (12-) 16-17 mm de ancho. Corola campanulada, verde externamente, verdoso con 3-4 manchas verde oscuro a cada lado de la nervadura principal interiormente, rodeada por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes largos sobre las nervaduras principales externamente, pilosa rodeada por una densa cobertura de pelos simples glandulares transparentes cortos interiormente, succulenta, sobresalientes las nervaduras principales, petalostemo en forma de disco el cual forma 5 cavidades donde se almacena abundante néctar rojo interiormente, cada lóbulo oblongo con una escotadura en el área distal, 11-12 mm de diámetro el disco, limbo (28-) 39-42 mm de diámetro en la antésis; 5-lobulado; lóbulos ampliamente triangulares, verde externa e interiormente, rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes sobre las nervaduras principales externamente, pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples y glandulares transparentes cortísimos interiormente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en los bordes, erectos, sobresalientes las nervaduras principales, 3-5 mm de largo por 10-17 mm de ancho; tubo 12-15 mm de largo por (23-) 27-29 mm de diámetro; Estambres 5, apostémonos, criptostémonos, que se insertan a 0,2-0,5 mm del borde basal interno del tubo corolino; filamentos estaminales homodínamos; área libre de los filamentos estaminales filiformes ampliándose ligeramente hacia el área basal, morado intenso en toda su longitud, glabros, (4-) 7-8 mm de longitud; área soldada verde, con un abultamiento basal y rodeado por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes hacia el ovario; anteras oblongas ligeramente cónicas, paralelas, amarillas, blancas las suturas, verde el conectivo, mucrón apical incipientes, glabras, (3,5-) 4,4-4,6 mm de largo por (3-) 3,6-3,8 mm de diámetro. Ovario

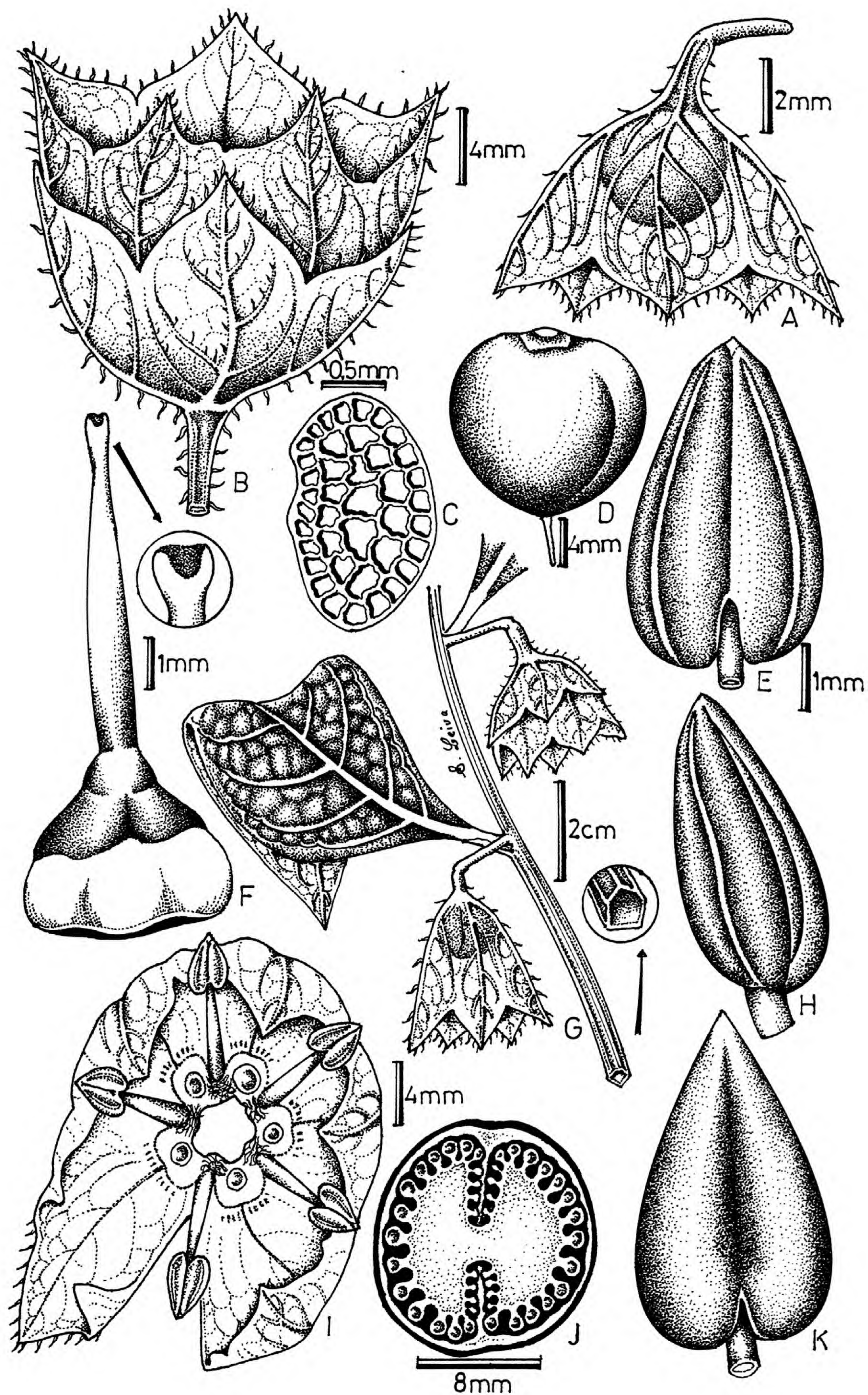


Fig. 1. *Jaltomata calliantha* S. Leiva & Mione. A. Fruto; B. Flor en antesis; C. Semilla; D. Baya; E. Antera en vista ventral; F. Gineceo; G. Rama florifera; H. Antera en vista lateral; I. Corola desplegada; J. Sección transversal del ovario; K. Antera en vista dorsal. (Dibujado S. Leiva 3145, HAO).

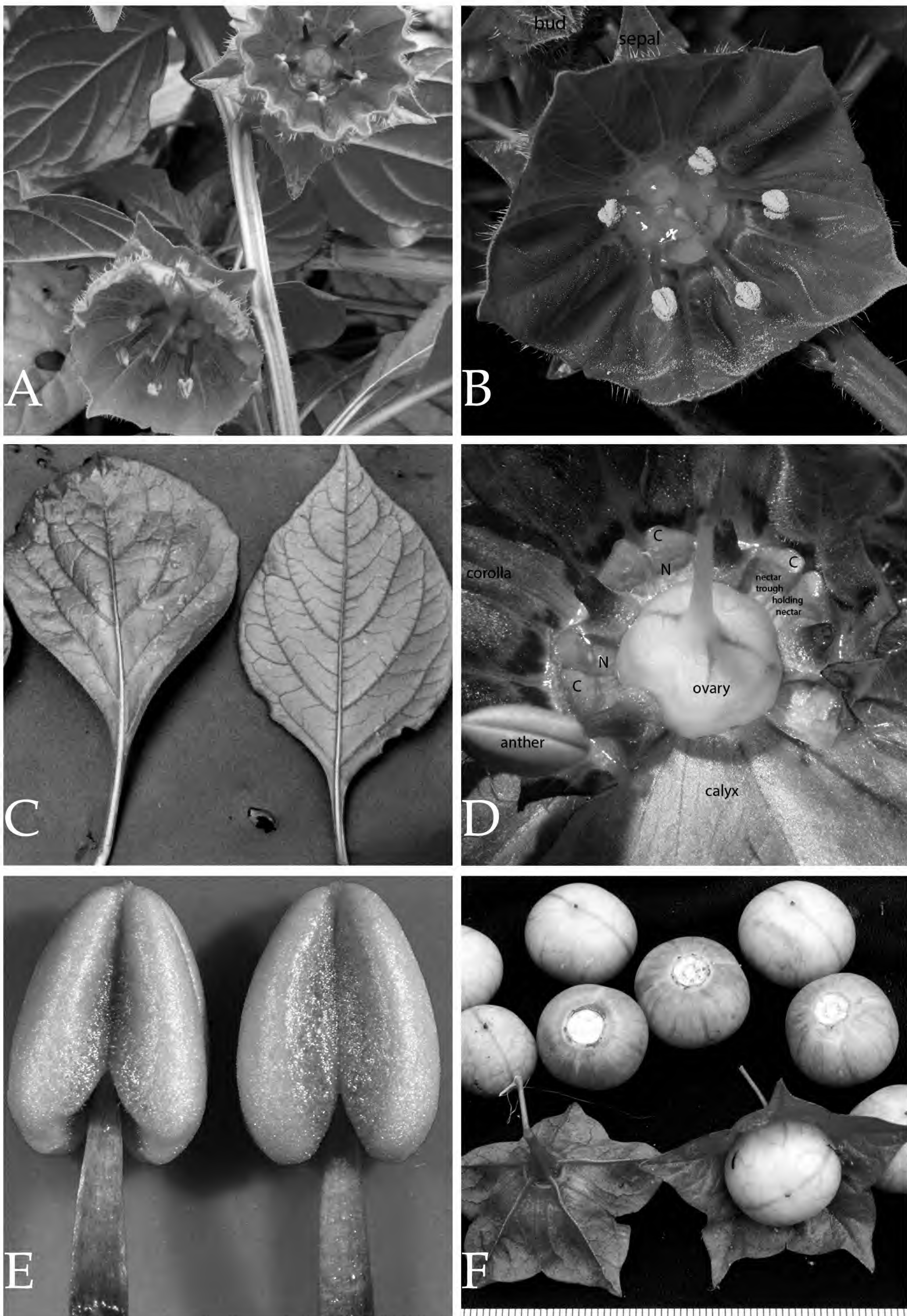


Fig. 2. *Jaltomata calliantha* S. Leiva & Mione., A. Rama florífera; B. Flor en antésis mostrando néctar rojo; C. Hojas; D. Estambre, ovario y disco; E. Antera en vista ventral y dorsal; F. Frutas maduras. (Fotografías T. Mione, S. Leiva & T. Mione 758, CCSU-HAO).

ampliamente ovado, verde claro (glaucos), ligeramente compresado, 2 hendiduras, glabro, disco nectarífero anaranjado amarillento a veces blanco, rara vez lilacino, manifiesto que ocupa el 60-70% de su longitud basal del ovario, 3-3,5 mm de largo por 4,5-6,1 mm de diámetro; estilo incluso, subulado, erecto, rígido, cremoso blanquecino, glabro, (5-) 7-9 mm de longitud; estigma puntiforme (angostamente clavado), ligeramente bilobado, verde claro, 0,3-0,4 mm de diámetro. Baya nutante o resupinada, globosa, compresada por los polos, blanca a la madurez, estilo persistente, 14-15,2 mm de largo por 17-19 mm de diámetro; cáliz fructífero campanulado, persistente, acrescente envuelve completamente a la baya, 5-costado, se abre en 5 dientes iguales, 48-50 mm de diámetro; pedúnculo patente, pedicelo resupinado. Semillas (251-) 431-469 por fruto, reniformes, parduscas, coriáceas, reticulado foveolado el epispermo, 1,4-1,6 mm de largo por 1,1-1,3 mm de diámetro.

Material adicional examinado

PERÚ: **Dpto. La Libertad**, prov. Otuzco, distrito Salpo, arriba de Platanar, ruta Platanar-Pagash, 1420-1453 m, 24-III-2005, S. Leiva, V. Quipuscoa & M. Leiva 3155 (CCSU, CORD, HAO, MO, UT).- Arriba de Platanar (Platanar-Salpo), 8° 00' 790" S y 78° 41' 463" W, 1480 m, 23-III-2007, S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 3658 (HAO).- Arriba de Platanar (Platanar-Salpo), 8° 00' 790" S y 78° 41' 463" W, 1480 m, 23-III-2007, T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 758 (CCSU, CORD, HAO, MO, NY, UT).- 1425-1445 m, 9-VI-2005, T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 711 (CCSU).- 4 km S del Puente Casmiche, ruta Trujillo-Otuzco, 7° 8' S y 78° 5' W, 1870 m, 18-III-1999, D. M. Spooner 7315 (CCSU).- TIPO: PERÚ, distrito Salpo, arriba de Platanar, ruta Platanar-Pagash, 8° 00' 86" S y 78° 41' 47" W, 1430 m, 11-III-2005, S. Leiva, 3154 (Holótipo: HAO; Isótipos: CCSU, CORD, F, HAO, MO, HUT).- Arriba de Platanar (ruta Platanar-Pagash), 8° 00' 51,3" S y 78° 41' 28,1" W, 1446 m, 19-III-2016, S. Leiva, M. Soto & M. Leiva 6000 (HAO). **Dpto. Ancash**, prov. Huaylas, ruta entre Moro y Pamparomás, 9° 05'369 S y 78° 04'331" W, 1379-1390 m, 17-V-2015, T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 855 (CCSU).- ruta entre Moro - Pamparomás, 9° 05'369 S y

78° 04'331" W, 1379-1390 m, 17-V-2015, S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 5875 (HAO).- 9° 05'297 S y 78° 00'935" W, 1379-1390 m, 17-V-2015, 2100 m, T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 856 (CCSU).- 9° 05'297 S y 78° 00'935" W, 1379-1390 m, 17-V-2015, 2100 m, S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 5881 (HAO).- Km 25, ruta Moro-Pamparomás, 4-V-2000, M. Weigend 2000/605 (M).

Jaltomata calliantha S. Leiva & Mione es afín a su especie hermana *Jaltomata aspera* (Ruiz & Pav.) Mione propia de la rivera del Río Rimac (Lima-La Oroya) y ruta Santa Eulalia-Callahuana, prov. Huarochirí y asimismo, en las Lomas en Formación, prov. Lima, dpto. Lima, Perú, entre los 152-2550 m de elevación porque ambas tienen flores solitarias, cáliz aplanado, corola campanulada, verde, rodeada por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externa e interiormente, limbo 5-lobulado, 5 cavidades con abundante néctar rojo en el interior de la corola, anteras amarillas con un mucrón apical incipiente, apostémonos, filamentos estaminales libres glabros, área soldada de los estambres con un abultamiento basal rodeado por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, estilo filiforme ampliándose ligeramente hacia el área basal, rígido, erecto, cremoso, estigma puntiforme o clavado, tallos herbáceos tipo caña, hojas alternas las basales, geminadas las distales. Pero, *J. calliantha* se caracteriza por los filamentos estaminales libres morado intenso, ovario verde claro (glaucos), disco nectarífero anaranjado amarillento que ocupa el 60-70% de su longitud basal, petalostemo en forma de disco en el área basal del tubo corolino. En cambio, *J. aspera* tiene filamentos estaminales libres blancos o blanquecino cremosos, ovario amarillento, sin disco nectarífero o incipiente, sin petalostemo en el interior de la corola.

Distribución y ecología: Especie silvestre neotropical con distribución limitada y aparentemente endémica a la zona de recolección en donde es abundante. A pesar, de haberse efectuado recolecciones en zonas aledañas, solamente ha sido encontrada arriba de Platanar (ruta Platanar-Pagash y Platanar-Salpo, así como, cerca al puente Casmiche), distrito Salpo, prov. Otuzco, dpto. La Libertad,

y en la ruta Moro-Pamparomás, prov. Huaylas, dpto. Ancash, entre los 1425-1870 m de elevación, entre 8° 00' 86" -8° 00' 790" S y 78° 41' 47" -78° 41' 46" W, y km 25, entre la ruta Moro-Pamparomás, prov. Huaylas, dpto. Ancash, Perú, 9° 05' 29" S y 78° 00' 935" W, alrededor de los 1379-2100 m de elevación, como un integrante de la vegetación herbácea y arbustiva. Taxón que habita en las vertientes occidentales. Es una especie heliófila, es decir, requiere abundante luz del sol; también, es higrófila porque prefiere suelos húmedos, tierras negras con abundante humus, de igual manera, es una especie psamófila, ya que desarrolla en suelos arenosos; asimismo, es argilícola ya que prospera en suelos arcillosos; generalmente es una especie eutrofa, prefiere suelos con abundantes nutrientes. Habita en laderas, bordes de carreteras, caminos, y vive asociada con plantas de *Puya casmichensis* "achupalla" (Bromeliaceae), lo que asegura su protección, Asimismo, comparte su hábitat con plantas de *Eriotheca discolor* (Kunth) A. Robyns "pate" (Malvaceae), *Heliotropium arborescens* L. "cola de alacran", *Cordia munda* I. M. Johnst. *Cordia macrocephala* (Desv.) Kunth (Cordiaceae), *Portulaca oleracea* L. "verdolaga" (Portulacaceae), *Tribulus terrestris* L. "abrojo" (Zygophyllaceae), *Verbesina saubinetioides* S. F. Blake, *Zinnia peruviana* (L.) L., *Lomanthus truxillensis* (Cabrera) B. Nord., *Philoglossa purpureodisca* H. Rob. (Asteraceae), *Lantana escabiosaeflora* fo. *albida* Moldenke (Verbenaceae), *Setaria geniculata* Seibert ex Kunth "cola de zorro", *Chloris halophila* Parodi (Poaceae), *Espositoa melanostele* (Vaupel) Borg "lana vegetal" (Cactaceae), *Peperomia dolabriformis* Kunth "congona de zorro" (Piperaceae), *Puya casmichensis* L. B. Sm. "achupalla" (Bromeliaceae), *Vasconcellea candicans* (A. Gray) A. DC. "odeque" (Caricaceae), *Caesalpinia spinosa* (Molina) Kuntze "taya" (Fabaceae), *Porphyrostachys pilifera* (Kunth) Rchb. f. "orquídia" (Ochidaceae), *Lycianthes lycioides* (L.) Hassl. "tomatito del valle" (Solanaceae), *Commelina fasciculata* Ruiz & Pav. "orejita de ratón" (Commelinaceae), entre otras.

Fenología: Es una especie que posee raíces engrosadas, las que almacenan sustancias de reserva; generalmente es eucrona ya que, con las primeras lluvias de invierno empiezan a

brotar, para luego florecer y fructificar desde el mes de febrero hasta los últimos días del mes de marzo.

Estado actual: Utilizando los criterios del IUCN (IUCN, 2012) *J. calliantha* es considerada en peligro crítico (CR). La extensión de su rango de distribución es de un radio menor a 200 km² en la ruta arriba de Platanar (ruta Platanar-Pagash y Platanar-Salpo, así como, cerca al puente Casmiche), distrito Salpo, prov. Otuzco, dpto. La Libertad y km 25, entre la ruta Moro-Pamparomás, prov. Huaylas, dpto. Ancash, Perú, siendo éstas, las únicas localidades donde se han recolectado (Criterio B1). Asimismo, se han encontrado menos de 200 individuos maduros en la población (Criterio D), siendo influenciada directamente por los centros urbanos que transitan y visitan estos lugares. Sin embargo, no se ha evaluado si existe una declinación del rango de distribución y del área de ocupación, siendo de necesidad urgente de un estudio en profundidad de la ecología, estructura poblacional y distribución de esta especie, para esclarecer su estado de conservación. Afortunadamente, por compartir su hábitat entre plantas de *Puya casmichensis* L. B. Sm. "achupalla" (Bromeliaceae), es de esperar, que si el área continúa conservándose, esta especie no estará en peligro de extinción.

Nombre popular: "Sangre de toro" (en boleta: S. Leiva, V. Quipuscoa & M. Leiva, 3155, HAO).

Etimología: Es un honor dedicar, la Sección Modillonía, al Dr, Michael O. Dillon, del Field Museum, Chicago de los Estados Unidos, por sus estudios de la Flora peruana, como lo demuestran sus permanentes publicaciones al respecto y, por su apoyo que brinda a los botánicos peruanos; de igual manera, el epíteto específico *calliantha*, viene de latin calli linda, hermosa y anthos flor, en tal sentido significa: linda o hermosa flor.

2. *Jaltomata aspera* (Ruiz & Pav.) Mione (Fig. 3)

Mione, T. & F. Coe. Two new combinations in Peruvian *Jaltomata* (Solanaceae) Novon 2: 383-384, 1992.

Hierba perenne 40-60 cm de alto; ampliamente ramificada. Tallos viejos 4-5 angulosos, morado claro la superficie adaxial, verdoso la superficie abaxial, exageradamente fistulosos, lustrosos, sin lenticelas, glabros, nunca ruminados, 6-9 mm de diámetro en la base; tallos jóvenes 4-5 angulosos, verde, a veces morado la superficie adaxial, verde la superficie abaxial, fistulosos, sin lenticelas, glabrescentes, rodeados por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes dispersos. Hojas alternas las basales, geminadas las distales; pecíolo semirrollizo, ligeramente acanalado, a veces lilacino los bordes, glabro a veces glabrescente rodeado por algunos pelos simples eglandulares transparentes dispersos, 0,8-1 cm de longitud; lámina ampliamente elíptica a veces ligeramente lanceolada, ligeramente succulenta, verde oscuro, ligeramente escabrosa la superficie adaxial, verde claro la superficie abaxial, glabra a veces glabrescente rodeado por algunos pelos simples eglandulares transparentes en ambas superficies, aguda o ligeramente apiculada en el ápice, cuneada en la base, entera en los bordes, 5,3-5,5 cm de largo por 3,2-3,8 cm de ancho. Flores solitarias; pedúnculo rollizo o filiforme, a veces ligeramente 5 anguloso el área distal, morado o lilacino oscuro, glabrescente rodeado por algunos pelos simples eglandulares transparentes dispersos, patente a veces ligeramente inclinado hacia un costado, rígido, 9-11 mm de longitud; pedicelos 5 angulosos ampliándose ligeramente hacia el área distal, verdes, glabrescentes rodeados por algunos pelos simples eglandulares transparentes dispersos, resupinados, 4-5 mm de longitud. Cáliz rotado o aplanado, verde oscuro externamente, verde claro interiormente, glabrescente rodeado por algunos pelos simples eglandulares transparentes mayor densidad en las nervaduras principales externamente, glabro interiormente, succulento, sobresalientes las nervaduras principales, 28-30 mm de diámetro en la antésis; 5-lobulado; lóbulos triangulares, verde oscuro externamente, verde claro interiormente, glabrescentes rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externamente, glabros interiormente, ciliados rodeados por

una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en los bordes, sobresalientes nervaduras principales, 7-8 mm de largo por (9-) 15-20 mm de ancho. Corola campanulada, verdoso el área distal, morado intenso el área basal externamente, morado claro interiormente, pilosa rodeada por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externamente, pilosa rodeada por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes interiormente, succulenta, sobresalientes las nervaduras principales, petalostemo en forma de disco que forma 5 cavidades donde se almacena abundante néctar rojo interiormente, (30-) 33-38 (-42) mm de diámetro del limbo en la antésis; 5-lobulado; lóbulos ampliamente triangulares, verdosos externamente, lilacino o morado intenso interiormente, pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externamente, pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes cortísimos interiormente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en los bordes, ascendentes, sobresalientes las nervaduras principales, 6-8 mm de largo por 16-17 mm de ancho; tubo 9-10 mm de largo por 30-32 mm de diámetro; Estambres 5, apostémonos, criptostémonos o inclusos, a veces ligeramente fanerostémonos, se insertan a 0,2-0,5 mm del borde basal interno del tubo corolino; filamentos estaminales homodínamos; área libre de los filamentos estaminales filiformes ampliándose ligeramente hacia el área basal en un abultamiento, blanco cremosos, glabros, rígidos, 9-12 (-14) mm de longitud; área soldada blanco cremoso el área distal, lila o morado el área basal, glabrescente rodeada por algunos pelos simples eglandulares transparentes, 11-13 mm de diámetro el disco; anteras oblongas, amarillas, amarillento las suturas y el conectivo, mucrón apical incipiente, glabras, (3,5-) 5-6 mm de largo por 3,5-4 mm de diámetro. Ovario ampliamente ovado, amarillento, disco nectarífero amarillento poco visible que ocupa el 40-50% del área basal del ovario, 5-anguloso, 3-4 mm de largo por 5-6 mm de diámetro; estilo incluso a veces ligeramente exerto, filiforme ampliándose gradualmente hacia el área basal, erecto, rígido, cremoso blanquecino, glabro,

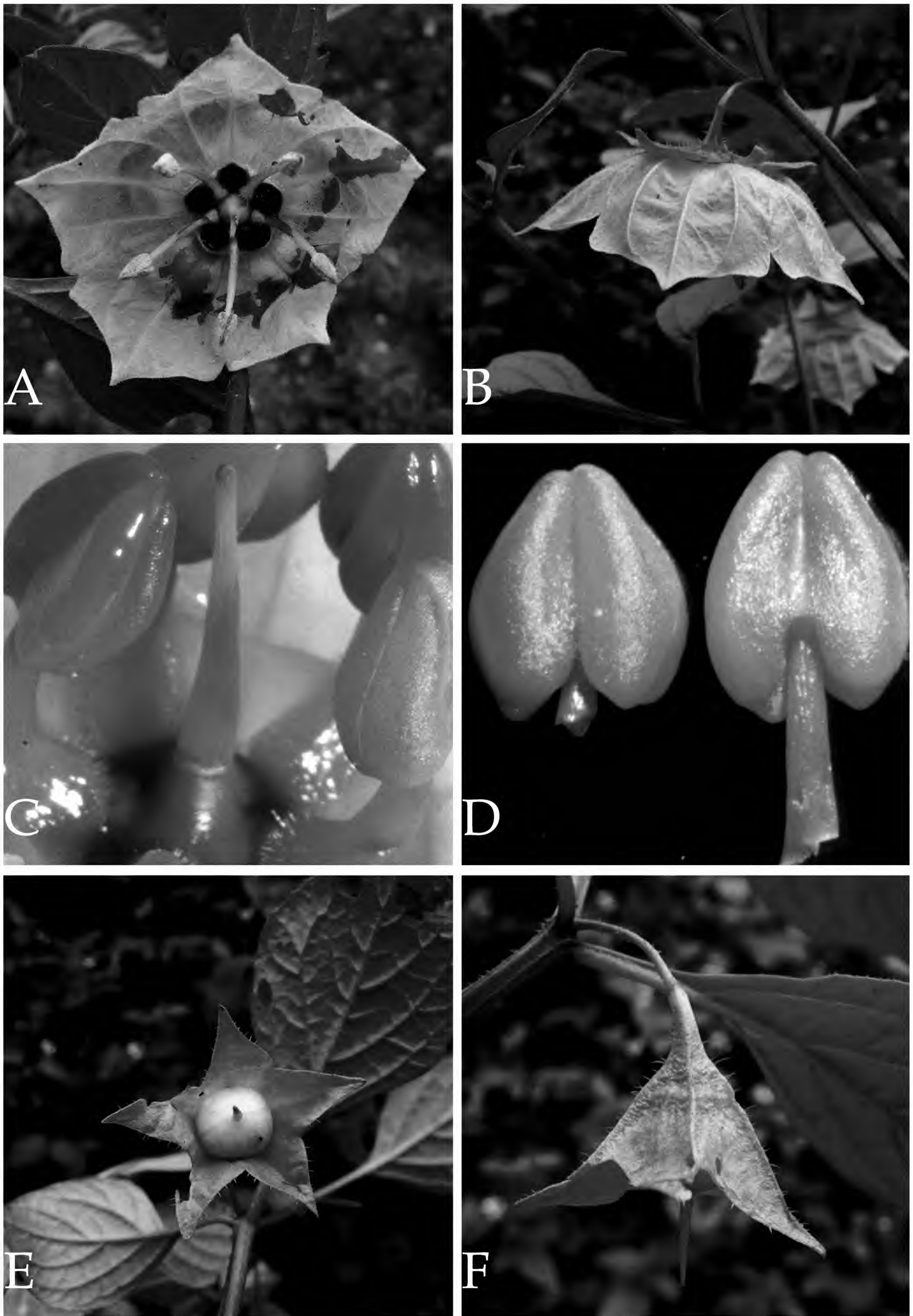


Fig. 3. *Jaltomata aspera* (Ruiz & Pav.) Mione. A. Flor en antésis mostrando néctar rojo; B. Flor en antésis en vista lateral; C. Estambre y gineceo; D. Anteras en vista ventral y dorsal; E. Baya madura; F. Fruto en vista lateral. (Fotografías T. Mione, S. Leiva & L. Yacher, 615, CCSU-HAO).

9-10 mm de longitud; estigma puntiforme (angostamente clavado), ligeramente bilobado, verde claro, 0,3-0,4 mm de diámetro. Baya globosa, compresada por los polos, blanca a la madurez, estilo persistente, 14-15,2 mm de largo por 17-19 mm de diámetro; cáliz fructífero campanulado, persistente, acrescente envuelve completamente a la baya, 5-costado, se abre en 5 dientes iguales en el área distal, 48-50 mm de diámetro; pedúnculo ligeramente reclinado, pedicelo resupinado. Semillas numerosas

Material adicional examinado

PERÚ: **Dpto. Lima**, prov. Lima, lomas de Amancaes, 500 m, 12° 01'00"S y 77° 02'00"W, Ruiz & Pavón *s/n.*- Formación de Lomas, 200-400 m, 12- X-1902, A. Weberbaueri 1587.- Formación de lomas, 200-300 m, IX-1908, A. Weberbaueri 5246 (F, US).- Cerca de Lima, probablemente Lomas, 1862, W. Nation *s/n* (K).- alrededores de Mongomarca, formación de lomas, 500 m, IX-1909, A. Weberbaueri 5235 (US).- Lima, VII-VIII, Mathews 834 (K).- San Gerónimo, 152 m, 19-IX-1923, J. F. Macbride 5912 (F), formación de Lomas, IX-1932, D. Stafford 35 (K).- Lima, formación de lomas, 300 m, 25-VIII-1946, J. Soukup 3124 (US).- Lima, formación de lomas, 300-600 m, 6-IX-1950, C. Vargas 9649 (CUZ).- prov. Cañete, lomas de Asia, 14-X-1995, G. Vilcapoma & A. Granda 4326 (MOL).- prov. Canta, Apán camino a Puruchuco, 1700 m, 21-III-1994, G. Vilcapoma 2950 (MOL).- Apán camino a Puruchuco, 1600 m, 26-III-1993, A. Granda 926.- 2550 m, 2-IV-1994, A. Granda & J. Alegría 1254.- Prov. Huarochirí, km 73 (ruta Lima-La Oroya), 2290 m, 17-I-1998, T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 615 (CCSU).- S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 2130 (HAO).- Distrito Chosica, ruta Santa Eulalia-Callahuana, 1580 m, 14-III-2009, S. Leiva, R. Olmstead & N. Refulvio 4545 (CCSU, HAO).- km 70 (ruta Lima-La Oroya), 1800 m, 15-22-III-1942, Goodspeed & Metcalf 30248 (MO, US).- San Bartolomé (ruta Lima-La Oroya), 1600-1700 m, 27-III-1910, A. Weberbaueri 5262 (US).

Jaltomata aspera (Ruiz & Pav.) Mione es afín a su especie hermana *Jaltomata calliantha* S. Leiva & Mione propia de arriba de Platanar (ruta Trujillo-Otuzco), prov. Otuzco, dpto. La Libertad y en la ruta Moro-Pamparomás, prov.

Huaylas, dpto. Ancash, Perú, alrededor de los 1339-2100 m de elevación porque ambas tienen tallos herbáceos tipo caña, flores solitarias, cáliz aplanado, corola campanulada, verde, rodeada por pelos simples transparentes externa e interiormente, limbo corolino 5-lobulado, 5 cavidades con abundante néctar rojo en el interior de la corola, anteras amarillas con un mucrón apical incipiente, apostémonos, filamentos estaminales libres glabros, área soldada de los estambres con un abultamiento basal rodeado por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, estilo filiforme ampliándose ligeramente hacia el área basal, rígido, erecto, cremoso, estigma puntiforme o clavado, hojas alternas las basales, geminadas las distales. Pero, *J. aspera* tiene filamentos estaminales libres blancos o blanquecinos cremosos, ovario amarillento, sin disco nectarífero o incipiente, sin petalostemo en el interior de la corola. En cambio *J. calliantha* se caracteriza por los filamentos estaminales libres morado intenso, ovario verde claro (glauco), disco nectarífero anaranjado amarillento que ocupa el 60-70% de su longitud basal, petalostemo en forma de disco en el área basal del tubo corolino.

Distribución y ecología: Especie silvestre neotropical. Hasta el momento, sólo se ha recolectado en las provincias de Lima, Canta y Huarochirí, dpto. Lima, Perú, entre los 152-2550 m de elevación, como un integrante de la vegetación herbácea y arbustiva. Es una especie costera, litoral y eremófila, a veces puede ser psicrófila ya que crece en lugares fríos o a temperaturas bajas; es heliófila, es decir, requiere abundante luz del sol; prefiere suelos húmedos o higrófila, tierras negras con abundante humus; argilícola ya que prospera en suelos arcillosos; es eutrofa ya que crece en suelos abundantes en nutrientes; es una especie eucrona ya que tiene una temporada determinada para la floración. Habita en los bordes de carreteras, caminos, cercos, chacras y vive asociada con plantas de *Eucalyptus amygdalina* Labill. "eucalipto" (Myrtaceae), *Bidens pilosa* L. "cadillo", *Viguiera weberbaueri* S. F. Blake "suncho", *Ambrosia peruviana* Willd. "marco", *Tagetes minuta* L. "chiche", *Mutisia acuminata* Ruiz & Pav. (Asteraceae), *Nolana humifusa* (Gouan) I. M.

Johnst., *Lycianthes lycioides* (L.) Hassl. "tomatito del valle", *Nolana gayana* (Gaudich.) Koch (Solanaceae), *Commelina fasciculata* Ruiz & Pav. "orejita de ratón" (Commelinaceae) *Rumex crispus* L. "acelga" (Polygonaceae), *Alnus acuminata* Kunth "aliso" (Betulaceae), *Alonsoa meridionalis* (L. f.) Kuntze (Scrophulariaceae); y los géneros *Urtica* L. (Urticaceae), *Cestrum* L., *Solanum* L., *Salpichroa* Miers (Solanaceae), *Calceolaria* L. (Calceolariaceae), *Barnadesia* Mutis ex L. f. (Asteraceae), entre otros.

Fenología: Es una especie que posee raíces engrosadas, las que almacenan sustancias de reserva, y, con las primeras lluvias de invierno empiezan a brotar, para luego florecer y fructificar desde el mes de febrero hasta los primeros días del mes de abril en los andes; en la costa, brotan después de las lloviznas invernales, en los meses julio a setiembre u octubre.

Estado actual: Utilizando los criterios del IUCN (IUCN 2012) *Jaltomata aspera* es considerada en peligro crítico (CR). La extensión de su rango de distribución es de un radio menor a 500 km² en las lomas costeras, prov. Lima, subiendo el Río Rimac, prov. Huarochirí y cerca de la ciudad de Canta, prov. Canta, dpto. Lima, Perú, siendo éstas, las únicas localidades donde se ha recolectado (Criterio B1). Asimismo, se han encontrado menos de 300 individuos maduros en la población (Criterio D), siendo influenciada directamente por los centros urbanos que transitan por las rutas y sus alrededores. Sin embargo, no se ha evaluado si existe una declinación del rango de distribución y del área de ocupación, siendo de necesidad urgente de un estudio en profundidad de la ecología, estructura poblacional y distribución de esta especie, para esclarecer su estado de conservación.

Nombre popular: "Sangre de toro" (en boleta: S. Leiva, R. Olmstead & N. Refulvio, 4545, HAO)

Etimología: El nombre específico hace alusión a sus semillas ásperas.

3. *Jaltomata quipuscoae* Mione & S. Leiva (Fig. 4-5)

Mione, T.; S. Leiva & L. Yacher. Two new Peruvian species of *Jaltomata* (Solanaceae, Solaneae) with red floral nectar. *Brittonia* 67 (2): 105-112, 2015.

Hierba perenne 50-60 cm de alto, ampliamente ramificada, efusa. Tallos viejos rollizos o ligeramente 4-5 angulosos, verdosos con pintas lilas, exageradamente fistulosos, lustrosos, sin lenticelas, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos simples glandulares transparentes, nunca ruminados, 6-7 mm de diámetro en la base; tallos jóvenes ligeramente 4-5 angulosos, verdes, a veces morado la superficie adaxial, verde la superficie abaxial, ampliamente fistulosos, sin lenticelas, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos simples glandulares transparentes. Hojas alternas las basales, geminadas las distales; pecíolo semirrollizo, ligeramente acanalado, verde claro, piloso rodeado por una cobertura de pelos simples glandulares transparentes largos, (1-) 2,3-3,5 cm de longitud; lámina ovada, membranácea, verde oscuro, ligeramente escabrosa la superficie adaxial, verde claro la superficie abaxial, pubescente rodeada por una cobertura de pelos simples glandulares transparentes en ambas superficies, mayor densidad sobre las nervaduras en la superficie abaxial, aguda en el ápice, cuneada en la base, gruesamente dentada (2-3 dientes por margen) en los bordes, 7,2-7,5 cm de largo por 4,8-5,3 cm de ancho. Flores solitarias; pedúnculo rollizo o filiforme, púrpura la superficie adaxial, verde la superficie abaxial, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos simples glandulares transparentes, ascendente a ligeramente difuso, rígido, 9-10 mm de longitud; pedicelos 5 angulosos ampliándose gradualmente hacia el área distal, púrpura la superficie adaxial, verde la superficie abaxial, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos simples glandulares transparentes largos y cortos, resupinados, 9-10 mm de longitud. Cáliz rotado o aplanado, verde oscuro a veces púrpura intenso el área basal externamente, verde claro interiormente, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos simples glandulares transparentes mayor densidad en las nervaduras principales externamente, glabro interiormente, succulento,

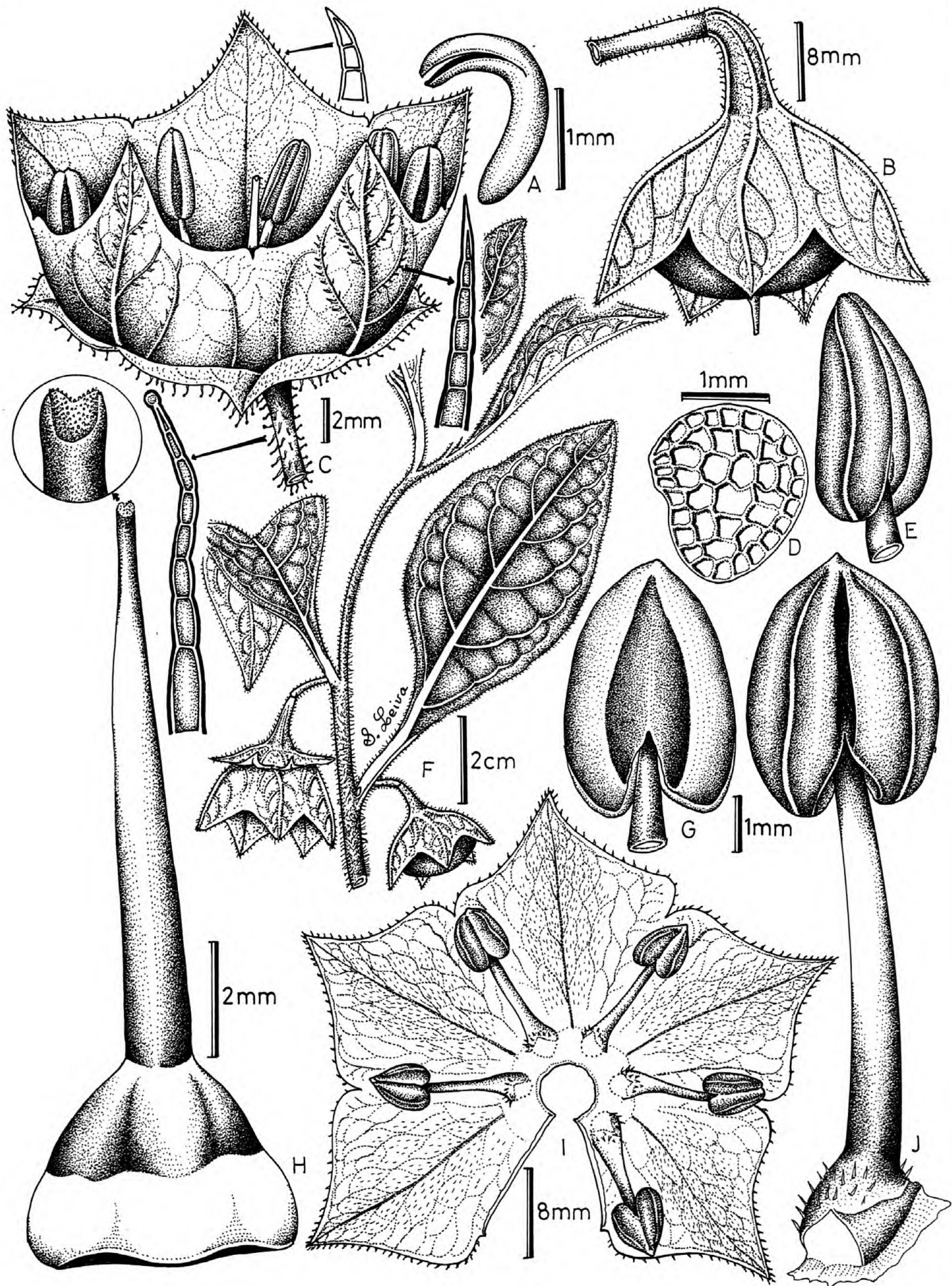


Fig. 4. *Jaltomata quipuscoae* Mione & S. Leiva., A. Embrión; B. Fruto; C. Flor en antésis; D. Semilla; E. Antera en vista lateral; F. Rama florífera; G. Antera en vista dorsal; H. Gineceo; I. Corola desplegada; J. Estambre en vista ventral. (Dibujado V. Quipuscoa, G. Castillo & K. Arce 3552, HUSA).

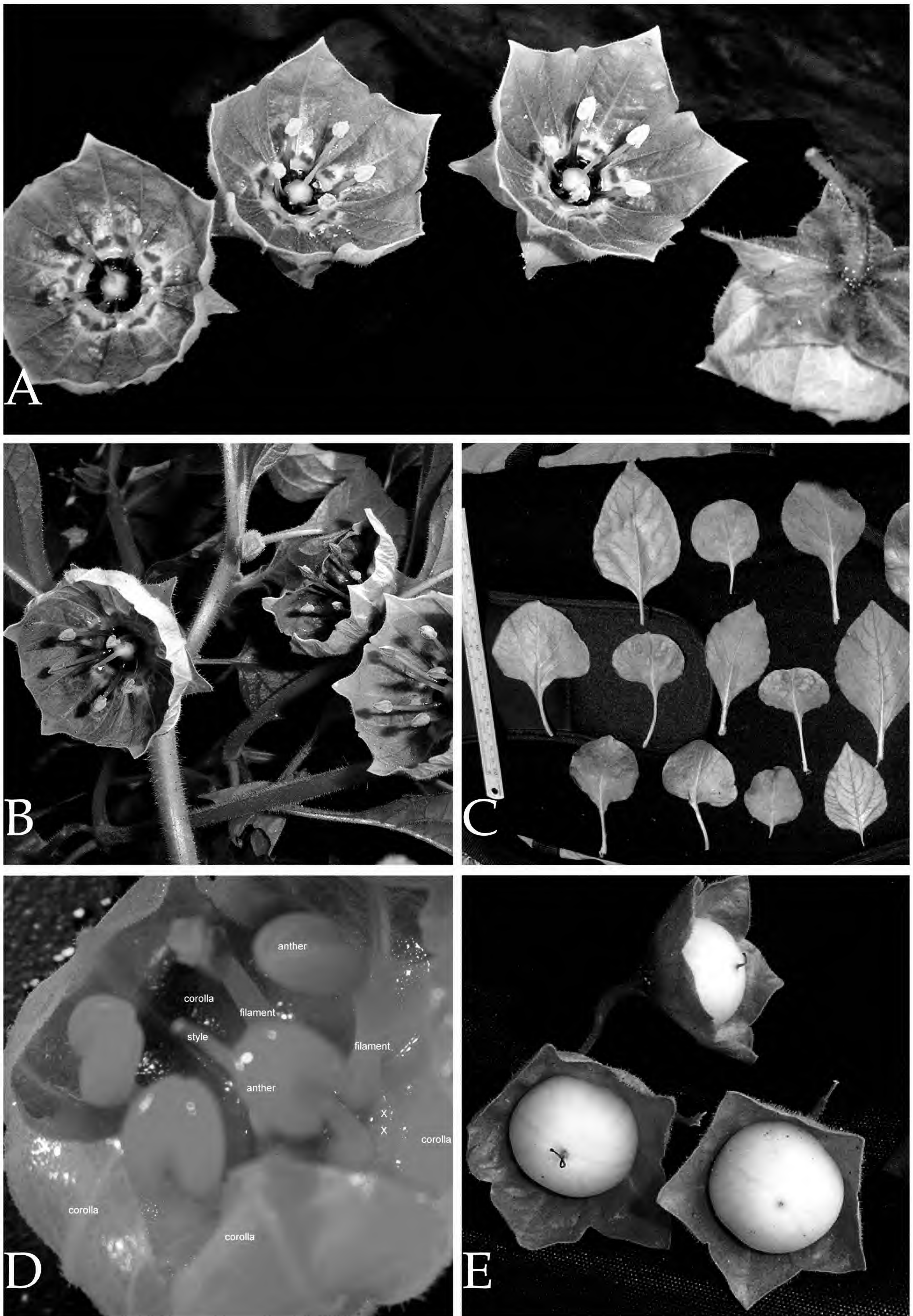


Fig. 5. *Jaltomata quipuscoae* Mione & S. Leiva. A. Flores en antésis mostrando néctar rojo o púrpura; B. Rama florífera; C. Hojas; D. Estambres y estilo; E. Frutas maduras. (Fotografías V. Quipuscoa, G. Castillo & K. Arce 3552, HUSA).

sobresalientes las nervaduras principales, 28-30 mm de diámetro del limbo en la antésis; 5-lobulado; lóbulos triangulares, verde oscuro externamente, verde claro interiormente, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos simples glandulares transparentes externamente, glabros interiormente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos simples glandulares transparentes en los bordes, sobresalientes las nervaduras principales, 14-15 mm de largo por 15-20 mm de ancho. Corola ampliamente craterimorfa, verdoso el área basal disminuyendo hacia el área distal externamente, morado claro o púrpura disminuyendo hacia el área distal con 10 manchas verdes una a cada lado de la nervadura principal interiormente, pilosa rodeada por una cobertura de pelos simples glandulares transparentes externamente, pilosa rodeada por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes cortísimos interiormente, succulenta, sobresalientes las nervaduras principales, petalostemo en forma de disco que forma 5 cavidades donde se almacena abundante néctar rojo o púrpura intenso interiormente, 11-13 mm de diámetro el disco, 30-34 mm de diámetro del limbo en la antésis; 5-lobulado; lóbulos ampliamente triangulares, verdosos externamente, lilacino o morado intenso interiormente, pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples glandulares transparentes externamente, pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes cortísimos interiormente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en los bordes, ascendentes, sobresalientes las nervaduras principales, 6-8 mm de largo por 16-17 mm de ancho; tubo 9-10 mm de largo por 30-32 mm de diámetro; Estambres 5, apostémonos, criptostémonos, a veces ligeramente fanerostémonos, que se insertan a 0,2-0,5 mm del borde basal interno del tubo corolino; filamentos estaminales homodínamos; área libre de los filamentos estaminales filiformes ampliándose ligeramente hacia el área basal en un abultamiento, púrpura intenso o morados el área basal disminuyendo hacia el área distal, glabros, rígidos, 10-13 mm de longitud; área soldada morado intenso, glabrescente rodeada por algunos pelos simples

eglandulares transparentes; anteras oblongas, amarillas, paralelas, amarillento las suturas y el conectivo, sin mucrón apical incipiente, glabras, 3,3-3,6 mm de largo por 3,2-3,3 mm de diámetro. Ovario ampliamente ovado, verde pálido, disco nectarífero visible cremoso que ocupa el 50-60% de su longitud basal del ovario, 5-anguloso, 3-3,5 mm de largo por 2,8-3,2 mm de diámetro; estilo incluso, filiforme ampliándose gradualmente hacia el área basal, erecto o erguido, rígido, cremoso blanquecino, glabro, 9-10 mm de longitud; estigma puntiforme (angostamente clavado), ligeramente bilobado, verde claro, 0,3-0,4 mm de diámetro. Baya nutante, globosa compresada por los polos, blanca o verde pálido a la madurez, estilo persistente, 12-14 mm de largo por 15-18 mm de diámetro; cáliz fructífero campanulado, persistente, acrescente envuelve completamente a la baya, 5-costado, se abre en 5 dientes iguales en el área distal, 25-27 mm de diámetro. Semillas 32-172 por fruta, reniformes, parduzcas, coriáceas, reticulado foveolado el epispermo, 1,4-1,6 mm de largo por 1,1-1,3 mm de diámetro.

Material adicional examinado

PERÚ: **Dpto. Arequipa**, prov. Arequipa, distrito Yarabamba, alrededores de Petroglifos, 16° 34'0,7"S y 71° 25'51,2"W, 2625 m, ladera arbustiva, 11-II-2006, V. *Quipuscoa*, G. Castillo & K. Arce 3552 (Holótipo: HUSA; Isótipo: NY).- Distrito de Yarabamba, alrededores de Petroglifos, 16° 33'58,6"S y 71° 25'40,6"W, 2607 m, 7-I-2010, T. Mione, S. Leiva, V. *Quipuscoa* & L. Yacher 797 (798 solo semillas) (CCSU, HUSA).- Distrito de Yarabamba, alrededores de Petroglifos, 16° 33'58,6"S y 71° 25'40,6"W, 2607 m, 7-I-2010, S. Leiva, T. Mione, V. *Quipuscoa* & L. Yacher 4654 (HAO, HUSA).- Prov. Caravelí, km 586 panamericana sur, a 6 km al norte de Atiquipa, 300-860 m, lomas, en áreas rocosas, 3-X-1997, M. Weigend & H. Förther 97/701 (M).

Jaltomata quipuscoae Mione & S. Leiva es afín a su especie hermana *Jaltomata aspera* (Ruiz & Pav.) Mione (ver Mione & Coe 1992) sólo se ha recolectado en las provincias de Lima, Canta y Huarochirí, dpto. Lima, Perú, entre los 152-2550 m de elevación porque ambas tienen tallos herbáceos tipo caña, flores solitarias, cáliz aplanado, corola campanulada a craterimorfa,

púrpura interiormente, rodeada por una cobertura de pelos simples eglandulares y glandulares transparentes externamente, piloso rodeada por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes cortísimos interiormente, limbo corolino 5-lobulado, 5 cavidades con abundante néctar rojo o púrpura en el interior de la corola, estambres apostémonos, filamentos estaminales libres glabros, área soldada de los estambres con un abultamiento basal rodeado por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes, anteras amarillas, estilo filiforme ampliándose ligeramente hacia el área basal, rígido, erecto, cremoso, estigma puntiforme o clavado, hojas alternas las basales, geminadas las distales. Pero, *J. quipuscoae* tiene el área basal de la corola 10 manchas verdes, una a cada lado de las nervaduras principales interiormente, área libre de los filamentos estaminales púrpuras o morado intenso disminuyendo hacia el área distal, anteras con un mucrón apical incipiente, tallos jóvenes pubescentes rodeados por una cobertura de pelos glandulares transparentes. En cambio, *J. aspera* se caracteriza por el área basal de la corola sin manchas verdes interiormente, área libre de los filamentos estaminales blanco cremosos o amarillo pálido, anteras sin mucrón apical, tallos jóvenes glabrescentes rodeados por una cobertura de algunos pelos eglandulares transparentes dispersos.

Distribución y ecología: Especie silvestre neotropical. Hasta el momento, sólo se ha recolectado en las provincias de Arequipa y Caravelí, dpto. Arequipa, Perú, entre los 300-2620 m de elevación, como un integrante de la vegetación herbácea y arbustiva. Es una especie andina a veces costera litoral y eremófila, a veces puede ser psicrófila ya que crece en lugares fríos o a temperaturas bajas; es heliófila, es decir, requiere abundante luz del sol; prefiere suelos húmedos o higrófila, tierras negras con abundante humus; argilícola ya que prospera en suelos arcillosos; es eutrofa ya que crece en suelos abundantes en nutrientes; es una especie eucrona ya que tiene una temporada determinada para la floración. Habita en los bordes de carreteras, caminos, cercos, chacras, rocas y vive asociada con plantas de *Schinus molle* L. "molle" (Anacardiaceae), *Medicago*

sativa L. "alfalfa" (Fabaceae), *Salix chilensis* Molina "sauce" (Salicaceae), *Opuntia ficus-indica* (L.) Mill. "tuna" (Cactaceae), entre otros.

Fenología: Es una especie que posee raíces engrosadas, las que almacenan sustancias de reserva, y, con las primeras lluvias de invierno empiezan a brotar, para luego florecer y fructificar desde el mes de febrero hasta los primeros días del mes de abril en los andes; en la costa, brotan después de las lloviznas invernales, en los meses julio a setiembre u octubre.

Estado actual: Utilizando los criterios del IUCN (IUCN 2012) *Jaltomata quipuscoae* es considerada en peligro crítico (CR). La extensión de su rango de distribución es de un radio menor a 100 km² en los alrededores de los petroglifos de Sogay, prov. Arequipa y el km 586 de la panamericana sur, a 6 km de Atiquipa, prov. Caravelí, dpto. Arequipa, Perú, siendo éstas, las únicas localidades donde se ha recolectado (Criterio B1). Asimismo, se han encontrado menos de 100 individuos maduros en la población (Criterio D), siendo influenciada directamente por los centros urbanos que transitan por las rutas y sus alrededores. Sin embargo, no se ha evaluado si existe una declinación del rango de distribución y del área de ocupación, siendo de necesidad urgente de un estudio en profundidad de la ecología, estructura poblacional y distribución de esta especie, para esclarecer su estado de conservación.

Nombre popular: "sogay" (en boleta, S. Leiva, T. Mione, V. Quipuscoa & L. Yacher 4654, HAO, HUSA).

Etimología: Especie dedicada al Blgo. Prof. Víctor Quipuzcoa Silvestre botánico de la Universidad Nacional San Agustín de Arequipa, Perú, por sus estudios de la flora del sur de Perú, como lo demuestran sus trabajos al respecto.

4. *Jaltomata sanchez-vegae* S. Leiva & Mione (Fig. 6-7)

Leiva, S.; T. Mione & L. Yacher. Tres nuevas especies de *Jaltomata* Schlechtendal (Solanaceae) del Norte del Perú. *Arnaldoa* 14 (1): 29-44, 2007.

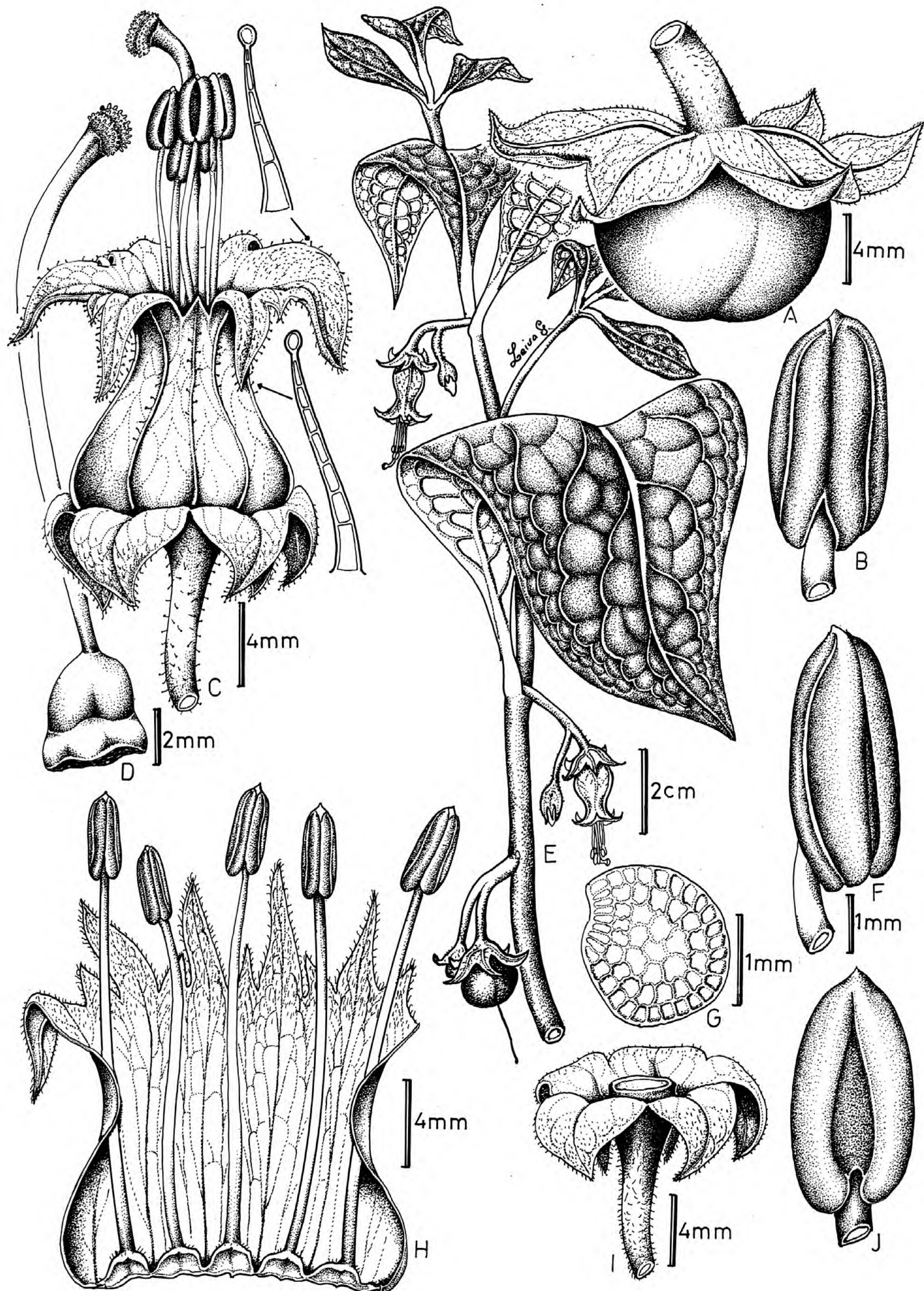


Fig. 6. *Jaltomata sanchez-vegae* Mione & S. Leiva. A. Fruto; B. Antera en vista ventral; C. Flor en antésis; D. Gineceo; E. Rama florífera; F. Antera en vista lateral; G. Semilla; H. Corola desplegada; I. Cáliz reflexo; J. Antera en vista dorsal. (Dibujado S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 3645, HAO).

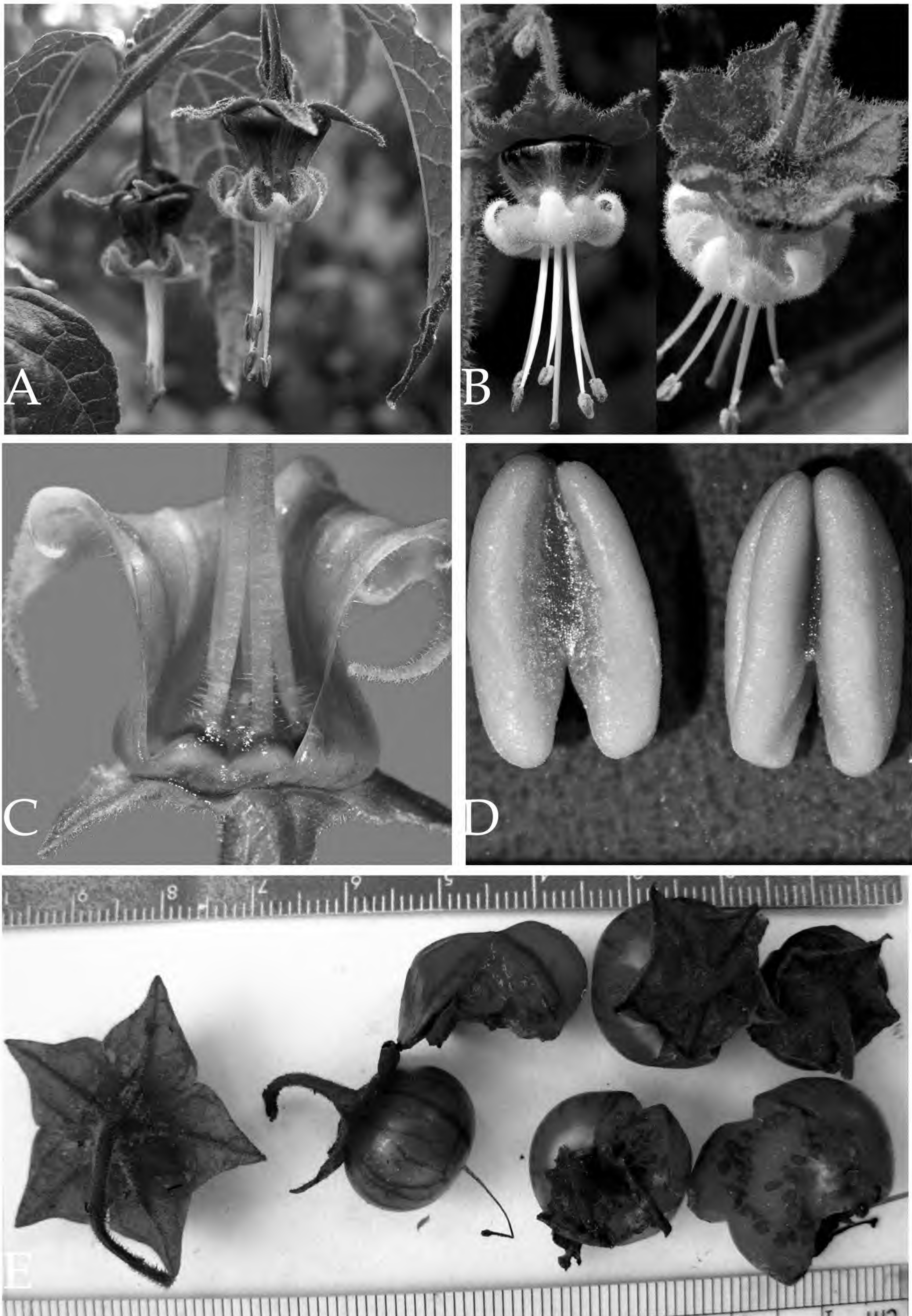


Fig. 7. *Jaltomata sanchez-vegae* Mione & S. Leiva. A. Rama florífera; B. Flores en antésis en vista lateral; C. Corola desplegada mostrando base de los estambres y ovario; D. Anteras en vista dorsal y vista ventral; E. Bayas maduras dehiscente. (Fotografías T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 832, CCSU-HAO).

Arbusto 1,2-1,4 m de alto, ampliamente ramificado, efuso. Tallos viejos rollizos, ligeramente angulosos, marrón claro, compactos, rodeados por una cobertura de lenticelas blanquecinas, glabros, ligeramente ruminados, (8-) 10-13,5 mm de diámetro en la base; tallos jóvenes 4-5 angulosos, morado la superficie adaxial, verde la superficie abaxial, fistulosos, sin lenticelas, rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares y glandulares transparentes. Hojas alternas las basales, geminadas las distales; pecíolo semirrollizo, verde claro verde oscuro los bordes en la superficie adaxial, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos glandulares transparentes, 9-13 mm de longitud; lámina triangular, ligeramente ovada a veces lanceolada, ligeramente doblada hacia un costado, membranácea, verde oscuro, opaca, escabrosa la superficie adaxial, verde claro, opaca, retífera la superficie abaxial, rodeada por una densa cobertura de pelos glandulares transparentes en ambas superficies, mayor densidad en la superficie abaxial, aguda en el ápice, truncada, ligeramente obtusa a veces cuneada y ligeramente decurrente en la base, ligeramente dentado serrulado a veces entera y ligeramente repandas en los bordes, 4,5-6,4 (-12) cm de largo por 3,7-4,5 (-6,9) cm de ancho. Flores 2 (-4) por nudo, no sincronizadas; pedúnculo filiforme, ligeramente morado la superficie adaxial, verde la superficie abaxial, rodeado por una densa cobertura de pelos glandulares y simples eglandulares transparentes, largos y cortos, ascendente, (7-) 10-13 mm de longitud; pedicelos 4-5 angulosos el área distal disminuyendo hacia el área basal, verdes, a veces morado la superficie adaxial verde la superficie abaxial, rodeados por una densa cobertura de pelos glandulares y simples eglandulares transparentes, resupinados, (7-) 9-13 mm de longitud. Cáliz aplanado, morado intenso en el área basal, verde el área distal externamente, verdoso interiormente, rodeado por una densa cobertura de pelos simples eglandulares y glandulares transparentes largos y cortos externamente, rodeada por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes interiormente, succulenta, sobresalientes las nervaduras principales, limbo

(10-) 12-15 (-20) mm de diámetro en la antésis; 5-lobulado; lóbulos triangulares, verde externa e interiormente, pilosos rodeados por una cobertura de pelos glandulares transparentes largos y cortos externamente, pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes cortísimos el área distal interiormente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en los bordes, succulentos, reflexos, sobresalientes las nervaduras principales, (4-) 5-7 mm de largo por 4-5,1 mm de ancho. Corola urceolada en el área basal, morado intenso el $\frac{1}{4}$ del área basal, verde los $\frac{3}{4}$ del área distal externa e interiormente, pilosa rodeada por una cobertura de pelos simples eglandulares y glandulares transparentes los $\frac{3}{4}$ distales, mayor densidad sobre las nervaduras externamente, tomentosa, rodeada por una cobertura de pelos glandulares transparentes pequeñísimos el $\frac{1}{4}$ del área distal interiormente, succulenta, sobresalientes las nervaduras principales, limbo 13-15 mm de diámetro en la antésis; 10-lobulada, 5 lóbulos mayores que alternan con otros 5 menores; lóbulos triangulares, verde externa e interiormente, pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares y glandulares transparentes externamente, pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes pequeñísimos interiormente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en los bordes, succulentos, reflexos, 5 nervaduras sobresalientes interiormente donde se almacena abundante néctar transparente (pero en plantas cultivadas genera néctar rojo anaranjado) interiormente, reflexos, sobresaliente las nervaduras principales, 4-4,5 mm de largo por 9-9,5 mm de ancho; tubo de 9-11 mm de largo por 9-12 mm de diámetro. Estambres 5, conniventes, fanerostémonos, insertos a 0,1-0,2 mm del borde basal interno del tubo corolino; filamentos estaminales heterodínamos; área libre de los filamentos filiformes ampliándose ligeramente hacia el área basal, cremosos a veces ligeramente morado en el área basal, pilosos, rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes que ocupan 4-5% de su longitud basal, 3 largos (19-19,1 mm de longitud), un

mediano (18-18,1 mm de longitud) y un corto (16-16,1 mm de longitud); área soldada morado el área distal, cremoso el área basal, glabra, 0,7-0,8 mm de ancho; anteras oblongas, paralelas, amarillas, blancas las suturas, verde oscuro los conectivos, mucrón apical incipiente, glabras, 3-3,1 mm de largo por 1,5-2 mm de diámetro. Ovario ovado, verde claro, glabro, disco nectarífero amarillo anaranjado que ocupa el 30-40% de su longitud basal, 5-anguloso, 3-4 mm de largo por 3-3,2 mm de diámetro; estilo exerto, filiforme ampliándose gradualmente hacia el área distal, verdoso, glabro, 17-19 mm de longitud; estigma capitado, bilobado, verde oscuro, 0,9-1,3 mm de diámetro. Baya nutante globosa, compresada por los polos, anaranjadas a la madurez, glabra, persistente estilo, dehiscente a la madurez, 11-12 mm de largo por (13-) 15-17 mm de diámetro; cáliz fructífero persistente, ligeramente acrescente, aplanado, (21-) 29-30 mm de diámetro. Semillas 177-181 por baya, reniformes, coriáceas, marrón intenso, reticulado foveolado el epispermo, 1,8-2 mm de largo por 1,5-1,7 mm de diámetro.

Material adicional examinado

PERÚ, **Dpto. Cajamarca**, prov. Cajamarca, Cerro Cumbe Mayo (arriba de Cajamarca), en los terrenos de propiedad de la Universidad Nacional de Cajamarca, 3300 m, frecuente en los cercos de piedra, debajo de plantaciones de "eucalipto", 10-I-1986, *I. Sánchez* 3924 (Holótipo: CPUN; Isótipos: CPUN, F).- Cerca a Cumbe Mayo, 7°11'57"S, 78°32'71"W, 3,452 m, 21-III-2007, *S. Leiva, T. Mione & L. Yacher* 3645 (HAO).- Cerca a Cumbe Mayo, 7°11'57"S, 78°32'71"W, 3,452 m, 21-III-2007, *T. Mione, S. Leiva, & L. Yacher* 742 (CCSU).- Cerro Sexcemayo, al oeste de Cajamarca, 3430 m, ladera con arbustos, 2-IV-1991, *I. Sánchez* 5429 (CPUN, F).- En el caserío Huacataz, a 20 km al noreste de la ciudad de Cajamarca, 3000 m, ladera de arbustos, suelo volcánico, 21-XI-1981, *I. Sánchez* 2701 (CPUN, F, NY).- 7°15'30"S, 78°28'39"W, 3,060 m, 27-III-2013, *T. Mione, S. Leiva & L. Yacher* 832 (CCSU).- **Dpto. Amazonas**, prov. Chachapoyas, km 399-400 Balsas-Leymebamba, 6°43'346"S, 77°52'631"W, 3,458 m, 15-V-2015, *S. Leiva, T. Mione & L. Yacher* 5863 (HAO).- km 399-400 Balsas-Leymebamba, 6°43'346"S, 77°52'631"W,

3,458 m, 15-V-2015, *T. Mione, S. Leiva & L. Yacher* 850 (CCSU).- **Dpto. La Libertad**, prov. Sánchez Carrión, El Molino (ruta Paday-Sartimbamba), 3000 m, 4-IX-1998, *S. Leiva & J. Tarrillo* 2232 (CCSU, HAO); Cerca de Aricapampa, entre arbustos, 7°46'437"S, 77°46'416"W, 3,543 m, 10-VI-2005, *S. Leiva, T. Mione & L. Yacher* 3343 (CCSU, HAO).- Cerca de Aricapampa, entre arbustos, 7°46'437"S, 77°46'416"W, 3,543 m, 10-VI-2005, *T. Mione, S. Leiva & L. Yacher* 715 (CCSU).- Prov. Santiago de Chuco, distrito Angamarca, arriba de Mollebamba (ruta Mollebamba-Tulpo), 3080 m, 6-XII-2002, *S. Leiva* 2677 (HAO).- distrito Cachicadán, alrededores de Cachicadán, 2870 m, 13-VI-1999, *S. Leiva, T. Mione & L. Yacher* 2341 (CCSU, HAO).- distrito Cachicadán, alrededores de Cachicadán, 2870 m, 13-VI-1999, *T. Mione, S. Leiva & L. Yacher* 647 (CCSU).- Arriba del pueblo de Cachicadán, alrededores de aguas termales, 8°05'32,5"S, 78°09'31,3"W, 3,050 m, 24-III-2013, *S. Leiva, T. Mione & L. Yacher* 5413 (HAO).- Arriba del pueblo de Cachicadán, alrededores de aguas termales, 8°05'32,5"S, 78°09'31,3"W, 3,050 m, 24-III-2013, *T. Mione, S. Leiva & L. Yacher* 821 (CCSU).- Prov. Bolívar, arriba de Longotea, carretera Balsas-Bolívar, 7°03'086"S, 77°51'729"W, 2,985 m, 14-V-2015, *S. Leiva, T. Mione & L. Yacher* 5859 (HAO).- Arriba de Longotea, carretera Balsas-Bolívar, 7°03'086"S, 77°51'729"W, 2,985 m, 14-V-2015, *T. Mione, S. Leiva & L. Yacher* 847 (CCSU).

Jaltomata sanchez-vegae *S. Leiva & Mione* es similar a su especie hermana *Jaltomata contumacensis* *S. Leiva & Mione* (ver *Mione et al.*, 2007), propia del Bosque Cachil (entre Cascas-Contumazá) y en los alrededores de la ciudad de Contumazá, prov. Contumazá, dpto. Cajamarca, Perú, a los 2720-2740 m de elevación porque ambas tienen 2 (-3) flores por nudo, cáliz aplanado, corola urceolada, morado el área basal y verde el área distal externamente, nervaduras principales rodeadas por pelos simples eglandulares y glandulares transparentes externamente, limbo corolino 10-lobulado, reflexos, anteras oblongas, conniventes, con un mucrón apical incipiente, estilo exerto. Pero *J. sanchez-vegae* se caracteriza por los estambres exertos, heterodínamos, área libre de los filamentos estaminales

rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes que ocupan el 4-5 % de su longitud basal, bayas maduras con el estilo persistente. En cambio, *J. contumacensis* presenta los estambres inclusos a veces ligeramente exsertos, homodínamos, área libre de los filamentos estaminales rodeados por pelos simples transparentes que ocupan el 20-25 (-30)% de su longitud basal, bayas maduras sin estilo persistente.

Distribución y ecología: Especie silvestre neotropical con una amplia distribución. A sido encontrada en la provincia Cajamarca (dpto. Cajamarca), prov. Chachapoyas (dpto. Amazonas), provincias Sánchez Carrión, Santiago de Chuco y Bolívar (dpto. La Libertad), Perú, entre los 2985-3543 m de elevación, como un integrante de la vegetación herbácea y arbustiva. Es una especie psicrófila ya que crece en lugares fríos o a temperaturas bajas; como un integrante de los bosques relictos. Es una especie heliófila, es decir, requiere abundante luz del sol; también, es higrófila porque prefiere suelos húmedos, tierras negras con abundante humus, de igual manera, es una especie psamófila, ya que a veces crece en suelos arenosos; asimismo, es argilícola ya que prospera en suelos arcillosos; generalmente es una especie eutrofa, prefiere suelos con abundantes nutrientes. Habita en los bordes de carreteras, caminos, chacras y vive asociada con plantas de *Eucaliptus globulus* Labill. "eucalipto" (Myrtaceae), *Bidens pilosa* L. "cadillo", *Viguiera weberbaueri* S. F. Blake "suncho", *Ophryosporus peruvianus* R. M. King & H. Rob., *Barnadesia dombeyana* Less. "punás" (Asteraceae), *Rubus floribundus* Kunth "zarza", *Polylepis sericea* Wedd. "quinual" (Rosaceae), *Monnina macrostachya* Ruiz & Pav. "negritos" (Polygalaceae), *Opuntia subulata* (Muehlenpf.) Engelm. "caracashia" (Cactaceae), *Minthostachys mollis* (Benth.) Griseb. "chancua" (Lamiaceae), *Sambucus peruviana* Kunth "saúco" (Adoxaceae), entre otras.

Fenología: Es una especie perenne y generalmente es eucrona, que brota con las primeras lluvias de noviembre o diciembre, para luego florecer y fructificar desde el mes de febrero hasta el mes de abril o mayo.

Estado actual: Utilizando los criterios del

IUCN (IUCN 2012) *Jaltomata sanchez-vegae* es considerada en peligro crítico (CR). La extensión de su rango de distribución es de un radio menor a 500 km² en la provincia Cajamarca (dpto. Cajamarca), prov. Chachapoyas (dpto. Amazonas), prov. Sánchez Carrión, Santiago de Chuco y Bolívar (dpto. La Libertad), Perú, entre los 2985-3543 m de elevación, siendo éstas, las únicas localidades donde se han recolectado (Criterio B1). Asimismo, se han encontrado menos de 200 individuos maduros en la población (Criterio D), siendo influenciada directamente por los centros urbanos que transitan y visitan estas rutas y sus alrededores. Sin embargo, no se ha evaluado si existe una declinación del rango de distribución y del área de ocupación, siendo de necesidad urgente de un estudio en profundidad de la ecología, estructura poblacional y distribución de esta especie, para esclarecer su estado de conservación.

Nombre vulgar: "canamuela" (en boleta, S. Leiva, T. Mione & L. Yacher, 3645).

Etimología: Esta especie fue dedicada al Dr. Isidoro Sánchez Vega quien fuera botánico de la Universidad Nacional de Cajamarca, por sus permanentes estudios de nuestra flora peruana en especial del Norte, como lo demuestran las numerosas publicaciones que realizó al respecto.

Usos: Las bayas rojo anaranjadas son cosechadas por los pobladores en las regiones de colección, para ser consumidas como frutas frescas por su agradable sabor y exquisitez.

5. *Jaltomata ventricosa* (Baker) Mione (Fig. 8-9)

Mione, T.; G. Anderson & M. Nee. *Jaltomata* I: circumscription, description and new combinations for five South American species (Solaneae, Solanaceae). *Brittonia*, 45 (2): 138-145, 1993.

Arbusto 0,8-1 (-1,5) m de alto, ampliamente ramificado, efuso. Tallos viejos rollizos, marrón claro, compactos, rodeados por lenticelas blanco cremosas, glabros, ruminados, 7-12 mm de diámetro en la base; tallos jóvenes ligeramente 4-5 angulosos, ligeramente torcidos, verdes,

compactos, sin lenticelas, glabros a veces rodeados por algunos pelos simples eglandulares transparentes. Hojas alternas las basales, ligeramente geminadas las distales; pecíolo semirrollizo, verde claro, verde oscuro los bordes en la superficie adaxial, glabro, decurrente, 1,8-2,5 cm de longitud; lámina ovada a elíptica a ligeramente lanceolada, membranacea, verde oscuro, lustrosa la superficie adaxial, verde claro opaca la superficie abaxial, glabra en ambas superficies, aguda en el ápice, cuneada y decurrente en la base, entera a veces sinuada, excepcionalmente dentada (2-3 dientes por margen) en el borde, (6,5-) 9,5-10,5 cm de largo por (4,5-) 6-6,3 cm de ancho. Flores 1-2 (-4) por nudo, no sincronizadas; pedúnculo 5-anguloso, morado la superficie adaxial, verde la superficie abaxial, glabrescente rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, reclinado y ligeramente curvado, 5-7,5 (-9) mm de longitud; pedicelos 4-5 angulosos el área distal disminuyendo hacia el área basal, ligeramente torcidos, morado la superficie adaxial verde la superficie abaxial, glabrescentes rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares y algunos ramificados transparentes, resupinados, 7-13 (-16) mm de longitud. Cáliz campanulado a veces aplanado, verde externamente, verdoso interiormente, glabro externa e interiormente, succulento, sobresalientes las nervaduras principales, 20-22 (-28) mm de diámetro del limbo en la antésis; 5-lobulado; lóbulos triangulares, verde externamente, verdoso interiormente, glabros externa e interiormente, succulentos, nunca reflexos, nunca revolutos, sobresalientes las nervaduras principales, 7-8 (-10) mm de largo por 9-10 mm de ancho. Corola urceolada en el área basal, morado intenso la $\frac{1}{2}$ basal, blanquecino verdoso la $\frac{1}{2}$ distal, verdes las nervaduras principales externamente, amoratada a cremosa interiormente, lustrosa brillante externamente, glabra o algunos pelos simples eglandulares transparentes externamente, glabra interiormente, succulenta, sobresalientes las nervaduras principales, limbo 10,5-12 mm de diámetro en la antésis; 10-lobulada, 5 lóbulos mayores que alternan con otros 5 menores; lóbulos triangulares, blanco cremosos o ligeramente verdosos externa e

interiormente, glabros externamente, pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes interiormente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en los bordes, membranosos, reflexos, sobresalientes las nervaduras principales, 5 nervaduras principales sobresalientes interiormente formando 5 cavidades donde se almacena abundante néctar rojo, 3-3,5 mm de largo por 3-3,5 mm de ancho; tubo 9-11 mm de largo por 11-12 (-14) mm de diámetro. Estambres 5, conniventes, fanerostémonos, insertos a 0,1-0,2 mm del borde basal interno del tubo corolino; filamentos estaminales heterodínamos; área libre de los filamentos filiformes ampliándose ligeramente hacia el área basal, cremoso los $\frac{3}{4}$ distales morado claro en el área basal, pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares morado claro que ocupan 30-40 % de su longitud basal, 2 largos (17-18 mm de longitud), dos mediano (14-16 mm de longitud) y un corto (12-13 mm de longitud); área soldada morado el área distal, cremoso el área basal, pilosa rodeadas por una cobertura de pelos simples eglandulares morado claro, de 0,2-0,3 mm de ancho; anteras oblongas, paralelas, amarillas, blanco las suturas, verde el conectivo, sin mucrón apical incipiente, glabras, (2,6-) 3-3,1 mm de largo por 2-2,2 mm de diámetro. Ovario piriforme a ovado, verde claro, con disco nectarífero amarillo anaranjado que ocupa el 40-50% de su longitud basal, 5-anguloso, 3,5-3,6 mm de largo por 3-3,5 mm de diámetro; estilo exerto, filiforme ampliándose gradualmente hacia el área distal, verdoso, glabro, (13,8-) 16-16,5 mm de longitud; estigma capitado, bilobado, verde oscuro, 1-1,1 mm de diámetro. Baya nutante, globosa compresada por los polos, rojo anaranjado a la madurez, glabra, estilo persistente, 9,5-10,5 mm de largo por 13-14 mm de diámetro; cáliz fructífero persistente, ligeramente acrescente, aplanado, engrosadas y arrugadas las nervaduras principales, 25-28 mm de diámetro. Semillas 55-60 por baya, reniformes, marrón intenso, coriáceas, reticulado foveolado el epispermo, 1,4-1,7 mm de largo por 1,2-1,4 mm de diámetro.

Material adicional examinado

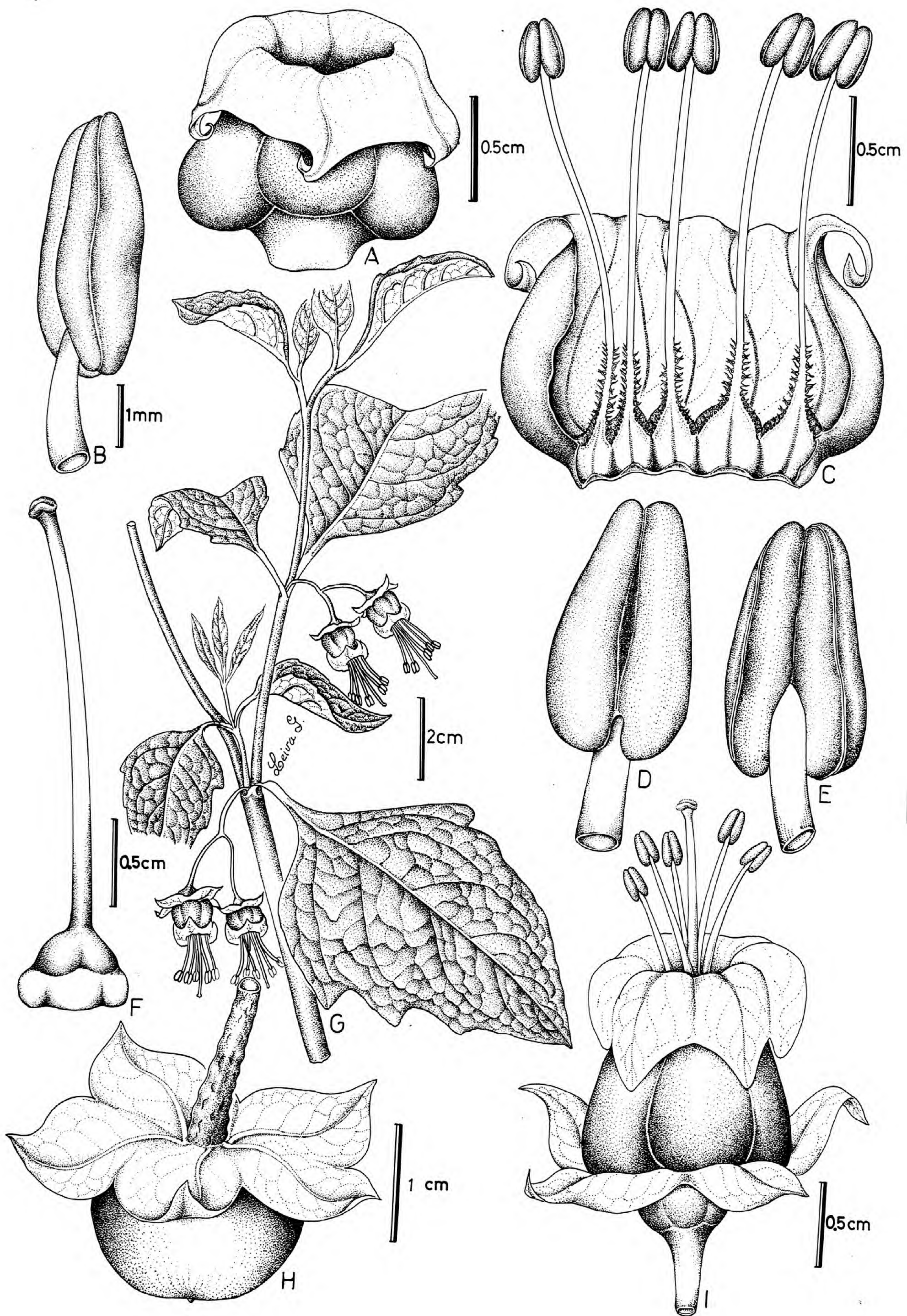


Fig. 8. *Jaltomata ventricosa* (Baker) Mione & M. Nee., A. Corola; B. Antera en vista lateral; C. Corola desplegada; D. Antera en vista dorsal; E. Antera en vista ventral; F. Gineceo; G. Rama florífera; H. Fruto; I. Flor en antésis. (Dibujado S. Leiva 733, HAO).

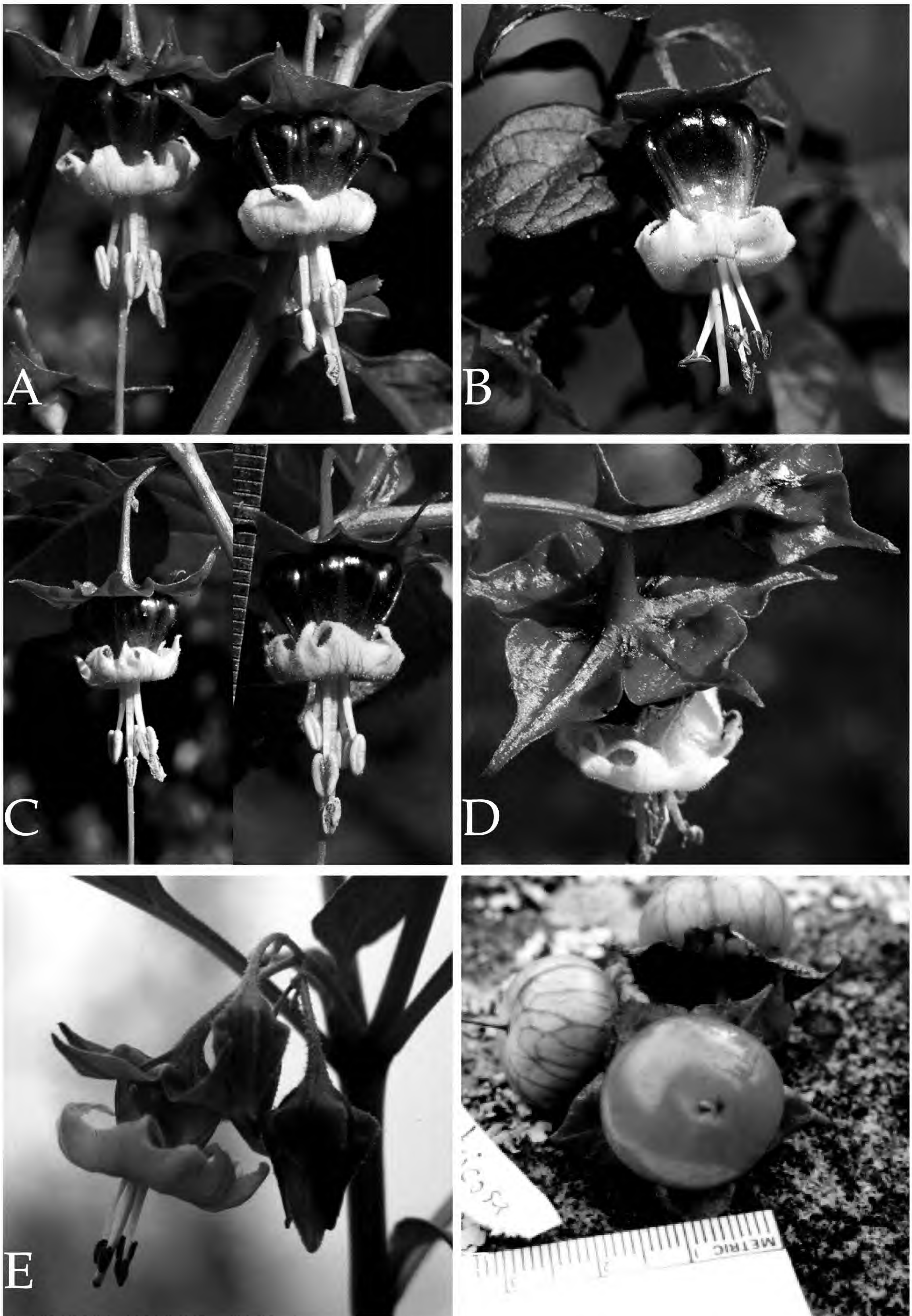


Fig. 9. *Jaltomata ventricosa* (Baker) Mione & M. Nee., A. Rama florífera; B. - C. Flores en antésis en vista lateral; D. Flor en antésis mostrando el cáliz; E. Flor en antésis mostrando néctar rojo; F. Frutos. (Fotografías T. Mione, S. Leiva & L. Tacher 712, CCSU-HAO).

PERÚ, Dpto. La Libertad, Prov. Sánchez Carrión, cerca de Huamachuco, 3500 m, 3-XII-1936, J. West 8193 (GH).- Prov. Santiago de Chuco, alrededores de Quiruvilca, 1963 m, 9-I-1964, S. G. E. Saunders 952 (K).- Prov. Otuzco, Tomabamba, 2700 m, 13-XI-1966, M. Román (US).- distrito Salpo, Cerro Ragash (Salpo), 3200 m, 23-V-1984, A. Sagástegui, S. Leiva & M. Diestra 11574 (MO, NY).- San Miguel, al oeste de Salpo (camino Salpo-Samne), 2500 m, 5-VI-1990, S. Leiva & P. Leiva 118 (F, HAO).- Salpo-Shitahuara (al norte de Salpo), 3100 m, 15-VI-1990, S. Leiva 138 (F, HAO, NY).- Cerro Los Enamorados (al norte de Salpo), 3380 m, 12-VI-1991, S. Leiva & P. Leiva 329 (HAO).- Cerro Los Enamorados (al norte de Salpo), 3450 m, 26-V-1993, S. Leiva *et al.*, 733 (HAO).- Abajo de San Miguel (ruta Salpo a Samne), 2900 m, 27-V-1993, S. Leiva *et al.*, 743 (HAO).- Abajo de Shitahuara (al norte de Salpo), 3050 m, 15-VI-1993, S. Leiva 788 (HAO, NY).- Agallpampa-Chanchacap, 2920 m, 7-I-1994, S. Leiva *et al.*, 961 (HAO).- Alrededores de Salpo, 3300 m, 7-I-1994, S. Leiva *et al.*, 981 (F, HAO).- Shitahuara (al norte de Salpo), 3300 m, 13-VI-1994, S. Leiva *et al.*, 1151 (HAO).- Abajo de Shitahuara (al norte de Salpo), 3320 m, 13-VI-1994, S. Leiva *et al.*, 1185 (F, HAO).- Base del cerro Quinga (al este de Salpo), 3500 m, 1-V-1995, S. Leiva 1723 (HAO).- Alrededores de Chota-Motil, 3300 m, 8-II-1997, S. Leiva & V. Quipuscoa 1928 (F, HAO).- Abajo de San Miguel (ruta Salpo-Samne), 3070 m, 11-V-1997, S. Leiva 1979 (F, HAO).- Agallpampa, 7°58'56''S, 78°32'54''W, 3106 m, 9-VI-2005, T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 712 (CCSU).- Base del Cerro Quinga, 8°03'58,5''S, 78°34'28,4''W, 3755 m, 21-V-2015, T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 867 (CCSU).- Base del Cerro Quinga, 8°03'58,5''S, 78°34'28,4''W, 3755 m, 21-V-2015, S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 5900 (HAO).

Jaltomata ventricosa (Baker) Mione es similar a su especie hermana *Jaltomata leivae* Mione (ver Mione *et al.*, 2007), endémica arriba de Guzmango, distrito Guzmango, prov. Contumazá, dpto. Cajamarca, Perú entre los 2560-2650 m de elevación porque ambas tienen corola tubular urceolada en el área basal y 10-lobulada, reflexo el limbo corolino, abundante néctar rojo anaranjado depositado en 5 cavidades en el interior del tubo corolino,

estambres y estilo exertos, pedúnculo 9-10 mm de longitud. Pero, *J. ventricosa* tiene lóbulos del cáliz ampliamente triangulares, cáliz y corola glabros, lóbulos de la corola blancos, área libre de los filamentos estaminales pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes que ocupan el 35-37% del área basal, anteras glabras. En cambio, *J. leivae* tiene lóbulos del cáliz angostamente triangulares, cáliz y corola pubescentes rodeadas por una cobertura de pelos ramificados transparentes externamente, limbo corolino azulado, área libre de los filamentos estaminales pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes que ocupan el 20-25% del área basal, anteras pilosas rodeadas por una cobertura de pelos simples eglandulares y algunos ramificados transparentes paralelos a las suturas.

Distribución y ecología: Especie silvestre neotropical con distribución limitada y aparentemente endémica a las zonas de recolección en donde es abundante. A pesar, de haberse efectuado recolecciones en zonas aledañas, solamente a sido encontrada en los andes, en las provincias de Otuzco, Santiago de Chuco y Sánchez Carrión, dpto. La Libertad, Perú, entre los 2700-3755 m de elevación, como un integrante de la vegetación herbácea y arbustiva. Es una especie psicrófila ya que crece en lugares fríos o a temperaturas bajas; es heliófila, es decir, requiere abundante luz del sol; prefiere suelos húmedos o higrófila, tierras negras con abundante humus; argilícola ya que prospera en suelos arcillosos; es eutrofa ya que crece en suelos abundantes en nutrientes; es una especie eucrona ya que tiene una temporada determinada para la floración. Habita en laderas, los bordes de carreteras, caminos, cercos, chacras y vive asociada con plantas de *Bidens pilosa* L. "cadillo", *Viguiera weberbaueri* S. F. Blake "suncho" (Asteraceae), *Caiophora sepiaria* (G. Don) J. F. Macbr. "ortiga" "ishguin" (Loasaceae), *Alnus acuminata* Kunth "aliso" (Betulaceae), *Monnina macrostachya* Ruiz. & Pav. (Polygalaceae), *Opuntia subulata* (Muehlenpf.) Engelm. (Cactaceae), *Eucalyptus globulus* Labill. (Myrtaceae), *Rubus floribundus* Kunth "zarza" (Rosaceae), *Barnadesia dombeyana* Less. (Asteraceae), *Verbena litoralis* Kunth

(Verbenaceae), *Minthostachys mollis* (Kunth) Griseb. (Lamiaceae), *Sambucus peruviana* Kunth (Adoxaceae), entre otras.

Fenología: Es una especie perenne y generalmente es eucrona, que brota con las primeras lluvias de noviembre o diciembre, para luego florecer y fructificar desde el mes de febrero hasta el mes de abril o mayo.

Estado actual: Utilizando los criterios del IUCN (IUCN, 2012) *J. ventricosa* es considerada en peligro crítico (CR). La extensión de su rango de distribución es de un radio menor a 200 km² en los alrededores de lugares aislados en las provincias de Otuzco, Santiago de Chuco y Sanchez Carrión, en el dpto. La Libertad, Perú, entre los 2700-3755 m de elevación m de elevación, siendo éstas, las únicas localidades donde se han recolectado (Criterio B1). Asimismo, se han encontrado menos de 300 individuos maduros en la población (Criterio D), siendo influenciada directamente por los centros urbanos que transitan y visitan estos lugares. Sin embargo, no se ha evaluado si existe una declinación del rango de distribución y del área de ocupación, siendo de necesidad urgente de un estudio en profundidad de la ecología, estructura poblacional y distribución de esta especie, para esclarecer su estado de conservación.

Nombre vulgar: "sogorome" (en boleta S. Leiva 2699, HAO).

Etimología: El epíteto específico, hace alusión a la dilatación del área basal de la corola.

Usos: Las bayas rojo anaranjadas son cosechadas por los pobladores en las regiones de recolección, para ser consumidas como frutas frescas por su agradable sabor y exquisitez.

6. *Jaltomata leivae* Mione (Fig. 10-11)

Mione, T.; S. Leiva & L. Yacher. Five new species of *Jaltomata* (Solanaceae) from Cajamarca, Peru. *Novon* 17: 49-58, 2007.

Arbusto 2-2,5 m de alto, ampliamente ramificado, efuso. Tallos viejos rollizos, marrón claro, compactos, rodeados por una cobertura de lenticelas blanco cremosas, glabros, ruminados, 1,7-2 cm de diámetro en la

base; tallos jóvenes ligeramente 4-5 angulosos, morados o púrpura la superficie adaxial, verde la superficie abaxial, compactos, sin lenticelas, pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples ramificados transparentes. Hojas alternas las basales, ligeramente geminadas las distales; pecíolo semirrollizo, verde claro, verde oscuro los bordes en la superficie adaxial, piloso rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, decurrente, 1,6-1,7 cm de longitud; lámina ovada a elíptica, membranácea, verde oscuro, lustrosa la superficie adaxial, verde claro, opaca la superficie abaxial, glabrescente rodeada por una cobertura de pelos ramificados transparentes en ambas superficies, aguda en el ápice, atenuada y decurrente en la base, entera a veces dentada (2-3 dientes por margen) en el borde, 10-11 cm de largo por 6-7 cm de ancho. Flores (1-) 2 (-3) por nudo, no sincronizadas; pedúnculo filiforme, verde, piloso rodeado por una cobertura de pelos simples glandulares transparentes, descendente a depreso, (1-) 7-9 mm de longitud; pedicelos 4-5 angulosos el área distal disminuyendo hacia el área basal, ligeramente torcidos, verdes, pubescentes rodeados por una cobertura de pelos ramificados transparentes, resupinados, 11-14 mm de longitud. Cáliz aplanado, verde externamente, verdoso interiormente, pubescente rodeado por una cobertura de pelos ramificados transparentes externamente, piloso rodeado por una cobertura de papilas blancas en el área basal interiormente, succulento, sobresalientes las nervaduras principales, 14-16 mm de diámetro del limbo en la antésis; 5-lobulado; lóbulos triangulares, verde externamente, verdoso interiormente, pubescentes rodeados por una cobertura de pelos ramificados transparentes externamente, pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes interiormente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos ramificados transparentes en los bordes, succulentos, reflexos, nunca revolutos, sobresalientes las nervaduras principales, 3-4 mm de largo por 4-5 mm de ancho. Corola tubular urceolada en el área basal, morado intenso externamente e interiormente, lustrosa brillante externamente, glabrescente rodeada por una cobertura de

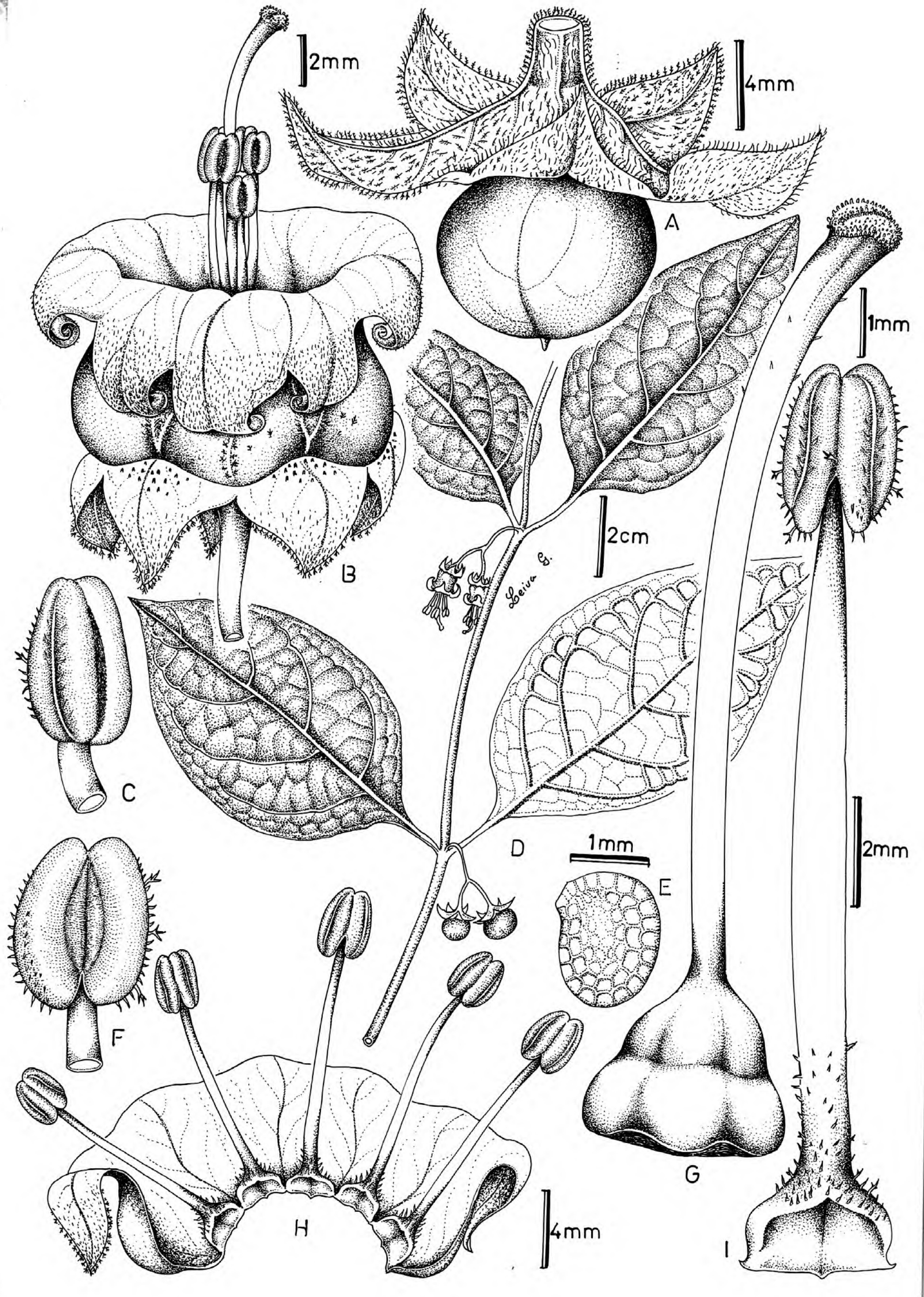


Fig. 10. *Jaltomata leivae* Mione, A. Fruto; B. Flor en antésis; C. Antera en vista lateral; D. Rama florífera; E. Semilla; F. Antera en vista dorsal; G. Gineceo; H. Corola desplegada. I. Estambre en vista ventral. (Dibujado S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 2360, HAO).



Fig. 11. *Jaltomata leivae* Mione, A. Rama florífera; B. Flor en antésis en vista lateral; C. Flor en antésisi mostrando el cáliz. (Fotografías T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 660, CCSU-HAO).

pelos ramificados transparentes externamente, glabra interiormente, succulenta, sobresalientes las nervaduras principales, limbo 13-15 mm de diámetro en la antésis; 10-lobulada, 5 lóbulos mayores que alternan con otros 5 menores; lóbulos triangulares, azulados a morados externa e interiormente, pilosos rodeados por una cobertura de pelos ramificados transparentes externamente, pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes interiormente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos simples ramificados transparentes en los bordes, membranáceos, reflexos, sobresalientes las nervaduras principales, 5 nervaduras principales sobresalientes interiormente formando 5 cavidades donde se almacena abundante néctar rojo, 3-3,5 mm de largo por 3-3,5 mm de ancho; tubo 7-9 mm de largo por 10-11 mm de diámetro. Estambres 5, conniventes, fanerostémonos, insertos a 0,1-0,2 mm del borde basal interno del tubo corolino; filamentos estaminales heterodínamos; área libre de los filamentos filiformes ampliándose ligeramente hacia el área basal, blanco cremoso, pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes que ocupan 20-25% de su longitud basal, 11-14 mm de longitud; área soldada lila el área distal, pilosa rodeada por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes; anteras oblongas, paralelas, amarillas, blanco las suturas, verde oscuro los conectivos, sin mucrón apical incipiente, glabras a veces pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares y algunos ramificados transparentes, 2-3 mm de largo por 2-2,6 mm de diámetro. Ovario ovado, verde claro con dos líneas lilas en los costados, disco nectarífero amarillo pálido que ocupa el 50-60% de su longitud basal, 5-anguloso, 3,2-3,3 mm de largo por 3-3,2 mm de diámetro; estilo exerto, filiforme ampliándose gradualmente hacia el área distal, verdoso, glabrescente rodeado por algunos pelos simples eglandulares transparentes en el $\frac{1}{4}$ distal, (9-) 17-19 mm de longitud; estigma capitado, bilobado, verde oscuro, 1-1,1 mm de diámetro. Baya nutante, globosa, amarillenta a la madurez, glabra, estilo pequeñísimo persistente, 11-12 (-14) mm de largo por 16-17 mm de diámetro; cáliz fructífero

persistente, ligeramente acrescente, aplanado, reflexo los lóbulos, 25-28 mm de diámetro. Semillas 168-170 por baya, reniformes, marrón intenso, coriáceas, reticulado foveolado el epispermo, de 1,4-1,7 mm de largo por 1,2-1,4 mm de diámetro.

Material adicional examinado

PERÚ, Dpto. Cajamarca, prov. Contumazá, distrito Guzmango, arriba de Guzmango, riachuelo, 2650 m, 17-VI-1999, S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 2360 (Holótipo: HAO; Isótipos: CORD, F, MO).- Arriba de Guzmango, riachuelo, 2650 m, 17-VI-1999, T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 660 (CCSU, MO).- Arriba de Guzmango, 2570 m, 24-IV-1995, S. Leiva 1719 (CORD, F, HAO, MO).- Arriba de Guzmango, 2560 m, 31-V-1996, S. Leiva & A. Sagástegui 1839 (F, HAO).

Jaltomata leivae Mione es similar a su especie hermana *Jaltomata ventricosa* (Baker) Mione (ver Mione *et al.*, 2007), habita en los andes, en las provincias de Otuzco, Santiago de Chuco y Sánchez Carrión, dpto. La Libertad, Perú, entre los 2700-3755 m de elevación porque ambas tienen corola tubular urceolada en el área basal y 10-lobulada, reflexo el limbo corolino, abundante néctar rojo anaranjado depositado en 5 cavidades en el interior de la corola, estambres y estilo exertos, pedúnculo 9-10 mm de longitud. Pero, *J. leivae* tiene lóbulos del cáliz angostamente triangulares, cáliz y corola pubescentes rodeadas por una cobertura de pelos ramificados transparentes externamente, limbo corolino azulado, área libre de los filamentos estaminales pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes que ocupan el 20-25% del área basal, anteras pilosas rodeadas por una cobertura de pelos simples eglandulares y algunos ramificados transparentes paralelos a las suturas. En cambio, *J. ventricosa* presenta lóbulos del cáliz ampliamente triangulares, cáliz y corola glabros, lóbulos de la corola blancos, área libre de los filamentos estaminales pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes que ocupan el 35-37% del área basal, anteras glabras.

Distribución y ecología: Especie silvestre

neotropical con distribución limitada y aparentemente endémica a las zonas de recolección en donde es escasa. A pesar, de haberse efectuado recolecciones en zonas aledañas, solamente ha sido encontrada arriba del pueblo de Guzmango, prov. Contumazá, dpto. Cajamarca, Perú entre los 2560-2650 m de elevación, como un integrante de la vegetación herbácea y arbustiva. Es una especie psicrófila ya que crece en lugares fríos o a temperaturas bajas; es heliófila, es decir, requiere abundante luz del sol; prefiere suelos húmedos o higrófila, tierras negras con abundante humus; argilícola ya que prospera en suelos arcillosos; es eutrofa ya que crece en suelos abundantes en nutrientes; es una especie eucrona por que tiene una temporada determinada para la floración. Habita en el borde de riachuelo y vive asociada con plantas de *Bidens pilosa* L. "cadillo", *Viguiera weberbaueri* S. F. Blake "suncho", *Barnadesia dombeyana* Less (Asteraceae), *Caiophora sepiaria* (G. Don) J. F. Macbr. "ortiga" "ishguin" (Loasaceae), *Eucalyptus globulus* Labill. (Myrtaceae), *Rubus floribundus* Kunth "zarza" (Rosaceae), *Verbena litoralis* Kunth (Verbenaceae), entre otras.

Fenología: Especie perenne y generalmente es eucrona, que brota con las primeras lluvias de noviembre o diciembre, para luego florecer y fructificar desde el mes de febrero hasta el mes de abril o mayo.

Estado actual: Utilizando los criterios del IUCN (IUCN, 2012) *J. leivae* es considerada en peligro crítico (CR). La extensión de su rango de distribución es de un radio menor a 50 km² arriba del pueblo de Guzmango, prov. Contumazá, dpto. Cajamarca, Perú entre los 2560-2650 m de elevación, siendo ésta, la única localidad donde se ha recolectado (Criterio B1). Asimismo, se han encontrado menos de 50 individuos maduros en la población (Criterio D), siendo influenciada directamente por el centro urbano que transitan y visitan este lugar. Sin embargo, no se ha evaluado si existe una declinación del rango de distribución y del área de ocupación, siendo de necesidad urgente de un estudio en profundidad de la ecología, estructura poblacional y distribución de esta especie, para esclarecer su estado de conservación.

Nombre vulgar: "canamuella" (en boleta S. Leiva 2360, HAO).

Etimología: El epíteto específico, dedicado a Segundo Leiva González, profesor de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo-Perú, quien viene estudiando la familia Solanaceae.

Usos: Las bayas rojo anaranjadas son cosechadas por los pobladores en la región de recolección, para ser consumidas como frutas frescas por su agradable sabor y exquisitez.

7. *Jaltomata umbellata* (Ruiz & Pav.) Mione & M. Nee (Fig. 12)

Mione, T.; G. Anderson & M. Nee., *Jaltomata* I: circumscription, description and new combinations for five South American species (Solaneae, Solanaceae). *Brittonia*, 45 (2): 138-145, 1993.

Arbusto 0,60-0,70 (-1,3) m de alto, ampliamente ramificado, efuso. Tallos viejos rollizos, marrón claro, compactos, rodeados por lenticelas blanco cremosas, glabros, ruminado o con agrietamientos longitudinales, 18-20 mm de diámetro en la base; tallos jóvenes rollizos, ligeramente torcidos, ligeramente morado la superficie adaxial, verde la superficie abaxial, compactos, sin lenticelas, glabros a veces algunos pelos simples eglandulares transparentes. Hojas alternas las basales, geminadas las distales; pecíolo semirrollizo, verde claro, verde oscuro los bordes en la superficie adaxial, glabro, decurrente, 2,4-2,6 cm de longitud; lámina ovada, membranácea, verde oscuro, la superficie adaxial, verde claro opaca la superficie abaxial, glabra en ambas superficies, aguda en el ápice, cuneada y decurrentes en la base, entera a veces dentada (4-5 dientes por margen) en los bordes, 9,3-9,8 (-11) cm de largo por 6,4-7,3 (-8) cm de ancho. Flores (4-) 6-9 por nudo, no sincronizadas; pedúnculo 5-anguloso, morado la superficie adaxial, verde la superficie abaxial, piloso rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, ascendente, 3-5 (-11) mm de longitud; pedicelos 4-5 angulosos el área distal disminuyendo hacia el área basal, verde, pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, adpreso ascendentes a veces

ligeramente difusos, 8-10 mm de longitud. Cáliz campanulado, verde externamente, verdoso interiormente, piloso rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externamente, glabro interiormente, succulento, sobresalientes las nervaduras principales, (5,5-) 8-9 mm de diámetro en la antésis; 5-lobulado; lóbulos triangulares, verde externamente, verdoso interiormente, pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparente externa e interiormente, succulentos, difusos, nunca revolutos, sobresalientes las nervaduras principales, (2,5-) 3-3,6 mm de largo por 2-2,5 mm de ancho; tubo (1,5-) 2,5-3 mm de largo por 4-5 mm de diámetro. Corola tubular ampliándose gradualmente hacia el área distal, verde pálido o cremoso blanquecino la ½ distal, lila o púrpura la ½ basal externa e interiormente, lustrosa brillante externamente, glabrescente rodeada por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes la ½ distal, glabra la ½ basal externamente, glabra interiormente, succulenta, sobresalientes las nervaduras principales, limbo (9-) 12-14 (-23) mm de diámetro en la antésis; 5 lobulado; lóbulos triangulares, blanco cremosos o ligeramente verde cremosos externa e interiormente, glabrescentes rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externamente, pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes interiormente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en los bordes, membranáceos, difusos a veces ligeramente patentes, sobresalientes las nervaduras principales; abundante néctar rojo almacenada cerca de la ½ basal del tubo corolino, 6-6,2 mm de largo por 3-3,5 mm de ancho; tubo 7-7,5 mm de largo por 4-4,5 mm de diámetro. Estambres 5, conniventes, fanerostémonos, insertos a 0,1-0,2 mm del borde basal interno del tubo corolino; filamentos estaminales homodínamos; área libre de los filamentos filiformes ampliándose ligeramente hacia el área basal, cremoso el ¼ distal, lila o morado los ¾ basales, glabrescentes rodeados por una cobertura de algunos pelos (4 ó 5) simples eglandulares transparentes que ocupan 1-2% de su longitud basal, 9-9,5 mm de longitud; área soldada blanco cremoso, glabra;

anteras oblongas, paralelas, amarillas, blanco las suturas, verde el conectivo, sin mucrón apical incipiente, glabras, 2-2,1 mm de largo por 1,4-1,5 mm de diámetro. Ovario ampliamente piriforme, verde claro, con disco nectarífero anaranjado que ocupa el 50-60% de su longitud basal, 5-anguloso, 1,5-1,6 mm de largo por 1,5-1,7 mm de diámetro; estilo exerto, a veces incluso, filiforme ampliándose gradualmente hacia el área distal, blanco, glabro, (8-) 11-12 (-13,3) mm de longitud; estigma capitado, bilobado, verde oscuro, 0,4-0,5 mm de diámetro. Baya nutante, globosa compresada por los polos, anaranjado a la madurez, glabra, sin estilo persistente, 6-6,5 mm de largo por 7-8 mm de diámetro; cáliz fructífero persistente, ligeramente acrescente, cubre hasta cerca de la ½ del área basal de la baya, engrosadas las nervaduras principales, 11-12 mm de diámetro. Semillas 63-78 por baya, reniformes, marrón intenso, coriáceas, reticulado foveolado el epispermo, de 1,5-1,7 mm de largo por 1,2-1,4 mm de diámetro.

Material adicional examinado

PERÚ, **Dpto. Lima**, Prov, probablemente Chancay, Lima y Lurín, en el libro: "Travesía de Ruiz Pavón y Dombey en Perú y Chile" también menciona esta especie en Lurín, *Dombey*, s/n (P).- Prov. Chancay, Lomas de Lachay, 650 m, debajo de peñas, 14-VII-1948, R. Ferreyra 3861 (US).- Lomas de Lachay, 400-450 m, arcilloso-arenoso, 23-IX-1959, R. Ferreyra 13797 (G).- Lomas de Lachay, km 105 al norte de Lima en la Panamericana norte, 300-500 m, 15-X-1983, M. O. Dillon *et al.*, 3626 (BM, NY, US).- Km 105 al norte de Lima, en la panamericana norte, Reserva Nacional de Lachay, 480 m, 16-17-I-1998, T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 623 (CCSU).- S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 2131 (HAO).- 11° 21'30" S, 77° 22'11" W, 478 m, 15-VI-2005, T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 730 (CCSU).- Lomas de Lachay, km 80 al norte de Lima panamericana norte, 11° 20' S, 77° 30' W, 400 m, 1-IX-1991, A. Gentry *et al.*, 74517 (NY).- Loma de Lachay, km 107 al norte de Lima en la panamericana norte, 11° 21'20,3" S, 77° 21'58,7" W, 525 m, 4-VIX-2004, S. Leiva, J. Beltran & M. Benavente 22879 (HAO, USM).- Prov. Lima, Lomas de Atocongo, km 32 al sur de Lima, a 8 km al este de Ruinas de Pachacamac, 400 m, 27-IX-1938, H. E. Stork, O.

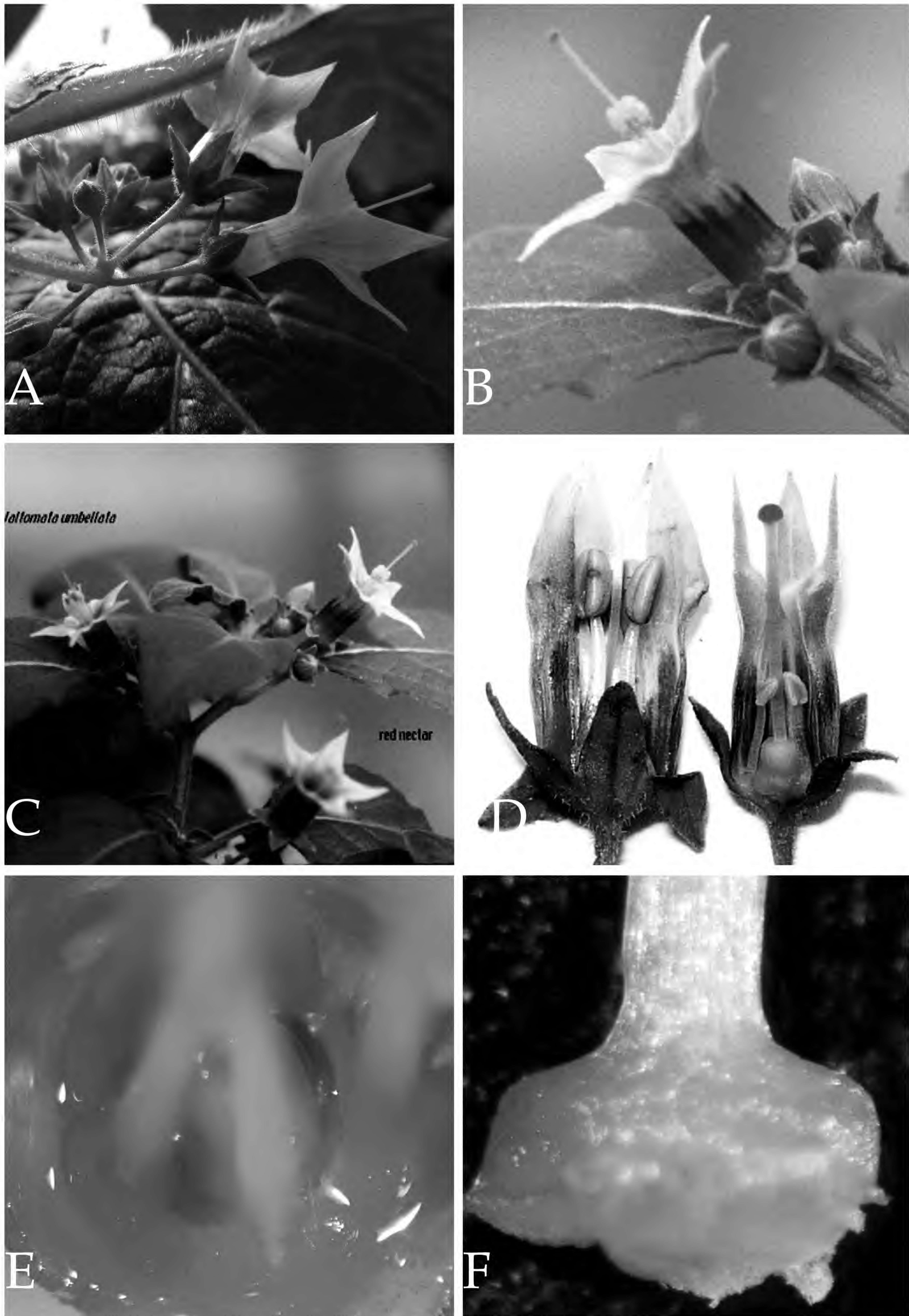


Fig. 12. *Jaltomata umbellata* (Ruiz & Pav.) Mione & M. Nee. A. - B - C. Ramas floríferas con flores en antésis con néctar rojo; D. Corolas desplegadas mostrando estambres y gineceo; E. Base de estambres y ovario; F. Base de estambre. (Fotografías: A. de Jamie Kostyn, B, C, E, F. Mione 432, CCSU-HAO, D. Carlos Martel (USM).

B. Horton & C. Vargas 9294 (GH, K).- Lomas de Atocongo, 10-XI-1846, O. Velarde 212 (US).- Lomas Granados, 300-450 m, 26-VIII-1950, C. Vargas 9558 (CUZ).- Loma de Amancaes, VIII-1912.- Amancaes, lomas, Mathews 722, listado por Miers en ilustraciones de Plantas de Sudamérica.- Visita de Lima, San Agustín 350 m, loma, VII-1909, A. Weberbaueri 5223 (NY, US).- Visita de Lima, San Agustín 350 m, loma, VII-1909, A. Weberbaueri 5228 (US).- Visita de Lima, San Agustín, loma, 27-IX-1940, E. Asplund 13776 (G, US).

Jaltomata umbellata (Ruiz & Pav.) Mione & M. Nee es similar a su especie hermana *Jaltomata bicolor* (Ruiz & Pav.) Mione (ver Mione *et al.*, 1993) propia de la subida Matucana-Ticlio, Prov. Huarochirí, ruta entre Canta-Pyrocancha, Prov. Canta (ambas en el dpto. Lima) y Zeylapa, prov. Mariscal Nieto (dpto. Moquegua), Perú, entre los 3200-3900 m de elevación porque ambas tienen corola tubular ampliándose gradualmente hacia el área distal, verde pálido o cremoso blanquecino la ½ distal, lila o púrpura la ½ basal externa e interiormente, glabrescente o pubescente rodeada por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes o lilas externamente, glabra interiormente, abundante néctar rojo anaranjado almacenada en la ½ basal, área libre de los filamentos lila en el área basal, anteras sin mucrón apical, estilo exerto a veces incluso. Pero, *J. umbellata* se caracteriza por tener (4-) 6-9 flores por nudo, limbo de la corola 5-lobulado, tubo corolino glabrescente rodeado por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes la ½ distal, glabra la ½ basal externamente, cáliz campanulado, filamentos estaminales homodínamos, antera amarillas, cáliz fructífero campanulado cubre cerca de la ½ del área basal de la baya, tallos viejos compactos. En cambio, *J. bicolor* presenta 2 flores por nudo, limbo de la corola 10-lobulado, 5 lóbulos mayores alternan con otros 5 menores, tubo corolino pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos simples eglandulares lilas la ½ basal y transparentes la ½ distal externamente, cáliz aplanado, filamentos estaminales heterodínamos, anteras morado intenso, cáliz fructífero aplanado con lóbulos reflexos, tallos viejos fistulosos.

Distribución y ecología: Especie silvestre neotropical con distribución limitada y aparentemente endémica a las zonas de recolección en donde es abundante. A pesar, de haberse efectuado recolecciones en zonas aledañas, solamente a sido encontrada en la Reserva Nacional de Lachay (km 105 al norte de Lima), prov. Chancay y además, en lomas de Atocongo, prov. Lima, dpto. Lima, Perú, entre los 300-650 m de elevación. Es una especie psamófila ya que crece en suelos arenosos, es heliófila, es decir, requiere abundante luz del sol; prefiere suelos húmedos o higrófila; a veces es eutrofa ya que crece en suelos abundantes en nutrientes; tiene comportamiento eucrona, ya que tiene una temporada determinada para la floración. Habita en laderas xerofíticas costeras, y vive asociada con plantas de *Nolana humifusa* (Gouan) I. M. Johnst., *Nicotiana paniculata* L. "tabaco silvestre" (Solanaceae), *Caesalpinia spinosa* (Molina) Kuntze "taya", "tara" (Fabaceae), *Bromus catharticus* Vahl (Poaceae), *Phyloglossa purpureodisca* H. Rob. (Asteraceae), *Fuertesimalva limensis* (L.) Fryxell "malva", *Malva sylvestris* L. "malva" (Malvaceae), *Carica candicans* A. Gray "mito" (Caricaceae), entre otras.

Fenología: Es una especie perenne y generalmente eucrona, que brota con las primeras lluvias de noviembre o diciembre, para luego florecer y fructificar desde el mes de febrero hasta el mes de abril o mayo.

Estado actual: Utilizando los criterios del IUCN (IUCN, 2012) *J. umbellata* es considerada en peligro crítico (CR). La extensión de su rango de distribución es de un radio menor a 300 km² en la Reserva Nacional de Lachay (km 105 al norte de Lima), prov. Chancay, y además, en lomas de Atocongo, prov. Lima, dpto. Lima, Perú, entre los 300-650 m de elevación, siendo éstas, las únicas localidades donde se ha recolectado (Criterio B1). Asimismo, se han encontrado menos de 200 individuos maduros en la población (Criterio D), siendo influenciada directamente por los centros urbanos que visitan estos lugares turísticos. Sin embargo, no se ha evaluado si existe una declinación del rango de distribución y del área de ocupación, siendo de necesidad urgente de un estudio

en profundidad de la ecología, estructura poblacional y distribución de esta especie, para esclarecer su estado de conservación.

Etimología: El epíteto específico, hace alusión a la inflorescencia en forma de umbela.

Usos: Las bayas rojo anaranjadas son recolectadas, y pueden ser consumidas como frutas frescas por su agradable sabor y exquisitez.

8. *Jaltomata weberbaueri* (Dammer) Mione (Fig. 13)

Novon 2: 383-384, 1992.

Arbusto 0,80-1 (-2) m de alto; ampliamente ramificado, efuso. Tallos viejos rollizos, marrón claro, fistulosos, sin lenticelas, glabros, ruminados, 8-12 mm de diámetro en la base; tallos jóvenes semirollizos o ligeramente 4-5 angulosos, morado intenso, a veces morado la superficie adaxial, verde la superficie abaxial, fistulosos, sin lenticelas, glabros. Hojas alternas las basales, geminadas las distales; peciolo semirrollizo, verde claro, verde oscuro los bordes en la superficie adaxial, glabro, 1,5-2,5 cm de longitud; lámina ovada, a veces ligeramente triangular, coriácea a succulenta las viejas, membranácea las jóvenes, verde oscuro y abollada la superficie adaxial, verde claro y retífera la superficie abaxial, glabra en ambas superficies, aguda en el ápice, redondeada en la base, gruesamente dentada (1-2 dientes por margen) las basales, entera las distales en los bordes, 8-8,7 cm de largo por 5-5,5 cm de ancho. Flores 2 por nudo, no sincronizadas; pedúnculo rollizo o filiforme, púrpura o morado, glabro, ligeramente curvado, 5-7 mm de longitud; pedicelos 5-angulosos a veces filiformes ampliándose gradualmente hacia el área distal, púrpura la superficie adaxial, verde la superficie abaxial, glabros, resupinados, (12-) 20-21 mm de longitud. Cáliz campanulado, verde oscuro externamente, verdoso interiormente, glabro externa e interiormente, succulento, sobresalientes las nervaduras principales, (20-) 30-35 mm de diámetro del limbo en la antésis; limbo 5-lobulado; lóbulos triangulares, verde oscuro externamente, verdoso interiormente, glabrescentes rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes

externamente, pilosos rodeado por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes en el área distal interiormente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en los bordes, succulentos, adpresos o ascendentes, nunca revolutos, sobresalientes las nervaduras principales, 10-13 mm de largo por (8-) 13-15 mm de ancho; tubo (7-) 9-10 mm de largo por (12-) 20-23 mm de diámetro. Corola campanulada (crateriforme), púrpura con las nervaduras verde externamente, púrpura intenso con las nervaduras verdes, blanco cremoso los interlóbulos interiormente, piloso rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externa e interiormente, succulenta, sobresalientes las nervaduras principales, (40-) 48-55 mm de diámetro del limbo en la antésis; limbo 5-lobulado; lóbulos triangulares, púrpura intenso, verde las nervaduras externa e interiormente, pubescentes rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externa e interiormente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos eglandulares transparentes en los bordes, succulentos, erectos a ligeramente adpresos, nunca revolutos, sobresalientes las nervaduras principales, 6-7 mm de largo por 20-21 mm de ancho; tubo 20-22 mm de largo por 35-37 mm de diámetro; 5-nervaduras principales sobresalientes interiormente formando 5 cavidades donde se almacena abundante néctar rojo. Estambres 5, conniventes, criptostémonos, insertos a 0,4-0,5 mm del borde basal interno del tubo corolino; filamentos estaminales homodínamos; área libre de los filamentos filiformes ampliándose gradualmente hacia el área basal, blanco cremosos, pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes que ocupan el 10-15% área basal, (8-) 19-19,5 mm de longitud; área soldada aplanada blanco cremoso, piloso rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes el área distal; anteras oblongas a veces largamente ovadas, paralelas, púrpura intenso, blanco cremoso las suturas, verde el conectivo, sin mucrón apical, glabras, 4-5 mm de largo por 2,3-2,5 mm de diámetro. Ovario ovado, verde, disco nectarífero amarillo que ocupa el 50-60% del área basal del ovario,

5-anguloso, 4,5-5 mm de largo por 4,5-6 mm de diámetro; estilo ligeramente exerto, filiforme ampliándose gradualmente hacia el área distal, blanco cremoso, glabro, (12-) 20-25,3 mm de longitud; estigma semicapitado, bilobado, verde oscuro a veces morado, 1,5-1,6 mm de diámetro. Baya nutante, globosa compresada por los polos, anaranjada a la madurez, estilo persistente, (12-) 18-19 mm de largo por (16-) 23-25 mm de diámetro; cáliz fructífero persistente, acrescente, envuelve ajustadamente a la baya en el 90-95% del área basal, verde, sobresalientes y arrugadas las nervaduras principales, 34-36 mm de diámetro. Semillas (350-) 390-400 por baya, reniformes, coriáceas, marrón oscuro, reticulado foveolado el epispermo, 1,5-1,7 mm de largo por 1,2-1,3 mm de diámetro.

Material adicional examinado

PERÚ, Dpto. Ancash, Prov. Bolognesi, Ocros (localidad tipo), 3,400 m, 27-III-, A. *Weberbaueri* 2657 (MOL: Isótipos: G, B (destruido), F, WIS).- Prov. Aija, Cuchu Cuchu, entre Huamanwilca y Sequipoquian, 3,400 m, C. Ochoa & A. Salas 15160 (NY).- 3,5 km arriba de Aija, ruta Recuay-Aija, 9°46'19" S y 77°34'33" W, 3793 m, 14-VI-2005, T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 725 (CCSU).- S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 3361 (HAO).- A 10' de la ciudad de Aija, 9°46'24,5" S y 77°34'51,1" W, 3700 m, 19-V-2015, S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 5890 (CCSU, COL, CORD, F, HAO, MO).- T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 862 (CCSU).- Prov. Recuay, km 107 entre Recuay y Pativilca, 3300 m, 30-I-1983, M. Dillon *et al.*, 3174 (BH, GH, NY, US).- Bosque de Pararín, 2800-3000 m, 24-V-1988, A. Cano 1900 (NY).- Prov. Bolognesi, km 110,8 ruta Pativilca-Recuay, 3400 m, 18-I-1998, T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 626 (CCSU).- S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 2135 (HAO).

Jaltomata weberbaueri (Dammer) Mione es afín a su especie hermana *Jaltomata pallasiana* (Bitter) Mione (ver Mione *et al.*, 2008) endémica de los alrededores de Laguna Pelagatos arriba del pequeño pueblo de Pasto Bueno y en la ruta Conchucos-Tauca, prov. Pallasca, dpto. Ancash, Perú, 8° 10' 39,4"- 8° 14' 45,1" S y 77° 52' 34,2"-77° 54' 18,8" W, 3352-3700 m de elevación, porque ambas tienen (1-) 2 flores por nudo, cáliz campanulado, con 5 abultamientos

o jorobas en el área basal, corola campanulada con 5 cavidades llenas con abundante néctar rojo interiormente, limbo corolino (35-) 38-45 (-55) mm de diámetro en la antésis, estambres conniventes, criptostémonos, filamentos estaminales pilosos que cubren el 5-15% de su área basal, anteras oblongas, ovario ovado, baya rojo anaranjada a la madurez, estilo persistente, semillas (195-) 312-374 (-395) por baya, tallos viejos fistulosos, hojas alternas las basales, geminadas las distales, coriáceas, rígidas las viejas, membranáceas las jóvenes. Pero, *J. weberbaueri* se caracteriza por presentar la corola 5 lobulada, púrpuras externa e interiormente, filamentos estaminales homodínamos, área libre de los filamentos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en el área basal, anteras púrpura intenso glabras y sin mucrón apical incipiente, tallos viejos sin lenticelas. En cambio *J. pallasiana* tiene corola 10-lobulada, 5 lóbulos mayores que alternan con otros 5 menores, corola morado claro o verdes externa e interiormente, filamentos estaminales heterodínamos, área libre de los filamentos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares morado intenso en el área basal, anteras amarillas con pintas púrpuras pilosas rodeadas por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes y con mucrón apical incipiente, tallos viejos rodeados con lenticelas blanco cremosas.

Distribución y ecología: Especie silvestre neotropical con distribución limitada y aparentemente endémica a la zona de recolección en donde es abundante. A pesar, de haberse efectuado recolecciones en zonas aledañas, solamente a sido encontrada en ciertas regiones de las provincias de Aija, Recuay y Bolognesi, en el dpto. Ancash, Perú, entre los 2800- 3799 m de elevación, como un integrante de la vegetación herbácea y bosques relicto. Es una especie psicrófila ya que crece en lugares fríos o a temperaturas bajas; como un integrante de la vegetación arbustiva y herbácea. Es una especie heliófila, es decir, requiere abundante luz del sol; también, es higrófila porque prefiere suelos húmedos, tierras negras con abundante humus, de igual manera, es una especie psamófila, ya que a veces crece en suelos arenosos; asimismo, es argilícola por

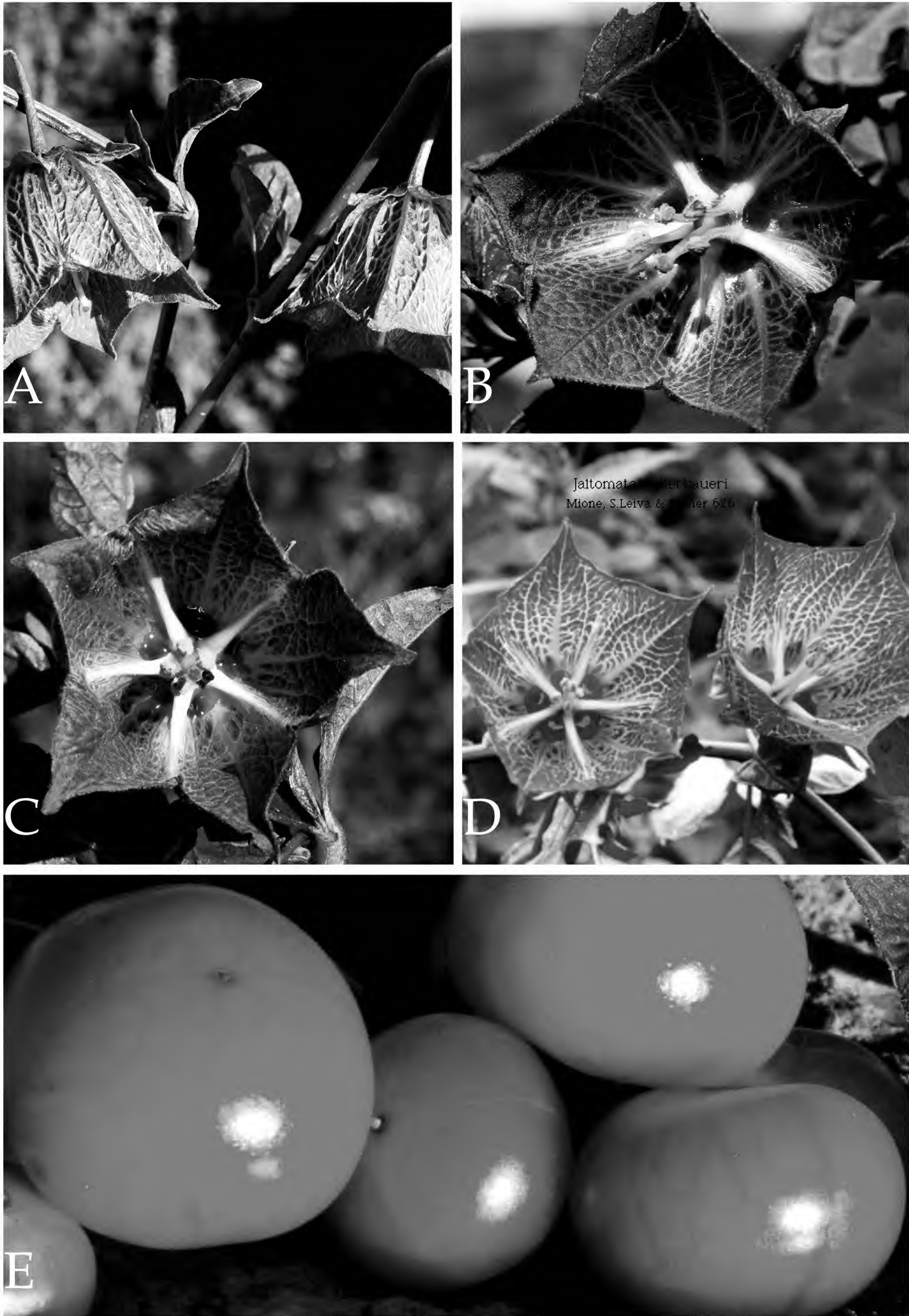


Fig. 13. *Jaltomata weberbaueri* (Dammer) Mione. A. Rama florífera; B. - C. - D. Flores en antésis con néctar rojo; E. Frutos maduros. (Fotografías de T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 862, CCSU-HAO).

que prospera en suelos arcillosos; generalmente es una especie eutrofa, prefiere suelos con abundantes nutrientes. Habita en los bordes de carreteras, caminos, chacras y vive asociada con plantas de *Eucalyptus globulus* Labill. "eucalipto" (Myrtaceae), *Bidens pilosa* L. "cadillo", *Viguiera weberbaueri* S. F. Blake "suncho", *Ophryosporus peruvianus* R. M. King & H. Rob. (Asteraceae); *Colletia spinosissima* J. F. Gmel. (Rhamnaceae); y los géneros *Salpichroa* Miers, *Jaltomata* Schldl. (Solanaceae), *Urtica* L. (Urticaceae); *Caiophora* C. Presl (Loasaceae); *Salvia* L. (Lamiaceae), entre otros.

Fenología: Es una especie perenne y generalmente es eucrona, que brota con las primeras lluvias de noviembre o diciembre, para luego florecer y fructificar desde el mes de febrero hasta el mes de abril o mayo.

Estado actual: Utilizando los criterios del IUCN (IUCN 2013) *J. weberbaueri* es considerada en peligro crítico (CR). La extensión de su rango de distribución es de un radio menor a 300 km² en la ruta Cajacay-Conococha en la prov. Bolognesi y alrededores de la ciudad de Aija, prov. Aija, ambas en el dpto. Ancash, siendo éstas, las únicas localidades donde se ha recolectado (Criterio B1). Asimismo, se han encontrado menos de 200 individuos maduros en la población (Criterio D), siendo influenciada directamente por los centros urbanos que transitan y visitan estos lindos lugares. Sin embargo, no se ha evaluado si existe una declinación del rango de distribución y del área de ocupación, siendo de necesidad urgente de un estudio en profundidad de la ecología, estructura poblacional y distribución de esta especie, para esclarecer su estado de conservación.

Nombre vulgar: "ullma", "frutilla" (En boleta, S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 5890, HAO; T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 862, CCSU).

Etimología: El epíteto específico está dedicado al Dr. Augusto Weberbauer, científico alemán quien recorrió el Perú realizando sus estudios, alrededor de 40 años, elaboró el primer mapa fitogeográfico de nuestro país.

Usos: Las bayas maduras anaranjadas, son consumidas por los pobladores, especialmente

los niños, como frutas frescas, por ser agradables y exquisitas.

9. *Jaltomata pallascana* (Bitter) Mione (Fig. 14)

Mione, T.; S. Leiva & L. Yacher. Transfer of *Saracha weberbaueri* Dammer subspecies *pallascana* Bitter, also known as *Saracha pallascana* (Bitter) Macbride, to *Jaltomata pallascana* (Bitter) Mione (Solanaceae). *Arnaldoa* 15 (2): 285-288, 2008.

Arbusto 1,2-1,5 (-2,5) m de alto, ampliamente ramificado, efuso. Tallos viejos rollizos a veces ligeramente 4-5 angulosos, marrón claro, fistulosos, rodeados por una cobertura de lenticelas blancas, glabros, ligeramente ruminados, 10-13 mm de diámetro en la base; tallos jóvenes 4-5 angulosos, morados la superficie adaxial, verdosos la superficie abaxial, fistulosos, rodeados por una cobertura de lenticelas blanco cremosas, glabros. Hojas alternas; pecíolo semirrollizo, verde amarillento, verde oscuro los bordes en la superficie adaxial, glabro, (1,8-) 2,5-2,8 cm de longitud; lámina ovada, ligeramente triangular, a veces lanceolada, ligeramente coriácea, rígida a veces ligeramente membranácea, verde oscuro, abollada y lustrosa la superficie adaxial, verde claro, retífera y opaca la superficie abaxial, glabra en ambas superficies, aguda en el ápice, ligeramente truncada a obtusa o cortamente decurrente en la base, entera o gruesamente dentada (2-3 dientes por margen) en el borde, (7,8-) 10-12,5 cm de largo por (4,5-) 5,6-7 cm de ancho. Flores (1-) 2 en cada nudo, no sincronizadas; pedúnculo filiforme ampliándose ligeramente hacia el área distal a veces 5-anguloso el área distal, morado la superficie adaxial, verde la superficie abaxial, glabros, ascendente, (1-) 4-6 mm de longitud; pedicelos 4-5 angulosos ampliándose gradualmente hacia el área distal, verde oscuro con las costillas rojizas, glabros, descendentes, 13-16 mm de longitud. Cáliz campanulado, a veces ligeramente aplanado, 5 abultamientos (jorobas) en el ¼ basal del tubo calicino y 5 quillas que lo forman dos lóbulos contiguos, succulento, verde oscuro externamente, verde claro interiormente, glabro externamente, papilas marrones cortísimas interiormente,

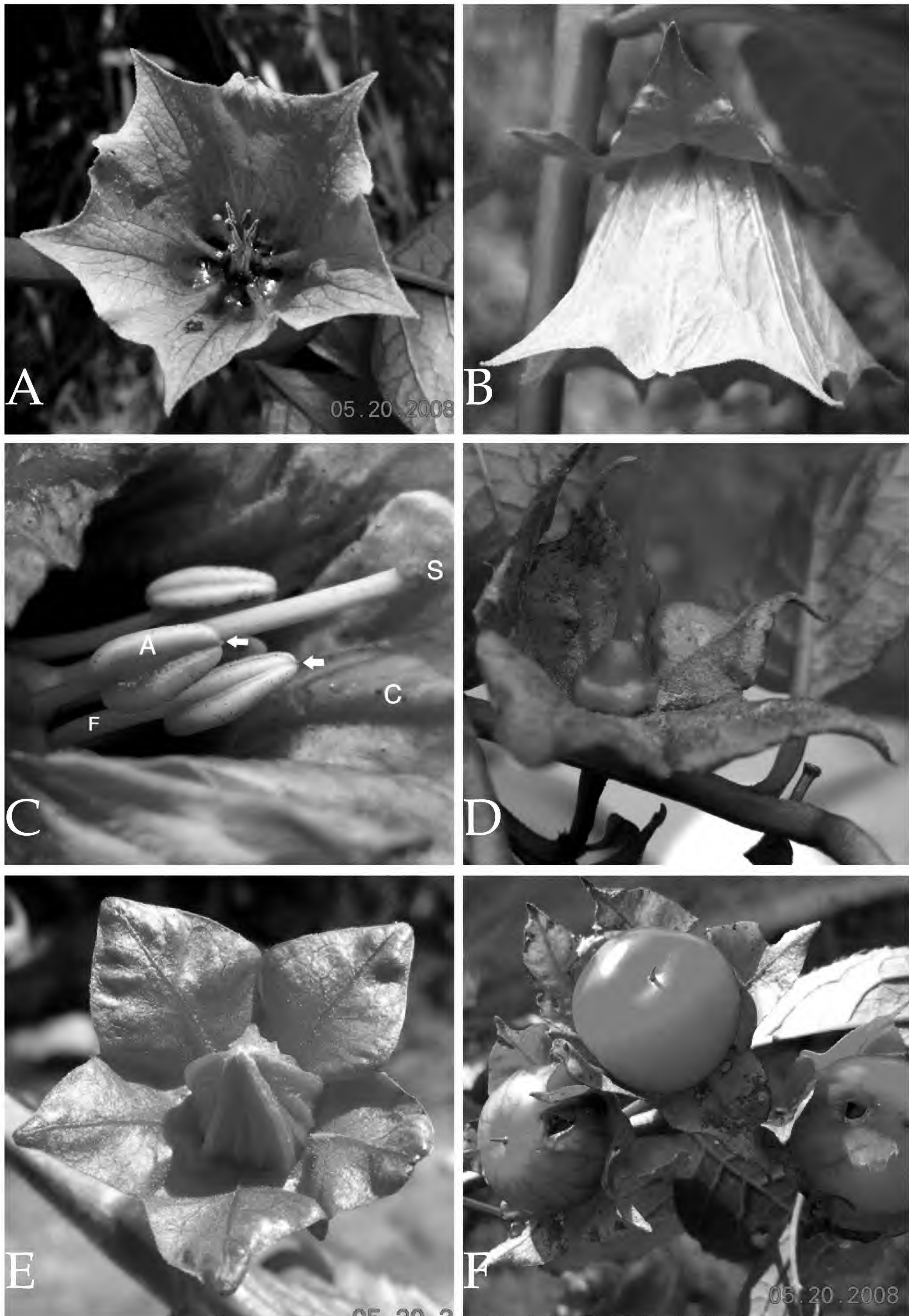


Fig. 14. *Jaltomata pallascana* (Bitter) Mione., A. Flor en antésis con néctar rojo; B. Flor en antésis en vista lateral; C. Estambres y estilo; D. Gineceo; E. Botón floral; F. Frutos maduros. (Fotografías T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 790, CCSU-HAO).

sobresalientes las nervaduras principales, limbo 30-33 mm de diámetro en la antésis; 5-lobulado, lóbulos triangulares, verde oscuro externamente, verde claro interiormente, glabros externa e interiormente, glabro en los bordes, sobresalientes las nervaduras principales, (10-) 14-15 mm de largo por (10-) 12-13 mm de ancho; tubo 7-8 mm de largo por 15-16 mm de diámetro. Corola campanulada, verde a lo largo de los lóbulos mayores, verdoso a lo largo de los lóbulos menores externa e interiormente a veces verde externa e interiormente, succulenta, glabrescente rodeada por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externamente, piloso rodeado por una cobertura de pelos glandulares transparentes el área distal interiormente, succulenta, sobresalientes las nervaduras principales, limbo (34-) 40-45 mm de diámetro en la antésis; 10-lobulado; 5 lóbulos mayores que alternan con otros 5 menores, lóbulos triangulares, adpresos o ascendentes, verdosos externa e interiormente, pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares y glandulares transparentes externamente, glabros interiormente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos dendroides transparentes en los bordes, 5 nervaduras principales sobresalientes interiormente formando 5 cavidades donde se almacena abundante néctar rojo interiormente, membranosos, ligeramente reflexos, sobresalientes las nervaduras principales, 5-6 (-10) mm de largo por (7-) 15-16 mm de ancho; tubo (15-) 20-21 mm de largo por 28-30 mm de diámetro. Estambres 5, conniventes, criptostémonos, que se insertan a 0,1-0,3 mm del borde basal interno del tubo corolino; filamentos estaminales heterodínamos; área libre de los filamentos filiformes ampliándose ligeramente hacia el área basal, verdoso o blanquecino cremosos, pubescentes rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares morado intenso o púrpura intenso que ocupan 5-10% del área basal, (4-5 mm de longitud, cortos antes de la dehiscencia de las antera), (12-13 mm de longitud, largos después de la dehiscencia de las anteras); área soldada verdosa, pilosa rodeada por una cobertura de pelos simples eglandulares morados el área distal; anteras oblongas, paralelas, amarillas maculadas

con pintas moradas o púrpuras a lo largo de las suturas, verde las suturas y el conectivo, mucrón apical incipiente, pilosas rodeadas por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, 3,5-4 mm de largo por 2-2,1 mm de diámetro. Ovario ovado, verde claro, con disco nectarífero anaranjado manifiesto que ocupa el 40-50 % de su longitud basal del ovario, 5-anguloso, 3-4 mm de largo por 3,5-4,1 mm de diámetro; estilo incluso, filiforme ampliándose ligeramente hacia el área distal, verdoso el $\frac{1}{4}$ distal disminuyendo hacia el área basal, glabro, (7,9-) 17-19 mm de longitud; estigma capitado, bilobado, verde oscuro, 0,8-1 mm de diámetro. Baya nutante, globosa, compresada por los polos, rojo anaranjado a la madurez, estilo persistente, 13-15 mm de largo por 18-19 mm de diámetro; cáliz fructífero persistente, acrescente envuelve a la baya hasta cerca de la $\frac{1}{2}$ basal, 30-40 mm de diámetro. Semillas (193-) 312-362 por baya, compresadas, reniformes, coriáceas, marrón pardusco, reticulado foveolado el epispermo, 1,2-1,3 mm de largo por (0,6-) 1,2-1,3 mm de largo.

Material adicional examinado

PERÚ: **Dpto. Ancash**, prov. Pallasca, TIPO: Yungabal, en el valle del río Pelagatos, 3600-3700 m, 29-III.1920, A. *Weberbaueri* 7225 (holotipo destruido, foto en NY & WIS, F neg. 2559; isótipos: F, US).- Alrededores de Laguna Pelagatos, arriba de Consuzos, 8° 10' 39,4" S y 77° 52' 34,2" W, 3390 m, 19-V-2008, T, Mione, S. Leiva & L. Yacher 783 (CCSU).- Alrededores de Laguna Pelagatos, arriba de Consuzos, 8° 10' 39,4" S y 77° 52' 34,2" W, 3390 m, 19-V-2008, S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 4429 (HAO).- Alrededor del pequeño pueblo Pasto Bueno, 8° 10' 39,4" S y 77° 52' 34,2" W, 3550 m, 19-V-2008, T, Mione, S. Leiva & L. Yacher 784 (CCSU).- Alrededor del pequeño pueblo Pasto Bueno, 8° 10' 39,4" S y 77° 52' 34,2" W, 3550 m, 19-V-2008, S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 4433 (HAO).- 8° 14' 45,1" S y 77° 54' 18,8" W, 3352 m, 20-V-2008, T, Mione, S. Leiva & L. Yacher 790 (CCSU); S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 4441 (HAO).- Ruta hacia Tauca, 8° 14' 45,1" S y 77° 54' 18,8" W, 3500 m, 20-V-2008, T, Mione, S. Leiva & L. Yacher 791 (CCSU).- Ruta hacia Tauca, 8° 14' 45,1" S y 77° 54' 18,8" W, 3500 m, 20-V-2008, S. Leiva, T.

Mione & L. Yacher 4442 (HAO).

Jaltomata pallascana (Bitter) Mione es afín a la especie *Jaltomata grandibaccata* Mione & S. Leiva (ver Leiva *et al.*, 2008), endémica de los alrededores del lugar denominado Las Gordas, (ruta Mótil-Shorey) y Collaguada (Muchucayda) ruta Shorey-Santiago de Chuco, prov. Santiago de Chuco, dpto. La Libertad, Perú, 7° 59' 33" S y 78° 22' 31" W, 3490-3682 m de elevación, porque ambas tienen 2 flores en cada nudo, cáliz campanulado, con 5 abultamientos o jorobas en el área basal, corola campanulada, 10-lobulada, 5 lóbulos mayores que alternan con otros 5 menores, 5 cavidades llenas con abundante néctar rojo interiormente, limbo corolino (34-) 38-40 (-47) mm de diámetro en la antésis, estambres conniventes, criptostémonos, heterodínamos, filamentos estaminales pilosos, rodeados por una cobertura de pelos morado intenso en el área basal, anteras oblongas, ovario ovado, estilo incluso, baya rojo anaranjado a la madurez, estilo persistente, semillas 312-374 por baya, tallos viejos rodeados con lenticelas blanco cremosas, hojas alternas las basales, geminadas las distales, membranáceas. Pero, *J. pallascana* se caracteriza por presentar anteras amarillas maculadas con pintas moradas o púrpuras a lo largo de las suturas, pilosas rodeadas por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes y con un mucrón apical incipiente, tallos viejos y jóvenes fistulosos, arbustos 1,2-1,5 (-2,5) m de alto. En cambio *J. grandibaccata* tiene anteras blancas a veces amarillentas nunca maculadas, glabras y sin mucrón apical, tallos viejos y jóvenes compactos, arbustos (0,60-) 1-1,3 m de alto.

Distribución y ecología: Especie silvestre neotropical con distribución limitada y aparentemente endémica a las zonas de recolección en donde es abundante. A pesar, de haberse efectuado recolecciones en zonas aledañas, solamente ha sido encontrada en los alrededores de Laguna Pelagatos arriba del pequeño pueblo de Pasto Bueno y en la ruta Conchucos-Tauca, prov. Pallasca, dpto. Ancash, Perú, 8° 10' 39,4" - 8° 14' 45,1" S y 77° 52' 34,2" - 77° 54' 18,8" W, 3352-3700 m de elevación, como un integrante de la vegetación herbácea y arbustiva. Es una especie psicrófila ya que

crece en lugares fríos o a temperaturas bajas; es heliófila, es decir, requiere abundante luz del sol; prefiere suelos húmedos o higrófila, tierras negras con abundante humus; argilícola ya que prospera en suelos arcillosos; es eutrofa ya que crece en suelos abundantes en nutrientes; es una especie eucrona ya que tiene una temporada determinada para la floración. Habita en laderas, los bordes de carreteras, caminos, cercos, chacras y vive asociada con plantas de *Bidens pilosa* L. "cadillo" (Asteraceae), *Caiophora sepiaria* (G. Don) J. F. Macbr. "ortiga" "ishguin", *Nasa cymbopetala* (Urb. & Gilg) Weingend "ishguin", *Nasa picta* (Hook, f.) Weingend "ortiga" (Loasaceae), *Alnus acuminata* Kunth "aliso" (Betulaceae), entre otras.

Estado actual: Utilizando los criterios del IUCN (IUCN, 2012) *J. pallascana* es considerada en peligro crítico (CR). La extensión de su rango de distribución es de un radio menor a 200 km² en los alrededores de Laguna Pelagatos, arriba del pequeño pueblo de Pasto Bueno y en la ruta Conchucos-Tauca, prov. Pallasca, dpto. Ancash, Perú, 8° 10' 39,4" - 8° 14' 45,1" S y 77° 52' 34,2" - 77° 54' 18,8" W, 3352-3700 m de elevación, siendo éstas, las únicas localidades donde se ha recolectado (Criterio B1). Asimismo, se han encontrado menos de 300 individuos maduros en la población (Criterio D), siendo influenciada directamente por los centros urbanos que transitan y visitan estos lindos lugares. Sin embargo, no se ha evaluado si existe una declinación del rango de distribución y del área de ocupación, siendo de necesidad urgente de un estudio en profundidad de la ecología, estructura poblacional y distribución de esta especie, para esclarecer su estado de conservación.

Nombre vulgar: "apatucto" (En boleta S. Leiva, T. Mione & L. Yacher, 4442 HAO y T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 791, CCSU).

Etimología: El epíteto específico hace alusión a Pallasca, una hermosa provincia que entre sus cerros, nevados, ríos, lagunas, bosque relictos, guarda una riqueza biológica y cultural que falta más estudios.

Usos: Las bayas maduras son agradables y jugosas, es por ello que son consumidas como

frutas frescas por los pobladores especialmente por los niños de las zonas de colección.

10. *Jaltomata grandibaccata* S. Leiva (Fig. 15-16)

Leiva, S.; T. Mione & L. Yacher. Cuatro nuevas especies de *Jaltomata* Schlechtendal (Solanaceae) del Norte del Perú. *Arnaldoa* 15 (2): 219-238, 2007.

Arbusto (0,6-) 1-1,30 m de alto, ampliamente ramificado, efuso. Tallos viejos ligeramente 4-5 angulosos, marrón claro, compactos, rodeados por una cobertura de lenticelas blanco cremosas, glabros, ligeramente ruminados, 7-10 mm de diámetro en la base; tallos jóvenes 4-5 angulosos, morados a verdosos, a veces morado la superficie adaxial, verdoso la superficie abaxial, compactos, sin lenticelas, glabros. Hojas alternas las basales, geminadas las distales; pecíolo semirrollizo, ligeramente torcido, verde claro, verde oscuro los bordes, glabrescente rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes la superficie adaxial, glabro la superficie abaxial, (0,8-) 1-1,5 (-3) cm de longitud; lámina ovada, ligeramente triangular, a veces anchamente lanceolada, membranácea, verde oscuro y lustrosa la superficie adaxial, verde claro, retífera y opaca la superficie abaxial, glabra a veces con algunos pelos simples eglandulares transparentes la superficie adaxial, glabra la superficie abaxial, aguda a veces ligeramente obtusa en el ápice, cordiforme, a veces ligeramente truncada, asimétrica, decurrente en la base, entera y ligeramente repanda en el borde, (3-) 6,3-7,5 (-10) cm de largo por (2,3-) 4,1-4,3 (-6) cm de ancho. Flores 2 en cada nudo, no sincronizadas; pedúnculo filiforme ampliándose ligeramente hacia el área distal, verde, glabrescente rodeada por una cobertura de pelos dendroides transparentes dispersos, ligeramente patente, (2-) 5-6 (-9) mm de longitud; pedicelos 4-5 angulosos, verde oscuro, glabrescentes rodeados por una cobertura de pelos dendroides transparentes dispersos, resupinados, (8-) 9-10,5 mm de longitud. Cáliz campanulado, a veces ligeramente aplanado, 5 abultamientos (jorobas) en el $\frac{1}{4}$ basal del tubo calicino, succulento, verde oscuro externamente, verde claro internamente, glabrescente rodeado

por una cobertura de pelos dendroides transparentes mayor densidad sobre las nervaduras principales externamente, papilas blancas cortísimas en el área basal internamente, nervaduras principales sobresalientes, limbo (23-) 30-35 mm de diámetro en la antésis; 5-lobulado, lóbulos triangulares, verde oscuro externamente, verde claro internamente, glabrescentes rodeados por una cobertura de pelos ramificados transparentes en las nervaduras principales externamente, glabros internamente, pilosos rodeados por una cobertura de pelos dendroides transparentes en los bordes, sobresalientes las nervaduras principales, (8-) 10-11 mm de largo por (11-) 13-14 mm de ancho; tubo 6-7 mm de largo por 21-22 mm de diámetro. Corola campanulada, morado o azulado a lo largo de los lóbulos mayores, verdoso a lo largo de los lóbulos menores externamente, azulado intenso hasta cerca de la mitad basal disminuyendo hacia el área distal internamente, glabrescente rodeada por una cobertura de pelos simples eglandulares y dendroides transparentes externamente, piloso rodeado por una cobertura de pelos glandulares transparentes el área distal internamente, succulenta, sobresalientes las nervaduras principales, limbo (35-) 38-40 (-47) mm de diámetro en la antésis; 10-lobulado, 5 lóbulos mayores que alternan con otros 5 menores, lóbulos triangulares, erectos, verdoso los mayores, azulado los menores externa e internamente, pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares y dendroides transparentes externamente, piloso rodeado por una cobertura de pelos glandulosos transparentes internamente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos dendroides transparentes en los bordes, 5 nervaduras principales sobresalientes internamente formando 5 cavidades donde se almacena abundante néctar rojo internamente, (3-) 5-6 mm de largo por (5-) 7-8 mm de ancho; tubo (20-) 22-23 mm de largo por (30-) 34-40 mm de diámetro. Estambres 5, conniventes, criptostémonos, que se insertan a 0,1-0,3 mm del borde basal interno del tubo corolino; filamentos estaminales heterodínamos; área libre de los filamentos filiformes ampliándose ligeramente hacia el área basal, blancos a veces

morado intenso el $\frac{1}{4}$ basal, cremoso o verdoso amarillento el área distal, piloso rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares morados que ocupan (5-) 20-30% de su longitud basal, 3 cortos (10-10,5 mm de longitud), un intermedio (12-12,1 mm de longitud), un largo (14-14,1 mm de longitud); área soldada morado el área distal disminuyendo hacia el área basal, piloso rodeada por una cobertura de pelos simples eglandulares morados el área distal; anteras oblongas, paralelas, blancas a veces amarillentas, blanquecina las suturas, verdoso el conectivo, sin mucrón apical, glabras, 3,8-4 mm de largo por 2-2,3 mm de diámetro. Ovario ovado, verde claro, glabro, con disco nectarífero amarillo anaranjado manifiesto que ocupa el 40-50 % de su longitud basal del ovario, 5-anguloso, 4-4,1 mm de largo por (4-) 5-5,1 mm de diámetro; estilo exerto, filiforme ampliándose ligeramente hacia el área distal, verdoso el $\frac{1}{4}$ distal disminuyendo hacia el área basal, glabro, (19-) 20-23 mm de longitud; estigma capitado, bilobado, verde oscuro, 0,9-1 mm de diámetro. Baya nutante, globosa, compresada por los polos, rojo anaranjado a la madurez, estilo persistente, 12-14 mm de largo por 17-17,5 mm de diámetro; cáliz fructífero persistente, acrescente envuelve a la baya hasta cerca de la $\frac{1}{2}$ basal, (32-) 34-37 mm de diámetro. Semillas 312-374 por baya, compresadas, reniformes, coriáceas, marrón pardusco, reticulado foveolado el epispermo, 1,2-1,3 mm de largo por (0.6-) 1,2-1,3 mm de largo.

