



Revista del Museo de Historia Natural

ARNALDOA

UNIVERSIDAD PRIVADA ANTEOR ORREGO



ISSN : 1815-8242
TRUJILLO
REPUBLICA DEL PERÚ

16 (1)
Enero - Junio
2009

ARNALDOA

Volumen 16, Número 1

Enero - Junio, 2009

ISSN 1815-8242

ARNALDOA es una publicación de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo, Perú, editada semestralmente por el Museo de Historia Natural. Es norma de la revista que los artículos que se publican sean juzgados previamente por árbitros que dictaminen sobre sus merecimientos.

ARNALDOA acepta manuscritos originales e inéditos en idioma español o inglés, que deben seguir los lineamientos establecidos en *Instrucciones a los Autores*, las que aparecen al final de cada volumen. Se envía en canje con publicaciones similares en botánica, sistemática y evolución, ecología, diversidad biológica y cultural, o temas afines a la historia natural.

La Revista *ARNALDOA* se reserva todos los derechos legales de reproducción de su contenido.

ARNALDOA se encuentra indizada en **LATINDEX** (Sistema Regional de Información en Línea para Revistas Científicas de América Latina, el Caribe, España y Portugal); **SciELO** (Scientific Electronic Library Online) y **PERIODICA** (Índice de Revistas Latinoamericanas en Ciencias).

Las opiniones expresadas por los autores son de su exclusiva responsabilidad y no reflejan necesariamente los criterios del Comité Editorial de *ARNALDOA*

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

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

Carátula: Fotografía de *Arnaldoa weberbaueri* (Asteraceae)

Foto: M. O. Dillon ©

Diagramación e impresión: Inversiones Gráfica G y M SAC



Revista del Museo de Historia Natural

ARNALDOA

UNIVERSIDAD PRIVADA ANTENOR ORREGO

El Museo de Historia Natural, 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
TRUJILLO
REPÚBLICA DEL PERÚ

16 (1)
Enero - Julio
2009



UNIVERSIDAD PRIVADA ANTENOR ORREGO

Dr. Guillermo Guerra Cruz
Rector

Dr. Víctor Raúl Lozano Ibáñez
Vicerrector Académico

M.Sc. Julio Chang Lam
Vicerrector Administrativo

Segunda Torre Compañía
Revista ARNALDO
Museo de Historia Natural
Universidad Privada Antenor Orrego
Calle lateral 1073
URUP - URB. URUP
Telf: (051) 044 - 204482
www.upa.edu.pe

Impreso en Perú
Printed in Peru

Hecho el Depósito Legal en la Biblioteca Nacional del Perú: N° 2006-3879

Registro de la Propiedad Intelectual

© 2009 Universidad Privada Antenor Orrego

ISSN : 1815-8242

TRUJILLO

REPÚBLICA

16 (1)

Enero - Julio

2009

Diseño y Impresión

MUSEO DE HISTORIA NATURAL

Segundo Leiva González
Director

Mario Zapata Cruz
Asistente Técnico Área Biología

Guillermo Gayoso Bazán
Asistente Técnico Área Arqueología

REVISTA ARNALDOA
Segundo Leiva González
Director

Mario Zapata Cruz
Editor

Michael O. Dillon
Editor Asociado

Comité Editorial

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

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

alina.freire@mobot.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

Reynaldo Linares Palomino

Department of Systematic Botany, Albrecht-von-Haller-Institute for Plant Sciences, University of Göttingen, Untere Karspüle 2, 37073-Göttingen, GERMANY.

Eric Rodríguez Rodríguez

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

Guillermo Gayoso Bazán

Museo de Historia Natural, Universidad Privada Antenor Orrego, Trujillo, PERÚ,

ggayosoba@hotmail.com

Pedro Lezama Asencio

Departamento Académico de Ciencias, Universidad Privada Antenor Orrego, Trujillo, PERÚ. lezama_a@hotmail.com

Jorge Vidal Fernández

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

Víctor Quipuscoa Silvestre

Herbario HUSA, 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 Javier Prado, Av. Arenales 1256, Jesús María, Lima, Apartado 14-0434, Lima 14, PERU. wilmersantiago@hotmail.com

Mario Benavente Palacios

Museo de Historia Natural Javier Prado, 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

Revista del Museo de Historia Natural
ARNALDOA
UNIVERSIDAD PRIVADA ANTENOR ORREGO

Volumen 16 (1) Enero - Junio, 2009

Contenido / Contents

Pág. **ARTICULOS ORIGINALES**

- 7 **A new species of *Magnolia* (Magnoliaceae) from the Alto Mayo region, San Martín, Peru / *Una nueva especie de Magnolia (Magnoliaceae) de la región del Alto Mayo, San Martín, Perú*
MICHAEL O. DILLON & ISIDORO SANCHEZ VEGA**
- 13 ***Iochroma lilacinum* e *Iochroma tingoanum* (Solanaceae) dos nuevas especies del norte del Perú / *Iochroma lilacinum and Iochroma tingoanum (Solanaceae) two new species from Northern Peru*
SEGUNDO LEIVA GONZALEZ**
- 25 ***Clusia rigida* (Clusiaceae), a new xeromorphic species from the upper Marañón Valley, Peru/ *Clusia rigida, una nueva especie xeromorpha del Valle del Marañón, Perú*
MATS GUSTAFSSON**
- 29 ***Larnax abra-patriceae* (Solanaceae) una nueva especie del Departamento de Amazonas, Perú / *Larnax abra-patriceae (Solanaceae) a new species from Amazonas Department, Peru*
SEGUNDO LEIVA GONZÁLEZ**
- 37 ***Nordenstamia magnifolia* (Asteraceae: Senecioneae) una especie nueva del norte del Perú / *Nordenstamia magnifolia (Asteraceae: Senecioneae) a new species from northern Peru*
HAMILTON BELTRÁN SANTIAGO & JOSÉ CAMPOS DE LA CRUZ**
- 41 **Adiciones al Catálogo de los Tipos e Isótipos del Herbarium Truxillense (HUT) / *Additions to the Catalogue of Types and Isotypes of the Herbarium Truxillense (HUT)*
ERIC F. RODRÍGUEZ RODRÍGUEZ, SANDRA J. ARROYO ALFARO & ARNALDO LÓPEZ MIRANDA**
- 53 **Crecimiento de *Plukenetia volubilis* L. «sacha inchi» cultivado en condiciones de invernadero / *Growth of Plukenetia volubilis L. «sacha inchi» cultivated in greenhouse conditions*
JAIME ESPINOZA CARBAJAL, JORGE CASTRO SILUPÚ & ROBERTO GUILLEN VALDIVIEZO**
- 61 **Actividad de las peroxidasas solubles en la germinación de semillas de *Capsicum annum* L. osmoacondicionadas con manitol / *Activity of soluble peroxidases in the germination of Capsicum annum L. seeds osmotic conditioning with manitol*
JORGE E. CASTRO SILUPÚ, JAIME G. ESPINOZA CARBAJAL & ROBERTO C. GUILLEN VALDIVIEZO**
- 69 **Extracción de azúcares reductores totales de «peladilla» de *Asparagus officinalis* «espárrago» / *Extraction of sugars total reducers of «peladilla» of Asparagus officinalis «asparagus»*
CECILIA BARDALES, CARLOS LEÓN, JOSÉ MOSTACERO, JULIO ARELLANO, CARLOS NOMBERTO, ORLANDO PRETEL & MARCO SALAZAR**

- 75 **Nuevas adiciones a la flora del Perú, IV / *New records for the flora of Peru, IV***
*ELIANA LINARES PEREA, ANTONIO GALÁN DE MERA, JOSÉ CAMPOS DE LA CRUZ,
WILLIAM NAURAY HUARI & JOSÉ VICENTE ORELLANA*
- 61 **Nuevas adiciones de angiospermas a la flora del norte de Bolivia / *New additions to the angiosperms flora of northern Bolivia***
SAÚL ALTAMIRANO AZURDUY & HARRISON RAMOS DE SOUZA
- 93 **Antibacterial Activity of Medicinal Plants of Northern Peru – Part II / *Actividad antibacteriana de plantas medicinales del norte del Perú – Parte II***
RAINER W. BUSSMANN, ASHLEY GLENN, KAREN MEYER, ALYSE ROTHROCK, ANDREW TOWNESMITH, DOUGLAS SHARON, DORIS DÍAZ, MYRA CASTRO, ROSALIE CARDENAS, SAMUEL REGALADO, RIGOBERTO DEL TORO, GABRIEL CHAIT, GONZALO MALCA & FREDY PEREZ
- 105 **Phyto-Chemical Analysis of Peruvian Medicinal Plants / *Análisis fitoquímico de plantas medicinales peruanas***
RAINER BUSSMANN, ASHLEY GLENN, KAREN MEYER, ALYSE ROTHROCK, ANDREW TOWNESMITH, DOUGLAS SHARON, MYRA CASTRO, ROSALIE CARDENAS, SAMUEL REGALADO, RIGOBERTO DEL TORO, GABRIEL CHAIT, GONZALO MALCA & FREDY PEREZ
- 111 **Inducción de triploides por shock térmico en *Oncorhynchus mykiss* «trucha arco iris» en el centro piscícola de Motil, La Libertad, Perú / *Triploid induction by thermal shock in Oncorhynchus mykiss «trout rainbow», Motil Piscicola Center, La Libertad, Perú***
*ROSA FERNÁNDEZ CHUMBE, ZULITA PRIETO LARA, BIANNY RODRÍGUEZ RODRÍGUEZ
& LIZ VARGAS DÍAZ*
- 117 **Contaminación del ecosistema marino en Puerto Malabrigo / *Pollution in the marine ecosystem of Port Malabrigo***
PEDRO QUIÑONES PAREDES & FEDERICO GONZALES VEINTEMILLA
- 125 **Registro de *Phytotoma raimondii* «cortarrama peruana» en Virú, departamento La Libertad, Perú, 2009 / *Phytotoma raimondii Peruvian Plantcutter registration in Viru, La Libertad departament, Peru, 2009***
*LUIS POLLACK VELÁSQUEZ, WILLIAM ZELADA ESTRAYER, CÉSAR MEDINA TAFUR
& JORGE TIRAVANTI CHOCOS*

A new species of *Magnolia* (Magnoliaceae) from the Alto Mayo, San Martín, Peru

Una nueva especie de *Magnolia* (Magnoliaceae) del Alto Mayo, San Martín, Perú

Michael O. Dillon

Botany Department, The Field Museum, 1400 South Lake Shore Drive, Chicago, IL 60605, USA. mdillon@fieldmuseum.org

Isidoro Sánchez Vega

Departamento de Biología, Herbario CPUN, Universidad Nacional de Cajamarca, Apartado 55, Cajamarca, PERU. svisidoro@yahoo.com

Abstract

A new species of Magnoliaceae, *Magnolia bankardiorum*, is described from the Altomayo region in the Department of San Martín, Peru. An illustration, photographs, and a discussion of potential relationships are presented. The new species is rare and considered endangered due to habitat destruction.

Key words: *Magnolia*, sp. nov., Dpto. San Martín.

Resumen

Se describe una nueva especie de Magnoliaceae, *Magnolia bankardiorum*, procedente de la cuenca alta del río Mayo, provincia de Rioja, Departamento de San Martín, Perú. Se acompaña una ilustración, fotografías y se replantea una discusión de las relaciones potenciales de esta especie. La especie nueva es rara y consideramos que su actual distribución en el área tipo de colección está en peligro debido a la destrucción del hábitat.

Palabras clave: *Magnolia*, sp. nov., Dpto. San Martín.

Introduction

The Magnoliaceae has 225-240 species with worldwide distribution and contained in as few as two genera or as many as nine, depending upon concepts adopted (Dandy, 1927; Kawasaki, 2004). It is distributed in temperate Asia and eastern North America to tropical and subtropical South America. The Neotropical species range from Mexico to Brazil and the West Indies. The greatest diversity in the Neotropics is in Colombia with ca. 24 species; diversity declines southward. This marks only the third species recorded for Peru and only the second to be described from Peruvian material. The following new species was collected over a decade ago while exploring and documenting the flora of the Río Alto Mayo watershed in northern San Martín (Dillon & Sánchez, 2001; Sánchez *et al.*, 2002).

Magnolia bankardiorum M.O. Dillon & I. Sánchez-Vega Sp. nov. (Figs. 1 - 3)

TYPE: PERU. Dept. San Martín. Prov. Rioja. Dist. Pardo Miguel, entre Aguas Verdes a Paraiso, arriba de Río Serranoyacu, 1120 m, 5°40'S, 77°38'W, 15 Jun 1998. I. Sánchez V., M.O. Dillon, & M. Zapata 9338 (Holotype: F, unicate).

Arbor 8-15 m usque alta. Lamina foliorum elliptica, 15.5-18.5 cm longa, 7.5-9.5 cm lata, coriacea; petiolo 2-3.5 cm longo utraque margine cicatrice stipulari. Flos singularis terminalis; sepala 3, ca. 4.5 cm longa, 1.5-2 cm lata; petala 8, alba, 5-5.5 cm longa, 1.2-1.5 cm lata; stamina 10-15 mm longa, apice sterili triangulari; carpella 13-15, connata, apice libera, stylis 3-4 mm longis. Fructus ovoideus, ca. 2 cm longa, 1.2-1.5 cm crassa.

Tree to 8-15 m tall. Leaves distinctly alternate; blades elliptic, 15.5-18.5 cm long, 7.5-9.5 cm wide, coriaceous, apex obtuse-apiculate, the tip acute, ca. 5 mm long, bases cuneate, subequal; surfaces abaxially and adaxilly glabrous. Flowers terminal; sepals 3, oblong to obovate, ca. 4.5 cm long, 1.5-2 cm wide, pale green, obtuse; petals 8, white, oblong, 5-5.5 cm long, 1.2-1.5 cm wide, obtuse; stamens early deciduous, strongly curved, 10-15 mm long, apex triangular, sterile; carpels 13-15, connate, apices free, styles 3-4 mm long. Fruit (immature) ovoid to ovate, ca. 2 cm long, 1.2-1.5 cm wide; seeds unknown.

Additional specimens examined

PERÚ. Dept. San Martín. Prov. Rioja. Dist. Pardo Miguel, entre Aguas Verdes y Perla del Mayo, 1150 m, 5°39'S, 77°38'W, 15 Jul 1999, I. Sánchez-Vega, M. Zapata, G. Iberico, & R. Diéguez 10062 (F, CPUN).

Etymology: This handsome new species is named in honor of Susan and James Bankard, longtime patrons of science at The Field Museum and supporters our ongoing efforts to record and document Peru's endangered plant life.

Habitat and distribution: The type locality was on the steep slopes of a quebrada directly above the Río Serranoyacu which contained a mixed evergreen forest at 1120-1150 m (Fig. 3). Since a very few individuals were encountered in 1998 and 1999, it is assumed that this is a rather narrow endemic confined to the region. While there have been reports of a *Magnolia* from further south in the Río Alto Mayo watershed (V. Quipuscoa, pers. com.), it may be that this species has a more extended range. Collections from these areas (e.g., *Quipuscoa et al.* 3923, HUSA) have not been examined in this study.

Diversity and relationships: The segregate genera *Talauma* Juss. and *Dugandiodendron* Lozano have been distinguished from *Magnolia* by having fruits with partially fused follicles and circumscissile dehiscence (Lozano, 1994). Lozano (1983, 1994) accepted *Talauma* at the generic level, as have most floristic workers (Nee, 1994). Molecular studies by Nie *et al.* (2008) and others (Azuma *et al.*, 2001; Kim *et al.* 2001; Qiu *et al.*, 1993), have shown the Neotropical taxa to be a monophyletic group;

however, *Talauma* has been considered to be a sectional category within a broadly defined and monophyletic *Magnolia s.l.* (*Magnolia* subgen. *Magnolia* section *Talauma*) (Frodin & Govaerts, 1996). The present species may well have the fleshy fruits characteristic of *Talauma*; however, the broad *Magnolia* generic concept is accepted in this study with the acknowledgement that future changes in classification are possible as our knowledge of South American taxa increases.

The family was not treated by MacBride in the *Flora of Peru* series and the family was not recorded in Brako & Zarucchi (1993). The family was reported from Peru by Lozano (1994) and was known to occur there by Alwyn Gentry, who had collected it with the senior author (MOD) in 1978 in Dept. Amazonas (*Gentry et al.* 22968, MO) and several additional collections.

This marks the third *Magnolia s.l.* recorded for Peru and the first from the uplands of the *selva alta* of Dept. San Martín. The other two species were originally described as *Talauma* (Lozano, 1994) from lowland habitats of the *selva baja* typically below 500 m. The first, *M. amazonica* (Ducke) Govaerts is widely distributed in the western Amazon basin with reports from Brazil (where it was described from), Ecuador, Bolivia, and several departments in Peru, including Amazonas, Cusco, Junín, Loreto, Madre de Dios, and Pasco. The second, *M. rimachii* (Lozano) Govaerts was described from Dept. Loreto and has been recorded from lowland localities in Bolivia and Ecuador. Both these taxa are readily distinguished from *M. bankardiorum* by the former species much larger, elliptic to obovate or strap-shaped leaves, 25-30 cm long.

Our species falls into Lozano's (1994) group of Neotropical *Magnolia* with ellipsoid fruits, fewer than 30 carpels, and glabrous internodes, such as, *M. henaoui* (Lozano) Govaerts described from Colombia at elevations of nearly 2000 m, and *M. morii* (Lozano) Govaerts from lowland forests in Panama at 350 m. These two species have oblong – elliptic leaves with acute apices and narrowly elliptic apical buds. In *M. bankardiorum*, in contrast, the leaves are elliptic to oval, obtuse apically and with a with terminal acute tip. The gynoecium is ovate to globose, not ellipsoidal, and the 13-15 carpels



Fig. 1. Illustration of *Magnolia bankardiorum*. A. Flower. B. Flower buds. C. Leaf (drawn from Sánchez *et al.* 9338. F).



Fig. 2. *Magnolia bankardiorum*. A. Flower. B. Close-up of carpels and caducus, strongly curved stamens in the foreground. Photographs were taken of the holotype collection (Sánchez *et al.* 9338. F).

are tightly fused. Further, the petals are longer and narrower and distinct from any of the previously mentioned congeners. Speculation on relationships must await planned molecular studies on South American Magnoliaceae (J. Wen, pers. comm.).

A second collection of *Magnolia* from the region of the type of *M. bankardiorum* in 1999 (Sánchez-Vega, *et al.* 10062, F and CPUN) has leaf blades more oval to orbicular in shape and slightly shorter at ca. 11 cm long. The differences in leaf shape may be due to environmental or seasonal differences, but until further samples are made, interpretation of this phenotypic variability is not possible.

Conservation status: When we first encountered this small tree species in 1998, we were only successful in finding one individual during our search of the area. We felt sure there were likely more in the area, but we were not prepared to spend an extended time in one locality. When the second author (ISV) returned to the same area

in 1999, again, an single individual was encountered in the area of the type locality. In June 2008, after nearly a decade, we returned to the upper Rio Alto Mayo valley in an attempt to relocate *M. bankardiorum* in the forests near Aguas Verdes. We visited the type locality and were dismayed that the forest had largely been clear cut and planted in coffee. It is probable that additional trees exist somewhere in the area, but at present, we fear that it is extirpated in the locality of the type collection. We are continuing our efforts at finding this beautiful, rare and endangered species, emblematic of all organisms threaten in this habitat.

Acknowledgements

This species was discovered during floristic inventories conducted under the auspices of the Universidad de Cajamarca. Financial support for our initial studies was provided, in part, from the National Geographic Society Grant 5791-96 and the Laura & Marshall Front Fund from the Field Museum. Recent



Nº 2193941

FIELD MUSEUM
OF
NATURAL HISTORY

PLANTAS DEL PERU
Universidad Nacional de Cajamarca
(CPUN)

anicate

MAGNOLIACEAE

Talauma

Depto. San Martín Prov. Rioja Dist. Pardo Miguel, entre
Poblado Aguas Verdes a Paraiso, arriba de Rio Serrano Yacu
Alt. 1120 m. [5° 40'S, 77° 38'W]

Bosque perennifolio

Arbol de 10 m. flores con pétalos blanco cremoso

15 Jun 1998

I. Sánchez Vega, M. Dillon & M. Zapata 9338

Fig. 3. *Magnolia bankardiorum*. Scanned herbarium sheet of the holotype (Sánchez et al. 9338, F).

field studies in the Alto Mayo region and efforts to locate this species were supported by the Bankard South American Research Fund and the Field Museum. We thank the many people that helped with our efforts in the field, on the road, and in the laboratory, including Blgo. Mario Zapata, Ing. Roberto Diéguez, Blgo. Segundo Leiva, Blgo. Víctor Quipuscoa, Blgo. Manuel Cabanillas, Sr. Julio Hidalgo, Sr. Hugo Vela, Sr. Aquilo Vargas, Sr. Gustavo Iberico Vela, Sr. Emerson Vargas, and Sr. Lalo Martell. Dr. Nancy Hensold aided in herbarium and library research on this and other species from the Alto Mayo collections. We thank Ms. Nancy Klau for her beautiful illustration of this new species drawn from our collections and photographs.

We acknowledge the efforts of the regional offices of the Instituto Nacional de Recursos Naturales (INRENA) in Rioja and Moyobamba and their magnificent Plan Maestro 2008-2013. The authors are pleased to have been helpful in the development of a conservation and management plan for the Bosque de Protección Alto Mayo. Our floristic inventory was the first effort at establishing baseline data for this area and our efforts in the laboratory and herbarium continue to circumscribe the rich biodiversity we continue to encounter.

We wish to give a special acknowledgement to the late Dr. Gustavo Lozano-Contreras (1938-2000), noted Colombian botanist and Professor of Botany at the Instituto de Ciencias Naturales de la Universidad Nacional in Bogota. He contributed so much to our fundamental knowledge of Neotropical Magnoliaceae and has provided a valuable foundation for future work.

Literature cited

- Azuma, H., J.G. García-Franco, V. Rico-Gray, & L.B. Thien.** 2001. Molecular phylogeny of the Magnoliaceae: the biogeography of tropical and temperate disjunctions. *Am. J. Bot.* 88: 2275-2285.
- Brako, L. & J. L. Zarucchi.** 1993. Catalogue of the Flowering Plants and Gymnosperms of Peru. *Syst. Bot. Mongr.* 45. Missouri Botanical Garden. 1286 pp.
- Dandy, J. E.** 1927. XXXIII. The Genera of Magnoliaceae. *Bull. Misc. Inform. Kew* 7: 257-264.
- Dillon, M.O. & I. Sánchez-V.** 2001. Floristic Inventory of the *Bosque de Protección del Río Alto Mayo* (San Martín, Peru) URL: <http://www.sacha.org/envir/eastlow/intro.html>
- Frodin, D. & R. Govaerts.** 1996. World checklist and bibliography of Magnoliaceae. Richmond Surrey, U.K.: Royal Botanic Gardens, Kew.
- Kim, S. C.-W. Park, Y.-D. Kim, & Y. Shu.** 2001. Phylogenetic relationships in family Magnoliaceae inferred from *NDHF* sequences. *Amer. J. Bot.* 88: 717-728.
- Lozano-C., G.** 1983. Magnoliaceae. In *Flora de Colombia*. Ed. P. Pinto. 1-120.
- Lozano-C., G.** 1994. *Dugandiodendron y Talauma* (Magnoliaceae) en de Neotrópico. Bogotá: Instituto de Ciencias Naturales. Colección Jorge Alvarez Lleras, No. 3, 147 p.
- Nee, M.** 1994. A new species of *Talauma* (Magnoliaceae) from Bolivia. *Brittonia* 46: 265-269.
- Nie, Z., Wen, J., Azuma, H., Qiu, Y., Sun, H., Meng, Y., Sun, W. and Zimmer, E.A.** 2008. Phylogenetic and biogeographic complexity of Magnoliaceae in the Northern Hemisphere inferred from three nuclear data sets. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 48(3): 1027-1040.
- Qiu, Y.L., M.W. Chase, D.H. Les, & C.R. Parks.** 1993. Molecular phylogenetics of the Magnoliidae: cladistic analysis of nucleotide sequences of the plastid gene *rbcL*. *Ann. Missouri Bot. Gard.* 80: 587-606.
- Sánchez-V., I., G. Iberico V., M. Zapata, C., M. L. Kawasaki & M.O. Dillon.** 2001. Nuevos registros para la flora de San Martín, Perú. *Arnaldoa* 8(2): 45-52.

Iochroma lilacinum e *Iochroma tingoanum* (Solanaceae) dos nuevas especies del Norte del Perú

Iochroma lilacinum and *Iochroma tingoanum* (Solanaceae) two 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

Resumen

Se describen *Iochroma lilacinum* S. Leiva & K. Lezama e *Iochroma tingoanum* S. Leiva (Solanaceae) dos nuevas especies del Norte del Perú, procedentes de los Andes. *Iochroma lilacinum* habita en los alrededores de Motil (Agallpampa-Shorey) y el Distrito Salpo, Provincias de Santiago de Chuco y Otuzco, Dpto. La Libertad, Perú, a 2900-3400 m de elevación; se caracteriza por el limbo de la corola con lóbulos lila-intenso o morado en los bordes y verde claro en el área central interiormente, anteras con pelos simples transparentes en el área apical, cáliz con una densa cobertura de papilas glandulares transparentes en el área basal interiormente, arbustos de 1,30-2,70 m de alto; e *Iochroma tingoanum* de los alrededores del pueblo El Tingo (Chachapoyas-Leymebamba), Prov. Chachapoyas, Dpto. Amazonas, Perú, entre los 1770-1800 m de elevación, se distingue por la disposición de las flores en inflorescencias umbeliformes, corola verde-amarillenta el área distal disminuyendo hacia el área basal, área soldada de los filamentos estaminales ciliados rodeados por pelos simples transparentes en un 90-95 % de su longitud basal, arbustos de 1,20-1,70 (-2) m de alto. Adicionalmente a las descripciones se presentan las ilustraciones correspondientes, se discuten sus relaciones con otras especies afines e incluyen datos sobre su distribución geográfica y ecología, estado actual de la especie, nombres vulgares.

Palabras clave: *Iochroma*, especies nuevas, Solanaceae, Norte del Perú

Abstract

Two new species from Andean northern Peru, *Iochroma lilacinum* S. Leiva & K. Lezama and *I. tingoanum* S. Leiva (Solanaceae) are described. *Iochroma lilacinum* grows at 2900-3400 m from localities near Motil (Agallpampa-Shorey, Salpo Distric), Prov. Santiago de Chuco and Otuzco, Dpto. La Libertad. It is characterized as shrubs 1.3-2.7 m tall, calyx with dense glandular and transparent trichomes at the inner base, dark purple corolla lobes with greenish interiors, and the apices of the anthers with single trichomes. *Iochroma tingoanum* grows between 1770-1800 m from near El Tingo (Chachapoyas-Leymebamba), Prov. Chachapoyas, Dpto. Amazonas. It is characterized as shrubs 1.2-1.7(-2) m tall, umbellate inflorescences, corollas green-yellowish, fused staminal filaments with transparent single trichomes over 90-95% its length. In addition to the descriptions are illustrations, a discussion of related species and information on their geographic distribution, ecology, current conservation status, and common names.

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

Introducción

Iochroma Benth (Fam. Solanaceae, Subfam. Solanoideae, Tribu Solaneae, Subtribu Iochrominae, según Hunziker, 2001) es un género mayormente sudamericano, comprende 27 especies arbustivas a pequeños árboles, con vistosas flores de colores muy variados que atraen a «picaflores» para la búsqueda de néctar producido por el

disco nectarífero blanquecino, verdoso, blanquecino-amarillento que se destaca en la base ovárica. Sus frutos también son atractivos siendo bayas cónicas, glaucas, amarillo-anaranjadas, rojas a la madurez, envueltas ajustadamente por el cáliz fruticoso. 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 18 especies (Leiva, 1995, 2005, 2006; S. Leiva *et al.* 1998, 2003; Lezama, *et al.* 2007), que se concentran en la región andina del norte peruano (1500 - 3500 m), por lo que se considera a esta área 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 el clado *Iochrominae* junto a *Acnistus*, *Eryolarynx*, *Vassobia*, *Saracha* y *Dunalia* (Smith & Baum, 2006; Olmstead *et al.*, 2008).

Las continuas exploraciones botánicas a la región Norte del Perú y ahora en los Departamentos La Libertad y Amazonas, me han permitido hallar entre las colecciones dos especies de *Iochroma* con caracteres muy peculiares diferentes a las descritas hasta la fecha y que propongo y describo como nuevas para la ciencia. Con estas adiciones, se incrementan a 29 las especies que integran éste género.

Material y métodos

El material estudiado corresponde a las colecciones efectuadas en estos últimos años por S. Leiva & M. Zapata (HAO), S. Smith (WIS) en las diferentes expediciones realizadas al pueblo Mótíl y sus alrededores, Prov. Santiago de Chuco y al Distrito Salpo, Prov. Otuzco, ambas en el Dpto. La Libertad, entre los 2900-3400 m de elevación y al poblado El Tingo y sus alrededores, Prov. Chachapoyas, Dpto. Amazonas, a los 1700-1800 m de elevación, a fin de obtener colecciones botánicas intensivas para la realización de la monografía del género *Iochroma* en el Perú. Las colecciones se encuentran depositadas principalmente en los Herbarios: CCSU, CORD, F, HAO, HUT, MO. Se fijó material en líquido (alcohol etílico al 30% o AFA), para analizar en detalle los órganos vegetativos y reproductivos y para la elaboración de las ilustraciones. Las descripciones están basadas en caracteres exomorfológicos, que se tomaron *in situ*; se presentan también fotografías, datos de su distribución geográfica y ecología, estado actual de la especie, nombres vulgares.

Los acrónimos de los herbarios se citan según Holmgren *et al.* (1999) y para la diagnosis en latín se siguió a Stearn (1967).

1. *Iochroma lilacinum* S. Leiva & K. Lezama sp. nov. (Fig. 1-2)

TIPO: PERÚ, Dpto. La Libertad, Prov. Santiago de Chuco, alrededores de Mótíl (entre Agallpampa-Shorey), 2920 m, 9-IV-2004, S. Leiva 2858 (Holótipo: HAO; Isótipos: CORD, F, HAO, MO, WIS).

Frutex 1,30-2,70 m altus; ramosus caulibus. Caulibus teretibus, brunnescentibus, compactus, lenticellis albus, glabrus, 3,5-5 cm ad basim crassis; ramis juvenillis teretibus, viridis, compactus, lenticellis albus, pilis dendroideus albidis, Folia ternata; petioli subcylindricae, pilis dendroideus albidis, (2,3-) 4,5-5 cm longi; laminae lanceolata, membranaceus, supra viridis, subtus viridescens, supra et subtus escabrosus, supra et subtus glabrescentia, pilis simplis albidis, apici acuto, basis obtusus, vel cuneatis, integra marginibus, 7-9 cm longa et 3,3-4,2 cm lata. Florae in quoque nodo (2-) 3-4; peduncululi teres, vel angulata, lutescens, vel brunnescenti, pubescentibus, pilis simplis albidis, 4-5 mm longi. Calyx campanulatus, succulentus, brunneus basis, extus lutescens apicen, intus cremeae-viridescens, extus pilis simplis albidis, intus glabrus, nervibus elevatis, limbos 4,5-5 mm crasso per anthesis; 5-lobulato, lobulis triangularis, extus et intus lutescens, extus pilis simplis albidis, 0,2-0,3 mm longis et 0,5-0,6 mm latis; tubo 3,4-3,6 mm longo et 4-4,6 mm crasso. Corolla campanulato-stellata, extus luteus, intus viridescens, succulentus, extus et intus glabrus, nervibus elevatis, limbus 12-14 mm crasso per anthesis; 5-lobulato, lobulis triangularis, extus et intus luteus, extus pubescentibus, pilis simplis albidis, intus glabrus, 7,3-7,5 mm longis et 2-2,2 mm latis; tubu 3,5-3,6 mm longo et 4,5-5 mm crasso. Estamina 5, connivens, exerta, inter basalem 0,3-0,5 mm longi tubi corallini inserta; filamentia staminalis homodinamus, teretis, luteus, glabrus, 1,8-2 mm longi; petalostemum luteus, glabrum, breviter manifestum; antherae oblongus, purpureis, glabris, muticae, 2-2,2 mm longi et 1,5-1,6 mm crasso. Ovarium pyriformis, vel 5-angulatus, lutescens, glabris, discus nectarius breviter manifestum, lutescens, 1,7-2 mm longum et 1,7-1,8 mm crassum; styllus exertis, teres, lutescens, glabrus, 5,5-5,7 mm longus; stigma clavato, bilobulato, viridis, 0,5-0,6 mm crassa. Bacca conicae, lutescens-aurantiaca,

9-10 mm longa et 10-11 mm crassae; calys fructifer ad maturitatem bacca persistens acrescenti, 9,2-10 mm longa et 9,1-10,1 mm crasae. Semina 22-49, reniformes, compresus, coriaceus, cremeae, reticulote-foveolate, 2,5-2,6 mm longa et 1,6-1,7 mm crasso. Sclerosomas 12-14, angulatus, cremeae, 0,6-0,7 mm longa et 0,6-0,7 mm crasso; embrione arcuatus, lacteus, 1,7-1,8 mm longa et 1-1,1 mm crassa.

Arbusto 1,30-2,70 m de alto; ampliamente ramificado. **Tallos** viejos cilíndricos, marrón-claro, compactos, lenticelas blancas, glabros, agrietamientos longitudinales, 3,5-5 cm de diámetro en la base; talos jóvenes cilíndricos, verdes, compactos, lenticelas blancas, rodeados por una densa cobertura de pelos ramificados o dendroides transparentes. **Hojas** alternas; pecíolo semicilíndrico, ligeramente torcido, verde, densa cobertura de pelos ramificados transparentes, (2,3-) 4,5-5 cm de longitud; láminas lanceoladas, membranáceas, ligeramente succulentas, verde-oscuro la superficie adaxial, verde-claro la superficie abaxial, opaca en ambas superficies, pubescentes rodeadas por pelos ramificados transparentes en ambas superficies, agudas en el ápice, cuneadas en la base, enteras y ligeramente repandas en los bordes, (22-) 30-33 cm de largo por (8-) 12-13 cm de ancho. **Flores** 15-22 por nudo, no sincronizadas; pedúnculo filiforme ampliándose ligeramente hacia el área distal, verde, rodeado por una densa cobertura de pelos dendroides transparentes, algunas lenticelas cremosas dispersas, 8-11 mm de longitud. Pedicelos filiforme ampliándose ligeramente hacia el área distal, asimétrico en el área distal, verde, rodeado por una densa cobertura de pelos dendroides transparentes 23-28 mm de longitud. Cáliz tubular, succulento, verde externamente, cremoso interiormente, ligeramente amarillento en las áreas interlobulares, rodeado por una densa cobertura de pelos dendroides y algunos simples transparentes externamente, una densa cobertura de papilas glandulares transparentes en el área basal interiormente, nervaduras principales ligeramente sobresalientes, limbo (7-) 9-11 mm de diámetro en la antésis; 5-lobulado, lóbulos triangulares, ligeramente reflexos, verde externamente, verdoso interiormente, rodeado por una densa cobertura de pelos dendroides externamente, glabro, a veces algunos pelos en el área distal interiormente, ciliado en los bordes, 2-3

mm de largo por 2,5-3 mm de ancho; tubo 5-6 mm de largo por 5-6,5 mm de diámetro. Corola tubular, cremoso en el área basal, verdoso en el área distal externamente, cremoso interiormente, succulenta, rodeado por una densa cobertura de pelos glandulares transparentes externamente, glabra interiormente, nervaduras principales sobresalientes, limbo 28-30 mm de diámetro en la antésis; 5-lobulado, lóbulos triangulares, reflexos, planos, a veces ligeramente resolutos, verdoso en el área basal lila en los bordes externamente, verde-claro en el área central, lila en los bordes y lustroso interiormente, rodeados por una densa cobertura de pelos dendroides y algunos pelos simples externamente, pelos dendroides transparentes en el área distal interiormente, 12-13 mm de largo por 11-12 mm de diámetro; tubo (16-) 19-22 mm de largo por (8-) 10-12 mm de diámetro. Estambres 5, libres, exertos, insertos a 4-5 mm del área basal del tubo corolino; homodínamos, filamentos estaminales filiformes ampliándose ligeramente hacia el área basal, blanco-cremosos, glabros, 1-1,2 mm de longitud; área soldada blanco cremoso, a veces lila, glabra, (11-) 13-13,3 mm de longitud, anteras lineares, blanco cremosas, sin mucrón apical, penacho de pelos simples transparentes en el área apical, conectivo rodeado por algunos pelos simples transparentes, 5,5-7 mm de longitud por 1,8-2,5 mm de diámetro. Ovario piriforme, verde-claro, glabro, disco nectarífero amarillento poco notorio que ocupa el 20-30 % de su longitud basal del ovario, 4-4,1 mm de largo por 4-4,1 mm de diámetro; estilo incluso, filiforme ampliándose hacia el área distal, cremoso, glabro, 4-4,1 mm de longitud; estigma capitado, 3-4 lobulado, verde-oscuro, brillante, 2-2,1 mm de diámetro. **Baya** cónica, verde a la inmadurez, glabra, 15-16 mm de largo por (13-) 15-16 mm de diámetro; cáliz fructífero persistente, acrescente en los 2/3 partes del área basal, envuelve ajustadamente a la baya, generalmente con dos hendiduras profundas. **Semillas** numerosas por ovario, reniformes, coriáceas, parduscas, epispermo rugulado-foveolado, 2-2,1 mm de largo por 1,9-2 mm de diámetro.

Material adicional examinado

PERÚ; Dpto. La Libertad, Prov. Santiago de Chuco, Distrito Mótíl (entre Agallpampa-Shorey), 3010 m, 24-IV-2008, S. Leiva, E. Pereyra & K. Lezama 4420 (CORD, F,

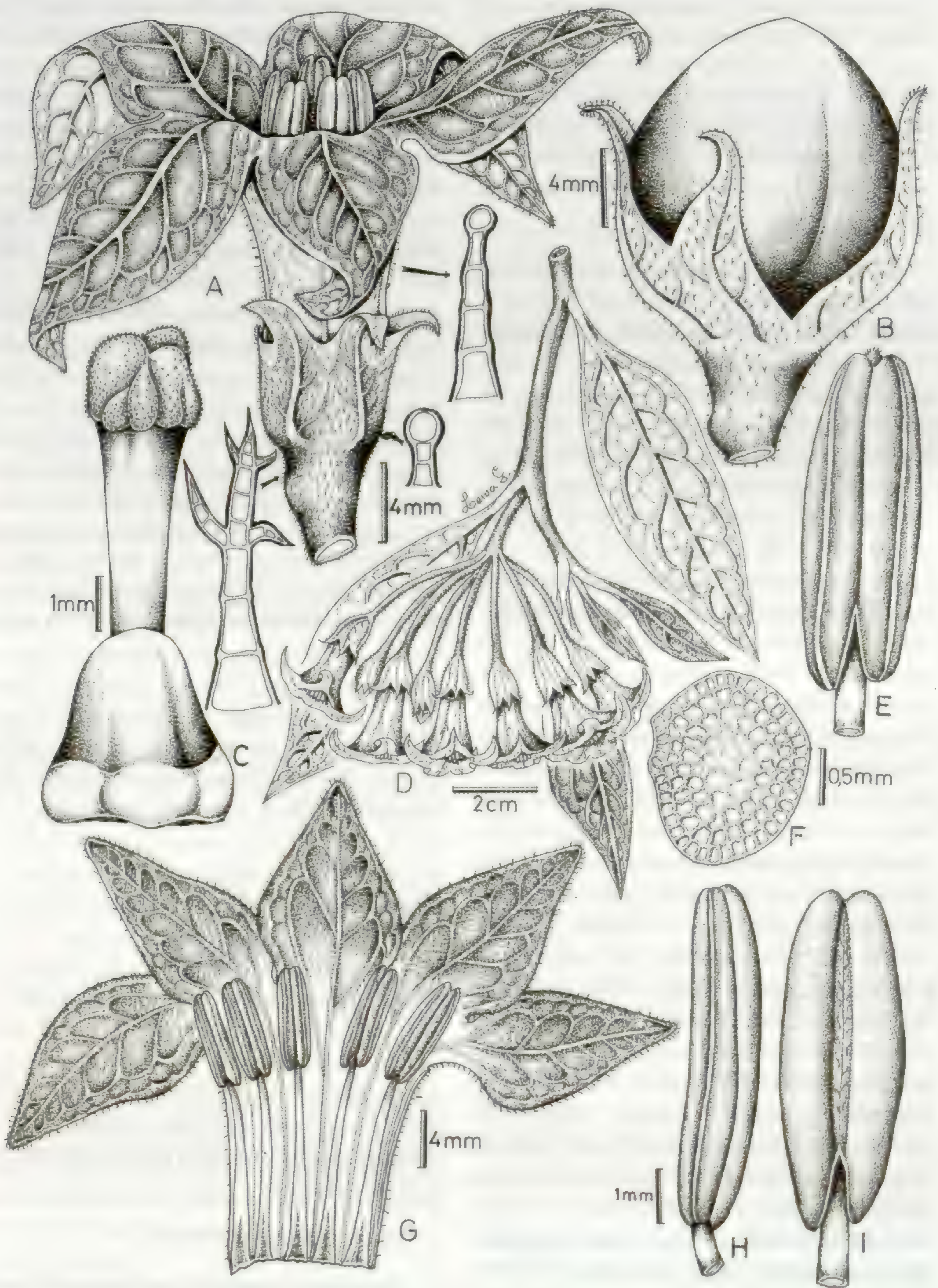


Fig. 1. *Iochroma lilacinum* S. Leiva & K. Lezama. A. Flores en antesis; B. Baya; C. Gineceo; D. Rama florífera; E. Antera en vista ventral; F. Semilla; G. Corola desplegada; H. Antera en vista lateral; I. Antera en vista dorsal. (Dibujado de S. Leiva 2858, HAO).



Fig. 2. *Iochroma lilacinum* S. Leiva & K. Lezama. A. Rama florífera: B. Flores en antésis: C. Bayas: D. Tallos con lenticelas (S. Leiva 2858, HAO).

HAO, MO); 2900 m, 7° 59' 26,2" S y 78° 30' 18,2" W, 24-IV-2009. *S. Leiva & J. Rivera 4557* (CORD, F, HAO, MO); 3400 m, 28-IV-2009, *S. Leiva 4563* (CORD, F, HAO, MO, USM).

Iochroma lilacinum guarda relación con *Iochroma umbellatum* (R. & P.) D'Arcy que habita frecuentemente en el Norte del Perú, en los Dptos. Lambayeque, Cajamarca, Amazonas, La Libertad, Ancash y a veces puede llegar hasta Lima, entre los 1500-3400 m de elevación, por los filamentos estaminales libres muy cortísimos, cáliz y corola rodeados por una cobertura de pelos simples y dendroides transparentes externamente, anteras ligeramente exertas y con un mucrón apical incipiente, estigma incluso con 3-4 lobulado, láminas de las hojas pilosas rodeados por pelos transparentes en ambas superficies, tallos viejos rodeados por lenticelas cremosas; pero *Iochroma lilacinum* se caracteriza por el limbo de la corola con lóbulos lila-intenso o púrpura en los bordes y verde-claro dando la apariencia de estrella en el área central interiormente, disposición de las flores en inflorescencias umbeliformes, pedicelos asimétricos en el área distal, cáliz con una densa cobertura de papilas glandulares transparentes en el área basal interiormente, tubo corolino cremoso en el área basal y verdoso en el área distal externamente, anteras con pelos simples transparentes en el área apical, arbustos de 1,30-2,70 m de alto; pero *Iochroma umbellatum* se caracteriza por el limbo de la corola con lóbulos verde-amarillentos interiormente, disposición de las flores en fascículos, pedicelos simétricos en el área distal, cáliz glabro interiormente, tubo corolino verde-amarillento en el área distal disminuyendo hacia el área basal, anteras glabras, arbustos de 2,5-3,5 m de alto.

Distribución y ecología: Es una especie con distribución limitada y hasta la actualidad, aparentemente endémica a la zona de colección, en donde es abundante. A pesar de haberse efectuado colecciones en áreas aledañas, solamente a sido encontrada en los alrededores del pueblo de Mótíl (entre Agallpampa-Shorey), Prov. Santiago de Chuco, y Distrito Salpo, Prov. Otuzco, Dpto. La Libertad, entre los 2900-3400 m de elevación, como un integrante de la vegetación arbustiva, en áreas húmedas. Prefiere suelos arcillosos, y vive asociado con plantas de

Eucaliptus globulus Labill. "eucalipto" (Myrtaceae), *Urtica peruviana* Geltmand "ortiga" (Urticaceae), *Viguiera truxillensis* (Kunth) S. F. Blake "suncho", *Taraxacum officinale* F. H. Wigg. "diente de león" (Asteraceae), *Rubus robustus* C. Presl "zarza" (Rosaceae), *Rumex crispus* L. "acelga" (Polygonaceae), *Iochroma umbellatum* (Ruíz & Pav.) Hunziker ex D'Arcy "lusaque" (Solanaceae), *Ammi visnaga* (L.) Lam. (Apiaceae), *Pennisetum clandestinum* Hochst. ex Chiov. "grama" (Poaceae), entre otras.

Situación actual: Es una especie abundante en la zona, por lo tanto no está amenazada.

Nombre vulgar: "lusaque" (*S. Leiva, S. Smith & S. Hall 2858*)

Etimología: El epíteto específico hace alusión al color del limbo de la corola, el mismo que es lila-intenso o púrpura.

2. *Iochroma tingoanum* S. Leiva sp. nov. (Fig. 3-4)

TIPO: PERÚ, Dpto. Amazonas, Prov. Chachapoyas, Distrito El Tingo (ruta Chachapoyas-Leymebamba), alrededores de El Tingo, 1770 m, 6° 22' 43" S y 77° 34' 29" W, 22-II-2004, *S. Leiva, S. Smith & S. Hall 2843* (Holótipo: HAO; Isótipos: CCSU, F, MO, WIS).

Frutex 1,20-1,70 m altus, ramosus caulibus. Caulibus teretibus, brunnescentibus, compactus, lenticellis brunneas, glabrus, 8-12 (-14) mm basim crassis; ramis juvenillis teretibus, vel depressus, viridis, compactus, vel lenticellis albus, pilis minutissimus simplis albidis. Folia ternata: petioli subcylindricae, viridescens, ciliolate, pilis simplis albidis, 4-5 cm longi; laminae lanceolata, membranaceus, supra viridis, subtus viridescens, supra et subtus pilis simplis vel dendroideus albidis, apici acuto, basi cuneatis, vel decurrentia, margine intiger vel repandus, 17-23,5 cm de longa et 7-8,7 cm lata. Florae in quoque nodo 8-15 (-22); pedunculii teres vel depressus, viridis, ciliolate pilis minutissimis simplis albidis, (2,3-) 5-6 mm longi; pedicelli teres, viridis, ciliolate pilis simplis albidis, (17-) 25-27 mm longi. Calyx tubulatus, succulentus, extus basi viridis, intus viridescens, nervibus vel elevatis, extus ciliolate pilis simplis albidis, intus glabrus, limbus 5-

6,1 mm crasso per anthesis; 5-lobulato, lobulis triangularis, extus glabrescentis pilis simplis albidis, intus glabrus, marginibus glabrus, (1-) 2-2,5 mm longis et (1-) 2-2,5 mm latis; tubu (1-) 4-4,2 mm longo et (3,7) 5,5-6 mm crasso. Corolla tubulato, extus viridis vel viridi-lutescens, intus viridescens, succulentae, extus glabrescentia pilis dendroideis et simplis albidis, intus glabrae, nervibus elevatis, limbus (13-) 15-18 mm crasso per anthesis; 5-lobulato, lobulis triangularis, 4-6 mm longi et (3-) 6-7 mm latis; tubu (10-) 14-15 mm longo et 6-8 mm crassa. Estamina 5, vel exertus, inter basalem 7-10 mm longi tubi corollini inserta; filamenta staminalia teretibus, homodinamus, viridescens, glabrus, 0,5-0,7 (-1) mm longi; antherae linearis, cremae vel lutescens, mucronatus apicem, glabris, 4,5-5,6 mm longi et 1,9-2,2 mm crasso. Ovarium piriformis, 5-angulatus, viridescens, glabrae, discus nectarius vel manifestum, cremae, 10-20 (-30) % longi; (2-) 3-3,5 mm longum et (2-) 3-3,2 mm crassum; stylus inclusus, obconicus, teres, viridescens, glabrus, (29-) 3,9-4 mm longis; stigma capitato, trilobulato vel tetralobulato, viridis, 1,5-1,6 mm longi et 1,7-1,9 mm crassae. Bacca ovata vel sphaericae, viridis, glabrae, (8-) 12-13 mm longa et (10-) 13-14 mm crassae; calyx fructifer ad maturitatem bacca persistens, acrescenti, 5-6 (-10) mm longa et 13-14,1 mm crassa. Semina compresus, coriaceus, reniformis, cremae, epispermum reticulate-foveolate, 0,4-0,5 mm longa et 0,3-0,4 mm crasso

Arbusto de 1,20-1,70 (-2) m de alto, ampliamente ramificado. **Tallos** viejos cilíndricos, marrones, glabros, agrietamientos longitudinales, 8-12 (-14) mm de diámetro en la base; tallos jóvenes cilíndricos a veces ligeramente depresos, verdes, compactos, algunas lenticelas blancas dispersas, rodeados por una densa cobertura de pelos cortísimos simples transparentes. **Hojas** alternas, las distales con dos hojuelas en la base; pecíolo semicilíndrico, verde-claro, a veces verde oscuro en los bordes, ciliado rodeado por una densa cobertura de pelos simples transparentes, 4-5 cm de longitud; láminas lanceoladas, membranáceas, verde-oscuro la superficie adaxial, verde-claro la superficie abaxial, rodeadas por una cobertura de pelos simples y algunos dendroides transparentes en ambas superficies, mayor densidad de pelos ramificados en las nervaduras de la superficie abaxial.

agudas en el ápice, cuneadas y ligeramente decurrentes en la base, enteras y ligeramente repandas en los bordes, 17-23,5 cm de largo por 7-8,7 cm de ancho. **Flores** 8-15 (-22) por nudo, no sincronizadas; pedúnculo cilíndrico, a veces ligeramente depresado en el área distal, verde, ciliado, rodeado por una densa cobertura de pelos cortísimos simples transparentes, (2,3-) 5-6 mm de longitud; pedicelos filiformes ampliándose ligeramente hacia el área distal, verde-oscuro, ciliados, rodeados por una densa cobertura de pelos simples transparentes, (17-) 25-27 mm de longitud. Cáliz tubular, succulento, verde-oscuro en el área basal, verde-claro en el área distal externamente, verde-claro internamente, nervaduras principales ligeramente sobresalientes, ciliado, rodeado por una densa cobertura de pelos simples transparentes externamente, glabra internamente, limbo 5-6,1 mm de diámetro en la antéesis, 5-lobulado, lóbulos cortamente triangulares, glabrescentes, pelos simples transparentes externamente, glabros internamente, glabro en los bordes, (1-) 2-2,5 mm de largo por (1-) 2-2,5 mm de ancho; tubo (1-) 4-4,2 mm de largo por (3,7-) 5,5-6 mm de diámetro. Corola tubular, verde a veces verde-amarillento el área distal disminuyendo hacia el área basal externamente, verde-claro el área distal disminuyendo hacia el área basal internamente, succulenta, glabrescente, rodeado por pelos dendroides y simples transparentes externamente, glabro internamente, nervaduras principales sobresalientes, limbo (13-) 15-18 mm de diámetro en la antéesis; 5-lobulado, lóbulos triangulares, reflexos, verde-cremoso externamente, lilacino en los senos interlobulares, lilacino internamente, glabrescente, algunos pelos simples transparentes externamente, glabro internamente, 4-6 mm de largo por (3-) 6-7 mm de ancho; tubo (10-) 14-15 mm de largo por 6-8 mm de diámetro. Estambres 5, ligeramente exertos, insertos a 7-10 mm del borde basal del tubo corolino; filamentos estaminales filiformes ampliándose ligeramente hacia el área basal, homodinamos, verdosos, glabros, 0,5-0,7 (-1) mm de longitud; área soldada semicilíndrica, ampliándose ligeramente hacia el área basal, verdosa, ciliada, rodeada por pelos cortísimos simples transparentes que ocupan el 90-95 % de su longitud basal; anteras lineares, cremosas a veces ligeramente amarillentas, conectivo y suturas amarillas, mucrón apical incipiente, glabras, 4,5-5,6 mm de largo por 1,9-2,2 mm de diámetro. Ovario piriforme, 5-anguloso, glauco, glabro,

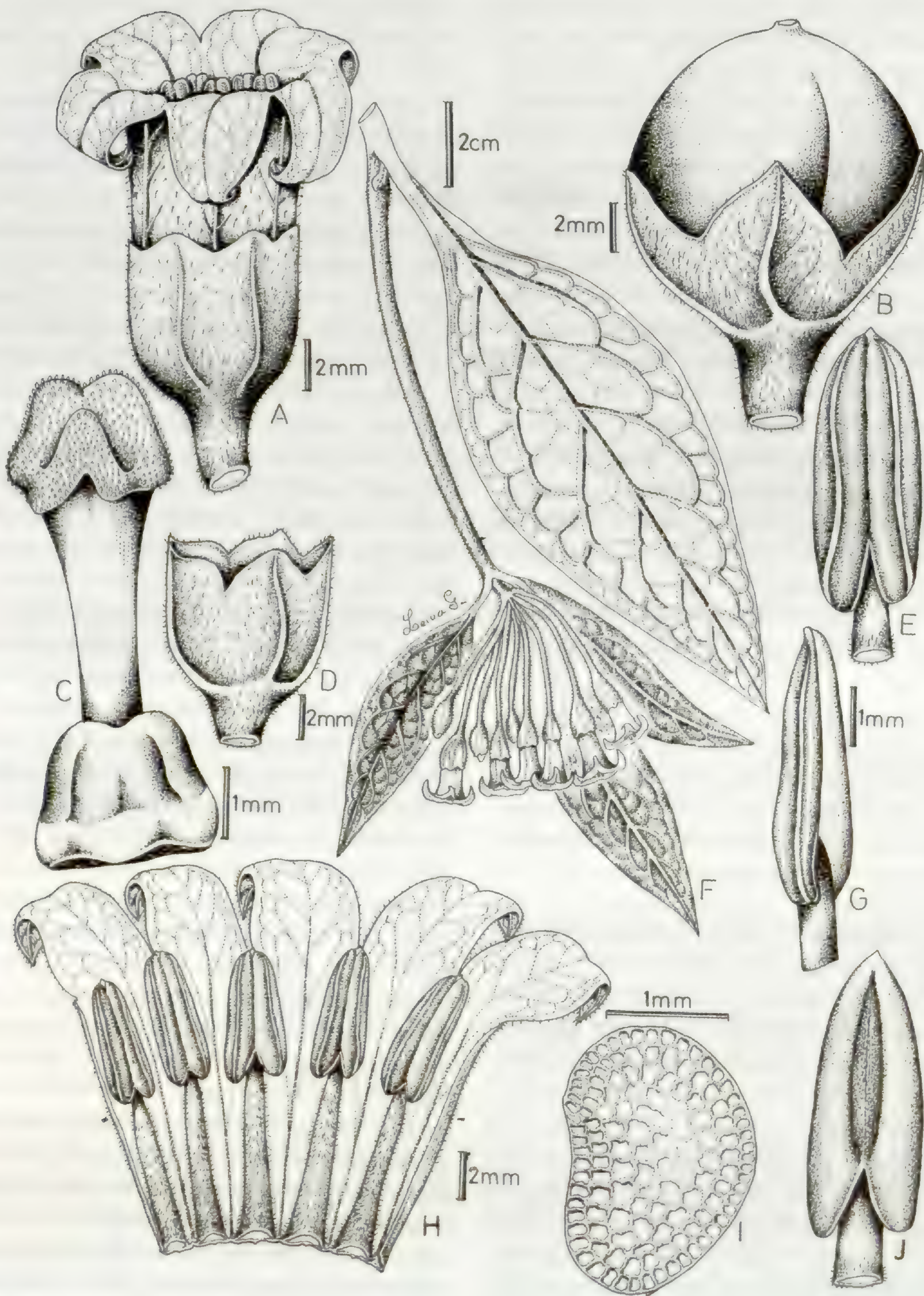


Fig. 3. *Iochroma tingoanum* S. Leiva. A. Flor en anthesis; B. Bayas; C. Gineceo; D. Cáliz; E. Antera en vista ventral; F. Rama florífera; G. Antera en vista lateral; H. Corola desplegada; I. Semilla; J. Antera en vista dorsal (Dibujado de S. Leiva et al. 2843, HAO).



Fig. 4. *Iochroma tingoanum* S. Leiva. A. Flores en antesis; B. Bayas; C. Hábito (S. Leiva, S. Smith & S. Hall 2843, HAO)

con disco nectarífero cremoso que ocupa el 10-20 (-30) % de su longitud basal, (2-) 3-3,5 mm de largo por (2-) 3-3,2 mm de diámetro; estilo incluso, obcónico o piriforme ampliándose abruptamente hacia el área distal, cremoso, glabro, (2.9-) 3.9-4 mm de longitud; estigma capitado, trilobulado a veces tetralobulado, verde-oscuro, lustroso, 1,5-1,6 mm de largo por 1,7-1,9 mm de diámetro. **Baya** ovada, ligeramente globosa, verde (inmadura), glabra, sin estilo persistente, (8-) 12-13 mm de largo por (10-) 13-14 mm de diámetro; cáliz fruticoso persistente, acrescente cubre a la baya ajustadamente en un 70-80 % de su longitud basal, algunas veces se abre en 1-2 suturas profundas, 5-6(-10) mm de largo por 13-14 mm de diámetro. **Semillas** numerosas por baya, reniformes, compresas, coriáceas, cremosas, epispermo reticulado-foveolado, 0,4-0,5 mm de largo por 0,3-0,4 mm de diámetro.

Material adicional examinado

PERÚ: **Dpto. Amazonas**, Prov. Chachapoyas, Distrito El Tingo, (ruta Chachapoyas-Leymebamba), 1770 m, 6° 22'43" S y 77° 34'29" W, 13-XII-2007, S. Leiva, E. Tepe, S. Stern & M. Zapata 4210 (HAO, F, WIS); 1800 M, 21-III-2009, S. Leiva, N. Refulvio & P. Loo 4554 (CORD, HAO, F, MO)

Iochroma lilacinum guarda relación con *Iochroma umbellatum* (R. & P.) D'Arcy que habita preferentemente en el Norte del Perú, en los Dptos. Lambayeque, Cajamarca, Amazonas, La Libertad, Ancash y a veces puede llegar hasta Lima, entre los 1500-3400 m de elevación, por los filamentos estaminales libres muy cortísimos, corola tubular verde-amarillenta en el área distal disminuyendo hacia el área basal y rodeado por una cobertura de pelos dendroides transparentes en el área distal disminuyendo hacia el área basal, anteras ligeramente exertas, amarillentas o cremosas, mucrón apical incipiente, ovario piriforme, glauco, con disco nectarífero cremoso, estilo incluso corto obcónico, estigma trilobado a veces tetralobado, tallos con lenticelas cremosas, hojas con láminas rodeadas por una cobertura de pelos simples dendroides en ambas superficies; pero *Iochroma tingoanum* se caracteriza por la disposición de las flores en inflorescencias umbeliformes, área soldada de los filamentos estaminales ciliados, rodeados por pelos

pequeñísimos simples transparentes que ocupan el 90-95 % de su longitud basal, flores 8-15 (-22) por inflorescencia, limbo de la corola con el interior de los lóbulos lilacinos o morado, arbustos de 1,20-2 m de alto. En cambio *Iochroma umbellatum* presenta las flores dispuestas en fascículos en los nudos, área soldada de los filamentos estaminales glabros, flores 29-44 por fascículo, limbo de la corola con el interior verde-amarillento, arbustos de 2,5 a 3,5 m de alto.

Distribución y ecología: Es una especie con una distribución limitada y hasta la actualidad, aparentemente endémica a la zona de colección, en donde es muy abundante. A pesar de haberse efectuado colecciones en áreas aledañas solamente ha sido encontrado en los alrededores del Distrito El Tingo (ruta Chachapoyas-Leymebamba), Prov. Chachapoyas, Dpto. Amazonas, Perú, entre los 1770-1800 m de elevación, como integrante de la vegetación arbustiva, en áreas húmedas, prefiere suelos arenosos, pedregosos y vive asociada con: *Agave americana* L. "penca" (Agavaceae), *Schinus molle* L. "molle" (Anacardiaceae), *Leonotis nepetifolia* (L.) R. Br. (Lamiaceae), *Nicotiana tabacum* L. "tabaco", *Datura stramonium* L. "chamico" (Solanaceae), *Ricinus communis* L. "higuerilla" (Euphorbiaceae), entre otras.

Estado actual: Es una especie abundante en la zona, por lo tanto se trata de una especie que no está amenazada.

Nombre vulgar: En la zona de colección se le conoce como "lusaque" (S. Leiva, N. Refulvio & P. Loo 4554)

Etimología: El epíteto específico hace alusión a El Tingo, pueblo progresista y hermoso que se ubica a orillas del Río Utcubamba en la Provincia de Chachapoyas.

Agradecimientos

Mi 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 expreso mi agradecimiento al Blgo. Mario Zapata por su ayuda en la redacción del abstract. De igual manera mi gratitud al Dr. Richard Olmstead,

Profesor de Botánica de la Universidad de Washington, U.S.A. por haber financiado nuestro viaje al norte del Perú con su beca (NSF: Molecular systematics of the Verbenaceae N^o DEB 0542493), e hizo posible coleccionarlos ejemplares y toma de datos que sirvieron para completar la descripción de la segunda especie. Así mismo, mi agradecimiento a la Dra. Gloria E. Barboza de la Universidad Nacional de Córdoba, Argentina por la revisión del manuscrito original.

Literatura citada

- Holmgren, R., N.H. Holmgren & L.C. Barnett.** 1990. Index Herbariorum. Part I. The Herbaria of the World. 8th edition. New York Bot. Garden Bronx. N.Y. USA.
- 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. Germany: 500 pp.
- Leiva, S.** 1995. Una nueva especie de *Iochroma* (Solanaceae: Solaneae) del Norte del Perú, Arnaldoa 3(1): 41-44.
- Leiva, S., V. Quipuscoa & N. Sawyer.** 1998. *Iochroma stenanthum* (Solanaceae: Solaneae) una nueva especie del Norte del Perú. Arnaldoa 5(1): 77-82.
- Leiva, S. & V. Quipuscoa.** 1998. *Iochroma nitidum* y *I. schellerupii* (Solanaceae: Solaneae) dos nuevas especies andinas del Norte del Perú. Arnaldoa 5(2): 171-178.
- Leiva, S., P. Lezama & V. Quipuscoa.** 2003. *Iochroma salpoanum* y *Iochroma squamosum* (Solanaceae: Solaneae) dos nuevas especies andinas del Norte del Perú. Arnaldoa 10(1): 95-104.
- Leiva, S.** 2005. *Iochroma albianthum* e *Iochroma ayabacense* (Solanaceae: Solaneae) dos nuevas especies del Departamento de Piura, Perú. Arnaldoa 12(1-2): 72-80.
- Leiva, S.** 2006. *Iochroma tupayachianum* (Solanaceae: Solaneae) una nueva especie del Departamento La Libertad, Perú. Arnaldoa 13(2): 276-281.
- Leiva, S.** 2007. *Iochroma piuranum* (Solanaceae) una nueva especie del Departamento de Piura, Perú. Arnaldoa 14(2):213-218
- Lezama, K., E. Pereyra, S. Limo & S. Leiva.** 2007. *Iochroma smithianum* (Solanaceae) una nueva especie del Departamento La Libertad, Perú. Arnaldoa 14 (1): 23 - 28
- Smith, S. D. & D. A. Baum.** 2006. Phylogenetics of the florally diverse andean clado Iochrominae (Solanaceae). American Journal of Botany 93(8): 1140 - 1153
- Stearn, W.** 1967. Botanical Latin. History, Grammar, System, Terminology and Vocabulary. Great Britain. London. 566 pp.

Clusia rigida (Clusiaceae), a new xeromorphic species from the upper Marañón Valley, Peru

Clusia rigida (Clusiaceae), una nueva especie xeromorfa del Valle del Marañón, Perú

Mats H. G. Gustafsson

Herbarium Jutlandicum (AAU), Department of Biological Sciences, Aarhus University, Ole Worms Allé, Building 1137, 8000 Århus C, DENMARK.
mats.gustafsson@biology.au.dk

Abstract

Clusia rigida M. H. G. Gust., sp. nov. is a strongly xeromorphic species growing in dry scrub in the Marañón valley. It is distinctive in its exceptionally thick, rigid, cuneiform leaves. Molecular data strongly support a position in the large, predominantly Andean section *Retinostemon*, which comprises a few species in similar habitats in northern Peru and southern Ecuador.

Key words: *Clusia*, Clusiaceae, *Retinostemon*, new species, Marañón valley, CAM photosynthesis.

Resumen

Clusia rigida M. H. G. Gust., sp. nov. es una robusta especie xeromorfa que crece en el bosque seco del valle del Marañón. Se distingue por sus hojas cuneiformes excepcionalmente gruesas y rígidas. Los datos moleculares soportan firmemente su posición en la amplia y predominantemente sección andina *Retinostemon*, la cual comprende pocas especies que crecen en habitats similares en el norte del Perú y del sur del Ecuador.

Palabras clave: *Clusia*, Clusiaceae, *Retinostemon*, especie nueva, Valle del Marañón, fotosíntesis CAM.

Introduction

Clusia is virtually restricted to the tropical zone of the New World (Gustafsson *et al.* 2007). The total species number may be as high as 400. Northern Peru is an area rich in species, most of which are still undescribed. Diversity is highest in wet forests in general, both in the lowland, where many species grow as hemiepiphytes, and in the Andes, where most species are free-standing trees or shrubs. The genus is particularly abundant in montane forests where it may form a prominent element in the vegetation. A small number of species grow in dry interandean valleys while the genus is apparently absent from the arid coastal area of Peru. The altitudinal limit is around 3000 m in Peru, while somewhat higher in N Ecuador and Colombia.

A *Clusia* species growing in an exceptionally dry environment was discovered in the upper Marañón valley near Balsas in 2002. As the species is highly distinctive not only ecologically but also in its

morphology, it is here described as new in spite of the very limited material available.

Material and methods

A single collection is known, kept at herbarium AAU, with a duplicate at USM. Only fruiting material was available. Apart from field notes concerning latex color and laticifers, the observations were made on pressed specimens and fruits preserved in ethanol. Fruits were immature, c. 10 mm in diameter, but were likely close to their full size, as they contained almost fully developed seeds.

A molecular phylogenetic study was performed in order to determine the affinities of the species, The published ITS dataset of Gustafsson and Bittrich (2003) was used, and the methods described therein were followed. The new sequence has been submitted to GenBank (Accession number GQ244516).



Fig. 1. Type specimen of *Clusia rigida* M.H.G. Gust. (Herbarium AAU).

Formal taxonomy

Clusia rigida M. H. G. Gust., sp. nov. (Fig. 1, 2).

TYPE. Dept. Amazonas, Prov. Chachapoyas, Valley of Rio Marañón, 14 km from Balsas on road to Leimebamba. Dry scrub with cacti. Shrub 2 m, Latex yellow. 7° 58' W 6° 53' S. Alt. 1650-1700 m. July 3, 2002. M. H. G. Gustafsson 516 (Holotype: AAU; Isotype: USM).

Clusia obdeltifolia similis, a qua differt floribus pedicellatis sepalis quatuor, ab aliis speciebus generis foliis obdeltoideis crassissimis.

Description. Shrub to 2 m tall with yellow latex. Branches terete, smooth. Terminal internodes of vegetative branches c. 5 mm wide. Leaves stiff, very thick, grayish green; petiole 8-12 mm long, 3-7 mm wide; lamina cuneiform, 65-100 mm long, 45-85 mm wide; secondary veins 24-32, prominent in dry leaves, in the centre of the leaf at an angle of ca. 45° to the midvein. Submarginal collecting vein c. 1 mm from margin. Margin revolute in

the dry state. Leaf laticifers visible as thin white lines on the adaxial side of fresh leaves, not discernible abaxially or in dry leaves. Inflorescences three-flowered dichasia; bracts and bracteoles 2-3 X 2-3 mm; pedicel of terminal flower c. 25 mm, that of the lateral flowers c. 10 mm. Sepals four, the outer pair c. 5 mm long and 10 mm wide, the inner c. 10 mm long and wide, with membranous margin. Petals unknown. Fruit (immature) spherical, c. 10 mm in diameter, surrounded by a thin staminodial ring c. 1.5 mm tall. Stigmata 5-6, forming a ring at the apex of the fruit, c. 2.5 mm long, rounded triangular, shortly peltate, with a small central depression. A single seed per carpel developing. Seeds (immature) 3x4 mm.

Discussion

Clusia rigida is known only from a single small population at the type locality. It grows in dry open scrub in the upper Marañón valley, at an altitude of around 1700 m. This habitat is one of the driest for any *Clusia* species, harboring succulents such as several cacti, and



Fig. 2. Stigmata of an unripe fruit of *Clusia rigida* (Gustafsson 516, AAU).

deciduous as well as evergreen shrubs. This type of vegetation covers extensive region, but no other populations were observed during travel through the area. Adaptation to the arid environment is evident not only in the extremely thick leaves, but also in the possession of pronounced CAM photosynthesis (Klaus Winter, unpublished), a trait that is expressed to very varying degree in *Clusia* (cf. contributions in Lüttge, 2007).

The thick, rigid, cuneiform leaves are highly distinctive. A single species has leaves with similar shape, *C. obdeltifolia* Bittrich from campos rupestres of Bahia and Minas Gerais (Bittrich, 1996). It belongs, however, to the distantly related sect. *Criuva*, and is distinguished, e. g. on its sessile flowers, more numerous (8) sepals, stamen-like staminodes and the thick, irregularly angular stigmata.

The results of the molecular study strongly support a position within sect. *Retinostemon*, but the exact position could not be determined with certainty.

Clusia sect. *Retinostemon* is a large group, probably with well over 100 species, with a high proportion of undescribed species. The distribution is mainly Andean, but there are many species also in Central America and the Western Amazon Basin. Many species are endemic to small areas. Most are trees or shrubs in wet montane forests or hemiepiphytes in lowland forests. A few species are found in habitats somewhat similar to those of *C.*

rigida in dry Andean valleys in N Peru and S Ecuador (M. Gustafsson, unpublished). As far as known, flowers produce resin and are pollinated by bees. There is considerable diversity of floral form, particularly as regards the androecium. *Clusia rigida* differs from all other known members of sect. *Retinostemon* in having as few as five carpels and few-seeded fruits.

Acknowledgements

Thanks are due to Elvira Cotton, Mario Zapata Cruz and Isidoro Sanchez Vega for invaluable help in connection with the field work. Benjamin Øllgaard kindly assisted with the latin diagnosis. The field work was financed by a grant from the Danish Natural Science Research Council (SNF) to the author.

Literature cited

- Bittrich V. 1996. Tres novas especies do genero *Clusia* (Guttiferae) do Brasil. Bol. Bot. Univ. Sao Paulo 15(1): 73-82
- Gustafsson, M. H. G. & V. Bittrich. 2003. Evolution of morphological diversity and resin secretion in flowers of *Clusia* L. (Clusiaceae): insights from ITS sequence variation. Nord. J. Bot. 22(2): 183-203.
- Lüttge, U. (ed.). 2007. *Clusia*. A Woody Neotropical Genus of Remarkable Plasticity and Diversity. Ecological Studies, Vol. 194. Springer, Heidelberg and Berlin - Germany.

Larnax abra-patriciae (Solanaceae) una nueva especie del Departamento Amazonas, Perú

Larnax abra-patriciae (Solanaceae) a new species from Amazonas Department, Peru

Segundo Leiva González

Museo de Historial Natural, Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo, Casilla Postal 1075, Trujillo, PERÚ. segundo_leiva@hotmail.com

Gloria E. Barboza

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

Resumen

Se describe e ilustra en detalle *Larnax abra-patriciae* S. Leiva & Barboza (Solanaceae), una nueva especie del Departamento Amazonas, Perú. *L. abra-patriciae* es propia del Área de Conservación Privada Abra Patricia- Alto Nieva, por arriba de los 2200-2302 m de elevación. Se caracteriza principalmente por el número de flores por nudo, el indumento del cáliz, y los frutos péndulos rodeados flojamente por el cáliz rugoso 10-costado. Se incluyen datos sobre su distribución geográfica, ecología y situación actual y sus relaciones con otra especie afin.

Palabras clave: *Larnax*, Solanaceae, especie nueva, Abra Patricia, Amazonas, Perú.

Abstract

A new species from Amazonas Department, *Larnax abra-patriciae* S. Leiva & Barboza (Solanaceae), is described and illustrated. *L. abrapatriciae* is endemic to Área de Conservación Privada Abra Patricia- Alto Nieva at elevations over 2000 m. The species is characterized by the number of flowers per node, the calyx pubescence, and pendulous fruits loosely enveloped by the rugose and 10-costate calyx. Data on its distribution, ecology, conservation status, and affinities are also given.

Palabras clave: *Larnax*, Solanaceae, sp. nov., Abra Patricia, Amazonas, Peru.

Introducción

El género *Larnax* fue descrito por Miers (1849) y enseguida considerado un sinónimo de *Whitania* Pauquy (Dunal, 1852) y más tarde en *Athenaea* Sendtn. (Bentham & Hooker, 1876); unos 100 años más tarde es rehabilitado por Hunziker (1977). Su posición dentro de la familia es aún incierta; tradicionalmente fue considerado como integrante del grupo de géneros «physaloides» de la Familia Solanaceae (D'Arcy, 1979; Axelius, 1996) por la acrecencia del cáliz fructífero en tanto que Hunziker (2001) lo ubica junto a otros 8 géneros de la subtribu Capsicinae Yamazaki de la tribu Solaneae Miers (Subfamilia Solanoideae). Sin embargo, en la reciente filogenia molecular de la familia propuesta por Olmstead *et al.*

(2008), estos géneros aparecen segregados en varios clados de Solanoideae, quedando *Larnax* dentro del clado Physalae aislado en un pequeño subclado sin nominar, de los cinco subclados que componen a Physalae.

Se trata de un género primariamente Neotropical que habita en los bosques premontanos y montanos al oeste de Sud América, desde Colombia a Perú (Hunziker, 1977, 1979, 2001; Barboza & Hunziker, 1995; Leiva, 1996; Leiva, *et al.*, 1998a, 1998b, 2002, 2003, 2008; Leiva & Rodríguez, 2006; Sawyer, 1998, 2001); sólo una especie llega hasta América Central (*L. sylvarum*): Costa Rica, Panamá y además Colombia (Sawyer, 2001).

En los últimos años, se han intensificado progresivamente las campañas al interior del territorio peruano, lo que ha motivado la descripción de 22 nuevos taxones endémicos de este país. En la actualidad, el género consta de 31 especies (cfr. Anexo). En Leiva *et al.* (2008), se hace una breve síntesis de la historia de las especies desde que se creara el género y sobre las especies nuevas descritas a partir de 1996.

A raíz de estar preparándose la revisión del género y ante nuevos viajes de campo efectuados en éste último año, se han encontrado poblaciones de una especie de *Larnax*, que nos llamó la atención por sus particularidades referidas al número de flores por nudo, indumento del cáliz, frutos envueltos flojamente por el cáliz 10-costado de apariencia rugosa. Estas diferencias morfológicas que la distinguen del resto de las especies descritas hasta ahora, motivan su descripción como nueva y constituye el principal aporte y objetivo de este trabajo.

Material y métodos

El material estudiado corresponde a las colecciones efectuadas en diversas expediciones al área de Conservación Privada Abra Patricia- Alto Nieva (Prov. Bongará, Dpto. Amazonas, Perú) por arriba de los 2200 m de elevación. Las colecciones se encuentran registradas principalmente en los Herbarios: CORD, F, HAO, HUT, MO. Se fijó y conservó material en líquido (Alcohol etílico al 70% o FAA) para estudios posteriores de los órganos vegetativos y reproductivos, se presenta la descripción basada en caracteres exomorfológicos, discusión con la especie más afín, fotografías, delineación de la especie, distribución geográfica. Los acrónimos de los Herbarios son citados según Holmgren *et al.* (1990), y para la diagnosis en latín se usó Stearn (1967).

1.- *Larnax abra-patriciae* S. Leiva & Barboza sp. nov. (Fig. 1-2)

TIPO: PERÚ, Dpto. Amazonas, Prov. Bongará, Área de Conservación Privada Abra Patricia-Alto Nieva, Km 364-365, carretera Fernando Belaunde Terry, 5° 41' 28,2" S y 77° 48' 41,1" W, 2250 m, 16-V-2009. S. Leiva 4561 (Holótipo: HAO; Isótipos: CORD, F, HAO, MO, NY, USM).

Frutex (0,80-) 1,60-1,80 m altus. *Caulibus teretibus, viridescens, compactus, nom lenticellis, glabrus, 10-13 mm basim crassis; ramis juvenillis teretibus, vel 2-3 angulati, vel semiteris, purpureus, compactus, nom lenticellis, glabrescentibus pilis simplis albidis. Folia ternata; petioli semiteres, purpureus, glabrescenti, pilis simplis abidis, nom lenticellis, 3.6-4,6 cm longis; laminae lanceolati, membranaceus, vel crassus, supra viridis, subtus viridescens, supra scabrosus, supra glabrus, subtus glabrescentia praedita, pilis simplis et purpureis, apici acuta, basi cuneati, integra vel repandus marginibus, 14,8-16 cm longa et 6,6-7,1 cm lata. Florae in quoque nodo 8-9; peduncululi teres, viridis, crassae, glabrescenti pilis simplis albidis, 2-2,1 mm longi; pedicelli teres, vel 5 angulati, viridis, vel purpureae, ciliolate pilis minitissimis simplis albidis, 7-8 mm longi. Calyx campanulatus, succulentus, extus viridis, intus viridescens, extus ciliolate pilis simplis et glandularis albidis, intus glabrus, nervibus elevatis, 3,8-4 mm crasso per anthesis; 5-lobulato, lobulis triangularis, succulentus, extus viridis, nervibus viridis, intus viridescens, extus ciliolate pilis simplis albidis, intus glabrus, 0,3-0,5 mm longis et 0,7-1 mm latis; tubu 2-2,6 mm longo et 3,5-3,6 mm crasso. Corolla campanulata-stellata, extus viridi-lutescens, intus cremeae, succulenti, extus et intus glabrus, nervibus elevatis, limbus 10-11,2 mm crasso per anthesis; 5-lobulato, lobulis triangularis, extus et intus virido-lutescens, extus et intus glabrus, aplanatus, marginibus ciliolate pilis simplis albidis, 4-5,1 mm longis et 2-2,1 mm latis; tubu 2,5-2,6 mm longo et 2,9-3 mm crasso. Estamina 5, vel connivents, exerta, inter basalem 0,7-0,8 mm longi tubi corallini inserta; filamentia staminalis teres, cremeae, homodinamus, glabrus, 0,8-0,9 mm longi; petalostemum manifestum, cremeae, glabrus; antherae oblongus, albus, nom apicem, glabris, 1,8-2 mm longi et 1,8-1,98 mm crasso. Ovarium pyriformis, cremeae, glabrum, discus nectarius breviter manifestum, viridis, (1,3-) 1,5-1,6 mm longum et 1,6-1,7 mm crassis; stylus exertis, teres, cremeae, glabrus, 4,5-5 mm longus; stigma capitata, subilobulato, viridis, 0,4-0,6 mm crassa. Bacca sphaerica, viridescens, glabrae 8-9- mm longa et 8-9,1 mm crassa; calyx fructifer ad maturitatem bacca persistens, acrescenti, tectae, nervibus rugosus, 16-18 mm longae et 13-15 mm crassae. Semina 52-60,*

compressus, reniformis, vel coriaceus, brunneus, reticulate-foveolate, 2-2,3 mm longa et 2-2,1 mm crassa.

Arbusto (0,80-) 1,60-1,80 de alto, laxamente ramificado. **Tallos** viejos cilíndricos, nudosos, verdosos, compactos, sin lenticelas, glabros, 10-13 cm de diámetro en la base; tallos jóvenes cilíndricos, o semicilíndricos, a veces 2-3 contados, morados, compactos, sin lenticelas, glabrescentes rodeados por pelos simples transparentes mayor densidad en las costillas. **Hojas** alternas, dispuestas en las dicotomías de las ramas; pecíolos semicilíndricos, erectos, glabrescentes rodeados por pelos simples transparentes a veces morados, sin lenticelas, 3,6-4,6 cm de longitud; láminas lanceoladas, membranáceas, a veces ligeramente succulentas, verde-oscuro la superficie adaxial, verde-claro la superficie abaxial, escabrosa superficie adaxial, glabra en la superficie adaxial, glabrescente rodeada por algunos pelos simples transparentes y morados en mayor densidad en la ½ basal de las nervaduras en la superficie abaxial, agudas en el ápice, cuneadas en la base, enteras y ligeramente repanda en los bordes, 14,8-16 cm de largo por 6,6-7,1 cm de ancho. **Flores** 8-9 por nudo, no sincronizadas; pedúnculo anchamente filiforme, verde a veces morado en el área basal, succulento, glabrescente rodeado por algunos pelos simples transparentes, 2-2,1 mm de longitud; pedicelos filiformes a veces ligeramente 4 angulosos ampliándose hacia el área distal, péndulos, verdes, a veces lila-intenso o morado claro, succulentos, ciliados rodeados por pelos cortísimos curvos simples transparentes, 7-8 mm de longitud. Cáliz campanulado, succulento, verde, verde-oscuro las nervaduras principales externamente, verdoso interiormente, ciliado rodeado por pelos simples y glandulares transparentes con mayor densidad en el área basal y nervaduras principales externamente, glabro interiormente, nervaduras sobresalientes y arrugadas, limbo 3,8-4 mm de diámetro en la antésis; 5-lobulado, lóbulos triangulares, succulentos, verde-oscuro las nervaduras externamente, verde-claro interiormente, algunos pelos simples transparentes externamente, glabro interiormente, nervaduras principales sobresalientes, truncado en los bordes, 0,3-0,5 mm de largo por 0,7-1 mm de ancho; tubo 2-2,6 mm de largo por 3,5-3,6 mm de diámetro. Corola campanulada-estrellada, verde-amarillento externamente, cremoso interiormente, succulenta,

glabra externa e interiormente, nervaduras principales sobresalientes, limbo 10-11,2 mm de diámetro en la antésis; 5-lobulado, lóbulos triangulares, verde-amarillentos externa e interiormente, glabro externa e interiormente, aplanados, ciliados rodeados por una densa cobertura de pelos simples transparentes en los bordes, 4-5,1 mm de largo por 2-2,1 mm de ancho; tubo de 2,5-2,6 mm de largo por 2,9-3 mm de diámetro. Estambres 5, ligeramente conniventes, exertos, insertos a 0,7-0,8 mm en el borde basal del tubo corolino; filamentos estaminales homodínamos, área libre de los filamentos filiformes ampliándose ligeramente hacia el área basal, cremosos, glabros, 0,8-0,9 mm de longitud; petalostemo cremoso, glabro bien desarrollado en dos aurículas; anteras oblongas, blancas, sin mucrón apical, glabras, 1,8-2 mm de largo por 1,8-1,9 mm de diámetro. Ovario piriforme, cremoso, glabro, 5-angulado, disco nectarífero poco notorio, cremoso, y ocupa el 10-20 % de su longitud basal del ovario, (1,3-) 1,5-1,6 mm de largo por 1-1,2 mm de diámetro; estilo exerto, filiforme ampliándose ligeramente hacia el área distal, ligeramente doblado en el 1/3 distal, cremoso, glabro, 4,5-5 mm de longitud; estigma capitado, bilobado, verde-oscuro, 0,4-0,6 mm de diámetro. **Baya** globosa achatada por los polos, péndula, blanco-verdosa a la madurez, glabra, 8-9 mm de largo por 8-9,1 mm de diámetro; cáliz fruticoso persistente, acrescente, verde-oscuro, envuelve flojamente a la baya, 10-costado, 5 costillas mayores y 5 costillas incipientes intermedias, anguladas dando la apariencia de cáliz rugoso y se abre en 5 diente, pelos glandulares transparentes y algunos marrones externamente, 16-18 mm de largo por 13-15 mm de diámetro. **Semillas** 52-60 por baya, reniformes, compresas, ligeramente coriáceas, parduzcas, epispermo reticulado-foveolado, 2-2,3 mm de largo por 2-2,1 mm de diámetro.

Material adicional examinado

PERÚ: **Dpto. Amazonas**, Prov. Bongará, Área de Conservación Privada Abra Patricia-Alto Nieva, Km 364-365, carretera Fernando Belaunde Terry, 5° 41'28,2" S y 77° 48'41,1" W, 2302 m, 16-V-2009, S. Leiva 4562 (F, HAO, MO)

Larnax abra-patriciae S. Leiva & Barboza es afín a *Larnax nieva* S. Leiva & N.W. Sawyer (Leiva & Lezama,

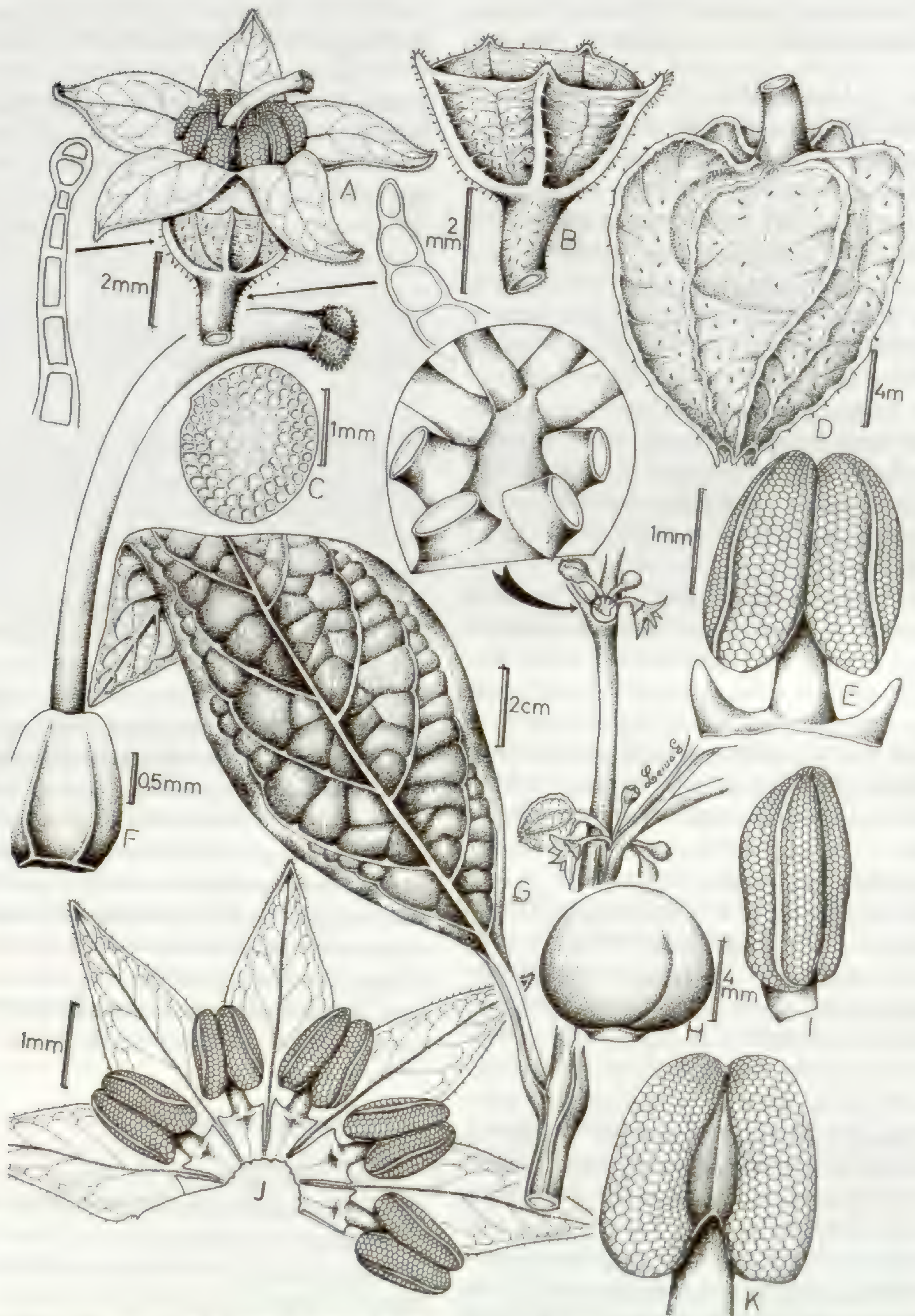


Fig. 1. *Larnax abra-patriciae* S. Leiva & Barboza. A. Flor en antesis; B. Cáliz; C. Semilla; D. Fruto; E. Estambre en vista ventral; F. Gineceo; G. Rama florífera; H. Baya; I. Antera en vista lateral; J. Corola desplegada; K. Antera en vista dorsal (Dibujado de S. Leiva 4561, HAO).



Fig. 2. *Larnax abra-patriciae* S. Leiva & Barboza. A. Rama florífera; B. Tallos; C. Baya madura (S. Leiva 4561, HAO).

2003) endémica de La Florida (Dpto. Amazonas, Perú), porque ambas comparten el cáliz campanulado, la corola campanulado-estrellada, verde-amarillenta por fuera, succulenta, 10-11 mm de diámetro, el limbo con lóbulos verde-amarillentos externa e interiormente, las anteras oblongas, blancas, sin mucrón apical, los filamentos estaminales cremosos, los petalostemos con dos aurículas, el ovario piriforme y el cáliz fruticoso 10 costado con nervaduras sobresalientes. Se diferencian porque *L. abra-patriciae* posee 8-9 por nudo (vs. 1-) 4-5 flores en *L. nievae*), pedúnculo y pedicelo (vs. sólo pedúnculos), cáliz ciliado rodeado por pelos simples y glandulares transparentes por fuera (vs. cáliz glabro externamente), lóbulos corolinos aplanados (vs. lóbulos corolinos reflexos y revolutos en los bordes), baya globosa, péndula, sin estilos persistente a la madurez (vs. baya cónica erecta, con el estilo persistente), cáliz fruticoso que envuelve flojamente la baya (vs. cáliz fruticoso que envuelve ajustadamente por lo menos las 3/4 partes del área basal), cáliz 10-costado, 5 costillas mayores y 5 costillas incipientes intermedias anguladas dando la apariencia de cáliz rugoso (vs. cáliz con 10 costillas nunca arrugadas), semillas 52-60 por baya (vs. más de 100 semillas por baya) y láminas foliares de menor tamaño. Además *L. abra-patriciae* se reconoce fácilmente en el campo por tratarse de arbustos laxamente ramificados, con tallos viejos cilíndricos y nunca torcidos y tallos jóvenes morados (vs. arbustos ampliamente ramificados, tallos viejos 4-5 angulosos y ligeramente torcidos, tallos jóvenes verdes en *L. nieva*).

Distribución y ecología: Hasta el momento sólo se ha colectado en ésta área geográfica, aparentemente endémica del Bosque de Conservación Privada Abra Patricia-Alto Nieva, como integrante de la vegetación del Bosque húmedo primario; prefiere suelos negros con abundante humus, y vive asociado con la vegetación de los géneros: *Weinmannia* L. (Cunoniaceae), *Miconia* Ruiz & Pav. (Melastomataceae), *Chusquea* Kunth (Poaceae), *Begonia* L. (Begoniaceae), *Cestrum* L. (Solanaceae), *Anthurium* Schott (Araceae), *Tillandsia* L. (Bromeliaceae), *Cyathea* Sm. (Cyatheaceae), entre otras.

Estado actual: Es una especie relativamente abundante en al área de colección. Afortunadamente,

por encontrarse circunscrita al bosque de conservación privada, es de esperar que si el área continua conservándose, esta especie no estará en peligro de extinción.

Etimología: El epíteto específico hace alusión al hermoso y extraordinario Bosque en el área de Conservación Privada Abra Patricia-Alto Nieva, cuya riqueza biológica inexplorada es aún enorme.

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. A Mario Zapata Cruz (HAO) por su ayuda en la redacción del abstract. De igual manera, deseamos expresar nuestra gratitud a la Institución ECOAN (Asociación de Ecosistemas Andinos) en la persona de su Director Ejecutivo el Sr. Prof. Constantino Auccha Chutas por su encomiable labor al dirigir exitosamente esta Asociación, así mismo, por su gran interés, esfuerzo y apoyo que brinda a la investigación científica especialmente de la Diversidad Biológica, evitando de esa forma su extinción; sus aliados estratégicos que ayudan a conservar esta área geográfica son: American Bird Conservancy, Betty and Gordon Moore Foundation, Conoco Phillips, Nacional Fish and Wildlife Foundation, IUCN-Holland, Jeniam Foundation y otros a quienes agradecemos por su preocupación en la protección y conservación de la Biodiversidad en nuestro país.

Literatura citada

- Axelius, B. 1996. The phylogenetic relationship of the physaloid genera (Solanaceae) based on morphological data. *Amer. J. Bot.* 83(1): 118-124.
- Barboza, G. & A. Hunziker. 1995. Estudios sobre Solanaceae XI. Una nueva especie Ecuatoriana de *Larnax*. *Kurtziana* 24. 157-160.
- Bentham, G. J. D. Hooker. 1876. *Genera Plantarum* 2(2) [Solanaceae: 882-980, 1244-1245]. London.
- Dunal, M. F. 1852. Solanaceae. In A. De Candolle, *Prodr* 13(1). Pp 741. Paris.
- D'Arcy, W. 1979. The classification of the Solanaceae. In J. G. Hawkes, N. R. Lester & A. D. Shelding (eds.). *The Biology and Taxonomy of the Solanaceae*. 3-47. Linnean Society Symposium Series No 7 Academic Press. London.

- Hunziker, A.** 1977. Estudios sobre Solanaceae. VIII. Novedades varias sobre Tribus, Géneros. Secciones y especies de Sud América. Kurtziana 10: 7-50.
- Hunziker, A.** 1979. South American Solanaceae: a Synoptic Survey. In J. G. Hawkes, N. R. Lester & A. D. Shelving (eds.). The Biology and Taxonomy of the Solanaceae, 49-85, Linnean Society Symposium Series No 7 Academic Press. London.
- Hunziker, A.** 2001. Genera Solanacearum. A. R. G. Gantner Verlag K. G. Alemania, pp. 500.
- Leiva, S.** 1996. Dos nuevas especies de *Larnax* (Solanaceae: Solaneae) del Norte del Perú. Arnaldoa 4 (1): 15-22.
- Leiva, S., V. Quipuscoa & N. Sawyer.** 1998a. Nuevas especies andinas de *Larnax* (Solanaceae) de Ecuador y Perú. Arnaldoa 5 (1): 83-92.
- Leiva, S., E. Rodríguez & J. Campos.** 1998b. Cinco nuevas especies de *Larnax* (Solanaceae: Solaneae) de los bosque montanos del Norte del Perú. Arnaldoa 5 (2): 193-210.
- Leiva, S. & V. Quipuscoa.** 2002. *Larnax kann-rasmussenii* y *Larnax schjellerupii* (Solanaceae: Solaneae) dos nuevas especies del Departamento de San Martín, Perú. Arnaldoa 9 (1): 27-38.
- Leiva, S. & P. Lezama.** 2003. *Larnax nieva* (Solanaceae: Solaneae) una nueva especie del Departamento de Amazonas, Perú. Arnaldoa 10 (1): 105-110.
- Leiva, S. & E. Rodríguez.** 2006. Tres nuevas especies de *Larnax* (Miers) Hunziker (Solanaceae) del Departamento Amazonas, Perú. Arnaldoa 13 (2): 290-304.
- Leiva, S., E. Pereyra & G. Barboza.** 2008. *Larnax altomayoense* y *Larnax chotanae* (Solanaceae) dos nuevas especies de los bosques montanos del Norte del Perú. Arnaldoa 15(2) 197-209
- Macbride, J.** 1962. Solanaceae. Field Mus. Nat. Hist. Bot. Ser. 13 part. V-B, No 1.
- Miers, J.** 1849. Contributions to the botany of South America Ann. Mag. Nat. Hist. Ser. 2(4): 37-49.
- 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.
- Sawyer, N.** 1998. Two New Species of *Larnax* (Solanaceae) from Ecuador. Novon 8 (1): 72-76.
- Sawyer, N.** 2001. New Species and Combinations in *Larnax* (Solanaceae). Novon 11 (4): 460-471.
- Stearn, W.** 1967. Botanical Latin. History, Grammar, Systex, Terminology and Vocabulary, Great Britain. London. Pp 566.
- En adición a los taxones descritos, el género *Larnax* consta de las siguientes aceptadas:
1. *Larnax altomayoense* S. Leiva & Quipuscoa, 2008. Arnaldoa 15 (2) 197-209. Perú
 2. *Larnax andersonii* N. W. Sawyer. 1998. Novon 8(1): 72-76. Distribución: Ecuador.
 3. *Larnax bongaraense* S. Leiva. 2006. Arnaldoa 13 (2): 290-304. Distribución: Perú.
 4. *Larnax chotanae* S. Leiva, Pereyra & Barboza. 2008. Arnaldoa 15 (2) 197-209.
 5. *Larnax darcyana* N. W. Sawyer. 2001. Novon 11(4): 460-471. Distribución: Colombia.
 6. *Larnax dilloniana* S. Leiva, Quipuscoa & Sawyer. 1998. Arnaldoa 5 (1): 83-92. Distribución: Ecuador y Perú.
 7. *Larnax glabra* (Standley) N. W. Sawyer. 2001. Novon 11(4): 460-471. Distribución: Colombia y Ecuador.
 8. *Larnax grandiflora* N. W. Sawyer & S. Leiva. 2001. Novon 11(4): 460-471. Distribución: Perú.
 9. *Larnax harlingiana* Hunz. & Barboza. 1995. Kurtziana 24: 157-160. Distribución: Ecuador.
 10. *Larnax hawkesii* Hunz. 1977. Kurtziana 10: 7-70. Distribución: Colombia y Ecuador.
 11. *Larnax kann-rasmussenii* S. Leiva & Quipuscoa. 2002. Arnaldoa 9 (1): 27-33. Distribución: Perú.
 12. *Larnax longipedunculata* S. Leiva, Rodríguez & Campos. 1998. Arnaldoa 5 (2): 193-210. Distribución. Perú.
 13. *Larnax lutea* Leiva. 1996. Arnaldoa 4 (1): 15-22. Distribución: Perú.
 14. *Larnax macrocalyx* Leiva, Rodríguez & Campos. 1998. Arnaldoa 5 (2): 193-210. Distribución: Perú.

Anexo

15. *Larnax maculatifolia* E. Rodr. & S. Leiva. 2006. *Arnaldoa* 13 (2): 290-304. Distribución: Perú.
16. *Larnax nieva* S. Leiva & N. W. Sawyer. 2003. *Arnaldoa* 10 (1): 105-110. Distribución: Perú.
17. *Larnax parviflora* N. W. Sawyer & S. Leiva. 2001. *Novon* 11 (4): 460-471. Distribución: Perú.
18. *Larnax peruviana* (Zahlbr.) Hunz. 1977. *Ann. K. K. Naturhist Hofinus.* 7:7. Distribución: Perú.
19. *Larnax pilosa* Leiva, Rodríguez & Campos. 1998. *Arnaldoa* 5 (2): 193-210. Distribución: Perú.
20. *Larnax pomacochaense* S. Leiva. 2006. *Arnaldoa* 13 (2): 290-304. Distribución: Perú.
21. *Larnax psilophyta* N. W. Sawyer. 1998. *Novon* 8 (1): 72-76. Distribución: Ecuador.
22. *Larnax purpurea* Leiva. 1996. *Arnaldoa* 4 (1): 15-22. Distribución: Perú.
23. *Larnax sachapapa* Hunz. 1977. *Kurtziana* 10: 7-50. Distribución. Colombia y Ecuador.
24. *Larnax sagasteguii* S. Leiva, Quipuscoa & Sawyer. 1998. *Arnaldoa* 5 (1): 83-92. Distribución: Perú.
25. *Larnax sawyeriana* Leiva, Rodríguez & Campos. 1998. *Arnaldoa* 5 (2): 193-210. Distribución: Perú.
26. *Larnax schjellerupii* S. Leiva & Quipuscoa. 2002. *Arnaldoa* 9 (1): 27-38. Distribución: Perú.
27. *Larnax steyermarkii* Hunz. 1977. *Kurtziana* 10: 7-50. Distribución: Ecuador.
28. *Larnax subtriflora* (R. & P.) Miers. 1849. *Fl. Per.* 2 : 42. Distribución : Perú.
29. *Larnax suffruticosa* (Dammer) A. T. Hunz. 1977. *Bot. Jahrb.* 36 : 386. Distribución. Ecuador y Perú.
30. *Larnax sylvarum* (Standley & C. V. Morton) N. W. Sawyer. 2001. *Novon* 11(4): 460-471. Distribución: Colombia y Costa Rica.
31. *Larnax vasquezii* Leiva, Rodríguez & Campos. 1998. *Arnaldoa* 5 (2): 193-210. Distribución: Perú.

Nordenstamia magnifolia (Asteraceae: Senecioneae), una especie nueva del norte del Perú

Nordenstamia magnifolia (Asteraceae: Senecioneae) a new species from northern Peru

Hamilton Beltrán Santiago & José Campos de la Cruz

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

Resumen

Se describe e ilustra a *Nordenstamia magnifolia*, especie nueva de Asteraceae, perteneciente a la tribu Senecioneae, endémica del departamento de Amazonas, Perú. Se discuten sus relaciones con las especies más afines.

Palabras clave: Asteraceae, Senecioneae, especie nueva, *Nordenstamia*, Amazonas, Perú.

Abstract.

Se describe e ilustra a *Nordenstamia magnifolia*, especie nueva de Asteraceae, perteneciente a la tribu Senecioneae, endémica del departamento de Amazonas, Perú. Se discuten sus relaciones con las especies más afines.

Key words: Asteraceae, Senecioneae, sp. nov., *Nordenstamia*, Amazonas, Peru.

Introducción

Nordenstamia, (Asteraceae. Senecioneae) fue establecido como género por Lundin (2006), quien nombró como especie tipo a *Nordenstamia repanda* (Wedd.) Lundin, y caracterizó al grupo por congregarse en arbustos o árboles con tricomas subestrellados o variadamente ramificados, flores marginales amarillas, flores del disco con ramas del estilo con el ápice triangular coronado por un conjunto de tricomas. Varias especies tratadas previamente en *Senecio* L. *Gynoxys* Cass. y *Aequatorium* B. Nord., por autores tales como Jeffrey (1992), Robinson & Cuatrecasas (1992) y Nordenstam (1997), han sido transferidas a *Nordenstamia* por Nordenstam (2006), siguiendo los criterios propuestos por Lundin, incluyendo *Aequatorium pascoense* H. Beltrán & H. Rob., especie del Perú recientemente fundada (Beltrán & Robinson, 2005). *Aequatorium* es el género más relacionado a *Nordenstamia* pero se diferencia por poseer flores marginales blancas y flores del disco con ramas del estilo con el ápice obtuso a truncado además, su rango de distribución conocido abarca sólo Ecuador y Colombia.

Las especies de *Nordenstamia* forman parte de la vegetación de bosque nublado en las vertientes orientales a lo largo de los Andes, desde el norte del Perú hasta el Norte de Argentina. Actualmente se conoce 13 especies para el Perú, incluyendo la nueva aquí descrita, de éstas 11 son endémicas.

Al revisar especímenes conservados en el Herbario San Marcos (USM) hemos hallado una entidad, cuyos caracteres no coinciden con los de otras ya conocidas, que proponemos como especie nueva.

Nordenstamia magnifolia H. Beltrán & J. Campos sp. nov. (Fig. 1-2)

TIPO: PERU. Dpto. Amazonas. Provincia, Luya. Camporredondo, Tullanga. Subiendo del Campamento o Pascana hacia el Cerro Huicsocunga, 2700-3000 m, 7-IX-1989, C. Díaz & J. Campos. 3830 (Holótipo: USM; Isótipos: MO, S).

Nordenstamia magnifolia species nova, arbor parva 3 m alta, foliis oppositis, lamina ovata vel oblonga-ovata usque ad 40 cm longa, basi assymetrica

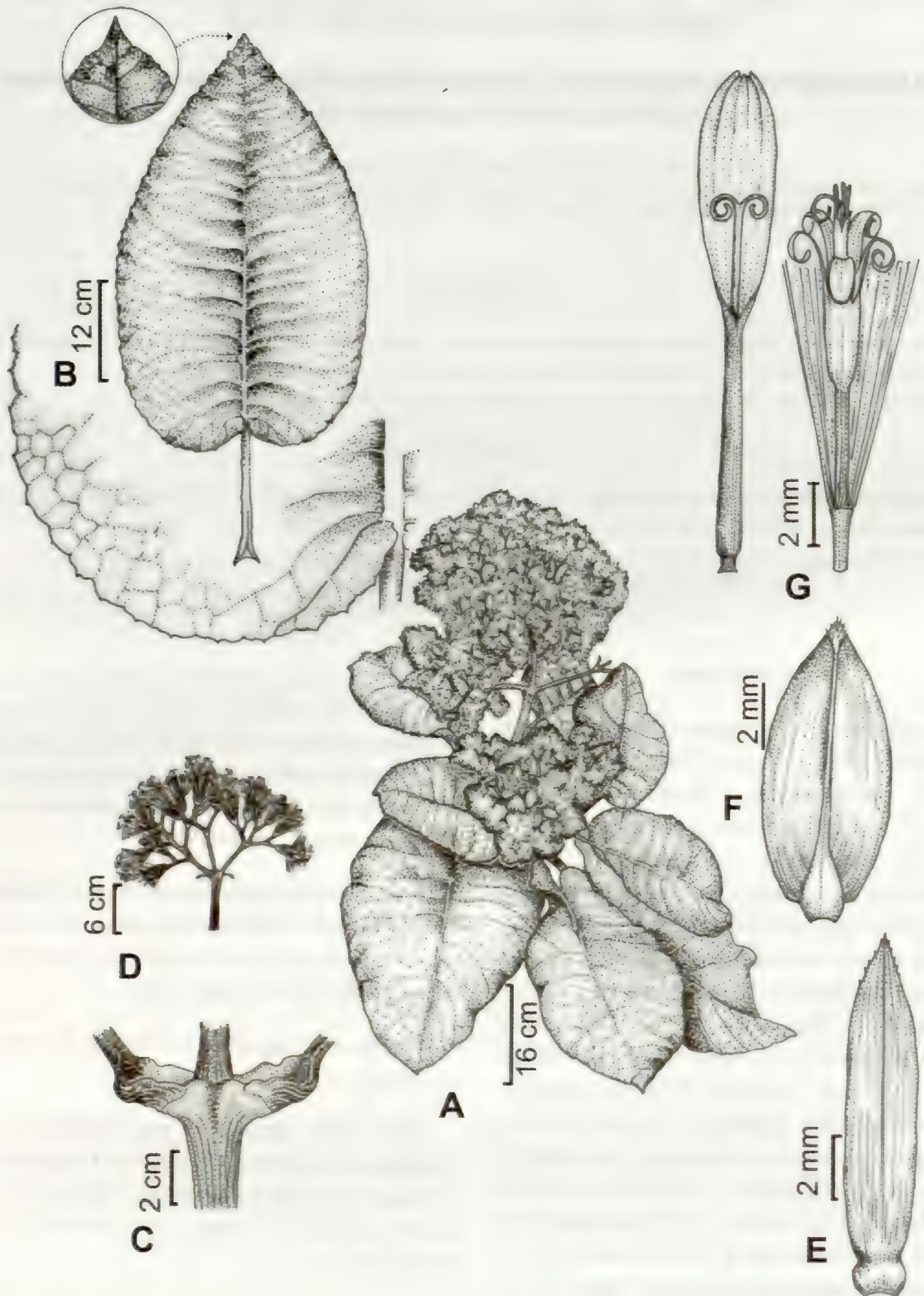


Fig.1.- *Nordenstamia magnifolia*. H. Beltrán & J. Campos. A. Rama florífera, B. Hoja mostrando el ápice y la base, C. Detalle de la inserción del pecíolo, D. Porción de la inflorescencia, E y F. Filarias, G. Flor del margen y del disco. (Dibujado de J. Campos & W. Vargas 10500, USM).