Material adicional examinado

PERÚ: **Dpto. La Libertad**, prov. Santiago de Chuco, alrededores de Collaguada (Muchucayda), entre Shorey y Santiago de Chuco, 8° 09' 04" S y 78° 13' 43" W, 3520 m, 12-VI-1999, S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 2337 (HAO).- Alrededores de Collaguada (Muchucayda), entre Shorey y Santiago de Chuco, 8° 09' 04" S y 78° 13' 43" W, 3530 m, 12-VI-1999, T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 643 (CCSU).- Las Gordas (entre Mótíl-Shorey), 7° 59' 542" S y 78° 22' 526" W, 3567 m, 23-III-2013, S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 5409 (HAO).- Las Gordas (entre Mótíl-Shorey), 7° 59' 542" S y 78° 22' 526" W, 3567 m, 23-III-2013, T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 818 (CCSU).- 8° 09' 060" S y 78° 13' 725" W, 3682 m, 23-III-2013,

S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 5410 (HAO).- Las Gordas (entre Mótíl-Shorey), 09' 060" S y 78° 13' 725" W, 3682 m, 23-III-2013, T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 819 (CCSU).- Las Gordas (entre Mótíl-Shorey), 7° 59' 36" S y 78° 22' 37" W, 3490 m, 12-VI-1999, S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 2336 (Holótipo: HAO; Isótipos: CCSU, F, HAO).- Las Gordas (entre Mótíl-Shorey), 7° 59' 36" S y 78° 22' 37" W, 3581, 12-VI-1999, T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 642 (CCSU).- Las Gordas (ruta Mótíl-Shorey), 7° 59' 33" S y 78° 22' 31" W, 3450 m, 14-VI-1999, S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 2348 (CCSU, HAO).- Las Gordas (ruta Mótíl-Shorey), 7° 59' 34" S y 78° 22' 34" W, 3549 m, 9-VI-2005, T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 713 (CCSU).- Las Gordas (ruta Mótíl-Shorey), 3460 m, 8-V-2008, S. Leivar 4447 (HAO).

Jaltomata grandibaccata S. Leiva es afín a especie hermana *Jaltomata pallasiana* (Bitter) Mione (ver Mione *et al.*, 2008), endémica arriba del pequeño pueblo Pasto Bueno, alrededores, del pueblo Cosuzos y de Laguna Pelagatos asimismo, en la ruta Conchucos a Tauca, prov. Pallasca, dpto. Ancash, 8° 10' 39,4" S y 77° 52' 34,2" W, 3352-3370 m de elevación, porque ambas tienen 2 flores en cada nudo, cáliz campanulado, con 5 abultamientos o jorobas en el área basal, corola campanulada, 10-lobulada, 5 lóbulos mayores que alternan con otros 5 menores, 5 cavidades llenas con abundante néctar rojo interiormente, limbo corolino (34-) 38-40 (-47) mm de diámetro en la antésis, estambres conniventes, criptostémonos, heterodínamos, filamentos estaminales pilosos rodeados por una cobertura de pelos morado intenso en el área basal, anteras oblongas, paralelas, ovario ovado, estilo incluso, baya rojo anaranjada a la madurez, estilo persistente, semillas 312-374 por baya, tallos viejos rodeados con lenticelas blanco cremosas, hojas alternas las basales, geminadas las distales, membranáceas. Pero, *J. grandibaccata* se caracteriza por presentar anteras blancas a veces amarillentas nunca maculadas, glabras y sin mucrón apical, tallos viejos y jóvenes compactos, arbustos (0,60-) 1-1,3 m de alto. En cambio *J. pallasiana* posee anteras amarillas maculadas con pintas moradas o púrpuras a lo largo de las suturas, pilosas rodeadas por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes y

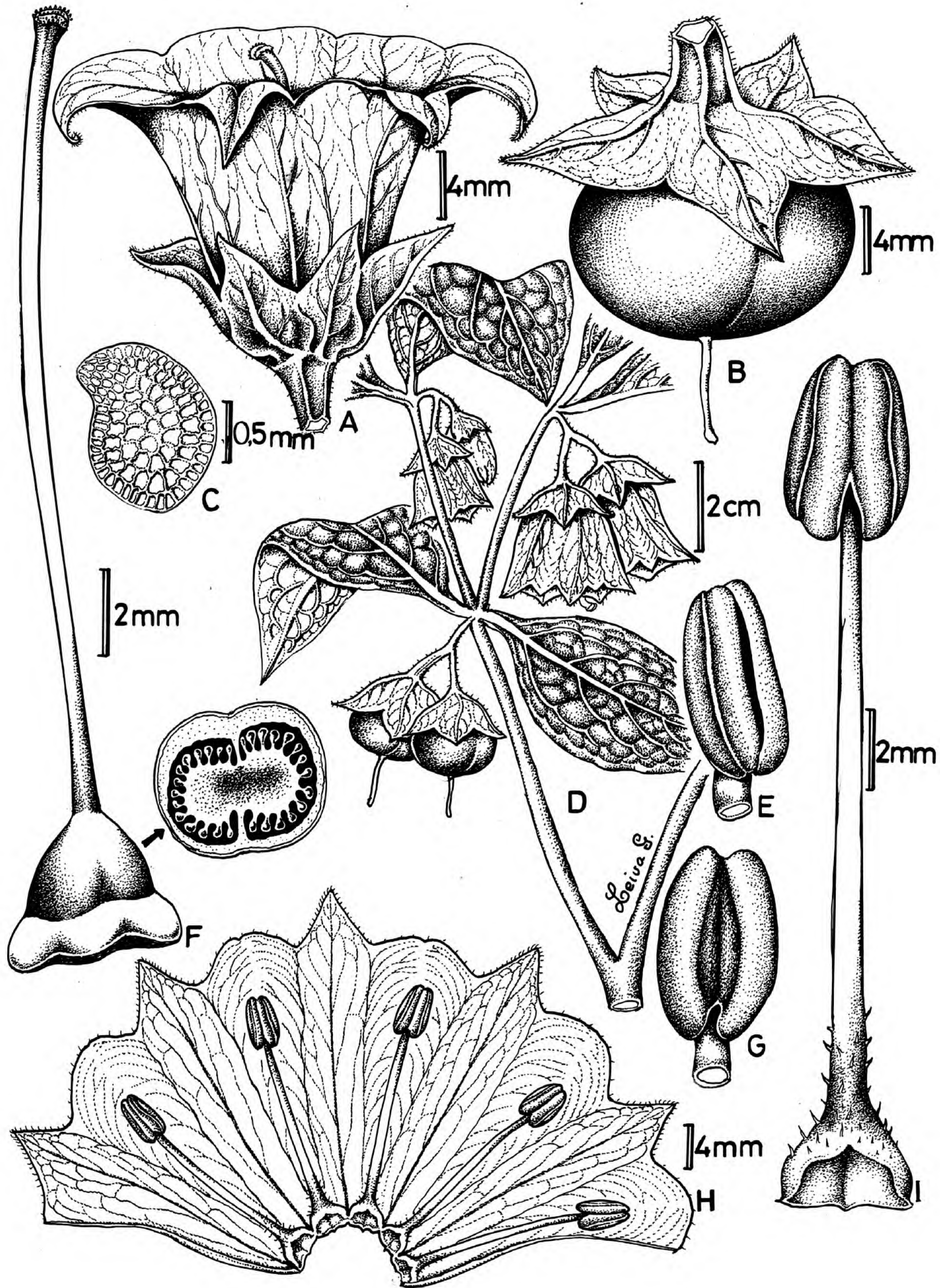


Fig. 15. *Jaltomata grandibaccata* S. Leiva., A. Flor en antesis; B. Fruto; C. Semilla; D. Rama florífera; E. Antera en vista lateral; F. Gineceo; G. Antera en vista dorsal; H. Corola desplegada; I. Estambre en vista ventral. (Dibujado S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 2336, HAO).

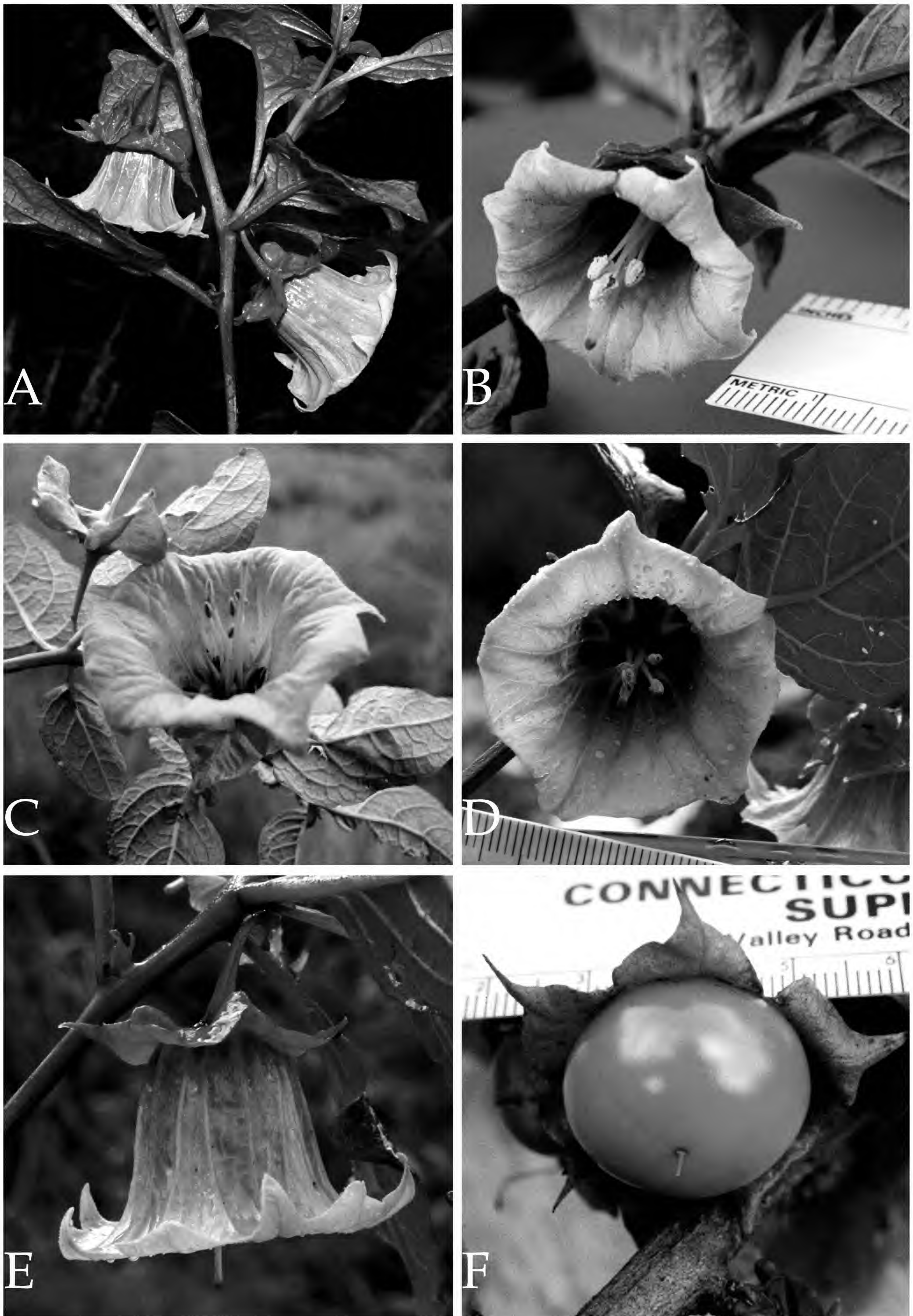


Fig. 16. *Jaltomata grandibaccata* S. Leiva., A. Rama florífera; B. - C. - D. Flores en antésis mostrando néctar rojo; E. Flor en antésis en vista lateral; F. Fruto maduro. (Fotografías T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 818, CCSU-HAO).

con un mucrón apical incipiente, tallos viejos y jóvenes fistulosos, arbustos 1,2-1,5 (-2,5) m de alto.

Distribución y ecología: Especie silvestre neotropical con distribución limitada y aparentemente endémica a las zonas de recolección en donde es abundante. A pesar, de haberse efectuado recolecciones en zonas aledañas, solamente a sido encontrada en los alrededores del lugar denominado Las Gordas (entre Mótíl-Shorey) y alrededores de Collaguada (Muchucayda), prov. Santiago de Chuco, dpto. La Libertad, Perú, entre los 7° 59' 33" - 7° 59' 36" S y 78° 22' 31" - 78° 22' 37" W, entre los 3450-3560 m de elevación, como un integrante de la vegetación herbácea y arbustiva. Es una especie psicrófila ya que crece en lugares fríos o a temperaturas bajas; es heliófila, es decir, requiere abundante luz del sol; prefiere suelos húmedos o higrófila, tierras negras con abundante humus; argilícola ya que prospera en suelos arcillosos; es eutrofa ya que crece en suelos abundantes en nutrientes; es una especie eucrona ya que tiene una temporada determinada para la floración. Habita en laderas, los bordes de carreteras, caminos, cercos, chacras y vive asociada con plantas de *Barnadesia dombeyana* Lessing, *Bidens pilosa* L. "cadillo" (Asteraceae), *Caiophora sepiaria* (G. Don) J. F. Macbr. "ortiga" "ishguin" (Loasaceae), *Rubus floribundus* Kunth "zarzamora" (Rosaceae), *Jarava ichu* Ruiz & Pav. "ichu", *Calamagrostis vicunarum* (Wedd.) Pilg. "ichu" (Poaceae), *Opuntia subulata* (Muehlenpf.) Engelm. "shulgón" *Opuntia floccosa* Salm-Dyck "tunitas" (Cactaceae), entre otras.

Estado actual: Utilizando los criterios del IUCN (IUCN, 2012) *J. grandibaccata* es considerada en peligro crítico (CR). La extensión de su rango de distribución es de un radio menor a 200 km² en los alrededores del lugar denominado Las Gordas (entre Mótíl-Shorey), y en los alrededores de Collaguada (Muchucayda), ruta Shorey-Santiago de Chuco, prov. Santiago de Chuco, dpto. La Libertad, Perú, entre los 7° 59' 33" - 7° 59' 36" S y 78° 22' 31" - 78° 22' 37" W, entre los 3450-3560 m de elevación, siendo éstas, las únicas localidades donde se ha recolectado (Criterio

B1). Asimismo, se han encontrado menos de 200 individuos maduros en la población (Criterio D), siendo influenciada directamente por los centros urbanos que transitan y visitan estos lugares. Sin embargo, no se ha evaluado si existe una declinación del rango de distribución y del área de ocupación, siendo de necesidad urgente de un estudio en profundidad de la ecología, estructura poblacional y distribución de esta especie, para esclarecer su estado de conservación.

Nombre vulgar: "sogorome" (En boleta S. Leiva, T. Mione & L. Yacher, 2336, HAO).

Etimología: El epíteto específico hace alusión al gran tamaño de sus frutas.

Usos: Las bayas maduras son agradables y jugosas, es por ello que son consumidas como frutas frescas por los pobladores especialmente por los niños de las zonas de colección.

11. *Jaltomata neei* Mione & S. Leiva (Fig. 17-18)

Mione, T.; S. Leiva & L. Yacher. Two new Peruvian species of *Jaltomata* (Solanaceae, Solaneae) with red floral nectar. *Brittonia* 67 (2): 105-112, 2014.

Arbusto 1,30-1,50 m de alto; ampliamente ramificado, efuso. Tallos viejos rollizos, marrón claro, compactos, rodeados por una cobertura de lenticelas blanco cremosas, glabros, nunca ruminados, 11-13 mm de diámetro en la base; tallos jóvenes 4-5 angulosos, verdes, compactos, sin lenticelas, glabrescentes rodeados por algunos pelos ramificados transparentes dispersos. Hojas alternas las basales, geminadas las distales; peciolo semirrollizo, verde claro, verde oscuro los bordes en la superficie adaxial, piloso rodeado por una cobertura de pelos ramificados transparentes, 0,8-1,2 cm de longitud; lámina lanceolada, succulenta a ligeramente membranácea, verde oscuro y abollada la superficie adaxial, verde claro y retífera la superficie abaxial, pubescente rodeada por una cobertura de algunos pelos ramificados transparentes en ambas superficies, mayor densidad sobre las nervaduras en la superficie abaxial, aguda en el ápice, cuneada en la base, entera y ligeramente repanda en los bordes, 5,7-

6,7 cm de largo por 3,5-4,1 cm de ancho. Flores 2-3 (-4) por nudo, no sincronizadas; pedúnculo rollizo o filiforme, verde, piloso rodeado por una cobertura de pelos ramificados transparentes, resupinado o nutante, (4-) 6-8 mm de longitud; pedicelos ligeramente 5-angulosos ampliándose gradualmente hacia el área distal, verde, pubescentes rodeados por una cobertura de pelos ramificados transparentes, resupinados, (12-) 16-18 mm de longitud. Cáliz campanulado a veces aplanado, verde, verde intenso las nervaduras principales externamente, verdoso interiormente, pubescente rodeado por una cobertura de pelos ramificados transparentes externamente, glabro interiormente, succulento, sobresalientes las nervaduras principales, 18-20 mm de diámetro del limbo en la antésis; limbo 5-lobulado; lóbulos triangulares, verde oscuro externamente, verdoso interiormente, piloso rodeado por una cobertura de pelos ramificados transparentes externamente, pilosos rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes cortísimos interiormente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos ramificados transparentes en los bordes, succulentos, nunca reflexos, nunca revolutos, sobresalientes las nervaduras principales, 5-6 mm de largo por 6-8 mm de ancho; tubo 5,5-6 mm de largo por 12-13 mm de diámetro. Corola tubular campanulada, morado claro (base), verde a lo largo de las nervaduras principales, cremoso a lo largo de los lóbulos menores a veces morado claro externa e interiormente, pubescente rodeada por una cobertura de pelos ramificados transparentes sobre las nervaduras externamente, pilosa rodeada por una cobertura de pelos simples glandulares interiormente, succulenta, sobresalientes las nervaduras principales, 33-35 mm de diámetro del limbo en la antésis; limbo 10-lobulado; 5 lóbulos mayores que alternan con otros 5 menores, lóbulos triangulares, celeste claro a veces verdes externa e interiormente, pilosos rodeados por una cobertura de pelos ramificados transparentes externamente, pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes cortísimos interiormente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos eglandulares transparentes en los bordes, succulentos, reflexos, nunca

revolutos, sobresalientes las nervaduras principales, 5-nervaduras principales sobresalientes interiormente formando 5 cavidades donde se almacena abundante néctar rojo, 5-5,2 mm de largo por 5-5,2 mm de ancho; tubo 11-16 mm de largo por 9-10 mm (base) y 20-22 (distal) mm de diámetro. Estambres 5, conniventes, criptostémonos a veces ligeramente fanerostémonos, insertos a 0,1-0,3 mm del borde basal interno del tubo corolino; filamentos estaminales heterodínamos; área libre de los filamentos filiformes ampliándose gradualmente hacia el área basal, blanco cremosos, glabrescentes rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares lilas largos que ocupan el 5-10% área basal, (8-) 10-13 mm de longitud; área soldada aplanada blanco cremoso, glabrescente rodeado por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares lila claro el área distal; anteras oblongas, paralelas, amarillentas, cremoso las suturas, verdoso el conectivo, sin mucrón apical incipiente (a veces 4 sin mucrón y una con mucrón), glabras, 2,8-3 mm de largo por 1,9-2,1 mm de diámetro. Ovario ovado, verde, disco nectarífero amarillo anaranjado notorio que ocupa el 40-50% del área basal del ovario, 5-anguloso, 2,5-3 mm de largo por 2,9-3,2 mm de diámetro; estilo exerto, filiforme ampliándose gradualmente hacia el área distal, blanco cremoso, glabro, 11-13 mm de longitud; estigma capitado, bilobado, verde oscuro, 0,9-1 mm de diámetro. Baya nutante, globosa compresada por los polos, rojo anaranjado a la madurez, estilo persistente, 10-12 mm de largo por 15-16 mm de diámetro; cáliz fructífero persistente, acrescente, envuelve ajustadamente a la baya hasta el $\frac{1}{4}$ a veces ca. de la $\frac{1}{2}$ del área basal, verde, sobresalientes y arrugadas las nervaduras principales, 8-9 mm de alto por 16-17 mm de diámetro. Semillas 300-310 por baya, reniformes, coriáceas, marrón oscuro, reticulado foveolado el epispermo, 1,5-1,7 mm de largo por 1,2-1,3 mm de diámetro.

Material adicional examinado

PERÚ, Dpto. **Cajamarca**, prov. San Miguel, km 5,1 entre San Miguel-Llapa, 7° 00'44,8"S y 78° 50'11,1" W, 2651 m, 27-III-2013, S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 5426 (HAO).- km 5,1 entre

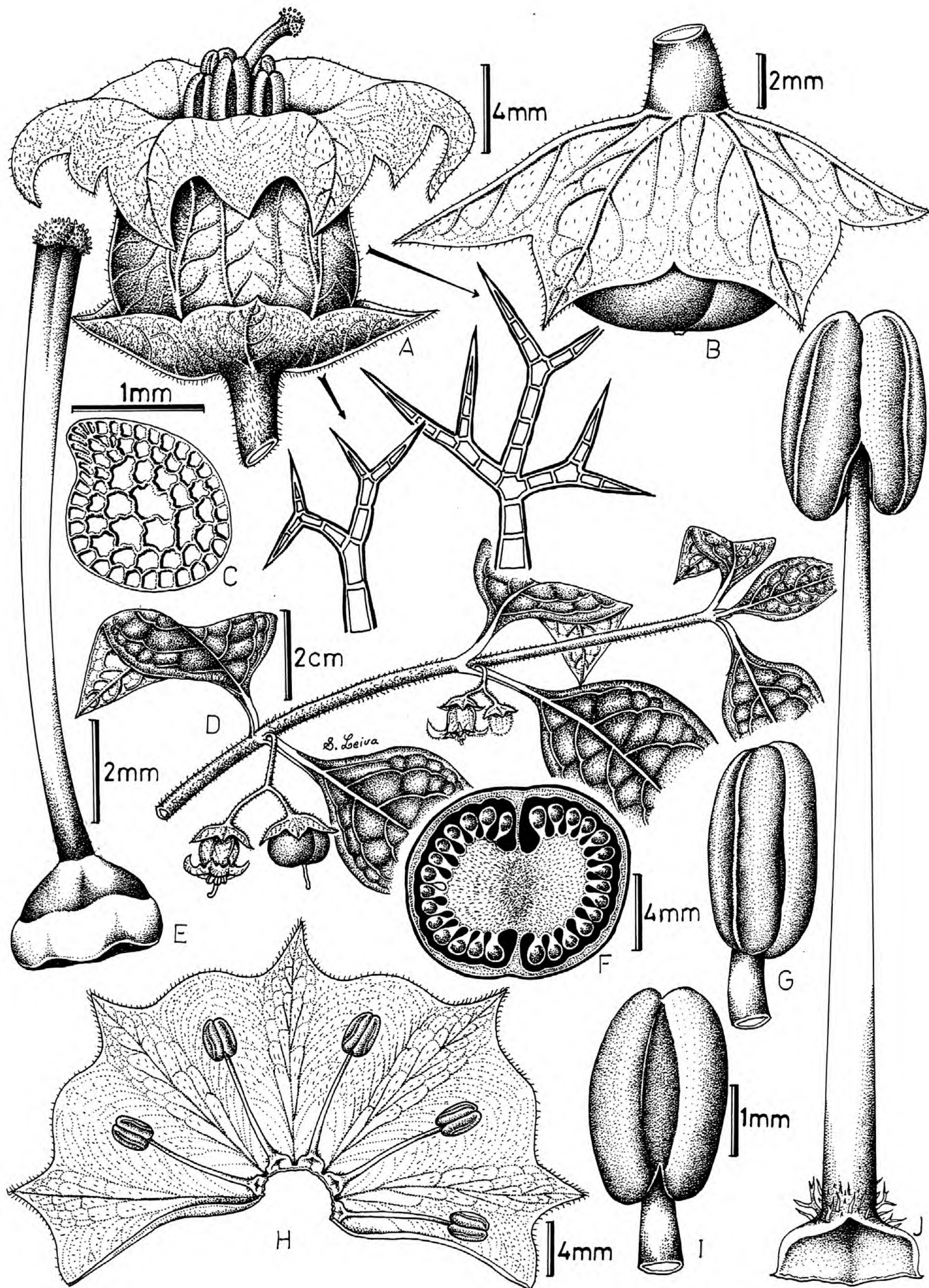


Fig. 17. *Jaltomata neei* Mione & S. Leiva., A. Flor en antésis; B. Fruto; C. Semilla; D. Rama florífera; E. Gineceo; G. Antera en vista lateral; H. Corola desplegada; I. Antera en vista dorsal; J. Estambre en vista ventral. (Dibujado S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 5426, HAO).

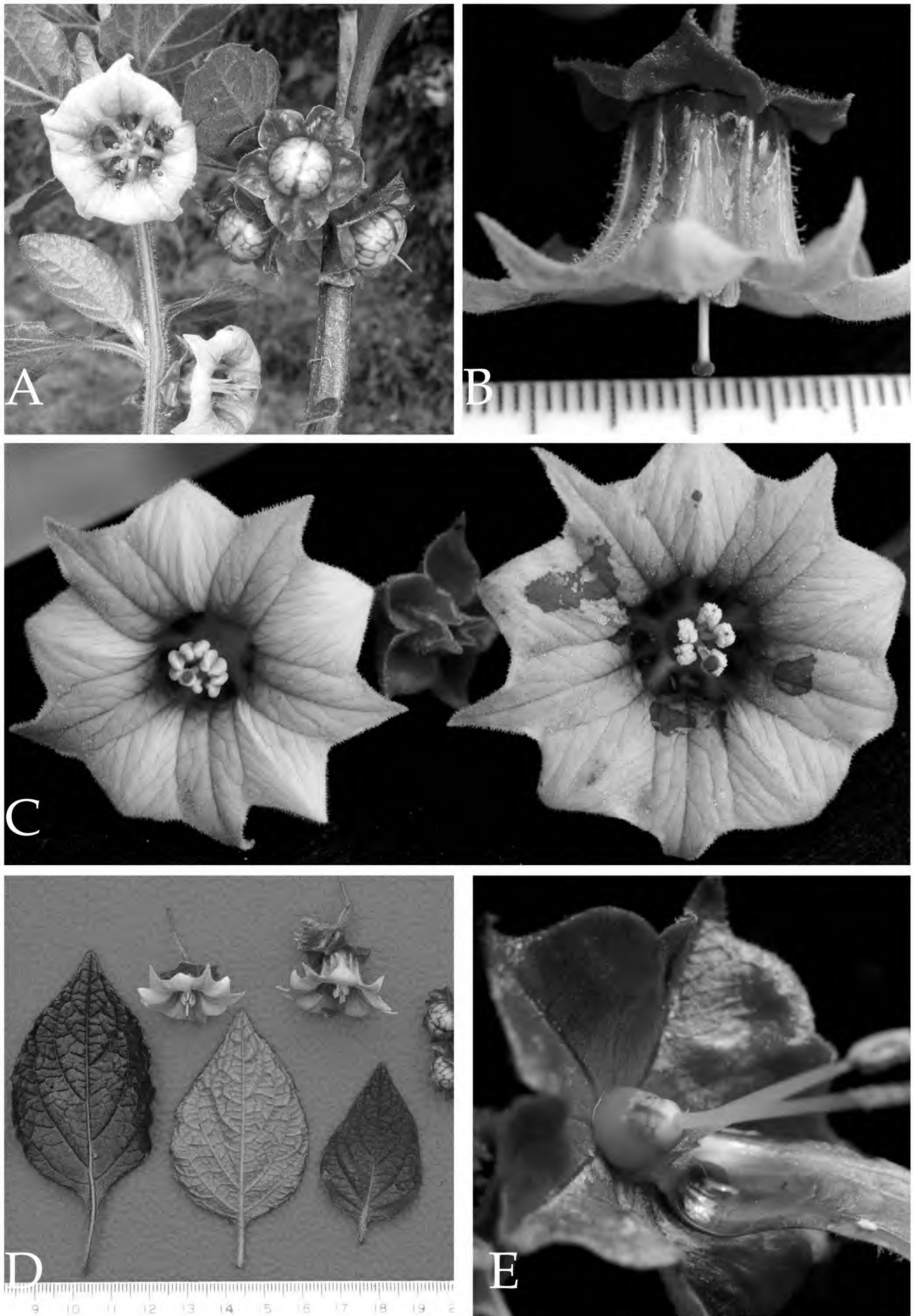


Fig. 18. *Jaltomata neei* Mione & S. Leiva., A. Rama florífera; B. Flor en antésis en vista lateral; C. Flores en antésis con néctar rojo; D. Hojas y flores; E. Gineceo. (Fotografías T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 833, CCSU-HAO).

San Miguel-Llapa, 7° 00'44,8"S y 78° 50'11,1" W, 2651 m, 27-III-2013, T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 833 (CCSU).- Vista Alegre, Niepos, 2400 m, 1-XI-1985, S. LLatas 1575 (F).- 6° 59'001"S y 78° 48'237" W, 2919 m, 20-III-2007, T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 740 (CCSU).- S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 3643 (HAO).- Aproximadamente a 15 km LLapa-Hualgayoc, 6° 58'25"S y 78° 47'58" W, 2840 m, 18-VI-1999, T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 669 (CCSU).- Aproximadamente a 15 km LLapa-Hualgayoc, 6° 58'25"S y 78° 47'58" W, 2840 m, 18-VI-1999, S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 2370 (HAO).

Jaltomata neei Mione & S. Leiva es afín a su especie hermana *Jaltomata alviteziana* S. Leiva (ver Leiva, 2006) habita en la ruta Agua Blanca-El Tingo, distrito Agua Blanca, prov. San Miguel, dpto. Cajamarca, Perú, a los 7°01'38,9" S y 79°03'45,1" W, 2960-3085 m de elevación porque ambas tienen la corola tubular campanulada morado externa e interiormente a veces verde a lo largo de los lóbulos mayores, verdoso blanquecino o blanquecino a lo largo de los lóbulos menores externa e interiormente, limbo corolino 10-lobulado, 5 lóbulos mayores que alternan con otros 5 menores, 5 cavidades internas con abundante néctar rojo, estambres conniventes, criptostémonas, anteras sin mucrón apical incipiente, ovario con disco nectarífero amarillo anaranjado o amarillento, tallos jóvenes pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos ramificados transparentes. Pero, *J. neei* presenta el limbo corolino 33-35 mm de diámetro en la antésis, área libre de los filamentos estaminales heterodínamos, rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares lilas que ocupan el 5-10% de su área basal, anteras amarillentas, semillas 300-310 por baya, tallos viejos y jóvenes compactos. En cambio, *J. alviteziana* posee el limbo 9-10 (-25) mm de diámetro en la antésis, filamentos estaminales homodínamos, rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes que ocupan el 2-3% de su área basal, anteras blanco cremosas, semillas (64-) 77-90 (-144) por baya, tallos viejos y jóvenes fistulosos.

Distribución y ecología: Especie silvestre neotropical con distribución limitada y

aparentemente endémica a la zona de recolección entre San Miguel-Llapa y Llapa-Hualgayoc, prov. San Miguel, dpto. Cajamarca, Perú, 7° 00'44,8"S y 78° 50'11,1" W, 2400-2919 m de elevación en donde es abundante, como un integrante de la vegetación herbácea y arbustiva. Es una especie psicrófila ya que crece en lugares fríos o a temperaturas bajas, como un integrante de la vegetación arbustiva y herbácea. Es una especie heliófila, es decir, requiere abundante luz del sol; también, es higrófila porque prefiere suelos húmedos, tierras negras con abundante humus, de igual manera, es una especie psamófila, ya que a veces crece en suelos arenosos; asimismo, es argilícola ya que prospera en suelos arcillosos; generalmente es una especie eutrofa, prefiere suelos con abundantes nutrientes. Habita en los bordes de carreteras, caminos, chacras y vive asociada con plantas de *Eucaliptus globulus* Labill. "eucalipto" (Myrtaceae), *Bidens pilosa* L. "cadillo", *Viguiera weberbaueri* S. F. Blake "suncho", *Ophryosporus peruvianus* R. M. King & H. Rob., *Taraxacum officinale* F. H. Wigg. "diente de león" (Asteraceae); *Solanum tuberosum* L. "papa", *Lycianthes lycioides* (L.) Hassl., *Jaltomata parviflora* S. Leiva & Mione (Solanaceae), *Pennisetum clandestinum* Hochst. ex Chiov. "kikuyo" (Poaceae). *Medicago polymorpha* L. "carretilla" (Fabaceae), entre otras.

Fenología: Especie perenne y generalmente es eucrona, que brota con las primeras lluvias de noviembre o diciembre, para luego florecer y fructificar desde el mes de febrero hasta el mes de abril o mayo.

Estado actual: Utilizando los criterios del IUCN (IUCN, 2012) *J. neei* es considerada en peligro crítico (CR). La extensión de su rango de distribución es de un radio menor a 200 km² en entre San Miguel-Llapa y Llapa-Hualgayoc, prov. San Miguel, dpto. Cajamarca, Perú, 7° 00'44,8"S y 78° 50'11,1" W, 2400-2919 m de elevación, siendo éstas, las únicas localidades donde se han recolectado (Criterio B1). Asimismo, se han encontrado menos de 200 individuos maduros en la población (Criterio D), siendo influenciada directamente por los centros urbanos que transitan y visitan estos

lugares. Sin embargo, no se ha evaluado si existe una declinación del rango de distribución y del área de ocupación, siendo de necesidad urgente de un estudio en profundidad de la ecología, estructura poblacional y distribución de esta especie, para esclarecer su estado de conservación.

Nombre vulgar: "sangresita" (En boleta, S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 5426 HAO; T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 833, CCSU).

Etimología: El epíteto específico está dedicado al Dr. Michael Nee, científico norteamericano, que estudia la familia solanáceas del mundo.

Usos: Las bayas maduras anaranjadas, son consumidas por los pobladores, especialmente los niños, como frutas frescas, por ser agradables y exquisitas.

12. *Jaltomata alviteziana* S. Leiva (Fig. 19-20)

Leiva, S. *Jaltomata alviteziana* y *Jaltomata dilloniana* (Solanaceae) dos nuevas especies de los Andes del Perú. *Arnaldoa* 13 (2): 282-289, 2006.

Arbusto 1-1,20 m de alto; ampliamente ramificado, efuso. Tallos viejos rollizos a veces 4-5 angulosos, marrón claro, fistulosos, rodeados por una cobertura de lenticelas blanco cremosas, glabros, ruminados, 5-6 (-8) mm de diámetro en la base; tallos jóvenes 4-5 angulosos, morado claro la superficie adaxial, verde la superficie abaxial, fistulosos, sin lenticelas, pubescentes rodeados por una cobertura de pelos ramificados transparentes. Hojas alternas las basales, geminadas las distales; peciolo semirrollizo, verde claro, verde oscuro los bordes en la superficie adaxial, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos ramificados transparentes, (0,3-) 1,3-1,5 cm de longitud; lámina lanceolada, succulenta, verde oscuro y abollada la superficie adaxial, verde claro y retífera la superficie abaxial, pubescente rodeada por una densa cobertura de pelos ramificados transparentes en ambas superficies, mayor densidad sobre las nervaduras en la superficie abaxial, aguda en el ápice, cuneada en la base, entera en los bordes, (5,5-) 7-8,2 cm

de largo por (2,5-) 3,6-4,2 cm de ancho. Flores 2 (-3) por nudo, no sincronizadas; pedúnculo rollizo o filiforme, verde, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos ramificados transparentes, ligeramente ascendente, 2-3 (-5) mm de longitud; pedicelos filiformes ampliándose gradualmente hacia el área distal, verde, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos ramificados transparentes, resupinados, 5-6 (-10) mm de longitud. Cáliz ligeramente campanulado, verde oscuro externamente, verdoso interiormente, pubescente rodeado por una cobertura de pelos ramificados transparentes externamente, rodeado por papilas cremosas interiormente, succulento, sobresalientes las nervaduras principales, 13-14 (-20) mm de diámetro del limbo en la antésis; limbo 5-lobulado; lóbulos triangulares, verde oscuro externamente, verdoso interiormente, pubescentes rodeados por una cobertura de pelos ramificados transparentes externamente, pilosos rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en el área distal interiormente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos simples ramificados transparentes en los bordes, succulentos, adpresos, nunca revolutos, sobresalientes las nervaduras principales, 4-5 (-7) mm de largo por 5-5,2 (-9) mm de ancho; tubo 3-4 (-7) mm de largo por 8-9 (-15) mm de diámetro. Corola tubular urceolado en el área basal con el limbo campanulado reflexo, morado intenso externamente, morado claro interiormente, piloso rodeado por una cobertura de pelos ramificados transparentes externamente, glabro interiormente, succulenta, sobresalientes las nervaduras principales, 9-10 mm (-25) de diámetro del limbo en la antésis; limbo 10-lobulado, 5 lóbulos mayores alternan con otros 5 menores; lóbulos triangulares, morado intenso externa e interiormente, pubescentes rodeados por una cobertura de pelos simples ramificados transparentes externamente, glabro interiormente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos ramificados transparentes en los bordes, membranáceos, reflexos, nunca revolutos, sobresalientes las nervaduras principales, 5-nervaduras principales sobresalientes interiormente formando 5 cavidades donde se

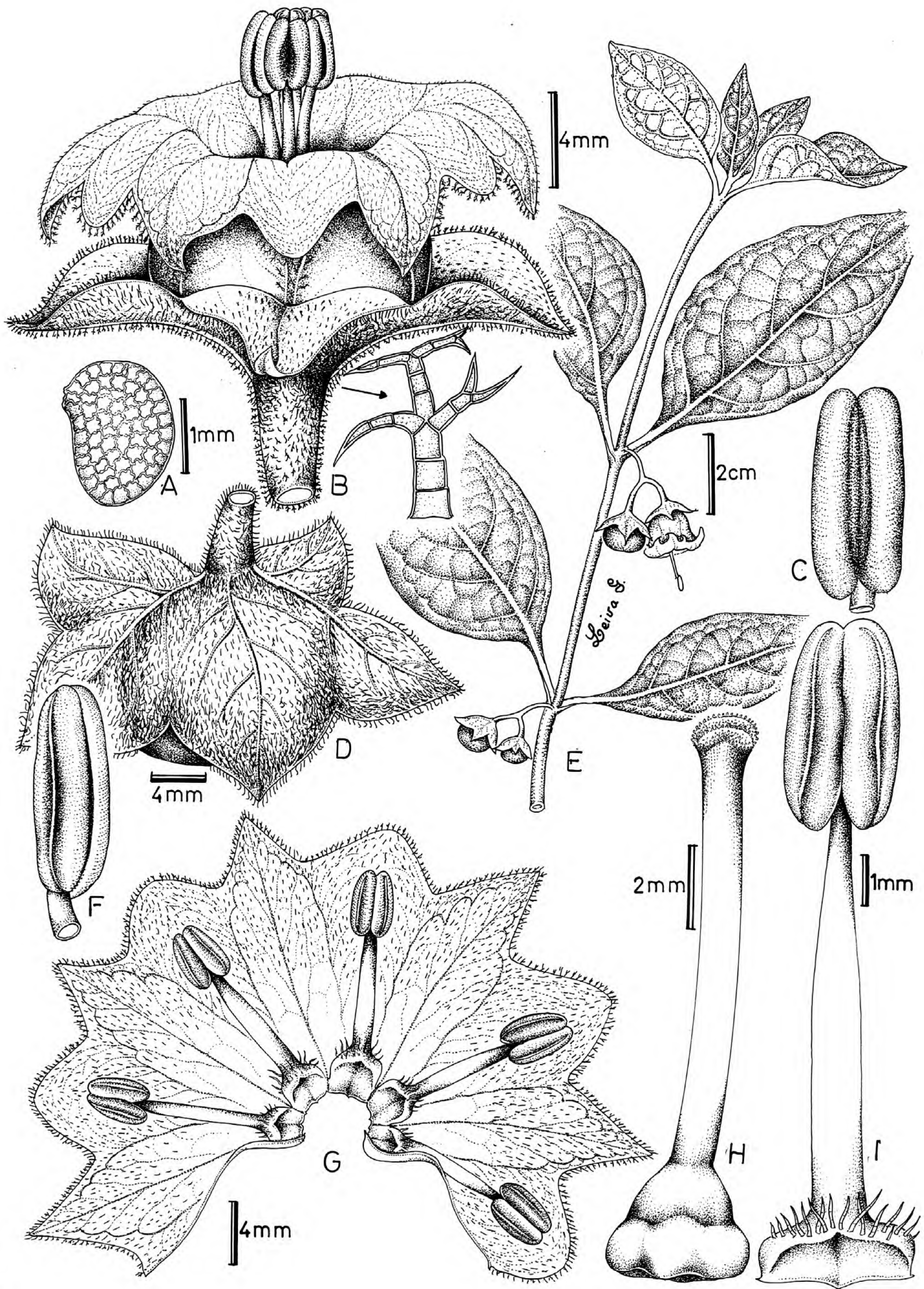


Fig. 19. *Jaltomata alviteziana* S. Leiva., A. Semilla; B. Flor en antésis; C. Antera en vista dorsal; D. Fruto; E. Rama florífera; F. Antera en vista lateral; G. Corola desplegada; H. Gineceo; I. Estambre en vista ventral. (Dibujado S. Leiva, R. Rodríguez & E. Alvitez 2412, HAO).

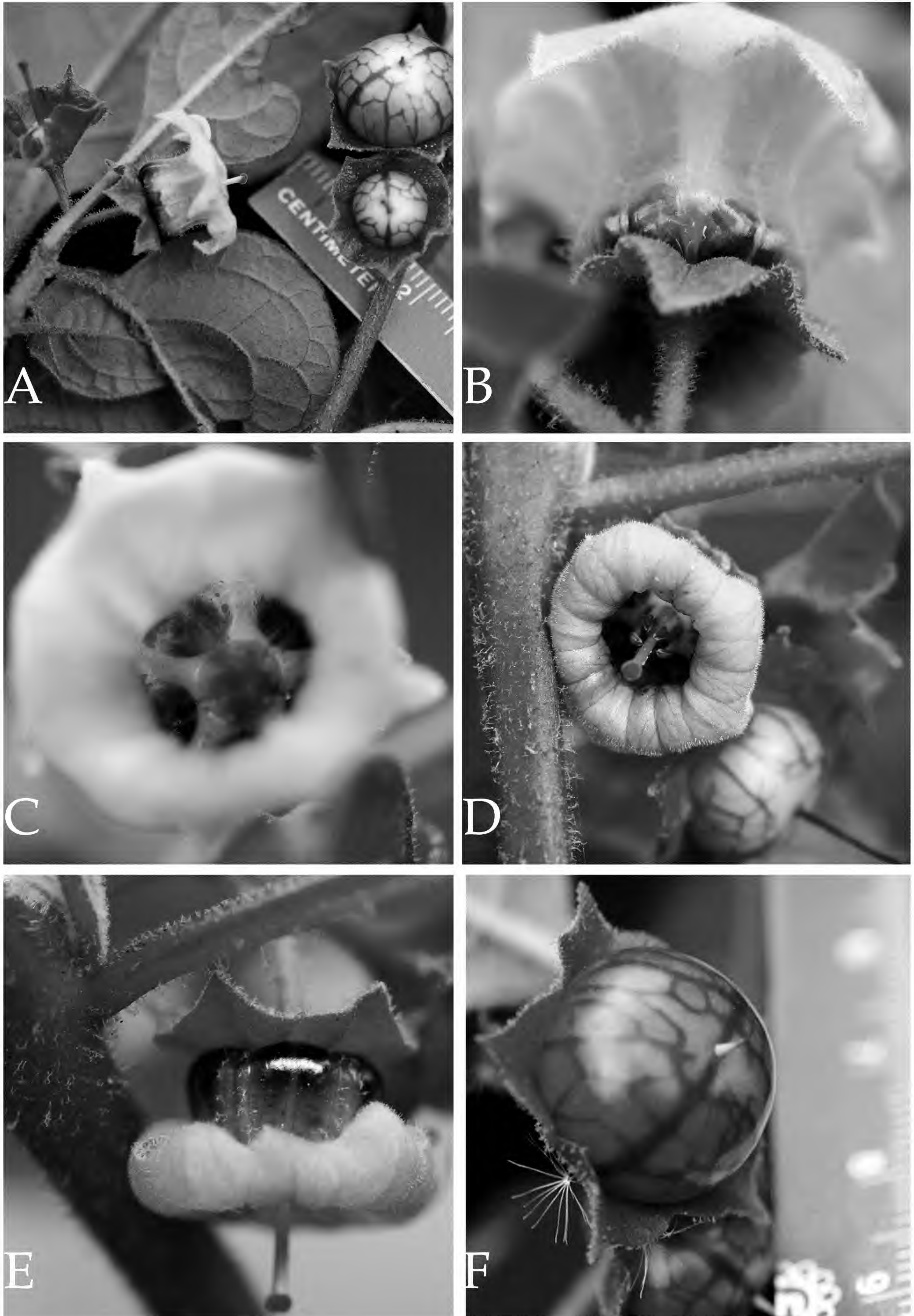


Fig. 20. *Jaltomata alviteziana* S. Leiva., A. Rama florífera; B. Flor en antésis mostrando el cáliz reflexo; C. - D. Flores en antésis con néctar rojo; E. Flor en antésis en vista lateral; F. Fruto. (Fotografías T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 845, CCSU-HAO).

almacena abundante néctar rojo, 2-3 (-4) mm de largo por 3-3,2 (-6) mm de ancho; tubo 8-9 (-12) mm de largo por 9-10 (-13) mm de diámetro. Estambres 5, conniventes, criptostémonos, insertos a 0,2-0,3 mm del borde basal interno del tubo corolino; filamentos estaminales homodínamos; área libre de los filamentos filiformes ampliándose gradualmente hacia el área basal, blanco cremosos, glabros a veces pilosos rodeados por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes que ocupan el 2-3% área basal, 2-2,2 (-9) mm de longitud; área soldada aplanada blanco cremoso, glabra a veces piloso rodeado por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes el área distal; anteras oblongas, paralelas, cremosas, blanco cremoso las suturas, verde el conectivo, sin mucrón apical, glabras, 3,5-4 mm de largo por 2-2,1 mm de diámetro. Ovario ovado, verdoso con dos máculas verde oscuro opuestas, disco nectarífero amarillo o amarillento que ocupa el 50-60% del área basal del ovario, 5-anguloso, 3-3,2 mm de largo por 2,8-2,9 (-3,6) mm de diámetro; estilo exerto, filiforme ampliándose gradualmente hacia el área distal, blanco cremoso, glabro, 7-7,2 (-10,2) mm de longitud; estigma capitado, bilobado, verde oscuro a veces morado, 1,4-1,5 mm de diámetro. Baya nutante, globosa compresada por los polos, anaranjada a la madurez, estilo persistente, 10-10,5 mm de largo por 13-14 mm de diámetro; cáliz fructífero persistente, acrescente, envuelve ajustadamente a la baya cerca de la $\frac{1}{2}$ del área basal, verde, sobresalientes las nervaduras principales, 10-10,2 mm de alto por 20-20,2 (-28) mm de diámetro. Semillas (64-) 77-90 (-144) por baya, reniformes, coriáceas, marrón oscuro, reticulado foveolado el epispermo, 1,5-2 mm de largo por 1,2-1,3 (-1,5) mm de diámetro.

Material adicional examinado

PERÚ, Dpto. Cajamarca, prov. San Miguel, Distrito Agua Blanca, caserío El Tingo, (ruta El Tingo-Agua Blanca), 2960 m, 16-II-2000, S. Leiva & E. Alviéz 2411 (CCSU, F, HAO, HUT, MO).- S. Leiva & E. Alviéz 2412 (Holótipo: HAO; Isótipos: CCSU, CORD, F, HAO, HUSA, HUT, MO).- A 10' de Agua Blanca, 7°01'38,9" S y 79°03'45,1" W, 3084 m, 12-V-2015, S. Leiva, T.

Mione & L. Yacher 5852 (CCSU, COL, CORD, F, HAO, MO).- A 10' de Agua Blanca, 7°01'38,9" S y 79°03'45,1" W, 3084 m, 12-V-2015, T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 845 (CCSU).

Jaltomata alviteziana S. Leiva es afín a su especie hermana *Jaltomata neei* Mione & S. Leiva (ver Mione *et al.*, 2014) que habita, km 5,1 entre San Miguel y Llapa, prov. San Miguel, dpto. Cajamarca, 7° 00'44,8"S y 78° 50'11,1" W y alrededor de los 2400-2919 m, porque ambas tienen la corola tubular campanulada morado externa e interiormente a veces verde a lo largo de los lóbulos mayores, verdoso blanquecino o blanquecino a lo largo de los lóbulos menores externa e interiormente, limbo corolino 10-lobulado, 5 lóbulos mayores que alternan con otros 5 menores, 5 cavidades internas donde se almacena abundante néctar rojo, estambres criptostémonos, anteras conniventes sin mucrón apical incipiente, ovario con disco nectarífero amarillo anaranjado o amarillento, tallos jóvenes pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos ramificados transparentes. Pero, *J. alviteziana* posee el limbo 9-10 (-25) mm de diámetro en la antésis, filamentos estaminales homodínamos, rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes que ocupan el 2-3% de su área basal, anteras blanco cremosas, semillas (64-) 77-90 (-144) por baya, tallos viejos y jóvenes fistulosos. En cambio, *J. neei* presenta el limbo corolino 33-35 mm de diámetro en la antésis, área libre de los filamentos estaminales heterodínamos, rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares lilas que ocupan el 5-10% de su área basal, anteras amarillentas, semillas 300-310 por baya, tallos viejos y jóvenes compactos.

Distribución y ecología: Especie silvestre neotropical con distribución limitada y aparentemente endémica a la zona de recolección en donde es abundante. A pesar, de haberse efectuado recolecciones en zonas aledañas, solamente a sido encontrada en la ruta Agua Blanca-El Tingo, distrito Agua Blanca, prov. San Miguel, dpto. Cajamarca, Perú, a los 7°01'38,9" S y 79°03'45,1" W, 2960-3084 m de elevación, como un integrante de la vegetación herbácea y bosque relicto. Es una especie psicrófila ya

que crece en lugares fríos o a temperaturas bajas. Es una especie heliófila, es decir, requiere abundante luz del sol; también, es higrófila porque prefiere suelos húmedos, tierras negras con abundante humus, de igual manera, es una especie psamófila, ya que a veces crece en suelos arenosos; asimismo, es argilícola ya que prospera en suelos arcillosos; generalmente es una especie eutrofa, prefiere suelos con abundantes nutrientes. Habita en los bordes de carreteras, caminos, chacras y vive asociada con plantas de *Eucalyptus globulus* Labill. "eucalipto" (Myrtaceae), *Bidens pilosa* L. "cadillo", *Viguiera weberbaueri* S. F. Blake "suncho", *Ophryosporus peruvianus* R. M. King & H. Rob. (Asteraceae); y los géneros *Salpichroa* Miers (Solanaeae), *Urtica* L. (Urticaceae); *Caiophora* C. Presl (Loasaceae); *Salvia* L. (Lamiaceae), entre otros.

Fenología: Especie perenne y generalmente eucrona, por que brota con las primeras lluvias de noviembre o diciembre, para luego florecer y fructificar desde el mes de febrero hasta el mes de abril o mayo.

Estado actual: Utilizando los criterios del IUCN (IUCN 2012) *J. alviteziana* es considerada en peligro crítico (CR). La extensión de su rango de distribución es de un radio menor a 200 km² en la ruta Agua Blanca-El Tingo, distrito Agua Blanca, prov. San Miguel, dpto. Cajamarca, Perú, siendo ésta, la única localidad donde se ha recolectado (Criterio B1). Asimismo, se han encontrado menos de 200 individuos maduros en la población (Criterio D), siendo influenciada directamente por el centro urbano que transita y visita estos lugares. Sin embargo, no se ha evaluado si existe una declinación del rango de distribución y del área de ocupación, siendo de necesidad urgente de un estudio en profundidad de la ecología, estructura poblacional y distribución de esta especie, para esclarecer su estado de conservación.

Nombre vulgar: "frutilla" (En boleta, S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 5852, HAO; T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 845, CCSU).

Etimología: El epíteto específico está dedicado a Don Maximino Alvítez Vásquez residente en el caserío el Tingo, distrito Agua Blanca, prov. San Miguel, dpto. Cajamarca,

Perú, como reconocimiento a la gran ayuda que brinda a todos los botánicos u otros investigadores que visitan esta hermosa área geográfica en el norte del Perú.

Usos: Las bayas maduras anaranjadas, son consumidas por los pobladores, especialmente los niños, como frutas frescas, por ser agradables y exquisitas.

13. *Jaltomata estilopilosa* S. Leiva & Mione sp. nov. (Fig. 21-21)

TIPO: PERÚ. **Dpto. Amazonas,** Prov. Chachapoyas, Cerro El Prado, ruta Chchapoyas-Levanto, 6°16'02,7" S y 77°52'02,3" W, 2994 m, 3-X-2015, S. Leiva, C. I. Orozco, J. Murillo & C. Parra 5930 (Holótipo: HAO; Isótipos: CCSU, COL, CORD, F, MO).

Diagnosis

Jaltomata estilopilosa S. Leiva & Mione is a sister species of *Jaltomata paneroi* Mione & S. Leiva (see Mione & Leiva 1997), but it differs in having pilose style surrounded by a layer of transparent simple eglandular hairs in all its length, anthers yellowish without apical mucro, mature berries with persistent style, calyx flattened with reflexed lobes, 197-205 seeds per berry, calyx limb 11-15 mm diameter at anthesis, corolla limb 24-25 mm diameter at anthesis, shrubs (0.80-) 1.5-2 (-3) m tall.

Arbusto (80-) 1,5-2 (-3) m de alto; ampliamente ramificado, efuso. **Tallos** viejos rollizos, marrón claro, compactos, rodeados por una densa cobertura de lenticelas blanco cremosas, glabros, ligeramente ruminados, 6-7 mm de diámetro en la base; tallos jóvenes rollizos, verdes, compactos, sin lenticelas, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos ramificados o dendroides transparentes. **Hojas** alternas las basales, geminadas las distales; peciolo semirrollizo, verde claro, verde oscuro los bordes en la superficie adaxial, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos ramificados o dendroides transparentes, (2,5-) 3-3,2 cm de longitud; lámina ovada, a veces ligeramente triangular, membranácea a veces ligeramente succulenta, verde oscuro y ligeramente abollada la superficie adaxial, verde claro y retífera la

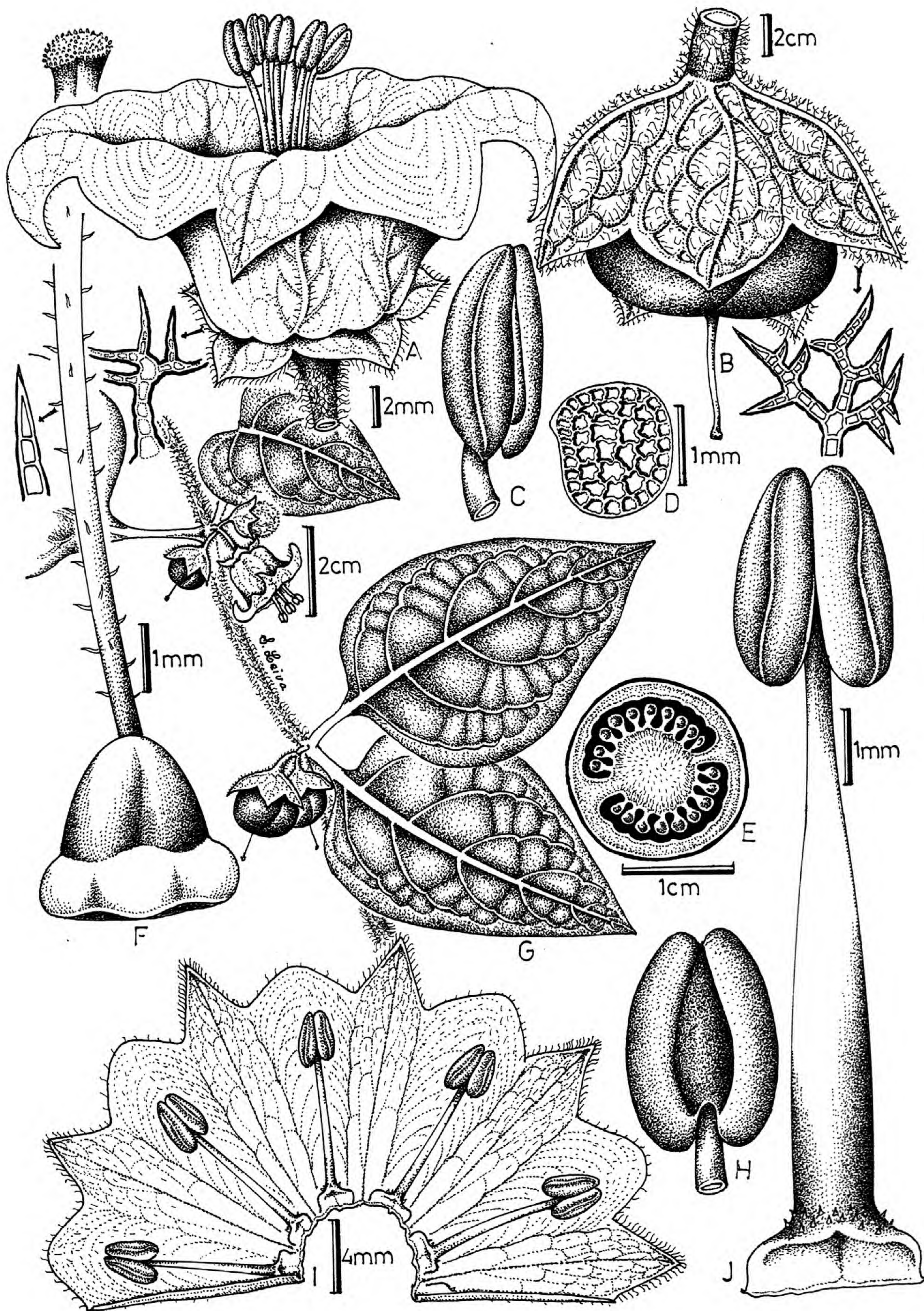


Fig. 21. *Jaltomata estilopilosa* S. Leiva & Mione. A. Flor en antésis; B. Fruto; C. Antera en vista lateral; D. Semilla; E. Rama florífera; F. Gineceo; G. Sección transversal del fruto; H. Corola desplegada; I. Antera en vista dorsal; J. Estambre en vista ventral. (Dibujado: S. Leiva, C. I. Orozco, J. Murillo & C. Parra 5930, HAO).

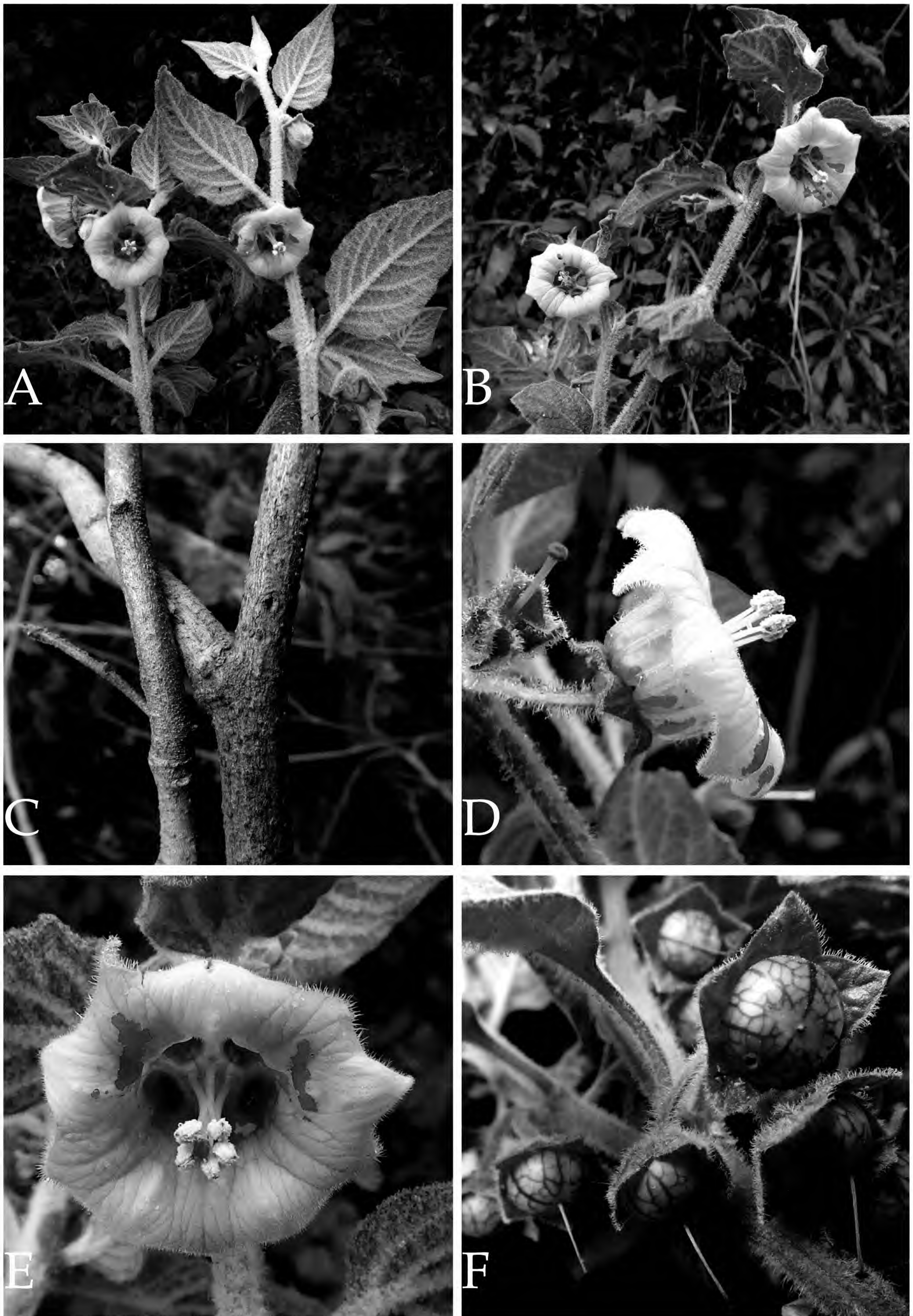


Fig. 22. *Jaltomata estilopilosa* S. Leiva & Mione. A. - B. Ramas floríferas; C. Tallos; D. Flor en antésis en vista lateral; E. Flor en antésis con néctar rojo; F. Frutos inmaduros. (Fotografías: S. Leiva, S. Leiva, C. I. Orozco, J. Murillo & C. Parra 5930, HAO).

superficie abaxial, pubescente rodeada por una densa cobertura de pelos ramificados o dendroides transparentes en ambas superficies, mayor densidad las nervaduras en la superficie abaxial, acuminada en el ápice, cuneada a veces ligeramente redondeada en la base, entera las distales, gruesamente dentada (2-3 dientes por margen) las basales en los bordes, 11,2-11,5 cm de largo por 6,2-6,6 cm de ancho. **Flores** (2-) 3-4 por nudo, no sincronizadas; pedúnculo rollizo o filiforme, verde, seríceo rodeado por una densa cobertura de pelos ramificados o dendroides transparentes, curvado, 2-3 mm de longitud; pedicelos 5-angulosos ampliándose ligeramente hacia el área distal, verdes, seríceos rodeados por una densa cobertura de pelos ramificados o dendroides transparentes, resupinados o péndulos, 8-10 mm de longitud. Cáliz aplanado, verde oscuro externamente, verdoso internamente, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos ramificados o dendroides transparentes externamente, piloso rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes internamente, succulento, sobresalientes las nervaduras principales, (11-) 14-15 mm de diámetro del limbo en la antésis; limbo 5-lobulado; lóbulos triangulares, verde oscuro externamente, verdoso internamente, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos ramificados o dendroides transparentes externamente, pilosos rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes internamente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en los bordes, succulentos, reflexos, nunca revolutos, sobresalientes las nervaduras principales, 3-4 mm de largo por 4-5 mm de ancho; sin tubo. Corola tubular campanulada, verdoso a lo largo de los lóbulos mayores, cremoso a lo largo de los lóbulos menores externa e internamente, piloso rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externamente, piloso rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes los $\frac{3}{4}$ distales internamente, succulenta, sobresalientes las nervaduras principales, 24-25 mm de diámetro del limbo en la antésis; limbo 10-lobulado, 5 lóbulos mayores alternan con otros 5 menores; lóbulos triangulares, verde los lóbulos mayores

blanco cremosos los lóbulos menores externa e internamente, pubescentes rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externamente, pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes internamente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos eglandulares transparentes en los bordes, succulentos, reflexos, nunca revolutos, sobresalientes las nervaduras principales, 3,6-4 mm de largo por 5-6 mm de ancho los mayores, 3-4 mm de largo por 7-7,2 mm de ancho los menores; tubo 10-11 mm de largo por 19-20 mm de diámetro; 5-nervaduras principales sobresalientes internamente formando 5 cavidades donde se almacena abundante néctar rojo. Estambres 5, conniventes, fanerostémonos, insertos a 0,2-0,3 mm del borde basal interno del tubo corolino; filamentos estaminales heterodínamos; área libre de los filamentos filiformes ampliándose gradualmente hacia el área basal, blanco cremosos, pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes que ocupan el 3-5% área basal, (7-) 9-9,2 mm de longitud; área soldada aplanada blanco cremoso, glabro a veces piloso rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes el área distal; anteras oblongas, paralelas, amarillentas, blanco cremoso las suturas, parduzco el conectivo, sin mucrón apical, glabras, 2,8-2,9 mm de largo por 2-2,1 mm de diámetro. Ovario ovado, verde, disco nectarífero amarillento que ocupa el 40-50% del área basal del ovario, 5-anguloso, 2,4-2,5 mm de largo por 3-3,1 mm de diámetro; estilo exerto, filiforme ampliándose gradualmente hacia el área distal, verdoso, piloso rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en toda su longitud, 11-11,5 mm de longitud; estigma capitado, bilobado, verde oscuro, 1,1-1,2 mm de diámetro. **Baya** nutante, globosa compresada por los polos, verde (inmadura), estilo persistente, 10-11 mm de largo por 12-12,5 mm de diámetro; cáliz fructífero persistente, acrescente, envuelve ajustadamente a la baya el 40-50% del área basal, verde, sobresalientes las nervaduras principales, 8-9 mm de largo por 20-20,5 mm de diámetro. **Semillas** 197-205 por baya, reniformes, coriáceas, marrón oscuro, reticulado foveolado el epispermo, 1,5-1,7 mm

de largo por 1,2-1,3 mm de diámetro.

Material adicional examinado

PERÚ, Dpto. Amazonas, Prov. Chachapoyas, Cerro El Prado (ruta Chachapoya-Levanto), 6°16'02,7" S y 77°52'02,3" W, 2994 m, 3-X-2015, S. Leiva, C. I. Orozco, J. Murillo & C. Parra 5923 (CCSU, COL, CORD, F, HAO, MO).

Jaltomata estilopilosa S. Leiva & Mione es afín a su especie hermana *Jaltomata paneroi* Mione & S. Leiva (ver Mione & Leiva 1997), habita en la ruta Encañada-Celendín, prov. Cajamarca, dpto. Cajamarca, Perú, 7° 04,014 S y 78° 20,062 W, entre los 3240-3500 m de elevación porque ambas tienen (2-) 3-4 flores por nudo, corola tubular campanulada verde a lo largo de los lóbulos mayores, verdoso blanquecino o blanquecino a lo largo de los lóbulos menores externa e interiormente, limbo corolino 10-lobulado, 5 lóbulos mayores que alternan con otros 5 menores, 5 cavidades internas con abundante néctar rojo, filamentos estaminales heterodínamos, anteras conniventes, área libre de los filamentos estaminales pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes que ocupan el 5-15% del área basal, ovario con disco nectarífero amarillo o amarillento, estilo exerto, lámina de las hojas ovada, pubescente rodeada por una cobertura de pelos ramificados transparentes en ambas superficies, tallos jóvenes pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos ramificados transparentes. Pero, *J. estilopilosa* tiene el estilo piloso rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en toda su longitud, anteras amarillentas sin mucrón apical, baya maduras con estilo persistente, cáliz aplanado con lóbulos reflexos, 197-205 semillas por baya, 11-15 mm de diámetro del limbo calicino durante la antésis, 24-25 mm de diámetro del limbo corolino durante la antésis, arbustos (0,80-) 1,5-2 (-3) m de alto. En cambio, *J. paneroi* posee el estilo glabro, anteras marrones con un mucrón apical incipiente, bayas maduras sin estilo persistente, cáliz campanulado a veces patente, lóbulos calicinos nunca reflexos, 300-310 semillas por baya, 21-30 mm de diámetro del limbo calicino durante la antésis, 30-34 mm de diámetro del limbo corolino durante la antésis, arbustos de (0,50-) 0,80-1 m de alto.

Distribución y ecología: Especie silvestre neotropical con distribución limitada y aparentemente endémica a la zona de recolección en donde es abundante. A pesar, de haberse efectuado recolecciones en zonas aledañas, solamente a sido encontrada en el Cerro El Prado, en la ruta Chachapoyas-Levanto, prov. Chachapoyas, dpto. Amazonas, Perú, a los 6°16'02,7" S y 77°52'02,3" W, 2994 m de elevación, como un integrante de la vegetación herbácea y bosque relictos. Es una especie psicrófila ya que crece en lugares fríos o a temperaturas bajas; como un integrante de los bosques relictos de *Polylepis* y *Escallonia*. Es una especie heliófila, es decir, requiere abundante luz del sol; también, es higrófila porque prefiere suelos húmedos, tierras negras con abundante humus, de igual manera, es una especie psamófila, ya que a veces crece en suelos arenosos; asimismo, es argilícola ya que prospera en suelos arcillosos; generalmente es una especie eutrofa, prefiere suelos con abundantes nutrientes. Habita en los bordes de carreteras, caminos, chacras y vive asociada con plantas de *Eucaliptus globulus* Labill. "eucalipto" (Myrtaceae), *Escallonia resinosa* (Ruiz & Pav.) Pers. "sun" (Escalloniaceae), *Polylepis incana* Kunth "quinual" (Rosaceae), *Bidens pilosa* L. "cadillo", *Viguiera weberbaueri* S. F. Blake "suncho", *Ophryosporus peruvianus* R. M. King & H. Rob. (Asteraceae), *Ioichroma nitida* S. Leiva & Quip. (Solanaceae); y los géneros *Rubus* L. (Rosaceae), *Senecio* L. (Asteraceae), *Weinmannia* L. (Cunoniaceae), *Clethra* L. (Clethraceae), *Fuchsia* L. (Onagraceae), *Passiflora* L. "puro puro" (Passifloraceae), entre otros.

Fenología: Especie perenne y generalmente eucrona, por que brota con las primeras lluvias de noviembre o diciembre, para luego florecer y fructificar desde el mes de febrero hasta el mes de abril o mayo. Pero, por habitar alrededores de bosques relictos y alta humedad, pueden brotar y florecer a mediados de año.

Estado actual: Utilizando los criterios del IUCN (IUCN 2012) *Jaltomata estilopilosa* es considerada en peligro crítico (CR). La extensión de su rango de distribución es de un radio menor a 100 km² en el Cerro El Prado, en la ruta Chachapoyas-Levanto,

siendo ésta, la única localidad donde se ha recolectado (Criterio B1). Asimismo, se han encontrado menos de 100 individuos maduros en la población (Criterio D), siendo influenciada directamente por el centro urbano que transita y visita este espectacular cerro y sus bosques relictos. Sin embargo, no se ha evaluado si existe una declinación del rango de distribución y del área de ocupación, siendo de necesidad urgente de un estudio en profundidad de la ecología, estructura poblacional y distribución de esta especie, para esclarecer su estado de conservación.

Nombre vulgar: "sangresita" (En boleta, S. Leiva, C. I. Orozco, J. Murillo & C. Parra 5923, HAO).

Etimología: El epíteto específico está referido a la pubescencia que tienen los estilos.

Usos: Las bayas maduras anaranjadas, son consumidas por los pobladores, especialmente los niños, como frutas frescas, por ser agradables y exquisitas.

14. *Jaltomata herrerae* (C. V. Morton) Mione (Fig. 23)

Brittonia 51 (1): 32, 1999.

Arbusto 50-60 (-0,80) m de alto; ampliamente ramificado, efuso. Tallos viejos rollizos, marrón claro, fistulosos, rodeados por una cobertura de lenticelas blanco cremosas, glabrescentes rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, 6-8 (-10) mm de diámetro en la base; tallos jóvenes 4-5 angulosos, verdes a veces marrón oscuro las costillas, fistulosos, sin lenticelas, glabrescentes rodeados por algunos pelos simples eglandulares transparentes dispersos. Hojas alternas las basales, geminadas las distales; peciolo semirrollizo, verde claro, verde oscuro los bordes en la superficie adaxial, piloso rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en la superficie adaxial, 2-2,5 cm de longitud; lámina ovada, membranácea, verde oscuro la superficie adaxial, verde claro la superficie abaxial, glabrescente rodeada por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes en ambas superficies, mayor

densidad sobre las nervaduras en la superficie abaxial, aguda en el ápice, cuneada en la base, gruesamente dentada (3-4 dientes por margen) en los bordes, 10-10,5 cm de largo por 7,4-8 cm de ancho. Flores 2 (-3) por nudo, no sincronizadas; pedúnculo rollizo o filiforme, verde, piloso rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, ligeramente curvado, 15-17 (-30) mm de longitud; pedicelos 5-angulosos ampliándose gradualmente hacia el área distal, verde, pubescentes rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, resupinados, 10-12 mm de longitud. Cáliz campanulado a veces aplanado, verde externamente, verdoso interiormente, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externamente, piloso rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes interiormente, succulento, sobresalientes las nervaduras principales, 21-23 (-26) mm de diámetro del limbo en la antésis; limbo 5-lobulado; lóbulos triangulares, verde oscuro externamente, verdoso interiormente, pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externamente, pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes cortísimos interiormente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en los bordes, succulentos, reflexos y ligeramente conduplicados, nunca revolutos, sobresalientes las nervaduras principales, 10-11 mm de largo por 6-7 mm de ancho; tubo 6-6,5 mm de largo por 14-15 mm de diámetro. Corola tubular campanulada, verdosa a lo largo de los lóbulos mayores, cremoso a lo largo de los lóbulos menores externa e interiormente, lila intenso en las nervaduras principales externamente, glabrescente rodeada por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externamente, glabra interiormente, succulenta, sobresalientes las nervaduras principales, 28-35 mm de diámetro del limbo en la antésis; limbo 10-lobulado; 5 lóbulos mayores que alternan con otros 5 menores, lóbulos triangulares, verdosos los mayores cremosos los menores externa e interiormente, glabrescentes rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externamente, pilosos rodeados

por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes cortísimos interiormente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos eglandulares transparentes en los bordes, succulentos, reflexos, nunca revolutos, sobresalientes las nervaduras principales, 5 nervaduras principales sobresalientes interiormente formando 5 cavidades donde se almacena abundante néctar rojo, 12-13 mm de largo por 9-10 mm de ancho; tubo 12-15 (-20) mm de largo por (23-) 27-35 (-40) mm de diámetro. Estambres 5, conniventes, fanerostémonos, insertos a 0,1-0,3 mm del borde basal interno del tubo corolino; filamentos estaminales heterodínamos; área libre de los filamentos filiformes ampliándose gradualmente hacia el área basal, blanco cremosos, glabrescentes rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes que ocupan el 3-5% área basal, 12-15 mm de longitud; área soldada aplanada blanco cremoso, glabrescente rodeado por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes el área distal; anteras oblongas, paralelas, amarillas, cremoso las suturas, verdoso el conectivo, mucrón apical incipiente, glabras, 3-3,1 mm de largo por 2-2,1 mm de diámetro. Ovario ovado, verde, disco nectarífero anaranjado que ocupa el 30-40% del área basal del ovario, 5-anguloso, 3,7-3,8 mm de largo por 4-4,2 mm de diámetro; estilo exerto, filiforme ampliándose gradualmente hacia el área distal, verdoso, glabro, 11-14 mm de longitud; estigma capitado, bilobado, verde oscuro, 1,9-2 mm de diámetro. Baya nutante, globosa compresada por los polos, rojo anaranjado a la madurez, sin estilo persistente, 10-12 mm de largo por 14-15 (-18) mm de diámetro; cáliz fructífero persistente, acresente, envuelve ajustadamente a la baya en el 40-50% del área basal, verde, sobresalientes y arrugadas las nervaduras principales, 22-26 (-40) mm de diámetro. Semillas 320-330 por baya, reniformes, coriáceas, marrón oscuro, reticulado foveolado el epispermo, 1,5-1,7 mm de largo por 1,2-1,3 mm de diámetro.

Material adicional examinado

PERÚ, Dpto. Cuzco, prov. Cuzco, Saqsaywaman, 3500 m, XII-1925-1926, F. L. Herrera 828 (TIPO: US; Isótipos: F, G).- Cuzco,

Saqsaywaman, 3500 m, III-1929, F. L. Herrera 2351(F).- Saqsaywaman, 3600 m, I-1931, F. L. Herrera 3088 (US).- Saqsaywaman, 3600 m, 1-IV-1944, C. Vargas 4166 (WIS).- Saqsaywaman, 3550 m, 14-XII-1944, C. Vargas 4836 (WIS).- Saqsaywaman, 3400 m, 27-II-1970, C. Vargas 21908 (CUZ).- Saqsaywaman, 13° 30'1,8" S y 71° 58'20,8" W, 3689 m, 12-I-2010, T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 801 (CCSU).- S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 4656 (HAO, HUSA).- Prov. Urubamba, 3500 M, 15-II-1922, F. L. Herrera s/n (CUZ).- valle del río Urubamba, 9 km (suroeste de Pisac, o 23 km del Cuzco), 3800 m, 30-XII-1962, H. H. Iltis & V. Ugent 972 (K, US, WIS).- distrito Chinchero, 13°23'28,8" S y 72°02'56,0" W, 3758 m, 13-I-2010, S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 4658 (HAO).- T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 802 (CCSU).- En murallas incaicas del monumento de Chinchero, 13°25' S y 72°03' W, 3650 m, 14-I-1990, M. Hermann *et al.*, 473 (NY).- Monumento histórico de Chinchero, plaza calle Titiquaqa Wayk'o, 13° 24' S y 72° 3' W, 3750 m, 3-II-1982, S. King *et al.*, 114 (NY).- distrito Huayllabamba, entre quebrada Huayocari y laguna Yanacocha hacia el suroeste de Huaran, 13° 21'15" S y 72° 03'55" W, 3000-3600 m, 19-V-1989, A. Tupayachi 1028b (CUZ).- distrito Huayllabamba, entre quebrada Huayocari y laguna Yanacocha, 3200 m, VI-1988, A. Tupayachi 678 (CUZ).- Yucay, 3300 m, 26-II-1992, A. Tupayachi 202S (CUZ).- 3200 m, 22-I-1983, C. Vargas. 23641 (CUZ).- Ollantaytambo, 3000 m, 27-IV-1915, O. F. Cook & G. B. Gilbert 417 (NY, US).- Urubamba, XII-1937, J. Soukup 740 (F).- Prov. Quispicanchis, Marcapata, 176 km del Cuzco a Puerto Maldonado, 13° 25' S y 70° 54' W, 3150 m, 8-III-1991, P. Nuñez & C. Paycarmayta 13127 (CUZ).- Prov. Paruro, Huanquite, 3380 m, 16-I-1942, C. Vargas 2373 (CUZ).- Prov. Anta, El Chaccan, Cillapuya, 3600 m, 16-IV-1973, G. R. Brunel 811 (MO, NY).- 1 km ca. Mutuipata, ca. Rivera de Limatambo-Anta, en el río Apurimac, 3150 m, 23-XII-1962, H. H. Iltis & D. Ugent 772 (WIS).- Prov. Paucartambo, 3658 m, 6-V-1939, E. K. Balls 6731 (F, US).- Dpto. Apurimac, prov. Andahuaylas, Moyabamba, 3650 m. 4-I-1950, C. Vargas 8707 (CUZ).- Prov. Abancay, Saivite, 3650 m, 16-I-1950, C. Vargas 9044 (CUZ).- nornoroeste de Abancay a km 16 al Cuzco, 3000 m, 19-XII-1962, H. H. Iltis & D. Ugent 651 (WIS).-

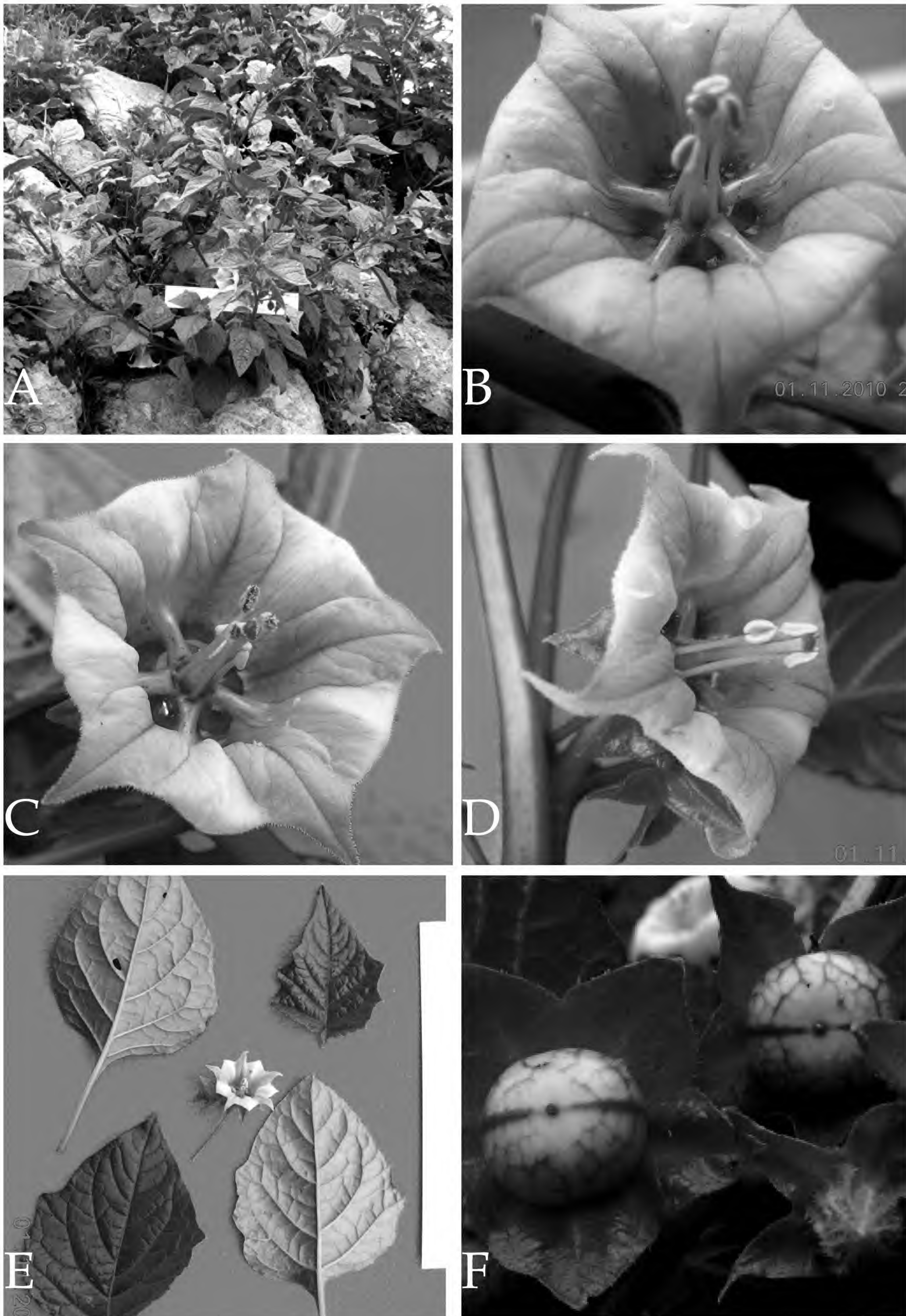


Fig. 23. *Jaltomata herrerae* (C. V. Morton) Mione., A. Rama florífera; B - C - D. Flores en antésis con néctar rojo; E. Hojas y flores; F. Frutos inmaduros. (Fotografías T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 802, CCSU-HAO).

Dpto. Ayacucho, Pampa de Chupas, 1968 m, *J. Soukup* 5523 (US).- prov. La Mar, 3600 m, 7-IV-2002, *G. Vilcapoma* 5725 (MOL).- BOLIVIA, **Dpto. La Paz**, Bautista Saavedra, Kanlaya, 3566 m, 25-XII-1979, *R. Alvarez* 92 (NY).- Bautista Saavedra, *T. Feuerer* 10969a (NY).- Bautista Saavedra, Amarete-Tal, 3260 m, 14-IV-1982, *T. Feuerer* 11140a (NY).- Amarete-Tal, 3280, 12-V-1981, *T. Feuerer* 6386a (NY).

Jaltomata herrerae (C. V. Morton) Mione es afín a su especie hermana *Jaltomata paneroi* Mione & S. Leiva (Ver Mione & Leiva 1997) habita en la ruta Encañada-Celendín, prov. Cajamarca, dpto. Cajamarca, Perú, 7° 04,014 S y 78° 20,062 W, entre los 3240-3500 m de elevación porque ambas tienen la corola tubular campanulada verde a lo largo de los lóbulos mayores, verdoso blanquecino o blanquecino a lo largo de los lóbulos menores externa e interiormente, limbo corolino 10-lobulado, 5 lóbulos mayores que alternan con otros 5 menores, 5 cavidades donde se almacena abundante néctar rojo en el interior del tubo corolino, anteras conniventes, área libre de los filamentos estaminales pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes que ocupan el 3-5 (-15)% del área basal, anteras con mucrón apical incipiente, ovario con disco nectarífero amarillo anaranjado o amarillento, estilo exerto, lámina de las hojas ovada, pubescente rodeada por una cobertura de pelos simples eglandulares y ramificados transparentes en ambas superficies, tallos jóvenes pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos simples eglandulares y ramificados transparentes. Pero, *J. herrerae* presenta 2 (-3) flores por nudo, filamentos estaminales heterodínamos, pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes que ocupan 3-5% de su longitud basal, pedúnculo floral 15-17 (-35) mm de longitud, láminas de las hojas 10-10,5 cm de largo por 7,4-8 cm de ancho, arbustos 50-60 (-80) m de alto. En cambio, *J. paneroi* posee 3-4 (-5) flores por nudo, filamentos estaminales homodínamos, pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes que ocupan 5-15% de su longitud basal, pedúnculo floral 3-5 mm de longitud, láminas de las hojas 8-9 cm de largo por 4-5 cm

de ancho, arbustos 1,20-2,30 m de alto.

Distribución y ecología: Especie silvestre neotropical con distribución limitada y aparentemente endémica al sur de Perú y el norte de Bolivia en donde es abundante. A pesar, de haberse efectuado recolecciones en los dptos. Cuzco, Ayacucho, Huancavelica y Apurímac (Perú) y el norte de La Paz (Bolivia), entre los 3000-3758 m de elevación, no se ha encontrado en otras áreas geográficas. Es una especie psicrófila ya que crece en lugares fríos o a temperaturas bajas, como un integrante de la vegetación arbustiva y herbácea. Es una especie heliófila, es decir, requiere abundante luz del sol; también, es higrófila porque prefiere suelos húmedos, tierras negras con abundante humus, de igual manera, es una especie psamófila, ya que a veces crece en suelos arenosos; asimismo, es argilícola por que prospera en suelos arcillosos; generalmente es una especie eutrofa, prefiere suelos con abundantes nutrientes. Habita en los bordes de carreteras, caminos, chacras y vive asociada con plantas de *Eucaliptus globulus* Labill. "eucalipto" (Myrtaceae), *Bidens pilosa* L. "cadillo", *Viguiera weberbaueri* S. F. Blake "suncho", *Ophryosporus peruvianus* R. M. King & H. Rob. (Asteraceae); *Solanum tuberosum* L. "papa", *Lycianthes lycioides* (L.) Hassl. (Solanaceae), *Cupressus sempervirens* L. "ciprés" (Cupresaceae), *Polylepis sericea* Wedd. "queñua" (Rosaceae), entre otras.

Fenología: Especie perenne y generalmente eucrona, por que brota con las primeras lluvias de noviembre o diciembre, para luego florecer y fructificar desde el mes de febrero hasta el mes de abril o mayo.

Estado actual: Utilizando los criterios del IUCN (IUCN 2012) *Jaltomata herreare* no está considerada en peligro crítico (CR). La extensión de su rango de distribución es de un radio mayor a 1000 km² entre Apurímac y Ayacucho (Perú) y La Paz (Bolivia), siendo entre éstas, las localidades donde se ha recolectado (Criterio B1). Asimismo, se han encontrado unos 500 individuos maduros en la población (Criterio D), siendo influenciada directamente por el centro urbano que transita y visita estos lindos lugares. Sin embargo, no se ha evaluado si existe una declinación del rango de distribución

y del área de ocupación, siendo de necesidad urgente de un estudio en profundidad de la ecología, estructura poblacional y distribución de esta especie, para esclarecer su estado de conservación.

Nombre vulgar: "sangresita" (En boleta, S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 4657, HAO; T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 801, CCSU).

Etimología: El epíteto específico está dedicado al Dr. Fortunato L. Herrera, científico peruano quien recorrió el Perú realizando sus estudios botánicos de nuestra rica flora peruana.

Usos: Las bayas maduras anaranjadas, son consumidas por los pobladores, especialmente los niños, como frutas frescas, por ser agradables y exquisitas.

15. *Jaltomata paneroi* Mione & S. Leiva (Fig. 24-25)

Mione, T. & S. Leiva. A new Peruvian species of *Jaltomata* (Solanaceae) with Blood-Red Floral Nectar. *Rhodora* 99 (900): 283-286, 1997.

Arbusto 0,5-0,8 (-1,5) m de alto; ampliamente ramificado, efuso. Tallos viejos rollizos, marrón claro, compactos, rodeados por una densa cobertura de lenticelas blanco cremosas a veces sin lenticelas, glabrescentes rodeados por una cobertura de pelos ramificados transparentes, ruminados, 5-8 (-12) mm de diámetro en la base; tallos jóvenes rollizos, verdes, compactos, sin lenticelas, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos ramificados o dendroides transparentes. Hojas alternas las basales, geminadas las distales; peciolo semirrollizo, verde claro, verde oscuro los bordes en la superficie adaxial, pubescente rodeado por una cobertura de pelos ramificados o dendroides transparentes, 1,2-1,9 cm de longitud; lámina ovada, membranácea, verde oscuro, abollada y opaca la superficie adaxial, verde claro, retífera y opaca la superficie abaxial, pubescente rodeada por una cobertura de pelos ramificados o dendroides transparentes en ambas superficies, mayor densidad las nervaduras en la superficie abaxial, aguda en el ápice, cuneada a veces ligeramente redondeada en la base, entera las distales, gruesamente dentada (2-3 dientes por margen) las basales en los bordes, (6-) 9-10,8

cm de largo por (4-) 6,5-6,9 cm de ancho. Flores (2-) 3-4 (-6) por nudo, no sincronizadas; pedúnculo rollizo o filiforme, verde, seríceo rodeado por una densa cobertura de pelos ramificados o dendroides transparentes, difuso, a veces ligeramente patente, (3-) 7-11 mm de longitud; pedicelos 5-angulosos ampliándose ligeramente hacia el área distal, verdes, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes y ramificados o dendroides transparentes, resupinados o nutantes, 5-8 (-10) mm de longitud. Cáliz aplanado, verde oscuro externamente, verdoso interiormente, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos ramificados o dendroides transparentes externamente, glabrescente rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes internamente, succulento, sobresalientes las nervaduras principales, (20-) 28-30 mm de diámetro del limbo en la antésis; limbo 5-lobulado; lóbulos triangulares, verde oscuro externamente, verdoso interiormente, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos ramificados o dendroides transparentes externamente, glabrescentes rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes internamente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos ramificados transparentes en los bordes, succulentos, patentes, nunca revolutos, ligeramente conduplicados, sobresalientes las nervaduras principales, 7-9 mm de largo por 7,5-8,5 mm de ancho; sin tubo. Corola tubular campanulada, verde a lo largo de los lóbulos mayores, verdoso blanquecino a lo largo de los lóbulos menores, lila el $\frac{1}{4}$ basal externa e internamente, piloso rodeado por una cobertura de pelos ramificados transparentes externamente, piloso rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes los $\frac{3}{4}$ distales internamente, succulenta, sobresalientes las nervaduras principales, 30-34 mm de diámetro del limbo en la antésis; limbo 10-lobulado, 5 lóbulos mayores alternan con otros 5 menores; lóbulos triangulares, verde los lóbulos mayores, blanco cremosos los lóbulos menores externa e internamente, pubescentes rodeados por una cobertura de pelos ramificados transparentes

externamente, glabrescentes rodeados por una cobertura de pelos dendroides transparentes interiormente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos dendroides transparentes en los bordes, succulentos, reflexos, nunca revolutos, sobresalientes las nervaduras principales, 5 nervaduras sobresalientes interiormente formando 5 cavidades donde se almacena abundante néctar rojo, 4-6 mm de largo por 5-7 mm de ancho; tubo 12-17,3 mm de largo por 17-25,3 mm de diámetro. Estambres 5, conniventes, criptostémonos a veces ligeramente fanerostémonos, insertos a 0,4-0,5 mm del borde basal interno del tubo corolino; filamentos estaminales heterodínamos; área libre de los filamentos filiformes ampliándose gradualmente hacia el área basal, blanco cremosos, pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes que ocupan el 3-5 (-15)% área basal, uno corto (9-9,2 mm de longitud), dos medianos (11-11,5 mm de longitud), dos largos (12-12,5 mm de longitud); área soldada aplanada, ligeramente verdosa, glabra a veces pilosa rodeada por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes el área distal; anteras oblongas, paralelas, marrones, blanquecinas las suturas, verde intenso el conectivo, mucrón apical incipiente, glabras, 2-2,2 mm de largo por 1-1,1 mm de diámetro. Ovario ovado, verde, disco nectarífero amarillo notorio que ocupa el 50-60% del área basal del ovario, 5-anguloso, 3-3,2 mm de largo por 2,5-3 mm de diámetro; estilo exerto, filiforme ampliándose gradualmente hacia el área distal, cremoso blanquecino, (7-) 10-11 mm de longitud; estigma capitado, bilobado, verde oscuro, 1,5-1,6 mm de diámetro. Baya nutante, globosa compresada por los polos, rojo anaranjado, sin estilo persistente, (7-) 9-12 mm de largo por 10-10,2 (-19) mm de diámetro; cáliz fructífero persistente, acrescente, envuelve ajustadamente a la baya cerca de la ½ del área basal, verde, sobresalientes las nervaduras principales, 28-30 (-35) mm de diámetro. Semillas 300-310 por baya, reniformes, coriáceas, marrón oscuro, reticulado foveolado el epispermo, 1,5-1,6 mm de largo por 1,2-1,4 mm de diámetro.

Material adicional examinado

PERÚ, **Dpto. Cajamarca**, prov. Cajamarca, 9 km al noroeste de La Encañada y frente a Quinuamayo (carretera Cajamarca-Celendín), ladera, 3,324 m, 2-VII-1987, J. L. Panero, I. Sánchez, S. Leiva & C. Sagástegui 854 (Holótipo: CONN; Isótipos: CPUN).- Jalca de Kumulca (ruta La Encañada-Celendín), 3,500 m, 17-I-1975, A. Sagástegui *et al.*, 8111 (HUT, MO, NY).- Frente a Quinuamayo (entre La Encañada y Jalca de Kumulca), 3,520 m, ladera con arbustos, I. Sánchez 1613 (F, CPUN).- La Encañada-Kumulca (ruta a Celendín), 3240 m, al costado de carretera con plantas de *Rubus*, S. Leiva & J. Guevara 1130 (F, HAO, HUT).- La Encañada-Celendín, 7°04'014" S y 78°20'062" W, 3324 m, 5-IV-2005, S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 3315 (HAO).- La Encañada-Celendín, 7°04'014" S y 78°20'062" W, 3324 m, 5-IV-2005, T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 705 (CCSU).- La Encañada (ruta Cajamarca-Celendín), 7°03'54" S y 78°19'52" W, 3280 m, 20-II-2009, S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 4549 (HAO).- Arriba de la Encañada (ruta La Encañada-Celendín), 3180 m, 12-XII-2007, S. Leiva, E. Tepe, S. Stern & M. Zapata 4184 (HAO).

Jaltomata paneroi Mione & S. Leiva es afín a su especie hermana *Jaltomata herrerae* (C. V. Morton) Mione (ver Mione *et al.*, 1999), propia de los dptos. Cuzco, Ayacucho, Apurímac y Huancavelica (Perú) y al norte de la Paz (Bolivia), entre los 3000-3758 m de elevación porque ambas tienen 2-3 (-4) flores por nudo, corola tubular campanulada, verde a lo largo de los lóbulos mayores, verdoso blanquecino o blanquecino a lo largo de los lóbulos menores externa e interiormente, limbo corolino 10-lobulado, 5 lóbulos mayores que alternan con otros 5 menores, limbo corolino reflexo, 5 cavidades internas con abundante néctar rojo, filamentos estaminales heterodínamos, anteras conniventes, área libre de los filamentos estaminales pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes que ocupan el 3-5 (-15)% del área basal, anteras oblongas con mucrón apical incipiente, ovario con disco nectarífero amarillo y anaranjado, estilo exerto, lámina de las hojas ovadas, membranáceas, pubescentes rodeadas por una cobertura de pelos ramificados transparentes y algunos pelos simples eglandulares transparentes en ambas superficies, 300-330

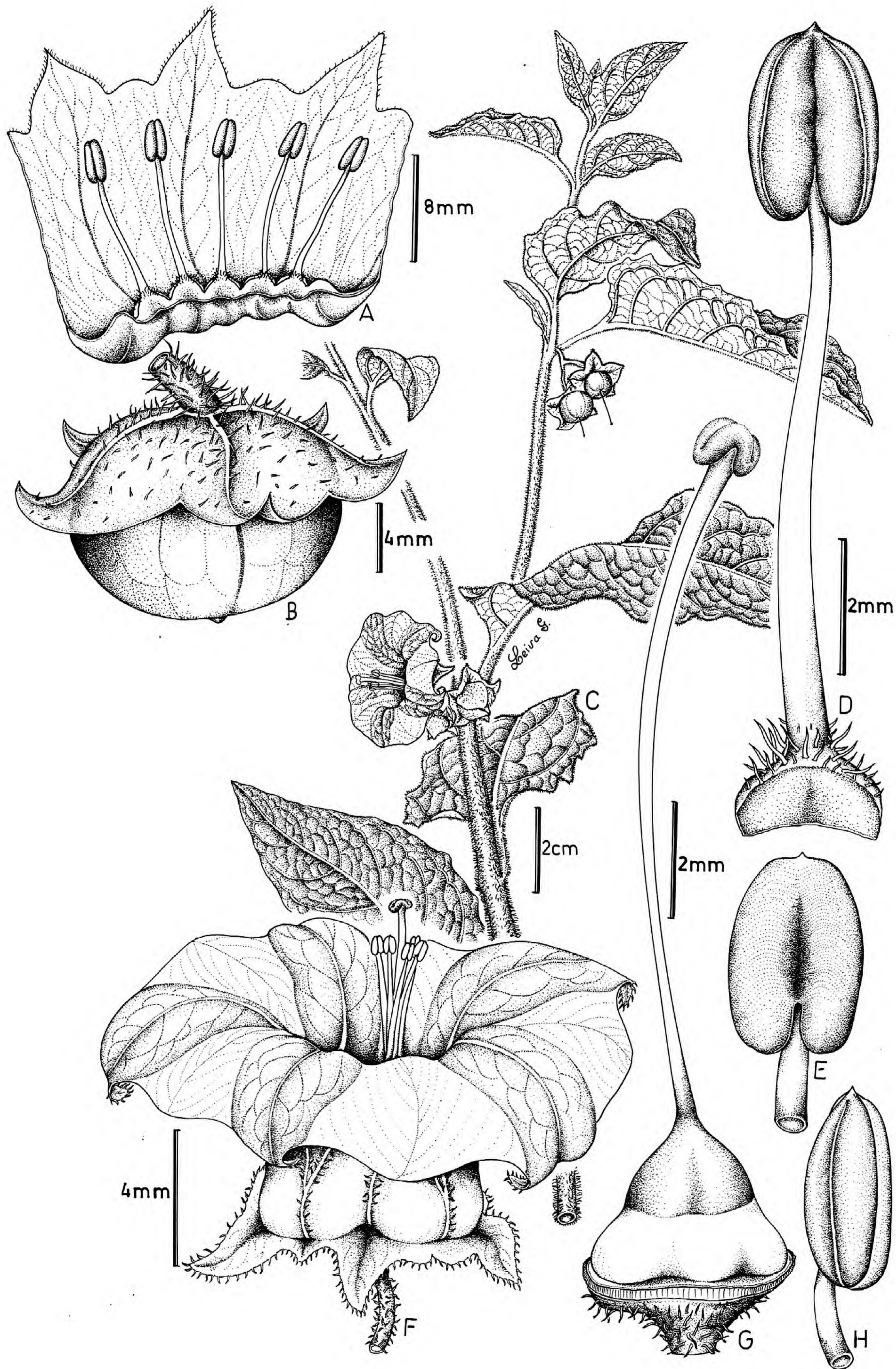


Fig. 24. *Jaltomata paneroi* Mione & S. Leiva., A. Corola desplegada; B. Fruto; C. Rama florífera; D. Estambre en vista ventral; E. Antera en vista dorsal; F. Flor en antésis; G. Gineceo; H. Antera en vista lateral. (Dibujado S. Leiva & J. Guevara 1130, HAO).



Fig. 25. *Jaltomata paneroi* Mione & S. Leiva., A. Rama florífera; B. Flor en antésis con néctar rojo; C. Frutos. (Fotografías T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 705, CCSU-HAO).

semillas por baya, tallos viejos rodeados por una cobertura de lenticelas blanco cremosas, tallos jóvenes pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos ramificados y simples eglandulares transparentes. Pero, *J. paneroi* tiene tubo corolino pubescente rodeado por una cobertura de pelos ramificados transparentes externamente, anteras marrones, estilo blanco cremoso de (7-) 10-11 mm de longitud, tallos viejos compactos, tallos jóvenes pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos ramificados transparentes. En cambio, *J. herrerae* posee tubo corolino pubescente rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externamente, anteras amarillas, estilo verdoso de 11-13 mm de longitud, tallos viejos fistulosos, tallos jóvenes glabrescentes rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes.

Distribución y ecología: Especie silvestre neotropical con distribución limitada y aparentemente endémica a la zona de recolección en donde es abundante. A pesar de haberse recolectado en zonas aledañas, solamente ha sido encontrada en la ruta La Encañada hacia Jalca de Kumulca (ruta Cajamarca-Celendín), prov. Cajamarca, dpto. Cajamarca-Perú, entre los 3250-3520 m de elevación, como un integrante de la vegetación herbácea y arbustiva. Es una especie psicrófila ya que crece en lugares fríos o a temperaturas bajas; como un integrante de los bosques relictos de *Polylepis*. Es una especie heliófila, es decir, requiere abundante luz del sol; también, es higrófila porque prefiere suelos húmedos, tierras negras con abundante humus, de igual manera, es una especie psamófila, ya que a veces crece en suelos arenosos; asimismo, es argilícola por que prospera en suelos arcillosos; generalmente es una especie eutrofa, prefiere suelos con abundantes nutrientes. Habita en los bordes de carreteras, caminos, chacras y vive asociada con plantas de *Eucaliptus globulus* Labill. "eucalipto" (Myrtaceae), *Bidens pilosa* L. "cadillo", *Viguiera weberbaueri* S. F. Blake "suncho", *Ophryosporus peruvianus* R. M. King & H. Rob. (Asteraceae), *Rubus floribundus* Kunth "zarza", *Polylepis sericea* Wedd. "quinual" (Rosaceae), entre otros.

Fenología: Especie perenne y generalmente es eucrona, que brota con las primeras lluvias de noviembre o diciembre, para luego florecer y fructificar desde el mes de febrero hasta el mes de abril o mayo.

Estado actual: Utilizando los criterios del IUCN (IUCN 2013) *Jaltomata paneroi* es considerada en peligro crítico (CR). La extensión de su rango de distribución es de un radio menor a 100 km² en la ruta La Encañada hacia Jalca de Kumulca (ruta Cajamarca-Celendín), prov. Cajamarca, dpto. Cajamarca-Perú, entre los 3250-3520 m de elevación, siendo ésta, la única localidad donde se ha recolectado (Criterio B1). Asimismo, se han encontrado menos de 200 individuos maduros en la población (Criterio D), siendo influenciada directamente por el centro urbano que transita y visita esta ruta y sus alrededores. Sin embargo, no se ha evaluado si existe una declinación del rango de distribución y del área de ocupación, siendo de necesidad urgente de un estudio en profundidad de la ecología, estructura poblacional y distribución de esta especie, para esclarecer su estado de conservación.

Nombre vulgar: "sangresita" (En boleta, S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 4549, HAO).

Etimología: El epíteto específico está dedicado al Dr. José Luis Panero, prestigioso botánico norteamericano, que estudia la familia Asteraceae de nuestra rica flora Peruana y del mundo.

Usos: Las bayas maduras anaranjadas, son consumidas por los pobladores, especialmente los niños, como frutas frescas, por ser agradables y exquisitas.

16. *Jaltomata dendroidea* S. Leiva & Mione (Fig. 26-27)

Leiva, S.; T. Mione & L. Yacher. Tres nuevas especies de *Jaltomata* Schlechtendal (Solanaceae) del Norte del Perú. *Arnaldoa* 14 (1): 29-44, 2007.

Arbusto (0,60-) 3-4 (-6) m de longitud, ampliamente ramificado, efuso. Tallos viejos rollizos, marrones, compactos, rodeados por una cobertura de lenticelas blanco cremosas, glabros, 2-3 cm de diámetro en la base; tallos jóvenes 4-5 angulosos, fistulosos, morado la

superficie adaxial, verde la superficie abaxial, sin lenticelas, pubescentes rodeados por una cobertura de pelos dendroides transparentes. Hojas alternas las basales, geminadas las distales; pecíolo semirollizo, verde, erecto, glabrescente, rodeado por una cobertura de pelos dendroides transparentes, 1,7-2 (-3) cm de longitud; lámina ovada a veces ligeramente lanceolada, verde oscuro, brillante la superficie adaxial, verde claro, opaca la superficie abaxial, membranácea, glabrescente rodeada por una cobertura de algunos pelos ramificados transparentes en ambas superficies, aguda en el ápice, obtusa en la base, entera y ligeramente repanda en los bordes, 16,3-16,5 cm de largo por 9,8-9,9 cm de ancho. Flores 2 en cada nudo, no sincronizadas; pedúnculo 4-5 anguloso, verde, glabrescente, rodeado por una cobertura de pelos dendroides transparentes, ligeramente depresso a resupinado, 6-8 mm de longitud; pedicelos 5-angulosos, verde claro hasta cerca de la mitad basal, morado intenso la mitad distal, pilosos rodeados por una cobertura de pelos dendroides transparentes, resupinados, 15-16 mm de longitud. Cáliz campanulado, verde oscuro externamente, verde claro interiormente, piloso rodeado por una cobertura de pelos dendroides transparentes las nervaduras externamente, abundantes papilas interiormente, nervaduras principales sobresalientes, limbo 17-18 mm de diámetro en la antésis; 5-lobulado; lóbulos triangulares, verde oscuro externamente, verdoso interiormente, pilosos rodeados por una cobertura de pelos dendroides transparentes el $\frac{1}{4}$ distal externamente, glabros interiormente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos dendroides transparentes en los bordes, 7-8 mm de largo por 7-7,1 mm de ancho; tubo 4-4,5 mm de largo por 12-12,2 mm de diámetro. Corola campanulada, verde externamente, verdoso, sin anillo morado y manchas verdes interiormente, pilosa rodeada por una cobertura de pelos dendroides transparentes las nervaduras principales externamente, glabra interiormente, limbo 23-24 mm de diámetro en la antésis; 5-lobulado; lóbulos triangulares, verde externa e interiormente, pilosos rodeados por una cobertura de pelos dendroides y abundantes papilas externamente, glabros

a veces pilosos el área distal interiormente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos dendroides transparentes en los bordes, 5 nervaduras principales sobresalientes interiormente formando 5 cavidades donde se almacena abundante néctar rojo, 9-9,1 mm de largo por 13,8-14,3 mm de ancho; tubo 13-14 mm de largo por 14-15 mm de diámetro. Estambres 5, conniventes, fanerostémonos, que se insertan a 0,4-0,5 mm del borde basal interno del tubo corolino; filamentos estaminales heterodínamos; área libre de los filamentos filiformes ampliándose gradualmente hacia el área basal, blanco cremosos, glabros, 10,3-13 mm de longitud; área soldada morado el área distal, glabrescente rodeada por algunos pelos simples eglandulares transparentes el área distal, 1-1,1 mm de largo por 2,5-2,6 mm de ancho; anteras oblongas, paralelas, amarillentas, blanquecino las suturas, verdoso el conectivo, sin mucrón apical, glabras, 2,5-2,8 mm de largo por 1,7-1,9 mm de diámetro. Ovario piriforme, verde, glabro, con un disco nectarífero amarillo anaranjado que ocupa el 40-50% de su longitud basal, 5-anguloso, 2,3-2,4 mm de largo por 3,2-3,3 de diámetro; estilo exerto, filiforme, blanco, glabro, 12-12,5 mm de longitud; estigma capitado, bilobado, verde oscuro, 1-1,1 mm de diámetro. Baya nutante, globosa compresada por los polos, anaranjado a la madurez, glabra, estilo persistente, 12,5-14 mm de largo por 17-19,5 mm de diámetro; cáliz fructífero persistente, acrescente que envuelve a la baya en $\frac{1}{4}$ basal, 32-33 mm de largo por 33-45 mm de diámetro. Semillas 251-259 por baya, compresadas, reniformes, coriáceas, marrones, rugulado foveolado el epispermo, 1,5-1,7 mm de largo por 1,3-1,5 mm de diámetro; embrión curvado, cremoso, 1,2-1,3 mm de largo por 1,2-1,3 mm de diámetro.

Material adicional examinado

PERÚ. Dpto. La Libertad, prov. Patáz, distrito Retamas, Campiña Veracruz (arriba de Llacuabamba), 3280 m, 6-IX-1998, S. Leiva & J. Tarrillo 2237 (CCSU, CORD, F, HAO, HUT, LPB, MO); 3370 m, 11-VI-2006, S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 3349 (CCSU, HAO); 3350 (CCSU, CORD, F, HAO, HUT, LPB, MO); 3370, 11-VI-2006, T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 719 (CCSU).

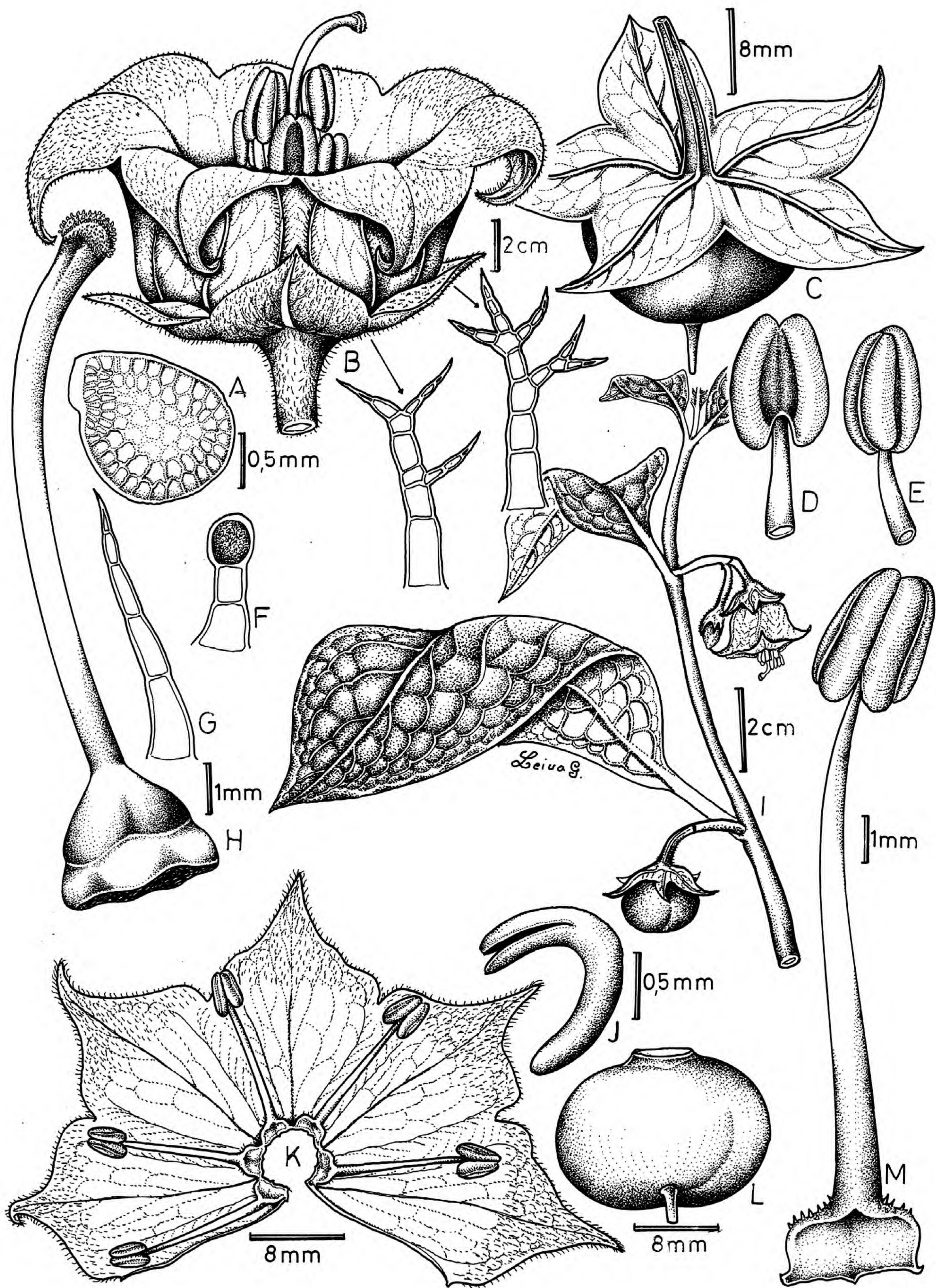


Fig. 26. *Jaltomata dendroidea* S. Leiva & Mione., A. Semilla; B. Flor en antésis; C. Fruto; D. Antera en vista dorsal; E. Antera en vista lateral; F. Pelo glandular del interior del cáliz; G. Pelo simple eglandular del exterior de la corola; H. Gineceo; I. Rama florífera; J. Embrión; K. Corola desplegada; L. Baya; M. Estambre en vista ventral. (Dibujado S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 3350, HAO).

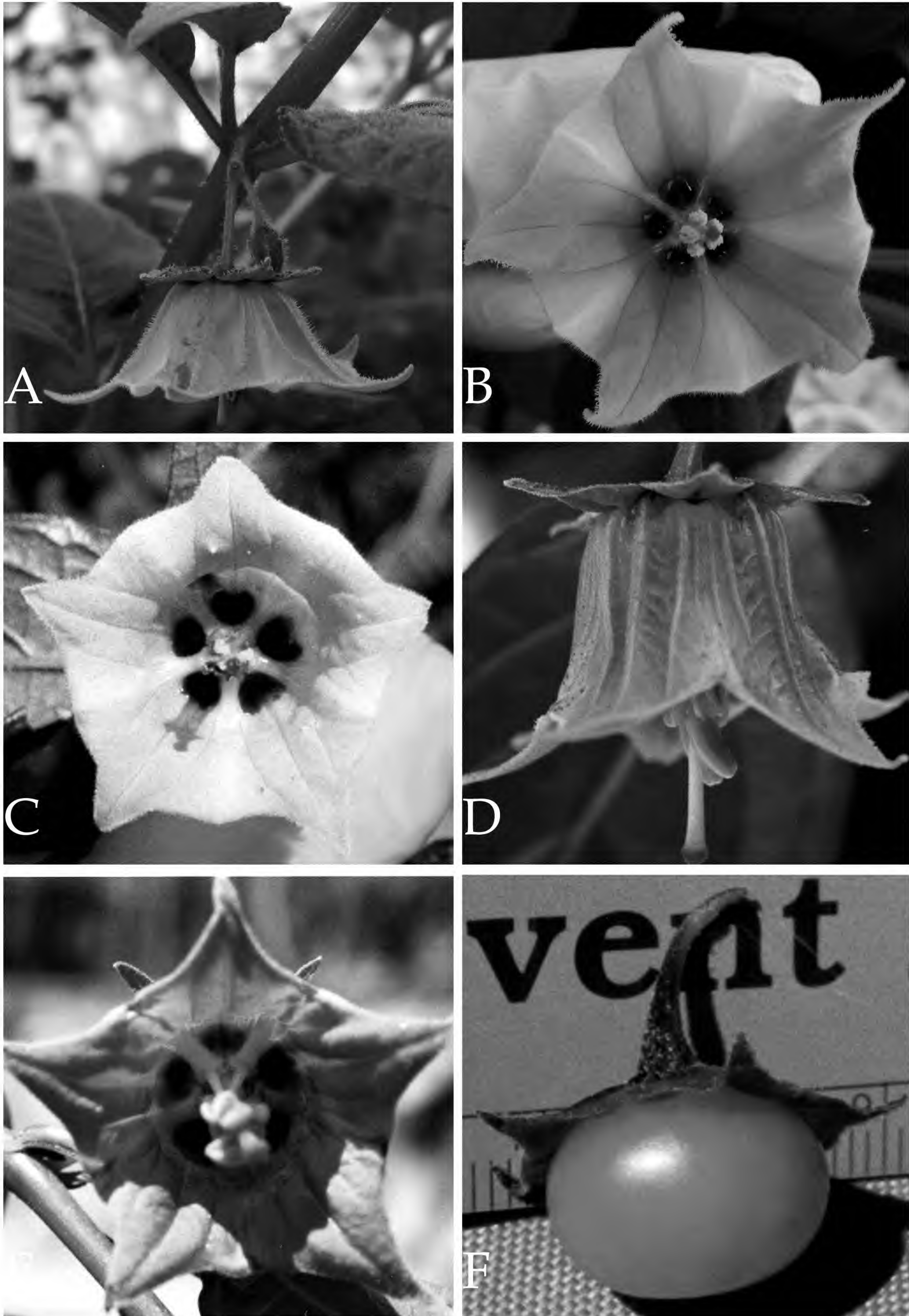


Fig. 27. *Jaltomata dendroidea* S. Leiva & Mione., A. - D. Flor en antésis en vitas lateral; B. - C. - E. Flores en antésis con néctar rojo; F. Fruto maduro. (Fotografías T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 719, CCSU-HAO).

Jaltomata dendroidea S. Leiva & Mione es afín a su especie hermana *Jaltomata paneroi* Mione & S. Leiva (ver Mione & Leiva, 1997), endémica, aproximadamente a 9 km al noroeste de La Encañada, frente al poblado de Quinuamayo, carretera Cajamarca-Celendín, prov. Cajamarca, dpto. Cajamarca, Perú, entre los 3240-3520 m de elevación, porque ambas tienen los órganos vegetativos y reproductivos rodeados por una cobertura de pelos dendroides transparentes, corola campanulada rotada, verde externa e interiormente, con 5 cavidades llenas de abundante néctar rojo interiormente, filamentos estaminales fanerostémonos, estilo filiforme exerto. Pero, *J. dendroidea* se caracteriza por presentar 2 flores en cada nudo, corola 5-lobulada, con el limbo 23-24 mm de diámetro en la antésis, filamentos estaminales glabros, anteras sin mucrón apical, bayas con el estilo persistente a la madurez, arbustos apoyantes, generalmente de 3-4 (-6) m de longitud. En cambio, *J. paneroi* presenta 3-4 (-5) flores en cada nudo, corola 10-lobulada, con el limbo 30-35 mm de diámetro en la antésis, filamentos estaminales rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes que ocupan el 5-10 % de su longitud basal, anteras con un mucrón apical incipiente, bayas a la madurez sin estilo persistente, arbustos erectos de 1,2-2,5 m de alto.

Distribución y ecología: Especie silvestre neotropical con distribución limitada y aparentemente endémica a la zona de recolección en donde es abundante. A pesar, de haberse efectuado recolecciones en zonas aledañas, solamente ha sido encontrada en los alrededores de La Campiña Veracruz, arriba de Llacuabamba, distrito Retamas, prov. Patáz, dpto. La Libertad, Perú, entre los 3280-3370 m de elevación, como un integrante de la vegetación herbácea y bosque relictos. Es una especie psicrófila ya que crece en lugares fríos o a temperaturas bajas. Especie heliófila, es decir, requiere abundante luz del sol; también, es higrófila porque prefiere suelos húmedos, tierras negras con abundante humus, de igual manera, es una especie psamófila, ya que a veces crece en suelos arenosos; asimismo, es argilícola ya que prospera en suelos arcillosos; generalmente es una especie eutrofa, prefiere

suelos con abundantes nutrientes. Habita en los bordes de carreteras, caminos, chacras y vive asociada con plantas de *Coriaria ruscifolia* L. "laca laca" (Coriariaceae), *Minthostachys mollis* (Kunth) Griseb. "chancua" (Lamiaceae), *Iochroma umbellatum* (Ruiz & Pav.) Hunziker ex D'Arcy (Solanaceae), *Oreocallis grandiflora* (Lam.) R. Br. "cucharilla" (Proteaceae), *Rubus floribundus* Kunth "zarzamora" (Rosaceae), *Rumex acetosella* L. "acelguilla" (Polygonaceae), *Bidens pilosa* L. "cadillo", *Verbesina macbridei* S. F. Blake (Asteraceae), *Eucalyptus globulus* Labill. "eucalipto" (Myrtaceae) y los géneros: *Achyrocline* (Less.) DC., *Pentacalia* Cass. (Asteraceae), *Castilleja* Mutis ex L. f. (Orobanchaceae), *Calceolaria* L. (Calceolariaceae), *Calamagrostis* Adans (Poaceae), entre otros.

Fenología: Es una especie perenne y generalmente es eucrona, que brota con las primeras lluvias de noviembre o diciembre, para luego florecer y fructificar desde el mes de febrero hasta el mes de abril o mayo.

Estado actual: Utilizando los criterios del IUCN (IUCN, 2012) *J. dendroidea* es considerada en peligro crítico (CR). La extensión de su rango de distribución es de un radio menor a 200 km² en los alrededores de La Campiña Veracruz, arriba de Llacuabamba, distrito Retamas, prov. Patáz, dpto. La Libertad, Perú, entre los 3280-3370 m de elevación, siendo ésta, la única localidad donde se ha recolectado (Criterio B1). Asimismo, se han encontrado menos de 100 individuos maduros en la población (Criterio D), siendo influenciada directamente por los centros urbanos que transitan y visitan estos lugares. Sin embargo, no se ha evaluado si existe una declinación del rango de distribución y del área de ocupación, siendo de necesidad urgente de un estudio en profundidad de la ecología, estructura poblacional y distribución de esta especie, para esclarecer su estado de conservación.

Nombre vulgar: "mushurungo" (En boleta S. Leiva & Tarrillo, 2237, HAO; S. Leiva, T. Mione & L. Yacher, 3349, HAO; 3350, HAO).

Etimología: El epíteto específico hace alusión a la cobertura de sus órganos vegetativos

y reproductivos rodeados por pelos dendroides o ramificados transparentes.

Usos: La bayas maduras son agradables y jugosas, es por ello, son consumidas por los pobladores, especialmente por los niños de las zonas de colección.

Se hace tres nuevas combinaciones nomenclaturales:

1. *Jaltomata dilloniana* S. Leiva, Arnaldoa 13 (2): 282-289, 2006 corresponde a *Jaltomata herrerae* (C. V. Morton) Mione, Brittonia 51 (1): 32, 1999.
2. *Jaltomata guillermo-guerrae* Mione & S. Leiva, Arnaldoa 15 (2): 185-196, 2008 corresponde a *Jaltomata grandibaccata* S. Leiva, Arnaldoa 14 (2): 219-238, 2007.
3. *Jaltomata tayambambae* S. Leiva & Mione, Arnaldoa 14 (2): 219-238, 2007 corresponde a *Jaltomata dendroidea* S. Leiva & Mione, Arnaldoa 14 (1): 29-44, 2007.

Agradecimientos

Nuestra gratitud a las autoridades de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo, por su constante apoyo y facilidades para la realización de las expediciones botánicas. Nuestro reconocimiento a la Dra. Clara Inés Orozco y su equipo de trabajo, como son los Doctores José Murillo y Carlos Parra de la Universidad Nacional de Colombia, que gracias a su financiamiento económico, hizo posible la realización de la expedición a Chachapoyas, y con ello, concluir este trabajo.

Literatura citada

- D'Arcy, W. G.** 1986. The Genera of Solanaceae and their types. *Solanaceae Newsletter* 2(4): 10-33.
- D'Arcy, W. G.** 1991. The Solanaceae since 1976, with a Review of its Biogeography. In J. G. Hawkes, R. N. Lester, M. Nee and N. Estrada (eds.). *Solanaceae III. Taxonomy, Chemistry, Evolution*, pp. 75-137. The Royal Botanic Gardens Kew, Richmond. Surrey, UK for The Linnean Society of London.
- Davis, T.** 1980. The generic relationship of *Saracha* and *Jaltomata* (Solanaceae: Solaneae). *Rhodora* 82: 345-352.
- Hunziker, A.** 1979. South American Solanaceae: a Synoptic Survey. In J. G. Hawkes, R. N. Lester and A. D. Shelding (eds.). *The Biology and Taxonomy of the Solanaceae*. pp. 49-85. Linnean Society Symposium Series NE 7 Academic Press, London and New York.
- Hunziker, A. T.** 2001. *Genera Solanacearum*. A. R. G. Gantner Verlag. K. G. Alemania. 500 pp.
- IUCN.** 2013. The IUCN Red List of threatened species, version 2012.1. IUCN Red List Unit, Cambridge, UK, Available from: <http://www.iucnredlist.org/> (accessed: 16 abril 2013).
- Leiva, S.; T. Mione & V. Quipuscoa.** 1998. Cuatro nuevas especies de *Jaltomata* Schlechtendal (Solanaceae: Solaneae) del Norte de Perú. *Arnaldoa* 5 (2): 179-192.
- Leiva, S. & T. Mione.** 1999. Dos nuevas especies de *Jaltomata* Schlechtendal (Solanaceae-Solaneae) del Norte de Perú. *Arnaldoa* 6 (1): 65-74.
- Leiva, S.** 2006. *Jaltomata alviteziana* y *Jaltomata dilloniana* (Solanaceae) dos nuevas especies de los Andes del Perú. *Arnaldoa* 13 (2): 282-189.
- Leiva, S.; T. Mione & L. Yacher.** 2007. Tres nuevas especies de *Jaltomata* Schlechtendal (Solanaceae) del Norte del Perú. *Arnaldoa* 14 (1): 29-44.
- Leiva, S.; T. Mione & L. Yacher.** 2007. Cuatro nuevas especies de *Jaltomata* Schlechtendal (Solanaceae) del Norte del Perú. *Arnaldoa* 14 (2): 219-238.
- Leiva, S.; T. Mione & L. Yacher.** 2008. Dos nuevas especies de *Jaltomata* Schlechtendal (Solanaceae) del Norte del Perú. *Arnaldoa* 15 (2): 185-196.
- Leiva, S.; T. Mione & L. Yacher.** 2010. *Jaltomata parviflora* (Solanaceae) una nueva especie del Norte del Perú, *Arnaldoa* 17 (1): 33-39.
- Leiva, S.; T. Mione & L. Yacher.** 2010. Modillonia una nueva sección de *Jaltomata* Schlechtendal (Solanaceae) con una nueva especie del Norte del Perú, *Arnaldoa* 17 (2): 163-171.
- Leiva, S.; T. Mione & L. Yacher.** 2013. *Jaltomata huanabambae* y *Jaltomata incahuasina* (Solanaceae) dos nuevas especies del Norte del Perú, *Arnaldoa* 20 (2): 265-280.
- Leiva, S.; T. Mione & L. Yacher.** 2014a. *Jaltomata angasmarcae* y *Jaltomata pauciseminata* (Solanaceae) dos nuevas especies del Norte del Perú, *Arnaldoa* 21 (1): 25-40.
- Leiva, S.; T. Mione & L. Yacher.** 2014b. *Jaltomata athahuallpae* (Solanaceae) una nueva especie del Norte del Perú, *Arnaldoa* 21 (2): 295-304.

- Leiva, S.; T. Mione & L. Yacher.** 2015. *Jaltomata glomeruliflora* (Solanaceae) una nueva especie del Norte del Perú, *Arnaldoa* 22 (1): 25-34.
- Leiva, S.; T. Mione & L. Yacher.** 2015. *Jaltomata anteropilosa* (Solanaceae) una nueva especie del Norte del Perú, *Arnaldoa* 22 (2): 57-366.
- Leiva, S.** 2006. *Jaltomata alviteziana* y *Jaltomata dilloniana* (Solanaceae) dos nuevas especies de los Andes del Perú. *Arnaldoa* 13(2): 282-289.
- Knapp, S.; T. Mione & A. Sagástegui.** 1991. A new species of *Jaltomata* (Solanaceae) from northwestern Perú. *Brittonia* 43 (3): 181-184.
- Mione, T.** 1992. Systematics and evolution of *Jaltomata* (Solanaceae) Ph. D. dissertation, University of Connecticut Storrs, CT.
- Mione, T. & F. Coe.** 1992. Two new combinations in Peruvian *Jaltomata* (Solanaceae) *Novon* 2: 383-384.
- Mione, T.; G. Anderson & M. Nee.** 1993. *Jaltomata* I: circumscription, description and new combinations for five South American species (Solaneae, Solanaceae). *Brittonia*, 45(2): 138-145.
- Mione, T.; R. Olmstead; R. Jansen & G. Anderson.** 1994. Systematic implications of chloroplast DNA variation in *Jaltomata* and selected physaloid genera (Solanaceae), *American Journal of Botany* 81 (7): 912-918.
- Mione, T. & L. A. Coe.** 1996. *Jaltomata sagastegui* and *Jaltomata cajamarca* (Solanaceae), two new shrubs from Northern Peru. *Novon* 6: 280-284.
- Mione, T. & S. Leiva.** 1997. A new Peruvian species of *Jaltomata* (Solanaceae) with Blood-Red Floral Nectar. *Rhodora* 99 (900): 283-286.
- Mione, T.; S. Leiva & L. Yacher.** 2000. Three new species of *Jaltomata* (Solanaceae) from Ancash, Peru. *Novon* 10 (1): 53-59.
- Mione, T.; S. Leiva & L. Yacher.** 2004. *Jaltomata andersonii* (Solanaceae): a new species of Peru. *Rhodora* 106 (926): 118-123.
- Mione, T.; S. Leiva & L. Yacher.** 2007. Five new species of *Jaltomata* (Solanaceae) from Cajamarca, Peru. *Novon* 17: 49-58.
- Mione, T.; S. Leiva; L. Yacher & A. Cameron.** 2011. *Jaltomata atiquipa* (Solanaceae): a new species of Southern Peru. *Phytologia* 93(2):203-207.
- Mione, T.; S. Leiva & L. Yacher.** 2013. *Jaltomata spooneri* (Solanaceae): a new species of Southern Peru. *Phytologia* 95 (2):167-171.
- Mione, T.; S. Leiva & L. Yacher.** 2015. Two new Peruvian species of *Jaltomata* (Solanaceae, Solaneae) with red floral nectar. *Brittonia* 67 (2): 105-112 (2015).
- Mione, T.; S. Leiva & L. Yacher.** 2016. *Jaltomata sanmiguelina* (Solanaceae) a new species from northern Peru. *Natural Sciences. Biology* 3 (11): 3-13.
- Nee, M.** 1986. Solanaceae I. Flora de Veracruz, fascículo 49. Instituto de Investigaciones sobre Recursos Bióticos, Xalapa, Veracruz, México.
- Olmstead, R.; L. Bohs; H. Abdel; E. Santiago-Valentin; V. García & S. Collier.** 2008. A molecular phylogeny of the Solanaceae. *Taxon* 57 (4): 1159-1181.
- Särkinen, T., L. Bohs; R. G. Olmstead & S. Knapp.** 2013. A phylogenetic framework study of the nightshades (Solanaceae): a dated 1000-tip tree. *BMC Evolutionary Biology* 13: 2-15. <http://dx.doi.org/10.1186/1471-2148-13-214>.
- Thiers, B.** 2015. [continuamente actualizada] Index Herbariorum: A global directory of public herbaria and associated staff. New York Botanical Garden's Virtual Herbarium. Disponible en: <http://sweetgum.nybg.org/ih/>. Acceso: 01 de julio del 2015.

ANEXO

Lista de especies

- | | | |
|-----|---|---------------------|
| 1. | <i>Jaltomata alviteziana</i> S. Leiva | “frutilla” |
| 2. | <i>Jaltomata aspera</i> (Ruiz & Pav.) Mione | “Sangre de toro” |
| 3. | <i>Jaltomata calliantha</i> S. Leiva & Mione | “Sangre de toro” |
| 4. | <i>Jaltomata dendroidea</i> S. Leiva & Mione | “mushurungo” |
| 5. | <i>Jaltomata estilopilosa</i> S. Leiva & Mione | “sangresita” |
| 6. | <i>Jaltomata grandibaccata</i> S. Leiva | “sogorome” |
| 7. | <i>Jaltomata herrerae</i> (C. V. Morton) Mione | “sangresita” |
| 8. | <i>Jaltomata leivae</i> Mione | “canamuela” |
| 9. | <i>Jaltomata neei</i> Mione & S. Leiva | “sangresita” |
| 10. | <i>Jaltomata pallascana</i> (Bitter) Mione | “apatucto” |
| 11. | <i>Jaltomata paneroi</i> Mione & S. Leiva | “sangresita” |
| 12. | <i>Jaltomata quipuscoae</i> Mione & S. Leiva | “sogay” |
| 13. | <i>Jaltomata sanchez-vegae</i> S. Leiva & Mione | “canamuela” |
| 14. | <i>Jaltomata umbellata</i> (Ruiz & Pav.) Mione & M. Nee | |
| 15. | <i>Jaltomata ventricosa</i> (Baker) Mione | “sogorome” |
| 16. | <i>Jaltomata weberbaueri</i> (Dammer) Mione | “ullma”, “frutilla” |

Browallia albiantha (Solanaceae) una nueva
especies del Norte del Perú

Browallia albiantha (Solanaceae) a new species from
Northern Peru



Segundo Leiva González

Museo de Historia Natural, Universidad Privada Antenor Orrego. Casilla Postal 1075, Trujillo, Perú.

Segundo_leiva@hotmail.com/cleivag@upao.edu.pe

Flor Tantalean Evangelista

Museo de Historia Natural y Cultural, Escuela de Ingeniería Agrónoma, Universidad Privada Antenor Orrego,
Av. América Sur No 3145, Urb. Monserrate, Trujillo, Perú

Flor_libra93@hotmail.com/ftantaleane1@upao.edu.pe

Resumen

Se describe e ilustra en detalle *Browallia albiantha* S. Leiva & Tantalean (Solanaceae) una nueva especie del Norte del Perú. *B. albiantha* es propia de la ruta El Tablón-Rayampampa, distrito Salpo, prov. Otuzco, dpto. La Libertad, Perú, entre 8°00'47,0" - 8°00'55,6" S y 78°40'10,4" - 78°40'00,0" W, entre los 1965-2118 m de elevación, se caracteriza principalmente por la disposición de las flores en racimos, el indumento de sus órganos florales, estilo incluso, corola blanca externa e interiormente 7-10 mm (entre el lóbulo mayor y los dos lóbulos inferiores) y 8-9 mm (entre los dos lóbulos laterales) de diámetro del limbo en la antésis, cápsula obcónica erecta, rodeada por una cobertura de pelos eglandulares transparentes rígidos la ½ distal, 5-5,2 mm de largo por 3,6-3,7 mm de diámetro. Se incluyen datos sobre su distribución geográfica y ecología, fenología, estado actual y sus relaciones con otras especies afines.

Palabras clave: *Browallia*, especie nueva, Solanaceae, norte del Perú.

Abstract

Browallia albiantha S. Leiva & Tantalean (Solanaceae), a new species from Northern Peru, is described and illustrated in detail. *B. albiantha* is found about five minutes from Tablon-Rayanpampa road, Salpo district, province of Otuzco, department of La Libertad, Peru, at 8°00'47.0" - 8°00'55.6" S and 78°40'10.4" - 78°40'00.0" W, between 1965-2118 m of altitude. It is mainly characterized by its flowers arranged in racemes, the indument of its floral organs, style included, corolla white, (7-) 10-14 mm (between the bigger lobe and the two lower lobes), limb 8-9 mm diameter (between the two lateral lobes) at anthesis, capsule erect, obconical, surrounded by a covering of rigid transparent eglandular hairs, 5-5.2 mm long and 3.6-3.7 mm diameter. Data regarding geographic distribution, ecology, phenology, current status and similarities with other allied species are also included.

Key words: *Browallia*, sp. nov., Solanaceae, Northern Peru.

Introducción

El género *Browallia* L. fue fundado por C. Linné en Sp. Pl. 2:631. 1753; Gen. Pl. ed. 5: 278. 1754, con la especie tipo: *B. americana*, pertenece a la familia Solanaceae, subfamilia Cestroideae Burnett, tribu Browallieae Kustel, según Hunziker 2001; Särkinen *et al.*, 2013; ratificado en la filogenia molecular de la familia propuesta por Olmstead *et al.* (2008), este género junto con *Streptosolen* Miers quedan dentro de un pequeño clado que conforma la tribu Browallieae, tal como Olmstead *et al.* indica: "...The molecular analysis confirms this view uniting *Browallia* and *Streptosolen* in a well-supported clade (100%)". Es un género Neotropical que consta de pocas especies (10-15 especies), las cuales han sido estudiadas aisladamente por varios

autores entre los que destacan: Macbride (1962), al tratar la familia Solanaceae en su obra: "Flora of Peru", así como, Dios (1977) en su trabajo: "Especies peruanas del género *Browallia* (Solanaceae)" describen 7 especies. Engler (1964) considera 8 taxones. Soukup (1977) menciona: "...pequeño género con 5-6 especies de América Central y del sur del Perú dos". Hunziker (1979) reconoce para el mundo dos especies: *B. americana* L. y *B. speciosa* Hook. Sagástegui & Dios (1980) incrementan una especie más: *B. acutiloba* Sagást. & O. Dios. D'Arcy (1991) sostiene, que el género solamente consta de las tres últimas especies. Brako & Zarucchi (1993) en su obra: "Catálogo de las Angiospermas y Gimnospermas del Perú", en la página 1100 nombran 4 especies para Perú, a saber:

B. abbreviata Benth., *B. acutiloba* Sagást. & O. Dios, *B. americana* L. y *B. speciosa* Hook. Ese mismo año, Van Devender & Jenkins (1993) publican *B. eludens* Van Devender & Jenkins, que habita en Santa Cruz, Arizona, al sureste de los Estados Unidos y noroeste de México. Dos años después, Leiva (1995) inicia sus estudios en el género, y publica una nueva especie: *B. mirabilis* S. Leiva, que habita en ruta al Bosque El Chaupe y Estrella del Oriente, prov. San Ignacio, dpto. Cajamarca, Perú, la cual, está nombrada en la pág. 194 de la obra titulada: Diez años de adiciones a la flora del Perú: 1993-2003, publicada por Ulloa *et al.*, 2004. Hunziker (2001) en su obra: "Genera Solanacearum en la pág. 88 indica: "...possibly it has six species..." nombra 4, a saber: *B. americana* L., *B. demissa* L., *B. grandiflora* Graham & *B. speciosa* Hook. Luego, Limo *et al.*, 2007 dan a conocer una nueva especie: *B. dilloniana* Limo, K. Lezama & S. Leiva, que habita en el distrito Salpo, prov. Otuzco, dpto. La Libertad, Perú. Estos últimos años, Leiva *et al.*, 2010, publican una nueva especie: *B. sandrae* S. Leiva, Farruggia & Tepe, que habita en el lugar denominado El Balconcito, ruta El Algarrobal-San Benito, distrito San Benito, prov. Contumazá, dpto. Cajamarca, Perú. Ultimamente, S. Leiva (2013) publica *B. salpoana* S. Leiva, que habita en el Cerro Ragash, distrito Salpo, prov. Otuzco, dpto. La Libertad, Perú. Recientemente S. Leiva (2014a) publica *B. amicora* S. Leiva y *B. coalita* S. Leiva ambas crecen en el distrito Guzmango, prov. Contumazá, dpto. Cajamarca, Perú, ese mismo año, S. Leiva (2014b) adiciona a la Flora peruana dos especies, a saber: *B. guzmangoa* S. Leiva habita en los alrededores del pueblo de Guzmango, prov. Contumazá, dpto. Cajamarca y *B. longitubulata* S. Leiva que vive arriba de Chagual (ruta Chagual-Aricapampa), prov. Sánchez Carrión, dpto. La Libertad, Perú; finalmente, S. Leiva &

Tantalean (2015) publican *B. corongoana* S. Leiva & Tantalean que habita en la ruta Corongo-La Pampa, prov. Corongo, dpto. Ancash, Perú. Por estos antecedentes, y al estar realizando los estudios para la monografía correspondiente, consideramos que el género necesita más observaciones de campo, estudios citogenéticos y moleculares, para poder delimitar las especies y preparar la monografía.

El género se distribuye desde el Sur de Arizona (U.S.A.), México, América Central, así como Las Antillas y los Andes de Sudamérica hasta Bolivia (Hunziker, 2001). Las especies del Norte del Perú, habitan desde los 20 m hasta los 3750 m de elevación en las altas montañas, formando parte del estrato herbáceo asociadas con arbustos y árboles.

Recientes excursiones al Norte del territorio peruano, especialmente al dpto. La libertad, puso una vez más en evidencia, poblaciones de una especie de *Browallia* que nos llamó la atención por, sus numerosas diferencias morfológicas que las distingue del resto de las especies descritas hasta ahora, por lo que, motivan su descripción como nueva y constituye el principal aporte y objetivo de este trabajo.

Material y métodos

El material estudiado corresponde a las recolecciones efectuadas en estos últimos años por S. Leiva & F. Tantalean (HAO) en las diferentes expediciones realizadas a la ruta El Tablón-Rayampampa, distrito Salpo, prov. Otuzco, dpto. La Libertad, Perú, 8°00'47,0" - 8°00'55,6" S y 78°40'10,4" - 78°40'00,0" W, entre los 1965-2118 m de elevación a fin de obtener colecciones botánicas intensivas para la realización de la monografía del género *Browallia*. Las colecciones se encuentran depositadas

principalmente en los Herbarios: CCSU, CORD, F, HAO, HUT, MO, NHM, NY, USM. Se fijó material en líquido (alcohol etílico al 30% o AFA), para realizar estudios en detalle de los órganos vegetativos y reproductivos, asimismo, para la elaboración de la ilustración respectiva. La descripción está basada en caracteres exomorfológicos, que se tomaron *in situ*; se presentan también, fotografías, datos de su distribución geográfica y ecología, fenología, estado actual y su discusión con la especie afín.

Los acrónimos de los herbarios son citados según Thiers (2015).

Resultados y discusión

1. *Browallia albiantha* S. Leiva & Tantalean sp. nov. (Fig. 1-2)

TIPO: PERÚ. Dpto. La Libertad, prov. Otuzco, distrito Salpo, ruta El Tablón-Rayampamapa, borde de camino y ladera, 8°00'47,0" S y 78°40'10,4" W, 2005 m, 11-IV-2016. S. Leiva & F. Tantalean 6036 (Holótipo: HAO; Isótipos: CORD, F, HAO, HSP, HUT, MO, NHM, USM).

Diagnosis

Browallia albiantha is a sister species of *Browallia dilloniana* Limo, K. Lezma & S. Leiva (ver Limo et al., 2007), but differs for the corolla limb white externally and internally, style filiform in the basal 3/4 and rugose in the distal 1/4, 92-188 seeds per capsule, stems pilose surrounded by a layer of transparent simple eglandular hairs, herbs (15-) 20-30 cm tall.

Hierba anual, (15-) 20-30 cm de alto, monopódicos, a veces laxamente ramificados. **Tallos** viejos rollizos, morado intenso, compactos, sin lenticelas, glabrescentes rodeados por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares

transparentes, nunca ruminado, 1-1,3 mm de diámetro en la base; tallos jóvenes rollizos a veces ligeramente angulosos, verdes, compactos, sin lenticelas, pubescentes rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes largos multicelulares. **Hojas** alternas; peciolo semirrollizo, verde, piloso rodeado por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes multicelulares, 4-6 mm de longitud; lámina lanceolada, membranácea, verde y opaca la superficie adaxial, verde claro y opaca la superficie abaxial, glabrescente rodeada por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes en ambas superficies, mayor densidad sobre las nervaduras principales y secundarias en la superficie abaxial, aguda en el ápice, redondeada y ligeramente decurrente en la base, entero en los bordes, 2,7-3,2 cm de largo por 1,7-1,9 cm de ancho. **Flores** dispuestas en racimos, paucifloras 1-2 (-3); pedúnculo rollizo o filiforme ampliándose ligeramente hacia el área basal, verde, pubescente rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, erecto, 2,8-4,7 mm de longitud; pedicelos filiformes, morado intenso o púrpura, pubescentes rodeados por una cobertura de pelos simples glandulares, erectos, 1,5-2 mm de longitud. Brácteas en la base de las flores; peciolo ligeramente rollizo, púrpura, piloso rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, 1-1,1 mm de longitud; lámina lanceolada, membranácea, verde la superficie adaxial, verde claro la superficie abaxial, pubescente rodeada por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en ambas superficies, aguda en el ápice, redondeada en la base, entero en los bordes, 12-13 mm de largo por 4-5 mm de ancho. Cáliz tubular ampliándose gradualmente hacia el área

distal, ligeramente curvada hacia la superficie adaxial, blanquecino, verde oscuro las nervaduras principales y secundarias externamente, blanquecino interiormente, glabrescente rodeado por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes dispersos externamente, glabro interiormente, succulento o papiráceo, abruptamente sobresalientes las nervaduras principales y secundarias, 7-9 mm de diámetro del limbo en la antésis; limbo 5-lobulado, heterosépalo; lóbulos triangulares a veces ligeramente oblongos, verde externamente, verdoso interiormente, pubescentes rodeados por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes externamente, glabros interiormente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en los bordes, succulentos, ascendentes, nunca revolutos, abruptamente sobresalientes las nervaduras principales y secundarias externamente, dos largos (6-7 mm de largo por 2,8-3 mm de ancho), dos medianos (5-5,4 mm de largo por 1,8-1,9 mm de ancho) y un pequeño (4,7-4,8 mm de largo por 1,8-1,9 mm de ancho); tubo calicino 6-7 mm de largo por 2,5-2,7 mm de diámetro. Corola hipocrateriforme con una joroba en el $\frac{1}{4}$ distal del tubo corolino al nivel longitudinal del lóbulo mayor, ligeramente urceolado en el $\frac{1}{4}$ basal, zigomorfa, púrpura los $\frac{3}{4}$ de la altura media (hasta el área dilatada), blanco cremoso el $\frac{1}{4}$ basal, verde amarillento con las nervaduras púrpuras la joroba hacia la base de los lóbulos externamente, lilacino a blanquecino interiormente, piloso rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes los $\frac{3}{4}$ distales, glabro el $\frac{1}{4}$ basal externamente, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes interiormente, membranacea a veces

ligeramente succulenta, sobresalientes las nervaduras principales y secundarias, (7-) 10-14 mm (entre el lóbulo mayor y los lóbulos inferiores) y 8-9 mm (entre los lóbulos laterales) de diámetro del limbo en la antésis; 5-lobulado, lóbulos heteromórficos, patentes; un lóbulo mayor o superior oblongo a ligeramente ovado, membranáceo, blanquecino púrpura las nervaduras principales en el área basal externamente, blanco cremoso interiormente, glabrescente rodeado por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes externamente, glabro interiormente, ciliado rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en el borde, membranáceo, bilobado o emarginado en el ápice, aplanado, nunca revolutos, sobresalientes las nervaduras principales externamente, 3-3,2 mm de largo por 3,4-3,5 mm de ancho; dos lóbulos laterales ligeramente rectangulares, blanco cremosos, púrpura las nervaduras principales externamente, blancos interiormente, glabrescentes rodeados por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes externamente, glabro interiormente, ciliado rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en los bordes, membranáceos, emarginados en el ápice, patentes, nunca revolutos, sobresalientes las nervaduras principales externamente, 2-2,2 mm de largo por 3-2 mm de ancho; dos lóbulos inferiores rectangulares, asimétricos, blanco externa e interiormente, glabrescente rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externamente, glabro interiormente, ciliado rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en los bordes, membranáceos, patentes, emarginados en el ápice, entero en los bordes, sobresalientes las nervaduras principales, 1,8-2 mm de largo por 3,5-3,6

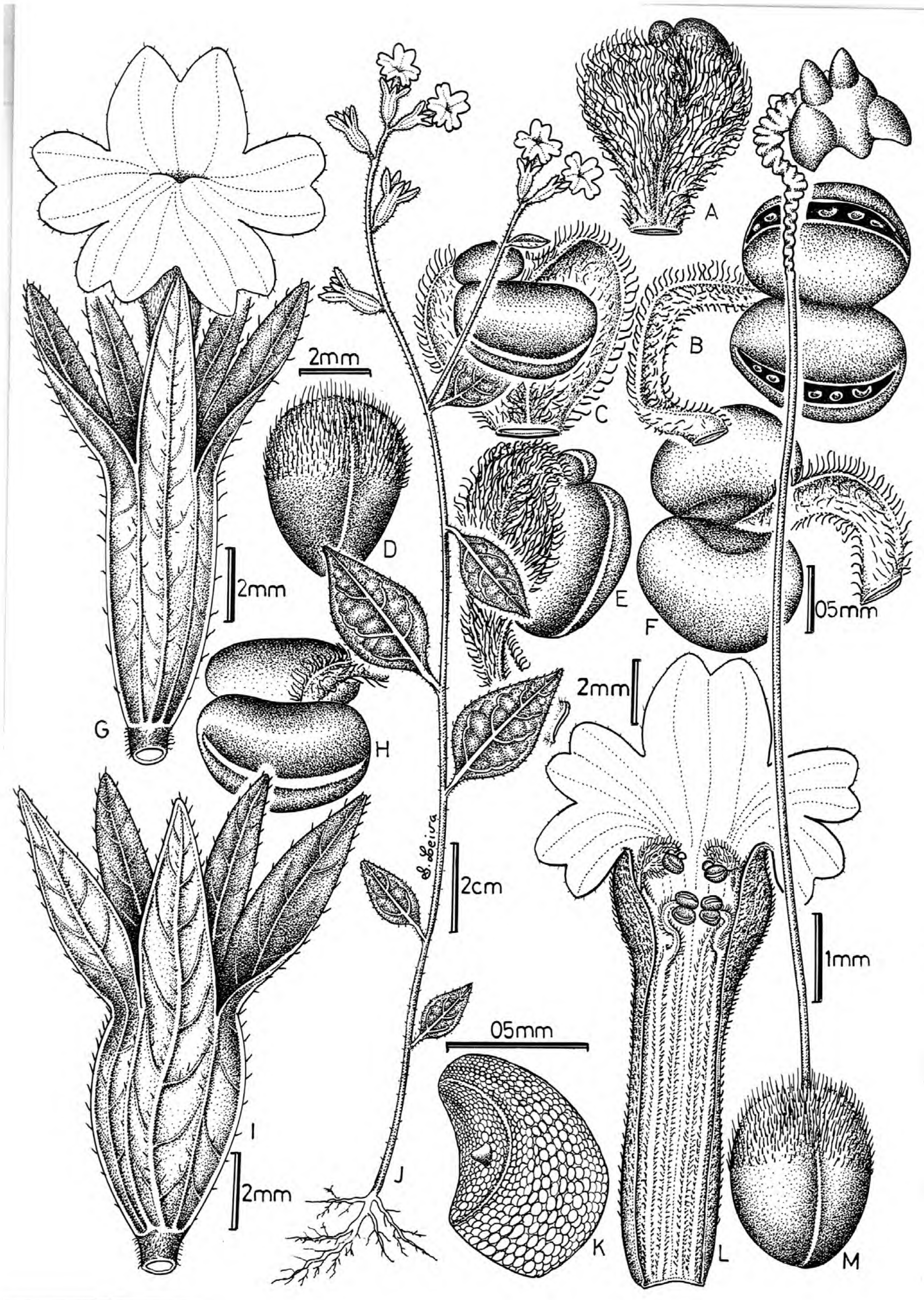


Fig. 1. *Browallia albiantha* S. Leiva & Tantalean. A. Antera heteromórfica en vista dorsal; B. antera isomórfica en vista ventral; C. Antera heteromórfica en vista ventral; D. Cápsula; E. Antera heteromórfica en vista lateral; F. Antera isomórfica en vista dorsal; G. Flor en antésis; H. Antera isomórfica en vista lateral; I. Fruto; J. Rama florífera; K. Semilla; L. Corola desplegada; M. Gineceo. (Dibujado de S. Leiva & M. Tantalean 6036, HAO).

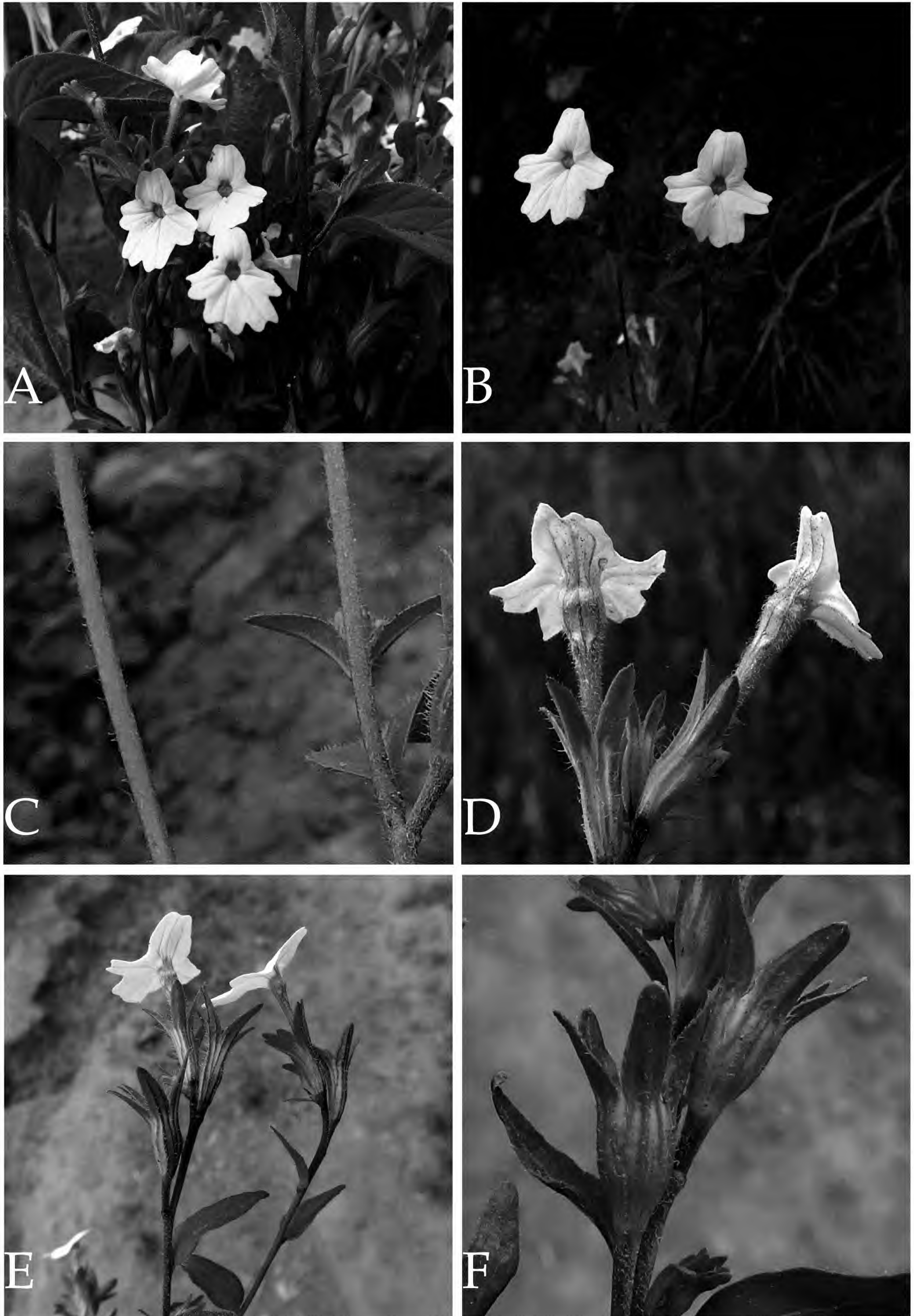


Fig. 2. *Browallia albiantha* S. Leiva & Tantalean. A. Rama florífera; B. Flores en antésis en vista anterior; C. Tallos; D. Flores en antésis en vista dorsal; E. Flores en vista lateral; F. Cápsulas. (Fotografías de S. Leiva & F. Tantalean 6036, HAO).

mm de ancho; tubo corolino 15-15,5 mm de largo por 2,4-2,6 mm de diámetro al nivel de la garganta. Estambres 4, didínamos, inclusos, conniventes dos a dos, insertos en los $\frac{3}{4}$ distales del interior del tubo corolino; dos estambres superiores, filamentos estaminales homodínamos; área libre de los filamentos espatulados disminuyendo hacia el área basal, depresos, curvados, amarillentos, rodeados por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes ambas superficies, 1,8-2 mm de largo por 1-1,2 mm de ancho el área distal; área soldada semirrolliza, blanquecina, pubescente rodeada por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, 12,4-12,5 mm de longitud; anteras heteromórficas, las fértiles sub reniformes, amarillentas, blanquecino las suturas, amarillento el conectivo, sin mucrón apical, glabras, 0,8-1 mm de largo por 0,5-0,6 mm de diámetro; anteras estériles o abortadas sub reniformes, blanco cremosas, blanco cremoso las suturas, amarillento el conectivo, sin mucrón apical, glabras, 0,3-0,4 mm de largo por 0,2-0,3 mm de diámetro; dos estambres inferiores, filamentos estaminales homodínamos; área libre de los filamentos, lineares, depresos, ligeramente torcidos, geniculado el área distal, verdes, pubescente rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes disminuyendo hacia el área basal, 1,7-1,8 mm de largo por 0,2-0,3 mm de ancho; área soldada aplanada, amarillenta, pubescente rodeada por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, 10-10,5 mm de longitud; anteras isomórficas, fértiles, oblangas y ligeramente divergentes, amarillas, blanco cremoso las suturas, verde intenso el conectivo, sin mucrón apical, glabras, 0,8-1 mm de largo por 1,6-1,7 mm de diámetro. Ovario oblongo a obovado, depresos, sucumento, verde claro, sin disco

nectarífero, rodeado por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes rígidos o erectos la $\frac{1}{2}$ distal, néctar transparente, 2-2,1 mm de largo por 1,6-1,7 mm de diámetro; estilo inclusos, filiforme los $\frac{3}{4}$ basales, arrugado y geniculado el $\frac{1}{4}$ distal, erecto, blanco cremoso, glabro, 11-12,6 mm de longitud; estigma umbraculífero, tetralobulado, 4 cavidades (dos en la superficie adaxial y dos en la superficie abaxial), verde amarillento el área media, cremoso el área superior e inferior en la superficie adaxial, amarillento la superficie abaxial, glabro, 1,4-1,5 mm de largo por 2-2,1 mm de diámetro. **Cápsula** erecta, obovada, verde a la inmadurez, 2-valvada, pilosa rodeada por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes rígidos la $\frac{1}{2}$ distal, 5-5,2 mm de largo por 3,6-3,7 mm de diámetro; cáliz fructífero persistente, acrescente que envuelve ajustadamente a la cápsula en toda su longitud basal; lóbulos erectos ligeramente ascendentes, sobresalientes las nervaduras principales, 13-16 mm de largo por 10-11 mm de diámetro. **Semillas** 92-188 por cápsula, poliédricas, algunas reniformes, frágiles, marrón claro, glabras, epispermo reticulado foveolado, 0,7-0,8 mm de largo por 0,5-0,6 mm de diámetro.

Material adicional examinado

PERÚ: **Dpto. La Libertad**, prov. Otuzco, distrito Salpo, ruta El Tablón-Rayampampa, bordes de camino y laderas, 8°00'55,6" S y 78°40'00,0" W, 2118 m, 11-IV-2016, S. Leiva & F. Tantalean 6034 (CCSU, CORD, HAO, HUT, MO).-Arriba de Rayampampa (ruta Rayampampa-El Tablón), ladera y bordes de camino, 8°00'46,8" S y 78°40'04,5" W, 1965 m, 16-IV-2016, S. Leiva & F. Tantalean 6037 (CCSU, CORD, HAO, HUT, MO).

Browallia albiantha es afín a su especie hermana *Browallia dilloniana* Limo, K.

Lezama & S. Leiva (ver Limo *et al.*, 2007), que habita en ruta arriba de San Andrés de Cárcel (Salpo-Casmiche) y arriba del Murañe (ruta Salpo-Pagash), distrito Salpo, prov. Otuzco, dpto. La Libertad, Perú, entre los 2770-3021 m de elevación porque ambas tienen la corola hipocraterimorfa púrpura a lila intenso los $\frac{3}{4}$ distales externamente, piloso rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externamente e interiormente, lóbulos corolinos emarginados, anteras isomórficas amarillas, estilo cremoso, hierbas (15-) 20-30 (-50) de alto monopódicas o laxamente ramificadas. Pero, *B. albiantha* presenta el limbo corolino blanco externa e interiormente, estilo filiforme los $\frac{3}{4}$ basales y rugo el $\frac{1}{4}$ distal, 92-188 semillas por cápsula, tallos pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, hierbas (15-) 20-30 cm de alto. En cambio, *B. dilloniana* tiene el limbo corolino lila externa e interiormente, estilo rugoso en toda su longitud, tallos rodeados por una densa cobertura de pelos simples eglandulares lilas y pelos glandulares (transparentes el pie, amarillento la cabeza glandular), 53-60 semillas por cápsula, hierbas (20-) 30-50 cm de alto.