Fig.2. Rama florífera de *Nordenstamia magnifolia* H. Beltrán & J. Campos (J. Campos & W Vargas 10500. USM).

late cordata. Positione oppositi foliorum Nordenstamiae pascoensis, N. limonoensisque, N. cajamarcensisque similis, sed earum folia minus quam 21 cm longa, basibus obtusis vel cuneatis.

Árbol pequeño, con tallo principal delgado hasta 5 m de alto, poco ramificado apicalmente, ramas teretes, puberulentas cuando jóvenes. **Hojas** opuestas, pecioladas; peciolo 12-15 cm de largo, aplanados, seríceo-pubescentes y concrecentes o connados en la base; lámina ovada a oblongo-ovada, 35-40 cm de largo, 15-29 cm en la porción más ancha, ápice obtuso o a veces emarginado, márgenes enteros a levemente ondulados y con denticulos espaciados, base asimétrica, anchamente cordada, haz verde brillante, escasamente puberulento, envés verde pálido, puberulento, venas primarias basales formando un ángulo de 110 grados con el nervio principal y las distales un ángulo de 90

grados, nervios secundarios arqueados y bifurcados hacia el margen formando un retículo. **Capítulescencia** corimboide hemiesférica 15-20 cm largo por 30 cm diámetro. Ramificaciones de primer orden de 7 cm, los de segundo orden 3-4 cm, puberulentos. **Capítulos** radiados, sésiles o pedunculados 2-3 mm longitud; brácteas del cálculo 4, ovado-lanceoladas, 2-3 mm de largo, hirsuto-puberulentas; involucro cilíndrico, 9-10 mm altura por 3 mm diámetro, filarias 6-8, uniseriadas, oblongo-lanceoladas, 5-6 mm largo por 2-3 mm ancho, ápice agudo, márgenes membranáceos; receptáculo plano a levemente convexo, 3 mm diámetro. Flores del margen, 2 ó 3 pistiladas, conspicuamente exertas del involucro; corolas amarillas, glabras, tubo lineal ca 3 mm largo, limbo elíptico, ca. 6 mm largo por 2 mm ancho, trinervado, apicalmente con lóbulo central agudo y los laterales obtusos, ramas del estilo ca. 1.5 mm largo, ovario glabro, 2 mm largo. Flores del disco. 6-7, perfectas; corolas

amarillas, 9-10 mm largo, glabras, tubo 3-4 mm largo, garganta estrechamente campanulada, ca 3 mm largo, lóbulos angostamente oblongos, ca 2 mm largo, con ápices agudos; collar anterífero ca. 0.4 mm largo; tecas ca. 2 mm largo, apéndices conectivos 0.4-0.5 mm largo por 0.2 mm ancho; ramas del estilo, 1.8-2 mm largo por 0.2-0.3 mm ancho, con ápices agudos y coronados por tricomas. **Cipselas** inmaduras oblongas, ca. 1.8 mm largo, glabras 5 costados, con un corto carpopodio. **Papus** cerdoso, 5-6 mm largo, cerdas biseriadas, persistentes, delgadas, pero apicalmente algo dilatadas y plumosas.

Material Adicional Examinado.

PERU: **Dpto. Amazonas.** Provincia, Luya. Camporredondo, Base del cerro Huicsocunga, Bosque de neblina con predominio de Chusquea. 6° 4.5 S, 78° 21.50 W 2850 m, 12 Enero 2005, *J. Campos & W. Vargas*. 10500 (HAO, HUT, S, USM).

Discusión Taxonómica

N. magnifolia es única por presentar la combinación de hojas opuestas con láminas grandes de hasta 40 cm de largo, dimensión no observada en las especies hasta hoy conocidas del género. Sólo en algunos casos como en *N. pascoensis* (H. Beltrán & H. Rob.) B. Nord., llegan a alcanzar los 21 cm de largo. En relación a la filotaxia es la cuarta especie con hojas opuestas, las otras *N. cajamarcensis*, (H. Rob. & Cuatrec.) B. Nord., *N. limonoensis* (B. Nord.) B. Nord. y *N. pascoensis* (H. Beltrán & H. Rob.) B. Nord., en ellas las bases de las hojas suelen ser obtusas a atenuadas.

Etimología: El nombre de esta especie alude al tamaño grande de las hojas.

Estado de Conservación: Utilizando los criterios de la Lista Roja de UICN (2001) esta especie endémica del departamento de Amazonas debería ser incluida en la categoría No Evaluado (NE), por estar reportada para un sólo lugar.

Agradecimientos

A Guillermo Pino por la diagnosis en latín, Arturo Granda por su revisión crítica, Marisa Ocrospoma por la ilustración, además a los jefes del Herbario San Marcos (USM), por permitir revisar las colecciones.

Literatura citada

- Beltrán, H. & H. Robinson.** 2005. A new species of *Aequatorium* (Asteraceae-Senecioneae) from Peru. *Comp. Newsl.* 42: 5-7.
- Cerrate, E.** 1969. Manera de preparar plantas para Herbario. *Mus. His. Nat. Serie de divulgaciones* N.1
- Jeffrey, C.** 1992. The tribe Senecioneae (Compositae) in the Mascarene Islands with an annotated check-list of the genera of the tribe. *Kew Bull.* 47:49-109.
- Lot, E. & F. Chiang. (Compiladores).** 1986. Manual de Herbario. Consejo Nacional de la Flora de México, México. 1- 42 pp.
- Lundin, R.** 2006. *Nordenstamia* Lundin (Compositae-Senecioneae), a new genus from the Andes of South America. *Comp. Newsl.* 44: 14 – 17.
- Nordenstam, B.** 2006. New combinations in *Nordenstamia* (Compositae-Senecioneae) from Argentina, Bolivia, Peru and Ecuador. *Comp. Newsl.* 44: 19 – 23.
- Nordenstam, B.** 1997. The genus *Aequatorium* B Nord. (Compositae-Senecioneae) in Ecuador. *Comp. Newsl.* 31: 1-16.
- Robinson, H. & J. Cuatrecasas.** 1992. Additions to *Aequatorium* and *Gynoxys* (Asteraceae: Senecioneae) in Bolivia, Ecuador and Peru. *Novon.* 2: 411-416.

Adiciones al Catálogo de los Tipos e Isótipos del Herbarium Truxillense (HUT)

Additions to the Catalogue of the Types and Isotypes of the Herbarium Truxillense (HUT)

Eric F. Rodríguez Rodríguez, Sandra J. Arroyo Alfaro & Arnaldo López Miranda
Herbarium Truxillense (HUT), Universidad Nacional de Trujillo, Jr. San Martín 392, Trujillo,
PERÚ. efrr@unitru.edu.pe

Resumen

Se presentan adiciones al Catálogo de los Tipos e Isotipos publicado por López *et al.* (2003), depositados en el Herbarium Truxillense (HUT) de la Universidad Nacional de Trujillo desde 1941. Los taxa se encuentran en orden alfabético dentro de cada categoría jerárquica. Para cada taxón específico se indica: El nombre científico completo, seguido de la referencia bibliográfica, la diagnosis original de las exsiccata, categoría del tipo y el acrónimo del herbario. Se adicionan 22 holótipos y 57 isótipos. La colección de material tipo en el herbario HUT está representada por 75 holótipos y 250 isótipos, distribuidos en 299 especies, 144 géneros y 61 familias. Los tipos están comprendidos en Lichenophyta (1 isótipo); Briophyta: Musci (2 isótipos); Pteridophyta (3 holótipos, 8 isótipos) y Magnoliophyta: Magnoliopsida (59 holótipos, 202 isótipos) y Liliopsida (13 holótipos, 37 isótipos).

Palabras Clave: Adiciones, Tipos, Herbarium Truxillense, HUT.

Abstract

Additions to the Catalogue of the Types and Isotypes published by Lopez *et al.* (2003) and deposited in Herbarium Truxillense (HUT) at National University of Trujillo from 1941 is presented. The taxa are arranged in alphabetical order within each hierarchical category. For each species, the complete scientific name is followed by its bibliographical reference, the original exsiccatae, type specimen category and the herbarium acronym. This paper adds to 22 holotypes and 57 isotypes. The type material housed at HUT includes 75 holotypes and 250 isotypes distributed in 299 species, 144 genera and 61 families. The types represent lichens (1 isotype), bryophytes (2 isotypes), ferns (3 holotypes, 8 isotypes), dicotyledons (59 holotypes, 202 isotypes) and monocotyledons (13 holotypes, 37 isotypes).

Key words: Additions, Types, Herbarium Truxillense, HUT.

Introducción

Los herbarios no son indiferentes a la problemática real del mundo, como la crisis de la biodiversidad, y por lo tanto están involucrados en su solución (Smith *et al.*, 1996; Smith, 2006). A pesar que las comunicaciones a nivel mundial se encuentran muy avanzadas, aún existen ciertas deficiencias referidas al conocimiento de las colecciones y especialmente del material tipo depositado en los herbarios. Material que le dan gran validez a las instituciones que lo poseen y tan necesario para las investigaciones taxonómicas y florísticas por su enorme valor científico (Schatz, 2002; Rodríguez & Rojas, 2006; Funk, 2006). En este sentido, el Herbarium Truxillense (HUT) de la Universidad Nacional de Trujillo, Perú, fundado en octubre de 1941 por el Dr. Nicolás Angulo

Espino (1888-1969) como una necesidad didáctico-científica y a lo largo de su historia, se ha dado a conocer el material tipo mediante dos valiosas contribuciones efectuadas por López (1975) en la cual se consignaban 14 holótipos y 57 isótipos dentro de una colección de 15,000 números botánicos, y López *et al.* (2003), quienes registraron a 53 holótipos y 193 isótipos de una colección general de 40,000. Asimismo, Arroyo (2006) en una ponencia en el XI Congreso Nacional de Botánica (XI CONABOT), Puno, Perú, comunica a 10 holótipos y 40 isótipos adicionales. Sin embargo, actualmente la colección general cuenta con mas de 49,000 especímenes correctamente ingresados y catalogados, a su vez, el material tipo se ha incrementando notablemente.

El presente estudio incluye las adiciones del material tipo efectuadas por Arroyo (2006) y las realizadas hasta el presente, tomando como referencia los trabajos de López (1975) y López *et al.* (2003). Se ha tratado de revisar toda la bibliografía y medios disponibles a nuestro alcance. Sin embargo, se entiende que no es una lista completa, es probable que existan aún «tipos en potencia dentro de la colección general», por lo que se deben salvar algunos inconvenientes principalmente a nivel de curatoría, manejo de las colecciones y a un mejor conocimiento de las publicaciones originales de las nuevas entidades, para tener un entendimiento más exacto. Presentar adiciones al catálogo del material tipo depositado en el Herbario HUT desde 1941 es el objetivo de este trabajo.

Material y Métodos

Las adiciones al catálogo de material tipo provienen de la Base de Datos computarizados del Herbarium Truxillense (HUT) de la Universidad Nacional de Trujillo (HUT; Index Herbariorum, Holmgren *et al.*, 1990; [IH, <http://www.nybg.org/bsci/ih/ih.html>, <http://sciweb.nybg.org/science2/IndexHerbariorum.asp>]). Las categorías taxonómicas se listan en orden alfabético. Se tomó como base para el ordenamiento taxonómico, los Sistemas de Clasificación de Tryon & Tryon (1982) para las Pteridophyta, y Cronquist (1981, 1988) para las Magnoliophyta, siendo estandarizadas las familias de esta última división de acuerdo con The Plant-Book (Mabberley, 1997).

Los taxa se encuentran en orden alfabético dentro de cada categoría jerárquica. Para cada taxón específico se indica: el nombre científico completo en negrita y cursiva con la cita del nombre del autor, seguido de la referencia bibliográfica original, la diagnosis original o protólogo de las exsiccata, categoría del tipo y el acrónimo del herbario según Holmgren *et al.* (1990), incluyendo la numeración sólo para el herbario HUT entre paréntesis.

En la elaboración de las adiciones se ha consultado el Index Kewensis (Hooker & Jackson, 1893-1996; ver [IK; Index Kewensis 2.0 ©Oxford University Press 1997, disponible CD-ROM]), International Plant Names Index

[IPNI, <http://www.ipni.org>], los portales de instituciones extranjeras que alojan importantes colecciones botánicas del Perú, tales como Botanical Type Specimen Register (US) del Department of Botany, Smithsonian National Museum of Natural History [US, <http://botany.si.edu/types/>], W3 TROPICOS-Base de Datos del Missouri Botanical Garden Herbarium (MO) [MBG, <http://mobot.mobot.org/W3T/Search/vast.html>; <http://www.tropicos.org>], del New York Botanical Garden (<http://sciweb.nybg.org/science2/VirtualHerbarium.asp>) y literatura original donde fueron descritos los nuevos taxa. Además, se consultó el Catálogo de los Tipos e Isótipos del Herbarium Truxillense (López, 1975) y el Catálogo de los Tipos e Isótipos del Herbarium Truxillense (HUT), Parte II (López *et al.*, 2003).

Las abreviaturas de las series o publicaciones periódicas están de acuerdo con el Botanico Periodicum Hunthianum [BPH] (Lawrence *et al.*, 1968) y para los libros u obras según Taxonomic Literature [TL2] (Stafleu *et al.*, 1976-1995). Los autores de los binomios y de las categorías infraespecíficas se abrevian según Authors of Plant Names [APN] (Brummitt & Powell, 1992). Estas tres referencias también estuvieron disponibles en forma electrónica en el portal de Harvard University Herbaria [www.huh.harvard.edu/databases/, http://cms.huh.harvard.edu/databases/publication_index.html, www.huh.harvard.edu/databases/cms/publication_index.html]. Las siglas de los herbarios consultados se presentan según el Index Herbariorum (Holmgren *et al.*, 1990; ver también [IH, <http://www.nybg.org/bsci/ih/ih.html>; <http://sciweb.nybg.org/science2/IndexHerbariorum.asp>]).

Resultados y Discusión

En el presente trabajo se adiciona al Catálogo de los Tipos e Isótipos del Herbarium Truxillense (HUT) lo siguiente: 22 holótipos y 57 isótipos, distribuidos en 77 especies, 48 géneros y 32 familias. Los tipos están comprendidos en Pteridophyta (3 holótipos, 1 isótipo), Magnoliophyta: Magnoliopsida (15 holótipos, 43 isótipos) y Liliopsida (4 holótipos, 13 isótipos).

Adicionando esta contribución al trabajo de López *et al.* (2003), se tiene un total de 75 holótipos y 250 isótipos, distribuidos en 299 especies, 144 géneros y 61

familias. Los tipos están comprendidos en Lichenophyta (1 isótipo); Briophyta: Musci (2 isótipos); Pteridophyta (3 holótipos, 8 isótipos) y Magnoliophyta: Magnoliopsida (59 holótipos, 202 isótipos) y Liliopsida (13 holótipos, 37 isótipos).

ADICIONES AL CATALOGO DE MATERIAL TIPO DEL HERBARIUM TRUXILLENSE (HUT)

PTERIDOPHYTA

ASPLENIACEAE

1. *Asplenium eutecnum* A.R. Sm., Novon 16: 424, f. 1A. 2006.
PERÚ. Dpto. Amazonas. Prov. Condorcanqui. Dist. El Cenepa, Comunidad de Tutino, Pumpu-entsa. Bosque primario. Suelo arcilloso-arenoso. Helecho epífita, soros marrones. 340 m. 04°34'05"S-78°11'53"W. 26 Junio 1997. *R. Vásquez, A. Peña, E. Chávez & E. Quiaco 24244*. **Holótipo:** HUT(40511); **Isótipos:** MO, NY, UC.

DRYOPTERIDACEAE

2. *Tectaria atropurpurea* A.R. Sm., Novon 16: 429, f. 3A. 2006.
PERÚ. Dpto. Amazonas. Prov. Bagua, Dist. Imaza, Comunidad Aguaruna de Putuim. Bosque primario, 30% de pendiente. Arriba río Shimutaz. Hierba terrestre rizomatosa, soros color anaranjado intenso. 480 m. 04°55'S-78°19'W. 19 Junio 1996. *E. Rodríguez, P. Atamain, E. Chavez-Agkuash & W. Atamain 1122*. **Holótipo:** HUT(39827); **Isótipos:** MO, NY, UC.

3. *Tectaria microsora* A.R. Sm., Novon 16: 431, f. 3b. 2006.
PERÚ. Dpto. Amazonas. Prov. Bagua, Dist. Imaza, Comunidad Aguaruna de Putuim. Bosque primario. 30% de pendiente. Arriba (oeste) pueblo de Putuim. Hierba rizomatosa, soros anaranjados. 680 m. 04°55'S-78°19'W. 12 Junio 1996. *E. Rodríguez, P. Atamain, E. Chavez-Agkuash & W. Atamain 967*. **Holótipo:** HUT (39549); **Isótipos:** MO, NY, UC.

PTERIDACEAE

4. *Adiantum tryonii* J. Prado, Brittonia 58: 381. 2006.
PERÚ. Dpto. Cajamarca. Prov. San Ignacio Prov. Distr. Namballe, Caserío Las Abejas. Bosque transicional,

camino hacia el río Canchis (La Guayusa). Hierba rizomatosa con pseudoindusios marrones. 870-950 m. 05°00'S-79°04'W. 9 Julio 1997. *E. Rodríguez 1645*. **Holótipo:** UC; **Isótipo:** HUT(33282), MO.

MAGNOLIOPHYTA(=Angiospermae)

Magnoliopsida (=Dicotyledoneae)

ANNONACEAE

5. *Crematosperma bullatum* Pirie, Arnaldoa 11(2): 8-10, f. 2, 3-5. 2004 [2005].

PERÚ. Dpto. Amazonas. Prov. Bagua. District Imaza. Comunidad Yamayakat, trail to Putuim. Primary forest. Soil red coloured clay, occasional streams. Tree, fallen partially, leaning to 10 m., branches growing vertically from main trunk with abundant hanging flower buds, yellow green, single young fruit, green. 360 m. 5°02'56"S-78°21'07"W. 22 Noviembre 2003. *M. D. Pirie, M. Zapata & R. Apaní 71*. **Holótipo:** U; **Isótipos:** AAU, AMAZ, CUZ, E, F, HAO, HUT (40780), K, MO, MOL, NY, US, USM, WU.

6. *Crematosperma cenepense* Pirie & M. Zapata, Arnaldoa 11(2): 13-14, f. 2, 9. 2004 [2005].

PERÚ. Dpto. Amazonas. Prov. Condorcanqui. Distrito El Cenepa, Comunidad de Mamayaque. Bosque primario. Arbolito 10 m, frutos verdes. "yais". 400m. 04°34'49"S-78°14'01"W. 11 Agosto 1997. *R. Rojas, A. Peña & E. Chávez 269*. **Holótipo:** U; **Isótipos:** AMAZ, HUT(42196), MO, USM.

7. *Crematosperma yamayakatense* Pirie, Arnaldoa 11(2): 10-13, f. 2, 6-8. 2004 [2005].

PERÚ. Dpto. Amazonas. Prov. Bagua. District Imaza. Comunidad Yamayakat, trail to Putuim. Cultivated area. Soil red coloured clay. Small tree, 3.5 m tall, fruits green turning to orange-red, flower buds closed green. Small population growing in understory of secondary forest. 320 - 340m. 5°03'15"S-78°20'38"W. 22 Noviembre 2003. *M. D. Pirie, M. Zapata & R. Apaní 57*. **Holótipo:** U; **Isótipos:** CUZ, HAO, HUT(40781), K, MO, NY, USM.

8. *Pseudoxandra angustifolia* Maas, Blumea 50(1): 61-64, f. 1. 2005.

PERÚ. Dpto. San Martín: Prov. San Martín, Estación "Biodiversidad", km 20 on road from Tarapoto to

Yurimaguas, trail leading from road to "Biodiversidad". Primary forest, area of white sand. 970 m. 06°27'50"S-76°16'52"W. 3 December 2003. *M.D. Pirie, R. Van Velzen, M. Botermans, M. Zapata & T. Díaz 139*. (**Holotipo:** U; **Isótipos:** HAO, HUT (40776), K, MO, NY, USM.

9. *Unonopsis asterantha* Maas & Westra, *Blumea* 52(3): 448-450, f. 10, map 7. 2007.

PERÚ. Dpto. Amazonas. Prov. Bagua. District Imaza., Putuim, comunidad Putuim, quebrada Putuim. Primary Forest. Soil red coloured clay, occasional streams. 540 m. 05°02'17"S-78°22'57"W. 26 November 2003. *M.D. Pirie, R. Van Velzen, M. Botermans, M. Zapata, R. Apanu & J.S. Kasen 108*. **Holotipo:** U (3 sheets); **Isótipos:** HAO, HUT (40786), USM.

10. *Unonopsis monticola* Maas & Westra, *Blumea* 52(3): 502-504, f. 26, map 14. 2007.

PERÚ. Dpto. Cajamarca. Prov. San Ignacio. Dist. San José de Lourdes. Localidad Laurel. Relicto de bosque primario (Bosque intervenido). Arbol 6-7 m, flores blanco-cremosas, frutos verdes. 1500-1600 m. 05°01'00"S-78°57'00"W. 17 Mayo 1997. *J. Campos & W. Vargas 3910*. **Holotipo:** U; **Isótipos:** HUT (46255-56), MO.

APOCYNACEAE

11. *Peltastes anomalus* J.F. Morales, *Candollea* 60(2): 295-296, f.4-5. 2005

PERÚ. Dpto. Cajamarca. Prov. San Ignacio. Dist. San José de Lourdes. Localidad Laurel. Relicto de bosque primario (Bosque intervenido). Bejuco, tallos y pecíolos de las hojas cubiertos de una capa pulverulenta marrón, flores verdes, látex transparente. 1500-1600 m. 05°01'00"S-78°57'00"W. 17 Mayo 1997. *J. Campos & W. Vargas 3883*. **Holotipo:** MO; **Isótipos:** HUT (46091), MO.

ASTERACEAE

12. *Fleischmannia sagasteguii* H. Rob., *Proc. Biol. Soc. Wash.* 114(2): 552, 556, f. 14. 2001.

PERÚ. Dpto. Lambayeque. Prov. Lambayeque. Abra de Porculla. Road from Olmos to Pucará, km. 45 east of Olmos. Dry forest along presently dry rocky quebrada. Hierba de hasta 1 m de alto creciendo en el fondo de quebrada seca, en sombra. Flores lilas pálidas. 1920 m. 13

July 1986. *T. Plowman, A. Sagástegui, J. Mostacero, F. Mejía & F. Peláez 14283*. **Holotipo:** US; **Isótipos:** F, HUT (23029).

13. *Ophryosporus marchii* Sagást. & E. Rodr., *Revista Peruana Biol.* 15(1): 21-23, f. 1 A-E. 2008.

PERÚ. Dpto. Cajamarca, Prov. Contumazá, alrededores del Distrito de Guzmango. Cerco de piedras. Sufrútice apoyante de 1.50 m de largo, capítulos blancos reunidos en glomérulos. 2500 m. 25 Julio 2006. *A. Sagástegui 17611*. **Holotipo:** HUT (44356-57); **Isótipos:** F, HUT (44358), MO, US, USM.

14. *Piptocarpha vasquezii* H. Rob., *Novon* 12(3): 396, f. 2. 2002.

PERÚ. Dpto. Amazonas. Prov. Bagua. Distrito Imaza. Comunidad de Yamayakat. Bosque primario. Liana, flores blancas. 600 m. 05.03.24S, 78.20.17W. 9 Junio 1997. *R. Vásquez, A. Peña & E. Chávez 23981*. **Holotipo:** US; **Isótipos:** HUT (41037), MO.

15. *Piptocarpha geraldsmithii* H. Rob., *Novon* 12(3): 394, f. 1. 2002.

PERÚ. Dpto. Amazonas. Prov. Bagua. Distrito Imaza. Comunidad Aguaruna de Wanás (km 92 Carretera Bagua-Imacita): Cherros Chinim. Bordes Quebrada rocosa. Ambas márgenes. Liana, flores blancas. 700 - 800 m. 29 Agosto 1996. *C. Díaz, A. Peña, L. Tsamajain & M. Roca 8065*. **Holotipo:** US; **Isótipos:** HUT (42194), MO.

BORAGINACEAE

16. *Tournefortia delicatula* J.S. Mill., *Novon* 7(3): 265-267, f. 1. 1997.

PERÚ. Dpto. Tumbes. Prov. Zarumilla. Matapalo. El Caucho- Campo Verde. Parcela de evaluación permanente "E". Arbusto trepador con frutos verdes. 700 m. 19 Enero 1995. *C. Díaz, H. Osoreo, R. Figari, D. Díaz, D. Castañeda & A. Peña 7438*. **Holotipo:** MO; **Isótipos:** HUT (42455), GH, US, USM.

BRASSICACEAE

17. *Weberbaueria scabrifolia* Al-Shehbaz, *Novon* 14(3): 264-266, f. 2. 2004.

PERÚ. Dpto. Huánuco. Prov. Dos de Mayo. Road from Pachas to Llata, Hihg lying, rather flat puna habitat whit very shallow soils and lot of low rock outcrops, vegetation

low and sparse, extremely species rich. Rock: probably lime stone. 4030m. SO9.42-WO76.47. 18 Marzo 2001. *M. Weigend, K. Weigend, M. Binder & E. Rodríguez 5220*. **Holótipo:** M; **Isótipos:** MO, HUT (38944).

18. *Weberbaueria violacea* Al-Shehbaz, *Novon* 14(3): 266-268, f.3. 2004.

PERÚ. Dpto. Cajamarca. Prov. Cajabamba. Cajabamba-Luchubamba. Jalca. Hierba con flores violáceas. 3800 m. 17 Noviembre 1983. *A. Sagástegui 11175*. **Holótipo:** MO; **Isótipo:** HUT (18525).

CAMPANULACEAE

19. *Siphocampylus plegmatocaulis* Lammers, *Novon* 12(2): 228-230, f. 16. 2002.

PERÚ. Dpto. San Martín. Prov. Rioja. Along road Rioja-Pedro Ruiz. El Mirador. Ceja de la montaña. Vining herb. Flower red. 1850 m. 5°40'29"S-77°46'25"W. 25 March 1998. *H. van der Werff, B. Gray, R. Vásquez & R. Rojas 15628*. **Holótipo:** OSH; **Isótipos:** HUT (42456), MO, NY.

CECROPIACEAE

20. *Pourouma montana* C.C.Berg, *Brittonia* 56(3): 258-259, f.2. 2004.

PERÚ. Dpto. Cajamarca. Prov. San Ignacio. Dist. San José de Lourdes. Base del Cerro Picorana. Restos de bosque andino y arbóreo. Árbol de 18m, inflorescencias cremas-grisáceas. 2010 m. 4.59.25S-78.54.15W. 1 Diciembre 1998. *C. Díaz & S. Fernández 10161*. **Holótipo:** HUT (40355); **Isótipos:** BG, F, MO.

EUPHORBIACEAE

21. *Cnidocolus cajamarcensis* Fern. Casas & J.M. Pizarro, *Fontqueria* 55(11): 59-62, f. 1-2. 2002.

PERÚ. Dpto. Cajamarca. Prov. San Ignacio. Dist. Huarango. Entre puerto Tabalozo y Nueva Esperanza. Bosque xerófito. Arbustiva 1.5-2 m, tallo y hojas verdes, con espinas urticantes, flor blanca, látex blanco. "ishanga de león". 550-700 m. 05°21'S-078°44'W. 18 Enero 1996. *J. Campos & O. Díaz 2003*. **Holótipo:** MO; **Isótipos:** HUT (40563).

FABACEAE

22. *Tachigali bicornuta* van der Werff, *Ann. Missouri Bot. Gard.* 95(4): 629, 631, f. 4a-e. 2008.

PERÚ. Dpto. Amazonas. Prov. Bagua. Distr. Imaza. Comunidad Aguaruna de Wanás (Km 92 Carretera Bagua-Imacita): Cerros Chinim. Bordes Quebrada rocosa. Ambas márgenes. Arbol 12 m, frutos secos, peciolo albergan hormigas bravas. 800-850 m, 31 Agosto 1996. *C. Díaz, A. Peña, L. Tsamajain & M. Roca 8100*. **Holótipo:** HUT (41812); **Isótipo:** MO.

FLACOURTIACEAE

23. *Neosprucea tenuisepala* M.H. Alford, *Syst. Bot. Monogr.* 85: 48-51, f. 20a-g. 2008.

PERÚ. Dpto. Amazonas. Prov. Condorcanqui, Distr. El Cenepa, Comunidad de Mamayaque, Río Cenepa, Cerro Sakee gaig. Bosque primario. Arbusto 3 m, flores blancas. 900-1000 m. 04°34'49"S-78°14'01"W. 12 Febrero 1997. *R. Vásquez, R. Rojas & A. Peña 22494*. **Holótipo:** MO; **Isótipos:** BH, HUT (35966).

GENTIANACEAE

24. *Macrocarpaea innarrabilis* J.R. Grant, *Harvard Pap. Bot.* 9(1): 27-29, f. 1 [map], 9C-D. 2004.

PERÚ. Dpto. Amazonas. Prov. Bagua. Imaza. Tayu Mujaji, Comunidad Nativa Wawas. Bosque primario, vegetación de 2 m, de alto promedio.(Uwejush). Arbusto 1.5 m, flores amarillentas. 1100 m. 5°15'S-78°22'W. 7 Febrero 1999. *R. Vásquez, C. Vargas, J. Yactayo & E. Palomino 26057*. **Holótipo:** MNEU; **Isótipos:** HUT (42454), MO (n.v.).

25. *Macrocarpaea weigendiorum* J. R. Grant., *Harvard Pap. Bot.* 9(1): 44, f. 2 [map], 11A-F. 2004.

PERÚ. Dpto. Ucayali. Prov. Aguaytia. Road from Aguaytia to Tingo Maria, km 33. Abra Divisoria. 930 m. 09.09'S, 75.45'W. 26 Marzo 2001. *M. Weigend, K. Weigend, M. Binder & E. Rodríguez 5363*. **Holótipo:** B; **Isótipos:** F, HUT [2 sheets], M [n.v.], NY [2 sheets], U, US.

26. *Macrocarpaea ericii* J. R. Grant., *Harvard Pap. Bot.* 9(1): 23-25. 2004.

PERÚ. Dpto. Cajamarca. Prov. San Ignacio. Dist. Huarango. Localidad Romerillo, Cordillera entre Romerillo y Nuevo Mundo. Vegetación primaria, con predominancia de árboles enanos. Sufrútice 1m, flores amarillas. 2300 m. 5°14'00" S-78°46'00"W. 27 Julio 1997. *J. Campos, E. Rodríguez & S. Niñez 4296*. **Holótipo:** MO; **Isótipo:** HUT(42197)[n.v.].

27. *Symbolanthus mathewsii* subsp. *vaccinioides* J.E. Molina & Struwe, Syst. Biodivers. 6(4): 494, f. 10, 15 [map]. 2008.

PERÚ. Dpto. Cajamarca: Prov. San Ignacio, Cerro Bolo y/o La Yegua, camino al Cerro Picorana. Arbusto 1 m, flores rosadas. 2500 m 4°59'00"S-78°53'00"W. 5 Diciembre 1998. C. Díaz & S. Fernández 10244. **Holótipo:** U; **Isótipo:** HUT(48393), MO.

GROSSULARIACEAE

28. *Ribes colandina* Weigend, Revista Peruana Biol. 12(2): 263–265, f7 A-C, f8 A-G. 2005.

PERÚ. Dpto. La Libertad. Prov. Bolívar. Bolívar, path to Laguna Shopol. Open jalca habitat with scattered shrubs and rock outcrops. Numerous shrubs between large boulders in the lower parts of the valleys. 3280 - 3600 m. 10°17'57"S-078°02'50"W, 18 October 2000. M. Weigend, E. Rodríguez, H. Förther & N. Dostert 823. **Holótipo:** USM; **Isótipos:** B, HUT (38765), M.

29. *Ribes sanchezii* Weigend, Revista Peruana Biol. 12(2): 265–266, f9 A-C, f10 A-D. 2005.

PERÚ. Dpto. Amazonas. Prov. Chachapoyas. Balsas road to Leymebamba, just below Abra Callacalla (=Abra Barro Negro) on the slope towards Leymebamba. Upper margin of montane forest (mostly *Weinmannia* spec. and *Desfontainia spinosa*), contac zone with jalca area, steep, very moist slopes with marshy areas. Flowers dark red, shrubs to ca. 3 m tall, locally very abundant. 3559 m. S 06°43' 49"-W 077°53'18". 19 October 2000. M. Weigend, E. Rodríguez, H. Förther and N. Dostert 862. **Holótipo:** USM; **Isótipos:** B, BM, HUT (38773), M.

LAURACEAE

30. *Cinnamomum floccosum* van der Werff, Novon 13(3): 337-339, f. 1. 2003.

PERÚ. Dpto. Cajamarca. Prov. San Ignacio. Tabaconas. Santuario Nacional Tabaconas-Namballe. Camino al Cerro Coyona. "Zona de amortiguamiento, sector pajonal". Árbol 14 m, flores amarillo-verdosas, ejes de la inflorescencia rojizo. 2500 - 2600m. 05°17'29"S, 079°16'2"W. 20 Noviembre 1998. C. Díaz, J. Sembrera & L. Adrianzen, 10087. **Holótipo:** MO; **Isótipos:** HUT (42195), HBG, K, NY.

31. *Endlicheria duotincta* Chanderbali, Fl. Neotrop. 91: 90-92, f. 30,31. 2004.

PERÚ. Dpto. Cajamarca. Prov. San Ignacio. Dist. Huarango. Nuevo Mundo: camino entre Caserío Gosén y Nuevo Progreso. Bosque primario, arriba del margen derecho de la quebrada las Juntas. Árbol de ca. 12 m. de alto con tallo marrón, flores verdosas. 1350-1400m. 23 Julio 1997. E. Rodríguez & P. Reyes 1807. **Holótipo:** MO; **Isótipos:** F, G, HBG, HUT (33302), NY, US, U.

32. *Endlicheria oreocola* Chanderbali, Fl. Neotrop. 91: 86-88, f. 27, 29. 2004.

PERÚ. Dpto. Cajamarca. Prov. San Ignacio. Romerillo, base de la Cordillera de Romerillo. Bosque primario (Pre-montano). Arbusto 3 m, flores cremas. 1570m. 05°10'00"S-078°38'00"W. 15 Noviembre 1997. J. Campos & S. Nuñez 4669. **Holótipo:** MO; **Isótipos:** F, HBG, HUT (42151), NY.

33. *Endlicheria tomentosa* Chanderbali, Fl. Neotrop. 91: 48. 2004.

PERÚ. Dpto. Cajamarca. Prov. San Ignacio. Distrito Huarango: El Triunfo. (Propiedad de Edilberto Delgado). Árbol 6 m de alto, corola amarilla, pedúnculo rojo. 1500m-1800m. 13 Julio 1996. J. Campos, P. Díaz & W. Alarcón 2938. **Holótipo:** MO, **Isótipos:** F, G, HBG, HUT (42149), NY, MO, U.

34. *Licaria subsessilis* van der Werff, Novon 13(3): 344-345, f. 6. 2003.

PERÚ. Dpto. Cajamarca. Prov. San Ignacio. Dist. San José de Lourdes. Localidad de Picorana. Bosque primario. Árbol 14 m, botones blancos. 2250-2300 m. 04°58'00"S, 078°53' 01"W. 2 Diciembre 1998. J. Campos, L. Zurita & M. Camizan 5874. **Holótipo:** MO; **Isótipos:** HBG, HUT (42150), MO, NY, US.

35. *Mezilaurus campaucola* van der Werff, Novon 13(3): 345-346, f. 7. 2003.

PERÚ. Dpto. Amazonas. Prov. Condorcanqui. Dist. El Cenepa. Comunidad de Tutino, Cerro Tutino. Bosque primario, sobre arenisca, suelo cubierto por un manto esponjoso de raíces Campau. Árbol 15 m, flores amarillas, frutos verdes. 600 m. 04°33'50"S-78°12'15" W. 24 Junio 1997. R. Vásquez, A. Peña, E. Chávez, E. Quiaco & A. Ampam 24170. **Holótipo:** MO; **Isótipos:** HUT (42193), HBG, K, NY, US.

36. *Nectandra utilis* Rohwer, Flora Neotropica 60: 135-138, f. 42-43. 1993.
PERÚ. Dpto. San Martín. Prov. Mariscal Cáceres. Forest below Gran Pajaten ruins. 8-15 m tree. 2750-2850 m. 7°S-77°W. 11 August 1986. K. Young 4167. **Holótipo:** F; **Isótipo:** HUT (26346), MO.
37. *Ocotea imazensis* van der Werff, Novon 15(2): 370-372, f. 3. 2005.
PERÚ. Dpto. Amazonas. Prov. Bagua. Dist. Imaza: Region Nororiental del Marañon. Comunidad de Kampaenza, Ribera de la Quebrada Shimutaz. Río Marañon. Bosque de transición. Árbol de 20 m de alto, flores amarillas. 320 m. 04°55'S-78°19' W. 23 Setiembre 1994. N. Jaramillo, R. Apamu & S. Katip 477. **Holótipo:** HUT (30276); **Isótipos:** HBG, K, MO, NY, USM.
38. *Ocotea laevifolia* van der Werff, Novon 15(2): 372-374, f. 4. 2005.
PERÚ. Dpto. Amazonas. Prov. Bagua. Dist. Imaza, Tayu Mujaji. Comunidad de Wawas. Vegetación pequeña hasta 1.5 m. de alto, sobre una capa esponjosa de raíces y materia orgánica. Suelo arenoso. Campau Uwejush. Arbusto 2 m, flores amarillas, frutos verdes, cúpula roja. 1200 m. 05°15'56"S-78°22'07" W. 21 Octubre 1997. R. Vásquez, J. Lirio & G. Pitug 24603. **Holótipo:** HUT (40567); **Isótipo:** HBG, MO.
39. *Ocotea leptophylla* van der Werff, Novon 15(2): 376[-375], f. 6. 2005.
PERÚ. Dpto. Amazonas. Prov. Bagua. Dist. Imaza. Comunidad aguaruna de Wanás (km 92 Carretera Bagua-Imacita): Cherros Chinim. Bordes Quebrada rocosa. Ambas márgenes. Árbol 24 m. Flores verdosas. Envés de las hojas blanquecino-ceroso. 700 – 800 m. 29 Agosto 1996. C. Díaz, A. Peña, L. Tsamajain & M. Roca 8076. **Holótipo:** HUT (40265); **Isótipos:** HBG, K, MO, NY, US, USM.
40. *Ocotea vasquezii* van der Werff, Novon 15(2): 377-378, f. 7. 2005.
PERÚ. Dpto. Amazonas. Prov. Bagua. Dist. Imaza. Yamayakat. Bosque primario, colinas con pendientes 20-30%, Transecto 2x500m. Arbolito 6m, flores amarillentas. 480 m. 05°03'20"S-78°20'23" W. 9 Noviembre 1996. R. Vásquez, P. Stern, R. Rojas & R. Aguilar 21739. **Holótipo:** HUT(40356); **Isótipo:** HBG, K, MO, NY, US.
41. *Pleurothyrium arcuatum* Van der Werff, Novon 13(3): 356-357, f. 15. 2003.
PERÚ. Dpto. Amazonas. Prov. Bagua. Dist. Imaza. Yamayakat. Bosque primario. Arbolito de 6m de alto, flores amarillas. 320 m. 04°55'S-78°19' W. 11 Octubre 1995. N. Jaramillo & D. Chamik 850. **Holótipo:** MO; **Isótipos:** HBG, HUT (35920), K, NY, US.
- LISSOCARPACEAE
42. *Lissocarpa uyat* B. Walln., Ann. Naturhist. Mus. Wien 105B: 557-560, f. 6g, 22-23. 2004.
PERÚ. Dpto. Amazonas. Prov. Bagua. Dist. Imaza. Cerros de Putuim. Bosque primario. Arbusto 6m, frutos negros. 350 m. 05°03'20"S-78°20'23" W. 15 Junio 1996. R. Vásquez, A. Vásquez, L. Dekantai & M. Chuintam 21186. **Holótipo:** W, **Isótipos:** HUT (42192), MO [n.v.].
- LOASACEAE
43. *Nasa lambayequensis* Weigend, Revista Peruana Biol. 13(1): 76. 2006
Referencia Inicial: Novon 14(1): 138-139, f. 1, 3. 2004.
PERÚ. Dpto. Lambayeque. Prov. Ferreñafe. Dist. Incahuasi, Sinchigual-Laguna, Tembladera. Ladera. Hierba urticante con flores rojas. 3000 m. 13 Setiembre 1985. A. Sagástegui, D. Skilman, J. Mostacero & L. Ramírez 12872. **Holótipo:** HUT (20566); **Isótipos:** F, MO.
Nota: Especie publicada en Weigend (2004) y validada en Weigend *et al.* (2006), según los cambios en el Código Internacional de Nomenclatura Botánica aprobado en el International Botanical Congress (IBC) en Viena, 2005.
44. *Nasa longivalvis* E. Rodr. & Weigend, Revista Peruana Biol. 13(1): 77. 2006.
Referencia Inicial: Arnaldoa 11(2): 69, f. 2a-f, 3. 2004.
PERÚ. Dpto. La Libertad. Prov. Bolívar. Dist. Bambamarca. Entre Trigobamba y Bambamarca. Bosque primario. Sufrútice urticante, tallo con estrías verdes, flores rosadas (cárneas), escamas florales-verdo amarillentas. "ishanga colorada". 2800 – 3500 m. 7 Junio 2003. E. Rodríguez R. & V. Medina 2557. **Holótipo:** HUT(40616); **Isótipos:** BSB, F, HAO, MO, USM.

Nota: Especie publicada en Rodríguez & Weigend (2004) y validada en Weigend *et al.* (2006), según los cambios en el Código Internacional de Nomenclatura Botánica aprobado en el International Botanical Congress (IBC) en Viena, 2005.

45. *Nasa pongalamesa* Weigend, Revista Peruana Biol. 13(1): 79. 2006.

Referencia Inicial: Novon 14(1): 140-141, f. 1-2, 4. 2004. PERÚ. Dpto. Cajamarca. Prov. San Miguel de Pallaques. Road Agua Blanca to Oyotum, pass height "Ponga la Mesa". Original collection (Weigend & col 2000/752): Rock outcrops with scattered shrubs, otherwise puna, locally in overgrazed area, only fruits all plants at the base of rocks or between rocks, never in the grassland. 3500-3600m. 14 Octubre 2000. *M. Weigend, E. Rodríguez, H. Förther & N. Dostert*. 752C. **Holótipo:** USM; **Isótipos:** BM, BSB, HUT (38339), M, MO, NY, W.

Nota: Especie publicada en Weigend (2004) y validada en Weigend *et al.* (2006), según los cambios en el Código Internacional de Nomenclatura Botánica aprobado en el International Botanical Congress (IBC) en Viena, 2005.

46. *Nasa stolonifera* Weigend, Revista Peruana Biol. 13(1): 81. 2006.

Referencia Inicial: Novon 14(1): 142, f. 1, 5. 2004. PERÚ. Dpto. La Libertad. Prov. Bolívar. Balsas to Bolívar, km 100 from Balsas. Remant of *Alnus acuminata* forest in ravine with permanent water course. In deep, humus rich soil. Petals orange, scales yellow, numerous underground stolons present. 3280 m. 7°7'53"S-77°44'30"W. 17 October 2000. *M. Weigend, E. Rodríguez, H. Förther & N. Dostert* 822. **Holótipo:** USM; **Isótipos:** BSB, HUT (40218), M.

Nota: Especie publicada en Weigend (2004) y validada en Weigend *et al.* (2006), según los cambios en el Código Internacional de Nomenclatura Botánica aprobado en el International Botanical Congress (IBC) en Viena, 2005.

47. *Nasa usquiliensis* Weigend, T. Henning & C. Schneid., Revista Peruana Biol. 13(1): 83. 2006.

Referencia Inicial: Syst. Bot. 28(4): 780, f. 1c, 2a-d, 4a,b,d, 10. 2003.

PERÚ. Dpto. La Libertad. Prov. Otuzco. Road from Otuzco to Usquil. 3200 m. 07°51'01.1"S, 078°25'26.3"W. 30 May

2001. *T. Henning & C. Schneider* 307. **Holótipo:** HUT (39975); **Isótipos:** BSB, USM, M.

Nota: Especie publicada en Weigend *et al.* (2003) y validada en Weigend *et al.* (2006), según los cambios en el Código Internacional de Nomenclatura Botánica aprobado en el International Botanical Congress (IBC) en Viena, 2005.

48. *Nasa victorii* Weigend, Revista Peruana Biol. 13(1): 83. 2006.

Referencia Inicial: Novon 14(1): 142, 144-145, f. 1, 6. 2004. PERÚ. Dpto. San Martín. Prov. Huallaga. Dist. Saposoa. Entre El Tambo y Jalca del Rayo. Sufrútice de hasta 2 m de largo. Flores anaranjado-rojizas. 2500-3200 m. 15 Setiembre 2000. *V. Quipuscoa, S. Leiva & Y. Díaz* 2480. **Holótipo:** HUT (37780); **Isótipos:** BSB, F, HAO, HUSA, MO.

Nota: Especie publicada en Weigend (2004) y validada en Weigend *et al.* (2006), según los cambios en el Código Internacional de Nomenclatura Botánica aprobado en el International Botanical Congress (IBC) en Viena, 2005.

49. *Nasa weigendii* E. Rodr., Arnaldoa 15(1): 21-29, f. 1-5. 2008.

PERÚ. Dpto. La Libertad, Prov. Pataz. Alrededores de Pataz. Hierba erecto-ascendente de hasta 1 m de elevación; tallos ramificados tetragonos y flores blancas. 2610 m, 07°47.1'S-77°35.7'O. 05 Mayo 2003. *A. Sagástegui, M. Zapata, E. Rodríguez & V. Medina* 17251. **Holótipo:** HUT (44363-64); **Isótipos:** BSB, F, HAO, HUT (443659), MO, NY, US, USM, W.

MORACEAE

50. *Ficus maximoides* C.C. Berg, Blumea 52(3): 579-580, f. 7 a-e. 2007.

PERÚ. Dpto. Amazonas. Prov. Condorcanqui, Dist. El Cenepa. Comunidad de Mamayaque. Bosque primario, ribera del río Cenepa. Árbol de ca. 15 m de alto, látex blanco, frutos verdes. 260 m, 04°03'35"S-78°10'34"W. 20 Febrero 1997. *E. Rodríguez, E. Chávez-Agkuash & E. Quiaco* 1574. **Holótipo:** MO, **Isótipos:** BG, HUT (35589).

MYRISTICACEAE

51. *Componeura diazii* Janovec, Novon 12(3): 366-368, f. 1. 2002.

PERÚ. Dpto. Amazonas. Prov. Bagua. Dist. Imaza. Comunidad Aguaruna Putuim (anexo Yamayakat). Zona de colinas altas 24°SW de Putuim. Suelos rocosos con abundante materia orgánica a modo de colchón ("CAMPOU"). Árbol 16 m, frutos verdes rugosos con cubierta cerosa grisácea. 700-820 m. 23 Septiembre 1994. *C. Díaz, A. Peña & P. Atamain 7224*. **Holótipo:** MO; **Isótipo:** HUT (34576).

PASSIFLORACEAE

52. *Passiflora sagasteguii* Skrabal & Weigend, Harvard Pap. Bot. 6(1): 321, f. 11a-c, 15g-h. 2001.

PERÚ. Dpto. Cajamarca. Prov. Contumazá. Road from Cascas to Contumaza, before tunnels, ca. 10 km before Contumaza. 2700 - 2800 m. 5 February 1997. *M. Weigend 97-442*. **Holótipo:** USM; **Isótipos:** F, HUT (42453), M.

Nota: Especie considerada por López *et al.* (2003) en la lista preliminar de material no encontrado en el herbario HUT y citado en la literatura.

POLYGONACEAE

53. *Ruprechtia albida* Pendry, Edinburgh Journal of Botany 60(1): 35, 37-38, f. 12-13. 2003.

PERÚ. Dpto. La Libertad. Prov. Pataz, Along road of Chagual; along Marañon river. Steep slopes of loose soil and rock. Montane rain forest. 1-2 m shrub, red flowers, burnt-orange fruit. 1300 m. 7°S77°W. 11 July 1985. *K. Young 1202*. **Holótipo:** F; **Isótipo:** HUT (26444).

SOLANACEAE

54. *Jaltomata truxillana* S. Leiva & Mione, Arnaldoa 15(2): 191-195, f. 3-4. 2008

PERÚ. Dpto. La Libertad. Prov. Trujillo. Loma del Cerro Campana (km 580), Panamericana norte a 10' al norte de la ciudad de Trujillo. 790 m. 7°59'32"S- 79°6'8,8"W. 11 Noviembre 2004. *S. Leiva 2880*. **Holótipo:** HAO; **Isótipos:** CCSU, HAO, HUT (48098).

55. *Larnax maculatifolia* E. Rodr. & S. Leiva, Arnaldoa 13(2): 295-299, f. 3, 4A-D. 2006.

PERÚ. Dpto. Amazonas. Prov. Bagua. Dist. Imaza. Comunidad Aguaruna de Yamayakat. Bosque primario. Subarbusto 1,20 m de alto, flores y envés de las hojas purpúreas, haz con máculas blanquecinas. Sirve para

aliviar el reumatismo. «chuwagmis». 390 m. 10 Enero 2001. *E. Rodríguez, S. Leiva & R. Apamí 2384*. **Holótipo:** HUT (38027); **Isótipos:** BSB, F. HAO, M, MO, NY, US, USM.

56. *Markea vasquezii* E. Rodr., Arnaldoa 13(2): 306-313, f. 1-3. 2006.

PERÚ. Dpto. Amazonas. Prov. Bagua, Distrito Imaza: Comunidad de Yamayakat. Bosque primario. Hemiepífito, flores verdes, frutos morados. 600 m, 05°03'24" S-78°20'17"W. 9 Junio 1997. *R. Vásquez, A. Peña & E. Chávez 23941*. **Holótipo:** HUT (41054); **Isótipos:** AMAZ n.v., MO, MOL n.v., USM.

57. *Solanum goniocaulon* S. Knapp, Novon 2(4): 343-344. 1992

PERÚ. Dpto. San Martín. Prov. Mariscal Cáceres. Forest on Hill E of that with Gran Pajaten ruins. 7 m tree. 2350 m. 7°S-77°W. 13 August 1986. *K. Young 4213*. **Holótipo:** HUT (47888).

Nota: Especie considerada por López *et al.* (2003) en la lista preliminar de material no encontrado en el herbario HUT y citado en la literatura.

URTICACEAE

58. *Urtica lalibertadensis* Weigend, Revista Peruana Biol. 12(2): 259-260, f5 A-C, f6 A-F. 2005.

PERÚ. Dpto. La Libertad. Prov. Pataz. Road Tayabamba to Huancaspata (on to Sihuas, Ancash). Gum tree dominated cultivated land. Moist hedge with *Rubus spec.* and *Cestrum, Alnus acuminata*. 3071 m. S 08°18,053'-W 077°17,032'. 24 April 2004. *M. Weigend & Ch. Schwarzer 8018*. **Holótipo:** USM; **Isótipos:** B, HUT (41994).

59. *Urtica urentivelutina* Weigend, Revista Peruana Biol. 12(2): 253-254, f2 A-G 2005.

PERÚ. Dpto. La Libertad, Sanchez Carrion. Road Huamachuco to Chagual-Pataz, after Chugay and before reaching Aricapampa, in the village of Molino Viejo. Cloud forest remnants in th form of riverine forest and hedges, very moist. MALE PLANT!. 3048 m. 20 Abril 2004. *M. Weigend & Ch. Schwarzer 7907*. **Holótipo:** USM; **Isótipos:** B, HUT (41848).

VOCHYSIACEAE

60. *Vochysia kosñipatae* I. Huamantupa, Arnaldoa 12(1-2): 82-85, f1A-H, f2-3.. 2005.

PERÚ. Cusco, Prov. Paucartambo: Pongo de Qoñec, Zona de Vida: Bosque muy húmedo premontano Subtropical (bmhpST). 750 m. 12°53'53"S-72°22'25"W. Setiembre 2003. *I. Huamantupa & A. Huamantupa 3939*. **Holótipo:** CUZ; **Isótipos:** MO, HUT, USM.

Liliopsida (=Monocotyledoneae)

ALSTROEMERACEAE

61. *Bomarea albinmontana* D.N. Sm. & Gereau, *Candollea* 46(2): 504. 1991.

PERÚ. Dpto. Ancash. Prov. Huari. Huascarán National Park, Quebrada Pucaraju (Pucaragra, fidemap), a lateral valley of Quebrada Rurichinchay. Grassland whit brushfields, bogs, and *Polylepis weberbauerii* woods; bottoms and gentle slopes; soils of morainal material. Vine; foliage whitish below; stem light brown; inflorescence pendant; sepals pink, petals yellow whit pink costae and dark purple spots within. Brushfields. 3900-4200 m. 9°21'S-77°17'W. 15 June 1986. *D. N. Smith, A. Gonzáles & D. Maldonado 12701*. **Holótipo:** USM; **Isótipos:** CPUN, G, HUT (21638), ISC, MO.

62. *Bomarea alstroemeroides* A. Hofreiter & E. Rodr., *Arnaldoa* 11(2): 21-28, f. 1A-C. 2004 [2005].