Distribución y ecología: Especie silvestre neotropical con distribución restringida y aparentemente endémica en la zona de recolección en donde es relativamente abundante. A pesar de haberse efectuado recolecciones en áreas aledañas solamente se ha encontrado en la ruta El Tablón-Rayampampa, distrito Salpo, prov. Otuzco, dpto. La Libertad, Perú, 8°00'47,0" - 8°00'55,6" S y 78°40'10,4" - 78°40'00,0" W, entre los 1965-2118 m de elevación como un integrante de la vegetación herbácea. Taxón que habita en las vertientes occidentales. Es una especie heliófila, es decir, requiere abundante

luz del sol; también, es higrófila porque prefiere suelos húmedos, tierras negras con abundante humus, de igual manera, es una especie psamófila ya que desarrolla en suelos arenosos; asimismo, es argilícola porque prospera en suelos arcillosos; generalmente es una especie eutrofa, prefiere suelos con abundantes nutrientes. Habita en laderas, bordes de caminos, y vive asociada con plantas de *Eriotheca discolor* (Kunth) A. Robyns "pate", *Fuertesimalva peruviana* (L.) Fryxell "malva" (Malvaceae), *Heliotropium arborescens* L. "cola de alacran", (Heliotropiaceae), *Cordia munda* I. M. Johnst. *Cordia macrocephala* (Desv.) Kunth (Cordiaceae), *Portulaca oleracea* L. "verdolaga" (Portulacaceae), *Tribulus terrestris* L. "abrojo" (Zygophyllaceae), *Verbesina saubinetioides* S. F. Blake, *Zinnia peruviana* (L.) L., *Lomanthus truxillensis* (Cabrera) B. Nord., *Philoglossa purpureodisca* H. Rob., *Bidens pilosa* L. "cadillo" (Asteraceae), *Lantana escabiosaeflora* fo. *albida* Moldenke (Verbenaceae), *Setaria geniculata* Seibert ex Kunth "cola de zorro", *Chloris halophila* Parodi (Poaceae), *Espostoa melanostele* (Vaupel) Borg "lana vegetal", *Armatocereus cartwrightianus* (Britton & Rose) Backeb. ex A. W. Hill "pitajaya" (Cactaceae), *Peperomia dolabriformis* Kunth "congona de zorro" (Piperaceae), *Puya casmichensis* L. B. Sm. "achupalla" (Bromeliaceae), *Vasconcellea candicans* (A. Gray) A. DC. "odeque" (Caricaceae), *Caesalpinia spinosa* (Molina) Kuntze "taya" (Fabaceae), *Porphyrostachys pilifera* (Kunth) Rchb. f. "orquídia" (Ochidaceae), *Lycianthes lycioides* (L.) Hassl. "tomatito del valle" (Solanaceae), *Commelina fasciculata* Ruiz & Pav. "orejita de ratón" (Commelinaceae), entre otras.

Fenología: Especie generalmente eucrona ya que, con las primeras lluvias de invierno empiezan a brotar, para luego

florecer y fructificar desde los últimos días del mes de marzo hasta los últimos días del mes de abril.

Estado actual: Utilizando los criterios del IUCN (IUCN 2012) *Browallia albiantha* es considerada en peligro crítico (CR). La extensión de su rango de distribución es de un radio menor a 100 km² en la ruta El Tablón-Rayampampa, siendo ésta la única localidad donde se ha encontrado (Criterio B1). Asimismo, se han encontrado alrededor de 300 individuos maduros en la población (Criterio D), siendo influenciada directamente por el centro urbano de que transita por la ruta. Sin embargo, no se ha evaluado si existe una declinación del rango de distribución y del área de ocupación, siendo de necesidad un estudio en profundidad de la ecología, estructura poblacional y distribución de esta especie para esclarecer su estado de conservación.

Etimología: El epíteto específico hace alusión, al color blanco del limbo corolino externo e interiormente.

Agradecimientos

Nuestro reconocimiento a las autoridades de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo, Perú, por su constante apoyo y facilidades para la realización de las expediciones botánicas. Asimismo, nuestra gratitud al Arq. Prof. Luis Chang Chávez del Museo de Historia Natural y Cultural de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo, por su ayuda en la redacción del abstract y la diagnosis.

Literatura citada

- Brako, L. & J. Zarucchi.** 1993. Catálogo de las Angiospermas y Gimnospermas del Perú. Monobr. Syst. Bot. Missouri Bot. Garden. Vol 45.
- D'Arcy, W.** 1991. The Solanaceae since 1976. With a review of its biography in J. G. Hawkes, R. N. Lester, M. Nee and Estrada (Eds), Solanaceae III. Taxonomy Chemistry, Evolution 75-137. Royal Botanical Gardens Kew Richmond, Surrey. Uk for The Linnean Society of London.
- Dios, O.** 1977. Especies peruanas del Género *Browallia* L. (Solanaceae). Bol. Soc. La Libertad. IX (1-2): 5-24.
- Hengler, A.** 1964. Sylabus der Pflanzenfamilien XII, Ed. (II). Gebruder Boemtraeger, Berlin-Niklas-see. 666 pp.
- Hunziker, A.** 1979. South American Solanaceae: a Synoptic Survey. In J. G. Hawkes, N. R. Lester & A. D. Shelding (edis.). The Biology and Taxonomy of the Solanaceae, 49-85, Linnean Society Symposium Series No 7 Academic Press N.Y.
- Hunziker, A.** 2001. Genera Solanacearum. A. R. G. Gantner Verlag K. G. Alemania, pp. 500.
- IUCN.** 2012. The IUCN Red List of threatened species, version 2012.1. IUCN Red List Unit, Cambridge, UK, Available from: <http://www.iucnredlist.org/> (accessed: 16 abril 2013).
- Leiva, S.** 1995. Una nueva especie de *Browallia* (Solanaceae: Salpiglossidae) del Norte del Perú. Arnaldoa 3 (2): 13-17.
- Leiva, S.; F. Farruggia; E. Tepe & C. Martine.** 2010. *Browallia sandrae* (Solanaceae) una nueva especie del Departamento Cajamarca, Perú. Arnaldoa 17 (2): 155-161.
- Leiva, S.** 2013. *Browallia salpoana* (Solanaceae) una nueva especie del Departamento La Libertad, Perú. Arnaldoa 20 (2): 59-68.
- Leiva, S.** 2014. *Browallia amicora* y *Browallia coalita* (Solanaceae) dos nuevas especie del Departamento Cajamarca, Perú. Arnaldoa 21(1): 9-24.
- Leiva, S.** 2014. *Browallia guzmangoa* y *Browallia longitubulata* (Solanaceae) dos nuevas especies del Norte del Perú. Arnaldoa 21(2): 265-278.
- Leiva, S. & F. Tantalean.** 2015. *Browallia corongoana* (Solanaceae) una nueva especie del Norte del Perú. Arnaldoa 22(2): 347-356.
- Limo, S.; E. Pereyra; K. Lezama & S. Leiva.** 2007.

Browallia dilloniana (Solanaceae) una nueva especie del Departamento La Libertad, Perú. *Arnaldoa* 14 (1): 15-21.

Macbride, J. 1962. Solanaceae. *Field Mus. Nat. Hist. Bot. Ser.* 13 part. V-B, No 1.

Olmstead, R.; L. Bohs; H. Migid; E. Santiago-Valentin; V. García & S. Collier. 2008. A molecular phylogeny of the Solanaceae. *Novon* 57 (4): 1159-1181.

Soukup, J. 1977. Las Monoporáceas, Caliceráceas, Calitricáceas, Balsamináceas, Columeliáceas, Nolanáceas y Solanáceas del Perú, su género y lista de especies. *Biota*. XI (87): 53-96.

Sagástegui, A. & O. Dios. 1980. Una nueva especie del género *Browallia* (Solanaceae). *Hickenia* I (39): 215-218.

Sarkinen, T.; L. Bohs; R. Olmstead & S. Knapp. 2013. A phylogenetic framework for evolutionary study of the nightshades (Solanaceae): a dated 1000-tip tree. *BMC Evolutionary Biology*, 13: 2-15.

Ulloa, C.; J. Zarucchi & B. León. 2004. Diez años de adiciones a la flora del Perú: 1993-2003. *Arnaldoa*. Edición Especial, pp 242.

Van Devender & P. Jenkins. 1993. A new species of *Browallia* (Solanaceae) from the Southwestern United States and Northwestern Mexico. *Madroño* 40 (4): 214-224.

Thiers, B. 2015. [continuamente actualizada] *Index Herbariorum: A global directory of public herbaria and associated staff.* New York Botanical Garden's Virtual Herbarium. Disponible en: <http://sweetgum.nybg.org/ih/>. Acceso: 01 de julio del 2015.

Riqueza y distribución de Asteraceae en el departamento de Lima (Perú)

Species richness and distribution of Asteraceae in Lima department (Peru)



Resumen

La familia Asteraceae posee una alta riqueza de especies dentro de la flora peruana y principalmente dentro de los Andes. En la presente contribución se reporta una lista de 306 especies de asteráceas para el departamento de Lima (Perú), de las cuales 290 son nativas, mientras que 15 son introducidas y/o cultivadas. Un total de 99 especies de asteráceas (34% de las especies nativas) son endémicas de Perú. Además, 20 especies se encuentran solamente en pequeñas poblaciones únicamente en el departamento de Lima. El pico de diversidad del total de especies y de especies endémicas es observado entre 3000 - 3500 m de elevación. Canta tiene el más alto número de especies (194 spp.) y de especies endémicas (46 spp.) seguidos por Yauyos (159/31) y Huarochirí (97/30). Los actuales patrones de diversidad están altamente correlacionados con la densidad de colecciones, por lo que es necesario una mayor colecta en todas las provincias, especialmente en Oyón y Cajatambo, donde existen pocas colecciones y por presentar áreas similares a los departamentos de Ancash y Huánuco podrían albergar nuevos registros para Lima. Se proponen dos nuevas combinaciones en el género *Lomanthus*: *Lomanthus cantensis* y *L. cuatrecasasi*.

Palabras Clave: Andes occidentales, Compositae, diversidad, endemismo, Perú.

Abstract

The family Asteraceae is among the most species-rich family, both of the Peruvian flora and of the tropical Andes in general. The present revised checklist reports 306 species of Asteraceae for the Lima department, of which 290 are native, while 15 are introduced and/or cultivated. A total of 99 Asteraceae species (34% of native species) are endemic to Peru. Additional 20 species occur only in small number of populations and exclusively in Lima. Species diversity is observed to peak between 3000-3500 m elevation, similar to the endemic species. Canta has the highest species number (194 spp.) and endemic species (46 spp.), followed by Yauyos (159/31) and Huarochirí (97/30). Current diversity patterns are highly correlated with collection densities, and further collecting is needed across all provinces, especially from Oyón and Cajatambo, where there are few collections and have similar ecological conditions to the departments of Ancash and Huánuco that could bring new records for Lima. Two new combinations in *Lomanthus* are proposed: *Lomanthus cantensis* and *L. cuatrecasasi*.

Keywords: western slopes of the Andes, Compositae, diversity, endemic species, Peru.

Introducción

La familia Asteraceae ocupa el segundo lugar entre las más diversas de la flora peruana (Beltrán *et al.*, 2007), y el primer lugar en los ecosistemas de puna, vertientes occidentales y costa (Cano *et al.*, 1999, 2010, 2011; Valencia *et al.*, 2013; González, 2015). Donde algunas especies de asteráceas muchas veces son elementos dominantes, que dan el aspecto fisionómico a diversas formaciones vegetales (González, 2012). Asimismo, presentan especies cultivadas con un gran valor económico tales como la "lechuga" (*Lactuca sativa* L.), el "girasol" (*Helianthus annuus* L.), e incluso

alguna especies silvestres son usadas tradicionalmente, destacando para el uso medicinal (Espinoza, 1997; Beltrán & Roque, 2015).

En Perú, se conocen alrededor de 250 géneros y 1590 especies de esta familia (Brako & Zarucchi, 1993; Ulloa Ulloa *et al.*, 2004), de las cuales cerca del 50% fueron listadas como endémicas en el Libro Rojo del Perú (Beltrán *et al.*, 2007). Actualmente, se conoce más sobre la riqueza y distribución de sus especies, la cual ha sido incrementada por nuevas especies recientemente descritas (Beltrán, 2002; Granda, 2009; Montesinos-Tubée, 2014,

Montesinos-Tubée *et al.*, 2015). Además, se viene realizando estudios moleculares (Schilling & Panero, 1996; Nordenstam *et al.*, 2009) que están intentando entender las relaciones filogenéticas dentro de algunos géneros (Pelser *et al.*, 2007; Schilling & Panero, 2011), las cuales están acarreado algunos cambios nomenclaturales (Harling, 1992; Funk, 1997a, 1997b; Pruski & Sancho, 2006; Nordenstam & Pelser, 2009; Urtubey *et al.*, 2009; Urtubey, 2011; Robertson, 2010; Katinas, 1996, 2012; Freire *et al.*, 2014; Linares *et al.*, 2014).

Para el departamento de Lima, según la lista previa hecha por Brako y Zarucchi (1993), se registran 220 especies nativas de asteráceas, cuyo conocimiento de su distribución en el departamento es muy escaso. A pesar de ello, existen algunos estudios que se efectuaron sobre la familia (Meza, 1966; Dillon, 1993; Beltrán, 1994, 1998; Vision & Dillon, 1996; Beltrán & Roque, 2015); y varios trabajos florísticos donde se reportan muchas especies de asteráceas (González, 2012; Trinidad, 2013, 2014; González *et al.*, 2015). Sin embargo, hasta ahora, no existe una lista actualizada de las especies de Asteraceae en el departamento de Lima.

Los trabajos de campo realizados en los últimos 20 años en el departamento de Lima, han permitido contar con nuevas colecciones de plantas, algunas de las cuales representan novedades para el departamento y muchas han ampliado su rango de distribución (Beltrán & Roque, 2015), además, han surgido una serie de cambios nomenclaturales (Funk, 1997a, 1997b; Nordenstam & Pelser, 2009; Schilling & Panero, 2011; Freire *et al.*, 2014; Linares *et al.*, 2014). El propósito de este estudio es mantener actualizada la lista de asteráceas en el departamento de Lima para facilitar otros estudios de índole

ecológica, fitogeográfico o conservacionista. Asimismo, para establecer la base para un trabajo descriptivo más detallado que busca conocer la flora de Lima, para lo cual se requiere de un continuo trabajo en el registro y colección de la flora de esta área.

Material y métodos

La lista proviene de un resumen de la base de datos creada por el autor para registrar la flora del departamento de Lima. Los datos están basados principalmente en las colecciones del autor (P. G.) resguardadas en el herbario de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos (USM) y revisión de colecciones adicionales de Ramón Ferreyra (R. F.), Hamilton Beltrán (H. B.), Graciela Vilcapoma (G. V.); Francis Pennell (F. P.), Francis Macbride (F. M.), entre otros, Para lo cual, se revisaron los herbarios USM, MOL y las colecciones digitales del Smithsonian Institution (US), Field Museum de Chicago (F), Missouri Botanical Garden (MO), y la base de datos digitales de Atrium-Biodiversity.org web site.

La lista de las especies y géneros se presenta organizada en orden alfabético. Para referencia a los taxones reconocidos se ha considerado lo propuesto en la página de Trópicos (<http://www.tropicos.org/>) y Plant list (<http://www.theplantlist.org/>), la cual ha sido complementada con publicaciones actualizadas para los géneros *Lomanthus* (Nordenstam & Pelser, 2009), *Aldama* (Schilling & Panero, 2011) y *Mniodes* (Freire *et al.*, 2014).

Adicionalmente en el presente trabajo se incluye dos combinaciones nuevas.

Para cada taxón listado incluimos la procedencia de la especie (origen); la distribución en el departamento señala las provincias en forma abreviada: Canta (CA), Lima (LI), Cañete (CÑ), Yauyos (YA),

Huaroquirí (HI), Huaral (HL), Huaura (HA), Oyón (OY) Cajatambo (CJ) y Barranca (BA), se incluye también descripción del hábito, así como la citación del (los) ejemplar(es) revisado(s).

Resultados

Combinaciones nuevas

***Lomanthus cantensis* (Cabrera) P. Gonzáles** comb. nov. Basionimo: *Senecio cantensis* Cabrera, Darwiniana 10: 549. 1954. TIPO: Perú: Dpto. Lima, Prov: Canta, Canta, 2500–2600 m, 23–5–1948, O. Velarde 1022 (holótipo: LP000424!; isótipo: LP000426!, LP000516!, LP000425!).

El trabajo reciente de Pelsner *et al.* (2007; 2009) evaluó, sobre la base de marcadores nucleares y del cloroplasto, la naturaleza del género *Senecio*, el cual se reconoció como parafilético en relación a las especies de *Senecio* ser. *Lomincola* previamente designado por Beltrán & Galán de Mera (1996). A consecuencia de ello, Nordenstam & Pelsner (2009) designó el nuevo género *Lomanthus* y propusieron 17 combinaciones nuevas para trasladar nombres de *Senecio* a *Lomanthus*; sin embargo, el nombre para la especie *Senecio cantensis* presente en el departamento de Lima quedó sin combinar, por lo que aquí se la propone.

***Lomanthus cuatrecasasii* (Cabrera) P. Gonzáles** comb. nov. Basionimo: *Senecio cuatrecasasii* Cabrera, Notas Mus. La Plata, Bot. 9(45): 194, f. 2. 1944. TIPO: Perú: Dpto. Cusco, Prov: Calca, Totorá, 3650 m, 9–1–1944 C. Vargas 4045 (holótipo: LP!).

Este taxón fue reconocido por Nordenstam & Pelsner (2009), como un posible *Lomanthus*, pero desafortunadamente no hizo referencia detallada del lugar de publicación y del autor de este nombre (en contraposición al art. 33.4 del Código de Viena), probablemente por no haber podido

acceder a la información del tipo, ya que tampoco había sido previamente reconocido por Beltrán & Galán de Mera (1996).

Riqueza de especies

Se reportan 306 especies en 105 géneros de Asteraceae para el departamento de Lima (Anexo 1, Fig. 2–4), de las cuales 290 son nativas, mientras que 15 son introducidas y/o cultivadas. Un total de 99 especies de asteráceas (34% de las especies nativas) son endémicas de Perú. Además, 20 especies se encuentran solamente en pequeñas poblaciones como endémicas del departamento de Lima. Entre los géneros más diversos se encuentra a *Senecio* con 49 especies, seguida por *Lomanthus*, género recientemente segregado de *Senecio*, con 11 especies, *Baccharis* con 9, *Mniodes*, *Ophryosporus* y *Stevia* con 8 cada una, *Werneria* con 7, *Ageratina*, *Xenophyllum* y *Cronquistianthus* con 6 cada una (Tabla 1).

La provincia de Canta registró el más alto número de especies (194 spp.) y de especies endémicas (46 spp.) seguidos por Yauyos (159/31) y Huaroquirí (97/30). De un total de 1490 ejemplares revisados con datos de ubicación, el 80% fueron colectadas en las tres provincias citadas anteriormente. Lo que hace que los actuales patrones de riqueza de especies estén altamente correlacionados con la densidad de colecciones. Las provincias menos colectadas son Oyón y Cajatambo.

En relación a la altitud, la diversidad de especies es mayor en las elevaciones medias entre 3000–3500 m (Fig. 1). Las concentraciones de diversidad de especies endémicas también se dieron en el mismo rango. La diversidad decrece a mayores altitudes pero ligeramente albergando 112 especies por encima de los 4000 m, siendo más drástica la disminución de especies a menores altitudes, encontrándose 64

Tabla 1. Géneros de Asteraceae con mayor número de especies.

Género	N° de especies
<i>Senecio</i>	49
<i>Lomanthus</i>	11
<i>Baccharis</i>	9
<i>Mniodes</i>	8
<i>Ophryosporus</i>	8
<i>Stevia</i>	8
<i>Werneria</i>	7
<i>Ageratina</i>	6
<i>Xenophyllum</i>	6
<i>Cronquistianthus</i>	6
<i>Chersodoma</i>	5
<i>Bidens</i>	5
<i>Barnadesia</i>	5
<i>Gnaphalium</i>	5

especies por debajo de los 1500 m

Discusión

La Familia Asteraceae es la más diversa de todas las familias de plantas con flores en el departamento de Lima, destacándose en todas las formaciones vegetales (Weberbauer, 1945). La forma de vida con mayor número de especies es la herbácea (55%), estos patrones son similares a los que se han encontrado para las Asteraceae en ambientes particulares (Cano *et al.*, 2010, 2011; González, 2015; González *et al.*, 2015).

Comparando con lo reportado por Brako y Zarucchi (1993), las 306 especies de Asteraceae que reportamos para Lima, constituyen un incremento en 40% a la diversidad de esta familia. Donde el género *Senecio* resulta el más diverso y, quien ha aportado más nuevos registros para Lima (Beltrán & Roque, 2015).

Sin duda, la riqueza de especies de asteráceas, como también sucede en otras

familias botánicas, está determinada por la amplitud del área de estudio y el tiempo de evaluación. Pues, áreas pequeñas como distritos (Beltrán, 1994; González, 2012) o microcuencas (Gómez, 1966), pueden registrar entre 60 y 120 especies; mientras áreas de mayor tamaño como provincias (Cerrate, 1779) o cuencas enteras (Tovar, 1990), pueden albergar hasta el doble del número de especies (Tabla 2). El tiempo de evaluación es muy importante tener presente para realizar estas comparaciones, pues áreas de similar tamaño como Canta (Meza, 1966) y el valle de Chiquián en el departamento de Ancash (Cerrate, 1979) deberían presentar similar riqueza de especies, lo que no sucede debido a que esta última área ha sido estudiada por más de 25 años.

La marcada gradiente climática altitudinal en la vertiente occidental del centro del Perú, indudablemente implica una correlación con la distribución de organismos, especialmente las plantas

Tabla 2. Número de especies y géneros de Asteraceae registradas en los Andes centrales. Valle del Mantaro (Tovar, 1990), valle de Chiquián (Cerrate, 1979), valle del Fortaleza (Gómez, 1966), provincia Canta (Meza, 1966), distrito Arahua, (González, 2012), distrito Laraos (Beltrán, 1994), departamento Lima (González, 2016).

Lugar	N° de géneros	N° de especies	Altitud (m)
Lima	105	306	0-5500
Mantaro	80	245	500-4100
Chiquián	75	200	2100-5100
Fortaleza	37	59	1600-4743
Canta	40	92	2200-5200
Arahua	63	118	1400-4700
Laraos	41	77	3000-5431

(Weberbauer, 1945; Koepcke, 1954). Al tomar el clima como factor limitante para la distribución de las plantas en el departamento de Lima, es interesante destacar la coincidencia de la zona de mayor estabilidad climática entre 2000 y 3000 m como la zona de mayor desarrollo de la vegetación en la vertiente occidental (Franke & Valencia, 1984; Valencia, 1990), este patrón también fue mencionado por Weberbauer (1945) quien destaca que entre 2500 y 3200 m se encuentran los lugares con vegetación más densa de la vertiente occidental, y coincidentemente en este rango altitudinal se encuentra la mayor diversidad de especies de asteráceas y también el mayor grado de endemismos.

Si bien es cierto, que el grado de endemismo de especies de Asteraceae exclusivas al departamento de Lima, se puede ver afectada y disminuyan por presentar condiciones ecológicas similares en los departamentos colindantes como Áncash, Junín, Huancavelica y Ayacucho (Beltrán & Roque, 2015), También es muy probable, que el número de especies en general se incremente por las mismas razones, donde muchas especies aún endémicas al departamento de Ancash tienen alta potencialidad de estar

presentes en las provincias del norte de Lima (Cajatambo y Oyón) que aún están escasamente exploradas.

El tratamiento nomenclatural y taxonómico es muy dinámico, el cual ha originado muchos cambios en esta familia, los casos más notables se han dado en *Perezia* donde tres especies (*Perezia pygmaea*, *P. nivalis* y *P. coerulescens*) han sido colocadas como sinónimos de *P. pinnatifida* (Katinas, 2012), o en la tribu Gnaphalideae donde las especies de los géneros *Belloa* y *Lucilia* han sido combinadas y unificadas al género *Mniodes* (Freire *et al.*, 2014), así también, se han disgregado especies del género *Viguiera* en los nuevos géneros *Aldama* y *Heiseria* (Schilling & Panero, 2011). El cambio más relevante, ha sido el establecimiento del género *Lomanthus* con gran implicancia en la diversidad de Asteraceae en Lima, pues ha pasado a ser el segundo género con mayor número de especies (Nordenstam & Pelsner, 2009).

Finalmente, es preciso mencionar la gran importancia de seguir trabajando en este grupo de plantas, pues tan solo en el herbario USM se puede encontrar mucho material sin determinar a nivel de especie, que conjuntamente con las nuevas

colecciones que se vienen realizando en la actualidad, pronostican un incremento de la riqueza de especies de asteráceas en el departamento de Lima.

Agradecimientos

Este trabajo, no hubiese sido posible gracias a la participación de muchos colegas cuyo apoyo en el trabajo de campo para la realización de colecciones es invaluable, por ello, un agradecimiento especial a Eduardo Navarro, Warner Aparco, Reynaldo Jurado, David Figueroa, Ñacari Enciso, Berni Brito, Elena Castañeda, Huber Trinidad. Mi gratitud para Asunción Cano por el apoyo logístico y la revisión del manuscrito.

Literatura citada

- Aranguren, A.; G. Morillo & M. Fariñas.** 2008. Distribución geográfica y clave de las especies del género *Oritrophium* (kunth) Cuatrec. (Asteraceae). Acta Botánica Venezuelica 31 (1): 81–106.
- Beltrán, H.** 1994. Las Asteráceas del Distrito de Laraos Prov. Yauyos Lima. Tesis Biólogo. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Lima – Perú. 118 p.
- Beltrán, H. & A. Galán de Mera.** 1996. *Senecio* [sect. *Senecio*] ser. *Lomincola* nova y notas corológicas y taxonómicas sobre *Senecio* sect. *Senecio* (Asteraceae) para los Andes centrales del Perú. Botanica Complutensis 21: 99–111.
- Beltrán, H.** 2002. *Senecio albaniae* (Asteraceae: Senecioneae), a new species from Central Peru. Novon 12: 35–37.
- Beltrán, H.; A. Granda; B. León; A. Sagástegui; I. Sánchez, & M. Zapata.** 2007. Asteráceas endémicas del Perú, en: B. León, J. Roque, C. Ulloa Ulloa, N. Pitman, P. M. Jørgensen & A. Cano. (eds.), El Libro Rojo de las Plantas endémicas del Perú. Revista Peruana de Biología, número especial 13 (2): 64s–164s.
- Brako, L. & J. Zarucchi.** 1993. Catalogue of the Flowering Plants and Gymnosperms of Peru. Monographs in Systematic Botany from the Missouri Botanical Garden 45: 1–1286.
- Cano A.; J. Roque; M. Arakaki; C. Arana; M. I. La Torres; N. Llerena & N. Refulvio.** 1999. Diversidad Florística de las lomas de Lachay (Lima) durante el evento “El Niño 1997-98”, en: J. Tarazona & E. Castillo (eds), El Niño 1997-98 y su impacto sobre los ecosistemas Marino y Terrestre. Revista Peruana de Biología Volumen Extraordinario: 125-132.
- Cano, A.; W. Mendoza; S. Castillo; M. Morales; M. I. La Torre; H. Aponte; A. Delgado; N. Valencia & N. Vega.** 2010. Flora y vegetación de suelos crioturbados y hábitats asociados en la Cordillera Blanca, Ancash, Peru. Revista Peruana de Biología 17 (1): 095 – 0103.
- Cano, A.; A. Delgado; W. Mendoza; H. Trinidad; P. González; M. I. La Torre; M. Chanco; H. Aponte; J. Roque; N. Valencia & E. Navarro.** 2011. Flora y vegetación de suelos crioturbados y hábitats asociados en los alrededores del Abra Apacheta, Ayacucho – Huancavelica (Perú). Revista Peruana de Biología 18 (2): 169–178.
- Cerrate, E.** 1979. Vegetación del valle de Chiquián (Dpto. Ancash). Edit. Los Pinos, Lima. 65 p.
- Dillon, M. O. & A. Sagástegui.** 1991. Family Asteraceae: Part V. Tribe Inuleae, in J. F. Macbride & Collaborators, Flora of Peru, Fieldiana: Botany 26: 1–70.
- Dillon, M. O. & A. Sagástegui.** 2001. Tribal Classification and Diversity in the Asteraceae of Peru. Arnaldoa 8(2): 25–44.
- Espinoza, F.** 1997. Estudio etnobotánico del distrito de Arahua (prov. Canta, dpto. Lima). Tesis para optar el grado académico de magister en botánica tropical mención: etnobotánica. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Lima – Perú. 189 p.
- Ferreira, R.** 1944. Revisión del género *Onoseris*. J. Arnold Arbor. 25 (3): 349–395.
- Ferreira, R.** 1995. Family Asteraceae: Part VI, Mutisieae, in J. F. Macbride & Collaborators, Flora of Peru, Fieldiana: Botany 35: 1–101.
- Franke, I. & N. Valencia.** 1984. Zárate: Una Unidad de Conservación. Museo de Historia Natural, Lima. Pp. 133.
- Freire, S. E.; M. A. Chemisquy; A. A. Anderberg; S. G. Beck; R. I. Meneses; B. Loeuille & E. Urtubey.** 2014. The *Lucilia* group (Asteraceae, Gnaphalieae): phylogenetic and taxonomic considerations based on molecular and morphological evidence. Plant Systematics and Evolution 301 (4): 1227–1248. <http://doi.org/10.1007/s00606-014-1147-0>.
- Funk, V. A.** 1997a. *Misbrookea*, a new monotypic genus removed from *Werneria* s.l. (Compositae: Senecioideae). Brittonia 49 (1): 110–117.

- Funk, V. A.** 1997b. *Xenophyllum*, a new Andean genus extracted from *Werneria* (Compositae: Senecioneae). *Novon* 7: 235–241.
- Gentry, A. H.** 1993. Overview of Peruvian Flora. In: Brako, L. & Zarucchi, J. 1993. Catalogue of the Flowering Plants and Gymnosperms of Peru. Monographs in Systematic Botany from the Missouri Botanical Garden 45: 1–1286.
- Gómez, J.** 1966. Notas sobre la Vegetación del Valle de Marca (Afluente del Fortaleza). *Biota* 6 (4): 94–123.
- González, P.** 2012. Flora vascular del distrito de Arahua, provincia de Canta (Lima, Perú). Tesis para optar el Grado Académico de Biólogo. Facultad de Ciencias Biológicas. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Lima – Perú, 257 pp.
- González, P.; E. Navarro; M. I. La Torre & A. Cano.** 2015. Flora y vegetación del distrito de Santa Rosa de Quives, provincia de Canta (Lima). *Arnaldoa* 22 (1): 155–182.
- González, P.** 2015. Diversidad de asteráceas en los humedales altoandinos del Perú. *Científica* 12 (2): 99–114.
- Granda, A.** 2009. *Pentacalia poeppigiana* (Asteraceae, Senecioneae), a new species from Peru. *Darwiniana* 47 (2): 321–326.
- Harling, G.** 1992. Two new species of *Jungia* (Compositae) from Peru. *Novon* 2: 16–18.
<http://dx.doi.org/10.2307/3391601>.
- Katinas, L.** 1996. Revision of the South American species of the genus *Trixis* (Asteraceae, Mutisieae). *Darwiniana* 34: 27–108
- Katinas, L.** 2012. Revisión del Género *Perezia* (Compositae). *Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica* 47 (1–2): 159–261.
- Koepcke, M.** 1954. Corte ecológico transversal en los Andes del Perú Central con especial consideración de las aves. Parte 1: Costa, Vertientes Occidentales y Región Altoandina. *Memorias del Museo de Historia Natural “Javier Prado”, Universidad Nacional Mayor de San Marcos* 3: 1–119.
- Meza, I.** 1966. Contribución al conocimiento de las Compuestas de Canta. Tesis bachiller. Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Mayor de San Marcos.
- Nordenstam, B.** 1978. Taxonomic studies in the tribe *Senecioneae* (Compositae). *Opera Botánica* 44: 1–83.
- Nordenstam, B.** 1996. New combinations in Ecuadorian Senecioneae. *Compo Newsl.* 29: 47–50.
- Nordenstam, B.; J. W. Kadereit; P. B. Pelser & L. E. Watson.** 2009. Tribe Senecioneae, in: V. A. Funk; A. Susanna; T. Stuessy & R. Bayer (eds.), *Systematics, Evolution, and Biogeography of the Compositae*. IATP, Vienna. In press/
- Pelser, P. B.; B. Nordenstam; J. W. Kadereit & L. E. Watson.** 2007. An ITS phylogeny of the tribe *Senecioneae* (Asteraceae) and a new delimitation of *Senecio* L. *Taxon* 56 (4): 1077–1104.
- Pruski, J. F. & G. Sancho.** 2004. Asteraceae or Compositae (Aster or Sunflower Family). 33–39, in N. Smith *et al.* (eds.), *Flowering Plants of the Neotropics*. Princeton University Press, Princeton.
- Pruski, J. F. & G. Sancho.** 2006. *Conyza sumatrensis* var. *leiotheca* (Compositae: Asteraceae), a new combination for a common Neotropical weed. *Novon* 16: 96–101.
- Robertson, A.** 2010. A systematic revision of *Chaetanthera* Ruiz & Pav., and the reinstatement of *Oriastrum* Poepp. & Endl. (Asteraceae: Mutisieae). Dissertation der Fakultät für Biologie der Ludwig-Maximilians-Universität München. 316 p.
- Schilling, E. E. & J. L. Panero.** 1996. Relationships in Heliantheae subtribe Helianthinae based on chloroplast DNA restriction site analysis, *in*: D. J. Hind & H. J. Beentje (eds.), *Compositae: systematics proceedings of the International Compositae Conference*. Royal Botanic Gardens, Kew. 1: 361–376.
- Schilling, E. E. & J. L. Panero.** 2011. A revised classification of subtribe Helianthinae (Asteraceae: Heliantheae) II. Derived lineages. *Botanical Journal of the Linnean Society*, 167(3), 311–331. <http://doi.org/10.1111/j.1095-8339.2011.01172.x>
- Tovar, O.** 1952. Revisión de las especies peruanas del género *Chuquiraga*. *Publicaciones del Museo de Historia Natural “Javier Prado”, Universidad Nacional Mayor de San Marcos Serie B* 5.
- Tovar, O.** 1990. Tipos de vegetación, diversidad florística y estado de conservación de la Cuenca del Mantaro. 1ª ed. Centro de datos para la Conservación, Universidad Nacional Agraria la Molina. Lima – Perú. 88 p.
- Trinidad, H.; E. Huamán; A. Delgado & A. Cano.** 2012. Flora vascular de las lomas de Villa María y Amancaes, *Revista Peruana de Biología* 19 (2): 149–58. doi:<http://dx.doi.org/10.15381/rpb.v19i2.834>.
- Trinidad, H.** 2013. Composición florística de los bos-

ques de *Polylepis* Yauyino y Chaqsii-Chaqsii, Reserva Paisajística Nor Yauyos Cochis, Lima. Tesis para Optar el Título Profesional de Biólogo con mención en Botánica, Facultad de Ciencias Biológicas. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Lima – Perú, 103 pp.

Ulloa Ulloa, C.; J. L. Zarucchi & B. León. 2004. Diez años de adiciones a la flora del Perú. *Arnaldoa* (edición especial): 7–242.

Urtubey, E.; T. Stuessy & K. Tremetsberger. 2009. Systematics of the South American *Hypochaeris sessiliflora* complex (Asteraceae, Cichorieae). *Annals of the Missouri Botanical Garden* 96: 685–714.

Urtubey, E. 2011. Revisión del Género *Barnadesia* (Asteraceae: Barnadesioideae, Barnadesieae). *Annals of the Missouri Botanical Garden* 86 (1): 57–117.

Valencia, N. 1990. Ecology of the forests on the western slopes of the Peruvian Andes. Ph. D. thesis.

Aberdeen: University of Aberdeen.

Valencia, N.; A. Cano; A. Delgado; H. Trinidad & P. González. 2013. Composición y cobertura de la vegetación de los bofedales en un macrotransecto este-oeste, en los Andes centrales del Perú pp. 333–33, en A. Alonso, F. Dallmeier & G. Servat. (eds.), *Monitoreo de la biodiversidad: lecciones de un megaproyecto transandino*. Smithsonian Institution Scholarly Press. USA.

Vision, T. J. & M. O. Dillon. 1996. Sinopsis de *Senecio* L. (Senecioneae, Asteraceae) para el Perú. *Arnaldoa* 4: 23–46.

Weberbauer, A. 1945. *El Mundo Vegetal de los Andes Peruanos*. Ministerio de Agricultura, Lima. Lumen S.A. 776 pp.

Young, K.; C. Ulloa Ulloa; J. Luteyn & S. Knapp. 2002. Plant Evolution and Endemism in Andean South America: An Introduction. *Botanical Review* 68 (1): 4 – 21.

ANEXO

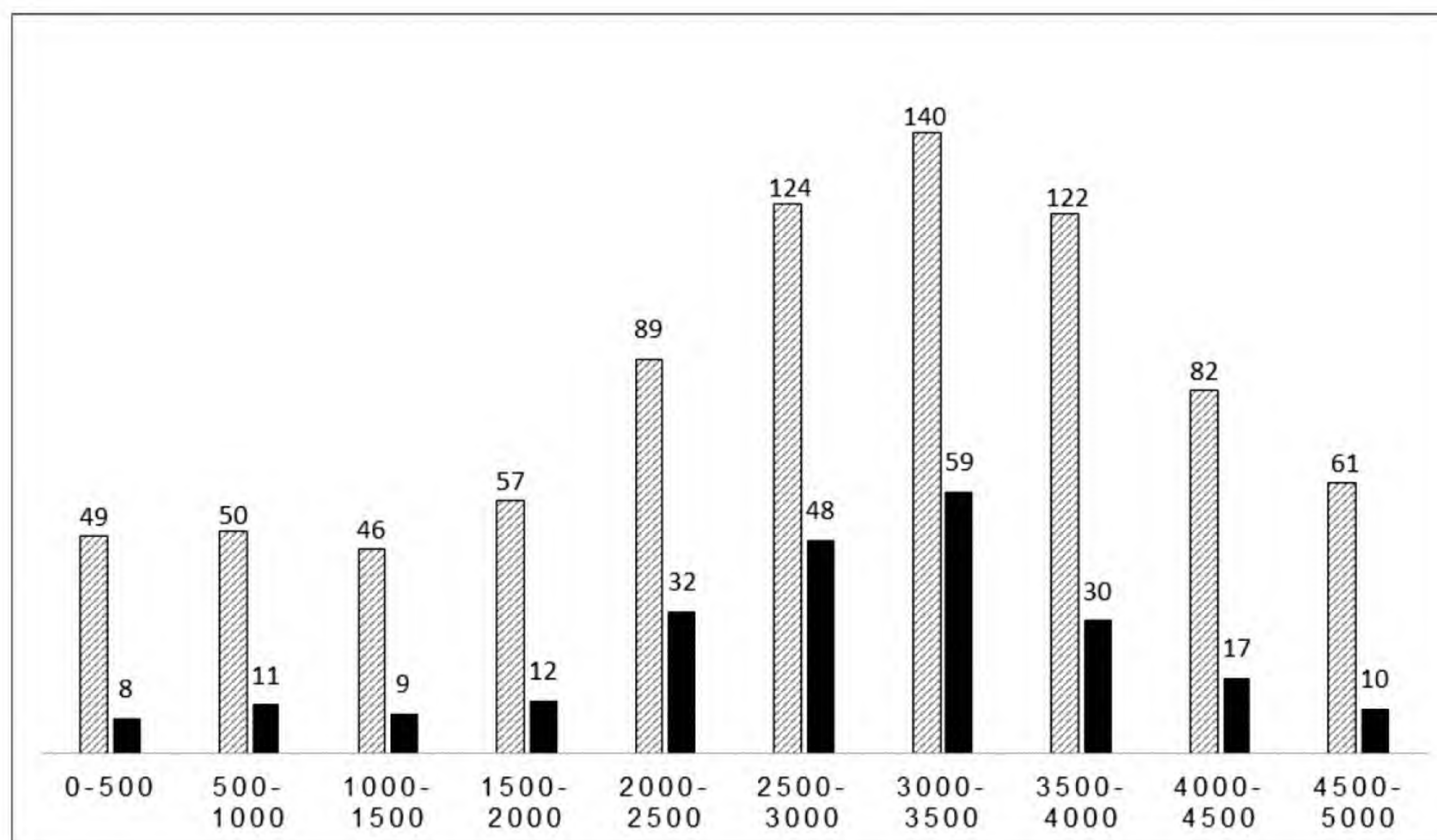


Fig. 1. Riqueza de especies de asteráceas en relación a la altitud en el departamento de Lima. Mostrando un pico de diversidad de especies entre 3000–3500 m considerando todas las especies (en gris), similar al de las especies endémicas (en negro).

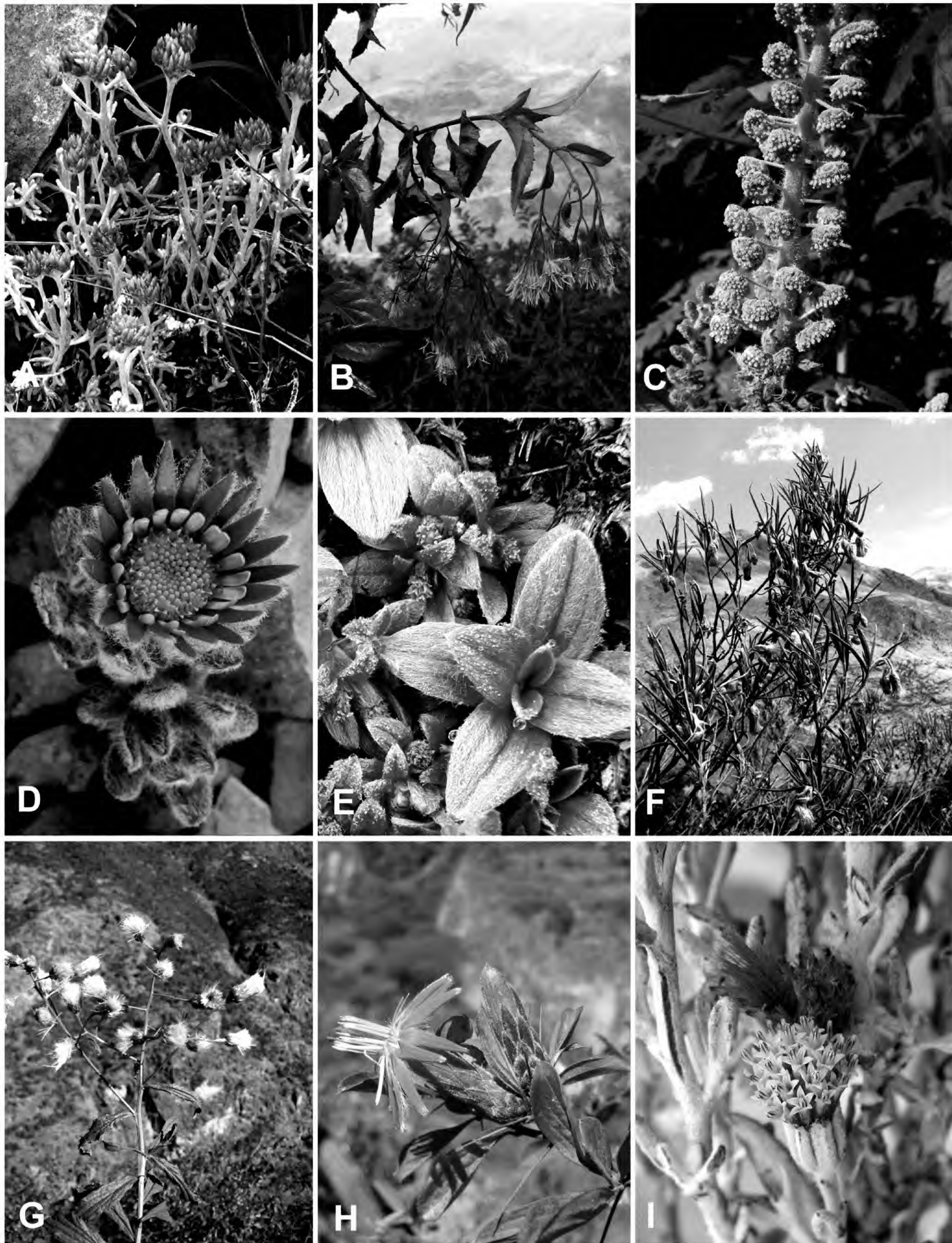


Fig. 2. A. *Achyrocline ramosissima*; B. *Ageratina simulans*; C. *Ambrosia arborescens*; D. *Anticona glareophila*; E. *Aphanactis villosa*; F. *Aristeguietia ballii*; G. *Baccharis gnidiifolia*; H. *Barnadesia dombeyana*; I. *Chersodoma jodopappa*.

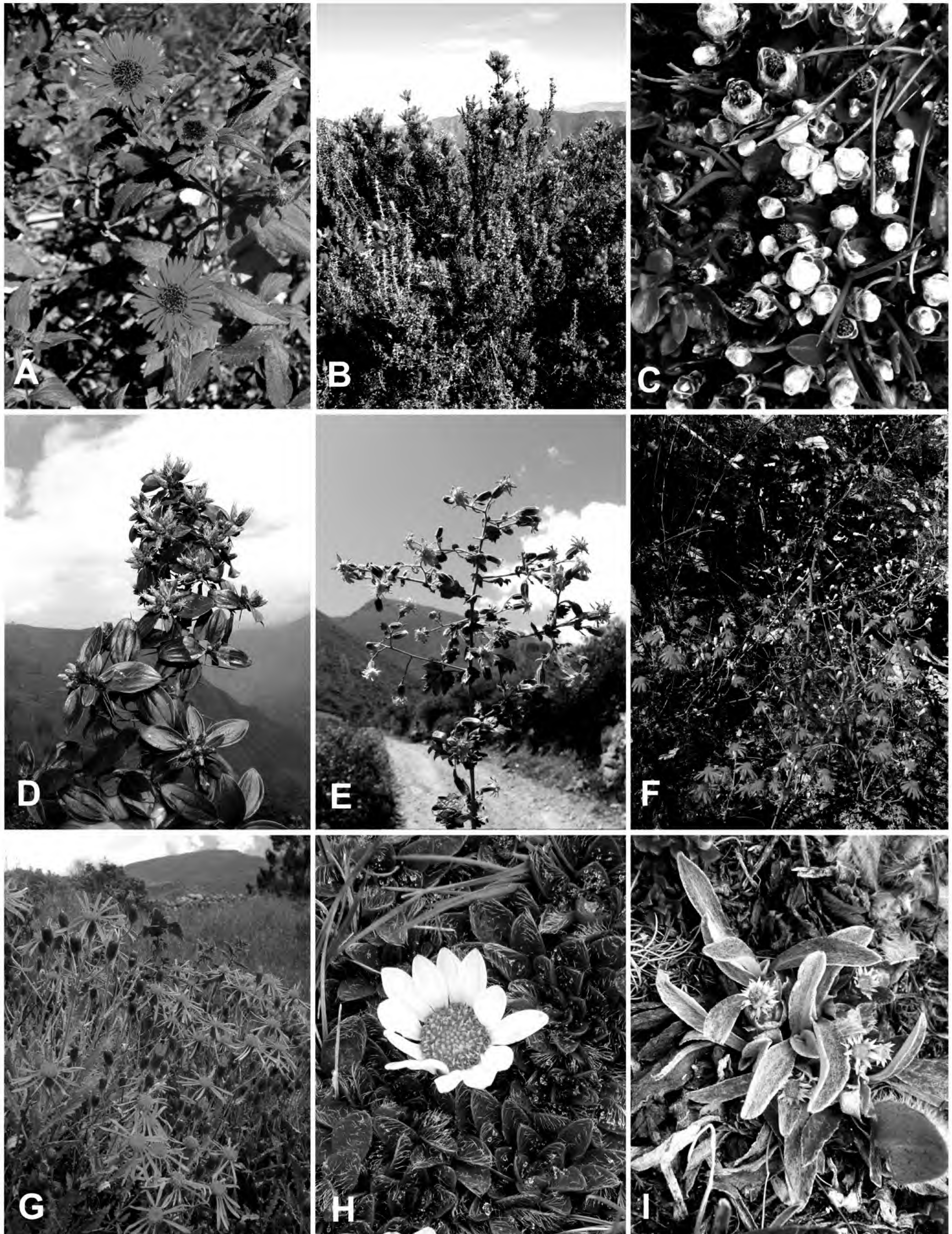


Fig. 3. A. *Chionopappus benthamii*; B. *Chuquiraga spinosa*; C. *Cuatrecasasiella isernii*; D. *Dasyphyllum ferox*; E. *Jungia axillaris*; F. *Lomanthus cantensis*; G. *Lomanthus yauyensis*; H. *Misbrookea strigosissima*; I. *Mniodes longifolia*.



Fig. 4. A. *Mutisia mathewsii*; B. *Nothobaccharis candolleana*; C. *Novenia tunariensis*; D. *Onoseris odorata*; E. *Oriastrum cochlearifolium*; F. *Paracalia jungioides*; G. *Senecio nivalis*; H. *Werneria orbignyana*; I. *Xenophyllum dactylophyllum*.

ANEXO

Anexo 1. Lista de especies de Asteraceae en el departamento de Lima, indicando la forma de crecimiento (F) (h: hierba, s: subarbusto, a: arbusto); origen (O) (n: nativa, i: naturalizada, c: cultivada); comportamiento como maleza (M); distribución provincial (Distribución) (BA: Barranca, CJ: Cajatambo, CA: Canta, CÑ: Cañete, HL: Huaral, HI: Huarochirí, HA: Huaura, LI: Lima, OY: Oyón y YA: Yauyos); especie endémica (E) (x: endémica del Perú; x*: endémica de Lima); registro altitudinal de las colecciones (Elevación); voucher (P.G.: Paúl González, R.F.: Ramón Ferreyra, H.B.: Hamilton Beltrán, G.V.: Graciela Vilcapoma, F.P.: Francis Pennell y F.M.: Francis Macbride, E.C.: Emma Cerrate, fl.: conocido solo de fotografía).

Especie	F	O	M	E	Distribución	Elevación	Voucher
<i>Acanthospermum hispidum</i> DC.	h	n	x		BA		fl
<i>Acanthoxanthium spinosum</i> (L.) Fourr.	h	n			CA, HL, LI, YA	2000-3500	P.G. 1952 (USM)
<i>Achyrocline alata</i> (Kunth) DC.	h	n			CA, HI, LI, YA	2500-4500	P.G. 199, 1125, 3624 (USM)
<i>Achyrocline ramosissima</i> Britton ex Rusby	h	n			HL, HI, YA	2000-4000	P.G. 1964 (USM)
<i>Achyrocline satureioides</i> (Lam.) DC.	h	n			YA		fl
<i>Acmella alba</i> (L'Hér.) R. K. Jansen	h	n	x		CA, LI	1000-2000	P.G. 1825, 574, 889 (USM)
<i>Acmella ciliata</i> (Kunth) Cass.	h	n			CA	500-1000	P.G. 1574 (USM)
<i>Acmella oleracea</i> (L.) R. K. Jansen	h	n	x		HA, LI	0-500	R.F. 11835, 3927, 8723 (USM)
<i>Acmella oppositifolia</i> (Lam.) R. K. Jansen	h	n	x		CA, LI	0-2500	P.G. 687 (USM)
<i>Ageratina glechonophylla</i> (Less.) R. M. King & H. Rob.	s	n			CA, YA	3500-4500	P.G. 55 (USM)
<i>Ageratina infernillensis</i> R. M. King & H. Rob.	s	n		x*	HI	3000-3500	R.F. 7718 (US)
<i>Ageratina lobulifera</i> (B. L. Rob.) R. M. King & H. Rob.	s	n		x	HI	2500-3000	F.M. 481 (K)
<i>Ageratina simulans</i> (B. L. Rob.) R. M. King & H. Rob.	s	n		x*	CJ	3000-3500	Weberbauer A. 3253 (GH, MOL)
<i>Ageratina sternbergiana</i> (DC.) R. M. King & H. Rob.	s	n			CA, HI, HA, LI, YA	2000-4000	P.G. 1208, 1887, 192, 3621, 3659, 3809, 692 (USM)
<i>Ageratina vallincola</i> (DC.) R. M. King & H. Rob.	s	n		x	HA	0-4000	Beltrán et al. (2006)
<i>Ageratum conyzoides</i> L.	h	n	x		BA	0-500	R.F. 11899, 176 (USM)
<i>Ageratum houstonianum</i> Mill.	h	n			CA	1500-3500	P.G. 1107, 549 (USM)
<i>Aldama helianthoides</i> (Rich.) E. E. Schill. & Panero	h	n			CA	2500-3500	R.F. 18331 (MO), P.G. 1100 (USM)
<i>Aldama lanceolata</i> (Britton) E. E. Schill. & Panero	h	n			CA, YA	1000-3500	P.G. 1702, 893 (USM)
<i>Aldama peruviana</i> (A. Gray) E. E. Schill. & Panero	h	n		x	CA,	2500-3500	Wilkes, Exped. Expl. (US)
<i>Aldama truxillensis</i> (Kunth) E. E. Schill. & Panero	h	n		x	CA	1500-2500	Sullivan G.A. 937 (MO)
<i>Ambrosia arborescens</i> Mill.	a	n			CA, YA	2500-4000	P.G. 1028, 3811 (USM)

Gonzáles: Riqueza y distribución de Asteraceas en el departamento de Lima (Perú)

<i>Ambrosia peruviana</i> Willd.	s	n	x		BA, CA, HA, LI	0-1000	P.G. 1582 (USM)
<i>Antennaria linearifolia</i> Wedd.	h	n			HA	4000-5000	Abdón P. 3271 (F)
<i>Anticona glareophila</i> (Cuatrec.) E. Linares Perea, J. Campos & A. Galán	h	n		x	HI	4500-5500	Linares E. 3076 (USM)
<i>Aphanactis villosa</i> S. F. Blake	h	n			CA	4000-5000	G.V. 5811 (MOL)
<i>Aristeguietia ballii</i> (Oliv.) R. M. King & H. Rob.	a	n		x	YA	3500-4000	H.B. 399 (USM)
<i>Aristeguietia discolor</i> R. M. King & H. Rob.	a	n			CA, YA	2500-4000	P.G. 1129, 1211, 3651, 603 (USM)
<i>Aristeguietia gayana</i> (Wedd.) R. M. King & H. Rob.	a	n			YA	3500-4000	Trinidad H. 1230 (USM)
<i>Baccharis caespitosa</i> (Ruiz & Pav.) Pers.	s	n			CA, YA	3500-5000	P.G. 769, 795 (USM)
<i>Baccharis genistelloides</i> (Lam.) Pers.	s	n			CA, YA	3500-5000	P.G. 763 (USM)
<i>Baccharis gnidiifolia</i> Kunth	a	n			CA, HL, YA	2000-3500	P.G. 1029, 1816, 1894, 1950 (USM)
<i>Baccharis kingii</i> Cuatrec.	a	n		x	CA	500-2500	P.G. 1856 (USM)
<i>Baccharis latifolia</i> (Ruiz & Pav.) Pers.	a	n			CA, HL, YA	2000-4000	P.G. 1959 724, 91 (USM)
<i>Baccharis odorata</i> Kunth	a	n			BA, CA, HI, YA	3000-5000	P.G. 1149, 2727, 731 (USM)
<i>Baccharis salicifolia</i> (Ruiz & Pav.) Pers.	a	n			CA, HL, LI, YA	0-2000	P.G. 866 (USM)
<i>Baccharis tola</i> Phil.	a	n			YA	3500-4500	Trinidad H. 493
<i>Baccharis tricuneata</i> (L. f.) Pers.	a	n			CA, YA	3500x4500	P.G. 1150, 187, P. 3653, 3735, 572 (USM)
<i>Barnadesia blakeana</i> Ferreyra	a	n		x	HI	3500-4500	P.G. 576 (USM)
<i>Barnadesia caryophylla</i> (Vell.) S. F. Blake	a	c			LI		R.F. 12946 (MO, USM), Plowman T.C. 11037 (F), Soukup 2918 (F, US, USM)
<i>Barnadesia dombeyana</i> Less.	a	n			CA	2000-4000	P.G. 1876, 57 (USM)
<i>Barnadesia lehmannii</i> Hieron. var. <i>angustifolia</i> I. C. Chung	a	n		x	CA	216 (BM, K)	Sanderman C.
<i>Barnadesia macbridei</i> Ferreyra	a	c					R.F. 12946a (MO, USM)
<i>Barnadesia polyacantha</i> Wedd.	a	n			CA	2000-3000	Saunders S.G. 1261 (MO)
<i>Barnadesia reticulata</i> D. Don	a	n		x	CA	2500-3000	R.F. 6914, 6914A (MO), Meza I. 86a (USM)
<i>Bidens abadiae</i> DC. var. <i>pilosoides</i> Sherff	a	n		x*	CA	2500-3000	Cuming 1041 (K)
<i>Bidens andicola</i> Kunth	s	n			CA, LI, YA	3500-4500	P.G. 188, 521, 784 (USM)
<i>Bidens exigua</i> Sherff	h	n			CA, YA	0-2000	P.G. 1314 (USM)
<i>Bidens pilosa</i> L.	h	n	x		CA, HA, LI, YA	0-3500	P.G. 122, 3693, 3694, 664, 885 (USM)
<i>Bidens triplinervia</i> Kunth	s	n	x		CA, YA	3500-4500	P.G. 1282 (USM)
<i>Centaurea melitensis</i> L.	h	i	x		CA, YA	1500-3000	P.G. 1570 (USM)
<i>Chaetanthera peruviana</i> A. Gray	h	n		x	CA, HI, OY	2500-4500	P.G. 1049, 2956 (USM)

González: Riqueza y distribución de Asteraceas en el departamento de Lima (Perú)

<i>Chaptalia cordata</i> Hieron.	h	n			YA		f!
<i>Chaptalia rotundifolia</i> D. Don	h	n			HI, YA	3500-4500	F.M. 3014, 585 (F, US)
<i>Chersodoma antennaria</i> (Wedd.) Cabrera	h	n			CA	4000-5500	Sánchez S. 42 (MO)
<i>Chersodoma diclina</i> (Wedd.) Cabrera	h	n			CA, HI, YA	4000-5000	P.G. 2635
<i>Chersodoma jodopappa</i> (Sch. Bip.) Cabrera	s	n			YA	4500-5500	H.B. 295 (USM)
<i>Chersodoma juanisernii</i> (Cuatrec.) Cuatrec.	h	n		x	CA, YA	3000-4000	P.G. 1222 (USM)
<i>Chersodoma ovopedata</i> (Cuatrec.) Cuatrec.	s	n		x	YA	4000-5500	f!
<i>Chionopappus benthamii</i> S.F. Blake	a	n			CA, LI	500-3500	P.G. 1109, 1783 1832 (USM)
<i>Chuquiraga spinosa</i> Less.	a	n			CA, HI, YA	3500-4500	P.G. 191, 743, 782 (USM)
<i>Conyza artemisioides</i> Meyen & Walp.	h	n			CA, HI, LI, YA	1500-4500	P.G. 1283, 2744, 548, 566 (USM)
<i>Conyza bonariensis</i> (L.) Cronquist	h	n	x		CA, HA, LI, YA	0-4000	P.G. 1228, 643, 740 (USM)
<i>Conyza deserticola</i> Phil.	h	n			LI	3000-4500	P.G. 1645 (USM)
<i>Conyza sumatrensis</i> (Retz.) E. Walker	h	n	x		CA, YA	0-4000	P.G. 1130, 3634, 54, 640, 722 (USM)
<i>Coreopsis fasciculata</i> Wedd.	a	n			CA, YA	2500-4500	P.G. 1209, 3639, 3695, 615 (USM)
<i>Coreopsis pickeringii</i> A. Gray	s	n			CA	2500-3000	R.F. 18311 (MO)
<i>Coreopsis senaria</i> S. F. Blake & Sherff	a	n		x	CA, YA	2500-3500	P.G. 1099 (USM)
<i>Cotula australis</i> (Sieber ex Spreng.) Hook. f.	h	i	x		CA, HL, HI, HA, LI, YA	0-4000	P.G. 1212, 1700, 3683 (USM)
<i>Cotula mexicana</i> (DC.) Cabrera	h	n			YA	3500-4500	Trinidad H. s.n. (USM)
<i>Cronquistianthus glomeratus</i> (DC.) R. M. King & H. Rob.	a	n		x	CA, HI, YA	2500-3500	P.G. 3615 (USM)
<i>Cronquistianthus lavandulifolius</i> (DC.) R. M. King & H. Rob.	a	n		x	YA	3500-4000	H.B. 220, 403 (USM)
<i>Cronquistianthus macbridei</i> R. M. King & H. Rob.	a	n		x	HL	2500-3000	P.G. 1946 (USM)
<i>Cronquistianthus marrubifolius</i> (Hieron.) R. M. King & H. Rob.	a	n		x		2800-3500	Beltrán et al. (2006)
<i>Cronquistianthus urubambensis</i> (B. L. Rob.) R. M. King & H. Rob.	a	n		x		1000-3500	Beltrán et al. (2006)
<i>Cronquistianthus volkensis</i> (Hieron.) R. M. King & H. Rob.	a	n		x	YA	3500-4500	Trinidad H. 1141, 1231 (USM)
<i>Cuatrecasasiella isernii</i> (Cuatrec.) H. Rob.	h	n			CA	4000-4500	P.G. 755 (USM)
<i>Dasyphyllum ferox</i> (Wedd.) Cabrera	a	n			CA, YA	2500-4000	P.G. 3572, 3764 (USM)
<i>Diplostephium floribundum</i> (Benth.) Wedd.	a	n			YA		f!
<i>Diplostephium meyenii</i> (Sch. Bip. ex Wedd.) S. F. Blake	a	n			YA		f!
<i>Diplostephium sagasteguii</i> Cuatrec.	a	n		x	YA		f!
<i>Eclipta prostrata</i> (L.) L.	h	n	x		LI	0-500	R.F. 2413, 8370 (USM)

Gonzáles: Riqueza y distribución de Asteraceas en el departamento de Lima (Perú)

<i>Encelia canescens</i> Lam.	a	n	x		CA, HL, LI	0-2000	P.G. 1734, 891, 928 (USM)
<i>Encelia pilosiflora</i> S. F. Blake	a	n		x	LI		Mathews A. 1014 (GH)
<i>Erigeron ecuadoriensis</i> Hieron.	h	n			CA, YA	3000-4000	G.V. 7033 (MOL)
<i>Erigeron lanceolatus</i> Wedd.	h	n			YA	3500-4500	Trinidad H. 484, 559, (USM)
<i>Erigeron leptorhizon</i> DC.	h	n			HA, LI	0-500	E.C. 837 (USM), Tovar O. 2621 (USM)
<i>Erigeron rosulatus</i> Wedd.	h	n			CA, YA	3500-4500	P.G. 208 (USM)
<i>Facelis lasiocarpa</i> (Griseb.) Cabrera	h	n			CA, HI	2500-3000	P.G. 3622 (USM)
<i>Facelis plumosa</i> (Wedd.) Sch. Bip.	h	n			CA, HI, LI, YA	1500-4000	P.G. 1221, 1705, 625 (USM)
<i>Ferreyranthus excelsus</i> (Poepp.) H. Rob. & Bretell	a	n		x		1000-2000	Beltrán et al. (2006)
<i>Flaveria bidentis</i> (L.) Kuntze	h	n	x		CA	1500-2500	P.G. 1769 (USM)
<i>Flourensia macrophylla</i> S. F. Blake	h	n		x	YA	2500-3000	Beltrán et al. (2006)
<i>Flourensia peruviana</i> M. O. Dillon	a	n		x	YA	3000-4000	H.B. 216 (USM)
<i>Galinsoga caligensis</i> Canne-Hill.	h	n		x*	HA, LI	0-1000	R.F. 11840, 11864 (USM)
<i>Galinsoga parviflora</i> Cav.	h	n	x		CA, LI	0-3000	P.G. 1843, 3758, 651, 682,925 (USM)
<i>Galinsoga quadriradiata</i> Ruiz & Pav.	h	n	x		CA, HI, LI	0-3000	P.G. 1089, 1106, 1909, 661 (USM)
<i>Gamochaeta americana</i> (Mill.) Wedd.	h	n	x		BA, CÑ, CA, HL, HI, HA, LI, YA	0-4500	P.G. 3739, 591, 633, 638, 950, 951 (USM)
<i>Gamochaeta humilis</i> Wedd.	h	n			CA, HI, YA	3500-4500	P.G. 2765 (USM), G.V. 5798 (MOL)
<i>Gnaphalium badium</i> Wedd.	h	n			HI	4000-5000	F.M. 782, 3026 (F, US)
<i>Gnaphalium dombeyanum</i> DC.	h	n			BA, CÑ, CA, HL, HI, HA, LI, YA	0-4000	P.G. 1226, 1284, 1772, 546, 974 (USM)
<i>Gnaphalium elegans</i> Kunth	h	n			CA, HI	2000-3000	P.G. 52 (USM), F.M. 271 (F, US)
<i>Gnaphalium lacteum</i> Meyen & Walp.	h	n			CA, LI	3000-4500	P.G. 1278 (USM)
<i>Gnaphalium polium</i> Wedd.	h	n			HI, YA	4000-5000	H.B. 287 (USM), P.G. 2763 (USM)
<i>Gynoxys albifluminis</i> Cuatrec.	a	n		x	HI	4000-4500	F.M. 3028 (F, US)
<i>Gynoxys nitida</i> Muschl.	a	n		x	YA	3500-4500	Trinidad H. 257 (USM)
<i>Gynoxys visoensis</i> Cuatrec.	a	n		x	CA, HI	2500-4000	F.M. 850 (F, US), G.V. 2833 (MOL)
<i>Haplopappus ferreyrae</i> Cabrera	h	n		x	HI	3000-3500	R.F. 7714 (LP)
<i>Heiseria pusilla</i> (A. Gray) E. E. Schill. & Panero	h	n		x*	CA		Wilkes, Exped. Expl. (US)
<i>Heiseria simsioides</i> (S. F. Blake) E. E. Schill. & Panero	h	n		x	CA, HI	2000-2500	P.G. 1789 (USM)
<i>Helianthus annuus</i> L.	h	c			YA	0-2000	fl
<i>Heliopsis buphthalmoides</i> (Jacq.) Dunal	h	n			CA, YA	2500-3500	P.G. 3630, 3644, 96 (USM)

Gonzáles: Riqueza y distribución de Asteraceas en el departamento de Lima (Perú)

<i>Helogyne ferreyrae</i> R. M. King & H. Rob.	s	n		x*	HI, YA	3000-3500	H.B. 382 (USM), R.F. 6237 (MO)
<i>Helogyne hutchisonii</i> R. M. King & H. Rob.	s	n		x		0-500	Beltrán et al. (2006)
<i>Helogyne virgata</i> (Rusby) B. L. Rob.	s	n			CA, LI	0-1500	P.G. 1725 (USM)
<i>Heterosperma diversifolium</i> Kunth	h	n	x		CA, YA	0-3500	P.G. 1313, 1706 (USM)
<i>Heterosperma ovatifolium</i> Cav.	h	n			CA, HI, LI	0-3500	P.G. 1052, 1758, 528 (USM)
<i>Hieracium cacrayense</i> Zahn	h	n		x*	HI		Weberbauer A. 215 (F)
<i>Hieracium leptcephalum</i> Benth.	h	n			CA, YA	3500-4500	H.B. 231 (USM), G.V. 707 (MOL)
<i>Hieracium mandonii</i> (Sch. Bip.) Arv.-Touv.	h	n			CA	2500-3000	P.G. 3708 (USM)
<i>Hypochaeris chillensis</i> (Kunth) Britton	h	n			CA, YA	3000-4000	H.B. 243 (USM), P.G. 1215 (USM)
<i>Hypochaeris meyeniana</i> (Walp.) Benth. & Hook. f. ex Griseb.	h	n			CA, YA	3500-4500	P.G. 190, 624 (USM)
<i>Hypochaeris sessiliflora</i> Kunth	h	n			CA, YA	3500-4500	P.G. 1220, 749, 774 (USM)
<i>Hypochaeris taraxacoides</i> (Meyen & Walp.) Ball	h	n			CA, YA	3500-4500	P.G. 1273, 201 (USM)
<i>Jungia amplistipula</i> Cerrate	a	n		x	CA, HI	2000-2500	R.F. 9719 (MO, USM), P.G. 1852 (USM)
<i>Jungia axillaris</i> (Lag. ex DC.) Spreng.	a	n			CJ, CA, HL, HI, YA	1500-3000	P.G. 1000, 1956, 8o8 (USM)
<i>Jungia schueriae</i> Harling	s	n		x	CA, HI, YA	2000-3500	P.G. 3625, 3775, 708 (USM)
<i>Jungia vitocensis</i> Cuatrec.	a	n		x	CA	2500-3000	G.V. 7098 (MOL)
<i>Lactuca sativa</i> L.	h	c			YA	0-1000	f!
<i>Lactuca scariola</i> L.	h	i	x		LI	0-1000	f!
<i>Leucheria daucifolia</i> (D. Don) Crisci	h	n			CA, HI, YA	3500-4500	F.M. 865 (F, US), wilkes s.n. (GH)
<i>Lomanthus abadianus</i> (DC.) B. Nord. & Pelsler	s	n		x	CA, HA, LI	0-4000	G.V. 4180 (MOL)
<i>Lomanthus albaniae</i> (H. Beltrán) B. Nord. & Pelsler	h	n			CA, HI	3000-4000	H.B. 3474 (USM), P.G. 1218 (USM)
<i>Lomanthus calachaquensis</i> (Cabrera) B. Nord.	h	n		x	CA, YA	3500-4000	G.V. 7118 (MOL)
<i>Lomanthus cantensis</i> (Cabrera) P. Gonzáles	h	n		x*	CA	2000-3000	P.G. 1801, 1838 (USM), Meza I. 184 (MO), Sullivan G.A. 939 (MO), G.V. 4924 (MOL)
<i>Lomanthus cerrateae</i> (Cabrera) B. Nord. & Pelsler	s	n		x*	CA	2500-3500	P.G. 1103 (USM)
<i>Lomanthus cuatrecasii</i> (Cabrera) P. Gonzáles	s	n			HI, YA	3500-4500	H.B. 1735, 1765 (USM), E.C. 1886 (USM)
<i>Lomanthus lomincola</i> (Cabrera) B. Nord. & Pelsler	s	n		x	HA, LI	0-1000	Velarde O. 100 (LP)

<i>Lomanthus subcandidus</i> (A. Gray) B. Nord.	a	n		x	CA, HI, YA	2000-3500	P.G. 1102, 1888, 3658, 552, 606 (USM)
<i>Lomanthus tovari</i> (Cabrera) B. Nord. & Pelsner	a	n		x*	CA, HI, YA	2000-3500	P.G. 1223, 1796, 526 (USM)
<i>Lomanthus velardei</i> (Cabrera) B. Nord. & Pelsner	h	n		x*	CA	2000-3000	P.G. 1798 (USM), G.V. 7468 (MOL)
<i>Lomanthus yauyensis</i> (Cabrera) B. Nord. & Pelsner	s	n		x	CA, YA	2500-4000	H.B. 1631, 1728, 2576, 46, 223 (USM), P.G. 3571 (USM)
<i>Lophopappus berberidifolius</i> Cuatrec.	a	n			YA	3000-3500	H.B. 88 (USM)
<i>Loricaria ferruginea</i> (Ruiz & Pav.) Wedd.	s	n			HI	4000-5000	P.G. 2830 (USM)
<i>Loricaria graveolens</i> (Sch. Bip.) Wedd.	s	n			HI, YA	4000-5000	Beltrán A. 2 (USM), E.C. 1227 (F, MO, USM), P.G. 2829 (USM)
<i>Loricaria lycopodinea</i> Cuatrec.	s	n		x		2500-4500	Beltrán et al. (2006)
<i>Loricaria thyrsoides</i> (Cuatrec.) M.O. Dillon & Sagást.	s	n			CA, HI	4000-5000	F.M. 2985 (F, GH), G.V. 5542 (MOL)
<i>Matricaria recutita</i> L.	h	i			HI, YA	0-4000	F.M. 458 (F)
<i>Microseris pygmaea</i> D. Don	h	n			CA	3500-4000	Granda A. 1438 (MOL), G.V. 7790 (MOL)
<i>Mikania micrantha</i> Kunth	s	n			BA, CA, LI	0-2000	P.G. 147 (USM)
<i>Misbrookea strigosissima</i> (A. Gray) V. A. Funk	h	n			CA, YA	3500-5000	P.G. 1272 (USM)
<i>Mniodes coarctata</i> Cuatrec.	h	n			HI	4000-5000	P.G. 2760 (USM)
<i>Mniodes kunthiana</i> (DC.) S. E. Freire	h	n			CA	4000-5000	P.G. 1276, 794 (USM)
<i>Mniodes longifolia</i> (Cuatrec. & Aristeg.) S. E. Freire	h	n			YA	4000-5000	H.B. 318 (USM)
<i>Mniodes pickeringii</i> (A. Gray) S. E. Freire	h	n			HI	3500-4500	F.M. 705 (F, US)
<i>Mniodes piptolepis</i> (Wedd.) S. E. Freire	h	n			CA, YA	4000-4500	P.G. 1281, 770, 772 (USM)
<i>Mniodes pulvinata</i> Cuatrec.	h	n			CA, YA	4000-5000	H.B. 423 (USM), Meza I. 200 (F, MO, USM)
<i>Mniodes schultzii</i> (Wedd.) S. E. Freire	h	n			CA, HI, YA	4000-5000	P.G. 2664, 2738, 2832, 765, 796 (USM)
<i>Mniodes subspicata</i> (Wedd.) S.E. Freire	h	n			HI	3500-4500	F.M. 614, 615, 704, 741, 742 (F)
<i>Monactis jelskii</i> Hieron.	a	n		x			Beltrán et al. (2006)
<i>Monactis macbridei</i> H. Rob.	a	n			HI	3500-4000	F.M. 771 (US, F)
<i>Munnozia lyrata</i> (A. Gray) H. Rob. & Brettell	h	n			CA, YA	2500-4000	P.G. 1110, 1704, 540, 92 (USM)
<i>Mutisia acuminata</i> Ruiz & Pav.	a	n			, CJ, CA, HL, HI, YA	2000-4000	P.G. 1027, 1947, 3797 (USM)
<i>Mutisia acuminata</i> Ruiz & Pav. var. <i>hirsuta</i> (Meyen) Cabrera	a	n			HI	2000-4000	R.F. 7697 (US, USM), Hutchison P.C. 1044 (F, GH, MO, USM)
<i>Mutisia hastata</i> Cav.	h	n			CA, HI, YA	3500-4000	Gentry A. 21639 (F), wilkes s.n. (GH, US)
<i>Mutisia mathewsii</i> Hook. & Arn.	h	n		x	CA, HI, YA	3500-4000	R.F. 6338a (USM), P.G. 218a (USM)

Gonzáles: Riqueza y distribución de Asteraceas en el departamento de Lima (Perú)

<i>Nothobaccharis candolleana</i> (Steud.) R. M. King & H. Rob.	a	n		x*	CA	500-1000	P.G. 1587 (USM), G.V. 733 (MOL)
<i>Noticastrum marginatum</i> (Kunth) Cuatrec.	h	n			YA	3500-4500	f!
<i>Novenia tunariensis</i> (Kuntze) S. E. Freire	h	n			CA, HI, YA	4000-5000	E.C. 2001 (USM), G.V. 4148 (MOL)
<i>Onoseris albicans</i> (D. Don) Ferreyra	s	n			CA, HL, HI	2000-2500	P.G. 1802, 1941, 51 (USM)
<i>Onoseris amplexicaulis</i> Ferreyra	h	n		x*	HI	2000-2500	R.F. 1375, 16894, 2028, 3420, 656, 7600, 9172, 9185 (USM)
<i>Onoseris annua</i> Less.	h	n		x	CJ, CA, HL, HI	1500-2500	R.F. 19164, 3518, 3520, 3548, 9711a (USM), P.G. 712 (USM)
<i>Onoseris odorata</i> (D. Don) Hook. & Arn.	h	n		x	CA, HI	500-2500	P.G. 1786, 510, 585, 886, 924 (USM)
<i>Ophryosporus ferreyrii</i> H. Rob.	a	n		x*	CA	3000-4000	G.V. 7027 (MOL)
<i>Ophryosporus floribundus</i> (DC.) R. M. King & H. Rob.	a	n			CA	1500-2500	G.V. 4785 (MOL)
<i>Ophryosporus galioides</i> (DC.) R. M. King & H. Rob.	a	n		x	CA	2000-2500	P.G. 1892 (USM)
<i>Ophryosporus hartwegii</i> (B. L. Rob.) R. M. King & H. Rob.	a	n			CA	1500-2500	P.G. 1716 (USM)
<i>Ophryosporus heptanthus</i> (Sch. Bip. ex Wedd.) R. M. King & H. Rob.	a	n			YA	3000-4000	H.B. 233 (USM), Trinidad H. 1135, 439 (USM)
<i>Ophryosporus peruvianus</i> (J. F. Gmel.) R. M. King & H. Rob.	a	n			CA, HA, YA	1000-3000	P.G. 254, 3631, 674, 839, 926 (USM)
<i>Ophryosporus piquerioides</i> (DC.) Benth. ex Baker	a	n			CA,	2500-3000	P.G. 3628 (USM)
<i>Ophryosporus pubescens</i> (Sm.) R. M. King & H. Rob.	a	n		x	CA, HA, LI	0-2500	R.F. 12443, 2055 (USM), P.G. 1857, 947 (USM)
<i>Oriastrum cochlearifolium</i> A. Gray	h	n			CA, HI	4500-5500	P.G. 2758 (USM), Meza I. 225 (MO, USM)
<i>Oritrophium hieracioides</i> (Wedd.) Cuatrec.	h	n			CA, YA	4000-4500	P.G. 773 (USM)
<i>Pappobolus lanatus</i> (Heiser) Panero	h	n		x	HI, HA	1500-3500	Beltrán et al. (2006)
<i>Paracalia jungioides</i> (Hook. & Arn.) Cuatrec.	a	n		x	CA, HL	2000-3500	P.G. 1968, 720, 958 (USM)
<i>Paranephelius ovatus</i> A. Gray ex Wedd.	h	n			CA, YA	3500-4500	P.G. 1224, 1225 (USM)
<i>Paranephelius uniflorus</i> Poepp.	h	n			CA, YA	3500-4500	H.B. 313 (USM), P.G. 185 (USM)
<i>Parastrephia quadrangularis</i> (Meyen) Cabrera	a	n			CA, HI, YA	3500-5000	P.G. 2634, 785 (USM)
<i>Pectis arida</i> D.J. Keil	h	n			LI	1500-3500	P.G. 583 (USM)
<i>Pentacalia poeppigiana</i> A. Granda	a	n		x	CA	2500-3000	Granda A. 1094, 2293, 2459 (MOL)
<i>Perezia multiflora</i> (Bonpl.) Less.	h	n			CA, HI, YA	4000-5000	P.G. 1268 (USM)

Gonzáles: Riqueza y distribución de Asteraceas en el departamento de Lima (Perú)

<i>Perezia pinnatifida</i> (Bonpl.) Wedd.	h	n			CA, HI, YA	4000-5000	F.M. 3031, 843, 846 (F, GH), P.G. 2637 (USM)
<i>Perezia pungens</i> (Bonpl.) Less.	h	n			, CJ, CA, HI, YA	3500-4500	P.G. 3664 (USM)
<i>Perymenium jelskii</i> (Hieron.) S. F. Blake	a	n			CA	2000-2500	P.G. 1897 (USM)
<i>Phalacraea latifolia</i> DC.	h	n		x		2000-3000	Beltrán et al. (2006)
<i>Philoglossa peruviana</i> DC.	h	n	x	x	CA, HL, HA, LI	0-1500	R.F. 11819, 3961, 9549 (USM)
<i>Picrosia longifolia</i> D. Don	h	n	x		BA	0-500	f!
<i>Pluchea chingoyo</i> (Kunth) DC.	a	n			CÑ, CA, HI, LI	0-1500	P.G. 1588, 916 (USM)
<i>Polyachyrus sphaerocephalus</i> D. Don	h	n			CJ, CA, HI, YA	2500-3500	P.G. 1080, 1214 (USM)
<i>Porophyllum ruderale</i> (Jacq.) Cass.	h	n	x		CA, LI	1000-3500	P.G. 1760, 631, 888 (USM)
<i>Proustia berberidifolia</i> (Cuatrec.) Ferreyra	a	n		x	HI	3000-3500	E.C. 4675 (USM), Gutte s.n. (USM)
<i>Proustia cuneifolia</i> D. Don	a	n			CA	2500-3000	P.G. 696 (USM)
<i>Santolina chamaecyparissus</i> L.	a	c			LI	0-500	Soukup 995 (F)
<i>Schkuhria pinnata</i> (Lam.) Kuntze ex Thell.	h	n	x		CA, YA	0-2000	P.G. 814 (USM)
<i>Senecio adenophylloides</i> Sch. Bip.	a	n			CA, HI, YA	3500-5000	P.G. 2653, 2737 (USM), Meza I. 195 (MO)
<i>Senecio arachnolomus</i> Wedd.	h	n		x	CA, OY	3500-4000	Beltrán s.n. (USM)
<i>Senecio bolivarianus</i> Cuatrec.	h	n		x	OY	4000-5000	P.G. 1919 (USM)
<i>Senecio breviscapus</i> DC.	h	n			CA, YA	4000-4500	H.B. 1773, 1788 (USM), E.C. 1266 (USM), G.V. 2278 (MOL)
<i>Senecio candollei</i> Wedd.	h	n			CA, YA	3500-5000	Beltrán A. 3 (USM), Meza I. 214 (MO), G.V. 2494 (MOL),
<i>Senecio canescens</i> (Bonpl.) Cuatrec.	h	n			CA, YA	3500-5000	Beltrán A. 1 (USM), F.P. 14587 (MO), G.V. 5245 (MOL)
<i>Senecio casapaltensis</i> Ball	h	n		x	CA	4000-4500	G.V. 5790 (MOL)
<i>Senecio chiquianensis</i> Cabrera	s	n		x	YA	3000-4000	E.C. 1103 (USM)
<i>Senecio collinus</i> DC.	a	n		x	CA, YA	3500-4500	H.B. 1729, 2568, 417 (USM), P.G. 1285, 186 (USM), Meza I. 176 (MO)
<i>Senecio comosus</i> Sch. Bip.	h	n			CA, YA	3500-5000	H.B. 374 (USM), P.G. 197 (USM)
<i>Senecio condimentarius</i> Cabrera	h	n		x	CA, YA	3500-4500	H.B. 1785, 305 (USM), P.G. 1219, 1271 (USM)
<i>Senecio culcitioides</i> Sch. Bip.	h	n			CA, YA	3600-4000	Meza I. 181 (MO)
<i>Senecio danai</i> A. Gray	h	n		x	CA	3000-4000	Meza I. 216 (MO), G.V. 4480 (MOL)
<i>Senecio evacoides</i> Sch. Bip.	h	n			CA, YA	4000-5000	H.B. 1700, 1780, 2572, 2577 (USM), Meza I. 198 (MO), Sánchez S. 41 (MO), G.V. 5215 (MOL)
<i>Senecio expansus</i> Wedd.	h	n			YA	4000-4500	H.B. 2559 (USM)
<i>Senecio ferreyrae</i> Cabrera	a	n		x	YA	3500-4500	Beltrán A. 9 (USM), E.C. 1207 (USM)

González: Riqueza y distribución de Asteraceas en el departamento de Lima (Perú)

<i>Senecio flaccidifolius</i> Wedd.	s	n			YA	3500-4000	H.B. 1782 (USM)
<i>Senecio gamolepis</i> Cabrera	h	n		x	CA, HI, YA	4000-4500	Asplund E. 11418 (USM), H.B. 1687 (USM), P.G. 2656 (USM), Meza I. 213 (MO), G.V. 4474 (MOL)
<i>Senecio geniculipes</i> Cuatrec.	a	n		x	HI, YA	3500-4000	H.B. 1761, 2580 (USM), P.G. 2747 (USM)
<i>Senecio genisianus</i> Cuatrec.	h	n		x	CA	4000-5000	G.V. 2685 (MOL)
<i>Senecio gracilipes</i> A. Gray	h	n		x	CA, YA	2500-4000	P.G. 1105, 1703, 3618 (USM)
<i>Senecio hastatifolius</i> Cabrera	s	n			CA, YA	3500-4000	H.B. 1787, 310 (USM), P.G. 1216 (USM)
<i>Senecio hohenackeri</i> Sch. Bip.	a	n			CA, YA	3000-5000	H.B. 2, 2558, 286 (USM), G.V. 1506 (MOL)
<i>Senecio hyoseridifolius</i> Wedd.	h	n			YA	3500-4500	H.B. 2566 (USM)
<i>Senecio infernalis</i> Cabrera	a	n			CA, HI, YA	3000-4000	H.B. 284 (USM), R.F. 7007 (USM), G.V. 2524 (MOL)
<i>Senecio infernillensis</i> Cuatrec.	a	n		x*	HI	3000-3500	R.F. 7005 (US, USM, LP, MOL)
<i>Senecio klattii</i> Greenm.	h	n			YA	3500-4000	fl
<i>Senecio larahuinensis</i> H. Beltrán & A. Galán	a	n		x*	HI, YA	3500-4000	H.B. 2557 (USM)
<i>Senecio macrorrhizus</i> Wedd.	h	n		x	YA	4000-4500	fl
<i>Senecio modestus</i> Wedd.	h	n			CA, YA	3000-4500	E.C. 1252 (USM), Meza I. 208 (MO), G.V. 4466 (MOL)
<i>Senecio nivalis</i> (Kunth) Cuatrec.	h	n			CA, HI, YA	4000-5000	H.B. 416 (USM), P.G. 2742, 791 (USM)
<i>Senecio nutans</i> Sch. Bip.	a	n			CA, HI, YA	3000-4500	P.G. 2810, 2812, 768 (USM)
<i>Senecio pensilis</i> Greenm.	a	n			HI, YA	3500-4000	P.G. 2659, 2768 (USM)
<i>Senecio pflanzii</i> (Perkins) Cuatrec.	h	n			HI, YA	3500-4500	H.B. 1764 (USM), E.C. 1256 (USM), P.G. 2657 (USM)
<i>Senecio pickeringii</i> A. Gray	a	n		x	HI	3500-4500	P.G. 2654 (USM)
<i>Senecio pyrenophilus</i> Cuatrec.	a	n		x	CA, YA	3000-3500	H.B. 2560 (USM), Meza I. 139 (MO), F.P. 14618 (USM, US, NY)
<i>Senecio repens</i> DC.	h	n			CA, YA	4000-4100	H.B. 2560b (USM), Meza I. 201, 206 (MO), G.V. 7110 (MOL)
<i>Senecio rhizomatus</i> Rusby	h	n			CA, YA	3500-5000	H.B. 1774, 289, 422 (USM), Meza I. 222 (MO), G.V. 5419 (MOL)
<i>Senecio richii</i> A. Gray	a	n		x*	CA, HL, YA	2000-3500	P.G. 1812, 1929, 3714, 650, 738 (USM)
<i>Senecio rudbeckiifolius</i> Meyen & Walp.	a	n			YA	3000-4500	H.B. 1725, 2564, 2575, 2581, 412 (USM), E.C. 1247 (USM)

González: Riqueza y distribución de Asteraceas en el departamento de Lima (Perú)

<i>Senecio rufescens</i> DC.	a	n			CA, YA	3500-4500	G.V. 480 (MOL)
<i>Senecio saxipunae</i> Cuatrec.	a	n		x*	HI	4000-5000	P.G. 2646, 2736 (USM), F.M. 587 (US, F)
<i>Senecio serratifolius</i> (Meyen & Walp.) Cuatrec.	h	n			HI, YA	4000-5000	P.G. 2630 (USM)
<i>Senecio soukupii</i> Cuatrec.	h	n		x	YA	3000-4500	H.B. 2569, 374 (USM)
<i>Senecio spinosus</i> DC.	a	n			CA, HI, YA	3000-4500	P.G. 1269, 2749, 748 (USM)
<i>Senecio sublutescens</i> Cuatrec.	a	n		x	HI	3500-4500	P.G. 2641 (USM)
<i>Senecio tephrosioides</i> Turcz.	h	n			CA, YA	4000-4500	Meza I. 167 (MO)
<i>Senecio theresiae</i> O. Hoffm.	a	n		x	HI,	3500-4000	Therese 410 (M)
<i>Senecio violifolius</i> Cabrera	h	n			HI, YA	4000-5000	P.G. 2648, 2732 (USM)
<i>Senecio vulgaris</i> L.	h	i	x		CA, YA	0-4000	H.B. 1734, 2556 (USM), P.G. 797 b (USM)
<i>Sigesbeckia flosculosa</i> L'Hér.	h	n	x		CA, HI, HA, LI	0-2000	R.F. 14876, 17066, 9528 (USM), P.G. 1759, 923 (USM)
<i>Sigesbeckia jorullensis</i> Kunth	h	n	x		YA	2500-3500	González s.n. (USM)
<i>Smallanthus glabratus</i> (DC.) H. Rob.	a	n			CA	2500-3500	P.G. 1904, 93 (USM)
<i>Smallanthus parviceps</i> (S. F. Blake) H. Rob.	a	n			YA	2500-3500	H.B. 391 (USM)
<i>Smallanthus sonchifolius</i> (Poepp.) H. Rob.	h	n			HI, YA	2000-3000	González s.n. (USM)
<i>Soliva stolonifera</i> (Brot.) Sweet	h	n			CA, HI	0-1000	F.M. 819 (F), G.V. 5697 (MOL)
<i>Sonchus asper</i> (L.) Hill	h	i	x		CA	0-4000	P.G. 1739 (USM)
<i>Sonchus oleraceus</i> L.	h	i	x		BA, CA, HA, LI, YA	0-4000	P.G. 3749, 53, 685 (USM)
<i>Spilanthes leiocarpa</i> DC.	h	n	x		BA, CA, HL, LI	0-1000	R.F. 13541, 6050 (USM), G.V. 5646 (MOL)
<i>Stevia cajabambensis</i> Hieron.	s	n		x		2000-3500	Beltrán et al. (2006)
<i>Stevia macbridei</i> B. L. Rob.	s	n			CA, YA	2500-4000	H.B. 222 (USM), P.G. 1213, 3657 (USM)
<i>Stevia melissiaefolia</i> (DC.) Sch. Bip.	s	n		x	CA, HA	500-1000	G.V. 5938 (MOL)
<i>Stevia pabloensis</i> Hieron.	s	n		x		1500-3000	Beltrán et al. (2006)
<i>Stevia pearcei</i> B.L. Rob.	s	n		x			Beltrán et al. (2006)
<i>Stevia petiolata</i> (Cass.) Sch. Bip.	s	n			CA	1500-3500	P.G. 1104, 1813 (USM), Sullivan G.A. 955 (MO)
<i>Stevia puberula</i> Hook.	s	n			CA	2000-3500	P.G. 1050, 1701, 1871, 3756 (USM)
<i>Stevia weberbaueri</i> B. L. Rob.	s	n		x	BA		fl
<i>Stuckertiella capitata</i> (Wedd.) P. Beauv.	h	n			CA, HI, LI	3500-4500	Asplund E. 11318 (US), P.G. 1556 (USM), Rauh P84 (NY)
<i>Symphytotrichum subulatum</i> (Michx.) G. L. Nesom	h	n	x		LI	0-1000	R.F. 12415 (USM)
<i>Syncretocarpus sericeus</i> (DC.) S. F. Blake	a	n		x	CA, LI	0-1500	P.G. 813 (USM)
<i>Tagetes elliptica</i> Sm.	h	n	x		CA, LI, YA	2500-4000	P.G. 1217 (USM)
<i>Tagetes filifolia</i> Lag.	h	n	x		CA, LI, YA	2500-4000	H.B. 246 (USM), G.V. 5337 (MOL)

González: Riqueza y distribución de Asteraceas en el departamento de Lima (Perú)

<i>Tagetes gracilis</i> DC.	h	n	x		CA, LI, YA	3000-4000	H.B. 322 (USM), G.V. 4938 (MOL)
<i>Tagetes minuta</i> L.	h	c	x		BA, YA	0-2500	f!
<i>Tagetes multiflora</i> Kunth	h	n	x		CA, LI, YA	500-4000	P.G. 1051, 159, 3667, 3723, 60 (USM)
<i>Tanacetum cinerariifolium</i> (Trevir.) Sch. Bip.	h	i			BA, LI		f!
<i>Tanacetum parthenium</i> (L.) Sch. Bip.	h	i			CA, LI	3000-4000	G.V. 2795 (MOL)
<i>Taraxacum fernandezianum</i> Dahlst. ex Skottsbo.	h	i	x		BA, CA, YA	0-4500	P.G. 108, 1280, 202 (USM)
<i>Tessaria integrifolia</i> Ruiz & Pav.	a	n			BA, CA, HL, HI, LI, YA	0-1500	P.G. 127, 867 (USM)
<i>Trixis cacalioides</i> (Kunth) D. Don	a	n			BA, CJ, CA, HL, HI, HA, LI, YA	0-2000	P.G. 1978, 890, 936 (USM)
<i>Trixis churinensis</i> B. Herrera	a	n		x	CJ	2000-2500	R.F. 6151 (USM)
<i>Trixis peruviana</i> Katinas	a	n		x*	CJ	2000-3000	Landerman 5425 (K)
<i>Verbesina andina</i> Sagást.	a	n		x	YA	3000-4000	f!
<i>Verbesina hastifolia</i> S. F. Blake	a	n		x*	CA, LI	1500-3500	P.G. 1047, 1312, 1803, 3765, 539 (USM)
<i>Verbesina saubinetioides</i> S. F. Blake	a	n			CA, LI	500-3000	P.G. 1311, 529, 64 (USM)
<i>Villanova oppositifolia</i> Lag.	h	n	x		CA, HL, HI, HA, LI, YA	0-3000	E.C. 9157 (USM), P.G. 3725 (USM), Meza I. 130 (MO)
<i>Villanova titicacensis</i> (Meyen & Walp.) Walp.	h	n			CA, LI	1500-4000	P.G. 1210, 1865, 545 (USM)
<i>Wedelia helianthoides</i> Kunth	h	n	x		CA	2500-3000	P.G. 1046, 1048 (USM)
<i>Werneria caespitosa</i> Wedd.	h	n			CA	4000-4500	G.V. 6002 (MOL)
<i>Werneria heteroloba</i> Wedd.	h	n			BA	4000-4500	f!
<i>Werneria nubigena</i> Kunth	h	n			CA, YA	3500-5000	H.B. 302 (USM), P.G. 1270 (USM)
<i>Werneria orbignyana</i> Wedd.	h	n			CA, HI	4000-5000	P.G. 1275, 2636, 2835, 3570, 792 (USM)
<i>Werneria pumila</i> Kunth	h	n			CA, YA	3500-4500	P.G. 1277, 1279, 189 (USM)
<i>Werneria pygmaea</i> Gillies ex Hook. & Arn.	h	n			CA, YA	4000-4500	H.B. 433 (USM), P.G. 1274 (USM)
<i>Werneria villosa</i> A. Gray	h	n			YA	3500-4500	H.B. 298 (USM)
<i>Xenophyllum ciliolatum</i> (A. Gray) V. A. Funk	h	n			HI	4000-5500	P.G. 2658, 2665, 2754 (USM)
<i>Xenophyllum dactylophyllum</i> (Sch. Bip.) V. A. Funk	s	n			CA, HI	4000-5501	P.G. 2753, 2825 (USM), G.V. 6070 (MOL)
<i>Xenophyllum decorum</i> (S. F. Blake) V.A. Funk	h	n			CA, HI	4000-5502	P.G. 2655, 2730 (USM), G.V. 4461 (MOL)
<i>Xenophyllum digitatum</i> (Wedd.) V. A. Funk	h	n			HI	4000-5503	P.G. 2629, 2632 (USM)
<i>Xenophyllum poposum</i> (Phil.) V. A. Funk	h	n			CA, HI, YA	4000-5504	P.G. 2642, 2766 (USM), G.V. 5540 (MOL)
<i>Xenophyllum staffordiae</i> (Sandwith) V. A. Funk	a	n		x	CA, HI	4000-5505	P.G. 2667, 2735 (USM), G.V. 5804 (MOL)
<i>Zinnia peruviana</i> (L.) L.	h	n	x		CA	1000-2500	P.G. 1787, 887 (USM), Sullivan G.A. 925 (MO)

Notas sobre *Iresine weberbaueri*
(Amaranthaceae), una especie endémica del
valle Marañón en el norte del Perú

Notes on *Iresine weberbaueri* (Amaranthaceae), an
endemic species from Marañón Valley in northern
Peru



*Eric F. Rodríguez Rodríguez, Rosa Ramírez Vargas & Victoria
Rimarachín Cayatopa*

Herbarium Truxillense (HUT), Universidad Nacional de Trujillo. Jr. San Martín 392.
Trujillo, Perú. erodriguez@unitru.edu.pe

*Elmer Alvítez Izquierdo, Luis Pollack Velásquez & Emiliana
Huamán Rodríguez*

Departamento Académico de Ciencias Biológicas, Facultad de Ciencias Biológicas,
Universidad Nacional de Trujillo. Avda. Juan Pablo II s.n. Trujillo, Perú.

José R. Campos de la Cruz

Museo de Historia Natural de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Av.
Arenales 1256, Aptdo. 14-0434, Lima-14, Perú.

Resumen

Iresine weberbaueri Suess. (Amaranthaceae) “flor blanca” es una especie endémica del valle Marañón en el norte de Perú, muy distintiva e inconfundible del resto de especies del género. Se encuentra restringida a localidades colindantes de las regiones de Amazonas, Ancash, Cajamarca, Huánuco y La Libertad, pertenecientes a la zona fitogeográfica de elevada riqueza endémica denominada Amotape-Huancabamba, entre los 980-2065 m de elevación. Constituye la flora de las regiones ecológicas Matorral Desértico (MD) y Bosques Secos (BS), creciendo en laderas rocoso-pedregoso-arcillosas. El gobierno peruano la considera como Casi Amenazada (NT) y según los criterios UICN indicados en «El Libro Rojo de las plantas endémicas del Perú» es reconocida como En Peligro (EN, B1a). El estudio está basado en la revisión de material de herbario (B, CPUN, F, GH, HUT, MO, US, USM) y en cinco expediciones al valle del Marañón (2000, 2003 y tres en el 2015) a fin de efectuar nuevas colecciones, observaciones, tomas fotográficas y una evaluación de la especie. Las colecciones se realizaron de acuerdo con la metodología y técnicas convencionales de herborización, siendo depositadas en el herbario HUT. La revisión de material en los herbarios indica que está pobremente representada en estas instituciones. Es muy empleada en medicina popular humana, sin embargo, es poco o mal conocida en el mundo científico y académico. La principal amenaza antrópica es la extracción de las inflorescencias, en parte motivada por los precios elevados en el mercado nacional, lo que causa fuerte depredación. Es urgente declararla como Planta Intangible y su conservación debe ser integral e involucrar diferentes niveles de decisión. En este sentido, el objetivo del presente trabajo es difundir aspectos de su taxonomía, nuevas colecciones, fenología, distribución geográfica y ecología, etnobotánica y usos, estado actual de conservación, estrategias de conservación, así como clarificar a la comunidad académica, científica y popular sobre la utilización correcta de su denominación taxonómica.

Palabras Clave: *Iresine weberbaueri*, “flor blanca”, endémica, planta medicinal, conservación, valle Marañón, norte del Perú.

Abstract

Iresine weberbaueri Suess. (Amaranthaceae), commonly called “white flower”, is an endemic species from Marañón Valley in northern Peru that is very distinctive and unmistakable from other species of the genus. It is restricted to the nearby towns of the regions of Amazonas, Ancash, Cajamarca, Huanuco and La Libertad that belong to the phytogeographic zone of high endemic wealth named Amotape-Huancabamba, between 980-2065 m of elevation. This species is part of the flora that constitutes Desert Shrubland (SD) and Dry Forests (FD) ecological regions, and grows in rocky-stony-clay slopes. The Peruvian government has recognized it as Near Threatened (NT) and according to the IUCN criteria in the “Red Data Book of Peru’s Endemic Plants” is treated as Endangered (EN, B1a). The study is based on the revision of herbarium material (B, CPUN, F, GH, HUT, MO, US, USM) and in five expeditions to the Marañón Valley (2000, 2003 and three in 2015) to gather new collections, observations, photo shoots and an assessment of the species. The field collections of this species were carried out according to conventional techniques and methodology of herborization and then deposited at the HUT herbarium. The revision of herbarium material indicates that is usually poorly represented in these institutions. Even though this species is well known popularly for its use in traditional medicine, it remains poorly known in the scientific and academic environment. Its main anthropogenic threat is the hand removal of the inflorescences which is motivated by the high market demand and that causes strong depredation. It is urgent to declare it as Intangible Plant and its conservation must be comprehensive and involves different levels of decision. In this regard, the objective of this article is to disseminate aspects of its taxonomy, new collections, phenology, distribution and ecology, ethnobotany and uses, current conservation status, conservation strategies, and to clarify in the popular, academic and scientific community the proper use of its taxonomic denomination.

Keywords: *Iresine weberbaueri*, “white flower”, endemic, medicinal plant, conservation, Marañón Valley, northern Peru.

Introducción

El género *Iresine* (Amaranthaceae) descrito por P. Browne en 1756 está probablemente confinado al Nuevo Mundo y su número de especies se estima en 70 o más, sin embargo, existe cierta variabilidad infragenérica por lo que, su delimitación sería alrededor de 40 especies, siendo necesario realizar estudios más acuciosos al respecto. Conjuntamente con *Alternanthera*, *Gomphrena*, *Pfaffia* y *Amaranthus*, es uno de los géneros en el neotrópico con el mayor número de especies dentro de la familia, y está constituido por hierbas anuales o perennes, arbustos, lianas o raramente pequeños árboles (Eliasson, 1987; Nee, 2004; Mabberley, 1997, 2008; The Plant List, 2015).

El género presenta importancia económica, tanto como plantas ornamentales y medicinales (Stanley, 1937; Eliasson, 1987; Brack Egg, 1999; Mabberley, 1997, 2008; Nepomuceno & Ishiki, 2010; Sánchez, 2011).

En el Perú, se encuentra representado por siete taxones entre especies y subespecies (Borsch, 1993), distribuidos en las regiones andina y amazónica (Sagástegui & Leiva, 1993; Borsch, 1993; Rodríguez, 2010). Actualmente, son consideradas a dos especies endémicas: *I. macbridei* Standl. de Junín e *I. weberbaueri* Suess. de Amazonas, Huánuco y La Libertad, categorizadas bajo los criterios UICN como En Peligro Crítico (CR, B1a) y En Peligro (EN, B1a) respectivamente (León *et al.*, 2006). Mientras que, para la primera especie no existen colecciones desde la década de 1920, para la segunda se han registrado escasas colecciones alrededor de la localidad tipo en el valle Marañón, por lo que, se encuentra

pobremamente representada en los herbarios del mundo. Sin embargo, se ha podido notar que en estas instituciones, principalmente peruanas, se encuentra como material indeterminado o mal determinado (e.g.: *Buddleja*, *Buddleja rufescens*, *Buddleja utilis* o confundidas con otras especies de *Iresine*). Inclusive, esta confusión en la denominación taxonómica se ha evidenciado en la parte académica y científica por mucho tiempo (ver López, 1983, 1998; Ramírez *et al.*, 1998; Bussmann & Sharon, 2007; Bussmann & Glenn, 2010; Guevara, 2011).

I. weberbaueri, conocida como “florblanca” en el valle del Marañón, definitivamente es una especie muy distintiva e inconfundible del resto de especies del género. Se trata de un arbusto de hasta 4 m de alto con abundante tomento blanquecino en las inflorescencias terminales, ramas jóvenes y envés de las hojas opuestas que a su vez son coriáceas y angostadas. Precisamente, las inflorescencias de hasta medio metro de largo son empleadas en medicina tradicional por atribuirles propiedades curativas, hecho determinante para su depredación y venta en diversos mercados del país a precios elevados; constituyéndose en su principal amenaza.

Con la finalidad de tener un mejor conocimiento de la especie, el objetivo del presente trabajo es difundir aspectos de su taxonomía, nuevas colecciones, fenología, distribución geográfica y ecología, etnobotánica y usos, estado actual de conservación, estrategias de conservación, y clarificar a la comunidad académica, científica y popular sobre la utilización de su correcta denominación taxonómica.

Material y métodos

El estudio está basado en la revisión de material de herbario (acrónimos: B, CPUN, F, GH, HUT, MO, US, USM) (Thiers, 2015); y en las colecciones efectuadas en el norte del Perú en las diversas expediciones botánicas efectuadas por personal del Herbarium Truxillense de la Universidad Nacional de Trujillo (HUT) a lo largo de su historia. Particularmente, cinco expediciones al valle del Marañón (2000, 2003 y tres en el año 2015) permitieron efectuar colecciones, observaciones, tomas fotográficas y una evaluación de la especie. Las colecciones se realizaron de acuerdo con la metodología y técnicas convencionales de herborización (Rodríguez & Rojas, 2006). El material botánico fue depositado en el herbario HUT bajo la numeración del autor principal y la codificación del mencionado herbario (ver Material Examinado).

Para la especie, se indica: El nombre científico aceptado en negrita y cursiva (otros nombres para la especie solo en cursiva), seguido con la cita del nombre del autor del epíteto específico, de la referencia bibliográfica original abreviada, y el protólogo del tipo.

La descripción taxonómica está basada en las observaciones de campo y herbario; así como en lo indicado por Stanley (1937) y Sánchez (2011).

A fin de obtener mayor información sobre la especie se consultó el capítulo de Amaranthaceae en "Flora of Peru" (Stanley, 1937), "Catálogo de las Angiospermas y Gimnospermas del Perú" (Borsch, 1993), y "El libro rojo de las plantas endémicas del Perú" (León *et al.*, 2006). Asimismo, los portales de internet: The Plant List (The Plant List, 2015) y The International Plant Names Index (IPNI, 2015).

Adicionalmente, se revisó los portales de instituciones extranjeras que alojan colecciones botánicas para la especie peruana, tales como: Botanical Type Specimen Register (US) del Department of Botany, Smithsonian National Museum of Natural History (NMNH, 2015); Herbarium Botanic Garden and Botanical Museum Berlin-Dahlem, Freie Universität Berlin (B) Herbarium Berolinense (Röpert, 2015); TROPICOS-Base de Datos del Missouri Botanical Garden Herbarium (MO) (Tropicos, 2015); Harvard University Herbaria (GH) (HUH, 2015); y The Field Museum (F) (The Field Museum, 2015).

Resultados y discusión

Iresine weberbaueri Suess., Repert. Spec. Nov. Regni Veg. 35: 323. 1934.

PERU. Departamento La Libertad, provincia Pataz, valley of the Marañón above Uchos, 1800-1900 m, 26-VII-1914, A. Weberbauer 7022 (Tipo: B!-10 0242394; Isótipos: F, negativo isótipo foto 64456, GH!-00037120, MOL!, US!-1444981).

Trommsdorffia weberbaueri (Suess.) Pedersen, Adansonia, sér. 3, 19 (2): 249-250. 1997.

Pedersenia weberbaueri (Suess.) Holub, Preslia 70 (2): 181. 1998.

Son dos nuevas combinaciones para *Iresine weberbaueri*; sin embargo hasta el momento son nombres aún por resolver (The Plant List, 2015).

Descripción taxonómica breve:

Arbusto o pequeño arbolito de hasta 4 m de alto, tallo de hasta 10 cm de diámetro en la base, ramitas pequeñas axilares conspicuas y a lo largo de las ramificaciones; ramas jóvenes, raquis de la inflorescencia y envés de las hojas blanco-tomentosos, tomento denso y fino, constituido por tricomas simples pluricelulares más cortos que en la inflorescencia. Hojas opuestas, peciolo

canalados de 0,5-1,2 cm de largo, lámina linear-lanceolada o linear-oblonga, entera, coriácea, ápice agudo a obtuso-apiculado, base atenuada, cara adaxial glabra, verde claro, verde oscuro en la hojas de mayor edad o secas, cara abaxial blanco-tomentosas con nervaduras prominentes; (5,5-)7-11 cm de largo y 1,3-2,5 cm de ancho; hojas pequeñas acompañando a las más grandes. Inflorescencia en panículas terminales, amplias, densas, blanco-tomentosas tanto en floración como en fructificación, de hasta 40 cm de largo, ramas principales opuestas, las ramas secundarias y siguientes subopuestas o alternas, nunca dicotómicas. Capítulos redondeados, 8-10 flores, hasta 4 mm de diámetro, blanco-tomentosos. Flores, 0,8 mm de largo, sésiles, 1 bráctea y 2 bractéolas persistentes, envoltura floral constituida por 5 tépalos, escariosos, desiguales en ancho, blanco-tomentosas externamente y verde internamente, tomento constituido por tricomas simples, finos, multicelulares de hasta 1 mm de largo; estambres 5, amarillos, connados, unidos en la base por un corto anillo marrón oscuro; ovario súpero, con estilo poco diferenciado o corto y 2 estigmas; 1-ovular. Fruto utrículo compreso, membranáceo, indehiscente, cubiertos por abundante tomento igual a las flores. Fig. 1.

Fenología: Florece y fructifica mayormente entre mayo y setiembre.

Material Examinado:

PERÚ. Dpto. Amazonas: Above Balsas, 1000 m, A. Weberbauer 4267 (indicado por Suessenguth como parátipo). Provincia Chachapoyas, arriba de Balsas, ladera seca de arbustos, 1290 m, 14-V-1967, I. M. Sánchez V. 347 (F!-2160947). Provincia Chachapoyas, entre Balsas y Saullomur, ladera de árboles caducifolios, 1400 m, 06-V-1970, I. M. Sánchez V. & W. Ruíz V. 502 (CPUN!-3135, F!

2160951). **Dpto. Ancash:** Provincia Sihuas, ruta Huancaspata hacia Sihuas, entre puente Mamahuaje (río Marañón) y puente Cajas. Ladera rocoso-pedregosa-arcillosa y bosque seco: Bombacaceae caducifolias, presencia de abundantes individuos de *Iresine weberbaueri*, asociados con *Dodonaea viscosa*, *Kageneckia lanceolata*, *Schinus molle*, *Mentzelia heterosepala*, *Trixis cacalioides*, diversas Asteraceae, Malvaceae, entre otras, 2065 m, 08°34'40.8''S- 077°27'29.6'' W, 13-VI-2015, E. Rodríguez R., E. Alvítez I. & L. Pollack V. 3870 (HUT!-58280, por rep.).

Dpto. Cajamarca: Provincia Celendín, ruta Celendín-Bolívar, entre Limón y Balsas (río Marañón). Ladera rocoso-pedregosa-arcillosa y bosque seco con predominio de Bombacaceae caducifolias, Cactaceae columnares, Fabaceae y Capparaceae, 1194 m, S 06°50'49.7''- W 078°02'29.4'', 27-VII-2015, E. Rodríguez R., E. Alvítez I., L. Pollack V., E. Huamán R., V. Rimarachín C. & R. Vásquez C. 3872 (HUT!-58282, por rep.).

Dpto. La Libertad: Provincia Bolívar: Alrededores de Huanabamba, ladera, 980 m, 18-VI-1995, J. Mostacero L., F. Mejía C., F. Peláez P. & W. Zelada E. 3547 (HUT!-28898). Distrito Longotea. Ruta Bolívar-Balsas. Tulpac, entre San Vicente y Huanabamba. Bosque seco en ladera rocoso-pedregosa-arcillosa con *Eriotheca discolor*, *Armatocereus rauhii*, *Espostoa mirabilis*, *Browningia pilleifera*, *Melocactus peruvianus*, *Colicodendron scabridum*, *Bougainvillea peruviana*, *Leucaena trichodes*, *Cercidium praecox*, *Buddleja* sp., *Vallesia glabra*, *Prestonia* sp., *Clitoria* sp., *Tetramerium* sp., *Chromolaena* sp., *Pectis* sp., *Trixis cacalioides*, *Verbesina saubinetioides*, *Croton alnifolius*, *Tecoma rosaefolia*, *Nicotiana glutinosa*, *Solanum* sp., *Muntingia calabura*, *Krameria lappacea*, entre otras, 1335 m, S 08°58'45.3''- W 077°57'17.2'', 01-VIII-2015, E. Rodríguez R., E. Alvítez I., L. Pollack V., E. Huamán R., V. Rimarachín C. & R.

Vásquez C. 3968 (HUT!-58284, por rep.). Distrito Uchumarca. Pusac. Cultivated area interlinked with secondary inter-Andean dry forest, 1360 m, 06°58'40"S 077°57'05"W, 26-VI-2010, M. Monigatti & F. Díaz Vega 093 (MO!-6607359). Provincia Sánchez Carrión (Huamachuco), bajada a Chagual, en ladera seca, 1400 m, 19-V-1961, A. López M. & A. Sagástegui A. s.n. (HUT!-3396); Aricapampa Chagual (Carretera a Tayabamba), borde de carretera, pedregoso y seco, 1400 m, 28-VI-1974, A. López M. & A. Sagástegui A. 8282 (HUT!-12973, MO!-844349). Distrito Cochorco. Ruta Aricapampa - Corrales - Chagualillo. Bosque seco primario dominado por: *Eriotheca discolor*, *Pseudobombax cajamarcanus*, *Vallesia glabra*, *Acacia* sp., *Trixis cacalioides*, *Cercidium praecox*, *Buddleja* sp., *Chromolaena* sp., *Pectis* sp., *Verbesina saubinetioides*, *Croton alnifolius*, *Tecoma rosaefolia*, *Espostoa mirabilis*, *Armatocereus rauhii*, *Browningia pilleifera*, *Peperomia strawii*, *Nicotiana glauca*, *Nicotiana glutinosa*, *Iresine weberbaueri*, *Solanum* sp., entre otras, S 07°49'24.5" - W 077°39'15.3", 1650 m, 21-X-2015, E. Rodríguez R. & L. Pollack V. 4058 (HUT!-58315, por rep.). Provincia Pataz, Pataz, 1300 m, 9-VIII-1964, Paul C. Hutchison, J. Kenneth Wright & Richard M. Straw 6236 (MO!- 844535). Pataz, comprada en el mercado de Lima; C. Friedberg s.n. (USM!-77494). Pataz, comprada en el mercado de Lima, 1880 m, 25-VIII-1982, F. Álvarez R. 04 (USM!-42861). Pataz, comprada en el mercado de Lima, Desconocido. (USM!-77495). Pataz, comprada en el mercado de Lima, 1800 m, IX-1988; E. Cerrate de Ferreyra 9130 (USM!-77496). Chagual (ribera del río Marañón), sitio pedregoso-arcilloso, 1400 m, 19-VII-1967, H. Aguado s.n. (HUT!-6768); Chagual - Pataz, ladera rocosa, 1340 m, 7°49'S -77°38.2'O, 05-V-2003, A. Sagástegui A., M. Zapata C., E. Rodríguez R. & V. Medina I. 17226 (HUT!-40929). Along roadside just

to the W of bridge crossing Rio Marañón at Chagual, dry forest, 1300 m, 7°S - 77°W, 11-VII-1985, K. Young 1202a (HUT!-25334). Distrito Pataz, ruta Chagual - Vijus. Ladera con vegetación típica de bosque seco, asociada con: *Cercidium praecox*, *Vallesia glabra*, *Trixis cacalioides*, *Croton alnifolius*, *Espostoa mirabilis*, *Armatocereus rauhii*, *Browningia pilleifera*, *Nicotiana glutinosa*, *Eriotheca discolor*, *Solanum* sp., entre otras, 1278 m, S 07°49'05.3" - W 077°38'28.8", 08-VI-2015, E. Rodríguez R., E. Alvétez I. & L. Pollack V. 3760 (HUT!-58224, por rep.). Distrito Parcoy, ruta Chagual - Tayabamba, entre el Balcón del Diablo y Bella Aurora. Vegetación típica de bosque seco, asociada con: *Eriotheca discolor*, *Pseudobombax cajamarcanus*, *Cercidium praecox*, *Buddleja* sp., *Vallesia glabra*, *Chromolaena* sp., *Pectis* sp., *Trixis cacalioides*, *Verbesina saubinetioides*, *Croton alnifolius*, *Tecoma rosaefolia*, *Espostoa mirabilis*, *Armatocereus rauhii*, *Browningia pilleifera*, *Nicotiana glutinosa*, *Solanum* sp., Malphigiaceae, entre otras, 1873 m, S 07°53'47.2" - W 077°36'19.4", 10-VI-2015, E. Rodríguez R., E. Alvétez I. & L. Pollack V. 3799 (HUT!-58285, por rep.).

Etimología:

El epíteto genérico deriva de la palabra griega: εριος (*erios*, *eiros*), que significa "lana", en referencia a los tricomas en forma de vellos que cubren a ciertas especies (Soukup, 1986). Asimismo, Robertson (1981) indica que proviene del griego "eiresione" que significa corona o conjunto entrelazado con tiras de lana, en alusión a los tricomas largos que a menudo rodean el cáliz. Por otro lado, el epíteto específico fue dedicado por Karl Seussenguth en 1934 en honor al naturalista, botánico, estudioso de la flora peruana y profesor universitario alemán Augusto Weberbauer (1871-1948), quién a la vez fue su primer colector.

Nombre Vulgar:

“Flor blanca”: Colecciones: López & Sagástegui s.n. (HUT-3396); López & Sagástegui 8282; M. Monigatti & F. Díaz Vega 093; Rodríguez *et al.* 3760, 3799, 3870, 3872, 3968, 4058; Cerrate de Ferreyra 9130. Cano *et al.* (2006) indican la utilización de los nombres vulgares “quishuar” y “flor blanca” en el Callejón de Conchucos (Ancash). En la Categorización de especies amenazadas de Flora Silvestre propuesta por el gobierno peruano según el D.S. 043-2006-AG no indica nombre vulgar, y en “El libro rojo de las plantas endémicas del Perú” (León *et al.*, 2006) se indica al nombre vulgar como “desconocido”.

Distribución geográfica y ecología:

I. weberbaueri se encuentra restringida al valle del río Marañón en sus niveles medios e inferiores entre los 980-2065 m de elevación en diversas localidades de los departamentos o regiones de Amazonas, Huánuco, La Libertad (Borsch, 1993; León *et al.*, 2006), Cajamarca (Sánchez, 2011) y Ancash (Cano *et al.*, 2006). Borsch (1993) indica como altitud máxima 2500 m, sin embargo a esta elevación en el valle del Marañón es imposible encontrarla por imperar una vegetación completamente diferente. Todas las localidades pertenecen a la zona fitogeográfica de elevada riqueza endémica denominada Amotape-Huancabamba *sensu* Weigend (2002, 2004) y a las regiones ecológicas Matorral Desértico (MD) y Bosques Secos (BS) *sensu* Zamora (1996). Crece en lugares secos, rocosos, pedregosos y rocoso-pedregoso-arcillosos, borde de carreteras y laderas inhóspitas e inaccesibles, asociada con especies de árboles caducifolios o deciduos, cactáceas columnares y flora diversa del sotobosque, tales como: *Eriotheca discolor* (Kunth) A. Robyns “pate” y las endémicas *Eriotheca*

peruviana A. Robyns y *Pseudobombax cajamarcanus* Fern. Alonso (Malvaceae), *Vallesia glabra* (Cav.) Link (Apocynaceae), *Cercidium praecox* (Ruiz & Pav. ex Hook.) Harms “canaquil”, *Leucaena trichodes* (Jacq.) Benth. y la endémica *Maraniona lavinii* C. E. Hughes, G. P. Lewis, Daza & Reynel (Fabaceae), *Porlieria hygrometra* Ruiz & Pav. (Zygophyllaceae), *Lourtella resinosa* S. A. Graham, Baas & Tobe (Lythraceae), *Mentzelia heterosepala* Weigend & E. Rodr. (Loasaceae, endémica), *Ruprechtia albida* Pendry (Polygonaceae, endémica), *Tetramerium denudatum* T. F. Daniel (Acanthaceae, endémica), *Armatocereus rauhii* Backeb., *Browningia pilleifera* (F. Ritter) Hutchison y *Espositoa mirabilis* F. Ritter (Cactaceae, endémicas), *Deuterocohnia longipetala* (Baker) Mez (Bromeliaceae), *Croton alnifolius* Lam. y las endémicas *Dalechampia hutchinsoniana* G. L. Webster y *Jatropha macrantha* Müll. Arg. “huanarpo macho” (Euphorbiaceae), *Muntingia calabura* L. “cerezo de montaña” (Elaeocarpaceae), *Chromolaena* sp., *Pectis linifolia* L., *Trixis cacalioides* (Kunth) D. Don, *Verbesina saubinetioides* S. F. Blake (Asteraceae), *Tecoma rosaefolia* Kunth (Bignoniaceae), *Bougainvillea peruviana* Bonpl. “pata de gallo” “papelillo” (Nyctaginaceae), *Coccoloba* sp. (Polygonaceae), *Evolvulus alsinoides* (L.) L. y *Jacquemontia floribunda* (Kunth) Hallier f. (Convolvulaceae), *Nicotiana glutinosa* L., *Solanum* sp. (Solanaceae), *Krameria lappacea* (Dombey) Burdet & B. B. Simpson (Krameriaceae), *Peperomia strawii* Hutchison ex Pino & Klopfenstein (Piperaceae, endémica), entre otras. Igualmente, se constituyen en hábitat natural de *Falco sparverius* L. “cernícalo”, *Euscarthmus meloryphus* Wied, *Poospiza hispanioliensis Bonaparte* “dominiqui”, *Mimus longicaudatus* Tschudi “chisco”, *Crotophaga sulcirostris* Swaison “guardacaballo”, *Rhodopis vesper*

Lesson, “colibrí vespertino” *Cinclodes albiventris* (Philippi & Landbeck), *Notoprocta pentlandii* “perdiz”, *Zonotrichia capensis* Muller “gorrión peruano” y *Stenocercus latebrosus* Cadle “lagartija”, entre otras.

Etnobotánica y Usos:

Esta especie denominada “flor blanca” es muy utilizada en medicina popular o tradicional. Generalmente las inflorescencias son vendidas en los mercados de la costa (e.g.: Chimbote, Trujillo, Chiclayo, Lambayeque, Lima) y sierra (e.g.: Cajamarca, Celendín, Jaén, Huamachuco, Pataz, Sihuas) por atribuirle numerosas propiedades curativas. Su venta puede ser en las ciudades por personas de origen humilde quienes se empoderan de las diferentes calles para comercializarla conjuntamente con otras plantas medicinales, en “paradas” o en los mercados, en puestos de venta de productos medicinales de origen vegetal más sofisticadamente en forma embolsada o envasada y etiquetada (ver Figura 2). La presentación puede ser pura o mezclada con otras plantas medicinales [e.g.: con partes aéreas de *Equisetum giganteum* L. “cola de caballo”, hojas de *Bixa orellana* L. “achiote”, rizomas de *Niphidium crassifolium* (L.) Lellinger “calahuala”, hojas de *Myrcianthes rhopaloides* (Kunth) McVaugh “boldo peruano”, hojas de *Piper aduncum* L. “matico” y hojas de “uña de gato” *Uncaria guianensis* (Aubl.) J. F. Gmel. y *Uncaria tomentosa* (Willd.) DC.]. En estos centros de venta, se indica que tanto la mezcla como la forma pura se deben hervir y luego tomar para tratar los descensos y las inflamaciones de los ovarios en las mujeres especialmente; asimismo, se utiliza como un eficaz desinflamante de las vías urinarias en general (com. pers.: Delfina Gamarra y Demetrio Castillo). Al respecto, López (1983) indica el uso de las hojas y flores como desinflamante y en forma de decocción

para la leucorrea; Ramírez *et al.* (1998) mencionan el uso de las mismas partes de la planta, cuya composición presenta alcaloides y resinas; académicamente tiene acción depurativa y según el uso popular es de acción colagoga y sedante con un 78.4% de coincidencia; Cano *et al.* (2006) indica que es empleada en medicina tradicional como desinflamante y desinfectante; Bussmann & Sharon (2007) y Bussmann & Glenn (2010) señalan el uso de las flores al estado fresco o secas, administradas oralmente, en el alivio de las molestias durante la menstruación, inflamación de la matriz, quistes de los ovarios, inflamación del útero y para inflamaciones en general; Sánchez (2011) afirma que en los mercados de Cajamarca se vende como un efectivo desinflamante de las vías urinarias y próstata, regula la menstruación en las mujeres en edad fértil y hace disminuir los descensos vaginales; Ríos (2013) indica que las inflorescencias se usan en infusión como desinflamante del sistema digestivo y urinario en general, las mujeres toman el cocimiento de las flores para tratar los descensos e inflamaciones de útero y ovarios, asimismo, se utiliza para el tratamiento de inflamaciones de la próstata y vejiga urinaria, riñones y diurético, para tal fin se cocina con “manayupa” (*Desmodium molliculum* (Kunth) DC.) y “cola de caballo” (*Equisetum giganteum* L., *Equisetum bogotense* Kunth). Esta misma autora investigó la acción citotóxica en huevos fértiles de *Tetrapygus niger* “erizos de mar” con los extractos de alcaloides de siete especies vegetales, incluida la “flor blanca”, determinados por cromatografía de capa fina (CCF) utilizando el reactivo de Dragendorff. En las colecciones López & Sagástegui s.n. (HUT-3396) y M. Monigatti & F. Díaz Vega 093 (MO) se indica que se usa para los riñones, y en procesos ginecológicos y urológicos respectivamente. En general,

son utilizadas las flores en cocción y tomadas como agua de tiempo antes de las comidas y por las noches antes de iniciar el sueño nocturno (Sánchez, 2011). Los lugareños entre Chagual-Pataz y Balsas-Huanabamba-Longotea (región La Libertad) indican que es una costumbre ancestral su uso y que tomada la “flor blanca” a modo de infusión, se eliminan los “flujos blancos” en la mujer (leucorrea). No se descarta su uso en la cultura Chachapoyas.

Estado actual de Conservación:

I. weberbaueri es una especie endémica, categorizada como Casi Amenazada (NT) por el gobierno peruano según el D.S. 043-2006-AG y En Peligro (EN) con los criterios B1a (León *et al.*, 2006). Conocida de varias localidades alrededor del tipo colectado en Pataz arriba de Uchos en el año de 1914 por A. Weberbauer 7022 (B!, GH!, MOL!, US!) en la cuenca del río Marañón. Sin embargo, las colecciones en los herbarios son mínimas (e.g.: B: 1 ejemplar, F: 2 ejemplares, GH: 1 ejemplar, MO: 2 ejemplares, US: 1 ejemplar; USM: 4 ejemplares). Se han observado escasas poblaciones en diversas localidades del valle del río Marañón cuya área es relativamente pequeña, pues abarca cuatro regiones o departamentos limítrofes: Huánuco (parte oeste), Ancash (este del Callejón de Conchucos), ambos márgenes del río y toda la extensión de La Libertad (Bolívar, Sánchez Carrión y Pataz), este de Cajamarca (Celendín: e.g.: Entre Limón y Balsas), y oeste de Amazonas (Amazonas: e.g.: Entre Balsas y Saullamur; Luya). Cinco expediciones (2000, 2003 y tres el 2015) efectuadas a las regiones mencionadas y sustentadas con material botánico colectado, nos indican que las poblaciones con mayor número de individuos se encuentran al sur de La Libertad y su límite con Ancash, notándose que su presencia es representativa en el bosque seco en la

ruta puente Mamahuaje hacia Sihuas [ver también a Cano *et al.* (2006) para el Callejón de Conchucos]. Sin embargo, el número de individuos disminuye notablemente hacia el norte hasta tal punto de encontrarlos muy aislados (e.g.: ruta Aricapampa-Chagual, Chagual-Vijus, Chagual-Pataz, Chagual-Pias, Limón-Balsas, Balsas-Huanabamba-San Vicente-Longotea).

La principal amenaza es antrópica, referida a su constante e intencional depredación preferentemente de las inflorescencias a las que se les atribuye propiedades medicinales, evidenciada en la mutilación de numerosos individuos a lo largo de las rutas mencionadas, para finalmente comercializarlas en grandes cantidades y a precios elevados en los mercados de la costa y sierra e inclusive, se ha detectado su exportación bajo el nombre de otras especies. Esta afirmación concuerda con Cano *et al.* (2006) para el Callejón de Conchucos (Ancash) en la cuenca alta del río Marañón. Asimismo, la presencia, ampliación en ancho y longitud de las carreteras cercanas al río Marañón involucran grandes áreas en donde vive la especie, a su vez facilitando su depredación por tener mayor acceso, ocasionando un gran impacto sobre este recurso de escaso rango altitudinal y ambiental, e incluye la transformación del paisaje en general; caso similar a lo que ocurre para los bosque montanos tropicales (ver Young, 1994). En menor grado de amenaza se encuentran los incendios antropogénicos en el valle del Marañón.

El área de distribución es pequeña y no se encuentra en áreas naturales protegidas por el estado peruano. Debido a la depredación agresiva y su repoblación casi nula por la mutilación de las inflorescencias, actualmente la especie se encuentra en alto grado de amenaza y si las autoridades

e instancias correspondientes no toman los correctivos urgentes en hacer cumplir la parte legal, de la categorización En Peligro (EN), en un futuro cercano estaría pasando a En Peligro Crítico (CR) o a su extinción definitiva (UICN, 2012). Tanto la categorización estatal (D.S. 043-2006-AG), la efectuada por León *et al.* (2006) y las observaciones que aquí se presentan, permiten respaldar la propuesta de declararla como Planta Intangible.

Estrategias para su Conservación:

Las estrategias de conservación deben ser integrales e involucrar diferentes niveles de decisión, desde el poblador local (e.g.: sensibilización, manejo de la especie, iniciativa de una solicitud de intangibilidad ante las autoridades superiores, uso sustentable del recurso a través de cultivos), científicos de las universidades regionales (e.g.: Estudios de su biología, ecología y propagación), autoridades de los gobiernos regionales trabajando con la población local hasta las instituciones del estado en la parte legal (e.g. MINAGRI, SERFOR), y creando áreas naturales de protección alternativa para la especie definidas por el Sistema Nacional de Áreas Naturales Protegidas por el Estado (SINANPE) (ver Rodríguez *et al.*, 2007). El progreso de esta última propuesta contribuiría a la protección de otras especies endémicas con las cuales vive asociada (e.g.: *Eriotheca peruviana*, *Pseudobombax cajamarcanus*, *Ruprechtia albida*, *Tetramerium denudatum*, *Espostoa mirabilis*, *Peperomia strawii*, *Mentzelia heterosepala*), pues se la puede considerar como una “especie sombrilla”.

Comentario aclaratorio:

I. weberbaueri (Amaranthaceae) “florblanca” ha sido confundida permanentemente en la parte académica y científica por mucho tiempo como *Buddleja* (López, 1983), *Buddleja*

rufescens Willd. ex Roem. & Schult. (López, 1998) o *Buddleja utilis* Kraenzl. (Ramírez *et al.*, 1998; Bussmann & Sharon, 2007; Bussmann & Glenn, 2010), probablemente por su hábito similar, las hojas opuestas coriáceas e inflorescencias terminales. Inclusive, esta especie ha permanecido con estos nombres erróneos en las colecciones de diferentes herbarios especialmente peruanos e incluida en Loganiaceae, Buddlejaceae o Scrophulariaceae (e.g. CPUN, HAO+, HUT, algunas colecciones en MO). Asimismo, es muy empleada en la medicina tradicional, especialmente norperuana de donde es originaria la especie (ver Etnobotánica y usos), siendo comercializada en los mercados bajo estos nombres equivocados (e.g.: “Flor blanca”: *Budleja* sp., *Budleja utilis*). Valgan estas notas para efectuar la aclaración y corrección correspondiente.

Agradecimientos

Los autores expresan su gratitud a los curadores y autoridades de los herbarios CPUN, F, GH, HUT, MO, US y USM por hacer posible la revisión de sus colecciones. Un agradecimiento especial a nuestros recordados maestros Dr. Arnaldo López Miranda (†) (HUT), Dr. Abundio Sagástegui Alva (†) (HUT) y Dr. Isidoro Sánchez Vega (†) (CPUN) por sus enseñanzas y haber dirigido los trabajos de campo e investigación en el Norte del Perú. A la Dra. Eliane M. Norman (DLF) por advertir el error en la determinación taxonómica de la especie en el herbario HUT. Al Dr. Michael O. Dillon (F), Dra. Nancy Hensold (F), Ing. Rodolfo Vásquez (MO) y Dr. Rainer W. Bussmann (MO) por su constante ayuda en los estudios de la Flora del Perú; a Roberto Vásquez y Pedro Navarro por su apoyo logístico y haber hecho más fácil los trabajos de campo en la región La Libertad. Al Ministerio de Agricultura y Riego

(MINAGRI) y Servicio Nacional Forestal y de Fauna Silvestre (SERFOR) por los permisos de colección botánica: Resolución de Dirección General N° 0132-2014-MINAGRI-DGFFS/DGEFFS y Resolución de Dirección General N° 0174-2015-SERFOR/DGGSPFFS respectivamente; expedidas en el marco del Proyecto de Investigación Científica de la Universidad Nacional de Trujillo (PIC 06-2012) "Inventario de Flora y Vertebrados silvestres de la Región La Libertad". También nuestro agradecimiento a Gwendolyn Peyre y Luis Pollack Ch. por la revisión del Abstract, y a los Sres. Delfina Gamarra y Demetrio Castillo por brindar información medicinal de la planta en la parada de la Avda. Aviación en Lima, Perú.

Literatura citada

- Borsch, T.** 1993. Amaranthaceae. *En*: Brako, L. & J. L. Zarucchi (eds.). Catálogo de las Angiospermas y Gimnospermas del Perú. Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Garden. 45: 24-25.
- Brack Egg, A.** 1999. Diccionario enciclopédico de plantas útiles del Perú. Centro de Estudios Regionales Andinos «Bartolomé de la Casas», Cuzco, Perú.
- Bussmann, R. W. & D. Sharon.** 2007. Plants of the four winds. The magic and medicinal flora of Peru. Editorial GRAFICART SRL., Trujillo, Perú.
- Bussmann, R. W. & A. Glenn.** 2010. Medicinal plants used in Northern Peru for reproductive problems and female health. *Journal of Ethnobiology and Ethnomedicine* 6:30. Disponible en: <http://www.ethnobiomed.com/content/6/1/30>. Acceso: 18 de febrero del 2016.
- Cano, A.; M. La Torre; S. Castillo; H. Aponte; M. Morales; W. Mendoza; B. León; J. Roque, I. Salinas; C. Monsalve & H. Beltrán.** 2006. Las plantas comunes del Callejón de Conchucos (Ancash, Perú). Guía de Campo. Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Museo de Historia Natural. Serie de Divulgación N° 13: 24-25.
- Eliasson, U. H.** 1987. Amaranthaceae. *En*: G. Harling & L. Andersson (eds.). Flora of Ecuador. Department of Systematic Botany, University of Göteborg. 28: 1-138.
- Guevara, M. I.** 2011. Determinación de la actividad re-
generadora en eritema solar de un gel cosmético a base del extracto de diclorometano de flores de *Iresine weberbaueri* (flor blanca). Tesis para optar al Grado Académico de Magíster en Ciencias Farmacéuticas con mención en Ciencia y Tecnología Cosmética. Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Lima, Perú.
- HUH.** 2015. Harvard University Herbaria. HUH-Databases. Disponible en: http://kiki.huh.harvard.edu/databases/specimen_search.php?mode=details&id=31552. Acceso: 21 de junio del 2015.
- IPNI.** 2015. The International Plant Names Index. Disponible en: <http://www.ipni.org>. Acceso: 15 de julio del 2015.
- León, B.; C. Monsalve; A. Sagástegui & I. Sánchez.** 2006. Amaranthaceae endémicas del Perú. *En*: El libro rojo de las plantas endémicas del Perú. Ed.: B. León, J. Roque, C. Ulloa Ulloa, N. C. A. Pitman, P. M. Jørgensen & A. Cano. *Rev. peru. biol.* Número especial 13(2): 31-32.
- López, A.** 1983. Especies vegetales comunes de la región norte del Perú utilizadas en medicina tradicional. *Bol. Soc. Bot. La Libertad.* 13(1-2): 1-29.
- López, A.** 1998. Catálogo de la flora del Departamento de La Libertad (V Parte). *Arnaldoa.* 5(2): 215-263.
- Mabberley, D. J.** 1997. The Plant-Book: A portable dictionary of the vascular plants. 2nd Ed. Cambridge University Press. UK.
- Mabberley, D. J.** 2008. Mabberley's Plant-Book: A Portable Dictionary of Plants, Their Classification and Uses Book Description. 3rd ed. Cambridge: Cambridge University Press. UK.
- Nee, M.** 2004. Amaranthaceae. In Flowering plants of the Neotropics. Edited by Smith, N. *et al.* New York Botanical Garden, Princeton University Press. Princeton and Oxford. pp. 13-14.
- Nepomuceno, A. E. & M. Ishiki.** 2010. Las plantas empleadas para el tratamiento de las infecciones respiratorias en Los Altos de Chiapas (México). *Etnobiología.* 8:11-30.
- NMNH.** 2015. Smithsonian National Museum of Natural History. Disponible en: <http://collections.nmnh.si.edu/search/botany/>. Acceso: 20 de julio del 2015.
- Ramírez, R.; J. Mostacero & F. Mejía.** 1998. Registro de los vegetales utilizados en Medicina Tradicional en el Distrito de La Esperanza, Trujillo-Perú. *Rebiol* 18 (1-2): 75-86.

- Ríos, K. G.** 2013. Evaluación del potencial citotóxico de los alcaloides de siete especies nativas del Perú, y su estudio de toxicidad y actividad antitumoral en cáncer de colon inducido en "ratas albinas". Tesis para optar el Título Profesional de Químico Farmacéutico. Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Lima, Perú.
- Robertson, K. R.** 1981. The genera of Amaranthaceae in the southeastern United States. *J. Arnold Arbor.* 62 (3): 267-314.
- Rodríguez, E. & R. Rojas.** 2006. El Herbario: Administración y Manejo de Colecciones Botánicas. 2da. Edición. Edit. por R. Vásquez M., Missouri Botanical Garden, Perú.
- Rodríguez, E.; M. Weigend; B. León; E. Alvítez; J. Pera & S. Arroyo.** 2007. *Laccopetalum giganteum* (Ranunculaceae) una especie endémica En Peligro del Norte del Perú que necesita planes de conservación urgente. *Arnaldoa.* 14 (1): 123 – 130.
- Rodríguez, E.** 2010. Amaranthaceae. *Err.* Flora del Rio Cenepa, Amazonas, Perú. V1. Edit. by R. Vásquez, R. Rojas & H. van der Werff. *Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Garden.* 114:172-178.
- Röpert, D. (ed.).** 2015. 2000+ [continuously updated]: Digital specimen images at the Herbarium Berolinsense. Disponible en: <http://ww2.bgbm.org/herbarium/> (Barcode: B 10 0242394 / Imageld: 249945) (<http://herbarium.bgbm.org/object/B100242394>). Acceso: 26 de mayo del 2015.
- Sagastegui, A. & S. Leiva.** 1993. Flora invasora de los cultivos del Perú. Editorial Libertad E.I.R.L., Trujillo.
- Sánchez, I.** 2011. Especies medicinales de Cajamarca I. Contribución Etnobotánica, Morfológica y Taxonómica. UPAGU, Lumina cooper Fondo Editorial, Martínez Compañón Editores S.R.L., Cajamarca, Perú.
- Soukup, J.** 1986. Vocabulario de los nombres vulgares de la Flora peruana y Catálogo de los Géneros. Editorial Salesiana, Lima, Perú.
- Stanley, P.** 1937. Amaranthaceae. In: Flora of Peru by J. Francis Macbride, edit. B. E. Dahlgren. Field Museum of Natural History, Bot. Ser. 13(2/2): 517-518.
- The Field Museum.** 2015. The Field Museum. Disponible en: <http://emuweb.fieldmuseum.org/botany/detailed.php>. Acceso: 21 de junio del 2015.
- The Plant List.** 2015. The plant list. A working list of all plant species. Versión 1.1. Disponible en: <http://www.theplantlist.org>. Acceso: 12 de Julio del 2015.
- Thiers, B.** 2015. Index Herbariorum: A global directory of public herbaria and associated staff. New York Botanical Garden's Virtual Herbarium. Disponible en: <http://sweetgum.nybg.org/ih/>. Acceso: 01 de julio del 2015.
- Tropicos.** 2015. Tropicos.org. Missouri Botanical Garden. Disponible en: <http://www.tropicos.org> (<http://tropicos.org/Name/1100635>). Acceso: 5 de junio del 2015.
- UICN.** 2012. Categorías y Criterios de la Lista Roja de la UICN: Versión 3.1. Segunda edición. Gland, Suiza y Cambridge, Reino Unido: UICN. vi + 34pp.
- Weigend, M.** 2002. Observations on the Biogeography of the Amotape-Huancabamba Zone in Northern Peru. *In:* K. Young *et al.*, Plant Evolution and Endemism in Andean South America. *Bot. Review.* 68(1): 38-54.
- Weigend, M.** 2004. Additional observations on the biogeography of the Amotape-Huancabamba zone in Northern Peru: Defining the South-Eastern limits. *Rev. peru. biol.* 11(2): 127-134.
- Young, K. R.** 1994. Roads and the Environmental Degradation of Tropical Montane Forests. *Conservation Biology* 8(4): 972-976.
- Zamora, C.** 1996. Mapa de las Ecorregiones. En: L. Rodríguez (Ed.) *Diversidad Biológica del Perú*. INRENA-GTZ.

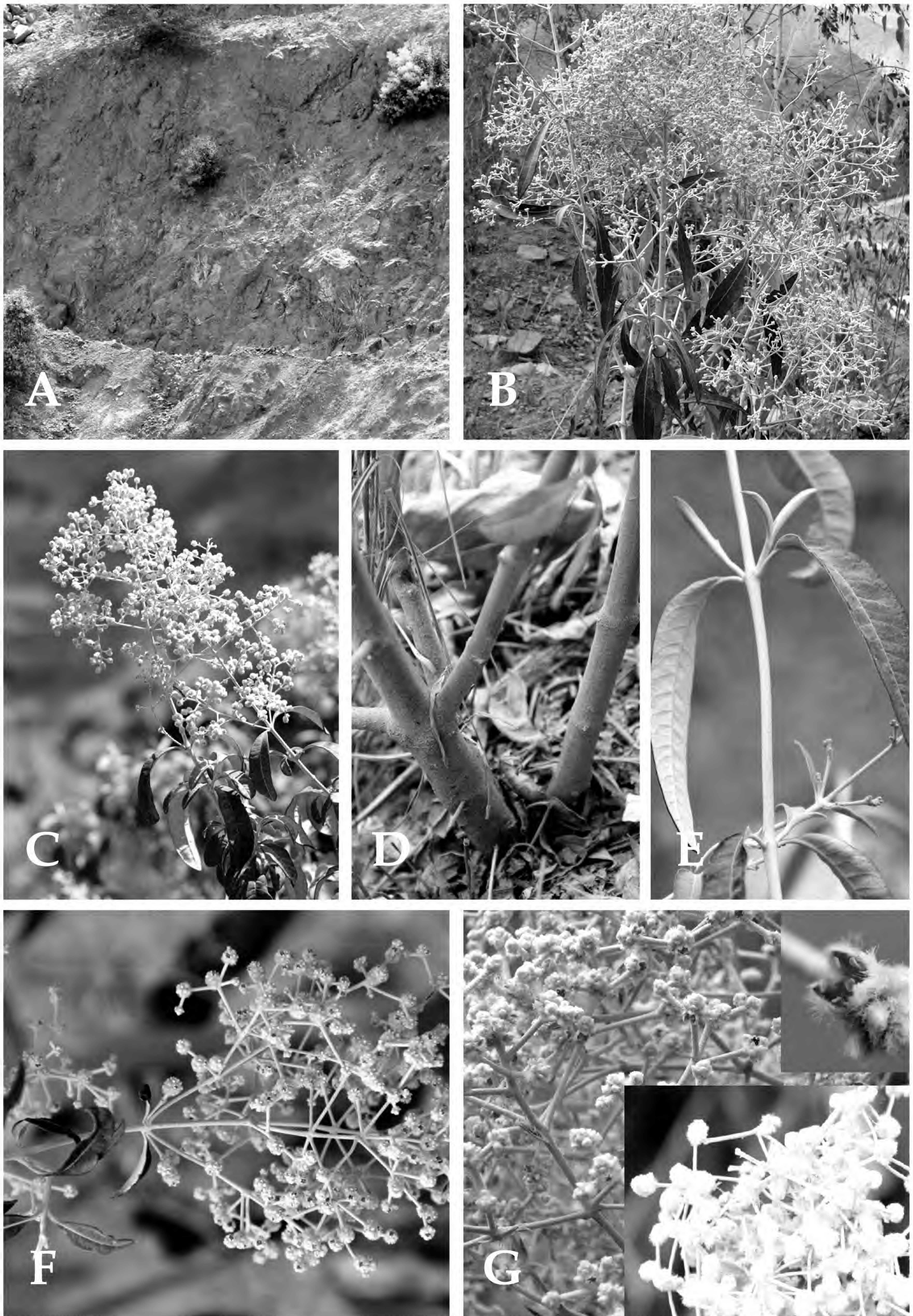


Fig. 1. *Iresine weberbaueri* Suess. "flor blanca". A. Hábitat; B-C. Hábito; D. Porción basal; E. Hojas; F. Inflorescencia; G. Flores y Frutos. (Fotos: E. F. Rodríguez R. *et al.* 3760, 3799, HUT).



Fig. 2. *Iresine weberbaueri* Suss. "flor blanca". A-C. Lugares de comercialización como planta medicinal en la ciudad de Lima, Perú; D-F. Presentación del producto para la venta; G-I. Venta del producto: G-H. En forma pura, I. Combinada con otras plantas medicinales. Fotos: J. R. Campos.

Obtención de un colorante natural de las semillas de *Bixa orellana* L. (Bixaceae) como alternativa para uso cosmético

Obtaining a natural dye from *Bixa orellana* L. (Bixaceae) seeds as an alternative for cosmetic use



Resumen

El estudio estuvo orientado en obtener un colorante natural de las semillas de *Bixa orellana* L. (Bixaceae) como alternativa para uso cosmético mediante el método de álcali acuoso. La metodología de trabajo se desarrolló en dos fases: En la primera fase se determinó la mayor eficiencia del proceso de extracción en relación a la cantidad de semilla/volumen de solvente, concentración del solvente, tiempo de agitación, pH y temperatura de secado; y en la segunda fase se realizaron los controles organolépticos y fisicoquímicos del colorante obtenido de la semilla de *B. orellana* L. Los resultados evidencian que los parámetros de mayor eficiencia en el proceso de extracción fueron: 1:3 como la relación cantidad de semilla/volumen de solvente, 2% de hidróxido de potasio como la concentración de solvente, 60 minutos como tiempo de agitación, y 58°C como la temperatura óptima. Las características organolépticas del polvo del colorante obtenido fueron: color anaranjado y rojo ladrillo a concentraciones de 0,5% y 2% p/v respectivamente, olor metálico, textura suave y aspecto de polvo fino. Respecto a las características fisicoquímicas se observó que el colorante de *B. orellana* L. se precipitó a pH 2-2,5 y obtuvo un mayor rendimiento a pH 2,25.

Palabras clave: *Bixa orellana* L., proceso extracción, organoléptico, fisicoquímico.

Abstract

The study was conducted to obtain a natural dye from *Bixa orellana* L. (Bixaceae) seeds as an alternative for cosmetic use by the method of aqueous alkali. The methodology consisted of two phases: In the first phase, we determined the greater efficiency of the extraction process with regard to the amount of seed/solvent volume, solvent concentration, stirring time, pH and temperature of drying; while in the second phase, the organoleptic and physicochemical controls of the dye obtained from seeds of *B. orellana* L. were conducted. The results show that the parameters of most efficiency in the extraction process were: 1:3 in the relation amount of seed/solvent volume, 2% potassium hydroxide in the concentration of solvent, 60 minutes in stirring time, and 58 °C as the optimal temperature. The organoleptic characteristics of the dye powder obtained were: orange and brick red colors at concentrations of 0.5% and 2% w/v respectively, metallic odor, smooth texture and appearance of fine powder. With regard to the physicochemical characteristics, we observed that the *B. orellana* L. dye precipitated at pH 2 to 2.5, and obtained the highest yield at pH 2.25.

Keywords: *Bixa Orellana* L., extraction process, organoleptic, physicochemical.

Introducción

Durante los últimos años los colorantes sintéticos han estado relacionados a efectos cancerígenos, alergias y daños en la piel. Por estas razones, se espera que en pocos años sean remplazados por colorantes naturales seguros y de costo accesible a la población (Devia & Saldarriaga, 2003; Cabrera & Piza, 2010).

El uso de los colorantes de origen natural se ha incrementado en los últimos años, es así, que desde el 2005 al 2009, su demanda se incrementó a 35%, y esto debido a que las legislaciones de algunos países requieren

la utilización de estas sustancias en las industrias alimenticias, farmacéuticas y cosméticas (Pérez, 2001; Cabrera & Piza, 2010). En este sentido, países como Perú, México, Kenia, Segall, Brasil, Ecuador y Bolivia representan los mayores productores de colorantes naturales, teniendo a sus principales consumidores e importadores a Japón, Europa y Estados Unidos (Cabrera & Piza, 2010).

Bixa orellana L. (Bixaceae) denominado comúnmente como "achiote", es una especie originaria de América tropical, posiblemente del suroeste de la amazonia, tiene una vida útil de hasta 50 años,

presentando su primera cosecha a partir de los 15 a 18 meses, obteniendo rendimientos que oscilan entre 800 y 960 kg/ha, aunque sus producciones pueden llegar hasta 2500 kg/ha en plantaciones con un buen manejo agrícola. Los principales exportadores son Perú, México, Costa Rica, El Salvador y Brasil, siendo Perú el principal productor de "achiote" con un 35% de la producción mundial, mientras que Estados Unidos es el principal demandante de esta especie vegetal bajo la forma de polvo (Bonilla, 2009; Centro Nacional de Tecnología Agropecuaria y Forestal, 2010).

En la especie *B. orellana* L. se han identificado treintaicinco componentes, de los que se encuentran en mayor proporción: acetato de farnesilo (11,6%), acetato de occidentalol (9,7%), espatulenol (9,6%), ishwarane (9,1%), bixina y norbixina. La cantidad total de bixina y norbixina varían significativamente, los valores comunes son de 2 - 5%, pero, el contenido podría alcanzar sobre los 7% del peso seco de las semillas (Bonilla, 2009; Instituto Nacional de Salud, 2013).

Las hojas contienen bixaganeno, ishwarano (aceite esencial) entre otros mono y sesquiterpenos; flavonoides como 7 - bisulfato de apigenina, 7 - bisulfato de luteolina, 8 - bisulfato de hipolaetina, glucósido de apigenina, bisulfato de apigenina, hipoaetina, cosmosiina; flavonas, antocianidinas y sesquiterpenlactonas; carotenoides como bixina, norbixina, orelina, β -caroteno, criptoxantina, metilbixina, zeaxantina y luteína; ácido tomentósico; vitaminas; proteínas; azúcares; celulosa; grasas; calcio; fierro; diterpenos como farnesilacetona, geraniol, geranil formato, ácido gálico (benzenoide) y ácido alfitólico (Bonilla, 2009; Pérez *et al.*, 2003).

Por otro lado, las semillas contienen carotenoides expresados como provitamina A (1 000-2000 U.I. /g de semilla seca), destacando entre ellos: bixina, betabixina, metilbixina, norbixina, orelina, zeaxantina, β -caroteno, luteína y criptoxantina; también contienen bixinato de sodio, achiotina, ácido tomentósico, pectinas, proteínas, taninos, y un hidrocarburo sesquiterpénico, ishwarane (Jaramillo & Muñoz, 1992; Quiñones & Yunda, 2014).

La bixina es un ácido carotenoico de color rojo oscuro que se encuentra en la cubierta exterior del fruto, se presenta como isómero geométrico del tipo cis, pero que puede convertirse a su forma trans, más estable. Además, es insoluble en agua y ligeramente soluble en cloroformo, aceites vegetales, acetato de etilo y propilenglicol (Centro Nacional de Tecnología Agropecuaria y Forestal, 2010).

Asimismo, la bixina es un excelente colorante que presenta ventajas para ser utilizado en la industria cosmética (Food and Drugs Administration, 2001). En primer término es un colorante inofensivo; la Organización Mundial de la Salud (OMS) reconoce su nula toxicidad tanto para el consumo humano como para su aplicación en la piel. En segundo lugar, representa una sustancia con alta resistencia a los agentes químicos, por lo que resulta muy apropiada para colorear todo tipo de alimentos y bebidas (Pérez *et al.*, 2003).

En la actualidad, tanto consumidores como industriales prefieren la utilización de estos productos de origen natural, debido a su biodegradabilidad y baja toxicidad, contrario a lo que ocurre con los colorantes artificiales que pueden contener compuestos químicos que llegan a ser tóxicos. El consumidor más allá de satisfacer sus necesidades cuida su salud.

En la búsqueda de opciones para responder a las tendencias mundiales se reconoce la exigencia de una oferta de especies vegetales con posibilidades de uso cosmético como colorantes naturales, los cuales están contenidos en las semillas de *B. orellana* L., y que actualmente tiene buena aceptación (Quiñones & Yunda, 2014).

La amplia bibliografía sobre el “achiote” demuestra gran conocimiento de los aspectos agronómicos de la planta y sobre algunos métodos de extracción del colorante, unos muy rudimentarios, otros más tecnificados, pero, que finalmente se refieren a métodos realizados a escala de laboratorio (Giraldo & Londoño, 1999; Jaramillo & Muñoz, 1992; Lanza, 1997). No obstante, se presenta un estudio relacionadas al proceso extractivo del colorante, tales como: solvente que se utiliza, concentración, relación de cantidad de semilla a volumen de solvente, pH, tiempo de agitación, entre otras, con el fin de establecer los parámetros necesarios para dimensionar el proceso a escala piloto (Devia & Saldarriaga, 2003; Lanza, 1997).

La remoción del pigmento de la semilla de *B. Orellana* L. se puede hacer por medios biotecnológicos, empleando una solución acuosa de alfa-enzimas a temperatura y tiempo suficientes para la extracción (Morales *et al.*, 2005). Por otro lado, también es posible obtener el colorante de “achiote” soluble en ácido en forma pulverizada, mezclando un extracto de *B. orellana* L. soluble en solución alcalina con una dispersión acuosa de un derivado del almidón y por secado lograr el producto deseado. Para extraer el pigmento del material de la planta hay un proceso que incluye combinar el material de la planta desmenuzado con una enzima, pectinasa, celulasa o hemicelulasa, la cual rompe la pared celular y de esta manera se van liberando los carotenoides contenidos en

ellas (Aguilar, 1998; Devia & Saldarriaga, 2003; Pérez, 2001).

En este contexto, se plantea como objetivo obtener un colorante natural de la semilla de *B. orellana* L. (Bixaceae) como alternativa para uso cosmético.

Material y Métodos

Material

Se utilizó como material de estudio 100 g de semillas de *B. orellana* L. obtenidos de Perú. Dpto. La Libertad, Prov. Trujillo, Distrito Huanchaco, Centro Poblado El Trópico.

Método

El proceso extractivo de mayor eficiencia para la obtención del colorante natural de *B. orellana* L. expresado en gramos se realizó por el método de álcali acuoso, teniendo en consideración las siguientes variables: relación semilla/solvente, concentración de solvente expresado como porcentaje peso/volumen (% p/v), tiempo de agitación, pH y tiempo de secado. El procedimiento consistió en pesar 100 g de semillas, se colocaron en un vaso de precipitación, y se agregaron 100 mL de solución de KOH al 2% p/v y se dejó reposar por 12 horas. Luego se precipitó el colorante a pH 2 – 2,5 con H₂SO₄ al 10% p/v. Posteriormente, se filtró al vacío, la masa de colorante obtenida se secó en una estufa a temperaturas de 56° a 58°C, se trituro y se pesó el colorante en polvo (Aguilar, 1998; Devia, 2005; Narciso, 2012; Pérez, 2001).

De la misma forma, se realizó la caracterización del colorante mediante la determinación de la longitud de onda a la cual el colorante tiene la máxima absorbancia, para lo cual, se tomó 1g de muestra del colorante y se transfirió a un balón de 100 mL aforando con solución de

KOH al 5%. Luego, se tomó una alícuota de 1 mL de la solución anterior y se llevó a un segundo balón de 100 mL y se aforó con solución de KOH al 5%. Finalmente, se utilizó el espectrofotómetro para realizar un barrido de absorbancias entre 300 y 600 nm, obteniéndose a través de un piloto que la longitud de onda máxima estuvo comprendida entre 450 y 500 nm (Aguilar, 1998; Devia, 2005).

Las características organolépticas fueron determinadas mediante el olor, color, textura y aspecto; mientras que las características fisicoquímicas del colorante natural de *B. orellana* L. están en función de los cambios en la coloración del extracto a 0,5 y 2% p/v sometidos a diferentes pH y temperaturas. Respecto a la sensibilidad a cambios de

pH, se realizaron mediciones a 2; 2,25; 2,5 y 6,5; mientras que la evaluación de la sensibilidad a variación de la temperatura, se realizó a 23, 56, 57 y 58 °C (Aguilar, 1998; Devia, 2005; Narciso, 2012; Pérez, 2001).

Resultados y discusión

En la determinación de la eficiencia del proceso de extracción del colorante de las semillas de *B. orellana* L. (Bixaceae) respecto a la variable cantidad de semilla/volumen de solvente (Tabla 1), la mayor extracción se observó en la relación 1:3 de cantidad de semilla/volumen de solvente, y los resultados obtenidos concuerdan con otras investigaciones, afirmando que esta relación disminuye la tensión superficial entre la solución y las semillas (Devia & Saldarriaga, 2003).

Tabla 1. Eficiencia del proceso extractivo de *B. orellana* L. (Bixaceae) expresado en gramos al 0,5% p/v, respecto a la relación semilla/solvente, tiempo de agitación, pH y tiempo de secado

Relación semilla/solvente	Tiempo de agitación (min)	pH	Temperatura de secado (°C)	Eficiencia del colorante (g)
1:3	30	2,23	58	0,29
1:3	30	2,23	57	0,28
1:3	30	2,23	56	0,22
1:3	45	2,05	58	0,39
1:3	45	2,05	57	0,19
1:3	45	2,05	56	0,24
1:3	60	2,48	58	0,49
1:3	60	2,48	57	0,23
1:3	60	2,48	56	0,13
1:2	30	2,04	58	0,36
1:2	30	2,04	57	0,27
1:2	30	2,04	56	0,36
1:2	45	2,21	58	0,52
1:2	45	2,21	57	0,29
1:2	45	2,21	56	0,28
1:2	60	2,58	58	0,42
1:2	60	2,58	57	0,46
1:2	60	2,58	56	0,38

Por otra parte, la eficiencia del proceso de extracción del colorante de las semillas de *B. orellana* L. en relación a la variable concentración de solvente, se obtuvo una mayor extracción cuando la solución de hidróxido de potasio tiene una concentración de

2% p/v, sin despreciar los resultados con una concentración del solvente de 0,5%

p/v. Al respecto, se deben emplear bajas concentraciones de álcali para no degradar el colorante, y este parámetro se maneja dentro del proceso extractivo porque, en parte, depende el desprendimiento del colorante de las semillas, teniendo en cuenta que en otros estudios realizados se han trabajado concentraciones entre 1% y 2% p/v (Aguilar, 1998; Devia, 2005; Devia & Saldarriaga, 2003).

Tabla 2. Eficiencia del proceso extractivo de *B. orellana* L. (Bixaceae) expresado en gramos al 2% p/v, respecto a la relación semilla/solvente, tiempo de agitación, pH y tiempo de secado

Relación semilla/solvente	Tiempo de agitación (min)	pH	Temperatura de secado (°C)	Eficiencia del colorante (g)
1:2	30	2	58	0,77
1:2	30	2	57	0,49
1:2	30	2	56	0,45
1:2	45	2,25	57	0,33
1:2	45	2,25	56	0,37
1:2	45	2,25	58	0,75
1:2	60	2,51	56	0,36
1:2	60	2,51	57	0,46
1:2	60	2,51	58	0,86
1:3	30	2,08	58	0,86
1:3	30	2,08	57	0,54
1:3	30	2,08	56	0,31
1:3	45	2,57	58	0,79
1:3	45	2,57	57	0,64
1:3	45	2,57	56	0,38
1:3	60	2,26	58	1,46
1:3	60	2,26	57	0,41
1:3	60	2,26	56	0,35

En la determinación de la eficiencia del proceso de extracción del colorante de las semillas de *B. orellana* L. en relación a la variable tiempo de agitación (Tabla 1 y 2); es necesario determinar cuánto tiempo deben permanecer las semillas en agitación para extraer la máxima cantidad de colorante, sin que éstas comiencen a desprender impurezas o quede buena parte de colorante

sin separar. En los tiempos de agitación considerados de 30, 45 y 60 minutos, se demostró que a los 60 minutos se obtuvo una mayor extracción del colorante, y se debería a que a mayor tiempo de contacto del solvente con la semilla existe una mayor extracción (Devia & Saldarriaga, 2003; Morales *et al.*, 2005).