PERÚ. Dpto. Amazonas. Prov. Chachapoyas. Dist. Leymebamba. Alrededores de Laguna Los Cóndores. Bosque primario. Planta voluble de flores anaranjado-rojizas con máculas marrones. 2550-2600 m. 31 Enero 1999. *E. Rodríguez, L. Montes, C. Azabache & L. Cotrina 2167a*. **Holótipo:** HUT (33046).

63. *Bomarea libertadensis* Hofreiter & E. Rodr., *Revista Peruana Biol.* 13(1): 61, f. 54 A-C. 2006.

PERÚ. Dpto. La Libertad. Prov. Bolívar. Bolívar. Above Bolívar. ca. 4000 m. *A. Hofreiter 2004/18*. **Holótipo:** HUT; **Isótipo:** MSB.

64. *Bomarea lopezii* Hofreiter & E. Rodr., *Revista Peruana Biol.* 13(1): 37, f. 33a A-C. 2006.

PERÚ. Dpto. La Libertad. Prov. Trujillo. Lomas de Virú. Planta trepadora de flores rosadas con manchas parduscas. 550 m. 30 Setiembre 1976. *A. López, A. Sagástegui & J. Cabanillas 8423*. **Holótipo:** HUT (14025).

65. *Bomarea peruviana* Hofreiter, *Feddes Repert.* 115(5-6): 438, 440, f. 1 A-E. 2004.

PERÚ. Dpto. Cajamarca. Prov. San Miguel de Pallaques. Above Agua Blanca: Tingo. In grassland and old fields, very localized. Flowers pink and green. 3084 m. 07°01'54"S-079°03'33"W. 14 October 2000. *M. Weigend, E. Rodríguez, H. Förther & N. Dostert 742*. **Holótipo:** MSB; **Isótipo:** HUT (38335).

66. *Bomarea pseudopurpurea* Hofreiter & E. Rodr., *Revista Peruana Biol.* 13(1): 41, f. 37 A-C. 2006.

PERÚ. Dpto. Huánuco. Cerro Carpish. 2800 m. *A. Hofreiter 2004/24*. **Holótipo:** HUT; **Isótipo:** MSB.

AMARYLLIDACEAE

67. *Hippeastrum ugentii* Ochoa, *Phytologia* 88(2): 176-178, f. 1-2. 2006.

PERÚ. Dpto. Huancavelica, Prov. Tayacaja. Dist. Salcabamba, cerca de Tastapata. En suelos pedregosos. +/- 2800 m. 15 Octubre 2001. *C. Ochoa & E. Paraguay 16402*. **Holótipo:** MJP; **Isótipos:** CUZ, CPUN, HUT (42452, 3 láminas), MO, MOL.

ARACEAE

68. *Anthurium atamainii* Croat, *Rodriguesia* 56(88): 66, f. 1b. 2005.

PERÚ. Dpto. Amazonas. Prov. Bagua. Dist. Imaza. Comunidad Aguaruna Putuim (anexo Yamayakat). Zona de colinas altas 24°SW de Putuim. Suelos rocosos con abundante materia orgánica a modo de colchón ("CAMPOU"). Hierba terrestre, espádice verde, espata persistente verde-guinda. 660-760 m. 21 Septiembre 1994. *C. Díaz, A. Peña & P. Atamain 7179*. **Holótipo:** MO; **Isótipos:** HUT (48272), K, US, USM.

69. *Anthurium quipuscoae* Croat, *Rodriguesia* 56(88): 84, f. 5b. 2005.

PERÚ. Dpto. Amazonas. Prov. Bagua. Yamayakat. Región Nororiental del Marañón RENOM. Colección en bosque primario camino a Putuín. Hierba terrestre con espata de color rojo. 350-430 m. 04° 55' S-78° 19' W. 17 Octubre 1995. *V. Quipuscoa 288*. **Holótipo:** MO, **Isótipo:** HUT (38132).

BROMELIACEAE

70. *Pitcairnia camposii* H. Luther, *Selbyana* 23(1): 53, f. 6. 2002.

PERÚ. Dpto. Cajamarca. Prov. San Ignacio. Dist. San José de Lourdes. Localidad Estrella del Oriente "Cerro del Oso". Vegetación enana. Hierba rizomatosa, escapo, brácteas y tépalos rosados. 1600-1700 m. 04°46'00" S-78°59'00" W. 6 Setiembre 1997. *J. Campos & P. Díaz 4416*. **Holótipo:** SEL; **Isótipos:** HUT (42257), MO.

71. *Puya mucronata* Manzanares, *Vidalia* 2(1): 42, f. 8. 2004.

PERÚ. Dpto. Cajamarca. Prov. Contumazá. La Ramada (cerca del Túnel, ruta Contumazá). Peñasco. Planta con hojas arrosetadas y bordes espinosos, escapo de 1,50 m de largo, ramificado; flores atrovinosas. 2550 m. 23 Julio 1998. *A. Sagástegui 16094*. **Holótipo:** MO; **Isótipos:** HAO, HUT (32082), SEL.

72. *Puya pseudoeryngioides* H. Luther, *Selbyana* 23(1): 53, 55-56, f. 7. 2002.

PERÚ. Dpto. Amazonas. Prov. Chachapoyas. A few km from Molinopampa. Scrub on sandy soil with rock outcrops. *Utricularia*, *Eriocaulaceae*, *Xyris*, *Sphagnum* present. Inflorescence 70 cm long, flowers green. 14 March 1998. *H. van der Werff, B. Gray, R. Vásquez & R. Rojas 14950*. **Holótipo:** SEL; **Isótipos:** MO, HUT (42457).

CYPERACEAE

73. *Eleocharis grossimucronata* Mereles, *Novon* 14(2): 190-192, f. 1. 2004.

PERÚ. Dpto. Cajamarca. Prov. Contumazá. Yetón (San Benito-Guzmango). Fangoso. Hierba con inflorescencia parda. 1800 m. 12 Junio 1983. *A. Sagástegui & S. López 10553*. **Holótipo:** MO; **Isótipo:** HUT (18158).

DIOSCOREACEAE

74. *Dioscorea andromedusae* O. Téllez, *Brittonia* 48(1): 103, f. 2. 1996.

PERÚ. Dpto. Cajamarca. Prov. Cutervo. Alrededores de las grutas de San Andrés. Ladera. Voluble con flores marrones. 2460 m. 15 Noviembre 1986. *J. Mostacero, S. Leiva, F. Mejía, F. Peláez & J. Guevara 1691*. **Holótipo:** MEXU; **Isótipos:** HUT (22378), MO.

ORCHIDACEAE

75. *Epidendrum sigmodiathoneum* Hágsater & E. Santiago A., *Icon. Orchid. (Mexico)* 9(6): t. 987. 2007.

PERÚ. Dpto. Cajamarca. Prov. Contumazá. Bosque de Cachil. Bosque húmedo. Hierba epífita con flores amarillentas. 2500 m. 12 Diciembre 1993. *A. Sagástegui, S. Leiva & P. Lezama 15113*. **Holótipo:** F; **Isótipos:** HAO, HUT (28016).

Nota: Actualmente el bosque mencionado pertenece a la Provincia Gran Chimú, Dpto. La Libertad.

76. *Epidendrum stenocalymnum* Hágsater & Calatayud, *Icon. Orchid. (Mexico)* 7(4): t. 790. 2004.

PERÚ. Dpto. Cajamarca. Prov. San Ignacio. Dist. San José de Lourdes. Cerro Picorana. Bosque enano. Hierba terrestre 0.5 m, flores amarillas, frutos verdes con 9 costillas. 2830 m. 4°58'17"S, 78°53'00"W. 17 Agosto 1998. *J. Campos, L. Campos & L. Zurita 5538*. **Holótipo:** USM; **Isótipos:** AMO, HUT (42462).

77. *Sarcoglottis micrantha* E.A. Christenson, *Orchid Rev.* 109(1238): 103-104, f. 93. 2001.

PERÚ. Dpto. Amazonas. Prov. Bagua. Dist. Imaza: Región Nororiental del Marañón. Comunidad de Yamayakat, Río Marañón. Bosque secundario. Rastrero, 0.50 m. de alto, flor amarillenta, pubescente. 320 m. 04°55'S, 78°19' W. 27 Julio 1994. *N. Jaramillo, A. Peña, S. Katip & R. Apamí 152*. **Holótipo:** MO; **Isótipos:** HUT (29819), SEL.

Para tener un mejor entendimiento de los tipos, se deben salvar ciertos inconvenientes centrados fundamentalmente en el desconocimiento de la información de las nuevas entidades para la ciencia, las mismas que deberían ser remitidas a los herbarios donde se encuentra depositado el material tipo inmediatamente después de su publicación; a nivel de curatoría y manejo de las colecciones que en ciertos casos el investigador omite en las citas a los acrónimos de los herbarios por desconocer la institución en donde se encuentra depositado el material objeto de nueva descripción o los especímenes muchas veces no llegan a los herbarios destino y aparecen citados en las publicaciones, préstamos de tipos sin retorno, entre otros (López *et al.*, 2003).

Conclusiones

En la presente contribución se da a conocer: 22 holótipos y 57 isótipos, distribuidos en 77 especies, 48 géneros y 32 familias. Los tipos están comprendidos en Pteridophyta (3 holótipos, 1 isótipo), Magnoliophyta:

Magnoliopsida (15 holótipos, 43 isótipos) y Liliopsida (4 holótipos, 13 isótipos).

· La colección de material tipo en el herbario HUT está representada por: 75 holótipos y 250 isótipos, distribuidos en 299 especies, 144 géneros y 61 familias. Los tipos están comprendidos en Lichenophyta (1 isótipo); Briophyta: Musci (2 isótipos); Pteridophyta (3 holótipos, 8 isótipos) y Magnoliophyta: Magnoliopsida (59 holótipos, 202 isótipos) y Liliopsida (13 holótipos, 37 isótipos).

Literatura Citada

- Arroyo, S.** 2006. Addenda a la Sinopsis de los Tipos e Isótipos del Herbarium Truxillense (HUT). En Libro de Resúmenes del XI Congreso Nacional de Botánica, Puno-Perú. p. 253.
- Brummitt, R. K. & C. E. Powell (eds.).** 1992. Authors of Plant Names. Royal Botanic Gardens, Kew, U.K.
- Cronquist, A.** 1981. An Integrated System of Classification of Flowering Plants. Edit. Columbia University Press. New York, NY, U.S.A.
- Cronquist, A.** 1988. The Evolution and Classification of Flowering Plants. 2nd Edition. Edit. The New York Botanical Garden. Bronx, New York, NY, U.S.A.
- Funk, V.A.** 2006. Floras: a model for biodiversity studies or a thing of the past?. *Taxon* 55(3): 581-588.
- Holmgren, P.; N. H. Holmgren & L. C. Barnett.** 1990. Index Herbariorum. Part I, The Herbaria of the world, 8th edition. New York Botanical Garden. New York, NY, U.S.A.
- Hooker, J. D. & B. D. Jackson.** 1895-1996. Index Kewensis Plantarum Phanerogamarum. Tomo I, II y 20 suplementos. Oxford University Press, Great Britain. (Index Kewensis 2.0 ©Oxford University Press 1997, disponible CD-ROM)
- Lawrence, G. H. M., et al. (eds.).** 1968. B-P-H. Botanico-Periodicum-Huntianum. Hunt Botanical Library. Pittsburgh, PA. (Supl. G. D. R. Bridson & E. R. Smith. 1991. B-P-H/S)
- López, A.** 1975. Catálogo de Tipos e Isótipos del Herbarium Truxillense. Boletín de la Sociedad Botánica de La Libertad 7(1-2): 1-16.
- López, A.; E. Rodríguez & V. Medina.** 2003. Catálogo de Tipos e Isótipos del Herbarium Truxillense (HUT). Parte II. *Arnaldoa* 10(2): 39-92
- Mabberley, D. J.** 1997. The Plant - Book. A portable dictionary of the vascular plants. 2nd Edition. Cambridge Univ. Press, Cambridge, U. K.
- Rodríguez, E. & M. Weigend.** 2004. *Nasa longivalvis* (Loasaceae: Loasoideae), una nueva especie del Departamento de La Libertad, Perú. *Arnaldoa* 11(2): 67-78.
- Rodríguez, E. & R. Rojas.** 2006. El Herbario: Administración y Manejo de Colecciones Botánicas. Segunda Edición. Editado por Rodolfo Vasquez Martinez. Missouri Botanical Garden, Perú.
- Schatz, G. E.** 2002. Taxonomy and herbaria in service of plant conservation: Lessons from Madagascar's endemic families. *Ann. Missouri Bot. Grad.* 89: 145-152.2002.
- Smith, G.F.; A.E. Van Wyk; L.A.S. Johson & B.E. Van Wyk.** 1996. Southern African plant systematics: needs, priorities and actions. *S. African J. Sci.* 92: 314-320.
- Smith, G.F.** 2006. Herbaria in the real world. *Taxon* 55(3): 571-572.
- Stafleu, F. A., et al.** 1976-1995. Taxonomic Literature. 2nd edition. *Regnum Vegetabile*. Vol. 94, 98, 105, 110, 112, 115 & 116 (Supl. I-III, Vol. 125, 130 & 132).
- Tryon, R.M. & A.F. Tryon.** 1982. Ferns and Allied Plants with Special Reference to Tropical America. Edit. Springer-Verlag, New York Inc., NY, U.S.A.
- Weigend, M.; T. Henning & C. Schneider.** 2003. Notes on the Systematics, Morphology, Distribution and Pollination of *Nasa* ser. *Carunculatae* (Loasaceae subfam. Loasoideae). *Syst. Bot.* 28(4): 765-781.
- Weigend, M.** 2004. Four New Species of *Nasa* ser. *Alatae* (Loasaceae) in the Amotape-Huancabamba Zone of Peru. *NOVON* 14(1): 134-146.
- Weigend, M.; N. Dostert; T. Henning, C. Schneider & E. Rodríguez.** 2006. Valid publication for 101 species and subspecies names of the genera *Nasa* and *Aosa* (Loasaceae: Cornales). *Rev. peru. biol.* 13(1): 71-84.

Crecimiento de *Plukenetia volubilis* L. “sacha inchi” cultivado en condiciones de invernadero

Growth of *Plukenetia volubilis* L. “sacha inchi” cultivated in greenhouse conditions

Jaime G. Espinoza-Carbajal, Jorge E. Castro-Silupú, Roberto C. Guillén-Valdiviezo
Universidad Nacional de Trujillo, Av. Juan Pablo II s/n, Trujillo - PERÚ. jgec83@hotmail.com

Resumen

Plukenetia volubilis L. “sacha inchi” es una Euphorbiaceae rica en aceites esenciales, vitaminas y proteínas. El crecimiento de las plantas es influenciado por diversos factores, entre ellos los nutrientes minerales. Dentro de los macro nutrientes, el nitrógeno, fósforo y potasio cumplen un papel fundamental en el crecimiento y desarrollo de la planta. Por ello, en el presente estudio, se evaluó el efecto de diferentes dosis de nitrógeno, fósforo y potasio en el crecimiento de plantas de *P. volubilis* “sacha inchi” en condiciones de invernadero. Se utilizó la solución nutritiva de Hoagland para el control y se adicionó soluciones de NPK: 50-50-50, 50-25-50 y 25-25-25, preparadas a partir de productos comerciales: urea (46-0-0), fosfato diamónico (18-46-0) y cloruro de potasio cristalizado (0-0-60) para los tratamientos. Las aplicaciones se realizaron semanalmente durante 90 días. Los parámetros, índice de área foliar (IAF), número de hojas por planta y longitud de tallo, se evaluaron a los 15, 30, 45, 60, 75 y 90 días después de iniciada la aplicación de los tratamientos. Al analizar el IAF no se encontraron diferencias significativas ($p < 0.05$) entre las dosis y el control; sin embargo, en el número de hojas por planta y longitud de tallo, se encontró diferencias a partir de los 45 días, siendo la dosis 50-25-50 la que mostró los valores más altos.

Palabras clave: *Plukenetia volubilis* L., crecimiento, NPK, condiciones de invernadero.

Abstract

Plukenetia volubilis L. “sacha inchi” Euphorbiaceae is rich in essential oils, vitamins and proteins. Plant growth is influenced by several factors, such as mineral nutrients. Within the macro nutrients; nitrogen, phosphorus and potassium play a fundamental role in the growth and development of the plant. Therefore, in the present study, the effect of different doses of nitrogen, phosphorus and potassium in plant growth of *P. volubilis* “sacha inchi” was evaluated in greenhouse conditions. A Hoagland nutrient solution was used as a control and NPK solutions were added: 50-50-50, 50-25-50 and 25-25-25, those prepared from commercial products: urea (46-0-0), diammonium phosphate (18-46-0) and crystallized potassium chloride (0-0-60) which were used as a treatment. Applications were made weekly for 90 days. The parameters, leaf area index (LAI), leaf number per plant and stem length were evaluated at 15, 30, 45, 60, 75 and 90 days after the commencement of the implementation of treatments. After analyzing the IAF the differences found between the doses and control were no significant ($p < 0.05$), however, in respect of the number of leaf per plant and stem length differences were found from 45 days; being the dose 50-25-50 which showed the highest values.

Key words: *Plukenetia volubilis* L., growth, NPK, greenhouse conditions.

Introducción

Plukenetia volubilis L. “sacha inchi”, es una Euphorbiaceae anual, trepadora, perenne, semileñosa, voluble; nativa de la región amazónica. Puede alcanzar hasta una altura de 2 metros aproximadamente. Sus frutos son capsulas con cuatro lóbulos aristados, que albergan a una semilla por lóbulo (Manco, 2005). Se encuentra distribuida en Madre de Dios, Huánuco, Oxapampa, San

Martín, Rodríguez de Mendoza, Putumayo, Iquitos, Caballococha y cuenca del Ucayali (Pucallpa, Contamana y Requena) (Arévalo, 1999). Las hojas y semillas son utilizadas por los pobladores nativos en la preparación de diversos platos típicos. Algunos estudios muestran que sus semillas poseen un alto contenido de aceites (ricos en Ú3 , Ú6 y Ú9), vitamina A y proteínas. Las proteínas del “sacha inchi” son completamente

digeribles, pero presentan deficiencia en el contenido de leucina y lisina (Arévalo, 1999; Krivankova, 2007). Se cultiva en diferentes tipos de suelos, preferentemente en francos y de buen drenaje, donde pueden penetrar más fácilmente sus raíces para tener un mayor acceso a los nutrientes (Arévalo, 1999; Manco, 2005).

El crecimiento de una planta, así como de sus órganos, de manera general describe una curva sigmoidea (Salisbury & Ross, 2000; Taiz & Zeiger, 1998). Entre los factores más importantes que influyen en el crecimiento vegetal se encuentran la luz, agua, CO₂ y nutrientes minerales. La variación de cualquiera de estos factores influye en la producción vegetal (Azcon, 2000). Para el normal crecimiento y desarrollo, las plantas necesitan de macro y micro nutrientes. Dentro de los macronutrientes, el nitrógeno es un elemento constituyente de muchos componentes celulares, dentro de los cuales se encuentran los aminoácidos y ácidos nucleicos integrantes clave para el crecimiento de las plantas (Taiz & Zeiger, 1998). También favorece el aumento del área foliar así como de la tasa fotosintética de la planta, y el mantenimiento del crecimiento vegetativo de los tejidos (Reigosa & Sánchez, 2004). El fósforo, cumple un rol clave en aquellas reacciones en las cuales el ATP está involucrado. La deficiencia en fósforo, ocasiona en las plantas un crecimiento lento y a menudo de aspecto achaparrado; así como el retraso en la maduración de frutos (Salisbury & Ross, 2000). El potasio, es un elemento que permanece en estado iónico en la planta y actúa en la regulación del potencial osmótico de las células vegetales. Su acumulación en la raíz crea un gradiente osmótico que permite el movimiento del agua, operando de igual modo en las hojas. También está involucrado en el movimiento de apertura y cierre de estomas. Es por ello, que este elemento juega un papel esencial en la economía del agua de la planta. Además participa como activador de muchas enzimas involucradas en la respiración y fotosíntesis (Taiz & Zeiger, 1998).

La eficiencia de las plantas cultivadas en cuanto al rendimiento y producción puede medirse mediante el empleo de índices de crecimiento, los cuales indican la eficacia de las plantas para aprovechar los factores ambientales del lugar donde crecen y la forma como las

plantas distribuyen sus asimilados (Méndez, 2004; Urzua *et al.*, 2003). Las estrategias de manejo durante el ciclo productivo de un cultivo pueden producir efectos en el crecimiento y desarrollo de las plantas; por ejemplo, en *Capsicum annum* L. cv. Júpiter, se ha observado que variaciones en la densidad de plantas y la fertilización, pueden afectar su morfología. Cambios en los niveles de distancia entre las plantas producen competencia por luz, agua, CO₂, nutrientes y afectan a la arquitectura de la planta, principalmente en cuanto a la floración y cuajado (Díaz *et al.*, 1999). Una alternativa de producción sustentable es el empleo de abonos orgánicos y biofertilizantes que aportan gradualmente nutrientes al suelo y mejoran las características físicas, químicas y biológicas del suelo incrementando la producción de los cultivos (Jara *et al.*, 2003).

Entender el proceso del crecimiento, es pieza clave para conocer el potencial y limitaciones de las plantas forrajeras en cualquier situación de manejo. En la evaluación del crecimiento existen parámetros que a menudo son pasados por alto, como es el caso del Área foliar específica (AFE), el cual es un índice del espesor y densidad de la hoja; el AFE es una de las principales variables que afectan el crecimiento de las plantas, por favorecer cambios en la razón del área foliar y en la eficiencia fotosintética en el uso del nitrógeno (Pérez *et al.*, 2004).

Diversas formulaciones de soluciones nutritivas, han sido propuestas, la más usada es la solución de Hoagland; la cual contiene todos los elementos que la planta necesita para su crecimiento. Sin embargo, dada la diversidad de especies de interés económico en nuestro país y la variedad de suelos donde crecen, se hace necesario realizar estudios relacionados con nutrición vegetal, a fin de optimizar el rendimiento de estas especies. *Plukenetia volubilis*, en una especie con un gran potencial agroindustrial, por lo que es de vital importancia conocer sus requerimientos nutricionales, a fin de optimizar su crecimiento. Por ello, en el presente trabajo se evaluó el efecto de diferentes concentraciones de nitrógeno, fósforo y potasio en el crecimiento de plantas de *Plukenetia volubilis* "sacha inchi" durante los primeros meses de vida en condiciones de invernadero.

Material y Métodos

El material vegetal utilizado fueron plantas de *P. volubilis* L. "sacha inchi" obtenidas de semillas procedentes de la Estación Experimental El Provenir, del Departamento de San Martín. En base a su tamaño, las plántulas de 25 días de edad se seleccionaron para su trasplante. Éstas fueron distribuidas de manera aleatoria y equidistante en cajas de tecnoport de 70cm x 60cm x 35cm, con drenaje adecuado, conteniendo un sustrato conformado por arena de río y musgo (2:1).

Las plántulas fueron regadas con solución nutritiva de Hoagland hasta la caída de los cotiledones, procediendo luego a la aplicación de los tratamientos constituidos por la solución nutritiva de Hoagland adicionada con las diferentes dosis de N, P, K (Tabla 1).

Las soluciones de NPK fueron preparadas a partir de productos comerciales: urea (46-0-0), fosfato diamónico (18-46-0) y cloruro de potasio cristalizado (0-0-60). Estas aplicaciones fueron realizadas semanalmente durante 90 días, bajo condiciones de invernadero ($25 \pm 7^\circ\text{C}$). Se empleó un diseño en bloques al azar. Los parámetros evaluados, en 10 plantas por tratamiento, fueron índice de área foliar (IAF), número total de hojas y longitud del tallo. Estos fueron evaluados durante 15, 30, 45, 60, 75 y 90 días después de iniciada la aplicación de los tratamientos.

El IAF, se determinó al establecer la relación entre el área total de hojas y el área ocupada en el suelo (Mejía et al 2001). Para el número de hojas, se consideró el número total por planta (Jara et al 2003). La longitud del tallo fue medido desde el cuello de la planta hasta la yema apical (Jara et al 2003; Ramos & De Luna, 1999). Los datos fueron analizados mediante el análisis de covarianza y la comparación de medias Tukey considerándose significativo a $p < 0,05$.

Tabla 1. Concentraciones de nitrógeno, fósforo y potasio aplicados a *P. volubilis* L. "sacha inchi" durante 90 días en condiciones de invernadero.

Tto	Soluc. de Hoagland	Nitrogeno (Urea)	Fosforo (P ₂ O ₅)	Potasio (K ₂ O)
Control	+	-	-	-
T1	+	50	50	50
T2	+	50	25	50
T3	+	25	25	25

Resultados

En el IAF evaluado quincenalmente, en *P. volubilis*, no hubieron diferencias significativas entre tratamientos ($p < 0,05$). Mostrándose en el tratamiento N₂₅-P₂₅-K₂₅ el valor mas alto (IAF=0.422) y en el tratamiento N₅₀-P₅₀-K₅₀ el valor mas bajo (IAF=0.374); comparando los promedios, no se obtuvieron diferencias significativas $p < 0,05$ (Tabla 2).

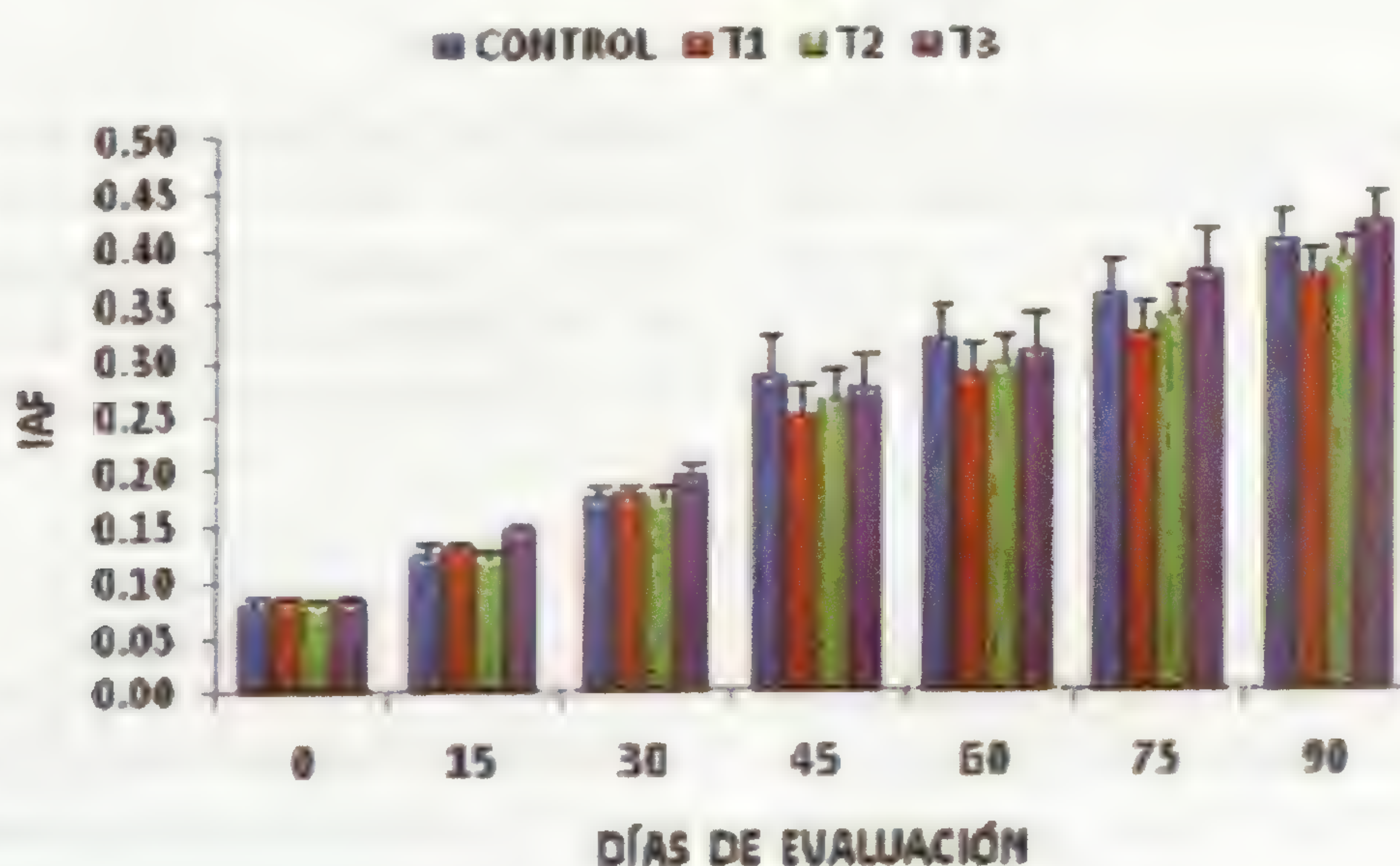


Fig. 1: Índice de Área Foliar en plantas de *P. volubilis* L. "sacha inchi", cultivadas con diferentes dosis de NPK durante 90 días en condiciones de invernadero. C= Sol. Nutrit. Hoagland; T₁= N₅₀-P₅₀-K₅₀; T₂= N₅₀-P₂₅-K₅₀; T₃= N₂₅-P₂₅-K₂₅. Las barras verticales representan el error estándar (n=10).

El número de hojas de *P. volubilis* evaluado a los 15 y 30 días, no presentaron diferencias significativas entre los tratamientos, $p < 0,05$. Mientras que, a los 45 días de tratamiento, se observaron diferencias entre los tratamientos $N_{50}P_{25}K_{50}$ y $N_{25}P_{25}K_{25}$, obteniéndose un número de hojas de 20 y 16 respectivamente. A los 60 días, en el número de hojas en plantas de *P. volubilis*, se observaron las diferencias existentes entre el tratamiento $N_{50}P_{25}K_{50}$ y el control, registrando valores de 28 y 21 respectivamente; así mismo, a los 75 días de tratamiento se obtuvo diferencias entre $N_{50}P_{25}K_{50}$ y el control, obteniéndose números de hojas de 34 y 26 correspondientemente. Mientras que, a los 90 días de

tratamiento con las distintas dosis de NPK, no se obtuvieron diferencias significativas entre tratamientos, $p < 0,05$.

En la variación del número de hojas respecto a los días de evaluación para los tratamientos C, T₁, T₂ y T₃; se alcanzó un valor de 40 hojas por planta, cuando las plantas fueron cultivadas con la dosis de $N_{50}P_{25}K_{50}$ mientras que en las plantas regadas con $N_{50}P_{50}K_{50}$, el número de hojas fue similar al control, no habiendo diferencias significativas entre ellos (Tabla 2). Las plantas del tratamiento $N_{25}P_{25}K_{25}$ tuvieron una respuesta intermedia en relación a los otros tratamientos.

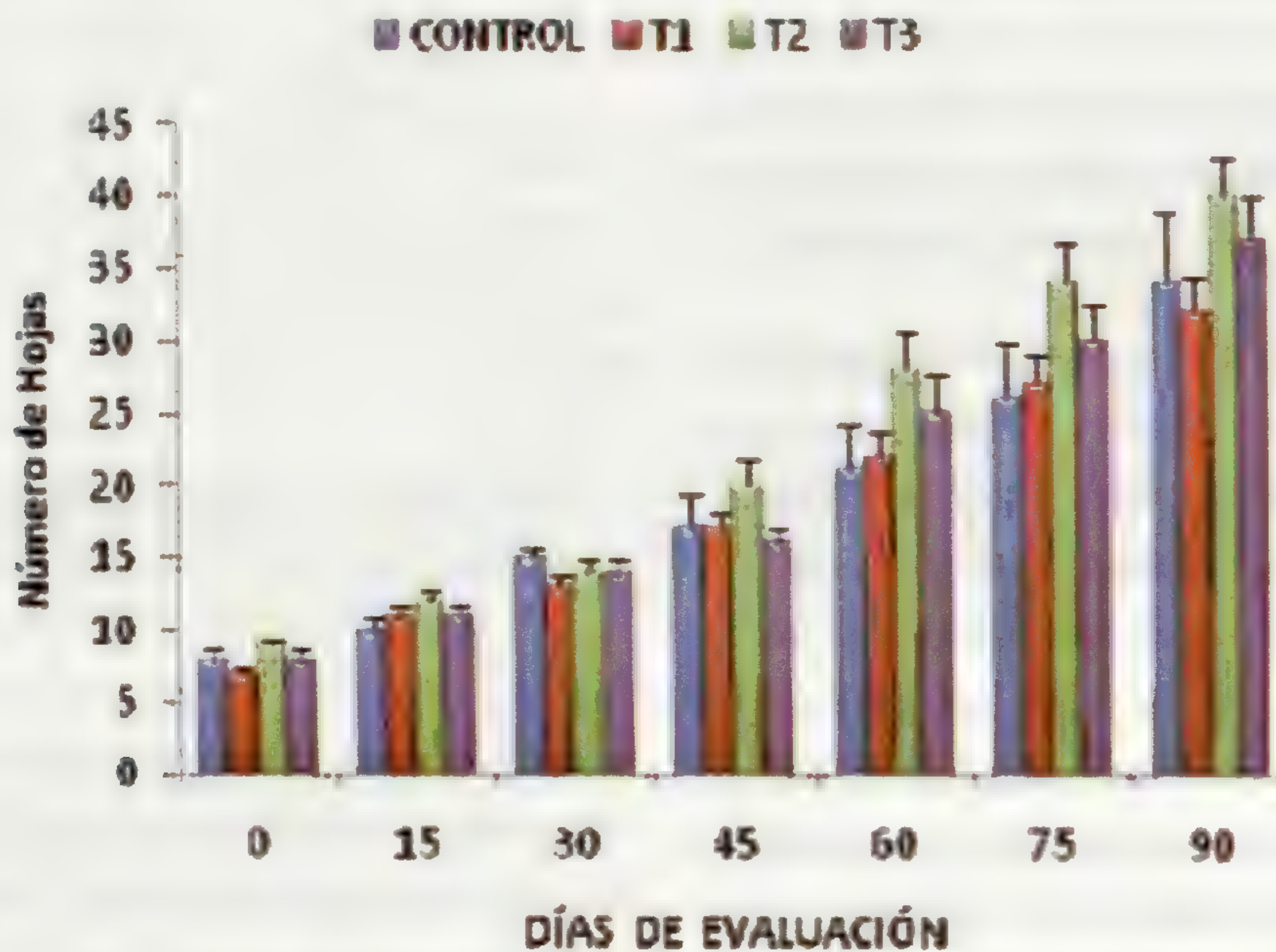


Fig. 2: Número de hojas en plantas de *P. volubilis* "sacha inchi", cultivadas con diferentes dosis de NPK por 90 días en condiciones de invernadero. C= Sol. Nutrit. Hoagland; T₁= $N_{50}P_{50}K_{50}$; T₂= $N_{50}P_{25}K_{50}$; T₃= $N_{25}P_{25}K_{25}$. Las barras verticales representan el error estándar (n=10).

En la evaluación de la longitud de tallo en plantas de *P. volubilis*, se obtuvieron diferencias significativas entre tratamientos ($p < 0,05$), a partir de los 45 días de evaluación.

A los 15 y 30 días de aplicación de las dosis de NPK, no se registraron diferencias significativas entre tratamientos. A los 45 días se observó diferencias significativas entre las longitudes de las plantas de los diferentes tratamientos aplicados; registrándose, que las plantas regadas con el tratamiento $N_{50}P_{25}K_{50}$ fueron las que presentaron mayor longitud de tallo (89.59cm). A los 60 días de evaluación del crecimiento en longitud de tallo en plantas de *P. volubilis*, mostraron diferencias significativas entre los tratamientos, siendo el tratamiento $N_{50}P_{25}K_{50}$ el que presentó mayor longitud (104.56cm). A los 75 y 90 días de evaluación, se encontraron diferencias

significativas entre tratamientos, observándose que las plantas de *P. volubilis* con cultivadas con la dosis de $N_{50}P_{25}K_{50}$, presentaron valores más altos en la longitud del tallo, alcanzando un promedio de 113.55cm a los 90 días de evaluación, mientras que las plantas con el tratamiento $N_{25}P_{25}K_{25}$, mostraron los valores más bajos (76.05 cm).

Discusión

En el IAF, el tratamiento $N_{25}P_{25}K_{25}$ presentó el mayor IAF=0.422 y el tratamiento $N_{50}P_{50}K_{50}$ el menor IAF=0.374; este comportamiento podría ser atribuido al efecto de las cantidades de NPK presentes en las soluciones nutritivas, aplicadas en nuestros tratamientos. Cuando hay un exceso de N, P y K, se puede observar un

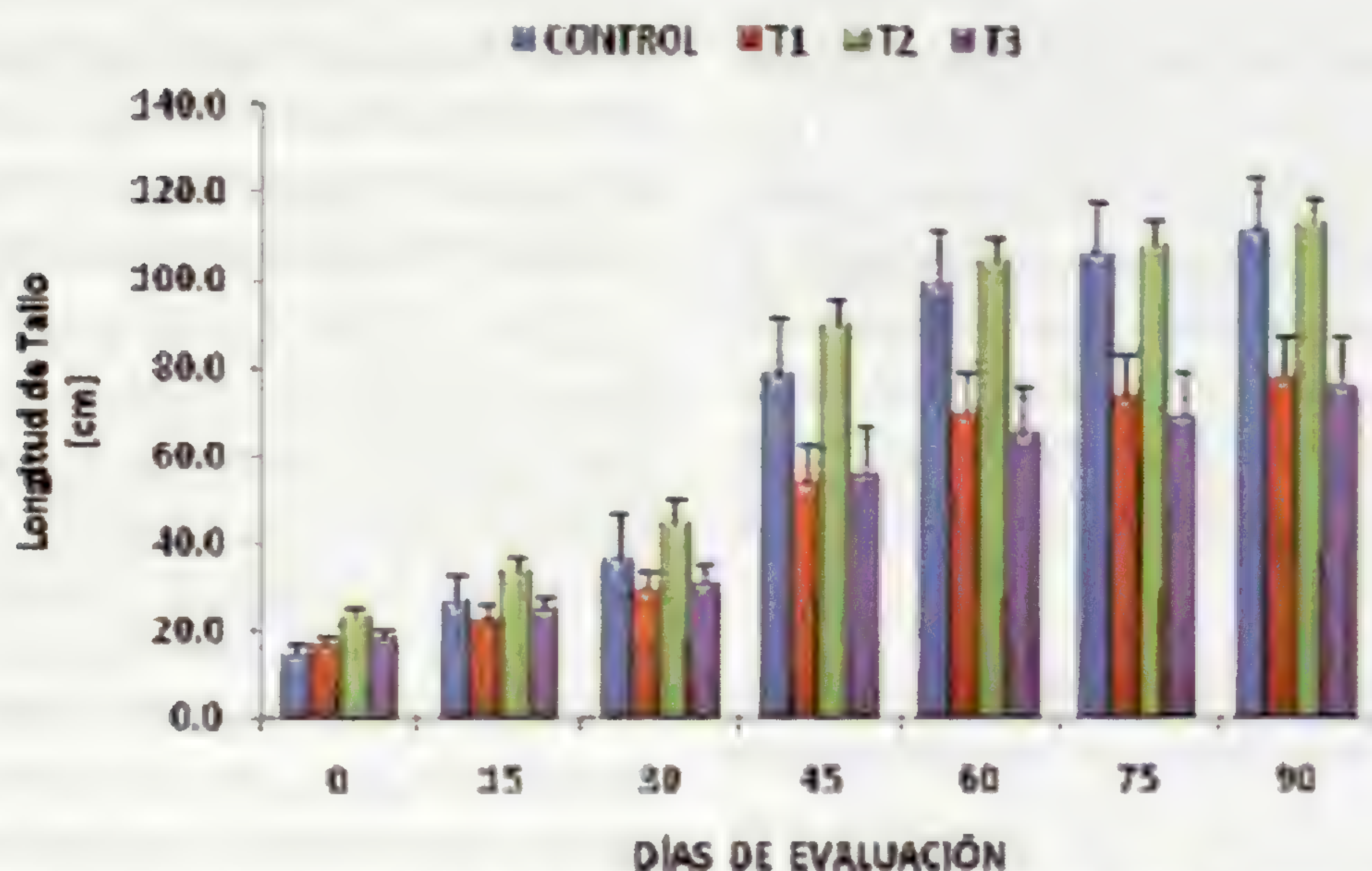


Fig. 3. Longitud del tallo (cm.) en plantas de *P. volubilis* "sacha inchi", cultivadas con diferentes dosis de NPK por 90 días en condiciones de invernadero. C = Sol. Nutrit. Hoagland; T₁ = N₅₀-P₅₀-K₅₀; T₂ = N₅₀-P₂₅-K₅₀; T₃ = N₂₅-P₂₅-K₂₅. Las barras verticales representan el error estándar (n=10).

Tabla 2. Índice de área foliar, número de hojas y longitud del tallo en plantas de *P. volubilis* L., cultivadas con diferentes dosis de NPK durante 90 días en condiciones de invernadero.

		Días de Evaluación						
		0	15	30	45	60	75	90
I.A.F	C	0.076 ^a	0.122 ^a	0.174 ^a	0.284 ^a	0.314 ^a	0.357 ^a	0.405 ^a
	T ₁	0.081 ^a	0.128 ^a	0.178 ^a	0.248 ^a	0.286 ^a	0.325 ^a	0.374 ^a
	T ₂	0.078 ^a	0.122 ^a	0.173 ^a	0.263 ^a	0.297 ^a	0.339 ^a	0.386 ^a
	T ₃	0.082 ^a	0.144 ^a	0.194 ^a	0.271 ^a	0.305 ^a	0.378 ^a	0.422 ^a
Número de Hojas	C	8 ^a	10 ^a	15 ^a	17 ^{ab}	21 ^a	26 ^a	34 ^a
	T ₁	7 ^a	11 ^a	13 ^a	17 ^{ab}	22 ^{ab}	27 ^{ab}	32 ^a
	T ₂	9 ^a	12 ^a	14 ^a	20 ^b	28 ^b	34 ^b	40 ^a
	T ₃	8 ^a	11 ^a	14 ^a	16 ^a	25 ^{ab}	30 ^{ab}	37 ^a
Longitud de tallo	C	14.5 ^a	26.21 ^a	36.34 ^a	78.37 ^{ab}	99.68 ^{ab}	106.24 ^{ab}	111.26 ^{ab}
	T ₁	16.8 ^a	22.55 ^a	28.73 ^a	53.59 ^a	69.5 ^a	73.71 ^a	77.84 ^a
	T ₂	23.18 ^a	33.43 ^a	44.96 ^a	89.59 ^b	104.56 ^b	108.24 ^b	113.55 ^b
	T ₃	18.44 ^a	24.97 ^a	30.64 ^a	56.01 ^a	65.36 ^a	69.02 ^a	76.05 ^a

Letras diferentes en una columna indican diferencias estadísticamente significativas (p<0,05)
C = Sol. Nutrit. Hoagland; T₁ = N₅₀-P₅₀-K₅₀; T₂ = N₅₀-P₂₅-K₅₀; T₃ = N₂₅-P₂₅-K₂₅.

aumento en follaje, mayor desarrollo radicular o una interferencia en la absorción y disponibilidad de otros cationes, respectivamente; por el contrario, cuando hay deficiencia de P, frecuentemente se observa enanismo, mientras que con el K, debilidad en el tallo, retraso en el crecimiento por pérdida de la turgencia, y mayor sensibilidad a patógenos (Cadavid, 2001).

El mayor número de hojas encontradas para *P. volubilis* parece estar influenciado principalmente por la cantidad de N que se les suministra; sin embargo, las concentraciones de P y K utilizadas estarían contribuyendo en este comportamiento, ya que estos elementos son importantes para diversos procesos metabólicos (Taiz & Zeiger, 1998). La demanda de

nutrimentos por parte de las hojas cambia durante el ciclo de vida, y muestra una relación estrecha con la tasa y las características del crecimiento vegetal. La tasa fotosintética y su expresión final (crecimiento vegetal), son altamente dependientes de la concentración de Nitrógeno en las hojas. Desde el punto de vista del diagnóstico nutricional de las plantas, las hojas son de enorme utilidad. La relación entre el contenido de nutrimentos en los tejidos foliares y el rendimiento es claro (Gutiérrez, 1997).

El empleo de soluciones nutritivas, no solo proporciona información de los requerimientos básicos de cada planta, sino también, de las funciones de cada uno de los elementos presentes en la solución (Rodríguez, 2001). El N, es el principal nutriente involucrado en el crecimiento de las plantas y es absorbido en grandes cantidades. La mayor longitud del tallo observado en el $T_2 = N_{50}P_{25}K_{50}$ podría ser atribuido al N y K, ya que éstos elementos cuando son absorbidos por las raíces son trasladados primariamente a regiones que se encuentran en activo crecimiento (Taiz & Zeiger, 1998).

Manco (2006), recomienda para *P. volubilis*, aplicar Grow More 32-10-10 para un crecimiento normal cuando se le cultiva en vivero; mientras que una formulación de 10-55-10 y aplicaciones foliares de nitrógeno de 1.0-1.5 L/ha cuando se cultiva en campo definitivo. También recomienda la aplicación de 30 g de urea, 45 g. de súper fosfato triple y 30 g. de Cloruro de potasio. En nuestro trabajo se encontró que en la dosis $N_{50}P_{25}K_{50}$ las plantas de *P. volubilis* tuvieron mayor respuesta en la longitud de tallo.

El “sacha inchi” es una planta poco exigente nutricionalmente debido a que se le encuentra creciendo en diferentes tipos de suelos. Cuando se realizó una fertilización con productos comerciales tales como 75g urea, 45g Cloruro de potasio y 45g superfosfato triple de calcio, las plantas mostraron un crecimiento normal (Arévalo, 1999).

La evaluación realizada en variedades de *Capsicum annum* L., en producción de frutos por planta, se observa que mientras las concentraciones (25%, 50%, 75% y 100%) de la solución nutritiva hidropónica de Steiner va

en aumento, el rendimiento de las variedades de *C. annum* también se incrementa (Ramos & De Luna, 1999). Esto puede deberse a que las concentraciones más altas de la solución de Steiner contienen cantidades de macro y micronutrientes óptimas para el crecimiento y llenado de los frutos, mientras que en las concentraciones bajas de esta solución, hay menor disponibilidad de nutrientes; como consecuencia hay menor producción de frutos. Sin embargo, con la aplicación de la solución de Hoagland a plantas de *P. volubilis*, la respuesta en el crecimiento vegetativo (en número de hojas y longitud de tallo) fueron mayores con la dosis $N_{50}P_{25}K_{50}$. Este crecimiento, en aumento del follaje y longitud de tallo, puede atribuirse a la cantidad óptima de los macronutrientes presentes en las dosis aplicadas a las plantas de “sacha inchi”, ya que éstos están involucrados principalmente en zonas de crecimiento activo. Puede decirse que, tanto la solución de Steiner (en concentraciones mayores a 25%) como la solución de Hoagland enriquecida con la dosis $N_{50}P_{25}K_{50}$ son óptimas, tanto para el llenado de los frutos en *C. annum* como para el crecimiento vegetativo de *P. volubilis* L.

En el crecimiento vegetativo de *Rubus idaeus*, se encontró que la vermicomposta (90 y 120 g.maceta⁻¹) incorporada al sustrato permitió una mayor respuesta en el número de hojas, altura de planta, diámetro de caña, materia seca y fresca. Además, con la aplicación de las dosis de $N_{100}P_{80}K_{80}$ (en plantas de *R. idaeus*) mostraron una mayor respuesta en los parámetros antes mencionados, dando como opción la aplicación de esta formulación (Jara et al., 2003). En tal sentido, en el cultivo de *P. volubilis* se puede recomendar la aplicación de vermicomposta en 90 y 120 g.maceta⁻¹, como también la aplicación de las dosis $N_{50}P_{25}K_{50}$ y $N_{25}P_{25}K_{25}$, para un mayor crecimiento vegetativo en follaje y longitud de tallo, aumentando así la tasa fotosintética de la planta y obtener un óptimo rendimiento.

En el cultivo de *Manihot esculenta* (Euphorbiaceae), la aplicación de las formulaciones $N_{100}P_{100}K_{100}$, $N_{100}P_{50}K_{100}$, $N_{50}P_{50}K_{50}$, tuvieron un mayor rendimiento en Kg/ha (Cadavid, 2001). Mientras que en el cultivo de *P. volubilis* la dosis de $N_{50}P_{25}K_{50}$ reflejó un mayor

crecimiento en número de hojas y altura de planta, dando como opción la aplicación de éstas formulaciones, las cuales aportan la dosis necesaria de éstos macronutrientes para el crecimiento de "sacha inchi".

Utilizando dosis de N_{40} , en cultivos de girasol se tiene un crecimiento expresado en expansión del área foliar (Díaz, 2003; Páez et al 2000). Para el cultivo de *P. volubilis*, la concentración de N_{50} es la que muestra una mejor respuesta en follaje y longitud de planta.

Jara et al. (2003), recomienda la siembra de cultivos en asociación con especies de *Lupinus*, especialmente con *L. weberbaueri*, por tener la capacidad de solubilizar los nutrientes del suelo como potasio y fósforo. Esta asociación podría aplicarse para el óptimo crecimiento y desarrollo de las plantas de *P. volubilis* "sacha inchi".

Conclusiones

Se concluye que la dosis $N_{50}P_{25}K_{50}$ aportó cantidades de NPK óptimas para el mejor crecimiento de *P. volubilis*, en la longitud de tallo y número de hojas por planta; mientras que en el índice de área foliar no se encontraron diferencias significativas ($p < 0.05$), después de 90 días de cultivo en condiciones de invernadero.

Agradecimientos

Los autores del presente trabajo agradecen a la Blga. Sara E. León Comejo por su apoyo incondicional en la redacción del abstract.

Referencias Bibliográficas

- Arévalo, G. 1999. El Cultivo de Sacha Inchi (*Plukenetia volubilis* L.) en la Amazonia. Programa Nacional de Investigación en Recursos Genéticos y Biotecnología – PRONARGE. Estación Experimental El Porvenir. Tarapoto – San Martín.
- Azcon, J. & M. Talón. 2000. Fundamentos de Fisiología Vegetal. 1º ed. Edit. McGraw Hill Interamericana. España.
- Cadavid, L. F. 2001. La Yuca en el Tercer Milenio: Sistemas Modernos de Producción Procesamiento, Utilización y Comercialización. Cap. 5. CLAYUCA. Cali – Colombia.
- Díaz, L.; A. Vilorio de Z. & L. Arteaga de R. 1999. Crecimiento vegetativo del pimentón en función de la densidad de plantas y edad del cultivo. Bioagro. Venezuela. 11(2):69-73
- Díaz, M. 2003. Nutrición Mineral del Cultivo de Girasol. 2do. Congreso Argentino de Girasol. AGASAIR. Modulo II.
- Gutiérrez, M. 1997. Nutrición Mineral de las Plantas: Avances y Aplicaciones. Agronomía Costarricense 21(1): 127-137
- Jara, E.; A. Villegas; P. Sánchez.; et al. 2003. Crecimiento vegetativo de frambuesa (*Rubus idaeus* L.) "Autumn Bliss" con la aplicación de vermicomposta asociada con lupino (*Lupinus mutabilis* sweet.). UNMSM. Rev. Perú. Biol. 10(1):44 – 52
- Krivankova, B. 2007. Sacha Inchi (*Plukenetia Volubilis*, Euphorbiaceae): a Promising Oilseed Crop from Peruvian Amazon. Utilisation of diversity in land use systems: Sustainable and organic approaches to meet human needs. Witzhausen. Czech Republic
- Manco, E. I. 2005. Cultivo de sachá inchi. Instituto Nacional de Investigación y Extensión Agraria – Estación Experimental Agraria – INIEA – EEA "El Porvenir". San Martín, Perú.
- Méndez, M. A.; G. A. Ligarreto; M.S. Hernández & L. M. Melgarejo. 2004. Evaluación del crecimiento y determinación de índices de cosecha e frutos de cuatro materiales de ají (*Capsicum* sp) cultivados en la Amazonia Colombiana. Agron. Colomb. 22 (1): 7-17
- Mejía D.T. et al. 2001. La Yuca en el Tercer Milenio: Sistemas Modernos de Producción Procesamiento, Utilización y Comercialización. Cap. 3. CLAYUCA. Cali – Colombia.
- Páez A.; V. Paz. & J. C. López. 2000. Crecimiento y respuestas fisiológicas de plantas de tomate cv. Rio Grande en la época mayo –julio. Efecto del sombreado. Rev. Fac. Agron. 17:173-184. Venezuela.
- Pérez, J. A.; E. García; J. Enríquez; et al. 2004. A grow analysis, specific leaf area and leaf nitrogen concentration in "mulato" grass [*Brachiaria hibrido*, cv.]. Téc. Pec. México 42 (3): 447-458
- Ramos G. & F. A. De Luna-Jiménez. 1999. Evaluación de tres variedades de Chile [*Capsicum annum* L.] en cuatro concentraciones de una solución hidropónica bajo invernadero. Investigación y Ciencia de la Universidad Autónoma de Aguas Calientes. Aguas Calientes Ags. México.
- Reigosa, N. & A. Sánchez. 2004. La Ecofisiología Vegetal: Una Ciencia se Síntesis. Edit Thomson. España
- Rodríguez D., A. et al. 2001. Soluciones Nutritivas en Hidroponía: Formulación y nutrición mineral. La Molina. Lima – Perú.
- Salisbury, F. S. & W. R. Cleon. 2000. Fisiología de las Plantas. Paraninfo – Thomson Learning. Madrid – España.
- Taiz, L. & E. Zeiger. 1998. Plant Physiology. The Benjamin/Cummings Publishing Company, Inc.