De la misma forma, respecto a la variable

pH; se obtuvo mayor rendimiento a pH 2,26; y este resultado concuerda con algunos autores al referir que cuando se desea que la presentación final del colorante sea en polvo, se requiere precipitar el pigmento con ácido sulfúrico antes de filtrar. La literatura refiere utilizar un intervalo entre 2 - 2,5; rango donde se obtiene un mayor rendimiento en la precipitación (Devia & Saldarriaga, 2003; Giraldo & Londoño, 1999; Jaramillo & Muñoz, 1992; Lanza, 1997).

Asimismo, la temperatura de secado es un factor que influye en la eficiencia del proceso extractivo, es así, que se trabajó a 3 temperaturas (56, 57 y 58°C), obteniéndose que la temperatura donde existe la mayor extracción es a los 58°C. La literatura refiere que se puede utilizar una temperatura máxima de 58°C para el secado, porque experimentalmente en otros estudios se ha encontrado, que a temperaturas por encima de 60°C la bixina se degrada, disminuyéndose la calidad del colorante y el rendimiento del proceso (Aguilar, 1998; Devia, 2005).

De manera general, la mayor eficiencia se observó a una concentración del 2% P/V, con una relación de semilla-solvente 1:3, tiempo de agitación 60 minutos, temperatura de secado de 58°C y pH 2,26; obteniéndose un peso de colorante seco de 1,46 g de polvo de *B. orellana* L.

En la tabla 3 se muestran los resultados de los estudios organolépticos realizados al colorante extraído de la semilla de *B. orellana* L. a concentraciones de 0,5 y 2% P/V. El color varía del rojo ladrillo al anaranjado teja respectivamente, en ambos casos, tienen un aspecto de polvo fino de consistencia suave y olor metálico, estos resultados concuerdan con otras bibliografías que refieren que la concentración de pigmentos es característica del método de extracción, de masa blanda, sólida, plástica y homogénea, color rojo-anaranjado, sabor amargo, se reseca con facilidad dando una consistencia dura y quebradiza, de color pardo-rojiza (Giraldo & Londoño, 1999; Jaramillo & Muñoz, 1992; Lanza, 1997).

Tabla 3. Características organolépticas del colorante extraído de la semilla de *B. orellana* L. (Bixaceae).

Concentración colorante P/V	Color	Olor	Textura	Aspecto
0,5%	Anaranjado teja	Metálico	Suave	Polvo fino
2%	Rojo bordó	Metálico	Suave	Polvo fino

En la tabla 4 se observan las características fisicoquímicas realizadas al extracto obtenido de las semillas de *B. orellana* L. en el cual se evidencia que para la determinación de variación de color por cambio de pH, el color no varía, lo que se puede presenciar es una disminución en la intensidad de color cuando cambia de pH 7 a rangos de 2 y 2,5. Asimismo en la variación de color por efecto de la temperatura, no se observan cambios en la coloración ni en la intensidad

del colorante, lo que permite predecir una futura aplicabilidad del colorante en formulaciones para tintes cosméticos (Aguilar, 1998; Devia & Saldarriaga, 2003).

B. orellana L. tiene un gran potencial y demanda para la industria alimentaria mundial ya que la bixina extraída de sus semillas aporta una de las tonalidades del color rojo más puro y natural que existe, para la elaboración de quesos, refrescos,

Tabla 4. Características fisicoquímicas del colorante extraído de la semilla de *B. orellana* L. (Bixaceae).

Concentración del extracto	Sensibilidad a cambio de pH			
	Inicial (6-7)	2	2,25	2,5
0,5% P/V	Anaranjado teja (+++)	Anaranjado teja (++)	Anaranjado teja (++)	Anaranjado teja (++)
2% P/V	Rojo ladrillo (+++)	Rojo ladrillo (++)	Rojo ladrillo (++)	Rojo ladrillo (++)

Concentración del polvo	Sensibilidad a variación de temperatura			
	Inicial (23°C)	56°C	57°C	58°C
0,5% P/V	Anaranjado (+++)	Anaranjado (+++)	Anaranjado (+++)	Anaranjado teja (+++)
2% P/V	Rojo ladrillo (+++)	Rojo ladrillo (+++)	Rojo ladrillo (+++)	Rojo ladrillo (+++)

Leyenda: (+++); muy intenso, (++) ; intenso.

condimentos y otros productos alimenticios (Food and Drugs Administration, 2001). En la industria cosmética, la bixina se incorpora en la fabricación de cremas, lápices labiales, filtros solares y como repelente contra insectos (Cabrera & Piza, 2010; Narciso, 2012).

Conclusiones

- Los parámetros de mayor eficiencia en el proceso de extracción fueron: 1:3 como la relación cantidad de semilla/volumen de solvente, 2% de hidróxido de potasio como la concentración de solvente, 60 minutos como tiempo de agitación, y 58°C como la temperatura óptima.
- Las características organolépticas del polvo del colorante obtenido fueron: color anaranjado y rojo ladrillo a concentraciones de 0,5% y 2% p/v respectivamente, olor metálico, textura suave y aspecto de polvo fino.
- Las características fisicoquímicas del colorante de *B. orellana* L. refleja que se precipita a rangos de pH 2 a 2,5;

obteniéndose un mayor rendimiento a pH 2,25.

Literatura citada

- Aguilar, N.** 1998. Optimización de parámetros (temperatura, concentración de hidróxido de sodio, tiempo de agitación) para extracción de bixina del achiote (*Bixa orellana* L.) por el método alcalino. Tesis. Universidad Nacional del Altiplano.
- Bonilla, J.** 2009. Manual del cultivo de "achiote": Proyecto de desarrollo de la cadena de valor y conglomerado agrícola. Disponible en: <http://cenida.una.edu.ni/relectronicos/RENF01B715mc.pdf>
- Cabrera, I. & R. Piza.** 2010. Importancia económica del valor agregado de los derivados del achiote en el mercado interno y externo como alternativa de desarrollo comercial y agroindustrial del sector empresarial de Manabí. Período 2005 - 2008. Tesis. Universidad Técnica de Manabí, Ecuador.
- Centro Nacional de Tecnología Agropecuaria y Forestal.** 2010. Manual técnico: el cultivo del achiote, *Bixa orellana* L. Disponible en: <http://www.cich.org/publicaciones/3/CNTAF-Manual-Tecnico-del-Achiote.pdf>
- Devia, J.** 2005. Pulverización de colorantes naturales por secado por atomización. Cuaderno de investigación N° 33. Disponible en: <http://publicaciones.eafit.edu.co/index.php/cuadernosinvestigacion/ar>

ticle/download/1309/1180.

Devia, J. & L. Saldarriaga. 2003. Planta Piloto para obtener colorante de la semilla del “achiote” (*Bixa orellana*). Universidad EAFIT 39 (131): 8-22.

Food and Drugs Administration. 2001. Summary of color additives listed for use United States in food, drugs, cosmetics and medical devices. Disponible en: <http://www.cfsan.fda.gov/~dms/opa-col2.html>

Giraldo, G. & G. Londoño. 1999. Teñido de sustratos textiles con el colorante de la semilla del “achiote”. Tesis. Universidad Pontificia Bolivariana, Medellín.

Instituto Nacional de Salud. 2013. Catálogo florístico de plantas medicinales peruanas. Disponible en: http://www.bvs.ins.gob.pe/insprint/CENSI/catalogo_floristico_plantas_medicinales.pdf

Jaramillo, C. & O. Muñoz. 1992. Extracción de colorante de “Achiote”. Tesis. Universidad Nacional de Colombia, Medellín.

Lanza, J. 1997. Optimización del tiempo de lavado en el proceso de extracción de bixina con álcali a partir de semillas de “achiote” (*Bixa orellana*) de diferente maduración. Tesis. Universidad de San Carlos de Guatemala, Guatemala.

Morales, C.; E. Pérez & L. Vega. 2005. Obtención de indicadores naturales ácido base a partir de pétalos de cuatro especies de flores. Tesis. Universidad de El Salvador.

Narciso, L. 2012. Manual para la producción de “achiote” (*Bixa orellana* L.). Universidad Veracruzana. Disponible en: <http://cdigital.uv.mx/bitstream/123456789/31357/1/leonardojaviernarcisoreyes.pdf>

Pérez O. 2001. Cinética y extracción de colorantes naturales para la industria textil. Tesis. Universidad de las Américas Puebla, México.

Pérez, S; M. Cuen & R. Becerra. 2003. El “achiote”. Biodiversitas 46(1): 7-11.

Quiñones, X. & C. Yunda. 2014. El “Achiote” *Bixa orellana* L. como posible alternativa productiva para el departamento del Meta. Sist Prod Agroecol. 5(1): 142- 174.



Fig. 1. *Bixa orellana* L. A. Arbolito; B. - D. Cápsulas; C. Recolección de cápsulas; E. Flores (Fotografías Ayala *et al.*, s/n)

Doce nuevos registros de plantas vasculares para los Andes de Perú

Twelve new records of vascular plants for the Andes of Peru

Paúl Gonzáles, Eduardo Navarro, Huber Trinidad & Marco Cueva

Laboratorio de Florística, Departamento de Dicotiledóneas, Museo de Historia Natural. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Av. Arenales 1256, Jesús María. E-mail: pgonzalesarce@hotmail.com (autor corresponsal).

Asunción Cano

Laboratorio de Florística, Departamento de Dicotiledóneas, Museo de Historia Natural. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Av. Arenales 1256, Jesús María; 2 Instituto de Investigación de Ciencias Biológicas Antonio Raimondi (ICBAR). Facultad de Ciencias Biológicas, UNMSM.

Ihsan Al-Shehbaz

Missouri Botanical Garden. P. O Box 299, St. Louis, Missouri 63166-0299, U.S.A.

Dámaso W. Ramírez

Laboratorio de Florística, Departamento de Dicotiledóneas, Museo de Historia Natural. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Av. Arenales 1256, Jesús María; 4 Área de Biología, Cursos Básicos de Ciencias, Universidad Científica del Sur, Lima, Perú.

Resumen

Como resultado de recientes estudios florísticos en las zonas altoandinas del Perú, se dan a conocer doce nuevos registros para la flora peruana: *Jalcophila boliviensis* Anderb. & S. E. Freire, *J. ecuadorensis* M. O. Dillon & Sagást., *Senecio aquilaris* Cabrera, *Werneria spathulata* Wedd., *Xenophyllum pseudodigitatum* (Rockh.) V. A. Funk (Asteraceae) *Draba alyssoides* Humb. & Bonpl., *D. loayzana* Al-Shehbaz, *Petroravenia friesii* (O. E. Schulz) Al-Shehbaz, *P. werdermannii* (O. E. Schulz) Al-Shehbaz, *Rorippa beckii* Al-Shehbaz, *Weberbaueria cymosa* Al-Shehbaz (Brassicaceae) y *Stellaria weddellii* Pedersen (Caryophyllaceae). Para cada taxón se menciona la información del tipo, su distribución geográfica actualizada y datos del hábitat. Se interpretan, además, algunos aspectos generales sobre la fitogeografía de los géneros con dichas novedades florísticas para el Perú.

Palabras Clave. Andes, fitogeografía, nuevos registros, taxonomía.

Abstract

As a result of recent floristic studies in the highlands of Peru, we report twelve species for the Peruvian flora, such as *Senecio aquilaris* Cabrera, *Jalcophila boliviensis* Anderb. & S.E. Freire, *Jalcophila ecuadorensis* M.O. Dillon & Sagást., *Senecio aquilaris* Cabrera, *Werneria spathulata* Wedd., *Xenophyllum pseudodigitatum* (Rockh.) V.A. Funk (Asteraceae), *Draba alyssoides* Humb. & Bonpl., *Draba loayzana* Al-Shehbaz, *Petroravenia friesii* (O.E. Schulz) Al-Shehbaz *Petroravenia werdermannii* (O.E. Schulz) Al-Shehbaz, *Rorippa beckii* Al-Shehbaz, *Weberbaueria cymosa* Al-Shehbaz (Brassicaceae) and *Stellaria weddellii* Pedersen (Caryophyllaceae). Type information, geographical distribution and habitat characteristics are presented for each taxon. Some phytogeographical aspects are discussed based upon these floristic novelties.

Keywords Andes, phytogeography, new records, taxonomy.

Introducción

La preocupación por las consecuencias que acarrearía el previsible cambio climático en ambientes con elevada vulnerabilidad como los Andes peruanos (Markham *et al.*, 1993, Beniston, 1994, Thompson *et al.*, 2006; Conde & Saldaña, 2007, Pauli *et al.*, 2003, 2007), ha conllevado a prestarles una mayor atención realizándose importantes aportes en cuanto a la investigación florística se refiere, y gracias a los cuales en los últimos diez años se han descrito más de 35 especies altoandinas nuevas para la ciencia (Al-Shehbaz, 2009, 2012a; Al-Shehbaz & Cano, 2011; Al-Shehbaz & Montesinos, 2009; Al-Shehbaz *et al.*, 2012a, 2012b, 2013, 2015a, 2015b; Ballard & Iltis, 2012; González, 2015; Montesinos, 2014; Montesinos & Kool, 2015; Trinidad & Cano, 2011; Trinidad *et al.*, 2013), algunos registros nuevos para el país

(González *et al.*, 2011; Salvador *et al.*, 2008) y varios estudios taxonómicos y florísticos regionales (Arteta *et al.*, 2006; Cano *et al.*, 2010, 2011; Castillo, 2013; Galán de Mera, 2014; González, 2012; Mendoza, 2010; Montesinos, 2011; Ramírez, 2011; Särkinen *et al.*, 2015; Trinidad 2013; Valencia *et al.*, 2013). Todos estos estudios han contribuido al conocimiento de la riqueza y distribución de la flora altoandina en el Perú.

En el presente trabajo se documentan doce nuevos registros para la flora altoandina de Perú. Estas especies no habían sido previamente registradas por Brako & Zarucchi (1993), Ulloa Ulloa *et al.* (2004), León *et al.* (2007), ni por otros trabajos que hayan listado nuevos registros o novedades nomenclaturales para la flora peruana (Vásquez *et al.*, 2002; Rodríguez *et al.*, 2006; Linares *et al.*, 2010) y son producto

de recientes estudios florísticos como parte de un estudio que tiene como finalidad elaborar el catálogo de plantas vasculares de los Andes peruanos.

Material y métodos

El presente trabajo se llevó a cabo en la zona altoandina del Norte, Centro y Sur del Perú, entre los 3900–5700 m de elevación, durante el 2008–2015. El material colectado proviene de los departamentos de Ancash, Arequipa, Cajamarca, Cusco, Huancavelica, Junín, Lima, Moquegua, Puno y recolectadas por los autores. El trabajo taxonómico se realizó mediante la determinación de dicho material consultando bibliografía especializada de los grupos en cuestión (*Macbride et al.*, 1936 y años siguientes), y por consulta a los especialistas de los grupos estudiados. Se revisó material adicional de los taxones determinados y de taxones afines en los herbarios CPUN, CUZ, F, HUSA, HUT, MO, MOL y USM. Las colectas realizadas fueron depositadas en el herbario del Museo de Historia Natural de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos (USM).

Los resultados se presentan a manera de un catálogo en donde las especies son agrupadas por familias y ordenadas en orden alfabético. Se proporciona la cita de la publicación original y datos del tipo de la especie, adicionalmente se presenta referencia adicional donde se puede encontrar más información e incluso, en algunos casos se puede acceder a claves taxonómicas para la identificación de las especies. Se indica la distribución actual para cada especie basada en los “voucher” colectados y del material adicional de herbario revisado. La distribución en el Perú está de acuerdo con la división política por departamentos, para lo cual, se ha adoptado las siguientes abreviaciones

sugeridas por Lamas y Encarnación (1976): AN (Ancash), AR (Arequipa), AY (Ayacucho), CA (Cajamarca), CU (Cusco), HV (Huancavelica), JU (Junín), LI (Lima), MO (Moquegua) y PU (Puno). Asimismo, se proporciona datos de su hábitat. En algunos casos se hace un breve comentario sobre sus afinidades taxonómicas y las implicancias fitogeográficas del hallazgo. Finalmente, se presentan todas las muestras de herbarios consultados como material examinado.

Resultados

Los doce taxones que constituyen nuevos registros específicos para la flora altoandina de Perú, pertenecen a los géneros: *Jalcopephila*, *Senecio*, *Werneria*, *Xenophyllum* (Asteraceae), *Draba*, *Petroravenia*, *Rorippa*, *Weberbaueria* (Brassicaceae) y *Stellaria* (Caryophyllaceae).

ASTERACEAE

Jalcopephila boliviensis Anderb. & S. E. Freire, *Brittonia* 42 (2): 139. 1990.

TIPO: Bolivia, Larecaja, Sorata, adscensu ab Anilaya, ad lacum Suriguana et ad culmen monticolae, I/II–1859, G. Mandon 179 (Holótipo S!; Isótipos G!, NY!, K!).

Distribución: Bolivia, Perú.

Distribución en Perú: CU.

Muestras representativas: PERÚ. Dpto. Cusco, Vellido, alrededores de la mina Constancia, cerca de Soracocha, roquedal, 4495 m, 23/28–IV–2015, P. González 3602 (USM!).

Comentario: Es una hierba arrosetada, de 1–3 cm, con hojas lanceoladas y discoloras (Fig. 1a–b). Se la ha encontrado en roquedales, creciendo en áreas con suelos algo arenosos e inestables. El hallazgo ha permitido ampliar su rango de distribución en 370 km en dirección noroeste.

Jalcopephila ecuadorensis M. O. Dillon &

Sagást., *Brittonia* 38 (2): 165. 1986.

TIPO: Ecuador, Carchi, El Angel, in the pass on road El Angel-Tulcán, Very humid *Espeletia*-páramo, 3750-3850 m, 15-V-1973, L. Holm-Nielsen *et al.* 5362 (Holótipo F!; Isótipos AAU, NY!, S!).

Distribución: Ecuador, Perú.

Distribución en Perú: PU.

Muestras representativas: PERÚ. **Dpto. Puno**, Carabaya, Corani, Jarapamapa, margen izquierdo del río Imaginamayo, roquedal, 4516 m, 28-III-2014, P. González 3102 (USM!).

Comentario: Es una hierba arrosetada, de 1-3 cm, similar a *J. boliviensis*, pero con hojas más anchas y triangular-lanceoladas (Fig. 1c). Se la ha encontrado en roquedales y césped de puna. Esta especie prefiere suelos más estables y húmedos. El hallazgo ha permitido ampliar su rango de distribución en 1700 km hacia el sur, volviéndola una especie con distribución disyunta.

Senecio aquilaris Cabrera, *Notas Mus. La Plata, Bot.* 15 (75): 74, f. 2. 1950.

TIPO: Argentina, Jujuy, Humahuaca, Mina Aguilar, 4850 m, 14-I-1948, A. Cabrera 9251 (Holótipo LP!).

Distribución: Argentina, Bolivia, Perú.

Distribución en Perú: HV.

Muestras representativas: PERÚ. **Dpto. Huancavelica**, Huachocolpa, alrededores de la unidad minera Caudalosa, roquedal y suelo crioturbado, 4790 m, 23/31-III-2015, P. González 3514 (USM!); 4907 m, P. González 3548 (USM!).

Comentario: Es una hierba, de 10-20 cm, similar a *Senecio danai* A. Gray, pero con hojas más amplias y densamente pubescentes, capítulos dos veces más grandes y con mayor número de flores (Fig. 1d-f). Se la ha

encontrado en el suelo crioturbado y a veces asociados a los roquedales. El hallazgo ha permitido ampliar su rango de distribución en 810 km hacia el norte. Probablemente haya más poblaciones al sur del Perú.

Werneria spathulata Wedd., *Chloris Andina* 1 (3): 85, t. 17a. 1855 [1856].

TIPO: Bolivia, La Paz, Chuquiaguillo, La Lancha, 1851, H. A. Weddell *s.n.* (Holótipo P!; Isótipo P!).

Distribución: Bolivia, Perú.

Distribución en Perú: HV, MO.

Muestras representativas: PERÚ. **Dpto. Huancavelica**, Huachocolpa, alrededores de la unidad minera Caudalosa, bofedal, 4428 m, 31-III-2015, P. González 3514 (USM!). **Dpto. Moquegua**, Mariscal Nieto, Pampa Lepiche, bofedal de *Oxychloe*, 4391 m, 02-V-2013, D. W. Ramirez & D. Rodriguez 1028 (USM).

Comentario: Es una hierba inconspicua, de 1-3 cm, similar a *Werneria pectinata* Lingelsh., por sus hojas espatuladas, pero fácilmente distinguible por sus hojas glabras, y por preferir ambientes exclusivamente húmedos (Fig. 1g). Se la ha encontrado en bofedales, creciendo entre los almohadillados de *Distichia* y *Oxychloe* (Juncaceae). El hallazgo ha permitido ampliar su rango de distribución en 800 km hacia el norte. Tenemos la certeza de la continuidad de su distribución debido a la presencia de su hábitat, los bofedales, en los Andes del centro y sur de Perú. Dillon & Sagástegui (2002) mencionaron su probable presencia en territorio peruano; sin embargo, no estaban seguros de su validez taxonómica, razón por la cual, su presencia no pudo ser reconfirmada por Ulloa Ulloa *et al.* (2004). Cabe mencionar, que el nombre de esta especie ha sido citada erróneamente en algunos trabajos florísticos, confundiéndola

con *Werneria orbignyana* Wedd. (Cano *et al.*, 2011).

Xenophyllum pseudodigitatum (Rockh.) V. A. Funk, *Novon* 7 (3): 240. 1997.

TIPO: Argentina, Salta, La caldera, Alrededores del Nevado del Castillo, 10000–15000 ft, 19/23-III-1873, P. G. Lorentz & G. H. Hieronymus, 96; (Lectótipo GOET designado por Funk (1997); Isolectótipo K; Isótipo CORD!).

Sinónimo: *Werneria pseudodigitata* Rockh.

Referencias: Bot. Jahrb. Syst. 70: 288. 1939.

Distribución: Argentina, Chile, Perú.

Distribución en Perú: CU, PU.

Muestras representativas: PERÚ. **Dpto. Cusco**, Cordillera del Auzangate, Paso del Hualla–Hualla, 4500–4550, 28-V-1958, H. Humbert 30793 (USM!). **Dpto. Moquegua**, Mariscal Nieto, entre Huarahuarane y Achacani, Vegetación de césped de puna en suelo arenoso–pedregoso, 4917, 9-IX-2013, D. W. Ramirez & D. Rodriguez 1030 (USM). **Dpto. Puno**, Carabaya, Corani, Minaspata, roquedal y suelo crioturbado, 5024 m, 21-VI-2015, P. González 3828 (USM!); 5072 m, 21-VI-2015, P. González 3833 (USM!).

Comentario: Es un sufrútice, de 20–30 cm, similar a *Xenophyllum digitatum* (Wedd.) V. A. Funk, pero fácilmente distinguible por sus hojas crasas y cilíndricas (Fig. 1h–i). Es una especie exclusivamente de suelos crioturbados. El hallazgo ha permitido ampliar su rango de distribución en 1200 km hacia el norte.

BRASSICACEAE

Draba alyssoides Humb. & Bonpl., *Syst. Nat.* 2: 355. 1821.

TIPO: probablemente de Ecuador, s.f, F.

Humboldt s.n. (Sintipos B (destruido) foto en F!, HAL!).

Distribución: Ecuador, Perú.

Distribución en Perú: CA.

Muestras representativas: PERÚ. **Dpto. Cajamarca**, Hualgayoc, Cerro Coimolache, comunidad campesina de Tingo, proyecto minero Cerro Corona, 4005 m, 3-X-2007 I. Salinas 1595 (USM!).

Comentario: Es un hierba, de 20–25 cm, fácilmente distinguible por sus brácteas negruzcas y sus flores blancas. Se la ha encontrado en el roquedal. El hallazgo ha permitido ampliar su rango de distribución en 440 km hacia el sur.

Draba loayzana Al-Shehbaz, *Novon* 4 (3): 197–198, f. 1c–e, 3a–b. 1994.

TIPO: Bolivia, La Paz, Loayza, Caxata 7 km hacia Quime, césped abierto, roseta frutos, 4540 m, 19-II-1981, S. G. Beck 4352 (Holótipo MO!; Isótipos LPB!).

Distribución: Argentina, Bolivia, Perú.

Distribución en Perú: PU.

Muestras representativas: PERÚ. **Dpto. Puno**, Carabaya, Corani, Minaspata, roquedal, 5024 m, 15/21-VI-2015, P. González 3854b (USM!). Puno, Carabaya, Corani, ladera roquedal, 4736 m, 23-XI-2011, E. Navarro 1092 (USM!).

Comentario: Es un hierba, de 1–2 cm, fácilmente distinguible por su tamaño pequeño y sus flores amarillo–cremosas subsésiles (Fig. 2a). Se la ha encontrado en roquedal y el césped de puna. El hallazgo ha permitido ampliar su rango de distribución en 380 km hacia el noroeste.

Petroravenia friesii (O. E. Schulz) Al-Shehbaz, *Taxon* 61 (5): 950. 2012.

TIPO: Argentina, Salta, Incachuli pr. S.

Antonio de las Cobras, loco humido, 5000 m, 30-X-1901, *R. E. Fries* 703 (Holótipo B!; Isotipo BAA!, F!, S!, US!).

Sinónimo: *Eudema friesii* O. E. Schulz

Referencias: Pflanzenr. IV. 105 (Heft 86): 245. 1924.

Distribución: Argentina, Bolivia, Chile, Perú.

Distribución en Perú: AR.

Muestras representativas: PERÚ. **Dpto. Arequipa**, Caylloma, Tapay, Tambomayo, matorral ralo, 5052 m, 20-IX-2012, *H. Trinidad* 2017 (USM!, MO!). Occoplaca, matorral ralo, 4430-4450 m, 6-X-2009, *A. Cano et al.* 19558 (USM!, MO!).

Comentario: Es un hierba cespitosa, de 2-3 cm, distinguible por sus flores amarillo cremosas. Se la ha encontrado en el césped de puna, prefiere los suelos arenosos y las planicies de los borde de bofedales. El hallazgo ha permitido ampliar su rango de distribución en 550 km hacia el noroeste.

Petroravenia werdermannii (O. E. Schulz) Al-Shehbaz, *Taxon* 61 (5): 950. 2012.

TIPO: Chile, Atacama, Cord. Río Figueroa, Co. Paredones, 4300 m, I-1926, *E. Werdermann* 974 (Holótipo B!, fragments BAA; Isótipos B!, BAA, BM!, CAS!, E, F!, G!, GH!, HBG!, K!, LIL!, M, MO!, NY!, S!, UC!, US!, Z).

Sinónimo: *Eudema werdermannii* O. E. Schulz

Referencias: Notizbl. Bot. Gart. Berlin-Dahlem 10: 462. 1928.

Distribución: Argentina, Chile, Perú.

Distribución en Perú: AR.

Muestras representativas: PERÚ. **Dpto. Arequipa**, Condesuyos, Cayarani, Alrededores de la Laguna Tintarchochaca. 30

km de Orcopampa, 15°13'08"S, 72°33'06"O, 4812 m, 30-X-2014, *M. Cueva* 2256 (USM!).

Dpto. Moquegua, Mariscal Nieto, entre Huarahuarane y Achacani, suelo arenoso húmedo en el borde de un bofedal, 4440, 7-V-2013, *D. W. Ramirez & D. Rodriguez* 1029 (USM).

Comentario: Es un hierba cespitosa, de 2-3 cm, similar a *P. friesii*, pero distinguible por sus hojas enteras y sépalos libres (Fig. 2b-c). Se la ha encontrado en el césped de puna, y borde de bofedales, prefiriendo suelos sueltos volcánicos. El hallazgo ha permitido ampliar su rango de distribución en 550 km hacia el noroeste. Al-Shehbaz (2012b) mencionó la presencia de estas dos especies en el Perú y la escases de material debido a que es una especie muy rara, sin embargo, no cita especímenes para el país, razón por la cual consideramos reportarla.

Rorippa beckii Al-Shehbaz, *Novon* 1 (1): 9-11, f. 1. 1991.

TIPO: Bolivia, La Paz, Ingavi, [Puerto] Guaqi, en la orilla de lago Titicaca, 3810 m, 27-IV-1989, *S. G. Beck et al.* 18139 (Holótipo LPB!; Isotipo MO!).

Distribución: Bolivia, Perú.

Distribución en Perú: AN.

Muestras representativas: PERÚ. **Dpto. Ancash**, Recuay, Catac, suelos húmedos en borde de la laguna Conococha, 4080 m, 12-X-2008, *D. W. Ramirez* 92; 173; 211 (USM!).

Comentario: Es un hierba anfibia, de 3-5 cm, Similar a *Rorippa nana* (Schltdl.) J. F. Macbr., pero distinguible por sus inflorescencias con brácteas (Fig. 2d). Se la ha encontrado en suelos muy húmedos y a veces parcialmente sumergida en los borde de lagunas. El hallazgo ha permitido ampliar su rango de distribución en 1150 km hacia el noroeste.

Weberbaueria cymosa Al-Shehbaz, J. Arnold Arbor. 71 (2): 239, f. 6. 1990.

TIPO: Bolivia, La Paz, Murillo, Cerca de Palca, base del Illimani, 4800–5000 m, 25-II-1979, A. Ceballos *et al.* 543 (Holótipo G!).

Distribución: Bolivia, Perú.

Distribución en Perú: JU.

Muestras representativas: PERÚ. Dpto. Junín, Huancayo, Recuerdos, pajonal húmedo, 4692 m, 5-IV-2012, H. Trinidad 1911 (USM!; MO!).

Comentario: Es un hierba de 5–10 cm, similar a *Weberbaueria bracteata* (O. E. Schulz) J. F. Macbr., pero fácilmente distinguible por tener hojas caulinares sésiles y por sus inflorescencias sin brácteas con dos a tres flores dispuestas en cima. Se la ha encontrado en suelos húmedos del pajonal. El hallazgo ha permitido ampliar su rango de distribución en 900 km hacia el noroeste.

CARYOPHYLLACEAE

Stellaria weddellii Pedersen, Bonplandia (Corrientes) 5 (21–29): 207. 1983.

TIPO: Bolivia, Cordillere de Chuchu: Llachissani au pied des rochers, 4200 m, 14-III-1856, G. Mandon 964 (Holótipo P!).

Distribución: Bolivia, Perú.

Distribución en Perú: CA, CU, LI, MO, PU.

Muestras representativas: PERÚ. Dpto. Cajamarca, Cajamarca, Pampa larga, al norte de la mina Yanacocha, afloramiento rocoso, 3990 m, 19-III-1994, I. Sánchez Vega & Cabanillas 6893 (CPUN!, F!). Dpto. Cusco, Espinar, Huano Huano, alrededores de la mina Coroccohuayco, Segundo Pacopata, roquedal, 4039 m, 9-IV-2012, P. González 1661 (USM!). Dpto. Lima, Huarochirí, San Damián, Chanape, Soyracocha, pajonal, 4600 m, 20-IX-2013, P. González 2839 (USM!).

Dpto. Moquegua, Sánchez Cerro, Ichuña, 3900–4600 m, 6/9-IV-2011, P. González 1482 (USM!).

Comentario: Es un hierba anual, procumbente, de 10–30 cm, similar a *Stellaria media* (L.) Vill., pero fácilmente distinguible por sus hojas de borde undulado (Fig. 2e–f). Se la ha encontrado en el pajonal y el roquedal. El hallazgo ha permitido establecer una distribución continua a lo largo de los Andes peruanos, ampliando su rango de distribución en 1500 km hacia el noroeste.

Discusión

En referencia a lo reportado por Brako & Zarucchi (1993), Ulloa Ulloa *et al.* (2004) y León *et al.* (2007), con estos nuevos registros la flora peruana pasaría a estar representada por 3 taxones de *Jalcophila*, 218 de *Senecio* (Beltrán, 2009; Montesinos, 2014; Montesinos *et al.*, 2015), 21 de *Werneria*, 14 de *Xenophyllum*, 6 de *Rorippa*, 23 de *Draba* (Al-Shehbaz, 2009, 2012; Al-Shehbaz *et al.*, 2013), dos de *Petroravenia*, 18 de *Weberbaueria* (Al-Shehbaz & Montesinos, 2009; Al-Shehbaz *et al.*, 2013, 2015b) y 11 de *Stellaria*. En el grupo de las Asteraceae es en el primero de estos géneros donde se produce el incremento de riqueza más significativo, ya que fue considerado para el territorio peruano representado sólo por *Jalcophila peruviana* M. O. Dillon & Sagást. (Dillon & Hensold, 1993). Dentro de las Brassicaceae, lo más relevante está vinculado al género *Petroravenia* reportado por primera vez para el Perú con dos especies.

Todas las especies tratadas habitan exclusivamente en las zonas altoandinas reafirmando la afinidad florística entre la puna de Bolivia, norte de Chile, norte de Argentina y el sur del Perú, debido a la homogeneidad y continuidad ambiental de

las altas cumbres de los Andes, cuyos límites bióticos no responden necesariamente a fronteras internacionales (García, 2007).

Los hallazgos reportados en este trabajo muestran que el conocimiento de la riqueza, y distribución de la flora de los Andes de Perú es aún incompleto, acentuándose más para las especies endémicas donde alrededor del 67% ha sido recolectada una sola vez (León 2007). Las causas de este desconocimiento son las mismas que aquejan a todos los Andes evidenciando el rol importante de los taxónomos en el conocimiento del patrimonio natural, la necesidad de más exploraciones botánicas (García, 2007) de forma planificada (León, com. per.) y un mejor respaldo económico a estas investigaciones.

Agradecimientos

Expresamos nuestra sincera gratitud a Blanca León y a los revisores anónimos por la revisión del manuscrito y sus valiosas sugerencias al mismo. A los curadores de todos los herbarios citados por la disponibilidad de sus colecciones.

Literatura citada

- Al-Shehbaz, I. A.** 2009. Two new Peruvian species of *Draba* (Brassicaceae). *Harvard Papers in Botany*, 14(1): 39–41.
- Al-Shehbaz, I. A.** 2012a. Two New Species of *Draba* (Brassicaceae): *D. Cajamarcensis* from Peru and *D. Jiulongensis* from China. *Rhodora*, 114 (957): 31–36.
- Al-Shehbaz, I. A.** 2012b. Brassicaceae: en A. M. Anton and F. O. Zuloaga (ed.), *Flora Argentina*, OBODA, IMBIV, CONICET. 8: 1–273.
- Al-Shehbaz, I. A. & A. Cano.** 2011. *Englerocharis dentata* and *Eudema peruvianum* (Brassicaceae) two new species from Peru. *Harvard Papers in Botany* 16 (2): 275–278.
- Al-Shehbaz, I. A. & D. B. Montesinos.** 2009. *Weberbaueria arequipa* (Brassicaceae), a new species from Peru. *Novon: A Journal for Botanical Nomenclature*, 19 (3): 281–283.
- Al-Shehbaz, I. A.; A. Cano & H. Trinidad.** 2012a. *Englerocharis ancashensis* (Brassicaceae), a new species from Peru and a synopsis of the genus. *Kew Bulletin* 67 (2): 1–5.
- Al-Shehbaz, I. A.; E. Navarro & A. Cano.** 2012b. *Aschersoniodoxa peruviana* (Brassicaceae), a remarkable new species from Peru and a synopsis of the genus. *Kew Bulletin* 67 (3): 483–486.
- Al-Shehbaz, I. A.; A. Cano; H. Trinidad & E. Navarro.** 2013. New Species of *Brayopsis*, *Descurainia*, *Draba*, *Neuontobotrys* and *Weberbaueria* (Brassicaceae) from Peru. *Kew Bulletin*. 68 (2): 219–231.
- Al-Shehbaz, I. A.; P. González & A. Cano.** 2015a. *Englerocharis blanca-leoniae* (Brassicaceae), a new species from Puno, Peru. *Harvard Papers in Botany* 20 (1): 1–4.
- Al-Shehbaz, I. A.; P. González & A. Cano.** 2015b. *Weberbaueria incisa* (Brassicaceae), a new species from southern Peru. *Novon* 24 (1): 6–8.
- Arteta, M.; M. Corrales; C. Dávalos; A. Delgado, F. Sinca; L. Hernani & J. Bojórquez.** 2006. Plantas vasculares de la bahía de Juli, lago Titicaca, Perú. *Ecología Aplicada* 5 (1–2): 29–36.
- Ballard H. E. & H. H. Iltis.** 2012. *Viola lilliputana* sp. nov. (*Viola* sect. *Andinium*, Violaceae), one of the world's smallest violets, from the Andes of Peru. *Brittonia*. 64 (4): 353–358.
- Beltrán, H.** 2009. Dos especies nuevas de *Senecio* (Asteraceae: Senecioneae) del Perú. *Arnaldoa* 15 (2): 211–215.
- Beniston M.** 1994. Mountain environments in changing climates. Routledge, London, 461 pp.
- Brako, L. & J. Zarucchi.** 1993. Catalogue of the Flowering Plants and Gymnosperms of Peru. *Monographs in Systematic Botany from the Missouri Botanical Garden* 45: 1–1286.
- Cano, A.; W. Mendoza; S. Castillo; M. Morales; M. I. La Torre; H. Aponte; A. Delgado; N. Valencia & N. Vega.** 2010. Flora y vegetación de suelos crioturbados y habitats asociados en la Cordillera Blanca, Ancash, Peru. *Revista Peruana de Biología* 17 (1): 95–103.
- Cano, A.; A. Delgado; W. Mendoza; H. Trinidad; P. González; M. I. La Torre; M. Chanco; H. Aponte; J. Roque; N. Valencia & E. Navarro.** 2011. Flora y vegetación de suelos crioturbados y habitats asociados en los alrededores del Abra Apacheta, Ayacucho – Huancavelica (Perú). *Revista Peruana de Biología* 18 (2): 169–178.

- Castillo, S.** 2013. Taxonomía y distribución de la Familia Gentianaceae (Magnoliophyta) en el departamento de Ancash, Perú. Tesis para Optar el Título Profesional de Biólogo con mención en Botánica, Facultad de Ciencias Biológicas. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Lima – Perú, 168 pp.
- Conde-Álvarez, C. & S. Saldaña-Zorrilla.** 2007. Cambio climático en América Latina y el Caribe: Impactos, vulnerabilidad y adaptación. *Revista Ambiente y Desarrollo* 23 (2): 23–30.
- Dillon, M. O. & A. Sagástegui.** 2002. Tribal Classification and Diversity in the Asteraceae of Peru. *Arnaldoa* 8 (2): 25–44.
- Galán de Mera, A.; B. Del Monte; E. M. Mendoza; E. Linares; J. Campos & J. A. Vicente.** 2014. Las comunidades vegetales relacionadas con los procesos criogénicos en los Andes peruanos. *Phytocoenología* Vol. 44 (1–2): 121–161
- García, N.** 2007. Cinco nuevos registros para la flora vascular de Chile continental. *Gayana Botánica* 64 (2): 184–191.
- González, P.; M. I. La Torre & A. Cano.** 2011. *Deschampsia danthonioides* (Poaceae – Pooideae) un nuevo registro para la flora peruana. *Revista Peruana de Biología* 18 (2): 185–187.
- González, P.** 2012. Flora vascular del distrito de Arahua, provincia de Canta (Lima, Perú). Tesis para optar el Grado Académico de Biólogo. Facultad de Ciencias Biológicas. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Lima – Perú, 257 pp.
- González, P.; E. Navarro; M. Chanco & A. Cano.** 2015. *Nototriche carabayensis* (Malvaceae), una especie nueva de los Andes de Perú. *Darwiniana* 3 (1): 1–6.
- Macbride, et al.** 1936 y siguientes. Flora of Peru. Field Museum of Natural History, Botanical Series, Chicago.
- Lamas, G. & F. Encarnación.** 1976. Índice toponímico del Mapa del Perú 1:1000000 del Instituto Geográfico Militar. 80 pp. Universidad Nacional Mayor de San Marcos.
- León, B.; J. Roque; C. Ulloa Ulloa; N. Pitman; P. Jorgensen & A. Cano.** 2007. El libro rojo de las especies endémicas del Perú. *Revista Peruana de Biología. Número especial* 13 (2): 1–971.
- León, B.** 2007. ¿Qué nos dice el Libro Rojo de la flora endémica sobre riesgos de extinción y conocimiento de la flora peruana?. XVI Resúmenes, Reunión Anual del Instituto de investigaciones de Ciencias Biológicas Antonio Raimondi (ICBAR), UNMSM (Universidad Nacional Mayor de San Marcos). Lima. 19 p.
- Linares, E.; J. Campos; W. Nauray; J. Vicente & A. Galán De Mera.** 2010. Nuevas adiciones a la flora del Perú. *V. Arnaldoa* 17 (1): 99–106.
- Markham, A.; N. Dudley & S. Stolton.** 1993. Some like it hot: climate change, biodiversity and the survival of species. WWF–International, Gland, 144 pp.
- Mendoza, W.** 2010. Taxonomía y distribución de las especies peruanas del género *Polylepis* Ruiz & Pav. (Rosaceae, Magnoliopsida). Tesis para Optar el Título Profesional de Biólogo con mención en Botánica, Facultad de Ciencias Biológicas. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Lima–Perú, 125 pp.
- Montesinos–Tubee, D.** 2011. Diversidad florística de la cuenca alta del río Tambo–Ichuña (Moquegua, Perú). *Revista Peruana de Biología* 18 (1): 119–132.
- Montesinos–Tubee, D.** 2014. Three new caespitose species of *Senecio* (Asteraceae, Senecioneae) from South Peru. *PhytoKeys* 39: 1–17.
- Montesinos–Tubee, D. & A. Kool.** 2015. *Arenaria acaulis* (Caryophyllaceae), a new species from South Peru. *Phytotaxa*, 220 (1): 77–82.
- Pauli, H.; M. Gottfried & G. Grabherr.** 2003. Effects of climate change on the alpine and nival vegetation of the Alps. *J. Mt. Ecol.* 7(Suppl.): 9–12.
- Pauli, H.; M. Gottfried; K. Reiter; C. Klettner & G. Grabherr.** 2007. Signal of Range Expansions and Contractions of Vascular Plants in the High Alps: Observations (1994 – 2004) at The GLORIA Master Site Schrankagel, Tyrol, Austria. *Global Change Biology* 13: 147–156.
- Ramirez, D. W.** 2011. Flora y vegetación de los Humedales de Conococha, Perú. Tesis para Optar el Título Profesional de Biólogo con mención en Botánica, Facultad de Ciencias Biológicas. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Lima – Perú, 110 pp.
- Rodríguez, E. F.; R. Vásquez; R. Rojas; G. Calatayud; B. León & J. Campos.** 2006. Nuevas adiciones de angiospermas a la flora del Perú. *Revista Peruana de Biología* 13 (1): 129–138.
- Salvador, F.; M. Ángeles & S. Ríos.** 2008. Tres nuevos registros del genero *Carex* (Cyperaceae) para el Perú y adiciones a la flora andina del departamento de Huánuco. *Revista Peruana de Biología* 15 (2): 83–92.

- Thompson, L. G. & E. Mosley–Thompson, *et al.*** 2006. Abrupt tropical climate change: Past and present. *Proceed. Nat. Acad. Sci.* 103 (28): 10536–10543.
- Trinidad, H.; A. Cano & B. León.** 2011. *Thalictrum peruvianum* (Ranunculaceae), una nueva especie de Lima, Perú. *Revista Peruana de Biología* 18 (3): 271–274.
- Trinidad, H.** 2013. Composición florística de los bosques de *Polylepis* Yauyinazo y Chaqsii–Chaqsii, Reserva Paisajística Nor–Yauyos Cochas, Lima. Tesis para Optar el Título Profesional de Biólogo con mención en Botánica, Facultad de Ciencias Biológicas. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Lima – Perú, 103 pp.
- Trinidad, H.; W. Mendoza & A. Cano.** 2013. *Krapfia grace–servatiae* (Ranunculaceae), a new species from the high Andes of Peru. *Harvard Papers in Botany.* 18 (2): 259–263.
- Ulloa Ulloa, C.; J. L. Zarucchi & B. León.** 2004. Diez años de adiciones a la flora del Perú. *Arnaldoa* (edición especial): 7–242.
- Valencia, N.; A. Cano; A. Delgado; H. Trinidad & P. González.** 2013. Composición y cobertura de la vegetación de los bofedales en un macrotransecto este–oeste, en los Andes centrales del Perú pp. 333–33. En A. Alonso, F. Dallmeier & G. Servat. (Eds.), *Monitoreo de la biodiversidad: lecciones de un megaproyecto transandino*. Smithsonian Institution Scholarly Press. USA.
- Vásquez, R.; R. Rojas & E. Rodríguez.** 2002. Adiciones a la Flora Peruana: especies nuevas, nuevos registros y estados taxonómicos de las Angiospermas para el Perú. *Arnaldoa* 9 (2): 43–110.

ANEXO



Fig. 1. Nuevos registros de Asteraceae. (a–b) Hábito de *Jalcophila boliviensis* Anderb. & S. E. Freire; (c) Hábito de *Jalcophila ecuadorensis* M. O. Dillon & Sagást.; (d–f) Rama florífera de *Senecio aquilaris* Cabrera; (g) *Werneria spathulata* Wedd., (h) Rama florífera y (i) hábito de *Xenophyllum pseudodigitatum* (Rockh.).



Fig. 2. Nuevos registros de Brassicaceae y Caryophyllaceae. (a) Hábito de *Draba loayzana* Al-Shehbaz; (b–c) Hábito de *Petroravenia werdermannii* (O. E. Schulz) Al-Shehbaz; (d) Hábito de *Rorippa beckii* Al-Shehbaz; (e) Hábito y (f) Rama florífera de *Stellaria weddellii* Pedersen.

Propóleo peruano en el desarrollo de un enjuague bucal con actividad antibacteriana

Peruvian propolis for the development of a mouthwash with antibacterial activity

Carmen Isolina Ayala Jara, Ericson Felix Castillo Saavedra & Luis Graus Mejía

Facultad de Farmacia y Bioquímica. Universidad Nacional de Trujillo, Perú

Email: ayalajara27@hotmail.com

Juan Casanova Luján

Laboratorio de Bromatología, Municipalidad Provincial de Trujillo, Perú

Luis Ernesto Seclén Ayala

Facultad de Medicina, Universidad Nacional de Trujillo, Perú

Resumen

El estudio tuvo como propósito desarrollar un enjuague bucal con extracto de propóleo peruano y evaluar su actividad antibacteriana *in vitro* en cepas estandarizadas de *Streptococcus mutans* ATCC 35668, principal responsable de la caries dental. El desarrollo del enjuague bucal consistió en diferentes fases: colección y almacenamiento de las muestras, preparación de las muestras de propóleos para los ensayos, determinación de caracteres organolépticos, identificación de metabolitos, determinación de características fisicoquímicas, obtención del extracto de propóleo, determinación de la concentración mínima inhibitoria y concentración mínima bactericida, composición del enjuague bucal, estudio de preformulación, control de calidad del enjuague bucal con propóleo, y evaluación de su efecto antibacteriano *in vitro* en cepas de *Streptococcus mutans*. La concentración mínima bactericida de propóleo fue de 1,5ug/mL obtenida mediante un piloto previo. Los resultados obtenidos determinaron que el enjuague bucal a base de propóleo puro tiene mayor promedio de halo de inhibición en relación a las diluciones 1:2, y 1:4 con diferencia estadísticamente significativa ($p < 0,05$). El enjuague bucal elaborado a base de propóleo peruano, tiene calidad farmacéutica y efecto antibacteriano *in vitro* frente a cepas de *Streptococcus mutans*.

Palabras clave: Propóleo, enjuague bucal, caries dental, *Streptococcus mutans*.

Abstract

The research was aimed to develop a mouthwash with Peruvian propolis extract and to evaluate its *in vitro* antibacterial activity in *Streptococcus mutans* ATCC 35668 standardized strains, main responsible for dental caries. Mouthwash development consisted in different phases: collection and storage of samples, preparation of samples for testing propolis, determining organoleptic characteristics, metabolite identification, determination of physicochemical characteristics, obtaining a propolis extract, determining the minimum inhibitory concentration and minimum bactericidal concentration, composition of mouthwash, preformulation study, quality control mouthwash with propolis, and evaluation of antibacterial effects of propolis in oral wipe strains of *Streptococcus mutans*. The minimum bactericidal concentration of propolis was 1,5ug / mL obtained by a previous pilot. The results determined that mouthwash with pure propolis has highest average zone of inhibition relative to the dilutions 1: 2 and 1: 4 with statistically significant difference ($p < 0.05$). Mouthwash made from Peruvian propolis, has pharmaceutical quality and antibacterial effect *in vitro* against strains of *Streptococcus mutans*.

Keywords: Propolis, mouthwash, dental caries, *Streptococcus mutans*.

Introducción

La caries dental es una de las enfermedades de etiología bacteriana más comunes entre los seres humanos, y es considerada como un problema de salud pública en muchas partes del mundo, debido a que afecta la calidad de vida y personalidad de los individuos que la padecen; además, requiere de una inversión personal y gubernamental importante (Kinane, 2000; Navarro, 2002).

La Organización Mundial de la Salud

(OMS) estima que unos 5,000 millones de personas han sufrido caries dental (Kinane, 2000). El Perú, es uno de los países en vías de desarrollo de Latinoamérica que tiene la más alta incidencia de caries, una enfermedad dental que afecta al 95% de la población, es decir, a nueve de cada diez personas, principalmente niños entre 5 y 12 años de edad (Chumpitáz & Ghezzi, 2013).

Durante los últimos 20 años, los principales factores biológicos que han sido utilizados como indicadores de

actividad de caries dental, según estudios microbiológicos, han establecido que los microorganismos que forman parte importante de la población bacteriana de la placa y que son considerados los principales agentes cariogénicos son las variedades de *Streptococcus mutans*, *sobrinus*, *crictus*, *salivarius* y *sanguis* con algunas especies de lactobacilos; que generan una elevada producción de ácidos (Castro, 2005; Hidalgo, 2006).

S. mutans es el principal microorganismo aislado en lesiones cariosas humanas, primero en colonizar la superficie del diente después de la erupción. Su nombre lo recibe de su tendencia a cambiar de forma, y se puede encontrar como coco o de forma más alargada, como bacilo (Castro, 2005; Moromi, 2007). Del mismo modo, representa un microorganismo acidogénico que produce ácido láctico, interviniendo en la desmineralización del diente; es acidófilo porque puede sobrevivir y desarrollarse en un pH bajo; y acidúrico porque es capaz de seguir generando ácido con un pH bajo (Pérez, 2007).

Los *S. mutans* presentes en la biopelícula de la placa bacteriana supragingival, mediante sus factores de virulencia son capaces de provocar la pérdida de minerales y posterior formación de una cavidad, debido al desequilibrio iónico en el proceso de mineralización y desmineralización de los tejidos duros del diente, resultante del metabolismo de carbohidratos por parte de estas bacterias (Castro, 2005; Pérez, 2007).

La producción de polisacáridos es fundamental para la colonización y mantenimiento de este microorganismo en el diente. Por otra parte, *S. mutans* puede sintetizar polisacáridos intracelulares, le permite obtener energía y conservar la producción de ácido láctico durante largos

periodos. También produce dextranasas y fructanasas. Estas enzimas metabolizan los polisacáridos extracelulares, lo cual favorece la producción de ácido (Pérez, 2007).

El propóleo es una mezcla compleja de origen biológico elaborado a partir de resinas, bálsamos, gomas y otras exudaciones de las plantas, que la "abeja" *Apis mellifera* recoge y modifica, adicionándole cera, polen y enzimas entre otros materiales, con el propósito de proteger la colmena de las adversidades del medio, asegurando estabilidad térmica y protección contra problemas microbiológicos. Su color puede variar desde amarillo verdoso, verde oscuro a marrón oscuro. El aroma puede ser placentero a yemas de "álamo", miel, ceras y vainilla o se puede relacionar con la flora nativa del sector, en algunos casos el propóleo puede ser amargo, picante y hasta astringente (Álvarez, 2012; Pascual *et al.*, 1994).

Por su consistencia, los componentes presentes en los propóleos pueden clasificarse en dos grupos; los de naturaleza fluida, los bálsamos y oleorresinas. Las esencias fluidas son agentes volátiles; los bálsamos son de consistencia más densa, poco volátiles y con frecuencia sufren reacciones de polimerización; mientras que las oleorresinas llevan asociado el aroma de las plantas en forma concentrada, son líquidos viscosos de consistencia semisólida. La solubilidad depende de la forma en que se encuentren, el número y las clases de constituyentes presentes. El propóleo presenta una consistencia variable, dependiendo de su origen y de la temperatura. Hasta los 15°C es duro y se torna maleable a medida que ésta aumenta. Su punto de fusión varía entre 60 a 70°C, llegando en algunos casos hasta 100°C (Álvarez *et al.*, 2006; Pascual *et al.*, 1994).

Los flavonoides y los compuestos fenólicos son considerados los principales compuestos bioactivos del propóleo. Los flavonoides constituyen alrededor del 4% del total del peso del propóleo, los más comunes encontrados son la quercetina, apigenina, kaempferol, pinocembrina, galangina, y hesperidina. Por otro lado, los compuestos fenólicos encontrados frecuentemente son los ácidos caféico, isoferúlico, cinámico, benzoico y algunos de sus ésteres (Bankova, 2000; Greenaway *et al.*, 1991; Maidana, 2000).

El propóleo, presenta propiedades bacteriostáticas, antifúngicas, anestésicas y cicatrizantes. Actualmente por sus propiedades cicatrizantes se utiliza particularmente en dermatología, aunque se busca conocer más posibilidades de aplicación (Cuéllar *et al.*, 1990; Khayya *et al.*, 1993).

La Organización Mundial de la Salud promueve el desarrollo de sistemas terapéuticos en base a productos naturales medicinales, debido a que aproximadamente el 80% de la población mundial lo emplea para resolver sus problemas de salud (Hidalgo, 2006; Kinane, 2000). Es así, que en nuestro país, y específicamente en nuestra región son muy frecuentes las caries dentales, producto de los malos hábitos de higiene y/o mal nutrición que disminuye las defensas del organismo, además de factores culturales (Navarro, 2002).

Por otro lado, el uso tradicional del propóleo como sustancia medicinal a través de la historia de la humanidad, permite predecir su aceptación en forma de un producto farmacéutico que sería el resultado de un proceso tecnológico sustentado en la ciencia y tecnología farmacéutica.

En este contexto, se plantea como objetivo desarrollar un enjuague bucal con

extracto de propóleo y evaluar su efecto antibacteriano *in vitro* frente a cepas de *S. mutans*.

Material y métodos

Material

Se utilizó como material biológico cepas estandarizadas de *S. mutans* ATCC 35668, y como material de estudio propóleo recolectado de las colmenas de *Apis mellifera* de Perú. Dpto. La Libertad, Prov. Otuzco, Distrito Charat.

Método

El desarrollo del enjuague bucal consistió en diferentes fases: colección y almacenamiento de las muestras, preparación de las muestras de propóleos para los ensayos, determinación de caracteres organolépticos, identificación de metabolitos presentes en el propóleo, determinación de características fisicoquímicas, obtención del extracto de propóleo, determinación de la concentración mínima inhibitoria (CMI) y concentración mínima bactericida (CMB), composición del enjuague bucal, estudio de preformulación, control de calidad del enjuague bucal con propóleo, y evaluación del efecto antibacteriano *in vitro* del enjuague bucal de propóleo en cepas de *S. mutans*.

La colección y almacenamiento de las muestras de propóleos se realizó entre los meses de julio y agosto, y se emplearon 500 g. de propóleo. El método de colección consistió en el raspado clásico de las partes superiores de la colmena, y se colocaron directamente en bolsas oscuras de polietileno. Posteriormente, se guardaron en refrigeración y al abrigo de la luz.

La preparación de las muestras de propóleos para los ensayos consistió en eliminar las impurezas visibles de cada muestra, se fraccionaron en trozos de 2 cm

de tamaño aproximadamente, se colocaron en un vaso de precipitación y se llevaron a refrigerar a 0°C por 12 horas. Luego se trituraron en mortero y se mezclaron con espátula, la muestra se dividió en dos partes, para realizar los ensayos organolépticos, químicos, físicos; y los ensayos microbiológicos (Reitinger, 2000; Salamanca, 2000).

Los caracteres organolépticos se realizaron mediante un análisis descriptivo de categorización cuantitativa relativa. Se utilizaron escalas numéricas de evaluación para la asignación de puntuaciones acorde a la intensidad del estímulo causado por los descriptores establecidos en la literatura de propóleos de Sudamérica y otras partes del mundo, hasta obtener las características que más se ajustan a la realidad de la muestra analizada. Las propiedades organolépticas evaluadas estuvieron basadas en parámetros establecidos por la Norma Rusa RST-RSFSR-317-77 y la Norma Húngara MSZ-08-0184-79 (Norma Ramal de Hungría, 1997; Norma Rusa, 1997).

La identificación de metabolitos presentes en el propóleo consistió en pesar 5 g de muestra, se molió y se procedió según las técnicas y procedimientos de la marcha fitoquímica preliminar descrita por Olga Lock de Ugaz (Lock, 1994).

Las características fisicoquímicas se evaluaron según los parámetros y metodologías de trabajos establecidos en la Norma Rusa RST-RSFSR-317-77 y Norma Húngara MSZ-08-0184-79. Los parámetros evaluados fueron: punto de fusión, contenido de cera, impurezas mecánicas, compuestos fenólicos, resinas totales, compuestos fenólicos, índice de oxidación, índice de yodo, índice de acidez, índice de saponificación e índice de ésteres (Lock, 1994; Norma Ramal de Hungría, 1997;

Norma Rusa, 1997).

La obtención del extracto de propóleo consistió en enfriar la muestra hasta 0°C, luego se pesaron 20 gramos, y se transfirieron a un matraz de 250 mL y se le añadieron 200 mL de etanol de 80°, se sometió a reflujo en equipo Soxhlet durante una hora, al cabo de este tiempo se detuvo y se filtró a través de papel filtro Whatman N° 40; se separó el filtrado y el sólido residual se sometió nuevamente a reflujo con 200 mL de solvente correspondiente, el nuevo filtrado obtenido se reunió con el anterior, siendo éste el extracto total final. Los extractos totales finales se transfirieron al matraz de un rotavapor tipo Büchi y se mantuvo en evaporación hasta la desaparición del solvente. El sólido que se obtuvo se sometió a secado en estufa a 70°C durante 2 horas, para obtener el denominado extracto blando total (Álvarez *et al.*, 2006).

La determinación de la concentración mínima inhibitoria (CMI) y la concentración mínima bactericida (CMB) del extracto de propóleo consistió en realizar pruebas de sensibilidad con cepas estandarizadas de *S. mutans* ATCC35668, a distintas concentraciones del extracto de propóleo para la determinación de la CMI y CMB, más adecuada que debe utilizarse en la elaboración del gel (Carrillo *et al.*, 2011).

El enjuague bucal estuvo compuesto por extracto de propóleo, glicerina, agua, alcohol, edulcorantes, aromatizantes, saborizantes y antioxidantes. Los excipientes utilizados son de uso generalizado para esta forma farmacéutica. El enjuague bucal obtenido se preservó de la luz debido a la fotosensibilidad del extracto de propóleo (Chimenos & López, 2010).

En el estudio de preformulación se colocó el extracto en proporciones adecuadas con cada uno de los excipientes de la

formulación. Se envasaron las muestras en frascos ámbar y se colocaron a temperatura ambiente por un mes, valorando aspectos organolépticos y pH. Las determinaciones se realizaron a tiempo cero, 7, 15 días y 30 días (Chimenos & López, 2010; Maidana, 1999).

El control de calidad del enjuague bucal con propóleo se basó en la descripción del producto (aspecto, color, olor, sabor y evaluación de la sensación al aplicar en la cavidad bucal), nivel de acidez (pH), ensayos de estabilidad (estudios acelerados en estufa a 40°C durante 3 a 8 días y luego en refrigerador a 4°C por un período de tiempo igual) y control microbiológico (método de Recuento Total de Bacterias Aerobias Mesófilas Viabiles) (Woisky & Salatino, 1998).

En la evaluación del efecto antibacteriano *in vitro* del enjuague bucal de propóleo en cepas de *S. mutans* se empleó el método de Difusión en Agar, que consistió en la preparación de la muestra del enjuague bucal de propóleo a partir

de una solución concentrada del enjuague bucal con propóleo, y se utilizó agua destilada para obtener diluciones de 1/2, 1/4 y 1/8; y posteriormente en un test de difusión en agar para la verificación de la acción antibacteriana del enjuague bucal de propóleo sobre cepas patrón de *S. mutans* ATCC 35668 (Vieira, 1999).

Los datos obtenidos de la evaluación del efecto antibacteriano *in vitro* del enjuague bucal a base de propóleo sobre cepas de *S. mutans* fueron analizados estadísticamente mediante el análisis de varianza, prueba de Kruskal Wallis y la prueba de Duncan para un nivel de significancia de 5% (Carrillo *et al.*, 2011; Castro, 2005).

Resultados y discusión

El estudio se inició con el análisis sensorial, que permitió establecer los atributos correspondientes a las características organolépticas evaluadas en la muestra de propóleo peruano, materia prima con la que se elaboró el enjuague bucal (Tabla 1).

Tabla 1. Características organolépticas evaluadas en la muestra de propóleo peruano.

Característica organoléptica	Atributos
Estructura	Heterogénea
Aspecto	Trozos irregulares opacos
Consistencia	Poco blanda
Color	Naranja con tintes verdes
Olor	Resinoso muy aromático
Sabor	Amargo
Impurezas Visibles	Capullos de pollas Virutas de madera

La estructura observada en la muestra fue heterogénea; estos resultados coinciden con otros estudios publicados y confirman que la estructura del propóleo está directamente relacionada con el desarrollo de una buena técnica de recolección; y que las deformaciones heterogéneas se deberían a impurezas no visibles que al entrar en la colmena habrían sido recubiertas con el propóleo (Maidana, 1999).

La consistencia fue poco blanda, y coincide con otros estudios previamente publicados que indican que la consistencia estaría directamente relacionada con la temperatura de la zona de recolección, e inversamente con la altitud; es decir, a mayor altitud, menor temperatura y la consistencia es más dura. Otro de los factores que influirían en la consistencia, es la clase y la naturaleza de los componentes presentes en el propóleo, que serían oleorresinosos; lo que le confiere la consistencia semisólida y que llevaría asociado el olor característico de la flora de la zona de origen (Maidana, 1999; Salamanca, 2000).

El color hallado en la muestra fue naranja con tintes verdes; estudios realizados han determinado que el color del propóleo está en función a varios factores; la parte del vegetal que sería utilizada por la "abeja" para su elaboración (flores, brotes o resinas) y específicamente a los flavonoides encontrados (Bruneton, 2001; Sosa *et al.* 2000). En la zona de recolección de la muestra predominan los árboles frutales y arbustos con muchas flores (Álvarez, 2012; Horna, 1995; Mostacero, 2002).

El olor identificado en la muestra fue resinoso muy aromático debido a la presencia de compuestos alifáticos de bajo peso molecular, alcoholes, aldehídos, cetonas y ésteres, así como mono y diterpenos, sesquiterpenos y fenilpropanos

(Álvarez, 2012; Maidana, 1999).

El sabor determinado en la muestra fue amargo, estudios realizados señalan que la variabilidad en el sabor del propóleo se debería a la cantidad y clase de compuestos resinosos, presentes en la flora, de la cual la "abeja" obtiene la materia prima para elaborar el propóleo, así como cera, restos vegetales y presencia de algunos contaminantes (Bankova, 2000; Reitinger, 2000).

Al comparar los resultados obtenidos del análisis de las características organolépticas según la Norma Rusa RST-RSFSR-317-77 sobre control de calidad de propóleo, se observa que la muestra cumple con los parámetros establecidos (Norma Rusa, 1997).

El análisis de metabolitos secundarios en la muestra determina la presencia de taninos, flavonoides, cardenólidos, alcaloides, leucoantocianidinas y ausencia de saponinas, esteroides/triterpenos y quinonas (Tabla 2); y estaría indicando que la flora que visitan las "abejas" es común, debido a la existencia de similares especies vegetales, además la presencia de leucoantocianidinas se podría deber a la presencia de árboles apícolas presentes en la zona de origen de la muestra (Hegazy & Hady, 2000; Tolosa & Cañizares, 2002).

El valor del punto de fusión medio, fue de 83,1°C, y estaría relacionado a la temperatura en la zona de origen del propóleo, así como a su composición.

El promedio del índice de oxidación, determinado en segundos, encontrado en la muestra fue 19,6 inferior al valor máximo de 22; admitidos por normas internacionales sobre calidad del propóleo. Estudios previos han determinado los factores que influyen en el índice de

Tabla 2: Metabolitos secundarios identificados en la muestra de propóleo peruano.

Metabolitos	Resultados
Saponinas	-
Taninos	+
Flavonoides	+
Esteroides/Triterpenos	-
Quinonas	-
Cardenólidos	+
Leucoantocianidinas	+
Alcaloides	+

oxidación que en el caso del propóleo sería; el contenido de compuestos fenólicos y los ácidos no fenólicos insaturados, el alto contenido de ceras (directamente los ácidos grasos insaturados de cadena abierta) y por último el contenido de impurezas (algunas sustancias reductoras u oxidantes) (Bankova, 2000; Maidana, 2000).

El contenido de cera fue de 29,5 % p/p, muy cercano al límite establecido por la Norma Rusa que lo establece en no mayor de 30%. La cantidad de resinas totales fue de 40,8%, y representa la fracción útil del propóleo, y su contenido es condicionado por la riqueza de resinas en la flora de la zona de origen, la época de recolección (en otoño se produce mayor cantidad de resinas en la flora) y la variedad de especies vegetales (Maidana, 2000).

El contenido de impurezas mecánicas en la muestra analizada fue 19,56 %, concordante con lo que establece la Norma Rusa, en no mayor de 20% (Norma Rusa, 1997). Diversos estudios indican que las impurezas mecánicas están conformadas en su mayoría por partículas de polvo, partes de plantas, insectos y algunas sustancias

minerales que las “abejas” introducen en la colmena como consecuencia de la contaminación ambiental (Álvarez, 2012; Maidana, 1999; Reitinger, 2000).

El contenido de los compuestos fenólicos fue de 48,95%, valor que se encuentra dentro de los parámetros que establece la Norma Rusa; que lo fija en un mínimo de 30%. Según algunos estudios realizados indican que el contenido de compuestos fenólicos en el propóleo es inverso al índice de oxidación y estaría en función a la diferencia de especies botánicas de la zona de origen y la variedad de “abeja” (Maidana, 1999; Woisky & Salatino, 1998).

El índice de yodo de la muestra fue 37,90 mg KOH/g, valor permitido por la Norma Rusa, que establece el índice de yodo en no menor a 35% (Norma Rusa, 1997). El índice de yodo determina el grado de insaturación de la materia grasa (ácidos grasos poliinsaturados beneficiosos para el organismo), es decir nos permite inferir sobre la calidad de la cera; en relación a la composición del propóleo.

El índice de acidez 49,8 mg KOH/g, valor situado dentro de los parámetros

establecidos por la Norma Húngara MSZ-08-0184-79 en 42-52 mg KOH/g (Norma Ramal de Hungría, 1997). Estudios publicados, indican que la acidez del propóleo, se debe principalmente a los ácidos libres en la cera y en menor medida a los compuestos fenólicos de naturaleza ácida derivados del ácido benzoico, cinámico, ferúlico entre otros, y algunas clases de flavonoides, de tal manera que una variación en el contenido o clase de estas sustancias, es una posible razón para la variación del índice de acidez (Reitinger, 2000). Los ácidos libres en la cera dependen directamente de la flora y el tipo de "abeja" y los ácidos fenólicos dependen del tipo de flora en la zona de recolección (Maidana, 1999; Maidana, 2000).

El índice de saponificación de la muestra

fue 141,2 mg KOH/g, valor que se encuentra dentro de los parámetros establecidos por la Norma Húngara que establece como rango 136 - 221 mg KOH/g (Norma Ramal de Hungría, 1997). La sustancia saponificable en el propóleo son los ácidos grasos libres, ácidos fenólicos y sus respectivos esterres, que se encuentran en la cera y las resinas, las cuales influyen considerablemente en la calidad del propóleo.

El índice de ésteres de la muestra fue 90,27 mg KOH/g. Estos índices: yodo, acidez, saponificación y ésteres, son indicadores importantes para el uso de propóleo en las elaboraciones de cremas, geles y enjuagues utilizadas en la industria cosmética (Chimenos & López, 2010).

Tabla 3. Características fisicoquímicas de las muestras de propóleo peruano.

Características Fisicoquímicas	Resultados
Punto de fusión (°C)	83,1
Índice de oxidación (seg)	19,6
Índice de yodo (mg KOH/g)	31,2
Índice de acidez (mg KOH/g)	49,8
Índice de saponificación (mg KOH/g)	141,2
Índice de ésteres (mg KOH/g)	90,27
Contenido de ceras (%p/p)	37,5
Resinas totales (%p/p)	40,8
Impurezas mecánicas (%p/p)	19,6
Compuestos fenólicos (%p/p)	48,9

En el estudio de preformulación se evaluó la posibilidad de interacción entre el propóleo y los componentes de la formulación en ensayo (Tabla 4), observándose que no ocurrieron cambios en los parámetros analizados. La influencia de los excipientes en la estabilidad física del producto aportó datos valiosos y necesarios para seleccionar la formulación final.

Para el control de calidad del producto se llevó a cabo el análisis de los parámetros fisicoquímicos característicos de este tipo de formulación (Tabla 5), apreciándose características organolépticas, físicas y químicas aceptables.

Los excipientes utilizados para la elaboración del enjuague bucal son de uso generalizado para esta forma farmacéutica

Tabla 4. Interacción de los excipientes con el extracto de propóleo peruano.

Interacción	pH				Características Organolépticas			
	0 días	7 días	15 días	30 días	0 días	7 días	15 días	30 días
Extracto + Glicerina	6,1	6,2	6,1	6,1	No se aprecian cambios			
Extracto + Sacarina	6,5	6,5	6,5	6,5	No se aprecian cambios			
Extracto+ Esencia menta	5,1	5,2	5,1	5,2	No se aprecian cambios			

Tabla 5. Calidad organoléptica del enjuague bucal con extracto de propóleo peruano.

Característica organoléptica	Atributos
Aspecto	Líquido
Color	Ámbar
Olor	Menta, ligeramente resinoso
Sabor	Menta, ligeramente dulce

(Vieira, 1999). El control de calidad del enjuague terminado se realizó por evaluación de sus características organolépticas, pH, estabilidad y control microbiológico. En el análisis de la evaluación de la sensación al aplicar en la cavidad bucal, no se manifestó rechazo alguno, lo que le proporciona buena tolerancia al enjuague.

Los ensayos de estabilidad en estantería y acelerados, mostraron que no hay variación en ninguno de los parámetros analizados pH, características organolépticas del producto como aspecto, color, olor, sabor. Los excipientes y cantidad de los mismos utilizados en el desarrollo de esta formulación, proporcionan al producto

estabilidad y de acuerdo a los resultados de los ensayos realizados el enjuague bucal de propóleo a una concentración de 1,5 µg/mL, se estima un plazo de validez de dos años (Tablas 6 y 7). En el control microbiológico del enjuague bucal (Tabla 8), los resultados se encontraron dentro del límite microbiano permitido por las especificaciones internacionales.

Los ensayos del control de calidad del enjuague bucal elaborado se hicieron según regulaciones actuales vigentes en el país, obteniéndose resultados satisfactorios, que aseguran la obtención final de un producto de alta calidad.

Tabla 6. Nivel de acidez y características organolépticas del enjuague bucal con extracto de propóleo peruano.

Enjuague bucal de propóleo	pH	Características organolépticas
0 días	7,25	No se aprecian cambios
7 días	7,25	No se aprecian cambios
15 días	7,25	No se aprecian cambios
1 mes	7,25	No se aprecian cambios
2 meses	7,25	No se aprecian cambios
3 meses	7,25	No se aprecian cambios

Tabla 7. Estabilidad del enjuague bucal con extracto de propóleo peruano.

Temperatura	Estufa 40°C	Refrigerador 4°C
Enjuague bucal de propóleo	No se aprecian	No se aprecian

Tabla 8: Calidad microbiológica del enjuague bucal con extracto de propóleo peruano.

Ensayo de límite microbiano	Especificaciones	Resultados
Recuento total de microorganismos aerobios mesófilos viables	< 1000 ufc/mL	< 10 ufc/mL
<i>Salmonella spp</i>	Ausente/ mL	Ausente/ mL
<i>Pseudomona aeruginosa</i>		
<i>Escherichia coli</i>	Ausente/ mL	Ausente/ mL
<i>Staphylococcus aureus</i>		
Recuento total combinado de hongos y levaduras	Ausente/ mL	Ausente/ mL
	Ausente/ mL	Ausente/ mL
	< 100 ufc/mL	< 10 ufc/mL

Tabla 9. Promedio de halos de inhibición (mm) del enjuague bucal de propóleo y control negativo sobre *S. mutans* ATCC 35668

Enjuague Bucal	Ni	Grupos para alfa = 0.05				
		1	2	3	4	5
Enjuague bucal sin propóleo	5	0,34				
Enjuague bucal con propóleo 1:8	5		1,38			
Enjuague bucal con propóleo 1:4	5			7,93		
Enjuague bucal con propóleo 1:2	5				10,27	
Enjuague bucal con propóleo	5					26,32

En la evaluación del efecto antibacteriano *in vitro* del enjuague bucal sobre las cepas de *S. mutans*, la prueba de Duncan evidencia la existencia de grupos estadísticamente diferentes y ordenados por tamaño de halo de inhibición, así el ordenamiento va del grupo 1 (Enjuague bucal sin Propóleo) que tiene el menor promedio de halo de inhibición hasta el grupo 5 (Enjuague bucal

con Propóleo) que tiene el mayor promedio de halo de inhibición; y en relación a este análisis, se verificó que el enjuague bucal puro y las diluciones 1: 2, y 1: 4 del enjuague bucal evaluado, presentaron acción antibacteriana con formación de halos de inhibición superiores a 7,93 mm (Tabla 9), siendo estadísticamente significativos ($p < 0,05$).

Conclusión

El enjuague bucal desarrollado a base de propóleo peruano presenta efecto antibacteriano *in vitro* frente a cepas de *S. mutans*.

Literatura citada

- Álvarez, S.** 2012. Caracterización organoléptica y fisicoquímica de propóleos del departamento La Libertad, Perú. *The Biologist* 10 (1): 34-40.
- Álvarez, J.; J. Granadillo & C. Tabio.** 2006. La cromatografía en capa delgada como método para la clasificación del propóleo cubano. *Cienc Tec Agric Apicultura*, 5(1):51-60.
- Bankova, V.** 2000. Control de calidad y normalización de propóleos. Problemas y soluciones. Actas del Congreso Internacional de Propóleos. Buenos Aires, Argentina.
- Bruneton, J.** 2001. Farmacognosia. Fitoquímica. Plantas Medicinales, 2da. ed. Edit. Acribia, Valencia, España.
- Carrillo, M.; L. Castillo & R. Mauricio.** 2011. Evaluación de la actividad antimicrobiana de extractos de propóleos de la Huasteca Potosina (Mexico). *Información Tecnológica* 22(5): 21-28.
- Castro, V.** 2005. Inhibición del crecimiento *in vitro* de *Streptococcus mutans* por papaina y Sanitrend. Tesis. Universidad de Chile, Chile: 13-15.
- Chimenos, E. & J. López.** 2010. Efectividad de los colutorios antisépticos en el tratamiento de las lesiones inflamatorias de la mucosa oral. Actualización de conocimientos. *Gaceta dental* 217(1): 116-121.
- Chumpitáz, R. & L. Ghezzi.** 2013. Prevalencia e incidencia de caries a partir de vigilancia epidemiológica realizada a escolares en Chiclayo, Perú. *Kiru* 10 (2): 107-115.
- Cuéllar, A.; N. Rojas & J. Martínez.** 1990. Nueva estructura antimicrobiana del propóleo colectado en Cuba. *Revista Cubana de Farmacia*. 24 (1): 51-58.
- Greenaway, W.; J. May; T. Scaysbrook & F. Whatley.** 1991. Identification by Gas chromatography-mass spectrometry of 150 compounds in propolis. *Naturforsch* 46 (1): 111-121.
- Hegazy, A. & F. Hady.** 2000. Propiedades biológicas y composición química de propóleos egipcios. Actas del Congreso Internacional de Propóleos. Buenos Aires, Argentina.
- Hidalgo, R.** 2006. Las metaloproteinasas y el progreso de la lesión cariosa en dentina. *Rev Estomatol Herediana* 16 (1): 64-68.
- Horna, H.** 1995. Inventario de la flora apícola y silvestre del callejón de Huaylas. Tesis. Universidad Nacional de Trujillo, Trujillo: 24-28.
- Khayya, M.; M. Eghazaly & A. Elkhatib.** 1993. Mechanisms involved in the antiinflammatory effect of propolis extract. *Drugs Exp Clin Res* 19 (5): 197-203.
- Kinane, D.** 2000. Causation and pathogenesis periodontal disease. *Periodontol* 25 (1): 8-20.
- Lock, O.** 1994. Investigación Fitoquímica: Métodos en el estudio de productos naturales. 2da ed. Edit. Fondo Editorial, Pontificia Universidad Católica del Perú, Lima, Perú.
- Maidana, J.** 1999. Propóleos. Características físicas en relación a su procedencia y origen vegetal. *Revista Vida Apícola* 95 (1):21-26.
- Maidana, J.** 2000. Efecto de la cosecha y almacenaje sobre la calidad del propóleos. Actas del Congreso Internacional de Propóleos. Buenos Aires, Argentina.
- Moromi, H.** 2007. Efecto antimicrobiano *in vitro* de la *Camellia sinensis* sobre bacterias orales. *Odontol. Sanmarquina* 10 (1): 18-20.
- Mostacero, J.** 2002. Taxonomía de las fanerógamas útiles del Perú. 1era ed. Edit. CONCYTEC, Trujillo, Perú.
- Navarro, I.** 2002. Estudio epidemiológico de salud bucodental en una población infantil adolescente de Castilla-La Mancha. Tesis. Universidad Complutense de Madrid, Madrid.
- Norma Ramal de Hungría.** 1997. MSZ-08-0184-79. 1979. Propóleos. Disponible en: http://www.culturaapicola.com.ar/apunte_s/propoleos/propoleo_1.PDF
- Norma Rusa.** 1997. RST-RSFSR-317-77. 1977. Propóleos. Disponible en: http://www.culturaapicola.com.ar/apunte_s/propoleos/propoleo_1.PDF
- Pascual, C.; R. González & R. Torricella.** 1994. Scavenging action of propolis extract against oxygen radicals. *J Ethnopharmacol* 41 (1): 9-13.
- Pérez, J.** 2007. Asociación del *Streptococcus mutans* y lactobacilos con la caries dental en niños. *Rev Cubana Estomatol* 44 (4): 2-9.
- Reitinger, A.** 2000. Premisas básicas para obtener bue-

nos productos apiterápicos: Miel, polen de flores, jalea real, propóleos y veneno de abejas. Actas del Congreso Internacional de Propóleos. Buenos Aires, Argentina.

Salamanca, G. 2000. El sistema de puntos críticos en la actividad apícola, extracción y beneficio del propóleos. Actas del Congreso Internacional de Propóleos. Buenos Aires, Argentina.

Sosa, A.; M. Subosky; J. Maidana & A. Castillo. 2003. Organoleptic and physical of propolis from northeastern Argentina. Spanish Journal of Apiculture Research 1 (2): 37-40.

Tolosa, L. & A. Cañizares. 2002. Obtención, caracterización y evaluación de la actividad antibacteriana de extractos de propóleo de Campeche. Ars Pharmaceutica, 43 (1), 187-204.

Vieira, A. 1999. Atividade antimicrobiana de antissépticos orais e dentifrícios para bebês: um estudo sobre células sésseis e planctônicas. Tese. Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro.

Woisky, R. & A. Salatino. 1998. Analysis of propolis. Some parameters and procedures for chemical quality control. Journal of Apiculture Research 37 (2): 99-105.

Vegetación y flora de afloramientos basálticos del centro de Argentina

Vegetation and flora in basaltic outcrops of central Argentina

Juan José Cantero, César Núñez, José Mulko, Pablo Brandolín & Andrea Amuchastegui

Departamento Biología Agrícola, Facultad de Agronomía y Veterinaria, UNRC, Ruta Nac. 36, Km. 601, C. P. X5804BYA, Río Cuarto, Córdoba, Argentina. Autor para correspondencia: juanjocantero@gmail.com

Jorge A. Sfragulla

Facultad de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales, UNC. Av. Vélez Sársfield 1611, 5016, Córdoba, Argentina

Aldo A. Bonalumi

Secretaría de Minería, Provincia de Córdoba, Hipólito Yrigoyen 401, 5000, Córdoba, Argentina.

Amancay N. Martínez

Departamento de Geología, Facultad de Ciencias Físicas, Matemáticas y Naturales, Universidad Nacional de San Luis, Ejército de los Andes 950, D5700HHW, San Luis, Argentina.

Sebastián Zeballos, Marcelo Cabido, Gloria E. Barboza, Franco Chiarini & Luis Ariza Espinar

Instituto Multidisciplinario de Biología Vegetal (CONICET-UNC), 5000. Córdoba, Argentina

Resumen

En este trabajo se relevó, caracterizó la flora y exploró la variación composicional de la vegetación en afloramientos de basaltos del centro de Argentina y se determinaron las asociaciones entre la composición florística y diferentes variables climáticas representativas de la variación a escala regional. Se relevaron cuatro complejos de afloramientos desde los 400 hasta 900 m snm, estimándose abundancia-cobertura de todas las plantas vasculares presentes en 48 censos. Los atributos composicionales estructurales de la vegetación revelaron diferencias significativas entre afloramientos de latitudes diferentes. La composición florística regional está asociada a procesos biogeográficos-climáticos. Se confirma la importancia de estas variables en la estructuración del hábitat y filtrado abiótico de especies y la importancia de su conocimiento para establecer prioridades en su conservación. Los afloramientos basálticos, aún no explotados, constituyen hábitats importantes para la conservación de la biodiversidad, como refugios de especies endémicas y especies sobreutilizadas.

Palabras clave: Afloramientos basálticos, clima, flora, comunidades vegetales, centro de Argentina

Abstract

The flora and the vegetation of basaltic outcrops were studied in central Argentina. Cover-abundance scores were recorded for 303 plant species in 48 relevés distributed in four outcrop locations ranging between 400 to 900 m asl. The association between the floristic composition and climatic variables were explored through an ordination analysis, and the vegetation of the outcrops was classified into four major types through a classification technique. The floristic composition of the outcrops was significantly associated to climate at the regional scale and the four sites differed in species richness, diversity and dominance. We conclude that well conserved basaltic outcrops from central Argentina are relevant habitats for the conservation of endemic species and over exploited taxa.

Keywords: Basaltic outcrops, climate, flora, plant communities, central Argentina.

Introducción

La importancia de los afloramientos rocosos como centros de diversidad y endemismos ha sido reconocida en todo el mundo (Smith & Cleff, 1988; Barthlott *et al.*, 1993; Alves & Kolbek, 1994; Porembski *et al.*, 1994; Giuletti *et al.*, 1997; Michelangeli, 2000). Los roquedales pueden constituir puntos calientes de diversidad y frecuentemente son asiento de comunidades únicas, con altos niveles de endemismos (Porembsky *et al.*, 1996). Sin embargo, las comunidades vegetales que viven en los afloramientos rocosos raramente son incluidas en los inventarios florísticos, en parte por las dificultades de acceso impuestas por las superficies rocosas, por el aparente bajo interés económico de su biota y, en

particular, por una supuesta baja riqueza de especies. Es también por ello, que los afloramientos rocosos son en general, hábitats terrestres bien preservados y poco conocidos (Debrot & Freitas, 1993; Fulls *et al.*, 1993; Larson *et al.*, 2000).

La vegetación de los afloramientos rocosos suele constituir islas de comunidades xéricas dentro de una matriz mesofítica (Jacobi *et al.*, 2007). Su composición florística puede variar en función de: (1) el tipo de roca en cuestión (Michael & Lindemayer, 2012); (2) los patrones de erosión y fracturación, muchas veces dependientes de la composición química (Wiser & Buxton, 2009); (3) las variaciones topográficas y microclimáticas (Harrison *et al.*, 2006); y (4) el contexto

florístico regional y la historia evolutiva de los elencos florísticos que componen el pool regional de especies (Harrison *et al.*, 2006; Ribeiro *et al.*, 2007). Las superficies rocosas pueden constituir una barrera ecológica para especies de la matriz circundante debido a una combinación de factores tales como alta inestabilidad térmica e hídrica, escasez de nutrientes, dificultades para la retención y germinación de semillas, exposición a vientos y aislamiento en relación a áreas vecinas (Larson *et al.*, 2000). Por ello, los afloramientos rocosos frecuentemente soportan una vegetación muy especializada (Sarthou & Villiers, 1998; Booth & Larson, 1999; Burke 2002a).

Además de los afloramientos rocosos presentes en las montañas de gran magnitud, existen elevaciones aisladas conocidas como "inselbergs"; estos rasgos geológicos distintivos forman hábitats insulares y están distribuidos en distintos tipos de vegetación y climas del Planeta (Harrison *et al.*, 2006). Generalmente, se distinguen por proveer condiciones microclimáticas contrastantes respecto a la matriz circundante, por lo que la biota de los inselbergs suele ser diferente y, en algunos casos, constituye comunidades que tienen poco en común con las de la matriz (Porembski & Barthlott, 2000). Además, hay especies que ocurren exclusivamente en los inselbergs y se les conoce como inselbergs-especialistas (Porembski & Barthlott, 2000); en casos extremos estas especies suelen crecer en un único inselberg, como se ha observado en Venezuela y en el oeste de África (Porembski *et al.*, 1994). Inselbergs de distinta geología (granítica, sedimentaria y basáltica), han sido reconocidos en todo el mundo como hábitats de extrema importancia como refugios de especies animales y vegetales (Porembski & Barthlott, 2000; Burke, 2003).

En el centro y nor-oeste de la República

Argentina se presenta un conjunto de cordones y serranías alineados en dirección norte-sur, de alturas y dimensiones variables, que conforman una provincia geológica conocida como Sierras Pampeanas. Estas sierras representan bloques de basamento metamórfico-plutónico, levantados a favor de fallas inversas durante el acortamiento andino (Neógeno-Cuaternario); se dividen en dos subprovincias con características diferentes, las Sierras Pampeanas Orientales, que se extienden por las provincias argentinas de Córdoba, Santiago del Estero y San Luis, y las Sierras Pampeanas Occidentales, en las provincias de La Rioja, Catamarca, Tucumán, Salta y Jujuy (Caminos, 1979).

En las Sierras Pampeanas Orientales se han reconocido afloramientos de basaltos de dimensiones reducidas; algunos de ellos son de edad carbonífera-triásica (Leal & Miró, 2010), y están distribuidos en serranías de las provincias de Córdoba (Sierra Norte de Córdoba), y de Santiago del Estero (Sierras de Ambargasta, Sumampa, Ramírez de Velasco y Guasayán). En el Cretácico superior - Terciario inferior, y como respuesta a fenómenos distensivos que afectaron a la placa Sudamericana, se produjo en Córdoba (Sierra Chica de Córdoba) y en San Luis (Sierra de Las Quijadas) un magmatismo compuesto por rocas basálticas alcalinas asociadas a depósitos sedimentarios continentales (Gordillo & Lencinas, 1979; Llambías & Brogioni, 1981; Kay & Ramos, 1996; Lagorio, 1998, 2008; Martínez *et al.*, 2012). En estas sierras, son frecuentes los cerros basálticos aislados, a modo de inselbergs, con relieve cónico o en forma de mesadas (Fig.1). Debido a su elevación y pendiente abrupta, estas mesadas y conos son en general poco accesibles al ganado doméstico y proveen hábitats singulares a la flora y fauna nativa

dentro de una matriz modificada por la agricultura, sólo interrumpida por las apariciones de afloramientos rocosos en la superficie.

Los estudios sobre la flora y la vegetación de afloramientos rocosos del centro de Argentina son escasos. Se limitan a contribuciones sobre la flora de mármoles y serpentinitas de las Sierras de Córdoba (Cantero *et al.*, 2011, 2014) y al análisis de la influencia de factores locales (tamaño y forma de los roquedales) y regionales (principalmente la altitud), sobre la vegetación de rocas graníticas, también en la provincia de Córdoba (Funes & Cabido, 1995). En consecuencia, no se han estudiado hasta el presente, la vegetación ni la flora de los afloramientos basálticos y menos aún sus relaciones con factores que actúan a escala regional. Existen remanentes inexplorados y de gran importancia areal donde se puede todavía relevar y describir la flora y la vegetación asociada y aportar conocimientos a los futuros programas de conservación de estos paisajes geológicos. Las rocas basálticas tienen una alta demanda industrial en Argentina, ocupando el segundo lugar en tonelaje de producción en las provincias de Córdoba (Bonalumi, *com. pers.*) y San Luis, y convierten a sus afloramientos en sitios altamente vulnerables desde el punto de vista de la conservación de su flora. La explotación minera de los basaltos y el avance de la frontera agrícola hasta la misma base de estos afloramientos han modificado intensamente el paisaje natural y promovido la invasión con especies exóticas.

En base a los antecedentes expuestos, los objetivos de este trabajo son los siguientes: 1) describir la flora y la vegetación de los afloramientos basálticos del centro de Argentina; y 2) explorar el rol de factores que

actúan a escala regional sobre la composición y estructura de las comunidades vegetales de estos afloramientos.

Material y métodos

Área de Estudio

El área de estudio (Fig. 2) comprendió afloramientos basálticos ubicados en las provincias argentinas de Santiago del Estero, Córdoba y San Luis, extendiéndose desde 28°14' a 33°54' de Latitud Sur y 64°20' a 67°02' de Longitud Oeste. Se estudiaron cuatro afloramientos basálticos de edad predominantemente cretácica, aflorantes en las provincias de 1) Santiago del Estero: Cerro Ichagón y alrededores en la Sierra de Guasayán, 438 m snm, (en adelante *Guasayán*), 2) Córdoba: Cerros Corona, Malo y otros en la Sierra de Los Cóndores, 762 m snm, (en adelante *Cóndores*); cerro La Madera en el área de Chaján, extremo sur de la Sierra de Comechingones, 538 m snm, (en adelante *Madera*); y 3) San Luis: cerro Negro y otros alrededores en Sierra de Las Quijadas, 828 m snm (en adelante *Quijadas*). En el área de estudio las precipitaciones medias anuales varían desde 363 mm (*Quijadas*) hasta 700 mm (*Madera*) y la precipitación media del trimestre más cálido entre 195 mm (*Quijadas*) y 312 mm (*Guasayán*). La temperatura media del trimestre cálido oscila entre 22°C (*Cóndores*) y 26°C (*Guasayán*), mientras la amplitud térmica media anual varía entre 27°C (*Cóndores*) y 31°C (*Quijadas*) (Worldclimate, 2015). De acuerdo al esquema fitogeográfico de Cabrera (1976), la vegetación del territorio donde están emplazados los afloramientos estudiados corresponde a las siguientes unidades: Distrito Chaqueño Serrano (*Cóndores*), Distrito Chaqueño Occidental (*Guasayán*), Provincia Fitogeográfica del Monte (*Quijadas*) y Provincia Fitogeográfica del Espinal (*Madera*). Los tipos fisonómicos

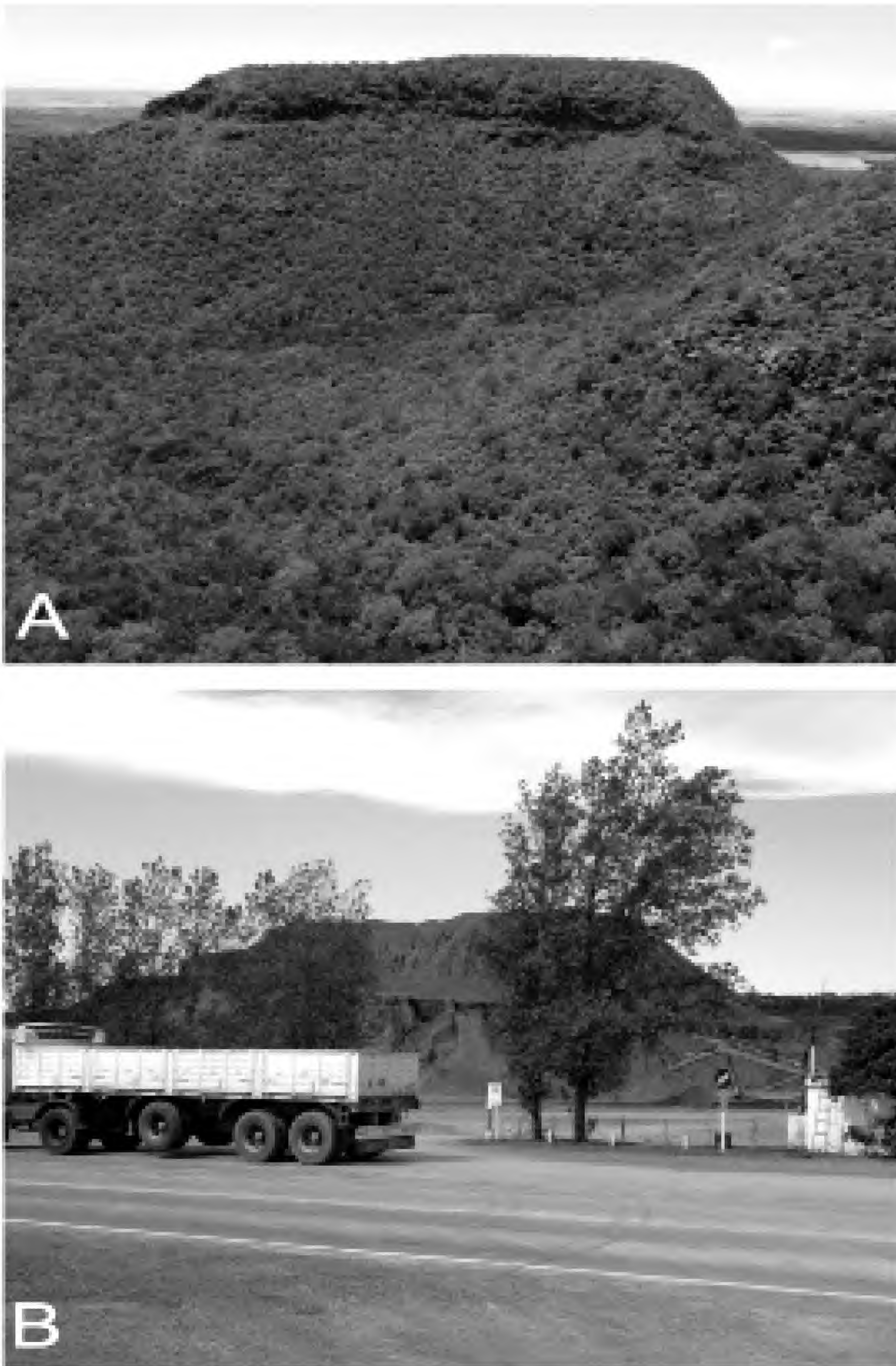


Fig. 1. A. Cerro Malo, Sierra de Los Cóndores (Córdoba, Argentina); B. Basalto SRL, planta de extracción y trituración en Sierra de Los Cóndores (Córdoba, Argentina <http://www.basaltosrl.com.ar/basalto/basalto.php>).

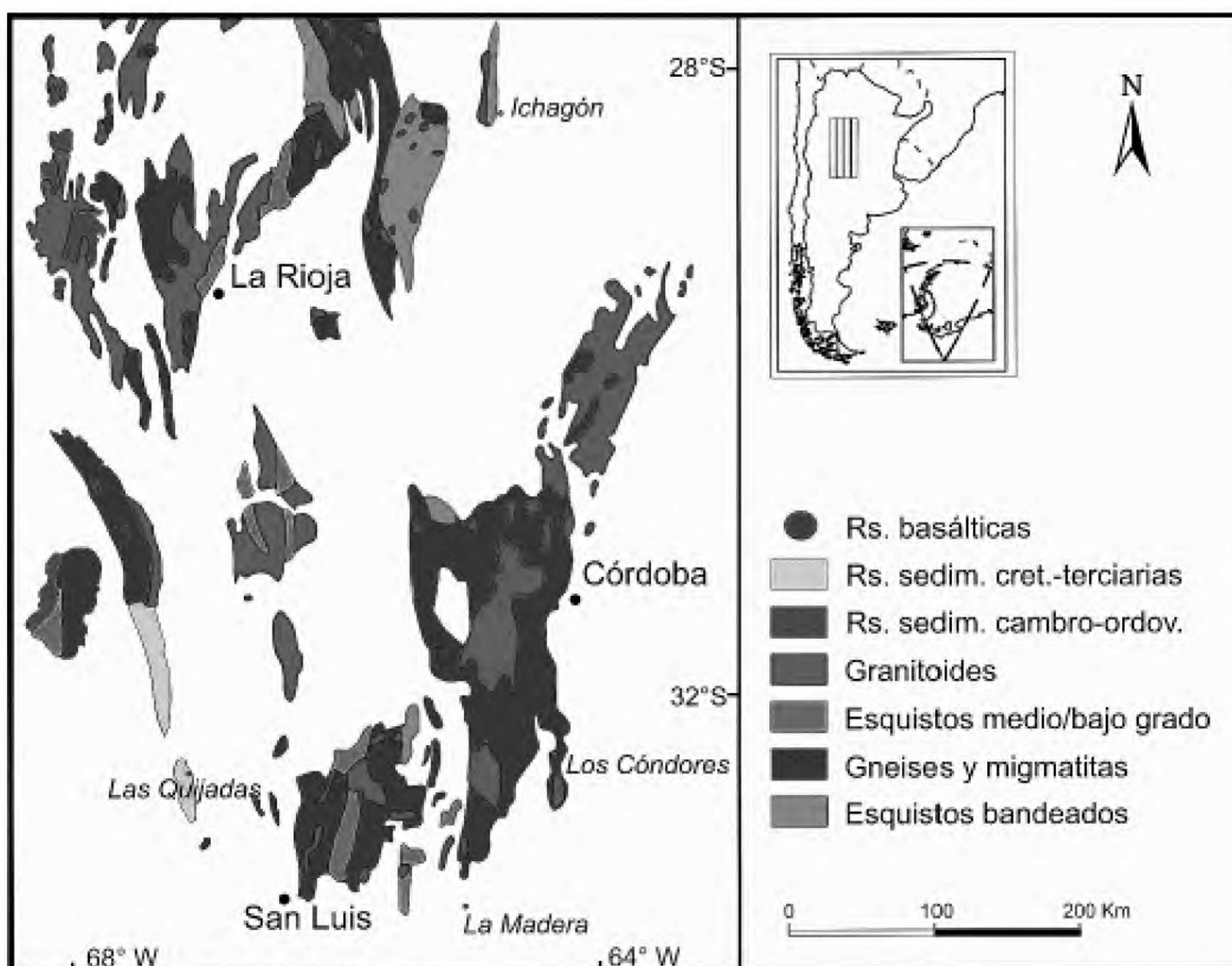


Fig. 2. Área de estudio con el detalle de la localización de los afloramientos basálticos estudiados.

dominantes de la vegetación circundante a los afloramientos corresponden a bosques xerófilos (*Guasayán, Cóndores*), y mosaicos de bosques xerófilos y matorrales (*Cóndores, Madera, Quijadas*).

A los efectos de relacionar la composición de las comunidades de los afloramientos con factores ambientales, se seleccionaron variables bioclimáticas con influencia potencial sobre la vegetación: temperatura media anual (TMA), temperatura media del cuatrimestre más frío (TMF), rango anual de temperatura (RAT), precipitación media anual (PA), precipitación media del cuatrimestre más húmedo (PH), y precipitación media del cuatrimestre más seco (TS); estos datos se obtuvieron a partir de la base de datos WorldClim (disponible en www.worldclim.org; Hijmans *et al.*, 2005). Esta es una base de datos climáticos digitales a nivel global y ha sido desarrollada a partir de la información proveniente de estaciones meteorológicas en los últimos 10 años, e

interpolados para lograr una resolución espacial de 1 km² (Hijmans *et al.*, 2005). Ha sido empleada en paisajes geomorfológicos similares al de este estudio (ej.: Ward, 2007; Kumar & Stohlgren, 2009; Speziale & Ezcurra, 2012, Speziale & Ezcurra, 2014). A partir de las coordenadas geográficas de cada afloramiento relevado se obtuvieron las variables bioclimáticas empleando el programa ArcGIS 9.1 (Esri, 2004).

Relevamiento de la vegetación y la flora

El estudio, involucró una escala regional que comprende los cuatro afloramientos basálticos presentes en las tres provincias centroargentinas (*Guasayán, Cóndores, Madera, Quijadas*, Fig. 3), en donde se exploraron las relaciones entre la vegetación y las variables bioclimáticas mencionadas.

El muestreo fue estratificado y para ello se consideró cada cordón montañoso antes mencionado (*Guasayán, Cóndores, Madera, Quijadas*) como un estrato diferente. En cada cordón motañoso se seleccionaron entre

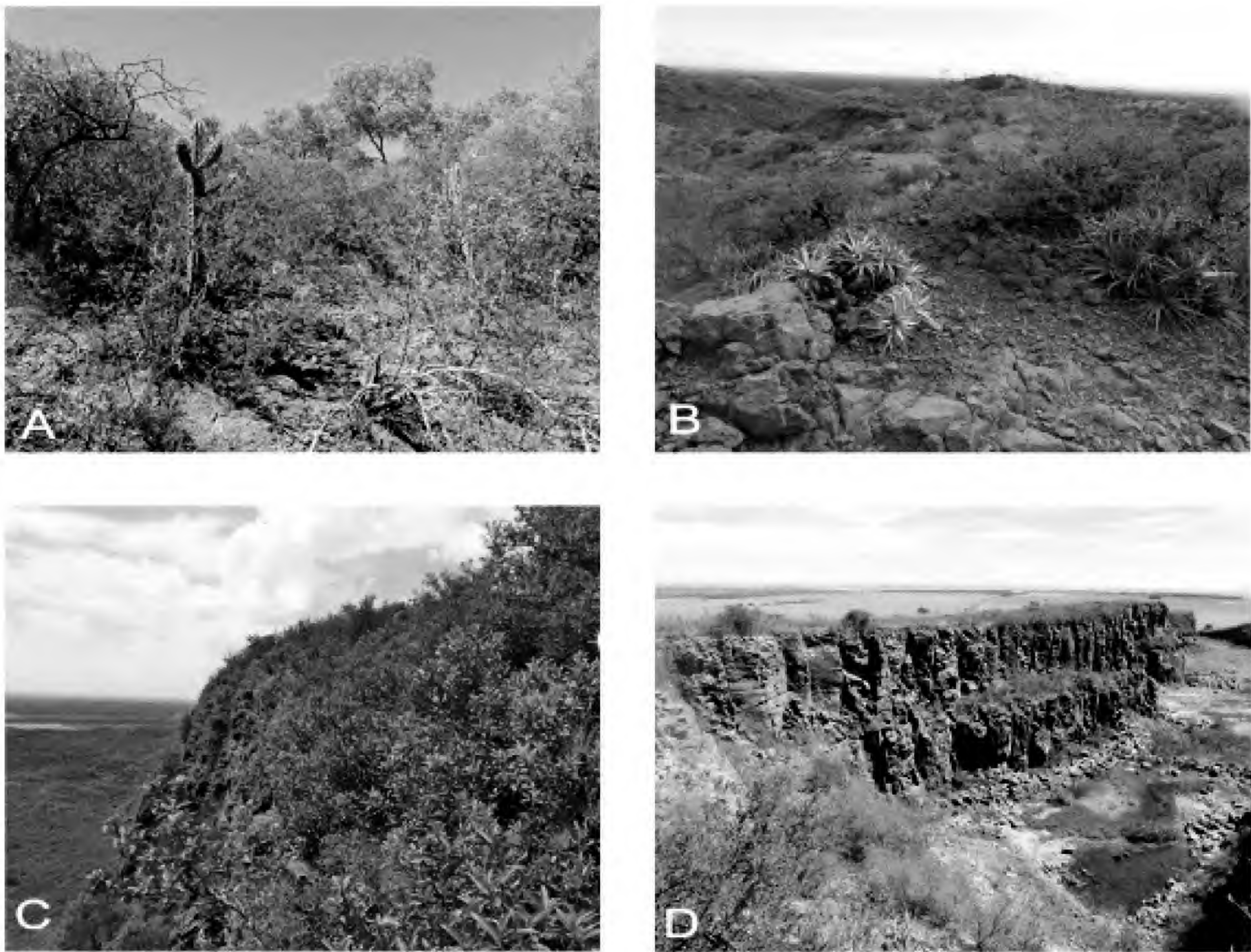


Fig. 3. Afloramientos de basalto del centro de Argentina: A. Sierra de *Guasayán* (Santiago del Estero); B. Sierra de *Las Quijadas* (San Luis); C. Sierra de *Los Cóndores* (Córdoba); D. Cerro de *La Madera* (Córdoba).

3 y 6 afloramientos tratando de captar la variabilidad local de cada estrato.

Debido a las dificultades que tienen los estudios fitosociológicos de la vegetación rupícola, en este trabajo se siguió la propuesta metodológica de Ortiz & Rodríguez Oubiña (1993), considerando a cada afloramiento como un stand, compuesto por un conjunto de biotopos (grietas, fisuras, diaclasas, entre otros). Se evitaron áreas con alto grado de perturbación (por extracción minera, fuego y sobrepastoreo). En general, los afloramientos estudiados presentan una forma cónica a sub-cónica y los censos de la vegetación se realizaron en su cima o plateau. Como los límites de los afloramientos fueron definidos según criterios geomorfológicos y topográficos, los stands muestreados difirieron en forma y tamaño. En cada

afloramiento se localizaron 5-10 cuadrados de 5 x 5 m, en sitios uniformes en cuanto a la fisonomía, composición florística de la vegetación y condiciones ecológicas (como la forma, extensión y accesibilidad entre los afloramientos era muy variable, no fue posible elegir un área mínima estándar para el relevamiento florístico). En cada cuadrado se registraron todas las especies de plantas vasculares presentes y se estimó su abundancia-cobertura según la escala combinada de Braun-Blanquet (1979). Un total de 48 censos fue realizado en los cuatro complejos de afloramientos.

A los efectos de evaluar la importancia de los afloramientos como sitios de conservación, se clasificó a las especies endémicas incluidas en los censos como: 1) endémicas locales, especies que crecen

Tabla 1. Grandes grupos de plantas vasculares (porcentajes) presentes en los afloramientos de basalto del centro de Argentina (las plantas con flores sensu APG III, 2009).

Afloramiento	Monilófitas	Gimnospermas	Monocotiledóneas	Eudicotiledóneas Basales	Rósidas	Astéridas
Guasayán	3	1	8	13	39	37
Cóndores	4	0	18	13	27	37
Quijadas	0	2	21	18	29	30
Madera	0	2	23	13	34	28

solamente en la provincia de Córdoba; 2) endémicas regionales, que crecen exclusivamente en la provincia de Córdoba y/o en provincias limítrofes o vecinas a Córdoba; y 3) endémicas nacionales, especies que tienen una amplia distribución dentro del territorio de Argentina. Para establecer la distribución regional de los endemismos se emplearon los trabajos de Cabido *et al.* (1998), Zuloaga *et al.* (1994), Zuloaga & Morrone (1999a, b) y Zuloaga *et al.* (2008). Para determinar la pertenencia de las especies a diferentes corotipos se siguió el criterio de Cabido *et al.* (1998). La nomenclatura de las especies sigue al Catálogo de las Plantas Vasculares del Cono Sur (Zuloaga *et al.*, 2008) y su actualización online (www.darwin.edu.ar). Todas las especies registradas en los inventarios fueron coleccionadas y sus ejemplares fueron depositados en los herbarios del Museo Botánico de Córdoba de la Universidad Nacional de Córdoba (CORD) y de la Universidad Nacional de Río Cuarto

(RIOC).

Cada inventario se completó con registros de latitud, longitud y altitud, a través de un posicionador global satelital (GPS) Garmin eTrex Vista Cx. Se utilizó el software Garmin Map Source Versión 6.16.2 (2010) para realizar la descarga de los “waypoints” marcados en el área de estudio y con formato de coordenadas geográficas UTM (WGS 84) para poder analizarlas como variables espaciales.

Análisis de los datos

A partir de la matriz de datos de especies x censos de los cuatro afloramientos estudiados, se calcularon los siguientes atributos de la vegetación: riqueza, diversidad (Shannon-Wiener), equitatividad y dominancia, siguiendo la propuesta de Mc Cune & Mefford (1999). Para evaluar si hubo diferencias significativas en esos atributos entre los diferentes afloramientos, se realizó un ANOVA con los censos agrupados por sitios (los cuatro estratos) y se utilizó el test

Tabla 2. Corotipos presentes en los afloramientos de basalto del centro de Argentina (CH, Oeste Chaqueño; MB, Orófilo o Montañas Bajas; P, Patagónico; A, Andino y AB, Austrobrasileño).

Afloramiento	CH	MB	AB	A
<i>Guasayán</i>	61	6	32	1
<i>Condores</i>	52	8	38	1
<i>Quijadas</i>	73	15	12	0
<i>Madera</i>	52	4	41	2

Tabla 3. Prueba de comparaciones múltiples de medias (Prueba de Tuckey) para Riqueza (S), diversidad (H), equitatividad (E) y dominancia (D') de los afloramientos de basaltos del centro de Argentina.

Afloramientos	Riqueza (S)	Equitatividad (E)	Diversidad (H)	Dominancia (D)
Madera	22,40± 2,30 a	0,94±0,02 a	2,92±0,11 a	0,94±0,01 a
Quijadas	31,50 ± 4,47 a	0,95±0,01 a	3,27±0,16 b	0,95±0,01 b
Cóndores	49,25 ± 11,78 b	0,95±0,01 a	3,71±0,25 c	0,97±0,01 c
Guasayán	53,57 ± 5,35 b	0,96±0,01 a	3,79±0,10 c	0,97±2,6E-03 c

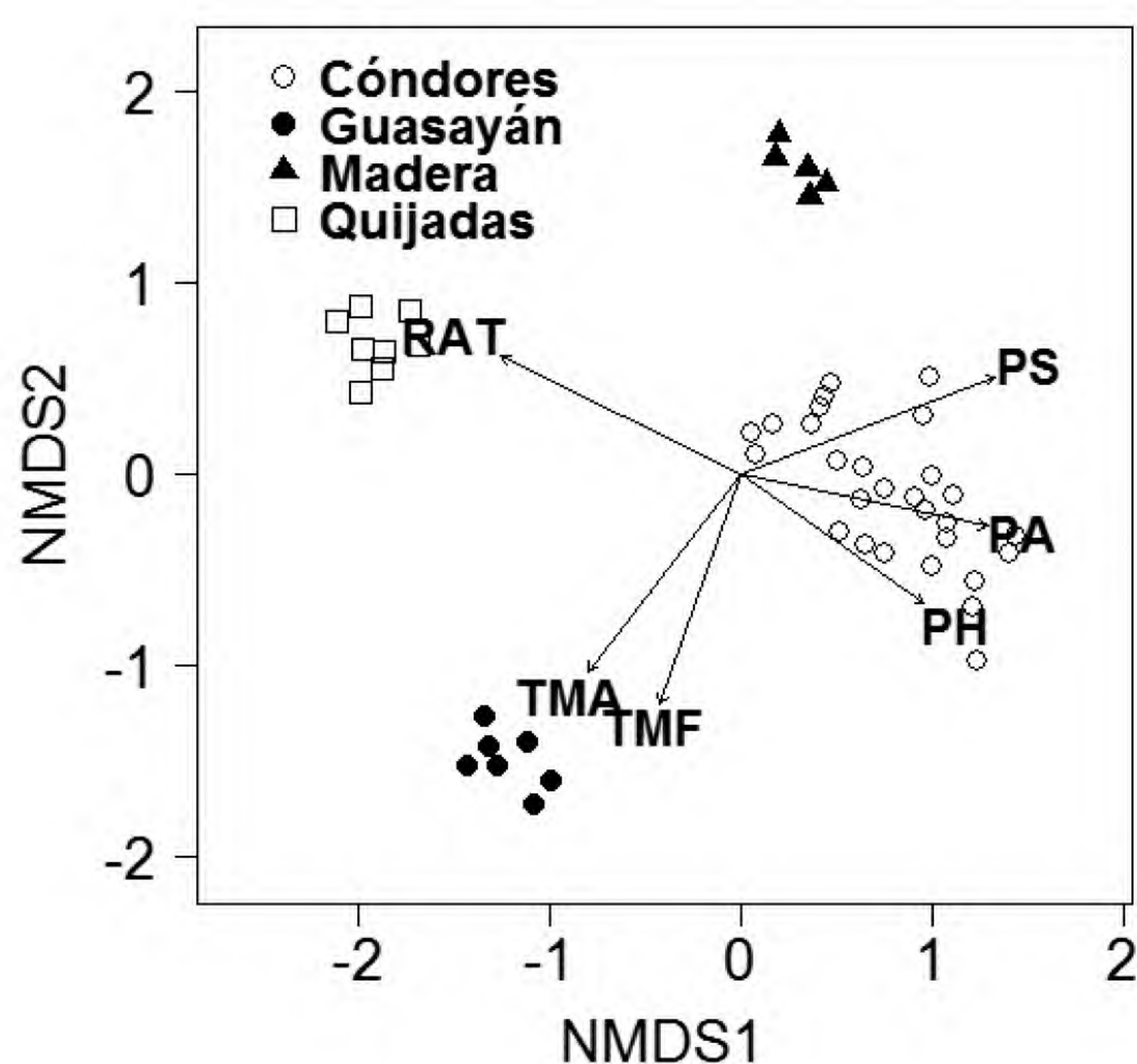


Fig. 4. Análisis Multidimensional no métrico (NMS) de los afloramientos de basalto centroargentinos. Los vectores representan las variables bioclimáticas con los siguientes valores de r^2 (con cualquiera de los 2 ejes) ≥ 0.60 : TMA ($r^2= 0.76$; $p=0.001$); TMF ($r^2= 0.72$; $p=0.001$); RAT ($r^2= 0.86$; $p=0.001$); PA ($r^2= 0.77$; $p=0.001$); PH ($r^2= 0.61$; $p=0.001$); PS ($r^2= 0.89$; $p=0.001$). Por las abreviaturas de las variables climáticas consultar el texto.

de Tuckey para establecer la significancia estadística; previamente los datos fueron analizados para comprobar la normalidad y homogeneidad de varianza.

Para examinar las relaciones entre los factores bioclimáticos y la composición de las comunidades de los afloramientos, se utilizó el Análisis Multidimensional No Métrico (NMDS por sus iniciales en inglés; de aquí en adelante NMS), empleando la distancia Bray Curtis. Para determinar si existían diferencias en la composición florística entre los cuatro sitios, se realizó un análisis de similitud (ANOSIM)

con 999 permutaciones al azar (Clarke, 1993). Además, las relaciones entre la composición de especies y las variables bioclimáticas se analizó a través de un análisis Permutest, utilizando el paquete "vegan" versión 2.0-6 (Oksanen *et al.*, 2015) en el Programa R (R Development Core Team 2013). Para clasificar la vegetación de los 48 afloramientos relevados usamos TWINSpan, un método de clasificación politético divisivo (Hill, 1979). Los análisis de ordenación y de clasificación se llevaron a cabo con el Programa PC-Ord (McCune & Mefford, 1999).

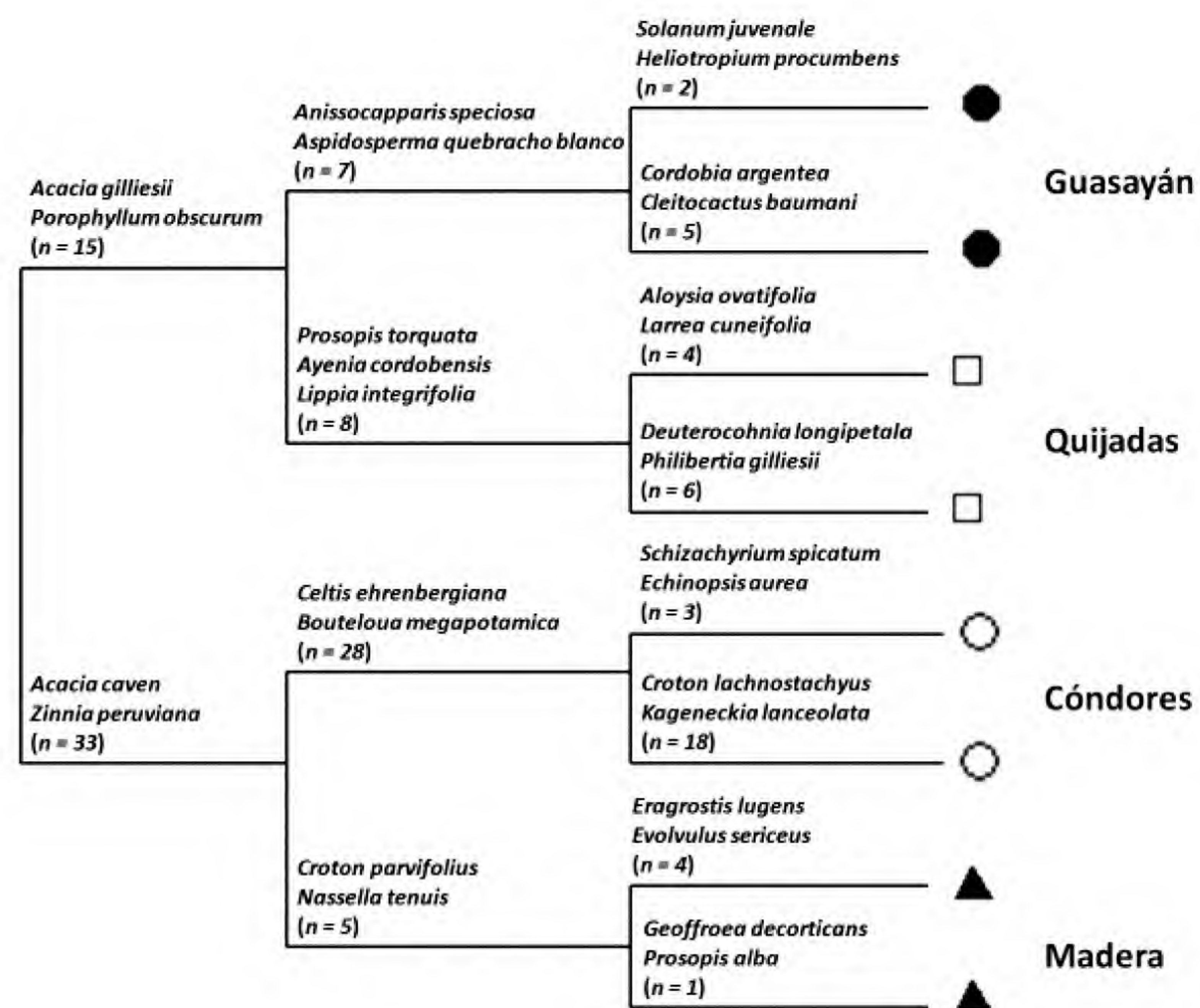


Fig. 5. Especies diagnósticas (“indicator species”) en comunidades vegetales de cuatro afloramientos basálticos del centro de Argentina asociadas con las divisiones del análisis TWINSPLAN. Algunas de las especies indicadoras, junto a otros taxa característicos de los afloramientos, se observan en las imágenes de las Figuras 6, 7 y 8.

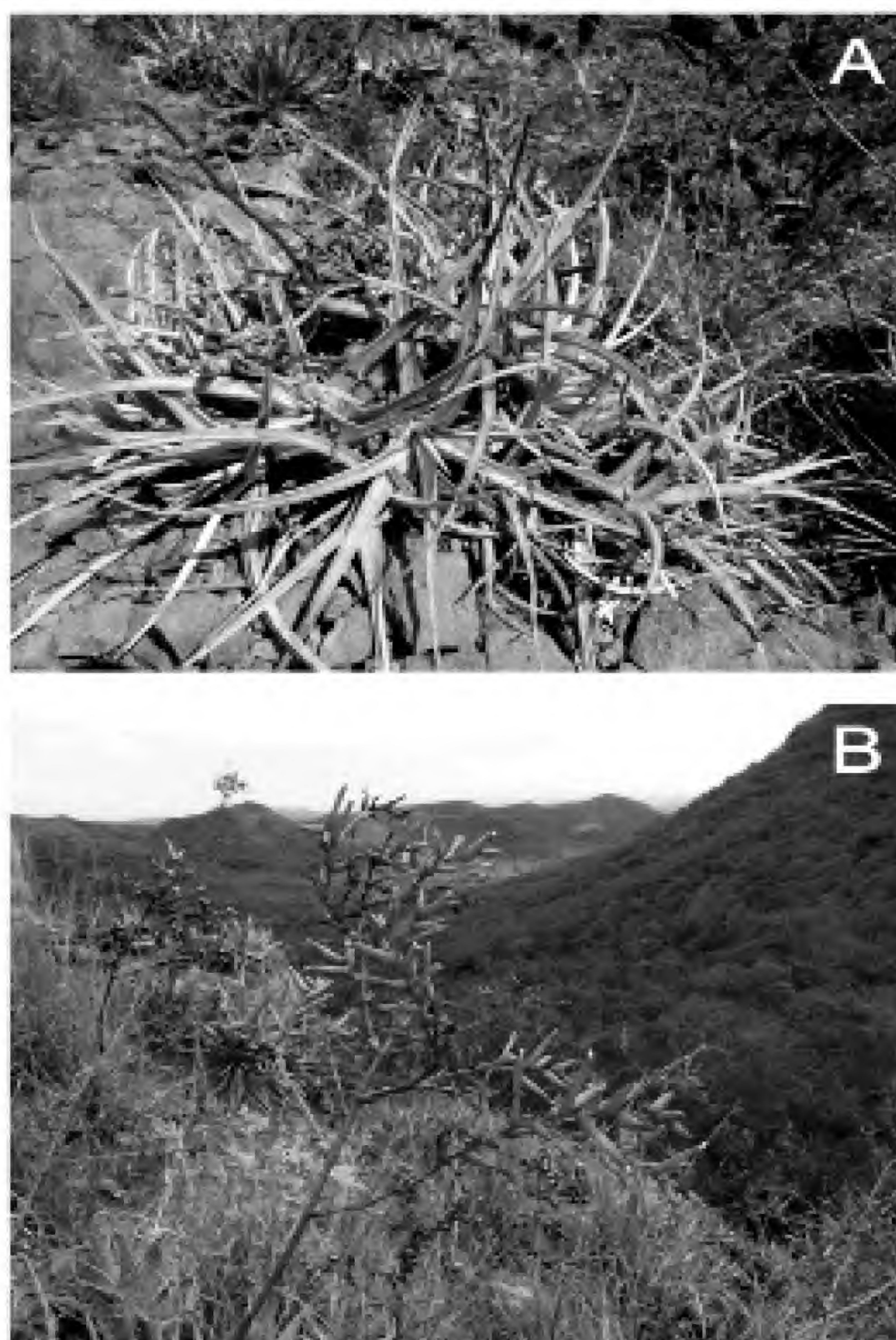


Fig. 6. Especies indicadoras de los afloramientos de basalto del complejo Los Cóndores (Córdoba, Argentina): A. *Dyckia floribunda* var. *floribunda*; B. *Deuterocohnia longipetala*.



Fig. 7. Especies indicadoras de los afloramientos de basalto del centro de Argentina: A. *Anisocapparis speciosa* (Capparidaceae); B. *Caesalpinia paraguariensis* (Fabaceae); C. *Ceiba chodatii* (Bombacaceae); D. *Cordobia argentea* (Malpighiaceae); E. *Harrisia pomanensis* ssp. *pomanensis* (Cactaceae); F. *Jatropha macrocarpa* (Euphorbiaceae).

Resultados

Características florísticas de los afloramientos

La flora vascular de los afloramientos basálticos relevados en tres provincias del centro de Argentina está representada por 303 especies distribuidas en 68 familias y 215

géneros (Apéndice I). La riqueza promedio de especies por censo para los cuatro sitios fue de 44 y la diversidad promedio (Índice de Shannon-Wiener) de 3,6. Los valores más altos de riqueza y diversidad fueron hallados en *Guasayán* (S= 58; H = 3,6) siguiéndole en importancia, *Cóndores* (S=49, H=3,7), *Quijadas* (S=31, H=3,27) y *Madera*

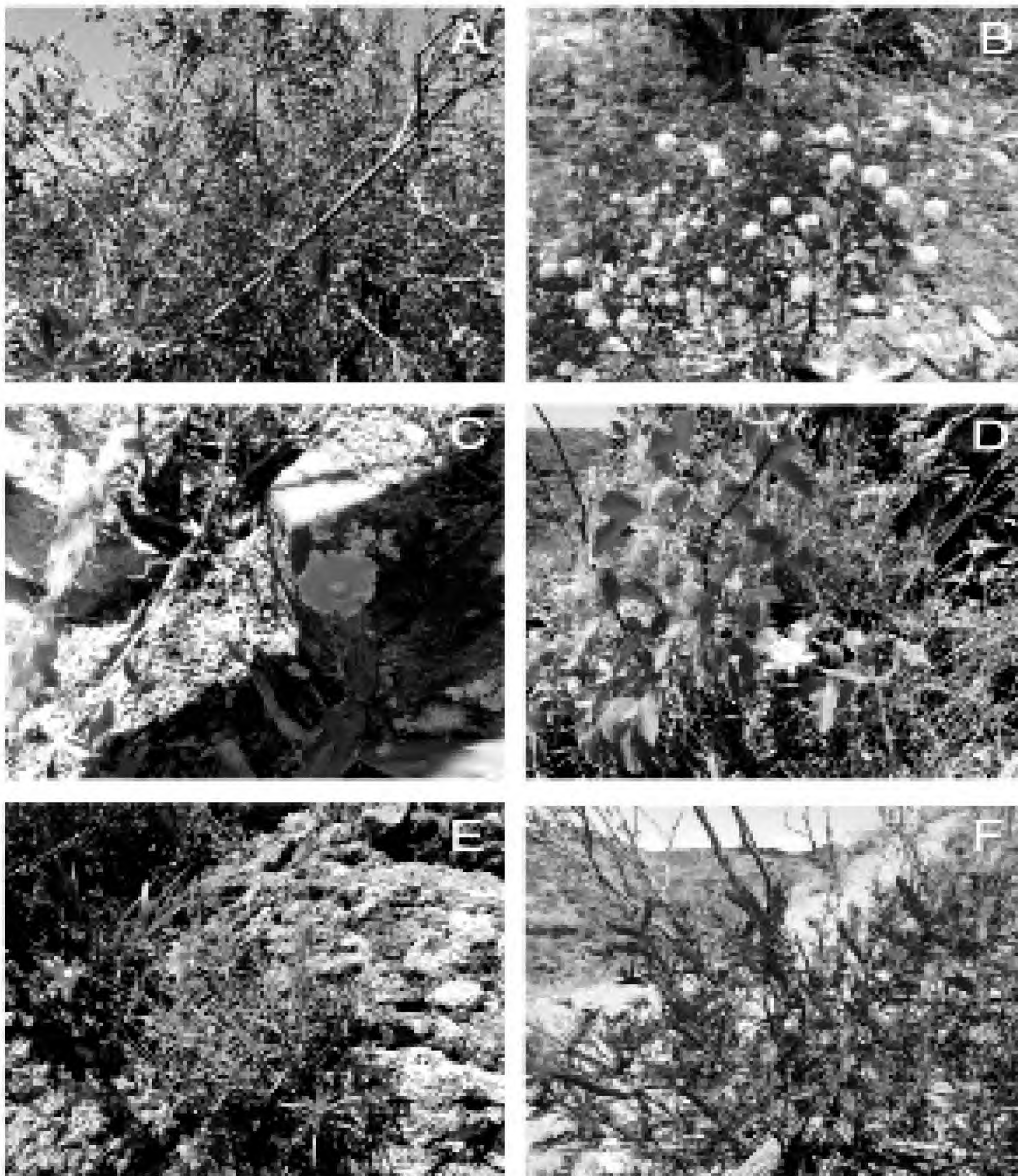


Fig. 8. Especies indicadoras de los afloramientos de basalto del centro de Argentina: A. *Kageneckia lanceolata* (Rosaceae); B. *Larrea cuneifolia* (Zygophyllaceae); C. *Opuntia anacantha* var. *retrorsa* (Cactaceae); D. *Passiflora foetida* L. var. *foetida* (Passifloraceae); E. *Wedelia buphtalmiflora* (Asteraceae); F. *Zuccagnia punctata* (Fabaceae).

(S=22, H=2,92).

El clado mejor representado en los afloramientos fue el de las Astéridas con 132 especies, seguido del de las Rósidas con 129 especies (Tabla 1). En *Cóndores* estuvieron ausentes las Gimnospermas y en *Madera* y *Quijadas* las Monilófitas. El número de especies en los diferentes clados

presentes en los afloramientos fue mayor en *Cóndores* y *Madera*. Casi el 44% de las especies registradas pertenece a sólo 5 familias. Las familias mejor representadas son: Asteraceae (13,86%), Poaceae (12,54%), Fabaceae (7,59%), Cactaceae (4,95%) y Euphorbiaceae (4,95%). Muchas familias están pobremente representadas; hay 29 familias con un único género y una sola

especie. Los géneros mejor representados son: *Solanum* (7 especies), *Nassella* (7 especies) y *Baccharis* (5). Sólo 5 especies son comunes a los cuatro afloramientos y se las halló en promedio en el 44,3 % de los censos (*Aloysia gratissima* var. *gratissima*, *Commelina erecta* var. *angustifolia*, *Lantana balansae*, *Pseudabutilon virgatum* y *Sida argentina* var. *argentina*).

La endemoflora de los afloramientos basálticos estudiados comprende el 4,62% (81 especies) de la flora endémica de Argentina, y se compone de una especie endémica local (*Gymnocalycium calochlorum*), 7 endémicas regionales y 73 endémicas nacionales (Apéndice I). Cinco familias reúnen el 56% de las especies endémicas: Asteráceas (16%), Fabáceas (12,4%), Poáceas (12,4 %), Cactáceas (9%), y Solanáceas (6,2%). Entre las especies endémicas regionales, es decir exclusivas de la provincia de Córdoba o de provincias vecinas, se destacan: *Abutilon pauciflorum*, *Apodanthera sagittifolia* var. *sagittifolia*, *Gomphrena pulchella* ssp. *rosea*, *Gymnocalycium bruchii* var. *bruchii*, *Gyptis artemisifolia*, *Ramorinoa girolae*, *Silene argentina* y *Sphaeralcea cordobensis*.

En *Guasayán* se destacan como endémicas a diferentes niveles *Maytenus viscifolia*, *Moya spinosa* y *Justicia gilliesii*; en *Cóndores*, *Gymnocalycium calochlorum*, *Gymnocalycium bruchii* var. *bruchii* y *Sphaeralcea cordobensis*; en *Madera*, *Croton parvifolius*, *Prosopis alpataco* var. *alpataco* y *Melica argyrea* y en *Quijadas*, *Gomphrena pulchella* ssp. *rosea*, *Ramorinoa girolae* y *Adesmia retrofracta*. Entre las especies endémicas regionales algunas crecen sólo en Córdoba y una o dos provincias limítrofes, como por ejemplo: *Gomphrena pulchella* ssp. *rosea* y *Gymnocalycium bruchii* var. *bruchii* (Córdoba y San Luis), *Apodanthera sagittifolia* var. *sagittifolia* (Córdoba, La Rioja y San Luis) y *Sphaeralcea cordobensis* (Córdoba, Santiago

del Estero y San Luis), mientras que algunas aparecen también en otras provincias vecinas.

El corotipo mejor representado en los afloramientos basálticos del centro de Argentina es el que corresponde a especies distribuidas principalmente en el Chaco Occidental (78% del total de las especies), seguido por el corotipo Austro-brasilero (41%). El corotipo Orófilo bajo (distribuido en montañas bajas del centro y noroeste de Argentina) está menos representado (11%), mientras que el Andino es pobre en estos roquedales (1%) (Tabla 2). Sólo 11 especies exóticas se registraron en los afloramientos basálticos del centro de Argentina; la mayor parte de ellas se presentó en los afloramientos de *Cóndores* (9 especies).

Patrones comunitarios de la vegetación de los afloramientos

Las comparaciones de los atributos composicionales y estructurales de la vegetación entre los cuatro afloramientos revelaron diferencias significativas para riqueza, diversidad y dominancia. La mayor riqueza promedio de especies por censo se observó en *Guasayán* y la menor en *Madera*; la diversidad siguió una tendencia similar, mientras la dominancia fue máxima en los sitios *Guasayán* y *Cóndores*. La equitatividad no mostró diferencias significativas entre los sitios (Tabla 3).

El análisis NMS reveló que las variables bioclimáticas consideradas se relacionan con la composición florística de la vegetación de los afloramientos a escala regional (Fig. 4). A lo largo del eje 1 se separaron tres grupos de relevamientos que se corresponden claramente con lo que sucede a lo largo del gradiente climático. Un primer grupo, *Cóndores*, comprendió a los afloramientos asociados al valor mayor de precipitaciones y al menor en amplitud térmica (extremo

positivo del eje 1). Estos stands están localizados en el faldeo oriental de las sierras Chicas de Córdoba, caracterizado por un régimen de precipitaciones anuales y estacionales más intensas, en pleno Chaco Serrano. Otro grupo de afloramientos se correspondió con el extremo más seco y la mayor amplitud térmica del gradiente climático estudiado: *Quijadas*; se trata, en efecto, del sitio con los rasgos más intensos de aridez hacia el extremo oeste del área (extremo negativo del eje 1) en la ecoregión del Monte de Bolsones y Mesetas. Un tercer grupo de afloramientos, los de *Guasayán* (centro del diagrama), se posicionaron asociados a los valores intermedios de precipitaciones y los valores más altos de temperaturas media anual y media del cuarto más frío, y corresponden a la ecoregión del Chaco Seco. En cambio, el cuarto grupo de afloramientos, correspondiente al sitio *Madera*, en el extremo positivo del eje 2, se corresponde con los niveles altitudinales más bajos, apenas 70 m respecto a la matriz circundante, dentro la ecoregión del Espinal y con valores intermedios para las variables climáticas consideradas. Todas las variables climáticas consideradas se correlacionaron significativamente $p = 0.001$ con los ejes del NMS (Fig. 4). Se observaron diferencias significativas en la composición de especies entre las distintas regiones (ANOSIM: $R^2 = 0.59$; $p = 0.001$).

A partir de la clasificación del análisis TWINSpan, se reconocen cuatro grupos de inventarios (Fig. 5). Estos grupos (comunidades) se corresponden con la tendencia de variación expresada por el análisis de ordenación NMS (Fig. 4) y representan a los cuatro sitios (estratos) de afloramientos basálticos. Estos tipos de comunidades presentan variaciones en composición y en las condiciones ambientales de los sitios, tanto entre ellos

como dentro de cada uno (las variaciones a escala local no son exploradas en este trabajo). Por lo expuesto, las relaciones entre las variables climáticas y la vegetación de los cuatro afloramientos exhibida en la Fig. 4, también pueden aplicarse a las clases discriminadas por la clasificación del TWINSpan. Estos tipos de comunidades varían, además de su composición florística, en posición geográfica y en características del clima del territorio en el cual se presentan los afloramientos. En las descripción que siguen se presentan las principales características de cada comunidad.

Tipo 1. *Guasayán*

Esta comunidad tiene el aspecto de un bosque xerófilo, caducifolio, estructuralmente complejo, con 4 estratos (I: 0-0,40 m; II: 0,40-2 m; III: 2-4 m; IV: 4-8 m). Esta dominado por especies leñosas que definen la fisonomía de los stands, entre ellas se destacan: *Ruprechtia laxiflora*, *R. apetala*, *Caesalpinia paraguariensis*, *Schinopsis lorentzii*, *Anisocapparis speciosa*, *Aspidosperma quebracho-blanco*, *Acacia gilliesii* y *Ziziphus mistol*. Las familias Fabaceae, Anacardiaceae, Polygonaceae, Malvaceae, Cactaceae y Euphorbiaceae son representativas en la composición florística. Es la comunidad con mayor riqueza en especies de los afloramientos estudiados. El número de especies exclusivas de esta comunidad es de 51, dentro de las cuales 9 son endémicas.

Tipo 2. *Quijadas*

La comunidad tiene el aspecto de un matorral alto caducifolio, estructuralmente complejo, con 4 estratos (I: 0-0,25 m; II: 0,25-0,80 m; III: 0,80-1,50 m; IV: 1,50-3 m). Esta dominado por especies arbustivas que definen la fisonomía de los stands, entre ellas se destacan: *Prosopis torquata*, *Deuterocohnia longipetala*, *Lippia integrifolia*,

Hyalis argentea, *Cordobia argentea*, *Gaya parviflora*, *Acacia furcatispina*, *Mimozyanthus carinatus*, *Allionia incarnata* y *Sida argentina* var. *argentina*. Las familias Fabaceae, Bromeliaceae, y Asteraceae están aquí bien representadas. El número de especies exclusivas de esta comunidad es de 28, dentro de las cuales 18 son endémicas.

Tipo 3. Cóndores (Fig.6)

Desde el punto de vista fisonómico se trata de un bosque perennifolio, estructuralmente complejo, pluriestratificado (I: 0-0,30 m; II: 0,30-0,60 m; III: 0,60-2 m; IV: 2-3 m; V: 3-7 m). Esta dominado por especies leñosas, entre ellas se destacan: *Kagenechia lanceolata*, *Salvia cuspidata* subsp. *gilliesii*, *Aloysia gratissima* var. *gratissima*, *Zinnia peruviana*, *Acacia caven*, *Bouteloua megapotamica*, *Lantana fucata*, *Eupatorium viscidum*, *Flourensia campestris*, *Croton lachnostachyus*, *Dicliptera scutellata* y *Nassella cordobensis*. Es la segunda comunidad, en orden de importancia, respecto a la riqueza en especies de los afloramientos estudiados. Las familias Asteraceae, Poaceae, Cactaceae, Bromeliaceae y Verbenaceae aportan de manera importante a su composición florística. El número de especies exclusivas de esta comunidad es de 122, dentro de las cuales 32 son endémicas.

Tipo 4. Madera

El aspecto de esta comunidad es el de un matorral bajo, caducifolio, estructuralmente complejo, con 4 estratos (I: 0-0,20 m; II: 0,20-0,60 m; III: 0,60-1,50 m; IV: 1,50-2 m). Esta dominado por especies arbustivas que definen la fisonomía de los stands, entre ellas se destacan: *Aloysia gratissima* var. *gratissima*, *Salvia cuspidata* subsp. *gilliesii*, *Nassella tenuissima*, *Croton parvifolius*, *Heliotropium campestre*, *Acacia caven* y *Setaria parviflora* var. *parviflora*. Es la comunidad con la riqueza más baja de los cuatro

afloramientos considerados. Taxones de las familias Verbenaceae y Lamiaceae se destacan dentro de la composición florística de estos afloramientos. El número de especies exclusivas de esta comunidad es de 8, dentro de las cuales 4 son endémicas.

Discusión

Comparados con otros afloramientos rocosos del centro de Argentina (Funes & Cabido, 1995; Cantero *et al.*, 2011), las mesadas basálticas poseen una flora rica y muy variada donde dominan las eudicotiledóneas chaqueñas y austrobrasileñas, tanto herbáceas perennes de larga vida como arbustos y árboles. Sólo dos especies de *Ephedra* representaron a las Gimnospermas y estuvieron en todos los afloramientos. El clado de las Monocotiledóneas está básicamente representado por las Poaceae, que son importantes codominantes de la composición florística; las Bromeliaceae epífitas y terrestres también se destacaron por su presencia en la mayoría de los afloramientos a diferencia de lo que sucede en otras tipologías geoquímicas de las rocas, donde están ausentes (Cantero *et al.*, 2011). Algo similar ocurrió con las Cactaceae, bien adaptadas a las condiciones de aridez e inestabilidad de los afloramientos, que estuvieron representadas por 10 géneros. Un caso particular lo constituyó la llamativa constancia de dos bromeliáceas de los géneros *Dyckya* y *Deuterocohnia* en diferentes posiciones del gradiente geoquímico estudiado.

La mayor diversidad y magnitud de los diferentes clados se registraron en los afloramientos del cerro Ichagón (*Guasayán*), los que, a su vez, fueron también los más complejos en la estructura de vegetación, multiestratificada y con diferentes formas de vida entre sus estratos, destacándose

Ceiba chodatii (Bombacaceae) por la singular morfología de su tronco.

Las tres familias más numerosas de los afloramientos, Asteraceae, Poaceae, Fabaceae, son también las mismas que caracterizan, en ese mismo orden decreciente de importancia, a las provincias fitogeográficas presentes en el área de estudio (Zuloaga *et al.*, 2008): Chaco, Espinal y Monte. Sin embargo, en la jerarquía le siguió el complejo de las Cactaceae-Euphorbiaceae-Malvaceae que relegó al de las Orchidaceae-Solanaceae-Cyperaceae, 3ra, 4ta y 5ta respectivamente en la flora del Cono Sur (Zuloaga *et al.*, 2008). Probablemente, el patrón biogeográfico con mayor representación de los corotipos de las ecorregiones del Chaco y del Monte de Llanuras y Mesetas por sobre las del Espinal y Pampa, sea la causa del patrón observado de los taxones y de la riqueza regional de endemismos.

Los sitios estudiados son aparentemente importantes filtros ambientales a las invasiones por plantas exóticas (Fleischmann, 1997; Meirelles *et al.*, 1999) ya que sólo un pequeño porcentaje, menos del 3%, tiene carácter adventicio en la flora relevada; esto refleja la resistencia a las invasiones biológicas que tienen estos enclaves geológicos. Además resguardan, a manera de refugio (Gram *et al.*, 2004; Speziale & Ezcurra, 2010), a un grupo muy importante de plantas endémicas y de importancia medicinal (ej., *Lippia integrifolia*) y forestal (ej., *Caesalpinia paraguariensis*).

La composición diferencial de la vegetación de los cuatro afloramientos basálticos se relacionó, significativamente con factores climáticos. La escala regional estudiada incluyó a un complejo geológico homogéneo pero localizado en un gradiente heterogéneo desde el punto de vista

climático. Las especies se distribuyen a lo largo de gradientes ambientales o tipos de hábitat de acuerdo a sus nicho- β (Ackerly & Corwell, 2007), resultando en una coexistencia de comunidades más que de especies. Ser miembro de un pool de especies demanda que exista una coincidencia entre los requerimientos de hábitat de la especie (nicho β , nicho de hábitat) y las condiciones ambientales particulares de la comunidad local bajo estudio. Como resultado, el pool de especies es hábitat-específico, por lo tanto, diferentes tipos de comunidades dentro de una misma región poseen también diferentes pool de especies. (Pärtel *et al.*, 2013). En nuestro caso, cada una de las cuatro comunidades observables en los análisis de ordenación y clasificación tendría su propio pool de especies, es decir el grupo de especies que pueden potencialmente acceder y crecer en la misma (Eriksson, 1993; Zobel, 1997). Por lo tanto, no sorprende que ambos análisis permitan diferenciar cuatro tipos de comunidades con diferencias florísticas significativas en respuesta a las variables climáticas consideradas.

Este estudio involucró distintos tipos de vegetación (bosques, arbustales y pastizales) que crecen en diferentes combinaciones de latitud-altitud-clima, y es posible que esos tipos respondan a la heterogeneidad en escalas espaciales variables (Schenk & Jackson, 2002) y probablemente deberían ser analizados en forma separada (Tamme *et al.*, 2010).

Al igual que lo observado en afloramientos de otros continentes (Burke, 2002a, b; Wiser & Buxton, 2008), los afloramientos basálticos del centro de Argentina no tendrían un carácter estrictamente insular, ya que comparten numerosas especies con la matriz circundante. Sin embargo, en ellos crecen

especies muy singulares por su fidelidad, un hecho común en afloramientos rocosos de estas características (Stevanovic *et al.*, 2003; Safford *et al.*, 2005; Selvi, 2007; Baskin & Baskin, 1988); así por ejemplo, una especie endémica como *Microliabum candidum* es exclusiva de los afloramientos y no se ha encontrado creciendo en la matriz circundante (Cantero *et al.*, 1999, 2001, 2003, 2011, 2014).

En la escala regional estudiada en este trabajo, el gradiente geográfico (climático) se asoció estrechamente con el patrón florístico de las 303 especies que registradas en los 4 complejos de afloramientos. Sin embargo, y tal como ha sido reportado para otros afloramientos del centro de Argentina (Funes & Cabido, 1995; Cantero *et al.*, 2011, 2014), es posible que el gradiente regional enmascare una variabilidad a escala local en la vegetación de estos afloramientos. Los factores que pueden operar a la escala local se relacionarían a las características geo-químicas de las rocas como así también a aspectos morfológicos de los roquedales, como tamaño, forma y grado de erosión de los afloramientos. Efectos de la geoquímica sobre la composición florística ha sido reconocida en diferentes afloramientos (Wiser *et al.*, 1996; Chiarucci *et al.*, 2001; Grace *et al.*, 2007; Tsiripidis *et al.*, 2010). También, la variación local en aspectos estructurales de los bloques rocosos ha sido documentada como fuente de variación de las comunidades de los roquedales (Wiser & Buxton, 2009). Por lo expuesto, futuros estudios orientados a entender los patrones de la vegetación de los afloramientos, deberían complementarse con los factores activos a escala local.

Para conservar la vegetación singular de los afloramientos basálticos centro-argentinos, y teniendo en cuenta la asociación compleja con factores espaciales

y ambientales sería importante proteger una red de afloramientos que representen el amplio rango de la variación geológica, geográfica y altitudinal de los mismos. La función y el valor de estos afloramientos basálticos en relación a la conservación de la biodiversidad podría ser considerado de dos maneras: (1) pueden ser fuentes de especies para la recolonización de sitios degradados circundantes, y (2) pueden proveer de hábitats para especies sobre-utilizadas, como las medicinales, forrajeras y las usadas como combustibles, contribuyendo a mantener y aumentar la diversidad regional.

Agradecimientos

Este trabajo fue financiado por la Secretaría de Ciencia y Tecnología de la Universidad Nacional de Río Cuarto, y la Secretaría de Minería de la Provincia de Córdoba.

Literatura citada

- Ackerly, D. D. & W. K. Corwell.** 2007. A trait-based approach to community assembly: partitioning of species trait values into within –and among-community components. *Ecol. Lett.* 10 (2): 135-145.
- Alves, R. & J. Kolbek.** 1994. Plant-species endemism in savanna vegetation on Table Mountains (campo-ruprestre) in Brazil. *Vegetatio* 113 (2): 125-139.
- Barthlott, W. A.; A. Greger & A. Porembski.** 1993. Some remarks on the vegetation of tropical inselbergs: Diversity and ecological differentiation. *Biogeographica* 69: 106-124.
- Baskin, J. M. & C. C. Baskin.** 1988. Endemism in rock outcrop plant communities of unglaciated eastern United States: an evaluation of the roles of the edaphic, genetic and light factors. *J. Biogeogr.* 15: 829–840.
- Booth, B. D. & D. W. Larson.** 1999. Impact of language, history, and choice of system on the study of assembly rules, pages 206-229. *In* E. Weiher & P. Keddy. Editors. *Ecological assembly rules: Perspectives, advances, retreats*, Cambridge University Press, Cambridge.
- Braun Blanquet, J.** 1979. *Fitosociología. Bases para el*

- estudio de las comunidades vegetales. Blume Ediciones, Madrid.
- Burke, A.** 2002a. Island-matrix relationships in nama Karoo inselberg landscapes Part I: Do inselbergs provide a refuge for matrix species? *Pl. Ecol.* 160: 79-90.
- Burke, A.** 2002b. Island-matrix relationships in nama Karoo inselberg landscapes Part II: Are some inselbergs better sources than others? *Pl. Ecol.* 158: 41-48.
- Burke, A.** 2003. Inselbergs in a changing world –global trends. *Diversity & Distributions* 9: 375-383.
- Cabido, M.; G. Funes; E. Pucheta; F. Vendramini & S. Díaz.** 1998. A chorological analysis of the mountains of central Argentina. Is all what we call Sierra Chaco really Chaco? Contribution to the study of flora and vegetation of Chaco. XII. *Candollea* 53: 321-331.
- Cabrera, A.** 1976. Regiones fitogeográficas argentinas. 2 ed. Enciclopedia Argentina de Agricultura y Jardinería. ACME, Buenos Aires.
- Caminos, R.** 1979. Sierras Pampeanas noroccidentales, Salta, Tucumán, Catamarca, La Rioja, y San Juan. II. Simposio de Geología Regional Argentina, Córdoba, 1 (1979): 225-292.
- Cantero, J. J.; M. Pärtel & M. Zobel.** 1999. Is species richness dependent on the neighbourhood? An analysis of the community patterns in mountain grasslands of central Argentina. *Oikos* 87 (2): 346-355.
- Cantero, J. J.; M. Cabido; C. Nuñez; L. Petryna; M. Zak & M. Zobel.** 2001. Clasificación de los pastizales de suelos sobre rocas metamórficas de las Sierras de Córdoba, Argentina. *Kurtziana* 29 (1): 27-77.
- Cantero, J. J.; J. Lira; J. M Cisneros; J. C. González; C. O. Nuñez; L. Petryna; C. Cholaky & M. Zobel.** 2003. Species richness, alien species and plant traits in central Argentine mountain grasslands. *J. Veg. Sci.* 14: 129-136.
- Cantero, J. J.; J. A. Sfragulla; C. Nuñez; A. A. Bonalumi; J. Mulko; A. Amuchastegui; F. Chiarini; G. E. Barboza & L. Ariza Espinar.** 2011. Flora de los afloramientos de mármoles y serpentinitas de las Sierras de Córdoba (Argentina). *Kurtziana* 36 (2): 11-45.
- Cantero, J. J.; J. A. Sfragulla; C. Nuñez; J. Mulko; A. A. Bonalumi; A. Amuchastegui; G. E. Barboza; F. Chiarini & L. Ariza Espinar.** 2014. Vegetación de afloramientos carbonáticos de montañas del centro de Argentina. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 49 (4): 559-580.
- Chiarucci, A.; D. Rocchini; C. Leonzio & V. De Dominicis.** 2001. A test of vegetation–environment relationship in serpentine soils of Tuscany, Italy. *Ecol. Res.* 16: 627–639.
- Clarke, K. R.** 1993. Non-parametric multivariate analyses of changes in community structure. *Aust. J. Ecol.* 18: 117–143
- Debrot, A. O. & J. A. Freitas.** 1993. A comparison of ungrazed and livestock-grazed rock vegetations in Curaçao. *Biotropica* 25: 270-280.
- Eriksson, O.** 1993. The species-pool hypothesis and plant community diversity. *Oikos* 68: 371–374.
- Esri.** 2004. ArcGIS Desktop 9.1. Environmental Systems Research Institute Redlands, CA.
- Fleischmann, K.** 1997. Invasion of alien woody plants on the islands of Mahé and Silhouette, Seychelles. *J. Veg. Sci.* 8: 5–12.
- Fulls, E. R.; G. J. Bredenkamp & N. Van Rooyen.** 1993. Low thicket communities of rock outcrops in the northern Orange Free State. *South African J. Bot.* 59: 360-369.
- Funes, G. & M. Cabido.** 1995. Variabilidad local y regional de la vegetación rupícola de las Sierras grandes de Córdoba. *Kurtziana* 24: 173-188.
- Giulietti, A. M.; J. Pirani & R. M. Harley.** 1997. Espinhaço range region, eastern Brazil, pages 397-404. *In* S. D. Davis, V. H. Heywood, O. Herrera-MacBryde, J. Villa-Lobos & A. C. Hamilton. Editors. *Centres of Plant Diversity: A Guide and Strategy for their Conservation*, IUCN Publication Unity, v.3, Cambridge.
- Gordillo, C. & A. Lencinas.** 1979. Sierras Pampeanas de Córdoba y San Luis. II. *Simp. Geol. Reg. Arg. Acad. Nac. Cienc. Córdoba* 1: 577-650.
- Grace, J.; H. Savord & S. Harrison.** 2007. Large-scale causes of variation in the serpentine vegetation of California. *Pl. Soil* 293: 121–132.
- Gram, W.; E. Borer; K. Cottingham; E. Seabloom; V. Boucher; L. Goldwasser; F. Micheli; B. Kendall & R. Burton.** 2004. Distribution of plants in a California serpentine grassland: are rocky hummocks spatial refuges for native species? *Pl. Ecol.* 172: 159–171.
- Harrison, S.; K. Davies; H. Safford & J. Viers.** 2006. Beta diversity and the scale-dependence of the productivity relationships: a test in the Californian

- serpentine flora. *J. Ecol.* 94: 110-117.
- Hijmans, R. J.; S. E. Cameron; J. L. Parra; P. G. Jones & A. Jarvis.** 2005. Very high resolution interpolated climate surfaces for global landareas. *Int. J. Climat.* 25:1965–1978.
- Hill, M. O.** 1979. TWINSpan - a FORTRAN program for arranging multivariate data on an ordered two-way table by classification of the individuals and attributes. Section of Ecology and Systematics, Cornell University, Ithaca, New York.
- Jacobi, C. M.; F. Carmo; R. Vincent & J. R. Stehmann.** 2007. Plant communities on ironstone outcrops: a diverse and endangered Brazilian ecosystem. *Biodivers. Conserv.* 16: 2185-2200.
- Kay, S. M. & V. A. Ramos.** 1996. El magmatismo cretácico de las Sierras de Córdoba y sus implicancias tectónicas. 13° Congreso Geológico Argentino y 3° Congreso de Exploración de Hidrocarburos, Actas 3: 453-646.
- Kumar, S. & T. Stohlgren.** 2009. Maxent modeling for predicting suitable habitat for threatened and endangered tree *Canacomyrica monticola* in New Caledonia. *J. Ecol. Nat. Env.* 1: 94-98.
- Lagorio, S. L.** 1998. Geoquímica y petrogénesis de volcanitas cretácicas de la Sierra Chica de Córdoba (Argentina). 10° Congreso Latinoamericano de Geología y 6° Congreso Nacional de Geología Económica, Actas 2: 314-320.
- Lagorio, S. L.** 2008. Early Cretaceous alkaline volcanism of the Sierra Chica de Córdoba (Argentina): Mineralogy, geochemistry and petrogenesis. *J. South American Earth Sci.* 26: 152-171.
- Larson, D.; U. Matthes & P. E. Kelly.** 2000. Cliff ecology: pattern and process in cliff ecosystems. Cambridge Studies in Ecology. Cambridge University Press, Cambridge.
- Leal, P. R. & R. Miró.** 2010. Basaltos Ramírez de Velasco: nuevos afloramientos de rocas básicas en la sierra homónima, Santiago del Estero. *Revista Asoc. Geol. Argent.* 67 (1): 65-76.
- Llambías, E. & N. Brogioni.** 1981. **Magmatismo Mesozoico y Cenozoico, pages 101-115.** In: M. Yrigoyen. Editor. Geología y Recursos Naturales de la provincia de San Luis. Relatorio VIII Congreso Geológico Argentino.
- Martínez, A.; D. Rivarola; R. Strasser; L. Giambiagi; M. Belén Roquet; M. Laura Tobares & M. Merlo.** 2012. Petrografía y geoquímica preliminar de los basaltos cretácicos de la sierra de Las Quijadas y cerrillada de Las Cabras, provincia de San Luis, Argentina. *Ser. Correl. Geol.* 28 (1): 9-22.
- Mccune, B. & M. Mefford.** 1999. *Multivariate Analysis of Ecological Data, Version 4.0.* MjM Software. Glenden Beach, Oregon.
- Meirelles, T. S.; V. R. Pivello & C. A. Joly.** 1999. The vegetation of granite rock outcrops in Rio de Janeiro, Brazil, and the need for its protection. *Environ. Conserv.* 26: 10-20.
- Michael, D. R. & D. B. Lindenmayer.** 2012. Vegetation structure and floristics of granite landforms in the South-west Slopes of New South Wales. *Cunninghamia* 12 (4): 309-323.
- Michelangeli, F. A.** 2000. Species composition and species-area relationships in vegetation isolates on summit of a sandstone mountain in southern Venezuela. *J. Trop. Ecol.* 16: 69-82.
- Oksanen, J. F.; F. G. Blanchet; R. Kindt; P. Legendre; P. R. Minchin; R. O'Hara; G. L. Simpson; P. Solymos; M. H. Stevens & H. Wagner.** 2015. *Vegan: Community Ecology Package.* R package version 2.3-0.
- Ortiz, S. & J. Rodríguez Oubiña.** 1993. Synopsis of the rupicolous vegetation of Galicia (North-western Iberian Peninsula). *Folia Geobot. Phytotax.* 28: 15-49.
- Pärtel, M.; R. Szava-Kovats & M. Zobel.** 2013. Community completeness: linking local and dark diversity within the species pool concept. *Folia Geobot. Phytotax.* 48 (3): 307-317.
- Porembski, S.; W. Barthlott; S. Dörrstock & N. Biedinger.** 1994. Vegetation of rock outcrops in Guinea: granite inselbergs, sandstone table mountains and ferricretes – remarks on species numbers and endemism. *Flora* 189: 315-326.
- Porembski, S.; J. Szarzynski; J-P. Mund & W. Barthlott.** 1996. Biodiversity and vegetation of small-sized inselbergs in a West African rain forest (Taï, Ivory Coast). *J. Biogeog.* 23: 47–55.
- Porembski, S. & W. Barthlott.** 2000. Granitic and gneissic outcrops (inselbergs) as centers of diversity for desiccation-tolerant vascular plants. *Pl. Ecol.* 151: 19-28.
- Ribeiro, K. T.; B. M. O. Medina & F. R. Scarano.** 2007. Species composition and biogeographic relations of the rock outcrop flora on the high plateau of Itatiaia, SE-Brazil. *Revista Bras. Bot.* 30 (4): 623-639.
- Safford, H. D.; J. H. Viers & S. P. Harrison.** 2005. Serpentine endemism in the California flora: a databa-

- se of serpentine affinity. *Madroño* 52 (4): 222-257.
- Sarthou, C. & J. F. Villiers.** 1998. Epilithic plant communities on inselbergs in French Guiana. *J. Veg. Sci.* 9: 847-860
- Schenk, H. J. & R. B. Jackson.** 2002. Rooting depths, lateral spreads, and below-ground/above-ground allometries of plants in water-limited ecosystems. *J. Ecol.* 90: 480-494.
- Selvi, F.** 2007. Diversity, geographic variation and conservation of the serpentine flora of Tuscany (Italy). *Biodivers. Conserv.* 16: 1423-1439.
- Smith, J. M. B. & A. M. Cleef.** 1988. Composition and origins of the world's tropicalpine floras. *J. Biogeogr.* 15: 631-645.
- Speziale, K. L.; A. Ruggiero & C. Ezcurra.** 2010. Plant species richness–environment relationships across the Subantarctic–Patagonian transition zone. *J. Biogeogr.* 37: 449-464.
- Speziale, K. L. & C. Ezcurra.** 2011. Patterns of alien plant invasions in northwestern Patagonia, Argentina. *J. Arid Env.* 75: 890-897.
- Speziale, K. L. & C. Ezcurra.** 2012. The role of outcrops in the diversity of Patagonian vegetation: relicts of glacial palaeofloras? *Flora* 207: 141-149.
- Speziale, K. L. & C. Ezcurra.** 2014. Rock outcrops as potential biodiversity refugia under climate change in North Patagonia. *Pl. Ecol. & Div.* Doi: 10.1080/17550874.2014.983200.
- Stevanovic, V.; K. Tan & G. Latrou.** 2003. Distribution of the endemic Balkan flora on serpentine I. Obligate serpentine endemics. *Pl. Syst. Evol.* 242: 149-170.
- Tamme, R.; I. Hiiesalu; L. Laanisto; R. Szava-Kovats & M. Pärtel.** 2010. Environmental heterogeneity, species diversity and co-existence at different spatial scales. *J. Veg. Sci.* 21: 796-801.
- Tsiripidis, I.; A. Papaioannou; V. Sapounidis & E. Bergmeier.** 2010. Approaching the serpentine factor at a local scale - a study in an ultramafic area in northern Greece. *Pl. Soil* 329: 35-50.
- Ward, D. F.** 2007. Modelling the potential geographic distribution of invasive ant species in New Zealand. *Biol. Invas.* 9: 723-735.
- Wiser, S. K.; R. K. Peet & P. S. White.** 1996. High-elevation rock outcrop vegetation of the Southern Appalachian Mountains. *J. Veg. Sci.* 7: 703-722.
- Wiser, S. K. & R. P. Buxton.** 2008. Context matters: Matrix vegetation influences native and exotic species composition on habitat islands. *Ecology* 89: 380-391.
- Wiser, S. K. & R. P. Buxton.** 2009. Montane outcrop vegetation of Banks Peninsula, South Island, New Zealand. *New Zealand J. Ecol.* 33 (2): 164-176.
- Zobel, M.** 1997. The relative role of species pools in determining plant species richness: an alternative explanation of species coexistence? *Trends Ecol. Evol.* 12: 266-269.
- Zuloaga, F. O.; E. G. Nicora; Z. Rúgolo de Agrasar; O. Morrone; J. Pensiero & A. M. Cialdella.** 1994. Catálogo de la Familia *Poaceae* en la República Argentina. *Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard.* 47: 1-178.
- Zuloaga, F. O. & O. Morrone.** 1999a. Catálogo de las Plantas Vasculares de la República Argentina. I. *Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard.* 60: 1-323.
- Zuloaga, F. O. & O. Morrone.** 1999b. Catálogo de las Plantas Vasculares de la República Argentina. II. *Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard.* 74: 1-1269.
- Zuloaga, F. O.; O. Morrone & M. J. Belgrano.** 2008. Catálogo de Las Plantas Vasculares del Cono Sur (Argentina, Sur de Brasil, Chile, Paraguay y Uruguay). *Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard.* 107 (I-II-III): 1-3348.

APÉNDICE I. Listado de las especies de plantas vasculares relevadas en el área de estudio y ordenadas en sus correspondientes familias. Abreviaturas de formas de vida: árboles (A), arbustos (AR), arbustos parásitos (APARAS.), bromeliáceas rupícolas (BrR), bromeliáceas terrestres (BrT), cactáceas columnares (CC), cactáceas globulares (CG), cactáceas opuntioideas (CO), enredaderas (E), epífitas (EP), hierbas anuales (HA), helechos (HE), hierbas perennes caducifolias (HPC), hierbas perennes siempre-verdes (HPS), gramínoideas (G) gramíneas en mata (GM); % Fr. Rel: porcentaje de frecuencia relativa en el total de censos realizados. Abreviaturas de Grupos corológicos: A. Andino, MB. Orófilo Bajo (Montañas bajas del centro y oeste de Argentina), AB. Austrobrasileño, Ch. Oeste Chaqueño, P. Patagónico. Abreviaturas de afloramientos: C, Sierra de Los Córdones; G, Sierra de Guasayán; Q, Sierra de Las Quijadas y M, Cerro La Madera.

Familia	Especie	Estatus	Forma de vida	Corotipo	% Fr. Rel.	Abreviatura	Afloramientos
Acanthaceae	<i>Dicliptera scutellata</i> Griseb.	Nativa	HPS	CH	41,67	Diclscut	C
	<i>Dyschoriste humilis</i> Lindau	Nativa	HPS	CH	10,42	Dyschumi	C
	<i>Justicia gilliesii</i> (Nees) Benth.	Endémica	HPC	CH	2,08	Justgill	G
	<i>Justicia squarrosa</i> Griseb.	Nativa	HPS	CH	2,08	Justsqua	G
	<i>Stenandrium dulce</i> (Cav.) Nees	Nativa	HPS	CH	33,33	Stendulc	G, C, M
Alliaceae	<i>Nothoscordum gracile</i> (Dryand. ex Aiton) Stearn var. <i>gracile</i>	Nativa	HPC	AB	20,83	Nothgrac	C
Amaranthaceae	<i>Amaranthus hybridus</i> L. ssp. <i>hybridus</i>	Adventicia	HA		4,17	Amarhybr	C
	<i>Chenopodium album</i> L.	Adventicia	HA		8,33	Chenalbu	C
	<i>Gomphrena perennis</i> L. var. <i>perennis</i>	Nativa	HPS	AB	43,75	Gomppere	C, M
	<i>Gomphrena pulchella</i> Mart. ssp. <i>rosea</i> (Griseb.) Pedersen	Endémica	HPS	AB	10,42	Gomppulc	C, Q
	<i>Iresine diffusa</i> Humb. & Bonpl. ex Willd. var. <i>diffusa</i>	Nativa	HPS	AB	41,67	Iresdiff	C, M
	<i>Pfaffia gnaphaloides</i> (L. f.) Mart.	Nativa	HPS	CH	37,5	Pfafgnap	C, M
	<i>Zephyranthes filifolia</i> Herb. ex Kraenzl.	Endémica	HPC	AB	2,08	Zephfli	C
Anacardiaceae	<i>Lithraea molleoides</i> (Vell.) Engl.	Nativa	A	MB	6,25	Lithmoll	C
	<i>Schinopsis lorentzii</i> (Griseb.) Engl.	Nativa	A	CH	14,58	Schilore	G
	<i>Schinus fasciculatus</i> (Griseb.) I.M. Johnst. var. <i>fasciculatus</i>	Nativa	A	AB	37,5	Schifasc	C, M
Apiaceae	<i>Eryngium horridum</i> Malme	Nativa	HPS	AB	4,17	Erynhorr	C
Apocynaceae	<i>Araujia brachystephana</i> (Griseb.) Fontella & Goyder	Nativa	AR	AB	4,17	Araubrac	G

<i>Aspidosperma quebracho-blanco</i> Schltldl.	Nativa	A	CH	14,58	Aspiqueb	G
<i>Cynanchum montevidense</i> Spreng.	Nativa	E	AB	4,17	Cynamont	G
<i>Funastrum gracile</i> (Decne.) Schltldl.	Nativa	E	CH	4,17	Funagrac	G
<i>Mandevilla laxa</i> (Ruiz & Pav.) Woodson	Nativa	E	CH	8,33	Mandlaxa	C
<i>Mandevilla pentlandiana</i> (A. DC.) Woodson	Nativa	E	CH	10,42	Mandpent	C
<i>Matelea foetida</i> (Griseb.) C. Ezcurra & Belgrano	Nativa	E	AB	8,33	Matefoet	G
<i>Metastelma tubatum</i> Griseb.	Endémica	E	CH	27,08	Metatuba	C
<i>Philibertia gilliesii</i> Hook. & Arn.	Nativa	E	CH	22,92	Philgill	C, Q
<i>Tweedia brunonis</i> Hook. & Arn.	Nativa	E	CH	2,08	Tweebrun	Q
Aspleniaceae						
<i>Asplenium monanthes</i> L.	Nativa	HE	A	2,08	Asplmona	C
Asteraceae						
<i>Acanthostyles buniifolius</i> (Hook. & Arn.) R.M. King & H. Rob.	Nativa	AR	CH	16,67	Acanbuni	C
<i>Achyrocline alata</i> (Kunth) DC.	Nativa	HPS	CH	2,08	Achyalat	C
<i>Achyrocline satureioides</i> (Lam.) DC.	Nativa	HPS	CH	2,08	Achysatu	C
<i>Acmella decumbens</i> (Sm.) R.K. Jansen var. <i>decumbens</i>	Nativa	HPS	AB	8,33	Acmedecu	C
<i>Dimerostemma aspilioides</i> (Griseb.) H. Rob.	Endémica	HPS	CH	6,25	Angeaspi	C
<i>Baccharis coridifolia</i> DC.	Nativa	AR	AB	2,08	Baccori	C
<i>Baccharis flabellata</i> Hook. & Arn.	Endémica	AR	CH	10,42	Baccflab	C
<i>Baccharis glutinosa</i> Pers.	Nativa	AR	CH	2,08	Baccglut	C
<i>Baccharis sessiliflora</i> Vahl	Nativa	AR	CH	4,17	Baccsess	C
<i>Baccharis ulicina</i> Hook. & Arn.	Nativa	HPS	AB	6,25	Bacculic	C, M
<i>Bidens pilosa</i> L. var. <i>pilosa</i>	Nativa	HA	AB	14,58	Bidepilo	C
<i>Bidens subalternans</i> DC. var. <i>subalternans</i>	Nativa	HA	AB	47,92	Bidesuba	C
<i>Chaptalia integerrima</i> (Vell.) Burkart	Nativa	HPS	AB	18,75	Chapinte	G, C
<i>Chaptalia nutans</i> (L.) Pol.	Nativa	HPS	AB	2,08	Chapnuta	G
<i>Chromolaena arnottiana</i> (Griseb.) R.M. King & H. Rob.	Nativa	AR	CH	12,5	Chroarno	C
<i>Conyza bonariensis</i> (L.) Cronquist var. <i>bonariensis</i>	Nativa	HA	AB	2,08	Conybona	C
<i>Conyza lorentzii</i> Griseb.	Endémica	HA	AB	6,25	Conylore	G

<i>Flourensia campestris</i> Griseb.	Endémica	AR	CH	41,67	Floucamp	C
<i>Gamochaeta filaginea</i> (DC.) Cabrera	Endémica	HA	AB	2,08	Gamofla	C
<i>Gutierrezia gilliesii</i> Griseb.	Endémica	AR	CH	4,17	Gutigill	Q
<i>Gyptis artemisifolia</i> (Griseb.) R.M. King & H. Rob.	Endémica	AR	CH	2,08	Gyptarte	C
<i>Heterosperma ovatifolium</i> Cav.	Nativa	HA	CH	12,5	Heteovat	C
<i>Hyalis argentea</i> D. Don ex Hook. & Arn. var. <i>argentea</i>	Endémica	AR	CH	14,58	Hyalarge	Q
<i>Hysterionica jasionoides</i> Willd.	Nativa	HPS	CH	22,92	Hystjasi	C
<i>Laennecia sophiifolia</i> (Kunth) G.L. Nesom	Nativa	HA	AB	8,33	Laensoph	G
<i>Lorentzianthus viscidus</i> (Hook. & Arn.) R.M. King & H. Rob.	Nativa	AR	CH	43,75	Lorevisc	C
<i>Microlabium candidum</i> (Griseb.) H. Rob.	Endémica	AR	CH	14,58	Micreand	C
<i>Parthenium hysterophorus</i> L.	Nativa	HPC	AB	8,33	Parthyst	G, C, Q
<i>Pectis odorata</i> Griseb.	Nativa	HA	CH	4,17	Pectodor	G
<i>Porophyllum obscurum</i> (Spreng.) DC.	Nativa	HPS	CH	20,83	Poroobsc	G, Q
<i>Proustia cuneifolia</i> D. Don var. <i>mendocina</i> (Phil.) Ariza	Endémica	AR	CH	29,17	Proucune	C
<i>Pseudognaphalium gaudichaudianum</i> (DC.) Anderb.	Nativa	HA	AB	2,08	Pseugaud	M
<i>Simsia dombeyana</i> DC.	Nativa	HA	CH	8,33	Simsdomb	C, M
<i>Solidago chilensis</i> Meyen var. <i>chilensis</i>	Nativa	HPC	AB	2,08	Solichil	C
<i>Sonchus oleraceus</i> L.	Adventicia	HA		2,08	Soncoler	C
<i>Stevia satuireifolia</i> (Lam.) Sch. Bip. ex Klotzsch var. <i>satureifolia</i>	Endémica	HPS	AB	22,92	Stevsatu	C
<i>Tagetes minuta</i> L.	Nativa	HA	AB	31,25	Tageminu	C
<i>Trixis cacalioides</i> (Kunth) D. Don	Nativa	HPS	CH	8,33	Trixcaca	G
<i>Trixis divaricata</i> (Kunth) Spreng. ssp. <i>discolor</i> (D. Don) Katinas	Endémica	HPS	CH	31,25	Trixdiva	C
<i>Vernonanthura nudiflora</i> (Less.) H. Rob. f. <i>nudiflora</i>	Nativa	HPS	AB	4,17	Vernnudi	C
<i>Wedelia buphtalmiflora</i> (Lorentz) Ariza	Endémica	HPS	CH	43,75	Zexmbuph	C, Q, M
<i>Zinnia peruviana</i> (L.) L.	Nativa	HA	CH	52,08	Zinnperu	C
Basellaceae						
<i>Anredera cordifolia</i> (Ten.) Steenis	Nativa	E	CH	25	Anrecond	C
Bignoniaceae						
<i>Amphilophium caroliniae</i> (Lindl.) L. G. Lohmann	Nativa	E	MB	31,25	Amphcaro	G, C

	<i>Dolichandra cynanchoides</i> Cham.	Nativa	A	MB	6,25	Dolicyna	C
	<i>Tabebuia nodosa</i> (Griseb.) Griseb.	Nativa	A	CH	6,25	Tabenodo	G
Bombacaceae	<i>Ceiba chodatii</i> (Hassler.) Ravenna	Nativa	A	CH	2,08	Ceibchod	G
Boraginaceae	<i>Heliotropium campestre</i> Griseb.	Nativa	HPS	CH	29,17	Helicamp	C, Q, M
	<i>Heliotropium procumbens</i> Mill.	Nativa	HPS	CH	10,42	Heliproc	G
	<i>Nama jamaicensis</i> L.	Nativa	HPC	CH	6,25	Namajama	G
Brassicaceae	<i>Descurainia erodiifolia</i> (Phil.) Prantl ex Reiche	Endémica	HA	AB	2,08	Descarge	C
	<i>Exhalimolobos weddellii</i> (E. Fourn.) Al-Shehbaz & C.D. Bailey	Nativa	HA	AB	20,83	Exhawedd	G, C, M
	<i>Lepidium bonariense</i> L.	Nativa	HA	AB	2,08	Lepibona	C
	<i>Mostacillastrum stenophyllum</i> (Gillies ex Hook. & Arn.) O.E. Schulz	Endémica	HPC	AB	16,67	Moststen	C
Bromeliaceae	<i>Bromelia urbaniana</i> (Mez) L.B. Sm.	Endémica	BrT	CH	8,33	Bromurba	G
	<i>Deuterocohnia longipetala</i> (Baker) Mez	Nativa	BrR	CH	35,42	Deutlong	C, Q
	<i>Dyckia floribunda</i> Griseb. var. <i>floribunda</i>	Endémica	BrR	CH	37,5	Dyckflor	C, Q
	<i>Dyckia velascana</i> Mez	Endémica	BrR	CH	6,25	Dyckvela	Q
	<i>Tillandsia bandensis</i> Baker	Nativa	EP	CH	33,33	Tillband	G, C, Q
	<i>Tillandsia capillaris</i> Ruiz & Pav.	Nativa	EP	CH	27,08	Tillcapi	G, C
	<i>Tillandsia pedicellata</i> (Mez) A. Cast.	Nativa	EP	CH	18,75	Tillpedi	G, Q
Cactaceae	<i>Cleistocactus baumannii</i>	Nativa	CC	CH	16,67	Cereaeth	C, Q, M
	<i>Cereus aethiops</i> Haw.	Nativa	CC	CH	14,58	Cereforb	G
	<i>Cereus forbesii</i> Otto ex C.F. Först.	Nativa	CC	CH	10,42	Cleibaum	G
	<i>Cleistocactus baumannii</i> (Lem.) Lem.	Nativa	CC	CH	12,5	Echiaure	G, C
	<i>Echinopsis aurea</i> Britton & Rose var. <i>aurea</i>	Endémica	CG	CH	2,08	Gymnbruc	C
	<i>Gymnocalycium bruchii</i> (Speg.) Hosseus var. <i>bruchii</i>	Endémica	CG	CH	4,17	Gymnealo	C
	<i>Gymnocalycium calochlorum</i> (Boed.) Y. Ito	Endémica	CG	CH			

<i>Gymnocalycium schickendantzii</i> (F.A.C. Weber) Britton & Rose var. <i>schickendantzii</i>	Endémica	CC	CH	4,17	Gymnschi	Q
<i>Harrisia pomanensis</i> (F.A.C. Weber ex K. Schum.) Britton & Rose ssp. <i>pomanensis</i>	Nativa	CC	CH	20,83	Harpoma	G, C
<i>Opuntia anacantha</i> Speg. var. <i>retrorsa</i> (Speg.) R. Kiesling	Endémica	CO	CH	14,58	Opunelat	G
<i>Opuntia salmiana</i> Parm.	Nativa	CO	AB	27,08	Opunsalm	G, C, M
<i>Opuntia sulphurea</i> Gillies ex Salm-Dyck var. <i>sulphurea</i>	Nativa	CO	CH	45,83	Opunsulp	C, Q, M
<i>Rhipsalis lumbricoides</i> (Lem.) Lem. ex Salm-Dyck	Nativa	CC	CH	2,08	Rhiplumb	G
<i>Stetsonia coryne</i> (Salm-Dyck) Britton & Rose	Nativa	CC	CH	4,17	Stetcory	G
<i>Tephrocactus articulatus</i> (Pfeiff.) Backeb. var. <i>articulatus</i>	Endémica	CC	CH	8,33	Tepharti	Q
<i>Trichocereus candicans</i> (Gillies ex Salm-Dyck) Britton & Rose	Endémica	CC	CH	35,42	Triccand	C, Q
Campanulaceae						
<i>Wahlenbergia linarioides</i> (Lam.) A. DC.	Nativa	HA	AB	2,08	Wahlina	G
Capparaceae						
<i>Anisocapparis speciosa</i> (Griseb.) X. Cornejo & H.H. Iltis	Nativa	A	CH	14,58	Anisspec	G
<i>Cleome aculeata</i> L. var. <i>cordobensis</i> (Eichler & Griseb.) Kuntze	Nativa	HPS	AB	8,33	Cleoacul	C
Caryophyllaceae						
<i>Cardionema ramosissima</i> (Weinm.) A. Nelson & J.F. Macbr.	Nativa	HPS	AB	2,08	Cardramo	C
<i>Paronychia brasiliana</i> DC. var. <i>brasiliana</i>	Nativa	HPS	AB	6,25	Parobras	C
<i>Silene argentina</i> (Pax) Bocquet	Endémica	HPC	AB	6,25	Silearge	C
<i>Spergula ramosa</i> (Cambess.) D. Dietr. ssp. <i>ramosa</i>	Nativa	HPS	AB	18,75	Sperramo	C
Celastraceae						
<i>Maytenus viscifolia</i> Griseb.	Endémica	A	CH	8,33	Maytvisc	G
<i>Moya spinosa</i> Griseb.	Endémica	A	AB	8,33	Moyaspin	G
Celtidaceae						
<i>Celtis ehrenbergiana</i> (Klotzsch) Liebm. var. <i>ehrenbergiana</i>	Nativa	A	AB	62,5	Celtehre	G, C
Cervantesiaceae						
<i>Jodina rhombifolia</i> (Hook. & Arn.) Reissek	Nativa	A	AB	2,08	Jodirhom	C
Commelinaceae						

	<i>Commelina erecta</i> L. var. <i>angustifolia</i> (Michx.) Fernald	Nativa	HPS	AB	64,58	Commerc	G, C, Q, M				
Convolvulaceae											
	<i>Dichondra microcalyx</i> (Hallier f.) Fabris	Nativa	HPS	AB	29,17	Dichmicr	G, C				
	<i>Dichondra sericea</i> Sw. var. <i>sericea</i>	Nativa	HPS	AB	12,5	Dichseri	C, M				
	<i>Evolvulus arizonicus</i> A. Gray	Nativa	HPS	CH	16,67	Evolariz	G, Q				
	<i>Evolvulus sericeus</i> Sw. var. <i>sericeus</i>	Nativa	HPS	CH	31,25	Evolseri	C, Q, M				
Cucurbitaceae											
	<i>Apodanthera sagittifolia</i> (Griseb.) Mart. Crov. var. <i>sagittifolia</i>	Endémica	E	CH	8,33	Apodsagi	C				
	<i>Cucurbitella asperata</i> (Gillies ex Hook. & Arn.) Walp.	Nativa	E	CH	14,58	Cucuaspe	C, M				
Cyperaceae											
	<i>Carex trachycystis</i> Griseb.	Endémica	HPS	AB	8,33	Caretrac	G, C				
	<i>Cyperus aggregatus</i> (Willd.) Endl. var. <i>aggregatus</i>	Nativa	G	AB	2,08	Cypeaggr	C				
Ephedraceae											
	<i>Ephedra ochreatea</i> Miers	Endémica	AR	MB	8,33	Epheochr	Q				
	<i>Ephedra triandra</i> Tul. emend. J.H. Hunz.	Nativa	AR	AB	18,75	Ephetria	G, C, M				
Euphorbiaceae											
	<i>Acalypha communis</i> Müll. Arg.	Nativa	HPS	CH	8,33	Acalcomm	C				
	<i>Acalypha lycioides</i> Pax & K. Hoffm.	Nativa	HPS	CH	4,17	Acallyci	G				
	<i>Bernardia argentinensis</i> Lourteig & O'Donnell	Endémica	HPS	CH	4,17	Bernarge	G				
	<i>Croton andinus</i> Müll. Arg.	Nativa	HPS	A	12,5	Crotandi	G				
	<i>Croton lachnostachyus</i> Baill.	Nativa	AR	CH	56,25	Crotlach	G, C				
	<i>Croton parvifolius</i> Müll. Arg.	Endémica	AR	CH	10,42	Crotparv	M				
	<i>Croton subpamosus</i> Müll. Arg. ex Griseb.	Endémica	AR	CH	12,5	Crotsubp	C				
	<i>Euphorbia dentata</i> Michx.	Nativa	HA	CH	6,25	Euphdent	C				
	<i>Euphorbia hypericifolia</i> L.	Nativa	HA	CH	2,08	Euphhype	C				
	<i>Euphorbia hyssopifolia</i> L.	Nativa	HA	CH	18,75	Euphhyss	G, C				
	<i>Euphorbia serpens</i> Kunth var. <i>serpens</i>	Nativa	HPS	AB	4,17	Euphserp	G, C				
	<i>Jatropha hieronymi</i> Kuntze	Nativa	AR	CH	2,08	Jatrhier	G				
	<i>Jatropha macrocarpa</i> Griseb.	Nativa	AR	CH	2,08	Jatrmacr	G				

	<i>Tragia geraniifolia</i> Klotzsch ex Baill.	Nativa	HPS	CH	52,08	Tragera	C, M
	<i>Tragia volubilis</i> L.	Nativa	E	CH	18,75	Tragyolu	G, C
Fabaceae	<i>Rhynchosia senna</i>						
	<i>Acacia atramentaria</i> Benth.	Endémica	A	CH	2,08	Acacatra	G
	<i>Acacia caven</i> (Molina) Molina var. <i>caven</i>	Nativa	A	CH	56,25	Acaccave	C, M
	<i>Acacia gilliesii</i> Steud.	Nativa	A	CH	31,25	Acacgill	G, Q
	<i>Acacia praecox</i> Griseb.	Nativa	A	CH	16,67	Acacprae	G, C, Q
	<i>Adesmia retrofracta</i> Hook. & Arn.	Endémica	AR	MB	2,08	Adesretr	Q
	<i>Caesalpinia mimosifolia</i> Griseb.	Endémica	AR	CH	12,5	Caesmimo	Q
	<i>Caesalpinia paraguariensis</i> (D. Parodi) Burkart	Nativa	A	CH	14,58	Caespara	G
	<i>Cercidium praecox</i> (Ruiz & Pav. ex Hook.) Harms ssp. <i>praecox</i>	Nativa	A	MB	2,08	Cerceprae	G
	<i>Galactia glaucophylla</i> Harms	Endémica	E	CH	20,83	Galaglau	C
	<i>Galactia latisiliqua</i> Desv.	Nativa	E	CH	4,17	Galalati	C
	<i>Geoffroea decorticans</i> (Gillies ex Hook. & Arn.) Burkart	Nativa	A	AB	4,17	Geofdeco	C, M
	<i>Mimozyanthus carinatus</i> (Griseb.) Burkart	Nativa	A	MB	12,5	Mimocari	Q
	<i>Prosopis alpataco</i> Phil. f. <i>alpataco</i>	Endémica	AR	MB	2,08	Prosalpa	M
	<i>Prosopis torquata</i> (Cav. ex Lag.) DC.	Endémica	A	MB	16,67	Prostorq	Q
	<i>Ramorinoa giroloae</i> Speg.	Endémica	A	MB	2,08	Ramogiro	Q
	<i>Rhynchosia bicentrica</i> B.L. Turner	Nativa	E	AB	20,83	Rhynbice	C
	<i>Rhynchosia edulis</i> Griseb.	Nativa	E	CH	2,08	Rhynedul	G
	<i>Rhynchosia senna</i> Gillies ex Hook. var. <i>senna</i>	Endémica	E	AB	8,33	Rhynsens	C
	<i>Rhynchosia senna</i> Gillies ex Hook. var. <i>texana</i> (Torr. & A. Gray) M.C. Johnst.	Endémica	E	AB	8,33	Rhynsent	M
	<i>Senna aphylla</i> (Cav.) H.S. Irwin & Barneby	Nativa	AR	CH	4,17	Sennaphy	Q
	<i>Senna morongii</i> (Britton) H.S. Irwin & Barneby	Nativa	AR	CH	2,08	Sennmoro	C
	<i>Zornia trachycarpa</i> Vogel	Nativa	HPS	CH	2,08	Zorntrac	C
	<i>Zuccagnia punctata</i> Cav.	Endémica	A	MB	4,17	Zucepunc	Q
Lamiaceae							

	<i>Cantinoa mutabilis</i> (Rich.) Harley & J.F.B. Pastore	Nativa	HPS	AB	6,25	Cantmuta	C
	<i>Lepechinia floribunda</i> (Benth.) Epling	Nativa	AR	MB	8,33	Lepeflor	C
	<i>Minthostachys verticillata</i> (Griseb.) Epling	Endémica	AR	CH	25	Mintvert	C
	<i>Salvia cuspidata</i> Ruiz & Pav. ssp. <i>gilliesii</i> (Benth.) J.R.I. Wood	Nativa	AR	CH	66,67	Salvcusp	C, Q, M
Loasaceae							
	<i>Mentzelia albescens</i> (Gillies ex Arn.) Griseb.	Endémica	HPC	CH	14,58	Mentalbe	C, Q
Loranthaceae							
	<i>Ligaria cuneifolia</i> (Ruiz & Pav.) Tiegh.	Nativa	ARPARAS.	CH	10,42	Ligacune	C, Q
	<i>Tripodanthus flagellaris</i> (Cham. & Schltld.) Tiegh.	Endémica	ARPARAS.	CH	12,5	Tripflag	C
Malpighiaceae							
	<i>Cordobea argentea</i> (Griseb.) Nied.	Endémica	E	CH	33,33	Cordarge	G, C, Q
	<i>Janusia guaranítica</i> (A. St.-Hil.) A. Juss.	Nativa	E	MB	31,25	Januuar	G, C
	<i>Tricomaria usillo</i> Hook. & Arn.	Endémica	A	CH	6,25	Tricusil	Q
Malvaceae							
	<i>Abutilon pauciflorum</i> A. St.-Hil.	Nativa	AR	CH	18,75	Abutpauc	G, C
	<i>Gaya parviflora</i> (Phil.) Krapov.	Nativa	HPS	AB	33,33	Gayaparv	C, Q
	<i>Herissantia crispa</i> (L.) Brizicky	Nativa	HPS	CH	4,17	Hericris	C
	<i>Krapovickasia flavescens</i> (Cav.) Fryxell	Nativa	HPS	CH	14,58	Krapflav	C
	<i>Malvastrum coromandelianum</i> (L.) Garcke ssp. <i>coromandelianum</i>	Nativa	HPS	CH	4,17	Malvcoro	C
	<i>Pseudabutilon virgatum</i> (Cav.) Fryxell	Nativa	HPS	CH	43,75	Pseuvirg	G, C, Q, M
	<i>Rhynchosida physocalyx</i> (A. Gray) Fryxell	Nativa	AR	CH	8,33	Rhynphys	C
	<i>Sida argentina</i> K. Schum. var. <i>argentina</i>	Nativa	HPS	AB	27,08	Sidaarge	G, C, Q, M
	<i>Sida dictyocarpa</i> Griseb. ex K. Schum.	Nativa	HPS	CH	16,67	Sidadict	G, C
	<i>Sida rhombifolia</i> L.	Nativa	HPS	AB	8,33	Sidarhom	C
	<i>Sida spinosa</i> L.	Nativa	HPS	AB	16,67	Sidaspin	C
	<i>Sida variegata</i> (Griseb.) Krapov.	Nativa	HPS	CH	4,17	Sidavari	G
	<i>Sphaeralcea cordobensis</i> Krapov.	Endémica	HPC	CH	14,58	Sphacord	C
	<i>Wissadula gymnanthemum</i> (Griseb.) K. Schum.	Nativa	HPS	CH	18,75	Wissgymn	G, C
Nyctaginaceae							

Oleaceae	<i>Allionia incarnata</i> L.	Nativa	HPC	CH	14,58	Allinca	Q
	<i>Boerhavia diffusa</i> L. var. <i>diffusa</i>	Adventicia	HPC		20,83	Boerdiff	G, C
	<i>Menodora integrifolia</i> (Cham. & Schltdl.) Steud. var. <i>integrifolia</i>	Nativa	HPS	CH	2,08	Menointe	C
	<i>Menodora trifida</i> (Cham. & Schltdl.) Steud.	Nativa	HPS	CH	2,08	Menotrif	G
Orchidaceae	<i>Sacoila lanceolata</i> (Aubl.) Garay	Nativa	HPC	CH	6,25	Sacolanc	C
Oxalidaceae	<i>Oxalis conorrhiza</i> Jacq.	Nativa	HPS	AB	37,5	Oxalcono	G, C
Passifloraceae	<i>Passiflora foetida</i> L. var. <i>foetida</i>	Nativa	E	CH	6,25	Passfoet	G, C
	<i>Passiflora mooreana</i> Hook. f.	Nativa	E	CH	6,25	Passmoor	G
	<i>Passiflora tucumanensis</i> Hook.	Nativa	E	CH	2,08	Passtucu	G
Phytolaccaceae	<i>Rivina humilis</i> L.	Nativa	HPS	CH	12,5	Rivihumi	C
Plantaginaceae	<i>Plantago tomentosa</i> Lam. ssp. <i>tomentosa</i>	Nativa	HPS	AB	4,17	Plantome	G, C
Plumbaginaceae	<i>Plumbago caerulea</i> Kunth	Nativa	HPS	CH	29,17	Plumcaer	C
Poaceae	<i>Andropogon selleanus</i> (Hack.) Hack.	Nativa	GM	CH	4,17	Andrsell	Q
	<i>Aristida mendocina</i> Phil.	Nativa	G	CH	12,5	Arismend	Q
	<i>Bothriochloa barbinodis</i> (Lag.) Herter	Nativa	GM	AB	10,42	Bothbarb	C, M
	<i>Bouteloua curtipendula</i> (Michx.) Torr. var. <i>caespitosa</i> Gould & Kapadia	Nativa	G	CH	6,25	Boutcurt	M
	<i>Bouteloua megapotamica</i> (Spreng.) Kuntze	Nativa	G	MB	47,92	Boutmega	C
	<i>Briza maxima</i> L.	Introducida	G		2,08	Brizmaxi	C
	<i>Bromus auleticus</i> Trin. ex Nees	Nativa	G	MB	10,42	Bromaule	C
	<i>Digitaria californica</i> (Benth.) Henrard var. <i>californica</i>	Nativa	G	AB	18,75	Digicali	C, Q
	<i>Eragrostis curvula</i> (Schrad.) Nees	Introducida	GM		2,08	Eragcurv	M

<i>Eragrostis lugens</i> Nees	Nativa	G	AB	29,17	Eragluge	G, C, M
<i>Eustachys distichophylla</i> (Lag.) Nees	Nativa	G	AB	4,17	Eustdist	C
<i>Gouinia latifolia</i> (Griseb.) Vasey	Nativa	G	CH	8,33	Gouilati	C
<i>Gymnopogon spicatus</i> (Spreng.) Kuntze	Nativa	G	CH	2,08	Gymnspic	C
<i>Heteropogon contortus</i> (L.) P. Beauv. ex Roem. & Schult.	Nativa	G	CH	12,5	Hetecont	C, Q
<i>Jarava ichu</i> Ruiz & Pav. var. <i>ichu</i>	Nativa	G	CH	10,42	Jaraichu	C, M
<i>Jarava plumosa</i> (Spreng.) S.W.L. Jacobs & J. Everett	Nativa	G	CH	2,08	Jaraplum	M
<i>Melica argyrea</i> Hack.	Endémica	G	AB	14,58	Meliargy	C, M
<i>Melica eremophila</i> Torres	Endémica	G	AB	27,08	Melierem	C
<i>Melinis repens</i> (Willd.) Zizka	Introducida	G		2,08	Melirepe	C
<i>Nassella cordobensis</i> (Speg.) Barkworth	Endémica	G	MB	35,42	Nasscord	C
<i>Nassella filiculmis</i> (Delile) Barkworth	Endémica	GM	MB	4,17	Nassfli	C
<i>Nassella hyalina</i> (Nees) Barkworth	Endémica	G	AB	25	Nasshyal	C
<i>Nassella neesiana</i> (Trin. & Rupr.) Barkworth	Nativa	G	AB	4,17	Nassnees	C
<i>Nassella niduloides</i> (Caro) Barkworth	Endémica	GM	CH	2,08	Nassnidu	Q
<i>Nassella sanluisensis</i> (Speg.) Barkworth	Endémica	GM	CH	2,08	Nasssanl	Q
<i>Nassella tenuissima</i> (Trin.) Barkworth	Endémica	GM	A	10,42	Nasstenu	M
<i>Pappophorum philippianum</i> Parodi	Nativa	GM	CH	8,33	Pappphil	C, Q
<i>Pappophorum vaginatum</i> Buckley	Nativa	G	MB	8,33	Pappvagi	G
<i>Paspalum humboldtianum</i> Flügge	Nativa	G	MB	8,33	Paspumb	C
<i>Paspalum malacophyllum</i> Trin.	Nativa	GM	MB	10,42	Paspkala	C
<i>Piptochaetium montevidense</i> (Spreng.) Parodi	Nativa	G	AB	2,08	Piptmont	C
<i>Poa ligularis</i> Nees ex Steud. var. <i>resinulosa</i> (Nees ex Steud.) Fernández Pepi & Giussani	Endémica	G	AB	22,92	Poaligu	C, M
<i>Schizachyrium spicatum</i> (Spreng.) Herter	Nativa	G	MB	6,25	Schispic	C
<i>Setaria cordobensis</i> R.A.W. Herrm.	Endémica	G	CH	12,5	Setacord	C
<i>Setaria lachnea</i> (Nees) Kunth	Nativa	G	AB	6,25	Setalach	C
<i>Setaria leucopila</i> (Scribn. & Merr.) K. Schum.	Nativa	G	CH	14,58	Setaleuc	C
<i>Setaria parviflora</i> (Poir.) Kerguelen var. <i>parviflora</i>	Nativa	G	AB	14,58	Setaparv	C, M
<i>Tripogon spicatus</i> (Nees) Ekman	Nativa	G	MB	14,58	Tripispic	Q

Polygalaceae

Polygonaceae	<i>Monnina dictyocarpa</i> Griseb.	Endémica	HPS	MB	20,83	Monndict	C, Q
	<i>Polygala stenophylla</i> A. Gray	Endémica	HPS	CH	4,17	Polysten	C
	<i>Ruprechtia apetala</i> Wedd.	Nativa	A	AB	12,5	Ruprapet	G
	<i>Ruprechtia laxiflora</i> Meisn.	Nativa	A	MB	14,58	Ruprlaxi	G
Polypodiaceae	<i>Pleopeltis pinnatifida</i> Gillies ex Hook. & Grev.	Nativa	HE	A	4,17	Pleopinn	C
Portulacaceae	<i>Portulaca confertifolia</i> Hauman var. <i>confertifolia</i>	Endémica	HPC	CH	2,08	Portconf	Q
	<i>Portulaca obtusa</i> Poelln.	Endémica	HPC	CH	8,33	Portobtu	C
	<i>Portulaca perennis</i> R.E. Fr.	Nativa	HPC	CH	4,17	Portpere	Q
Pteridaceae	<i>Argyrosma nivea</i> (Poir.) Windham var. <i>nivea</i>	Nativa	HE	MB	18,75	Argynive	C
	<i>Cheilanthes buchtienii</i> (Rosenst.) R.M. Tryon	Nativa	HE	AB	14,58	Cheibuch	G, C
	<i>Cheilanthes micropteris</i> Sw.	Nativa	HE	AB	22,92	Cheimicr	G, C
	<i>Cheilanthes myriophylla</i> Desv.	Nativa	HE	AB	12,5	Cheimyri	C
Ranunculaceae	<i>Clematis montevidensis</i> Spreng. var. <i>montevidensis</i>	Nativa	E	AB	12,5	Clemmont	C
Rhamnaceae	<i>Colletia spinosissima</i> J.F. Gmel.	Nativa	AR	MB	25	Collspin	C
	<i>Condalia microphylla</i> Cav.	Endémica	A	CH	45,83	Condmicr	C, M
	<i>Ziziphus mistol</i> Griseb.	Nativa	A	CH	12,5	Zizimist	G
Rosaceae	<i>Kageneckia lanceolata</i> Ruiz & Pav	Nativa	A	CH	39,58	Kagelanc	C
Rubiaceae	<i>Borreria eryngioides</i> Cham. & Schtdl. var. <i>eryngioides</i>	Nativa	HPS	AB	14,58	Borreryn	G
	<i>Galium richardianum</i> (Gillies ex Hook. & Arn.) Endl. ex Walp. ssp. <i>richardianum</i>	Endémica	HA	CH	12,5	Galirich	C
	<i>Mitracarpus megapotamicus</i> (Spreng.) Kuntze	Nativa	HPS	AB	6,25	Mitrmega	C
Sapindaceae							

Schizaeaceae	<i>Cardiospermum halicacabum</i> L. var. <i>halicacabum</i>	Cosmopolita	HPS	CH	29,17	Cardhali	G, C
Scrophulariaceae	<i>Anemia tomentosa</i> (Savigny) Sw. var. <i>tomentosa</i>	Nativa	HE	MB	6,25	Anemtome	C
Selaginellaceae	<i>Buddleja cordobensis</i> Griseb.	Endémica	AR	CH	33,33	Buddcord	C, Q
Solanaceae	<i>Selaginella sellowii</i> Hieron.	Nativa	HE	CH	14,58	Selasell	G, C
	<i>Boucheitia anomala</i> (Miers) Britton & Rusby	Endémica	HPC	CH	8,33	Boucanom	G, C
	<i>Capsicum chacoense</i> Hunz.	Nativa	AR	CH	4,17	Capschac	C
	<i>Cestrum parqui</i> L'Hér.	Nativa	AR	AB	10,42	Cestparq	C
	<i>Lycium chilense</i> Miers ex Bertero var. <i>chilense</i>	Endémica	AR	CH	4,17	Lycichil	C, M
	<i>Lycium gilliesianum</i> Miers	Endémica	AR	CH	6,25	Lycigill	Q
	<i>Petunia axillaris</i> (Lam.) Britton, Stern & Poggenb. ssp. <i>axillaris</i>	Nativa	HA	AB	16,67	Petuaxil	G, C
	<i>Salpichroa organifolia</i> (Lam.) Baill.	Nativa	HPS	AB	16,67	Salporig	C
	<i>Solanum argentinum</i> Bitter & Lillo	Nativa	HPC	CH	6,25	Solaarge	G
	<i>Solanum elaeagnifolium</i> Cav.	Nativa	HPC	AB	8,33	Solaelea	G, C
	<i>Solanum hieronymi</i> Kuntze	Nativa	HPC	CH	4,17	Solahier	C
	<i>Solanum juvenale</i> Thell.	Endémica	HA	CH	4,17	Solajuve	G
	<i>Solanum salicifolium</i> Phil.	Endémica	HPC	CH	4,17	Solainci	C
	<i>Solanum sarrachoides</i> Sendtn.	Nativa	HPC	AB	18,75	Solasarr	G, C, Q
	<i>Solanum stuckertii</i> Bitter	Nativa	AR	AB	27,08	Solastuc	G, C
Sterculiaceae	<i>Ayenia cordobensis</i> (Hieron.) Hieron.	Endémica	HPS	CH	18,75	Ayencord	Q, M
	<i>Ayenia odonellii</i> Cristóbal	Nativa	HPS	CH	10,42	Ayenodon	G
	<i>Melochia argentina</i> R.E. Fr.	Nativa	HPC	CH	4,17	Meloarge	C
Talinaceae	<i>Talinum fruticosum</i> (L.) Juss.	Adventicia	HPC		8,33	Talifrut	G
	<i>Talinum paniculatum</i> (Jacq.) Gaertn.	Adventicia	HPC		41,67	Talipani	C
	<i>Talinum polygaloides</i> Gillies ex Arn.	Nativa	HPS	CH	18,75	Talipoly	G, Q

Turneraceae	<i>Turnera sidoides</i> L. ssp. <i>pinnatifida</i> (Juss. ex Poir.) Arbo	Nativa	HPS	AB	29,17	Turnsido	G, C, M	
Urticaceae	<i>Parietaria debilis</i> G. Forst.	Cosmopolita	HA		4,17	Paridebi	C	
Verbenaceae	<i>Aloysia gratissima</i> (Gillies & Hook. ex Hook.) Tronc. var. <i>gratissima</i>	Nativa	AR	CH	68,75	Aloygrat	G, C, Q, M	
	<i>Aloysia ovatifolia</i> Moldenke	Endémica	AR	CH	8,33	Aloyovat	Q	
	<i>Glandularia cabreræ</i> (Moldenke) Botta	Nativa	HPS	CH	4,17	Glancabr	G	
	<i>Glandularia peruviana</i> (L.) Small	Nativa	HPS	AB	2,08	Glanperu	C	
	<i>Glandularia subincana</i> Tronc.	Endémica	HPS	AB	18,75	Glansubi	G, C, Q	
	<i>Glandularia tenera</i> (Spreng.) Cabrera	Nativa	HPS	AB	4,17	Glantene	C	
	<i>Lantana balansae</i> Briq.	Nativa	AR	CH	16,67	Lantbala	G, C, Q, M	
	<i>Lantana fucata</i> Lindl.	Nativa	AR	CH	47,92	Lantfuca	C	
	<i>Lantana megapotamica</i> (Spreng.) Tronc.	Nativa	AR	CH	6,25	Lantmega	C, M	
	<i>Lippia integrifolia</i> (Griseb.) Hieron.	Nativa	AR	CH	35,42	Lippinte	C, Q	
	<i>Lippia turbinata</i> Griseb. f. <i>turbinata</i>	Nativa	AR	AB	12,5	Lippturb	G, C	
	Violaceae	<i>Pombalia serrata</i> (Phil.) Paula-Souza	Endémica	HPS	MB	10,42	Pombserr	G, C, M
	Viscaceae	<i>Phoradendron argentinum</i> Urb.	Nativa	EP	CH	10,42	Phorange	G
Woodsiaceae	<i>Woodsia montevidensis</i> (Spreng.) Hieron.	Nativa	HE	CH	6,25	Woodmont	C	
Ximeniaceae	<i>Ximena americana</i> L. var. <i>americana</i>	Nativa	AR	CH	8,33	Ximeamam	C, Q	
	<i>Ximena americana</i> L. var. <i>argentinensis</i> De Filippis	Nativa	AR	CH	2,08	Ximeamar	Q	
Zygophyllaceae	<i>Bulnesia retama</i> (Gillies ex Hook. & Arn.) Griseb.	Nativa	A	MB	8,33	Bulnreta	Q	
	<i>Larrea cuneifolia</i> Cav.	Endémica	AR	MB	8,33	Larrcune	Q	
	<i>Porlieria microphylla</i> (Baill.) Descole, O'Donnell & Lourteig	Nativa	A	CH	35,42	Porlimicr	G, C, M	

Etnobotánica de plantas nativas de una comunidad rural de la Sierra, Ecuador: un análisis cuantitativo

Ethnobotany of native plants from a rural community
of the Sierra, Ecuador: quantitative analysis

Marta Dávila, Pablo Pomboza, Carlos Vásquez & Tannia Gómez

Universidad Técnica de Ambato, Facultad de Ciencias Agropecuarias, Ambato, Provincia de Tungurahua,
Ecuador. CP 180350.

Correo electrónico: mb.davila@uta.edu.ec, pp.pomboza@uta.edu.ec, ca.vasquez@uta.edu.ec

Resumen

Se realizó un estudio de las plantas medicinales usadas por los habitantes de la Parroquia de San Fernando, Provincia de Tungurahua, Ecuador. Se aplicó una entrevista semi estructurada, con el consentimiento de los adultos con edades comprendidas entre 40 y 84 años. Las plantas fueron colectadas y herborizadas para ser determinadas botánicamente. Se documentó el uso medicinal que se le da a las mismas, según la dolencia para la cual se aplican. Con el objetivo de determinar el grado de conocimiento compartido por los usuarios, se aplicaron métodos cuantitativos. Treinta y tres plantas, agrupadas en 21 familias, fueron estudiadas, dos muestras quedaron sin determinar. La familia botánica más importante es Asteraceae con siete géneros. Los 56 informantes indicaron un total de 10 usos para todas las plantas. Todas las especies reportadas son nativas, con excepción de la "chilca blanca" / "negra" (*Baccharis latifolia*, Asteraceae), la cual es endémica. Más del 50% de los entrevistados reportaron siete plantas como las de mayor utilidad (populares) para tratar dolencias. La especie vegetal con mayor cantidad de usuarios para una dolencia particular fue "caballo chupa" (*Equisetum bogotense*, Equisetaceae). Los pobladores tienden a estar de acuerdo en lo que se refiere al uso de las plantas y en el tratamiento de las dolencias reportadas. Los habitantes de San Fernando usan una amplia variedad de especies vegetales para una misma dolencia.

Palabras clave: Medicinal, entrevista, Asteraceae, Equisetaceae.

Abstract

A study of medicinal plants used by the inhabitants of San Fernando Parish, Province of Tungurahua, Ecuador was performed. A semi-structured interview was applied, with the consent of the adults within the age group from 40 to 84 years. Plants were collected and herborized to be botanically determined. The medicinal uses given to them are documented accordingly to the ailment mentioned for users. In order to determine the degree of knowledge shared by users, quantitative methods were applied. Thirty-three plants grouped into 21 families were reported, two samples were undetermined. The most important botanical family is Asteraceae with seven genera. Within the 56 informants, indicated 10 applications for all plants. All plant species reported are native, except for the "white" / "black chilca" (*Baccharis latifolia*, Asteraceae) which is endemic. Over 50% of informants reported seven plants as the most useful (popular) to treat ailments. The most mentioned plant species was "caballo chupa" (*Equisetum bogotense*, Equisetaceae). Informants tend to agree about the use of plants and in the treatment of ailments reported. The people of San Fernando use a wide variety of plant species for the same ailment.

Keywords: Medicinal, interview, Asteraceae, Equisetaceae.

Introducción

La etnobotánica fue definida por Hurrell (1987) como una ciencia derivada de la botánica que estudia a los vegetales utilizados por los pueblos aborígenes. Aymard (1992) precisó, que ésta, no solo estudia las especies vegetales sino también se encarga de determinar cómo ha sido su utilización por las sociedades a través del tiempo. En este sentido, las comunidades indígenas y de este origen son un reservorio

importante de información etnobotánica, ya que proporcionan en un solo sitio los pormenores de los productos de origen vegetal que allí se utilizan (Sundriyal & Sundriyal, 2004). Estos productos no tienen un valor por si solos si no se considera toda la información en cuanto a la tradición de su uso y su conservación.

Para lograr recabar esta información sobre el conocimiento de las comunidades se emplean cuestionarios o entrevistas etnofarmacológicas participativas, cuyo

punto de partida no son las plantas sino los síntomas o problemas de salud tal y como son percibidos por los grupos humanos que colaboran respondiendo estos instrumentos. El análisis casuístico de cada uso, de los antecedentes bibliográficos de la afección de salud y de la planta en cuestión han derivado en recomendaciones de investigaciones de laboratorio (químicas, farmacéuticas, farmacológicas y clínicas), cuyos resultados han sido revisados por el colectivo científico, concluyendo en recomendaciones específicas (Gómez-Beloz, 2002; Ploetz & Orr, 2004).

En Ecuador, la información acerca de la disponibilidad, utilidad y manejo de las especies vegetales, que se utilizan por las comunidades en la salud humana, no se encuentra sistematizada, disminuyendo la importancia que esta actividad tiene a nivel regional. Se estima que 80% de la población mundial depende de remedios herbolarios tradicionales y que al menos 35,000 especies vegetales presentan potencial para uso medicinal (Annan & Houghton, 2007). Esta tradición forma parte del acervo cultural de nuestra sociedad y su permanencia en el tiempo y espacio, pueden ayudar a comprender las tradiciones de diferentes culturas que del pasado han llegado hasta nuestro presente. Es relevante conocer si es preciso conservar, preservar y transmitir el conocimiento sobre las plantas medicinales (OMS, 2008).

Bermúdez & Velásquez (2002) y Bermúdez *et al.* (2005), sugirieron que los proyectos de investigación debían abandonar el enfoque tradicional e incluir aspectos como a) documentación del conocimiento tradicional, b) determinaciones cuantitativas, c) la evaluación fitoquímica, farmacológica y toxicológica de las especies medicinales identificadas; y d) el desarrollo de mecanismos para compensar

a las comunidades. Con base en estas consideraciones, la presente investigación tiene como objetivo registrar las especies botánicas de usos medicinales y evaluar cuantitativamente el conocimiento etnobotánico, de los pobladores de la Parroquia de San Fernando, Provincia de Tungurahua, Ecuador.

Material y Métodos

El estudio se realizó en las comunidades de Calamaca Grande, Santa Ana de Calamaca, San Isidro de Tambalo, La Estancia, las cuales se encuentran localizadas en la parroquia San Fernando perteneciente al cantón Ambato, Provincia de Tungurahua, Ecuador. Coordenadas UTM -1,25; -78,7333, ubicado a 3,228 msnm (Fig.1).

La población entrevistada, corresponde a familias indígenas (Kichwa de la Sierra) y mestizas. Cincuenta y seis personas en las edades comprendidas entre 40 y 84 años de edad accedieron voluntariamente a participar del estudio. La recolección de la información se realizó por medio de una entrevista semiestructurada de la información pre indagada por el investigador con el fin de sustentar todas las interrogantes planteadas en los objetivos.

Para evaluar el conocimiento sobre el uso de las plantas, se aplicó el método de entrevistas propuesto por Vandebroek *et al.* (2004). Para ello, primero se realizó un primer contacto con la comunidad, a través de reuniones con los directivos del gobierno parroquial para difundir el tema de investigación, se determinó la muestra aleatoria para este estudio con base en las características propias de población de San Fernando, comunidad agrícola con un predio comunal en la zona del páramo. El total de los informantes, representaron los

padres o madres de familia. El formato de la entrevista se basó en un cuestionario en el que se registraron los siguientes datos: información general del entrevistado, las plantas que conoce y utiliza; procedencia del conocimiento en plantas medicinales; frecuencia de uso de las plantas medicinales; partes de las plantas que se usan para elaborar las recetas, cómo preparar las mismas y para qué enfermedades se recomiendan. Los nombres científicos de las plantas fueron verificados de acuerdo a referencia previa (Cerón, 2006) y usando las bases de datos IPNI (2016), Tropicos.org (2016). Los datos fueron analizados utilizando los índices que se describen a continuación: Nivel de fidelidad de cada planta (NF), calculado de la siguiente forma: $NF = (N_p / N) \times 100$, donde N_p es el número de informantes que independientemente sugirieron el uso de una especie para un propósito particular, N es el número total de informantes que mencionó la planta para cualquier uso (Friedman *et al.*, 1986). De acuerdo con Ali-Shtayeh *et al.* (2000), se estableció un índice de correlación para diferenciar el potencial de sanación de plantas con un valor de NF similar. Las plantas fueron divididas en dos grupos. 'populares' y 'no populares', las primeras fueron aquellas citadas por más de la mitad del número total de informantes posibles que reportó una planta para cualquier uso médico (cuando las plantas fueron citadas por tres o más informantes del total de 56 informantes en este estudio, Tabla 1), el resto de las plantas se catalogaron como no populares. Igualmente, se designó un sistema de coordenadas en el cual el eje de las X se correspondió con el número de informantes que citaban una planta para cualquier uso médico, mientras que el eje Y se correspondió con el número de usos diferentes para cada planta. El valor de

la popularidad relativa para cada planta (VPR) se calculó dividiendo el número de dolencias tratables reportadas para cada planta entre el número total de dolencias máximas tratables con una planta en particular (9 en el caso de Arquitecto, Tabla 1) (Fig. 2). Igualmente, se determinó el uso de las plantas, de acuerdo al rango de orden con base a la prioridad en el uso que se expresa, partiendo de su popularidad (ROP = $NF \times VPR$) (Ali-Shtayeh *et al.*, 2000). El factor de consenso entre los informantes (FCI) definido como un índice del grado de intercambio de información entre los usuarios, se calculó mediante la siguiente relación:

$FCI = N_{ur} - N_t / N_{ur} - 1$, donde N_{ur} = número de informantes que reportan su uso y N_t = número de especies totales reportadas para cada categoría. El FCI será cercano a cero si las plantas se seleccionan al azar, es decir, si los informantes no intercambian conocimientos con relación a su uso. El valor será alto (cercano a uno) si existe un criterio homogéneo en la comunidad y/o si la información es intercambiada entre informantes (Saldanha *et al.*, 2005).

Resultados

Treinta y dos plantas nativas y una planta endémica fueron mencionadas por 56 informantes entrevistados en este estudio para el tratamiento desde una hasta nueve dolencias tratables por planta (el total de dolencias fueron 10, aunque el máximo para una planta en particular fueron nueve). Se tomaron en cuenta, aquellas dolencias que fueron reportadas por más de tres informantes por separado en cada caso. Las que fueron mencionadas por menos de tres informantes se han excluido de la discusión (Tabla 1). Los valores de NF, VPR y ROP de estas especies se muestran en la Tabla 1 y Fig. 2. En la Fig. 2, se observa la dispersión de

las plantas para representar la popularidad o no de las mismas. Para aquellas especies citadas por más de 28 informantes y más de cinco dolencias, se clasificaron como populares (cuadrante superior derecho), el resto se clasificaron como no populares. El VPR más alto (1) corresponde al “arquitecto” (*Lasiocephalus ovatus* Schltdl.) y el más bajo (0,1) al “pumamaki” (*Oreopanax ecuadorensis* Seem.) (Tabla 1). Igualmente, existe una alta frecuencia de VPRs con valor de 0,2 en el resto de las plantas (27%) mencionadas por los informantes. Hay diez plantas que son populares en la comunidad entrevistada de San Fernando: “alverjilla”, “arquitecto”, “arrayan”, “caballo chupa”, “calahuala”, “chukirawa”, “milin”, “ñachak”, “pataku yuyu”, “valeriana” (VPRs $\geq 0,6$). Cuando hay más de una planta que se usa para una dolencia en particular, como es el caso de dolor de pecho, donde las plantas más populares son “valeriana”, “calahuala” y “pataku yuyu” (VPRs 0,8; 0,7 y 0,6 respectivamente), se puede discernir de acuerdo al ROP que el primer orden de prioridad lo tiene el “pataku yuyu” (*Peperomia peltigera* C. DC.) con un valor de ROP = 46, seguido de *Valeriana tomentosa* Kunth, ROP= 31,3. Esto es debido precisamente a la mayor cantidad de personas que confían en la primera especie para esa dolencia en particular. El valor del FCI para las afecciones más comúnmente reportadas se puede observar en la Tabla 2. El FCI más cercano a 1, que es el máximo posible, se refiere al dolor de pecho (0,9). Para las demás afecciones, este índice fue superior al 0,6 a excepción de dolores de cabeza (0,4) y gripe-tos (0,5), observándose que se recomiendan una gran diversidad de plantas para un solo tipo de dolencia.

Discusión

Aziba *et al.* (2001) estudiaron el potencial

analgésico en *P. pellucida*, e indicaron que extractos de esta planta en dosis de hasta 210 mg/kg mostraban un poder analgésico significativo. Otros estudios con diferentes especies de *Peperomia*, también han señalado diferentes actividades terapéuticas como actividad antibacterial (Fankam *et al.*, 2014) y tratamientos de piel, dolores y diarrea (Lans *et al.*, 2007). En el caso de la “valeriana”, se han reportado una extensa variedad de compuestos químicos con actividad cardiovascular (Heng-wen *et al.*, 2015). Los datos de tratamiento de las afecciones hepáticas, dicen que los entrevistados usan en primer lugar el “arquitecto” y luego el “ñachak”, coincidiendo sus valores de VPR con el rango de prioridad, es decir, más altos los dos en la primera planta mencionada, ambas pertenecientes a la familia Asteraceae. Estudios de las propiedades farmacológicas de diferentes compuestos derivados de especies de asteráceas, han mostrado propiedades hepatoprotectoras. Jain *et al.* (2013) revisaron las especies de plantas que se usan en India para tratar trastornos hepáticos, y concluyeron que a pesar de las 87 plantas usadas en tratamientos ayurvédicos para ictericia y enfermedades del hígado, solo los resultados para cuatro de ellas se corresponden a los protocolos científicamente aceptables a nivel mundial. De las especies de asteráceas reportadas por estos autores, dos presentaron efectos hepatoprotectores (*Launaea intybacea* y *Chamomilla recutita*), mientras que *Cichorium intybus* indujo hepatotoxicidad. Los autores mencionados, recomiendan estudios farmacológicos y terapéuticos que evidencien la base para el uso de las especies vegetales recomendadas, advirtiendo los posibles efectos negativos para la salud que pueden representar el uso indiscriminado de estas plantas. En cuanto a los dolores de barriga, los pobladores claramente

prefieren usar el “milín” y a la “alverjilla”, siendo estas, las únicas dos plantas con popularidad suficiente reportadas para este fin. Sin embargo, ninguna de las dos especies tiene un rango de prioridad representativo. El “milín” alcanza escasamente un ROP= 23,1, probablemente porque solo cinco de los entrevistados que le conocen lo recomiendan para este fin.

La comunidad de San Fernando, tiende a estar de acuerdo en el uso de una gran mayoría de las plantas nativas y endémicas de la región. El alto índice observado con el tratamiento del dolor de pecho, tiene que ver con que muchos informantes (59, un informante mencionó más de una planta para este uso) confían en un menor número de plantas (7) en relación a la proporción relativa para las otras dolencias. Saldanha *et al.* (2005) indicaron que el mayor valor de índice de consenso en una región del estado de Pernambuco en Brasil, estuvo igualmente, directamente relacionado con los problemas circulatorios (FCI = 1,0).

Los pobladores de la Parroquia de San Fernando en la provincia de Tungurahua, Ecuador, usan las plantas nativas para tratar sus dolencias. Como ha sido reportado en otros estudios, con comunidades rurales e indígenas, las enfermedades digestivas, renales y circulatorias, son las más frecuentemente tratadas con este tipo de plantas (Estomba *et al.*, 2006; Rahmatullah *et al.*, 2010). A pesar de que las plantas reportadas son nativas de Ecuador, no resulta coincidental que se usen especies de un mismo género para el tratamiento de afecciones similares en diferentes partes del mundo. Bien conocido es por ejemplo, el tratamiento de afecciones urinarias o renales usando plantas del género *Equisetum* y en el tratamiento de dolencias del pecho y de índole circulatorio con plantas del género *Valeriana* (Leporatti & Ivancheva,

2003; Macia *et al.*, 2005) dos de las especies de mayor rango de uso encontradas en esta investigación.

Los resultados aquí descritos, concuerdan con otros estudios realizados sobre el conocimiento de plantas medicinales en comunidades indígenas de Latinoamérica y África (Arias *et al.*, 2009; Hopkins & Stepp, 2012; Lulekal *et al.*, 2009). El conocimiento de algunas pocas plantas usadas como remedios, está distribuido ampliamente en esta comunidad rural ecuatoriana, sin embargo, será necesario determinar el grado de erosión del conocimiento de acuerdo a la teoría de que la migración y la transculturización de las nuevas generaciones actúan en menoscabo de la transmisión del conocimiento.

Agradecimientos

A la Comunidad de la Parroquia de San Fernando (Cantón Ambato, Tungurahua) y a la Universidad Técnica de Ambato UTA por el financiamiento para la realización de este proyecto.

Literatura citada

- Albuquerque, U. P.** 2006. Re-examining hypotheses concerning the use and knowledge of medicinal plants: a study in the caatinga vegetation of NE Brazil. *J. Ethnobiology and Ethnomedicine* 2: 30.
- Ali-Shtayeh, M. S.; Z. Yaniv & J. Mahajna.** 2000. Ethnobotanical survey in the Palestinian area: a classification of the healing potential of medicinal plants. *Journal of Ethnopharmacology* 73: 221-232.
- Annan, K. & P. J. Houghton.** 2007. Antibacterial, Antioxidant and Fibroblast Growth Stimulation of Aqueous Extracts of *Ficus asperifolia* Miq. and *Gossypium arboreum* L., Wound-healing Plants of Ghana. *Journal of Ethnopharmacology* 119: 141-144.
- Arias Toledo, B.; L. Galetto & S. Colantonio.** 2009. Ethnobotanical knowledge in rural communities of Cordoba (Argentina): the importance of cultural and biogeographical factors. *Journal of Ethnobiology and Ethnomedicine* 5: 40-47.
- Aymard, G.** 1992. La importancia de la conservación

- etnobotánica en Venezuela. *Revista Forestal Venezolana* 26: 95-100.
- Aziba, P. I.; A. Adedeji; M. Ekor & O. Adeyemi.** 2001. Analgesic activity of *Peperomia pellucida* aerial parts in mice. *Fitoterapia* 52: 57-58.
- Bermúdez, A. & D. Velásquez.** 2002. Etnobotánica médica de una comunidad campesina del estado Trujillo: un estudio preliminar usando técnicas cuantitativas. *Revista Facultad de Farmacia ULA*. 44: 2-6.
- Bermúdez, A.; M. A. Oliveira-Miranda & D. Velásquez.** 2005. La investigación etnobotánica sobre plantas medicinales: una revisión de sus objetivos y enfoques actuales. *Interciencia* 30: 453-459.
- Ceron, C. E.** 2006. Plantas Medicinales de los Andes Ecuatorianos. En *Botánica Económica de los Andes Centrales*, editado por M. Moraes R., B. Ollgaard, L. P. Kvist, F. Borchsenius y H. Balslev. Ediciones Universidad Mayor de San Andres, La Paz, 285-293.
- Estomba, D.; A. Ladio & M. Lozada.** 2006. Medicinal wild plant knowledge and gathering patterns in a Mapuche community from North-Western Patagonia. *Journal of Ethnopharmacology* 103:109-119.
- Fankam, A. G.; J. R. Kuiate & V. Kuete.** 2014. Antibacterial activities of *Beilschmiedia obscura* and six other Cameroonian medicinal plants against multi-drug resistant Gram-negative phenotypes. *BMC Complementary and Alternative Medicine* 14:241.
- Friedman, J.; Z. Yaniv; A. Dafni & D. Palevitch.** 1986. A preliminary classification of the healing potential of medicinal plants, based on a rational analysis of an ethnopharmacological field survey among Bedouins in the Negev desert, Israel. *Journal of Ethnopharmacology* 16:275-287.
- Gómez-Beloz, A.** 2002. Plant use knowledge of the wíkina warao: the case for questionnaires in ethnobotany. *Economic Botany* 53: 231-241.
- Heng-Wen, CH.; B. Wei; X. He; Y. Liu & J. Wang.** 2015. Chemical components and cardiovascular activities of *Valeriana* spp. Evidence-Base complementary and alternative medicine <http://dx.doi.org/10.1155/2015/947619>.
- Hopkins, A. & J. R. Stepp.** 2012. Distribution of herbal remedy knowledge in Tabi, Yucatan, Mexico. *Economic Botany* 66: 249-254.
- Hurrel, J. A.** 1987. Las posibilidades de la etnobotánica y un nuevo enfoque a partir de la ecología y su propuesta cibernética. *Revista Española de Antropología Americana* 17: 235-257.
- IPNI**, The international Plant Names Index. 2016. <http://www.ipni.org/>. (29 de febrero de 2016).
- Jain, S.; S. Rajvaidy; P. Desai; G. K. Singh & B. P. Nagori.** 2013. Herbal extracts as hepatoprotective- A review. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry* 2. 170-175.
- Lans, CH.** 2007. Ethnomedicines used in Trinidad and Tobago for reproductive problems. *Journal of Ethnobiology and Ethnomedicine* 3: 13.
- Leporatti, M. & S. Ivancheva.** 2003. Preliminary comparative analysis of medicinal plants used in the traditional medicina of Bulgaria and Italy. *Journal of Ethnopharmacology* 87: 123-142.
- Lukelal, E.; Z. Asfaw; E. Kelbessa & P. Van Damme.** 2013. Ethnomedicinal study of plants used for human ailments in Ankober district, north Shewa Zone, Amhara Region, Ethiopia. *Journal of Ethnobiology and Ethnomedicine* 9: 63- 75.
- Macia, M.; E. Garcia & P. J. Vidaurre.** 2005. An ethnobotanical survey of medicinal plants commercialized in the markets of La Paz and El Alto Bolivia. *Journal of Ethnopharmacology* 97: 337-350.
- Missouri Botanical Garden.** 2016. <http://www.tropicos.org/>. (1 de marzo de 2016).
- Organización Mundial de la Salud (OMS).** 2008. Congreso sobre Medicina Tradicional. http://www.who.int/mediacentre/events/meetings/trad_medicines/ (1 de marzo de 2016).
- Ploetz, K. & B. Orr.** 2004. Wild herb use in Bulgaria. *Economic Botany* 58: 231- 241.
- Rahmatullah, M.; D. Ferdauisi; Md. A. H. Mollik; R. Janan; M. Chowdhury & W. M. Haque.** 2010. A survey of medicinal plants used by Kavirajes of Chalna area, Khulna district Bangladesh. *African Journal of Traditional and Complementary and Alternative Medicines* 7:91-97.
- Saldanha, L. R.; R. F. Paiva & U. P. Albuquerque.** 2005. Knowledge and use of medicinal plants by local specialists in a region of Atlantic forest in the state of Pernambuco (northeastern Brazil). *Journal of Ethnobiology and Ethnomedicine* 1: 9.
- Sundriyal, M. & R. C. Sundriyal.** 2004. Wild edible plants of the sikkim himalaya: marketing, value addition and implications for management. *Economic Botany* 52: 300-315.
- Vanderbroek, I.; J. B. Calewaert; J. De Jonhckheere; S. Sanka; L. Semo; P. Vandame; L. Van Puyvelde & N. De Kimpe.** 2004. Use of medicinal plants and

pharmaceuticals by indigenous communities in the Bolivian Andes and Amazonas. Bulletin of the World Health Organization 82:243-250.

Agroecol. 5(1): 142- 174.

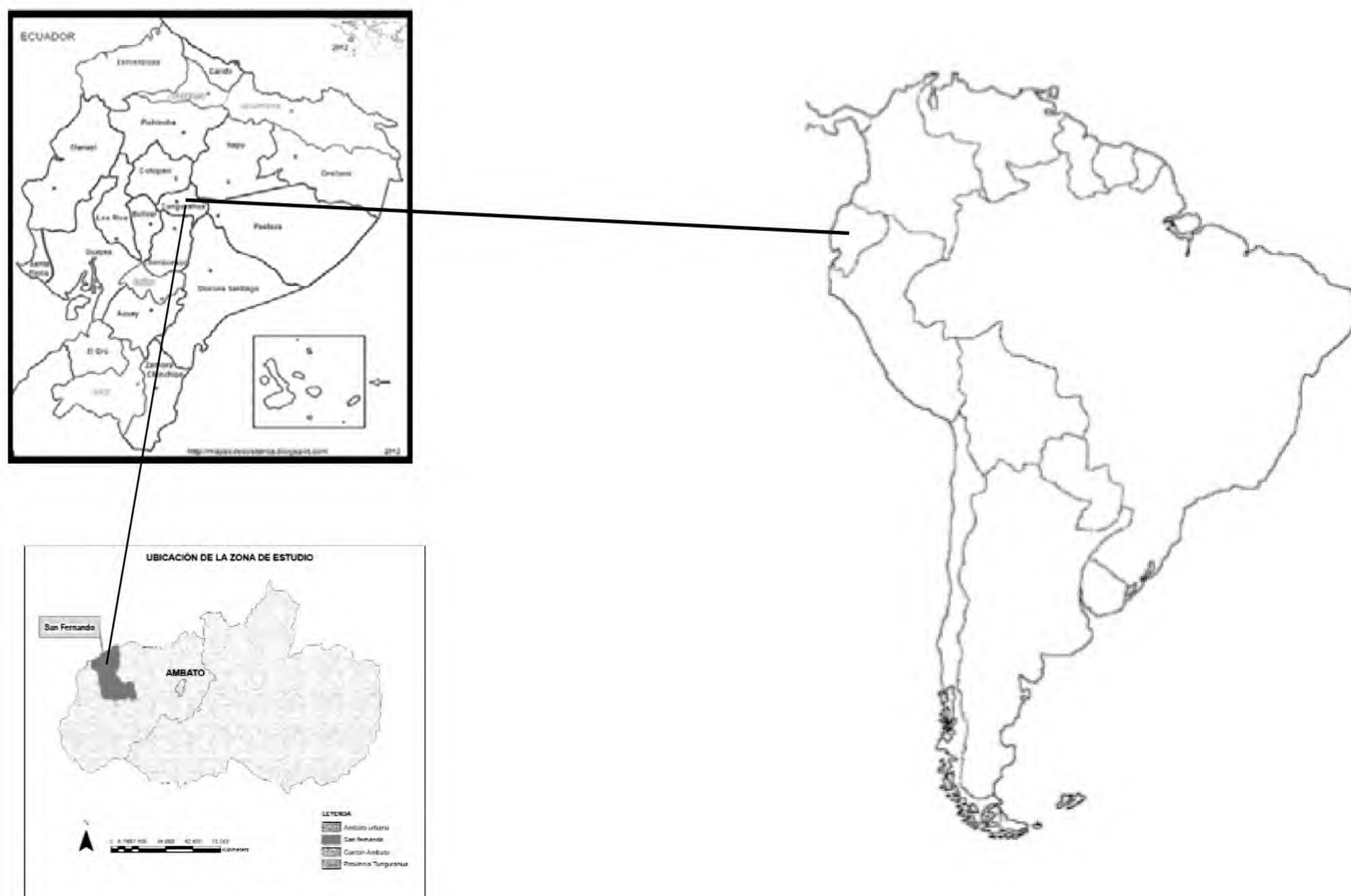


Fig. 1. Ubicación relativa de la zona de estudio, Páramo de San Fernando, provincia de Tungurahua, Ecuador

Tabla 1. Principales usos de plantas nativas y endémicas de la Parroquia de San Fernando y el número de informantes con nivel de fidelidad (NF), valor relativo de popularidad (VRP) y rango de orden de prioridad (ROP)

Nº	Nombre Planta común	Género	Familia	Origen	Nº informantes que conocen	Nº de dolencias la reportadas	Dolencia Principal	Nº de informantes	NF (%)	VRP	ROP
1	“Achupalla de Puya agua”		Bromeliaceae	Nativa	24	3	Dolor de Barriga	9	75,0	0,3	22,5
							Postparto	1	8,3		
							Afecciones Renales	2	16,7		
2	“Alverjilla”	<i>Vicia</i>	Fabaceae	Nativa	55	6	Dolor de Barriga	3	9,1	0,7	6,4
							Limpias	2	6,1		
							Dolor del pecho	18	54,6		38,2
							Afecciones Renales	2	6,1		
							Afecciones Renales	6	18,2		12,7
							Fiebre	2	6,1		
3	“Arquitecto”/ Arquitecto	<i>Lasiocephalus ovatus</i> Schtdl.	Asteraceae	Nativa	41	9	Afecciones Hepáticas Gripe	12	41,4	1,0	41,4
							Dolor de cabeza	1	3,5		
							Dolor de Barriga	2	6,9		
							Limpias	1	3,5		
							Fiebre	3	10,3		10,3
							Postparto	1	3,5		
							Dolor del pecho	1	3,5		
							Afecciones Renales	7	24,1		24,1

Tabla 1. (Continuación)

N° Planta	Nombre común	Género	Familia	Origen	N° informantes que conocen	N° dolencias reportadas	Dolencia Principal	N° de informantes	NF (%)	VRP	ROP
4	“Arrayan”	<i>Gaultheria</i>	Ericaceae	Nativa	52	7	Postparto	8	26,7	0,8	21,3
							Gripe	1	3,3		
							Dolor de cabeza	3	10,0		8,0
							Dolor de Barriga	2	6,7		
							Golpes	7	23,3		18,7
							Fiebre	5	16,7		13,3
							Afecciones Renales	4	13,3		10,7
5	“Caballo chupa”	<i>Equisetum bogotense</i> Kunth	Equisetaceae	Nativa	55	6	Afecciones Renales	26	56,5	0,7	39,6
							Dolor de cabeza	2	4,4		
							Dolor de Barriga	5	10,9		7,6
							Golpes	3	6,5		4,6
							Fiebre	6	13,1		9,1
							Afecciones hepáticas	4	8,7		6,1
6	“Calahuala”	<i>Pleopeltis</i>	Polypodiaceae	Nativa	41	6	Dolor del pecho	6	31,6	0,7	22,1
							Dolor de Barriga	4	21,1		14,7
							Limpias	3	15,8		11,1
							Fiebre	1	5,3		
							Afecciones Renales	2	10,5		
							Afecciones hepáticas	3	15,8		11,1

Tabla 1. (Continuación)

N° Planta	Nombre común	Género	Familia	Origen	N° informantes que conocen	N° de dolencias reportadas	Dolencia Principal	N° de informantes	NF (%)	VRP	ROP
7	“Chilca blanca”/ “negra”	<i>Baccharis latifolia</i> (Ruiz & Pav.) Pers.	Asteraceae	Endémica	42	4	Golpes	5	38,5	0,4	15,4
				a			Dolor de Barriga	3	23,1		9,2
							Fiebre	3	23,1		9,2
							Postparto	2	15,4		
8	“Chulku”	<i>Oxalis lotooides</i> Kunth	Oxalidaceae	Nativa	34	4	Afecciones hepáticas	21	80,8	0,4	32,3
							Dolor de Barriga	2	7,7		
							Golpes	2	7,7		
							Limpias	1	3,9		
9	“Chukirawa”	<i>Barnadesia</i>	Asteraceae	Nativa	51	8	Golpes	11	35,5	0,9	31,9
							Gripe	2	6,5		
							Dolor de Barriga	1	3,2		
							Limpias	1	3,2		
							Fiebre	3	9,7		8,7
							Postparto	1	3,2		
							Afecciones Renales	5	16,1		14,5
							Afecciones hepáticas	7	22,6		20,3
10	“Clavel cerro”	de <i>Gentianella</i>	Gentianaceae	Nativa	12	2	Limpias	5	83,3	0,2	16,7
							Postparto	1	16,7		

Tabla 1. (Continuación)

Nº Planta	Nombre común	Genero	Familia	Origen	Nº informantes que conocen	Nº dolencias reportadas	Dolencia Principal	Nº de informantes	NF (%)	VRP	ROP
11	“Culantrillo”	<i>Adiantum poiretii</i> Wikstr.	Pteridaceae	Nativa	26	2	Dolor de Barriga Limpias	1 1	50,0 50,0	0,2	
12	“Wantuk rojo”/”Blanco”	<i>Brugmansia aurea</i> Lagerh.	Solanaceae	Nativa	44	2	Limpias Dolor de Barriga Postparto Dolor de cabeza Afecciones hepáticas	11 3 3 3 3	78,6 21,4 13,6 13,6 13,6	0,2	15,7 4,3 5,5 5,5 5,5
13	“Kasha marucha”	<i>Xanthium</i>	Asteraceae	Nativa	51	4	Afecciones renales	13	59,1	0,4	23,6
14	“Manzana del cerro”	<i>Pernettya</i>	Ericaceae	Nativa	55	2	Golpes Limpias	1 1	50,0 50,0	0,2	
15	“Marku”	<i>Ambrosia arborescens</i> Mill.	Asteraceae	Nativa	55	2	Limpias Dolor de Barriga	18 1	94,7 5,3	0,2	19,0
16	“Mashua”	<i>Tropaeolum</i>	Tropaeolaceae	Nativa	55	2	Dolor de Barriga Afecciones Renales	4 2	66,7 33,3	0,2	13,3
17	“Matico”	<i>Piper aduncum</i> L.	Piperaceae	Nativa	56	4	Golpes Afecciones Renales Gripe Dolor de Barriga	7 1 1 1	70,0 10,0 10,0 10,0	0,4	28,0

Tabla 1. (Continuación)

N° Planta	Nombre común	Genero	Familia	Origen	N° informantes que conocen	N° dolencias reportadas	de Dolencia Principal	N° de informantes	NF (%)	VRP	ROP
18	“Milim”	<i>Bromus catharticus</i> Vahl	Poaceae	Nativa	55	5	Dolor de Barriga	5	38,5	0,6	23,1
							Fiebre	3	23,1		13,9
							Postparto	2	15,4		
							Afecciones Renales	2	15,4		
							Dolor de cabeza	1	7,7		
19	“Motilon”	<i>Sin determinar</i>	Sin determinar		49	2	Afecciones Renales	2	66,7	0,2	
							Postparto	1	33,3		
20	“Ñachak”	<i>Bidens andicola</i> Kunth	Asteraceae	Nativa	43	5	Afecciones hepáticas	14	63,6	0,6	38,2
							Dolor de Barriga	5	22,7		13,6
							Fiebre	1	4,6		
							Gripe	1	4,6		
							Afecciones Renales	1	4,6		
21	“Oreja de conejo”	<i>Culcitium</i>	Asteraceae	Nativa	23	2	Afecciones Renales	2	66,7	0,2	
							Dolor de Barriga	1	33,3		
22	“Yana chini”	<i>Urtica</i>	Urticaceae	Nativa	50	4	Limpias	9	64,3	0,4	25,7
							Gripe	2	14,3		
							Golpes	2	14,3		
							Dolor de cabeza	1	7,1		
23	“Paja blanca”	<i>Stipa</i>	Poaceae	Nativa	52	4	Postparto	6	60,0	0,4	24,0
							Dolor de Barriga	2	20,0		
							Gripe	1	10,0		
							Afecciones Renales	1	10,0		

Tabla 1. (Continuación)

N° Planta	Nombre común	Genero	Familia	Origen	N° informantes que conocen	N° dolencias reportadas	Dolencia Principal	N° de informantes	NF (%)	VRP	ROP
24	"Pataku yuyu"	<i>Peperomia peltigera</i> C. DC.	Piperaceae	Nativa	48	5	Dolor del pecho	23	76,7	0,6	46,0
							Dolor de Barriga	1	3,3		
							Limpias	3	10,0		6,0
							Fiebre	2	6,7		
							Afecciones hepáticas	1	3,3		
25	"Piki chisak"	<i>Margyricarpus pinnatus</i> (Lam.) Kuntze	Rosaceae	Nativa	27	4	Postparto	4	57,1	0,4	22,9
							Dolor de Barriga	1	14,3		
							Golpes	1	14,3		
							Dolor de Pecho	1	14,3		
26	"Puma maki"	<i>Oreopanax ecuadorensis</i> Seem.	Araliaceae	Nativa	35	1	Postparto	4	100,0	0,1	10,0
27	"Puchuchu"	<i>Acaena</i>	Rosaceae	Nativa	38	1	Dolor de Pecho	1	100,0		
28	"Kishwar"	<i>Buddleja incana</i> Ruiz & Pav.	Scrophulariaceae	Nativa	42	2	Postparto	2	50,0	0,2	
							Gripe	2	50,0		
29	"Shanshi"	<i>Coriaria</i>	Coriariaceae	Nativa	33	3	Afecciones Renales	1	33,3	0,3	
							Golpes	1	33,3		
							Postparto	1	33,3		
30	"Sunfillo"	<i>Clinopodium nubigenum</i> (Kunth) Kuntze	Lamiaceae	Nativa	33	3	Dolor de Barriga	11	78,6	0,3	23,6
							Gripe	2	14,3		
							Afecciones Renales	1	7,1		
31	"Tarugacoles"	Sin determinar	Sin determinar		18	3	Limpias	2	50,0	0,3	
							Gripe	1	25,0		
							Dolor de Barriga	1	25,0		

Tabla 1. (Continuación)

Nº Planta	Nombre común	Genero	Familia	Origen	Nº informantes que conocen	Nº de dolencias reportadas	de Principal	Nº de informantes	NF (%)	VRP	ROP
32	“Valeriana”	<i>Valeriana tomentosa</i> Kunth	Valerianaceae	Nativa	54	7	Dolor del Pecho	9	39,1	0,8	31,3
							Dolor de Barriga	3	13,0		10,4
							Golpes	1	4,4		
							Postparto	1	4,4		
							Afecciones Renales	2	8,7		
							Afecciones hepáticas	5	21,7		15,2
							Dolor de cabeza	2	8,70		
33	“Verbena”	<i>Verbena litoralis</i> Kunth	Verbenaceae	Nativa	53	4	Golpes	1	100,00	0,4	
							Gripe	4	44,44		17,78
							Limpias	1	11,11		
							Fiebre	3	33,33		13,33
							Afecciones hepáticas	1	11,11		

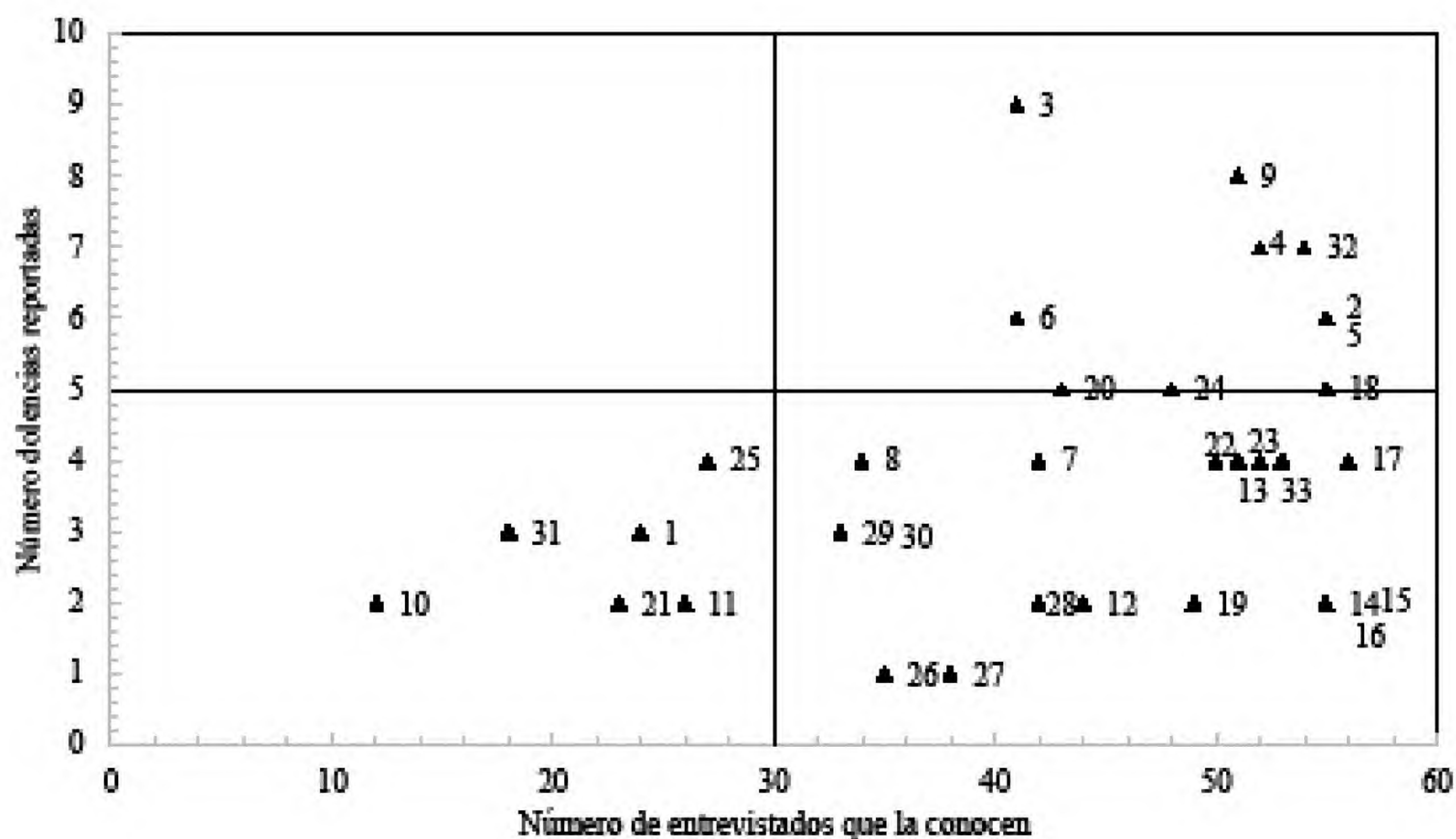


Fig. 2. Relación entre el número de entrevistados que citaron una planta en particular y el número de los usos reportados. Los triángulos sólidos y los números representan las especies presentes en la Tabla 1.

Tabla 2.- Factor de Consenso de Informantes (FCI) del número de reportes y categorías de dolencias tratadas.

Uso Medicinal	No. De Usos Reportados por los entrevistados (n _{ur})	No. De Especies Reportadas (n _t)	No. De Usos Reportados -1 (n _{ur-1})	FCI
Gripe-Tos	18	9	17	0,53
Dolor de Cabeza	10	6	9	0,44
Dolor de Barriga	71	23	70	0,69
Golpes	42	12	41	0,73
Limpias	59	14	58	0,78
Postparto	38	15	37	0,62
Fiebre	32	11	31	0,68
Dolor de Pecho	59	7	58	0,90
Afecciones Renales	76	18	75	0,77
Afecciones Hepáticas	77	11	76	0,87

Dinámica de crecimiento de las especies
leñosas en una parcela permanente de bosque
seco en Loja, Ecuador

Growth dynamics of woody species in a permanent
plot of dry forest in Loja, Ecuador

*Zhofre Aguirre Mendoza, Jorge Luis Reategui Betancourt & Víctor Hugo Eras
Guamán*

Universidad Nacional de Loja-ECUADOR

Autor para correspondencia: zhofrea@yahoo.es

zhofre.aguirre@unl.edu.ec

Resumen

La investigación se desarrolló en el bosque seco estacional del sector Algodonal, cantón Macará, provincia de Loja. Se remidió una parcela permanente de una hectárea establecida en el año 2006, para conocer la dinámica de crecimiento de las especies leñosas. Se registraron datos de $D_{1,30\text{ m}}$ y altura total, incluyendo los individuos nuevos o ingreso \geq a 5 cm de $D_{1,30\text{ m}}$. Con los datos del 2006 y 2014, se determinó el dinamismo del bosque; se determinó el crecimiento e incremento periódico anual de diámetro, altura y volumen. Al año 2014 se encontraron 1113 individuos/ha pertenecientes a 24 especies de 23 géneros en 14 familias. Se determinó una mortalidad de 130 individuos/ha y un reclutamiento de 137 individuos/ha; obteniéndose un dinamismo de 1,5 % anual. El bosque en el año 2006 tuvo un volumen total de 60,20 m³/ha; y, en el 2014, 62,49 m³/ha. El crecimiento promedio del diámetro es de 1,63 cm/ha, en altura 2,33 m/ha, en área basal de 0,0065 m²/ha y un crecimiento volumétrico de 0,0683 m³/ha. El incremento periódico anual del diámetro fue de 0,2545 cm/ha/año, en altura 0,2916 m/ha/año, del área basal 0,0008 m²/ha/año, y 0,0085 m³/ha/año en volumen, en un periodo de ocho años. Las especies de mayor crecimiento en ocho años son: en $D_{1,30\text{ m}}$ *Zanthoxylum* sp. y *Ceiba trichistandra*, en altura *Salacia* sp. y *Colicodendron scabridum*, en área basal *Ceiba trichistandra* y *Cochlospermum vitifolium*; en volumen *Ceiba trichistandra* y *Erythrina velutina*.

Palabras clave: mortalidad, reclutamiento, dinamismo, crecimiento, incremento, bosque seco.

Abstract

The research was conducted in the seasonally dry forest Algodonal, Macará canton, province of Loja. A permanent plot of one hectare established in 2006, to understand the dynamics of growth of woody species bought itself. $D_{1,30\text{ m}}$ data were recorded overall height, including the new income individuals or \geq 5 cm $D_{1,30\text{ m}}$. With data from 2006 and 2014, the dynamism of the forest was determined; growth and annual periodic increment of diameter, height and volume were determined. Year 2014, 1113 individuals were found/ha belonging to 24 species of 23 genera in 14 families. A mortality of 130 individuals/ha and recruitment of 137 individuals/ha was determined; obtaining a buoyant 1,5 % a year. The forest in 2006 had a total volume of 60,20 m³/ha; and, in 2014, 62,49 m³/ha. In regard to growth average diameter of 1,63 cm/ha, height 2,33 m/ha, basal area of 0,0065 m²/ha and a volume growth of 0,0683 m³/ha. The forest reached a regular annual increase in diameter of 0,2545 cm/ha/year, up 0,2916 m/ha year, the basal area 0,0008 m²/ha/yr and volume of 0,0085 m³/ha/year a period of eight years. The species of greatest growth in the period of eight years are: in $D_{1,30\text{ m}}$ *Zanthoxylum* sp. and *Ceiba trichistandra*, in height: *Salacia* sp. and *Colicodendron scabridum*, in basal area: *Cochlospermum vitifolium* and *Ceiba trichistandra*; in volume: *Ceiba trichistandra* and *Erythrina velutina*.

Keywords: mortality, recruitment, dynamism, growth, increase, dry forest.

Introducción

En el Ecuador, los bosques secos se encuentran en el centro y sur de la región occidental de Los Andes, en las provincias de Manabí, Santa Elena, Guayas, El Oro y Loja. Más de 200 000 personas, muchas con niveles de pobreza extrema, habitan o dependen de los recursos de estos bosques ([\[trabajamos/americas/ecuador/lugares/index.htm\]\(http://www.mundotnc.org/donde-trabajamos/americas/ecuador/lugares/index.htm\); NCI, 2001\).](http://www.mundotnc.org/donde-</p></div><div data-bbox=)

Los bosques secos en general están ubicados alrededor de zonas pobladas, en la provincia de Loja aproximadamente el 60 % de la población rural viven y dependen de del aprovechamiento de productos forestales y no forestales de los bosques (Aguirre & Kvist, 2005). Estos bosques se

encuentran en suelos aptos para cultivos y por tal razón, son intervenidos y destruidos en mayor intensidad que los bosques húmedos (Janzen, 1988). Según datos del Ministerio del Ambiente del Ecuador (2012), para el año 2008 la deforestación anual promedio en Ecuador fue de 77,647 ha/año. García (2006) menciona que *más de 600 000 ha de bosque seco están amenazados por la deforestación y es el segundo tipo de bosque más amenazado del país.*

La provincia de Loja tiene una superficie de 11 000 km², de los cuales 3 400 km² son bosque seco, que se encuentra entre 0 a 1000 m s.n.m., ubicados sobre terrenos con pendientes de hasta 60° (Herbario Loja *et al.*, 2001; 2003; Aguirre *et al.*, 2006; Aguirre & Kvist, 2009, Aguirre *et al.*, 2013).

A pesar de su gran importancia, el bosque seco es uno de los ecosistemas más amenazados del mundo. Sus principales presiones incluyen: expansión de la frontera agropecuaria, expansión urbana, extracción de madera, cacería, incendios forestales, entre otras.

La dinámica de los bosques se refiere a los cambios que existe en la vegetación, tanto en su estructura y composición, en el transcurso del tiempo; la ausencia de estudios sobre dinámica de los bosques secos, su potencial de aprovechamiento y consecuencias de su alteración han puesto en riesgo especies que se aprovechan como madera y productos forestales no maderables (Aguirre & Delgado, 2005, Aguirre *et al.*, 2013).

La investigación se desarrolló en una parcela permanente ubicada en el bosque seco Algodonal, del cantón Macará, provincia de Loja. Se usó la base de datos de la primera medición (Granda & Guamán, 2006) y de la segunda en el 2014, con estos datos se determinó la dinámica de

crecimiento de las especies forestales con $D_{1,30\text{ m}}$ mayor o igual a 5 cm, obteniendo resultados de: mortalidad y reclutamiento de individuos, crecimiento e incremento periódico del diámetro, altura, área basal y volumen, crecimiento bruto periódico anual del bosque con y sin ingreso.

Esta investigación contribuye con información sobre la dinámica de crecimiento de las especies del bosque seco; con ésta apoyar la gestión forestal en la región, que permitirá elaborar planes y proyectos de forestación y reforestación con especies forestales nativas y complementar la conservación de la biodiversidad en los bosques secos de la región Sur del Ecuador.

Materiales y Métodos

METODOLOGÍA

Ubicación del área d estudio

La parcela permanente tiene una área de 1 ha (100 x 100 m) dividida en 25 subparcelas de 400 m² (20 x 20 m). Se encuentra ubicado en el sector Algodonal, parroquia Macará, cantón Macará de la provincia de Loja (Fig. 1). El acceso a este bosque, se puede hacer por la carretera de primer orden Loja-Macará. El bosque tiene una superficie aproximada de 3000 ha. El rango altitudinal que se encuentra el bosque es entre 350 y 1000 m s.n.m., los suelos son de textura franco arcillosa, moderadamente profundos (Morocho & Romero, 2003). La temperatura media anual es de 23°C, precipitación media anual de 500 mm. Según el MAE (2013), pertenece al bosque semideciduo piemontano del Catamayo-Alamor (BmPn01), sector Catamayo-Alamor.

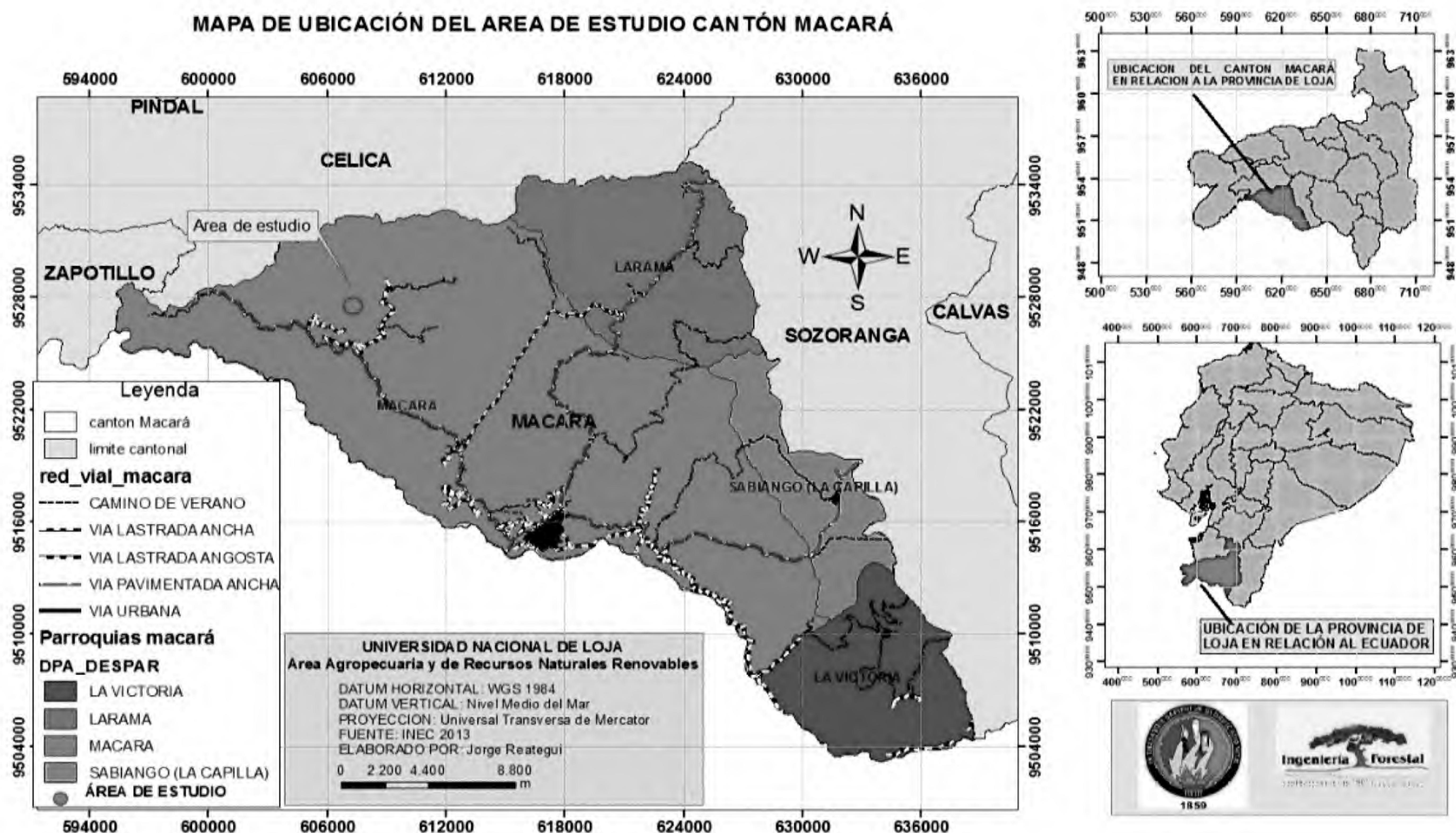


Fig. 1. Ubicación del bosque Algodonal, objeto de esta investigación

Evaluación de la dinámica de crecimiento con base al incremento medio anual del diámetro y altura de un periodo de ocho años.

Se realizó la remediación de todos los individuos arbóreos registrados en el año 2006 por Granda y Guamán; y, en el año 2014 se midió el DAP_{1,30 m} y altura total de todos los individuos incluidos los reclutamientos.

Con la base de datos existente del 2006, se procedió a determinar la tasa de mortalidad y reclutamiento de individuos arbóreos y el dinamismo del bosque, utilizando las formulas planteadas por Phillips citado por Palacios (1997):

Cálculo del crecimiento e incremento de los individuos arbóreos

Para determinar el crecimiento e

Cálculo de la mortalidad y reclutamiento

$$\text{Mortalidad (M)} = \frac{\ln(N_o) / (N_s)}{t}$$

$$\text{Reclutamiento (R)} = \frac{\ln(N_f) / (N_s)}{t}$$

Dónde:

In= Logaritmo natural

No= Número de individuos en la primera toma de datos

Ns= Número de individuos originales sobrevivientes al final del periodo

Nf= Número de individuos al final del periodo

t= Años del periodo

Cálculo del dinamismo

$$\text{Dinamismo} = \frac{\text{Mortalidad} + \text{Reclutamiento}}{2}$$

incrementos de las variables dasométricas como: DAP, altura, área basal y volumen, se consideró datos de la primera medición (2006) y segunda medición (2014) y se usaron las formulas planteadas por Quezada *et al.*, (2012):

<p>a) Crecimiento en Diámetro (cm/ha) $Cr.D_{1,30 m} = D_{1,30 f} - D_{1,30 i}$</p> <p>Dónde: Cr. $D_{1,30 m}$ = Crecimiento en diámetro $D_{1,30 f}$ = Diámetro al final del periodo $D_{1,30 i}$ = Diámetro al inicio del periodo</p>	<p>b) Crecimiento en Altura (m/ha) $Cr.H = H_f - H_i$</p> <p>Dónde: Cr. H = Crecimiento en altura H_f = Altura al final del periodo H_i = Altura al inicio del periodo</p>
<p>c) Crecimiento del Área basal (m²/ha) $Cr.G = G_f - G_i$</p> <p>Dónde: Cr. G = Crecimiento en área basal G_f = Área basal final G_i = Área basal inicial</p>	<p>d) Crecimiento volumétrico (m³/ha) $Cr.V = V_f - V_i$</p> <p>Dónde: Cr. v = Crecimiento volumétrico H_f = Volumen al final del periodo H_i = Volumen al inicio del periodo</p>
<p>e) Incremento periódico anual del Diámetro (mm/ha/año) $IPa(D) = \frac{D_f - D_i}{t}$</p> <p>Dónde: IPa (D) = Incremento periódico anual del diámetro D_f = Diámetro al final del periodo D_i = Diámetro al inicio del periodo t = Tiempo</p>	<p>f) Incremento periódico anual de la altura (m/ha/año) $IPa(h) = \frac{H_f - H_i}{t}$</p> <p>Dónde: IPa (h) = Incremento periódico anual de la altura H_f = Altura al final del periodo H_i = Altura al inicio del periodo t = Tiempo</p>
<p>g) Incremento periódico anual del área basal (m²/ha/año) $IPa(G) = \frac{G_f - G_i}{t}$</p> <p>Dónde: IPa (G) = Incremento periódico anual del área basal G_f = Área basal al final del periodo G_i = Área basal al inicio del periodo t = Tiempo</p>	<p>h) Incremento periódico anual del volumen (m³/ha/año) $IPa(V) = \frac{V_f - V_i}{t}$</p> <p>Dónde: IPa (V) = Incremento periódico anual del área basal V_f = Volumen al final del periodo V_i = Volumen al inicio del periodo t = Tiempo</p>
<p>i) Crecimiento bruto del bosque con ingreso (m³/ha) $Cr.B+i = (V_f - V_i) + M + A$</p> <p>Dónde: Cr.B+i = Crecimiento bruto con ingreso V_f = Volumen al final del periodo V_i = Volumen al inicio del periodo M = Mortalidad A = Aprovechamiento</p>	<p>j) Crecimiento bruto del bosque sin ingreso (m³/ha) $Cr.B-i = (V_f - V_i) + M + A - i$</p> <p>Dónde: Cr.B-i = Crecimiento bruto sin ingreso V_f = Volumen al final del periodo V_i = Volumen al inicio del periodo M = Mortalidad A = Aprovechamiento i = Ingresos</p>

<p>k) Crecimiento bruto periódico anual del bosque con ingreso (m³/ha/año)</p> $CrBPa+i=CrB+i/t$ <p>Dónde:</p> <p>CrBPa+i = Crecimiento bruto periódico anual</p> <p>CrB+i = Crecimiento bruto con ingresos</p> <p>t= Número de años del periodo</p>	<p>l) Crecimiento bruto periódico anual del bosque sin ingreso (m³/ha/año)</p> $CrBPa-i=CrB-i/t$ <p>Dónde:</p> <p>CrBPa-i = Crecimiento bruto periódico anual</p> <p>CrB-i = Crecimiento bruto sin ingresos</p> <p>t= Número de años del periodo</p>
--	--

Resultados

Composición florística y dinamismo de la parcela permanente del bosque seco del sector Algodonal

En el año 2014 se encontraron 1113 individuos/ha, pertenecientes a 24 especies de 23 géneros en 14 familias. La tasa de

mortalidad, reclutamiento y dinamismo, se muestra en la Tabla 1.

Crecimiento e incremento de las especies arbóreas de la parcela permanente ubicada en el bosque seco, sector Algodonal

En el año 2006, la parcela tuvo un

Tabla 1. Dinámica de crecimiento de las especies vegetales existentes en la parcela permanente del bosque seco sector Algodonal, para árboles ≥ 5 cm DAP período 2006-2014.

Variable	2006	2014	Tasa anual (%)
Número de árboles	1106	1113	
Mortalidad	0	130	1,5
Reclutamiento	0	137	1,6
Dinamismo	0	0,0155	1,5

volumen total de 60,20 m³/ha de madera, en el 2014 el bosque tiene 61,13 m³/ha incluido el volumen de los individuos nuevos. El crecimiento en diámetro, altura, área basal y volumen de la parcela, considerando

el número de individuos de cada especie se presenta en el anexo 1. En la fig. 2, se presenta el crecimiento e incremento periódico anual en D_{1,30m} de las 10 especies más sobresalientes en un período de ocho años.

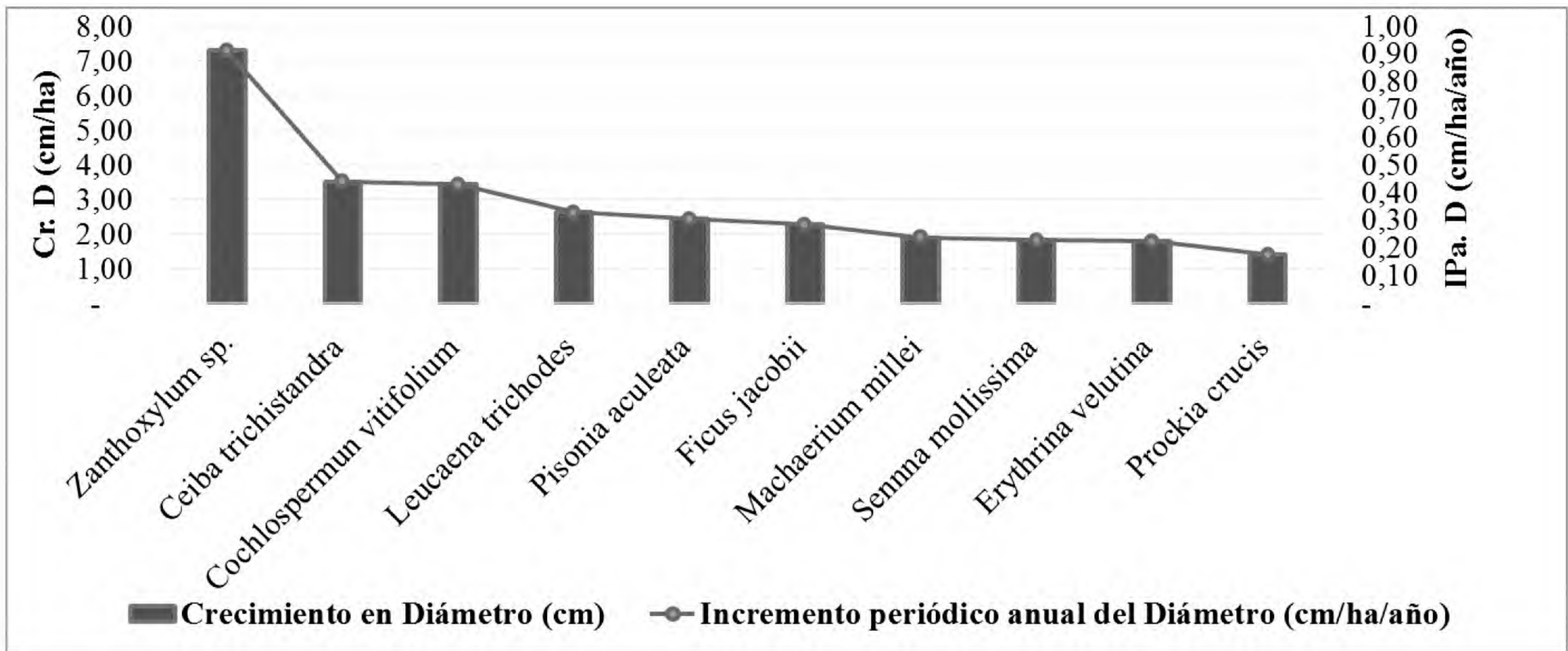


Fig. 2. Crecimiento en diámetro de las especies en un período de ocho años, de la parcela ubicada en el bosque seco, sector Algodonal

En la fig. 3 se presenta el crecimiento e incremento periódico anual en altura de las 10 principales especies leñosas del bosque

Algodonal, ocurrido entre el año 2006 al 2014.

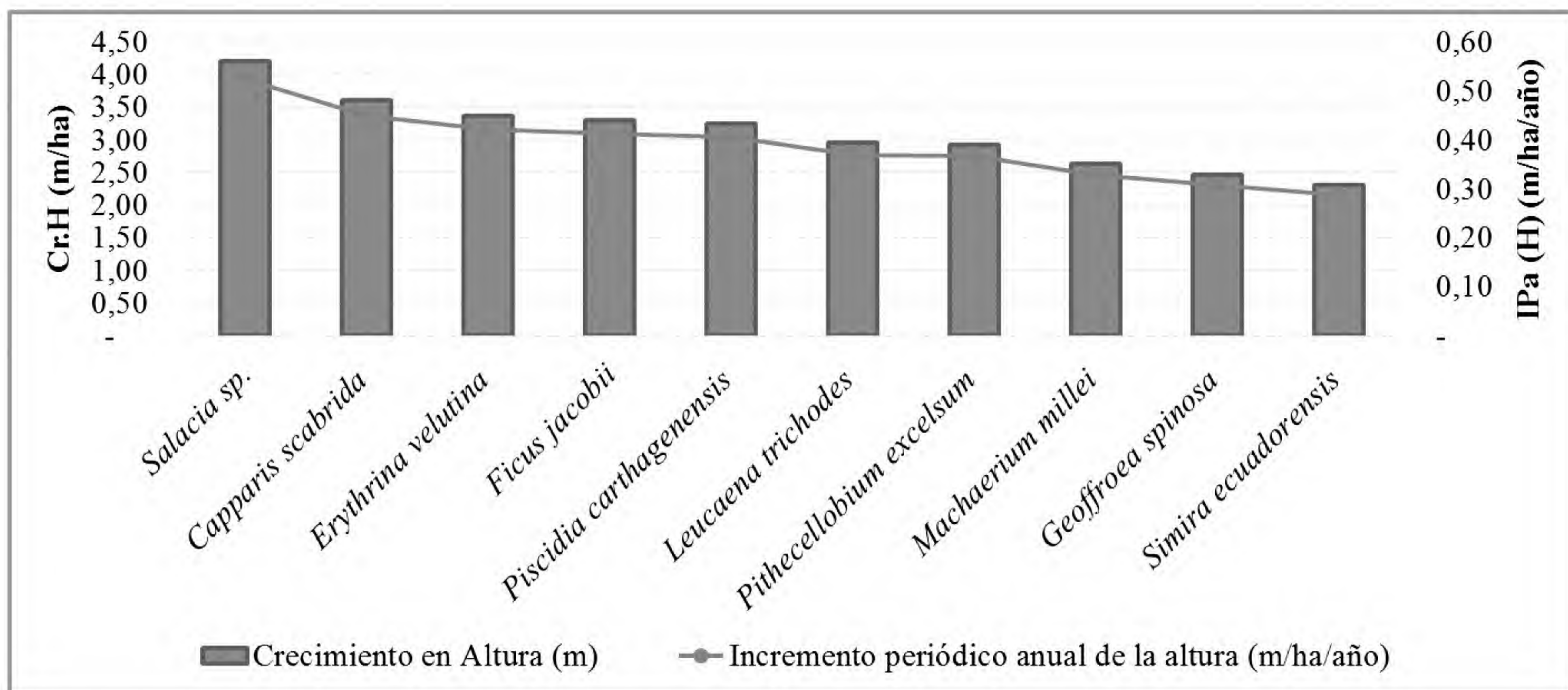


Fig. 3. Crecimiento e incremento periódico anual en altura de las especies en un período de ocho años, en una parcela de bosque seco, sector Algodonal.

El crecimiento en área basal de las especies arbóreas durante el período de ocho años, se muestra en la Fig. 4.

en volumen de las especies arbóreas de la parcela permanente, durante el período de ocho años.

En la fig. 5, se presenta el crecimiento

El crecimiento e incremento periódico

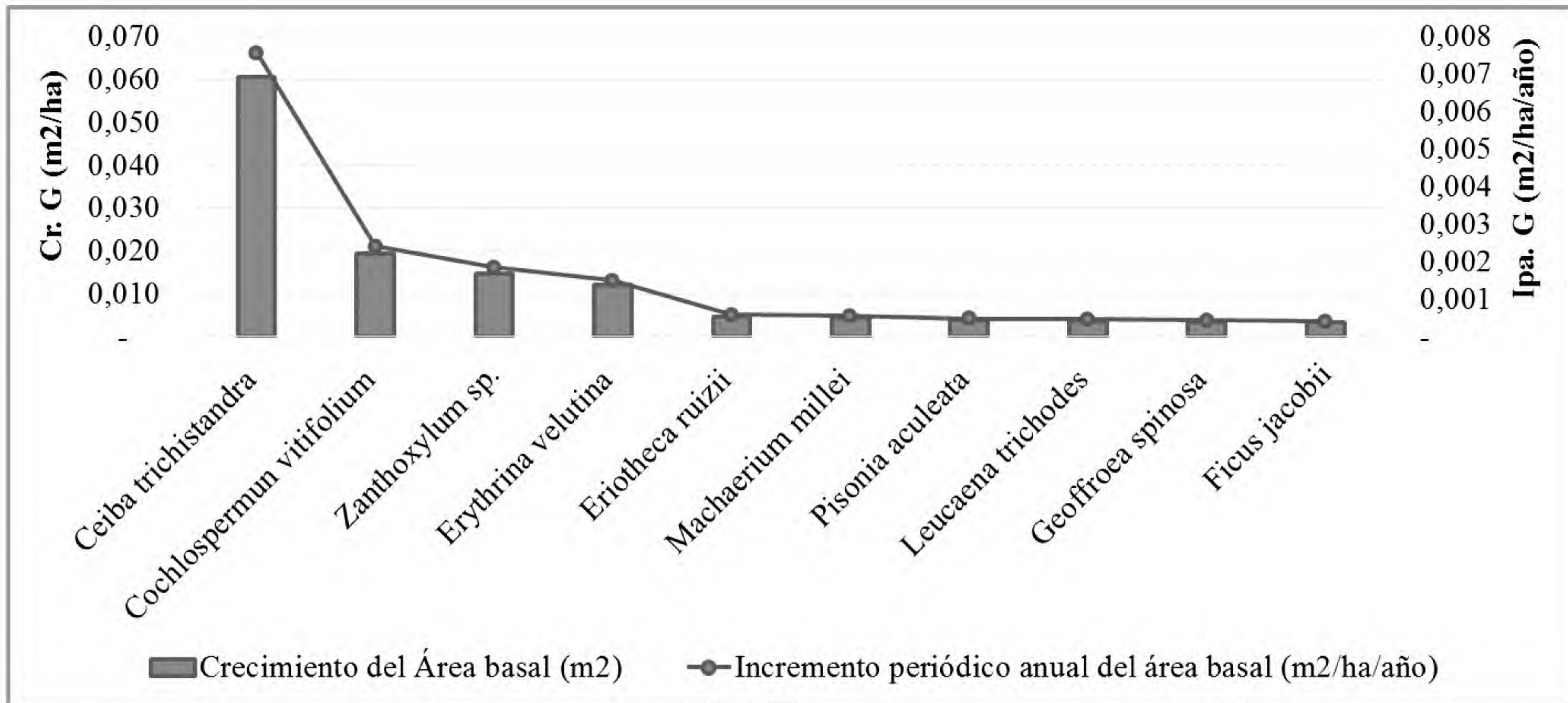


Fig. 4. Crecimiento e incremento periódico anual del área basal en un período de ocho años de una parcela permanente del bosque seco de Algodonal.

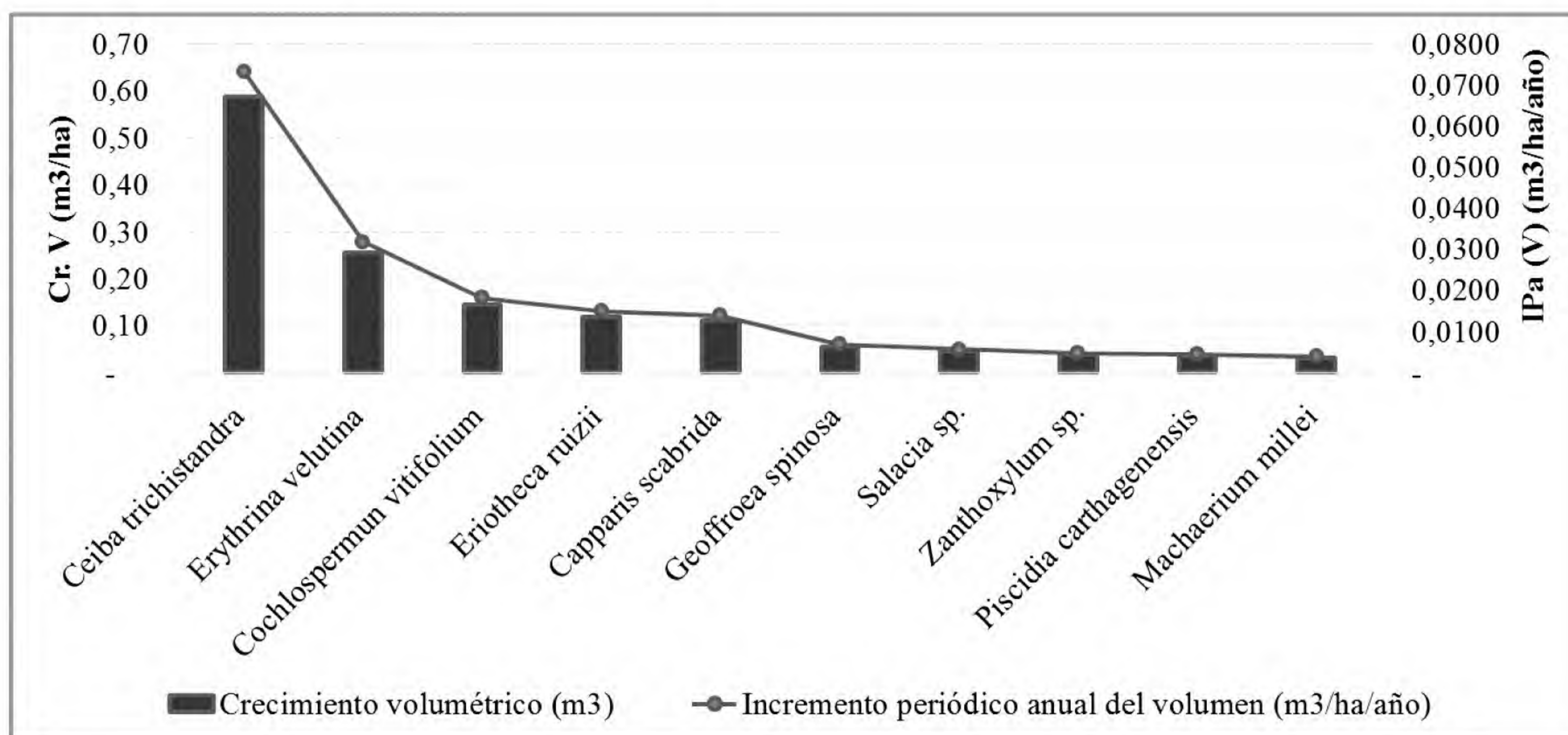


Fig. 5. Crecimiento e incremento periódico anual de las especies en volumen, en un período de ocho años de una parcela en el bosque seco sector Algodonal.

anual de las variables dasométricas; en el año 2006 el bosque tuvo un volumen total de 60,20 m³/ha; y, en el 2014 el bosque tuvo 62,49 m³/ha. En lo que se refiere a crecimiento promedio del diámetro es de 1,63 cm/ha, en altura 2,33 m/ha, en área basal fue de 0,0065 m²/ha y un crecimiento volumétrico de 0,0683 m³/ha. El bosque alcanzó un incremento periódico anual del diámetro de 0,2545 cm/ha/año, en la altura 0,2916 m/ha/año, del área basal 0,0008

m²/ha/año, y un 0,0085 m³/ha/año del volumen, durante un periodo de ocho años.

En la tabla 2 se resume los valores obtenidos del crecimiento e incremento de las diferentes variables de la parcela permanente ubicada en el bosque seco, sector Algodonal durante un periodo de evaluación de ocho años.

Tabla 2. Resumen del crecimiento e incremento de las diferentes variables dasométricas y volumétricas de la parcela permanente en el bosque seco, sector Algodonal 2006 - 2014.

Parámetros	Unidad de medida	Crecimiento
Crecimiento en diámetro	cm/ha	16,334
Crecimiento en altura	m/ha	23,330
Crecimiento en área basal	m ² /ha	0,0065
Crecimiento en volumen	m ³ /ha	0,0683
Incremento periódico anual del diámetro	cm/ha/año	0,2042
Incremento periódico anual de la altura	m/ha/año	0,2916
Incremento periódico anual del área basal	m ² /ha/año	0,0008
Incremento periódico anual del volumen	m ³ /ha/año	0,0085
Crecimiento bruto del bosque con ingreso	m ³ /ha	148,638
Crecimiento bruto del bosque sin ingreso	m ³ /ha	141,502
Crecimiento bruto periódico anual del bosque con ingreso	m ³ /ha/año	18,580
Crecimiento bruto periódico anual del bosque sin ingreso	m ³ /ha/año	17,688

Discusión

Dinámica de crecimiento del bosque seco, sector Algodonal

En el año 2006 en el bosque seco sector Algodonal, se identificaron 24 especies correspondientes a 23 géneros en 14 familias (Guamán & Granda, 2006). En el año 2014 se encontró 1113 individuos/ha dentro de 24 especies correspondientes a 23 géneros en 14 familias, en este periodo desapareció *Gliricidia brenningii*, debido a que solo existió un individuo/ha en la primera medición, y su muerte fue natural. En la medición realizada en el 2014 apareció como ingreso *Acacia macracantha*, esto debido a que ésta es una especie pionera y como se produjo un claro de bosque aprovechó la oportunidad.

En cuanto a mortalidad en el 2014 se registraron 130 individuos muertos y como

ingresos (reclutados) 137 individuos; por lo que se puede interpretar que el bosque seco Algodonal se mantiene en el tiempo; la mortalidad de individuos/ha es alta, pero el bosque recluta la misma cantidad de individuos nuevos. La desventaja es que la mayoría de los ingresos corresponden a *Simira ecuadorensis* con más del 52,5 %, posiblemente por su capacidad reproductiva y crecimiento rápido y, solo en un 1 % *Albizia multiflora* y *Piscidia carthagenensis*.

Una explicación que comparte Uslar, *et al.* (2003), es que las altas tasas de mortalidad se dan principalmente para especies pioneras y también para especies del dosel inferior, en donde seguramente compiten con otras especies tolerantes a la sombra. Esto se puede evidenciar en el bosque de Algodonal, ya que es un bosque que posee densidad alta de individuos/ha, es por eso

que también el índice de mortalidad es alto.

Un estudio realizado por Wolfgang & Mariaca (2007), en el bosque seco Chiquitano al nor-este de Santa Cruz (Bolivia), en un periodo de cuatro años encontraron 42 especies/ha y 444 individuos/ha, con un reclutamiento promedio de 20 individuos/ha. Comparando con el bosque seco sector Algodonal, en diversidad de especies es menor, con 23 especies/ha, pero con mayor índices de individuos reclutados con 137 individuos/ha en un periodo de ocho años.

Calvo (2012) en una evaluación en un periodo de cinco años en el bosque seco tropical (Brasil), en tres estadios sucesionales y parcelas de 1000 m², reporta una mortalidad de 202 individuos en el temprano, 89 en el intermedio y 89 individuos en el tardío. Si se compara con el bosque seco de Algodonal, se obtuvo 130 individuos en un área de 10 000 m², lo que se interpretaría que es menor el índice de individuos reclutados, aunque el periodo de evaluación es mayor.

En otro estudio realizado en un bosque seco semidecíduo en Santa Cruz (Bolivia), en un periodo de evaluación de ocho años se encontró 29 especies y 526 individuos/ha, con una mortalidad de 71 individuos y 25 individuos reclutados (Uslar, *et al.*, 2003). Si se compara con los resultados obtenidos en la presente investigación en especies sobresalen con 6, pero en individuos/ha se obtuvo el doble, así mismo los índices de mortalidad y reclutamiento son bajos en comparación con el bosque seco de Algodonal; por lo tanto se puede explicar que también estos cambios de dinámica de los bosques secos se deben a factores climáticos, ya que algunas especies son más sensibles a las largas sequías, así como al ataque de plagas y enfermedades.

En cuanto al crecimiento e incremento

periódico anual de las variables dasométricas, la parcela permanente del bosque seco de Algodonal, según Guamán & Granda (2006), tuvo un volumen total de 60,20 m³/ha, y; en el 2014 el bosque tiene 62,49 m³/ha. En estudios similares, Wolfgang & Mariaca (2007), en el bosque seco Chiquitano en una evaluación de un periodo de cuatro años obtuvo volumen total que llegan a 212,1 m³/ha; un incremento diametral promedio de 0,23 cm/ha/año y un IMA promedio de 2,69 m³/ha/año. Es notorio las diferencias de volumen de madera/ha entre las dos áreas; esto se debe a la densidad de árboles/ha, en Algodonal existe mayor densidad, también influye las condiciones climáticas, topográficas, el menor y mayor crecimiento de las especies y principalmente la edad del bosque.

Calvo (2012) estimó el crecimiento diamétrico en tres estadios de un bosque seco tropical en Brasil en un periodo de cinco años, el cual obtuvo los siguientes incrementos anuales: temprano (0,502 cm/ha/año), intermedio (0,255 cm/ha/año) y tardío (0,191 cm/ha/año). Otro estudio en el bosque seco tropical de Costa Rica, en una evaluación en un periodo de seis años, se obtuvieron incrementos medios anuales del diámetro por estadios: temprano (0,16 cm/ha/año), intermedio (0,22 cm/ha/año) y tardío (0,12 cm/ha/año) (Carvajal & Calvo, 2013). El bosque algodonal en cuanto al incremento periódico del diámetro fue de 0,2545 cm/ha/año, en un periodo mayor al de los estudios anteriores, esto sugiere que existe una similitud al de los estadios intermedios.

En el bosque seco de Algodonal, las especies que mayor crecimiento e incremento periódico en diámetro y área basal obtuvieron durante ocho años son: *Zanthoxylum* sp., *Ceiba trichistandra* y *Cochlospermum vitifolium*, en altura *Salacia*

sp., *Colicodendron scabridum* y *Erythrina velutina* y, en volumen *Ceiba trichistandra* y *Erythrina velutina*, estas especies poseen el mismo patrón de crecimiento en las variables dasométricas. Esto explica que los árboles pequeños tienen incrementos bajos y árboles grandes tienen incrementos altos. Sin embargo, la variación de tasas de incremento es mayor en árboles grandes en comparación a los pequeños lo manifiesta (Uslar *et al.*, 2003).

Analizando el crecimiento de algunas especies forestales, Ojeda & Montoya (1985) determinaron que *Handroanthus chrysanthus* tuvo una altura de 0,96 m en un año, con un promedio de 8 cm mensual. En esta investigación en el bosque seco de Algodonal, esta especie obtuvo un crecimiento promedio de altura de 1,62 m en un periodo de ocho años, con un incremento promedio de 0,20 m/año. *Simira ecuadorensis*, presentó un crecimiento en diámetro de 0,72 cm y 2,31 en altura durante un periodo de ocho años, con un incremento periódico anual del diámetro de 0,0911cm y 0,288 m en altura. Jumbo & Montesino (2007), en un estudio de dinámica y manejo de *Simira ecuadorensis*, en ocho meses en individuos mayores a 1 m de altura y menores a 2,5 cm de diámetro, obtuvieron un crecimiento de 0,671 cm en diámetro y 0,28 m de altura. Por lo que se puede deducir que para ambas especies el crecimiento varía dependiendo de la edad del individuo, ya que en los primeros años presentan mayor crecimiento en altura, para poner su copa encima de los demás y recibir mayor cantidad de luz, otro factor determinante es la presencia de lluvias.

Conclusiones

- El bosque seco en el sector Algodonal, durante un período de ocho años (2006-2014), se mantuvo equilibrado,

debido a que se produjo una mortalidad de 130 individuos/ha que equivale a una tasa del 1,5 %, así mismo reclutó 137/ha individuos, que representa el 1,6 %, dando un dinamismo del 1,5 % anual.

- El bosque seco en Algodonal en los ocho años de evaluación, tiene un crecimiento bruto con ingreso de 14,86 m³/ha y un crecimiento bruto periódico anual de 1,85 m³/ha/año; en cuanto al crecimiento bruto sin ingreso presenta 14,15 m³/ha, que representa un crecimiento bruto periódico anual de 1,76 m³/ha/año.

- La evaluación demuestra que en el periodo de ocho años, las especies que mayor crecimiento e incremento periódico obtuvieron fueron: en DAP1,30 m *Zanthoxylum* sp. (7,28 cm/ha) y *Ceiba trichistandra* (3,50 cm/ha); en altura *Salacia* sp. (4,20 m/ha) y *Colicodendron scabridum* (3,60 m/ha); en área basal *Ceiba trichistandra* (0,06 m²/ha) y *Cochlospermum vitifolium* (0,019 m²/ha); y, en volumen *Ceiba trichistandra* (0,58 m³/ha) y *Erythrina velutina* con 0,25 m³/ha.

Literatura citada

- Aguirre, Z. & L. Kvist.** 2005. Composición florística y estado de conservación de los bosques secos del sur-occidente del Ecuador. Loja, Ecuador. 27 p.
- Aguirre, Z. & L. Kvist.** 2009. Composición florística y estructura de bosques estacionalmente secos en el sur-occidental de Ecuador, provincia de Loja, municipios de Macara y Zapotillo. *Arnaldo* 16 (2): 87 – 99. ISSN: 1815-8242.
- Aguirre, Z. & T. Delgado.** 2005. Vegetación de los bosques secos de Cerro Negro Cazaderos, Occidente de la Provincia de Loja. 9-24 p.
- Aguirre, Z.; L. Kvist & R. Linares.** 2006. Especies leñosas y formaciones vegetales en los bosques estacionalmente secos de Ecuador y Perú. *Arnaldo*. 13 (2): 324 – 350. ISSN: 1815-8242.
- Calvo, S.** 2012. Crecimiento diamétrico del bosque seco tropical en tres estadios sucesionales en el Parque Estadual da Mata Seca, estado de Minas Gerais, Brasil. 63p.

- Carvajal, D. & J. Calvo.** 2013. Tasas de crecimiento, mortalidad y reclutamiento de vegetación en tres estadios sucesionales del bosque seco tropical, Parque Nacional Santa Rosa, Costa Rica. *Revista Forestal Mesoamericana Kurú (Costa Rica)* Volumen 10, N°25, ISSN: 2215-2504. 12 p.
- Gaona, T.** 2012. Dinámica de Crecimiento de Veintinueve Especies Forestales Establecidas y Análisis de las Propiedades Físicas y Químicas del Suelo en el Jardín Botánico El Padmi, Zamora Chinchipe. Tesis de Ingeniero Forestal. Universidad Nacional de Loja, Loja, Ecuador. 128 p.
- García, J.** 2006. Especies forestales útiles del Bosque Petrificado de Puyango. H. Consejo Provincial de Loja, Mancomunidad del PBPP. Loja, Ecuador. 39 p.
- Granda, V. & S. Guamán.** 2006. Composición Florística, Estructura, Endemismo y Etnobotánica de los Bosques Secos "Algodonal" y "La Ceiba" en los Cantones Macará y Zapotillo de la Provincia de Loja. Tesis de Ing. Forestal. Universidad Nacional de Loja. Loja, Ecuador 238 p.
- HERBARIO LOJA, UNISIG, CINFA.** 2001. Zonificación y determinación de los tipos de Bosque seco en el suroccidente de la provincia de Loja. Informe Final. Herbario Loja, Proyecto Bosque Seco, Universidad Nacional de Loja. Loja, Ecuador. 144 p.
- Janzen, D. H.** 1988. Tropical dry forests. The most endangered major tropical ecosystem. Pp. 130-137 En: E. O. Wilson (ed.), *Biodiversity*. National Academy Press, Washington D.C.
- Johnson, R.** 2003. *Estadística Elemental*, Ed. Math Learning, Ed. Tercera, México DF.
- Jumbo, Y. & D. Montesinos.** 2007. Estudio de la Dinámica y Manejo de la Guápala *Simira ecuadorensis* (Standl) Steyererm en el Bosque Seco de la Reserva Natural Tumbesia La Ceiba, Cantón Zapotillo. Tesis de Ing. Forestal. Universidad Nacional de Loja. Loja, Ecuador 2007
- Ministerio del Ambiente del Ecuador (MAE).** 2013. Sistema de Clasificación de los Ecosistemas del Ecuador Continental. Subsecretaría de Patrimonio Natural. Quito.
- Ministerio del Ambiente del Ecuador.** 2012. Línea Base de Deforestación del Ecuador Continental, Quito-Ecuador. 30 pág.
- Quezada, R.; L. Acosta; M. Garro & M. Castillo.** 2012. Dinámica del crecimiento del bosque húmedo tropical, 19 años después de la cosecha bajo cuatro sistemas de aprovechamiento forestal en la Península de Osa, Costa Rica. *Tecnología en Marcha*, 56 Vol. 25, N° 5, Número Especial.
- Sierra, R. (Ed.).** 1999. Propuesta preliminar de un sistema de clasificación de vegetación para el Ecuador continental. Proyecto INEFAN/GEF-BIRF y EcoCiencia. Quito, Ecuador.
- Uslar, Y.; B. Mostacedo & M. Saldías.** 2003. Composición, estructura y dinámica de un bosque seco semideciduo en Santa Cruz, Bolivia. 28 p.
- Wolfgang, G. & R. Mariaca.** 2007. Estructura, composición y dinámica del bosque seco Chiquitano. San Ignacio de Velasco, Bolivia. 50.

Rendimiento en grano de cinco cultivares de
“ñuña” *Phaseolus vulgaris* L. (Fabaceae) por
la fijación biológica de nitrógeno atmosférico
con *Rhizobium phaseoli*

Performance of “ñuña” seeds *Phaseolus vulgaris*
L. (Fabaceae) due to the biological fixation of
atmospheric nitrogen with *Rhizobium phaseoli*



María del Rosario L. Cuadros Negri

Hospital San José Policía Nacional del Perú, Jirón Yungay 526-A, Magdalena Lima Perú

Charicuaadrosn@hotmail.com

José Gómez Carrión

Museo de Historia Natural, Universidad Nacional Mayor de San Marcos Lima Perú

jgomezca@unmsm.edu.pe

Resumen

El “frijol” *Phaseolus vulgaris* L. (Fabaceae) es una de las especies más importantes del Perú y del mundo para la alimentación humana, y como un mejorador del suelo; por fijar nitrógeno atmosférico por la simbiosis del “frijol” *Rhizobium phaseoli*. Esto permite el ahorro en fertilizantes químicos, para el agricultor. El presente trabajo de investigación se realizó en un campo experimental de la ciudad de Lima (Perú), desde setiembre 2012 a junio del 2013, con el objeto de evaluar la influencia en el rendimiento de cinco cultivares genéticos de frijol “ñuña” *P. vulgaris* L. en la producción de granos en simbiosis con *R. phaseoli* y seleccionar entre los cultivares la “ñuña” de mayor rendimiento en grano y que exprese mayor compatibilidad en la simbiosis. El diseño experimental utilizado fue el Bloque Completo Randomizado (BCR) con 15 tratamientos (con inoculación con *Rhizobium*, los testigos: sin inoculación y con fertilizante N.P.K.), 05 cultivares de frijol “ñuña” y tres repeticiones. Se evaluaron factores de: nodulación y fijación biológica de nitrógeno (FBN), y de rendimiento, que se analizaron empleando el software estadístico SPSS. Se determinó que existen diferencias estadísticas significativas entre tratamientos y efectuando la prueba de comparación de medias de Tukey al 5 % resultó que los tratamientos con inoculación y fertilizados con urea no difieren entre sí. Al evaluar los factores de Nodulación y fijación de nitrógeno en cuanto al número de días a la aparición de los nódulos en cultivares inoculados, el cultivar N°3 “Huevo de Pava” sobresalió con una media de 74.78 días y además el cultivar N°1 presentó mejor performance para el tamaño, número y peso de los nódulos. Para el factor rendimiento en grano prevaleció el inoculado, destacando el cultivar N°1 con media 5,148 kg/ht. Se concluye que la “Ñuña Azulita” tuvo el mayor rendimiento en grano y compatibilidad en la simbiosis con *R. phaseoli*. FBN a través de la simbiosis incrementó los parámetros de rendimiento y puede reemplazar a la fertilización con urea, sin dañar la ecología y es de menor costo.

Palabras clave: Cultivar, fertilizante biológico, “frijol”, “ñuña”, rizobio.

Abstract

The bean *Phaseolus vulgaris* L. (Fabaceae) is one of the most important species in Peru and the world for human nourishment. It also improves the ground because it fixes atmospheric nitrogen in symbiosis with *Rhizobium phaseoli*. It allows saving fertilizer, economical upside for farmers. This research has been carried out in a trial field located in Lima (Peru), from September 2012 to June 2013. The objectives were to evaluate the “ñuña” bean’s cultivar performance (*P. vulgaris* L.) within the production of seeds in symbiosis with *R. phaseoli* and to select the cultivar the most high performing and which expresses the greatest compatibility in symbiosis. The experimental methodology was the Randomized Complete Block Design (RCB) in 15 treatments (with *Rhizobium* inoculation, the witnesses: without inoculation and with fertilizer N.P.K.), 05 “ñuña” bean’s cultivars and three essays. The following factors have been evaluated: earliness, nodulation and nitrogen fixation (FBN) and performance; which were analyzed in the statistical software, SPSS. There are significant statistical differences between treatments. In the Tukey’s average comparison test at 5 % turned out that treatments with inoculation and fertilized with urea do not differ. When evaluating the earliness factors in days, the cultivar N°1 “azulita” had the best performance (at flower’s stems appearance, at blooming, at physiological maturity and harvest). What is more, cultivar N° 3 also had the lowest number of days and nodule appearance (74.78 days) in inoculated cultivars tests. The cultivar N°1 presented the best size, nodule number and weight performance. The inoculated cultivar showed the highest performance, especially the N°1 (5,148 kg/ht). As a conclusion, the “ñuña Azulita” had the best performance in grain and it had the greatest compatibility in symbiosis with *R. phaseoli*. Besides, the biological fixation of nitrogen (FBN) through symbiosis can replace the fertilization with urea, because it is less expensive and does not affect negatively the ecological system.

Keywords: Cultivar, biological fertilizer, bean, “ñuña”, rizobio,

Introducción

El “frijol” “Ñuña” son variedades genéticas de *Phaseolus vulgaris* L. y constituye una fuente de carbohidratos y proteínas, vitaminas, minerales, fibra alimenticia que es de uso para la alimentación nutricional en especial del humano. La “ñuña” desempeña un rol fundamental en la alimentación humana, es una menestra que por su sabor, contenido de proteínas, vitaminas, minerales, fibra alimenticia y su diferente forma de consumo, contribuye a una dieta variada y rica, perfectamente balanceada que satisface sus necesidades nutricionales del hombre (Ulloa *et al.*, 2011).

El análisis bromatológico determina que 100 g de porción comestible contiene:

Humedad 11%, Proteína 22,1 mg, Lisina 1593 mg, Methionina 234 mg, Cisteína 188 mg, Triptófano 223 mg, total aminoácidos esenciales 8457 mg, total aminoácidos 20043 mg (INIA, 2009).

En tal sentido, por su valor alimenticio es conveniente mejorar su rendimiento por unidad de superficie. La “ñuña” requiere de nitrógeno para la síntesis de proteínas y clorofilas y para ello, vive en simbiosis con bacterias denominadas “rizobio” *R. phaseoli*, los cuales tienen la capacidad de fijar nitrógeno atmosférico a nivel de los nódulos, luego de procesarlo lo transfieren a la planta “ñuña” contribuyendo en su crecimiento vegetativo, buen desarrollo y formación de granos.

La reserva de nitrógeno en la naturaleza se encuentra al 70 por ciento, aunque las plantas solo lo absorben y asimilan como amonio y/o nitratos de ahí la necesidad de la simbiosis o de lo contrario utilizar fertilizantes químicos que se encuentran en el mercado con diferentes nombres comerciales los que tienen un alto costo,

una acción desgastadora del suelo y contaminación del ambiente. (Carrera *et al.*, 2004). En busca de alternativas de solución para que se reduzca el uso de fertilizantes químicos y se mantenga el rendimiento del cultivo, utilizamos la fijación biológica del nitrógeno a través de la inoculación del “rizobio” en las semillas de la “ñuña”.

Una característica de las leguminosas es su capacidad de formar simbiosis con bacteria fijadoras de nitrógeno, destacando entre ellas los géneros *Rhizobium* y *Bradyrhizobium* (Mohr & Schopfer, 1995). Sin embargo, dentro de las leguminosas de grano, el “frijol” es uno de los cultivos menos eficiente para fijar nitrógeno, por eso a fin de mantener su demanda de nutrientes, es indispensable fertilizarlo adicionalmente con nitrógeno mineral (Urzúa *et al.*, 1992).

Sin embargo, es importante considerar que la cantidad de nitrógeno fijado por los “frijoles” es muy diversa; depende de la variedad, de la eficiencia fijadora de la bacteria *Rhizobium* y de las condiciones físicas, químicas y biológicas del suelo (Ballesteros & Lozano, 2010).

Para controlar la calidad de un inoculante de una leguminosa específica, es necesario mantener un número de *Rhizobium* de aproximadamente 10⁶ bacterias/g de inoculante (FAO, 1995) y determinar si es específico para la leguminosa a prueba. Así, un producto microbiano o inoculante debe por lo menos mantener la productividad de un cultivo agrícola con menos dosis de fertilizante nitrogenado, lograr con ello un ahorro en el costo de producción,

La variedad “Q’osqo Poroto-INIA”, constituye un logro en Mejoramiento Genético y Sanidad Vegetal, variedad puesta a disposición de los agricultores del Cusco, su rendimiento promedio es en asociación 1300 kg/ha, en espalderas 3000

kg/ha superior a los ecotipos locales, es de grano amarillo opaco mediano, granos por vaina 4, peso de 100 semillas 51 a 57 g de buena calidad culinaria y comercial (Gamarra *et al.*, 1997; INIA, 1997).

Las diferencias de la eficiencia en la FBN entre cepas de *Rhizobium* son consecuencia al menos de dos causas: a) estabilidad en el material genético involucrado en la fijación, el cual está sometido a frecuentes pérdidas por reordenamiento del mismo (Martínez *et al.*, 1988) y b) relación entre la capacidad para formar Masa Seca Nodular (MSN), fijar nitrógeno y transferir este. Es decir, existen cepas que tienen una alta capacidad para formar MSN; pero dificultad para fijar nitrógeno o transferir el nitrógeno fijado (Dobereiner, 1993).

La actividad del *Rhizobium* nativo del suelo contra el introducido, muestran diferencias, en general porque los *Rhizobium* autóctonos son infectivos, pero no son eficientes en la fijación de N₂. Por lo cual, para mejorar el rendimiento del “frijol” y otras leguminosas, es necesario seleccionar un nativo altamente infectivo y efectivo y además, agregar pequeñas cantidades de fertilizante nitrogenado (aproximadamente 20 kg de N/ha), lo cual estimula la nodulación, para alcanzar hasta un 70-75% de nitrógeno fijado proveniente de la atmósfera. Este fenómeno, depende de la interacción entre los genotipos del hospedero y el tipo de *Rhizobium*, mientras que, con altas concentraciones de fertilizante nitrogenado se inhibe la fijación simbiótica del nitrógeno. Es evidente, que la eficiencia para fijar N₂ depende del tipo de *Rhizobium* y la leguminosa hospedera (Peña-Cabriales, 1989).

El objetivo de la presente investigación, fue evaluar la influencia en el rendimiento de los cultivares de “ñuña” en la producción

de granos, en simbiosis con *R. phaseoli* específico para el “frijol” y seleccionar entre los cultivares, la “ñuña” de mayor rendimientos en granos y que exprese mayor compatibilidad en la simbiosis con el “rizobio”.

Se eligió 5 cultivares de “ñuña” procedentes de Cajamarca, y al evaluar los factores de nodulación y fijación de nitrógeno se encontró que no hubo diferencias significativas entre los tratamientos con inoculación “rizobio” y los fertilizados con urea, pero con mejor performance el tratamiento con inoculación; se observó, el número de días para la aparición de los nódulos y fluctuó entre 74,77 y 81,66 días, presentó mejor performance el cultivar N° 3; el número de nódulos encontrados varió de 70,33 para el cultivar N° 1 y de 34,89 para el cultivar N° 2; el tamaño de los nódulos de los inoculados con “rizobio” osciló entre 4,55 a 2,89 mm para los cultivares N° 1 y 2 respectivamente; el peso seco de los nódulos fluctuó entre 1,189 y 0,623 g para los cultivares N° 1 y 2 respectivamente.

Rendimiento: el número de vainas por planta fluctuó entre 46,33 para el cultivar N° 1 y 35,33 para el cultivar N° 2; el número de semillas por vaina más elevado fue de 6,89 para el cultivar N° 1 y el menor número lo obtuvo el cultivar N° 2 con 4,67 semillas; el peso seco de cien semillas más alto fue para el cultivar N° 1 con 64,30 g y con el menor peso el cultivar 2 con 38,27 g; el mayor rendimiento en grano obtenido fue para el cultivar N° 1 con 5148,11 kg/ht y el menor rendimiento lo obtuvo el cultivar N° 2 con 1841,34 kg/ht y además, el cultivar N° 1 sobresalió con mejor performance en todos los parámetros de evaluación, logró el mayor rendimiento en grano y el más compatible en simbiosis con el “rizobio”. Concluyendo, que existen “ñuñas” que incrementan su producción con buen

rendimiento en granos en simbiosis con *Rhizobium*“ infectivos y eficientes.

Material y métodos

Las parcelas se ubicaron en el campo experimental de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos de la Ciudad de Lima, a 154 msnm y geográficamente se ubica a 12° 02' 06" S y 77° 01' 07" O; en un área de 471,9 m² distribuidos de acuerdo al Diseño de Bloque Completo Randomizado (BCR).

Se realizó el muestreo de suelo del campo experimental para el análisis químico y de la textura del suelo, para determinar las situaciones nutricionales del terreno. Las labores culturales se iniciaron en el mes de setiembre 2012, removiendo el terreno para facilitar las diferentes labores agrícolas, y se trabajó sobre un terreno plano.

Las semillas de “frijol” “ñuña” se obtuvieron de los cultivares de Cajamarca colectados por el Instituto Nacional de Innovación Agraria -INIA procedentes del campo en dicha región y fueron seleccionadas aproximadamente 0,800 kg para cada cultivar de “ñuña” en estudio: Cultivar “ñuña 1” FRIJOL NEGRO “azulita”, Cultivar “ñuña 2” FRIJOL ROJO “bocona”, Cultivar “ñuña 3” FRIJOL BLANCO “huevo de pava”, Cultivar “ñuña 4” FRIJOL PLOMO “Nube clara” y Cultivar “ñuña 5” FRIJOL NARANJA “sibarita”.

Después de seleccionar las semillas limpias, sanas y uniformes, se procedió a la desinfección: Las semillas se sumergieron en alcohol absoluto durante 1 minuto, luego se enjuagaron y se transfirieron a un depósito conteniendo lejía al 2%, en el cual permaneció aproximadamente 1 minuto; luego se enjuagaron vigorosamente con agua destilada estéril 4-5 veces, quedando así óptimo para su uso.

Se preparó la solución azucarada al 10 %

(100 g de azúcar rubia por litro de agua). En 100 ml de ésta solución se vierte 35,7 g de inoculante *R. phaseoli* específico (Rhizocaj) y se mezcló hasta formar una suspensión del inóculo, luego se añadió la semilla, homogenizando hasta que todas queden bien húmedas y cubiertas del inóculo. Se dejó secar en un lugar sombreado y se procedió a la siembra.

Los tratamientos en estudio fueron:

a) **Tratamientos con inoculación:** T1: “ñuña 1”, T2: “ñuña 2”, T3: “ñuña 3”, T4: “ñuña 4” y T5: “ñuña 5”

b) **Tratamiento testigo sin inoculación:** T6: “ñuña 1”, T7: “ñuña 2”, T8: “ñuña 3”, T9: “ñuña 4” y T10: “ñuña 5”.

c) **Tratamiento testigo con fertilizante N.P.K. de acuerdo al análisis de suelo y extracción requerida por el cultivo:** T11: “ñuña 1”, T12: “ñuña 2”, T13: “ñuña 3”, T14: “ñuña 4” y T15: “ñuña 5”.

Los factores de estudio:

a) Cultivares:

C1: Cultivar 1 (“ñuña 1”) FRIJOL NEGRO “azulita”, C2: Cultivar 2 (“ñuña 2”) FRIJOL ROJO “bocona”, C3: Cultivar 3 (“ñuña 3”) FRIJOL BLANCO “huevo de pava”, C4: Cultivar 4 (“ñuña 4”) FRIJOL PLOMO “Nube clara”, C5: Cultivar 5 (“ñuña 5”) FRIJOL NARANJA “sibarita”.

b) *Rhizobium phaseoli*: Es una bacteria específica que se utilizó inoculando la semilla como fertilizante biológico para grano de “frijol-ñuña”; proveniente de la Universidad Nacional de Cajamarca, “Rhizojack”.

Con el uso de herramientas de labranza, se preparó el terreno experimental, luego se procedió con el surcado y se delimitaron las áreas de los tres bloques del experimento con sus respectivas parcelas.

Abonamiento-Fertilización

En el sistema de unicultivo el “frijol” responde económicamente a la aplicación de 40 unidades de nitrógeno, 60 unidades de fósforo y 60 unidades de potasio. Esto equivale a aplicar 87 kg de urea, 139 kg de superfosfato triple y 100 kg de cloruro de potasio todo por hectárea; la mezcla de los 3 elementos se aplicó en su totalidad al momento de la siembra, en los espacios entre golpes de “ñuña” evitando contacto con la semilla, sólo a las áreas de los tratamientos testigo con fertilizantes según el diseño de distribución. Durante la etapa vegetativa de la planta, se hizo uso del abono foliar llamado “Nitrofosca” (NPK), después del ataque de plagas a fin de recuperar las plantas en peligro de morir.

Siembra

Las semillas inoculadas con *Rhizobium* se sembraron manualmente, en hoyos de 4-6 cm de profundidad, a una distancia de 0,80 m entre surcos y 0,30 m entre golpes y a razón de 3,0 semillas por golpe, tal como lo recomienda INIA.

Se necesitaron 81 semillas por parcela que hacen un total de 3645 unidades para 45 parcelas experimentales y un equivalente en peso de 2,077 kg y para cada cultivar en estudio 415,53 g; el peso promedio por semilla fue de 0,57 g.

Se utilizó el sistema de unicultivo en espalderas, y se requirió realizar un solo aporque a los 43 días de la siembra, antes de la colocación de postes y alambres.

El deshierbo se efectuó cada 15 a 20 días, los pasadizos y los canales de riego.

El riego se efectuó en los momentos que se consideró esencial esta disponibilidad de humedad para la planta, fue a la germinación, floración y llenado de vainas, el primero fue

el riego de remojo posteriormente se aplicó riegos cada 3 a 5 días, de acuerdo a las necesidades de la planta y su aplicación fue por surcos. Durante el desarrollo del cultivo se proporcionó los requerimientos hídricos necesarios, para garantizar la humedad del suelo inicialmente con manguera de agua corriente y posteriormente por medio de riegos controlados por inundación; teniendo mayor cuidado y oportuno la aplicación del riego en la etapa de la prefloración y antes del llenado de vainas.

Se utilizó el guiado y colocación de postes en el sistema de espalderas (unicultivo), se colocó en sus inicios postes cruzados con cañas de carrizos y postes de “eucalipto”. Antes de que el “frijol” desarrolle las guías, se procedió a poner el hilo de rafia para facilitar el guiado del “frijol”.

Para prevenir el ataque a las plantas por plagas de insectos, se aplicó la técnica del control etológico utilizando cuadrados de plásticos de color amarillo embadurnado con aceite de carro como trampas de atracción al color. Además se hizo uso de insecticidas para el control de las plagas como: Lannate. 90 nombre químico “Metonil” 900 g/ha; “Cipermec” 260 ml/ha; “Bamectín” nombre químico Abamectina.

La cosecha y trilla se procedió: Cuando el cultivo alcanzó su madurez de cosecha entre 191,5 y 202 días, manualmente se arrancaron las plantas, se trasladaron a un secadero y luego se procedió a la trilla a mano.

Diseño Experimental: El experimento se instaló bajo el diseño Bloque Completo Randomizado con quince (15) tratamientos y tres (3) repeticiones, se ubicaron de manera aleatoria en cada parcela.

El modelo aditivo lineal del diseño es el siguiente:

$$X_{ij} = \mu + \tau_i + \beta_j + \varepsilon_{ij}$$

Donde:

X_{ij} : Observación cualquiera del i -ésimo tratamiento en el j -ésimo bloque.

μ : Promedio de las unidades experimentales.

τ_i : Efecto del i -ésimo tratamiento.

β_j : Efecto del j -ésimo bloque.

ε_{ij} : Error experimental.

i : Subíndice de variación de tratamientos: 1, 2, 3, ..., t .

j : Subíndice de variación de bloques o repeticiones: 1, 2, 3, ..., r .

t : Número de tratamientos.

r : Número de bloques o repeticiones.

Características del campo experimental y de las parcelas

Medidas de la Parcela:

Longitud: 2,40 m, Ancho: 2,70 m, Área de la parcela: 6,48 m², Cantidad: 45.

Surcos o líneas:

Número por parcela: 3, Longitud: 2,70 m, distancia entre surco: 0,80 m.

Pasadizos:

Longitud: 39,0 m; Ancho: 1,0 m; Área: 39,0 m²

Bloques:

Número de bloques: 03; Longitud de bloque: 39,0 m; Ancho de bloque: 2,70 m²,

Área total de los bloques: 105,3 m² x 3 = 315,9 m² Calles entre bloques: 1,0 m

Área total del terreno: Longitud: 39,0 m², Ancho: 12,1 m², Área: 471,9 m²

Parámetros de evaluación

Nodulación y Fijación de Nitrógeno

Para medir la efectividad de la fijación del nitrógeno se evaluó antes de la floración, entre los 75 a 82 días; considerando aspectos cualitativos y cuantitativos.

Desde el punto de vista cualitativo se evaluaron los parámetros: a) Tiempo para la aparición de los nódulos, se evaluó días transcurridos desde la siembra hasta que presentaron la formación de los nódulos b) Color que presentaron los nódulos: Se observó el tono de coloración de los nódulos después de ser seccionada la raíz.

Desde el punto de vista cuantitativo se evaluó: a) Números de nódulos, se contabilizó el número de los nódulos que presentaron cada cultivar al ser seccionada la raíz, b) Tamaño de nódulos, se midió el diámetro de los nódulos en mm, c) Peso seco de nódulos: Después de ser seccionados los nódulos se secaron y pesaron en balanza electrónica en g.

Parámetros de Rendimiento

a) Número de vainas por planta: Se consideró el número de vainas por planta seleccionando 9 plantas al azar dentro del área de cada parcela experimental, por cultivares en estudio y por repetición al momento de la cosecha.

b) Número de semillas por vaina: Se evaluó en 9 vainas tomadas al azar dentro del área de la parcela experimental, por cultivares en estudio y por repetición.

c) Peso seco de 100 semillas: Se tomó 100 semillas al azar, expresando su peso en gramos.

d) Rendimiento de grano en Kg por planta: Se determinó con el muestreo de 27 plantas por tratamiento en estudio y repetición, empleando la fórmula propuesta por White. El rendimiento en grano para

cada cultivar en estudio se expresa en Kilogramos por hectárea (K.ha-1).

Análisis estadístico

$$\text{Rendimiento} = \frac{\text{Peso de una semilla} \times (\# \text{ semillas}) \times (\# \text{ vainas}) \times \text{Planta}}{\text{vaina} \quad \text{planta} \quad \text{m}^2}$$

Se realizó la prueba de homogeneidad de varianzas, se efectuaron los análisis de varianzas (ANOVA) correspondientes. Para establecer la diferencia entre tratamientos se utilizó la prueba de F al nivel de significación de 5%, luego la significación de los efectos principales y simples se comparó con la prueba de contraste de TUKEY al nivel del 5%. Se analizó el rendimiento del cultivo expresado rendimiento de grano seco en kilogramos por hectárea y los demás parámetros.

Todos los análisis estadísticos se efectuaron utilizando el software estadístico SPSS.

Resultados

En el presente trabajo se consideraron dos factores que fueron investigados y evaluados como son: Nodulación y fijación de nitrógeno y de rendimiento, con los resultados siguientes:

2.1 Nodulación y Fijación de nitrógeno

2.1.1 Número de días para la aparición de los nódulos

La prueba estadística se realizó comparando los bloques, sin distinción del cultivar, para ver el grado de incidencia de la disposición del bloque. Influenció en el estudio. En el análisis de varianzas, se encontró que no existen diferencias significativas entre los bloques, porque el p-valor es, 914. Al analizar la prueba comparaciones múltiples de medias por el método de Tukey se encontró que no hubo diferencias estadísticas entre los tres bloques del número de días para la

aparición de los nódulos en los cultivares es decir los tres bloques, no son diferente entre sí $P > 0.05$. Al comparar las medias de los 5 cultivares entre los bloques, se observó que los días para la aparición de los nódulos en las plantas (cultivares) fue menor para el bloque N° 2 con media 77,07 días; para el bloque N° 1 de 77,33 días y mayor en el bloque N° 3 la media 77,53 días, mostrando que no son diferentes entre sí Tukey (Tabla 1).

En la estadística descriptiva del Número de días para la aparición de los Nódulos, para el tratamiento con inoculación, se puede evidenciar que el cultivar 3 presentó mejor performance cuando lo comparamos con el resto de cultivares, con una media de 74,78 días; seguidamente, el cultivar 1 con 75,11; el cultivar 5 con 75,22; cultivar 4 con 79,78 y cultivar 2 con 81,67 días (Tabla 1). Se aprecia que existen diferencias significativas entre los cultivares $P < 0.05$; asimismo, se encontró correlación moderada entre el cultivar y el número de días para la aparición de nódulos (0,384). De la Tabla 1 se aprecia que el $c_2 > c_4$, c_5 , c_1 , c_3 significativamente $P < 0.05$.

Se observa del gráfico de cajas (estadística descriptiva) que, en el tratamiento con inoculación el número de días para la aparición de los nódulos comprendidas entre el 25% y el 75 % de la población de los de los cultivares es decir el 50% de la población osciló entre 75 a 80 días, con un mínimo de 74 días y un máximo de 83 días. El 25% de los cultivares con menores días para la aparición de los nódulos están más concentrados que el 25% de los cultivares con mayores días a la aparición de los

Tabla 1. Modelo lineal univariado, Tratamiento con inoculación Rizobio según cultivar en número días para la aparición de los nódulos

	N	Media	F	C1	C2	C3	C4	C5
C1	9	75,11	187		P=0.000		P=0.00	
C2	9	81,67		P=0.000		P=0.000	P=0.000	P=0.000
C3	9	74,78			P=0.000		P=0.00	
C4	9	79,78		P=0.000	P=0.000	P=0.000		P=0.000
C5	9	75,22			P=0.000		P=0.00	

a. R cuadrado = ,440 (R cuadrado corregida = ,384) “R=coeficiente de correlación”

Variable dependiente: número días para la aparición de los nódulos.

nódulos, ellos están más dispersos.

2.1.2 Número de nódulos

En el análisis de varianzas no existen diferencias significativas entre los bloques, para el número de nódulos que presentaron los cultivares y al efectuar las comparaciones múltiples de medias por el método de Tukey se encontró que no hubo diferencias estadísticas entre los bloques N°: 1, 2 y 3 donde se encontraron los tratamientos que corresponden a las plantas (cultivares: 1, 2, 3, 4,5) que fueron inoculadas con *Rhizobium*.

Al comparar las medias, a pesar que no difieren estadísticamente entre sí, se observa el número de nódulos en las plantas: para el primer bloque (N° 1) los cultivares presentaron el mayor número con media de 52,53 nódulos; el segundo bloque (N° 2) presentaron 51,47 y con menor número el tercer bloque (N° 3) con 51,67 nódulos respectivamente.

En la estadística descriptiva del Número de Nódulos, para el tratamiento Con

Tabla 2. Modelo lineal univariado en Tratamientos con inoculación por cultivar según número de nódulos

Fuente	Suma de cuadrados tipo III	gl	Media cuadrática	F	P
Modelo corregido	8019,333(a)	4	2,004,833	216,090	,000
Intersección cultivar	121,160,556	1	121,160,556	13,059,222	,000
Error	8,019,333	4	2,004,833	216,090	,000
Total	371,111	40	9,278		
Total corregida	129,551,000	45			
	8,390,444	44			

R cuadrado = ,956 (R cuadrado corregida = ,951) “R=coeficiente de correlación”

Variable dependiente: número de nódulos

Inoculación, encontramos que la media del Cultivar 1 presentó mejor performance que el resto de cultivares, con una media de 70,33 nódulos y una tendencia a variar de 2,646, con un máximo de 73 y un mínimo de 65 nódulos; con menor número de nódulos el cultivar N° 2 con media 35 nódulos, con un máximo de 39 y un mínimo de 30 nódulos con tendencia a variar de 2,93; para los cultivares N° 3,4 y 5 con 63,33 nódulos con tendencia a variar de 4,84 ; con 40,56 con tendencia 1,66 y 50,33 nódulos con tendencia a variar de 2,12 nódulos respectivamente.

De la tabla 2, se aprecia que existen diferencias significativas entre los cultivares $P < 0.05$ asimismo, se encontró alta correlación entre el cultivar y el número de nódulos (0,95). Del análisis se aprecia que en el $c1 > c2, c3, c4, c5$ significativamente $P < 0,05$.

En el gráfico de cajas (estadística descriptiva) los tratamientos inoculados con *Rhizobium* muestran el número de nódulos comprendidos entre el 25% y el 50% de la población de los cultivares un rango entre 39 -50 nódulos; entre el 25% y el 75% es decir el 50% de los cultivares oscilan entre 39 y 66 nódulos; un 25 % para los de menor número se manifiesta entre 30 a 38 nódulos, y el otro 25 % con mayor números de nódulos entre 68 -73; asimismo, se observa un mínimo de 30 y un máximo de 73 nódulos para dicho tratamiento. Cabe resaltar, que los números de nódulos comprendidos entre el 25% y el 50% de la población de cultivares, está más concentrada, es decir, hay menos diferencia entre el número de nódulos que entre el 50% y el 75% que está más dispersa, donde la diferencia entre el número de nódulos es mayor.

2.1.3. Tamaño de nódulos (mm)

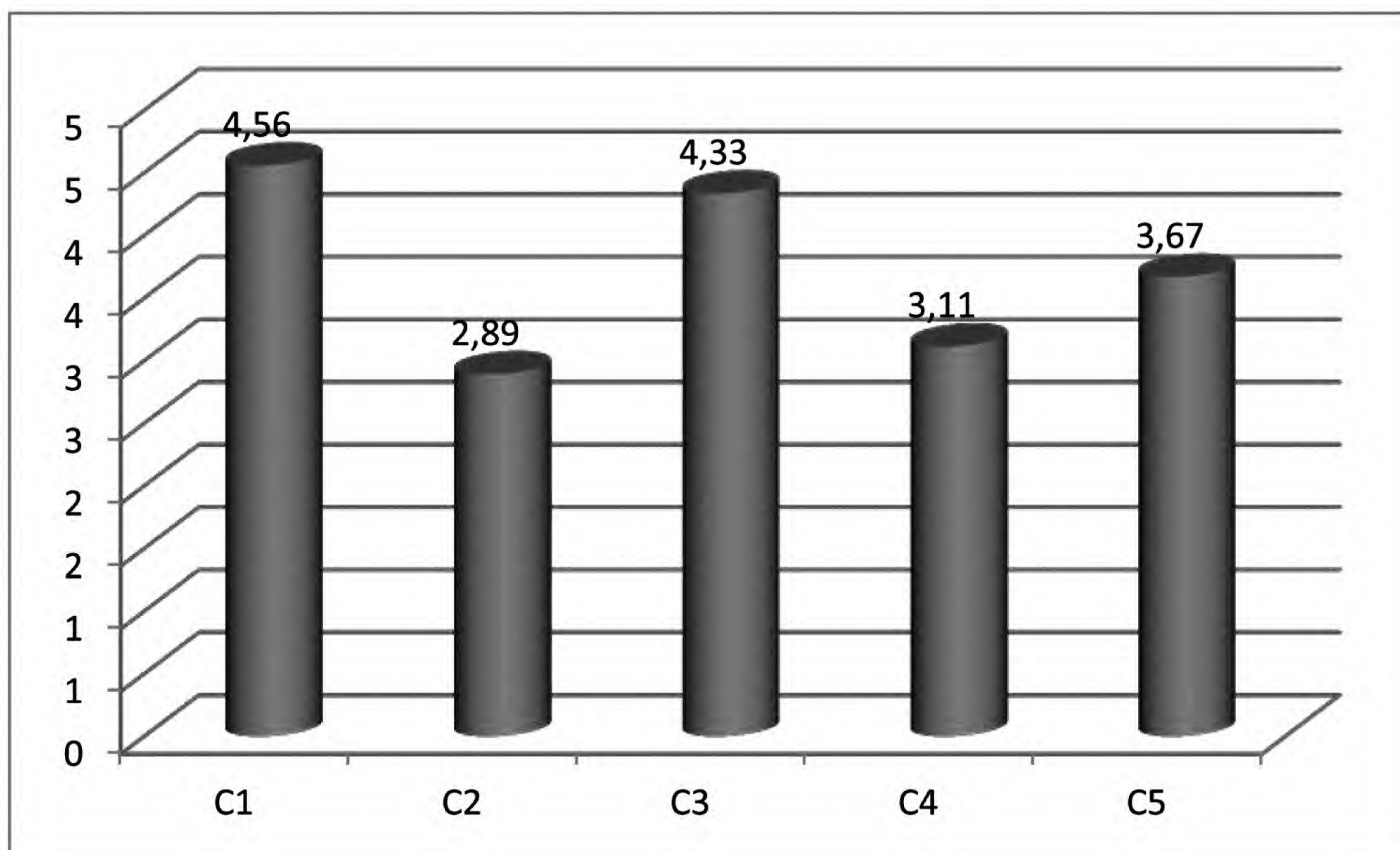
La prueba se realizó comparando los bloques, sin distinción del cultivar, para ver el grado de incidencia del bloque en el

estudio.