Actividad de las peroxidases solubles en la germinación de semillas de *Capsicum annuum* L. osmoacondicionadas con manitol

Activity of soluble peroxidases in the germination of *Capsicum annuum* L. seeds osmotic conditioning with manitol

Jorge E. Castro Silupú, Jaime G. Espinoza Carbajal & Roberto C. Guillén Valdiviezo

Laboratorio de Fisiología Vegetal, Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Nacional de Trujillo, AV. Juan Pablo II s/n, Trujillo - PERÚ. jorgesilupu@hotmail.com

Resumen

Capsicum annuum L. es una planta de gran importancia económica, sus frutos son utilizados en la alimentación e industria debido a la diversidad de pigmentos y oleorresinas que poseen. El objetivo del presente trabajo fue determinar la actividad de las peroxidases solubles en semillas de dos cultivares de *C. annuum* L., las que fueron osmoacondicionadas con Manitol (-1.1 MPa) por 12 y 24 horas más el control. El almacenamiento de estas semillas se realizó a temperatura ambiente por 3 y 5 días; en los cuales se analizó la actividad de las peroxidases solubles y se colocaron a germinar las semillas para evaluar el porcentaje de germinación. Los resultados obtenidos mostraron diferencias significativas entre tratamientos ($p < 0.05$), en el tratamiento 24h 5d, se observó el incremento de la actividad de las peroxidases solubles para las dos variedades de *C. annuum* L. La germinación de las semillas con el tratamiento 24h 5d presentaron los valores más altos respecto al testigo. Concluimos que el manitol (-1.1 MPa) incrementa la actividad de las peroxidases en función al tiempo de exposición y días de almacenamiento, favoreciendo el desempeño de las semillas e incrementando en menor tiempo la germinación y asíéndola que esta sea homogénea, el osmoacondicionamiento por 24 horas con 5 días de almacenamiento incrementó el porcentaje de germinación en menor tiempo.

Palabras clave: *Capsicum annuum* L., osmoacondicionamiento, peroxidases.

Abstract

Capsicum annuum L. has a great economic importance. Its fruits are used in feeding and industry due to the variety of pigments and oleoresins. The objective of this research was establish the activity of soluble peroxidases over the seeds of two *Capsicum*'s cultivars, which were under osmotic conditioning with Manitol (-1,1 MPa) for 12 to 24 hours plus the control. The seeds were put into storage at environmental temperature for 3 and 5 days; in those days the activity of the soluble peroxidases were evaluated; after this time, the seeds were germinated in order to evaluate germination percentage. The results showed significant differences between treatments ($p < 0.05$), in the treatment 24h-5d the activity of the soluble peroxidases increased for the two types of *C. annuum* L. The germination of the seeds with the treatment 24h-5d presented the highest values with regard to the control. We conclude that Manitol (-1.1 MPa) increases the activity of peroxidases according to the time and days of storage, helping in the seed's performance, increasing the germination as well to make it more uniform, the osmoconditioning for 24h-5d of storage increases the percentage of germination in less time

Key words: *Capsicum annuum* L., osmotic conditioning, peroxidases.

Introducción

Capsicum annuum L, comúnmente conocido como pprika, pimienta dulce o ají dulce, es producido a nivel mundial concentrándose en países como África China e India. En América, el Perú dada las condiciones de temperatura no muy extremas, han hecho que este cultivo se adapte a las condiciones de la costa peruana. Siendo sus frutos una fuente de ácido ascórbico, vitamina A, potasio, fosforo, sodio, calcio, fierro, carbohidratos,

oleorresinas, alcaloides y de un alto contenido de pigmentos carotenoides responsables del color del fruto (Casas, 2004; Chaman, 2007).

La existencia de formas múltiples de peroxidases en las plantas, se ha venido estudiado por muchos años, siendo éstas inducidas por estrés abitico como: agua, viento, luz, salinidad; y estrés biótico: hongos, bacterias, virus, insectos, nematodos (Molinari, 1991; Montej *et al.*, 2002).

Algunas enzimas como las peroxidasas funcionan como indicadores de la influencia del estrés abiótico pudiendo ser monitoreadas a través de variaciones que causan en sus actividades. Poco se sabe al respecto de la actividad de esta enzima en plantas del género *Capsicum* en condiciones de estrés hídrico (Segatto *et al.*, 2005).

Las Peroxidasas son enzimas oxido-reductoras producidas por las plantas, están presentes en múltiples formas isoenzimáticas. Éstas cumplen funciones fisiológicas en la célula de la planta, como el reforzamiento de la pared celular, la oxidación de fenoles, suberización, cicatrización de heridas, oxidación del ácido indol-3-acético (Badea *et al.*, 2000).

La germinación y emergencia de semillas de pimiento es lenta, particularmente están condicionadas por las bajas temperaturas, y cuando son sembradas directamente, su germinación es bastante desuniforme, necesitando de varias repeticiones, es por ello y debido a la dificultad de obtener altas tasas de germinación y emergencia de plántulas de pimiento que se ha incitado a realizar estudios orientados a establecer tratamientos que superen este problema (Kenneth & Sanders, 1987; Prucoli *et al.*, 2004).

Los tratamientos pregerminativos de semillas pueden ser usados para acelerar el proceso germinativo y uniformizar la germinación, favoreciendo la germinación en diferentes condiciones de estrés manteniendo la viabilidad de las semillas (Solange, *et al.*, 1999; Aparecida *et al.*, 2001).

Dentro de ellos podemos citar al osmoacondicionamiento, una técnica que se basa en el principio del control de la imbibición de la semilla a un nivel tal que le permita avanzar en el metabolismo pregerminativo pero que evite la emergencia de la radícula evitando daños al embrión. Cuando estas semillas son sometidas a condiciones favorables para la germinación, ellas se imbiben de nuevo en forma acelerada y sus radículas emergen en forma rápida y simultánea (Oluoch & Welbaum, 1996; Reis *et al.*, 2005).

Entre los efectos principales del osmoacondicionamiento se encuentra el aumento en vigor de las semillas, denominado revigorización por la acción de algunos agentes osmóticos, entre los cuales las sales de potasio, tienen efectos nutricionales. También se mencionan efectos que sin aportar

nutrientes a las semillas aumentan su vigor, por ejemplo, la reparación de los daños subcelulares ocurridos durante el almacenamiento de las semillas, la cual puede mejorar sustancialmente la velocidad de germinación en semillas con un avanzado nivel de deterioro, permitiendo un mejor aprovechamiento de las semillas (Peres *et al.*, 2007; Piedrahita, 1998; Solange *et al.*, 1999).

Una vía fisiológica conocida dentro del osmoacondicionamiento, para incrementar la capacidad germinativa son los tratamientos de hidratación y deshidratación de las semillas, consiste en la inmersión de la semilla en una solución de concentración determinada por un período dado; hidratada la semilla, se activa su metabolismo en forma controlada, de tal manera que la germinación no ocurre. Estos procedimientos permiten que una gran proporción de las semillas alcance rápidamente el mismo nivel de humedad y un estado fisiológico que active el aparato metabólico relacionado con el proceso pregerminativo y la autoreparación enzimática de las membranas celulares (Marín *et al.*, 2007; Montejo *et al.*, 2002; Sánchez *et al.*, 1997).

El resultado del osmoacondicionamiento es afectado por una compleja interacción de factores tales como: especie, agente osmoacondicionante, potencial osmótico, periodo de acondicionamiento, temperatura de la solución osmótica, vigor de la semilla, condiciones de secado y almacenamiento después del tratamiento, entre otros. Diversos productos químicos han sido utilizados para el osmoacondicionamiento de semillas, como sales inorgánicas (K_3PO_4 , KH_2PO_4 , $MgSO_4$, $NaCl$, KNO_3 , KCl , Na_2SO_4), componentes orgánicos de bajo peso molecular (manitol, sorbitol, glicerol, sacarosa) y polietilenglicol (Mora *et al.*, 2006; Peres *et al.*, 2007).

El manitol viene siendo utilizado hace unos años como osmoacondicionante con el fin de evitar el efecto de las sales, y de asegurar la inocuidad de las sustancias empleadas, por su composición química inerte y no tóxica. Trabajos en soya, berenjena, pepino, melón y cebolla entre otros, verifican que el osmoacondicionamiento con manitol presenta buenos resultados en la germinación de semillas en relación a otros tipos de agentes químicos con el mismo potencial osmótico (Ávila *et al.*, 2007; Rojo *et al.*, 2005).

El objetivo fue determinar la actividad de las peroxidasas solubles durante la germinación de semillas de *Capsicum annuum* L. cv Papri King y Papri Queen osmoacondicionadas con manitol, a diferentes tiempos de exposición y almacenamiento.

Materiales y métodos

Las semillas de *Capsicum annuum* L. cv Papri King y Papri Queen, fueron proporcionadas por la empresa Agronegocios Génesis. Las muestras fueron divididas en 5 grupos de 50 semillas, con tres réplicas por tratamiento; las cuales fueron sometidas a un proceso de osmoacondicionamiento.

El osmoacondicionamiento de las semillas se realizó en bandejas de 18 cm x 11 cm x 3.5 cm, sobre dos capas de papel de filtro Whatman N° 01 embebidos en una solución de manitol, la cual generó un potencial osmótico de -1.1MPa. Este osmoacondicionamiento fue mantenido en una cámara de germinación por 0, 12 y 24 horas, a una temperatura de $20\pm 2^{\circ}\text{C}$ en oscuridad (Ávila *et al.*, 2007).

Después del osmoacondicionamiento, las semillas fueron secadas a temperatura ambiente y almacenadas por 3 y 5 días en sobres manila.

Evaluación de la germinación

Posterior al osmoacondicionamiento y almacenamiento de las semillas, se realizó la prueba estándar de germinación bajo un diseño experimental en bloques completamente al azar con tres repeticiones de 50 semillas, en bandejas de 18 cm x 11 cm x 3.5 cm, sobre dos capas de papel de filtro Whatman N° 01 embebidos hasta la saturación. Esta prueba se realizó en una cámara de germinación a una temperatura de $20\pm 2^{\circ}\text{C}$ y 80% de humedad relativa en oscuridad durante 18 días; diariamente se registró el número de semillas germinadas para calcular el porcentaje de germinación (PG).

Extracción de Peroxidasas Solubles

Se realizó de acuerdo a lo descrito por Chance y Mahely (1955); se colocó 1 g de tejido fresco con 1 ml de Buffer Tris HCl pH 7.2, 25 μl de Benzamidina por 5 minutos, en un sistema acondicionado en frío. El filtrado se realizó

en gasa y las alícuotas se centrifugaron a 10 000 rpm durante 10 minutos a 4°C .

Determinación de la Actividad de Peroxidasas

La actividad enzimática se determinó según el método de Chance y Mahely (1955), usando o-phenylenediamine (o-PDA) como sustrato. La mezcla de reacción estuvo constituida por citrato de sodio 0.1 M pH 4.5, 10 μl del extracto de la enzima, 5 mM o-PDA y 0.002% H_2O_2 (v/v) en 1 ml de volumen final a 25°C . La actividad enzimática fue cuantificada en un espectrofotómetro Hewlett Packard 8452, a 450 nm.

Finalmente la actividad de peroxidasas solubles se expresó en imoles de o-PDA oxidado/minuto, utilizando el coeficiente de extinción.

Análisis Estadístico

Los resultados fueron analizados a través de la prueba F, del análisis de varianza; y la comparación de medias con la prueba de significación múltiple Tukey ($p < 0.05$). Se utilizó el software de análisis estadístico SPSS 15.0.

Resultados

Actividad de las Peroxidasas

La actividad de peroxidasas solubles en semillas de *Capsicum annuum* L. cv Papri King y Papri Queen, mostraron diferencias significativas en los tratamientos 24h 3d y 24h 5d ($P < 0.05$).

En la Fig. 1, se observa la actividad promedio de las peroxidasas solubles en semillas de *C. annuum* L. para ambas variedades. La actividad de las peroxidasas solubles se incrementa con el tiempo de exposición al manitol y almacenamiento prolongado. Se puede apreciar que el promedio de la actividad de las peroxidasas solubles no mostraron diferencias significativas ($P < 0.05$) para el Control, 12h 3d, 12h 5d en las dos variedades de *C. annuum* L. Para los tratamientos 24h 3d y 24h 5d, la actividad de peroxidasas solubles aumentó en ambas variedades, encontrándose el valor más alto para el tratamiento 24h 5d cv Papri Queen (3,501 imoles/minuto).

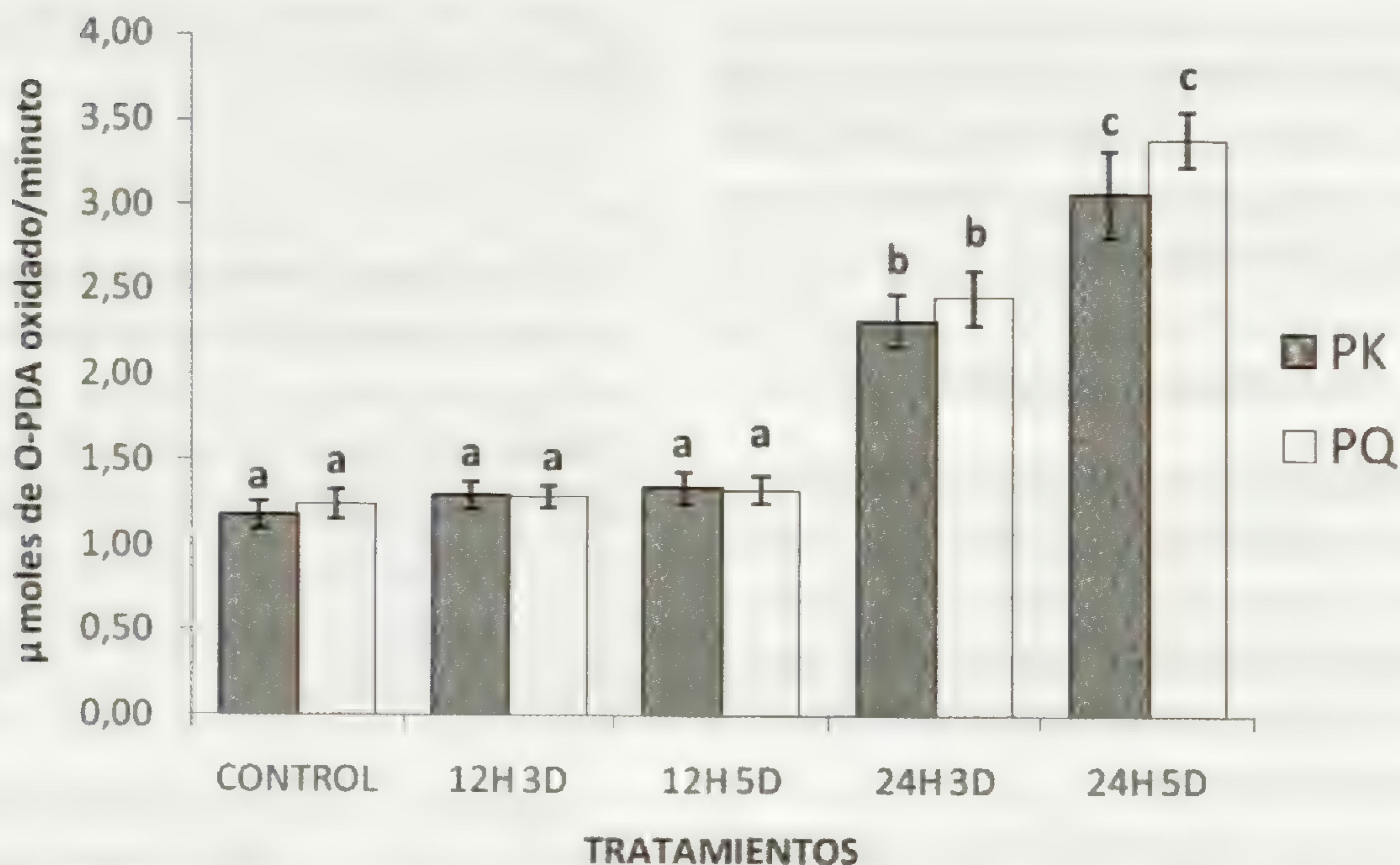


Fig. 1. Actividad de las peroxidadasas en semillas de *Capsicum annuum* L. cv Papri King y Papri Queen osmoacondicionadas durante 0, 12, 24 horas y almacenadas por 0, 3, 5 días.

Porcentaje de Germinación

Los valores obtenidos reflejaron una curva sigmoide para ambas variedades de *Capsicum annuum* L durante la evaluación del porcentaje de germinación.

El análisis estadístico realizado para ambas variedades de *C. annuum* L., mostraron diferencias significativas ($p < 0.05$) entre los tratamientos 24h 3d y 24h 5d; sin embargo, los tratamientos control, 12h 3d y 12h 5d no mostraron significancia estadística. A los 8 días de evaluación, el porcentaje de germinación en

semillas de *C. annuum* L. cv Papri Queen alcanzó el 92% con el tratamiento 24h 3d llegando a un 94% a los 17 días; así mismo, las semillas con el tratamiento 24h 5d evaluadas a los 8 días reflejaron el 98%.

El porcentaje de germinación en *C. annuum* L. cv Papri King con el tratamiento 24h 3d evaluadas a los 7 días, fue de 86% llegando a 94% a los 9 días. Las semillas de *C. annuum* L. cv Papri King sometidas al tratamiento 24h 5d, alcanzaron el 88% a los 7 días, alcanzando luego 96% a los 12 días de evaluación del porcentaje de germinación.

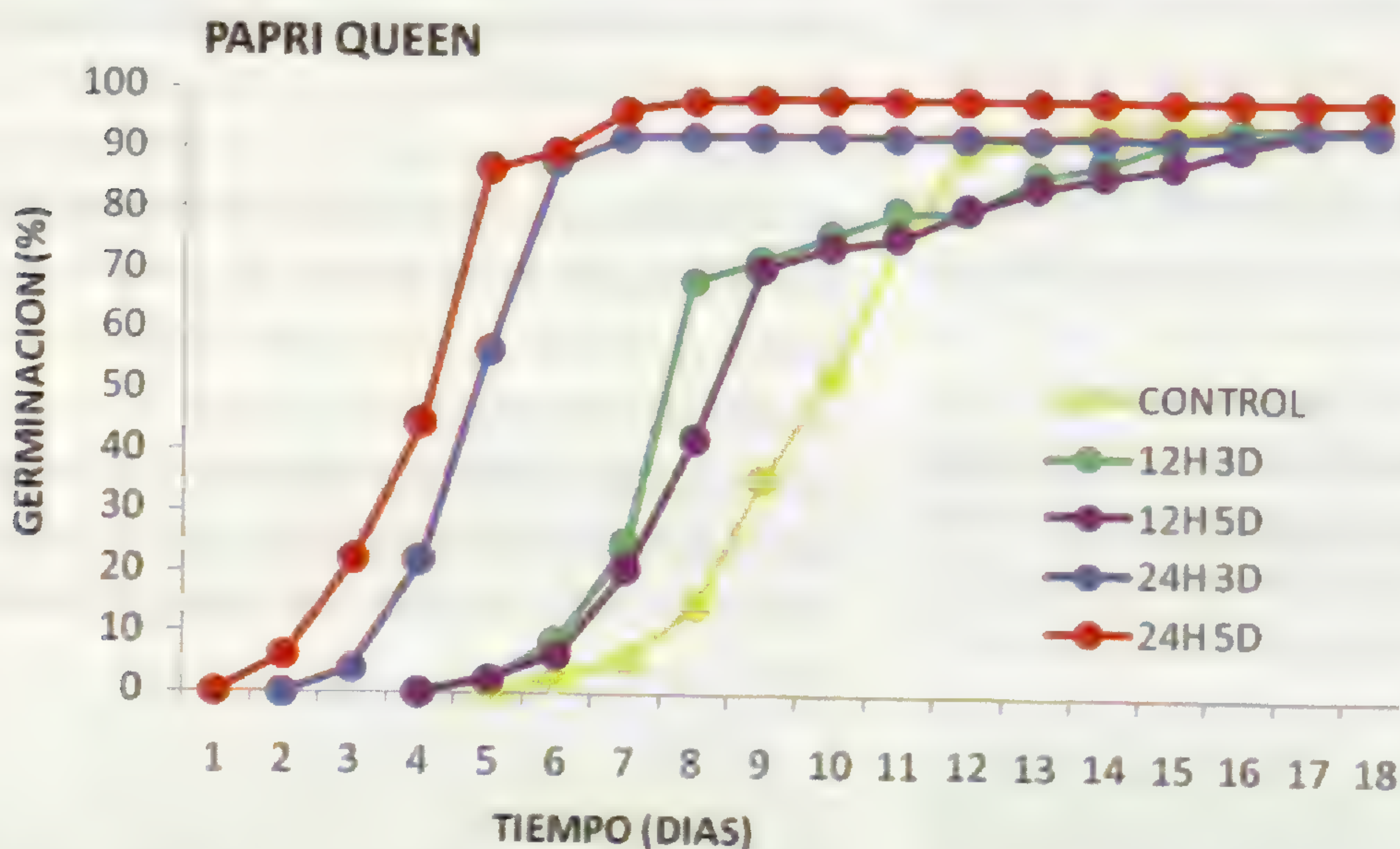


Fig. 2. Porcentaje de Germinación por día en *Capsicum annuum* L. cv Papri Queen, en semillas osmoacondicionadas durante 0, 12, 24 horas y almacenadas por 0, 3, 5 días.

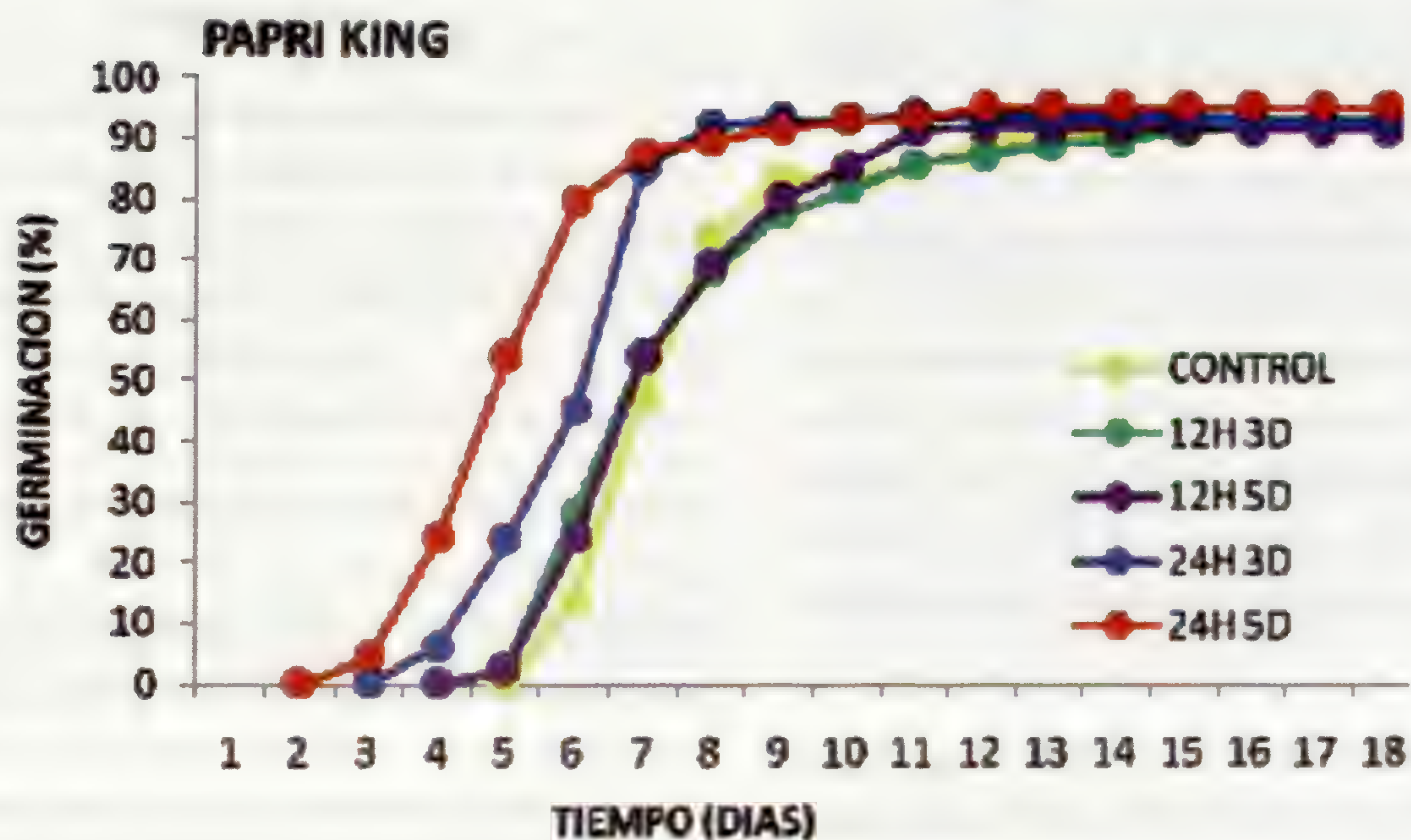


Fig. 3. Porcentaje de Germinación por día en *Capsicum annum* L. cv Papri King, en semillas osmoacondicionadas durante 0, 12, 24 horas y almacenadas por 0, 3, 5 días.

Tabla 1. Porcentaje de germinación a los 18 días, en semillas de *C. annum* L. cv Papri Queen y cv Papri King, osmoacondicionadas durante 0, 12, 24 horas y almacenadas por 0, 3, 5 días.

PRE TRATAMIENTO	MANITOL (-1,1 MPa)				
	CONTROL	12H 3D	12H 5D	24H 3D	24H 5D
Papri Queen Germinación (%)	94 ± 0,9	94 ± 0,9	94 ± 0,7	94 ± 0,7	98 ± 0,3
Papri King Germinación (%)	92 ± 0,6	92 ± 0,6	92 ± 0,3	94 ± 0,7	96 ± 0,6

Discusión

La eficiencia de la técnica de osmoacondicionamiento para la obtención del máximo desempeño en la homogeneidad del porcentaje germinativo de semillas, depende del agente osmótico, potencial osmótico utilizado, duración del tratamiento, especie y semillas del mismo lote (Alvarez *et al.*, 2005).

Se ha reportado que el osmoacondicionamiento viene a ser el tratamiento de hidratación y deshidratación de las semillas, que consisten en la inmersión de las mismas en soluciones osmóticas o en cantidades limitadas de agua durante cierto período de tiempo, estos procedimientos permiten que una gran proporción de las semillas alcance rápidamente el mismo nivel de humedad y un estado fisiológico que active el aparato metabólico relacionado con el proceso pregerminativo y

la autoreparación enzimática de las membranas celulares (Gutiérrez, 2006; Sánchez *et al.*, 1997).

Los resultados obtenidos en la presente investigación, sugieren que el osmoacondicionamiento fue eficiente en revertir el proceso deteriorativo, es decir reparó los daños celulares ocurridos durante el almacenamiento de las semillas, lo cual a su vez mejoro el vigor de las semillas, permitiendo una mayor actividad metabólica pregerminativa en consecuencia se incremento el porcentaje de germinación (Piedrahita, 1998; Solange *et al.*, 1999).

Una de las principales ventajas del osmoacondicionamiento, sería promover una emergencia más rápida y uniforme de las semillas en campo, proporcionando un estándar adecuado, lo mismo en condiciones adversas (Solange *et al.*, 1999).

La mejora en la germinación de semillas de las dos variedades de *C. annuum* L., se debió a que el manitol no solo controló el proceso de hidratación, sino que también influyó en otros procesos bioquímicos y fisiológicos complejos, del mismo modo, propició la revigorización y restauración celular. Como una consecuencia de ello, el porcentaje germinativo pudo incrementarse (Piedrahita, 1998). El análisis de varianza reflejó diferencias significativas ($p < 0.05$) en 2 niveles diferentes de estrés osmótico, para las dos variedades de *C. annuum* L. evaluadas, en relación a la actividad de peroxidasas.

Las semillas de *C. annuum* L. cv Papri King y Papri Queen con los tratamientos 24h 3d y 24h 5d, presentaron mayor actividad de las peroxidasas en comparación de los demás tratamientos, esto podría atribuirse al tiempo de exposición en la solución con manitol y al periodo de almacenamiento de las semillas. En tal sentido, el incremento de la actividad enzimática en semillas almacenadas, podría provocar algunos disturbios y afectar la aptitud de las semillas para dejar el letargo y eso conllevaría al incremento de la actividad de las peroxidasas (Badea *et al.*, 2000).

Las Peroxidasas al ser enzimas oxido-reductoras producidas por las plantas, tienen varios papeles fisiológicos en la célula de la planta, dentro de las cuales esta el incremento en el vigor de las semillas por medio de la oxidación de fenoles entre otras además de la oxidación del ácido indol-3-acético (Badea *et al.*, 2000).

A medida que se incrementa el tiempo de exposición de las semillas a la solución de manitol, se observó un aumento en la velocidad germinativa de las semillas. El tiempo de 24 horas de osmocondicionamiento fue superior al de 12 horas, presentando las primeras semillas germinadas en el 2 y 3 días para la variedad PQ asimismo 3 y 4 días para la variedad PK. Estos resultados son semejantes a los obtenidos por (Pereira *et al.* 2005) que observaron una correlación negativa entre la duración del osmocondicionamiento y el tiempo para que ocurra el 50% de la germinación de semillas de pimiento, es decir a mayor tiempo de duración del osmocondicionamiento menor será el tiempo para que ocurra el 50% de la germinación.

Conclusiones

El osmocondicionamiento con manitol incrementa la actividad de las peroxidasas en función del tiempo de exposición y días de almacenamiento posterior al osmocondicionamiento, favoreciendo el desempeño de las semillas, e incrementando en menor tiempo la germinación y asíéndola que esta sea homogénea.

De acuerdo con las tendencias observadas, el osmocondicionamiento por 24 horas con 5 días de almacenamiento fue la mejor opción para incrementar el porcentaje de germinación en menor tiempo, para las semillas de los dos cultivares estando éste relacionado al incremento de la actividad de las peroxidasas.

Literatura citada

- Alvarez, T. G.; A. B. Gatti; C. B. Primieri & G. S. Juliano. 2005. Priming temperature effects on viability and vigor of *Pterogyne nitens* Tull seeds. Revista Brasileira de Sementes. 27(2): 35-43.
- Aparecida, F. S.; V. R. Daiton; J. T. Rodrigues. 2001. Efficiency of the osmotic osmopriming on Lettuce seeds. Revista Brasileira de Sementes, 23(1): 28-133.
- Ávila, M. R.; A. D. Braccini; J. R. Scapim; R. J. Fagliari & J.L. Dos Santos. 2007. Influence of manitol-induced water stress on Canola seed germination and seedling growth. Revista Brasileira de Sementes. 29(1): 98-106.
- Badea, E.; G. Marinescu; C. Babeanu; M. Corneanu & G. Corneanu. 2000. Peroxidase isoenzymes pattern and total activity in *Arachis hypogaea* in vivo culture under conditions similar to extraterrestrial environment. Plant Peroxidase Newsletter. 14:139-146.
- Casas, D. A. 2004. El cultivo de pprika en la costa peruana, programa de extensión en riego y asistencia técnica – PERAT Coordinación zonal sur. del proyecto subsectorial de Irrigación PSI.
- Chaman, M. E. 2007. Variaciones en el contenido relativo de agua y la concentración de prolina en *Capsicum annuum* L. inducido por NaCl. Arnaldoa 14(2): 251-258.
- Chance, B. & A. Maheley. 1955. Assay of Catalases and Peroxidasas, Meth. Enzymol. 2: 764 - 775.
- Gutierrez, H. G. 2006. Fisiología del osmocondicionamiento del maíz. Becario por exclusividad COFAA-IPN, UPIBI-IPN, Bioprocesos Mexico DF
- Kenneth, W. J. & D. C. Sanders. 1987. The influence of soaking pepper seed in water or potassium salt solutions on germination at three temperatures. Journal of Seed Technology. 11(1): 97-102.

- Marín, S. J.; C. J. Mejía; L. A. Hernández; L. A. Peña & C. A. Carballo. 2007. Osmotic conditioning of husk tomato seeds. *Agricultura Técnica en México*. 33(2): 115-123.
- Molinari, S. 1991. Induction of isoperoxidases in resistant and susceptible tomato cultivars by *Meloidogyne incognita*. *J. Nematol.* 23: 254-258.
- Montejo, L. A.; J. A. Sánchez & M. Bárbara. 2002. Incremento de la germinación en semillas de fruta bomba por aplicación de tratamientos pregerminativos de hidratación-deshidratación. *Cultivos Tropicales*. 23(4): 27-31.
- Mora, A. R.; H. M. Ireta; P. J. Rodríguez & S. J. Martínez. 2006. Osmotic conditioning in *Brassica oleracea* L. seeds. *Revista Chapingo Serie Horticultura*. 12(1): 105-112
- Oluoch, M. O. & G. E. Welbaum. 1996. Viability and vigor of osmotically primed muskmelon seeds after nine years of storage. *J. amer. Soc Hort. Sci.* 121(2): 408-413.
- Pereira, A.; H. Kikuti & K. Minami. 2005. Physiological conditioning in sweet pepper seeds. *Revista Ciência Agronômica*. 36(2): 243-248.
- Peres, B. R.; F. B. Borba; A. E. Emérito; O. F. Fraccaro & S. C. Gualtieri. 2007. Effects of priming with or without drying on *Pterogyne nitens* TUL. seeds under stress. *Ciência Florestal, Santa Maria*. 17(2): 119-128.
- Piedrahita, C. E. 1998. Aumento del vigor en semillas de *Pinus patula* (SCHLECHT & CHAM) Por efecto del osmoacondicionamiento. Universidad Nacional de Colombia. *Crónica Forestal y del Medio Ambiente*. 13(1): 5 - 23.
- Prucoli, P. S.; S. R. Ferreira & V. H. Duarte. 2004. Influence of storage temperature on the germinative potential of sweet pepper seeds submitted to hydration and priming. *Revista Brasileira de Sementes*. 26(1): 38-43.
- Reis, M. A.; C. E. Araújo; S. N. Aparecida; E. Balbinot; S. R. Ferreira & B. D. Guerra. 2005. Effects of the imbibition and osmoconditioning in *Ttriplaris americana* seeds. *Revista Brasileira de Sementes*. 27(2): 111-116.
- Rojo, H. C. 2005. Acondicionamiento osmótico de simientes de girasol (*Helianthus annuus* L.) para el avance de la germinación en siembras precoces para zonas áridas. Tesis Doctoral. Universidad Politécnica de Madrid. Escuela Técnica Superior de Ingenieros Agrónomos.
- Sánchez, J.; E. Calvo; O. Ramón & Muñoz, B. 1997. Tratamientos pregerminativos de hidratación-deshidratación para semillas de pepino (*Cucumis sativus* L.). *Acta Botánica Mexicana*. 38:13-20.
- Seevers, P. M.; J. M. Daly & F. F. Catadral. 1971. The role of peroxidase isozymes in resistance to wheat stem rust disease. *Plant Physiol.* 48: 353-360.
- Segatto, S. B.; M. G. Pereira; Y. P. Neves; M. W. Pedrosa; A. M. Moreira; W. A. Pedrosa & L. F. Finger. 2005. Influência do estresse hídrico na atividade da enzima peroxidase em plantas jovens de *Capsicum baccatum*. *Brazilian Journal of Plant Physiology*. 17: 258
- Solange, C. J.; C. M. Guimarães; G. R. Mendes & R. Rodrigues. 1999. Physiological and biochemical changes in pepper seeds submitted to osmo-conditioning, using different osmotic agents and imbibition medium. *Revista Brasileira de Sementes*. 21(2):217-223.

Extracción de azúcares reductores totales de "peladilla" de *Asparagus officinalis* "espárrago"

Extraction of sugars total reducers of "peladilla" of *Asparagus officinalis* "asparagus"

Cecilia Betzabet Bardales Vásquez

Universidad Privada Antenor Orrego, Trujillo, PERÚ. *betsibv@hotmail.com*

Carlos León Torres, José Mostacero León, Julio Arellano Barragán, Carlos Nomberto Rodríguez, Orlando Pretel Sevillano & Marco Salazar Castillo

Universidad Nacional de Trujillo. PERÚ.

Resumen

Se evaluaron diferentes métodos de hidrólisis del residuo lignocelulósico "peladilla" de *Asparagus officinalis* "espárrago" con la finalidad de determinar el método más adecuado para la extracción de azúcares reductores totales "ART" y poder de esta forma utilizarlo como sustrato para procesos fermentativos. Se trabajó con peladilla seca y fraccionada de un tamaño de partícula +-1.0 mm y se evaluaron métodos físicos, químicos y la combinación de ambos utilizando como soluciones extractantes, agua destilada estéril, ácido sulfúrico e hidróxido de sodio al 1.25%. La relación peladilla-solvente utilizada en todos los tratamientos fue de 1:10. La determinación de los azúcares reductores totales se realizó en los filtrados obtenidos de cada uno de los tratamientos empleando el método de Folin-Wu. Los resultados indican que la concentración máxima de ART correspondiente a 7.00 g/L se obtiene después de realizar la hidrólisis mixta combinando el método físico y químico.

Palabras clave: Extracción, azúcares reductores totales, peladilla, *Asparagus officinalis*.

Abstract

Different methods of hidrólisis of the residual lignocelulosico "peladilla" of *Asparagus officinalis* "asparagus" was to evaluated with the purpose of determining the most appropriate method for the extraction the sugar total reducers "ART" and power this way to use it as medium for fermentatives processes. One worked with dry and fractional peladilla of a particle size. 1.0 mm and physical, chemical methods and the combination were evaluated of both using like solutions sterile summarizing distilled water, sulfuric acid and hidróxido of sodium to 1.25%. The relationship peladilla-solvent used in all the treatments was of 1:10. The determination of the sugar total reducers was carried out in the filtrates obtained of each one of the treatments using the method of Folin-Wu. The results indicate that the maximum concentration of ART corresponding to 7.00 g/L is obtained after carrying out the mixed hidrólisis combining the physical and chemical methods.

Key words: Extraction, sugars total reducers, peladilla, *Asparagus officinalis*.

Introducción

En los últimos años se ha dedicado gran atención a la utilización de materiales lignocelulósicos como materia prima para la producción de combustibles, alimentos para animales, biomasa microbiana, entre otras aplicaciones (Fernández, 1995).

La biomasa lignocelulósica difiere en un aspecto principal de los materiales a base de almidón: la composición de la materia prima. La biomasa lignocelulósica está compuesta principalmente por celulosa, hemicelulosa y lignina. La celulosa es un

polímero lineal de monómeros de glucosa, el cual no es susceptible a la acción de las amilasas, utilizadas para la hidrólisis de los azúcares monoméricos de almidón. La hemicelulosa es un polímero ramificado de glucosa y xilosa. La hidrólisis de la hemicelulosa es alcanzada bajo condiciones ácidas o alcalinas suaves. La cantidad de hemicelulosa y celulosa, y sus consecuentes azúcares monoméricos, dependen en gran parte de la naturaleza y la fuente de biomasa lignocelulósica (Duff *et al.*, 1996). Sin embargo ambas fracciones, la hemicelulosa y la celulosa, son una fuente potencial de azúcares

estructurales del reino vegetal y están protegidos por una cobertura de lignina.

Los residuos de la industria de conservas vegetales como la peladilla de *Asparagus officinalis* “espárrago” han sido considerados como biomasa de tipo residual y fuente de energía renovable debido a su naturaleza lignocelulósica formada mediante el proceso de fotosíntesis. Sin embargo la utilización de estos residuos como materia prima para procesos fermentativos, involucra como etapa fundamental la extracción de azúcares reductores o fermentables a partir de celulosa o hemicelulosa, razón por lo cual se hacen necesarios tratamientos previos que permitan modificar y destruir la compleja estructura del material lignocelulósico (Ballesteros, 2000).

Se han establecido diferentes métodos de pretratamientos para poder liberar los azúcares presentes en los materiales lignocelulósicos. Estos incluyen métodos físicos, fisico-químicos, químicos y biológicos, los cuales presentan eficiencia variada de acuerdo a la composición de la biomasa. Sin embargo se han establecido ya diferentes variables que facilitan los procesos de hidrólisis sin importar el tipo de material que se pretenda hidrolizar, como cortar o moler el material lignocelulósico hasta obtener partículas finas de aproximadamente 1 mm de tamaño, lo cual produce no solo rotura de células, sino también reduce la cristalinidad y el grado de polimerización de la celulosa, facilitando de esta forma su degradación a monómeros (Doelle *et al.*, 1992).

De los métodos de hidrólisis químico, la hidrólisis ácida es la que más se ha empleado en procesos industriales. Este método presenta rendimientos relativamente bajos y alta formación de productos tóxicos, por lo que es recomendable trabajar con ácidos diluidos para abaratar costos finales del proceso (González *et al.*, 1986).

Teniendo en cuenta que la producción de espárrago en la costa peruana especialmente en el departamento de La Libertad tiende a aumentar en los próximos años, el presente trabajo tuvo como objetivo evaluar diferentes métodos de hidrólisis de la peladilla de “espárrago” con la finalidad de determinar el método más adecuado para la extracción de azúcares reductores totales que podrían utilizarse posteriormente en procesos fermentativos.

Material y métodos

La peladilla de *A. officinalis* «espárrago» fue proporcionada por la Empresa Conservera Josymar, ubicada en la Av. Tupac Amaru N° 1600 del Distrito de Trujillo La Libertad – Perú, la cual fue previamente deshidratada a temperatura ambiente durante 3 días para luego fraccionarla y colocarla en estufa a 70°C durante 1 hora. Luego se trituró en un molino hasta lograr pasar por un cedazo de 0.5 mm a 1.0 mm de poro (McMillan, 1994).

Se utilizó peladilla pretratada con H₂SO₄; NaOH y H₂O como solventes en una relación peladilla- solvente de 1:10. La concentración del H₂SO₄ y NaOH utilizada fue de 1.25% en todos los tratamientos. Los procesos de extracción se realizaron en un total de 15 tratamientos en los cuales se fueron combinando métodos químicos y físicos de extracción de la siguiente manera:

Tratamientos 1, 2 y 3. Extracción de ART mediante hidrólisis química, usando H₂SO₄ 1.25% v/v; NaOH 1,25% p/v y H₂O respectivamente, en un sistema de decocción por 30 minutos.

Tratamientos 4, 5 y 6: Extracción de ART mediante hidrólisis química-física usando H₂SO₄ 1.25% v/v, NaOH 1.25% p/v y H₂O respectivamente; en un sistema de autoclave a 120°C, 15 Psi por 30 minutos.

Tratamientos 7, 8 y 9: Extracción de ART mediante hidrólisis mixta (químico-físico y química) en continuo, usando H₂SO₄ 1.25% v/v; NaOH 1.25% p/v y H₂O respectivamente.

Tratamientos 10, 11 y 12: Extracción de ART de la fracción no soluble de los tratamientos 4, 5 y 6 extracción por agotamiento mediante hidrólisis química usando solamente H₂SO₄ 1.25% v/v en cada tratamiento, en un sistema de decocción por 30 minutos.

Tratamientos 13, 14 y 15: Combinación de las fracciones solubles de los tratamientos (4, 5 y 6 y 10, 11 y 12).

Los ART se cuantificaron utilizando el filtrado obtenido en los diferentes tratamientos por el método de Folin-Wu. La determinación de diferencias entre tratamientos se realizó con la prueba «t» de student, y la variación dentro de cada tratamiento se determinó mediante ANVA.

Resultados

En la tabla 1, se aprecian los diferentes tratamientos y los respectivos estimadores aritméticos, destacándose el tratamiento 15 ó C₃ con 7 g/L de ART, seguido del tratamiento 13 ó C₁, con 6.52 g/L de ART; ambos

tratamientos pertenecen a una combinación de métodos y fracciones de estas. Así mismo en la tabla 2, se aprecia el análisis de comparación de medias por el método "t" con una significancia de ($\alpha/2 = 0.05$) destacándose muy notoriamente el tratamiento C₃ ó 15 correspondiente a 7

Tabla 1. Valores originales y sus estimadores aritméticos de los Azúcares Reductores Totales "ART" extraídos de "Peladilla" de *Asparagus officinalis* "espárrago" mediante hidrólisis química, física y químico-físico.

[ART] g/L	REPETICIONES			ESTIMADORES			
	1	2	3	Σ	\bar{X}	S	CV
1 = Q ₁	1.70	1.55	2.00	5.25	1.75	0.2291	13.09
2 = Q ₂	0.80	0.55	0.60	1.95	0.65	0.1323	10.35
3 = Q ₃	1.90	1.80	1.58	5.28	1.76	0.1637	09.30
4 = F ₁	5.70	5.50	5.39	16.59	5.53	0.1572	02.84
5 = F ₂	0.45	0.80	0.55	1.80	0.60	0.1803	30.05
6 = F ₃	2.20	2.60	2.22	7.02	2.34	0.2254	09.63
7 = M ₁	6.41	6.10	6.21	18.72	6.24	0.1572	02.52
8 = M ₂	0.75	0.91	0.86	2.52	0.84	0.0819	06.57
9 = M ₃	6.00	5.51	6.28	17.79	5.93	0.3897	06.57
10 = A ₁	1.35	1.50	1.41	4.26	1.42	0.0755	05.32
11 = A ₂	2.55	2.90	3.01	8.46	2.82	0.2402	08.52
12 = A ₃	5.00	5.10	4.99	15.09	5.03	0.0608	01.21
13 = C ₁	6.51	6.21	6.84	19.56	6.52	0.3151	04.83
14 = C ₂	2.85	2.95	3.20	9.00	3.00	0.1803	06.01
15 = C ₃	6.44	7.25	7.31	21.00	7.00	0.4859	06.94

Tabla 2. Comparación de medias por el método "t" de los azúcares reductores totales ART extraídos de peladilla de *Asparagus officinalis* "espárrago" mediante métodos químicos, físicos y físico-químico.

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14
	F2	Q2	M2	A1	Q1	Q3	F3	A2	C2	A3	F1	M3	M1	C1
F2	---													
Q2	0.3873	---												
M2	2.0996	2.1155	---											
A1	7.2668	8.7560	9.0215	---										
Q1	6.8320	7.2012	6.4780	2.3693	---									
Q3	8.2507	9.1344	8.7061	3.2666	0.0615	---								
F3	10.4421	11.2005	10.8347	6.7038	3.1795	3.6063	---							
A2	12.8030	13.7060	13.5140	9.6304	5.5828	6.3159	2.5240	---						
C2	16.3048	18.2030	18.8961	14.0019	7.4261	8.8197	3.9608	1.0381	---					
A3	40.3283	52.1035	71.1636	64.4917	23.9644	32.4309	19.9579	16.1738	18.4800	---				
F1	35.7034	41.1457	45.8425	40.8287	23.5637	28.7739	20.1084	16.3518	18.3224	5.1389	---			
M3	21.4985	22.2197	22.7374	19.6770	16.0139	17.0858	13.8111	11.7659	11.8181	3.9518	1.6486	---		
M1	40.8453	47.1320	52.7825	47.8818	27.9897	34.1928	24.5840	20.6359	23.4643	12.4362	5.5329	1.2777	---	
C1	28.2439	29.7493	30.2173	27.2606	21.2052	23.2172	18.6873	16.1738	16.7937	8.0413	4.8695	2.0389	1.3772	---
C3	21.3839	21.8404	21.6529	19.6547	16.9297	17.7010	15.0689	13.3571	13.3680	6.9679	4.9857	2.9753	2.5776	1.4356

Leyenda: Los valores en **negrita** no presentan diferencias significativas ($\alpha/2 = 0.05$)

Rango	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15
Tratam.	F2	Q2	M2	A1	Q1	Q3	F3	A2	C2	A3	F1	M3	M1	C1	C3

Figura 1: Resultado del test de comparación de promedios (método "t")

g/L de ART. Así también el diagrama 1 muestra la similitud entre tratamientos donde se destaca al tratamiento C₃ como el diferente a todos los demás. Encontrándose también similitudes entre algunos tratamientos.

Discusión

La peladilla del espárrago es un residuo de origen lignocelulósico que se obtiene en las plantas conserveras durante el proceso de pelado del mismo. Según el Instituto Peruano del Espárrago (2007), la peladilla constituye entre el 25 y 40% del peso del espárrago adquirido; lo cual la convierte en un recurso renovable potencial para la obtención de azúcares reductores destinados a procesos fermentativos. Sin embargo la mayor limitante se encuentra en los métodos a utilizar para lograr la hidrólisis de la celulosa.

Según Fabelo (1998); la biomasa lignocelulósica presenta una estructura compleja, compuesta de varias fracciones de las cuales la celulosa representa la fracción mayoritaria. Este polisacárido está formado por largas cadenas de glucosa unidas entre sí por enlaces β (1-4) que a su vez se agrupan en estructuras superiores de gran cristalinidad, lo cual dificulta el proceso de hidrólisis enzimática por lo que se hace necesario realizar pre-tratamientos de la biomasa.

Lázaro *et al.* (1994), afirman que la hidrólisis básica es recomendable cuando se precisa hacer un pretratamiento del material lignocelulósico como paso previo a una hidrólisis enzimática puesto que la acción del NaOH es lograr solubilizar parcialmente la lignina produciendo hinchamiento de la biomasa lo que conduce a un aumento del área superficial interna y descenso de la cristalinidad dejando así más accesible la celulosa a la acción enzimática; razón por la cual su actividad extractante de azúcares reductores como la glucosa es mucho menor que la de los ácidos, hecho que ha sido corroborado por los resultados obtenidos en el presente trabajo, los mismos que indican que el ácido sulfúrico logra realizar una mejor extracción de azúcares reductores de peladilla de espárrago que el NaOH.

Según Larsson (2000), la hidrólisis ácida logra transformar las cadenas de polisacáridos que forman la

biomasa (hemicelulosa y celulosa) en sus monómeros elementales y se pueden utilizar ácidos concentrados con los cuales se pueden obtener alto rendimiento de hidrólisis pero que tienen la desventaja de un costo elevado y la demanda de una etapa de neutralización de la fracción líquida obtenida lo cual aumenta aún más el costo del proceso. Así también es posible emplear ácidos diluidos tal y como se realizó en el presente trabajo, estos ácidos disminuyen el costo del proceso, sin embargo se requieren relativamente altas temperaturas para alcanzar rendimientos aceptables de conversión de celulosa a glucosa por lo cual se procedió a realizar combinación de métodos, hidrólisis química utilizando H₂SO₄ y posteriormente hidrólisis física autoclavando la muestra.

El efecto de la temperatura es producir la alteración física de las fibras que componen al material lignocelulósico, ocasionando desagregación y ruptura de las mismas, mientras que los ácidos pueden despolimerizar y lograr la ruptura de enlaces liberando así los monómeros que le constituyen.

Según Sun y Cheng (2002), el efecto mecánico está causado por la rápida despresurización que provoca evaporación del agua interna, creando fuerzas de cizalladura que producen la separación de las fibras, principalmente de las regiones más débiles (celulosa amorfa). Esto puede explicar los resultados los cuales indican que al combinar métodos físicos y químicos se obtuvo la mayor concentración de azúcares reductores correspondientes a 7 g/L.

Estos resultados podrían interpretarse como aceptables al compararlos con los estudios realizados por Urbaneja *et al.* (1997), que reportan entre 5,2 y 8,6 g/L al hidrolizar pulpa de café a los señalados por González *et al.* (1986) en la hidrólisis de la paja de trigo con H₂SO₄ al 2% con lo cual sólo obtuvieron 2,0 g/L de azúcares reductores en equivalentes de glucosa.

Conclusiones

La peladilla de *Asparagus officinalis* "espárrago" sometida a tratamientos físico-químicos de hidrólisis para extraer sus azúcares reductores se perfila al igual que otros residuos agrícolas a ser una fuente alternativa de energía

renovable evitando así su acumulación y el deterioro del medio ambiente.

Agradecimientos

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONCYTEC), por el valioso apoyo brindado para la ejecución de la presente investigación. A los maestros y personal técnico del Departamento de Química Biológica y Fisiología Animal de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de Trujillo por el apoyo brindado para la ejecución de este trabajo.

Literatura citada

- Ballesteros, I.** 2000. Obtención de etanol a partir de biomasa lignocelulósica mediante un proceso de sacarificación y fermentación simultánea (SFS). Tesis doctoral. Universidad de Alcalá de Henares. España.
- Doelle, H. W.; D. A. Mitchell & C. Rolz.** 1992. Solid substrate cultivation. Elsevier science publisher Ltd. Great Britain.
- Duff, S. & W. Murray.** 1996. Bioconversion of forest products industry waste cellulosic to fuel ethanol. *Bioresour. Technol.* 55: 1-33
- Fabelo, J.** 1998. Determinación de los costos de producción de la etapa de fermentación alcohólica con utilización de diferentes sustratos. *Rev. Centro Azúcar.* 3, 12-15.
- Fernández, J.** 1995. La biomasa como fuente de energía y productos no alimentarios. *En: La biomasa como fuente de energía y productos para la agricultura y la industria.* Serie ponencias. Editorial CIEMAT. Madrid.
- González, G.; J. López Santón; G. Caminal & C. Sola.** 1986. Dilute acid hidrolisis of wheat straw hemicellulose at moderate temperatura: A simplified kinetic model. *Biotechnology and Biongenring.* 28: 288-293.
- Instituto Peruano del Espárrago.** 2004. Primer Censo Nacional de Productores y plantas de procesamiento de espárrago. Lima. Perú.
- Larsson, S.** 2000. Ethanol from lignocellulose-Fermentation inhibitors, detoxification and genetic engiuneering of *saccharomyces cerevisege* for enhanced resistance. Lund. Suecia.
- Lázaro, L. y J. Arauzo.** 1994. Aprovechamiento de residuos de la industria de conservas vegetales. Hidrólisis enzimática. Universidad de Zaragoza. Zaragoza. España.
- McMillan J. D.** 1994. Pretreatment of lignocellulosic biomas. *In: Enzymatic conversion of biomas for fuel production.* pp. 292-324. American Chemical Society, Washington.
- Sun, Y. & J. Cheng.** 2002. Hydrolysis of lignocellulosic materials for etanol production: a review. *Bioresurce Technology.* 83: 1-11
- Urbaneja, G.; J. Ferrer; G. Páez; L. Arenas de Moreno; G. Coloina & L. Sandoval.** 1997. Hidrólisis ácida y caracterización de carbohidratos de la pulpa de café. *Revista de la Facultad de Agronomía (LUZ).* 14: 265-275. Universidad de Zulia. Maracaibo. Venezuela.

Nuevas adiciones a la flora del Perú, IV

New records for the flora of Peru, IV

Eliana Linares Perea

Estudios Fitogeográficos del Perú, Herbario AQP, Sánchez Cerro 219, Manuel Prado, Paucarpata; Arequipa, PERÚ. elialinper@hotmail.com

Antonio Galán de Mera

Laboratorio de Botánica, Facultad de Farmacia, Universidad San Pablo-CEU, apartado 67, 28660- Boadilla del Monte, Madrid, ESPAÑA. agalmer@ceu.es

José Campos de la Cruz

Museo de Historia Natural, Universidad Nacional Mayor de San Marcos, apartado 140434, Lima 14, PERÚ. joricampos@yahoo.es

William Nauray Huari

Universidad Nacional San Antonio Abad del Cusco, Jr. Ruíz Caro 628, Santiago, Cusco, PERÚ. wnauray@gmail.com

José Alfredo Vicente Orellana

Laboratorio de Botánica, Facultad de Farmacia, Universidad San Pablo-CEU, apartado 67, 28660- Boadilla del Monte, Madrid, ESPAÑA. avicore@ceu.es

Resumen

En el presente trabajo damos a conocer tres nuevos registros, interesantes desde el punto de vista fitogeográfico, para el Departamento de Arequipa (Perú): *Euphorbia apurimacensis* Croizat, *Puya raimondii* Harms y *Randia armata* (Sw.) DC.

Palabras Clave: Nuevos registros, Arequipa, Perú.

Abstract

In this work, we present three new records, with phytogeographical interest, for the flora of Arequipa Department (Peru): *Euphorbia apurimacensis* Croizat, *Puya raimondii* Harms and *Randia armata* (Sw.) DC.

Key Words: New records, Arequipa, Peru.

Introducción

Durante los estudios que continuamos realizando sobre la vegetación del sur del Perú (Galán de Mera *et al.*, 2003a, Kuentz *et al.*, 2007) y prosiguiendo las aportaciones florísticas sobre el Perú de años anteriores (Galán de Mera *et al.*, 2003b, Nauray Huari & Galán de Mera, 2008), damos a conocer nuevos datos fitogeográficos, ecológicos y fitosociológicos sobre algunas especies interesantes del departamento de Arequipa.

Sobre cada taxon indicamos, además de las nuevas localidades, otras que han sido publicadas con anterioridad,

su caracterización bioclimática y fitogeográfica, su ubicación fitosociológica con un inventario representativo, y ciertas observaciones en base al trabajo de campo, el material estudiado o la bibliografía.

En la metodología bioclimática y fitogeográfica seguimos las propuestas de Rivas-Martínez *et al.* (1999) sintetizadas para el Perú por Galán de Mera *et al.* (1997, 2002, 2003a, 2004) y Kuentz *et al.* (2007); la fitosociológica es la de Braun-Blanquet (1964), la más empleada en el mundo para estudios sistemáticos de la vegetación.

Nuevos registros

Euphorbia apurimacensis Croizat in J. Arnold Arbor. 27: 289 (1946), Fig. 1

Arequipa: sobre Huacán, 18K 0801468-8220717, 2501 m, 18-X-2008, E. Linares (AQP); Cañón del Colca, entre Cabanaconde y Soro, 18L 0820051-8274304, 2709 m, 3-IV-2009, E. Linares & A. Galán 2282 (AQP, USP).

Otras localidades publicadas: **Apurímac**, Quebrada de Matara (Croizat, 1946, Macbride, 1951).

Bioclimatología y fitogeografía: mesotropical árido y semiárido de las provincias fitogeográficas Urubambense, Ancashino-Paceña y Oruro-Arequipeña.

Fitosociología: 4 *Ambrosia artemisioides*, 3 *Euphorbia apurimacensis*, 2 *Senna birostris*, 1 *Dalea cylindrica*, 1 *Tarasa operculata*, 1 *Corryocactus puquiensis*, 1 *Armatocereus riomajensis*, 2 *Aristida adscensionis*, 1 *Opuntia tunicata*, + *Opuntia sphaerica* (Arequipa: Cañón del Colca, entre Cabanaconde y Soro, 18L 0820051-8274304, 2709 m, 100 m², pendiente pedregosa del 35% con granitos y cuarcitas, orientación SW).

Observaciones: A juzgar por el material estudiado, *E. apurimacensis* es una especie próxima a *E. laurifolia* Juss., pero las agrupaciones de sus inflorescencias son diferentes. En *E. apurimacensis*, los ciatios, con distribución dioica, se desarrollan solitarios en las axilas de las hojas, mientras que en *E. laurifolia*, aparecen reunidos en ramificaciones cimosas (Macbride, 1951). Según esto, *E. laurifolia* se distribuye desde Venezuela hasta algunos puntos de los Andes centrales orientales peruanos (Brako & Zarucchi, 1993, Govaerts *et al.*, 2000, Cerón & Foster s.f.); *E. apurimacensis* es un arbusto endémico del centro y sur del Perú.

La citación de *E. apurimacensis* en Cajamarca (Brako & Zarucchi, 1993, León *et al.*, 2006) parece ser errónea, pues ya Macbride (1951) indicaba poblaciones de *E. laurifolia* en este departamento.

Las localidades de ambas especies en el centro del Perú podrían proceder de cultivos para formar cercos vivos (Brack Egg, 1999).

Especímenes examinados

E. apurimacensis

PERÚ. **Dpto. Apurimac:** Anbancay, quebrada de Matará, 2000-2800 m, 1-XII-1941, C. Vargas C. 2290 (GH, holótipo); **Dpto. Cusco:** Anta, Río Apurimac, below Limatambo, mostly along side road to Mollepata, 13°32'S-72°30'W, 2400-2500 m, 10-I-1984, A. Gentry, I. Peralta V. & A. Arestegui P. (MO, USM); **Dpto. Lima:** III-1987, Óscar Cuya M. 17 CL (USM); Yauyos, alrededores de Yauyos, 2800-2900 m, 7-V-1956, R. Ferreyra 11782 (USM); Yauyos, Laraos, 12°15'S-75°32'W, 3400 m, 4-II-1989, H. Beltrán 45 (USM); **Dpto. Puno:** Ollachea, 2500 m, entre 1946-47, C. Vargas (CUZ).

E. laurifolia

ECUADOR. **Prov. Chimborazo:** Manzano, ca 1 Km from Puela, 8-III-1969, Holguer Lugo S. (F).

PERÚ. **Dpto. Junín:** Huacapistana Canyon, 23 miles from Tarma along road to San Ramón, 2100 m, 28-X-1968, B. Maguire & C. Maguire (USM); **Dpto. Piura:** Huancabamba, Canchaque, 18-I-1988, C. Díaz, H. Osoreo y V. Vásquez (F2100130); Huancabamba, Carmen de la Frontera, Rosarios Bajo, trocha entre el campamento minero Río Blanco y el Tambo, 0682671-9460736, 2190-2550 m, 24-IV-2006, A. Cano, N. Valencia & I. Salinas 16326 (USM).

Puya raimondii Harms in Notizbl. Bot. Gart. Berlin-Dahlem 10: 213 (1928)

Arequipa: Cañón del Cotahuasi, Lauripampa, 14°55'47"S-72°42'27"W, 4134 m, 11-XI-2007, E. Linares & A. Galán (USP, colección fotográfica); Arequipa: Cañón del Colca, Huambo, 18L 0802617-8238005, 4337 m, 15-VIII-2008, E. Linares & A. Galán (USP, colección fotográfica).

Otras localidades publicadas: **Ancash**, entre Recuay y Utcuyacu (Raimondi, 1874), Aija, Huaraz, Pomopampa (Macbride, 1936), Parque Nacional de Huascarán (Salinas *et al.*, 2007, Solomon, 2009), Huasta Cruz, Pumapampa. Quesque (Vadillo *et al.*, 2007); **Apurímac**, Capaya, Totorá (Vadillo *et al.*, 2007); **Ayacucho**, Ayacucho (Vadillo *et al.*,



Fig. 1. *Euphorbia apurimacensis* Croizat: a) Rama con ciatios masculinos (Huacán, Arequipa, fotografía de E. Linares, III-2009), b) Rama con ciatios femeninos (Huacán, Arequipa, fotografía de J.A. Vicente, XI-2008), c) Ramas con tricocas, d) Aspecto de las comunidades de *E. apurimacensis*, *Armatocereus riomajensis* y *Corryocactus puquiensis* (Cañón del Colca, entre Cabanaconde y Soro, Arequipa, fotografía de E. Linares, IV-2009).

2007); **Cusco**, Yauri (Vadillo *et al.*, 2007); **Huancavelica**, Huancavelica (Vadillo *et al.*, 2007); **Junín**, Canchaillo, Chupaca (Vadillo *et al.*, 2007); **La Libertad**, Calipuy, Quirga (Vadillo *et al.*, 2007); **Lima**, Canta, Picamarán (Vadillo *et al.*, 2007); **Puno**, Melgar, Santa Rosa de Achaco (Smith & Downs, 1974), Putina (Vadillo *et al.*, 2007).

Bioclimatología y fitogeografía: orotropical subhúmedo y húmedo de las provincias fitogeográficas Ancashino-Paceña y Oruro-Arequipeña.

Fitosociología: 3 *Puya raimondii*, 1 *Baccharis tricuneata*, 3 *Stipa ichu*, 2 *Festuca orthophylla*, 1 *Tetraglochin cristatum*, 4 *Nassella pubiflora*, + *Bartsia camporum*, 1 *Chersodoma jodoppapa*, 2 *Ribes brachybotrys*, 1 *Parastrephia quadrangularis*, +

Opuntia soehrensii, 1 *Diplostephium tovari*, + *Diplostephium tacorense*, + *Senecio phylloleptus*, + *Mutisia orbignyana*, + *Nassella brachyphylla* (Arequipa: Cañón del Colca, Huambo, 18L 0802617-8238005, 4337 m, 200 m², pendiente pedregosa del 40% con cuarcitas y andesitas, orientación NE).

Observaciones: Se trata de las únicas poblaciones de *Puya raimondii* conocidas de la puna seca (provincia fitogeográfica Oruro-Arequipeña), aunque por su exposición hacia el N, intentan guardar una posición ecológica similar a las demás poblaciones, las cuales pertenecen a la puna húmeda.

Randia armata (Sw.) DC., Prodr. 4: 387 (1830)

Arequipa: Atiquipa, 18L0566901-8257327, 852 m, 27-XII-2008, E. Linares & A. Galán 2283 (AQP, USP).

Otras localidades publicadas: **Amazonas**, Río Santiago (Solomon, 2009); **Ayacucho**, Kimpitiriki (Macbride, 1936); **Cajamarca**, Cordillera del Condor (Solomon, 2009); **Cusco**, Cusco, Machu Picchu, Santa Teresa, Vilcabamba (Solomon, 2009); **Huanuco**, Huanuco (Solomon, 2009); **Loreto**, Explorama, Maniti, Río Itaya-Santa Bárbara, Río Yaravi (Solomon, 2009), Puerto Arturo, Santa Rosa, Pongo de Manseriche, Soledad-Río Itaya, Basalpuerto, alto Marañón, Yonán-bajo Huallaga, Yurimaguas (Macbride, 1936); **Madre de Dios**, Cusco Amazónico, Tambopata (Solomon, 2009); **San Martín**, Juanjuí, Tarapoto, Juan Guerra (Macbride, 1936); **Tumbes**, Casitas, Tumbes (Solomon, 2009); **Ucayali**, Bosque Nacional Alexander von Humboldt (Solomon, 2009).

Bioclimatología y fitogeografía: infra- y termotropical semiárido-húmedo del Neotrópico; en el Departamento de Arequipa se encuentra en la provincia fitogeográfica Limeño-Ariqueña dentro del sector Arequipeño.

Fitosociología: 2 *Myrcianthes ferreyrae*, 1 *Caesalpinia spinosa*, 3 *Randia armata*, 1 *Citharexylum flexuosum*, 2 *Stipa pachypus*, 1 *Heliotropium arborescens*, 1 *Senecio mollendoensis*, + *Grindelia glutinosa* (Arequipa: Atiquipa, 18L 0566901-8257327, 852 m, 200 m², pendiente del 40% con sustratos pedregosos graníticos muy arenosos en superficie, orientación SW).

Observaciones: Este arbusto no había sido citado para el Departamento de Arequipa a pesar de los listados florísticos levantados en las lomas de Atiquipa (Ferreyra, 1953, Puig *et al.*, 2002, Linares Perea, 2003, 2005, Ojeda Cáceres, 2004).

R. armata es una especie muy variable por lo que se han descrito numerosos taxones de rango inferior (Steyermark, 1974); así, nuestros ejemplares presentan los frutos elípticos como ocurre en poblaciones de Centroamérica y, en cambio, se diferencia del material estudiado de la Amazonía peruana, donde son redondeados.

Especímenes examinados

MÉXICO. Est. Jalisco: Jalisco, Estación Biológica, 19°30'00"N-105°03'00"W, 50 m, 23-III-1991, A. Gentry 73490(MO).

PERÚ. **Dpto. Cusco**: La Convención, Echarati Cashiriari-3 well site, 5.0 Km south of Camisea river, 11°52'57.1"S-72°39'6.1"W, 700 m, 2-IX-1998, P. Núñez, H. Beltrán, W. Nauray, R. de la Colina, J. Tenteyo Pereira (US, USM); **Dpto. Junín**: Jauja, Valle del Pongoa, río negro, Weberbauer (USM); **Dpto. Loreto**: Maniti, Recreo, 03°42'S-72°50'W (-37, -72833), 115 m (377 ft.), 13-V-1988, R. Vásquez 10611 (NY); **Dpto. Madre de Dios**: Tambopata, Santuario Nacional Pampas del Heath, 12°39'23"S-68°44'13"E (-12656, 68737), 210 m, 22-V-1996, M. Aguilar 751 (NY); **Dpto. San Martín**: Juanjuí, alto Río Huallaga, 400 m, X-1934, G. Klug 3848 (US); **Dpto. Tumbes**: Zarumilla, Matapalo, C. Díaz 5579 (USM); **Dpto. Ucayali**: Purús, distrito Purús, Río Curanja, cerca del pozo grande entre las comunidades de Balta y Colombiana, 10°04'07"S-71°08'33"W (-10069, -71143), 325 m (1066 ft.), 24-VII-1998, J.G. Graham 658 (NY).

Agradecimientos

Gracias a los herbarios AQP, CUZ, F, GH, HUSA, MO, NY, US, USM y USP, que pusieron a nuestra disposición la información necesaria para la realización de este trabajo.

En lo económico y logístico tuvimos la ayuda de la Agencia Española de Cooperación Internacional (Programa de Cooperación Cultural y Científica, 2007), de la Asociación Universitaria Iberoamericana de Postgrado de España (2008), y de la Cátedra de Desarrollo Sostenible y Medio Ambiente de la Universidad San Pablo-CEU-Banco de Santander (2008).

Literatura citada

- Brack Egg, A. 1999. Diccionario enciclopédico de plantas útiles del Perú. CBC, Cusco.
- Brako, L. & J.L. Zarucchi. 1993. Catálogo de las Angiospermas y Gimnospermas del Perú. Missouri Botanical Garden. St. Louis.
- Braun-Blanquet, J. 1964. Pflanzensoziologie, Grundzüge der Vegetationskunde. Springer Verlag. Wien.
- Cerón, C.E. & R. Foster .s.f. Guía Práctica a los Géneros y Especies Comunes. Euphorbiaceae del Ecuador. The Field Museum, Chicago. (<http://fm2.fieldmuseum.org/plantguides/>).

- Croizat, L.** 1946. Novelties in American Euphorbiaceae. *J. Arnold Arbor.* 27: 289-291.
- Ferreira, R.** 1953. Comunidades vegetales de algunas lomas costaneras del Perú. *Bol. Estac. Exp. Agríc. "La Molina"* 53: 1-88.
- Ferreira, R.** 1983. Los tipos de vegetación de la costa peruana. *Anales Jard. Bot. Madrid* 40: 241-256.
- Galán de Mera, A., S. Baldeón, H. Beltrán, M. Benavente & J. Gómez.** 2004. Datos sobre la vegetación del centro del Perú. *Acta Bot. Malacitana* 29 : 89-115.
- Galán de Mera, A., C. Cáceres & A. González.** 2003a. La vegetación de la alta montaña andina del sur del Perú. *Acta Bot. Malacitana* 28: 121-147.
- Galán de Mera, A., C. Cáceres & A. González.** 2003b. Nuevas adiciones a la flora del Perú, III. *Candollea* 58: 325-337.
- Galán de Mera, A., M.V. Rosa & C. Cáceres.** 2002. Una aproximación sintaxonómica sobre la vegetación del Perú. Clases, órdenes y alianzas. *Acta Bot. Malacitana* 27: 75-103.
- Galán de Mera, A., J.A. Vicente Orellana, J.A. Lucas García & A. Probanza Lobo.** 1997. Phytogeographical sectoring of the Peruvian coast. *Global Ecol. Biogeogr. Lett.* 6: 349-367.
- Govaerts, R., D.G. Frodin & A. Radcliffe-Smith.** 2000. World Checklist and Bibliography of Euphorbiaceae (and Pandaceae) 2. The Royal Botanic Gardens, Kew.
- Kuentz, A., A. Galán de Mera, M.P. Ledru & J.C. Thouret.** 2007. Phytogeographical data and modern pollen rain of the puna belt in southern Peru (Nevado Coropuna, Western Cordillera). *J. Biogeogr.* 34(10): 1762-1776.
- León, B., R. Riina & P. Berry.** 2006. Euphorbiaceae endémicas del Perú. *Rev. Peru. Biol.* 13(2): 295-301.
- Linares Perea, E.** 2003. Inventario forestal de los bosques de las lomas de Atiquipa y Taymara. Proyecto PER/1G/35 "Recuperación y Uso Sostenible de las Lomas de Atiquipa y Taymara por Gestión Comunal". IRECA. Universidad Nacional de San Agustín. Arequipa.
- Linares Perea, E.** 2005. Recuperación de comunidades de plantas semiáridas en las lomas de Atiquipa y conservación de germoplasma. Proyecto PER/1G/35 "Recuperación y Uso Sostenible de las Lomas de Atiquipa y Taymara por Gestión Comunal". IRECA. Universidad Nacional de San Agustín. Arequipa.
- Macbride, J.F.** 1936. *Flora of Peru* 13(1,3). Field Museum of Natural History. Chicago.
- Macbride, J.F.** 1951. *Flora of Peru* 13 (3A, 1). Field Museum of Natural History. Chicago.
- Nauray Huari, W. & A. Galán de Mera.** 2008. Ten new species of *Telipogon* (Orchidaceae, Oncidiinae) from southern Peru. *Anales Jard. Bot. Madrid* 65: 73-95.
- Ojeda Cáceres, R.L.** 2004. Evaluación de la vegetación de las lomas con predominio de herbáceas (200 a 400 msnm), de Atiquipa provincia de Caravelí-Arequipa, durante la ocurrencia del evento "El Niño 1997-1998" (febrero a abril de 1998). Universidad Nacional de San Agustín. Arequipa.
- Puig, H., A. Fabre, M.-F. Bellan, D. Lacaze, F. Villasante & A. Ortega.** 2002. Déserts et richesse floristique: les lomas du sud péruvien, un potentiel à conserver. *Sécheresse* 13(4) : 215-225.
- Raimondi, A.** 1874. El Perú, I. [edición facsimilar de 1983]. Editores Técnicos Asociados. Lima.
- Rivas-Martínez, S., D. Sánchez-Mata & M. Costa.** 1999. North American boreal and western temperate forest vegetation (Syntaxonomical synopsis of the potential natural communities of North America, II). *Itinera Geobot.* 12: 5-316.
- Salinas, L., C. Arana & M. Suni.** 2007. El néctar de especies de *Puya* como recurso para picaflores altoandinos de Ancash, Perú. *Rev. peru. Biol.* 14(1): 129-134.
- Smith, L.B. & J. Downs.** 1974. *Flora Neotropica* 14(1). Hafner Press. New York.
- Solomon, J.** 2009. W3 TROPICOS. Nomenclatural Data Base. Missouri Botanical Garden, St. Louis (<http://www.tropicos.org/>).
- Steyermark, J.A.** 1974. Rubiaceae. *Flora de Venezuela* 9(2). Instituto Botánico. Caracas.
- Vadillo, G., M. Suni & W. Roca.** 2007. Evaluación de la diversidad genética y morfológica de *Puya raimondii*. INRENA. Lima.

Nuevas adiciones de angiospermas a la flora del norte de Bolivia

New additions to the angiosperms flora of the northern Bolivia

Saúl Altamirano Azurduy

Herbario Forestal Nacional Martín Cárdenas (BOLV), Casilla 538, Cochabamba, BOLIVIA.
jobaltamirano@yahoo.es

Harrison Ramos De Souza

Herbario de Referencia Amazonica de Pando (HRP), BOLIVIA. hrjuly@yahoo.com

Resumen

Describimos 30 especies de plantas vasculares del norte de Bolivia, provenientes de la amazonía noreste de Pando y ambientes pluviestacionales de las provincias biogeográficas del Beni y del Cerrado. De las cuales 20 especies representan los primeros registros coleccionados para el país, 9 especies ya fueron citadas pero aun no publicadas hasta ahora y 1 especie ya publicada pero incluida por su importancia biogeográfica. Este nuevo aporte al conocimiento de la flora de Bolivia es el resultado de investigaciones de campo y colecciones realizadas por los autores, entre junio y diciembre del 2006.

Palabras clave: Bolivia, Pando, nuevos registros.

Abstract

We describe 30 species of vascular plants from Northern Bolivia, collected from the northeast Amazonia of Pando and pluviestacionales habitats of the biogeographic provinces of Beni and Cerrado. From these, 20 species represent the first collected records for Bolivia, 9 species were already cited but not yet published up to now, and 1 species was already published but included by its biogeographic importance. This new contribution to the knowledge of the flora of Bolivia is the result of field investigations and collections carried out between June and December of the 2006.

Keywords: Bolivia, Pando, new records

Introducción

Los aportes al conocimiento de la flora boliviana son cada vez mayores, conforme se van describiendo nuevas especies y explorando nuevos lugares. Actualmente, se cuenta con pocas listas y tratados taxonómicos que aporten e ilustren nuestra flora (Foster, 1958; Killen *et al.*, 1993; Nee, 2004; Jardim *et al.*, 2003; Vásquez, 2000, 2004; Moraes, 2004; Moreno & Moreno, 2006) estimándose aproximadamente en 20 000 especies de plantas vasculares (Ibisch & Beck, 2003; Meneses & Beck, 2005;) sin embargo recientes datos solamente incluyen 11598 especies (Jorgensen *et al.*, 2006) de las cuales la gran mayoría corresponde a colecciones realizadas en zonas accesible por rutas transitadas o centros poblados (Meneses & Beck, 2005).

Es evidente que muchas regiones de Bolivia no han sido aun exploradas y que los esfuerzos de investigación

en áreas poco accesibles y bien conservadas son cada vez mayores, sumándose continuamente colecciones botánicas y consecuentemente incrementando el número de especies. La zona norte de Bolivia es la región que menos esfuerzo de investigación ha recibido, siendo importantes los aportes realizados por el equipo del Field Museum Chicago (Alverson *et al.*, 2000, 2003) de cuyas investigaciones se cuenta con listados de especies y estimaciones de diversidad para diferentes zonas de Pando. Así mismo, se cuenta con colecciones botánicas provenientes del este de Pando que representan aportes importantes y que sirven de referencias para algunas especies de este trabajo (Vargas, ined). Por otro lado se adicionan recientemente dos colecciones de referencia realizadas por el primer autor (en Navarro *et al.*, 2007) y por los autores (en Altamirano, 2007) de cuyas

investigaciones y colecciones botánicas se basan y describen 30 especies de plantas vasculares de porte leñoso-arbóreo, de las cuales 20 son registros inéditos en Bolivia, 9 son nuevos registros de distribución en Bolivia citadas en el borrador del checklist para Bolivia y sitios web de herbarios virtuales (<http://mobot.mobot.org/W3T/Search/vast.html>, <http://fm1.fieldmuseum.org/vrrc/>, <http://www.nybg.org/>) y 1 especie fue recientemente publicada (Moreno & Moreno, 2006) pero la incluimos por tratarse de un nuevo registro biogeográfico y una segunda colección para Bolivia.

Material y métodos

Se realizaron dos expediciones a los departamentos del Beni y Pando entre junio y diciembre del 2006. El material estudiado corresponde principalmente a las colecciones efectuadas por los autores en diferentes zonas propias de la Amazonía noreste de Pando y algunas del norte del Beni, en ambientes pluviestacionales de las provincias biogeográficas (Navarro & Maldonado 2002) del Beni y del Cerrado. Todas estas colecciones han sido depositadas en el Herbario Nacional Forestal Martín Cárdenas (BOLV), y algunos duplicados fueron enviados al Herbario Nacional (LPB), Jardín Botánico de Missouri (MO) y al Herbario de Referencia Amazonica de Pando (HRA). Además se revisaron ejemplares ya coleccionados y que fueron confirmados como nuevos registros en diferentes herbarios de Bolivia (HRA, BOLV, LPB).

El listado y nomenclatura de las especies sigue el formato de MBG W3 TROPICOS (<http://mobot.mobot.org/W3T/Search/vast.html>) donde la especie está seguida del autor y la referencia bibliografía original, donde corresponda continua el basiónimo en cursiva. Además se incluye la ubicación geográfica exacta de las colecciones estudiadas, el código de los herbarios donde se encuentra depositada la muestra, según el Index Herbariorum (Kolmgren et al. 1990). Una breve descripción del hábitat basada en la colección de referencia del autor, una descripción de la planta haciendo énfasis en las características diagnósticas de la especie y finalmente su área de distribución general en Sudamérica. Además se incluye fotografías para documentar y facilitar el conocimiento e identificación de las especies.

Resultados y discusión

Del total de las especies registradas, 8 especies (marcadas con un asterisco) corresponden a ambientes poco comunes de Bolivia denominados preliminarmente como bosques esclerofilos sobre sartenejal (Altamirano, 2007), que se desarrollan sobre sustratos de arena blanca y que por sus características ecológicas, edáficas y florísticas tienen muchas afinidades con ambientes similares que ocurren en el Perú y Brasil, denominados varillales y campinas respectivamente (García et al., 2003), catalogados como ecosistemas frágiles por su alto endemismo local; 11 especies (marcadas con 2 asteriscos) se registraron en bosques con influencia de aguas claras y mixtas que se extiende a lo largo de pequeños arroyos que desembocan al río Abuná y Madre de Dios, desde el punto de vista florístico muy originales y aun poco estudiados (Navarro, 2002); 6 especies (marcadas con 3 asteriscos) en bosques de tierra firme sobre suelos bien drenados, ampliamente distribuidos al noreste de la amazonia de Pando; 3 especies (marcadas con 4 asteriscos) en ambientes del cerrado sobre suelos pisolíticos y pampa termitero higrofitica; dos especies en ambientes rocosos edafoxerofilos (sin asterisco) de los cuales se describen dos nuevas series de vegetación para Bolivia (Altamirano, 2007 ined).

Dos especímenes corresponden a la segunda colección para Bolivia (*Geonoma triglochis*, *Jacaranda campinae*) registros biogeográficos importantes, la primera por estar completamente disyunto con sus homólogos del norte de Perú y la segunda porque su presencia evidencia la ocurrencia de ambientes de las campinas del Brasil en Bolivia; una especie representa la tercera colección a nivel de sudamérica y la primera en Bolivia (*Dalbergia subcymosa*); una especie amplía su distribución de manera significativa, por estar catalogada como endémica del Ecuador (Valencia et al. 2000) y categorizada en peligro según UICN (*Parckia balslevii*).

Si bien este trabajo es un pequeño aporte al conocimiento incipiente de la flora del Norte de Bolivia, representa un indicio evidente de que el nor este de Pando y Beni albergan ecosistemas propios y únicos diferentes al resto del país, con una flora localizada aun no registrada en su totalidad y que debe ser priorizada

en temas de investigación, conservación y colección de especímenes botánicos.

ANNONACEAE

Duguetia stelechanta (Diles) R. E. Fr. Acta Horti Bergiani 6(6): 17. 1919.

Basiónimo: *Aberemoa stelechantha* Diels

BOLIVIA. Dpto. Pando. Provincia Federico Román. Arroyo Tambaquisito. 09°50'17"S- 65°32'49"O. 98 m. S. *Altamirano & H. Ramos 4250* (BOLV, HRA).

Hábitat: Crece en bosques de tierra firme con *Bertholletia excelsa* y *Attalea speciosa*, transicionales hacia sartenejales en márgenes de arroyos de aguas negras con *Macrobium angustifolium* y *Macrobium acaciifolium*.

Descripción general: Arbolito de 4 m. frutos inmaduros pequeños y leñosos de corteza aromática.

Distr. América: Bolivia y Brasil

Oxandra xylopioides Diels Notizbl. Bot. Gart. Berlin-Dahlem 10: 172. 1927.

BOLIVIA. Dpto. Pando. Provincia Federico Román. Nueva esperanza. A 10 km. hacia Fortaleza. 10°05'01"S- 65°21'57"O. 195 m. S. *Altamirano & H. Ramos 4035* (BOLV, HRA). Citado por Alverson et al. (2003) y en el borrador del Checklist de Bolivia *Al Gentry & S. Estensoro 70526* (MO).

Habitat: Bosques amazónicos bien drenados de tierra firme con *Bertholletia excelsa* y *Attalea speciosa*.

Descripción general: Árbol entre 10-20 m. Fácil de reconocer por la corteza fuertemente aromática y fibrosa, las hojas ligeramente lineares, ápice acuminado y la base truncada.

Distr. América: Bolivia, Brasil, Colombia, Ecuador, Perú y Venezuela

Xylopia multiflora R.E. Fr. Arkiv för Botanik, Andra Serien 3: 605. 1957.

BOLIVIA. Dpto. Pando. Provincia Federico Román. Nueva esperanza. A 10 km. hacia Fortaleza. 10°01'48"S- 65°25'29"O. 101 m. S. *Altamirano & H. Ramos 4079* (BOLV, HRA).

Habitat: Bosques amazónicos bien drenados de tierra firme con *Bertholletia excelsa* y *Attalea speciosa*.

Descripción general: Árbol de 20 m. con frutos inmaduros verdes, hojas al estrujarse aromáticas.

Distr. América: Bolivia, Ecuador y Perú

Xylopia parviflora Spruce Linnaea 9: 327. 1834.

BOLIVIA. Dpto. Pando. Provincia Federico Román. Las Piedritas. 09°57'03"S-65°23'48"O. 119 m. S. *Altamirano & H. Ramos 4104* (BOLV, HRA). Dpto. Beni. Camino Riberalta a Cachuela Esperanza. 10°56'21"S.-65°28'35"O. 151 m. S. *Altamirano et al. 3322* (BOLV, LPB, MO)

Hábitat: Crece sobre sartenejales en arenas blancas que se inundan temporalmente, en chaparrales o bosques bajos de hasta 8 m. Asociado a: *Qualea wittrockii*, *Qualea albiflora* y *Mauritiella armata*.

Descripción general: Arbolito de 7 m. hojas pequeñas delgadas glabras, ápice mucronado, raíces fúlcreas, corteza interna roja aromática.

Distr. América: Bolivia y Brasil

APOCYNACEAE

Parahancornia fasciculata (Poir.) Benoist., Arch. Bot. Mem. 5: 274. 1933.

Basiónimo: *Tabernaemontana fasciculata* Poir.

BOLIVIA. Dpto. Pando. Provincia Federico Román. Las Piedritas. 09°57'03"S-65°23'48"O. 119 m. S. *Altamirano & H. Ramos 4106, 4136* (BOLV, HRA).

Hábitat: Bosques transicionales de tierra firme hacia mesobosques esclerofilos sobre sartenejal bajo en arenas blancas que se inundan temporalmente, asociado con *Qualea withrokii*, *Qualea albiflora* y *Jacaranda campinae*.

Descripción general: Árbol de 15-20 m. látex abundante corteza lisa, hojas opuestas, frutos grandes con látex pegajoso

Dist. América: Bolivia, Brasil, Colombia, Guayana Francesa, Perú, Surinam, Venezuela

ARECACEAE

Geonoma triglochis Burret., Notizbl. Bot. Gart. Berlin-Dahlem 11: 8. 1930.

BOLIVIA. Dpto. Pando. Provincia Federico Román. Nueva esperanza. A 10 km. hacia Fortaleza. 10°01'48"S- 65°25'29"O. 101 m. S. *Altamirano & H. Ramos 4081*, (BOLV, HRA).

Hábitat: Bosques de tierra firme, con *Bertholletia excelsa* y *Attalea speciosa*, transicionales a sartenejales estagnicos de arena blanca con *Qualea albiflora* y *Jacaranda campinae*.

Descripción general: Palmerita de 2 m.

Constituye la segunda colección para Bolivia, que recientemente fue citada por Moreno (2006) para la zona de Ixiamas, La Paz (Fig. 1B)

Dist. América: Bolivia, Colombia, Ecuador y Perú

BIGNONIACEAE

Jacaranda campinae A.H. Gentry & Morawetz., Phytologia 57(3): 244-246. 1985.

BOLIVIA. Dpto. Pando. Provincia Federico Román. Las Piedritas a 3 km. hacia el oeste. 09°57'03"S-65°23'48"O. 119 m. S. Altamirano & H. Ramos 4113 (BOLV, HRA); Ribera alta oeste del Río Madera, aprox. 1 km norte de la cachuela Piedritas. 9°57'22"S-65°20'23"O. 150-250 m. J. Urrelo et al. 522 (F, HRA, LPB)

Hábitat: Bosque bajo esclerófilo, sobre sartenejal de arena blanca que inunda temporalmente, acompañado con *Qualea wittrockii* y *Qualea albiflora*.

Descripción general: Arbusto de hasta 2 m. frutos caulinares maduros leñosos de color cafés planos. Fácilmente reconocida por su porte pequeño y por sus hojas compuestas con raquis alado y frutos pequeños planos en el fuste. (Fig. 1C)

Dist. América: Bolivia y Brasil. Solamente registrada en el oeste y centro de Brasil y límite con Bolivia. Citada por Alverson et al. (2003) como *Jacaranda* sp.

CHRYSOBALANACEAE

Licania apetala (E. Mey.) Fritsch., Ann. K.K. 4: 54. 1889.

Basiónimo: *Hirtella apetala* E. Mey.

BOLIVIA. Dpto. Pando. Provincia Federico Román. Fortaleza del Abuná a 4 km hacia el sur sobre el camino que une a Nueva Esperanza. 09°49'49"S-65°31'20"O. 119 m. S. Altamirano & H. Ramos 4338 (BOLV, HRA). Dpto. Santa Cruz. Provincia Velasco. Lago Caimán. 13°35'39"S-60°54'45"O. 119 m. M. Garvizú & A. Fuentes 298 (MO, USZ).

Hábitat: Bosque de porte mediano sobre sartenejal de arena blanca, con bastante *Cariniana micrantha* y *Euterpe precatoria*.

Descripción general: Árbol de 15 m. corteza externa lisa, interna roja de textura arenosa.

Dist. América: Bolivia, Brasil, Colombia, Ecuador, Guayana francesa, Perú, Venezuela.

Couepia obovata Ducke., Arq. Inst. Biol. Veg. 2: 35. 1935.

BOLIVIA. Dpto. Pando. Provincia Federico Román. Las Piedritas, 3 km hacia el interior de la reserva de Vida Silvestre Bruno Racua. 09°57'03"S-65°23'48"O. 119 m. S. Altamirano & H. Ramos 4124 (BOLV, HRA).

Hábitat: Bosques bajos esclerófilos sobre sartenejal de arena blanca que inunda temporalmente, acompañado por *Qualea albiflora*, *Mauritiella armata* y *Sclerolobium tinctorium*.

Descripción general: Arbusto hasta arbolito de 4 m.

Dist. América: Bolivia, Brasil, Colombia, Ecuador, Guayana francesa, Perú, Surinam, Venezuela

Couepia paraensis (Mart. & Zucc.) Benth. ex Hook. f. Flora Brasiliensis 14(2): 48. 1867.

Basiónimo: *Moquilea paraensis* Mart. & Zucc.

BOLIVIA. Dpto. Pando. Provincia Federico Román. Las Piedritas, orillas del río Madre de Dios. 09°57'19"S-65°20'12"O. 95 m. S. Altamirano & H. Ramos 4204 (BOLV, HRA).

Hábitat: Vegetación riparia sucesional en orillas y pequeñas terrazas sobre rocas de gneis a lo largo del río Madre de Dios.

Descripción general: Arbusto de hasta 2 m. hojas coriáceas con el envés densamente pubescente, cápsulas leñosas con puntos blancos de textura rugosa. Citada por Alverson et al. (2003) como *Licania* sp. Especie con mucha constancia en ambientes rocosos en márgenes del río Madre de Dios (Fig. 1D)

Dist. América: Bolivia, Brasil, Perú y Venezuela

CLUSIACEAE

Caraipa savannarum Kubitzki., Mem. New York Bot. Gard. 29: 104-105. 1978.

BOLIVIA. Dpto. Pando. Provincia José Ballivián. Camino entre El Yata y Australia. 13°07'24"S-66°38'56"O. 178 m. S. Altamirano et al. 3276 (BOLV, LPB, MO); Prov. Vaca

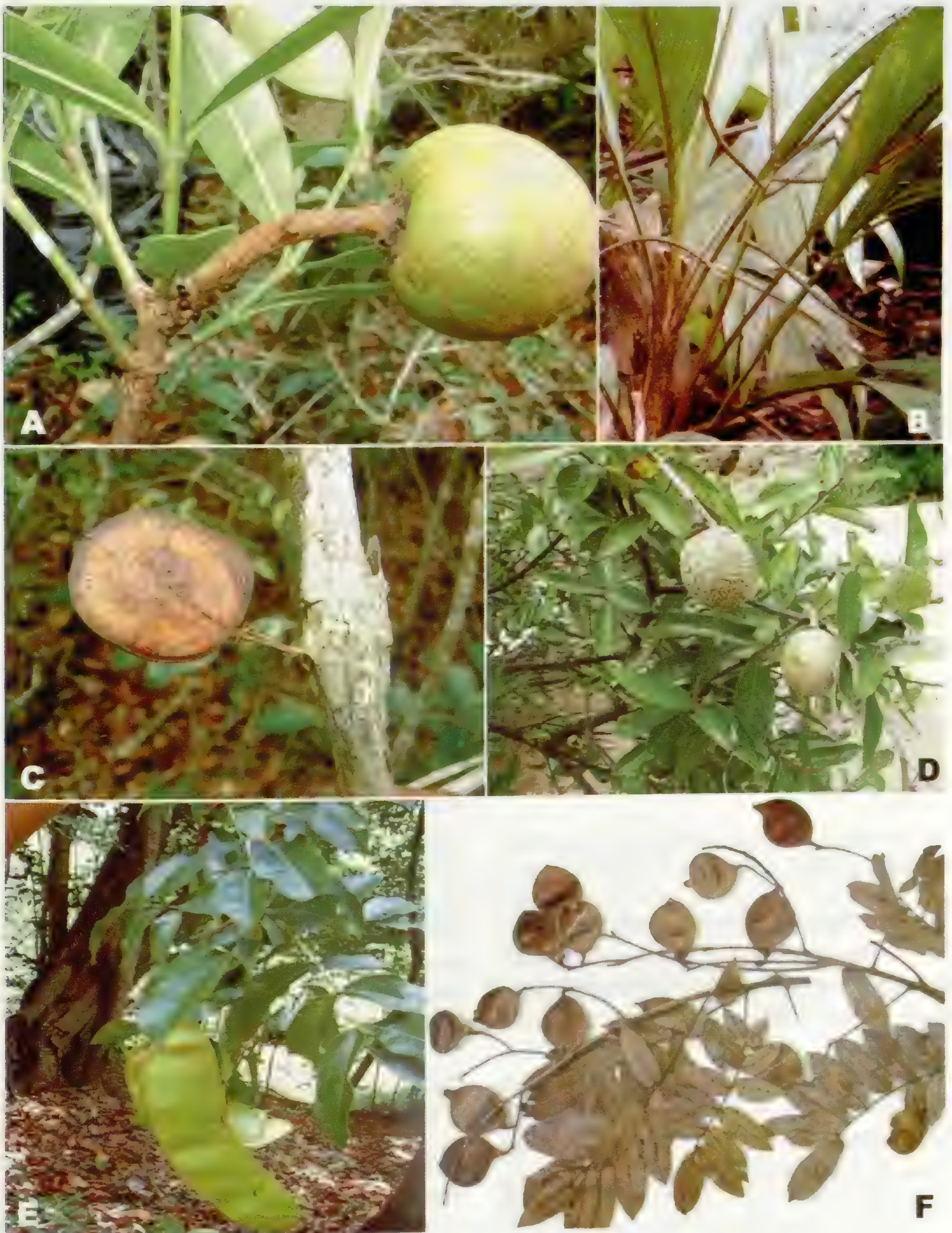


Fig 1. A. *Parahancornia fasciculata* (Poir.) Benoist; B. *Geonoma triglochm* Burret; C. *Jacaranda campinae* A.H. Gentry & Morawetz; D. *Couepia paraensis* (Mart. & Zucc.) Benth. ex Hook. f.; E. *Campsiandra chigo-montero* Stergios; F. *Dalbergia subcymosa* Ducke

Diez. 12°29'35"S-66°13'46"O. 177 m. *S. Altamirano et al.* 3305 (BOLV, LPB, MO).

Hábitat: Campos del cerrado en pampa termitero higrofitica.

Descripción general: Árbol de 7-10 m. de hojas alternas, corteza externa corchosa, interna rojiza con savia transparente. Difiere de *Caraipa llanorum* por el pecíolo mas largo y por el fruto completamente glabro.

Dist. América: Bolivia, Brasil y Venezuela. Disyunta en ambientes similares con el norte de Brasil y sur de Venezuela

COMBRETACEAE

Buchenavia parvifolia Ducke., Arch. Jard. Bot. Río de Janeiro 4: 150. 1925.

BOLIVIA. Dpto. Pando. Provincia Federico Román. Nueva Esperanza, 5 km hacia Fortaleza del Abuná. 10°04'22"S-65°24'09"O. 214 m. *S. Altamirano & H. Ramos* 4024 (BOLV, HRA).

Habitat: Árbol de hasta 20 m.

Descripción general: Bosques transicionales de tierra firme hacia mesobosques sobre sartenejal bajo en arenas blancas que se inundan temporalmente.

Dist. América: Bolivia, Brasil, Colombia, Ecuador, Perú y Venezuela

FABACEAE

Campsiandra chigo-montero Stergios., *Novon* 6(4): 439-441, f. 1A. 1996.

BOLIVIA. Dpto. Pando. Provincia Federico Román. Las Piedritas, Arroyo Yatuarana. 09°57'24"S-65°20'45"O. 99 m. *S. Altamirano & H. Ramos* 4157 (BOLV, HRA); Dpto. Pando, Provincia Federico Román: Puesto Militar en la boca del Manu. 09°45'24"S-66°09'18"O. 97 m. *S. Altamirano et al.*, 3385 (BOLV, LPB, MO). Río Pando. Federico Román. Río Abuná. *L. Vargas* 1052 (LPB, NY). Hábitat: Bosque de Igapo fluvico, en terrazas bajas que inunda por aguas mixtas y negras.

Descripción general: Árbol de hasta 15 m. bastante común y abundante en estos ambientes. Fácil de reconocer por las vainas anchas, largas y planas café grisáceos y semillas planas cafés lustrosas, hojas compuestas con el pecíolo ligeramente alado (Fig. 1E).

Dist. América: Bolivia, Venezuela. En Bolivia esta especie esta restringida a ambientes de las cuencas del río Abuná y alto Río Madeira asociados a aguas poco mineralizadas. Citada por Navarro (2002). como *Campsiandra chigo-montero* y por Alverson et al. (2003) como *Campsiandra* sp.

Dalbergia subcymosa Ducke Arch. Jard. Bot. Río de Janeiro 3: 144-145. 1922.

BOLIVIA. Dpto. Pando. Provincia Federico Román. Margen del río Abuná, entre el Arroyo Tambaqui y Fortaleza del Abuná. 09°50'38"S-65°33'49"O. 73 m. *S. Altamirano & H. Ramos* 4291 (BOLV, HRA).

Hábitat: Bosque en terrazas recientes de carácter flúvico que inunda por aguas mixtas del río Abuná.

Descripción general: Árbol de 20 m. corteza lisa. Fácilmente reconocida por los frutos apiculados, densamente pubescentes de color marrón claro (Fig. 1F).

Dist. América: Bolivia, Brasil y Perú. Constituye la primera colección para Bolivia y la tercera en sud América al parecer muy asociada a sistemas de aguas poco mineralizadas como el río Nanay en Perú y el noreste del río Abuná en Bolivia.

Dimorphandra pennigera Tul., Arch. Mus. Hist. Nat 4: 187. 1844.

BOLIVIA. Dpto. Beni. Provincia Vaca Diez. Camino de Riberalta hacia Cachuela Esperanza. 10°44'08"S-65°24'27"O. 133 m. *S. Altamirano et al.* 3324 (BOLV, LPB, MO).

Hábitat: Bosque inundado en borde de arroyo de aguas claras.

Descripción general: Árbol de 20 m. de hojas bicompuestas, flores blancas inflorescencia erecta. (Fig. 2A)

Dist. América: Bolivia, Colombia y Venezuela. Disyunta en su distribución boliviana con el norte de Sudamérica.

Macrolobium angustifolium (Benth.) R.S. Cowan Mem. New York Bot. Gard 8(4): 314. 1953.

Basiónimo: *Vouapa angustifolia* Benth.

BOLIVIA. Dpto. Pando. Provincia Federico Román. Margen del río Abuná, entre Fortaleza del Abuná y Arroyo Tambaquisito. 09°47'40"S-65°31'27"O. 87 m. *S.*

Altamirano & H. Ramos 4357 (BOLV, HRA); Beni. Prov. Vaca Díez. Cachuela Esperanza. *G Meyer 117* (Z, LPB)
Hábitat: Bosque en terrazas recientes de carácter fluvico que inunda por aguas mixtas del río Abuná.

Descripción general: Árbol de 20 m. fácil de reconocer por las hojas bifolioladas, el fruto plano pero robusto finamente pubescente (Fig. 2B).

Dist. América: Bolivia, Colombia, Ecuador, Perú, Guyana Francesa, Venezuela

Machaerium ferox (Mart. ex Benth.) Ducke., Arch. Jard. Bot. Rio de Janeiro 4: 311. 1925.

Basiónimo: *Drepanocarpus ferox* Mart. ex Benth.

BOLIVIA. Dpto. Pando. Provincia Federico Román. Margen del río Abuná, entre el Arroyo Tambaqui y Fortaleza del Abuná. 09°50'38"S-65°33'49"O. 73 m. *S. Altamirano & H. Ramos 4303* (BOLV, HRA).

Hábitat: Vegetación ribereña a lo largo del río Abuná.

Descripción general: Arbusto hasta arbolito apoyante, flores con pétalos lila, sépalos guindos, estipulas en pares de consistencia dura y espinuda.

Dist. América: Bolivia, Brasil, Colombia, Guayanas y Perú

Parkia balslevii H.C. Hopkins Flora Neotropica 44: 103-106, f. 29. 1986.

BOLIVIA. Dpto. Pando. Provincia Federico Román. Margen del río Abuná, entre el Arroyo Tambaqui y Fortaleza del Abuná. 09°50'38"S-65°33'49"O. 73 m. *S. Altamirano & H. Ramos 4296* (BOLV, HRA).

Hábitat: Bosque en terrazas recientes de carácter fluvico que inunda por aguas mixtas del río Abuná.

Descripción general: Árbol de 25 m. (Fig. 2C)

Dist. América: Bolivia y Ecuador. Registrada como endémica para el Ecuador (Valencia et al. 2000) y categorizada en peligro según la UICN. Se amplia su distribución en sudamerica hasta el norte de Bolivia aunque completamente disyunta desde el Ecuador.

Swartzia acreana R.S. Cowan., Brittonia 37(3): 300-301, f. 2C-D. 1985.

BOLIVIA. Dpto. Beni. Provincia Mamoré. Camino entre San Ramón y Magdalena. 13°28'26"S-64°58'44"O. 160 m. *S. Altamirano et al. 3471* (BOLV, LPB, MO); Beni. 3 km

de Riberalta a Guayaramerín 11°00'S-66°05'O. 230 m. *James C. Solomon 7684* (MO, LPB); Beni. Prov. Mamoré. Cerca del aeropuerto de San Joaquín. 200 m. *M. J. Balluck et al. 1459* (LPB); Santa Cruz. El Refugio. 14°45'53"S-61°02'21"O. 180 m. *R. Guillén & R. Choré 3330* (USZ); Huanchaca II. 14°31'16"S-60°44'14"O. 700 m. *L. Arroyo et al. 1141* (USZ); Hacienda acuario. 15°14'46"S-61°14'34"O. 300 m. *R. Guillén et al. 59* (USZ); Cerro Pelao. 14°32'S-61°30'O. 350 m. *R. Guillén 1160* (USZ); La Toledo. 14°45'02"S-61°08'37"O. 220 m. *A. Carrión et al. 205* (USZ, MO).

Hábitat: Campos de cerrados medianamente mal drenados rodeados por pastizales que inundan temporalmente.

Descripción general: Árbol de 7-10 m. fácilmente de reconocer por los frutos semi leñosos dehiscentes rugosos, semillas ariladas de color anaranjado intenso, hojas jóvenes con raquis alado, corteza externa corchosa, interna con savia transparente que torna a ferroso (Fig. 2D). Al parecer restringida a ambientes de cerrados en el noreste de Bolivia y oeste del Brasil cerca de la frontera con Bolivia.

Dist. América: norte de Bolivia y oeste del Brasil.

MALPIGHIACEAE

Clonodia racemosa (A. Juss.) Nied. Arbeiten Bot. Inst. Konigl. Lyceums Hosianum Braunsberg 5: 13. 1914.

Basiónimo: *Heteropterys racemosa* A. Juss.

BOLIVIA. Dpto. Pando. Provincia Federico Román. Margen del río Abuná, entre el Arroyo Tambaqui y Fortaleza del Abuná. 09°50'38"S-65°33'49"O. 73 m. *S. Altamirano & H. Ramos 4277* (BOLV, HRA).

Hábitat: Vegetación ribereña a lo largo del río Abuná.

Descripción general: Apoyante tipo enredadera sin zarcillos, flores amarillas.

Dist. América: Bolivia, Brasil, Colombia

Byrsonima linguifera Cuatrec.

BOLIVIA. Dpto. Beni. Provincia Vaca Díez. Camino de Riberalta a Cachuela Esperanza. 11°52'80"S-65°44'20"O. 162 m. *S. Altamirano et al. 3315* (BOLV, LPB, MO); Beni. Prov. Vaca Díez. 11°05' S-65°45'O. 230 m. *J.C. Solomon 7726* (LPB, MO).

Hábitat: Pampa de cerrado ralo sobre suelos pisolíticos.

Descripción general: Arbolito de 4 m. con flores amarillas. Vegetativamente se la reconoce por las hojas obovadas y por la densa pubescencia ferrugínea en el envés de las hojas y ramitas. Corresponde la segunda colección para Bolivia.

Dist. América: Bolivia, Brasil, Venezuela

MELIACEA

Trichilia fasciculata T.D. Penn. Fl. Neotrop. 28: 133-136, f. 23, map 25. 1981.

BOLIVIA. Dpto. Pando. Provincia Federico Román. A 2 km al sud entrando por el arroyo Tambaquisito. 09°51'00"S-65°32'30"O. 106 m. *S. Altamirano & H. Ramos* 4255 (BOLV, HRA); Río Negro tributario del río Abuná, Campamento Mocú. 09°52' S-65°42'O. 150 m. *L. Vargas et al.*, 885 (F, LPB).

Hábitat: Bosque de tierra firme a 2 km. al sud del arroyo Tambaquisito.

Descripción general: Arbolito de 3 m. flores blancas axilares. Corresponde la segunda colección para Bolivia. Dist. América: Centro y oeste del Brasil, sud del Perú y noreste de Bolivia.

MORACEAE

Brosimum parinarioides Ducke Arch. Jard. Bot. Río de Janeiro 3: 27. 1922.

BOLIVIA. Dpto. Pando. Provincia Federico Román. Arroyo Tambaquisito entrando en dirección sud unos 2 km. 09°50'17"S-65°32'49"O. 98 m. *S. Altamirano & H. Ramos* 4253 (BOLV, HRA); Río Negro, tributario del Río Abuná, campamento Mocú. 09°52' S-65°42'O. 150 m. *L. Vargas et al.*, 890, 1018 (LPB).

Hábitat: Bosque de tierra firme con *Bertholletia excelsa* y *Attalea speciosa*.

Descripción general: Árbol entre 25-35 m. Fácil de reconocer por el fuste con aletones, la corteza lisa con látex blanco abundante, frutos esponjosos grandes y hojas grandes ovadas con la nerviación secundaria finamente reticulada prominente en el envés (Fig. 2E).

Dist. América: Brasil, Ecuador, Perú, Surinam, Guyana Francesa. En Bolivia solamente registrada al noreste de Pando en ambientes bien drenados.

Ficus pallida Vahl., Enum. Pl. 2: 194. 1805.

BOLIVIA. Dpto. Pando. Provincia Federico Román. Pasado el río al frente de Fortaleza del Abuná. 09°47'20"S-65°31'39"O. 90 m. *S. Altamirano & H. Ramos* 4317 (BOLV, HRA).

Hábitat: Vegetación edafoxerofila sobre lajas lateríticas. Descripción general: Árbol de 20 m. frutos pedicelados axilares dispuestos en pares, látex blanco, raíces fúlcreas. Dist. América: Bolivia, Colombia, Perú y Venezuela.

Naucleopsis imitans (Ducke) C.C. Berg Acta Bot. Neerl 18(3): 465. 1969.

Basiónimo: *Ogcodeia imitans* Ducke

BOLIVIA. Dpto. Pando. Provincia Federico Román. Nueva Esperanza a 10 km hacia Fortaleza del Abuná 10°01'48"S-65°25'29"O. 101 m. *S. Altamirano & H. Ramos* 4082 (BOLV, HRA).