En el análisis de varianzas, se encontró que no existen diferencias significativas entre los bloques, porque el p-valor es, 976 y al efectuar las comparaciones múltiples de medias por el método de Tukey se encontró que no hubo diferencias estadísticas entre los bloques donde se encuentran los tratamientos que corresponden a las plantas (cultivares: 1, 2, 3, 4,5) que fueron inoculadas con *Rhizobium* para determinar el tamaño de los nódulos. En el primer y tercer bloque, para el tamaño de los nódulos los cultivares presentaron la media de 3,73 mm, es decir, el tamaño de los nódulos en los bloques no fueron diferentes, la disposición de los mismos no influenciaron en el resultado y para el segundo bloque la media fue de 3,67 mm. Se observa una tendencia de variación de 0,70 mm.

En la estadística descriptiva del Tamaño de Nódulos, para el tratamiento Con Inoculación, encontramos que la media del Cultivar 1 presentó mejor performance que el resto de cultivares, con una media de 4,56 mm de diámetro, con un máximo de 5 mm y un mínimo de 3 mm de diámetro, con una tendencia a variar de 0,726 mm; con menor tamaño los nódulos del cultivar 2 con media de 2,89 mm de diámetro, con máximo de 4 mm y un mínimo de 2 mm y con tendencia a variar de 0,78; para los cultivares (C): C3 una media de 4,33 mm un máximo de 5 y un mínimo 3 mm con tendencia a variar de 0,70 mm; C4 con media 3,11 mm, máximo 4 y mínimo 2 con tendencia a variar de 0,60 mm y el cultivar 5 con media 3,67 mm, máximo 5 y mínimo 3 mm y una tendencia a variar de 0,70 mm (Tukey) (Gráfico 1).

Del análisis estadístico se aprecia que existen diferencias significativas entre los cultivares $P < 0,05$, asimismo, se encontró correlación moderada entre el cultivar y

Gráfico 1. Prueba de Tukey en Tratamientos con inoculación por cultivar según tamaño de nódulos (mm)

el tamaño de nódulos (0,43). Del gráfico 1, se aprecia que en el $c1 > c2, c3, c4, c5$ significativamente $P < 0,05$.

En el gráfico de cajas estadística descriptiva se observa que el tamaño de los nódulos comprendidas entre el 25% y el 75% de la población de los cultivares, es decir el 50% de los cultivares presentan el tamaño de los nódulos entre 3 y 4 mm de diámetro y un 25 % con tamaños menores de 3 mm y otro 25% con tamaños mayores de 4 mm, y los tamaños máximo y mínimo que presentan los cultivares son 5 y 2 mm de diámetro respectivamente.

2.1.4. Peso seco de los nódulos (g)

La prueba estadística se realiza comparando los bloques, sin distinción del cultivar, para determinar si ha influenciado la disposición del bloque en el Peso seco de los nódulos.

En el análisis de varianzas, se encontró que no existen diferencias significativas entre los bloques, porque el p-valor es, 903. y al efectuar las comparaciones múltiples de

medias por el método de Tukey se encontró que no hubo diferencias estadísticas entre los bloques donde se encuentran los tratamientos que corresponden a las plantas (cultivares: 1, 2, 3, 4, 5) que fueron inoculadas con *Rhizobium* para determinar el peso seco de los nódulos. En el primer bloque, los cultivares presentan mayor peso seco de los nódulos la media de 0,886 g, para el tercer bloque la media de 0,879 g y para el segundo bloque es menor con media de 0,851 g. No observándose diferencia significativa entre ellos.

En la estadística descriptiva del peso seco de los nódulos, para el tratamiento Con Inoculación, encontramos que la media del Cultivar 1 presentó mejor performance que el resto de cultivares, con una media de 1,189 g y una tendencia a variar de, 0,298 g; le sigue el cultivar 3 con una media de 0,992 g y una variación 0,0338 g; luego el cultivar 5 con una media de 0,814 g y una variación de 0,0313; el cultivar 4 con una media de 0,740 g y una variación de 0,0229 y por último el cultivar 2 con una media de 0,623 g

con una variación de 0,2095 g. Mediante un gráfico de barras se puede evidenciar esta mejor performance del Cultivar 1, cuando lo comparamos con el resto de cultivares.

Del análisis estadístico se aprecia que existen diferencias significativas entre los cultivares $P < 0.05$, asimismo, se encontró alta correlación entre el cultivar y el peso de nódulos (0,80). De la prueba de Tukey se aprecia que en el $c_1 > c_2, c_3, c_4, c_5$ significativamente $P < 0,05$.

En el gráfico de cajas (estadística descriptiva) se puede observar que entre el 25% y el 50% de la población de los cultivares Inoculados con *Rhizobium* presentaron pesos seco de los nódulos que oscilan entre 0,73 y 0,79 g; entre el 25% y el 75% es decir el 50% de los cultivares oscilan entre 0,73 - 0,99 g; un 25 % con pesos bajos mayores de 0,62 y menores de 0,7 g y el otro 25% de los cultivares con los pesos más altos mayores de 1,0 y menores de 1,23 g, considerando el peso de los nódulos un mínimo 0,62 y el máximo de 1,23 g. Además, los pesos secos comprendidos entre el 25% y el 50% de la población están más concentrados que entre el 50% y el 75%; es decir, la diferencia de los valores de los pesos secos menores es más baja que entre los pesos secos mayores de los nódulos.

2.2. Parámetros de Rendimiento

2.2.1. Número de vainas por planta

La prueba se realiza comparando los tratamientos, para cada uno de los cultivares, para ver si existen diferencias entre los tratamientos; sin inoculación, con inoculación y con fertilizante, con respecto al Número de vainas por planta.

En el análisis de varianzas, encontramos que sí existen diferencias significativas entre los tratamientos, porque el p-valor es, 000.

Se recurre a la prueba de Tukey que nos

dice que el tratamiento sin inoculación es diferente a los tratamientos con inoculación y con fertilizante. Los tratamientos con inoculación y con fertilizante, no presentan diferencias significativas entre sí. Para los 5 cultivares estudiados se encontró este mismo resultado.

Del análisis estadístico, se aprecia que existen diferencias significativas entre los cultivares $P < 0.05$, asimismo, se encontró alta correlación entre el cultivar y el número de vainas por planta (0,89). De la prueba de Tukey se aprecia que en el $c_1 > c_2, c_3, c_4, c_5$ significativamente $P < 0.05$.

Para los subconjuntos homogéneos el número de vainas por planta o cultivar, para el tratamiento Con Inoculación, encontramos que la media del Cultivar 1 presentó mejor performance que el resto de cultivares, con una media de 46,33 vainas; le continúan con menores números el cultivar 3 con una media de 44,67; seguidamente cultivar 5 con una media de 43,33; el cultivar 4 con una media de 38,56 y por último, el cultivar 2 con una media de 35,33 vainas por planta (Gráfico 2).

Del gráfico de cajas (estadística descriptiva) se observa que el tratamiento con inoculación presenta mayores números de vainas por cultivar con respecto a los otros tratamientos: sin inoculación y con fertilizante; visualizando para el tratamiento con inoculación que entre el 25% y el 50% de estos cultivares oscila la cantidad de vainas entre 38 y 43 vainas, entre el 25% y el 75%, es decir el 50% de la población de los cultivares oscilan entre 38 y 45 vainas por cultivar, con un mínimo de 32 y un máximo de 50 vainas por cultivar, encontrándose más disperso el número de vainas entre el 25 y el 50% que entre el 50 y 75% de los cultivares inoculados; disminuyendo dichas cantidades para el tratamiento con

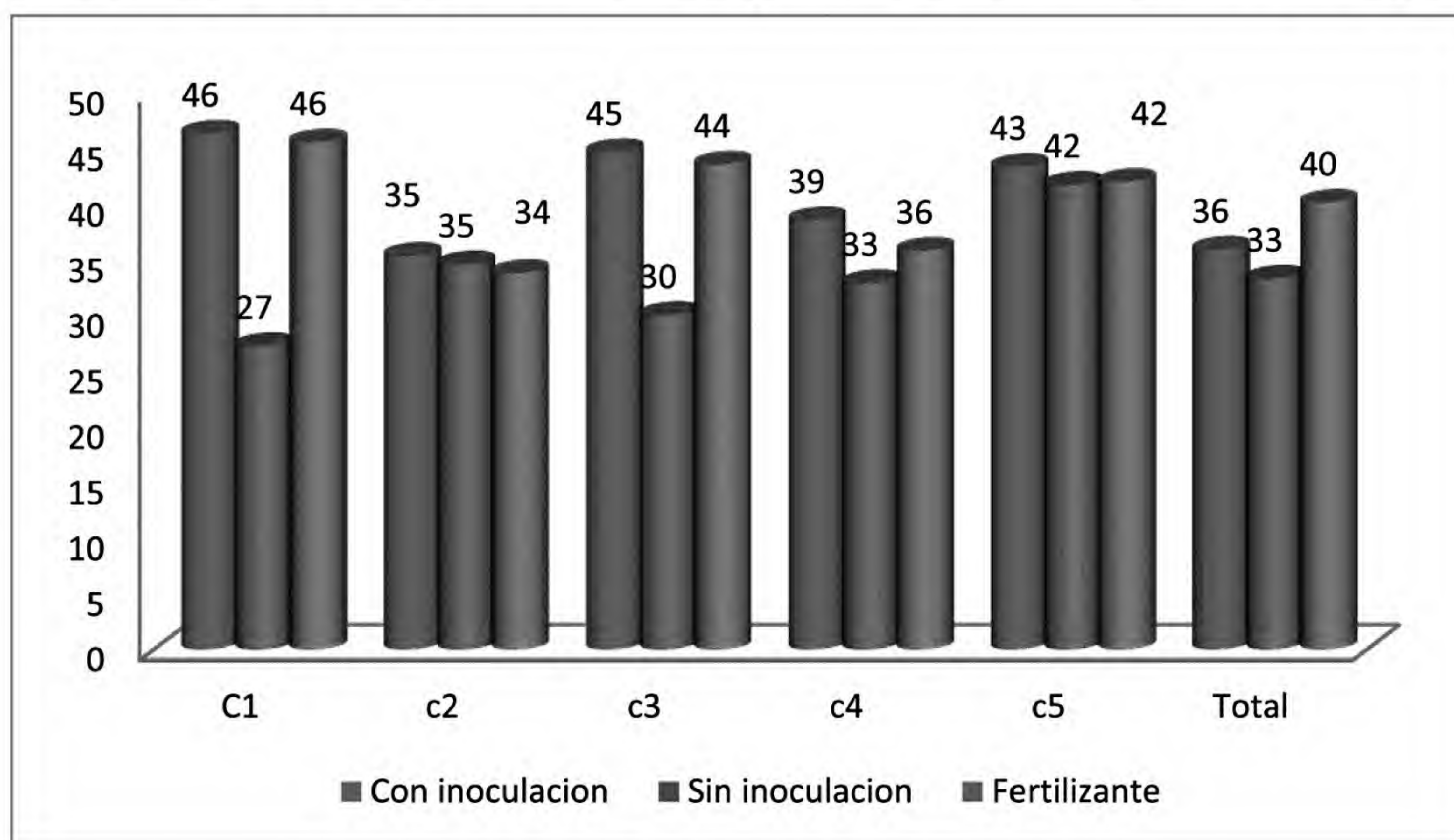
fertilizante donde entre el 25% y el 75% de estos cultivares oscilan entre 36 y 44 vainas por cultivar, y con menores números de vainas para el tratamiento sin inoculación donde entre el 25% y el 75% de los cultivares oscilan entre 29 y 35 vainas por cultivar con

un mínimo de 25 y un máximo de 38 vainas por cultivar .

2.2.2. Número de semillas por vaina

La prueba se realiza comparando los Tratamientos, para cada uno de los

Gráfico 2. Prueba de Tukey entre Tratamientos según cultivar en número de vainas por planta



cultivares, para ver si existen diferencias entre los Tratamientos; sin inoculación, con inoculación y con fertilizante, con respecto al Número de semillas por vaina.

En el análisis de varianzas, encontramos que sí existen diferencias significativas entre los tratamientos, porque el p-valor es, 000.

Se recurre a la prueba de Tukey que nos dice, que el tratamiento sin inoculación es diferente a los tratamientos con inoculación y con fertilizante. Los tratamientos con inoculación y con fertilizante, no presentaron diferencias significativas entre sí, a excepción del cultivar 2 donde el tratamiento sin inocular difirió del inoculado, pero, no del fertilizado con urea, presentó el inoculado la media de 4,67 semillas por vaina; para el tratamiento con fertilizante urea la media de 4,44 semillas por vaina y menor cantidad de semillas para el tratamiento sin inocular con 3,67 semillas por vaina.

Del análisis estadístico modelo lineal univariado se aprecia que existen diferencias significativas entre los cultivares $P < 0.05$, asimismo, se encontró alta correlación entre el cultivar y el número de semillas por vaina (0,61). De la prueba de Tukey se aprecia que en el $c1 > c2, c3, c4, c5$ significativamente $P < 0.05$.

Para los subconjuntos homogéneos el número de semillas por vainas, para el tratamiento Con Inoculación, encontramos que la media del Cultivar 1 presentó mejor performance que el resto de cultivares, con una media de 6,89 semillas por vainas; le continúan con menores números el cultivar 3 con una media de 5,54; seguidamente cultivar 5 con una media de 5,22; el cultivar 4 con una media de 4,89 y por último, el cultivar 2 con una media de 4,67 semillas por vainas (Tukey).

Del gráfico de cajas (estadística descriptiva) se observa la diferencia del

número de semillas por vainas entre los tratamientos: sin inoculación, con inoculación y con fertilizante; visualizando que entre el 25% y el 75% de los cultivares con inoculación y fertilizante presentaron entre 5 y 6 semillas por vaina, con un mínimo de 4 y un máximo de 7, es decir el 50% de las vainas para el tratamiento con inoculación presentó mayor número con 5 a 6 semillas a diferencia del tratamiento "sin inocular" al cual se encontró menor número, donde el 50% de sus cultivares oscilaron entre 4 y 5 semillas, con un máximo de 6 semillas y un mínimo de 4 semillas por vaina; con valores atípicos de 8 semillas por vaina para ambos tratamientos con inoculación y fertilizado.

2.2.3. Peso seco de 100 semillas (g)

En el análisis de varianzas, encontramos que sí existen diferencias significativas entre los tratamientos, porque el p-valor es, 000.

Se recurre a la prueba de Tukey que nos dice que el tratamiento sin inoculación es diferente a los tratamientos con inoculación y con fertilizante. Los tratamientos con inoculación y con fertilizante, no presentan diferencias significativas entre sí.

Al comparar los tratamientos, para cada uno de los cultivares, para ver si existen diferencias entre los tratamientos; sin inoculación, con inoculación y con fertilizante urea, con respecto al Peso seco de 100 semillas (g); se encontró que si existe diferencias significativas entre ellos $P < 0.05$ ((Tukey).

Del análisis estadístico modelo lineal univariado se aprecia que existen diferencias significativas entre los cultivares $P < 0.05$ asimismo, se encontró alta correlación entre el cultivar y el peso seco de 100 semillas (0,99). De la prueba de Tukey se aprecia que en el $c1 > c2$, $c3$, $c4$, $c5$ significativamente $P < 0.05$.

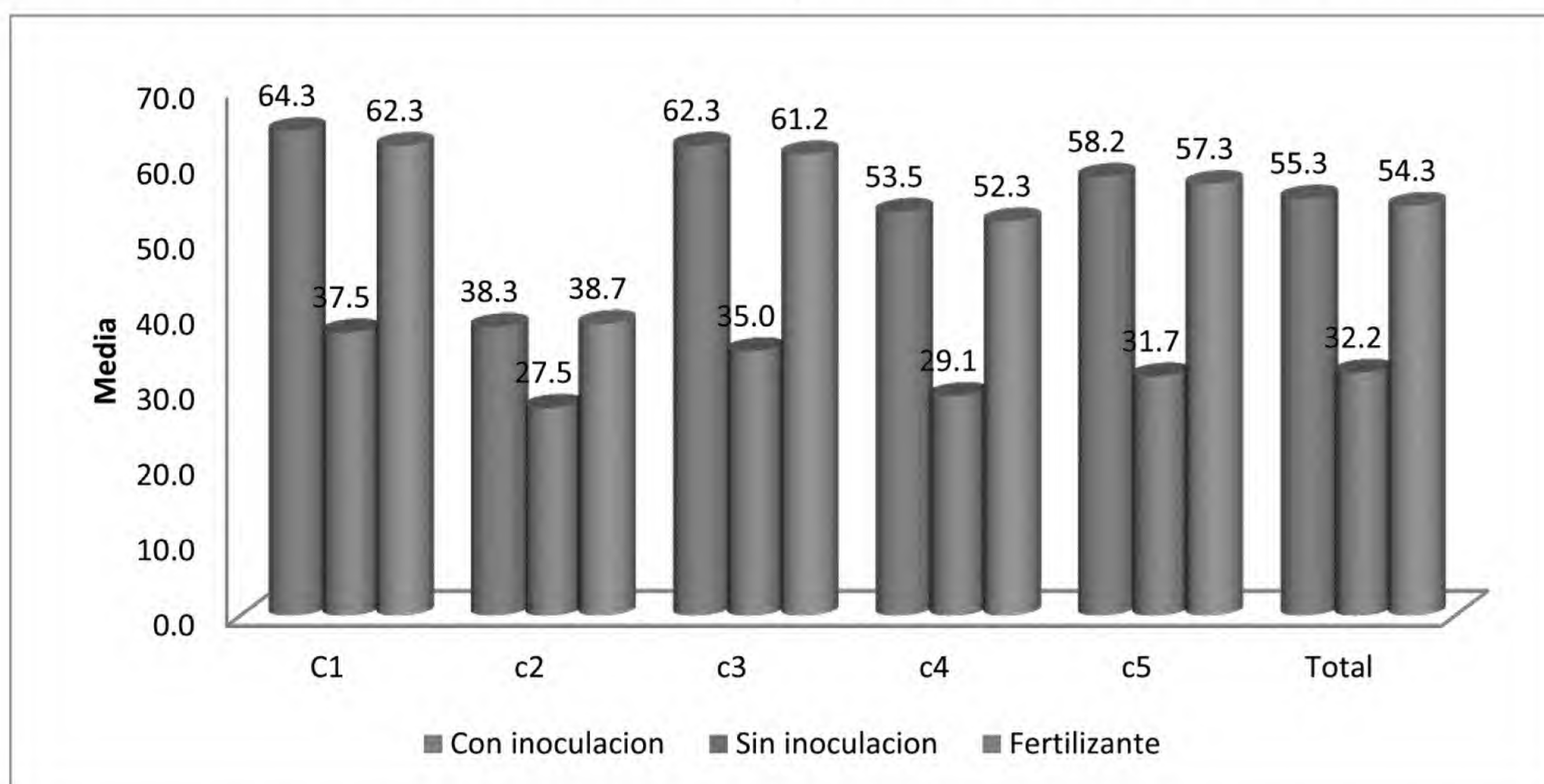
Para los subconjuntos homogéneos el peso seco de 100 semillas, para el tratamiento Con Inoculación, se encontró que la media del Cultivar 1 presentó mejor performance que el resto de cultivares, con una media de 64,307 g; le continúan con menores pesos el cultivar 3 con una media de 62,341 g; seguidamente cultivar 5 con una media de 58,211 g; el cultivar 4 con una media de 53,533 g y por último el cultivar 2 la excepción con fertilizante con una media de 38,672 g (Tukey) (Gráfico 3).

Del gráfico de caja (estadística descriptiva) se puede evidenciar esta mejor performance del tratamiento con inoculación, cuando lo comparamos con los tratamientos con fertilizante y sin inoculación, así observamos que entre 25% y el 50% de los cultivares procedentes del tratamiento con inoculación sus pesos secos de 100 semillas fluctúa entre 53 y 58 g; entre el 25% y el 75%, es decir, el 50% de los cultivares inoculados sus pesos de 100 semillas oscilan entre 53 y 63 g, con un mínimo de 37 y un máximo de 67 g; con valores atípicos de 32 y 28 g; seguidamente entre el 25 % y el 75% de los cultivares con fertilizante sus pesos oscilan entre 52 y 61 g y para los tratamientos sin inoculación entre el 25% y el 75% de los cultivares sus pesos oscilan entre 29 y 39 g con un mínimo de 25 y un máximo de 39 g .

2.2.4. Rendimiento del grano (Kg/ha)

Al comparar los tratamientos con

Gráfico 3. Prueba de Tukey entre Tratamientos según cultivar en peso seco de 100 semillas (g)



inoculación, sin inoculación y fertilizado con urea se encontró diferencias estadísticas significativas entre ellos, indicando diferentes comportamientos de los

Tabla 3. Rendimiento del cultivar 1

Cultivar = 1:

Descriptivos ^a								
RENDIMIENTO (Kg/Ht)								
	N	Media	Desviación típica	Error típico	Intervalo de confianza para la media al 95%		Mínimo	Máximo
					Límite inferior	Límite superior		
Con Inoculación	9	51,481,114	67,240,834	22,413,611	46,312,526	56,649,702	4249,80	6510,00
Sin Inoculación	9	18,745,603	23,817,025	7,939,008	16,914,864	20,576,341	1570,80	2180,82
Con Fertilizante	9	48,076,914	48,511,593	16,170,531	44,347,983	51,805,845	4110,08	5588,88
Total	27	39,434,544	157,210,548	30,255,184	33,215,501	45,653,586	1570,80	6510,00

a. Cultivar = 1

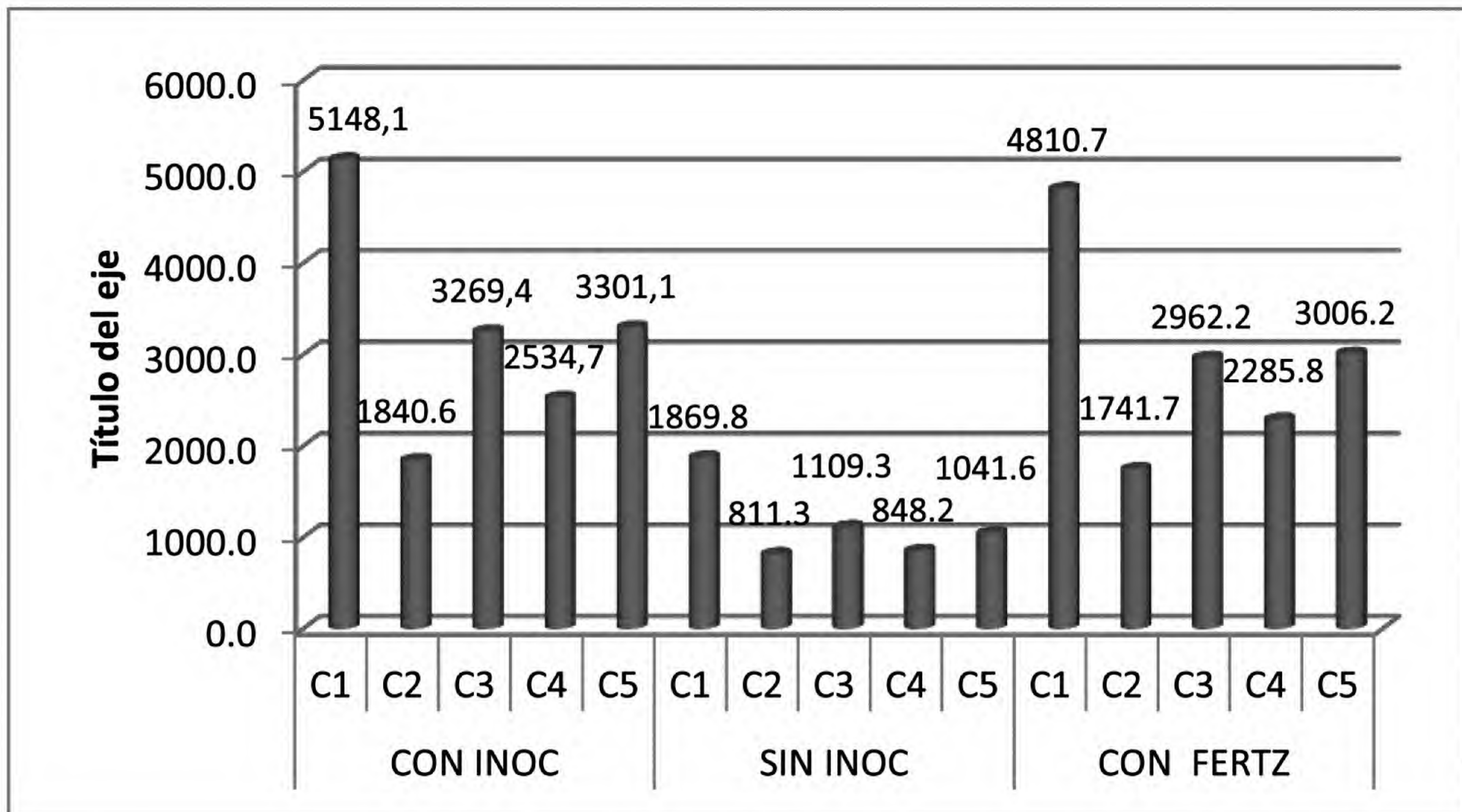
Con Inoculación, encontramos que la media del Cultivar 1 presentó mejor performance que el resto de cultivares, con una media de 5,148 kg/ht, una tendencia a variar de

cultivares en estudio.

En la estadística descriptiva del rendimiento en grano, para el tratamiento

672,40 kg/ht y un intervalo fluctuante de rendimiento entre 4631,25 y 5664,97 kg/ht; con menor rendimiento el cultivar 2 con 1841,34 kg/ht con variación de 278,79 kg/

Gráfico 4. Prueba de Tukey entre Tratamientos según cultivar en rendimiento de grano (kg/ha)



ht; para el cultivar 3 con 3269,45 kg/ht con variación de 682,25; cultivar 4 con 2534,60 kg/ht, variación de 491,30 y el cultivar 5 con media de 3301,15 kg/ht, con tendencia a variar de 591,25 kg/ht. Mediante un gráfico de barras se puede evidenciar este mejor performance del Cultivar 1, cuando lo comparamos con el resto de cultivares. (Gráfico 4).

Se encontró que el tratamiento con inoculante *Rizobium* para el cultivar 1 proporcionó un buen rendimiento en grano de la “ñuña”, con 95% de probabilidades de encontrar un rendimiento entre 4631,25 y 5664,97 kg/ht, con mínimo y un máximo de 4249,80 y 6510,00 kg/ht respectivamente, sobrepasando los valores de rendimiento del tratamiento sin inocular 1874,56 kg/ht y fertilizar con urea 4807,69 kg/ht (Tabla 3).

Discusión

Fijación de Nodulación y Nitrógeno:

En las plantas de *P. vulgaris* L. inoculadas con *Rhizobium* se observó la presencia de nódulos los cuales presentaban una

coloración rosada, indicador de la presencia de leg hemoglobina en su interior (Dixon & Wheeler, 1993). Las plantas sin inocular ni fertilizar en lo que respecta a la coloración foliar mostraron un tono verde pálido y algún signo de clorosis, entendiéndose esta manifestación como consecuencia a la deficiencia de nitrógeno (Larcher, 1995). En cuanto a la coloración cualitativamente no se observó diferencia significativa entre aquellas inoculadas con *Rhizobium* y las fertilizadas con urea, interpretándose esta atractiva coloración verde intenso a que ambos tratamientos se les suministró nitrógeno para ser metabolizado por la planta, en el primer caso por fijación simbiótica en los nódulos bacterianos (Bruno, 1990; Larches, 1995), mientras el segundo por absorción de nitrato (urea) a través de las raicillas; resultados similares a los obtenidos follaje verde oscuro con “frijol bayo” en la zona de la Libertad Perú (Lezama, 2000).

Número de días a la aparición de los nódulos

Al contabilizar los días para la aparición de los nódulos como era de esperarse en los tratamientos donde las plantas fueron inoculadas con *Rhizobium* puesto que la nodulación se debe a la acción de esta bacteria (Dixon & Wheeler, 1993). El que presentó mejor performance fue el cultivar N° 3 que el resto de cultivares con menor número 74,77 días desde la siembra; seguido del N° 1 con 75,11 y para el 50% de la población de los cultivares osciló entre 75 a 80 días a la aparición de los nódulos. Se encontró con respecto a la distribución de los tratamientos y cultivares en parcelas que se ubicaron dentro de los bloques no existió diferencias significativas entre bloques lo que se traduce que la disposición de los bloques no influenciaron en el estudio.

Número de nódulos

Al contabilizar los nódulos en las raicillas como resultado de la colonización de los *Rhizobios* mostraron el número de nódulos para el 50% de la población de los cultivares dentro de un rango entre 39-65 nódulos; asimismo, se observa un mínimo de 30 y un máximo de 73 nódulos para dicho tratamiento. Los presentes resultados difirieron de los encontrados en trabajos similares (Crisanto, 1995), donde obtuvo menores valores (12) para el cultivar “canario” de *P. vulgaris* L.; Lezama (2000) obtuvo un promedio de 18 nódulos, utilizó cultivar “bayo promesa” estas diferencias en promedio se debe a que se trabajó con líneas de cultivo diferentes, mientras que en el presente se trabajó con cultivar “Ñuña” y para lograr una simbiosis óptima es indispensable que la planta y la bacteria logren compatibilidad de atracción, codificadas por genes específicos como lo establece el éxito de la simbiosis (De Brujin, 1994). Hay una relación entre la infectividad (cantidad de nódulos/planta) y la efectividad peso seco de la planta

(Benedetti, 1999).

Tamaño de nódulos

Al evaluar el tamaño de los nódulos no se encontró diferencias significativas entre bloques y cultivar observándose que el 50% de los cultivares presentaron el tamaño de los nódulos entre 3 y 4 mm de diámetro. Asimismo, se pudo evidenciar que ésta mejor performance es para el cultivar N° 1 con un promedio de 4,5 mm de diámetro esto demostraría la existencia de una mayor compatibilidad e interacción entre genes comprometidos en la simbiosis (FBN). Los valores hallados se encontraron superior del rango de trabajos similares, en las cuales se observa valores entre 0,5 - 2,0 mm para el cultivar “canario” (Crisanto, 1995); y para Lezama, (2000) un promedio de 1,76 mm cultivar “bayo promesa”.

Peso seco de los nódulos

De la misma manera, se observó que no hay diferencias significativas entre bloques, visualizando que el 50% de los cultivares inoculadas sus pesos secos de los nódulos oscilaron entre 0,73 y 0,99 g considerando un peso mínimo de 0,67 y máximo de 1,23 g, se evidenció esta mejor performance del cultivar N° 1 cuando lo comparamos con el resto de cultivares con un promedio de 1,18 g lo que consideramos un buen nivel de peso seco, como respuesta a una buena fijación de nitrógeno atmosférico y peso, pero existen cepas que tiene una alta capacidad para formar MSN, pero dificultad para fijar nitrógeno o transferir el nitrógeno fijado (Dobereiner, 1998), mostrando que valores de MSN no son concluyentes cuando se selecciona genotipos y cepas con alta capacidad para fijar nitrógeno (Gómez *et al.*, 1997).

Factores de Rendimiento

Número de vainas por planta

Al análisis, el tratamiento sin inoculación mostró diferencias significativas entre los tratamientos con inoculación y fertilizado con urea, a excepción del cultivar 4 donde todos los tratamientos difirieron significativamente entre sí, en este cultivar se visualizó con mayor número de vainas para el tratamiento con inoculación con una media de 38,56 vainas por planta y disminuyendo la cantidad de vainas para el tratamiento con fertilizante urea con una media de 35,78 vainas y con el menor número para el tratamiento sin inocular con una media de 30,00 vainas por planta; indicando que existe una mayor compatibilidad con el *Rhizobium* dada su respuesta frente a la fijación biológica, sobrepasando en cantidad de vainas al fertilizado con urea.

Como se visualizó, el tratamiento con mayor producción de vainas es el inoculado y con una mejor performance para el cultivar 1 que el resto de cultivares con media de 46,33 vainas, expresando una mayor compatibilidad y producción a través de la fijación simbiótica; disminuyendo dichas cantidades para el tratamiento con fertilizante donde las cantidades oscilan entre 36 y 44 vainas, y con menores números de vainas para el tratamiento sin inoculación oscilando entre 29 y 35 vainas por planta.

Lagos (2011), “ñuñas” el número de vainas por planta que obtuvo, varió de 63,1 a 33,7 vainas, los cuales corresponden a los cultivares CFA-017 y CFA-006, respectivamente, con un promedio de 48,4 vainas por planta. Dichos valores son superiores a los encontrados en este trabajo, dado que los cultivares tuvieron que lidiar frente a la acción devastadora de las plagas, las mismas que diezmaron la producción. Rojas (2010), reportó que el número de vainas por planta en “frijol ñuña” obtenidos en su trabajo, varió de 24,8 a 64,6 vainas, que

son similares a los obtenidos en el presente estudio; mientras que Enciso (2005), “frijol reventón” (arbustivo) encontró de 10,54 a 21,67 vainas por planta, que son inferiores a los obtenidos en el presente trabajo.

Número de semillas por vaina

Los resultados señalan que el tratamiento sin inoculación presentó diferencias estadística entre los tratamientos: con inoculación y el fertilizado con urea y que ambos tratamientos no difirieron entre sí, a excepción del cultivar 3 donde el tratamiento sin inocular difirió del inoculado, pero no del fertilizado con urea; esto nos indica que tratamiento inoculado es mejor metabolizado por este cultivar influyendo sobre el número de semillas con una media de 4,67 semillas por vaina, así tenemos para el tratamiento: con fertilizante urea la media es 4,44 semillas por vaina, y menor cantidad de semillas con media de 3,67 para el tratamiento sin inoculación.

Entre los cultivares sobresalió el cultivar N° 1 con mejor performance que el resto de cultivares, con una media de 6,89 semillas por vaina manifestando tener mayor compatibilidad y efectividad reflejada en el rendimiento de grano. Lagos (2011), “ñuñas” el número de granos por vainas obtenidos varió de 5,4 a 3,0, los mismos que corresponden al Testigo y el cultivar CFA-010, respectivamente; con un promedio general de 4,2 granos por vaina. Testigo y los cultivares CFA-027, CFA-002, CFA-005, CFA-026, CFA-014, CFA-003, CFA-013, CFA-011, CFA-017 y CFA-001 presentaron el mayor número de granos por vaina (5,4 a 3,8 granos), sin mostrar diferencias entre ellos. Los cultivares CFA-008, CFA-012, CFA-009, CFA-032, CFA-007, CFA-004, CFA-016, CFA-021, CFA-006 y CFA-010 presentaron el menor número de granos por vaina (3,7 a 3,0 granos), sin que exista

diferencia estadística entre ellos. Rojas (2010), “ñuñas” observó un rango que va desde 5,5 a 3,8 semillas por vaina que corresponden a los cultivares CFA-003 y CFA-004 respectivamente. El Testigo (selección progenis) que es arbustivo, presentó 4,0 semillas por vaina. Enciso (2005), estudió la influencia de la densidad de plantas en asociación de “maíz morado” y “frijol reventón” y obtuvo de 5,15 a 4,57 semillas por vaina en la variedad “Q’osco Poroto”.

Estos valores referidos en este trabajo son similares a los reportados por otros autores que nos preceden, a diferencia del cultivar N° 1 que sobresale con mayor valor para el número de grano por vainas.

Peso seco de cien semillas

Se encontró diferencias significativas entre los tratamientos sin inoculación y los tratamientos: con inoculación y los fertilizados con urea, pero no son diferentes entre sí el inoculado y el fertilizado. Sin embargo, para el cultivar N° 1 se encontró que existe diferencias significativas entre tratamientos, indicando que el tratamiento con inoculación con bacterias fijadoras de nitrógeno prevalece sobre los otros tratamientos por manifestar mayor compatibilidad y efectividad reflejada en la ganancia de peso de las semillas para los cuales el peso seco de cien semillas (100) oscila entre 53 y 63 g a diferencia del testigo sin inocular sus pesos oscilan entre 29 y 36 gramos.

Lagos (2011), “ñuñas” refiere el peso seco para 1000 semillas de los cultivares estudiados, varía en promedio de 489,6 a 299,4 gramos los cuales corresponden a los cultivares CFA-002 y CFA-005, respectivamente. Enciso (2005) y Rojas (2010), reportaron valores de 522,6 a 486,2 g y 416,7 a 866,7 g de peso seco de 1000 semillas

respectivamente. Los valores obtenidos en el presente trabajo se encuentran dentro de los parámetros esperados para tratamientos donde han utilizado fertilizantes químicos urea, lo que demostraría que la fijación de nitrógeno a través de la simbiosis sería, competitiva, económica y protectora de la ecología en comparación de usos de fertilizantes químicos.

Rendimiento en grano

Al comparar los tratamientos se encontró que no existe diferencias significativas entre los tratamientos con inoculación y el fertilizado con urea pudiendo determinar que el tratamiento con fertilizantes químicos urea puede ser reemplazado por la nutrición orgánica a través de la simbiosis fijación biológica de nitrógeno ya que los resultados demostraron ser similares y eficientes traduciendo estos resultados en buen rendimiento, asimismo, se determinó que el cultivar N° 1 con media para la producción en grano es 5148,11 kg ha⁻¹ y con mayor área foliar expandiendo su follaje que lo caracteriza como trepadora, sobre las espalderas, demostró tener mejor performance que el resto de cultivares trabajados; mostrando diferencia con los demás cultivares, en orden decreciente: el cultivar 3 con 3269,45 kg ha⁻¹, el cultivar 4 con 2534,600 y con menor rendimiento el cultivar 2 con 1841,34 kg ha⁻¹.

Lagos (2011), los rendimientos obtenidos para frijol “ñuña” oscilan entre 2561,8 a 850,7 kg ha⁻¹, los cuales corresponden a los cultivares CFA-017 y CFA-006, respectivamente; con un promedio general de 1706,2 kg ha⁻¹. Rojas (2010), reporta que el rendimiento de frijol “ñuña” varía de 5972,2 a 2934 kg ha⁻¹, valores superiores a los obtenidos en el presente trabajo; mientras que Enciso (2005), obtuvo rendimientos con “frijol qosqo poroto” asociado con

“maíz”, con un valor de 1620,4 kg ha⁻¹. Tenorio (1993), con “frijol reventon” obtuvo rendimientos que oscilan entre 8783 y 967 kg ha⁻¹. Lezama (2000), para la variedad “frijol bayo”, encontró un rendimiento en tratamientos inoculados con *Rizobium* cepa nativa en asociación con *Azospirillum* 3017,12 kg ha⁻¹ y con la cepa INTA F66 2889,58 kg ha⁻¹. Nuestros valores se encuentran dentro del rango esperado, solo han sido superados por Rojas (2010), pero nuestros valores máximos de rendimiento superaron a los obtenidos por Lagos (2011) indicando que estas bacterias nos proporcionan una óptima producción, con numerosas ventajas protegiendo la ecología ya que estas bacterias son parte del sistema ecológico no así el uso de fertilizantes químicos.

El mayor rendimiento del tratamiento inoculado con bacterias fijadoras de nitrógeno se ven reflejados en los parámetros de rendimiento más elevados como son: número de vainas por planta, número de semillas por vaina, peso seco de cien semillas, al que se le atribuye a una alta eficiencia fotosintética por mayor disponibilidad de nutrimentos principales para la planta (Bacanamwo & Harper, 1996) como el nitrógeno en concentraciones ideales, porque va permitir la diferenciación y estabilización de los cloroplastos (Larcher, 1995), y como componentes de las enzimas responsables de la fotosíntesis (Mohr & Schopfer, 1995). Como se sabe que la síntesis de proteínas requiere de elementos energéticos para la fabricación de almidón, requiriendo también la movilización de importantes cantidades de nitrógeno (Larcher, 1995), por tal motivo, el movimiento de estos elementos hacia las vainas empobrece los otros órganos (Bruno, 1990). Los tratamientos que no recibieron alguna fuente nitrogenada ya sea por inoculación o fertilización con urea

difieron significativamente de los que sí recibieron, al estar disminuida su tasa fotosintética, no fue capaz de producir un nivel equivalente a los otros tratamientos.

Existen una serie de mecanismos que participan en la producción de proteínas entre las que destacan la absorción activa y la traslocación de nitrógeno, procesos metabólicos que proporcionan metabolitos; síntesis de aminoácidos, transcripción y traducción, todas ellas dependientes de ciertas condiciones medio ambientales, entre las que destacan la temperatura (Larcher, 1995); por ello, en plantas sometidas a condiciones de estrés, la síntesis de la proteínas es inhibida y la degradación de proteínas se incrementa.

Agradecimientos

A la Universidad Nacional Mayor de San Marcos (UNMSM) por las facilidades y acceso otorgado para la realización de la tesis. Al Dr. Enoc Jara Peña por sus valiosos aportes en el laboratorio. Al Dr. Pedro Pablo Rosales por su apoyo en la parte estadística. Al Magister. Alejandro Camasca Vargas por su asesoría en la labor de campo. Al Ing. Juan Chaupi Cabrera y al Sr. Edmundo Pérez Olagibel por su valiosa colaboración y permitir el acceso a la colección de semillas de “ñuñas”.

Literatura citada

- Bacanamwo, M. & J. Harper.** 1996. Regulation of nitrogenase activity in *Bradyrhizobium japonicum* soybean symbiosis by plant N status as determined by shoot C: N ratio. *Munksgaard. Physiologia Plantarum.* 98 (2): 529-538.
- Ballesteros, M. & A. Lozano.** 2010. Evaluación de la fijación de nitrógeno por cepas de *Rhizobium* que nodulan frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) *Journal (Revista Colombiana de química), Volumen 23, número 2.*
- Benedetti, E.; D. Zuñiga & N. Carbajal.** 1999. “Variación patogénica de *Colletotrichum lindemuthianum* en viabilidad y efectividad de 10 inoculantes de *Rhi-*

- zobium* almacenados durante seis meses a 4 ° C. U.N.A.M. Perú.
- Bruno, J.** 1990. Leguminosas alimenticias. Edit. Fraele S. A. Lima, Perú: 68-84.
- Carrera, M.; J. M. Sánchez-Yáñez & J. J. Peña-Cabriales.** 2004. Nodulación natural en leguminosas silvestres del Estado de Nuevo León. México.
- Crisanto, W.** 1995. Aislamiento de cepas nativas de *Rhizobium phaseoli* con alta capacidad nodulativa en *Phaseolus vulgaris* “frijol”. Tesis UNT. Trujillo: 43.
- De Brujin, F.** 1994. Regulation of plant genes specifically induced in developing and mature nodules on leguminous plant. Aplicaciones de la biología molecular al estudio de las interacciones entre las plantas y microorganismos (IBBM ed). La Plata Argentina: 10-15.
- Dixon, R. & C. Wheeler.** 1986. Nitrogen fixation in plants. New York, USA. 157 pp.
- Dobereiner, J.** 1993. Nitrogen fixation in grass-bacteria associations. A Summarize dreview of Recent Progress. Conferencia Brasileira de pesquisas agropecuarias. Rio de Janeiro, Brasil: 1-6.
- Enciso, P.** 2005. “Influencia de la Densidad de Plantas en Asociación de “Maíz Morado” y “Frijol Reventón” (*Phaseolus Vulgaris*).” Canaán a 2750 msnm. Ayacucho. Tesis Ingeniero Agrónomo UNSCH Ayacucho –Perú.
- FAO.** 1995. Manual técnico de la fijación del nitrógeno. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. Roma. pp: 10-35.
- Gamarra, M.; J. Puma; J.; Arana & A. Vidal.** 1997. “Qosqo Poroto” INIA, primera variedad de” frijol reventón”, poroto “Ñuña o numia” para los valles interandinos de la Sierra. Boletín divulgativo 1-97. Instituto Nacional de Investigación Agraria, Proyecto regional de frijol para la zona Andina (INIA-PROFIZA). 17 p. 20L.
- Gómez, J.** 1979. Fijación Biológica de Nitrógeno Atmosférico en Alfalfa. “Separata del Boletín de Lima” N°1, julio, 1979.
- Gómez, A.; G. Hernández; T. Sánchez; V. Toscano & M. Sánchez.** 1997. Interacción genotipo de “frijol común” - cepa de *Rhizobium* Estación Experimental “La Renée”. Ap.6. La Habana, Cuba. Presentado en la XLIII Reunión Anual del PCCMCA, Panamá.
- Instituto Nacional de Innovación Agraria. INIA-** 2009-Estación Experimental Agraria Baños del Inca -Cajamarca HOJA DIVULGATIVA N° 6 -2009.
- La “ñuña” en Cajamarca.
- Lagos, F.** 2011. Selección y Caracterización de 21 cultivares de frijol “ñuña” (*Phaseolus vulgaris* L.) Canaán a 2735 msnm, Ayacucho. Tesis para obtener título profesional de Ingeniero Agrónomo Ayacucho – PERÚ Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, facultad de Ciencias Agrarias.
- Larcher, W.** 1995. Physiological Plant Ecology. 3° .Ed. Springer .Germany: 506 pp.
- Lezama, P. B.** 2000. Fijación biológica de nitrógeno en *Phaseolus vulgaris* L. cultivar bayo promesa “frijol bayo” por *Rhizobium leguminosarum biovar phaseoli* y *Azospirillum brasilense* Lima UNMSM (Tesis Magister en Botánica Tropical – Mención en Botánica Económica.
- Martinez, E.** 2001. Poblaciones de Rhizobia nativas de México. Centro de investigación sobre fijación de nitrógeno, UNAM, Ap. postal 565-A Cuernavaca México. Acta zool. (ns). Número especial 1: 29-38.
- Mohr, H. & P. Schopfer.** 1995. Plant Physiology. Edit. Springer. Germani: 6299 pp.
- Peña-Cabriales, J.; V. Olalde; C. L. Montoya.** 1989. Manual práctico de fijación biológica de nitrógeno. Curso precongreso. 2° Congreso de La Fijación Biológica de Nitrógeno. Guadalajara, México, Peoples. M. B.; Faizah, A. W.; Rerkansen, B; Herridge, D. F. 1989.
- Rojas, G.** 2010. Caracterización y evaluación de 10 cultivares de frijol “ñuña” (*Phaseolus vulgaris* L.), en Canaán-INIA a 2720 msnm, Ayacucho. Tesis para obtener el título profesional de ingeniero Agrónomo Ayacucho – Perú 2010 Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, facultad de Ciencias Agrarias.
- Tenorio, V.** 1993. Evaluación fenológica y fitopatológica de 100 cultivares de frijol (*Phaseolus vulgaris*). Canaán. 2750 msnm. Ayacucho. UNSCH.
- Ulloa, A.; P. Rosas; J. Ramírez & B. Ulloa.** 2011. El “frijol” (*Phaseolus vulgaris*): su importancia nutricional y como fuente de fitoquímicos Nayarit. Centro de Tecnología de Alimentos, Universidad Autónoma de Nayarit. Revista Fuente Año 3 No. 8 Julio - Septiembre 2011 ISSN 2007 – 0713.
- Urzua, H.; J. Rodríguez & H. Silva.** 1992. Nutrición nitrogenada en frijol (*Phaseolus vulgaris*) en la zona centro sur de Chile: P. U. C. Chile. Res. XVI RELAR: 5.

ANEXO



Fig. 1. Nodulación del frijol “ñuña”



Fig. 2. Raíces de frijol “ñuña” sin nódulos



Fig. 3. Raíces de frijol “ñuña” con nódulos

Cuadros & Gómez: frijoles “ñaña” con alto rendimiento de grano.

Tres frutas silvestres de *Passiflora* L.
(Passifloraceae) del norte de Perú

Three wild fruits of *Passiflora* L. (Passifloraceae) from
Northern Peru



Resumen

En este trabajo se indaga sobre el conocimiento popular y el uso de tres frutas silvestres de *Passiflora* L. (Passifloraceae) del norte de Perú, utilizadas en la alimentación humana. Se registraron las especies de frutas, el lugar, época de recolección y formas de uso de cada una. Se entrevistaron a 20 informantes los que mencionaron tres nombres populares. Las especies que se reportan son: *P. foetida* L. "granadilla de culebra" que habita en regiones bajas de la costa y el oriente; *P. peduncularis* Cav. "poro poro", "puro puro" crece en áreas altas de los andes alrededor de los 3000 m de elevación y *P. salpoense* S. Leiva & Tantalean "puro puro", "poro poro" endémica del distrito Salpo entre los 3450-3490 m de elevación. Adicionalmente a las descripciones, se presentan las ilustraciones y fotografías correspondientes, se discuten sus relaciones con otra especie afín e incluyen datos sobre etnobotánica, distribución geográfica y ecología, fenología, estado actual y usos de la especie.

Palabras clave: Frutas silvestres, *Passiflora*, Passifloraceae, Norte de Perú.

Abstract

In this paper we report the common knowledge and use for human feeding of three wild fruits of *Passiflora* L. (Passifloraceae) from Northern Peru. We registered the fruit species, location, harvest period and uses of each one. We interviewed 20 informants who mentioned three common names. The reported species are: *P. foetida* L. "snake's granadilla" which inhabits lowlands in the coast and jungle regions; *P. peduncularis* Cav. "poro poro", "puro puro" grows in the highlands of the Andes at around 3000 m of elevation and *P. salpoense* S. Leiva & Tantalean "puro puro", "poro poro" which is endemic of Salpo District between 3450-3490 m of elevation. In addition to the descriptions, we present the respective illustrations and photographs, we discuss their relations with allied species and we include data about ethnobotany, geographic range, ecology, phenology, current status and uses of the species.

Keywords: Wild fruits, *Passiflora*, Passifloraceae, from Northern Peru.

Introducción

La recolección de plantas silvestres alimenticias es una costumbre ancestral en el hombre, por lo que está muy arraigada culturalmente, ya que todavía contribuye a la subsistencia de muchas comunidades aborígenes de nuestro país (Meyer, 1938; Martínez-Crovetto, 1964; Arenas, 1982). Asimismo, la recolección de plantas silvestres puede estar influenciada por el aspecto socio-cultural propio de cada comunidad. Sin embargo, diversos factores han producido el abandono del uso tradicional de estas plantas (Martínez-Crovetto, 1964).

La dependencia del hombre de los productos vegetales para su alimentación, vestido, vivienda y salud, se ha acentuado

desde las primeras civilizaciones. Esta relación no es estática; por una parte el hombre continúa domesticando nuevas plantas (León, 1968), y por otra sigue encontrando o descubriendo nuevas especies se suma importancia para satisfacer sus necesidades alimenticias básicas (Leiva *et al.*, 2008; 2013; 2016; Mione, *et al.*, 2000; 2007; Leiva & Tantalean, 2015).

El ser humano ingiere como alimento, diversos tipos de compuestos, desde secreciones mamarias (leche) hasta cristales minerales (sal común) pasando por frutos, flores, semillas, tallos, hojas, raíces, algas, hongos, productos animales y sus derivados, como huevos y carnes. Todos estos productos más o menos procesados, dan lugar a los miles de alimentos diferentes

que se expenden en el mercado (Pamplona, 2004).

La especie humana posee una gran capacidad de adaptación fisiológica a diversos tipos de alimentos. A pesar de ello, la ciencia de la nutrición nos muestra que existen ciertos alimentos que son prácticamente imprescindibles en una dieta, tal como las frutas, verduras y hortalizas frescas, porque son los más saludables e idóneos, puesto que su escasa ingesta pueden desencadenar algunas enfermedades, incluso crónicas. Se ha comprobado, especialmente en las frutas que, además de nutrientes, como cualquier otro alimento, presentan también dos tipos de compuestos que no están presentes en los alimentos de origen animal: a) antioxidantes, como la vitamina E y C, así como B caroteno o provitaminas, flavonoides, ácido fólico y algunos oligoelementos o elementos traza, ayudando con ello por ejemplo a evitar la arteriosclerosis y la tendencia a la trombosis, b) diversas sustancias fitoquímicas de acción curativa; de tal manera que ambos actúan como verdaderos fármacos naturales (Pamplona, 2004).

La especie humana posee una gran capacidad de adaptación fisiológica a diversos tipos de alimentos. A pesar de ello, la ciencia de la nutrición nos muestra que existen ciertos alimentos que son prácticamente imprescindibles en una dieta, tal como las frutas, verduras y hortalizas frescas, porque son los más saludables e idóneos, puesto que su escasa ingesta pueden desencadenar algunas enfermedades, incluso crónicas. Se ha comprobado, especialmente en las frutas que, además de nutrientes, como cualquier otro alimento, presentan también dos tipos de compuestos que no están presentes en los alimentos de origen animal: a) antioxidantes, como la vitamina E y C, así como B caroteno o

provitaminas, flavonoides, ácido fólico y algunos oligoelementos o elementos traza, ayudando con ello por ejemplo a evitar la arteriosclerosis y la tendencia a la trombosis, b) diversas sustancias fitoquímicas de acción curativa; de tal manera que ambos actúan como verdaderos fármacos naturales (Pamplona, 2004).

La familia Passifloraceae Juss. ex Roussel nom. cons. en Fl. Calvados (ed. 2):334, 1806, incluye a las familias Malesherbiaceae y Turneraceae (APG III, 2015). Es una familia de importancia, porque incluye especies cultivadas que se consumen especialmente como jugos o frutas frescas, a saber: *Passiflora edulis* Sims "maracuyá", *P. ligularis* Juss. "granadilla", *P. quadrangularis* L. "tumbo", *P. tripartita* (Juss.) Poir. "poro poro"; asimismo, como frutas silvestres mencionamos: *P. peduncularis* Cav. "puro puro", *P. foetida* L. "granadilla de culebra", *P. manicata* (Juss.) Pers. "puro puro", *P. mathewsii* (Mast.) Killip "puro puro", entre otras Ulmer & MacDougal, 2004; Leiva *et al.*, 2013.

Con los avances en los estudios moleculares, y siguiendo el sistema del APG III (2015), la familia Passifloraceae consta de tres Subfamilias:

1. Malesherbioideae Burnett, consta de un género con 24 especies, que habita en Sud América, especialmente Perú-Chile.

2. Turneroideae Eaton, consta de 12 géneros y 227 especies, propias de las regiones tropicales y cálidas de América y África.

3. Passifloroideae Burnett, es la más numerosa y, tiene 16 géneros con 705 especies, que habitan en las regiones tropicales y cálidas, especialmente de África y América. Esta, tiene dos tribus:

- Paropsieae de Candolle, entre

algunos caracteres morfológicos que los distiguen: son árboles o arbustos, hojas reducidas, láminas con glándulas especialmente sobre los márgenes y ápice, sin estípulas, inflorescencias racemosas, sin androginóforo, estambres numerosos, drupas indehiscentes. Consta de 6 géneros con ca. 22 especies, propias de las regiones tropicales, especialmente del oeste de África.

- Passifloreae de Candolle, entre algunos caracteres morfológicos que los diferencia, se indica: lianas trepadoras, con ayuda de zarcillos, hojas compuestas, láminas con márgenes enteros o serrulados, glándulas comúnmente sobre el peciolo o sobre la superficie de la lámina, inflorescencias cimosas, flores actinomorfas a veces zigomorfas, corona con 1-2-varios ciclos de filamentos membranáceos, hipanto, estigma dividido, bayas o cápsulas. Consta de 10 géneros con unas 715 especies, propias de las regiones tropicales, especialmente de África y América.

Passifloraceae tiene 27 géneros y 976 especies, con distribución pantropical y subtropical, con unas pocas especies en las regiones templadas. Tiene aproximadamente unas 660 especies en unos 23 géneros, con su mayor diversidad en América (APG, III, 2015). En el Perú, habitan 6 géneros con 112 especies, de estas 42 son endémicas (Brako & Zarucchi, 1993; Ulloa *et al.*, 2004; Leiva & Tantalean, 2015).

Passiflora fue fundado por Linnaeus en Sp. Pl. 955, 1753.- Leptótipo, designado por Britton y Brown, 1913: *Passiflora incarnata* L.

En el Perú, Killip (1938) hace la primera revisión taxonómica del género *Passiflora* para la flora peruana. Escobar (1986), publica una nueva especie para el Dpto. La Libertad, Perú y dedicada a la Prov. de Huamachuco: *P. huamachuquense* L. Escobar;

Brako & Zarucchi (1993) publican el primer catálogo para la flora del Perú, en donde dan a conocer 81 especies, de estas, 27 son endémicas. El siguiente año, MacDougal (1994), publica la Revisión de *Passiflora* especialmente el Subgénero *Decaloba* y la Sección *Pseudodysosmia*, en donde menciona dos especies que habitan en el Perú, a saber: *Passiflora adenopoda* DC. Que habita a lo largo del Río Chinchao al sur de Tingo María, Dpto. Huánuco; La Merced, Dpto. Junín y a 14 km al oeste de Oxapampa, Dpto. Pasco; asimismo, la especie *Passiflora morifolia* Masters que habita en la Prov. La Convención, Dpto. Cuzco.

Ulloa *et al.*, 2004, en su trabajo: Diez años de adiciones a la flora del Perú: 1993-2004, en las páginas 157-158, dan a conocer 11 especies que se publicaron en la indicada década, de estas, 7 son endémicas, a saber: *Passiflora callacallensis* Skrabal & Weigend, endémica de la jalca Calla Calla, en la ruta Balsas-Chachapoyas, Prov. Chachapoyas, Dpto. Amazonas; *Passiflora inca* P. Jorg., endémica del lugar denominado Abra Málaga en la ruta Cuzco-Quillabamba, Prov. La Convención, Dpto. Cuzco; *Passiflora lobbii* subsp. *ayacuchoensis* Skrabal & Weigend, endémica en la ruta Tambo-Ayna en la Prov. Huanta, Dpto. Ayacucho; *Passiflora podlechii* Skrabal & Weigend, endémica entre Huanta a Huallay, Prov. Huanta, Dpto. Ayacucho; *Passiflora sanchezii* Skrabal & Weigend, endémica del Abra de Gelig, en la ruta Celendín-Balsas, Prov. Celendín, Dpto. Cajamarca; *Passiflora tesseraula* Skrabal & Weigend, endémica del Valle del Río Apisoncho, Distrito Huallaga, Prov. Mariscal Cáceres, Dpto. San Martín y *Passiflora weigendii* T. Ulmer & Schwerdtfeger, endémica de los pajonales a 12 km al sur-este entre Oxapampa-Villa Rica, Prov. Oxapampa, Dpto. Pasco. Probablemente, Ulloa *et al.*, 2004, no vieron

el trabajo publicado por Skrabal *et al.*, 2001, donde dan a conocer una nueva especie para Perú: *Passiflora sagastegui* Skrabal & Weigend, dedicada al prestigioso botánico, quien fuera el Dr. Abundio Sagástegui Alva. Ultimamente, Esquerre *et al.*, 2014, publica una revisión de 13 especies del género *Passiflora* para el Dpto. Lambayeque. Recientemente, Esquerre, 2015 adiciona una nueva especie a la flora peruana: *Passiflora kuethiana* Esquerre, endémica de la jalca de Calla Calla, Prov. Chachapoyas, Dpto. Amazonas, Perú. Finalmente, Leiva & Tantalean, 2015 publican una nueva especie para la flora peruana: *P. salpoense* S. Leiva & Tantalean endémica de Shitahuara, distrito Salpo, Prov. Otuzco, Dpto. La Libertad, Perú.

Passiflora se caracterizan por ser trepadoras o bejucos leñosos; ramificados. Zarcillos únicos, filiformes. Tallos viejos 4-5 angulosos o rollizos, marrón-claro, compactos, sin lenticelas; tallos jóvenes 4-5 angulosos, torcidos, verdes, compactos, sin lenticelas, pubescentes o glabros. Hojas alternas, simples; estipuladas; peciolo semirrollizo, curvado, succulento, pubescente o glabro; con o sin nectarios; lámina trilobulada; lóbulo mayor oblongo, glabro o pubescente, agudo en el ápice, serrulado en el borde; dos lóbulos laterales elípticos, a oblongos, coriáceos a membranáceos, agudos a veces ligeramente obtusos en el ápice, cordiformes en la base, serrulados en los bordes. Flores solitarias por nudo, axilares, bisexuales, actinomorfas o zigomorfas; pedúnculo rollizo, verde, pubescente o glabro, curvo; pedicelo 5-anguloso a veces ligeramente filiforme, verde, erecto; cálculo o sobre cáliz globoso o inflado; limbo 3-lobulado; lóbulos triangulares, erectos, nunca revolutos. Hipanto infundibuliforme ampliándose ligeramente hacia el área distal y urceolado en el área basal, succulento; sépalos 5, oblongos,

glabros o pubescentes, membranáceos; pétalos 5, oblongos, membranáceos. Corona 2 seriados. Limen carnoso, blanco-cremoso, glabro. Androginóforo filiforme, glabro o pubescente. Estambres 5, exertos a veces inclusos; filamentos estaminales homodínamos; anteras lineares, versátiles, dorsifijas. Ovario súpero, 1-3 locular, multiovular, oblongo, cremoso, pubescente o glabro; estilo rollizo; ramas estigmáticas 3, filiformes ampliándose ligeramente hacia el área distal, glabros, succulentos; estigmas 3, capitados. Baya péndula, globosa. Semillas numerosas.

Passiflora tiene unas 566 especies propias de las regiones tropicales y templadas de África y América tropical, sur de Asia y en las Islas del Pacífico (APG III, 2015).

El objetivo general es:

Indagar sobre el conocimiento popular y el uso efectivo de frutas silvestres de *Passiflora*, utilizadas en la alimentación humana en el norte del Perú.

Los objetivos específicos son:

- a. Registrar el conocimiento de las plantas silvestres con frutas que poseen los pobladores rurales especialmente de la región andina del Perú.
- b. Determinar cuáles son las frutas silvestres de uso actual.
- c. Conocer el lugar, la época y el modo de recolección para cada una de las especies.

Material y métodos

Obtención de datos

La información se recopiló durante las visitas realizadas a las áreas de estudio generalmente entre los meses de febrero a junio, desde el 1992 (por uno de nosotros) hasta la actualidad. La obtención de los datos referente con el conocimiento y el uso

de plantas silvestres con frutas comestibles, se realizó trabajando con parámetros cualitativos, a través de entrevistas no estructuradas a 20 informantes previamente seleccionados entre las personas de los lugares de estudio. Los entrevistados fueron las personas de mayor edad preferentemente, por tener amplio conocimiento sobre las plantas silvestres con frutas comestibles, para las entrevistas se hizo mediante la fuente oral. Se les aplicó una guía de preguntas abiertas, la que proporciona una excelente ayuda para tomar datos. El cuestionario utilizado como guía para las entrevistas, fue elaborado teniendo en cuenta los objetivos de éste trabajo; el registro de los datos se efectuó mediante las notas que se hizo en el campo.

Para las identificaciones de las especies se consultaron, siempre que fue posible, los tipos nomenclaturales y/o fotótipos y, en todos los casos, las descripciones originales a nuestro alcance. Asimismo, para la confirmación de los Nombres Científicos y el nombre de los autores de las especies se consultaron dos bases de datos electrónicos: www.The Plant List, y www.tropicos.org, Brako & Zaucchi, 1993.

Área de estudio

Para estimar el área de distribución actual de las especies aquí estudiadas, se recorrió los andes y valles interandinos de los Departamentos, Provincias, Distritos, especialmente los que se ubican en la cordillera, desde Febrero de 1992 hasta la actualidad. Todas las colecciones anteriores proceden de estos lugares concentrando las exploraciones en los lugares de menor número de individuos. Los Departamentos donde se distribuyen las especies se nombran en orden alfabético y usando topónimos de Brako & Zarucchi, 1993.

Ejemplares idóneos

Para cada especie se presenta la descripción de los caracteres exomorfológicos más relevantes, se indica su distribución geográfica, ecología, nombres populares y los usos. Se tomaron fotografías de cada especie con cámara digital Panasonic (lumix) 30X y 16 megapixceles. Los 5 ó 6 ejemplares recolectados de cada especie se adecuaron cuidadosamente en los periódicos (camisetas) debidamente catalogados, se acomodaron en la prensa botánica. En el Museo de Historia Natural de la Universidad Privada Antenor Orrego, se procedió al secado en estufa eléctrica artesanal, después, se realizó el montaje de un ejemplar acompañado de su etiqueta con la información correspondiente, luego ingresada oficialmente como una muestra científica en el record del Herbario Antenor Orrego (HAO); los demás ejemplares se distribuyeron a los herbarios nacionales como extranjeros para su verificación en la identificación correspondiente.

Los acrónimos de los herbarios son citados según Thiers (2015).

Resultados y discusión

Ubicación sistemática, siguiendo el Sistema APG-III, 2015:

Clase: Magnoliopsida (=Equisetopsida C. Agardh)

Subclase: Magnoliidae Novák ex Takht.

EUDICOTS

CORE EUDICOTS

PENTAPETALAE

Superorden: Rosanae Takht.

ROSIDS-FABID/ROSID I

Orden: Malpighiales Juss. ex Bercht. & J. Presl

Familia: Passifloraceae Juss. ex Roussel

Género: *Passiflora* L.

Especies: *Passiflora foetida* L.

Passiflora peduncularis Cav.

Passiflora salpoense S. Leiva & Tantalean

1. *Passiflora foetida* L. (Fig. 1)

Sp. Pl. 959, 1753.

Basónimos: *Passiflora balansae* Chodat, Bull. Herb. Boissier 2: 744, 1902; *Passiflora baraquiniana* Lem., Ill. Hort. 7: t. 276, 1861; *Passiflora foetida* L. var. *foetida* Monsanto, 2nd, A, 203; *Passiflora foetida* L. var. *galapagensis* Killip, Publ. Field Mus. Nat. Hist., Bot. Ser. 19: 505, 1938; *Passiflora foetida* L. var. *hirsutissima* Killip, Publ. Carnegie Inst. Wash. 461 (13): 326, 1936; *Passiflora foetida* L. var. *isthmia* Killip, Publ. Field Mus. Nat. Hist., Bot. Ser. 19: 497, 1938; *Passiflora foetida* L. var. *maxonii* Killip, Publ. Carnegie Inst. Wash. 461 (12): 326, 1936; *Passiflora foetida* L. var. *mayarum* Killip, Publ. Carnegie Inst. Wash. 461 (13): 327, 1936; *Passiflora foetida* L. var. *salvadorensis* Killip, Publ. Carnegie Inst. Wash. 461 (13): 327, 1936; *Passiflora foetida* L. var. *subpalmata* Killip, Publ. Carnegie Inst. Wash. 461 (13): 326, 1936; *Passiflora*

hibiscifolia L. var. *velutina* Fenzl ex Jacq., Ecl. Pl. Rar. 2: 5, t. 123, 1844; *Passiflora polyadena* Vell., Fl. Flumin. 9: t. 92, 1827; *Passiflora variegata* Mill., Gard. Dict. (ed. 8) no. 8, 1768; *Passiflora vesicaria* L., Amoen. Acad. 5: 382, 1760.

Trepadoras o bejucos leñosos, 1-1,5 m de alto; ampliamente ramificados, efusos. Zarcillos únicos, filiformes disminuyendo hacia el área distal, púrpura o verdes, rígidos el área basal, espiralados sinestrosos el área distal, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, 11-12 cm de largo por 0,2-0,3 cm de diámetro. Tallos viejos rollizos ligeramente angulosos, púrpura intenso los $\frac{3}{4}$ la superficie adaxial, verde el $\frac{1}{4}$ la superficie abaxial, fistulosos, sin lenticelas, pilosos rodeados por una densa

cobertura de pelos simples glandulares y simples eglandulares transparentes, nunca ruminados, 3-5 mm de diámetro en la base; tallos jóvenes rollizos ligeramente rollizos, torcidos, púrpura claro la superficie adaxial, verde la superficie abaxial, a veces verdes, fistulosos, sin lenticelas, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos simples glandulares y pelos simples eglandulares transparentes, difíciles de romper. Hojas alternas, simples; estípulas 2, semilunares, púrpura el área basal verde el área distal la superficie adaxial, verde claro la superficie abaxial, membranáceas, pubescentes rodeadas por una cobertura de pelos simples glandulares y simples eglandulares ambas superficies, fimbriados en los bordes rodeados por una cobertura de pelos glandulares (verde el pie, verde oscuro la cabeza glandular) y estos rodeados por una cobertura de pelos glandulares (verde el pie, verde oscuro la cabeza glandular), 7-8 mm de largo por 5-5,5 mm de ancho; peciolo ligeramente rollizo ligeramente aplanado longitudinalmente en la superficie adaxial, curvado hacia la superficie adaxial, succulento, verde amarillento y maculado con pintas púrpuras paralelas, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos simples glandulares y pelos simples eglandulares transparentes, y glabrescentes rodeados por una cobertura de algunos pelos glandulares largos (púrpura el pie, verde intenso la cabeza glandular) dispersos en la superficie adaxial, (5,7-) 6-6,8 cm de longitud; sin nectarios; lámina trilobulada; lóbulo mayor triangular a oblongo, membranáceo, verde oscuro, escabroso y opaco la superficie adaxial, verde claro, retífero y opaco la superficie abaxial, pubescente rodeado por una cobertura de pelos simples glandulares y pelos simples eglandulares transparentes, y pelos glandulares largos (verde el pie,

verde oscuro la cabeza glandular) en ambas superficies, mayor densidad las nervaduras principales en la superficie abaxial, acuminados en el ápice, truncado en la base, entero o ligeramente serrulado en el borde, 6-6,2 cm, de largo por 4,4-4,5 cm de ancho; lóbulos laterales 2, ligeramente semiovalados, membranáceos, verde oscuro, escabroso y opaco la superficie adaxial, verde claro, retífero y opaco la superficie abaxial, pubescentes rodeados por una cobertura de pelos simples glandulares y pelos simples eglandulares transparentes en ambas superficies, y pelos glandulares largos (verde el pie, verde oscuro la cabeza glandular) en ambas superficies, mayor densidad las nervaduras principales en la superficie abaxial, acuminados en el ápice, redoneados en la base, enteros y ligeramente serrulados en los bordes, 7-7,3 cm de largo por 3,3-3,5 cm de ancho; longitud total 7,4-7,6 (-9,7) cm de largo por 7,6-7,9 (-10) cm de ancho. Flores solitarias por nudo, axilares, bisexuales, actinomorfas; pedúnculo rollizo o filiforme, verde, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes largos, rígidos, erecto, (12-) 14-15 cm de longitud; pedicelo filiforme con una articulación en la altura media, verde, succulento, pubescentes rodeado por una densa cobertura de pelos simples glandulares transparentes, erecto, (2,5-) 6-6,5 cm de longitud; cálculo o sobre cáliz 3; cada bráctea linear, verde o verde amarillento externamente, verdoso interiormente, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos simples glandulares y pelos simples eglandulares transparentes externamente, glabro interiormente, fimbriado en el borde, rodeados por una cobertura de pelos simples glandulares largos (púrpura el pie, verde la cabeza glandular), además, cada pelos rodeado por una cobertura de pelos

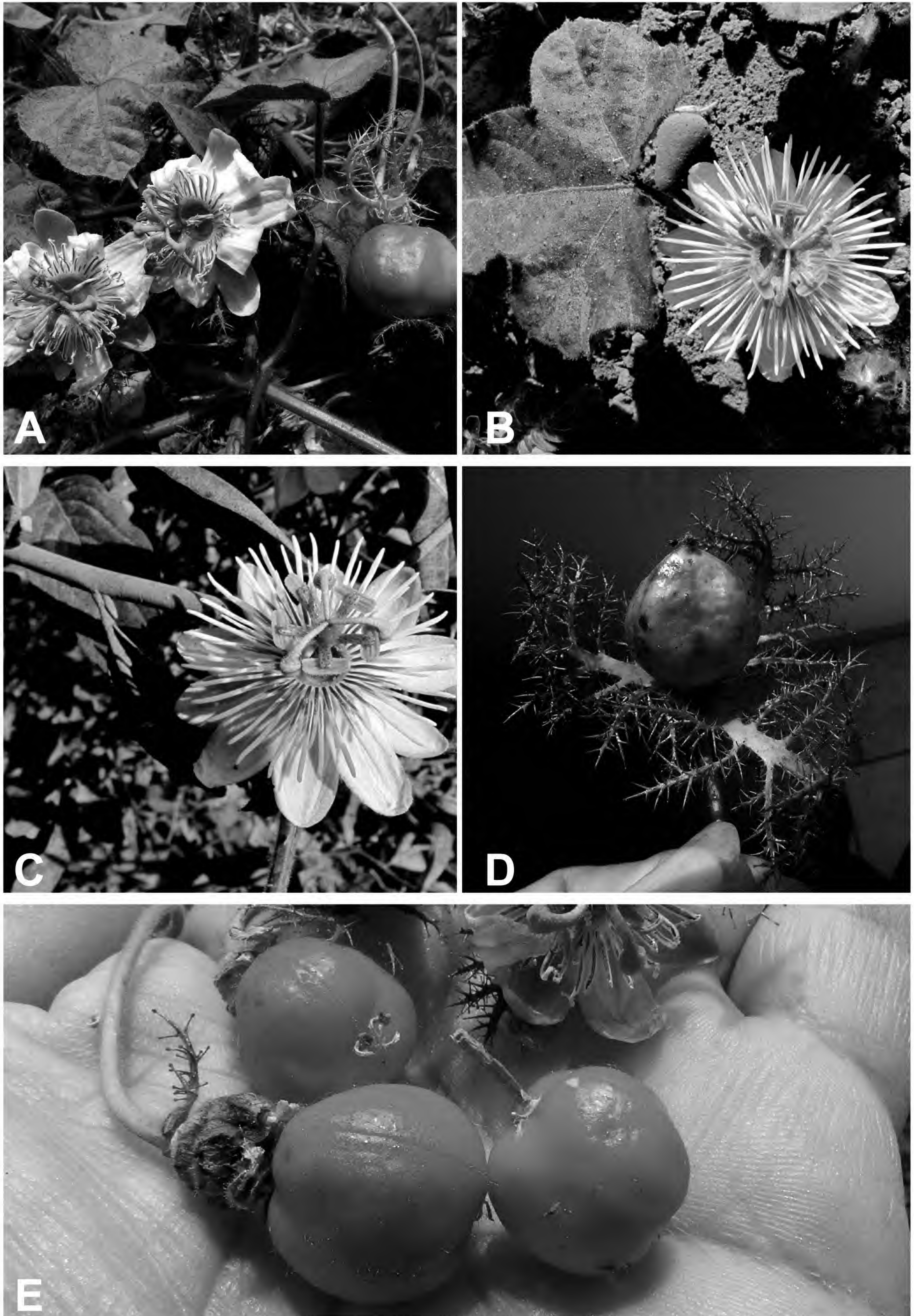


Fig. 1. *Passiflora foetida* L. A. Rama florífera; B.-C. Flor en antésis; D. Fruta inmadura; E. Frutas maduras (Fotografías S. Leiva & F. Tantalean 6039, HAO).

simples glandulares (púrpura el pie, verde la cabeza glandular), succulento, 20-25 mm de largo por 17-18 mm de ancho; 38-39 mm de diámetro del limbo en la antésis; hipanto tubular-urceolado en el área basal, succulento, verde intenso externamente, cremoso interiormente, lustroso externamente, piloso rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en toda su longitud externamente, glabro interiormente, 2-2,5 mm de largo por 9-10 mm de diámetro. Cáliz sépalos 5, oblongos, verde intenso disminuyendo hacia los márgenes externamente, verde blanquecino interiormente, piloso rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externamente, glabro interiormente, membranáceos, patentes, sobresalientes las 3-nervaduras principales, cerca del ápice se prolonga en un filamento, 13-14 mm de largo por 5-6 mm de ancho; 38-39 mm de diámetro del limbo en la antésis. Corola pétalos 5; pétalos oblongos, verde cremosos externa, blancos interiormente, glabro externa e interiormente, membranáceos, patentes, agudos en el ápice, entero en el borde, involutos, ligeramente sobresalientes las nervaduras principales, 15-18 mm de largo por 7-8 mm de ancho; 37-38 mm de diámetro del limbo en la antésis; corona con 2 series de filamentos; filamentos digitiformes largos, libres, blanco cremosos púrpura la $\frac{1}{2}$ basal externamente, blanco cremoso la superficie abaxial, glabros, succulentos, 9-10 mm de largo por 0,2-0,3 mm de diámetro; todos 25-28 mm de diámetro; un anillo de filamentos digitiformes cotísimos, blanco cremosos o púrpura intenso, 6-9 mm de diámetro; limen anillo membranoso, ciatiforme, blanco cremoso, membranoso, glabro, 1,5-2 mm de largo por 6-7 mm de diámetro; androgínóforo filiforme ampliándose gradualmente hacia el área

basal y distal, blanco cremoso maculado con pintas púrpura longitudinales, glabro externamente, succulento, erecto, 5-6 mm de largo por 3-4 mm de diámetro. Estambres 5, apostémonos, exertos, actinomorfo; filamentos estaminales homodínamos; área libre de los filamentos lineares terminando angostamente en el área distal, depresos, verde oscuro externa e interiormente, glabro en ambas superficies, 5-6 mm de largo por 1,8-2 mm de ancho; anteras lineares, paralelas, versátiles, dorsifijas, amarillas, verde intenso las suturas y el conectivo, sin mucrón apical incipiente, glabras, 6-6,1 mm de largo por 2-2,1 mm de diámetro. Ovario súpero, 1-locular, ovado, verde, sin disco nectarífero, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, 4-5 mm de largo por 3-3,1 mm de diámetro; estilos 3, rollizo o filiformes ampliándose gradualmente hacia el área distal, verde la superficie adaxial, púrpura el área distal disminuyendo hacia el área basal en la superficie abaxial, pilosos rodeados por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes largos entrecruzados, succulento, 6-7 mm de longitud; estigmas 3, capitados, bilobados, verde oscuro, 1-1,1 mm de largo por 2-2,1 mm de diámetro. Baya nutante o resupinada, ovado, amarillo a la madurez, lustrosa, pilosa o glabrescente rodeada por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, rezago de los tres estilos, 20-20,3 mm de largo por 18-19 mm de diámetro; cáliz fructífero marcescente, marrón; cálculo 3, persistente, acrescente envuelve flojamente a la baya en toda su longitud, fimbriado, 38-39 mm de largo por 35-36 mm de ancho; diámetro total 7-7,5 cm de diámetro. Semillas 2-4 por baya, aplanadas, negras, lustrosa, coriáceas, nunca reticulado foveolado el epispermo, 4,5-5 mm de largo por 3-3,2 mm de diámetro; rodeadas por un

mucílago o arilo blanquecino.

Material adicional examinado

PERÚ. Dpto. La Libertad, prov. Trujillo, distrito Simbal, Río Bar, arbusto postrado o trepador de 1-1,5 m de longitud. "granadilla de culebra", 7°58'57,2"S y 78°49'15,1" W, 550 m, 24-IV-2016, S. Leiva & R. Tantalean 6039 (HAO, HUT).-

Passiflora foetida L. guarda relación con su especie hermana *Passiflora cispiana* Harms, Bot. Jahrb. Syst. 18 (Beibl. 46): 5, 1894. Que habita en Loja, localidad Cisne, Ecuador, entre los 1200-1500 m de elevación y en el Perú distribuida en las áreas bajas de los dptos.: AM, AY, CA, CU, HU, JU, LL, LA, MD, PA, PI, SM, TU, porque ambas tienen las flores erectas en antésis, hipanto inconspicuo, corona unis o biseriada con fimbrias púrpuras en el área basal, imen subcupuliforme, ovario hirsuto, fruto cápsula dehiscente, pecio y lámina sin nectarios, plantas pubescentes. Pero, *P. foetida* tiene estípulas semilunares, androginóforo cremoso con pintas púrpuras, ovario ovado, cápsula ovada lustrosa amarillo intenso a la madurez. En cambio, *P. cispiana* posee estípulas subuladas, androginóforo verdoso, ovario elipsoide, cápsula subglobosa a ovoide o fusiforme con 6 ángulos rojo a purpúreo a la madurez.

Distribución y ecología: Especie neotropical con amplia distribución (CA, JU, LA, LI, LL, HU, HV, PI) en el Perú y prov. Loja, Ecuador; en las zonas de recolección, habitan numerosos individuos. En el departamento la Libertad, ha sido encontrada en la costa, alrededor de los 7°58'57,2"S y 78°49'15,1" W, y entre los 45-550 m de elevación, como un integrante de la vegetación herbácea y arbustiva. Es una especie heliófila, es decir, requiere abundante luz del sol; también, es higrófila

porque prefiere suelos húmedos, tierras negras con abundante humus, de igual manera, es una especie psamófila, ya que crece en suelos arenosos; asimismo, es argilícola ya que prospera en suelos arcillosos; generalmente es una especie eutrofa, prefiere suelos con abundantes nutrientes. es costera y litoral. Habita en los bordes de carreteras, caminos, chacras y vive asociada con plantas de *Baccharis salicina* Torr. & A. Gray "chilca", *Lagascea mollis* Cav., *Trixis cacalioides* (Kunth) D. Don, *Pseudogynoxys cordifolia* (Cass.) Cabrera "san Juan" (Asteraceae), *Cissus sicyoides* L. "uvilla de culebra" (Vitaceae), *Asclepias curassavica* L. "flor de seda" (Apocynaceae), *Argemone subfusiformis* G. B. Ownbey "cardosanto" (Papaveraceae), *Cordia lutea* Lam. "flor de overo" (Cordiaceae), *Acacia macracantha* Humboldt & Bonpland ex Willd. "huarango" (Fabaceae), *Acnistus arborescens* (L.) Schlechtendal "chimulala", *Nicandra physalodes* (L.) Gaertn. "capulí cimarrón", *Datura stramonium* L. "chamico" (Solanaceae), *Ricinus communis* L. "higuerilla" (Euphorbiaceae), *Eucalyptus camaldulensis* Dehnh. "eucalipto" (Myrtaceae), *Richardia brasiliensis* Gómez (Rubiaceae), *Heliotropium angiospermum* Murray "cola de alacrán" (Boraginaceae), *Commelina fasciculata* Ruiz & Pav. "orejita de ratón" (Commelinaceae), entre otras.

Fenología: Es una especie perenne, que brota con las primeras lluvias de noviembre o diciembre, para luego florecer y fructificar desde el mes de marzo hasta finales de abril o mayo.

Estado actual: Utilizando los criterios del IUCN (IUCN 2012) *Passiflora foetida* no es considerada en peligro crítico. La extensión de su rango de distribución es de un radio no menor a 500 km², en los departamentos: AN, AY, HV, LI, MO, LI, MO. Asimismo, se han encontrado unos numerosos

individuos maduros en la población, siendo influenciada directamente por los centros urbanos que transitan por las rutas. Sin embargo, no se ha evaluado si existe una declinación del rango de distribución y del área de ocupación, siendo de necesidad urgente de un estudio en profundidad de la ecología, estructura poblacional y distribución de esta especie, para esclarecer su estado de conservación. Pero, mientras se conserve las áreas geográficas, esta especie no estará en peligro de extinción.

Nombre vulgar: “granadilla de culebra” (En boleta, S. Leiva & F. Tanatalean 6039, HAO).

Usos: Las plantas muy bien pueden ser usadas en floricultura, por el color blanco-cremoso de sus flores. Sus frutas, son consumidas frescas por los pobladores, especialmente por los niños de la zona, por su exquisito sabor.

Etimología: El epíteto específico hace alusión al olor de sus flores.

2. *Passiflora peduncularis* Cav. (Fig. 2).

Cavanilles, A. J. Icon. 5: 15t. 426, 1799.

Basónimos: *Tacsonia peduncularis* (Cav.) Juss., Ann. Mus. Natl. Hist. Nat. 6: 395, 1805; *Murucuia peduncularis* (Cav.) Spreng., Syst. Veg. 3: 43, 1826; *Tacsonia peduncularis* (Cav.) Juss. var. *dombeyana* DC., Prodr. 3: 334, 1828; *Odostelma peduncularis* (Cav.) Raf., Fl. Tellur. 4: 104, 1836 (1838); *Tacsonia dombeyana* (dc.) M. Roem., Fam. Nat. Syn. Monogr. 2: 197, 1846.

Trepadoras o bejucos leñosos, 1,5-2 m de alto; ampliamente ramificados. Zarcillos únicos, filiformes disminuyendo hacia el área distal, verdes, rígidos el área basal, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos simples

eglandulares transparentes, ásperos al tacto, 20-25 cm de largo por 0,2-0,3 cm de diámetro. Tallos viejos 4-5 angulosos, marrón claro, compactos, sin lenticelas, glabros, sin agrietamientos longitudinales, 5-8 mm de diámetro en la base; tallos jóvenes 4-5 angulosos, torcidos, verdes, compactos, sin lenticelas, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, difíciles de romper. Hojas alternas, simples; estípulas semiovas, verde la superficie adaxial, verde claro la superficie abaxial, membranáceas, glabrescentes rodeadas por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes en ambas superficies, agudas en el ápice, cordiformes en la base, aserradas en los bordes, 2,5-2,6 cm de largo por 1,3-1,4 cm de ancho; peciolo ligeramente rollizo con un angosto canal longitudinalmente en la superficie adaxial, adaxial, curvado hacia la superficie, succulento, verde, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes largos, 1,2-2,3 cm de longitud; nectarios 6, ordenados en 3 pares en los bordes de cada lado del peciolo, cada nectario digitiforme, verde, pubescente rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes largos, 1,7-1,8 mm de largo por 0,6-0,7 mm de diámetro; lámina trilobulada; lóbulo mayor oblongo, membranáceo a succulento, verde oscuro y lustroso la superficie adaxial, verde claro y opaco la superficie abaxial, glabrescente rodeado por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes en ambas superficies, mayor densidad en la superficie abaxial, agudo en el ápice, cordiforme en la base, serrulado en el borde, 8-8,2 cm, de largo por 2,2-2,3 cm (base) o 5,1-5,2 cm (medio) de ancho; lóbulos laterales 2, ligeramente ovados, membranáceos a succulentos, verde

oscuro, abollado y lustroso la superficie adaxial, verde claro, opaco y retífera la superficie abaxial, glabrescente rodeados por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes en ambas superficies, mayor densidad en la superficie abaxial, agudos en el ápice, cordiformes en la base, serrulados en los bordes, 7,2-7,3 cm de largo por 1,2-1,3 cm (base) o 4-4,1 cm (medio) de ancho. Flores solitarias por nudo, axilares, bisexuales, zigomorfas; pedúnculo rollizo o filiforme termina en un anillo en el área distal, verde, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes largos, rígidos, erecto, (12-) 14-15 cm de longitud; pedicelo filiforme con una articulación en la altura media, verde, succulento, pubescentes rodeado por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, erecto, (3,5-) 5-6 mm de longitud; cálculo o sobre cáliz tubular, urceolado en la altura media, abruptamente contraído en el área basal, verde o verde amarillento externamente, verdoso internamente, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externamente, piloso rodeado por pelos simples eglandulares transparentes el $\frac{1}{4}$ distal internamente, succulento, sobresalientes las nervaduras principales, 17-18 mm de diámetro del limbo en la antésis; limbo 3-lobulado, heterolóbulos; lóbulos triangulares, verde amarillentos externamente, cremosos internamente, pubescentes rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externamente, pilosos rodeados por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes internamente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en los bordes, succulentos, adpresos, nunca revolutos en los bordes, sobresalientes las

nervaduras principales, acuminadas en el ápice, uno largo (10-11 mm de largo por 12,5-12,6 mm de ancho), uno intermedio (9-9,5 mm de largo por 11,8-11,9 mm de ancho), uno corto (6,5-7 mm de largo por 13-13,2 mm de ancho); hipanto tubular, urceolado en el área basal, ampliándose gradualmente hacia el área distal, verde intenso externamente, cremoso internamente, lustroso externamente, piloso rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en toda su longitud externamente, glabro internamente, filamentos digitiformes largos, blanco cremosos en la altura media internamente, succulento, sobresalientes las nervaduras principales, 2,5-2,6 cm de largo por 1,3-1,4 cm de diámetro; tubo 1,8-2 (-2,5) cm de largo por (2,8-) 3,2-3,7 cm de diámetro; limbo calicino sépalos 5, oblongos, verde intenso disminuyendo hacia los márgenes externamente, verde blanquecino internamente, piloso rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externamente, glabro internamente, membranáceos, patentes, sobresalientes las nervaduras principales, cerca del ápice se prolonga en un filamento (verde, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes 3,5-3,7 mm de longitud), 4,3-4,4 cm de largo por 1,3-1,4 cm de ancho; 9-10 cm de diámetro del limbo en la antésis; limbo corolino pétalos 5; pétalos oblongos, amarillentos externa e internamente, glabro externa e internamente, membranáceos, patentes, agudos en el ápice entero en el borde, ligeramente sobresalientes las nervaduras principales, 3,7-3,8 mm de largo por 0,9-1 cm de ancho; 8-9 cm de diámetro del limbo en la antésis; corona con 4 series de filamentos; filamentos externos digitiformes, libres, blanco cremosos o blanco amarillentos,

glabros, succulentos, 1,8-2 mm de largo por 0,5-0,6 mm de diámetro; todos 18-18,2 mm de diámetro; otras tres series, soldados, libres solamente el área distal, blanco cremoso u amarillento, glabros, 2,5-2,6 mm de largo por 17,5-18 mm de diámetro; limen anillo membranoso, reflexo, nunca soldado al androginóforo, amarillento, 7-7,2 mm de diámetro; androginóforo filiforme ampliándose gradualmente hacia el área basal y distal, amarillento, verde intenso las nervaduras, glabro externamente, succulento, erecto, 4,5-4,7 cm de longitud. Estambres 5, apostémonos, exertos, zigomorfos; filamentos estaminales homodínamos; área libre de los filamentos lineares terminando angostamente en el área distal, depresos, amarillentos, verde oscuro la nervadura principal, glabro en ambas superficies, 11-11,5 mm de largo por 2-2,1 mm de ancho (base) o 0,9-1 mm de ancho (área media); anteras lineares, paralelas, versátiles, dorsifijas, amarillas, verde intenso las suturas, mucrón apical incipiente, glabras, 18-18,2 mm de largo por 3,5-3,7 mm de diámetro. Ovario súpero, 3-locular, multiovular, piriforme, verde claro, sin disco nectarífero, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, 8-8,2 mm de largo por 4,3-4,5 mm de diámetro; estilos 3, rollizo o filiformes ampliándose gradualmente hacia el área distal, arrugado el área distal, amarillo verdoso, glabro, succulento, difusos, 8-8,2 mm de longitud; ramas estigmáticas 3, capitados, trilobados, verde oscuro, 3-3,2 mm de diámetro; pedicelo filiforme, verde, glabro, erecto, 1,5-2 mm de longitud. Baya nutante o resupinada, oblonga, amarillo a la madurez, 4,6-4,7 cm de largo por 3,5-3,6 cm de diámetro; cáliz fructífero marcescente, marrón. Semillas 115-120 por baya, aplanadas, blanco cremosas (inmaduras),

blandas, 3-4 mm de largo por 3-3,2 mm de diámetro.

Material adicional examinado

PERÚ. Dpto. La Libertad, prov. Otuzco, distrito Salpo, San Miguel (ruta Salpo-Pagash), arbusto trepador de 1,5-2 m de longitud. "puro puro", 8° 01'13,4"S y 78° 37'27,1"W, 3357 m, 11-IV-2016, S. Leiva & F. Tantalean 6002 (HAO, HUT)

Passiflora peduncularis Cav. guarda relación con su especie hermana *Passiflora manicata* (Juss.) Pers. Syn. Pl. 221, 1806, sinónimos *Passiflora manicata* (Juss.) Pers. var. *macrophylla* Kuntk, Nov. Gen. Sp. (quarto ed.) 2: 139, 1817; *Passiflora meridensis* H. Karst., Linnaea 30: 165, 1859; *Passiflora rhodantha* Hams, Bot. Jahrb. Syst. 21: 324, 1896; *Tacsonia manicata* Juss. Ann. Mus. Hist. Nat. 6: 393, 1805; *Tacsonia manicata* (Juss.) Pers. var. *macrophylla* (Kunth) M. Roem., Fam. Nat. Syn. Monogr. 2: 193, 1846. Que habita en los dptos.: CA, LA, PI, Perú, alrededor de los 2800 m de elevación, porque ambas tienen las flores con pedúnculos erectos, hojas trifoliadas, membranáceas, serruladas en los márgenes, hipanto corto blanco verdoso, androginóforo blanco-cremoso a verdoso, ovario elipsoidal u oblongo. Pero, *P. peduncularis* tiene el pétalos blancos, pedúnculos 12-15 cm de longitud, brácteas soldadas en un tubo hasta cerca de la mitad, corona con filamentos blanco cremosos, ovario amarillento tomentoso. En cambio, *P. manicata* posee pétalos rojos, pedúnculos 8-10 cm de longitud, brácteas connadas, libres o soldadas en la base, corona con filamentos morado intenso o púrpura intenso, ovario ovoide glabro a veces puberulento.

Distribución y ecología: Especie neotropical con amplia distribución (AN, AY, HU, LI, LL, MO) y aparentemente endémica al Perú; en las zonas de recolección, habitan

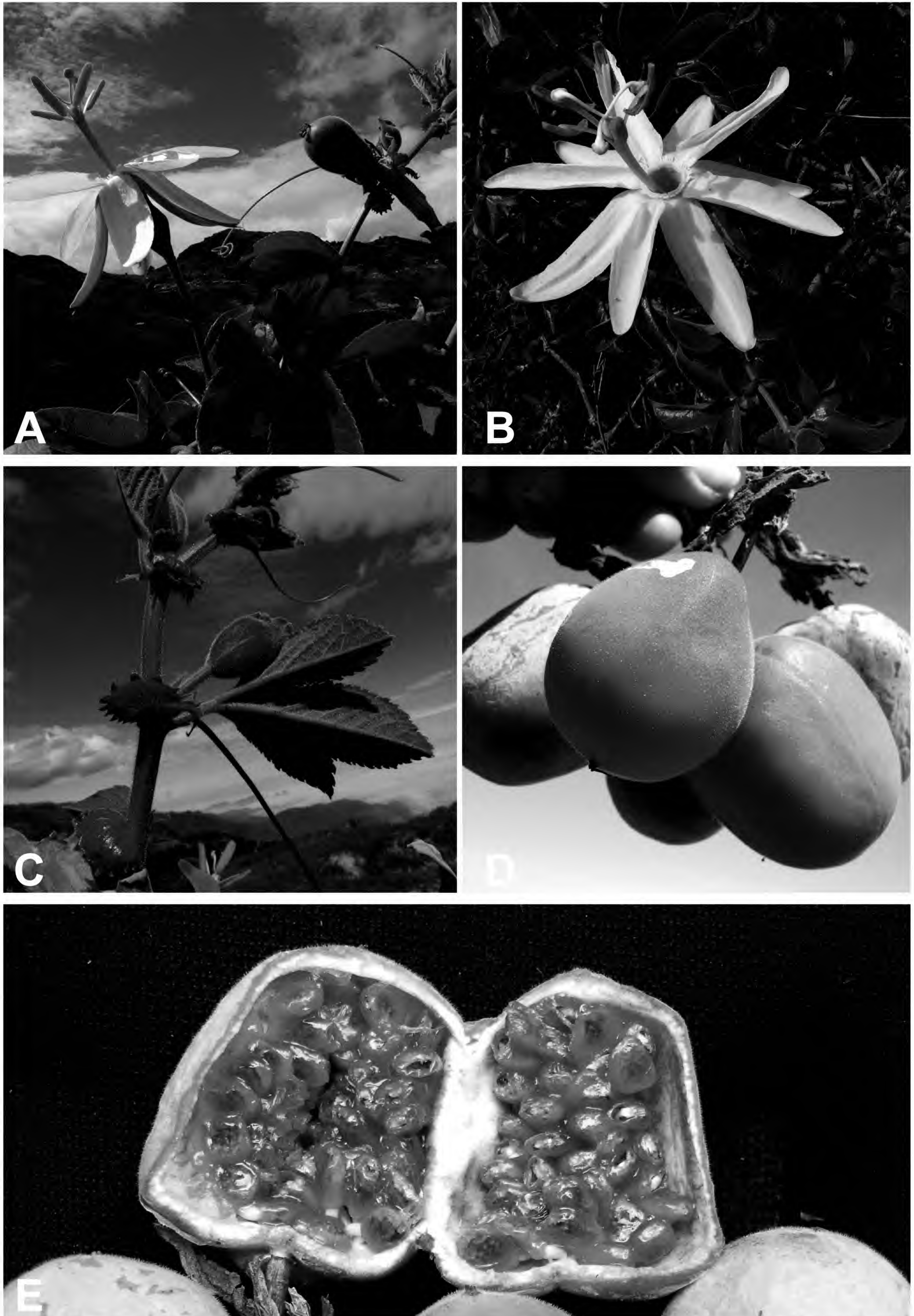


Fig. 2. *Passiflora peduncularis* Cav. A. Rama florífera; B. Flor en antésis; C. Hoja con estípulas; D. Frutas maduras; E. Fruta mostrando las semillas. (Fotografías S. Leiva & F. Tantalean 6002, HAO).

numerosos individuos. En el departamento la Libertad, a sido encontrada arriba de San Miguel (ruta Salpo-Pagash), (al norte de Salpo), distrito Salpo, prov. Otuzco, dpto. La Libertad, Perú, alrededor 8° 01'13,4"S y 78° 37'27,1"W, 3357 m de elevación, como un integrante de la vegetación herbácea y arbustiva. Es una especie psicrófila ya que crece en lugares fríos o a temperaturas bajas; es heliófila, es decir, requiere abundante luz del sol; prefiere suelos húmedos o higrófila, tierras negras con abundante humus; argilícola ya que prospera en suelos arcillosos; es eutrofa ya que crece en suelos abundantes en nutrientes; es una especie eucrona ya que tiene una temporada determinada para la floración. Habita en los bordes de caminos, cercos, chacras y vive asociada con plantas de *Rubus floribundus* Kunth "zarza"; *Hesperomeles cuneata* Lindl. (Rosaceae), *Jaltomata ventricosa* (Baker) Mione, "sogorome" (Solanaceae); *Barnadesia dombeya* Less. "punás", *Bidens pilosa* L. "cadillo"; *Verbesina arborea* Kunth (Asteraceae); *Calamagrostis vicunarum* (Wedd.) Pilg. "ichu" (Poaceae); *Echeveria peruviana* Meyen "siempre viva" (Crassulaceae); *Ephedra americana* Humb. & Bonpl. ex Willd. "pinco pinco" (Ephedraceae); y los géneros *Baccharis* L. (Asteraceae), *Tillandsia* L. (Bromeliaceae), *Pteromonnia* B. Eriksen (Polygalaceae), *Salvia* L. (Lamiaceae), entre otros.

Fenología: Es una especie perenne, que brota con las primeras lluvias de noviembre o diciembre, para luego florecer y fructificar desde el mes de marzo hasta finales de abril o mayo.

Estado actual: Utilizando los criterios del IUCN (IUCN 2012) *Passiflora peduncularis* no es considerada en peligro crítico. La extensión de su rango de distribución es de un radio no menor a 500 km², en los departamentos: AN, AY, HV, LI, MO,

LI, MO. Asimismo, se han encontrado unos numerosos individuos maduros en la población, siendo influenciada directamente por los centros urbanos que transita por las rutas. Sin embargo, no se ha evaluado si existe una declinación del rango de distribución y del área de ocupación, siendo de necesidad urgente de un estudio en profundidad de la ecología, estructura poblacional y distribución de esta especie, para esclarecer su estado de conservación. Pero, mientras se conserve las áreas geográficas, esta especie no estará en peligro de extinción.

Nombre vulgar: "puro puro", "poro poro" (En boleta, S. Leiva & F. Tantalean 6002, HAO).

Usos: Las plantas muy bien pueden ser usadas en floricultura, por el color blanco cremoso de sus flores. Sus frutas, son consumidas frescas por los pobladores, especialmente por los niños pastores de la zona, por su exquisito sabor; asimismo, se propone propagarlos en gran escala para ser envasados y comercializarlos en los supermercados.

Etimología: El epíteto específico hace alusión al largo pedúnculo de sus flores.

3. *Passiflora salpoense* S. Leiva & Tantalean (Fig. 3-4)

Leiva, S. & F. Tantalean. *Passiflora salpoense* (Passifloraceae) una nueva especie del Norte de Perú. *Arnaldoa* 22 (1): 35-48. 2015.

Trepadoras o bejucos leñosos, 1,50-2 (-3) m de alto; laxamente ramificados. Zarcillos únicos, filiformes disminuyendo hacia el área distal, rojos los distales a veces verdosos los basales, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, ásperos al tacto, 7-10 cm de longitud. Tallos viejos

4-5 angulosos, marrón-claro, compactos, sin lenticelas, glabros, sin agrietamientos longitudinales, 6-8 mm de diámetro en la base; tallos jóvenes 4-5 angulosos, torcidos, verdes, a veces rojizo la superficie adaxial, verde la superficie abaxial, compactos, sin lenticelas, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes (inclinados), rígidos, difíciles de romper. Hojas alternas, simples; estípulas semitriangulares, verde la superficie adaxial, serícea la superficie abaxial, coriáceas, pubescentes rodeadas por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en ambas superficies, 5-8 dientes en el borde, 1,3-1,4 cm de largo por 0,3-0,5 mm de ancho; peciolo semirrollizo, curvado, succulento, rojizo, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, (0,8-) 1,3-2,2 cm de longitud; dos nectarios, uno a cada lado del peciolo en el área distal; lámina trilobulada; lóbulo mayor oblongo, coriáceo, verdoso, lustroso a veces opaco la superficie adaxial, seríceo, opaco la superficie abaxial, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en ambas superficies, mayor densidad en la superficie abaxial, agudo en el ápice, serrulado en el borde, (3,3-) 4,2-4,5 cm, de largo por (3,2-) 4,2-4,3 cm de ancho; dos lóbulos laterales elípticos, a oblongos, coriáceos, verdosos la superficie adaxial, seríceos la superficie abaxial, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en ambas superficies, mayor densidad en la superficie abaxial, agudos a veces ligeramente obtusos en el ápice, cordiformes en la base, serrulados en los bordes, 2,5-3 cm de largo por (2,4-) 3-3,2 cm de ancho. Flores solitarias por nudo, axilares, bisexuales, zigomorfas; pedúnculo

rollizo, verde, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, curvo, (2,5-) 3,5-4 cm de longitud; pedicelo 5-anguloso a veces ligeramente filiforme, verde, ciliado rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, erecto, 1,2-1,3 cm de longitud; cálculo o sobre cáliz globoso o inflado, amarillo verdoso, rojizo la superficie abaxial, nervaduras rojizas externamente, verdoso interiormente, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externamente, piloso rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes interiormente, 3,7-3,8 cm de diámetro del limbo en la antésis; limbo 3-lobulado; lóbulos triangulares, rojizos externamente, verdosos interiormente, pubescentes rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externamente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes interiormente, erectos, nunca revolutos, 1,4-1,5 cm de largo por 2,1-2,2 cm de ancho; tubo 1,8-2 (-2,5) cm de largo por (2,8-) 3,2-3,7 cm de diámetro. Hipanto infundibuliforme ampliándose ligeramente hacia el área distal y urceolado en el área basal, verde la superficie adaxial, rojizo la $\frac{1}{2}$ distal externamente, cremoso interiormente, lustroso externamente, piloso rodeado por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externamente, glabro interiormente, succulento, ligeramente sobresalientes las nervaduras principales, (5-) 5,8-6,1 cm de diámetro del limbo en la antésis; sépalos 5, oblongos redondeados en el ápice, acuminado por la prolongación excéntrica de las nervaduras principales a 2-4 mm del ápice, amarillo o rojizo el área central con los márgenes ligeramente transparentes externa e interiormente, pilosos rodeados por una densa cobertura

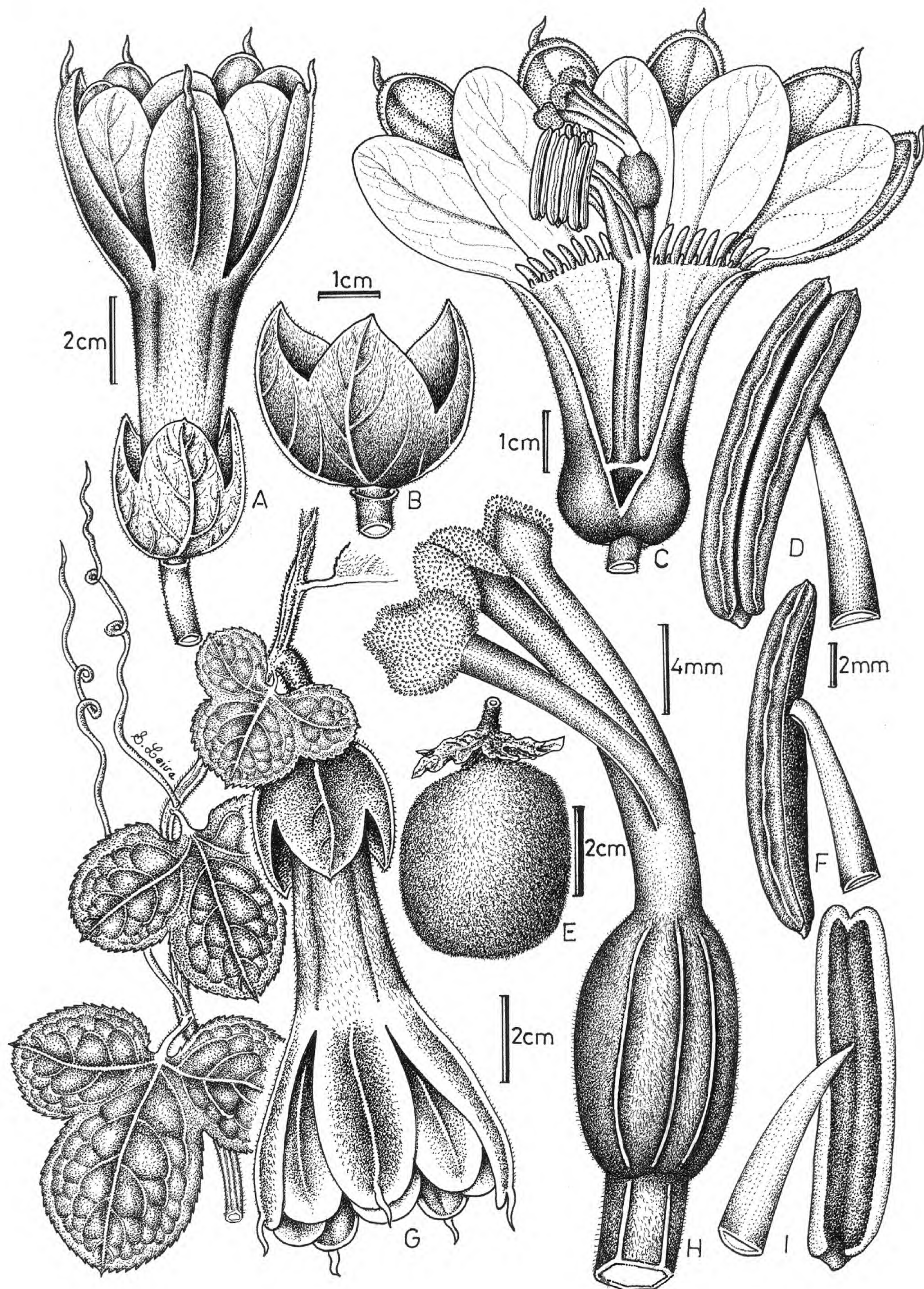


Fig. 3. *Passiflora salpoense* S. Leiva & Tantalean. A. Flor en antésis; B. Calículo; C. Hipanto desplegado; D. Antera en vista ventral; E. Baya; F. Antera en vista lateral; G. Rama florífera; H. Gineceo; I. Antera en vista dorsal. (Dibujado S. Leiva & M. Leiva 5806, HAO).

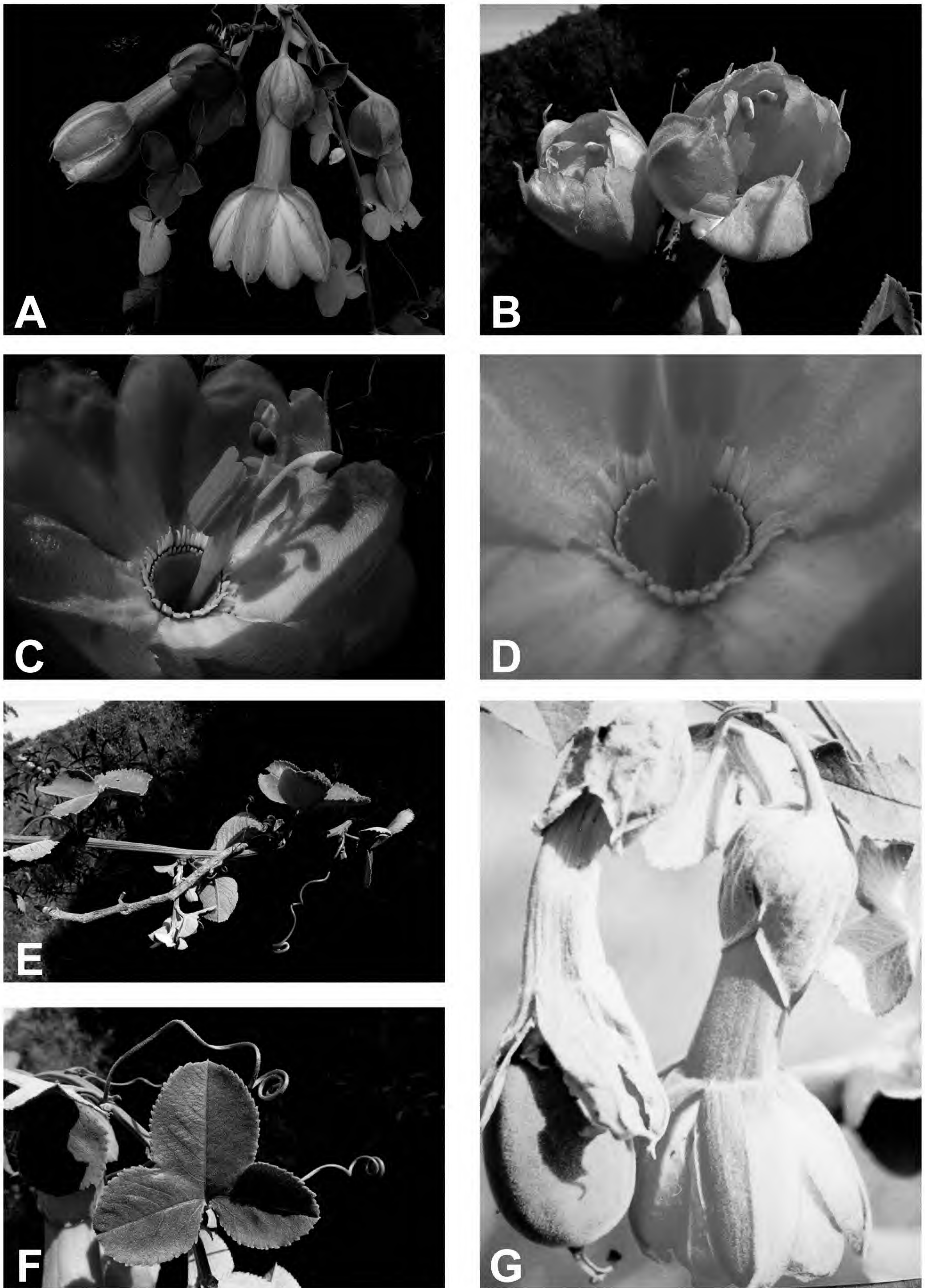


Fig. 4. *Passiflora salpoense* S. Leiva & Tantalean, A. Rama florifera; B. Flores en antésis; C. Androceo y Gineceo; D. Corona; E. Tallo y hojas; F. Hoja; G. Fruto y flor (Fotografías S. Leiva & M. Leiva 5806, HAO).

de pelos simples eglandulares transparentes externamente, glabros interiormente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en los bordes, membranáceos, nunca reflexos, ligeramente reflexos, ligeramente revolutos en el borde, ligeramente sobresalientes las nervaduras principales, 3,7-3,8 cm de largo por 2,1-2,2 cm de ancho; pétalos 5, oblongos, redondeados en el ápice, rojizos los 3/4 distales, amarillentos el 1/4 basal externa e interiormente, glabros externa e interiormente, glabros en los bordes, membranáceos, nunca reflexos, nunca revolutos, ligeramente sobresalientes las nervaduras principales, amarillentas, 3-3,2 (-4) cm de largo por 2-2,5 cm de ancho; (5-) 5,8-6 cm de diámetro del limbo en la antesis; tubo 5,2-5,4 cm de largo por 2,4-2,5 cm (distal), 1,7-1,8 cm (basal) de diámetro. Corona 2 seriados; dientes filamentosos externos largos, triangulares aplanados o deltoideos, ligeramente inclinados hacia un costado, blanco-cremosos, glabros, 5-6 mm de largo por 2-3 mm de diámetro; una serie de dientes internos cortos. Limen carnoso, blanco-cremoso, glabro, 1,5-1,8 cm de diámetro; insertos a 0,7-1 cm del área basal del hipanto. Androginóforo filiforme, 5-costado, blanco cremoso a veces verdoso, ciliado rodeado por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en toda su longitud, 4-4,2 (-4,5) cm de longitud, inserto a 7-9 mm del borde basal del hipanto. Estambres 5, conniventes, exsertos a veces inclusos, zigomorfos; filamentos estaminales homodínamos; área libre de los filamentos semirrollizos (aplanados), blanco-cremosos, glabros, (13-) 18-21 mm de longitud; anteras lineares, versátiles, dorsifijas, amarillas, sin mucrón apical, glabras, 15-16 mm de largo por 3-4 mm de diámetro. Ovario súpero, 3-locular, multiovular, oblongo, cremoso, sin disco nectarífero, pubescente rodeado

por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, 10-costado, (8,5-) 10-11 mm de largo por 6-7 mm de diámetro; estilo rollizo, blanco cremoso, glabro, 2,8-3 mm de longitud; ramas estigmáticas 3, zigomorfos, filiformes ampliándose ligeramente hacia el área distal, blanco cremosos, glabros, succulentos, (12-) 15-18 mm de longitud; estigmas 3, capitados, tribobados, verde oscuro, 5-5,2 (-7,5) mm de diámetro. Baya péndula, oblonga, serícea, 4-5 cm de largo por 4-4,5 cm de diámetro; cáliz fructífero merscente. Semillas numerosas, lateralmente compresas, oblongas, suborbiculares.

Material adicional examinado

PERÚ. Dpto. La Libertad, prov. Otuzco, distrito Salpo, Shitahuara (al norte de Salpo), arbusto trepador de 1-2 m de longitud, hojas seríceas, flores rojas, sin fruto. "puro puro", 3480 m, 3-III-1999, S. Leiva 2255 (HAO, HUT); 7°59'50,4"S y 78°36'46,0" W, 3450 m, 16-II-2005, S. Leiva 3009 (CORD, F, MO, HAO, HUT).- TIPO. PERÚ, Dpto. La Libertad, prov. Otuzco, distrito Salpo, Shitahuara (al norte de Salpo), 7°59'50,4"S y 78°36'46,0" W, 3490 m, 4-IV-2015, S. Leiva & M. Leiva 5806 (CORD, F, MO, HAO, HUT).

Passiflora salpoense S. Leiva & Tantalean guarda relación con su especie hermana *Passiflora mathewsii* (Mast.) Killip in Journ. Wash. Acad. Sci. 17: 428 (1927), sinónimo *Tacsonia mathewsii* Mast., Fl. Bras. 13 (1): pt, 1, 539 (1872), Holótipo: K. que habita en Ecuador (Holm-Nielsen *et al.*, 1988) y Perú (Chachapoyas, cerro Uruchalda a los 3350 m de elevación; asimismo, en el dpto. Lambayeque, prov. Ferreñafe, Incahuasi y Kañaris) porque ambas tienen las flores ligeramente erectas, hojas trifoliadas, coriáceas, serruladas en los márgenes, sépalos oblongos con un apéndice excéntrico por la prolongación de

la nervadura principal, pétalos oblongos, rojizos a rosados o rosado púrpura externa e interiormente, limen blanco, androginóforo blanco cremoso, ovario elipsoidal u oblongo, ciliado, bayas seríceas. Pero, *P. salpoense* tiene el peciolo con dos nectarios, uno a cada lado en el área distal, estípulas semitriangulares, corona 2-seriada, filamentos externos largos triangulares o deltoideos blanco cremosos, y un anillo de filamentos cortos interiormente, estambres y estilos zigomorfos, bayas oblongas. En cambio, *P. mathewsii* posee en el peciolo 6-8 glándulas nectaríferas pareadas, estípulas lineares a reniformes, corona uniseriada reducida a un anillo púrpura con dientes blancos, estambres y estilos actinomorfos, bayas ovoides.

Distribución y ecología: Especie neotropical con distribución limitada y aparentemente endémica a las zonas de recolección en donde habitan unos 80 individuos. A pesar, de haberse efectuado recolecciones en zonas aledañas, solamente a sido encontrada en el lugar denominado Shitahuara (al norte de Salpo), distrito Salpo, prov. Otuzco, dpto. La Libertad, Perú, alrededor de los 7°59'50,4"S y 78°36'46,0" W, y entre los 3450-3490 m de elevación, como un integrante de la vegetación herbácea y arbustiva. Es una especie psicrófila ya que crece en lugares fríos o a temperaturas bajas; es heliófila, es decir, requiere abundante luz del sol; prefiere suelos húmedos o higrófila, tierras negras con abundante humus; argilícola ya que prospera en suelos arcillosos; es eutrofa ya que crece en suelos abundantes en nutrientes; es una especie eucrona ya que tiene una temporada determinada para la floración. Habita en los bordes de caminos, cercos, chacras y vive asociada con plantas de *Rubus floribundus* Kunth "zarza"; *Hesperomeles cuneata* Lindl. (Rosaceae), *Jaltomata ventricosa*

(Baker) Mione, "sogorome" (Solanaceae); *Barnadesia dombeya* Less. "punás", *Bidens pilosa* L. "cadillo"; *Verbesina arborea* Kunth (Asteraceae); *Calamagrostis vicunaru* (Wedd.) Pilg. "ichu" (Poaceae); *Echeveria peruviana* Meyen "siempre viva" (Crassulaceae); *Ephedra americana* Humb. & Bonpl. ex Willd. "pinco pinco" (Ephedraceae); y los géneros *Baccharis* L. (Asteraceae), *Tillandsia* L. (Bromeliaceae), *Pteromonnina* B. Eriksen (Polygalaceae), *Salvia* L. (Lamiaceae), entre otros.

Fenología: Es una especie perenne, que brota con las primeras lluvias de noviembre o diciembre, para luego florecer y fructificar desde el mes de marzo hasta finales de abril o mayo.

Estado actual: Utilizando los criterios del IUCN (IUCN 2012) *Passiflora salpoense* es considerada en peligro crítico (CR). La extensión de su rango de distribución es de un radio menor a 100 km² en los alrededores del lugar denominado, Shitahuara (al norte de Salpo), siendo ésta la única localidad donde se ha recolectado (Criterio B1). Asimismo, se han encontrado unos 80 individuos maduros en la población (Criterio D), siendo influenciada directamente por el centro urbano que transita por la ruta entre Salpo hacia Shitahuara. Sin embargo, no se ha evaluado si existe una declinación del rango de distribución y del área de ocupación, siendo de necesidad urgente de un estudio en profundidad de la ecología, estructura poblacional y distribución de esta especie, para esclarecer su estado de conservación. Pero, mientras se conserve el área geográfica, esta especie no estará en peligro de extinción.

Nombre vulgar: "puro puro" (En boleta, S. Leiva 2255, HAO)

Usos: Las plantas muy bien pueden ser usadas en floricultura, por los intensos

colores anaranjado rojizas de sus flores. Sus frutas, son consumidas frescas por los pobladores, especialmente por los niños pastores de la zona, por su exquisito sabor; asimismo, se propone propagarlos en gran escala para ser envasados y comercializarlos en los supermercados.

Etimología: El epíteto específico hace alusión al distrito de Salpo, prov. Otuzco, dpto. La Libertad, Perú, un hermoso y próspero Distrito, y que entre sus cerros, valles y ríos guarda una diversidad biológica y cultural la cual requiere de más estudios.

Agradecimientos

Nuestra gratitud a las autoridades de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo, por su constante apoyo y facilidades para la realización de las expediciones botánicas. Nuestro reconocimiento al Prof. Luis Chang Chávez, del Museo de Historia Natural y Cultural de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo, Perú, por su ayuda en la redacción del abstract y las diagnosis.

Literatura citada

- APG III.** 2015. Angiosperm Phylogeny website, version 13, disponible en www.mobot.org/MOBOT/research/APweb
- Brako, L. & J. Zarucchi.** 1993. Catálogo de las Angiospermas y Gimnospermas del Perú. Missouri Botanical Garden, St. Louis.
- Escobar, L. K.** 1986. New species and Varieties of *Passiflora* (Passifloraceae) from the Andes of South America. *Systematic Botany* 11: 88-97.
- Esquerre, B.; C. Rojas; S. Llatas & E. Delgado.** 2014. El género *Passiflora* L. (Passifloraceae) en el Departamento Lambayeque, Perú. *Acta Botánica Malacitana* 39, 55-70.
- Esquerre, B.** 2015. A new species of *Passiflora* subsection Tacsonia (Passifloraceae) from Amazonas Northern Peru. *Phytotaxa* 202 (4): 266-272.
- Holm-Nielsen, L. B.; P. M. Jørgensen & J. E. Lawesson.** 1988. Passifloraceae. *Fl. Ecuador* 31: 1-130.
- IUCN.** 2012. The IUCN Red List of threatened species, version 2012.1. IUCN Red List Unit, Cambridge, UK, Available from: <http://www.iucnredlist.org/> (accessed: 16 abril 2013).
- Killip, E. P.** 1938. The American Species of Passifloraceae. *Publ. Field Mus. Nat. Hist., Bot. Ser.* 19 (1-2): 1-613.
- Leiva, S.; T. Mione & L. Yacher.** 2008. Dos nuevas especies de *Jaltomata* Schlechtendal (Solanaceae) del Norte del Perú *Arnaldoa* 15 (2): 185-196.
- Leiva, S.; M. Zapata; G. Gayoso; L. Chang & M. Leiva.** 2013. Frutas silvestres con potencial vitamínico de los Andes Centrales de América. *Arnaldoa* 20 (2): 315-358.
- Leiva, S. & F. Tantalean.** 2015. *Passiflora salpoense* (Passifloraceae) una nueva especie del Norte de Perú. *Arnaldoa* 22 (1): 35-48.
- Leiva, S.; G. Gayoso; L. Chang & M. Leiva.** 2016. Las frutas de los Dioses. Universidad Privada Antenor Orrego. Servicios Gráficos del Norte S. A. C. pp.108.
- Martínez-Crovetto, R.** 1964. Estudios etnobotánicos. Nombres de plantas y su utilidad, según los indios tobas del oeste del Chaco. *Bomplandia* 1: 279-333.
- MacDougal, J.** 1994. Revision of *Passiflora* Subgenus Decaloba Section Pseudodysosmia (Passifloraceae). *Systematic Botany Monographs* vol. 41. 1-146.
- Meyer, T.** 1938. Árboles indígenas de frutos comestibles del noreste argentino. *Lilloa* 3: 233-242.
- Mione, T.; S. Leiva & L. Yacher.** 2000. Three new species of *Jaltomata* (Solanaceae) from Ancash, Peru. *Novon* 10 (1): 53-59.
- Mione, T.; S. Leiva & L. Yacher.** 2007. Five new species of *Jaltomata* (Solanaceae) from Cajamarca, Peru. *Novon* 17: 49-58.
- Pamplona, J.** 2004. El poder medicinal de los alimentos. 4ta. Reimp. Casa Editora Sudamericana. Buenos Aires, Argentina, 383 pp.
- Skrabal, J.; H. Tillich & M. Weigend.** 2001. A revisión of the *Passiflora lobbii* group (Passifloraceae) including new species and subspecies. *Harvard Pap. Bot.* 6: 309-338.
- Thiers, B.** [continuamente actualizada]. Index Herbariorum: A global directory of public herbaria and associated staff. New York Botanical Garden's Virtual Herbarium.

<http://sweetgum.nybg.org/ih/> (accedido en septiembre de 2015).

Ulmer, T. & J. M. MacDougal. 2004. *Passiflora* Passiom flowers of the World. Timber Press, Portland.

Ulloa, C.; J. Zarucchi & B. León. 2004. Diez años de adiciones a la flora del Perú: 1993-2003. Arnaldoa, Edición Especial, 7-242.

Weigend, M. 2002. Observations on the Biogeography of the Amotape-Huancabamba Zone in Northern Perú. In: K. Young *et al.*, Plant Evolution and Endemism in Andean South America. Bot. Review 68 (1): 38-54.

Weigend, M. 2004. Additional observations on the biogeography of the Amotape-Huancabamba zone in Northern Peru: Defining the South –Eastern limits. Rev. Peruv. Biol. 11 (2): 127-134.

Zea mays L. “maíz morado” (Poaceae), un cereal utilizado como alimento en el Perú prehispánico

Zea mays L. “purple corn” (Poaceae), a cereal used for feeding in Ancient Peru



Segundo Leiva González

Museo de Historia Natural, Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo,
Casilla Postal 1075, Trujillo, PERÚ
segundo_leiva@hotmail.com/cleivag@upao.edu.pe

Guillermo Gayoso Bazán

Museo de Historia Natural, Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo,
Casilla Postal 1075, Trujillo, PERÚ.
ggayoso@upao.edu.pe

Luis Chang Chávez

Museo de Historia Natural, Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo,
Casilla Postal 1075, Trujillo, PERÚ.
lchangc@upao.edu.pe

Resumen

Se describe e ilustra en detalle a *Zea mays* L. “maíz morado” (Poaceae), un fruto utilizado como alimento en el Perú prehispánico. *Z. mays* habita en las vertientes occidentales del Perú alrededor de 8°00'28,8" S, 78°41'18,5" W y 1390 de elevación. Se indaga sobre su conocimiento popular en la población norcosteña peruana (departamento La Libertad), quienes la utilizan como alimento desde épocas prehispánicas. Asimismo, se identifican y describen representaciones del mencionado cereal en la colección de cerámica prehispánica que custodia el Museo de Historia Natural y Cultural de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo, Perú, con el fin de establecer las evidencias que demuestren que fue utilizada por los pobladores en estos territorios antes de la llegada de los españoles.

Palabras clave: *Zea mays*, Poaceae, cereal, Perú prehispánico.

Abstract

Zea mays L. “purple corn” (Poaceae), a fruit used for feeding in Ancient Peru, is described and illustrated in detail. *Z. mays* is found in the western slopes of Peru at 8°00'28.8" S, 78°41'18.5" W and 1390 m above sea level. We were interested in the common knowledge of “purple corn” in the population of the North Coast of Peru (La Libertad region), who use it as food since pre-Columbian times. Representations of this cereal were identified and described in the collection of pre-Columbian pottery owned by the Museum of Natural and Cultural History of the Antenor Orrego University, Trujillo, Peru, in order to establish evidences that demonstrate its use by the inhabitants of Ancient Peru.

Keywords: *Zea mays*, Poaceae, cereal, Ancient Peru.

Introducción

“Son muchas las diferencias que hay de “maíz”, porque primeramente se halla de todos colores, blanco, negro, amarillo, morado, colorado claro, y oscuro, y mezclado de varios colores” (Cobo, 1653: 438).

La historia necesita ser conocida por todos los agentes que la construyen para entender nuestro presente (Ramírez & Deza, 2000: 17). Y para reconstruir la historia de los pueblos que han desaparecido y no han dejado documentos escritos sobre sus costumbres y actividades, la arqueología debe recurrir a todos los testimonios que queden de aquellos pueblos (Lumbreras, 1971: 11).

En tal sentido, se sostiene que el arte del hombre del Antiguo Perú puede ser caracterizado como descriptivo de aquellos recursos que utilizaba y de

su entorno en general (De Bock, 2012). Por tanto, el resultado del estudio de la cerámica prehispánica es un indicador muy importante para poder determinar diversos aspectos de la vida de las sociedades del pasado.

Por lo expuesto, en el presente trabajo, a partir del análisis de una muestra de cerámica prehispánica, se establecerá el uso del *Zea mays* L. “maíz morado” (Poaceae) por el poblador norcosteño peruano desde épocas prehispánicas. Asimismo, se indaga sobre su conocimiento popular en la población actual norcosteña (departamento de La Libertad).

Respecto al “maíz” en general, Ramírez & Deza (2000) postulan que en el sitio arqueológico Las Haldas (Casma) hay evidencias de su consumo (1500 a. C.) y a partir del 1300 a. C. se habría iniciado un

acelerado desarrollo genético del “maíz”. Las pequeñas mazorcas globosas y de hileras irregulares o alargadas de cuarenta o poco más granos comienzan a crecer hasta concluir en aquellas mazorcas grandes y anchas, de hileras regulares, con alrededor de ciento veinte granos que evidencian nuevas variedades e hibridación y que caracterizan a los restos vegetales encontrados en la costa norte, asociados a los últimos siglos prehispánicos. Para ello, contribuyeron dos factores: la siembra no controlada en terrenos apropiados o chacras que facilitó la hibridación natural de diferentes variedades traídas indistintamente de diversos pisos ecológicos y, luego, las nuevas variedades fueron consolidándose por selección simple del hombre, quien seleccionaba las mejores mazorcas para la semilla. La hibridación es fácil por ser el “maíz” una planta alógama, es decir, fácilmente el polen de un tipo de “maíz” pasa a otro tipo de “maíz” produciéndose un nuevo tipo (Ramírez & Deza, 2000: 84, 96).

No obstante, otros investigadores sostienen que el “maíz” se conocía y cultivaba desde el año 2000 a. C., habiéndose desarrollado desde entonces todo un sistema de almacenamiento (Bonavia, 1978, como se cita en Ravines, 1980: 162).

Marcelo & Príncipe (2015) hacen referencia a Haas, Huamán y Vergel, quienes postulan que la evidencia sobre el consumo de “maíz”, en el valle de Fortaleza y el Norte Chico, estaría en el Arcaico Tardío (3000-1800 a. C.).

También, los resultados obtenidos en investigaciones hechas por Grobman, Bonavia y otros en los sitios arqueológicos de Paredones y Huaca Prieta han permitido conocer la presencia del “maíz” en el valle de Chicama desde aprox. 6700 y 3000 años

antes del presente, en épocas semejantes a las más tempranas en México.

De otra parte, el sacerdote y cronista español Bernabé Cobo (1653), a raíz de sus diversos viajes por el territorio peruano, reporta la existencia de diversas variedades de “maíz” en el Perú, originarias de tiempos prehispánicos: “*Son muchas las diferencias que hay de “maíz”, porque primeramente se halla de todos colores, blanco, negro, amarillo, morado, colorado claro, y oscuro, y mezclado de varios colores*” (Cobo, 1653: 438).

Respecto al “maíz morado”, Castañeda (2005) anota: “*El maíz morado, fruto sagrado de los incas, ha sido encontrado en restos arqueológicos de culturas preincas: Mochica, Nazca y Paracas... apreciándolos reproducidos en cerámicas...*” (Castañeda, Ibáñez & Manrique, 2005: 120).

Así también, Ronceros (2012) y Pérez (2014) anotan lo siguiente:

“*El maíz morado (Z. mays L.) es una variedad de maíz que es originaria del Perú y Bolivia...*” (Ronceros et al., 2012: 113).

“*...en el país se consume una variedad más, el cual es el “maíz morado”, un producto que se consume desde tiempos preincaicos...*” (Pérez, 2014: 3).

Hipótesis

Zea mays L. “maíz morado” (Poaceae) es un fruto utilizado como alimento por el poblador norcosteño peruano desde épocas prehispánicas.

Objetivo de trabajo

Establecer que el *Zea mays* L. “maíz morado” (Poaceae) es un fruto que viene siendo utilizado como alimento por el poblador norcosteño peruano desde épocas prehispánicas.

Antecedentes

El "maíz" es un cereal nativo de América, cuyo centro de domesticación parece corresponder a Mesoamérica, desde donde se habría difundido hacia todo el continente. Por recientes descubrimientos arqueológicos y paleobotánicos, se ha logrado determinar que el "maíz" procede de un antepasado de tipo silvestre que fue un cereal de grano duro contenido en una vaina, en el que cada semilla estaba protegida por una cubierta formada por dos valvas. El "maíz" que conocemos actualmente, *Z. mays*, no tiene esta cubierta y los granos están unidos en una mazorca, la que a su vez está contenida en una envoltura de hojas; este sería el resultado de un continuo proceso de selección humana a partir de ese antecesor silvestre de vaina (Hawkes, 1981).

También, se ha opinado que el *Tripsacum*, un pariente silvestre del "maíz", habría dado origen a este cereal. Sin embargo, la opinión de que el antepasado silvestre fue un cereal de vaina y no el teosinte o el *Tripsacum* se fundamenta en investigaciones de polen en contextos geológicos mexicanos que datan de hace más de 6000 años; asimismo, se sustenta en hallazgos de producciones en cerámica prehistórica. Por otra parte, se cree que el teosinte es más bien el producto de un cruce natural del "maíz" y el *Tripsacum*, y no el antecesor del cereal. Posteriormente, el "maíz" fue cruzado frecuentemente con su progenie, de modo que casi todas las variaciones modernas del cereal contienen probablemente un elemento de teosinte (Hawkes, 1981). Por todos estos estudios, Mesoamérica aparece como el sitio de domesticación del "maíz"; sin embargo, Grobman (1961) ha preconizado la presencia de un centro de domesticación en la Región Andina peruana, aseveraciones

que han dado lugar a importantes debates científicos. Últimamente, en el sitio Los Gavilanes del valle de Huarmey, en la costa peruana, se ha identificado la presencia de razas de "maíz" típicamente andinas, que no tienen relación con las mesoamericanas, lo que certificaría que la Región Andina fue un centro de domesticación independiente (Bonavia, 1985). De todas maneras, está comprobada la existencia de tempranos contactos entre Mesoamérica y la Región Andina (Heiser, 1965).

Cultivo del "maíz" en el siglo XVI, distribución espacial

Tomado y adaptado del libro: El Pan de América, etnohistoria de los alimentos aborígenes en el Ecuador, escrito por Estrella, 1992:

Los conquistadores, cronistas, funcionarios coloniales y, en general, los estudiosos del problema, encuentran una amplia distribución de los cultivos de "maíz" en el territorio ecuatoriano. En efecto, si seguimos la clásica división geográfica del país en costa, sierra y oriente, veremos que en todos los lugares habitados al tiempo de la conquista y durante los primeros años tiempo de la colonia existían cultivos de "maíz".

La franja costera sirvió inicialmente de punto de contacto con los conquistadores y en todas las poblaciones marítimas se encontró "maíz", producto rápidamente identificable ya que era conocido desde las primeras épocas del descubrimiento de América. En el "Sumario de la Natural Historia de la Indias", de Fernández de Oviedo (1526), ya se hace una amplia descripción del maíz de las islas del Caribe y Tierra Firme.

El piloto Bartolomé Ruiz probablemente hallaría "maíz" en algunos de nuestros pueblos costeros que recorrió en 1526, durante el

segundo viaje de conquista (Ruiz, 1844). Con las buenas nuevas traídas por Ruiz, desde San Juan, donde se encontraban Almagro y Pizarro, iniciaron un viaje de reconocimiento llegando a Atacames, donde se dice que: "hallaron en todas las casas mucho mantenimiento de "maíz" muy grueso (...). Va sembrando el "maíz" con mucho orden, en la caña de él es tan alta como una lanza jineta. En aqueste pueblo podría haber mil casas (Fernández de Oviedo, 1959, V: 13). Este viaje permitió a Pizarro recorrer la costa ecuatoriana, llegar hasta Tumbes y otras poblaciones más al sur y retornar a Panamá, para de ahí ir a España (1528), a solicitar la autorización de la Corona para la conquista del Perú".

La tercera y definitiva expedición de conquista se inició en Panamá en enero de 1531, llegando a nuestras costas después de pocos días de navegación. Entraron a Catámez, pero lo encontraron despoblado; en sus campos hallaron sembríos y por hambre comieron "maíz" no formado, según el relato de Trujillo (1975), uno de los soldados de Pizarro que añade: "De allí fuimos caminando hasta los ríos de los Quiximis (...). Y estando allí con harto trabajo de comida y agua dulce, llegó Bartolomé Ruiz con el navío (...). Y allí nos dieron refacción de harina de "maíz", a cada uno medio cuartillo". Después pasaron a Coaque, tierra con "muchísima comida "maíz" y frutas". Sobre este pueblo, anota Ruiz Arce (1975): "Es tierra muy caliente. Comen pan, los naturales de la tierra, bizcocho". En estos pueblos, dice el cronista Zárate (1913, II: 465): "Las indias siembran y amasan y muelen el pan que en toda aquella provincia se come, que en la lengua de las islas se llama "maíz", aunque en la lengua del Perú se llama "sara".

En Coaque, la tropa permaneció algunos meses acosada por la enfermedad de la "verruga" (bartonelosis), partiendo después en dirección de Puná y Tumbes, un grupo por tierra y otro por mar. Así, fueron descubriendo varias poblaciones y en ellas hallaron muchos alimentos. En la

provincia de Puerto Viejo: "Habría "maíz", pescado y frutas de la tierra," papayas". Había miel hecha de maíz", esta es una de las primeras referencias a la chicha. Después pasaron por la península de Santa Elena y avanzaron a la provincia de "Odón, en los Huancavilcas, tierra abundosa de comida", (Trujillo, 1975). Días más tarde se trasladaron a Tumbes, tierra "llana de la parte de la mar; tiene muchas sierras a cuatro lenguas; llueve poquito, tiene un hermoso río de que riegan sus maizales" (Fernández de Oviedo, 1959, V: 99). Desde Tumbes se inició el ascenso a la cordillera, concretándose la conquista con la tragedia de Cajamarca.

Otros cronistas y viajeros del siglo XVI hicieron referencias al "maíz" en los pueblos marítimos. El italiano Benzoni, que estuvo en la actual provincia de Manabí entre 1547 y 1550, anota: "Aquí hacen el mejor pan de "maíz" de todas las Indias, al punto que algunos dicen que es mejor aún que el pan de trigo" (Benzoni, 1967: 255). La fama del pan de Puerto Viejo fue muy grande en las primeras épocas de la conquista. Cuando arribó a Manta el presidente La Gasca a pacificar las tierras del Perú convulsionadas por las luchas civiles, hizo lo siguiente:

"Encargó a algunas personas de aquellas que sabían bien la tierra, que fuesen a los Quiximiés, a ayudar a Juan Pérez de Vergara a traer las bestias a Puerto Viejo, y llevasen "maíz" para ellas y comida para los que viniesen con ellas. Y asimismo, ordenó que fuesen por todos aquellos lugares de indios donde se coge mucho "maíz" a recogerlo y traerlos; y hacer que se trajese todo el más pan cocido que se pudiese hacer dello. Porque aunque en todo el Perú (y comúnmente en todas las partes donde se come "maíz"), el pan que dello se hace no se puede bien comer sino reciente, el de aquella parte se detiene tanto como el pan de "trigo", y en esto pusieron todos mucha diligencia" (Fernández, 1914: 331).

En varios lugares de la sierra se utilizaba

una comida ritual, elaborada en base a "maíz negro y morado"; se trata de la "colada morada" que hasta hoy se consume en conmemoración de los muertos. En quechua se llama "yana-api" a esta comida (Velasco. 1964: 42).

Toribio de Ortiguera relata que una indígena que acompañó a Manco Cápac en su incursión a la región oriental le contó que la tierra de las provincias de los Iques y Hatum Ique (curso inferior del río Coca) por donde había entrado: "era llana y caliente, de mucho "maíz", "yucas" y "batatas"". Años más tarde, la expedición de Gonzalo Pizarro encontró abundantes sembríos de poblaciones indígenas situadas en curso del río Coca (Ortiguera, 1968: 354-355). Los Indios Quijos hacían "chicha de maíz" a la cual eran muy aficionados, y cultivaban "maíz morocho" según Relación del año 1577 (Oregón, 1973).

Utilización

El "maíz" fue aprovechado como alimento, medicina y elemento ceremonial. Además, las hojas tiernas sirvieron como envoltura para ciertos alimentos y forrajes para animales, y las hojas y tallos secos como forraje y combustible.

Alimento: El cereal se utilizó fundamentalmente como alimento, tanto en estado tierno (choclo), como maduro, y sirvió para la elaboración de numerosas preparaciones que son consumidas hasta la actualidad por amplios sectores poblacionales, guardando especiales características en las zonas rurales, donde se mantienen muchas tradiciones culinarias. Este grano es el más valioso "pan americano".

El "maíz" tierno se comía después de hervir la mazorca entera o se desgranaba antes de someterlo a la cocción. Los granos tiernos también se podían freír en grasa de origen animal. En otros casos, la mazorca entera, con su panoja, se asaba al fuego; o se procedía a retirar las hojas y asar directamente, tal como se usa hasta la actualidad. Con el grano tierno

y maduro llamado "cau", se hacía una masa, a la que se añadía sal y condimentos, masa que envuelta en la propia hoja de la mazorca constituía la "choclo-tanda", o "humita". En la actualidad, es muy común en la sierra norte la llamada "colada de choclo" que es una sopa que se hace en base de "maíz" tierno, que previamente es molido y cernido, que se cocina con "papas", condimentos, hortalizas y carne. La "chuchuca" (chochoca) es otra forma de aprovechamiento del "maíz" tierno.

Con el grano duro se elaboran varios productos. Se hacía el "mote" o "muti". El "mote" se comía añadiendo sal y también se hacían, como hasta hoy, varias preparaciones: "choclo mote"; "chifle-mote", que es "mote" más "frejol" tierno; "mote-pata"; "champúz", que es una preparación de "mote" con harina de "maíz dulce" o miel; "colada de mote dulce", que es el "mote" molido, que se hierve en agua, con dulce o miel.

Tostando el "maíz" se obtenía la "cancha", muy fácil de llevar y guardar por varios días. "Cómenlo también tostado, -dice Cobo (1964, I: 160)- y los indios que van del camino y no llevan otro "matalotaje" más que una taleguilla dello o de su harina, que toman desleída en agua fría y le sirven de comida y bebida. A esta harina de "maíz" tostado llaman "pito". Entre los Incas, el "maíz" tostado y reventado recibía el nombre de "pisanquilla".

Moliendo el "maíz" en un metate, se obtenía la harina que se utilizaba en la elaboración de tortillas, pan, tamales, arepas, zango y coladas o mazamoras variadas (Acosta, 1954, I: 109). Las tortillas de Manabí tuvieron gran fama. Cobo (1964, I: 161) afirma que en el puerto de Santa Elena se hacían las mejores tortillas de "maíz" de todas las Indias. El mantenimiento diario de los indios de Quito en 1573 era "maíz cocido" (RGI, 1965, II: 205-232). A mediados del siglo XVII, Rodríguez Docampo (1965) escribía que los

indios del Obispado de Quito "eran tan pobres y necesitados" que solo se sustentaban con "maíz tostado", bolas y mazamorra.

Bebida: En varias lenguas aborígenes, algunas de las cuales se hablan hasta hoy, existe una denominación para la "chicha", palabra de probable origen nahuatl introducida a tiempo de la conquista.

La tecnología utilizada en la elaboración de la "chicha" fue variada; la forma más simple consistía en mezclar harina de "maíz" con agua y permitir el proceso de fermentación. Con el objeto de conseguir un mayor grado alcohólico y mejorar el sabor, se aplicaban procedimientos que tenía como finalidad la conversión de los almidones del "maíz" en azúcares, los cuales son más fáciles de fermentar. Una enzima, la diastasa, estimula este cambio, y la forma más común de diastasa para la elaboración de "chicha" es la saliva. Las "chichas" de "yuca" o de "maíz", que se hacen previa masticación, tiene este principio. Maltear, es decir, remojar el grano y dejarlo hasta que se inicie el proceso de fermentación, es otra forma de conseguir diastasa (Cutler, 1981). La preparación de la "jora", que hasta hoy es muy común en nuestras poblaciones andinas, sigue este sistema. Se remoja el "maíz" por algunos días, se deja en reposo en un sitio oscuro y abrigado, cubriendo con hojas se espera una semana permitiendo la germinación, después se lo seca y muele, obteniéndose un producto listo para hacerlo con agua y dejarlo fermentar; así se consigue la "chicha de jora".

El consumo de "chicha" como bebida alcohólica tuvo dos modalidades:

a. Ceremonial: Se refiere al consumo ritual ligado a las festividades comunitarias, a los momentos importantes de la vida de los individuos: nacimiento, corte de pelo, iniciación, matrimonio, muerte y a las ceremonias agrarias.

b. Estimulante: El beber tiene que ver con

la utilización de la "chicha" en el trabajo, en las mingas, donde la bebida es un elemento que da fortaleza y cumple funciones de integración grupal (Estrella, 1982: 136).

La "chicha" era utilizada ritualmente en la adoración de la tierra, el sol y los dioses tutelares. Se ofrendaba "chicha" en las ceremonias funerarias. Según cuenta Garcilazo (1971, I: 77), los incas adoraban el sol:

"...ofreciéndole en sacrificio mucho brebaje de los que bebían, hecho de agua y "maíz", y en las comidas ordinarias cuando les traían de beber, (...) mojaban la punta del dedo de en medio, y mirando al cielo con acatamientos despedían del dedo, como quien da capirotos, la gota del brebaje que en él se les había pegado, ofreciéndola al sol en hacinamiento (acción) de gracias porque les daba de beber, que sea entre aquellos indios señal de adoración".

Objeto ritual: Los incas utilizaban el "maíz" como un gran don para solicitar favores a sus dioses; así, reverenciaban a la "Mamapacha" (que es la tierra) derramando "chicha" y "maíz" molido a tiempo de las siembras, pidiendo les dé buenas cosechas. Las plantas y las mazorcas especiales eran tenidas como "canopas". Es decir, como objetos familiares de adoración; estas canopas llamaban "zaramamas" o madres del "maíz" (Arriaga, 1968: 201-211).

Medicina: Prácticamente todos los alimentos tenían cualidades terapéuticas que la tradición se encargaba de actualizar y recrear en cada ocasión. En el caso del "maíz" se usaba el zumo de las hojas verdes para curar las heridas frescas; además, "tostado el grano y rociado en vino, aplicado caliente en sequillo, resuelve el dolor ventoso y quita la intemperie fría. Mezclada su harina con zumo de hojas de "rábano", quita los cardenales". La "chicha" se aconsejaba tomarla, "contra las arenas y piedras de los riñones y vejiga; a cuya causa nunca en los indios, así, viejos como mozos, se hallaban estas

enfermedades, por el uso que tienen de beber chicha" (Cobo, 1964, I: 162).

Nicora & Rugulo (1987), en su libro *Los géneros de gramíneas de América Austral*, escriben en las páginas 563-566:

El género *Zea* L. es nativo de América, al cual pertenece el "maíz", cereal ampliamente cultivado en todo el mundo, entre los 50° de latitud norte y los 40° de latitud sur. Su origen y cultivo data de épocas precolombinas tal como lo han probado las representaciones de tejidos, cerámicas y restos arqueológicos, hallados principalmente en México y Perú. El cultivo de *Z. mays*, "maíz", "mais", "tlaoli" en México, "sara" en quichua, "hua" en araucano, "avati" en guaraní, estaba ampliamente difundido en América antes de la llegada de los conquistadores. Los restos arqueológicos hallados revelaron que 5000 a 6000 años atrás ya existía esta planta. A la llegada de los conquistadores los cultivos estaban generalizados desde Estados Unidos hasta el oeste de América del Sur, hasta los 43° de latitud sur.

En la Argentina el cultivo es muy antiguo, muchas espigas y marlos de variedades domésticas han sido hallados en los valles Calchaquíes; las más antiguas proceden del Aconquija, provincia de Catamarca, donde fue hallada una variedad de granos muy pequeños denominada vulgarmente "perla o reventón", perteneciente a una cultura fechada hacia el año 300 de nuestra era. Actualmente, un buen número de variedades autóctonas se cultivan en la quebrada de Humahuaca, en Jujuy, así como en los valles Calchaquíes y en Orán. Estos cultivos de regiones andinas y preandinas comprenden razas curiosas por las formas, tamaño y colorido de las espigas.

Existen diferentes variedades de "maíz" cultivadas actualmente en la Argentina. *Z. mays* var. *tunicata* Larrañaga, "maíz tunicado", "abaty guaycurú", "paca sara", originaria

de América del Sur, del cual existen cultivos esporádicos en Bolivia, Paraguay, y nuestro país, en las provincias de Corrientes y Misiones. Presenta sus granos vestidos, cubiertos por las glumas y glumelas muy desarrolladas y herbáceas; se usa más como amuleto que como planta alimenticia. *Z. mays* var. *amylacea* (Sturtevant) L. Parodi, "maíz capia", "maíz amilácea", "maíz guaraní", "culli", originaria de América del Sur; presenta granos muy harinosos y blandos y de colores variados. A esta variedad pertenecen las razas cultivadas en la quebrada de Humahuaca, en la región chaqueña de Salta y el oeste de Formosa, así como, los de origen guaraní cultivadas en el Paraguay, Corrientes y Misiones. Son utilizados en la alimentación y en la elaboración de la bebida denominada "chicha". La variedad *indurata* (Sturtevant) Baily, "maíz amarillo", "colorado", "morocho", "maíz de polenta", "cateto" (Brasil), presenta espigas de 10-35 cm de largo con granos amarillos, anaranjados, rojos, entre otros. Las principales razas seleccionadas en la Argentina son de granos amarillos y anaranjados, ampliamente cultivadas para la industria de la polenta, alimentación de animales domésticos, entre otros. La variedad *rugosa* Bonafous, "maíz dulce", "choclo", es cultivado en nuestro país como hortaliza, sus espigas se comen tiernas. A la variedad *amyleasaccharata* (Sturt.) Baily pertenece el "chulpi", maíz tierno como el "choclo", cultivado en algunas chacras de la quebrada de Humahuaca y regiones montañosas de Salta. La variedad *minima* Bonafous, "maíz perla", "maíz poroto", "maíz reventón", de espigas muy pequeñas y granos globosos, lisos, blancos, púrpuras y amarillos, es poco cultivado en nuestro país, en el noroeste argentino está representado por diversas razas en las que los granos revientan por el calor. Se han encontrado restos arqueológicos de este "maíz" en fogones prehispánicos. El "maíz" "curagua" del sur de Chile, cultivado por los araucanos, es de granos

blancos y pertenece a esta variedad. La variedad *oryzaea* Kuleshov se cultiva desde México hasta la Argentina, en algunas regiones del noroeste; comprende un buen número de razas con espigas de granos duros, pequeños y rostrados, que revientan fácilmente con el calor; a esta variedad pertenece el "maíz pisingall".

El origen del "maíz" ha sido largamente discutido por distintos autores. Tanto el género *Euchlaena*, "teosinto", como *Tripsacum* han sido considerados estrechamente relacionados con el "maíz". El género *Euchlaena*, "teosinto", comprende unas 3 especies y es originario de México y Guatemala. Algunas teorías sobre el origen del "maíz", consideran al teosinto anual, *E. mexicana* Schrader, como un posible ancestro del "maíz". Ocasionalmente se cultiva en la Argentina y México, es maleza en cultivos de "maíz" con el cual se hibrida fácilmente.

En 1979 fue descubierto en México un teosinto perenne diploide, *Zea diploperennis* Iltis, Doebley & Guzman, con el mismo número cromosómico del "maíz", con el que puede cruzarse fértilmente.

Los estudios palinológicos, arqueológicos, citológicos y ensayos experimentales han permitido cambiar el concepto sobre el origen del "maíz": la forma ancestral del "maíz" cultivado no fue un "teosinto" sino un "maíz" y el "teosinto" corresponde a la progenie del mismo.

Actualmente, las especies de "teosinto" se consideran dentro del género *Zea*, como especies o subespecies del mismo; así, el "teosinto" anual, *Euchlaena mexicana* es *Z. mays* spp. *mexicana* (Schrader) Iltis.

Z. perennis (A. Hitchc.) Reeves and Mangelsdorf (*Euchlaena perennis* A. Hitchc.) es un tetraploide perenne, originario de México, no cultivado en nuestro país. *Z. luxurians* (Durieu and Ascherson) Bird, es propio de Guatemala.

Y finalizan: El "teosinto" difiere del

"maíz" fundamentalmente en los caracteres de la inflorescencia femenina; estas se desarrollan en grupos de 2 o más en la axila de las hojas; la inflorescencia es dística y las espiguillas solitarias en cada nudo del raquis, que es frágil a la madurez y un fragmento del mismo cae con el grano. Por otra parte, *Tripsacum* es un género con especies perennes que generalmente no se hibrida con el "maíz", salvo en condiciones experimentales".

Composición del "maíz dulce"

Según Pamplona (2004), en su libro: El poder medicinal de los alimentos, página 224, al referirse al "maíz dulce" indica que por cada 100 g de parte comestible cruda, su composición es la siguiente:

Energía: 36,0 kcal = 358 kj

Proteínas: 3,22 g

Carbohidratos: 16,3 g

Fibra: 2,70 g

Vitamina A: 28,0 ug ER

Vitamina B1: 0,200 mg

Vitamina B2: 0,060 mg

Niacina: 2,08 mg EN

Vitamina B6: 0,055 MG

Folatos: 45, 8 ug

Vitamina B12: -

Vitamina C: 6,80 mg

Vitamina E: 0,090 mg E alfa T

Calcio: 2,00 mg

Fósforo: 89,0 mg

Magnesio: 37,0 mg

Hierro: 0,520 mg

Cinc: 0,450 mg

Grasa total: 1,18 g

Grasa saturada: 0,182 g

Colesterol: -

Sodio: 15,0 mg

Valor nutritivo

Pamplona (2004), en su libro *El poder medicinal de los alimentos* al referirse al "maíz", escribe:

Todos los primitivos pobladores del continente americano, de Chile a Canadá, cultivaban y consumía el "maíz" desde la más remota antigüedad. Los exploradores españoles lo introdujeron en Europa en el siglo XVI, desde donde se extendió al resto del mundo.

Actualmente, el "maíz" es el tercer cereal más cultivado en el mundo, después del "trigo" y el "arroz". Sin embargo, nueve de cada diez kilos cosechados son destinados a la fabricación de piensos para el ganado.

Propiedades e indicaciones: El "maíz dulce" contiene un 76% de agua, bastante más que las otras variedades de "maíz" que son más secas. Esto es así porque se recolecta cuando todavía no está maduro; por lo cual, contiene una mayor proporción de agua, así como de azúcares, esto le confiere su agradable textura y sabor.

En conjunto, el "maíz dulce" aporta 86 kcal/100 g, algo más que las "papas" o "patatas" (79 kcal/100 g), aunque menos que el "arroz" (360 kcal/100 g).

Estos son sus nutrientes más destacados:

Carbohidratos: Suponen el 16,3% de su peso. Se hallan formados por una mezcla de azúcares y almidón. En los granos inmaduros predominan los azúcares, mientras que los maduros contienen más almidón. Ambos tipos de carbohidratos son fácilmente digeribles y asimilables.

Grasas: Se encuentra especialmente en el germen del grano y suponen el 1,18% del peso.

Es rica en ácidos grasos mono y poliinsaturados, sobre todo en ácido linoleico. De la grasa del "maíz" se extrae un aceite muy nutritivo y adecuado para luchar contra el exceso de colesterol.

Proteínas: El "maíz dulce" contiene un 3,22% de su peso en forma de proteínas, aunque en el seco la proporción alcanza el 10%. La proteína más abundante en el grano de "maíz" se conoce como zeína, y, aunque contiene todos los aminoácidos esenciales, hay dos de ellos que están en una proporción insuficiente: la lisina y el triptófano. Esto, hace que la proteína del "maíz" tenga un valor biológico del 60%, relativamente bajo si se compara con la de los huevos (94%) o la de la leche (85%).

La proteína de "maíz", aunque es fácilmente digerible, no resulta suficiente por sí sola para satisfacer las necesidades de aminoácidos de nuestro organismo, y mucho menos en las épocas de crecimiento. Sin embargo, la combinación de "maíz" con legumbres y semillas de "girasol" proporciona una proteína completa.

Vitaminas: El "maíz dulce" de color amarillo aporta una cierta cantidad de provitamina A (28ug ER/100 g), mientras que el "maíz blanco" apenas la contiene. El "maíz dulce" en conserva pierde un 25% de provitamina A cada año.

El "maíz" es una buena fuente de vitamina B1 y aporta una cantidad moderada de vitamina C. Aunque contiene niacina, esta no es aprovechable si el "maíz" no es tratado con álcalis.

Minerales: Contiene bastante potasio, fósforo, magnesio y hierro, aunque muy poco calcio.

Fibra: El "maíz dulce" es una buena fuente de fibra (2,7%) de ambos tipos, soluble e insoluble.

El consumo de "maíz" resulta especialmente

recomendable en los siguientes casos:

- **Afecciones intestinales:** Tanto el "maíz dulce" como la harina de "maíz" y las otras formas de preparación ejercen un efecto emoliente (suavizante) y protector sobre la mucosa intestinal. Además, no contiene gluten, lo cual hace que sea muy bien tolerado por los intestinos sensibles. Se recomienda especialmente en los siguientes casos:

- *Dispepsia intestinal, caracterizada por fermentaciones, gases y dolores (cólicos intestinales).*

- *Colon irritable, caracterizado por la alternancia entre periodos de estreñimiento y diarrea.*

- *Colitis crónicas (inflamación del intestino grueso), especialmente en forma de papillas cocinadas con su harina.*

- *Dieta de destete en los lactantes, también en formas de harinas.*

- **Celiaquía:** enfermedad consistente en la intolerancia intestinal al gluten del "trigo".

- **Enfermedades renales crónicas que cursan con insuficiencia renal (glomerulonefritis crónica y nefrosis):** el grano de "maíz" tiene un ligero efecto diurético (aunque mucho menor que el de sus estilos o estigmas) y aporta una cantidad limitada de proteínas en relación al aporte calórico. Por ello, resulta adecuado en la dieta de los enfermos renales.

- **Exceso de colesterol y de grasa en la sangre:** El salvado que recubre el grano de "maíz", el cual se encuentra presente tanto en el "maíz dulce" como en la harina integral, es capaz de reducir el nivel de colesterol en la sangre.

- **Hipertiroidismo:** El "maíz" tiene un ligero efecto frenador sobre la glándula tiroides y sobre el metabolismo en su conjunto. Su

consumo es adecuado en caso de hipertiroidismo, caracterizado por la delgadez y el nerviosismo entre otros síntomas.

- **Delgadez en general:** El "maíz" resulta recomendable, en cualquiera de sus formas, en las dietas para aumentar de peso". (Pamplona, 2004).

Preparación y empleo

Adaptado de Pamplona (2004), quien sugiere los siguientes empleos:

1. **Maíz dulce tierno:** Se puede comer directamente de la mazorca, ya sea después de una ligera cocción o asado sobre las brasas.

2. **Maíz dulce en conserva:** Se presenta sobre todo enlatado o congelado. De ambas formas permanecen su sabor y la mayor parte de sus propiedades nutritivas. Los granos de "maíz" enlatados o congelados son integrales, pues incluyen el germen y el salvado del grano.

3. **Harina integral:** Es tan nutritiva como el grano entero. Con ella se elaboran las famosas tortillas mexicanas y la polenta italiana (una especie de gachas).

4. **Sémola:** Es una harina refinada, más fina que la integral, pero menos nutritiva, pues carece del germen y del salvado.

5. **Copos:** Se elaboran machacando y tostando los granos de "maíz", por lo que pierden parte de su contenido vitamínico; de ahí que a los elaborados industrialmente se los suele enriquecer con vitaminas y minerales.

6. **Palomitas de maíz o pochoclo:** Constituye una forma divertida y saludable de consumir este cereal. Se elaboran con una variedad especial de "maíz", cuyos granos se hallan recubiertos de una resistente cáscara. Al calentarlos, se forma vapor a presión en su interior, que finalmente rompe la cáscara y hace que el almidón y las proteínas del grano salgan formando una masa de color blanco. Deben

masticarse y ensalivarse lentamente para que puedan ser bien digeridas.

7. Maicena: *Es una harina de "maíz" muy refinada y desgrasada, por lo que, tiene escaso valor nutritivo, aparte del calórico. Se emplea en salsas y repostería, y como espesamiento en diversos productos alimenticios.*

Material y métodos

MÉTODO, TÉCNICA E INSTRUMENTOS

-Método: Se utiliza el método científico, en sus formas: inductivo-deductivo y comparativo.

-Técnica: Observación, entrevista no estructurada.

-Instrumentos: Fotos, dibujos, cuaderno de notas, ficha de observación, formato de preguntas de la entrevista.

-Control de calidad de los instrumentos: Los instrumentos fueron validados con opiniones de especialistas.