Hábitat: Bosque alto bien drenado con *Bertholletia excelsa* y *Attalea speciosa*.

Descripción general: Árbol de 20 m. látex crema, inflorescencia axilar blanca.

Dist. América: Al parecer de amplia distribución en bosques de tierra firme desde Colombia hasta el norte de Bolivia.

MYRTACEAE

Psidium densicomum Mart.

BOLIVIA. Dpto. Pando. Provincia Federico Román. Márgenes del río Abuná entre los arroyos Tambaqui y Tambaquisito 09°50'38"S-65°33'49"O. 73 m. *S. Altamirano & H. Ramos* 4292 (BOLV, HRA); Boca del Manu. 09°51'59"S-66°22'18"O. 97 m. *S. Altamirano et al.* 3381 (BOLV, LPB, MO); Abuná. 09°47'S-65°34'O. 100 m. *Al Gentry & A. Perry* 78002 (MO, LPB); Pando. *L. Vargas* 1071 (MO).

Hábitat: Bosque de Igapo fluvico, en terrazas bajas que inunda.

Descripción general: Arbolito entre 8-12 m. flores blancas aromáticas, corteza exfoliante.

Dist. América: Bolivia y Perú

PIPERACEAE

Piper alatabaccum Trel. & Yunck. *Piperac.* N. South Amer. 1: 408-409, f. 371. 1950.

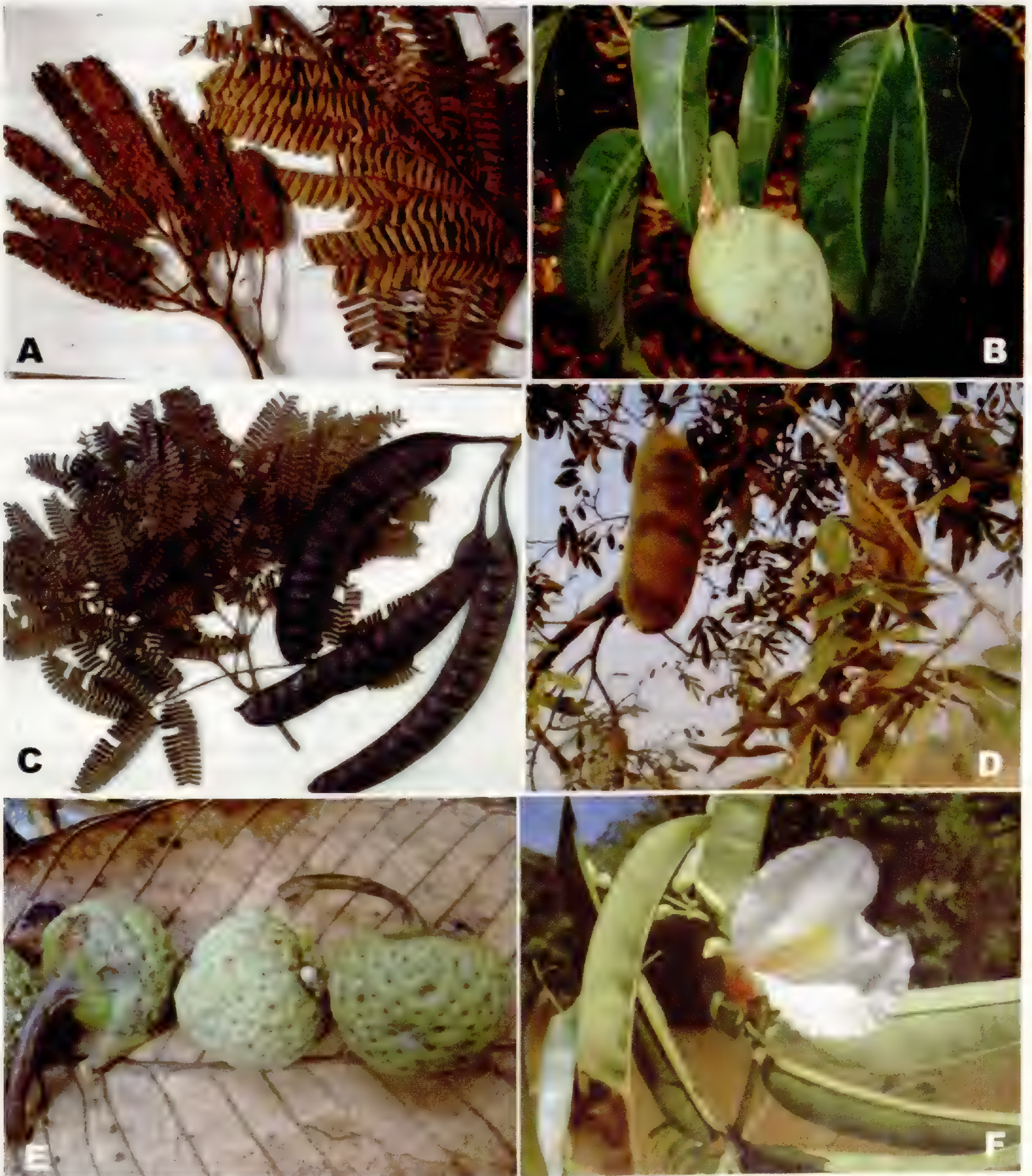


Fig 2. A. *Dimorphandra pennigera* Tul.; B. *Macrolobium angustifolium* (Benth.) R.S. Cowan; C. *Parkia balslevii* H.C. Hopkins; D. *Swartzia acreana* R.S. Cowan; E. *Brosimum parinarioides* Ducke; F. *Qualea amoena* Ducke

BOLIVIA. Dpto. Pando. Provincia Federico Román. Arroyo Tambaqui. 09°50'38"S-65°33'49"O. 93 m. S. Altamirano & H. Ramos 4222 (BOLV, HRA).
 Hábitat: Bosque de tierra firme en áreas transicionales a sistemas de sartenejal sobre arena blanca.
 Descripción general: Arbusto subfruticoso, hasta 1 m.
 Dist. América: Bolivia, Brasil, Surinam, Venezuela

SAPOTACEAE

Pouteria elegans (A. DC.) Baehni Candollea 9: 197. 1942.

Basiónimo: *Sideroxylon elegans* A. DC.

BOLIVIA. Dpto. Pando. Provincia Federico Román. Márgenes del río Abuná entre Fortaleza del Abuná y el

arroyo Tambaqui. 09°50'38"S-65°33'49"O. 73 m. *S. Altamirano & H. Ramos* 4283 (BOLV, HRA); Santa Cruz. Lago Caimán. 13°35'39"S-13°35'39"O. 219 m. *M. Garvizu & A. Fuentes* 257 (USZ, MO); Santa Cruz. Lago Caimán. 13°21'48"S-60°32'92"O. 220 m. *M. Garvizu & A. Fuentes* 257 (USZ, MO).

Hábitat: Bosque en terrazas recientes de carácter fluvico que inunda por aguas mixtas del río Abuná.

Descripción general: Árbol entre 15-20 m. hojas coriáceas, glabras glaucos en el haz y envés. Látex poco abundante en tronco y ramitas, frutos maduros café lisos axilares.

Dist. América: Bolivia, Colombia, Perú y Venezuela

TILIACEAE

Lueheopsis althaeiflora (Spruce ex Benth.) Burret
Notizbl. Bot. Gart. Berlin-Dahlem 9: 840. 1926.

Basionimo: *Luehea althaeiflora* Spruce ex Benth.

BOLIVIA. Dpto. Pando. Provincia Federico Román. Arroyo Tambaquisito. 09°50'17"S-65°32'49"O. 98 m. *S. Altamirano & H. Ramos* 4254 (BOLV, HRA); Boca del Manu, a pocos metros del puesto militar del Manu. 09°53'16"S-66°22'32"O. 120 m. *S. Altamirano et. al.*, 3390 (BOLV, LPB, MO)

Hábitat: Bosque transicional entre sartenejal que inunda por aguas negras hacia terrazas altas de tierra firme con *Bertholletia excelsa*.

Descripción general: Árbol de 15 m. hojas coriáceas ferrugineas con el envés y peciolo pubescente, corteza caediza en pequeñas placas. Solamente registrada al este de Pando. Citada por Navarro (2002).

Dist. América: Bolivia, Colombia, Perú y Venezuela

VOCHYSIACEAE

Qualea amoena Ducke *Arch. Jard. Bot. Río de Janeiro* 3: 197. 1922.

BOLIVIA. Dpto. Pando. Provincia Federico Román. Márgenes del río Abuná entre Fortaleza del Abuná y el arroyo Tambaqui. 09°50'38"S-65°33'49"O. 73 m. *S. Altamirano & H. Ramos* 4287 (BOLV, HRA).

Hábitat: Bosque en terrazas recientes de carácter fluvico que inunda por aguas mixtas del río Abuná con *Tabebuia barbata* y *Dalbergia subcymosa*.

Descripción general: Árbol de 10 m. flores con pétalos blancos largos con la base anaranjada (Fig. 2F).

Dist. América: Brasil, Perú, en Bolivia solo se cuenta con una colección del noreste de Pando.

Agradecimientos.

Agradecemos a las ONGs Monte Verde y WWF por facilitarnos la participación en el proyecto "Plan de Manejo de la Reserva de Vida Silvestre Bruno Racua". A Nature Serve, por su apoyo en la colección de especímenes del Beni y Pando. Al Dr. Gonzalo Navarro por su apoyo constante. A las instituciones: Herbario Forestal Nacional M. Cárdenas (BOLV), Centro de investigación y preservación de la amazonia (CIPA) y Herbario Nacional de Bolivia (LPB) por brindarnos apoyo y material de consulta.

Literatura citada

- Altamirano, S.** 2007. Flora y Vegetación de la Reserva De Vida Silvestre Bruno Racua. Documento Técnico. ONG. Monte Verde-WWF. Pando, Cobija. 45 p.
- Alverson, W.S., D.K. Moskovits & J.M. Shoplund.** (eds). 2000. Bolivia Pando Tahuamanu. Rapid Biological Inventories Report 01. Chicago. The Field Museum. 79 p.
- Alverson, W.S., D.K. Moskovits & I. C. Halm.** (eds). 2003. Bolivia Pando Federico Román. Rapid Biological Inventories Report 06. Chicago. The Field Museum. 141 p.
- Foster, R.C.** 1858. A catalogue of the ferns and flowering plants of Bolivia. Contr. The Gray Herbarium of Harvard University. Cambridge, MASS. USA.
- García, R., M. Ahuite & M. Olórtegui.** 2003. Clasificación de bosques sobre arena blanca de la zona reservada allpahuayo-mishana. *folia amazónica* 14 (1) - 2003 IIAP 17
- Ibisch, P. & S.G. Beck.** 2003. Diversidad de especies de plantas espermatofitas pp 103-112. In P. Ibisch. P.L & G. Merida (eds). Biodiversidad de Bolivia. Editorial FAN. Santa Cruz Bolivia.
- Jardim, A., T.J. Killeen., A. Fuentes.** 2003. Guía de los árboles y arbustos del bosque seco chiquitano. Editorial FAN. Santa Cruz de la Sierra, Bolivia. 324 p.
- Jorgensen, P.M., C. Ulloa & C. Maldonado.** 2006. Riqueza de plantas vasculares. In Botánica Económica de los Andes Centrales. UMSA. La Paz, Bolivia. 37-50.
- Kolmgren, P.K., N.H. Holmgren & L.C. Barnett** (eds.). 1990. Index herbariorum. Part I: The herbaria of the World. Eight. Edition. New York Botanical Garden. Bronx, New York. USA. 693 p.

- Killeen, T.J., S.G. Beck & E. Garcia** (eds.) 1993. *Guía de Árboles de Bolivia*. Herbario Nacional de Bolivia, Missouri Botanical Garden. La Paz.
- Menezes, R.I. & S. Beck**. 2005. *Especies amenazadas de la flora de Bolivia*. Herbario Nacional de Bolivia. La Paz, Bolivia. 34 p.
- Moreno, L.R. & O.I. Moreno**. 2006. *Colecciones de Las Palmeras De Bolivia*. Editorial FAN. Santa Cruz De La Sierra Bolivia. 576 p.
- Moraes R., M.** 2004. *Flora de Palmeras de Bolivia*. Herbario Nacional de Bolivia, Instituto de Ecología, Carrera de Biología, Universidad Mayor de San Andrés, La Paz. 251 p.
- Navarro, G.** 2002. *Unidades de Vegetación y Sistemas ecológicos de Paisaje. Memoria del Mapa de Vegetación de Pando a escala 1:250 000. Anexo sobre la Provincia Federico Román. Informe Técnico para HERENCIA-WWF. Cobija, Bolivia.*
- Navarro, G. & M. Maldonado**. 2002. *Geografía Ecológica de Bolivia, Vegetación y Ambientes Acuáticos*. Fundación Simón I. Patiño. Cochabamba, Bolivia
- Navarro, G., W. Ferreira, N. De la barra, M. Atahuachi & S. Altamirano**. 2007. *Mapa de Vegetación a escala 1:250 000 de Yungas, Amazonía y Beni. Componente del Proyecto Binacional: "Mapping priority conservation areas in the Upper Amazon watershed of Peru and Bolivia"*. NatureServe. Arlington, Virginia.
- Nee, M.** 2004. *Flora de la región del Parque Nacional Amboro, Bolivia. Vol. 2: Magnoliidae, Hamamelidae y Caryophyllidae*. Editorial FAN. Santa Cruz de La Sierra, Bolivia. 261 p.
- Valencia, R., N. Pitman, S. Leon-Yáñez & M.P. Jorgensen** (eds). 2000. *Libro Rojo De Las Plantas Endémicas Del Ecuador*. Herbario QCA. Pontificia Universidad Católica del Ecuador, Quito.
- Vásquez, R. & P. L. Ibisch**. 2000. *Orquídeas de Bolivia. Diversidad y estado de conservación. Vol. I Pleurothallidinae*. Editorial FAN, Santa Cruz, Bolivia.
- Vásquez, R. & P.L. Ibisch** (eds). 2004. *Orquídeas de Bolivia. Diversidad y estado de conservación. Vol. II Laelinae, Polystachynae, Sobraliinae*. Editorial FAN, Santa Cruz, Bolivia. 649 p.

Antibacterial activity of medicinal plants of northern Peru – Part II

Actividad antibacteriana de plantas medicinales de Perú – Parte II

Rainer W. Bussmann, Ashley Glenn, Karen Meyer, Alyse Rothrock, Andrew Townesmith
William L. Brown Center, Missouri Botanical Garden, P.O. Box 299, St. Louis, MO 63166-0299,
USA. rainer.bussmann@mobot.org

Douglas Sharon
2328 Dolphin Dr., Richmond, CA 94804, USA.

Doris Díaz P.
Clínica Anticona, Laboratorio Clínico, Prolongación Unión 2390, Trujillo, PERÚ

Myra Castro, Rosalie Cardenas, Samuel Regalado, Rigoberto Del Toro C.
University of California at Berkeley, Berkeley, CA 94720, USA.

Gabriel Chait
San Diego State University, 5500 Campanile Dr., San Diego, CA 92182-4616, USA.

Gonzalo Malca
Universidad Nacional de Trujillo, Departamento de Química, Trujillo, PERÚ.

Fredy Perez A.
Universidad Privada Antenor Orrego, Departamento Académico de Ciencias, Área de Química,
Av. América Sur 3145, Monserrate, Trujillo, PERÚ.

Abstract

Bacterial infections and inflammation are among the ailments treated by traditional healers. The World Health Organization has expressed high interest in Traditional Medicine, and it is important to demonstrate scientifically that remedies employed in folk medicine are indeed therapeutically active. In this second communication we report on antibacterial assays for 80 plant species conducted under simple laboratory conditions in a private clinic in Trujillo, Peru. The aim of the study was to scientifically test whether plants used in Traditional Medicine for the treatment of infections showed antibacterial activity. Extracts of samples of 80 species were screened for antibacterial activity against *Staphylococcus aureus* and *Escherichia coli* using an agar-diffusion method. Two species tested as traditional water extracts and 35 species extracted in ethanol showed activity against at least one of the bacteria. To confirm the results of our first screening, a random sample of the initial species set was re-sampled, and the previous results could be confirmed.

Key words: Medicinal plant, antibacterial activity, northern Peru.

Resumen

Las infecciones bacterianas e inflamación se encuentran entre las enfermedades tratadas por curanderos tradicionales. La Organización Mundial de Salud se ha expresada como altamente interesada en la Medicina Tradicional, y es importante demostrar científicamente que los remedios usados en la medicina popular de veras son terapéuticamente activos. En esta segunda comunicación reportamos bio-ensayos de 80 especies de plantas llevados a cabo bajo condiciones de laboratorio sencillas en una clínica en Trujillo, Perú. la meta de este estudio fue de científicamente probar si plantas usadas en la Medicina Tradicional para tratar infecciones mostraron actividad antibacteriana. Extractos de muestras de 80 especies fueron revisadas para actividad antibacteriana contra *Staphylococcus aureus* y *Escherichia coli* usando un método de difusión en agar. Dos especies preparadas en extractos tradicionales con agua y 35 especies extraídas con Etanol mostraron actividad contra por lo menos una de estas bacterias. Para confirmar los resultados de la primera serie de ensayos, re-evaluamos un juego de especies al azar, y se confirmaron los resultados.

Palabras clave: Plantas medicinales, actividad antibacteriana, norte del Perú.

Introduction

Even though there is a global dominance to cure disease using Western medicine, in recent years, there has been an increasing economic importance and popularity for the use of Traditional Medicine (Revene *et al.*, 2008, Bussmann & Sharon, 2007). In some developing Latin American and Asian countries, the World Health Organization (WHO) reports that more than half of the population has used or continues to use Traditional Medicine as a primary form of healthcare (WHO, 1999). In most of these cases, the use of Traditional Medicine is often the most affordable and accessible route for the cure of disease. In some developed countries like the United States, however, there has also been an increasing use of traditional and complementary alternative medicine, even though Western medicine is readily available (Revene *et al.*, 2008; Bussmann & Sharon, 2007).

For thousands of years plants have been used in the practice of Peruvian Traditional Medicine or *curanderismo*. Specifically, northern-coastal Peru has been noted for being at the core of the "health axis" of the old Central Andean culture area (Camino, 1999) because of the diverse collection of medicinal plants that thrive in the northern regions. As a result, some national governments have sought to integrate Traditional Medicine as a vital component of healthcare and treatment (Revene *et al.*, 2008; Bussmann & Sharon, 2007).

Rich in fauna and plant diversity, Peru is becoming known as a location in which extensive ethnobotanical research is conducted, in an effort to preserve the unique properties of plants and to gain a deeper scientific understanding of how these plants can cure certain ailments (Neto *et al.*, 2002). One area of concentration is the study of the bacterial properties of certain plants, with certain plants being tested for antibacterial properties using bio-assays (Bussmann *et al.*, 2008) Most testing and studies have taken place in northeastern Peru, most notably in the Callejon de Huaylas (Neto *et al.*, 2002). However, few studies have been done in places like Trujillo or Chiclayo, to examine the bacterial properties of plants there. Defining the most serious bacterial infections in Northern Peru might help decipher whether

or not many plants have antibacterial properties (Villegas *et al.*, 1997, Bussmann *et al.*, 2007).

Materials and methods

Plant Material

Although a description of the methodology has been given previously (Bussmann *et al.*, 2008), we regard it as important to ensure that all readers have access to the material, and thus give an outline here again. Five hundred and twelve species of medicinal plants were collected in the Peruvian departments Lambayeque and La Libertad in the field, in markets of the coastal cities Trujillo and Chiclayo and around the homes and in gardens of traditional healers (*curanderos*) of the region. Fieldwork was conducted in August-September 2001, July-August 2002, July-August 2003, June-August 2004, July-August 2005, July-August 2006, June-August 2007 and June-August 2008.

Vouchers of all specimens were deposited at the Herbarium Truxillense (HUT, Universidad Nacional de Trujillo), and Herbario Antenor Orrego (HAO, Universidad Privada Antenor Orrego, Trujillo). Recognizing Peru's rights under the Convention on Biological Diversity, especially with regard to the conservation of genetic resources in the framework of a study treating medicinal plants, the identification of the plant material was conducted entirely in Peru. No plant material was exported in any form whatsoever.

The specimens were registered under the collection series "RBU/PL", "ISA", "GER", "JULS", "EHCHL", "VFCHL", "TRUBH", and "TRUVA-NERICA", depending on the year of fieldwork and collection location (Bussmann & Sharon, 2006).

The nomenclature of plant families, genera and species follows the Catalogue of the Flowering Plants and Gymnosperms of Peru (Brako & Zarucchi, 1993). Species were identified using the available volumes of Macbride (1936-1981), as well as other sources (Jørgensen & Ulloa, 1994; Pestalozzi, 1998; Ulloa & Jørgensen, 1993) and reference material in the herbaria HUT and HAO.

Ethnobotanical data were collected from plant vendors while purchasing materials in local markets (mostly Mercado Mayorista and Mercado Hermelinda in Trujillo and Mercado Moshoqueque and Mercado Modelo in Chiclayo) and by accompanying local healers (*curanderos*) to the markets when they purchased plants for curing sessions and into the field when they were harvesting. In addition, plants were collected by project members in the field, and — together with the material purchased in the markets — taken to the homes of *curanderos* to discuss the plants' healing properties, applications, harvesting methodology, and origins (Alexiades, 1996). At the homes of *curanderos*, the authors also observed the preparation of remedies and participated in healing rituals. Plant uses were discussed in detail with informants, after seeking prior informed consent from each respondent.

From the complete plant inventory 80 species were selected for bioassays. Fifteen of the species represented a randomly selected subset of the plants tested previously (Bussmann *et al.*, 2008) in order to test the reliability of the methodology used. The selected plants encompassed the most often mentioned species used traditionally against infections (including infectious diseases, wounds, colds, bronchitis, kidney and urinary infections, post-partum infections etc.) as well as plants used against gastro-intestinal problems (especially diarrhea) because it was assumed that these plants would most likely show activity against the bacterial strains tested. In addition, other frequently used species were selected for random testing. Additional File 1 gives an overview on all species and their traditional uses.

Preparation of Extracts

Plant material was dried at 37°C for three days. After drying, the material was ground with a simple meat grinder. Fifty grams of plant material were submerged in 500ml of ethanol for seven days. To produce a traditional water extract for comparison, the plant material was boiled for five minutes and then left submerged for one day. After maceration, the alcohol extracts were filtered and the solvent was then evaporated using a hot water bath at 70°C. The resulting residue was used for bioassays. The water extracts were extracted and filtered and the

water was then evaporated using a hot water bath at 70°C. The dried extracts were re-suspended in 5ml distilled water. The antibacterial activity of the plants was determined by using an agar diffusion method.

Bacteria

Many laboratories in developing countries lack access to commercial grade bacterial strains. Demonstrating that simple techniques can be used for bioassays, bacterial samples obtained from patients treated at the clinic where testing was conducted were used for the assays. This approach has the additional benefit that plant material can be directly tested against bacterial strains prevalent in the local population. *Staphylococcus aureus* (Gram-positive) was isolated from a Laryngitis sample. Both patients were walk-ins and not hospitalized. Two lines of the Gram-negative species *Escherichia coli* were isolated from urinary tract infection samples. The bacteria were incubated on nutrient agar until clean lines could be cultivated. The identification of the bacteria followed (Barrow & Feltham, 1993). A direct classification of the strains was beyond the technical means of the laboratory. However, the isolates are kept in culture to allow reproduction of the results or further detailed analysis of the strains used.

Bioassays

The antibacterial activity of the crude plant extracts was determined using an agar-diffusion method (Koneman *et al.*, 1997). Bacterial strains were produced as described above. Bacterial cultures were grown on 5% sheep red blood agar (SBA) and then inoculated onto Mueller-Hinton Agar (PML) for testing.

Following the initial incubation, organisms were suspended in 10ml of distilled water and their concentration equilibrated to a 0.5 McFarland standard. Using a sterile cotton swab, each sample was transferred onto Mueller-Hinton Agar. Six mm lank paper disks were then saturated with 100µl of each plant extract, dried, and applied to the agar surface. Disks with Amikacin and distilled water were applied as controls. Amikacin was used because it was the only antibiotic available with efficacy against both *Escherichia coli* and

Staphylococcus aureus. Disks with distilled water (for water assays) and disks first saturated with Ethanol and then dried (for Ethanol assays) were used as negative controls. Plates were incubated overnight at 37°C. After 24h, zones of inhibition appearing around disks were measured and recorded in mm. At least three repetitions were run for each assay. The Amikacin control showed an inhibition zone of at least 7mm after 24h exposition in all assays tested. Plant species showing at least the same activity were considered anti-bacterially active.

Results and Discussion

Eighty plants were tested for antibacterial activity against two bacteria: *Escherichia coli* (gram negative) and *Staphylococcus aureus* (gram positive). Table 1 shows the ethnobotanical information for every species tested, Table 2 shows the results of the antibacterial assays. A larger number of plants showed antibacterial activity against *S. aureus* than against *E. coli*. Two of the plant extracts in water and 52 of the plant extracts in alcohol showed antibacterial activity, while 27 plants showed no antibacterial activity in water nor alcohol extracts.

For the plant extracts in water, Only *Bixa orellana* and *Ipomoea pauciflora* out of 80 plants extracted in water showed antibacterial activity (2.5 %), and only against *S. aureus*. *Bixa orellana* is commonly used to treat inflammation of the kidneys, prostate, bronchitis, hemorrhages, pulmonary system problems, urinary infections, and is also used for food coloring. Interestingly, the plant, had a larger ring in the water extract than in the alcohol extract. *Ipomoea pauciflora*, commonly known as huanarpo, is traditionally used to treat chills and colds.

Fifty-two out of the 80 plants (65%) extracted in alcohol showed antibacterial activity. Thirty-eight of the 52 plants were active solely against *S. aureus*, one plant was solely active against *E. coli*, and 13 plants were active against both (Table 2). Many species of this group, including *Arctium lappa*, *Citrus sinensis*, *Berberis buceronis*, *Hypericum silenoides*, *Mentha piperita*, *Syzygium jambos*, *Thalictrum decipiens*, and *Thymus*

vulgaris are traditionally used for the treatment of infections or illnesses that include gall bladder, diarrhea, urinary, intestine, liver, indigestion, colic, and gas problems are treated by a group of plants which include. Plants used to treat respiratory illnesses such as bronchitis, asthma, and cough include *Gallesia integrifolia*, *Malesherbia ardens*, *Prosopis pallida*, *Salvia sagitatta*, *Stachys lanata*, and *Uncaria tomentosa*. Lastly, plants used to treat many different forms of cancer consist of *Psidium guavaja* and *Smilax kunthii*.

Finally, plants that inhibited the growth of both bacteria included *Abuta grandifolia*, *Ambrosia peruviana*, *Capsicum chinense*, *Cestrum strigilatum*, *Cydista aequinoctialis*, *Krameria lappacea*, *Niphogeton dissecta*, *Senecio chionogeton*, *Smilax kunthii*, *Thalictrum decipiens*, *Uncaria tomentosa*, *Ximenia americana*, and *Iresine herbstii*.

The random subsample of species tested again did confirm that the testing methodology was sound. *Ambrosia peruviana*, *Cestrum strigilatum*, *Ephedra amaricana*, and *Tagetes erecta* showed very similar positive inhibition results to Bussmann *et al.* (2008), while *Pimpinella anisum*, *Cronquistantus lavandulaefolius*, *Capparis crotonoides* and *Sambucus peruviana* showed again negative results. A few species (*Acyrocline alata*, *Dipsacus jullonum*, *Plantago linearis*, *Psidium guayava* and *Uncaria tomentosa*) showed slight inhibition against *S. aureus*, while the same species had negative results previously, while *Rubus robustus*, which had previously shown a slight inhibition of *S. aureus* now tested negative (Bussmann *et al.*, 2008). This indicates that plants from a different location might also differ in their compound composition that can affect their efficacy, although in this case to a very minor extent.

Conclusions

The present study again confirms that simple laboratory methods are very well suited to assess the efficacy of traditionally used medicinal plants to inhibit bacterial growth. A comparison to the traditional uses also indicated that local knowledge can give important leads for the development of new treatments. Further

tests, especially with regard to toxicity, are needed to verify the safety of the traditional preparations.

Acknowledgements

The authors gratefully acknowledge the financial support of the fieldwork through MIRT (Minority International Research and Training), MHIRT (Minority Health Disparity International Research and Training), a grant from the National Institutes of Health (Fund: 54112B MHIRT Program, Grant: G0000613) administered by the Fogarty International Center for Advanced Studies in Washington, D.C. Thanks also go to Dr. Noe Anticona for allowing us to conduct research at Clínica Anticona.

Literature cited

- Alexiades, M.N.** 1996. Collecting ethnobotanical data: an introduction to basic concepts and techniques. In: Alexiades, M.N. (Ed). Selected Guidelines for Ethnobotanical Research: A Field Manual. The New York Botanical Garden, New York, pp. 53–94.
- Barrow, G.I., & R.K.A. Feltham.** 1993. Cowan and Steel's Manual for the Identification of Medical Bacteria. Cambridge University Press.
- Brako, L. & J.L. Zarucchi.** 1993 Catalogue of the Flowering Plants and Gymnosperms of Peru. Missouri Botanical Garden, Saint Louis, MO.
- Bussmann, R.W. & D. Sharon.** 2006: Traditional plant use in Northern Peru: Tracking two thousand years of health culture. *Journal of Ethnobiology and Ethnomedicine* 2, 47. <http://www.ethnobiomed.com/content/2/1/47>.
- Bussmann, R.W. & Sharon, D.** 2007. Plants of the Four Winds-Magic and Medicinal Flora of Peru. Trujillo. Graficart.
- Bussmann, R.W., D. Sharon & A. Lopez.** 2007. Blending Traditional and Western Medicine: Medicinal Plant Use Among Patients at Clinica Anticona in El Porvenir, Peru. *Ethnobotany Research & Applications* 5, www.ethnobotanyjournal.org/vol5/i1547-3465-05-185.pdf.
- Bussmann, R.W.; D. Sharon; F. Pelaez; D. Díaz; D. Ford; T. Rasheed & R. Silva.** 2008. Antibacterial activity of Northern-Peruvian Medicinal Plants - a low cost laboratory approach to assess biological activity. *Arnaldoa* 15(1): 127-148.
- Camino, L.** 1999. Cerros, plantas y lagunas poderosas: La medicina al norte del Peru. Lluvia Editores, Lima.
- Jørgensen, P.M. & C. Ulloa Ulloa.** 1994. Seed plants of the High Andes of Ecuador - a checklist. - *AAU Reports* 34: 1-443.
- Koneman, E.W.; S. D. Allen; W. M. Janda; P. C. Schreckenber & W. C. Wien.** 1997. Color Atlas of Diagnostic Microbiology. Lippincott, pp. 785-881.
- Macbride, J.F.** 1936-1981. Flora of Peru. Field Museum of Natural History, Chicago.
- Neto, C.; C. Owens; R. Langfield; A. Comeau; J. Onge; G. Hammond & A. Vaisberg.** 2002. Antibacterial activity of some peruvian medicinal plants from Callejon de Huaylas. *Journal of Ethnopharmacology* 79: 133-138.
- Pestalozzi, H.U.** 1998. Flora ilustrada altoandina. Herbario Nacional de Bolivia and Herbario Forestal Nacional Martin Cardenas, Cochabamba.
- Revene, Z.; R. W. Bussmann & D. Sharon.** 2008. From Sierra to Coast: Tracing the Supply of Medicinal Plants in Northern Peru – a plant collector's tale. *Journal of Ethnobotany Research and Application* 6: 15-22. www.ethnobotanyjournal.org/vol6/i1547-3465-06-015.pdf.
- Ulloa Ulloa, C. & P. M. Jørgensen.** 1993. Arboles y arbustos de los Andes del Ecuador. *AAU Reports* 30: 1-263.
- Villegas, L., I. Fernandez; H. Maldonado; R. Torres; A. Zavaleta & A. Vaisberg.** 1997. Evaluation of the Wound-Healing Activity of Selected Traditional Medicinal Plants. *Journal of Ethnopharmacology* 55: 193–200.
- World Health Organization.** 1999. Consultation Meeting on Traditional Medicine and Modern.

Table 1. Species encountered and used in Northern Peru

Family/Genus/Species	Indigenous name	Plant part use	Admin.	Use	Coll. #
ADIANTACEAE					
<i>Adiantum concinnum</i> Wild. ex H.B.K. TRUBH17 RBU/PL265, JULS149	Culantrillo del Pozo,	Leaves and Stems, Culantrillo	Oral fresh or dried	Blood purification, Hair loss, Menstrual regulation	V F C H L 2 9 ,
AMARANTHACEAE					
<i>Amaranthus hybridus</i> L.	Yuyo	Leaves and Stems, fresh	Oral	Inflammation (general)	GER190
<i>Iresine diffusa</i> H.B.K. ex Willd.	Paja Blanca, Sangrinaria	Whole plant, fresh	Oral	Liver, Kidneys, Inflammation of the ovaries, Blood, Menstruation symptoms in adolescents	JULS75, ISA62
<i>Iresine herbstii</i> Lindley	Colores, Timoras, Zangurache	Leaves, fresh	1. Topical 2. Oral	1., 2. Liver, Kidneys, Cancer of the blood, Blood circulation, Intoxication of the blood, Heart, Nervous system, Blood, Inflammation of the stomach, Inflammation	ISA42, EHCHL114, ISA121
ANNACARDIACEAE					
<i>Loxopterygium huasango</i> Spruce ex Engl.	Hualtaco	Wood, dried	Oral	Bone or muscular pain due to an accident, Pain from bone fractures	GER109
APIACEAE					
<i>Niphogeton dissecta</i> (Benth.) Macbr.	Homamo Toro, Orma Motora	1. Leaves and Stems, dried 2. Whole plant, fresh	1. Topical 2. Oral	1. Wounds (cancerous), Wounds from sorcery 2. Purgative	EHCHL166, RBU/PL338
<i>Petroselinum crispum</i> (Miller) A.W. Hill	Perejil	Whole plant, fresh	1. Oral 2., 3. Topical	1. Heart, Nervous system, High blood pressure, Infections, Nose bleeds, Food condiment, Forgetting love or trauma, Regulation of menstrual cycle 2. Daño, Fright / Susto 3. Infections, Nose bleeds, Food condiment, Forge tting love or trauma	ISA80, EHCHL31, ISA117, RBU/PL278, JULS225
<i>Pimpinella anisum</i> L.	Anis Criollo, Anis	Seeds, dried	Oral	Gases, Stomach Pain, Colic	EHCHL137, TRUBH21, GER213
APOCYNACEAE					
<i>Mandevilla antennacea</i> (A.DC.) Schum.	Bejuco Colambo Negro	Whole plant, fresh	Charm	Protecting the house and field	GER236
ARISTOLOCHIACEAE					
<i>Aristolochia ruiziana</i> (Klotzsch) Zahlbr.	Bejuca del Contraaire	Stems, dried	Oral	Untangling a person who is Ghavin trouble progressing in life, Untangling a person who is a mess	GER107
ASTERACEAE					
<i>Achyrocline alata</i> (H.B.K.) DC. TRUBH10,	Ishpinguillo, Ishpingo,	1., 2. Stems and Leaves, dried	1., 2. Topical	1. Fright / Susto, Daño in children, Arthritis,	ISA85, ISA109 J U L S 1 0 8 ,
<i>Ambrosia peruviana</i> Willd.	Flor de Ishpingo Altamisa, Marco, Artamisa, Manzanilla del Muerto, Marcos, Alta Misa, Ajenjo, Altamis, Llatama Negra Malera, Llatama Roja Malera	Leaves and Stems, fresh	1. Oral 2., 3. Topical	Bones 2. Arthritis, Bones 1. Heart, Nerves, Epilepsy, Liver, Bronchitis, Colds, Bad Air / Mal Aire, Burns 2. Fungus, Fright / Susto 3. After birth to reduce inflammation and prevent spasms in the woman's womb	RBU/PL370, TRUBH15, JULS90, GER9, GER110

<i>Arctium lappa</i> L.	Lampazo	Seeds, dried	Oral	Urinary problems, Skin, Liver, Gallbladder, Intestine, Tumors	GER227
<i>Baccharis latifolia</i> (R. & P.) Pers.	Chilca Chica, Chilca Grande	1. Leaves and Stems, fresh or dried 2. Leaves, fresh	1., 2. Topical	1., 2. Hot bones, Bone pain, Rheumatism, Arthritis	ISA86, ISA115
<i>Baccharis salicifolia</i> (R. & P.) Pers.	Hierba de la Plata, Chilco Hembra	Whole plant, fresh	1., 3. Topical 2. Seguro	1., 2. Good business, Protection, Good fortune, Good health 3. Allergies, Rashes, Pimples	TRUVar/Erica 5, GER125, GER 84
<i>Chuquiragua weberbaueri</i> Tovar	Amaro Amaro	Whole plant, fresh or dried	Oral	Cough, Bronchitis, Asthma, Liver, Air	JULS99, EHCHL131
<i>Clibadium cf. sylvestre</i> (Aubl.) Baill.	Flor de Novia	Flowers, Leaves and Stems, fresh or dried	Topical	Cold, Before marriage	EHCHL80
<i>Cronquistianthus lavandulifolius</i> DC.	Clavelillo, Espino de Hoja, Pulmonaria	Flowers, Leaves and Stems, fresh or dried	Oral	Cough, Bronchitis, Headache, Cold, Asthma, Pulmonary disease	ISA5, JULS233, GER163
<i>Cynara cardunculus</i> L.	Alcachofa	Stems and Leaves, fresh or dried	1., 2. Oral	1. Diabetes, Memory, Physical weariness, Liver, Blood purification, Mental weariness 2. Weight loss	VFCHL31, RBU/PL261, JULS94
<i>Senecio chinogeton</i> Wedd.	Homamo Leon Amarillo	Leaves and Stems, fresh or dried	1., 2. Oral	1., 2. Bad Air / Mal Aire, Inflammation (general), Hallucinoen / Vision enhancement	GER60
<i>Senecio hypsandinus</i> Cuatr.	Omamo Blanco	Whole plant, fresh	Seguro	Fragrance, Good Luck	RBU/PL358
<i>Tagetes erecta</i> L.	Flores del Muerto, Claveles Chino, Flor de Muerto	Flowers and Leaves, fresh	1. Topcial 2. Oral	1. Fright / Susto, Colic of the stomach, Bad Air / Mal Aire 2. Cough, Nerves, Inflammation (general)	EHCHL141, JULS156, GER112
BERBERIDACEAE					
<i>Berberis buceronis</i> J.F. Macbride	Palo Amarillo	Wood and Bark, dried	Oral	Liver, Hepattis	JULS285
BIGNONIACEAE					
<i>Crescentia cujete</i> L.	Higueron	Latex from Leaf, fresh	Topical	Healing of belly button after birth	JULS164
<i>Cydista aequinoctialis</i> (L.) Miers	Bejuco Amarillo	Flowers, Leaves and Stems, fresh	Topical	Daño, Internal inflammation from sorcery, Bruises froms sorcery	ISA6
BIXACEAE					
<i>Bixa orellana</i> L.	Achote, Hoja de Achote	Seeds and Leaves, fresh or dried	Oral	Inflammation of the kidneys, Prostate, Food coloring, Bronchitis, Hemorrhages, Pulmonary systems, Urinary infections	ISA126, RBU/PL264, JULS9, EHCHL20, ISA44, JULS293
BORAGINACEAE					
<i>Cordia alliodora</i> (R. & P.) Oken	Ajos Giro, Ajos Quiro, Ajo Sacha	Bark and Stems, dried	1. Topcial 2. Oral	1. Daño, Fright / Susto, Dispelling negative energy from the house 2 Bronchitis	ISA74, JULS281
BRASSICACEAE					
<i>Brassica oleracea</i> L. f. sp. <i>capitata</i>	Col, Repollo	Leaves, fresh	Oral	Gallbladder with stones	JULS147
BURSERACEAE					
<i>Bursera graveolens</i> (H.B.K.) Triana & Planchon	Palo Santo, Palo de Santo	Small Stems, Bark and Wood, dried	1. Topical 2. Oral 3. Incense	1. Daño, Fright / Susto, Sorcery 2 Cough, Flu, Bronchitis, Cold 3. Dispelling negative energy from the house, Bad shadow	ISA143, JULS210, GER34
CAMPANULACEAE					
<i>Centropogon articulatus</i> Drake	Conchalalay	Stems and Leaves, fresh or dried	Topical	Fnght / Susto, Air / Aire	EHCHL119

CAPPARIDACEAE

<i>Capparis crotonoides</i> H.B.K.	Simuro, Bichayo, Simulo	1. Flowers, fresh 2., 3., 4. Leaves, fresh	1. Oral 2., 3., 4. Topical	1. Bronchitis 2. Arthritis, Rheumatism 3. Cold, General pain: muscular, bone, etc. 4. Bad Air / Mal Aire, Colds	GER4, JULS250
------------------------------------	----------------------------	--	-------------------------------	---	---------------

CAPRIFOLIAEAE

<i>Sambucus nigra</i> L.	Cinta de novia	Stems, fresh	Cham	To tie a person	GER220
<i>Sambucus peruviana</i> H.B.K.	Sauco, Saucotillo	1. Leaves, Flowers and Stems, fresh or dried 2., 3. Leaves, fresh 4. Flowers and Leaves, fresh	1., 4. Oral 2., 3. Topical	1. Swelling, Kidneys, Cough, Concussions, Prostate, Fever, Bronchitis, Yellow Fever 2. Fright / Susto, Fever, Yellow Fever 3. Inflammation of the kidneys, Gastritis 4. Nerves, Cough, Cold, Fever, Insomnia	EHCHL140, RBU/ PL291, VFCHL44, ISA131, ISA87, JULS246, EHCHL110

CHENOPODIACEAE

<i>Chenopodium quinoa</i> Willd. (wild form)	Quino Amargo	Seeds, fresh	Topical	Intestines (cleansing), Stomach (cleansing)	EHCHL160
--	--------------	--------------	---------	--	----------

CLUSIACEAE

<i>Clusia minor</i> L.	Chusgon	Whole Fruit, fresh or dried	Oral	Nerves, Heart disease	JULS280
<i>Hypericum silenoides</i> Jus.	Cintaura	Whole plant, fresh	Oral	Diarrhea, Dysentery	EHCHL85

CONVOLVULACEAE

<i>Ipomoea pauciflora</i> M. Martens & Galeotti	Huanarpo	Whole plant, fresh	Oral	Chills, Colds	GER222
---	----------	--------------------	------	---------------	--------

CUCURBITACEAE

<i>Cucurbita maxima</i> Duch.	Zapallo	1. Flowers and joints of Stems, fresh or dried 2. Seeds, dried 3. Leaves, fresh	1., 2. Oral 3. Topical	1. Preventing miscarriage, Inflammation (general), Anxiety 2. Heart disease 3. Warts, Moles	JULS272, GER32
-------------------------------	---------	--	---------------------------	--	----------------

DIPSACACEAE

<i>Dipsacus jallonum</i> L.	Cardo Santo	Whole plant, fresh	Oral	Diabetes, Liver, Cholesterol	EHCHL90
-----------------------------	-------------	--------------------	------	------------------------------	---------

EPHEDRACEAE

<i>Ephedra americana</i> H. & B.	Diego Lopez, Suelda con Suelda	Whole plant, fresh or dried	1. Oral 2. Topical	1., 2. Bruises, Fractures, Broken bones, External injuries	EHCHL150, JULS38, GER75
----------------------------------	-----------------------------------	--------------------------------	-----------------------	--	----------------------------

EUPHORBIACEAE

<i>Acalypha mandonii</i> Muell.-Arg.	Chilca Dulce	Whole plant, fresh or dried	Oral	Liver Inflammation, Clean blood from toxins	RBU/PL294
--------------------------------------	--------------	--------------------------------	------	--	-----------

FABACEAE

<i>Dolichos lablab</i> L.	Frijol chileno	Fruits, fresh	Oral	Fever, Inflammation of the intestine, Protects the lungs	GER235
<i>Melilotus alba</i> Medikus	Alfalfa	Seeds, dried	Oral	1. Gain weight 2. Fever, Tuberculosis, Colds, Infections internal, Respiratory infections	GER223
<i>Prosopis pallida</i> (H. & B. ex Willd.) H.B.K.	Algarrobo	1. Seeds, dried 2. Leaves and Stems, fresh 3., 4. Resin, fresh	1., 2. Oral 3., 4., 5. Topical	1. Cough, Anemia, Fertility, Sexual potency, Bronchitis, Nutritional Supplement 2. Stomachache, Hangover 3. Arthritis, Rheumatism, Colds, Bone ache 4. Toothache, Pull out tooth 5. Critical wounds	JULS97, GER8
<i>Senna bicapsularis</i> (L.) Roxburgh	Alcaparrilla, Alpacaquilla	Whole plant, fresh	Topical	Detoxification of alcohol and drugs, Detoxification of liver and kidneys	JULS95

KRAMERIACEAE

<i>Krameria lappacea</i> (Dombey) Berdet & B. Simpson	Ratania, Raima	Leaves and Root, fresh	Oral	Inflammation of the kidneys, Inflammation of the ovaries, Inflammation of the intestine, Internal Inflammation, Inflammation of the bladder	JULS53
---	-------------------	---------------------------	------	---	--------

LAMIACEAE					
<i>Mentha x piperita</i> L.	Poleo	Whole plant, fresh or dried	Oral	Colic, Stomach Pain	JULS29
<i>Salvia cuspidata</i> R. & P.	Salvia Blanca	Whole plant, fresh or dried	Topical	Fright / Susto, Daño	RBU/PL315
<i>Salvia sagittata</i> R. & P.	Salvia Negra	Root and Stems, fresh or dried	Oral	Cough, Asthma, Hair loss	RBU/PL318
<i>Stachys lanata</i> Jacq.	Veronica (Macho)	Whole plant, dried	Oral	Bronchitis, Asthma	JULS13
<i>Thymus vulgaris</i> L.	Tornillo	Leaves, Stems and Flowers, fresh or dried	Oral	Cough, Colic, Liver, Gases, Indigestion, Bladder	EHCHL169
LECYTIDACEAE					
<i>Gustavia augusta</i> L.	Chope	Leaves, fresh	Topical	Allergies, Rashes, Pimples, Hives	GER30
MALESHERBIACEAE					
<i>Malesherbia ardens</i> Macbr.	Veronica	Whole plant, fresh or dried	Oral	Cold, Cough, Bronchitis, Asthma	EHCHL139
MELASTOMATAACEAE					
<i>Brachyotum tyrianthium</i> Macbride	Sarcilleja	Stems, fresh	Oral	Blood circulation	EHCHL55
MENISPERMACEAE					
<i>Abuta grandiflora</i> (Mart.) Sand.	Abuta (male and female)	Root and Stems, fresh or dried	Oral	Contraceptive, Diabetes, Cholesterol	JULS88, RBU/PL312
MYRTACEAE					
<i>Myrcianthes discolor</i> (H.B.K.) Vaughn	Lanche, Mirtó	Whole plant, fresh	Oral	Food, Memory, Cerebral, Vitamins for the brain and for colds, Inflammation, Rheumatic pain, Stomach, Menstrual regulation	ISA34, EHCHL17, RBU/PL271
<i>Psidium guajava</i> L.	Hoja de Guanábana, Graviola	Leaves and Stems, fresh or dried	Oral	Cancer, Liver sickness	VFCHL24
<i>Scutia spicata</i> (H. & B. ex Schultes) Weberb. var. <i>spicata</i>	Pial, Pus	Stems, fresh or dried from the house	Charm	Keeping evil spirits away	JULS226
<i>Syzygium jambos</i> (L.) Alston	Poma Rosa	Fruits and Leaves, fresh	Oral	Diarhea	GER173
OLACACEAE					
<i>Ximenia americana</i> L.	Limoncillo	Whole plant, fresh or dried	Oral	Nerves, Stomach, Menstrual regulation	JULS184
PHYTOLACCACEAE					
<i>Gallesia integrifolia</i> (Spreng.) Harms.	Palo de Ajo	Stems, dried	Oral	Bronchitis, Asthma	GER116
PLANTAGINACEAE					
<i>Plantago linearis</i> H.B.K.	Llantén Serrano, Llantén de la Costa, Llantén	1., 2. Whole plant, fresh 3. Root, fresh	1. Topical 2., 3. Oral	1. Inflammation of wounds, Wounds (cleansing) 2. Liver, Inflammation of the kidneys, Wounds, Bladder 3. Cough, Bronchitis	JULS35, JULS86, GER133
POACEAE					
<i>Hordeum vulgare</i> L.	Cebada	Seeds, dried	Oral	Inflammation of the kidneys, Inflammation (general)	JULS128, GER183
POLEMONIACEAE					
<i>Cantua buxifolia</i> Jus. ex Lam.	Candu	Whole plant, fresh or dried	Topical	Fright / Susto, Speech impediment	JULS297
RANUNCULACEAE					
<i>Thalictrum decipiens</i> Boivin	Chontilla (Chica)	Whole plant, dried	Topical	Fever, Papera in Children, Mumps	ISA15
ROSACEAE					
<i>Prunus serotina</i> Ehrh.	Helialiso	Leaves, fresh or dried	Topical	1., 2. Arthritis, Fractures, Bone pain, Twists	EHCHL94
<i>Prunus serotina</i> Ehrhart subsp. <i>capuli</i> (Cav.) McVough	Capuli	Whole plant, fresh	Topical	Wounds of the skin	JULS51

<i>Rubus robustus</i> C. Presl.	Zarzamora, Moyaca, Zarza, Zarza Parrilla, Mora, Cushai	Flowers and Leaves, fresh or dried	1. Topical 2., 3., 4. Oral	1. Fright / Susto, Pain of the body 2. Diabetes, Cough, Cholesterol (high), Bronchitis 3. Throat (dried), Cannot speak 4. Kidneystones, Inflammation of the kidneys, Inflammation of uterus, Arthritis	EHCHL132(a), ISA41, ISA48, JULS47, EHCHL132(b)
RUBIACEAE					
<i>Uncaria tomentosa</i> (Willdenow ex Roemer & Schultes) DC.	Uña de Gato, Uncaria Tormentosa, Una de Gato de la Selva	Leaves and Stems, fresh or dried	Oral, Topical	Bronchitis, Kidneys, Asthma, AIDS, Allergies, Rheumatic infections, Cancer, Contraceptive, Ulcers, Prostate, Bladder, Arthritis, Bones, Blood circulation, Hemorrhages (internal), Wounds (internal), Kidney Inflammation	VFCHL11, RBU/PL263, EHCHL103, JULS275, GER230
RUTACEAE					
<i>Citrus sinensis</i> (L.) Osbeck	Naranja	1. Flowers, fresh 2. Fruit, fresh 3. Fruit Peel, fresh	1., 2. Oral	1. Depression, Nerves, Insomnia, Anxiety 2. Laxative, especially for children 3. Stomach ache	JULS202, GER178
SMILACACEAE					
<i>Smilax kunthii</i> Killip & Morton	Palo de la China (Blanco)	Bark, Root and Stems, fresh	Oral	Cancer (all types)	ISA20
SOLANACEAE					
<i>Capsicum chinense</i> L.	Aji Panca	Fruit, fresh	Incense	Bad Air / Mal Aire	GER203
<i>Capsicum rhomboideum</i> (Dunal) Kunze	Aji Colorado	Whole Fruit, fresh	1. Charm 2. Topical	1., 2. Evil eye/ Mal ojo, Protecting the patient from envy	JULS91
<i>Cestrum strigilatum</i> R. & P.	Santa María	Flowers, leaves and Stems, fresh or dried	Oral	Control and regulate menstrual cycle	JULS245
<i>Lycopersicon hirsutum</i> Dunal	Ambulluco de Muerto	Whole plant, fresh or dried	Topical	Susto of Death/ Susto de muerte	ISA31
<i>Solanum tuberosum</i> L.	Chuno de Papa	Tuber, dried	Oral	After childbirth complications, Bronchitis, Respiratory problems	JULS140, JULS141
URTICACEAE					
<i>Urtica urens</i> L.	Ortiga	Stems and Leaves, fresh	1. Topical	1. Bad Air / Mal Aire, Prostate, Fright/ Susto, Vaginal cleansing, Business, Casting away bad luck, Freight in children / Susto en niños	RBU/PL299,
VERBENACEAE					
<i>Lippia integrifolia</i> (Grieseb.) Hieron	Poleo del Inca	Leaves and Stems, fresh	Oral	Cold, Colic, Inflammation of the kidneys, Bronchitis, Rheumatism, Gases	EHCHL76

in BOLD: species also tested in 2007

Table 2. Screened plants showing antibacterial activity against at least one of the bacterial strains tested

Scientific name	Activity of water extract against <i>E. coli</i> *	Activity of water extract against <i>S. aureus</i> *	Activity of ethanol extract against <i>E. coli</i> *	Activity of ethanol extract against <i>S. aureus</i> *
<i>Abuta grandifolia</i> (Mart.) Sandwith			10 mm	12 mm
<i>Acalypha mandoni</i> Müll.-Arg.				11 mm
<i>Achyrocline alata</i> (Kunth.) DC.				10 mm (-)
<i>Amaranthus hybridus</i> L.				11 mm
<i>Ambrosia peruviana</i> Willd.			17 mm (-)	8 mm (12 mm)
<i>Arctium lappa</i> L.				15 mm
<i>Baccharis latifolia</i> Pers.				12 mm
<i>Baccharis salicifolia</i> (Ruiz. & Pav.) Pers.				10 mm
<i>Berberis buceronis</i> J.F. Macbr.				21 mm
<i>Bixa orellana</i> L.		22 mm		11 mm
<i>Brachyotum tyrianthinum</i> Macbride				10 mm
<i>Brassica oleracea</i> L.				11 mm
<i>Capsicum chinense</i> Jacq.			9 mm	15 mm
<i>Capsicum rhomboideum</i> (Kunth) Kunze.				13 mm
<i>Centropogon articulatus</i> Drake**				6 mm
<i>Cestrum strigilatum</i> Ruiz. & Pav.		(12 mm)	13 mm (-)	15 mm (19 mm)
<i>Citrus sinensis</i> Osbeck				16 mm
<i>Clusia minor</i> L.				16 mm
<i>Crescentia cujete</i> L.			9 mm, 8 mm	
<i>Cydista aequinoctialis</i> Miers			7 mm	21 mm
<i>Cynara cardunculus</i> .				14 mm
<i>Dipsacus jallorum</i> L.				12 mm (-)
<i>Ephedra americana</i> Endl.			(8 mm)	8 mm (22 mm)
<i>Galesia integrifolia</i> (Spreng.) Harms				19 mm
<i>Hypericum silenoides</i> Juss.				13 mm
<i>Ipomoea pauciflora</i> M. Martens & Galeotti		10 mm		16 mm
<i>Iresine herbstii</i> Hook.			10 mm	16 mm
<i>Krameria lappacea</i> (Domb.) H.M. Burdet & B.B. Simpson**			12 mm	15 mm
<i>Lycopersicon hirsutum</i> Dunal				26 mm
<i>Malesherbia ardens</i> J.F. Macbr.				9 mm
<i>Mandevilla antennacea</i> K. Schum.				8 mm
<i>Mentha piperita</i> Stokes				6 mm
<i>Myrcianthes discolor</i> (Kunth.) McVaugh				16 mm
<i>Niphogeton dissecta</i> J.F. Macbr.			16 mm	10 mm
<i>Petroselinum crispum</i> (Miller) A.W. Hill.				15 mm
<i>Plantago linearis</i> Kunth.				10 mm (-)
<i>Prosopis pallida</i> (Humb. & Bonpl. ex Willd.) Kunth.				15 mm
<i>Prunus serotina</i> Ehrh.				12 mm
<i>Psidium guajava</i> L.				7 mm (-)
<i>Salvia cuspidata</i> Ruiz. & Pav.				18 mm
<i>Salvia sagittata</i> Ruiz. & Pav.				12 mm
<i>Sambucus nigra</i> L.				6 mm
<i>Senecio chionogeton</i> Wedd.			13 mm	18 mm
<i>Smilax kunthii</i> Killip & Morton			16 mm	18 mm
<i>Stachys lanata</i> Jacq.				12 mm
<i>Stevia</i> sp.				8 mm
<i>Syzygium jambos</i> (L.) Alston				13 mm
<i>Tagetes erecta</i> L.				12 mm (20 mm)
<i>Thalictrum decipiens</i> B. Boivin			12 mm	14 mm
<i>Thymus vulgaris</i> L.				16 mm
<i>Uncaria tomentosa</i> DC.			8 mm (-)	10 mm (-)
<i>Ximenia americana</i> L.			12 mm	10 mm

* The measurement of the zone of inhibition ring includes the measurement of the disks, which were 5 mm.
 (in BOLD: species also tested in 2007: - = (negative))

Phyto-chemical analysis of peruvian medicinal plants

Análisis fitoquímico de plantas medicinales peruanas

Rainer W. Bussmann, Ashley Glenn, Karen Meyer, Alyse Rothrock, Andrew Townesmith

William L. Brown Center, Missouri Botanical Garden, P.O. Box 299, St. Louis, MO 63166-0299, USA. rainer.bussmann@mobot.org

Douglas Sharon

2328 Dolphin Dr., Richmond, CA 94804, USA.

Myra Castro, Rosalie Cardenas, Samuel Regalado, Rigoberto Del Toro C.