MUESTRA Y MATERIAL DE ESTUDIO

MATERIAL BIOLÓGICO

Para el este estudio, se utilizaron diversos especímenes vegetales de las especie de plantas con frutos de *Z. mays* L. "maíz morado" (Poaceae) recolectados en el valle de Moche, en los alrededores de Platanar y Pagash, prov. Trujillo y Otuzco, dpto. La Libertad, Perú, durante las exploraciones botánicas programadas; además de los especímenes registrados en el Herbario Antenor Orrego (HAO), producto de exploraciones previas.

a. Exploraciones botánicas

Se efectuaron las exploraciones según la época de floración de las especie de

"maíz morado" *Z. mays* L. (Poaceae), con el fin de tener la oportunidad de recolectar ejemplares botánicos idóneos para su respectivo estudio sistemático. El área de estudio comprendió las provincias de Trujillo y Otuzco, en el departamento de La Libertad, Perú; las mismos que fueron visitados a través de las exploraciones botánicas.

a. Recolección de especímenes vegetales

Usando las técnicas e instrumental adecuado (prensas botánicas, tijeras, periódicos usados, alcohol, altímetro, GPS) se recolectaron como mínimo cinco (05) ejemplares de la especie, los cuales contienen hojas, flores, frutos y una longitud no menor de 30 cm cada rama. Parte de las muestras se enviaron a otros herbarios tanto nacionales como extranjeros para su confirmación.

b. Toma de datos

Para la especie recolectada se anotó el "nombre vulgar o popular", diámetro de la base del tallo, colores de los órganos vegetativos y reproductivos (color del tallo, hoja, glumas, lemma, pálea (glumelas), anteras, cariopses, pubescencia), número de flores por inflorescencia, hábitat, especies con las que convive, altitud, usos populares, forma de propagación, entre otros.

c. Toma de fotografías

Se tomarán fotografías de la especie recolectada haciendo uso de cámara digital Panasonic (Lumix) 30X y 16 megapíxeles.

b. Fase de laboratorio

a. Estudio de cada especie

Se hizo la descripción original siguiendo el método clásico. La identificación de la especie se hizo mediante uso de holótipos nomenclaturales y fotótipos, asimismo,

recurriendo a la descripción original y, además, por comparación con el material registrado en los herbarios HUT, HAO, entre otros.

b. Montaje y herborización del material recolectado

Los especímenes recolectados fueron secados en una estufa eléctrica artesanal. Luego, sometidos a un proceso de montaje y herborización para finalmente ingresar en el récord del Herbario Antenor Orrego (HAO).

c. Ordenamiento de datos

Preparación de ilustraciones, mapas para distribuir la especie. Las fotografías, dibujos y mapas se tratan como figuras (Fig.). Cada uno de los elementos de las fotografías y dibujos es identificado con letras mayúsculas de izquierda a derecha y de arriba hacia abajo.

MATERIAL CERÁMICO

Para el presente estudio, se analizaron 20 alfares con representaciones fitomorfas de la colección de cerámica prehispánica del Museo de Historia Natural y Cultural de la Universidad Privada Antenor Orrego, Trujillo, Perú, teniendo como criterio de inclusión que sean de filiación cultural Moche y Chimú, puesto que, dichos pueblos habitaron en la costa norte del Perú.

Los ceramios fueron identificados a partir de un análisis comparativo con aquellos alfares Moche y Chimú propuestos en la literatura especializada existente y a nuestro alcance. Se seleccionó luego, a aquellos que contengan representaciones fidedignas de "maíz", en especial, "maíz morado".

El método de análisis de la presente investigación compromete a los atributos

más visibles de la cerámica prehispánica como son su morfología y decoración. Se determinó su entorno social apoyándonos en el registro estratigráfico.

Las formas se determinaron según la clasificación de Lumbreras (1987). Para el análisis de la decoración, se estableció una relación de técnicas decorativas presentes en la cerámica Chimú a la fecha, en estudios de cerámica prehispánica realizados en el Museo de Historia Natural y Cultural UPAO, tales como: incisión, aplicación, pintura, moldeado a presión, combinada, lo cual sirvió para realizar un trabajo comparativo con las muestras en análisis.

Se utilizó para la catalogación, fichas elaboradas especialmente para esta investigación, las mismas que contienen información de forma, decoración, medidas, tratamiento de superficie y conservación. Para un mejor registro se adjuntan fotografías.

Fotografías: De la muestra de cerámica prehispánica y de las especies en estudio: cámara digital Panasonic (Lumix) 30X y 16 megapíxeles.

POBLACIÓN Y MUESTRA:

Se aplicaron entrevistas con el fin de indagar sobre el conocimiento popular del "maíz morado".

Población: Pobladores de las localidades de Trujillo, Poroto y Platanar (provincia de Trujillo, departamento de La Libertad).

Muestra: 90 personas, 30 por cada localidad de estudio.

Factores de inclusión: Personas naturales de los lugares de estudio.

Habitantes con mayor edad.

Resultados

Ubicación sistemática, siguiendo el Sistema APG-III, 2015 y Mabberley, 2008:

Clase: Magnoliopsida (=Equisetopsida C. Agardh)

Subclase: Magnoliidae Novák ex Takht.

MAGNOLLIDS

MONOCOTS

Superorden: Lilianae Takht.

COMMELINIDS

Orden: Poales Small

Familia: Poaceae Barnhart., nom cons. // Gramineae Juss. nom. cons. et nom. alt.

Subfamilia: Panicoideae Link

Tribu: Andropogoneae

Subtribu: Tripsacinae

Género: *Zea* L.

Especies: *Z. mays* L.

Poaceae Barnhart., nom cons. Bull. Torrey Bot. Club 22: 7, 1895 // Gramineae Juss. *nom. cons. et nom. alt.* Gen. Pl. 28, 1789.

Hierbas anuales o perennes, rizomatosas, formando macollas o tapetes, algunas veces con estolones o rizomas, anuales. Raíces caulinares adventicias en los nudos. Tallos generalmente herbáceos (duros y perdurables en los bambúes), teretes, huecos o compactos (sólidos), generalmente rollizos a sulcados o ligeramente complanatos, glabros o raras veces pubescentes, lisos o estriados; nudos pronunciados o generalmente bien diferenciados de los entrenudos, de diferente diámetro, verdes, morados, glabros a veces pubescentes. Hojas alternas, dísticas, sésiles, con una vaina en la base y una lámina libre; lámina generalmente linear a linear-lanceolada, plana, doblada o involuta, paralelinervia, el nervio central generalmente más grueso y prominente; vaina generalmente abierta con los márgenes libres, algunas veces los

márgenes unidos en el área basal; lígula en la transición entre la vaina y la lámina consiste en una membrana o una hilera de pelos, algunas veces la zona marginal a los lados de la lígula es auriculada. Inflorescencias en panículas, raras veces en espigas o racimos; espiguillas con un eje (raquilla), brácteas basales 2 (glumas: externa e interna) y 1-varias flores (flósculos); raquilla a menudo prolongada por encima del flósculo superior y terminando en 1-varios flósculos rudimentarios, en la madurez generalmente desarticulándose por encima de las glumas y dejando una cicatriz (callo) por debajo de cada flósculo. Glumas alternas ligeramente iguales o la segunda más larga, generalmente herbáceas y verdes, en ocasiones membranáceas o endurecidas, principalmente triangulares a lanceoladas; flósculos compuestos por 2 brácteas o glumelas (glumelas: Lema o lemma y Pálea) abrazando a la flor, un perianto usualmente reducido a dos lodículas (=

glumélulas) carnosas, estambres y ovario; lema de forma variable, generalmente herbácea y verde, a menudo con una arista apical o dorsal; pálea bicarinada o no carinada (Bambuseae), en general menos variada que la lema, a menudo escondida; lodículas (1-) 2 (-3), pequeñas, no visibles directamente excepto cuando se hinchan en la antésis separando la lema y la pálea y liberando los estambres; estambres generalmente 3, (rara vez 1, 2 ó 6), los filamentos generalmente largos, las anteras 4-esporangiadas, basi- o centrifijas; ovario súpero, 1-carpelar, 1-locular, 1-ovular, los estigmas 2 (3 en algunos bambúes), siempre marcadamente plumosos; polinización por viento (anemofilia). Cariopse (pericarpo y testa unidos en una sola estructura), raras veces un aquenio.

La familia Poaceae consta de 707 géneros con 11 337 especies en todo el mundo o cosmopolitas, está representado en casi todos los ecosistemas y en muchos de ellos es dominante, especialmente de regiones tropicales, regiones calurosas, sub áridas, APG III, 2015; Mabberley, 2008. En los páramos se encuentran cerca de 48 géneros, En el Perú habitan unos 150 géneros (*Tovarochoa* es un género endémico) y 719 especies, de estas 112 son endémicas (Bracko & Zarucchi, 1993; Ulloa et al., 2004).

***Zea* L.** Linné, Sp. Pl. 2: 971-972, 1753.

Hierbas anuales o perennes, rizomatosas, formando macollas o tapetes, algunas veces con estolones o rizomas, anuales. Raíces caulinares adventicias en los nudos inferiores (fulcreas o zancos). Tallos generalmente herbáceos (duros y perdurables en los bambúes), teretes, huecos o compactos (sólidos), generalmente rollizos a sulcados o ligeramente complanatos, glabros o raras veces pubescentes, lisos o estriados; nudos pronunciados o

generalmente bien diferenciados de los entrenudos, de diferente diámetro, verdes, morados, glabros a veces pubescentes. Hojas alternas, dísticas, sésiles, con una vaina en la base y una lámina libre; lámina generalmente linear a linear-lanceolada, plana, ancha, doblada o involuta, glabras o pubescentes, paralelógrama, el nervio central generalmente más grueso y prominente; vaina generalmente abierta con los márgenes libres, algunas veces los márgenes unidos en el área basal, glabras o hirsutas; lígula breves en la transición entre la vaina y la lámina consiste en una membrana o una hilera de pelos, algunas veces la zona marginal a los lados de la lígula es auriculada. Inflorescencia masculina piramidal dispuesta en el área distal o apical, llevando pocos o numerosos racimos espiciformes. Espiguillas masculinas apareadas, una subsésil, la otra pedicelada, 2-floras, glumas 2, herbáceas, plurinervias, subiguales, mayores que los antécios. Lemmas y páleas hialinas; lodículas 2, nerviadas; estambres 3; inflorescencia femenina en espiga cilíndrica, fusiforme protegida por brácteas dispuestas de una manera imbricada, las que cubren completamente, una a varias en la axila de una hoja; raquis engrosado, llevando de 4-36 hileras de cariopses (granos), exertos de las glumas y glumelas, raro cubiertos por ellas; o una espiga dística, de raquis frágil a la madurez de los cariopses. Espiguillas dimorfas, diclino monoicas, las masculinas en panojas terminales multirrámeas, las femeninas en una espiga axilar (mazorca). Espiguillas femeninas sésiles, solitarias o dísticas o apareadas formando hileras longitudinales de pares alternos, alojadas en excavaciones del raquis. Glumas 2, anchas, carnosas hacia la base, escariosas en los bordes o bien la superior membranácea y la inferior endurecida, lustrosa y marfilina,

abrazando a la superior y encerrando el cariopse. Antecio inferior estéril reducido a breves glumelas hialinas. Antecio superior fructífero. Lemma y pálea hialinas, místicas; lodículas ausentes. Ovario globoso, estilo único; estigma exerto por el ápice de la mazorca durante la antésis. Cariopse grande o desarrollado superando la longitud de las glumas o cubierto por las mismas; agudo u obtuso en el ápice, convexo, a veces deprimido; embrión grande, pericarpio translúcido, opaco o coloreado, endosperma blanco, amarillo o rojizo, de consistencia harinosa, córnea, azucarada.

Zea consta de 6 especies, a saber: *Zea diploperennis* Iltis, Doebley & R. Guzmán, *Science* 203: 186, 1979; *Zea luxurians* (Durieu & Asch.) R. M. Bird, *Taxon* 27: 363, 1978; *Zea mays* L., *Sp. Pl.* 2: 971-972, 1753; *Zea mexicana* (Schrad.) Kuntze, *Lex. Gen. Phan.* 599, 1904; *Zea nicaraguensis* Iltis & B. F. Benz, *Novon* 10: 382, 2000 y *Zea perennis* (Hitchc.) Reeves & Mangelsd., *Amer. J. Bot.* 29: 817, 1942 (The Plant List, visitado enero 2016); propias de las regiones tropicales y sub tropicales del mundo (APG III, 2015), en el Perú habita una especie: *Zea mays* L. subsp. *mays* (Brako & Zarucchi, 1993; Ulloa *et al.*, 2004).

***Zea mays* L.** *Sp. Pl.* 2: 971-972, 1753.

Sinónimos:

Zea macrosperma Klotzsch, *Bot. Zeitung* (Berlin) 9: 718, 1851.

Zea mays var. *subnigroviolacea* T. A. Yarchuk, *Byull. Vsesoyuzn. Int. Rasteniev* 96: 79, 1979.

Zea rostrata Bonafous. *Rev. Hort.* II, 1: 245, 1843.

Arbusto 1,50-2,30 m de alto; monopódico, monoicos. Tallos viejos rollizos con un canal longitudinal a lo largo de la unión de

las láminas de las hojas, morado intenso, lustroso-brillantes, compactos, sin lenticelas, glabros, surcos tenues longitudinales, 13-18 mm de diámetro; tallos jóvenes rollizos, con unos surcos longitudinales tenues, morado claro a veces verdosos con pintas longitudinales morado claro, lustroso-brillantes, compactos sin lenticelas, glabros; nudos dilatados con un anillo morado intenso, verde y morado intenso hacia el área basal, glabro. Hojas alternas, sésiles; vaina espatácea, coriácea a papirácea, verde oscuro, opaca con algunas pintas longitudinales lila o morado externamente, verdoso brillante interiormente, glabra a veces glabrescente rodeada por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externamente, glabra interiormente, 14,5-15 cm de largo por 1,5-2 cm de ancho; lámina linear, papirácea a coriácea, verde oscuro la superficie adaxial, verde claro la superficie abaxial, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes el área basal disminuyendo hacia el área distal la superficie adaxial, piloso rodeada por una cobertura de pelos simples eglandulares en el área basal disminuyendo hacia el área distal la superficie abaxial, ciliado rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en los bordes, sobresaliente la nervadura principal en la superficie abaxial, costilla finas longitudinales, canal la nervadura principal en la superficie abaxial, aguda en el ápice, redondeada en la base, entero en los bordes, 75-80 cm de largo por 4-5 cm de ancho en la base; lígula semianillada, membranácea, púrpura o morado intenso externa e interiormente, a veces transparente el área distal, glabra externa e interiormente, fimbriada o lasciniada en el área distal, 15-20 mm de largo por 4-4,2 mm de ancho. Inflorescencia diclina; inflorescencia

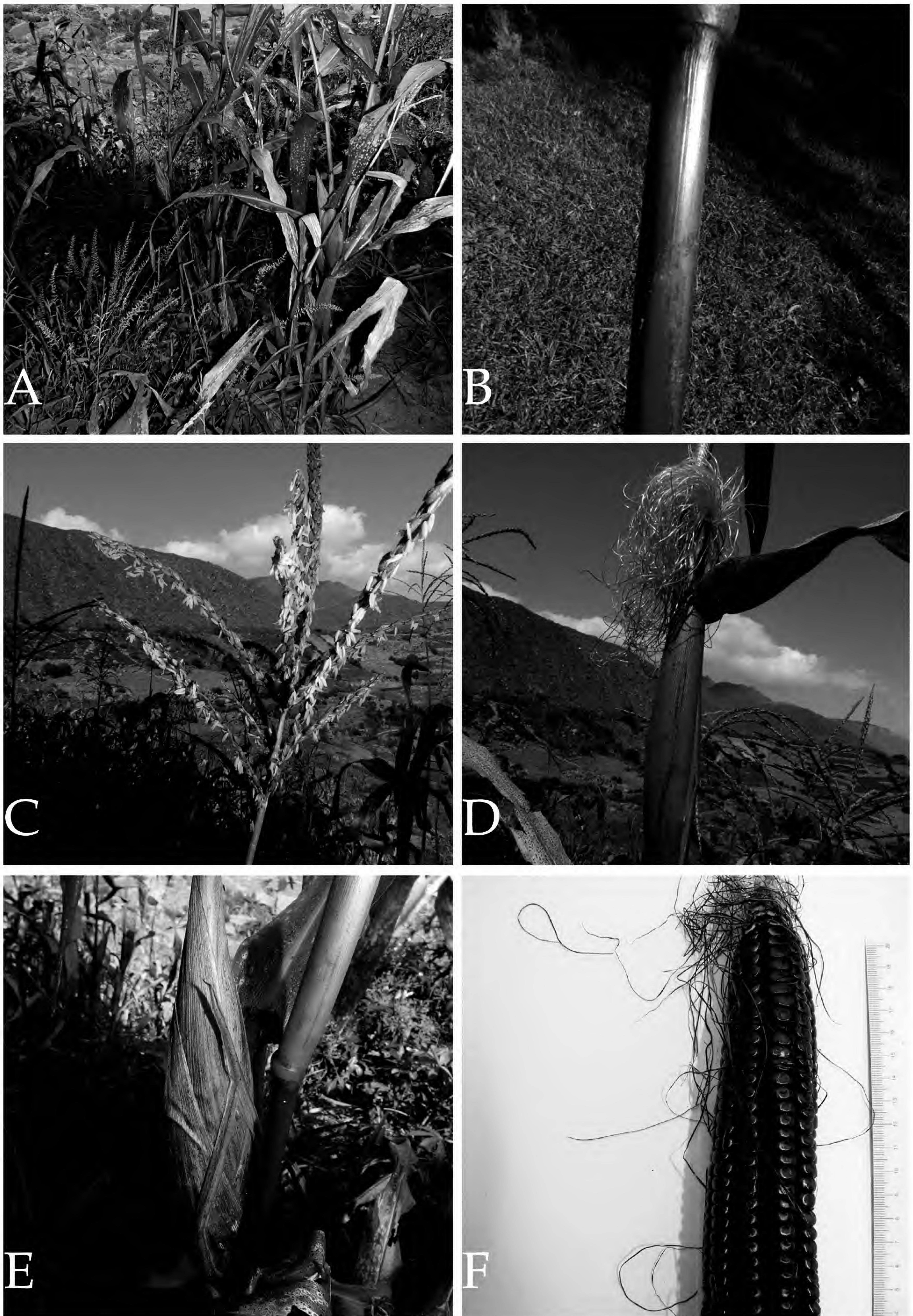


Fig. 1. *Zea mays* L. A. Rama florífera; B. Tallo; C. Inflorescencia masculina; D. Inflorescencia femenina; E. Fruto; F. Frutos maduros. (Fotografías S. Leiva, G. Gayoso & L. Chang 5914, HAO).

masculina terminal, panoja; pedúnculo filiforme disminuyendo hacia el área distal, verdoso con pintas longitudinales lila o morado claro, piloso rodeado por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes disminuyendo hacia el área basal, costillas longitudinales, erecto, compacto, 38-39 cm de largo por 0,6-0,7 cm de diámetro; pedicelo rollizo, morado intenso, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes rígidos, compacto, 3-4 mm de largo por 2-2,1 mm de diámetro. Espiguilla masculina: raquilla filiforme, verde a veces lilacino el área distal, rígido, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes largos, erecto, 3,7-3,8 cm de longitud; glumas 2, oblongas, conduplicadas, coriáceas a papiráceas, verde claro verde oscuro las nervaduras, morado intenso el área basal externamente, blanquecino o lilacino el área distal longitudinalmente, verde intenso las nervaduras principales interiormente, costillas sobresalientes externamente, pubescente rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externamente, glabro interiormente, aguda en el ápice y morado intenso, 9-9,2 mm de largo por 3-3,2 mm de diámetro; glumelas dos (lemma y pálea), oblongas, membranáceas o transparentes con las costillas púrpuras externamente y púrpura las costillas interiormente, glabras externa e interiormente, 8-8,3 mm de largo por 1,8-2 mm de diámetro. Estambres 3, apostémonos, homodínamos; filamentos estaminales filiformes, blanco cremosos, glabros, 5-7 mm de longitud; anteras lineares, paralelas, amarillas, blanco cremoso las suturas y el conectivo, sin mucrón apical, versátiles, 5-5,1 mm de largo por 1,7-1,8 mm de diámetro. Espigas femeninas sésiles en los nudos. Espiguilla

femenina: 4-6 Glumas, imbricadas, verde, morado intenso el área distal externa e interiormente, pilosas rodeadas por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes largos externamente, glabras interiormente, membranáceas a succulentas, numerosas costillas longitudinales sobresalientes, 18-20 cm de largo por 2,5-2,6 cm (altura media) o 5-6 cm desplegada; ovario obovado, abruptamente compresado, blanquecino amarillento, glabro, lustroso, 2,5-3,5 mm de alto por 3,5-3,6 mm de diámetro; estilo exerto, filiforme, verde, piloso rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, flexible, 20-25 cm de longitud. Infrutescencia 350-360 semillas, cónica, 10-12 filas de cariopses, 21-22 cm de largo por 4-4,2 cm de diámetro; rodeada por glumas y glumelas, membranáceas a coriáceas, verdes con pintas morado intenso externa e interiormente, envuelve completamente a la infrutescencia, 30-33 cm de largo por 5,5-6 cm de diámetro. Cariopses orbiculares a obcónicas, compresados, morado intenso la $\frac{1}{2}$ distal, blanco la $\frac{1}{2}$ basal, lustrosos, succulentos, liso el epispermo, 9-10 mm de largo por 7-8 mm de diámetro.

Distribución y ecología: Especie neotropical. Ha sido recolectada en los alrededores de poblado de Platanar, distrito Salpo, (ruta Shirán-Otuzco), prov. Otuzco, dpto. La Libertad, Perú, a los 8°00'28,8"S 78°41'18,5"W, 1390 m de elevación, como un integrante de los cultivos de la zona. Es una especie heliófila, es decir, requiere abundante luz del sol; también, es higrófila porque prefiere suelos húmedos, tierras negras con abundante humus, de igual manera, es una especie psamófila, ya que a veces crece en suelos arenosos; asimismo, es argilícola ya que prospera en suelos arcillosos; generalmente es una especie eutrofa, prefiere suelos con abundantes

nutrientes. Habita en chacras cultivadas y vive asociada con plantas de *Ananas comosus* (L.) Merr. "piña" (Bromeliaceae), *Paspalum racemosum* Lam. "nudillo" (Poaceae), *Manihot esculenta* Crantz "yuca" (Euphorbiaceae), *Cyclanthera pedata* (L.) Schrad. "caigua" (Cucurbitaceae), *Persea americana* Mill. "palta" (Lauraceae), *Musa paradisiaca* L. "plátano" (Musaceae), *Brassica oleracea* L. var. *capitata* L. "repollo" (Brassicaceae), entre otras.

Forma de propagación o reproducción: Se propaga por semillas.

Fenología: Es una especie perenne, que brota con las primeras lluvias de noviembre o diciembre, para luego florecer y fructificar desde el mes de marzo o abril, inclusive mayo.

Nombre vulgar: "maíz morado", "maíz negro" (en boleta S. Leiva, G. Gayoso & L. Chang 5914 HAO).

Material estudiado:

PERÚ: Dpto. La Libertad, prov. Otuzco, distrito Salpo, arriba del poblado de Platanar (ruta Shirán-Otuzco), 8°00'28,8"S 78°41'18,5"W, 1390 m, 10-VI-2015, S. Leiva, G. Gayoso & L. Chang 5914 (HAO, HUT. USM).

Discusión

Se aceptan las afirmaciones de Arroyo y otros (2007: 158), quienes sostienen que el *Z. mays* L. "maíz morado" (Poaceae) se constituyó en uno de los principales alimentos de los pobladores en la época precolombina. En tanto, en el presente trabajo, al realizar las entrevistas a los pobladores de las localidades de Trujillo, Poroto y Platanar, se determinó que el consumo de *Z. mays* L. "maíz morado" (Poaceae) se debe a dos factores: la tradición ancestral (conocimiento popular) de este

vegetal y a la información científica del valor nutritivo que también se tiene de él (Tabla 1).

Estamos de acuerdo con lo planteado por Lumbreras (1974), quien considera que la arqueología se ocupa de reconstruir la historia de los pueblos que habiendo desaparecido no han dejado documentos escritos sobre sus costumbres y actividades. Para tal reconstrucción, se recurre a todos los testimonios que queden de aquellos pueblos ancestrales. También concordamos con De Book (2012), quien sostiene que el arte del hombre del antiguo Perú puede ser caracterizado como descriptivo de aquellos recursos que utilizaba. Esto se corroboró, al realizar el análisis morfo-decorativo de la cerámica prehispánica en estudio, ya que se verificó que las representaciones fitomorfas corresponden a *Z. mays* L. "maíz morado" (Poaceae) (ver figs. A, B, C, D, E).

Por tanto, el presente estudio ha demostrado la validez de la hipótesis de investigación, pues se ha establecido que *Z. mays* L. "maíz morado" (Poaceae) fue utilizado por el poblador norcosteño peruano en su alimentación desde épocas prehispánicas.

Conclusión

Z. mays L. "maíz morado" (Poaceae) es un fruto utilizado como alimento por el poblador norcosteño peruano desde épocas prehispánicas.

Agradecimientos

Nuestra gratitud a las autoridades de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo, Perú, por su constante apoyo y facilidades de movilidad para la realización de las expediciones botánicas. También, expresamos nuestro agradecimiento al Sr. Gustavo Rodríguez Sánchez (chofer de la

UPAO) que con su pulso firme al volante nos transportó sin contratiempos en estos viajes y nos permitió concluir satisfactoriamente nuestro trabajo.

Literatura citada

- APG-III.** 2015. Angiosperm Phylogeny Group Website, ver: <http://www.mobot.org/MOBOT/research/APweb/> (visitado: enero 2015).
- Arriaga, P.** 1968. Extirpación de la Idolatría en el Perú (1621). En: Crónicas Peruanas de interés Indígena. Ed. Atlas, Madrid. pags. 191-277 (Biblioteca de Autores Españoles-209).
- Arroyo, J.; E. Raez; M. Rodríguez & otros.** 2007. Reducción del colesterol y aumento de la capacidad antioxidante por el consumo crónico de “maíz morado” (*Zea mays* L.) en ratas hipercolesterolémicas. *Revista Peruana de Medicina Experimental y Salud Pública* 24(2): 157-162.
- Benzoni, G.** 1967. *Historia del Mundo Nuevo* (1565). Italgáfica, Caracas. (Biblioteca de la Academia Nacional de Historia-86).
- Brako, L. & J. L. Zarucchi** (eds.). 1993. Catalogue of the Flowering Plants and Gymnosperms of Peru. *Monographs in Systematic Botany from the Missouri Botanical Garden* 45: 1106-1107.
- Castañeda, B.; R. Manrique & L. Ibáñez.** 2012. Estudio fitoquímico y farmacológico del *Zea mays* L. amilaceae st (“maíz morado”). *Acta Médica Sanmartiniana* 1(1): 119-125. Disponible en: <http://www.revistasacademicas.usmp.edu.pe/publicaciones/ver/33>
- Cobo, B.** 1653. *Historia del Nuevo Mundo* [manuscrito]. Disponible en: <http://fondosdigitales.us.es/fondos/libros/2423/1/historia-del-nuevo-mundo-por-el-padre-bernabe-cobo-de-la-compania-de-jesus/>
- De Bock, E.** 2012. Sacrificios humanos para el orden cósmico y la regeneración: estructura y significado en la iconografía Moche. Ediciones Sian. Trujillo, Perú.
- Estrella, E.** 1982. *El pan de América: etnohistoria de los alimentos aborígenes en el Ecuador*. Ediciones Abya-Yala. Quito.
- Fernández, D.** 1914. “El Palentino”. *Historia del Perú*. Primera parte (1571). Biblioteca Hispana, Madrid.
- Fernández, de O. & G. Valdez.** 1959. *Historia General y Natural de las Indias* (1559). Ed. Atlas, Madrid, 5 vols.
- Grobman, A.; W. Salguana & R. Sevilla.** 1961. Raíces of maize in Peru and their origins, evolution and classification. Academy of Science-National Research Council, Washington (Publ. 915).
- Grobman, A.; D. Bonavia & otros.** 2011. Pre-ceramic maize from Paredones and Huaca Prieta, Peru. *PNAS* 109 (5). Disponible en: <http://www.pnas.org/content/109/5/1755.short>
- Hawkes, J.** 1981. Prehistoria. En: *Historia de la Humanidad*. Ed. Planeta, Barcelona, IV Ed. pp. 33-291.
- Lumbreras, L. G.** 1974. Los orígenes de la civilización en el Perú. Editorial Milla Batres. Lima.
- Lumbreras, L. G.** 1987. Examen y clasificación de cerámica. *Gaceta Arqueológica Andina* 5(13): 27-61.
- Mabberley, D. J.** 2008. *Mabberley’s Plant Book*. Cambridge University Press. Nueva York.
- Mahan, L. K. & M. T. Arlin.** 1995. *Krause, nutrición y dietoterapia*, 3a ed. McGraw-Hill Interamericana. México. [Edición original: *Krause’s Food, Nutrition and Diet Therapy*. W. B. Saunders Company. Philadelphia].
- Marcelo, H. & J. Príncipe.** 2015. El ritual del poder: Vichamas Raymis de Paramonga, las fiestas del nacimiento de la civilización andina. Consumo masivo del “maíz” y el “tacu tacu” en el Arcaico Tardío, festines del poder civilizatorio. *Guara* 17: 7-27. Disponible en: <http://web.unjfsc.edu.pe/index.php/Guara/article/view/237>
- Nicora, E. & Z. Rúgolo.** 1987. Los géneros de gramíneas de América Austral, Argentina, Chile, Uruguay y áreas limítrofes de Bolivia, Paraguay y Brasil. Editorial Hemisferio Sur.
- Ortiguera, T. de.** 1968 [ca. 1600]. *Jornada del río Marañón*. Madrid.
- Pamplona, J.** 2004. *El poder medicinal de los alimentos*, 1a ed. Editorial Safeliz. Argentina, pp 383.
- Pérez, H.** 2014. Utilización de la antocianina del maíz morado (*Zea mays* L.) y “stevia” (*Stevia rebaudiana* Bertoni) en la elaboración de un producto tipo mermelada y su aceptabilidad. Tesis para optar el título profesional de Licenciado en Nutrición. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Lima.
- Ramírez, F. & J. Deza.** 2000. *Cuando los desiertos eran bosques*. Universidad Alas Peruanas. Lima.
- Ravines, R.** 1980. *Chan Chan: metrópoli Chimú*. Instituto de Estudios Peruanos. Lima.

- Rodríguez Docampo, D.** 1965 [1650]. Descripción y relación del estado eclesiástico del obispado de San Francisco de Quito. En Relaciones geográficas de Indias. Madrid.
- Roncero, G.; W. Ramos; J. Arroyo & otros.** 2012. Estudio comparativo del “maíz morado” (*Zea mays* L.) y simvastatina en la reducción de lípidos séricos de pacientes diabéticos normotensos con dislipidemia. Anales de la Facultad de Medicina 73(2): 113-117.
- The Plant List.** 2016. A working list of all plant species, ver: www.theplantlist.org (visitado: enero, 2016).
- Trujillo, D. de.** 1975. Relación del Descubrimiento del Rrino de Perú (1571). En: Tres Testigos de la Conquista. Cromograf, Guayaquil,. págs. 107-138.
- Ulloa, C.; J. Zarucchi & B. León.** 2004. Diez años de adiciones a la flora del Perú: 1993-2003. Arnaldoa, edición especial.
- Velasco, J. De.** 1964. Vocabulario de la Lengua Indica (1787). Lacta (Quito) 6 (20): 1- 55.

Anexo

Tabla 1. Factores que determinan el consumo.

Localidad	Nº e.	Cpic	%	Cpcp	%	O.f
Platanar	30	3	10	27	90	0
Poroto	30	2	6.6	28	93	0
Trujillo	30	13	43	17	57	0
Total	90	18	20	72	72	0

Leyenda:

entrevistados	Nº e
Cons. Ancestral	Cpcp
Cons. x informac	Cpic
Otros factores	O.f



Fig. 2. *Zea mays* L. “maíz morado”. A-E. Ceramios que custodia el Museo de Historia Natural y Cultural de la UPAO. (Fotografías, L.Chang, G. Gayoso).

Estudio exomorfológico y fitoquímico de los
bulbos y hojas de *Rauhia multiflora* (Kunth)
Ravenna (Amaryllidaceae) endémica del
norte del Perú

Exomorphological and phytochemical study of the
bulbs and leaves of *Rauhia multiflora* (Kunth) Ravenna
(Amaryllidaceae) endemic from Northern Peru



Resumen

Con el propósito de contribuir al conocimiento científico de especies endémicas del Perú, se presenta el estudio exomorfológico y fitoquímico de los bulbos y hojas de *Rauhia multiflora* (Kunth) Ravenna (Amaryllidaceae) endémica del norte del Perú, la cual fue recolectada en los alrededores del pueblo de Pucará (ruta Olmos-Chamaya), provincia Jaén, dpto. Cajamarca (Región Cajamarca), Perú. Las descripciones exomorfológicas se hicieron con plantas *in situ*. El tamizaje fitoquímico se realizó mediante una extracción sucesiva con solventes de polaridad ascendente (diclorometano, etanol y agua), y se procedió a realizar la identificación del tipo cualitativo, haciendo uso de reactivos de coloración y precipitación. Se encontró en las hojas y bulbos una gran variedad de fitoconstituyentes, entre ellos, alcaloides, compuestos fenólicos, azúcares reductores, aceites y grasas. Asimismo, se encontró flavonoides, triterpenos y esteroides sólo en la hoja y; taninos, saponinas, aminoácidos y lactonas sólo en los bulbos.

Palabras clave: Amaryllidaceae, *Rauhia multiflora*, Exomorfológico, fitoquímica.

Abstract

In order to contribute to scientific knowledge of endemic species of Peru, the exomorphological and phytochemical screening of the bulbs and leaves of *Rauhia multiflora* (Kunth) Ravenna (Amaryllidaceae) was performed. Plant material was collected around Pucara town (Olmos-Chamaya route), Jaén province, Cajamarca Region, Peru. Exomorphological descriptions of plants were done *in situ*. Phytochemical screening was by successively extraction using solvents of ascending polarity (dichloromethane, ethanol and water), and proceeded to make the qualitative identification, using coloring and precipitation reagents. Alkaloids, phenolics, reducing sugars, oils and fats were found in the leaves and bulbs. Flavonoids, triterpenes and steroids were found only in leaves and tannins, saponins, aminoacids, lactones only in bulbs.

Keywords: Amaryllidaceae, *Rauhia multiflora*, exomorphological, phytochemical.

Introducción

Desde los albores de la humanidad, el hombre ha utilizado una variedad de productos naturales para satisfacer sus necesidades, siendo las plantas los elementos primordiales para el tratamiento de diversas enfermedades (Prieto *et al.*, 2004). Esto, debido a que sus constituyentes llamados comúnmente metabolitos secundarios, pueden llegar a ser útiles como agentes terapéuticos; así como, modelos para la preparación de sustancias bioactivas y materia prima para la síntesis de sustancias de interés farmacológico e industrial (Gutiérrez *et al.*, 2009).

Dentro de los principales metabolitos secundarios se encuentran los terpenos o terpenoides, que constituyen el grupo

más numeroso de metabolitos secundarios y entre los que se encuentran hormonas, pigmentos y aceites esenciales. También están los compuestos fenólicos, productos secundarios que contienen un grupo fenol como las cumarinas, flavonoides, lignina y taninos. Se destacan también, en las plantas los glicósidos como las saponinas, glicósidos cardiotónicos y cianogénicos y glucosinolatos, y finalmente, están la gran familia de los alcaloides con más de quince mil metabolitos (Ávalos *et al.*, 2009).

Siendo estos últimos los principales metabolitos de la familia Amaryllidaceae, y cuyos marcadores quimiotaxonómico son los alcaloides isoquimolínicos, con nueve tipos muy presentes en las diversas especies de esta familia, tales como, norbeladina, licorina, homolicorina, crinina,

hemantamina, narciclasina, tazetina, montamine y galantamina (Bastida *et al.*, 2011; Cabezas *et al.*, 2007).

Diferentes estudios han demostrado que las especies de esta familia, poseen efectos neuroprotectores y de inhibición de la acetilcolinesterasa (Cortes *et al.*, 2015), antiparasitarios (Osorio *et al.*, 2010), anticancerígenos (Dokocil *et al.*, 2015), antifúngicos, inmunomoduladores y antiproliferativos (Chu *et al.*, 2004); así como, antiinflamatorios y antibacterianos (Elgorashi *et al.*, 2003), entre otros.

En el Perú, esta familia cuenta con 24 géneros y 138 especies con 54 endemismos en 15 géneros, siendo *Rauhia* un género endémico de nuestro país que comprende cuatro especies: *Rauhia decora*, *Rauhia occidentalis*, *Rauhia staminosa* y *Rauhia multiflora* (León *et al.*, 2006), esta última, la especie en estudio del presente trabajo de investigación, cuyo principal aporte es realizar el estudio exomorfológico y fitoquímico de las hojas y bulbos de esta especie vegetal; con la finalidad de vislumbrar su posible potencial terapéutica y así dejar las bases para estudios más profundos.

Material y métodos

El material estudiado corresponde a las recolecciones efectuadas el año 2015 hasta la actualidad por S. Leiva & M. Leiva (HAO); M. Soto (UNT), en las diversas expediciones en el Norte del Perú, especialmente al dpto. Cajamarca, prov. Jaén, en los alrededores del pueblo Pucará (ruta Olmos-Chamaya), a los 6°02'12,7" S y 79°07'48,9" W, 970 m de elevación. Las recolecciones se encuentran registradas principalmente en los herbarios CCSU, CORD, F, HAO, HUT, MO. Paralelo a las recolecciones de herbario se fijó y conservó material en alcohol etílico al 30% o

AFA, para realizar estudios en detalle de los órganos vegetativos y reproductivos y para la elaboración de la ilustración respectiva. La descripción está basada en caracteres exomorfológicos, que se tomaron *in situ*; se presentan también, fotografías, datos de su distribución geográfica y ecología, fenología, estado actual, nombre vulgar y usos de la especie. Los acrónimos de los herbarios son citados según Thiers (2013).

Preparación de la muestra

Los bulbos y las hojas de la especie en estudio fueron seleccionados, lavados. Luego secadas a temperatura ambiente y posteriormente colocadas en estufa a 40°C por 3 días. Una vez secos, fueron pulverizados en un mortero y tamizados a través del tamiz de malla N° 20. Finalmente, el polvo tamizado de los bulbos fue almacenado en frascos de color ámbar de boca ancha.

Tamizaje fitoquímico

El tamizaje fitoquímico se realizó según el método de Miranda & Cuellar (2002) modificado.

Fundamento: De acuerdo con este método, cada muestra fue sometida a la acción extractiva de solventes de polaridad creciente: diclorometano, etanol y agua, modificando el pH del medio con el fin de obtener los metabolitos secundarios de acuerdo a su solubilidad. Luego, de separar las fracciones se realizó la identificación de los metabolitos secundarios haciendo uso de reactivos de coloración y precipitación.

Procedimiento: Se pesaron exactamente 30 g de cada una de las muestras y, se procedió a la acción extractiva de solventes de polaridad creciente: diclorometano, etanol y agua.

La extracción se realizó por maceración

de la droga pulverizada, por un tiempo de 48 h. Luego de la preparación de los extractos, se realizaron diferentes ensayos con reacciones químicas de identificación, mediante cambios de color o formación de precipitados, para determinar la presencia de fitoconstituyentes: Alcaloides (Dragendorff, Mayer & Wagner), compuestos fenólicos (cloruro férrico), flavonoides (Shinoda), antocianidinas, catequinas, taninos (gelatina-sal), lactonas y/o cumarinas (Baljet), triterpenos y esteroides

(Liebermann-Burchard), cardenólidos (Kedde), quinonas (Borntrager), saponinas (espuma), azúcares reductores (Fehling), aceites y grasas (Sudan III), aminoácidos (Ninhidrina) y resinas.

Resultados

A. Descripción exomorfológica

Ubicación sistemática de la especie, siguiendo el Sistema APG III, 2015:

Clase: (Equisetopsida C. Agardh) Magnoliopsida

MONOCOTS

Subclase: Magnollidae Novák ex Takht.

Superorden: Lillanae Takht.

Orden: Asparagales Link

Familia: Amaryllidaceae J. St.-Hil.

Subfamilia: Amaryllidoideae Burnett

Tribu: Stenomessae Traub

Género: *Rauhia* Traub

Especie: *Rauhia multiflora* (Kunth) Ravenna

Rauhia Traub, Pl. Life (Stanford) 13: 74, 1957.

Hierbas perennes, geófitas. Hojas sésiles; láminas lineares o ensiformes, un nervio principal diferenciado, venación aplanada, hasta 30-33 cm de largo por 18-20 cm de ancho. 2-30 flores por inflorescencia; escapos ancipitales o comprimidos y alados. Flores grandes y vistosas, principalmente blancas, a menudo verdes, pediceladas;

hipanto infundibuliforme-campanulado, infundibuliforme o tubular, a veces el tubo siempre más largo que el limbo. Estambres 6, connados basalmente, fanerostémonos, la porción libre de los filamentos adheridos al interior del hipanto; anteras dorsifijas, 4-esporangiadas, ditécicas, con dehiscencia longitudinal. Ovario ínfero, 3-carpelar, 3-locular, comprimido, unos 15 óvulos por lóculo; estilo filiforme, alargado, exerto;

estigma capitado. Cápsula loculicida, verde, glauca o ligeramente amarillenta a la madurez. Semillas 45-46, negras, planas, ligeramente aladas.

Rauhia tiene 4 especies aceptadas originarias de los Andes, especialmente del Norte del Perú, a saber: *R. decora* Ravenna; *R. multiflora* (Kunth) Ravenna; *R. occidentalis* Ravenna y *R. staminosa* Ravenna (The Plant List, 2016).

***Rauhia multiflora* (Kunth) Ravenna**
Pl. Life 25: 61, 1969.

Hierbas geófitas o criptófitas, 77-80 cm de alto. Raíces 24-28, filiformes disminuyendo hacia el área distal, blanco cremosas, suculentas, sinuosas, glabras, patentes, 20-24 cm de largo por 0,4-0,5 cm de diámetro. Bulbos ovados, blanco cremosos, compactos, suculentos o crasos, 11,8-12 cm de largo por 13-14 cm de diámetro. Catáfilas concéntricas, membranáceas, papiráceas y se rompen con facilidad, marrón oscuro, glabras. Hojas arrosetadas o brevicaules; sésiles; lámina elíptica, suculenta, verde oscuro y lustrosa la superficie adaxial, verde claro y opaca la superficie abaxial, glabra en ambas superficies, aplanada las nervaduras principales en la superficie abaxial, dos surcos forman las nervaduras secundarias en la superficie adaxial, aguda en el ápice, largamente cuneada en la base, entera en los bordes, 30-33 cm de largo por 18-19 cm de ancho. Escapo, erecto, filiforme disminuyendo gradualmente hacia el área distal, ligeramente ancipital, verde oscuro a glauco, compacto, suculento, se rompe con facilidad, sin lenticelas, glabro, 77-80 cm de largo por 2-2,3 cm de diámetro en la base. Inflorescencias con 27-30 flores dispuestas en pseudoumbelas, no sincronizadas; pedúnculos filiformes, verdes, lustrosos, glabros, erectos, difusos y ascendentes, ligeramente geniculados el $\frac{1}{4}$

distal, (2,8-) 3,7-4 cm de longitud; brácteas triangulares, membranáceas, papiráceas, blanquecinas o marrón tenue, marrón oscuro las nervaduras, glabras, envuelven la base de las flores, marcescentes, 2,3-2,4 cm de largo por 0,6-0,8 cm de ancho. Flores trímeras, zigomorfas, bisexuales. Hipanto homoclamídeo, calicino, infundibuliforme ampliándose ligeramente hacia el área distal, suculento, glauco, lustroso externamente, verde claro interiormente, glabro externa e interiormente, suculento, 5-costado o sobresalientes las nervaduras principales, 30-32 mm de largo por 7-7,2 mm de diámetro en la antésis. Tépalos externos 3, ligeramente romboideos, ligeramente cóncavos, apiculados retrorsos en el ápice rodeados por cortos pelos simples eglandulares transparentes, entero en los bordes, verde intenso externamente, verde claro interiormente, glabros externa e interiormente, suculentos, nunca reflexos, nunca revolutos, aplanada las nervaduras principales externamente, 15-15,2 mm de largo por 5-6 mm de ancho; 11-11,2 mm de diámetro del limbo en la antésis. Tépalos internos 3, espatulados, verde intenso longitudinalmente a lo largo de la nervadura principal, amarillento en los bordes externamente, verde cremoso interiormente, glabro externa e interiormente, suculentos, nunca reflexos, redondeados u obtusos en el ápice, entero en los bordes, nunca revolutos, nunca sobresalientes las nervaduras principales externamente, 15-15,4 mm de largo por 6-6,5 mm de ancho; 10-10,5 mm de diámetro del limbo en la antésis; Tubo 30-30,2 mm de largo por 7,5-8 mm de diámetro (distal) y 3-3,1 mm de diámetro (basal). Estambres 6, apostémonos, insertos a 10-11 mm del área basal interna del hipanto; filamentos estaminales heterodínamos; área libre de los filamentos filiformes ampliándose

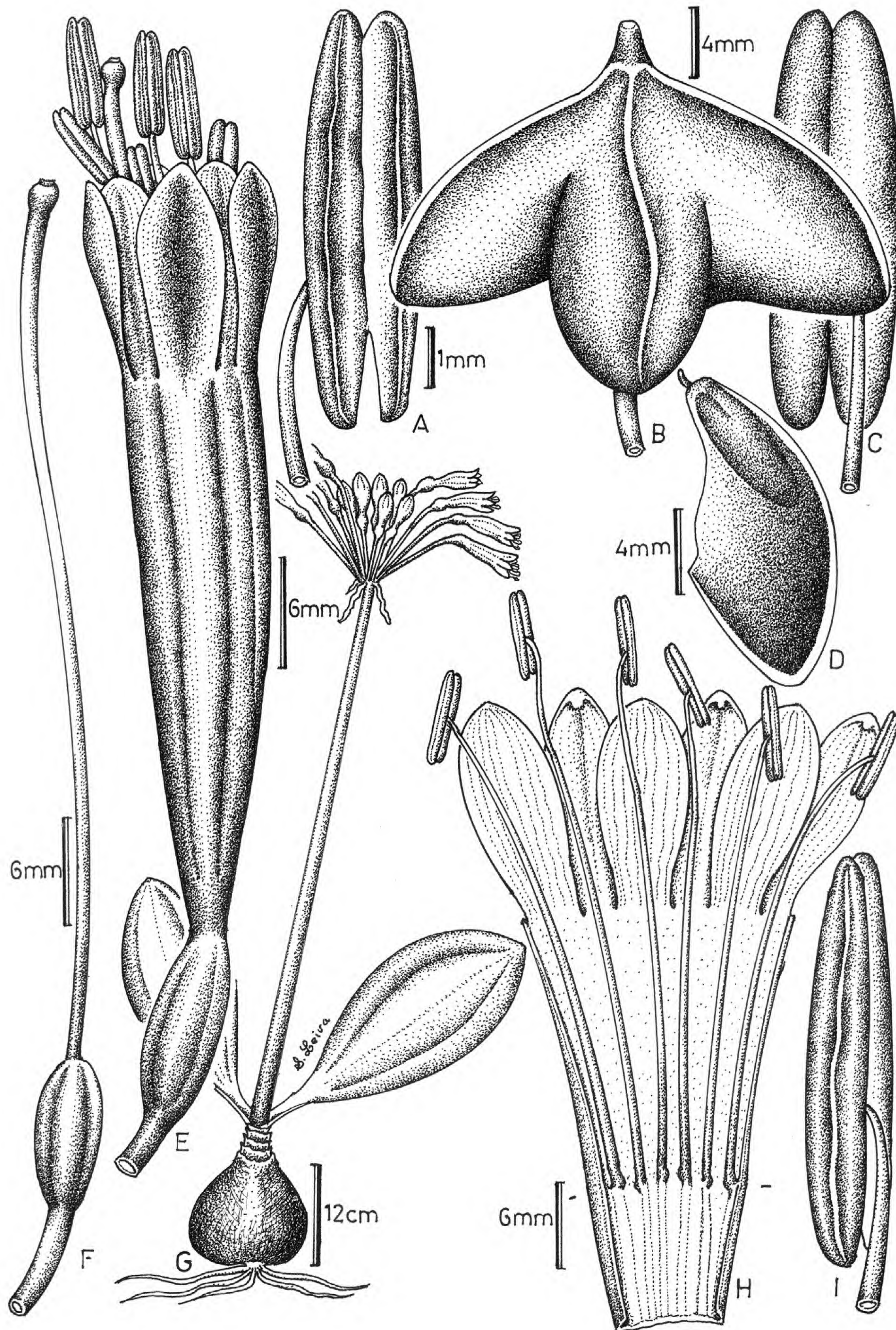


Fig. 1. *Rauhia multiflora* (Kunth) Ravenna. A. Antera en vista ventral; B. Cápsula; C. Antera en vista dorsal; D. Semilla; E. Flor en antésis; F. Gineceo; G. Rama florífera; H. Corola desplegada; I. Antera en vista lateral. (Dibujado: S. Leiva 6038, HAO)..

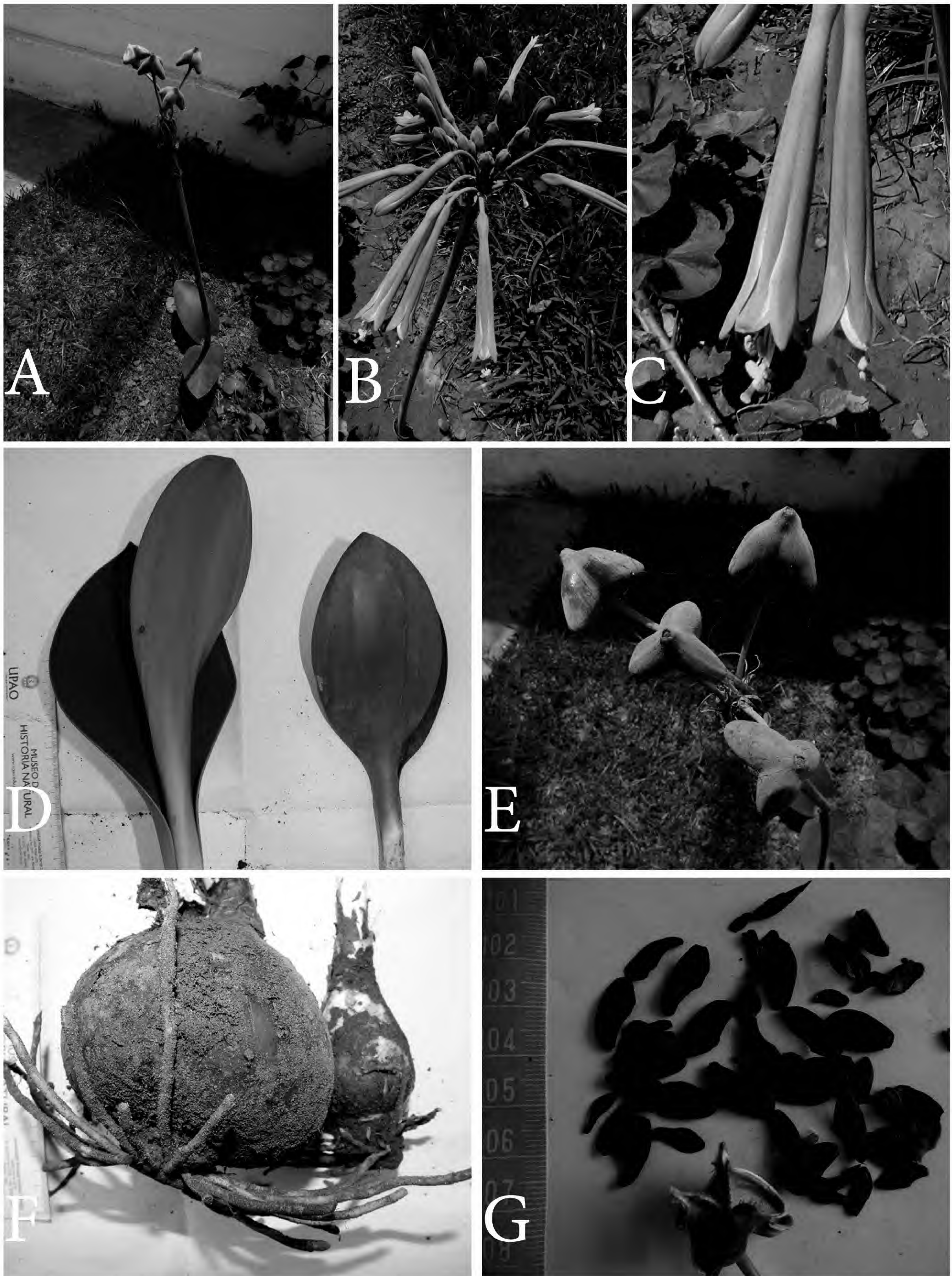


Fig. 2. *Rauhia multiflora* (Kunth) Ravenna. A. Rama florifera; B. Inflorescencia; C. Flores en antesis; D. Hojas; E. Cápsulas; F. Bulbo; G. Semillas (Fotografías: S. Leiva 6038, HAO).

ligeramente hacia el área basal, blancos, glabros, succulentos, dorsifijos en la altura media, dos cortos (30-30,2 mm de longitud), dos medianos (34-35 mm de longitud) y dos largos (38,5-39 mm de longitud); área soldada aplanada, verdosa, glabra, 10-11 mm de longitud; anteras lineares, paralelas, amarillo intenso, verdoso las suturas, verde el conectivo, sin mucrón apical, glabras, 6,5-7,1 mm de largo por 1,8-2 mm de diámetro. Ovario ínfero, ovado, verde intenso, lustroso, glabro, 3-anguloso, 8-10 mm de largo por 4-5 mm de diámetro; estilo exerto, filiforme ampliándose ligeramente hacia el área distal, ligeramente geniculado hacia el área abaxial el $\frac{1}{4}$ basal, verde intenso el área distal, lustroso, glabro, (49-) 57-60 mm de longitud; estigma capitado con un corona en el área distal, blanquecino, 1,4-1,5 mm de diámetro. Cápsula erecta, difusa, ascendente, tricoca, amarillenta a la madures, lustrosa, 24-25 mm de alto por 26-27 mm de diámetro. Semillas 44-45 por cápsula a lo largo de 2 placentas por lóculo, aplanadas, ligeramente poliédricas, lustroso brillantes, frágiles, negras, glabras, angostamente aladas en los bordes, 15-16 mm de largo por 7-7,6 mm de diámetro.

Material adicional examinado

PERÚ. Dpto. Cajamarca, prov. Jaén, distrito Pucará, arriba del pueblo de Pucará, 6°02'12,7" S y 79°07'48,9" W, 970 m, 23-II-2015, S. Leiva 6038 (HAO).

Distribución y ecología: Especie silvestre neotropical con distribución restringida y aparentemente endémica a la zona de recolección en donde es abundante. A pesar de haberse efectuado recolecciones aledañas, solamente a sido encontrada en los alrededores de Pucará (ruta Pucará-Chamaya), distrito Pucará, prov. Jaén, dpto. Cajamarca, Perú, entre los 6°02'12,7" S y 79°07'48,9" W, 970 m de elevación, como

un integrante de la vegetación herbácea y arbustiva. Es una especie heliófila, requiere abundante luz del sol; también, es higrófila porque prefiere suelos húmedos, tierras negras con abundante humus, de igual manera, es una especie psamófila, ya que crece en suelos arenosos; asimismo, es argilícola por que prospera en suelos arcillosos; generalmente es una especie eutrofa, prefiere suelos con abundantes nutrientes. Habita entre rocas y arbustos en los bordes de caminos, carreteras y vive asociada con plantas *Opuntia quitensis* F. A. C. Weber (Cactaceae), *Bougainvillea pachyphylla* Heimerl ex Standl. (Nyctaginaceae), *Acacia huarango* J. F. Macbr. "espino" (Fabaceae), entre otras.

Fenología: Es una especie neotropical, perenne, que brota después de las lluvias de febrero a marzo, para luego florecer y fructificar desde el mes de abril hasta finales de junio. La floración hasta la fructificación es de aproximadamente 90 días (en ejemplares cultivados).

Estado actual: Utilizando los criterios del IUCN (IUCN 2013) *R. multiflora* (Kunth) Ravenna es considerada en peligro crítico (CR). La extensión de su rango de distribución es de un radio menor a 100 km² en los alrededores del poblado de Pucará (ruta Pucará-Chamaya), siendo ésta la única localidad donde se ha recolectado (Criterio B1). Asimismo, se han encontrado menos de 200 individuos maduros en la población (Criterio D), siendo influenciada directamente por el centro urbano que transita por la ruta entre Olmos y Pucará. Sin embargo, no se ha evaluado si existe una declinación del rango de distribución y del área de ocupación, siendo de necesidad urgente de un estudio en profundidad de la ecología, estructura poblacional y distribución de esta especie, para esclarecer su estado de conservación.

Nombre vulgar: “cebolla de gallinazo” (En boleta, S. Leiva 6038, HAO)

Usos: Las plantas muy bien pueden ser usadas en floricultura, por el hermoso color verde de sus flores.

Etimología: El epíteto específico hace alusión al número de flores en cada inflorescencia.

B. Resultados fitoquímicos

En la tabla 1, se muestran los resultados del tamizaje fitoquímico realizado a los bulbos y hojas de la especie de *R. multiflora*, notándose una gran variedad de fitoconstituyentes, entre ellos, alcaloides que se evidenciaron en los extractos etanólicos y acuoso, siendo de alta a moderada intensidad en las hojas que en los bulbos. Para la identificación de estos compuestos, se realizaron ensayos con los reactivos de Dragendorff, Mayer & Wagner, los que produjeron con las sales de estos compuestos, precipitados de color rojo anaranjado, blanco lechoso y marrón respectivamente (Miranda & Cuéllar, 2001; Lock 1994). Estos metabolitos secundarios se han reportado en otros trabajos, donde encontraron que la especie en estudio presenta alcaloides como galantamina y sanguinina (Birkholm, 2011). Estos cumplen diversas funciones en las plantas, tales como, defensa naturales contra animales y hongos. Asimismo, estos alcaloides presentan propiedades medicinales contra el Alzheimer (Herrera, 2000).

Otros metabolitos encontrados en los órganos de la especie en estudio, son los compuestos fenólicos, los cuales se evidenciaron con la aparición de color verde al reaccionar con tricloruro férrico (Miranda & Cuéllar, 2002). Estos metabolitos secundarios engloban a todas aquellas sustancias que poseen varias funciones

fenol, y cumplen diversas funciones en las plantas, como defensa contra herbívoros o patógenos, además, en particular como soporte mecánico, en la atracción de polinizadores, y dispersores de frutos, así como, reducen el crecimiento de las plantas competidoras próximas. Dentro de este grupo, se evidenció a los flavonoides sólo en las hojas, los cuales dieron reacción positiva con el reactivo de Shinoda dando coloraciones de anaranjado en la fase amílica (Miranda & Cuéllar, 2000). Los flavonoides protegen a las células de exceso de radiación ultravioleta, que se acumulan en las capas epidérmicas de las hojas y tallos, además de ser moduladores del transporte polar de auxinas. Los flavonoides, han sido empleados para la reducción de la fragilidad capilar, protección frente a estados tóxicos agudos, en terapéutica estrogénica e inflamatoria por su acción similar a la cortisona. Además, son usados como antioxidantes, antivirales, antidiarreicos, antihelmínticos y citostáticos (Kuklinski, 2000; Lock, 1994; Martínez, 2005). Otro compuesto fenólico encontrado sólo en los bulbos y no en las hojas, son los taninos, los cuales dieron precipitado blanco al reaccionar con gelatina. Estos metabolitos secundarios son de sabor amargo, astringentes, que precipitan las proteínas y alcaloides. Los taninos están ampliamente distribuidos en muchas especies de plantas, donde juegan un papel importante para disuadir a los animales de su consumo y también en la regulación del crecimiento vegetal y se encuentran en hojas, brotes, semillas, raíces, tallo y tejidos de diversas plantas. Aunque siempre se han considerado como perjudiciales, diversos estudios muestran sus beneficios a pequeños dosis como antivirales, antibacterianos y antiparasitarios (González, *et al.*, 2001; Valencia, 1995).

Tabla 1. Tamizaje fitoquímico de las hojas y bulbos de *Rauhia multiflora* (Kunth) Ravenna (Amaryllidaceae)

Fitoconstituyentes	Ensayo	Bulbo			Hoja		
		ED	EE	EA	ED	EE	EA
Alcaloides	Dragendorff	-	+	+	-	+++	++
	Mayer	-	+	+	-	+	++
	Wagner	-	+	+	-	+++	++
Compuesto fenólicos	Cloruro férrico		+			+	
Flavonoides	Shinoda		-	-		+	+
Antocianidinas	Antocianidinas		-			-	
Catequinas	Catequinas		-			-	
Taninos	Gelatina-sal			+			-
Lactonas	Baljet		+			-	
Triterpenos y Esteroides	Lieberman-Buchard	-	-		+	+	
Cardenólidos	Kedde		-			-	
Quinonas	Bornträger		-			-	
Saponinas	Espuma		+	+		-	-
Azúcares Reductores	Fehling		++	++		+	+
Aceites y grasas	Sudan III	+			+		
Aminoácidos	Ninhidrina		+			-	
Resinas	Resinas		-			-	
Mucílagos				-			-

LEYENDA: Los espacios en blanco significan que estos ensayos no se realizaron al extracto

ED: Extracto de diclorometano; **EE:** Extracto etanólico; **EA:** Extracto acuoso

Intensidad: (+): poca; (++): moderada; (+++): alta.

Identificación: (+): presencia (-): ausencia

Por otro lado, las lactonas, sólo se evidenciaron en los bulbos de la especie en estudio, las cuales reaccionaron con Baljet dando coloración roja. Asimismo, estos metabolitos se han reportado en otros bulbos de la especie de Amaryllidaceae. (Soto & Leiva, 2015).

Respecto a los triterpenos y esteroides, estos se han identificado solo en las hojas de la especie en estudio, los cuales dieron reacción positiva con el reactivo de Liebermann-Burchard dando coloraciones de rojo (triterpenos) y color azul verdoso (esteroides). Los esteroides biogénicamente están relacionados a los triterpenos. Los esteroides son compuestos fundamentales en la estructura vegetal. Existen investigaciones donde reportan la presencia de este metabolito en la familia Amaryllidaceae (Soto & Leiva, 2015)

Además, otros de los fitoconstituyentes encontrados fueron los aminoácidos sólo en los bulbos, cuya identificación se realizó mediante el ensayo de ninhidrina, los cuales dieron color azul violáceo. Los aminoácidos libres constituyen el grupo de los aminoácidos no proteicos. Estos se caracterizan por ser de mediana a elevada polaridad, debido, a que poseen grupos amino y carboxilo, los cuales le confieren la polaridad relativa, lo que explicaría su presencia en este extracto etanólico (Miranda & Cuellar, 2000).

Las saponinas, este metabolito secundario también se ha encontrado en los bulbos y no en las hojas. Son un grupo amplio distribuido en sustancia vegetales, así llamadas por su capacidad para formar espuma con el agua. Estas, son poderosas surfactantes, causan hemólisis y son potentes toxinas plasmáticas. Tienen actividades antiinflamatorias, antialérgicas antivirales y moluscosidas (Lacaille-Dobous & Wagner,

1996). Las saponinas esteroidales, son materia inicial para la preparación de varios productos muy potentes y ampliamente usados como productos farmacéuticos, entre ellos: cortisona, anticonceptivos, estrógenos, testosterona. Estas saponinas esteroidales se encuentran distribuidas en la familia Amaryllidaceae (Martínez, 2001).

Por otro lado, también se evidencia la presencia de aceites y grasas en los bulbos y hojas de la especie en estudio. Estos, se identificaron mediante el ensayo de Sudan III dando coloración roja, estos metabolitos, se encuentran por lo general en las partes aéreas de las plantas superiores (Pighin *et al.*, 2004; Cameron *et al.*, 2006; Jeffree, 2006). El ensayo para azúcares reductores resultó positivo dando precipitados de color rojo ladrillo al reaccionar con Fehling. Estas, se encontraron en los bulbos y hojas, siendo de mayor intensidad en los bulbos. Por otro lado, para la identificación de los aminoácidos, se realizó la reacción con la ninhidrina. La ninhidrina, es un poderoso agente reactivo, reacciona con todos los aminoácidos formando un compuesto complejo, dando una coloración que varía de azul a violeta intenso. Este metabolito, se encontró en los bulbos. Ambos metabolitos, son también reportados en otras investigaciones de la familia Amaryllidaceae (Vinueza, 2014; Soto & Leiva, 2014).

Grupos de metabolitos secundarios como antocianidinas, catequinas, cardenólidos, quinonas, resinas y mucílagos no fueron detectados en el presente estudio.

Conclusiones

- Se realizó para el país, las primeras descripciones exomorfológicas detalladas *in situ* de *Rauhia multiflora* (Kunth) Ravenna especie endémica del Perú.

- Los bulbos y hojas de *Rauhia multiflora*

(Kunth) Ravenna, presentan una gran variedad de fitoconstituyentes, entre los que destacan: alcaloides, compuestos fenólicos, azúcares reductores, aceites y grasas. Asimismo, se encontró flavonoides, triterpenos y esteroides sólo en la hoja y; taninos, saponinas, aminoácidos y lactonas sólo en los bulbos.

Agradecimientos

Nuestra gratitud a las autoridades de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo, por su constante apoyo y facilidades para la realización de las expediciones botánicas. Nuestro especial agradecimiento al Dr. Alan W. Meerow de la Unidad de Genética Vegetal del Departamento de Agricultura de los Estados Unidos (USDA) con sede en Miami (USA) quien ha confirmado la determinación de la especie estudiada. Al Prof. Segundo Leiva González, Director del Museo de Historia Natural y Cultural de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo, Perú, por su apoyo en la conducción de las exploraciones botánicas.

Literatura citada

- Ávalos, A & E. Pérez-Urria.** 2009. Metabolismo secundario de las plantas. *Reduca (Biología)*. 2 (3): 119-145.
- Bastida, J.; S. Berkov; L. Torras; N. Pigni; J. P. De Andrade; V. Martínez, C. Codina & F. Viladomat.** 2011. Chemical and biological aspects of Amaryllidaceae alkaloids. *Recent advances in Pharmaceutical Sciences*: Edit. Diego Muñoz-Torrero. Chapter 3. pp: 65-100. India.
- Birkholm, T.; N. Rasmussen; S. B. Christensen; A. K. Jäger; N. Rønsted.** 2011. Amaryllidaceae alkaloids from *Rauhia multiflora* (Kunth) Ravenna. *Planta Medica*. 77 (12): 1332-1332.
- Cabezas, F.; J. Argoti & S. Martínez.** 2007. Alcaloides y actividad biológica en *Eucharis amazonica*, *E. grandiflora*, *Caliphruria subedentata* y *Crinum kunthianum*, especies colombianas de Amaryllidaceae. *Scientia et Technica* Año XIII, 33. 237-241.
- Cameron, K. D.; M. A. Teece & L. B. Smart.** 2006. Increased accumulation of cuticular wax and expression of lipid transfer protein in response to periodic drying events in leaves of tree tobacco. *Plant Physiol.* 140: 176-183.
- Chu, K. T & T. Z. Ng.** 2004. First report of a glutamine-rich antifungal peptide with immunomodulatory and antiproliferative activities from family Amaryllidaceae. *Biochem. Biophys. Res. Commun.* 325 (1):167-73.
- Cortes, N.; R. F. Posada-Duque; R. Álvarez; F. Alzate; S. Berkov; G. P. Cardona-Gómez & E. Osorio.** 2015. Neuroprotective activity and acetylcholinesterase inhibition of five Amaryllidaceae species: A comparative study. *Life Sci.* 122: 42-50.
- Doskocil, I; A. Hošťáková; M. Šafratová; N. Benešová; J. Havlík; R. Havelek; J. Kuneš; K. Královec; J. Chlebek & L. Cahlíková.** 2015. Cytotoxic activities of Amaryllidaceae alkaloids against gastrointestinal cancer cells. *Phytochem. Lett.* 13:394-398.
- Elgorashi, E. E.; S. Zschocke & J. Van Staden.** 2004. The anti-inflammatory and antibacterial activities of Amaryllidaceae alkaloids. *S. Afri. J. Botany.* 69 (3): 448-449.
- González, F.; M. Peña; R. Sánchez & J. L. Santona.** 2001. Taninos de diferentes especies vegetales en la prevención del fotoenvejecimiento. *Revista Cubana Investigación Biomed.* 20 (1): 16-20.
- Gutiérrez, A & A. Estévez.** 2009. Relevancia de los productos naturales en el descubrimiento de nuevos fármacos en el s. XXI. *Rev. R. Acad. Cienc. Exact. Fís. Nat.* 103 (2): 409-419.
- Herrera, R.** 2000. Aislamiento y elucidación estructural de la familia Amaryllidaceae. Tesis. Universidad de Barcelona. España.
- IUCN.** 2013. IUCN Red List Categories and Criteria: Version 3.1. IUCN Species Survival Commission. IUCN, Gland, Switzerland and Cambridge, UK, 70 pp.
- Jeffree, C. E.** 2006. The fine structure of the plant cuticle. In: *Biology of the Plant Cuticle*. M. Riederer, C Müller (eds). Julius-von-Sachs-Institut, für Biowissenschaften Universität Würzburg, Germany. pp:11-110.
- Kuklinski, C.** 2000. *Farmacognosia*. Ed. Omega S. A. España. pp. 106-109.
- Lacaille-Dubois, M. A. & H. A. Wagner.** 1996. Review of the biological and pharmacological activities of saponins. *Phytomedicine* 4: 363-386. Lien, E.; Lien, L.; Wang, R.; Wang, J. 2012. Phytochemical analysis of medicinal plants with kidney protective

- activities. Chin. J. Integr. Med. (China). 18 (10): 790-800.
- León, B.; A. Sagástegui; I. Sánchez; M. Zapata; A. Meerow & A. Cano.** 2006. Amaryllidaceae endémicas del Perú. Rev. peru. biol. 13 (2): 690-697.
- Lock, O.** 1994. Investigación Fitoquímica: Métodos en el estudio de productos naturales. 2ª. Ed. Fondo Editorial, PUCP, Lima, Perú.
- Martínez, M. A.** 2001. Saponinas esteroides. Facultad de Química Farmacéutica, Universidad de Antioquia. Medellín. Colombia.
- Martínez, M. A.** 2005. Flavonoides. Facultad de Química Farmacéutica, Universidad de Antioquia. Medellín. Colombia.
- Miranda, M. & A. Cuellar.** 2001. Farmacognosia y productos naturales. 1era ed. Edit. Félix Varela. La Habana, Cuba. :147-170.
- Miranda, M. & A. Cuéllar.** 2002. Manual de Prácticas de laboratorio. Farmacognosia y Productos Naturales. Universidad de La Habana. Instituto de Farmacia y Alimentos. Ciudad Habana. pp. 41-52.
- Ortiz, J. E; S. Berkov; N. B. Pigni; C. Theoduloz; G. Roitman; A. Tapia; J. Bastida; G. Feresin & E. Wild.** 2012. Argentinian Amaryllidaceae, a New Renewable Source of the Acetylcholinesterase Inhibitor Galanthamine and Other Alkaloids. Molecules, 17: 13473-13482.
- Osorio, J.; S. Berkov; R. Brun; C. Codina; F. Viladomat; F. Cabezas; J. Bastida.** 2010. In vitro antiprotozoal activity of alkaloids from *Phaedranassa dubia* (Amaryllidaceae) Phytochem. Lett. 3:161-163.
- Pighin, J. A.; H. Zheng; L. J. Balakshin; I. P. Goodman; T. L. Western; R. Jetter; L. Kunst & L. Samuels.** 2004. Plant cuticular lipid export requires an ABC transporter. Science 306: 702-704.
- Prieto, S.; G. Garrido; J. González & J. Molina.** 2004. Actualidad de la Medicina Tradicional Herbolaria. CENIC Ciencias biológicas, 35 (1): 19-36.
- Soto, M. & M. Leiva.** 2015. Estudio exomorfológico y fitoquímico de los bulbos de dos especies endémicas del Perú de Amaryllidaceae. Arnaldoa 22 (1): 269 – 288.
- The Plant List.** 2016. A working list of all plants species. www.theplantlist.org (accedido: 20 de enero 2016).
- Thiers, B.** [continuamente actualizada]. Index Herbariorum: A global directory of public herbaria and associated staff. New York Botanical Garden's Virtual Herbarium.
<http://sweetgum.nybg.org/ih/> (accedido: 20 de enero del 2016).
- Ulloa, C.; J. Zarucchi & B. León.** 2004. Diez años de adiciones a la flora del Perú: 1993-2003. Arnaldoa. Edición Especial, pp 242.
- Valencia, C.** 1995. Fundamentos de fitoquímica. Editorial Trillas, México. 227p.
- Vinueza, A.** 2014. Tamizaje fitoquímico e identificación de alcaloides de *Phaedranassa schizantha* Baker. Tesis. Escuela Superior Politécnica de Chimborazo. Facultad de Ciencias Escuela de Bioquímica y Farmacia. Riobamba. Ecuador.

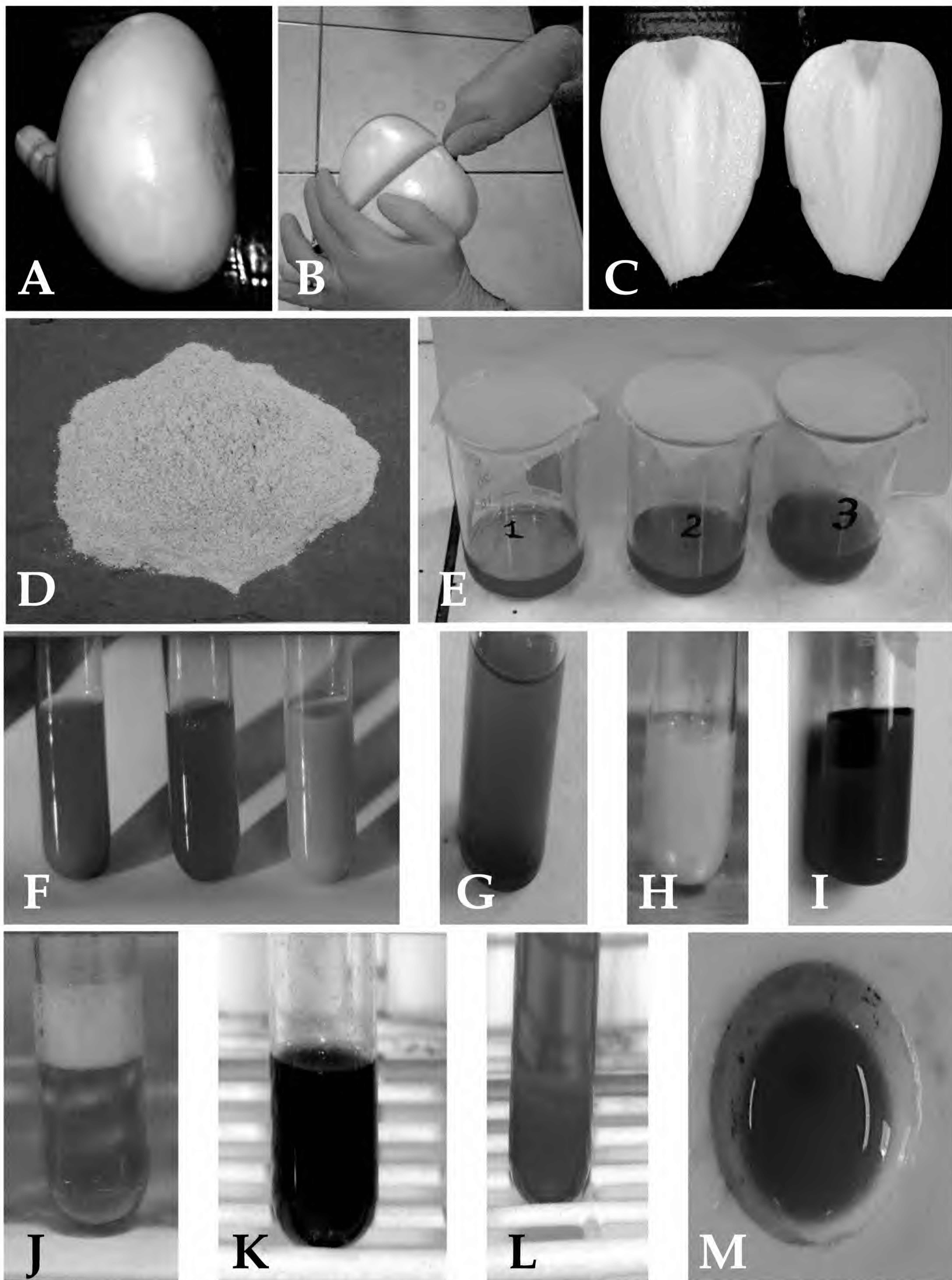


Fig. 1. A. Bulbo de *Rauhia multiflora* (Kunth) Ravenna; B-C. Corte transversal del bulbo de *R. multiflora* (Kunth) Ravenna; D. Polvo del bulbo de *R. multiflora* (Kunth) Ravenna; E. Extractos de las hojas de *R. multiflora* (Kunth) Ravenna: diclorometano(1), etanol(2), agua (3): diclorometano (1), etanol (2), agua (3); F. Alcaloides. Ensayo de Dragendorff + (izquierda), Ensayo de Mayer + (centro), Ensayo de Wagner + (derecha); G. Compuestos fenólicos. Ensayo Tricloruro férrico (+); H. Taninos. Gelatina-sal (+); I. Lactonas. Ensayo de Baljet (+); J. Saponina. Ensayo de Espuma (+); K. Lactonas. Ensayo Baljet (+); L. Azúcares reductores. Ensayo de Fehling (+); M. Aceites y grasas. Ensayo Sudan III (+). (Fotografías R. Soto).

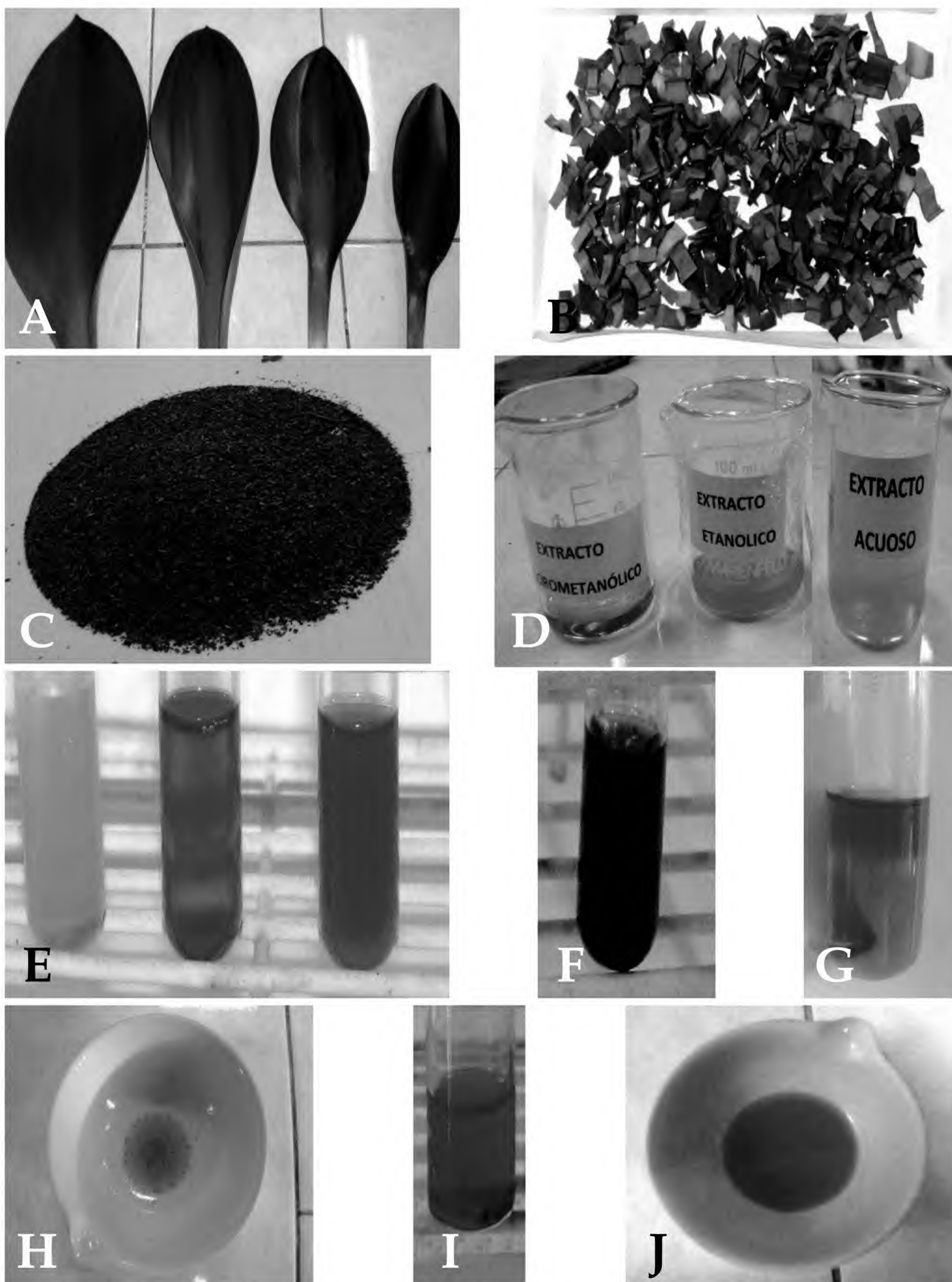


Fig. 2. A. Hojas de *Rauhia multiflora* (Kunth) Ravenna; B. Hojas seleccionadas y cortadas de *R. multiflora* (Kunth) Ravenna; C. Polvo de las hojas de *R. multiflora*; D. Extractos de hojas de *R. multiflora* (Kunth) Ravenna: diclorometano, etanol, agua; E. Alcaloides. Ensayo de Mayer + (izquierda), Ensayo de Dragendorff + (centro), Ensayo de Wagner + (derecha); F. Compuestos fenólicos. Ensayo Tricloruro férrico (+); G. Flavonoides. Ensayo de Shinoda(+); H. Triterpenos y esteroides. Ensayo de Lieberman - Burchard (+); I. Azúcares reductores. Ensayo de Fehling (+); J. Aceites y grasas. Ensayo Sudan III (+) (Fotografías R. Soto)..

Cuantificación de ácido oleanólico, ácido ursólico y ácido rosmarínico en tres especies peruanas de *Clinopodium* (Lamiaceae, Nepetoideae, Mentheae)

Quantification of oleanolic acid, ursolic acid and rosmarinic acid in three Peruvian species of *Clinopodium* (Lamiaceae, Nepetoideae, Mentheae)



Carlos Alberto Serrano Flores

Departamento de Química. Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco, Cusco, Perú

Belea Calsino Curie

Centro de Salud de Anta-Cusco, Perú

Ana Luz Tupa Quispe, Renée Isabel Huamán Quispe, Michael Ludeña Huamán

Departamento de Química. Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco, Cusco, Perú

Eric Frank Rodríguez Rodríguez

Herbarium Truxillense (HUT), Universidad Nacional de Trujillo, Trujillo, Perú

Resumen

Se evaluó el contenido de ácido oleanólico (AO), ácido ursólico (AU) y ácido rosmarínico (AR) en 4 muestras de tres especies peruanas de *Clinopodium* (Lamiaceae); dos de estas muestras corresponden a *Clinopodium sericeum* pertenecientes al departamento de Amazonas, otra muestra de Puno corresponde a *Clinopodium bolivianum* y una última muestra de Huánuco es *Clinopodium revolutum* "Flor de Arena" ó "Té Indio". Se observó que en estas plantas a mayor contenido de ácidos triterpénicos (AO, AU), el contenido de AR es menor y viceversa. La especie más prometedora como fuente de AU es *Clinopodium revolutum*.

Palabras clave: *Clinopodium*, Lamiaceae, ácidos triterpénicos, ácidos fenólicos, cromatografía.

Abstract

It was evaluated the content of oleanolic acid (AO), ursolic acid (AU) and rosmarinic acid (AR) in four samples of three Peruvian species of *Clinopodium* (Lamiaceae), two samples are *Clinopodium sericeum* from Amazonas department, other sample from Puno corresponds to *Clinopodium bolivianum* and the last from Huánuco is *Clinopodium revolutum* "Flor de Arena or Té Indio". In those plants when triterpenic acids (AO, AU) have higher contents, the rosmarinic acid (AR) content is lower and viceversa. The more expectant plant like source of ursolic acid is *Clinopodium revolutum*.

Keywords: *Clinopodium*, Lamiaceae, triterpenic acids, phenolics acids, chromatography.

Introducción

La familia Lamiaceae tiene una distribución mundial y comprende más de 7200 especies en aproximadamente 240 géneros los cuales están clasificados en 7 sub familias: Ajugoideae Kostel, Lamoideae Harley, Nepetoideae (Dumort.) Luer., Prostantheroideae Luer., Scutellarioideae (Dumort.) Caruel, Symphorematoideae Briq. y Viticoideae Briq. Dentro de estas subfamilias, Nepetoideae es una de las más claramente definidas, caracterizadas por el polen trinucleado hexacolpado, embrión invertido y la presencia de ácido rosmarínico. La sub familia Nepetoideae a su vez tiene 4 tribus: Elsholtzieae, Ocimeae, Lavanduleae y Mentheae. Hay un gran número de géneros y especies en la tribu Mentheae que se subdivide en tres sub tribus: Salviinae, Nepetinae y Menthinae (Brauchler *et al.*, 2010). Precisamente, el género *Clinopodium* L. (antes *Satureja* L.) que ahora trataremos pertenece a la sub tribu

Menthinae y se caracteriza no solo por la presencia de AR sino también por contener ácidos triterpénicos como el AO y el AU y usualmente también aceite esencial (Viturro *et al.*, 2000).

El ácido ursólico (AU) y su isómero el ácido oleanólico (AO) pertenecen a una categoría de compuestos fitoquímicos que se llaman triterpenoides, más específicamente son ácidos triterpénicos. Estos están ampliamente distribuidos en el reino vegetal y han sido frecuentemente aislados como mezclas (fig. 1).

Liu (1995) publicó una revisión de los estudios farmacológicos con estos triterpenoides, resaltándose su potencial en el área de la oncología en función a sus actividades citotóxicas, antimutagénicas, antivirales y antiinvasivas. El primer trabajo que registra el contenido de estas sustancias en plantas andinas es aquel publicado por Almanza *et al.* (2004). Son notables los siguientes trabajos: Análisis de AO y AU

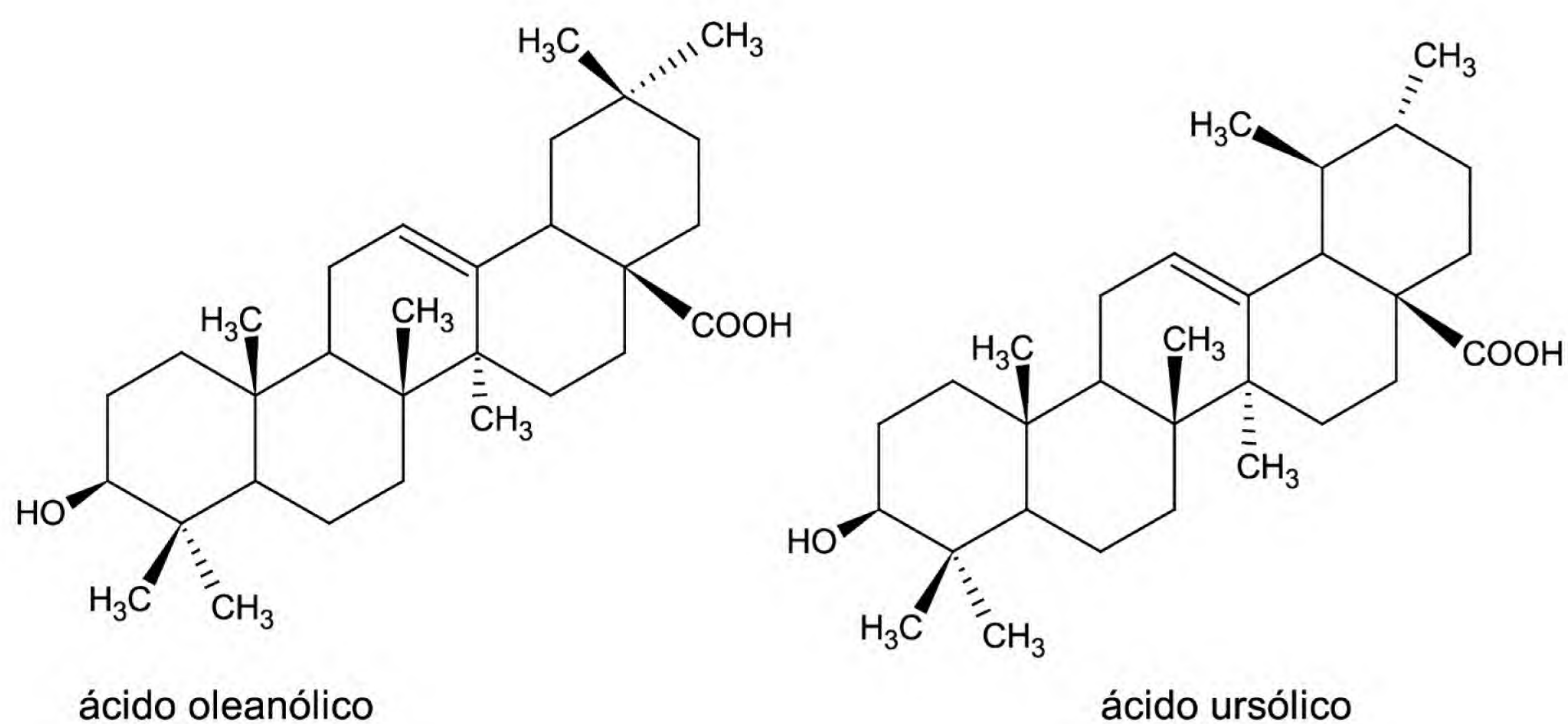


Fig. 1. Las estructuras del ácido oleanólico y ursólico ($C_{30}H_{48}O_3$, peso fórmula 456.7). Estas dos sustancias se encuentran en la naturaleza tanto como ácidos libres o como agliconas en las saponinas triterpénicas.

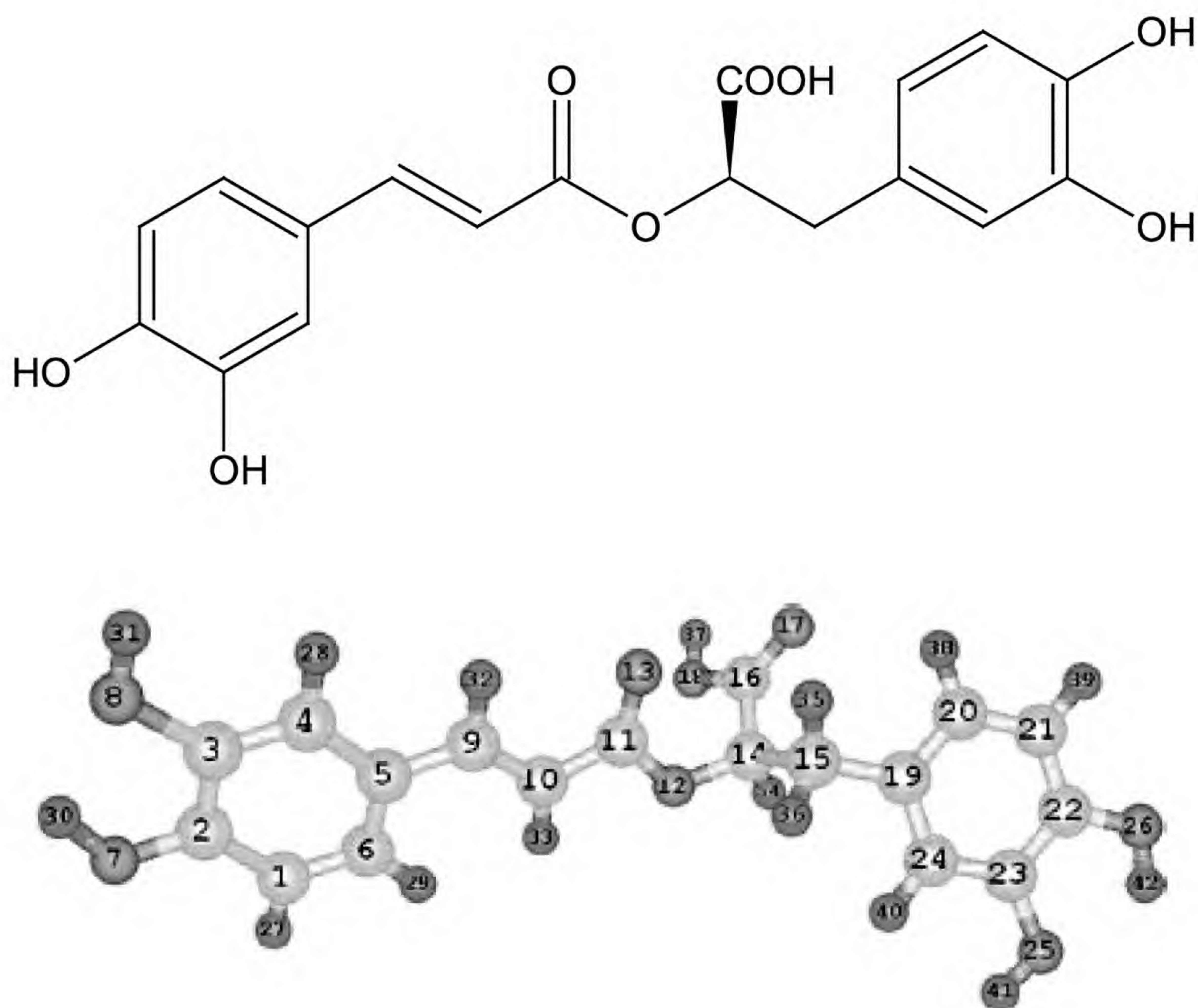


Fig. 2. El ácido rosmarínico (AR) ($C_{18}H_{16}O_8$, peso fórmula 360.31) pertenece a la categoría de los ácidos fenólicos. Abajo la molécula calculada según Mariappan *et al.* (2012).

por hplc en “llantén” (Zacchigna *et al.*, 2009), efecto del AO y AU en cáncer de colon (Li, 2002); AU como antichagásico (Okabe *et al.*, 2002); AU como antituberculoso (Pauli, 2008), (Jimenez-Arellanez, 2013); AU en el cáncer de próstata (Kassi *et al.*, 2007); tamizaje cromatográfico de AO y AU en 39 plantas (Jäger *et al.*, 2009); AO como antiurolitiásico (Vyas, 2013); AO y AU en hepatitis C (Li, 2013); AU en regeneración neural (Liu, 2013); AO en esclerosis múltiple (Nieto, 2010). Recientemente, se ha dado a conocer una revisión de los posibles mecanismos de acción del AU responsables de sus efectos terapéuticos (Hardeep *et al.*, 2016).

El ácido rosmarínico (AR) es un éster del ácido cafeico y del ácido 3,4-dihidroxifenil láctico al cual se le han demostrado varias actividades biológicas: Antitrombótico (Zou *et al.*, 1993), antioxidante (Lamien-Meda, 2010), antiinflamatorio (Swarup *et al.*, 2007), antimutágeno (Tavares *et al.*, 2008), antiofídico (Takaya *et al.*, 2010), antitumoral (Tavares *et al.*, 2008), antiviral (Swarup *et al.*, 2007), anticancerígeno (Namasivayam *et al.*, 2012) e incluso anti HIV-1 (Hooker *et al.*, 2001). Y también, recientemente se ha estudiado el mejor procedimiento de extracción simultánea de AO, AU y AR a partir de hojas de *Rosmarinus officinalis* (Bernatoniene *et al.*, 2016).

En la presente comunicación, nuestro objetivo consiste en cuantificar estas tres importantes sustancias bioactivas en tres especies peruanas del género *Clinopodium*.

Materiales y Métodos

Especies estudiadas

Clinopodium bolivianum (Benth.) Kuntze se colectó en el departamento de Puno, localidad de Cucuraya a orillas del lago Titicaca, 3800 m, IX-2014, C. Serrano *s.n.*

(HUT!-58330). Fig. 4.

Clinopodium revolutum (Ruiz & Pav.) Govaerts fué colectado en el departamento de Huánuco, cerro Sullcapunta, 3770 m, VII-2014, C. Serrano *s.n.* (HUT!-58329). Fig. 6.

Clinopodium sericeum (C. Presl ex Benth.) Govaerts se colectó en el departamento Amazonas, alrededores del sitio arqueológico de Kuelap, 3025 m, II-2016, C. Serrano *s.n.* (HUT!-58331) (Fig. 5); dpto. ídem anterior, camino de las cataratas de Gocta, 1970 m, II-2016, C. Serrano *s.n.* (HUT!-58332). Fig. 3.

Análisis cualitativo hptlc del AO/AU

Se trabajó con prederivatización con solución clorofórmica de iodo al 1% según lo describe (Mucaji & Nagy, 2011). El extracto etanólico de la planta i/o soluciones de AO/AU estándar (de 2 a 4 μ L) se aplica en cromatoplaque Merck hptlc Kieselgel G 60 de tamaño adecuado y sobre esta aplicación se coloca igual volumen de la solución de iodo al 1%. Se abandona en oscuridad por 10 minutos y luego se desarrolla con CHCl₃: MeOH (48:2). La placa se revela por inmersión en ácido sulfúrico al 10% y aplicación de calor. Los ácidos triterpénicos se muestran como zonas de color rojo.

Análisis cualitativo hptlc del AR

Se trabajó como está descrito en (Janicsák & Mathé, 1997): el extracto etanólico de la planta i/o soluciones de AR estándar (de 2 a 4 μ L) se aplican en cromatoplaque Merck hptlc Kieselgel G 60 de tamaño adecuado y se desarrolla con tolueno: acetato de etilo: ácido fórmico (15:12:3). La placa se revela por pulverización con solución metanólica de difenilborinato de etanolamina al 1% y luz ultravioleta de 365 nm (Angenot & Brasseur, 1986). El ácido rosmarínico se muestra como zona celeste brillante.



Fig. 3. *Clinopodium sericeum* en Gocta a 1970 m, departamento de Amazonas.



Fig. 4. *Clinopodium bolivianum*, poblado de Cucuraya en el Departamento de Puno a 3800 m.



Fig. 5. *Clinopodium sericeum* cerca de Kuelap (3025 msnm), departamento de Amazonas.



Fig. 6. *Clinopodium revolutum* en Sullcapunta (3770 msnm), departamento de Huánuco.

Análisis cuantitativo dad-hplc de AO/AU

1g de vegetal pulverizado se extrae con 10 mL de EtOH x 10 minutos en ultrasonido x 10 veces.

El extracto etanólico seco se desengrasa con 10 mL de Eter de Petróleo x 5 minutos x una vez.

El residuo se redissuelve en 25 mL de etanol y se filtra a 0.45 µm.

El análisis cromatográfico se ejecutó según Srivastava (2010):

Instrumentación:

Cromatógrafo uhplc Ultimate 3000 de Thermoscientific con detección por arreglo de diodos.

Estándares:

Se utilizó AU obtenido a partir de *Clinopodium revolutum* con pureza no menor del 95%. El AO se obtuvo por extracción superficial de hojas de "olivo" (*Olea europaea* L.) sin purificación cromatográfica dando un material de no menos del 95% de pureza. Para el análisis hplc estos estándares se preparan a una concentración de 1 mg/mL en etanol.

Método:

Columna Phenomenex RPC18 de 250 x 4,6 mm y 5 µm, elución isocrática con acetonitrilo: agua (8:2), tiempo de análisis 35

minutos a 30°C, flujo: 1mL/min y detección a 210 nm.

Se trabajó por separado para AU y luego para AO.

Análisis cuantitativo dad-hplc del AR

Se utiliza el mismo extracto etanólico de planta tal como está descrito para el caso de AO/AU.

El análisis cromatográfico se ejecutó según Venskutonis *et al.* (2005):

Instrumentación:

Cromatógrafo uhplc Ultimate 3000 de Thermoscientific con detección por arreglo de diodos.

Estandar:

Se utilizó AR obtenido a partir de *Lepechinia meyenii* (Walp.) Epling (Lamiaceae) procedente del Cusco, según método descrito por Serrano (2012) y recristalizado de agua con pureza no menor del 96%. La sustancia se disuelve en etanol para hacer una concentración de 1 mg/mL.

Método: Columna Phenomenex RPC18 de 250 x 4,6 mm y 5 µm, elución en gradiente con a) ácido acético al 2 % en agua y b) acetonitrilo, tiempo de análisis 35 minutos a 30°C, flujo: 0,3mL/min y detección a 280 y 330 nm.

Gradiente:

Tiempo (minutos)	% b)
0	10
20	80
25	100
30	100
35	10

Resultados

El análisis hptlc de AO/AU por prederivatización con iodo, es la única manera de resolverlos en capa fina, con el sistema cromatográfico empleado AU tiene un Rf de 0,64 y AO un Rf de 0,90. Todas las muestras analizadas muestran ambos ácidos triterpénicos (fig. 7).

En la fig. 8 se muestra el AR en las 4

muestras.

Los cromatogramas hplc del análisis de AU aparecen en la fig. 9. En la fig. 10 están los cromatogramas para el análisis de AO y en la fig. 11, los correspondientes al análisis de AR.

Y así, en la tabla 1. se muestran los porcentajes de estas 3 sustancias en las muestras analizadas:

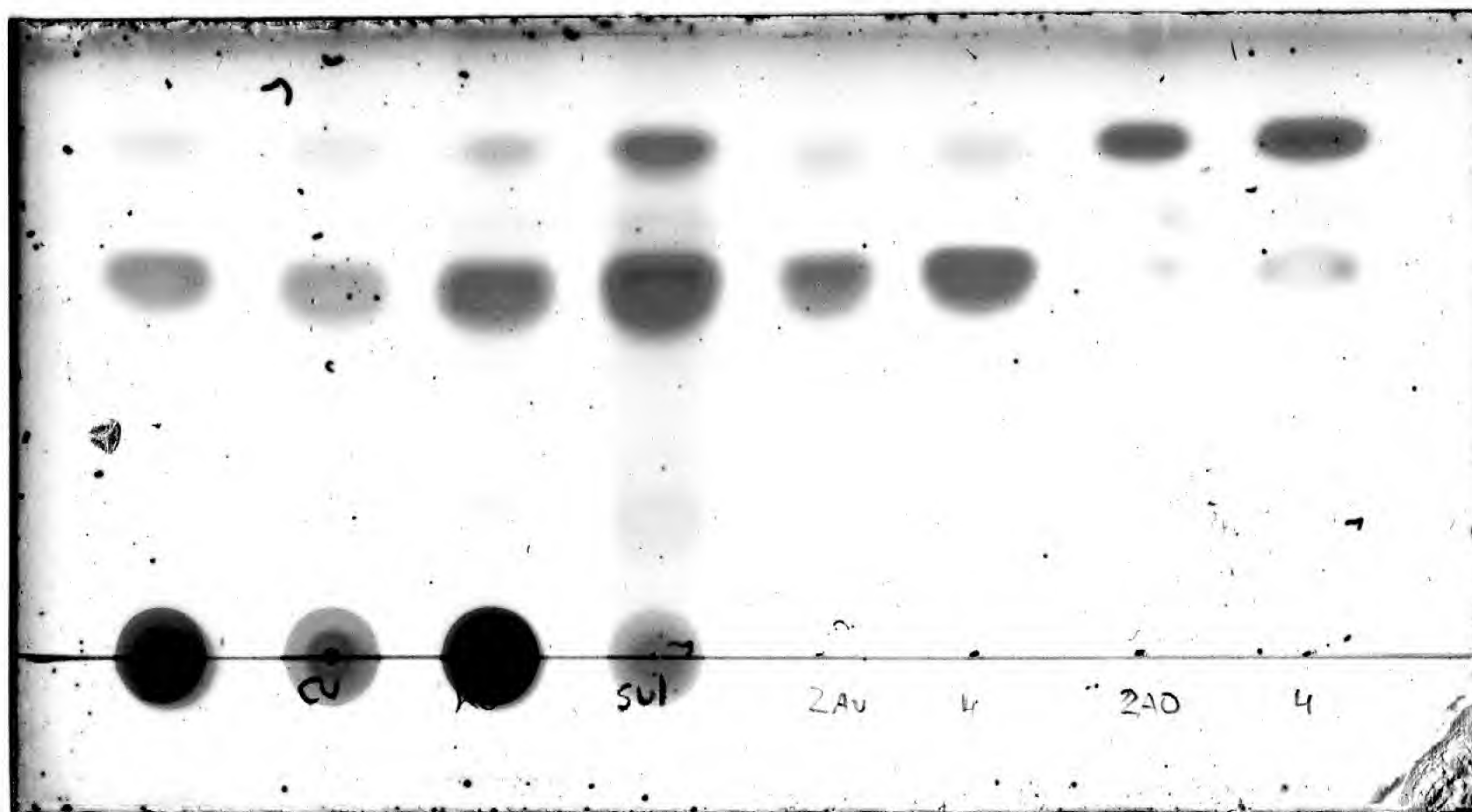


Fig. 7. hptlc de AO (Rf 0.90) y AU (Rf 0.64). La aplicación 1 es *C. sericeum* de Gocta (izq.), la 2 es *C. bolivianum* de Cucuraya, la 3 es *C. sericeum* de Kuelap y la 4 es *C. revolutum* de Sullcapunta (der.). En todos los casos hay un predominio de AU sobre AO. Las cuatro últimas aplicaciones corresponden a los estándares.

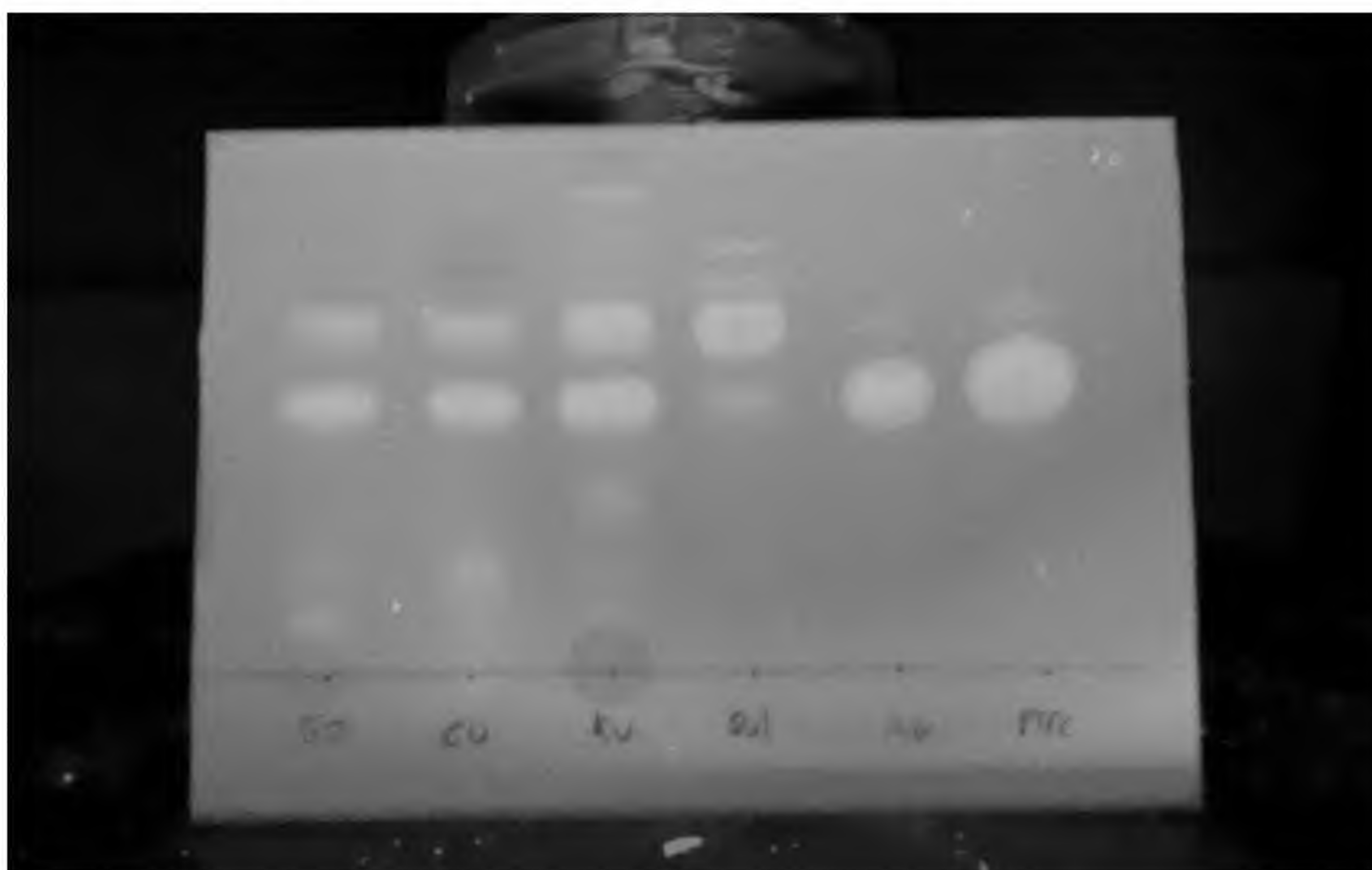


Fig. 8. Las muestras se han aplicado tal cual la imagen anterior, las dos últimas aplicaciones son estándares de AR. El Rf del AR es 0.52. Notar la baja concentración de AR en la muestra de *C. revolutum*.

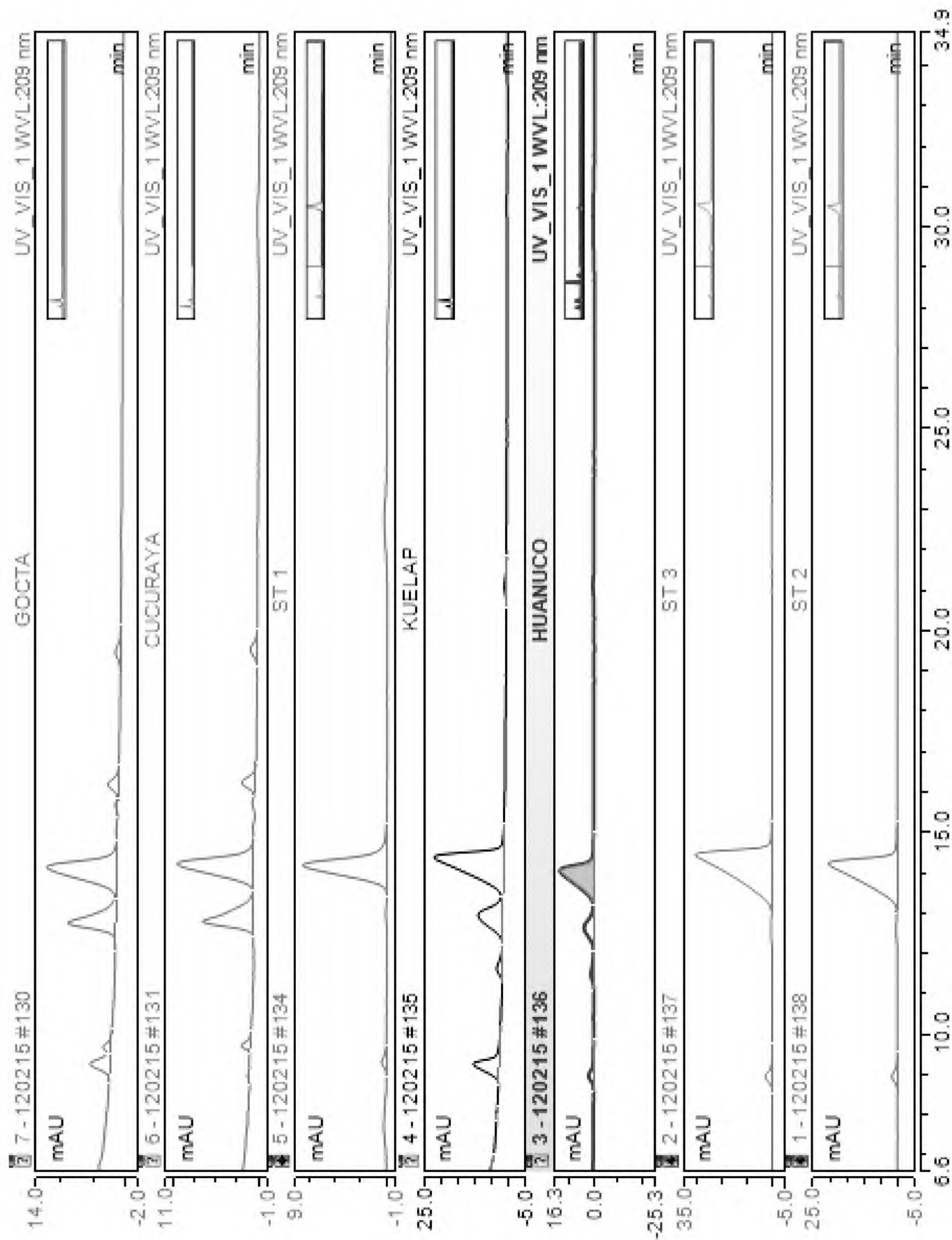


Fig. 9. Análisis dad-hplc de AU en las muestras estudiadas y en los estándares. El pico con tR aprox. 14 corresponde al AU. La ecuación de la curva de calibración es $y = 4.5822x - 0.3195$ con un $R^2 = 0.9999$.

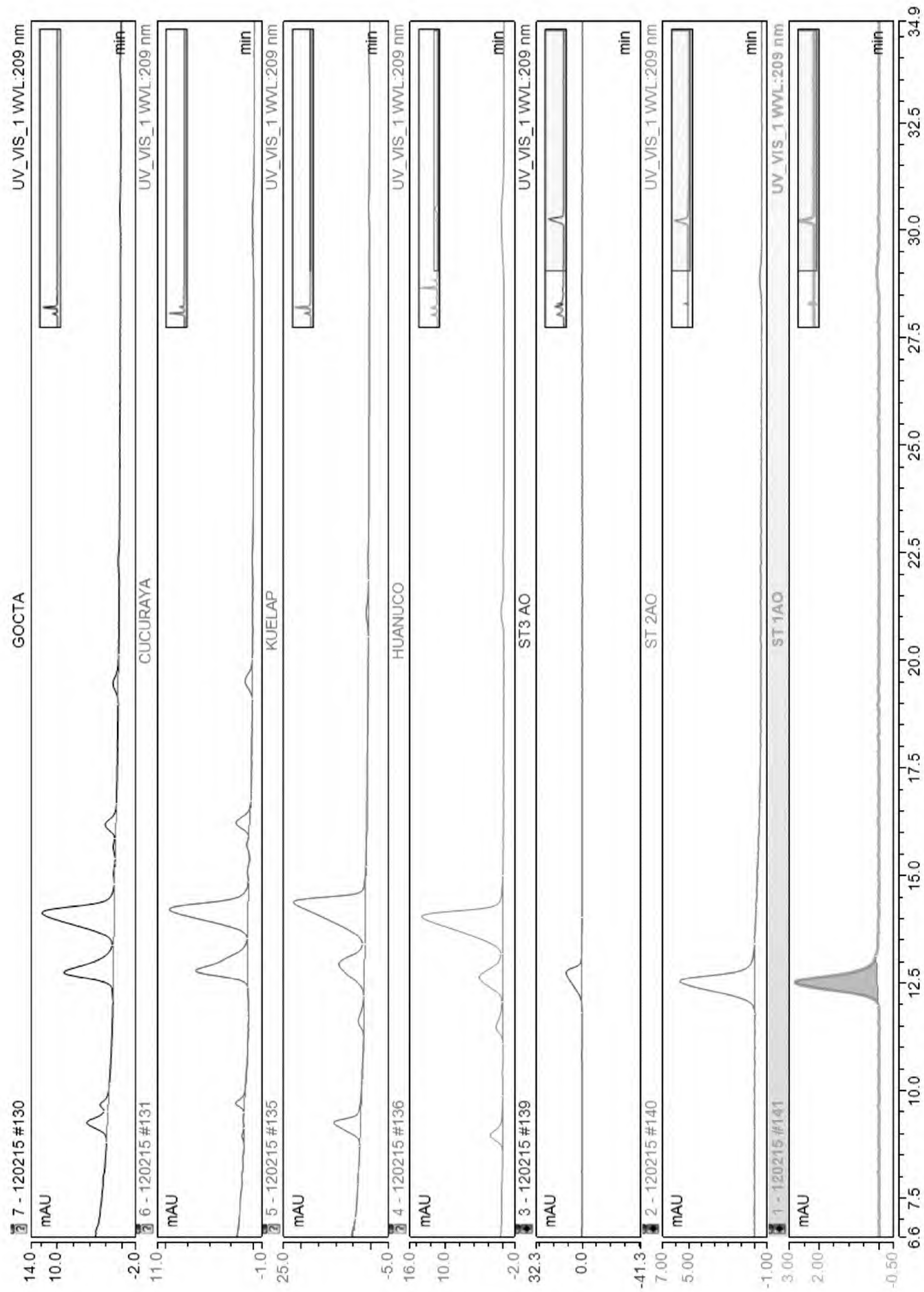


Fig. 10. Los cromatogramas del análisis de AO. El pico con tR aprox. 12.5 corresponde al AO. La ecuación de la curva de calibración es $y = 5.9218x - 0.3739$ con un $R^2 = 1$.

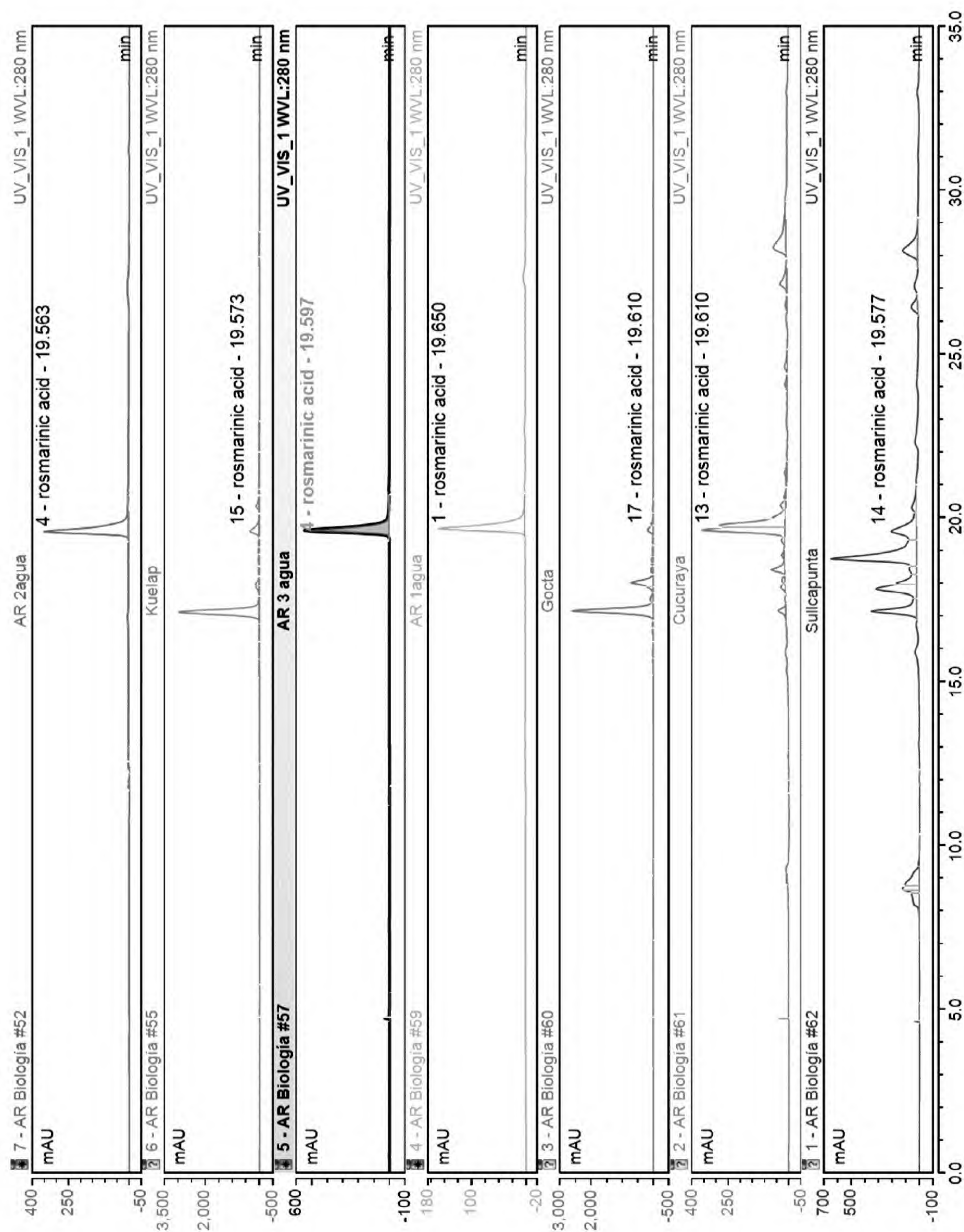


Fig. 11. Cromatogramas del análisis de AR. El pico con tR aprox. 19.5 es el AR. La ecuación de la curva de calibración es $y = 74.705x - 1.2239$ con un $R^2 = 0.9965$.

Tabla 1. Contenidos de AO, AU y AR en las muestras estudiadas.

Muestra (especie)	% AU	% AO	% AR	(%AU+%AO)/%AR
Gocta (<i>C. sericeum</i>)	0.621	0.284	0.192	4.714
Kuelap (<i>C. sericeum</i>)	1.321	0.378	0.559	2.836
Cucuraya (<i>C. bolivianum</i>)	0.475	0.241	0.196	3.653
Sullcapunta (<i>C. revolutum</i>)	4.224	1.025	0.064	82.016

Discusión

Notablemente, la muestra más rica en AU corresponde a *Clinopodium revolutum* y, por eso esta planta podría utilizarse como materia prima para preparar esta sustancia. El porcentaje total de ácidos triterpénicos en esta muestra son casi iguales a los publicados por Serrano *et al.* (2014) y además, como se ve el porcentaje de AR es muy pequeño. En estas plantas siempre el porcentaje de ácidos triterpénicos sobre el porcentaje de AR es mayor a 2 unidades - en el caso de *C. revolutum* llega a 82 (ver tabla 1.- fig. 12.).

Es interesante, ver que de las tres especies de *Clinopodium* estudiados, *C. revolutum* es la que tiene mayor difusión en su aplicación en terapéutica tradicional. Probablemente, su efecto depende de su gran concentración en AU (ver fig. 12). Por el contrario, hay otras Mentheaeas como por ejemplo *Lepechinia meyenii* "Puna Salvia" (sub tribu Salvinae) (Serrano, 2014) con altos contenidos en AR y bajos en ácidos triterpénicos, en este caso el efecto más bien se debe probablemente al AR (ver fig. 13 y 14).

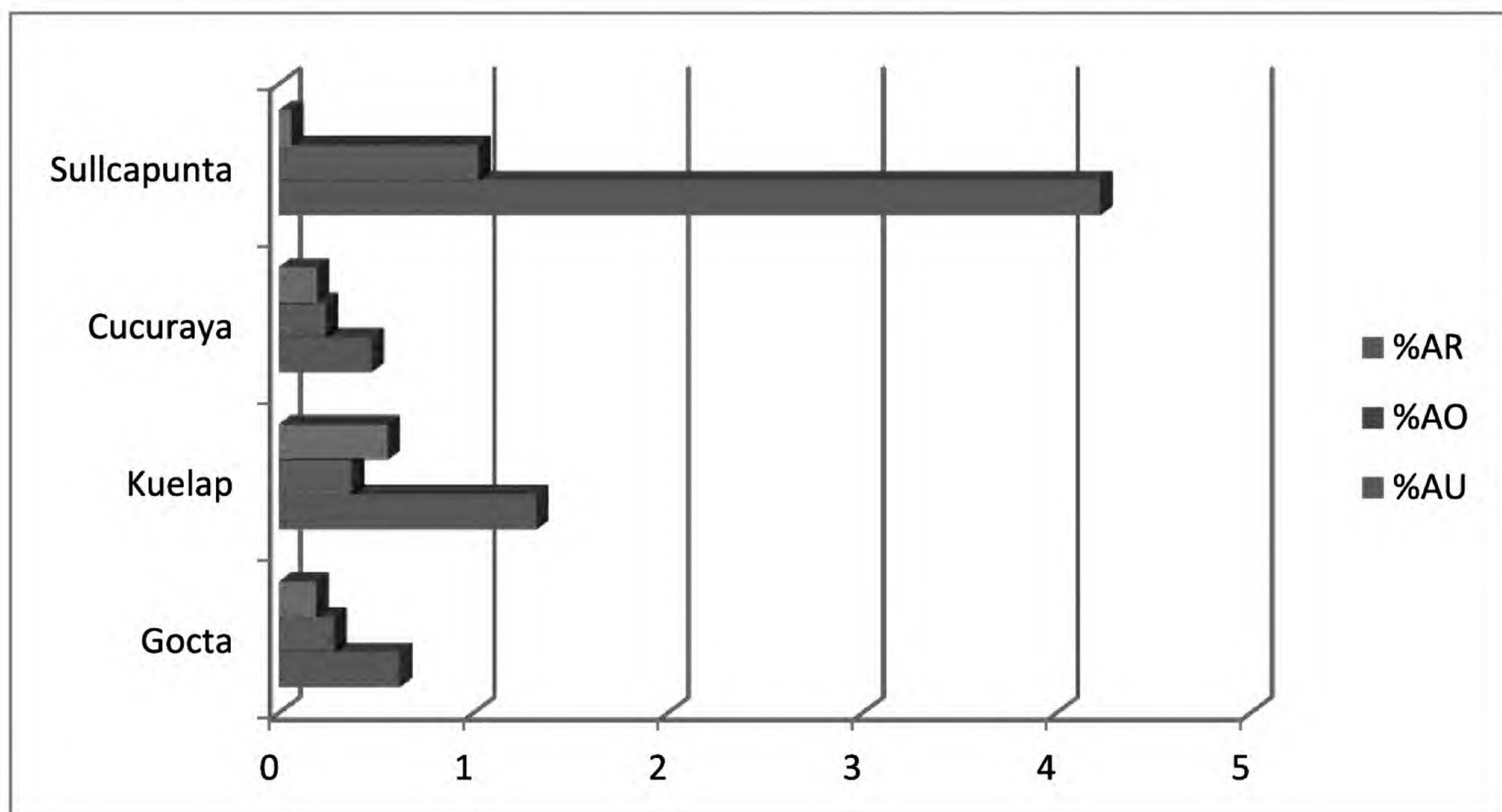


Fig. 12. Los porcentajes de AU, AO y AR en las cuatro muestras estudiadas.



Fig. 13. *Lepechinia meyenii*, en Tambomachay, Cusco a 3700 msnm. En tiempos antiguos esta planta medicinal tendría otro nombre, porque *-Salvia-* implica un sustituto americano de la planta europea *Salvia officinalis*, lo que significa, que los farmacéuticos-médicos de la conquista, en su afán de encontrar sustitutos a sus agotadas provisiones de plantas medicinales, adoptaron a *L. meyenii* como “Puna Salvia”- su alto contenido en AR valida parcialmente este hecho.

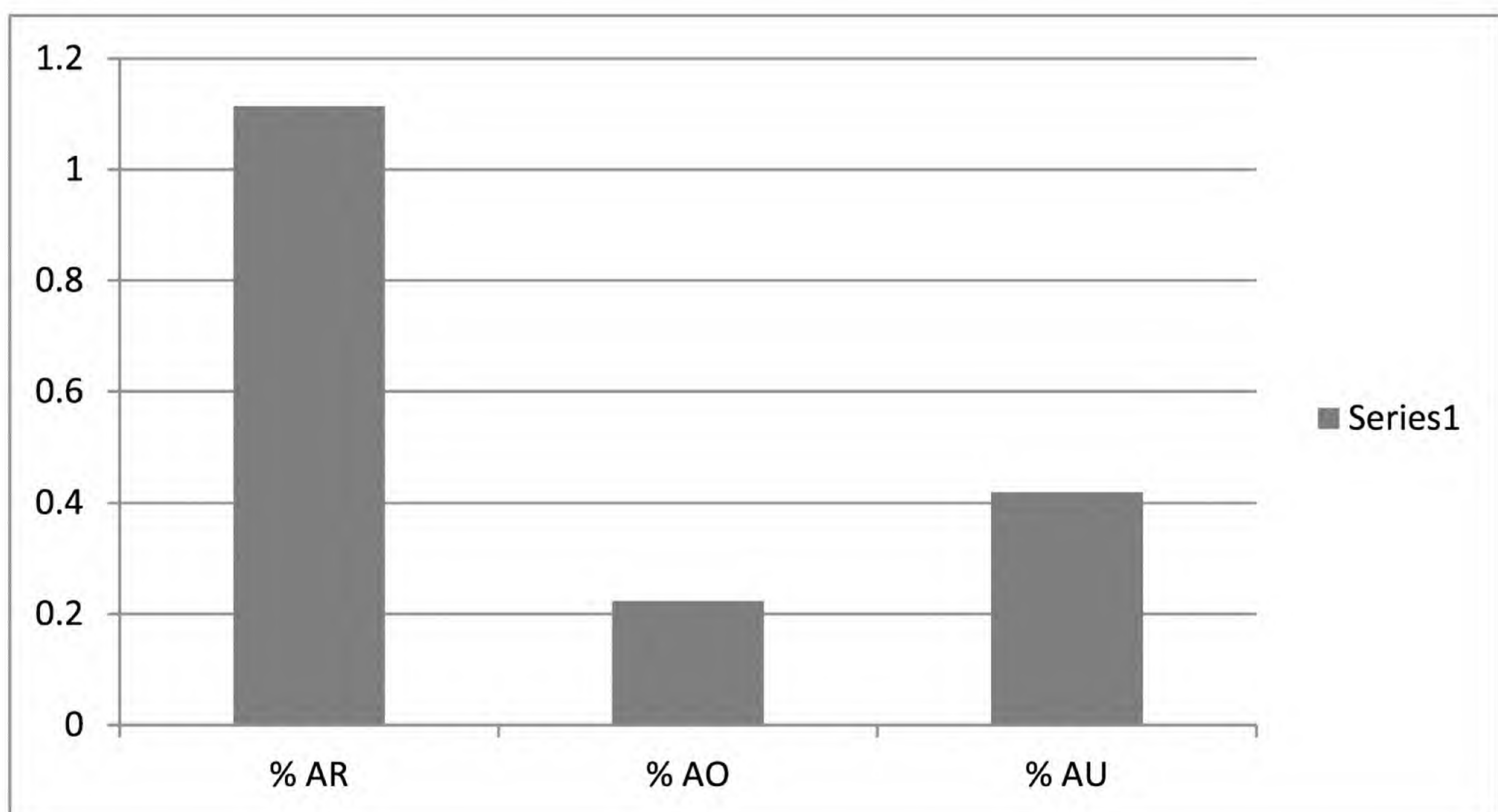


Fig. 14. En el caso de *Lepechinia meyenii* (Serrano, 2014), tiene 1.114 % AR, 0.223 % AO y 0.419% AU) y la relación % ácidos triterpénicos/ % AR es igual a 0.6. Tanto en *Clinopodium* como en esta *Lepechinia* se ve que a mayor contenido en ácidos triterpénicos, menor es la concentración en AR y viceversa.

Por otro lado, *C. revolutum* “Flor de Arena” o “Té Indio” es propia del páramo pluvial- Subalpino Tropical (pp-SaT) (ONERN, 1976; López, 1998; Mostacero, 2009), y se comercializa intensamente en el Perú y también para exportación (Ministerio de Agricultura, 2011). Por ejemplo en el año 2011, el Departamento de Huánuco oficialmente exportó una tonelada de esta planta, el mismo año Ancash exportó 150 Kg. Obviamente, además esto significa que podría estar depredándose la especie (ver fig. 15).

El nombre “flor de arena” se aplica también a otra especie: *Tiquilia paronychioides*

(Phil.) A. T. Richardson (Boraginaceae) que crece en toda la costa del Perú, y usualmente se confunden ambas (Brack, 1999, Bussmann & Sharon, 1997; Vásquez, 2010) (ver fig. 16). *Tiquilia* tiene aplicación medicinal menor a *C. revolutum*. No contiene AO/AU, pero como toda Boraginaceae (Petersen & Simmons, 2003; (Petersen, 2013), sí contiene AR.

Las especies de *Clinopodium* y en general las Mentheae peruanas son plantas muy importantes para conservarlas, cultivarlas y hacer fitoquímica y farmacognosia con ellas.



Fig. 15. Forma de presentación de *Clinopodium revolutum*. Etiqueta de una bolsa.



Fig. 16. *Tiquilia paronychioides* (Boraginaceae) “flor de arena”.

Agradecimientos

Al Vicerrectorado de Investigación de UNSAAC por la aprobación y subvención del Proyecto Canon denominado: “Desarrollo de Métodos Preparativos de Cuatro Moléculas Bioactivas”.

Literatura citada

- Almanza, G.; Y. Flores & O. Sterner.** 2004. Oleanolic acid presence and importance in highland Bolivian plants. *Revista Boliviana de Química* 21: 31-35.
- Angenot, L. & T. Brasseur.** 1986. Lemélangediphénylb orated' aminoéthanol-PEG 400 un intéressantréactif de révélation des flavonoides. *J. Chromatography* 351: 351-355.
- Bernatoniene, J.; U. Cizauskaite; L. Ivanauskas; J. Valdas; Z. Kalveniene & D. Kopustinskiene.** 2016. Novel approaches to optimize extraction processes of ursolic, oleanolic and rosmarinic acids from *Rosmarinus officinalis* leaves. *Industrial Crops and Products* 84: 72-79.
- Brack, A.** 1999. *Diccionario Enciclopédico de Plantas Útiles del Perú*. CBC-Cusco.
- Brauchler, C.; H. Meimberg & G. Heubl.** 2010. Molecular phylogeny of Menthinae (Lamiaceae, Nepetoideae, Mentheae), Taxonomy, Biogeography and conflicts. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 55: 501-523.
- Bussmann, R. & D. Sharon.** 2007. *Plantas de los Cuatro Vientos Flora Mágica y Medicinal del Perú*. Graficart-Trujillo-Perú.
- Hardeep, S. T.; K. Dharambir & A. Sharma.** 2016. Ursolic acid (UA): A metabolite with promising therapeutic potential. *Life Sciences* 146: 201-213.
- Hooker, C.; W. Lott & D. Harrich.** 2001. Inhibitors of human immunodeficiency virus type I reverse-transcriptase target distinct phases of early reverse transcription. *J. of Virology* 75: 3095 -3104.
- Jäger, S.; H. Trojan; T. Kopp; M. Laszczyk & A. Scheffler.** 2009. Pentacyclic triterpene distribution in

- various plants-rich sources for a new group of multi-potent plant extracts. *Molecules* 14: 2016-2031.
- Janicsák, G & I. Mathé.** 1997. Parallel determination of rosmarinic and caffeic acids by TLC densitometry. *Chromatographia* 46: 322.
- Jimenez-Arellanez, A.** 2013. Ursolic and oleanolic acids as antimicrobial and immunomodulatory compounds for tuberculosis treatment. *Complementary and Alternative Medicine* 13:258.
- Kassi, E.; Z. Papousi; H. Pratsinis; N. Aligiannis; M. Manoussakis & P. Moutsatsou.** 2007. Ursolic acid, a naturally occurring triterpenoid, demonstrates anticancer activity on human prostate cancer cells. *J. Cancer Res. and Clinical Oncology* 133: 493-500.
- Lamien-Meda, A.** 2010. Investigation of antioxidant and rosmarinic acid variation in the Sage collection of the gene bank in Gatersleben. *J. Agric. & Food Chemistry* 58, 3813-3819.
- Li, J.; W. Guo & Q. Yang.** 2002. Effects of ursolic acid and oleanolic acid on human carcinoma cell line HCT15. *World Gastroenterology* 8 (3): 493-495.
- Li, S.; L. Kong; Q. Liao; Y. Zhang; R. Sun; X. Zhu; Q. Zhang; J. Wang; X. Wu; X. Fang & Y. Zhu.** 2013. Oleanolic acid and ursolic acid: Novel hepatitis C virus antivirals that inhibit NS5B activity. *Antiviral Research* 98: 44-53.
- Liu, J.** 1995. Pharmacology of oleanolic and ursolic acid. *J. Ethnopharmacology* 49: 57.
- Liu, B.; Y. Liu; G. Yang; Z. Xu & J. Chen.** 2013. Ursolic acid induces neural regeneration after sciatic nerve injury. *Neural Regeneration Research* 8 (27): 2510-2519.
- López, A.** 1998. Catálogo de la Flora del Departamento de la Libertad (V parte). *Arnaldoa* 5 (2): 215-263 .
- Mariappan, G.; N. Sundaraganesan & S. Manoharan.** 2012. Experimental and theoretical spectroscopic studies of anticancer drug rosmarinic acid using HF and density functional theory. *Spectrochimica Acta A* 97: 340-351.
- Ministerio de Agricultura.** 2011. Dirección General de Flora y Fauna Silvestre-Perú Forestal en Números 2011. Producción de Productos forestales diferentes a la madera por Departamento.
- Mostacero, J.; F. Mejía & O. Gamarra.** 2009. *Fanerógamas del Perú Taxonomía, Utilidad y Ecogeografía.* CONCYTEC. Trujillo-Perú.
- Mucaji, N. & M. Nagy.** 2011. Contribution to the tlc separation of ursolic and oleanolic acid mixture. *Acta Facult. Pharm. Univ. Comenianae* 58: 56-61.
- Namasivayam, N.; K. Venkatchalam; S. Kunasekaran & V. Jesudoss.** 2012. The effect of rosmarinic acid on 1,2-dimethylhydrazine induced colon carcinogenesis. *Experimental and Toxicologic Pathology* 65 (4): 409-413.
- Nieto, M L.; R. Martin; J. Carvalho-Tavares; M. Hernández; M. Arnés & V. Ruiz.** 2010. Beneficial actions of oleanolic acid in an experimental model of multiple sclerosis: A potential therapeutical role. *Biochemical Pharmacology* 79: 198-208.
- Okabe, H.; F. Abe; T. Yamauchi; T. Nagao; J. Kinjo; H. Higo & H. Akahane.** 2002. Ursolic acid as a trypanocidal constituent in Rosemary. *Biol. Pharm. Bull.* 25 (11): 1485-1487.
- ONERN.** 1976. Mapa Ecológico del Perú.- Lima Perú.
- Pauli, G.; B. Jaki; S. Franzblau; L. Chadwick; D. Lankin; F. Zhang & Y. Wang.** 2008. Purity and activity relationships of natural products: The case of the antiTB active ursolic acid. *J. Natural Products* 71 (10): 1742-1748.
- Petersen, M. & M. Simmons.** 2003. Rosmarinic acid. *Phytochemistry* 62: 121-125.
- Petersen, M.** 2013. Rosmarinic acid: New aspects. *Phytochemistry Reviews* 12: 207-227.
- Serrano, C.; J. Choquenaira; A. Lechuga; J. Gonzáles; M. Cjuno, S. Fajardo & C. Luizar.** 2012. Obtención cromatográfica del ácido rosmarínico a partir de *Lepechinia meyenii* Walp. Epling (Lamiaceae) "Puna Salvia". *Revista Universitaria UNSAAC* N° 141.
- Serrano, C.; B. Calsino; T. Concha; A. Lechuga; A. Portocarrero; J. Choquenaira; M. Herrera & N. Tisoc.** 2014. Tamizaje de ácido oleanólico y ácido ursólico en 14 plantas medicinales andinas. *Revista Ciencia (UNSAAC)* 7: 25-30.
- Srivastava, P.; N. Kasaju; U. Bora & R. Chaturvedi.** 2010. Accumulation of betulinic, oleanolic and ursolic acids in In vitro cell cultures of Lantana camara and their significant cytotoxic effects on HeLa Cell lines. *Biotechnology & Bioprocess Engineering* 15:1038.
- Swarup, V.; J. Ghosh; S. Ghosh; A. Saxena & A. Basu.** 2007. Antiviral and antiinflammatory effects of rosmarinic acid in an experimental murine model of Japanese encephalitis. *Antimicrobial agents and Chemotherapy* 51: 3367-3370.
- Takaya, Y.; H. Aung; T. Nikai & M. Niwa.** 2010. Ros-

marinic acid in *Argusia argentea* inhibits snake venom induced hemorrhage. *J. Natural Medicines* 64: 482-486.

Tavares, D.; M. Furtado; L. de Almeida; R. Furtado & W. Cunha. 2008. Antimutagenicity of rosmarinic acid in swiss mice evaluated by the micronucleus assay. *Mutation Research Genetic/Toxicology and Environmental Mutagenesis* 657 (2): 50-154 .

Vásquez, L.; J. Ezcurra; R. Aguirre; G. Vásquez & P. Vásquez. 2010. Plantas Medicinales del Norte del Perú. FINCyT. Lambayeque.

Venskutonis, P.; D. Vandoniene & M. Murkovic. 2005. Determination of rosmarinic acid in Sage and Borage leaves by High Performance Liquid Chromatography with different detection methods. *J. of Chromatographic Science* 43: 372-376.

Vituro, C.; A. Molina; I. Guy; B. Charles; H. Guinua-deau & A. Fournet. 2000. Essential oils of *Satureja boliviana* and *S. parvifolia* growing in the region of Jujuy, Argentina. *Flavour & Fragrance Journal* 15: 377-382.

Vyas, N. 2013. Antiuro lithiatic activity of extract and oleanolic acid isolated from the roots of *Lantana camara* on zinc disc implantation induced urolithiasis. *ISRN Pharmacology Volume* 2013.

Zacchigna, M.; F. Cateni; M. Faudale; S. Sosa & R. Della Loggia. 2009. Rapid hplc analysis for quantitative determination of the two isomeric triterpenic acids oleanolic acid and ursolic acid in *Plantago major*. *Scientia Pharmaceutica* 77: 79-86.

Zou, Z.; L. Xu & J. Tian. 1993. Antithrombotic and antiplatelet effects of rosmarinic acid, a water soluble component isolated from the radix *Salvia emiltiorrhizae* (danshen). *Acta Pharmaceutica Sinica* 28, 241-245.

Sinópsis del Género *Xenophyllum*
(Asteraceae: Senecioneae) del Perú

A synopsis of genus *Xenophyllum* (Asteraceae:
Senecioneae) from Peru



Resumen

Se presenta una sinópsis del Género *Xenophyllum* para el Perú. Con una clave para las catorce especies, se incluye un nuevo registro, además distribución actualizada a nivel departamental y altitudinal para cada especie.

Palabras clave: Taxonomía, endémicos, puna,

Abstract

A synopsis of genus *Xenophyllum* for Peru is presented. With a key to the 14 species, it is included a new record, also updated at the departmental level distribution and altitudinal for each species

Keywords: Taxonomy, endemic, highlands

Introducción

Xenophyllum V. A. Funk, es un género constituido por 22 especies, distribuida en los andes sudamericanos sobre los 3600 metros de altitud desde Colombia, Ecuador, Perú, Bolivia hasta el norte de Argentina y Chile. Anteriormente algunas especies que estaban circunscritas a *Werneria*, fueron transferidas a *Xenophyllum* (Funk, 1997) caracterizándolas como; plantas rizomatosas formando agregados compactos a raramente laxas, hojas pequeñas dispuestas a lo largo del rizoma las basales marchitas y las del ápice verde brillante, capítulos solitarios generalmente radiados sin cálculos, involucreo glabro, brácteas fusionadas desde la base hasta la parte media del involucreo durante la floración, flores del margen femeninas llamativas, generalmente blancas, raro amarillas o rosadas, flores del disco muchas, hermafroditas, amarillas, blancas o rojizas, estilos amarillos o rojos, ápice truncado o levemente agudo o redondeado con un mechón de papilas.

Para el Perú han sido registradas 12 especies (Funk, 1997), recientemente se ha adicionado una nueva identidad (Linares & Galán, 2010) y con esta publicación se realiza un nuevo registro, haciendo un total de 14 especies. Estudios relacionados a la composición química (Lock, 2006; Bravo, 2009), anatomía (Roca, 2012), uso popular. (Soukup, 1987; Brack, 1999) y aspectos ecológicos (Sklenar, 2007) de algunas especies han sido realizados.

Las especies peruanas están adaptadas o tienen preferencia a desarrollarse en la cordillera de los andes desde el departamento de Amazonas hasta Tacna especialmente en los andes occidentales y centrales raro en los orientales, desde los 3600 metros hasta el límite de la vegetación, comúnmente en suelos crioturbados temporalmente y roquedales, inusual en pajonales, bofedales y césped.

La presente sinópsis presenta el estado actual de *Xenophyllum* que ocurre en el Perú con; una clave dicotómica, sinónimos, distribución altitudinal, departamental y la referencia bibliográfica correspondiente.

Materiales y métodos

Los ejemplares analizados son alrededor de 208 y proceden de los siguientes herbarios; HUSA, HUT, HAO, F, HUT, MO, MOL, USM (TAKANA) y US (Holmgren *et al.*, 1990); además gran parte del material comprende especímenes colectados por el autor en numerosas expediciones empleando metodología tradicional (Cerrate, 1969; Lot & Chiang, 1986). La investigación se realizó en el Herbario San Marcos (USM) donde se encuentra conservada toda la colección del autor; complementariamente se consultó bibliografía especializada.

Resultados y discusión

Los andes del territorio peruano cobija la mayor riqueza de *Xenophyllum* con 14 especies,

seguido de Bolivia 11, Ecuador 5, Colombia 3, Chile 4 y Argentina 4; ocurre algo similar con los endemismos, Perú con 4, Ecuador 3 y Argentina con uno (Tabla 1).

La altitud es un factor determinante para la distribución de varias especies de *Xenophyllum*. La mayoría de ellas (13 taxones) están adaptadas o tienen preferencia a desarrollarse desde los 4000 metros hasta el límite de la vegetación en los andes centrales y occidentales, *X. dactylophyllum*, *X. ciliolatum*, *X. decorum* y *X. poposum* se encuentran entre las grietas rocosas, en altitudes que bordean los 5000 m de altitud, en suelos muchas veces cubiertos por la nieve. Solamente *X. humile* está confinado a las vertientes orientales y bajas altitudes desde los 3600 metros.

En relación a las colecciones de *Xenophyllum* en el Perú, de los 208 pliegos que fueron examinados para este estudio; una gran proporción de material colectado corresponde solo de tres localidades con extensiones menores de tres kilómetros cuadrados, Anticona (Lima-Junín), Laraos (Lima) y Abra de Apacheta (Ayacucho-Huancavelica) y en las que se encuentran entre cuatro a cinco especies.

Los resultados de las colecciones a nivel departamental indican que Junín, Lima, Arequipa y Puno poseen la mayor riqueza de especies (Fig. 1), esta alta concentración podría ser, porque aquellos departamentos desde el centro hacia el sur son más secos o estar relacionada a la gran cantidad de material colectado. Por otro lado, en Amazonas, San Martín, La Libertad y Pasco están poco representados y los andes de estos departamentos son más húmedos y hay pocas colectas.

El único departamento andino donde no ha sido registrado es Apurímac, potencialmente debe haber, solo que aún no se ha realizado colectas.

X. dactylophyllum es la especie con amplia distribución desde La Libertad hasta Puno, solo tres especies tienen distribución restringida y conocida solo de la localidad tipo *X. amblydactylum*, *X. esquilachense* y *X. oscarovarui* y hasta ahora considerados endémicos.

A juzgar por los resultados de colectas y exploraciones, gran parte de las especies peruanas tienen o deben tener amplia distribución desde el centro de Perú (Ancash) hasta Puno y Tacna, colectas puntuales e intensivas en el futuro deben confirmar lo dicho; por ejemplo, *X. marcidum* es conocida de Perú y Bolivia, pero, en Perú estaba registrada desde Ancash hasta Ayacucho, recientemente, ha sido colectada en Puno y la probabilidad de encontrarla en Arequipa, Cusco, Moquegua y Tacna es alta; algo similar ocurre con *X. staffordiae*.

Tabla 1. Especies de *Xenophyllum* y las que ocurren en Perú. Las abreviaturas departamentales siguen a lo establecido en Brako & Zarucchi (1993).

Especies	Distribución Departamental	Rango Altitudinal (m)	Países
<i>X. amblydactylum</i> *	ju	4600 - 4700	Perú
<i>X. ciliolatum</i>	an/ay/ar/cu/li/ju/pu/ta	4200 - 5007	Perú, Bolivia, Chile,
<i>X. dactylophyllum</i>	an/ay/ar/cu/hu/hv/li/ju/mo/pa/pu/	4200 - 5500	Perú, Bolivia
<i>X. decorum</i> *	an/ay/li/ju	4300 - 5000	Perú
<i>X. digitatum</i>	ar/ay/cu/hv/li/ju/mo/	4000 - 5000	Perú, Bolivia
<i>X. esquilachense</i> *	pu	4700 - 4700	Perú
<i>X. humile</i>	am/an/ju/ll/sm	3900 - 4200	Colombia, Ecuador, Perú, Bolivia
<i>X. incisum</i> **	mo/ta/pu	4437 - 4800	Perú, Bolivia, Argentina, Chile
<i>X. lycopodioides</i>	ta	4400 - 5000	Perú, Bolivia, Chile
<i>X. marcidum</i>	an/ay/hu/li/ju/hv/pu	4500 - 4900	Perú, Bolivia
<i>X. oscarovarii</i> *	ar	4740 - 4740	Perú
<i>X. poposum</i>	ar/ay/mo ta/ju/li	3900 - 5140	Perú, Argentina, Bolivia, Chile
<i>X. staffordiae</i>	hn/li/ar/pu	3900 - 5000	Perú, Bolivia
<i>X. weddellii</i>	ar//mo/pu/ta	4200 - 4600	Perú, Bolivia, Chile
<i>X. acerosum</i>			Ecuador
<i>X. crassum</i>			Colombia, Ecuador
<i>X. fontii</i>			Colombia
<i>X. pseudodigitatum</i>			Argentina
<i>X. rigidum</i>			Ecuador
<i>X. roseum</i>			Ecuador
<i>X. rosenii</i>			Bolivia, Argentina
<i>X. sotarense</i>			Ecuador, Colombia

* Endémicos del Perú

** Nuevo registro para Perú

Xenophyllum V.A. Funk, Novon 7 (3): 235, 1997.

Clave para las especies de *Xenophyllum* del Perú

1a.	Hojas enteras, no divididas	2
1b.	Hojas divididas en el ápice	7
2a.	Hojas estrechándose hacia el ápice y finalizando abruptamente en un callo	<i>X. poposum</i>
2b.	Hojas estrechándose gradualmente, ápice agudo a redondeado	3
3a.	Capítulos con flores marginales amarillas	4
4a.	Hojas oblongas de 10 mm longitud, con margen espinuloso-ciliolado a denticulado	<i>X. ciliolatum</i>
4b.	Hojas triangulares o cortamente oblongo hasta de 7 mm longitud con margen espinuloso-ciliolado a denticulado solo en la base	<i>X. lycopodioides</i>
3b.	Capítulos con flores marginales blancas	5
5a.	Tallos y hojas formando agregados compactos hasta 1 m diámetro	6
6a.	Lámina oblongo-elíptica, 3-4 mm longitud X 1,2-1,5 mm ancho, base envainadora de 7 mm longitud X 1 mm ancho de cuyos márgenes emergen pelos de hasta 4 mm longitud	<i>X. humile</i>
6b.	Lámina ovado-oblongas de 12-15 mm longitud X 1,5-2 mm ancho, base envainadora reducida con escasos pelos	<i>X. marcidum</i>
5b.	Tallos y hojas formando agregados no compactos menores de 0,4 m diámetro	<i>X. weddellii</i>
7a.	Corola de las flores del margen reducidas	<i>X. esquilachense</i>
7b.	Corola de las flores del margen conspicuos	8
8a.	Cada uno de los segmentos de las hojas finalizando abruptamente en un callo	<i>X. incisum</i>
8b.	Cada uno de los segmentos de las hojas no finalizando en callo	9
9a.	Hojas cilíndricas justo debajo de la bifurcación; porción apical en 3, 9 segmentos o más	10
10a.	Ramas floríferas hasta 30 cm de alto. Ápices de las hojas en 3 a 9 segmentos	<i>X. dactylophyllum</i>
10b.	Ramas floríferas más de 50 cm de alto. Ápices de las hojas en más de 9 segmentos	<i>X. staffordiae</i>
9b.	Hojas levemente aplanadas justo debajo de la bifurcación; porción apical en 2 o 3 segmentos	1
11a.	Hojas divididas hasta casi la mitad, márgenes glabras	<i>X. digitatum</i>
11b.	Hojas divididas solamente una pequeña porción apical, márgenes ciliolados-espinulosos	12
12a.	Divisiones laterales y las del centro de igual tamaño	<i>X. oscarovarrii</i>
12b.	Divisiones laterales de mayor tamaño que la del centro	13
13a.	Ramas floríferas hasta 15 cm alto. Divisiones laterales 2-3 mm longitud X 1,5-2 mm ancho	<i>X. decorum</i>
13b.	Ramas floríferas hasta 3 cm alto. Divisiones laterales 1-1,5 mm longitud X 0,75-1 mm ancho	<i>X. amblydactylum</i>

Lista de especies de *Xenophyllum* del Perú.

1. *Xenophyllum amblydactylum* (S. F. Blake) V. A. Funk, Novon 7 (3): 238, 1997.
Werneria amblydactyla S. F. Blake, J. Wash. Acad. Sci. 18: 490. 1928. TIPO: Peru. Alpamarca in the Andes, Wilkes. s.n. (holotype,US).

Observación: Especie endémica del Perú y conocida solo de la localidad tipo, Junín, Yauli, Alpamarca entre los 4600, no ha sido colectado nuevamente; alrededor de la Alpamarca en la actualidad hay profusa actividad minera. Las hojas terminan en tres

pequeños lóbulos de hasta 1.5 mm longitud.

En el Herbario San Marcos (USM) hay una lámina (Yarupaitan, 1499) que corresponde a esta especie, en cuya etiqueta menciona que ha sido comprada como planta medicinal en un mercado de Lima, sin especificar la localidad de origen.

2. *Xenophyllum ciliolatum* (A. Gray) V. A. Funk, Novon 7 (3): 239. 1997. *Werneria ciliolata* A. Gray, Proc. Amer. Acad. Arts 5: 140. 1861. TIPO: Peru. Casa Cancha, Andes of Peru, Wilkes .s.n. (holotype, US). *Werneria juniperina* Hieronymus, Bot. Jahrb. Syst. 21: 365. 1896. TIPO:

[Perú-Chile-Bolivia border between Tacora and Sajama, 4200 – 4300 m, X-1876, *Stubel 106* (Lectotipo: B (destruido); Photo (B, GH, NY, US).

Material representativo: Arequipa: Castilla. Tapay, IX-2011, 5007 m, *Vega, N. 1744* (USM). Ayacucho: Huamanga, Licapa, X-2009, 4500 m, *Cano, A. 19436* (USM). Huancavelica: Huancavelica, Tansiri, IV-1956, 4500 m, *Tovar, O. 2560* (USM). Junín: Yauli, Anticoná, VI-1954, 4600 m, *Tovar, O. 9194* (USM). Lima: Yauyos, Laraos, V-1995, 4500 m, *Beltrán, H. 1702.* (USM). Puno: Carabaya, Corani, X-2015, 5072 m, *Gonzales, P. 3837* (USM). Tacna: Tacna, Palca, IV-2014, 4897 m, *Cáceres, C. 3532* (TAKANA).

Observación: Especie con hojas simples y márgenes espinuloso-ciliolado a denticulado, capítulo radiado con flores marginales amarillas, conocida desde Perú, Bolivia y Chile; en Perú ha sido colectada con frecuencia entre las rocas sueltas próximos a suelos crioturbados desde Ancash hasta Moquegua y Tacna entre los 4200 – 5007 m.

3. *Xenophyllum dactylophyllum* (Schultz Bipontinus) V. A. Funk, *Novon* 7 (3): 239. 1997. *Werneria dactylophylla* Schultz Bipontinus, *Bonplandia* 4: 53. 1856. TIPO: Perú. Dept. Puno. Prov. Carabaya, Cordillera above Agapata, 16,000 ft., VI-1854, *Lechler 1807* (holotype, B (destroyed)); lectotype, G; isolectotypes, BR, GH, GOET, K, LE, NY, P, W)

Observación: Especie con hojas cuyo ápice está dividido en 3 a 9 segmentos, capítulo radiado con flores marginales blancas, conocida en Perú y Bolivia; en Perú es la de mayor distribución desde Ancash hasta Puno y Tacna entre los 4300 – 5000 m. Común entre las rocas cerca de suelos crioturbados.

Material representativo: Ancash: Bolognesi. Chiquián, V-1952. 4300 m, *Cerrate, E. 1513* (USM). Arequipa: Castilla, Tapay, IX-2011, 5007 m, *Vega, N. 1782* (USM). Ayacucho: Cangallo. Abra Apacheta, VI-2001, 4800 m, *Roque, J. 3289* (USM). Cusco: Espinar, Condoroma, IX-2009. 4900 m, *Ramirez, E. 585* (USM). Huánuco: Lauricocha, San Miguel de Cauri, V-2000, 4700 m, *Salvador, F. 944* (USM). Huancavelica: Churcampa, Paso de Chonta, V-1961, 4600 m, *Tovar, O. 2948* (USM). Junín: Yauli, Ticclo, II-1974, 4700 m,

Tovar, O. 7187 (USM). Lima: Yauyos, Laraos, XI-1992, 4000 m, *Beltrán, H. 406* (USM). Moquegua: General Sanchez Cerro, Yunga, IV-2012, 4600 m, *Montesinos, D. 3789* (USM). Pasco: Pasco. Huarón, XI-1956, *Macedo, H. s.n* (USM). Puno: Carabaya. Corani, X-2015, 5024 m, *Gonzales, P. 3829* (USM).

4. *Xenophyllum decorum* (S. F. Blake) V. A. Funk, *Novon* 7 (3): 239. 1997. *Werneria decorum* S. F. Blake, *J. Wash. Acad. Sci.* 18: 491. 1928. TIPO: Peru: Lima: Casapalca, in loose soils of alpine basin slopes, 4725 m, 21-V-1922, *Macbride & Featherstone 849* (holotype, F; isotypes, G, GH, US; photo of holotype, US).

Observación: Especie endémica del Perú y conocida desde Ancash, Junín, Lima hasta Ayacucho entre los 4300 – 5000 m, hojas con márgenes denticulados y ápice dividido en tres segmentos la porción central inconspicua, crece en sitios expuestos cerca a los pajonales.

Material representativo: Ancash: Bolognesi. Chiquián, V-1952, 4300 m, *Cerrate, E. 1513* (USM). Ayacucho: Cangallo, Huaytará Apacheta, VIII-2014, 4800 m, *Gonzales, P. 3329* (USM). Junín: Huancayo, Chacapampa, Hda Tucle, VIII-1961, 4800 m, *Tovar, O. 3406* (USM). Lima: Canta, Cullhuay, VIII-1996, 4300 m, *Vilcapoma, G. 4461* (USM).

5. *Xenophyllum digitatum* (Weddell) V. A. Funk, *Novon* 7 (3): 239. 1997. *Werneria digitata* Weddell, *Chloris Andina* 1: 86. 1856. TIPO: Bolivia. Dept. Potosi, Lagunas de Potosi, *D'Orbigny 1407* (lectotype, P; isolectotypes, BR, G, P; fragmento G, F).

Observación: Especie con hojas divididas hasta casi la mitad de la lámina y márgenes glabras, conocida solo de Perú y Bolivia; en Perú desde Lima, Junín, Ayacucho, Huancavelica, Cusco, Arequipa hasta Moquegua entre los 4000 – 5000 m.

Material representativo: Arequipa: Castilla, Orcopampa, IV-2011, 4800 m, *Beltrán, H. 7111* (USM). Ayacucho: Cangallo, Ocolloa, VI-2010, 4600 m, *Cano, A. 19873* (USM). Cusco: Anta, Molllepata, V-2013, 4500 m, *Beltrán, H. 7672* (USM). Huancavelica: Huancavelica, Tansiri, V-1956, 4600 m, *Tovar, O. 2521* (USM). Lima: Huarochirí, Anticoná, V-1999, 4000 m, *Beltrán, H. 3305*

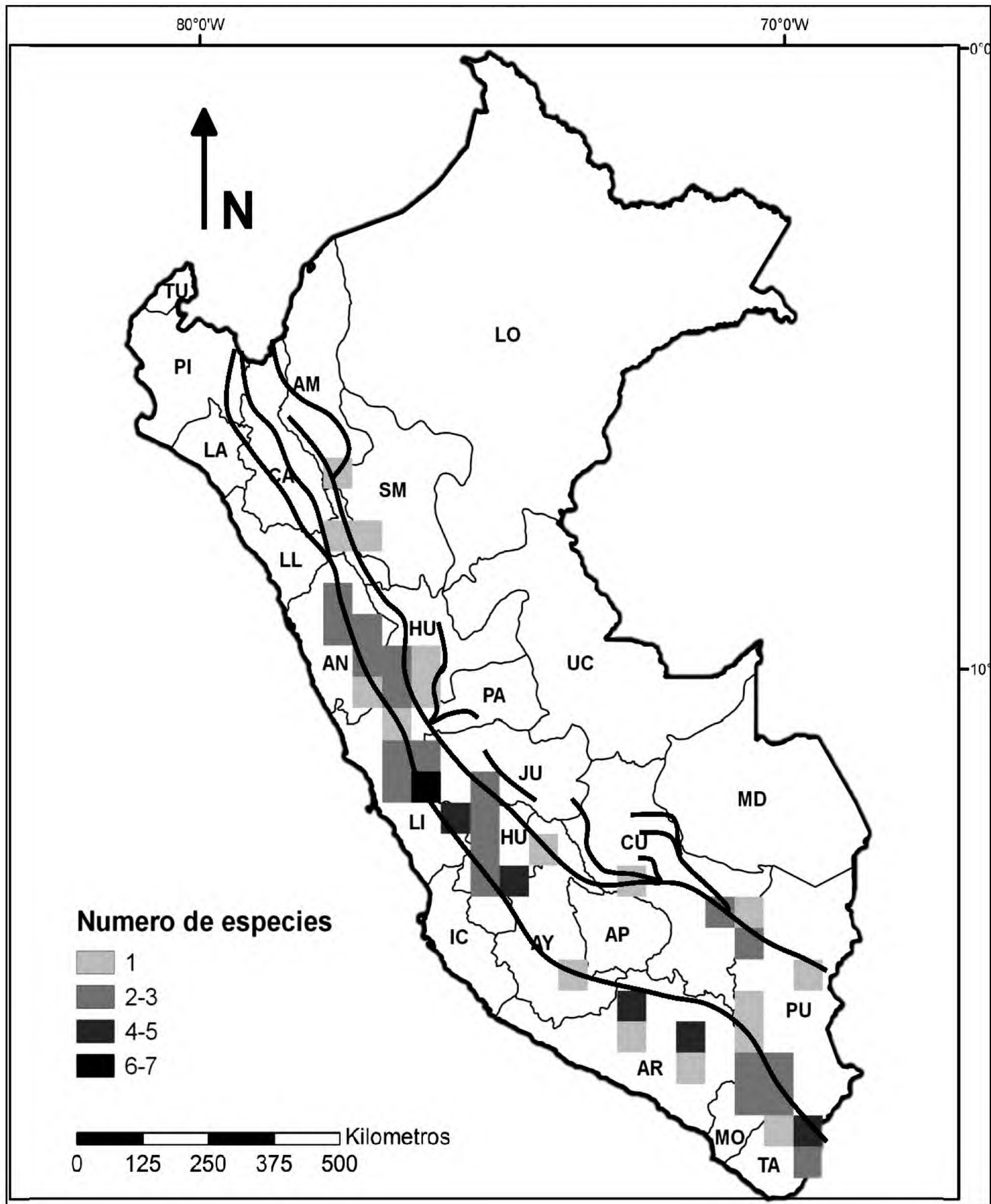


Fig. 1: Riqueza de especies de *Xenophyllum* en los departamentos del Perú. Líneas negras representa las cordilleras principales. Tamaño de celda 0.5°.

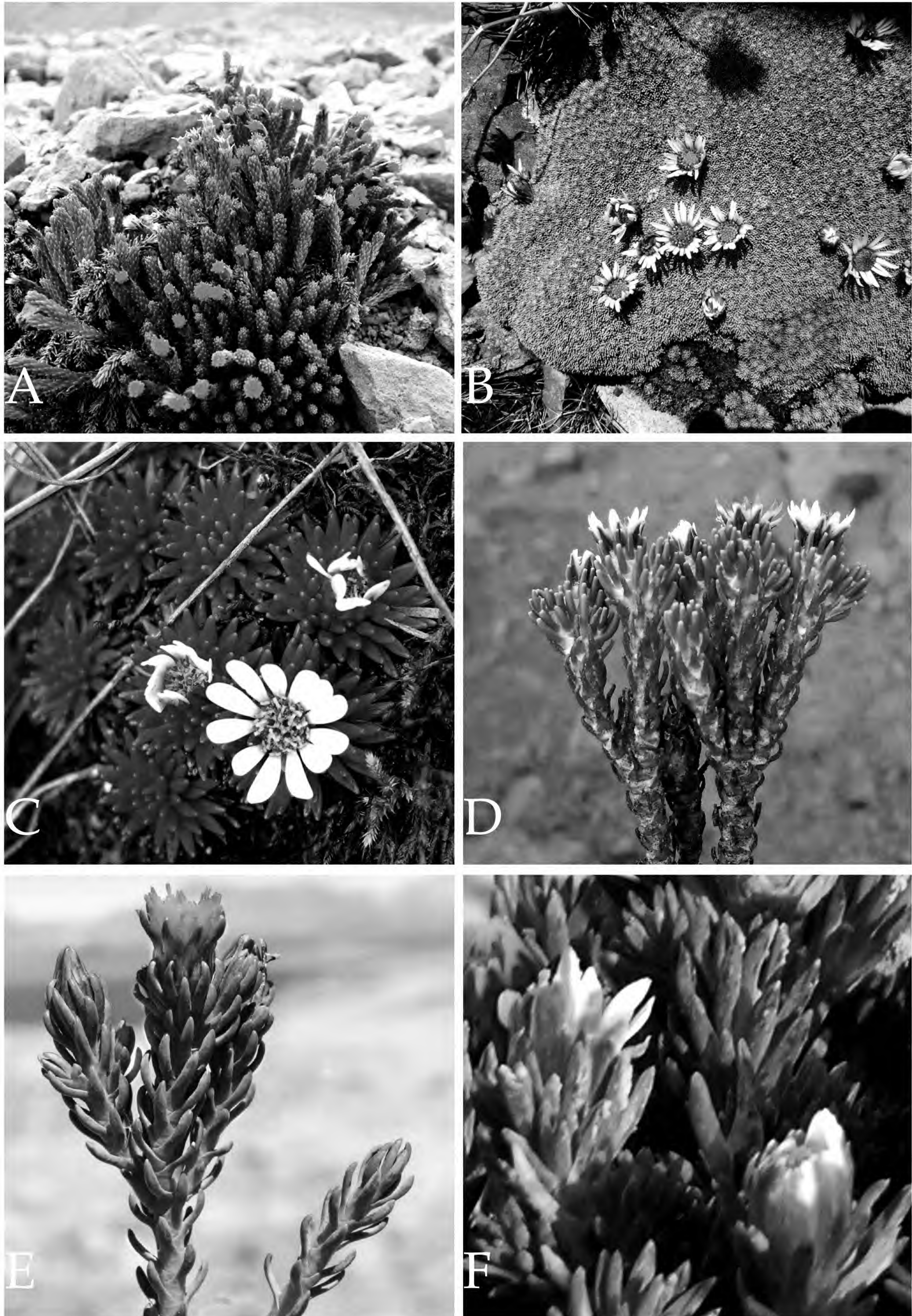


Fig. 2. A. *Xenophyllum lycopodioides*; B. *X. marcidum*; C. *X. humile*; D. *X. poposa*; E. *X. ciliolatum*; F. *X. weddellii*.

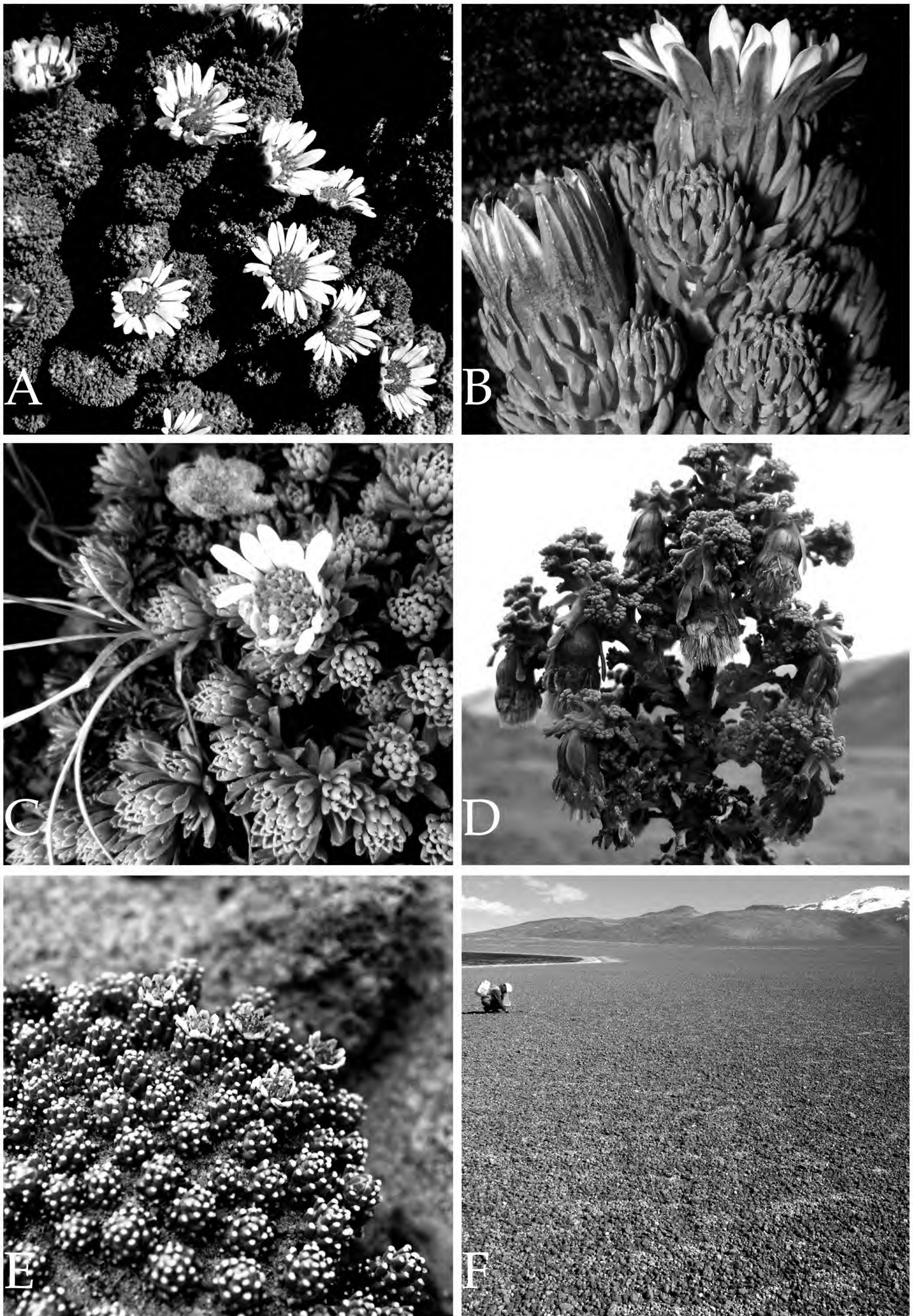


Fig. 3. A. *Xenophyllum dactylophyllum*; B. *X. digitatum*; C. *X. decorum*; D. *X. staffordiae*; E. *X. incisum*; F. Hábitat de *X. incisum*.

(USM). Moquegua: General Sánchez Cerro, III-2014, 4800 m, *Funk, V. et al.*, 13169 (USM, US).

6. *Xenophyllum esquilachense* (Cuatrecasas) V. A. Funk, *Novon* 7 (3): 239. 1997. *Werneria esquilachensis* Cuatrecasas, *Btittonia* 8: 192, 1956. TIPO: Peru. Dept. Puno: San Antonio de Esquilache, on sandy ledges above rocks, 15,500 ft., 12-V-1937, *Stafford* 716 (holotype, K; photo of K, US).

Observación: Especie endémica del Perú y conocida solo de la localidad tipo, Puno, Esquilache.

7. *Xenophyllum humile* (Kunth) V. A. Funk, *Novon* 7 (3): 239. 1997. *Werneria humilis* Kunth in HBK, *Nov. Gen. Spec. Plant.* 4: 150. 1820. TIPO: Andes above Quito, 3600 - 4000 m, s.d., *Bonpland s.n.* (holotype, P microfiche IDC 106.III.4; fragment of holotype, F; isotypes, B-W not seen, microfiche no. 16433, IDC 1185.II.2, P; photo of holotype, US).

Observación: Especie fácil de reconocer por formar densos cojines compactos de más de un metro de diámetro, en la porción envainadora de los márgenes de la hoja presenta pelos de hasta 4 mm longitud, conocida desde Colombia hasta Bolivia, en Perú ha sido colectada en Amazonas, San Martín, La Libertad y Junín entre los 3900 - 4200 m y es la única especie de los flancos orientales.

Material representativo: Amazonas: Chachapoya, Marañón Balsas, VI-1904, 3600 m, 4295 m, Ancash: Carhuaz. Ulta Pass. VII-1985, 4700 m, *Smith, D. N.* 11323 (USM, MO). Junín: Comas, 1909, *Weberbauer, A.* 6638. La Libertad: Pataz. Chihualen y Pataz, *Raimondi, A.* 1941 (USM).

8. *Xenophyllum incisum* (Philippi) V. A. Funk, *Novon* 7 (3): 239. 1997. *Werneria incisum* Philippi, *Anales Mus. Nac. Chile, Bot.* 8: 41. 1891. TIPO: Chile. Between Copacoya and Inaca-liri, *Philippi s. n.* (holotype, SGO; isotypes, B (destroyed), GOET, K, US; photo of B, GH, NY, US; fragment of K, US).

Observación: Citada para Bolivia, Argentina y Chile. Se hace el nuevo registro para el Perú, colectada en las localidades de; Anillune-Moquegua, Corani-Puno, Abra Livini-Tacna. Una pequeña hierba creciendo camuflada entre las rocas volcánicas. Las tres poblaciones registradas en el Perú, presentan variación en

el ápice de las hojas, individuos con ápices de 1 a 3 segmentos, pero terminado en callos, por lo que es necesario realizar más colecciones.

Material representativo: Moquegua: Mariscal Nieto, Carumas, Centro Poblado de Anillune, 4500 m, VI-2013 H. Beltrán 7736 (USM); Carretera Binacional, *Funk et al.* 13155 (USM). Tacna. Tarata, Tarata, Cerca al abra Livini, *Cáceres, C.* 4597 (TAKANA).

Hierba perenne caespitosa, rizomatosa, formando matas laxas de 7-8 cm diámetro; ramas postradas cubiertas por las hojas marchitas, ramas erguidas hasta 2 cm de alto; hojas imbricadas, lineal a oblongas hasta 4-6 mm longitud por 1-1,2 mm ancho, ápice con un segmento a trilobulado, cada lóbulo o segmento parecidos de hasta 0,5 mm longitud y que terminan en un callo, el del centro ligeramente grande; base amplia piloso. Capítulos radiados, involucro 6-7 mm altura, flores del margen 8, corola blanca, flores del disco pocas de 9-11, corola blanca a débilmente violáceo, ramas estigmáticas purpuras.

9. *Xenophyllum lycopodioides* (S. F. Blake) V. A. Funk, *Novon* 7 (3): 240. 1997. *Werneria lycopodioides* S. F. Blake. *J. Wash. Acad. Sci.* 18: 493. 1928. TIPO: Chile Peru, Prov. Tacna, Dept. Tacna, Cordillera Volcan Tacora, Quiñuta, 5000 m, IV-1926, *Wendermann* 1164 (holotype, GH; isotypes, B, BM, CADS, F, G, MO, NY, UC, US; photo of F, US; photo of GH, NY, US; fragment of GH, US).

Observación: Distribuida desde Perú, Bolivia y Chile; En Perú conocida solamente en Tacna entre los 4400 y 5000 m., crece habitualmente en lugares expuestos en la base de pequeñas rocas, hojas simples triangulares adheridas al tallo, capítulos con flores marginales amarillas.

Material representativo: Tacna: Candarave, Camilaca, cerca al volcán Tutupaca, VI-2007, 4910 m, *Cáceres, C.* 1257. (TAKANA). Palca Cordillera Barroso. III-1998, 4400 m, *Cano, A.* 8244 (USM).

10. *Xenophyllum marcidum* (S. F. Blake) V. A. Funk, *Novon* 7 (3): 240. 1997. *Werneria marcida* S. F. Blake, *J. Wash. Acad. Sci.* 18: 492. 1928. TIPO: Peru. Dept. Lima, Rio Blanco, in mounds by brook, 15,000 ft., 20-25-III-1923, *Macbride* 3032 (holotype, F; isotypes, BM, G, GH, MA, US, W; photo of F, US). *Werneria sedoides* S. F.

Blake, J. Wash. Acad. Sci. 18: 493. 1928. TIPO: Peru. Dept. Huánuco: Punco, 21 mi. W of Huallanca, in tufts on wet rocky slopes, 13,500 ft., 1-X-1922, MacBride & Featherstone 2475 (holotype, F; isotypes, G, US; fragment of holotype, G).

Observación: Especie formando agregados compactos de hasta 1 m de diámetro, con hojas simples, conocida solo de Perú y Bolivia; en Perú en lugares expuestos cerca de pajonales y suelos crioturbados, desde Ancash hasta Puno entre los 4500 - 4900 m.

Material representativo: Ancash: Recuay. Collado, III-1983, 4700 m, Tovar, O. 9666 (USM). Huánuco: Dos de Mayo, Lauricocha, 1955. Cardich, A. 208 (USM). Huancavelica: Huancavelica, Huachocolpa, III-2015, 4907 m, Gonzales, P. 4528 (USM). Lima: Huarochirí, Anticona, VIII-2012, 4876 m, Linares, E. 3077 (USM). Puno: Carabaya, Corani, Minasparta, X-2015, 5072 m, Gonzales, P. 3832 (USM).

11. *Xenophyllum oscarovarii* E. Linares Perea, J. Campos, Nauray, J. Orellana & A. Galán. Arnaldoa 17 (1): f.1,2. 2010. TIPO: Perú. Dpto. Arequipa, Prov. Caylloma, Sector derivación, borde de bofedal, 19L 179145 - 8636313, 4740 m, 4-II-2009, E. Linares & A. Galán 2354 (holotipo: USP, Isotipo AQP (No visto)).

Observación: Conocida solo de la localidad tipo, ápice de las hojas dividida en tres lóbulos casi de las mismas dimensiones y con indumento aracnoideo en la base, según los autores está relacionada con *X. decorum*, que es glabra y tiene lóbulo central más pequeño que los laterales.

12. *Xenophyllum poposum* (Philippi) V. A. Funk, Novon 7 (3): 240. 1997. *Werneria poposa* Philippi, Anales Mus. Nac. Chile, Bot. 8: 40. 1891. TIPO: Chile. Copacoya, 3500 m, Philippi s.n. (holotype, SGO). *Werneria lorentziana* Hieron, Bot. Jahrb. Syst. 21: 364. 1896. TIPO: Argentina. Hieronymus & Lorentz 117; no date; (B).

Observación: Típico por presentar hojas simples con el ápice que termina abruptamente en un callo, registrada en Perú, Bolivia, Chile y Argentina; en el Perú colectada desde Huánuco hasta Tacna entre los 4000 a 5148 m., usada en medicina tradicional y nombrada como "Pushunco", "Cunuca", "Pulmonaria" y "Comanche".

Material representativo: Arequipa: Castilla, Tapay, cerro blanco, apacheta, IX-2011. 5148 m, Vega, N. 1785 (USM). Ayacucho: Parinacochas, Coracora, V-2007, 4300 m, Pietrellini, F. 193 (USM). Junín: Yauli, V-1981, 4200 m, Sullivan 776 (USM). Lima: Canta, Lachaqui, VII-2001, 4400 m, Vilcapoma, G. 5540 (USM). Moquegua: General Sánchez Cerro, Ubinas, Cayma, XI-2005, 4600 m, Montesinos, D. 549 (USM). Tacna: Tarata, Barroso, Carretera alto Perú-Palca, XII-1997, 4800 m, Roque, J. 559 (USM).

13. *Xenophyllum staffordiae* (Sandwith) V. A. Funk, Novon 7 (3): 240. 1997. *Werneria staffordiae* Sandwith, Hookers Icon. Pl., ser 5,5: 1-2. Pl. 3424. 1950. TIPO: Perú. Puno: San Antonio de Esquilache, on dry bare slopes below a wall of rock, 4650 m, 14 V-1937, Stafford 734 (holotype. K; isotypes, BM, F).

Observación: Especie de mayor tamaño en el género alcanza hasta los 0,5 m de alto, ápice de las hojas con nueve lóbulos, conocida solo en Peru y Bolivia; en Perú aparentemente raro y conocida de cuatro poblaciones desde Huánuco hasta Puno entre los 4200 a 4500 m, popularmente nombrada como "Varita de San Jose", "Chachacomo macho".

Material representativo: Arequipa: Castilla, Tapay, IX-2011, 5065 m, Vega, N. 1734 (USM). Huánuco: Huánuco, Huánuco Viejo, X-1968. Meza, I. s/n (USM). Lima: Canta, Lachaqui, Quinan Laguna, VI-2000, 4400 m, Vilcapoma, G. 5194 (USM).

14. *Xenophyllum weddellii* (Philippi) V. A. Funk, Novon 7 (3): 240. 1997. *Werneria weddellii* Philippi, Anales Mus. Nac. Chile, Bot. 8: 40. 1891. TIPO: Chile. Tarapaca: Laguna del Huasco, 3766 m, 1 III-1885, Philippi s.n. (holotype, SGO; isotypes, K, US; photo f B, GH, NY, US; fragmento K, US; photo K, US). *Werneria decumbens* Hieronymus, Bot. Jahrb. Syst. 21: 364. 1896. TIPO: Peru. Viaje de Tacora a Tomarape, 4200-4400 m, X-1876, Stubel 100c (holotype, B (destroyed); photo of B, GH, NY, US).

Observación: Las hojas simples con ápice entero y las flores marginales blancas son características de esta especie, registrada en Perú, Bolivia y Chile; en Perú representativo del sur peruano desde Are-

quipa hasta Tacna entre los 4200 a 4600 m.

Material representativo: Arequipa: Castilla, Orcopampa, IV-2011, 4600 m, *Beltrán, H.* 7100 (USM). Moquegua: General Sánchez, Cerro Ubinas, IV-2011, 4600 m, *Montesinos, D.* 3090 (USM). Puno: San Román, Hda. Tincopalca, III-1953, 4200 m, *Hjerting & Petersen* 1090 (USM). Tacna: Tacna. Palca. Cerca de la laguna blanca, VI-2007, 4273 m, *Cáceres, C.* 1296 (TAKANA).

Agradecimientos

A los jefes de los Herbarios mencionados por permitir el acceso para examinar las colecciones y gestionar los préstamos. A César Cáceres, Susy Castillo, Nanette Vega por compartir sus fotografías y Tiina Särkinen por la elaboración del mapa.

Literatura citada

- Brack, A.** 1999. Diccionario Enciclopédico de Plantas Útiles del Perú. Centro de Estudio Bartolomé de las Casas. PNUD.
- Brako, L. & J. Zarucchi.** 1993. Catálogo de las angiospermas y gimnospermas del Perú. Monographs in systematic botany from Missouri Botanical Garden, vol. 45. Missouri. MBG.
- Cerrate, E.** 1969. Manera de preparar plantas para Herbario. Mus. His. Nat. Serie de divulgaciones N.1.
- Holmgren, P. K.; N. H. Holmgren & L. C. Barnett.** 1990. Index Herbariorum, 8 ed. Regnum Vegetabilum 120: 1-629.
- Lock, O.** 2006. Diversidad Química del Género *Werneria*. Rev. Soc. Perú. Quím. v.72 n.1 Lima.
- Linares, P. E. et al.** 2010. Nuevas adiciones a la flora del Perú. V. Arnaldoa 17(1): 99 – 112.
- Lot, E. & F. Chiang** (Compiladores). 1986. Manual de Herbario. Consejo Nacional de la Flora de México, México. 1- 42 pp.
- Bravo, J. A.; V. Camacho & W. J. Rendón.** 2009. Chemical education: Estructural elucidation plicatin a and b from *Werneria dactylophylla*. Revista Boliviana de Química. Vol. 26, Nº 2, 63-76.
- Roca, R. B.** 2012. Descripción morfohistológica de tres especies de plantas altoandinas de Chacas Asunción, Ancash-Perú. Para optar al título profesional de Bióloga con mención en Botánica Universidad Nacional Mayor de San Marcos.
- Sklenar, P.** 2007. Temperatura ambiental de *Xenophy-*

llum humile (Kunth) V.A.Funk, una planta en cojin altoandina. Arnaldoa 14 (1): 97 -104.

Soukup, J. 1987. Vocabulario de los Nombres Vulgares de la Flora Peruana, Editorial Salesianos. Lima-Perú p. 426.

Funk, V. A. 1997. *Xenophyllum*, a New Andean Genus Extracted from *Werneria* s.l. (Compositae; Senecioneae). Novon 7: 235 – 241.

Woody plants of the Machalilla National Park, Ecuador: A check list

Plantas leñosas del Parque Nacional Machalilla, Ecuador: Una lista de especies

Lionel Hernández

Research Project Prometeo- SENESCYT, Manta, Manabí, Ecuador/ Departamento Central de Investigación, Universidad Laica Eloy Alfaro de Manabí, Ciudadela Universitaria, vía a San Mateo, 130802, Manta, Manabí, Ecuador/ Universidad Nacional Experimental de Guayana, Centro de Investigaciones Ecológicas de Guayana Apartado postal 8050, Puerto Ordaz 8015 Venezuela.

Corresponding author e-mail: lionelher@yahoo.com, lhernand@uneg.edu.ve

Violeta Parés-Jiménez, Carlos Reyna & Diego J. Lizcano

Departamento Central de Investigación, Universidad Laica Eloy Alfaro de Manabí, Ciudadela Universitaria, vía a San Mateo, 130802, Manta, Manabí, Ecuador.

Carlos E. Cerón Martínez

Herbario Alfredo Paredes (QAP), Universidad Central del Ecuador. Ciudadela Universitaria, Av. Carvajal. Quito, Ecuador.

Abstract

Biodiversity conservation requires maintaining an updated knowledge of the species. Therefore, we developed an updated check-list of woody plant species in Machalilla National Park, using three complementary data sources: i) publications and reports, ii) herbarium specimens, and iii) and botanical databases. A total of 579 morpho-species, belonging to 371 genera and 93 families have been recorded in the Park. The most species- and genera-rich families were Fabaceae and Malvaceae. The most specious genera were *Passiflora* and *Inga*. 5.35 % of the total set of species is endemic to Ecuador. The park contains significant levels of species richness and endemism, and a quarter of the species are useful for local people. The conservation status of most species still needs to be assessed.

Keywords: Ecuadorian dry forest, Tumbes-Chocó-Magdalena, biodiversity hotspot, Manabí, endemism, checklist, woody plants.

Resumen

Para garantizar la conservación de la biodiversidad es necesario mantener un conocimiento actualizado de las especies. En consecuencia, este trabajo presenta una lista de chequeo actualizada de las especies de plantas leñosas del Parque Nacional Machalilla, que fue elaborada a partir de tres fuentes de datos complementarias: i) revisión de publicaciones e informes, ii) colecciones de muestras botánicas, y iii) consulta de bases de datos botánicas. En el parque se ha registrado un total de 579 morfo-especies, pertenecientes a 371 géneros y 93 familias. Las familias con el mayor número de especies y géneros fueron Fabaceae y Malvaceae. Los géneros con el mayor número de especies fueron *Passiflora* e *Inga*. El 5,35% del conjunto total de especies corresponde a especies endémicas de Ecuador. El parque contiene niveles significativos de riqueza y endemismo de especies. Asimismo, una cuarta parte de las especies son utilizadas por la población local. El estado de conservación de la mayoría de las especies aún requiere ser evaluado.

Palabras clave: Bosque Seco Ecuatoriano, Tumbes-Chocó-Magdalena, Punto caliente de biodiversidad, Manabí, endemismo, lista de chequeo, plantas leñosas

Introduction

Ecuador's central coast is part of the ecoregion of the Ecuadorian dry forest (Olson *et al.*, 2001) and the biodiversity hotspot Tumbes-Chocó-Magdalena (Myers *et al.*, 2000; Rodríguez-Mahecha *et al.*, 2004; Marchese 2015). It is a region of great biological importance due to the high number of species and the high levels of endemism (Parker & Carr 1992). Despite of that, it is under threat by deforestation, fragmentation and degradation (Dodson & Gentry 1991; Tapia-Armijos *et al.*, 2015) and by the low level of protected areas (Peralvo *et al.*, 2007; Ganzenmüller *et al.*, 2010; Lessmann *et al.*, 2014). For all these reasons and due to the strong anthropogenic pressure, it is a priority area for biodiversity

conservation worldwide (Myers *et al.*, 2000). The Machalilla National Park (MNP) is the only National Park on the continental coastal area of Ecuador. In the past, several botanical studies have been conducted in the park (Allan 1989; Cerón 1991, 1993; Gentry 1992a, 1992b; Foster 1992a, 1992b; Tickell 1993; Bonifaz de Elao 1994; Bonifaz de Elao 1994, *et al.*, 1994; Josse 1996; Josse & Balslev 1994; Cerón & Montalvo 1997; Hernández & Josse 1997), being the most complete records of plant species the lists of Foster *et al.* (1992) and Cerón & Montalvo (1997), although neither of them covered the whole park. Since then there has not been published any update to the plant list of the park, even though it is known that biodiversity inventories and regular monitoring are

key issues to achieve the goals for plant conservation set in the Convention on Biological Diversity (Joppa *et al.*, 2013). This study aims to compile a comprehensive and updated list of known woody plant species of the entire area of Machalilla National Park, both on the Mainland as well as on the islands of La Plata and Salango, providing base line information required for park management and future studies.

Materials and Methods

Study area

The study area covers the entire Machalilla National Park (Fig. 1). It includes 56,184 ha of land and 14,430 ha of sea (INEFAN 1998). According to the Holdridge classification (1947), there are four climatic vegetation formations: tropical thorn scrub, very dry tropical forest, dry tropical forest and premontane dry forest (Cañadas 1983). The average annual rainfall ranges between 100 and 1,100 mm (CLIRSEN- SENPLADES 2012). This dry climate is strongly influenced by two ocean currents. The cold Humboldt Current determines a period of low rainfall, but high levels of humidity during the dry season from May to December. The warm Panama Current brings higher rainfall between January and April, during the wet season (Josse & Balslev 1994, Martínez *et al.*, 2006). The weather conditions and the presence of coastal Cordillera Chongón-Colonche with elevations up to 800 m strongly influence the spatial distribution of winds, precipitation and atmospheric moisture. These conditions induce a steady rainfall of low intensity and a condensation of moisture at ground level as persistent fog in the higher areas, during the dry season. This phenomenon, denominated “garúa”, represents a horizontal or hidden rainfall, and it occurs during the dry season above 200 m altitude along the mountainsides.

“Garúa” plays a crucial role in the distribution of vegetation types in the park, it determines the noticeable hydrological and altitudinal gradient, where humidity increases with altitude (Cerón *et al.*, 1999) and distance from the coastline. According to this gradient, the vegetation formations in the park are: coastal scrub along the sea coast, dry scrub and deciduous forest up to 250-300 m, and cloud forest above 300 m; (Foster 1992a, Foster 1992b; Gentry 1992b; Cerón & Montalvo 1997). The latter formation has evergreen canopy despite the dry climate (Fig. 2B).

Data Collection

A database was developed with taxonomic identification of all woody taxa recorded in the study area, including trees, palms, shrubs, lianas and hemi-epiphytes. The database information was obtained using three complementary sources: i) review of publications and available unpublished reports (Allan 1989; Foster *et al.*, 1992; Cerón 1993; Tickell 1993; Josse & Balslev 1994; Bonifaz 1994, Bonifaz *et al.*, 1994; Cerón & Montalvo 1997; Hernández & Josse 1997; Núñez 1997; Cerón & Montalvo 1998), ii) querying the Missouri Botanical Garden’s Tropicos database (Tropicos 2015), Gentry’s Data Set (2014) and Herbarium Database of Aarhus University (AAU 2015), as well as iii) data collection in the field by V. Parés-Jiménez and L. Hernández through inventories, and botanical vouchers, conducted in two research projects (Hernández 2015, <http://faunamanabi.github.io>). Specimens were collected according to standard herbarium procedures for subsequent identification in the National Herbarium of Ecuador (QCNE), and using available literature such as Aguirre-Mendoza *et al.* (2006b), Bonifaz de Elao *et al.* (1994), Cerón (1991), Cerón (1993), Cerón & Montalvo (1997), Cerón

& Montalvo (1998), Foster *et al.* (1992), Gentry (1992), Hernández & Josse (1997), Núñez (1997), and Jørgensen & León-Yáñez (1999). Many tree specimens were difficult to collect, since the samples taken from the treetops are mostly difficult to reach. In addition, most vouchers were taken from sterile plants, so replicated vouchers of such specimens were often needed to reliably distinguish morpho-species. Botanical collections were carried out under the research permit numbers: 013-2014-DPAM-MAE and 015-2014-At-DPAM-MAE of the Ministry of Environment of Ecuador. The checklist is presented in tabular form, arranged in alphabetical order of families, genera and species. Nomenclature from Missouri Botanical Garden's Tropicos database was followed (Tropicos 2015), and species names were standardized using The Plant List database (The Plant List 2015). The list provides, for each species, the botanical name, the information source(s) reporting species in the park, the voucher when available, as well as the conservation- and the endemism status. We defined endemic species restricted to Ecuador. Endemism and conservation assessment were checked using the Red List of Ecuadorian endemic plants (León-Yáñez *et al.*, 2011) and the online IUCN Red List database (IUCN 2015). The vouchers indicated in the list were collected by Alwin H. Gentry, Bente Bang Klitgaard, Carlos Cerón-M, Consuelo Hernández, Carmen Josse, Claes Häkan Persson, Lionel Hernández, Lindsay Woodruff, Herbario of Museo the Salango, Tamara Núñez, Violeta Parés-Jiménez and Xavier Cornejo. To our knowledge, the largest botanical collections (more than 500 vouchers) in the park were made by A. Gentry, C. Cerón-M, C. Josse and L. Hernández. The checklist does not include those specimens collected in the park and deposited in herbaria, which

have not been registered in publications, available reports nor public databases.

Results

A total of 579 morpho-species of woody plants have been recorded, belonging to 371 genera and 93 families (Table 1). The ten most diverse families were Fabaceae (69 species), Malvaceae (35), Euphorbiaceae (30), Solanaceae (25), Rubiaceae (24), Bignoniaceae (18), Asteraceae (17), Meliaceae (16), Moraceae (16), and Boraginaceae (14). The most genera-rich family was Fabaceae with 42 genera, followed by Malvaceae (24 genera), Rubiaceae (19), Asteraceae (17), Euphorbiaceae (15), Solanaceae (12), Bignoniaceae (12), Apocynaceae (10), Moraceae (8), and Sapindaceae (7). However, seven other families (Arecaceae, Capparaceae, Lamiaceae, Lauraceae, Meliaceae, Primulaceae and Urticaceae) have seven genera as well. The most speciose genera were: *Passiflora* (13 species), *Inga* (11), *Piper* (10), *Euphorbia* (9), *Trichilia* (9), *Cordia* (8), *Ficus* (8), *Ipomoea* (8), *Solanum* (8), *Senna* (6) and *Sida* (6). The most genera have only one species.

Thirty-one species are endemic to Ecuador, which corresponds to 5,35% of the total set of species. The conservation status of most species (95%) has not yet been evaluated or the available information is insufficient. Information was available for the thirty-one endemic species. It was assessed that, twenty-one of them fall under threatened categories: three vulnerable (VU), seventeen endangered (EN) and one critically endangered (CR). Based on the studies of Cerón (1993) and Hernández & Josse (1997), we found that 143 species (24,7 %) in the list are used by local people as food, fertilizer, handicrafts, fuel, medicine, fodder, building materials, toiletries, utensils, furniture, and poison (information

not indicated in Table 1).

Fig. 1. Location map of Machalilla National Park, Manabí and collection sites – at three sites outside the park, we made fertile vouchers of species for which we had not found individuals with flowers or fruits in the park.

Table 1. Checklist of woody species of the Machalilla National Park, Ecuador.

Legend of table 1:

S=Conservation Status according to IUCN red list of threatened species; * Categories: DD: data deficient; LC: least concern; NT: nearly threatened; VU: vulnerable; EN: endangered; CR: critically endangered. E=endemic to Ecuador. Source=Information source for each species, with bold number for voucher source, as follows: #(1) Violeta Parés Jiménez own collection in field; (2) Lionel Hernández own collection in field; (3) Cerón & Montalvo (1997); (4) Cerón (1991); (5) Foster *et al.* (1992); (6) Gentry's Data Set (2014); (7) Josse & Balsev (1994); (8) Hernández & Josse (1997); (9) Cerón (1993); (10) Tickell, 1993; (11) Allan, 1989; (12) Bonifaz de Elao (1994); (13) Bonifaz de Elao *et al.* (1994); (14) Tropicos database; (15) Cerón & Montalvo (1998); (16) Núñez (1997); (17) AAU (2015). Voucher: Voucher number and initials of collector; \$: AG: Alwin H. Gentry, BK: Bente Bang Klitgaard, CC: Carlos E. Cerón-M, CH: Consuelo Hernández, CJ: Carmen Josse, CP: Claes Håkan Persson, LH: Lionel Hernández, LW: Lindsay Woodruff, SH: Herbario del Museo de Salango, TN: Tamara Núñez, VP: Violeta Parés Jiménez, XC: Xavier Cornejo.

Discussion

The present study includes morpho-species of only woody plants, so it is difficult to compare the results with

findings of other studies in western Ecuador, which consider all vascular plant species, such as at Jauneche (Dodson *et al.* 1985), Palenque (Dodson & Gentry 1978) and Mache-Chindul Mountains (Clark *et al.*, 2006). Despite this limitation we dared to compare. We found that the species richness in the Machalilla National Park is almost half of the richness (1,346 species) of the Mache-Chindul Mountains (Clark *et al.*, 2006) and slightly lower than Jauneche's richness of 728 species (Dodson *et al.*, 1985), and Palenque's richness of 870 species (Dodson & Gentry 1978). The most specious families are mainly the families with the largest number of genera. With the exception of three families (Solanaceae, Rubiaceae and Asteraceae), the first ten most species-rich families in our list match the top ten most diverse families in the list of woody species reported by Linares-Palomino *et al.* (2010) for the Ecuadorian and Northern Peruvian seasonally dry forests (Equatorial Pacific Region after Peralvo *et al.*, 2007). The species- and genera-richness highlights the dominance of Fabaceae which doubles the richness of Malvaceae, the second most diverse family. On the contrary, *Passiflora*, the most diverse genus belongs to the Passifloraceae family with only one genus in park, but the second most diverse genus, *Inga*, belongs to Fabaceae. The prevalence of Fabaceae is not surprising because this family is considered to be the most species-rich family in the Neotropical dry forests (Gentry 1995, Pennington *et al.*, 2009). The relative poverty of typical families of Neotropical dry forests, such as Capparaceae and Cactaceae (Pennington *et al.*, 2009) is striking. The level of endemism found in this study (5,35 %) is lower than the levels of around 20 % of endemism of vascular plants estimated for Western Ecuador (Dodson & Gentry 1991) and 21

% for dry forests in the western lowlands of the coast of Ecuador and Perú, but it is similar to the endemism of 7 % estimated for woody species in the dry forests in the western lowlands of coastal Ecuador (Aguirre-Mendoza *et al.*, 2006a). This relatively low level of endemism may have been resulted from three factors: (1) The recent increase in botanical collections have led to a better knowledge on the geographic distribution of species, thus the distribution of species previously considered endemics has expanded (Villaseñor 2015); (2) Changes in species nomenclature regarding to the original description, and (3) Endemism defined within the political boundaries of Ecuador ruled out some species with restricted distribution just beyond the border, especially those species endemic to the Equatorial Pacific Region, a phytogeographic region which unifies the seasonally dry forests of western Ecuador and Northern Perú (Peralvo *et al.*, 2007, Linares-Palomino *et al.*, 2010)-*Cynophalla heterophylla* exemplifies this case. Also, the number of endemic species estimated in this study would possibly increase significantly by incorporating species with other growth forms, especially epiphytes like orchids. Orchid endemism is unusually high at several sites of western Ecuador, like at Juaneche with 24%, at Capeira with 50%, and concerning Río Palenque with 28% (Dodson & Gentry 1991).

In summary, we found that the woody flora of the park contains significant levels of species richness and endemism, and about a quarter of the species are useful for local people, but there is no available information on the conservation status of most species, nor information about ecosystem dynamics and processes. Consequently, we conclude that there is an important lack of information about vegetation of the Machalilla Nacional

Park, hampering the adequate work of conservation and management measures. Finally, it should be noted that the database of the present study represents a baseline. It serves to answer the initial questions of which and how many species of woody plants are in the park. Thus, the future challenge is to know how big the populations are, find out what their spatial distribution is and assess what their conservation status is. This is important in order to provide robust information to develop an efficient and applicable management tools for the Park.

Acknowledgements

We thank Rosendo Quimis, Policarpio Ortega and Ernesto Merchán for their support in the field and for sharing their inestimable knowledge about vegetation and ecosystems of Machalilla National Park; and Jorge Moreira, Diana Poaquiiza and Sueanny Espinosa for transcribing data. We thank too Shirley Zurita Alfaro for preparing the map. This research was supported by Universidad Laica Eloy Alfaro de Manabí, Secretaría Nacional de Planificación y Desarrollo and a research grant to L. Hernández from Prometeo Project of Secretaría Nacional de Educación Superior (SENESCYT) of Ecuador. This work is a contribution of the projects: "Estructura, composición y biomasa de bosques a lo largo de un gradiente altitudinal en el Parque Nacional Machalilla y alrededores" and "Caracterización ecológica de la fauna mediana y grande en áreas protegidas de la provincia de Manabí".

Literature Cited

- AAU. 2015. Herbarium Database of Aarhus University (AAU). Accessed at http://www.aubot.dk/search_form.php, 15 september 2015.
- Aguirre-Mendoza, Z.; L. P. Kvist & O. Sánchez. 2006a. Bosques secos en Ecuador y su diversidad. Botáni-

- ca Económica de los Andes Centrales (8): 162–87.
- Aguirre-Mendoza, Z.; R. Linares-Palomino & L. P. Kvist.** 2006b. Especies leñosas y formaciones vegetales en los bosques estacionalmente secos de Ecuador y Perú. *Arnaldoa* 13 (2): 324-346. <http://journal.upao.edu.pe/Arnaldoa/>
- Allan, P.; M. North & R. Evana.** 1989. Vegetation patterns at La Canoa, Southern Ecuador: A systematic study of the ecology of a semi-arid tropical coastal community [unpublished report]. Programa de Antropología para el Ecuador. Salango Museum Archive. Salango Ecuador. 21 pp. <http://www.salango.com.ec/museo-arqueologico-salango.php>.
- Bonifaz de Elao, C.** 1994. Estudio de las especies trepadoras de la vegetación de la zona seca del Parque Nacional Machalilla [unpublished report]. Fundación Natura. Guayaquil. 9 pp. www.fnatura.org.
- Bonifaz de Elao, C.; C. Bejarano; J. Solis & E. Santos.** 1994. Estudio de factibilidad de reforestación de la Cuenca del río Ayampe [unpublished report]. Fundación Natura. Guayaquil. 25 pp. www.fnatura.org.
- Cañadas, L.** 1983. El Mapa Bioclimático y Ecológico del Ecuador. Banco Central del Ecuador, Quito, Ecuador. 210 pp.
- Cerón, C. E.** 1991. Diversidad y Utilidad de las Plantas en la comunidad Agua Blanca, Parque Nacional Machalilla, Manabí [congress proceedings]; pp.10-11, en: Resúmenes de las XIV Jornadas Nacionales de Biología, Sociedad Ecuatoriana de Biología- PUCE. Quito.
- Cerón, C. E.** 1993. Estudio Preliminar de Plantas Útiles del Parque Nacional Machalilla, Provincia de Manabí, Ecuador. Ediciones Abya-Yala. *Rev. Hombre y Ambiente* No 25: 73-130. Quito.
- Cerón, C. E. & C. Montalvo.** 1997. Informe final: Estudio botánico para el plan de manejo del Parque Nacional Machalilla, Ecuador [unpublished report]. Herbario "Alfredo Paredes", Escuela de Biología, Universidad Central de Ecuador. Quito. 36 pp.
- Cerón, C. E. & C. Montalvo.** 1998. Flora de las Islas Salango y de La Plata en el Parque Nacional Machalilla, Manabí-Ecuador. *FUNBOTANICA Boletín* 6: 7-17. <http://www.joethejuggler.com/Funbotanica>.
- Cerón, C. E.; W. Palacios; R. Valencia & R. Sierra.** 1999. Las formaciones naturales de la Costa del Ecuador; pp. 55-78, en: R. Sierra (ed.), Propuesta Preliminar de un Sistema de Clasificación de Vegetación para el Ecuador Continental. Proyecto INEFAN, GEF-BIRF y Ecociencia. Quito. http://www.ecociencia.org/archivos/RSierra_PropVegEcuador_1999-120103.pdf
- Clark, J.; D. Neill & M. Asanza.** 2006. Floristic checklist of the Mache-Chindul Mountains of Northwestern Ecuador. Smithsonian Institution, Contributions of the United States Herbarium 54: 1-180. <http://botany.si.edu/pubs/CUSNH/>
- CLIRSEN- SENPLADES.** 2012. Proyecto "Generación de geo-información para la gestión del territorio a nivel nacional escala 1:25.000": Componente 4 sistemas productivos agropecuarios. Memoria técnica Cantón Puerto López. Centro de Levantamientos Integrados de Recursos Naturales por Sensores Remotos. Secretaría Nacional de Planificación y Desarrollo. Ecuador, 111 pp. Quito. http://www.institutoespacial.gob.ec/geoportal/wp-content/descargas/proyecto_nacional/met_sistemas_productivos.pdf
- Dodson, C. H. & A. H. Gentry.** 1978. Flora of Río Palenque Science Center. *Selbyana* 4 (1-6): 1-628.
- Dodson, C. H.; A. H. Gentry & F. Valverde.** 1985. La Flora de Jauneche, Los Ríos, Ecuador. Colección Flórlas de las zonas de vida del Ecuador. Vol. I. Ediciones del Banco Central del Ecuador. Quito. 512 pp.
- Dodson, C. H. & A. H. Gentry.** 1991. Biological extinction in western Ecuador. *Annals of the Missouri Botanical Gardens* 78: 273–295.
- Foster, R. A.** 1992a. Parque Nacional Machalilla (Fog forest, dry forest, coastal scrub): Site Description and Vegetation; pp 34-36, in: T. A. Parker and J. L. Carr (eds.). Status of forest remnants in the Cordillera de la Costa and adjacent areas of southwestern Ecuador. Conservation International RAP Working Papers 2: 1–172.
- Foster, R. A.** 1992b. Parque Nacional Machalilla: Coastal Scrub; pp 39, in: T. A. Parker and J. L. Carr (eds.). Status of forest remnants in the Cordillera de la Costa and adjacent areas of southwestern Ecuador. Conservation International RAP Working Papers 2: 1–172.
- Foster, R. A.; A. H. Gentry & C. Josse.** 1992. Plant lists: Parque Nacional Machalilla and Cerro Blanco; pp 152-164, in: T. A. Parker and J.L Carr (eds.), Status of forests remnants in the Cordillera de la Costa and adjacent areas of southwestern Ecuador. RAP Working Papers 2: 1–172. Conservation International.
- Ganzenmüller, A.; F. Cuesta-Camacho; M. G. Riofrío; C. González & F. Baquero.** 2010. Caracterización ecosistémica y evaluación de efectividad de manejo de los bosques protectores y bloques del

- Patrimonio Forestal ubicados en el sector ecuatoriano del Corredor de Conservación Chocó-Manabí. Ministerio del Ambiente del Ecuador, EcoCiencia y Conservation International. Quito, 44 pp. <http://www.ecociencia.org/archivos/CaracterizacionecositemicaBosquesProtectores-110413.pdf>
- Gentry, A. H.** 1992a. Parque Nacional Machalilla: Additional Botanical Observations and Transect Data; pp 36-37, in: T. A. Parker and J. L. Carr (eds.). Status of forest remnants in the Cordillera de la Costa and adjacent areas of southwestern Ecuador. Conservation International RAP Working Papers 2: 1-172.
- Gentry, A. H.** 1992b. Parque Nacional Machalilla: Dry Forest; pp 38-39, in: T. A. Parker and J. L. Carr (eds.). Status of forest remnants in the Cordillera de la Costa and adjacent areas of southwestern Ecuador. Conservation International RAP Working Papers 2: 1-172.
- Gentry, A. H.** 1995. Diversity and floristic composition of neotropical dry forests; pp 146-194, in: S. H. Bullock, H. A. Mooney, and E. Medina (eds.) Seasonally dry tropical forests. Cambridge University Press, Cambridge, United Kingdom. doi: <http://dx.doi.org/10.1017/CBO9780511753398>
- Gentry's Data Set.** 2014. Alwyn H. Gentry's Forest Transect Data Set. Accessed at <http://www.mobot.org/mobot/research/gentry/welcome.shtml>, 10 October 2014.
- Hernández, C. & C. Josse.** 1997. Plantas silvestres comestibles del Parque Nacional Machalilla. Hombre y Ambiente, Ediciones Abya-Yala, Quito, Ecuador. 40, 78 pp.
- Hernández, L.** 2015. Informe Final del proyecto de investigación "Estructura, composición y biomasa de bosques a lo largo de un gradiente altitudinal en el Parque Nacional Machalilla (PNM) y alrededores" [unpublished report]. Departamento Central de Investigación de la Universidad Laica Eloy Alfaro de Manabí; PROMETEO-SENESCYT, 26 pp. Manta, Ecuador.
- Holdridge, L. R.** 1947. Determination of world plant formations from simple climate data. *Science* 105 (2727): 367-368.
- INEFAN.** 1998. Actualización del plan de manejo del Parque Nacional Machalilla [report]. Ecuador: Instituto Ecuatoriano Forestal de Áreas Naturales y Vida Silvestre. 155 pp.
- IUCN.** 2015. The IUCN Red List of Threatened species. Version 2014.3. International Union for Conservation Nature. Accessed at <http://www.iucnredlist.org>, 15 July 2015.
- Joppa, L. N.; P. Visconti; C. N. Jenkins & S. L. Pimm.** 2013. Achieving the Convention on Biological Diversity's Goals for Plant Conservation. *Science* 341:1100-1103. doi: 10.1126/science.1241706.
- Jørgensen, P. M. & S. León-Yáñez (eds.).** 1999. Catalogue of the vascular plants of Ecuador. *Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard.* 75: i-viii, 1-1182.
- Josse, C.** 1996. Composition, dynamics, and plant community structure of dry forests in coastal Ecuador. Dissertation for PhD [unpublished dissertation]. Institute of Biological Sciences. Department of Systematic Botany. University of Aarhus. Dinamarca. 157 pp.
- Josse, C. & H. Balslev.** 1994. Composition and structure of a dry, semideciduous forest in western Ecuador. *Nordic Journal of Botany* 14: 425-434. <http://onlinelibrary.wiley.com/journal/10.1111/%28ISSN%291756-1051>.
- León-Yáñez, S.; R. Valencia; N. Pitman; L. Endara; C. Ulloa Ulloa & H. Navarrete (eds.).** 2011. Libro rojo de las plantas endémicas del Ecuador, 2ª edición. Publicaciones del Herbario QCA. Pontificia Universidad Católica del Ecuador, Quito, 957 pp.
- Lessmann J.; J. Muñoz & E. Bonaccorso.** 2014. Maximizing species conservation in continental Ecuador: a case of systematic conservation planning for biodiverse regions. *Ecology and Evolution* 4(12): 2410-2422. doi: 10.1002/ece3.1102.
- Linares-Palomino, R.; L. Peter Kvist; Z. Aguirre-Mendoza & C. Gonzales.** 2010. Diversity and endemism of woody plant species in the Equatorial Pacific seasonally dry forests. *Biodiversity and Conservation* 19 (1): 165-185. doi: 10.1007/s10531-009-9713-4.
- Marchese, C.** 2015. Biodiversity hotspots: A shortcut for a more complicated concept. *Global Ecology and Conservation* 3: 297-309. doi:10.1016/j.gecco.2014.12.008.
- Martínez, V. L.; Y. Graber & M. S. Harris.** 2006. Estudios interdisciplinarios en la Costa Centro-sur de la provincia de Manabí (Ecuador): nuevos enfoques. *Bulletin de l'Institut Français d'Études Andines* 35 (3): 433-444. . doi: 10.4000/bifea.3956.
- Myers, N.; R. A. Mittermeier; C. G. Mittermeier; G. A. B. da Fonseca & J. Kent.** 2000. Biodiversity hotspots for conservation priorities. *Nature* 403: 853-860. doi: 10.1038/35002501.
- Núñez, T.** 1997. Inventario florístico y zonificación de

la vegetación en Isla de la Plata, Parque Nacional Machalilla [congress proceedings]; pp. 143-151, en: Valencia R., Balsev H. (eds.). Estudios sobre diversidad y ecología de plantas: memorias del II Congreso Ecuatoriano de Botánica. Quito: Pontificia Universidad Católica del Ecuador.

Garden. Accessed at <http://www.tropicos.org>, 09 June 2015.

Villaseñor, J. L. 2015. ¿La crisis de la biodiversidad es la crisis de la taxonomía?. *Botanical Sciences* 93 (1): 1-12. doi: 10.17129/botsci.456.

Olson, D.; E. Dinerstein; E. D. Wikramanayake; N. D. Burgess; G. Powl; E. Underwood; J. D'Amico; I. Iyua; H. Strand; J. Morrison; C. Loucks; T. Allnut; T. Ricketts; Y. Kura; J. Lamoreux; W. Wettengel; P. Hedao & K. Kassem. 2001. Terrestrial Ecoregions of the World: A New Map of Life on Earth. *BioScience* 51: 933–938. doi: 10.1641/0006-3568 (2001) 051[0933:TEOTWA]2. O. C.

Parker, T. A. & J. L. Carr (eds.). 1992. Status of forest remnants in the Cordillera de la Costa and adjacent areas of southwestern Ecuador. *RAP Working Papers* 2: 1–172.

Pennington, R. T.; M. Lavin & A. Oliveira-Filho. 2009. Woody Plant Diversity, Evolution and Ecology in the Tropics: Perspectives from Seasonally Dry Tropical Forests. *Annu. Rev. Ecol. Evol. Syst.* 40: 437–57. doi: 10.1146/annurev.ecolsys.110308.120327.

Peralvo M.; R. Sierra; K. R. Young & C. Ulloa-Ulloa. 2007. Identification of biodiversity conservation priorities using predictive modeling: an application for the Equatorial Pacific region of South America. *Biodivers. Conserv.* 16: 2649–2675. doi:10.1007/s10531-006-9077-y.

Rodríguez-Mahecha, J. V.; P. Salaman; P. Jorgensen; T. Consiglio; L. Suárez & F. Arjona. 2004. “Tumbes—Chocó - Magdalena”. In: Mittermeier, R. A.; P. Robles; M. Hoffmann; J. Pilgrim; T. Brooks; C. G. Mittermeier; J. Lamoreux; G. A. B. Da Fonseca & P. A. Seligmann. 2004. Hotspots Revisited: Earth's Biologically Richest and Most Endangered Terrestrial Ecoregions. CEMEX, Mexico DF.

Tapia-Armijos, M. F.; J. Homeier; C. I. Espinosa; C. Leuschner & M. de la Cruz. 2015. Deforestation and Forest Fragmentation in South Ecuador since the 1970s – Losing a Hotspot of Biodiversity. *PLoS ONE*, 10(9), e0133701. doi: <http://dx.doi.org/10.1371/journal.pone.0133701>

The Plant List. 2013. Version 1.1. Published on the Internet; Accessed at <http://www.theplantlist.org/>, 30 July 2015.

Tickell, W. L. N. 1993. University of Bristol Isla de la Plata Expedition, Ecuador 1990. University of Bristol. UK. 46 pp.

TROPICOS. 2015. Tropicos.org. Missouri Botanical

Botanical name	S*	E	Source#	Voucher\$
Acanthaceae				
<i>Aphelandra</i> sp. R. Br.			13	
<i>Blechnum pyramidatum</i> (Lam.) Urb.			10-11	
<i>Dicliptera</i> sp. Juss.			5, 11, 14	SH395
<i>Justicia ianthina</i> Wassh.	VU	X	11	SH161
<i>Ruellia floribunda</i> Hook.			14	TN107
<i>Ruellia inundata</i> Kunth			10	
<i>Tetramerium nervosum</i> Nees			10, 14	
Achatocarpaceae				
<i>Achatocarpus pubescens</i> C. H. Wright			1, 3, 14-15, 17	
Adoxaceae				
<i>Viburnum</i> sp. L.			5	
Aizoaceae				
<i>Sesuvium portulacastrum</i> (L.) L.			14	CC11761
<i>Trianthema portulacastrum</i> L.			14	CC13982
Alstroemeriaceae				
<i>Bomarea obovata</i> Herb.			5, 14	AG72588
Amaranthaceae				
<i>Alternanthera echinocephala</i> (Hook. f.) Christoph.			14	CC14009
<i>Alternanthera halimifolia</i> (Lam.) Standl. ex Pittier			11	SH87
<i>Amaranthus</i> aff. <i>viridis</i> L.			10	
<i>Chamissoa altissima</i> (Jacq.) Kunth			2-3, 5-6, 14	AG72447
<i>Iresine angustifolia</i> Euphrasén			11	SH50
<i>Iresine diffusa</i> Humb. & Bonpl. ex Willd.			3	
<i>Pleuropetalum sprucei</i> (Hook. f.) Standl.			14	AG72605
Anacardiaceae				
<i>Loxopterygium huasango</i> Spruce ex Engl.			5	
<i>Mauria heterophylla</i> Kunth			1-2, 3, 7	VP088
<i>Spondias mombin</i> L.			3, 14	
<i>Spondias purpurea</i> L.			9, 14	CC11717
<i>Tapirira</i> sp. Aubl.			5-6, 14	
Annonaceae				
<i>Annona cherimolioides</i> Triana & Planch.			2	LH2063
<i>Annona conica</i> Ruiz & Pav. ex G. Don			8	
<i>Annona deceptrix</i> (Westra) H. Rainer			14	AG72449
<i>Annona muricata</i> L.			8	
<i>Crematosperma gracilipes</i> R.E. Fr.			14	CC13949
<i>Klarobelia lucida</i> (Diels) Chatrou	EN	X	3	
<i>Raimondia quinduensis</i> (Kunth) Saff.			3, 5	

Apocynaceae				
<i>Asclepias curassavica</i> L.			5, 14	CC11697
<i>Aspidosperma</i> sp. Mart. & Zucc.			5, 13	
<i>Cynanchum</i> sp. L.			2	LH2139
<i>Mandevilla veraguasensis</i> (Seem.) Hemsl.			5-6, 14	AG72492
<i>Marsdenia macrophylla</i> (Humb. & Bonpl. ex Schult.) E. Fourn.			14	AG72595
<i>Prestonia mollis</i> Kunth			5, 11, 13-14, 16	SH167
<i>Rauvolfia littoralis</i> Rusby			1, 3, 5, 9, 14	VP068
<i>Rauvolfia tetraphyla</i> L.			3, 7	
<i>Stenosolen</i> sp. (Müll. Arg.) Markgr.			13	
<i>Tabernaemontana amygdalifolia</i> Jacq.			3, 5, 9, 14	
<i>Tabernaemontana heterophylla</i> Vahl			14	CC16558
<i>Vallesia glabra</i> (Cav.) Link.			1, 3-4, 9-10, 14-15	
Araceae				
<i>Heteropsis</i> sp. Kunth			5	
Araliaceae				
<i>Dendropanax macrocarpus</i> Cuatrec.			1-3	VP064
Arecaceae				
<i>Astrocaryum standleyanum</i> L. H. Bailey			3, 5	
<i>Bactris gasipaes</i> Kunth			17	CJ935
<i>Bactris setulosa</i> H. Karst.			1-2-3, 9, 14	LH2025
<i>Chamaedorea linearis</i> (Ruiz & Pav.) Mart.			1, 3, 5-6, 9, 14, 17	AG72453
<i>Chamaedorea pinnatifrons</i> (Jacq.) Oerst.			14	CC16516
<i>Geonoma undata</i> Willd.			5-6, 14, 17	CJ888
<i>Phytelephas aequatorialis</i> Spruce	DD	X	1, 3, 5-6, 8-9, 11, 14	AG72441
<i>Prestoea decurrens</i> (H. Wendl. ex Burret) H. E. Moore			14	AG72575
<i>Synechanthus warscewiczianus</i> H. Wendl.			8	
Aristolochiaceae				
<i>Aristolochia</i> sp. L.			13	
Asteraceae				
<i>Baccharis inamoena</i> Gardner			5, 14	AG72371
<i>Baccharis latifolia</i> (Ruiz & Pav.) Pers.			14	CC13931
<i>Clibadium</i> sp. F. Allam. ex L.			11	SH176
<i>Elaphandra quinquenervis</i> (S. F. Blake) H. Rob.			15	
<i>Eupatorium</i> sp. L.			6, 14	AG72431
<i>Hebeclinium macrophyllum</i> (L.) DC.			5	
<i>Hidalgoa ternata</i> La Llave			5, 14	AG72418

<i>Liabum eggersii</i> Hieron.			14	AG72509
<i>Lycoseris trinervis</i> (D. Don) S. F. Blake			13	
<i>Mikania</i> sp. Willd.			2-3, 13-14	
<i>Pappobolus ecuadoriensis</i> Panero	VU	X	3, 15	
<i>Pluchea carolinensis</i> (Jacq.) G. Don			14	CC11679
<i>Tessaria integrifolia</i> Ruiz & Pav.			3, 5	
<i>Tilesia baccata</i> (L.) Pruski			6, 14	AG72450
<i>Verbesina minuticeps</i> S. F. Blake	EN	X	3	
<i>Vernonanthura patens</i> (Kunth) H. Rob.			7, 11, 17	
<i>Wedelia grandiflora</i> Benth.			1	VP110
Bignoniaceae				
<i>Amphilophium crucigerum</i> (L.) L. G. Lohmann			3, 5-6, 14	AG72490
<i>Amphilophium ecuadorensis</i> A. H. Gentry			5-6, 14	
<i>Amphilophium paniculatum</i> (L.) Kunth			5, 14	
<i>Anemopaegma chrysanthum</i> Dugand			2-3, 5-6, 9, 14	CC16590
<i>Anemopaegma puberulum</i> (Seibert) Miranda			14	BK99467
<i>Bignonia decora</i> (S. Moore) L. G. Lohmann			5-6, 14	AG72633
<i>Bignonia longiflora</i> Cav.			5, 9, 12-14	CC11692
<i>Clytostoma</i> sp. Miers ex Bureau			5-6	AG72666
<i>Delostoma gracile</i> A. H. Gentry			5, 14	AG72743
<i>Dolichandra unguis-cati</i> (L.) L. G. Lohmann			5-6, 13	AG72622
<i>Fridericia schumanniana</i> (Loes.) L. G. Lohmann			3	
<i>Handroanthus billbergii</i> (Bureau & K. Schum.) S. O. Grose			1, 3, 14	VP057
<i>Handroanthus chrysanthus</i> (Jacq.) S. O. Grose			1-3, 5-6, 9, 11, 14-15	AG72650
<i>Mansoa hymenaea</i> (DC.) A. H. Gentry			2, 3, 5, 9, 14	LH2185
<i>Mansoa verrucifera</i> (Schltdl.) A. H. Gentry			5, 14	CC13925
<i>Tabebuia elegans</i> Urb.			3	
<i>Tanaecium pyramidatum</i> (Rich.) L. G. Lohmann			3, 5-6	AG72645
<i>Tecoma castaneifolia</i> (D. Don) Melch.			3	
Bixaceae				
<i>Bixa orellana</i> L.			8	
<i>Cochlospermum vitifolium</i> (Willd.) Spreng.			3-5, 9, 13-14	CC11690
Boraginaceae				
<i>Cordia alliodora</i> (Ruiz & Pav.) Oken			2-3, 5-6, 9, 13-14	LH2075
<i>Cordia bifurcata</i> Roem. & Schult.			1	VP112
<i>Cordia cylindrostachya</i> (Ruiz & Pav.) Roem. & Schult.			3	
<i>Cordia eriostigma</i> Pittier			1-2-3, 7	LH2078
<i>Cordia lutea</i> Lam.			1-2-5, 9-11, 13-15	LH2080

<i>Cordia macrocephala</i> (Desv.) Kunth			2-3, 9-10, 14-15	LH2081
<i>Cordia panamensis</i> L. Riley			9	CC16501
<i>Cordia sericalyx</i> A. DC.			7, 13	
<i>Heliotropium angiospermum</i> Murray			11, 14	CC11765
<i>Heliotropium curassavicum</i> L.			10, 14	CC18734
<i>Tournefortia bicolor</i> Sw.			14-15	AG72369
<i>Tournefortia microcalyx</i> (Ruiz & Pav.) I. M. Johnst.			5-6, 14	AG72651
<i>Tournefortia psilostachya</i> Kunth			14	CC18692
<i>Tournefortia pubescens</i> Hook. f.			16	
Burseraceae				
<i>Bursera graveolens</i> (Kunth) Triana & Planch.			1, 3, 9, 13-15	VP136
<i>Protium</i> sp. Burm. f.			9	CC16543
Cactaceae				
<i>Armatocereus cartwrightianus</i> (Britton & Rose) Backeb. ex A.W. Hill			1, 3-4, 8-9, 14-15	CC11711
<i>Cereus diffusus</i> (Britton & Rose) Werderm.			1, 3, 8-9, 11, 13-14	CC13900
<i>Hylocereus lemairei</i> (Hook.) Britton & Rose			2-3, 9, 11, 14-15	CC13920
<i>Opuntia dillenii</i> (Ker Gawl.) Haw.			3, 8, 15	
<i>Opuntia quitensis</i> F.A.C. Weber			3, 15	
<i>Pilosocereus tweedyanus</i> (Britton & Rose) Byles & G.D. Rowley			11	SH691
Calophyllaceae				
<i>Calophyllum</i> sp. L.			13	
<i>Mammea americana</i> L.			14	CC11721
Campanulaceae				
<i>Burmeistera brachyandra</i> E. Wimm.	NT	X	14	AG72514
<i>Burmeistera sodiroana</i> Zahlbr.	LC	X	14	AG72409
Cannabaceae				
<i>Celtis iguanaea</i> (Jacq.) Sarg.			2-3, 5-6, 8-9, 14	CC11676
<i>Trema micrantha</i> (L.) Blume			3	
Capparaceae				
<i>Beautempsia avicenniifolia</i> (Kunth) Gaudich.			3, 5, 10, 14-15	CC11760
<i>Capparicordis crotonoides</i> (Kunth) Iltis & Cornejo			3, 5, 9-10, 13-15	CC11669
<i>Capparidastrum quinum</i> (J. F. Macbr.) Cornejo & Iltis			14	AG72375
<i>Capparis baducca</i> L.			14	CC13901
<i>Colicodendron scabridum</i> (Kunth) Seem.			1, 3, 5, 9, 14	CC11671
<i>Cynophalla ecuadorica</i> (Iltis) Iltis & Cornejo			2-3, 5-7, 14	LH2098
<i>Cynophalla flexuosa</i> (L.) J. Presl			1, 3, 9-11, 14-15	CC11677
<i>Cynophalla heterophylla</i> (Ruiz & Pav. ex DC.) Iltis & Cornejo			1, 3, 5, 9-11, 14-15	VP134

<i>Cynophalla polyantha</i> (Triana & Planch.) Cornejo & Iltis			3	
<i>Cynophalla sclerophylla</i> (Iltis & Cornejo) Iltis & Cornejo			1	VP133
<i>Morisonia americana</i> L.			3, 5, 9, 13-14	CC13970
<i>Morisonia oblongifolia</i> Britton			14	AG72429
Caricaceae				
<i>Vasconcellea microcarpa</i> (Jacq.) A. DC.			1-3, 6, 8-9, 14	VP049
<i>Vasconcellea parviflora</i> A. DC.			1, 3, 5, 9, 13-14	VP114
Celastraceae				
<i>Hippocratea</i> sp. L.			3	
<i>Maytenus macrocarpa</i> (Ruiz & Pav.) Briq.			3	
<i>Maytenus octogona</i> (L'Hér.) DC.			3, 9-11, 14	CC13933
<i>Salacia cordata</i> (Miers) Menega			2, 14	LH2261
<i>Salacia spectabilis</i> A. C. Sm.			3, 9, 14	
Chrysobalanaceae				
<i>Hirtella mutisii</i> Killip & Cuatrec.			3	
<i>Licania</i> sp. Aubl.			9	CC16622
Cleomaceae				
<i>Podandrogyne trichopus</i> (Benth.) Iltis & Cochrane	EN	X	14	AG72506
Clusiaceae				
<i>Clusia dixonii</i> Little			9	CC11721
<i>Garcinia intermedia</i> (Pittier) Hammel			8	
<i>Garcinia madruno</i> (Kunth) Hammel			2	LH2221
<i>Garcinia macrophylla</i> Mart.			3, 14	CJ907
Combretaceae				
<i>Combretum</i> sp. Loefl.			9	CC16551
<i>Conocarpus erectus</i> L.			3	
Commelinaceae				
<i>Commelina diffusa</i> Burm. f.			3	
<i>Commelina erecta</i> L.			11, 14	CC18769
Convolvulaceae				
<i>Evolvulus convolvuloides</i> (Willd. ex Schult.) Stearn			3, 14	CC18737
<i>Ipomoea alba</i> L.			15	
<i>Ipomoea asarifolia</i> (Desr.) Roem. & Schult.			12	
<i>Ipomoea batatas</i> (L.) Lam.			14-15	CC18775
<i>Ipomoea carnea</i> Jacq.			1, 4, 12, 14	VP002
<i>Ipomoea imperati</i> (Vahl) Griseb.			16	
<i>Ipomoea nil</i> (L.) Roth			3, 15	
<i>Ipomoea pes-caprae</i> (L.) R. Br.			14, 16	CC18669
<i>Ipomoea triloba</i> L.			15	
<i>Jacquemontia corymbulosa</i> Benth.			3, 10-11, 15, 17	

<i>Jacquemontia pentanthos</i> (Jacq.) G. Don			14	CC18750
<i>Merremia umbellata</i> (L.) Hallier f.			12	
<i>Turbina</i> sp. Raf.			13	
Cucurbitaceae				
<i>Luffa sepium</i> (G.Mey.) C.Jeffrey			16	
<i>Momordica charantia</i> L.			3	
Dichapetalaceae				
<i>Dichapetalum</i> sp. Thouars			9	CC16566
Dipentodontaceae				
<i>Perrottetia sessiliflora</i> Lundell			5	
Ebenaceae				
<i>Diospyros inconstans</i> Jacq.			1-2, 14	LH2118
Elaeocarpaceae				
<i>Sloanea grandiflora</i> Sm.			1	VP076
Ericaceae				
<i>Sphyraspermum</i> sp. Poepp. & Endl.			5	
Erythroxylaceae				
<i>Erythroxylum acuminatum</i> Ruiz & Pav.			2-3, 5	LH2128
<i>Erythroxylum glaucum</i> O. E. Schulz			1, 3, 6	AG72630
<i>Erythroxylum ruizii</i> Peyr.			3, 7, 14-15	CC11759
Euphorbiaceae				
<i>Acalypha diversifolia</i> Jacq.			1, 5, 13	VP084
<i>Acalypha parvula</i> Hook. f.	LC	X	14	CC18733
<i>Adelia triloba</i> (Müll. Arg.) Hemsl.			2, 5	
<i>Alchornea</i> aff. <i>leptogyna</i> Diels	NT	X	1-2	LH2017
<i>Alchornea glandulosa</i> subsp. <i>iricurana</i> (Casar.) Secco			3, 5-6, 9, 14	AG72459
<i>Argythamnia</i> P. Browne			15	
<i>Astraea lobata</i> (L.) Klotzsch			3, 14	CC18671
<i>Croton</i> aff. <i>churutensis</i> Riina & Cornejo	EN	X	2	LH2088
<i>Croton rivinifolius</i> Kunth			1, 3, 9, 11, 14-15	VP003
<i>Croton schiedeanus</i> Schltldl.			3	
<i>Croton scouleri</i> Hook.f.			16	
<i>Dalechampia scandens</i> L.			3, 10-11, 13-14-15	CC18763
<i>Euphorbia arenaria</i> Kunth			14	CC18694
<i>Euphorbia equisetiformis</i> A. Stewart	CR	X	14	CC13944
<i>Euphorbia graminea</i> Jacq.			11	SH619
<i>Euphorbia hirta</i> L.			14	CC18764
<i>Euphorbia hypericifolia</i> L.			14	CC18726
<i>Euphorbia hyssopifolia</i> L.			3	

<i>Euphorbia insulana</i> Vell.			3	
<i>Euphorbia lasiocarpa</i> Klotzsch			14	CC18731
<i>Euphorbia punctulata</i> Andersson			14	TN112
<i>Hippomane mancinella</i> L.			3, 5, 9, 14	CC11758
<i>Jatropha curcas</i> L.			3	
<i>Jatropha nudicaulis</i> Benth.			3	
<i>Mabea occidentalis</i> Benth.			3	
<i>Manihot esculenta</i> Crantz			3	
<i>Ricinus communis</i> L.			9, 13-14	CC11707
<i>Sapium laurifolium</i> (A. Rich.) Griseb.			2-3	LH2263
<i>Sapium marmieri</i> Huber			1	VP067
<i>Tetrorchidium andinum</i> Müll. Arg.			14	AG72560
Fabaceae				
<i>Acacia farnesiana</i> (L.) Willd.			2, 9, 14	CC13967
<i>Acacia huarango</i> Ruiz ex J. F. Macbr.			13	
<i>Acacia rorudiana</i> Christoph.			9, 14	CC11727
<i>Aeschynomeneae</i> sp. Hutch.			14-15	TN116
<i>Albizia guachapele</i> (Kunth) Dugand			5, 9	CC11687
<i>Albizia multiflora</i> (Kunth) Barneby & J. W. Grimes			1-3, 5, 7, 13-14	VP011
<i>Bauhinia aculeata</i> L.			2, 11, 13-15	LH2026
<i>Browneopsis</i> aff. <i>disepala</i> (Little) Klitg.	EN	X	2-3	LH2038
<i>Caesalpinia bonduc</i> (L.) Roxb.			14	CC13965
<i>Caesalpinia paipai</i> Ruiz & Pav.			1, 3, 9, 14	CC11691
<i>Caesalpinia pulcherrima</i> (L.) Sw.			9, 14	CC11678
<i>Cajanus cajan</i> (L.) Huth			9, 14	CC11708
<i>Canavalia rosea</i> (Sw.) DC.			14	CC11757
<i>Cassia</i> sp. L.			13	
<i>Centrolobium ochroxylum</i> Rose ex Rudd			3, 13	
<i>Chamaecrista</i> sp. Moench			14	CC18747
<i>Cojoba rufescens</i> (Benth.) Britton & Rose			3, 5-6	AG72635
<i>Coursetia caribaea</i> (Jacq.) Lavin			14-15	BK564
<i>Cynometra bauhiniifolia</i> Benth.			2-3	LH2096
<i>Desmanthus virgatus</i> (L.) Willd.			14	CC13981
<i>Dioclea</i> sp. Kunth			14	AG72510
<i>Dussia lehmannii</i> Harms			2-3, 14	LH2127
<i>Entada polystachya</i> (L.) DC.			13	
<i>Erythrina fusca</i> Lour.			14	CJ704
<i>Erythrina megistophylla</i> Diels	NT	X	5, 14	AG72407
<i>Erythrina smithiana</i> Krukoff	EN	X	3, 13	
<i>Erythrina velutina</i> Willd.			1, 14	VP135

<i>Galactia tenuiflora</i> (Klein ex Willd.) Wight & Arn.			10	
<i>Geoffroea spinosa</i> Jacq.			1, 3, 14-15	VP116
<i>Gliricidia sepium</i> (Jacq.) Kunth ex Walp.			1	VP127
<i>Inga acrocephala</i> Steud.			5-6	AG72652
<i>Inga alatocarpa</i> T. S. Elias			13	
<i>Inga auristellae</i> Harms			3	
<i>Inga chartacea</i> Poepp.			5-6, 14	AG72475
<i>Inga coruscans</i> Humb. & Bonpl. ex Willd.			1, 3, 5-6, 14	AG72242
<i>Inga densiflora</i> Benth.			3	
<i>Inga leiocalycina</i> Benth.			5-6, 14	AG72545
<i>Inga manabiensis</i> T. D. Penn.			2	LH2167
<i>Inga pavoniana</i> G. Don			6	AG72644
<i>Inga punctata</i> Willd.			5, 14	AG72591
<i>Inga sapindoides</i> Willd.			5, 8	
<i>Leucaena leucocephala</i> (Lam.) de Wit			14	CC11680
<i>Leucaena trichodes</i> (Jacq.) Benth.			1, 6, 14	VP012
<i>Lonchocarpus</i> sp. Kunth			6	AG72628
<i>Machaerium millei</i> Standl.			1, 3, 5, 7, 9, 14	VP122
<i>Macroptilium lathyroides</i> (L.) Urb.			14	CC14000
<i>Mimosa acantholoba</i> (Humb. & Bonpl. ex Willd.) Poir.			1, 14	VP007
<i>Mimosa albida</i> Humb. & Bonpl. ex Willd.			3, 10, 14-15	CC13997
<i>Mimosa pigra</i> L.			5	
<i>Mucuna rostrata</i> Benth.			3, 17	CJ696
<i>Myroxylon balsamum</i> (L.) Harms			5, 9, 13-14	CJ840
<i>Myroxylon peruiferum</i> L. f.			14	AG72728
<i>Neptunia plena</i> (L.) Benth.			3, 15	
<i>Ormosia</i> sp. Jacks.			6	AG72526
<i>Parkia</i> sp. R. Br.			13	
<i>Pithecellobium excelsum</i> (Kunth) Mart.			1, 3, 9-11, 13-15	VP005
<i>Platymiscium</i> aff. <i>pinnatum</i> (Jacq.) Dugand			1	VP125
<i>Prosopis juliflora</i> (Sw.) DC.			1-5, 9, 14-15	CC11754
<i>Pterocarpus</i> sp. Jacq.			6	AG72637
<i>Schizolobium</i> sp. Vogel			9	CC11688
<i>Senna macrophylla</i> (Kunth) H. S. Irwin & Barneby			9, 14	CC16563
<i>Senna mollissima</i> (Humb. & Bonpl. ex Willd.) H.S. Irwin & Barneby			14	CC11695
<i>Senna occidentalis</i> (L.) Link			9, 13	
<i>Senna oxyphylla</i> (Kunth) H. S. Irwin & Barneby			9, 14	AG72603
<i>Senna pistaciifolia</i> (Kunth) H. S. Irwin & Barneby			14	CC11746
<i>Senna spectabilis</i> (DC.) H. S. Irwin & Barneby			7	

<i>Tephrosia decumbens</i> Benth.			3, 10, 14-15	CC13992
<i>Vigna</i> sp. Savi			14	AG72416
<i>Zapoteca tetragona</i> (Willd.) H. M. Hern.			13	
Goodeniaceae				
<i>Scaevola plumieri</i> (L.) Vahl			3, 5	
Hernandiaceae				
<i>Hernandia</i> sp. L.			5	
Lamiaceae				
<i>Aegiphila alba</i> Moldenke			1, 3, 5-6, 9, 14	VP045
<i>Clerodendrum</i> sp. L.			1	VP129
<i>Cornutia microcalycina</i> Pav. & Moldenke			5	
<i>Cornutia odorata</i> (Poepp.) Poepp. ex Schau			3	
<i>Cornutia pyramidata</i> L.			3, 7, 14	AG72412
<i>Hyptis</i> sp. Jacq.			14	AG72423
<i>Origanum vulgare</i> L.			14	CC11704
<i>Salvia alvajaca</i> Oerst.			5, 14	CC11705
<i>Vitex flavens</i> Kunth			14	AG72401
<i>Vitex gigantea</i> Kunth			2-3, 5, 7-9, 14	CC11723
Lauraceae				
<i>Beilschmiedia alloiophylla</i> (Rusby) Kosterm.			1, 3, 14	VP065
<i>Cinnamomum</i> aff. <i>triplinerve</i> (Ruiz & Pav.) Kosterm.			14	AG72530
<i>Endlicheria</i> sp. Nees			9	CC16577
<i>Nectandra acutifolia</i> (Ruiz & Pav.) Mez			3	
<i>Nectandra</i> cf. <i>parviflora</i> Rohwer			14	CJ889
<i>Ocotea cernua</i> (Nees) Mez			2-3, 5, 14	LH2216
<i>Ocotea floribunda</i> (Sw.) Mez			3	
<i>Persea</i> sp. Mill.			9	CC16581
<i>Pleurothyrium</i> sp. Nees			14	CJ918
Lecythidaceae				
<i>Grias peruviana</i> Miers			1, 3, 5-6, 8-9, 14	VP056
<i>Gustavia angustifolia</i> Benth.			13	
<i>Gustavia pubescens</i> Ruiz & Pav. ex O. Berg			5	
<i>Gustavia serrata</i> S. A. Mori	EN	X	13	
Loasaceae				
<i>Gronovia scandens</i> L.			14	CC18729
<i>Mentzelia aspera</i> L.			14	CC18727
Loranthaceae				
<i>Oryctanthus</i> sp. (Griseb.) Eichler			5	
Lythraceae				
<i>Cuphea</i> sp. P. Browne			5	

Malpighiaceae				
<i>Bunchosia</i> aff. <i>argentea</i> (Jacq.) DC.			3	
<i>Bunchosia</i> cf. <i>nitida</i> (Jacq.) A. Rich.			8	
<i>Hiraea idroboana</i> Cuatrec.			14	AG72554
<i>Malpighia emarginata</i> DC.			14	CC11753
<i>Malpighia glabra</i> L.			3, 8-9, 14-15	CC13962
<i>Mascagnia divaricata</i> (Kunth) Nied.			6, 14	AG72489
<i>Mascagnia ovatifolia</i> (Kunth) Griseb.			5	
<i>Stigmaphyllon eggersii</i> C. E. Anderson	EN	X	6	AG72667
<i>Stigmaphyllon ellipticum</i> (Kunth) A. Juss.			14	AG72374
Malvaceae				
<i>Abutilon depauperatum</i> (Hook. f.) Andersson			14-15	TN104
<i>Abutilon pictum</i> (Gillies ex Hook. & Arn.) Walp.			14	TN113
<i>Abutilon reflexum</i> (Lam.) Sweet			11	SH46
<i>Anoda</i> sp. Cav.			11	SH94
<i>Byttneria glabrescens</i> Benth.			3, 14-15	TN129
<i>Byttneria parviflora</i> Benth.			14	CC14006
<i>Ceiba trischistandra</i> (A. Gray) Bakh.			1, 3, 5	
<i>Cienfuegosia tripartita</i> (Kunth) Gürke			14	CC13998
<i>Corchorus orinocensis</i> Kunth			10	
<i>Eriotheca ruizii</i> (K. Schum.) A. Robyns			1, 3, 5, 13	
<i>Gossypium barbadense</i> L.			14, 16	TN128
<i>Gossypium herbaceum</i> L.			10	
<i>Guazuma ulmifolia</i> Lam.			2, 3, 5, 7-9, 13-14	CC13976
<i>Heliocarpus americanus</i> L.			2, 3, 5, 9, 14	CC16595
<i>Hibiscus tiliaceus</i> L.			7	
<i>Malachra</i> sp. L.			13	
<i>Malvastrum americanum</i> (L.) Torr.			11	SH556
<i>Matisia grandifolia</i> Little			1-3, 5-6, 9, 11, 14	VP060
<i>Melochia lupulina</i> Sw.			14	CC18751
<i>Ochroma pyramidale</i> (Cav. ex Lam.) Urb.			3, 5-6, 9, 14	CC13977
<i>Pachira rupicola</i> (A. Robyns) W. S. Alverson			5, 14	AG72365
<i>Pavonia</i> cf. <i>schiedeana</i> Steud.			14	AG72512
<i>Pavonia rosea</i> Wall. ex Moris			5	
<i>Pochota trinitensis</i> (Urb.) Steyer. & W. D. Stevens			5-6, 13	AG72629
<i>Pseudobombax millei</i> (Standl.) A. Robyns			2-4, 9, 14	CC11755
<i>Quararibea asterolepis</i> Pittier			3, 9, 13	
<i>Sida ciliaris</i> L.			14	CC18677
<i>Sida glabra</i> Mill.			9	CC13936
<i>Sida rhombifolia</i> L.			3, 9, 14	CC11718

<i>Sida setosa</i> Mart. ex Colla			3	
<i>Sida spinosa</i> L.			14	CC18675
<i>Sida weberbaueri</i> Ulbr.			14	CC18739
<i>Sidastrum paniculatum</i> (L.) Fryxell			9, 11, 14	CC13939
<i>Waltheria indica</i> L.			10, 14	LW589
<i>Waltheria ovata</i> Cav.			3, 14-15	CC14011
Marcgraviaceae				
<i>Marcgravia brownei</i> (Triana & Planch.) Krug & Urb.			14	AG72563
<i>Souroubea</i> sp. Aubl.			5-6	AG72623
Melastomataceae				
<i>Arthrostemma ciliatum</i> Pav. ex D. Don			14	AG72421
<i>Blakea campii</i> Wurdack			14	AG72527
<i>Blakea subconnata</i> O. Berg ex Triana			5, 14	AG72552
<i>Conostegia cuatrecasii</i> Gleason			3	
<i>Miconia brevitheca</i> Gleason			14	AG72562
<i>Ossaea micrantha</i> (Sw.) Macfad. ex Cogn.			1-2, 5-6, 14	LH2225
<i>Topobea</i> sp. Aubl.			5	
Meliaceae				
<i>Azadirachta indica</i> A. Juss.			14	CC11701
<i>Carapa guianensis</i> Aubl.			3, 5-6, 9, 13-14	AG72455
<i>Cedrela odorata</i> L.			13	
<i>Guarea glabra</i> Vahl			3, 6-7, 13-14	AG72636
<i>Guarea guidonia</i> (L.) Sleumer			5-6, 14	AG72465
<i>Melia azedarach</i> L.			9	CC11701
<i>Ruarea glabra</i> Triana & Planch.			1, 3, 9, 14	AG72557
<i>Trichilia elegans</i> A. Juss.			5, 7, 14	AG72738
<i>Trichilia glabra</i> L.			2	LH2295
<i>Trichilia hirta</i> L.			3, 5, 7, 14	AG72388
<i>Trichilia martiana</i> C. DC.			6, 14	AG72531
<i>Trichilia moschata</i> Sw.			3, 14	AG72737
<i>Trichilia pallida</i> Sw.			1-3, 5-6, 9, 14	AG72555
<i>Trichilia pleeana</i> (A. Juss.) C. DC.			3, 5, 7	
<i>Trichilia septentrionalis</i> C. DC.			9, 14	CC16519
<i>Trichilia solitudinis</i> Harms			5	
Menispermaceae				
<i>Abuta</i> cf. <i>fluminum</i> Krukoff & Barneby			14	AG72404
<i>Cissampelos tropaeolifolia</i> DC.			13	
<i>Disciphania</i> sp. Eichler			13	
Moraceae				
<i>Brosimum alicastrum</i> Sw.			2-3, 5-6, 9	LH2036

<i>Castilla elastica</i> Sessé			5	
<i>Clarisia biflora</i> Ruiz & Pav.			13-14	CC16529
<i>Clarisia racemosa</i> Ruiz & Pav.			3, 13	
<i>Ficus citrifolia</i> Mill.			3, 9, 14	CC11675
<i>Ficus cuatrecasana</i> Dugand			3, 5	
<i>Ficus maxima</i> Mill.			5-6, 9, 14	AG72524
<i>Ficus nymphaeifolia</i> Mill.			9	CC16597
<i>Ficus obtusifolia</i> Kunth			5, 9, 14	CC13923
<i>Ficus trigonata</i> L.			5	
<i>Ficus velutina</i> Humb. & Bonpl. ex Willd.			9, 14	CC13972
<i>Ficus yoponensis</i> Desv.			5	
<i>Maclura tinctoria</i> (L.) D. Don ex Steud.			3, 5, 7, 8-9, 13	CC16613
<i>Poulsenia armata</i> (Miq.) Standl.			1-2, 6, 9, 14	CC16502
<i>Pseudolmedia rigida</i> (Klotzsch & H. Karst.) Cuatrec.			3, 13	
<i>Sorocea sarcocarpa</i> Lanj. & Wess. Boer	EN	X	3	
Muntingiaceae				
<i>Muntingia calabura</i> L.			1-2-3, 8-9, 13-14	LH2199
Myristicaceae				
<i>Virola elongata</i> (Benth.) Warb.			3	
<i>Virola sebifera</i> Aubl.			3	
Myrtaceae				
<i>Calyptanthus</i> sp. Sw.			3, 5-6, 14	
<i>Eugenia</i> cf. <i>pustulescens</i> McVaugh	EN	X	11	SH554
<i>Eugenia florida</i> DC.			3	
<i>Eugenia oerstediana</i> O. Berg			1, 8, 14	VP092
<i>Myrcia splendens</i> (Sw.) DC.			3, 5, 14	AG72456
<i>Psidium acutangulum</i> DC.			14	AG72598
<i>Psidium guajava</i> L.			8	
<i>Syzygium jambos</i> (L.) Alston			13	
Nyctaginaceae				
<i>Boerhavia coccinea</i> Mill.			14	CC18738
<i>Boerhavia erecta</i> L.			10, 14	TN118
<i>Cryptocarpus pyriformis</i> Kunth			3, 5, 9, 12, 15	CC11684
<i>Guapira myrtiflora</i> (Standl.) Lundell			3	
<i>Neea</i> sp. Ruiz & Pav.			1-2	LH2025
<i>Pisonia aculeata</i> L.			2, 5, 13-14	LH2237
Olacaceae				
<i>Heisteria acuminata</i> (Bonpl.) Engl.			3, 13	
Oleaceae				
<i>Chionanthus</i> sp. L.			5-6, 13	

<i>Priogymnanthus apertus</i> (B. Ståhl) P. S. Green	EN	X	14	CJ702
Onagraceae				
<i>Ludwigia</i> sp.L.			11	SH661
Oxalidaceae				
<i>Oxalis</i> sp.L.			10	
Passifloraceae				
<i>Passiflora anfracta</i> Mast & André	EN	X	3, 9	CC16559
<i>Passiflora biflora</i> Lam.			14	CH95
<i>Passiflora capsularis</i> L.			5	
<i>Passiflora</i> cf. <i>ambigua</i> Hemsl.			6	AG72544
<i>Passiflora filipes</i> Benth.			14	CH47
<i>Passiflora foetida</i> L.			3, 8, 10, 13-14	CC13993
<i>Passiflora macrophylla</i> Spruce ex Mast.			1, 3, 5, 14	VP066
<i>Passiflora maliformis</i> L.			8	
<i>Passiflora oerstedii</i> Mast.			14	AG72558
<i>Passiflora rubra</i> L.			14	CC16559
<i>Passiflora sprucei</i> Mast.	LC	X	8, 11	SH625
<i>Passiflora suberosa</i> L.			14	CJ688
<i>Passiflora tenella</i> Killip			11	SH624
Phyllanthaceae				
<i>Hieronyma duquei</i> Cuatrec.			3	
<i>Margaritaria nobilis</i> L. f.			1, 3, 14	VP072
<i>Phyllanthus anisobus</i> Müll. Arg.			1	VP121
Phytolaccaceae				
<i>Gallesia integrifolia</i> (Spreng.) Harms			2-3, 5, 13-14	LH2144
<i>Microtea debilis</i> Sw.			11	SH20
<i>Phytolacca dioica</i> L.			3	
<i>Phytolacca weberbaueri</i> H. Walter			14	AG72405
<i>Trichostigma octandrum</i> (L.) H. Walter			5-6, 14	AG 72451
Piperaceae				
<i>Peperomia chimboana</i> C. DC.			14	AG72572
<i>Peperomia glabella</i> (Sw.) A. Dietr.			14	AG72581
<i>Peperomia sneidernii</i> Yunck.			14	AG72579
<i>Piper aduncum</i> L.			1	VP071
<i>Piper</i> aff. <i>imperiale</i> (Miq.) C. DC.			6	AG72546
<i>Piper</i> aff. <i>reticulatum</i> L.			6	AG72481
<i>Piper amalago</i> L.			2-3, 14	LH2233
<i>Piper arboreum</i> Aubl.			9, 14	CC16553
<i>Piper cavendishioides</i> Trel. & Yunck.			6	AG72528

<i>Piper cuspidilimum</i> C. DC.			14	AG72528
<i>Piper hispidum</i> Sw.			14	AG72569
<i>Piper marginatum</i> Jacq.			9, 11, 13-14	CC16564
<i>Piper obliquum</i> Ruiz & Pav.			5	
Plantaginaceae				
<i>Galvezia fruticosa</i> J. F. Gmel.			14	TN138
<i>Galvezia leucantha</i> Wiggins	EN	X	3, 10	
<i>Scoparia dulcis</i> L.			11	SH264
Polygonaceae				
<i>Antigonon</i> sp. Endl.			13	
<i>Coccoloba</i> aff. <i>lehmannii</i> Lindau			1	VP082
<i>Coccoloba</i> aff. <i>obovata</i> Kunth			6	AG72761
<i>Coccoloba densifrons</i> Mart. ex Meisn.			3	
<i>Coccoloba mollis</i> Casar.			3	
<i>Coccoloba ruiziana</i> Lindau			1, 3, 15	VP131
<i>Triplaris cumingiana</i> Fisch. & C.A. Mey.			1, 3, 5-6, 9, 13-14	CC11713
Portulacaceae				
<i>Portulaca umbraticola</i> Kunth			14	TN136
Primulaceae				
<i>Bonellia sprucei</i> (Mez) B. Ståhl & Källersjö			1, 3, 4-5, 14-15	VP008
<i>Clavija eggersiana</i> Mez			1, 3, 8, 14	AG72482
<i>Clavija pungens</i> (Willd. ex Roem. & Schult.) Decne.	VU	X	8	
<i>Cybianthus kayapii</i> (Lundell) Pipoly			14	CC16508
<i>Cybianthus simplex</i> (Hook. f.) G. Agostini			14	AG72499
<i>Geissanthus longistamineus</i> (A.C. Sm.) Pipoly			1, 5-6, 14	AG72470
<i>Myrsine coriacea</i> (Sw.) R. Br. ex Roem. & Schult.			14	CC16592
<i>Myrsine pellucida</i> (Ruiz & Pav.) Spreng.			3	
<i>Parathesis adenanthera</i> (Miq.) Hook. f. ex Mez			14	AG72533
<i>Stylogyne</i> cf. <i>turbacensis</i> subsp. <i>laevis</i> (Oerst.) Ricketson & Pipoly			5	
Putranjivaceae				
<i>Drypetes</i> cf. <i>standleyi</i> G.L. Webster			2	LH2248
Ranunculaceae				
<i>Clematis</i> sp.L.			5-6, 14	
Rhamnaceae				
<i>Gouania</i> sp. Jacq.			5	
<i>Scutia spicata</i> (Humb. & Bonpl. ex Willd.) Weberb.			9, 14	CC11702
<i>Ziziphus thyrsoflora</i> Benth.			1-7, 9, 11, 13-14	CC11666
Rosaceae				
<i>Prunus subcorymbosa</i> Ruiz ex Koehne			5-6-7, 14	AG72523

Rubiaceae				
<i>Alibertia claviflora</i> K. Schum.			5- 6	AG72551
<i>Alseis</i> sp. Schott			5	
<i>Chiococca alba</i> (L.) Hitchc.			2	LH2061
<i>Coffea arabica</i> L.			9, 14	CC11734
<i>Faramea</i> sp. Aubl.			13	
<i>Gonzalagunia</i> sp. Ruiz & Pav.			2, 13	LH2184
<i>Hamelia patens</i> Jacq.			3	
<i>Hillia parasitica</i> Jacq.			5, 14	XC1224
<i>Hoffmannia</i> sp. Sw.			5, 7	
<i>Isertia hypoleuca</i> Benth.			5	
<i>Notopleura macrophylla</i> (Ruiz & Pav.) C.M.Taylor			5	
<i>Palicourea</i> cf. <i>thyrsiflora</i> (Ruiz & Pav.) DC.			14	AG72427
<i>Palicourea perquadrangularis</i> Wernham			14	CP50
<i>Palicourea stipularis</i> Benth.			1, 14	CC16524
<i>Pentagonia grandiflora</i> Standl.			6, 9	AG72457
<i>Pentagonia macrophylla</i> Benth.			1	VP044
<i>Posoqueria</i> sp. Aubl.			2	LH2220
<i>Psychotria cornejoii</i> C. M. Taylor			14	XC1235
<i>Randia armata</i> (Sw.) DC.			6, 8-9, 14	CC13903
<i>Rosenbergiodendron formosum</i> (Jacq.) Fagerl.			13	
<i>Simira</i> cf. <i>rubescens</i> (Benth.) Bremek. ex Steyerm.			6	
<i>Simira ecuadorensis</i> (Standl.) Steyerm.			13, 17	
<i>Simira tinctoria</i> Aubl.			9	CC16624
<i>Tocoyena pittieri</i> (Standl.) Standl.			14	CC16515
Rutaceae				
<i>Amyris pinnata</i> Kunth			1	VP124
<i>Citrus reticulata</i> Blanco			9, 14	CC11732
<i>Erythrochiton giganteus</i> Kaastra & A. H. Gentry	EN	X	3	
<i>Zanthoxylum acuminatum</i> (Sw.) Sw.			14	AG72521
<i>Zanthoxylum</i> cf. <i>fagara</i> (L.) Sarg.			7	
<i>Zanthoxylum culantrillo</i> Kunth			2-3	LH2319
<i>Zanthoxylum setulosum</i> P. Wilson			1	
Salicaceae				
<i>Casearia aculeata</i> Jacq.			2	LH2044
<i>Casearia mariquitensis</i> Kunth			5-6	AG72480
<i>Casearia silvestris</i> Sw.			5, 9	CC16541
<i>Xylosma</i> sp. G. Forst.			5	
Sapindaceae				
<i>Cupania cinerea</i> Poepp.			1	VP089

<i>Cupania latifolia</i> Kunth			3, 7, 13	
<i>Matayba</i> sp. Aubl.			5	
<i>Paullinia alata</i> G. Don			5, 9, 14	CC16591
<i>Paullinia bracteosa</i> Radlk.			3	
<i>Paullinia</i> cf. <i>subnuda</i> Radlk.			14	CC11726
<i>Paullinia pinnata</i> L.			13	
<i>Sapindus saponaria</i> L.			5, 9, 13-14	CC11703
<i>Serjania</i> sp. Mill.			3, 13	
<i>Talisia equatoriensis</i> Acev.-Rodr.			1	VP075
<i>Talisia setigera</i> Radlk.	EN	X	5-6, 14	AG72491
<i>Thinouia</i> sp. Triana & Planch.			5	
Sapotaceae				
<i>Chrysophyllum argenteum</i> Jacq.			2-3, 5, 8-9, 14	LH2063
<i>Pouteria glomerata</i> (Miq.) Radlk.			6	AG72653
Scrophulariaceae				
<i>Buddleja americana</i> L.			2, 5, 14	
Simaroubaceae				
<i>Picrasma excelsa</i> (Sw.) Planch.			14	AG72452
Siparunaceae				
<i>Siparuna eggersii</i> Hieron.	EN	X	1, 14	CP51
Smilacaceae				
<i>Smilax purhampuy</i> Ruiz			5	
Solanaceae				
<i>Acnistus arborescens</i> (L.) Schtdl.			2-3, 7, 13	LH2006
<i>Acnistus frutescens</i> Bello			5-6	AG72648
<i>Browallia</i> sp. L.			5, 11	SH622
<i>Capsicum</i> aff. <i>hookerianum</i> (Miers) Kuntze			1	VP137
<i>Cestrum racemosum</i> Ruiz & Pav.			3	
<i>Cestrum reflexum</i> Sendtn.			3	
<i>Cestrum schlechtendalii</i> G. Don			14	AG72559
<i>Cuatresia riparia</i> (Kunth) Hunz.			14	CC16573
<i>Cyphomandra</i> sp. Mart. ex Sendtn.			3	
<i>Juanulloa pavonii</i> (Miers) Benth. & Hook.			14	CC16593
<i>Lycianthes cyathocalyx</i> (Van Heurck & Müll. Arg.) Bitter			14	CC18774
<i>Lycianthes inaequilatera</i> (Rusby) Bitter			1	VP051
<i>Lycium americanum</i> Jacq.			14	CC11764
<i>Lycium minimum</i> C.L. Hitchc.	LC	X	3, 14-15	CC18776
<i>Lycium tweedianum</i> Griseb.			14-15	TN122
<i>Markea</i> sp. Rich.			5, 14	

<i>Physalis angulata</i> L.			8, 10, 14	
<i>Solanum americanum</i> Mill.			8	
<i>Solanum aphyodendron</i> S. Knapp			15	
<i>Solanum caricaefolium</i> Rusby			5	
<i>Solanum confertiseriatum</i> Bitter			3, 7	
<i>Solanum lancifolium</i> Sessé & Moc.			5	
<i>Solanum pimpinellifolium</i> L.			8, 14	LW583
<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal			8	
<i>Solanum subinerme</i> Jacq.			13	
Staphyleaceae				
<i>Turpinia occidentalis</i> Sw.			1, 3, 5, 9, 14	AG72466
Talinaceae				
<i>Talinum paniculatum</i> (Jacq.) Gaertn.			3, 11	SH60
Ulmaceae				
<i>Ampelocera</i> aff. <i>longissima</i> Todzia	LC	X	3	
<i>Ampelocera macphersonii</i> Todzia			17	JC677
Urticaeae				
<i>Cecropia angustifolia</i> Trécul			6, 14	AG72522
<i>Cecropia insignis</i> Liebm.			5	
<i>Cecropia litoralis</i> Snethl.			3	
<i>Cecropia obtusifolia</i> Bertol.			5, 7	
<i>Cecropia reticulata</i> Cuatrec.			1, 14	AG72460
<i>Coussapoa</i> sp. Aubl.			3, 11, 13	SH694
<i>Hemistylus boehmerioides</i> Benth.			14	CC18682
<i>Myriocarpa stipitata</i> Benth.			2, 5, 11	SH275
<i>Pilea microphylla</i> (L.) Liebm.			11	SH82
<i>Pilea pubescens</i> Liebm.			14	CC16510
<i>Pouzolzia</i> sp. Gaudich.			15	
<i>Urera baccifera</i> (L.) Gaudich. ex Wedd.			6, 14	CC16554
<i>Urera capitata</i> Wedd.			14	AG72540
<i>Urera caracasana</i> (Jacq.) Gaudich. ex Griseb.			1, 3, 5-6, 14	AG72458
Verbenaceae				
<i>Citharexylum chartaceum</i> Moldenke			3, 7, 14	CJ806
<i>Citharexylum gentryi</i> Moldenke			2, 14	CC13907
<i>Lantana canescens</i> Kunth			14	CC18698
<i>Lantana peduncularis</i> Andersson	LC	X	3, 10, 14-15	
<i>Lantana sprucei</i> Hayek			1	VP132
<i>Priva lappulacea</i> (L.) Pers.			11	SH21
<i>Stachytarpheta</i> sp. Vahl			2	LH2286
Violaceae				

<i>Rinorea deflexa</i> (Benth.) S.F. Blake	EN	X	6	AG72673
Vitaceae				
<i>Vitis tiliifolia</i> Humb. & Bonpl. ex Schult.			5-6, 14	AG72432
Ximeniaceae				
<i>Ximenia americana</i> L.			1, 14	VP126

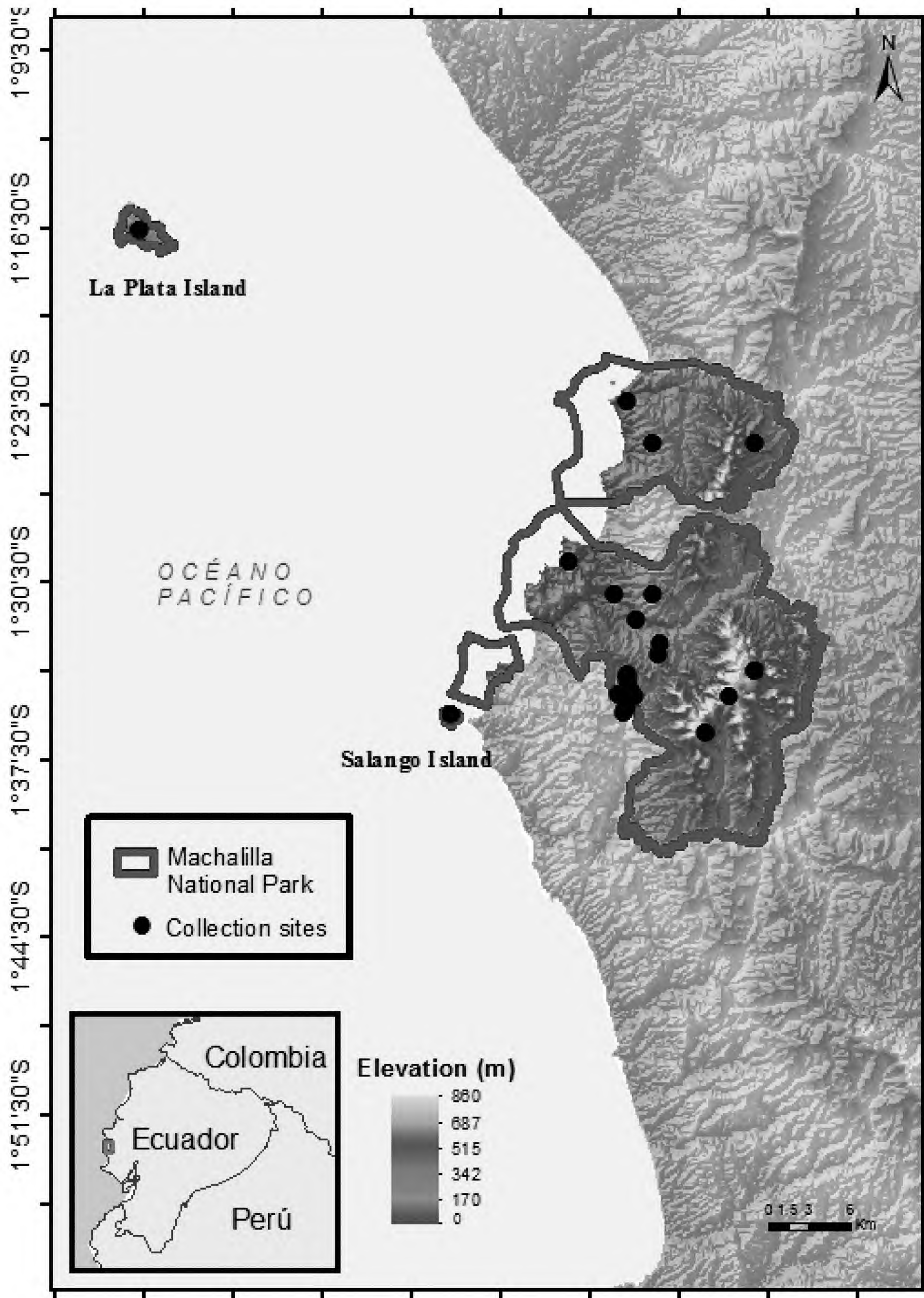


Fig. 1. Location map of Machalilla National Park, Manabí and collection sites

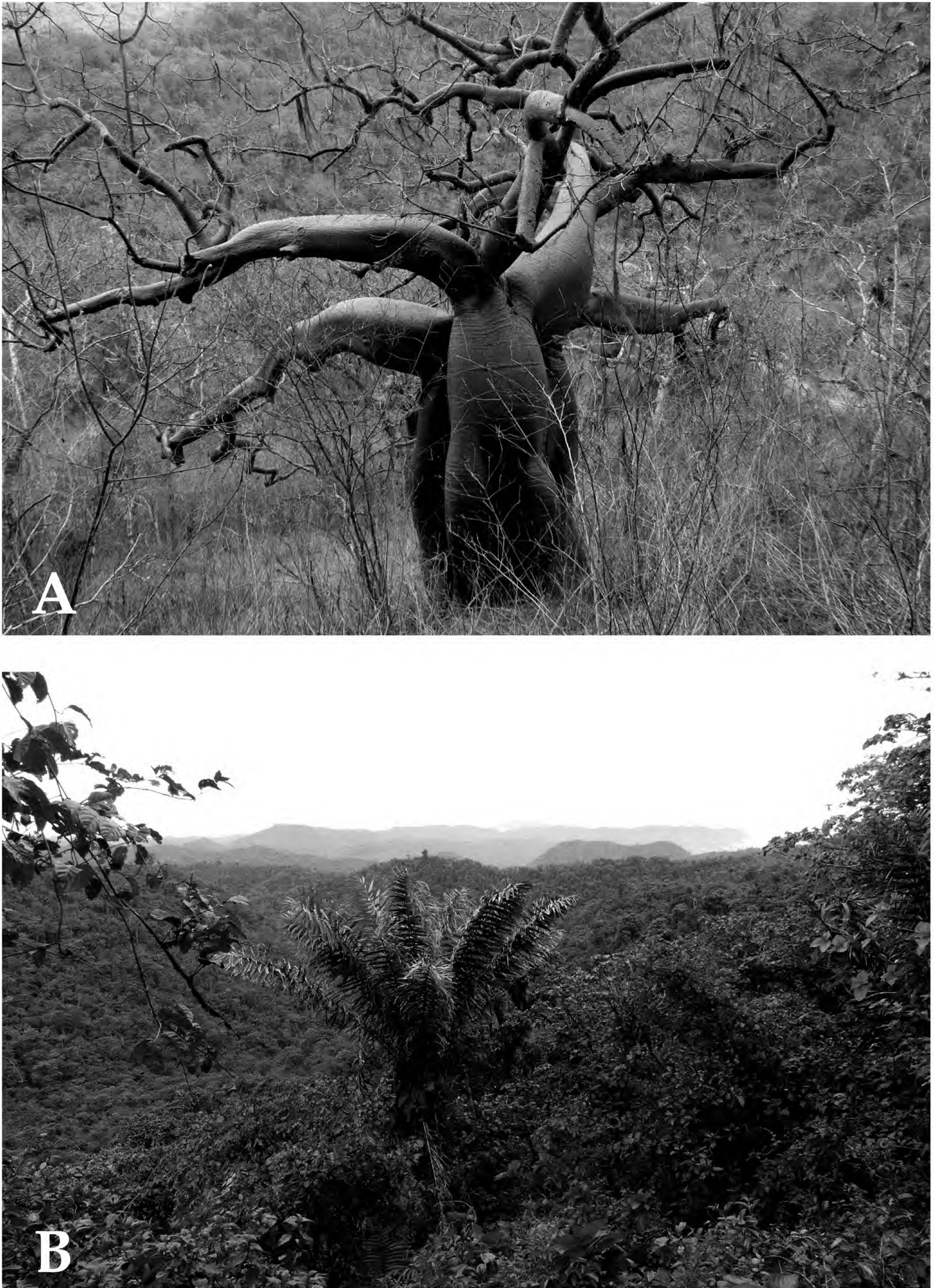


Fig. 2. A. *Ceiba trischistandra* (A. Gray) Bakh. , a typical tree species of deciduous forest.; B. Forest landscape of Machalilla National Park.

Características morfométricas de aves relacionadas a su gremio alimenticio

Birds's morphometric characteristics related to their eating guild



Aisa Olazo Rázuri & Luis Pollack Velásquez

Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Nacional de Trujillo.

Avenida Juan Pablo II s/n, Urb. San Andrés, Trujillo.

aisa.olazo@gmail.com

Resumen

El alimento y la competencia interespecífica genera, una divergencia evolutiva en los caracteres morfológicos en los organismos. Por esta razón, el objetivo del presente estudio fue identificar las características morfométricas de las aves que guardan relación positiva con el tipo de alimento que consumen. Para ello, se realizó captura de aves a las que se realizaron medidas de once parámetros, a los datos se les realizó un Análisis de Componentes Principales (ACP) con el programa SPAD-N. Se capturaron 18 individuos correspondientes a 9 especies, agrupadas en cuatro gremios: nectarívoros, frugívoros, granívoros e insectívoros. Luego, relacionar el Factor 1 con el Factor 2, se forman cuatro grupos, de los cuales, el más grande es un grupo mixto, al incluir especies granívoras e insectívoras; el segundo grupo incluye especies nectarívoras y una insectívora; y el tercer está representado por una sola especie frugívora. Las características morfométricas de las aves que guardan mayor relación positiva con su gremio alimenticio, son las que determinan la forma y tamaño del pico y el tamaño del ave.

Palabras clave: Selección natural, morfometría, aves, gremios alimenticios.

Abstract

Food and interspecific competition generates an evolutionary divergence in morphological traits in organisms. Therefore, the objective of the study is to identify the morphometric characteristics of birds that keep positive relationship with the type of food they consume. To do this, capture of birds was conducted in mist nets and birds captured under eleven parameters were measured before performing Principal Component Analysis (PCA) in SPAD-N. Nectarivorous, frugivorous, granivorous and insectivorous: 18 individuals corresponding to 9 species, grouped into four guilds were captured. After relating the Factor 1 with Factor 2, four groups, of which the largest are formed is a mixed group to include granivorous and insectivorous species; the second group includes nectarivorous and insectivorous species; and the third is represented by only frugivorous species. Morphometric characteristics of birds that are most positive relationship with your food guild, are what determine the shape and peak so large and the size of the bird.

Keywords: Natural selection, morphometry , birds, feeding guilds.

Introducción

La comprensión de los mecanismos que dan lugar a un patrón evolutivo en la naturaleza, son el corazón y el alma de la explicación científica. El proceso que da lugar a la descendencia con modificación, evolución, es la Selección Natural (Ginnobili, 2010).

Darwin postuló, que los individuos que forman las especies son variables, algunas de estas variaciones pasan a los descendientes, y son éstos descendientes, los más aptos, los que sobreviven, luego de observar en las islas del archipiélago Galápagos que pinzones a pesar de tener

características muy similares como el color y el tamaño, sufrían variaciones pronunciadas en la forma y el tamaño del pico (Ruíz & Ayala, 2002). Desde 1973, Grant y sus colaboradores realizan estudios en las islas del archipiélago, donde, de las catorce especies registradas en las islas, todas poseen el mismo color (de marrón a negro) y el mismo tamaño (10 - 12 cm). La notable variación está en el pico, variación que refleja la diversidad de los alimentos que toman. El equipo Grant trabajó en la isla Daphne Major con ejemplares de *Geospiza fortis* y concluye que el aumento del tamaño medio de su pico constituye a una respuesta adaptativa frente a la reducción de la

disponibilidad de semillas pequeñas en la isla luego de una sequía severa (Marone *et al.*, 2002). Boag (1983) concluyó, que las variaciones en el tamaño del pico son capaces de pasar a los descendientes, y las características que presentan mayor heredabilidad, son las que determinan las dimensiones del pico y tamaño del cuerpo (Marone *et al.*, 2002).

El enfoque de esta investigación responde al problema ¿Cuáles son los caracteres morfométricos de las aves más relacionados con los gremios alimenticios?. El uso de recursos, como el alimento, y la competencia interespecífica genera una divergencia evolutiva en los caracteres morfológicos en los organismos, tales como mandíbulas y picos. Cuando se realizan estudios sobre los gremios alimenticios, se utilizan en mayor medida las características del pico, ya que, se asume que debido a la competencia por el alimento, son afectadas por la selección natural (Chávez *et al.*, 2012). Por esta razón, los estudios sobre morfometría resultan útiles y muy importantes para comprender las especializaciones adoptadas por las especies a partir de la selección natural.

Así, el objetivo de la investigación fue identificar las características morfométricas de las aves que generan una estrecha relación entre la especie y su alimento.

Materiales y métodos

La investigación se realizó en el Jardín Botánico "Manuel Fernández-Honores" de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de Trujillo (Fig. 1), durante el periodo académico de Abril a Julio del 2014. Para obtener el material biológico, fue necesario montar dos redes de niebla de 12 metros de largo por 2,5 metros de ancho, a una distancia de separación de

50 metros, durante tres meses, un día a la semana. Las redes permanecían abiertas durante 02 horas cada día y se revisaban cada 20 minutos.

Las aves capturadas se clasificaron dentro de cuatro gremios: nectarívoros, granívoros, frugívoros e insectívoros. Luego de liberar de la red a las aves, se colocaron en bolsas de tela de 30 cm x 21 cm para pesarlas en una balanza tipo Pezola con precisión de 1g, luego, se las extrajo para sexarlas, medirlas y fotografiarlas. Solo se consideraron individuos adultos.

Con la ayuda de un vernier Helios de 20 cm, a los individuos capturados, se les midió el culmen expuesto (Fig. 2), la distancia de las narinas a la punta del pico, la longitud total del pico a la base del cráneo, el alto y el ancho del pico a la altura de las narinas, la amplitud de la comisura bucal, longitud del tarso, la longitud del ala y de la cola, la longitud total y el peso (Colorado, 2004).

Los datos fueron almacenados en una libreta de campo, y en una hoja de cálculo de Excel, para su posterior tratamiento estadístico. Se utilizó el programa SPAD-N para estimar la media, varianza y análisis de componentes principales (ACP).

Resultados

Se capturaron un total de 18 individuos, correspondientes a 9 especies (Fig. 3 y 4). El grupo más numeroso fue el de aves nectarívoras; con dos especies registradas, *Amazilia amazilia* y *Coereba flaveola*. El segundo grupo con más individuos fue el de aves insectívoras, representadas por tres especies, *Campylorhynchus fasciatus* "choqueco", *Pyrocephalus rubinus*, *Camptostoma obsoletum* y *Athene cunicularia*. El grupo de los granívoros estuvo representado por *Columbina cruziana* y *Zonotrichia capensis* (Núñez *et al.*, 2016). Para

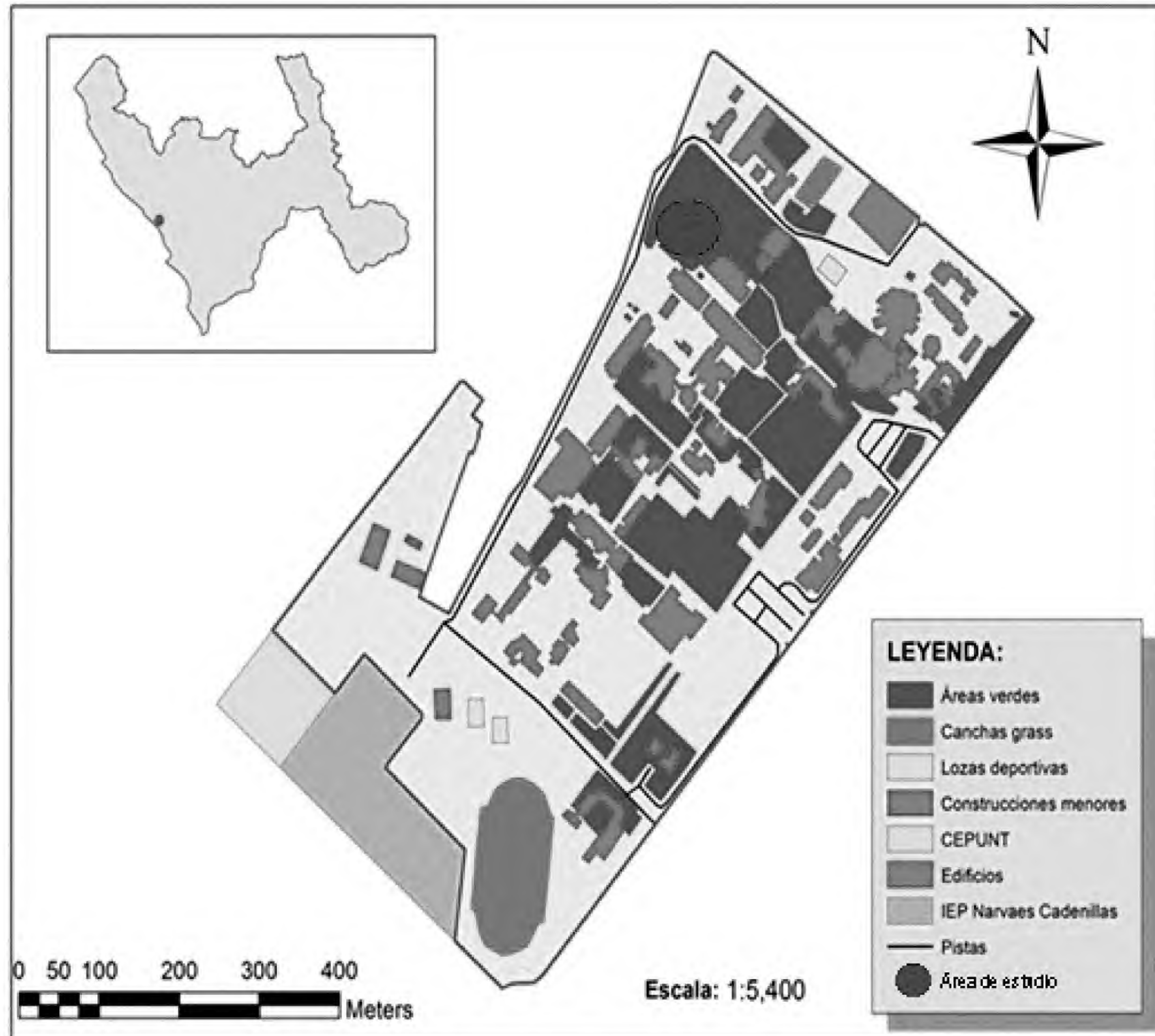


Fig. 1. Mapa de la Ciudad Universitaria y ubicación del área de estudio.



Fig. 2. Uso del vernier Helios 20 cm en mediciones morfométricas.

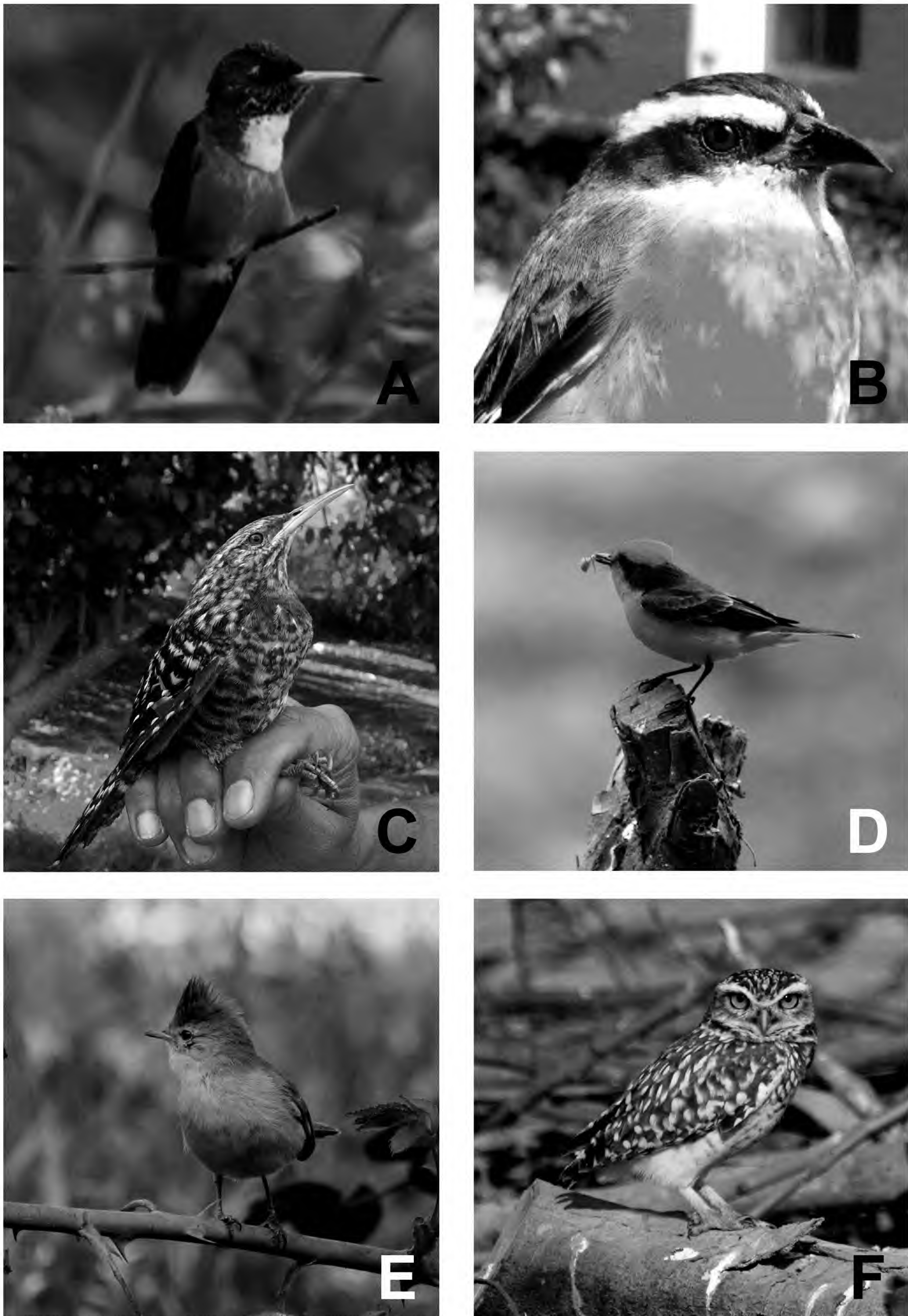


Fig. 3. Especies de aves estudiadas. A. *Amazilia amazilia* “colibrí del pacaé”; B. *Coereba flaveola* “mielerito”; C. *Campylorhynchus fasciatus* “choqueco”; D. *Pyrocephalus rubinus* “putilla”; E. *Camptostoma obsoletu*; F. *Athene cunicularia*.

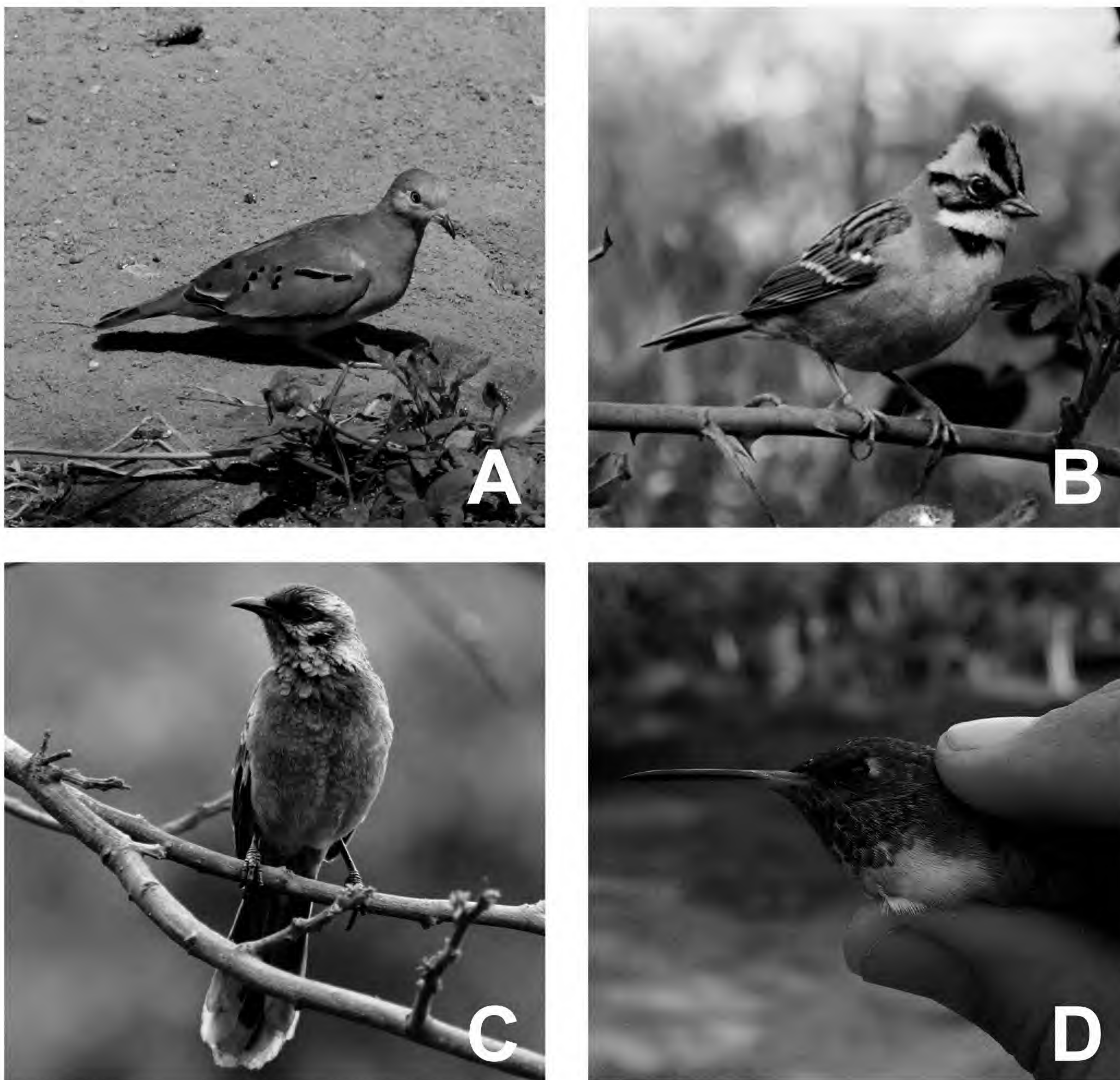


Fig. 4. Especies de aves estudiadas. A. *Columbiga cruziana* “cucula”; B. *Zonotrichia capensis* “gorrión peruano”; C. *Mimus longicaudatus* “chisco”; D. Detalle de la forma y tamaño del pico de *Amazilia amazilia* “colibrí del pacaé”.

el gremio de aves frugívoras, solo se capturó un individuo de la especie *M. longicaudatus*. Se obtuvieron medidas de longitud total que van desde los 8 cm (*A. amazilia*) hasta los 21 cm (*A. cunicularia*). Los tres primeros componentes principales o factores explicaron un 81,17% de la variación de los datos (Tabla 1).

En función a los coeficientes correspondientes al primer factor (CP1), las variables que tienen mayor peso son las relacionadas con la forma del pico y al

tamaño del ave: altura del pico a la altura de las narinas, amplitud de la comisura bucal, longitud del tarso, longitud del ala y peso del ave. Las variables de mayor peso en el segundo factor (CP2) son las relacionadas con el tamaño del pico y el tamaño del ave: culmen expuesto, longitud total del pico a la base del cráneo, longitud de la cola y longitud total (Tabla 2).

Las variables del factor tres (distancia de las narinas a la punta del pico y ancho del pico a la altura de las narinas) presentan

pesos muy bajos, por lo que, tienen muy poca importancia.

La combinación de los dos primeros factores, permite explicar la relación entre las variables del tamaño y forma del pico y, el tamaño del ave. Estas variables están divididas en tres grupos: variables de morfología del pico (altura del pico

a la altura de las narinas, amplitud de la comisura bucal, culmen expuesto y longitud total del pico a la base del cráneo), variables del tamaño corporal (longitud de la cola, longitud total, longitud del ala y peso del ave), y el tercer grupo corresponde a la variable relacionada con la pata del ave (longitud del tarso).

Tabla 1. Valores propios de los tres primeros componentes principales y sus porcentajes de variación explicada.

Componentes	Autovalores iniciales			Sumas de las saturaciones al cuadrado de la extracción			Suma de las saturaciones al cuadrado de la rotación		
	Total	% de la varianza	% acumulado	Total	% de la varianza	% acumulado	Total	% de la varianza	% acumulado
1	6,127	55,704	55,704	6,127	55,704	55,704	4,392	39,924	39,924
2	1,698	15,44	71,144	1,698	15,44	71,144	3,393	30,843	70,767
3	1,103	10,025	81,169	1,103	10,025	81,169	1,144	10,403	81,169
4	1,03	9,363	90,533						
5	0,733	6,666	97,199						
6	0,159	1,443	98,643						
7	0,069	0,624	99,266						
8	0,04	0,365	99,632						
9	0,031	0,285	99,917						
10	0,005	0,049	99,966						
11	0,004	0,034	100						

Método de extracción: Análisis de Componentes Principales.

Las relaciones de proporcionalidad generados por comparación entre el Factor 1 y el Factor 2 del ACP, generan agrupaciones en función del alimento que consumen las especies de aves estudiadas (Fig. 5).

El grupo más grande de la gráfica, es un grupo mixto conformado por los gremios de granívoros e insectívoros, incluyendo las especies de *P. rabinus*, *Z. capensis*, *C. cruziana*

y *C. fasciatus*. El segundo grupo, incluye dos especies correspondientes al gremio de nectarívoros, *A. amazilia* y *C. flaveola*; y una especie insectívora, *C. obsoletum*.

El tercer grupo, está representado por una sola especie, *M. longicaudatus*, del gremio de frugívoros. El último grupo está conformado por *A. cunicularia*.

Discusión

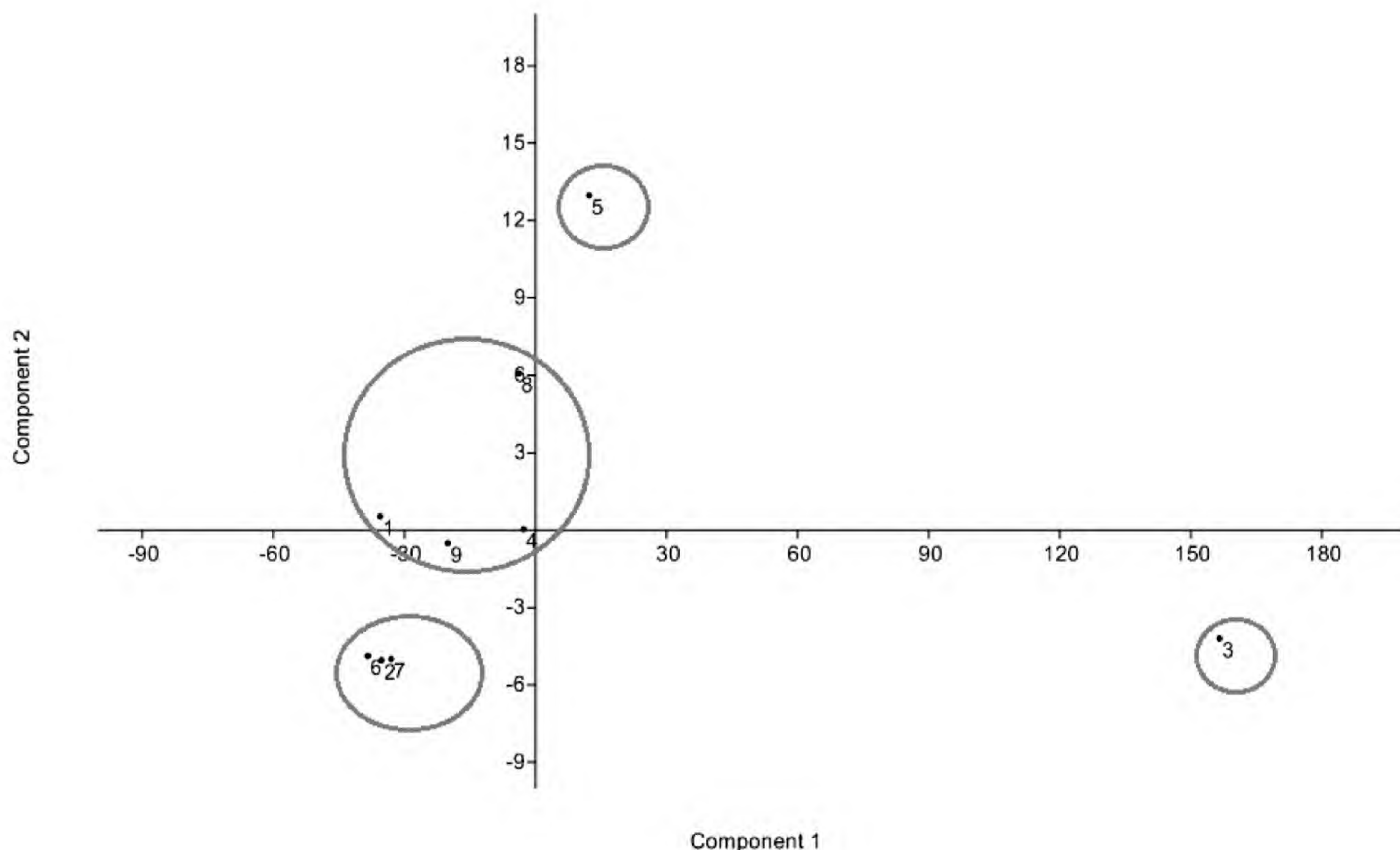


Fig. 5. Asociaciones de especies de aves con base en variables Morfométricas. Donde: 1. *P. rabinus*; 2. *C. obsoletum*; 3. *A. cunicularia*; 4. *C. cruziana*; 5. *M. longicaudatus*; 6. *A. amazilia*; 7. *C. flaveola*; 8. *C. fasciatus*; 9. *Z. Capensis*.

El análisis de componentes principales muestra, que las variables de mayor peso en el componente uno, son las que corresponden a la forma del pico y al tamaño del ave. En el factor dos, las variables más significativas son las que corresponden al tamaño del pico y al tamaño del ave (Cuadro 2). Así, las variables que determinan el gremio alimenticio del ave se agrupan en tres grupos: las variables correspondientes a la forma del pico, las del tamaño del pico y las que corresponden al tamaño del ave. Los patrones de proporcionalidad al comparar las variables de estos tres grupos indican, que aves con cuerpo y patas pequeñas poseen los picos más largos. Lo anterior sugiere, que el tamaño del ave y la forma del pico influyen en la determinación del gremio de las aves.

Las especies insectívoras, *P. rubinus* y *C. fasciatus*, se han agrupado junto a las especies granívoras, *Z. capensis* y *C.*

cruziana, en un sólo grupo mixto, dada la similitud de las medidas de las variables morfométricas estudiadas. Esto, podría sugerir una discordancia con lo que discute en el párrafo anterior, dado que, si las especies de dos gremios distintos poseen medidas morfométricas del pico y cuerpo similares, estas características podrían influir poco sobre el tipo de alimento que consumen. Aspecto este supuesto, que se corresponde con los resultados de Colorado (2004) que agrupan a las especies frugívoras e insectívoras.

Marone *et al.* (2002) comparó el peso de semillas (0,06 – 0,70 mg) con las medidas del pico de seis especies granívoras, y no halló relación positiva, lo que en un inicio pudo atribuirse a la disponibilidad de semillas; pero las pruebas en las condiciones de laboratorio tampoco encontró una relación entre el pico de los gorriones y las semillas.

El segundo grupo es también una

Tabla 2. Peso de los tres primeros componentes principales extraídos para las variables

	Componentes		
	1	2	3
Culmen expuesto	-0,138	0,807	0,223
Distancia de las narianas a la punta del pico	-0,024	-0,03	0,603
Longitud total del pico a la base del cráneo	0,388	0,871	0,183
Altura del pico a la altura de las narinan	0,96	0,164	-0,055
Ancho del pico a la altura de las narinan	0,092	0,158	0,75
Amplitud de la comisura bucal	0,876	0,002	0,118
Longitud del tarso	0,78	0,479	-0,238
Longitud del ala	0,811	0,531	0,125
Longitud de la cola	0,392	0,849	-0,194
Longitud total	0,511	0,797	-0,033
Peso	0,918	0,247	0,074

Método de Extracción: Análisis de componentes principales. Método de Rotación: Normalización Varimax con Kaiser.

agrupación mixta, que incluye dos especies Nectarívoras, *A. amazilia* y *C. flaveola*, y una especie insectívora, *C. obsoletum*. *A. amazilia* posee un característico pico largo y angosto, adaptación que le permite tomar el néctar de las flores sin dificultad; sin embargo, su compañero de gremio, *C. flaveola*, posee un pico mucho más corto que el de *A. Amazilia*, pero, de similar tamaño que el de *C. Obsoletum*, un ave insectívora. Sin embargo, las medidas de las variables que determinan la forma del pico de *A. amazilia* y *C. flaveola* son similares. Podría ser, que las características morfométricas que determinen la relación entre la morfometría del ave y su alimento, sean aquellas relacionadas con la forma del pico y no, las que determinan el tamaño del mismo.

Con trabajos similares a los de Grant y Bog, la teoría de la selección darwiniana ha quedado más clara, pero, es una característica de la comunidad científica el no aceptar un hecho como absoluto; por

ello, en otras investigaciones, no se han encontrado correlaciones entre el alimento y el pico de las aves. Una de ellas, es la realizada por Marone *et al.* (2002) sobre la teoría de la evolución por selección natural como premisa de la investigación ecológica; donde analizan, si ciertas características del recurso alimentario, semillas, podían estar asociadas a algunas características morfológicas de las aves.

Marone *et al.* (2002) estimó que el tamaño de las semillas consumidas por las aves varían de 0,06 a 0,70 mg. Dado que, el pico es el determinante del tipo de alimento que las aves pueden ingerir, postuló que la variación en el tamaño de las semillas disponibles actúa como fuerza selectiva, moldeando las dimensiones del pico; por lo que, esperaban hallar una relación positiva, y para evaluar esa hipótesis, comparó que el peso de las semillas y las medidas del pico de las especies *Poospiza toquata*, *P. omata*, *Phrygilus carbonarius*, *Zonotrichia capensis*,

Saltatricula multicolor y *Diuca diuca*. Pero, los resultados no revelaron la relación que esperaban. Del mismo modo, al realizar en laboratorio la experiencia, no hallaron una relación positiva; pensando que en el campo, la dieta de las aves puede reflejar la acción de otro tipo de restricciones distintas a las impuestas por el tamaño del alimento.

Entre los trabajos que comprueban la hipótesis, de que el tipo de pico está asociado al alimento que consumen las aves, se encuentra el realizado por Colorado (2004), donde evaluó la relación existente entre las características morfológicas de las aves y el tipo de recurso alimenticio que explotan para determinar si existe relación entre morfometría y tres gremios alimenticios: frugívoros, insectívoros y nectarívoros. Las variables tomadas en cuenta para dicha experiencia fueron: el culmen expuesto, la distancia de las narinas a la punta del pico, la longitud total del pico desde la base del cráneo, el alto y el ancho del pico a la altura de las narinas, la amplitud de la comisura bucal, la longitud del tarso, la máxima amplitud de dedos, el ancho en la base del hálux, la longitud de ala y de la cola, la longitud total, y el peso, las que al ser analizadas, sus resultados mostraron que el patrón más claro de asociación, lo obtuvo el grupo de aves nectarívoras, y las variables que tienen mayor peso en la explicación de tal fenómeno de asociación son aquellas relacionadas con la medida del pico y el tamaño del ave. Sin embargo, otras investigaciones en morfometría de aves, asocian a las diferencias de la longitud del pico al dimorfismo sexual que existe en algunas especies como es el caso del género *Calidris* (García-Lau *et al.*, 2012).

Por otro lado, al comparar el primer y segundo factor se puede inferir patrones de proporcionalidad entre las variables morfométricas obtenidas. Determinando en

tal sentido, que a la observación de ellas, aves con patas pequeñas presentan los picos más largos; y que también es evidente, en aves con menor comisura bucal presentan picos más largos. Por ello, y por las inferencias propuestas de Colorado (2004), Marone *et al.* (2002) y otros, es necesario realizar una toma más amplia de caracteres que incluyan algunos internos morfofisiológicos.

Conclusiones

Existe relación positiva entre el pico y tamaño del ave y gremio alimenticio al que pertenece.

Las variables morfométricas que determinan la relación del ave con su alimento son las que definen el tamaño del pico, forma del pico y el tamaño del ave.

Agradecimientos

Los autores agradecen el invaluable apoyo de la profesora María Isabel Izquierdo Henríquez, de la Escuela de Estadística, por su tiempo dedicado a los análisis estadísticos de la investigación; apoyo guiado por su gusto indescriptible por la Biología.

Literatura citada

- Colorado, G. 2004. Relación de la morfometría de aves con gremios alimenticios. Boletín SAO, 14 (26-27): 25-32.
- Chávez, C.; C. Sáenz & M. Spínola. 2012. Segregación en aves insectívoras con base en la morfometría del pico y la longitud total. Aporte santiaguino, 5 (1): 60-67.
- Ginnobili, S. 2010. La teoría de la Selección Natural Darwiniana. Theoria, 25 (1): 37-58.
- García-Lau, I.; A. Gonzáles; A. Jiménez; M. Acosta & L. Mugica. 2012. Razón de sexos y morfometría de *Calidris minutilla* (Aves, Scolopacidae) en Cuba: un análisis a partir de especímenes en colecciones científicas. Animal Biodiversity and Conservation, 35 (1): 51-58.
- Marone, L.; F. Miles; R. Gonzales & V. Cueto. 2002. La

Teoría de la Evolución por Selección Natural como premisa de la investigación ecológica. *Interciencia*, 27 (3): 137-142.

Núñez-Zapata, J.; L. Pollack-Velásquez; E. Huamán-Rodríguez; J. Tiravanti-Chocos & E. García-Solano. 2016. A compilation of the birds of La Libertad Region, Peru. *Revista Mexicana de Biodiversidad* 87(1): 200–215.

Ruíz, R. & F. Ayala. 2002. De Darwin al DNA y el origen de la humanidad: la evolución y sus polémicas. (1^o ed.). México: Ediciones Científicas Universitarias.

FE DE ERRATAS

En Arnaldoa 22(2): 495-506 por un error involuntario de impresión en el artículo: The chromosomes of the rare and endemic genus *Famatinanthus* (Famatinanthoideae, Asteraceae), debió incluirse la Tabla 1.

Table 1. Chromosomal features of *Famatinanthus decussatus* compared to related species. C = average chromosomal length; LT = total length of haploid genome; r = ratio between the longest and the shortest chromosome in the complement.

Tribe	Species	2n	C (range) μm	LT μm	r	Reference
Barnadesioideae	<i>Barnadesia odorata</i>	52	3.56 (1.83-4.89)	90.82	2.67	Wulff, 1995
	<i>Barnadesia caryophylla</i>	54	3.41 (1.92-4.02)	161.4	2.10	Watanabe <i>et al.</i> , 2007
	<i>Dasyphyllum brasiliense</i>	54	3.74 (2.44-5.03)	185.32	2.06	“
	<i>Dasyphyllum spinescens</i>	54	3.46 (2.48-4.44)	185.46	1.79	“
	<i>Doniophyton anomalum</i>	50	1.23 (0.64-1.92)	36.25	3.00	Wulff, 1990
	<i>Doniophyton patagonicum</i>	48	1.34 (0.88-2.15)	32.0	2.44	“
	<i>Chuquiraga echeagarayi</i>	54	4.33 (3.19-5.68)	117.15	1.78	“
	<i>Chuquiraga erinacea</i> spp. <i>hystrix</i>	108	3.85 (2.74-5.34)	232.9	1.95	“
	<i>Chuquiraga spinosa</i> ssp. <i>australis</i>	54	2.11 (1.47-3.05)	57.18	2.07	“
Famatinanthoideae	<i>Famatinanthus decussatus</i>	54	1.75 (1.25-2.27)	47.02	1.87	
Stifftioideae	<i>Stifftia chrysantha</i>	54	2.41 (1.72-3.10)	126.52	1.80	Watanabe <i>et al.</i> , 2007
Mutisioideae	<i>Chaptalia nutans</i>	50, 100	1.9 (1.3-2.5)	-	-	Fregonezi <i>et al.</i> , 2004
		48	2.45 (1.19-3.71)	95.68	3.12	Watanabe <i>et al.</i> , 2007
	<i>Chaptalia integrifolia</i>	48	2.14 (1.20-3.08)	82.28	2.57	“
	<i>Chaetanthera ciliata</i>	22	(5.19-9.06)	74.61	1.75	Baeza & Schrader, 2005b
	<i>Chaetanthera chilensis</i>	22	(4.54-8.00)	65.04	1.76	“
	<i>Chaetanthera incana</i>	22	5.98 (4.26-7.70)	66.55	1.81	Baeza <i>et al.</i> , 2008
	<i>Chaetanthera linearis</i>	22	3.7 (2.4-5)	40.9	2.08	Baeza <i>et al.</i> , 2010a
	<i>Chaetanthera microphylla</i>	24	4.0 (2.54-5.47)	46.41	2.15	Baeza & Schrader, 2005a
	<i>Chaetanthera pentacaenoides</i>	20	4.31 (2.93-5.79)	43.13	1.90	Baeza & Torres Díaz, 2006
	<i>Chaetanthera renifolia</i>	44	4.5 (2.0-7.0)	85.2	3.5	Baeza <i>et al.</i> , 2010b
	<i>Mutisia campanulata</i>	52	4.33 (1.88-6.78)	176.66	3.61	Watanabe <i>et al.</i> , 2007
	<i>Schlechtendahlia luzulaefolia</i>	16	10.42 (4.92-16.92)	83.42	3.43	Cialdella & López, 1981
	<i>Trixis praestans</i>	54	1.77 (1.34-2.20)	92.58	1.64	Watanabe <i>et al.</i> 2007

INSTRUCCIONES A LOS AUTORES

PERFIL EDITORIAL

Arnaldoa es una publicación abierta a trabajos científicos originales y revisiones de botánica pura o aplicada en sus diversas áreas: Sistemática y taxonomía de plantas avasculares y vasculares, morfología, citología y genética, corología y ecología, etnobotánica, biología reproductiva, estructura y desarrollo, microbiología y parasitología, ficología, micología, zoología.

La edición de los artículos se efectúa en 4 etapas:

1. Evaluación de la calidad y presentación del manuscrito original a cargo del Comité Editorial. Los artículos que no se ajusten a las normas editoriales serán devueltos antes de evaluar su contenido.

2. Evaluación del fondo o contenido del manuscrito a cargo de dos árbitros anónimos no pertenecientes al equipo editorial; posteriormente, se informa al autor el resultado de la evaluación (aceptación, correcciones a introducir en el texto o su desaprobación).

3. Evaluación de la forma o corrección de estilo a cargo del Comité Editorial.

4. Revisión de las pruebas de imprenta a cargo del autor y Comité Editorial. Se recomienda a los autores poner énfasis en la redacción, sintaxis, ortografía, citas y referencias bibliográficas, nombres científicos y abreviaturas de los autores.

La extensión podrá ser hasta de veinte páginas impresas, incluidas figuras y tablas; la dirección de la revista considera posibles excepciones.

PAUTAS DE ESTILO

1. Instrucciones generales

-Los manuscritos pueden ser escritos en idioma español, portugués o inglés en

letra Times New Roman a 12 puntos, doble espacio, con márgenes 2,5 cm, en una sola cara de la hoja tamaño A4. Numerar páginas e ilustraciones.

-Se envían tres copias impresas de los originales a la redacción de la Revista. En esta instancia, se incluye sólo buenas copias de las ilustraciones (no los originales). Una vez aceptado el trabajo, debe ser enviado en un CD o Correo electrónico.

-Los artículos incluyen: Introducción, Material y métodos, Resultados, Discusión, Agradecimientos, Literatura citada.

2. Estilo

-Se alinea el texto a la izquierda, sin sangrías, centrados o justificados, evitando subrayados, cursivas (excepto para los nombres científicos) y, en lo posible, llamadas a pie de página.

-Las palabras deben ir separadas por un solo espacio.

-En caso de que hubiera tablas o cuadros, comenzarlos en página separada, con un corte de página. Se citan las figuras y tablas en el texto (Fig. 1).

-Los patronímicos (en autores, referencias bibliográficas, siglas, material estudiado) van en minúsculas.

-Las citas en idiomas extranjeros y nombres vernáculos llevan comillas.

-Los taxones genéricos e infragenéricos se escriben en cursiva; las siglas son citadas solamente la primera vez que se la menciona.

3. Primera página

-El título debe ser breve y conciso, escrito con minúsculas y sin punto final. Si corresponde, entre paréntesis se incluye el nombre de la Familia o División. Se sugiere un título abreviado para el titulillo.

-Se cita a continuación el o los autores e inmediatamente por debajo se indica lugar de trabajo, dirección postal y electrónica.

-Se acompaña un resumen en español y otro en inglés (abstract), que no superen las 250 palabras, escritas en un párrafo independiente. Tanto el resumen y el abstract consisten en un único párrafo (sin puntos aparte). En ambos resúmenes se añaden hasta 10 palabras clave complementarias al título.

4. Abreviaturas

-Los autores de los taxones deben ser abreviados de acuerdo con "Authors of Plants Names" (Brummit & Powell, 1992) o en la web:

http://cms.huh.harvard.edu//databases/botanist_index.html

-Los libros se abrevian de acuerdo con "Taxonomic Literature", 2da Edición; las publicaciones periódicas según BPH ("Botánico-Periodicum-Huntianum", 1969) y BPH/S ("Botanico-Periodicum-Huntianum/Supplementum", 1991), ambas en la web.

http://cms.huh.harvard.edu//databases/publication_index.html

-Los Herbarios se abrevian según Thiers, B. [continuamente actualizada]. Index Herbariorum: A global directory of public herbaria and associated staff. New York Botanical Garden's Virtual Herbarium.

<http://sweetgum.nybg.org/ih/> (accedido en septiembre de 2013).

-Las unidades de medida, los acrónimos y los puntos cardinales no llevan punto.

5. Tratamientos taxonómicos

5.1. Las claves serán dicotómicas.

5.2. Descripciones de especies nuevas:

Previa a la descripción, se coloca el nombre, en negrita y cursiva, seguido por el nombre o sigla del autor; a continuación se indica el tipo de novedad que se propone (sp. nov., comb. nov., entre otras). Al final se debe hacer referencia a la ilustración, si existiera (ver ejemplo). Luego, se comienza indicando el material tipo, y entre paréntesis la sigla (o siglas) del herbario (s) donde se halla (n) depositado (s).

Ejemplo:

Larnax macrocalyx S. Leiva, E. Rodr. & Campos sp. nov. (Fig. 2)

TIPO: PERÚ. Dpto. Cajamarca. Prov. San Ignacio; Distrito Tabaconas, Caserío La Bermeja, La Bermeja-Huaquillo, 1700-1940 m, 20-XI-1997, E. Rodríguez & R. Cruz 2052 (Holótipo: HUT; Isótipos. AMAZ, CONN, CORD, F, HAO, M, MO, MOL, NY, USM).

A continuación, se comienza en párrafo aparte, la diagnosis en inglés o en latín y en cursiva.

En párrafo aparte, se escribe la descripción detallada en idioma vernáculo, seguido en párrafo aparte: nombre vulgar, especímenes adicionales examinados, comparación con las especies afines, distribución y ecología, fenología, estado actual, etimología, usos.

Los taxones nuevos para la ciencia deben estar ilustrados, sobre todo en lo que respecta a sus caracteres diagnósticos y en lo posible un mapa de distribución y claves taxonómicas.

5.3. Especies ya descritas:

Se consigna el nombre de la especie (en negrita y cursiva) seguido por el nombre o sigla del autor (es) y la cita bibliográfica; a continuación se coloca el basónimo si correspondiera. Siguen inmediatamente los datos del material TIPO, empleando

signos de admiración si el material fue visto o revisado (Ej. NY!). En párrafo aparte se indican los sinónimos. Ejemplo:

Nasa carunculata (Urb. & Gilg) Weigend, comb. nov. *Arnaldoa* 5 (2): 1998. Basónimo, *Loasa carunculata* Urb. & Gilg, *Nova Acta Caes. Leop. Carol. German. Nat. Cur.* 76: 243-1900.

TIPO: Perú: [Prov. Desconocida] *Lobb* 358 (Holótipo: K!, fotografía F!, neg. nr, 495).

= *Loasa vestita* Killip, *Journ. Wash. Acad. Science* 19: 194, 1929. TIPO: PERÚ. **Dpto. Ayacucho**, Prov. Huanta, al Norte de Huanta, cerca de Huayllay, 3500-3600 m, *Weberbaueri* 7591 (Holótipo US!; Isótipos: k!, F!, NY!, BM!, S!, MO!).

En párrafo aparte, se escribe la descripción detallada en idioma vernáculo, seguido en párrafo aparte, nombre vulgar, especímenes examinados, comparación con las especies afines, distribución y ecología, fenología y usos. Etimología es solo para especies nuevas.

6. Especímenes adicionales examinados

-Si el material examinado es abundante, se citan solamente los ejemplares más representativos (por su fenología, distribución, entre otros) en el texto.

-En el texto, los especímenes se citan luego de la descripción, de acuerdo al siguiente orden: PAÍS (en mayúsculas). Departamento/ Estado (Dpto./Edo, en negrita), Provincia, localidad, altitud (m), fecha (el mes en números romanos: 10-X-2013), colector y número de colección (en cursiva). Seguidamente se indica entre paréntesis la sigla del o de los herbarios donde se hallan los ejemplares. Finalmente y entre comillas se anotan las observaciones del colector. Se separan los ejemplares contiguos mediante punto y guión. Las

grandes unidades geográficas tales como continentes o subcontinentes son separadas; dentro de ellas, los países se ordenan de norte a sur y de oeste a este, constituyendo cada uno un párrafo independiente.

-Los Estados, Departamentos y Provincias de un mismo país se ordenan alfabéticamente y se agrupan en párrafos. Ejemplo:

PERÚ. **Dpto. Amazonas**, Prov. Chachapoyas, Leymebamba, alrededores de Laguna de los Cóndores, 2500-2600 m, 16-VIII-1998. *V. Quipuscoa et al.* 1241, "abundante" (CONN, CORD, F, HAO, HUT, MO).

7. Literatura citada

-Se incluyen solo las publicaciones de los trabajos mencionados en el texto.

-Los autores se escriben en negrita y se ordenan alfabéticamente, si existieran varios trabajos del mismo autor, se citan en orden cronológico, adjuntando las letras a, b, c, cuando corresponda.

-Si el número de autores es mayor de dos, agregar *et al.* al primero de ellos cuando sean citados en el texto; sin embargo, todos los autores deben figurar en la bibliografía general.

-Las citas en el texto se efectúan según los siguientes modelos: Weigend (1998); según Weigend (1998); Weigend (1998: 162); (Weigend, 1998); Weigend (1998; 2002); Weigend & Rodríguez (2002); Weigend & Rodríguez (2002: 07); (Weigend & Rodríguez, 2002); Weigend *et al.*, 1998; (Weigend *et al.*, 1998) cuando son 3 ó más autores; (Visión & Dillon, 1996; Dillon, Leiva & Quipuscoa, 2007; Leiva & Barboza, 2009).

Ejemplo:

D'Arcy, W.G. 1986. The genera of

Solanaceae and their types. *Solanaceae Newsletter* 2 (4): 10-33.

Hunziker, A. T. 1979. Estudios sobre Solanaceae; A synoptic survey, pages: 49-85. In J. C. Hawkes; R. L. Lester & A. D. Skelding. Editors. *Solanaceae Biology and Taxonomy* Academic London Press. London.

Mione, T. & F. C. Coe. 1992. Two new combinations in Peruvian *Jaltomata* (Solanaceae). *Novon* 2: 383-384.

Weigend, M. & E. Rodríguez. 1998. Una nueva especie de *Mentzelia* (Loasaceae) procedente del Valle Marañón en el Norte del Perú. *Arnaldia* 5(1): 51-58.

Dillon, M. O.; Y. Tu; A. Soejima; T. Yi; Z. Nie; A. Tye & J. Wen. 2007. Phylogeny of *Nolana* (Nolaneae, Solanoideae, Solanaceae) as inferred from granule-bound starch synthase i (GBSSI) sequences. *Taxon* 65: 1000-1012.

8. Ilustraciones

-Las fotografías, dibujos, mapas, gráficos, entre otros, individuales o agrupados se tratan como figuras (abreviatura: Fig.).

-Van en negrita y se enumeran consecutivamente con números arábigos, siguiendo el orden con que aparecen en el texto. Cada uno de los elementos es identificado con letras mayúsculas de izquierda a derecha y de arriba hacia abajo; selecciona el tamaño de las letras de modo que, reducidas al formato (caja) de la revista, midan 3 mm.

-Las dimensiones se indican mediante escalas; se recomienda que todas las escalas de una ilustración se ubiquen en la misma posición preferentemente a la derecha (vertical u horizontal).

-Todas las ilustraciones deben ser de calidad; las fotografías deben ser a color o en blanco y negro, en papel liso (brillante)

o digitalizados en alta resolución (mayor a 300dpi o ppp, archivos TIF o JPG), y buen contraste; si varias fotografías componen una figura, se las separa mediante un filete blanco que, reducido al tamaño de la caja, no supere de 1 mm de ancho.

-Presentar dibujos y mapas en tinta china o impresos en laser; los mapas tienen el norte (N) hacia arriba, con al menos dos marcas de latitud y de longitud y una escala en kilómetros. Se recomienda especialmente para trabajos anatómicos y morfológicos evitar repetir dibujos de cortes con micrografías; solo en casos conflictivos puede existir esta doble documentación. Asimismo, los esquemas diagramáticos deben respetar estrictamente el plano del corte.

-No se debe reunir en una misma figura fotografías y dibujos.

-El tamaño máximo de las ilustraciones (incluidas las leyendas) es el del tamaño del formato del texto (caja), o sea 20 cm, (alto) x 14 cm (ancho); de ser mayores, para reducirlas, se debe respetar la misma proporción.

-También se aceptan medias láminas transversales y/o verticales, las que deben respetar el ancho del formato (caja). Indican las medidas mediante escalas.

-Las leyendas de las ilustraciones se anotan en hoja aparte, indicando el nombre del material ilustrado y su número de referencia.

-Las figuras deben ser montadas sobre cartón (apenas adheridas, para que puedan despegarse) y protegidas con papel transparente; en el dorso del soporte deben anotarse el número de la figura, el nombre del autor y el título abreviado del trabajo.

-Las ilustraciones originales deben ser

enviadas junto con la versión definitiva del manuscrito.

Énfasis en las tablas, cuadros, los mismos que deben ser realizados en Excel o afines.

9.Separados

Cada autor recibe el pdf; además, puede solicitar a su cargo un número adicional, en el formulario impreso que se le hará llegar posteriormente.

Dirigir correspondencia a:

Director

Revista ARNALDOA

Museo de Historia Natural y Cultural

Universidad Privada Antenor Orrego

Casilla Postal 1075

Av. América Sur 3145

Urb. Monserrate, Trujillo, PERÚ

Telf. +51 (044) 604462

Email: museo@upao.edu.pe

La Revista **ARNALDOA** correspondiente al primer semestre del
año 2016, se terminó de imprimir el 15 de junio del 2016
en los talleres gráficos de Inversiones Gráficas G & M S.A.C.,
Calle San Martín 674, Trujillo - Perú.
Teléfono 044 - 223347
littonseo4@hotmail.com