University of California at Berkeley, Berkeley, CA 94720, USA.

Gabriel Chait

San Diego State University, 5500 Campanile Dr., San Diego, CA 92182-4616, USA

Gonzalo Malca

Universidad Nacional de Trujillo, Departamento de Química, Trujillo, PERÚ.

Fredy Perez A.

Universidad Privada Antenor Orrego, Departamento Académico de Ciencias, Área de Química, Av. América Sur 3145, Monserrate, Trujillo, PERÚ. fperez_a@yahoo.es

Abstract

This study reports on the chemical compound composition of 78 species of plants traditionally used as medicines on the North coast of Peru. This first assay serves as a baseline for more in-depth studies on plant compound composition and serves as background to understand and better apply bio-assays results.

Key words: Phyto-chemical analysis, medicinal plants, northern Peru.

Resumen

Este estudio reporta sobre la composición de compuestos químicos en 78 plantas tradicionalmente usadas como medicina en la región de costa norte de Perú. Este ensayo preliminar sirve como base para estudios más avanzados sobre composición química de plantas medicinales, y también como fondo para entender y mejorar bio-ensayos.

Palabras clave: Análisis fitoquímico, plantas medicinales, norte del Perú.

Introduction

The Minority Health International Research Training Program (MHIRT) conducted in cooperation between Universidad Antenor Orrego and Clinica Anticona in Trujillo, Peru and San Diego State University, University of California Berkeley and Missouri Botanical garden in the US, began in the summer of 2005 to explore the bioactivity of medicinal plant species documented previously. Very few studies conducted bioassays on Andean medicinal plants (Neto *et al.* 2002, Muñoz & Sauvain 2002, Bussmann *et al.* 2008).

Although phytochemistry and ethnobotany in combination are demonstrating the need for preservation and validation of traditional herbal use, in general not enough research is being done in phytochemistry, especially projects that link local herbal specialists and traditional healers with phytochemists and medical ethnobotanists. Nothing at all has been published about the possible chemical compound composition responsible for the bioactivity of the local medicinal flora. Our ongoing project undertakes such a task using the

science paradigm united with traditional cultural practices to validate and further explain the properties of herbs that have been used for hundreds of years. To allow easy repeatability we provide a short testing manual.

Materials and Methods

Experimental design

Five hundred and twelve species of medicinal plants were collected in the Peruvian departments Lambayeque and La Libertad in the field, in markets of the coastal cities Trujillo and Chiclayo and around the homes and in gardens of traditional healers (*curanderos*) of the region. Fieldwork was conducted in August-September 2001, July-August 2002, July-August 2003, June-August 2004, July-August 2005, July-August 2006, June-August 2007 and June-August 2008. For an exact description of the collection methodology see Bussmann & Sharon. (2006). The selected samples are identified and botanically classified. Then, they are dried in shade or at 40°C and pulverized.

Spot tests were used to allow to qualitatively to determine the type of metabolites present in a vegetal extract. The method consists of submitting the vegetal extracts to specific reagents that generate colored compounds (Dominguez, 1973; Harborne, 1984; Trease, 1986; Barba, 1997).

Extract preparation with solvents of different polarities

- a. Weigh three samples of dried and ground vegetal material (2.5g; 2.5g; and 5.0g), package them in filter paper and place them in 200 ml beakers.
- b. Add 30ml of solvent (chloroform, ethanol, and water) and cover with a watch glass.
- c. Submit to heating with a hot water bath for 10 minutes, avoiding the complete evaporation of the solvent.
- d. Carry out the qualitative spot tests
- e. To the beaker that contains the water extract (free of the extract), add 5% HCl and carry out steps c and d.

Tests

The common tests to identify secondary metabolites are:

Foam:	saponins
Ferric chloride or gelatin:	tannins
Shinoda:	flavonoids
Liebermann-Burchard:	steroids
Borntraeger:	quinones
Dragendorff:	alkaloids
Meyer:	alkaloids
Wagner:	alkaloids
Kedde:	cardiotonics
pH	anthocyanins

Dichloromethane or chloroform extracts

1. *Steroids*: Liebermann-Burchard test. To 5 drops of extract, add 5 drops of acetic anhydride and then 2 drops of sulfuric acid concentrate. A green, blue, blue green, violet or red coloration indicates the presence of nucleoside steroid or triterpenoid.

2. *Quinones*: Borntrager test. To 5 drops of dried extract, add 5 drops of toluene (dissolved) and then add 5 drops of 5% NaOH. The appearance of a red coloration in the aqueous phase indicates the presence of anthraquinones and naphthoquinones.

Alternative method

Boil two grams of the pulverized plant with 10 ml of 5% KOH and 10 ml of 6% hydrogen peroxide for 5 minutes and cool down. Separate the liquid extract and acidulate with 5 ml glacial acetic acid, to later carry out an extraction with benzene. The benzene cap becomes yellow. It is separated and 5 ml of that solution are agitated with NH₄OH. The anthraquinones color the alkaline cap red.

Methanolic or ethanolic extract

1. *Steroids*: To 5 drops of dried extract, add 5 drops of dichloromethane or chloroform (dissolved) and carry out the Liebermann-Burchard test.

2. *Flavonoids*: Shinoda test, add 5 drops of sample to a few pieces of metallic magnesium and then add 3 drops of acidic chloride concentrate. A reddish coloration indicates the presence of flavonoids.

3. *Cardiotonics*: Kedde test. To 5 drops of extract, add 3 drops of the kedde reactive. The appearance of violet or purple coloration is a positive test for the existence of cardiotonics.

4. *Tannins*: Ferric chloride or gelatin test. To 5 drops of extract, add two drops of 10% FeCl₃ solution. A blue coloration indicates the presence of hydrolysable tannins and a green coloration indicates the presence of condensed tannins.

Aqueous Extract

1. *Anthocyanins*: pH test (acid and basic medium). To 5 drops of extract, add 3 drops of HCl concentrate. Observe the color formed. To another sample of 5 drops of extract, add 3 drops of 5% NaOH. Observe the color formed. The anthocyanins are known for their ability to produce different colors at a different pH.

2. *Saponins*: Foam test. Place 3 ml of the extract in a test tube and agitate vigorously for 30 seconds, wait 15 minutes. The persistence of the foam indicates the presence of saponins.

3. *Tannins*: Ferric chloride or gelatin test.

Acidic Extract (5% HCl)

1. *Alkaloids*: Dragendorff, Meyer, and Wagner test so place in 3 test tubes, 1 ml of acidic extract. Add to each one, two drops of the reagents Dragendorff, Mayer, and Wagner. If turbidity is observed or precipitates (red to orange, white to cream and brown), the sample is considered to contain alkaloids.

A total of 36 (46.75 %) plants tested that contained flavonoids, 40 (51.95 %) contained cardiotonics, 12 (17.39 %) contained saponins, 62 (80.52 %) plants contained tannins, 6 (8.0 %) quinones, 68 (90.67 %) steroids, and 64 (82.05 %) plants contained anthocyanins.

References

- Barba, J. 1997. Introducción al análisis de productos naturales; laboratorio de fitoquímica. Universidad Autónoma Metropolitana, México, D.F.
- Bussmann, R.W. & Sharon, D. 2006. Traditional plant use in Northern Peru: Tracking two thousand years of health culture. *Journal of Ethnobiology and Ethnomedicine* 2, 47. <http://www.ethnobiomed.com/content/2/1/47>.
- Domínguez, X.A. 1973. Métodos de Investigación Fitoquímica, Ed. Limusa, México.
- Harborne, B.J. 1984. Phytochemical methods, a guide to modern techniques of plant analysis, 2^a edition, Chapman and Hall, New York.
- Munoz, V. & Sauvain, M. 2002. A Search for natural bioactive compounds in Bolivia through a multidisciplinary approach: Part I. Evaluation of the antimalarial activity of plants used by the Chacobo Indians. *Journal of Ethnopharmacology*. 69, 127-137
- Neto, C.C., Owens, C. W., Langfield, R.D., Comeau, A.B., Onge, J.S., Vaisberg, A.J. & Hammond, G.B. 2002. Antibacterial activity of some Peruvian medicinal plants from Callejon de Huaylas. *J. Ethnopharmacology* 79, 133-138
- Trease, G.E. 1986. Tratado de Farmacognosia, 12^a edición, EMALSA, S.A. México, D.F.

Results

Table 1 gives an overview on the plants tested and the secondary metabolites that they contained. The study conducted a phyto-chemical analysis on a total of 78 plants. Six (7.69%) out of the 78 plants contained alkaloids.

Table1: Plants tested and their compounds

Scientific name	Common name	Secondary Metabolites							
		Alkaloids HCl	Flavonoids EtOH	Cardiotonics EtOH	Saponins H ₂ O	Tannins EtOH	Quinones ChCl ₃	Steroids ChCl ₃	Anthocyanins H ₂ O
Acanthaceae									
<i>Aphelandra cirsioides</i> Lindau	Espina de Hoja	N	P	P	N	P	N	?	P
Adiantaceae									
<i>Adiantum concinnum</i> Willd.	Culantrillo	N	N	P	N	N	N	P	P
<i>Adiantum concinnum</i> Willd.	Culantrillo de Pozo	N	P	P	N	P	N	P	P
Amaranthaceae									
<i>Amaranthus hybridus</i> L.	Yuyo	N	N	N	N	N	N	N	N
Anacardiaceae									
<i>Loxopterygium huasango</i> Spruce ex Engl.	Hualtaco	P	N	P	P	P	N	N	P
Apiaceae									
<i>Niphogeton dissecta</i> J.F. Macbr.	Ornamento	N	P	P	N	P	N	P	P
<i>Petroselinum crispum</i> (Miller) A.W. Hill	Perejil	N	P	N	N	P	N	P	N
<i>Pimpinella anisum</i> L.	Anis	N	N	N	N	N	N	P	N
Apocynaceae									
<i>Mandevilla antennacea</i> K. Schum.	Bejuco Colambo Negro	P	N	N	?	?	N	P	N
Aristolochiaceae									
<i>Aristolochia Ruiziana</i> Duch.	Bejuco Contr. Aire	N	N	P	N	P	N	P	P
Asteraceae									
<i>Ambrosia peruviana</i> Willd.	Ajenjo, Ajenco	N	N	N	N	N	N	P	P
<i>Arctium lappa</i> L.	Lampazo	N	N	P	N	P	N	P	P
<i>Baccharis latifolia</i> Pers.	Chilca Chica	N	N	P	P	P	N	P	P
<i>Baccharis latifolia</i> Pers.	Chilca Grande	N	N	N	N	P	N	P	P
<i>Baccharis odorata</i> H.B. & K.	Pasto Miel	N	N	N	P	P	N	P	P
<i>Baccharis salicifolia</i> (Ruiz. & Pav.) Pers.	Hierba de la Plata	N	P	N	N	P	N	P	N
<i>Cibadum sylvestris</i> (Aubl.) Baill.	Flor de Novia N	P	N	N	P	N	P	P	
<i>Cibadum sylvestris</i> (Aubl.) Baill.	Rosa de Novia	N	P	P	N	P	N	P	P
<i>Cynara cardunculus</i> L.	Alcachofa	N	N	N	N	P	N	P	P
<i>Eupatorium triplinerve</i> Vahl.	Chilco Hembra	N	N	N	N	N	N	P	P
<i>Senecio chionogeton</i> Wedd.	Hómamo León Amarillo	N	P	P	N	P	N	P	P
<i>Senecio hypsiandrus</i> Cuatrec.	Ómamo Blanco	N	N	P	N	P	N	P	P
<i>Tagetes erecta</i> L.	Flor de Muerto	N	P	P	N	P	N	P	P
Bignoniaceae									
<i>Cydista aequinoctialis</i> Miers	Bejuco Amarillo	N	N	N	N	N	N	P	N
Brassicaceae									
<i>Brassica oleracea</i> L. ssp. capitata	Hoja de Col	N	P	N	N	P	N	P	P
Berberidaceae									
<i>Berberis buceronis</i> J.F. Macbr.	Palo Amarillo N	P	P	P	P	N	?	P	
Bixaceae									

Busmann *et al.*: Phyto-Chemical analysis of peruvian medicinal plants

<i>Bixa orellana</i> L.	Achiote	N	N	P	N	P	N	P	P
Boraginaceae									
<i>Cordia alliodora</i> (Ruiz. & Pav.) Oken	Ajo Sacha	N	N	N	N	N	N	P	N
Burseraceae									
<i>Bursera graveolens</i> Triana & Planch.	Palo Santo	N	P	P	N	P	N	P	P
Chenopodiaceae									
<i>Chenopodium quinoa</i> Willd. (silvestre)	Quino Amargo	P	N	N	?	N	N	P	N
Convolvulaceae									
<i>Ipomea pauciflora</i> M. Martens & Galeotti	Huanarpo	N	P	P	N	P	N	P	P
Cusiaceae									
<i>Clusia minor</i> L.	Chugón	N	P	P	P	P	P	P	P
<i>Hypericum silenoides</i> Juss.	Cintaura	N	P	N	N	P	N	N	P
Fabaceae									
<i>Melilotus alba</i> Medik.	Alfalfa	N	P	N	N	P	N	P	N
<i>Prosopis pallida</i> (Humb. & Bonpl. ex Willd.) Kunth	Algarrobo	P	P	P	P	P	N	P	P
<i>Senna bicapsularis</i> (L.) Roxb.	Alcaparilla	N	N	P	N	P	P	P	P
<i>Senna occidentalis</i> (L.) Link.	Raleria	N	P	P	P	P	P	P	P
Lamiaceae									
<i>Lepechinia meyerii</i> (Walp.) Epling	Sálvia Real	N	N	P	?	P	N	P	P
<i>Lippia integrifolia</i> Hieron	Poleo del Inca	N	P	P	N	P	N	P	P
<i>Mentha piperita</i> Stokes	Poleo	N	P	P	N	P	N	P	P
<i>Salvia cuspidata</i> Ruiz. & Pav.	Sálvia Blanca	N	P	P	N	P	P	P	P
<i>Salvia sagittata</i> Ruiz. & Pav.	Sálvia Negra	P	P	N	P	P	P	P	
<i>Stachys lanata</i> Jacq.	Veronica (Macho)	N	P	N	N	P	N	P	P
<i>Thymus vulgaris</i> L.	Tomillo	N	P	P	N	P	N	P	P
Lauraceae									
<i>Nectandra floribunda</i> Nees	Ishpingo	N	P	N	N	P	?	P	P
Lecythidaceae									
<i>Gustavia augusta</i> L.	Chope	N	N	N	?	N	N	P	P
Lobeliaceae									
<i>Centropogon articulatus</i> Drake	Conchalalay	N	N	N	?	P	N	P	P
Malesherbiaceae									
<i>Malesherbia ardens</i> J.F. Macbr.	Veronica	N	N	N	N	P	N	P	P
Melastomataceae									
<i>Brachyotum tyrianthinum</i> Macbr.	Sarcilleja	N	N	P	N	P	N	P	P
Menispermaceae									
<i>Abuta grandifolia</i> (Mart.) Sandwith	Abuta	P	N	N	N	P	N	N	N
Moraceae									
<i>Ficus</i> sp.	Higuerón	N	N	N	N	N	N	P	P
Myrtaceae									
<i>Myrcanthes fragrans</i> (Sw.) McVaughn	Lanche	N	N	P	P	P	N	P	P

<i>Psidium guayava</i> L.	Guanábana	N	P	P	N	P	N	P	P
<i>Syzygium jambos</i> (L.) Alston	Poma Rosa	N	P	P	N	P	N	P	P
Olacaceae									
<i>Ximeria americana</i> L.	Limoncillo	N	?	?	N	P	?	?	P
Papaveraceae									
<i>Argemone mexicana</i> L.	Cardo Santo	N	N	N	N	N	N	P	P
Phytolaccaceae									
<i>Galesia integrifolia</i> (Spreng.) Harms.	Palo de Ajo	N	N	N	N	P	P	P	P
Plantaginaceae									
<i>Plantago major</i> L.	Llantén	N	N	N	N	P	N	P	P
<i>Plantago sericea</i> Ruiz. & Pav. ssp. <i>sericans</i> (Piger) Rahn	Paja Blanca	N	N	N	N	P	N	P	P
Poaceae									
<i>Hordeum vulgare</i> L.	Cebada	N	P	N	N	N	N	P	N
Polemoniaceae									
<i>Cantua buxifolia</i> Lam.	Cardu	N	P	N	P	P	N	P	P
Ranunculaceae									
<i>Thalictrum decipiens</i> B. Boivin	Chontilla (Chica)	N	N	N	N	P	N	P	P
Rosaceae									
<i>Prunus serotina</i> Ehrh.	Hellaliso	N	N	P	N	P	N	P	P
<i>Prunus serotina</i> Ehrh. subsp. <i>capuli</i> (Cav.) McVaugh	Capuli	N	P	P	N	P	N	P	P
Rubiaceae									
<i>Uncaria tomentosa</i> DC.	Uña de Gato	N	N	P	N	P	N	N	P
Rutaceae									
<i>Citrus sinensis</i> Osbeck	Naranja	P	N	N	?	P	N	P	P
Smilacaceae									
<i>Smilax kunthii</i> Killip & Morton	Palo de la China	N	P	N	N	P	?	P	P
Solanaceae									
<i>Capsicum chinense</i> Jacq.	Aji Panca	N	P	N	N	P	N	P	N
<i>Capsicum rhomboideum</i> (Kunth) Kunze.	Aji Colorado	N	N	P	?	P	N	P	N
<i>Cestrum strigatum</i> Ruiz. & Pav.	Santa Maria	N	N	P	N	P	N	P	P
<i>Lycopersicon hirsutum</i> Dunal	Ambuluco de Muerto	N	N	P	N	P	N	P	P
<i>Solanum tuberosum</i> L.	Chuño de Papa	N	N	N	N	N	N	P	N
Urticaceae									
<i>Urtica urens</i> L.	Ortiga	N	P	N	?	N	N	P	

N= negative, P=compound present

Inducción de triploides por shock térmico en *Oncorhynchus mykiss* «trucha arco iris» en el Centro Piscícola de Motil, La Libertad, Perú

Triploid induction by thermal shock in *Oncorhynchus mykiss* «trout rainbow», Motil Piscicola Center, La Libertad, Perú

Esther Fernández-Chumbe, Radigud Fernández, Zulita Prieto

Facultad de ciencias Biológicas, Universidad Nacional de Trujillo, Trujillo, PERÚ.
rose_chumbe@hotmail.com; zapl99@yahoo.com.

Gilmer Castillo, Bianny Rodríguez

Ministerio de la Producción – Acuicultura. *gilmeramador@yahoo.com*

Liz Vargas

Facultad Ingeniería Agroindustrial, Universidad Nacional de San Martín, PERÚ.
limavadi79@hotmail.com

Resumen

Utilizando shock térmicos calientes hemos logrado obtener progenies triploides de *Oncorhynchus mykiss* «trucha arco iris». Se ha comprobado, en el caso de esta especie dulceacuícola, que además de los tres factores que habitualmente se consideran en la optimización del método de inducción de triploidia (periodo de incubación, intensidad del tratamiento y duración del mismo), hay que considerar otros parámetros como el oxígeno y la temperatura del agua del tratamiento. El tratamiento de mayor efectividad para inducir triploidia en la «trucha arco iris» consiste en aplicar shock térmicos de 28°C durante 5 minutos de exposición inmediatamente después de la fecundación.

Palabras clave: Triploides, shock térmico, *Oncorhynchus mykiss*, trucha arco iris.

Abstract

Using warm thermal shocks we have obtained offsprings triploids of *Oncorhynchus mykiss* «trout rainbow». It has been verified, in case of this species, that besides the three factors that habitually are considered in the optimization of the method of induction of triploidy (period of incubation, intensity of treatment and duration of the same) it is necessary to consider other parameters as oxygen and the temperature of the water treatment. The treatment of greater effectiveness to induce triploids in the “trout rainbow” consists of immediately applying shock thermal of 28°C during 5 minutes after the fertilization.

Key words: Triploids, thermal shock, *Oncorhynchus mykiss*, trout rainbow.

Introducción

En el cultivo de especies de peces se presentan comúnmente problemas que afecta la maduración gonadal, diferencias en el desarrollo de hembras y machos, que trae como consecuencia la disminución de la tasa de crecimiento, el deterioro en la calidad de la carne y alta mortalidad (Lozano *et. al.*, 1987).

Un método eficaz para reducir las diferencias en la tasa de crecimiento de hembras y machos, es la inducción

de esterilidad en los individuos, con lo cual se consigue la redistribución de energía que se utiliza en el proceso de desarrollo y madurez gonadal para incrementar el crecimiento somático (Utter *et. al.* 1982; Thorgaard, 1986; Ihseen *et al.*, 1991; Hussain, 1996).

Un método de producir esterilidad es la obtención de peces triploides, de gran interés en la producción acuícola, debido a su tasa de crecimiento superior al de

los diploides (Thorgaard, 1986; Lozano, 1989). La inducción de triploides se ha llevado a cabo mediante la aplicación de distintos tratamientos a ovas recién fecundados, pudiendo ser físicos, como los *shock* térmicos (fríos o calientes), *shock* de presión, o tratamientos químicos. Todos ellos, tienen como finalidad de impedir la formación y eliminación del segundo corpúsculo polar del huevo recién fecundado, de tal manera que por retención del juego cromosómico, el gameto femenino tiene un doble juego cromosómico (Tave, 1993; Purdom, 1993).

En los peces, *shock* térmicos fríos son menos efectivos (Lincoln *et al.*, 1974; Lozano *et al.*, 1987b). En el caso de utilizar *shock* térmicos calientes en la producción de triploides, se ha comprobado que el éxito de las experiencias depende de tres factores fundamentales: intensidad del *shock* térmico, tiempos de exposición y de incubación. En el presente trabajo se han encontrado triploides con la aplicación de *shock* térmico caliente en ovas de fecundación temprana después de 45 minutos.

Material y métodos

El trabajo se realizó en el Centro Piscícola de Motil – Otuzco y en el Laboratorio de Genética de Poblaciones de la Universidad Nacional de Trujillo. Para dicha experiencia se seleccionaron como reproductores, 90 machos con 1620g de peso promedio y 45 hembras con 1600g de peso promedio, las que arrojaron 1145 ovas/Kg. Los reproductores aptos para desovar se almacenaron en jaulas de madera forrado con paño anchovetero de 2,20 cm. x 0,90 cm. x 1,20 cm.

Obtención de gametos: Previo al inicio del proceso de desove, se suspendió la alimentación por 48 horas a fin de evitar la contaminación de la ovas con las heces durante el desove. En la extracción de fluidos sexuales para realizar la fecundación, se utilizó la proporción de dos hembras por macho.

Fecundación: Las ovas fueron colocadas en un colador plástico, se lavaron con una solución salina, y depositados en un recipiente de porcelana; con ayuda de una pluma de ave lo más delicadamente posible, se realizaron movimientos circulares. Se dejó 10 minutos en

la oscuridad cubriendo el tazón con un saco de polietileno negro; transcurrido el tiempo se agregó agua a temperatura ambiente para hacer resistente a la membrana finalizando con el cierre del micrópilo.

La metodología descrita corresponde al método mixto el cual asegura una apertura del lumen del micrópilo de la ova por más tiempo y una mayor vitalidad de los espermatozoides.

Shock térmico: Después de realizada la inseminación artificial, se llevó a cabo el proceso de triploidización mediante la aplicación del *Shock* térmico dentro de los 45 minutos luego de la fecundación de las ovas. Se han efectuado los siguientes tratamientos: T1: 26°C 5' de exposición y 10 minutos de hidratación; T2: 28°C 5' de exposición y 10 minutos de hidratación; T3: 30°C 5' de hidratación y 3 minutos exposición con un grupo control a temperatura ambiente.

Las ovas se pusieron dentro de vasos graduados en los que se mantuvieron suspendidos dentro del baño maría con el objeto de recibir el *Shock* térmico de acuerdo a los tratamientos establecidos. Acto seguido se trasladaron a los bastidores diseñados para el desarrollo embrionario. Luego de 28 días aproximadamente - en la fase de ojos - se cuantificó el número de individuos muertos en cada tratamiento.

Posterior al proceso de la embriogénesis, la ploidía fue determinada en la fase juvenil a los cinco meses de edad. Se utilizó el método de goteo de suspensiones celulares propuesto por Rivlin *et al.* (1985), Prieto & Fernández (1990) de la siguiente manera: se inyectó a los ejemplares una solución de colchicina a 0.2 % vía intramuscular a razón 0.5m/10g de peso durante veinte horas. Se dió muerte al espécimen y se procedió a extraer el tejido renal anterior, se colocó en una luna reloj conteniendo solución hipotónica de KCl 0,75 M, seguidamente se disgregó el tejido con ayuda de pinzas y estiletes. Luego con una pipeta Pasteur se paso a un tubo de centrifuga realizándose una suspensión suave para luego dejarlo en reposo por 45 minutos a temperatura ambiente. Luego de este tiempo se centrifugó a 800 r.p.m. durante 10 minutos; se descartó el sobrenadante y se agregó el fijador (alcohol etílico absoluto, ácido acético

glacial en proporción de 3:1) y se dejó en reposo por 10 minutos; luego se procedió a un segundo enjuague y se centrifugó por 8 minutos; después se descartó el sobrenadante y se agregó el fijador. Se tomaron pequeñas muestras con la ayuda de una pipeta Pasteur y se procedió a gotear sobre láminas portaobjeto limpias a una altura promedio de 20 cm, y se dejó secar al ambiente.

La coloración de las laminas se realizó con Giemsa (sigma) al 2% durante 10 minutos, luego se enjuagó con agua destilada y se procedió con el montaje. Los preparados cromosómicos fueron observados al microscopio óptico con un aumento de 100X y 1000X. Se seleccionaron las mejores placas para ser fotografiadas y realizar el conteo cromosómico. Las imágenes de las placas metafásicas fueron capturadas con una cámara digital marca Olympus Camedia C-310 zoom (Fig. 4 A y B).

Resultados

Mortalidad de ovas: El menor promedio de mortalidad se registró en las ovas expuestas a 26°C, comparado con los tratamientos de 28° y 30°C, siendo el porcentaje promedio de la mortalidad de ovas de 41.72 % a la temperatura de 26°C y el mayor porcentaje, 70.5 % para la temperatura de 30°C (F=9.783, p<0.005).

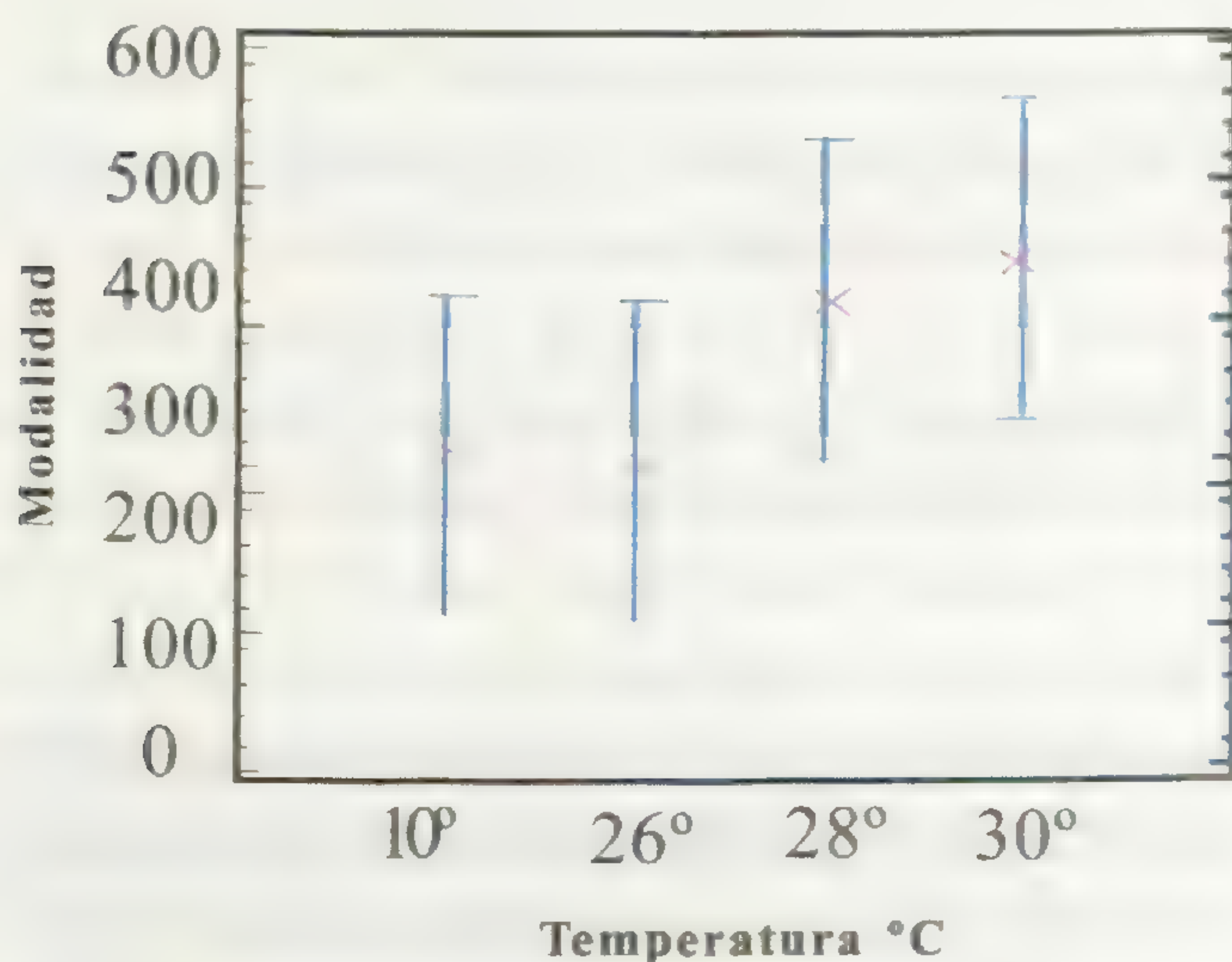


Fig 1. Valores promedios y desviación estandar de la mortalidad de ovas hidratadas a 10 minutos, expuestas al shock térmico de 26, 28 y 30°C durante 5 minutos en *Oncorhynchus mykiss* «trucha arco iris».

Sobrevivencia larval

El mayor porcentaje de sobrevivencia de las larvas registrados a los 60 días de las ovas expuestas a shock térmico fue a 28 °C, inclusive mayor que en el control (F=5.27; p<0.05) (Tabla 1, Figs. 2 y 3).

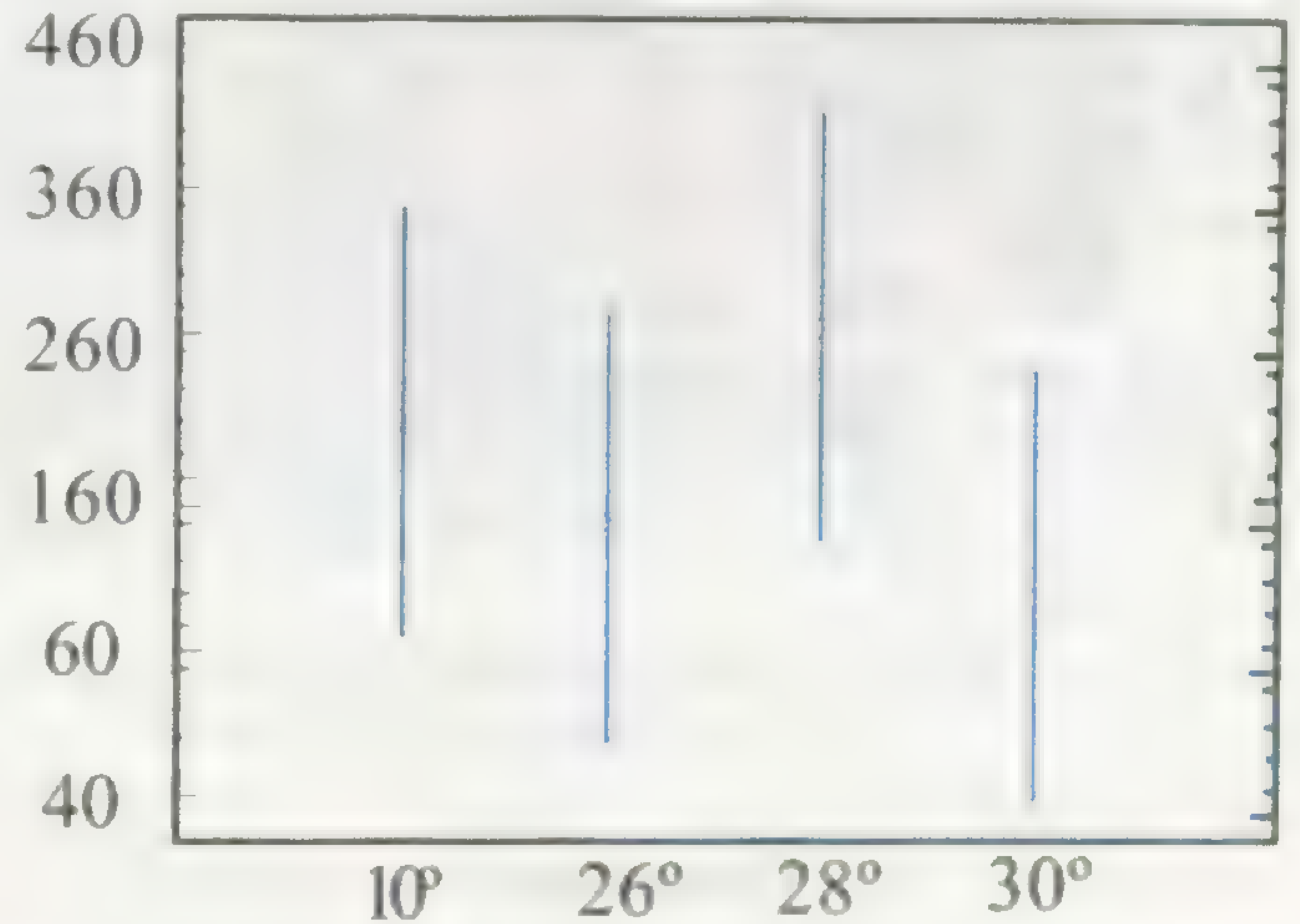


Fig. 2. Valores promedios y desviación estandar de larvas de *Oncorhynchus mykiss* «trucha arco iris» procedentes de las ovas hidratadas durante 10 minutos y 5 minutos de exposición del shock térmico 26, 28 y 30°C.

T°C	10°C	30°C	26°C	28°C
\bar{X}	200.33	278.33	526.00	640.00

P<0.05

Fig. 3. Promedios de sobrevivencia de larvas de *Oncorhynchus mykiss* «trucha arco iris» procedentes de las ovas hidratadas durante 10 minutos y 5 minutos de exposición del shock térmico (Tukey, 95% de confiabilidad)

Tabla 1. Porcentaje de sobrevivencia relativa de larvas de *Oncorhynchus mykiss* «trucha arco iris» a los seis meses procedentes de las ovas hidratadas durante 10 minutos y 5 minutos de exposición del shock térmico.

n	Temperaturas de tratamientos			
	10°C (control	26°C	28°C	30°C
1	51.52 %	38.21 %	52.5 %	20.1 %
2	71.13 %	38.24 %	43.8 %	20.7 %
3	66.31 %	35.71 %	26.8 %	18.43 %
Promedio	62.99 %	37.39 %	41.03 %	19.74 %

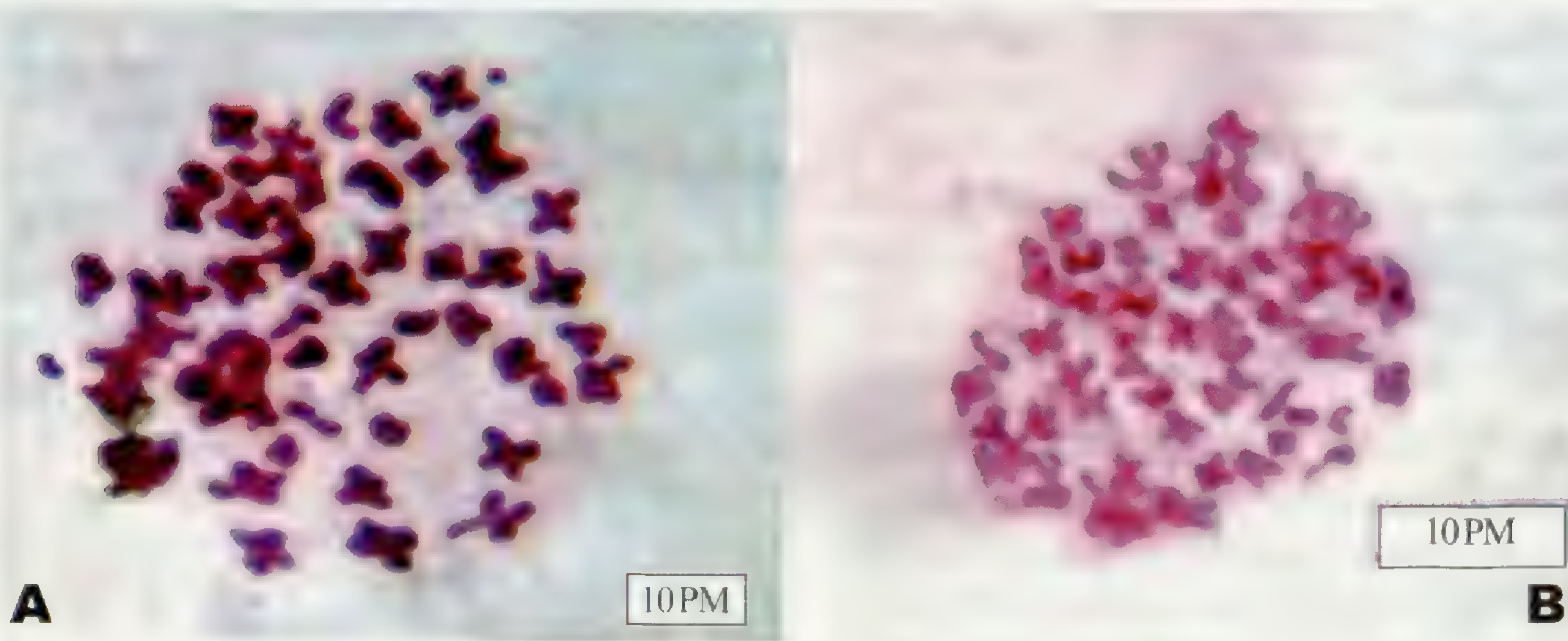


Fig. 4. A. Placa metafásica diploide en *O. mykiss*; B. Placa metafásica triploide en *O. mykiss*

Discusión

Fue evidente la mortalidad de las ovas de *Oncorhynchus mykiss* «trucha arco iris» provocada por las diferentes temperaturas del shock térmico durante 5 minutos. Resultados similares fueron obtenidos por Thorgaard (1981), quien encontró un 50% de mortalidad de ovas en trucha con la aplicación del shock térmico a 28°C.

La supervivencia de triploides en la investigación demuestra que a temperaturas inferiores a 26°C con una duración de 5 minutos de exposición al shock tG Germico se consiguieron menor porcentaje de triploides pero con supervivencia más alta; sin embargo a los 28°C, al mismo tiempo de exposición, se produce una descendencia mayor de triploides con alto porcentaje (33.39%, 41.03%) de supervivencia. Por lo contrario a los 30°C se consigue un alto porcentaje de triploides (19.74%) pero con una supervivencia baja; estadísticamente se comprobó que existen diferencias significativas (5.27 $P < 0.05$).

Thorgaard *et al.* (1981) y Lincoln & Bye (1984), citado en Blanco (1995), encontraron que la temperatura de 28°C con 10 minutos de exposición de shock térmico, favorecen a una descendencia con alto porcentaje de triploides entre 90 y 98% de supervivencia; sin embargo al realizarse con niveles térmicos inferiores de 26°C, con un tiempo de shock térmico de 20 - 25 minutos se

consiguen porcentajes menores de triploides pero con una supervivencia mas alta. A la temperatura de 30°C produce 100% de triploides, pero con supervivencia baja.

Cloud, citado en Pineda *et al.* (2004), nos refiere que a la temperatura de 28°C con un tiempo de duración de 3 minutos de shock térmico se encontró un alto porcentaje de triploides. Así mismo Thorgaard (1981) denota que se puede obtener triploides si el shock térmico se hace poco tiempo después de la fertilización, de tal forma que se retenga el segundo cuerpo polar de la fase II de meiosis, lo cual es aceptable debido a que se estaría bloqueando la segregación completa hacia los polos de un juego de cromátidas por acción de la temperatura sobre la conformación de las fibras del huso. Según esto, se puede establecer que existe un rango de temperaturas de exposición al shock térmico dentro de los cuales se puede obtener ejemplares triploides con alto porcentaje de supervivencia, temperaturas que son compatibles con los procesos metabólicos asociados a la replicación del ADN y el complejo enzimático asociado a dicho proceso y al de transcripción, todos asociados a la proliferación celular y procesos iniciales de diferenciación, que sin embargo lleguen a afectar a la formación del huso debido a que se presentan cambios estructurales de los fosfolípidos de la membrana celular por desaturación, elongación y reacción de deacilación

/ reacilación, lo cual explicaría en parte la dificultad para obtener las placas metafísicas y realizar el monitoreo cromosomal correspondiente.

Los resultados de los triploides obtenidos en el presente trabajo son los primeros que se reportan para «trucha arco iris» efectuados en el Centro Piscícola de Motil, lo cual nos permite avizorar que se puede establecer un trabajo rutinario que nos permita incrementar la producción y así proporcionar a la comunidad las bondades de la genética aplicada en la mejora del recurso íctico en agua continentales para así optimizar la producción de nuestra región.

Conclusiones

El menor porcentaje de mortalidad a nivel de ovas fue de 41.72 % de los parámetros considerados: periodo de incubación, intensidad y duración del tratamiento, sino que además el oxígeno y la temperatura del agua juegan un papel importante para esta experiencia.

Agradecimientos

Expreso mi sincero agradecimiento al Biólogo Pesquero Gilmer Castillo Castillo Director de Acuicultura en la Dirección Regional de Pesquería La Libertad del Ministerio de la Producción por habernos brindado la oportunidad de realizar la presente investigación.

Literatura citada

- Ihssen, P; L. Mckay & I. McMillan. 1991. Growth and survival of triploid rainbow trout. Bulletin of the Aquaculture Association of Canada, 3:13-15.
- Lincoln, R. F.; D. Aculstad & D. Grammeltuedt. 1974 Aquaculture, 4:237-297
- Lozano, R; Ruiz Rejon C & Ruiz Rejon M. 1985 b. *En*: Genética en Acuicultura. Pp, 215. 246. J
- Lozano, R; C. Ruiz Rejon & M. Ruiz Rejon 1987a. Cuad Marisq. Pub. Tecn, R:23-28
- Lozano, R; C. Ruiz Rejon & M. Ruiz Rejon. 1987b. *En*: Genética en Acuicultura. Pp, 215- 246. J
- Perez, L.; D. Penman & N. Bromage. 1999. Parámetros morfométricos de interés comercial en «Trucha Arco Iris» triploide *Oncorhynchus mykiss*. Aquatic. <http://aquatic.unizar.es/>.
- Rivlin, R; T. Yesaki; C. Biagi; P. Swanson; W. Chan & E. Donaldson. 1994 Extraordinary Salmon Growth Nature, 371:209-210
- Tave, D 1993 *In*: Genetics for fish hatchery managers Ed. Van Nostrand. Rein. Hold., New York.
- Thoorgaard, G. H. 1986 Ploidy manipulation and performance. Aquaculture, 57:57-64
- Thorgaad, G. H.; M. E. Jazwin & A. R. Steir. 1981. Polyploidy induced by heat shock in rainbow trout. Transactions of the American Fisheries Society, 110:546-550.
- Utter, F; O. Johnson; G. Thorgaard & P. Rabinovitch. 1982. Measurement and potential applications of induced triploidy in «Pacific salmon». Aquaculture. 35:125-135.
- Williams, E. E. 1992. The time Course of Temperature Acclimation: rapid, cold-induced alterations in the plasma membrane of rainbow trout hepatocytes

Contaminación del ecosistema marino en Puerto Malabrigo

Pollution in the marine ecosystem of Port Malabrigo

Pedro Quiñones Paredes

Facultad de Ingeniería Química, Universidad Nacional de Trujillo. Trujillo-PERÚ.

Federico Gonzales Veintemilla

Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Nacional de Trujillo. Trujillo-PERÚ.

Resumen

La contaminación de las aguas costeras de Puerto Malabrigo provocado por el vertido de residuos líquidos industriales, ha motivado la investigación, cuyo objetivo es conocer la magnitud de la contaminación de las aguas costeras de Puerto Malabrigo. Para ello se tomaron muestras mensuales de agua de mar su análisis. Las determinaciones fueron hechas siguiendo la metodología propuesta por la APHA. Como resultado de la presente investigación, se conoce que el agua de mar de Puerto Malabrigo presenta valores que están muy por encima de las normas vigentes (Ley de Aguas), llegando en casos extremos a 0.05 ml/l de Oxígeno disuelto en el fondo y superficie, 102 mg/l de DBO₅ en el fondo y de 192 mg/l de DBO₅ en superficie, todo esto en época de producción, así mismo la concentración de plomo y mercurio revelan una contaminación de carácter potencial, lo cual confirma una alta contaminación.

Palabras clave: Contaminación marina, Industria Pesquera, Impacto Ambiental, metales pesados.

Abstract

The pollution of Malabrigo Port coastal waters caused by urban and industrial liquid waste spilling into it, has given rise to the present research, whose aim is to know the magnitude of Malabrigo Port coastal waters pollution. This monthly samples of sea water analysis. Determinations were made following the methodology proposed by the APHA. As a result of the present research, it is known Malabrigo Port seawaters show over in-force regulation (Law of Waters) values, reaching, at the furthest, 0.05 ml/l dissolved oxygen in bottom and surface, 102 mg/l DBOs in bottom and 192 mg/l DBOs in superfice, all this in time of production, as well as the concentration of plumb and mercury contamination in nature reveal a potential, which confirms a high pollution.

Key words: Seawater pollution, Fishing industry, Environmental impact, heavy metals.

Introducción

El Perú es un país con tradiciones y experiencias pesqueras, reflejadas en pesca para consumo humano directo e industria; especialmente de *Engraulis ringens* «anchoveta», así como de otras especies demersales y pelágicas.

La Industria Pesquera de Consumo Humano Indirecto es una actividad que desde la última década viene utilizado Tecnología de Punta en sus operaciones productivas que le ha permitido obtener productos de mejor calidad y competitividad por el exigente mercado internacional. Este rápido desarrollo industrial y el crecimiento de las ciudades en todo el orbe están llevando al incremento de problemas ambientales, así como el acelerado deterioro de la calidad de vida de la población.

La existencia y gravedad de los problemas ambientales son reconocidos en diversas escalas, de allí el interés de muchos países en institucionalizar instrumentos que incorporen la variable ambiental; sin embargo, la gravedad y complejidad de esta problemática ha continuado, lo que motivó la Segunda Conferencia Mundial sobre Medio Ambiente y Desarrollo en 1992 (UNESCO, 1993).

Los estudios ambientales se deben considerar desde el paradigma del desarrollo sostenible, interpretado como aquel que orienta a explotar los recursos naturales para satisfacer las necesidades del presente y preservarlos para las generaciones futuras. Este paradigma ha cambiado la filosofía de la explotación destructiva de la sociedad para alcanzar una que, a largo plazo, fomente la protección del ambiente y sus habitantes (Glynn & Heinke, 1999).

En el contexto del Sistema de Gestión Medio Ambiental, dos definiciones son sumamente importantes: 1) Impacto Ambiental es la alteración positiva o negativa del medio, producida por una acción humana; 2) Evaluación del Impacto Ambiental es el estudio de identificación, predicción y previsión de los efectos de una acción antrópica sobre el medio ambiente y de su posible minimización (Seoanez, 1996).

Un diagnóstico preliminar de las fuentes y efectos de este problema en el Perú; en términos genéricos las aguas marinas son afectadas por descargas de desagües domésticos, de la industria de harina de pescado, de residuos líquidos de la minería, así como por los efluentes de las actividades petroleras y agrícolas (Guillen *et al.*, 1978; Orozco *et al.*, 1998).

Puerto Malabrigo, ubicado en la costa norte del Perú ($7^{\circ} 42'S - 79^{\circ}27'W$), desde hace más de dos décadas, desarrolla una importante pesquería industrial y artesanal. Hasta 1994, contó con una planta procesadora de harina de pescado, incrementándose a dos en 1995, la última con capacidad operativa de 120 t/h y producción anual de 140 000 t con ambas fábricas. Es Indudable que esta actividad ha originado una serie de cambios en el ambiente marino adyacente; los que no han sido sistemáticamente evaluados desde una perspectiva considerada en el sistema de gestión medio ambiental. En la actualidad, diez fábricas desarrollan actividades de producción de harina de pescado de diferentes tipos: TASA, Pesquera Industrial El Ángel SA, Sindicato Pesquero del Perú S:A, Pesquera Chicama SA, Pacifico Centro Norte SAC, COPEINCA SAC, Alexandra SAC, Pesquera Exalmar SAC y Pesquera Hayduk S.A y otra que recién se ha implementado.

Debido a que los informes de impactos ambientales son escasos, dispersos, no secuenciales que devienen en serias dificultades para generalizar de modo inferencial y, por el hecho que la industria pesquera en nuestro país es uno de los pilares de la economía. Se considera que las cuestiones ambientales no deben ser abarcadas desde una perspectiva teórica, sino eminentemente pragmática y que ambos criterios involucran al Puerto Malabrigo, en donde a pesar de la vigencia de leyes que dan especificaciones de índole ambiental en relación al

funcionamiento de plantas productoras de harina de pescado; éstas posiblemente no se cumplen en su totalidad; hechos que evidentemente ponen en serio riesgo el ecosistema marino y sus componentes.

El objetivo es conocer la magnitud de la contaminación de las aguas costeras del Puerto Malabrigo.

Materiales y Métodos

El estudio se realizó en la zona litoral de Puerto Malabrigo; distrito de Rázuri; provincia de Ascope; departamento de La Libertad. El Terminal Portuario de Chicama se encuentra ubicado longitudinalmente a $79^{\circ} 37'$ Oeste y Latitudinalmente a los $07^{\circ} 42'$ Sur (ENAPU, 2003). El muestreo se realizó desde setiembre del 2007 hasta finales de junio del 2008; considerándose tres zonas de muestreo. Se ha utilizado la información disponible, por lo que el trabajo se inicio con la recopilación, análisis y actualización de la información contenida en el estudio de agua de mar realizado hasta la fecha, obteniéndose la muestra en el periodo Setiembre 2007 a Junio 2008. Los muestreos se realizaron secuencialmente en todo el período mencionado; pero, para efecto del estudio se consideraron los datos de la época de pesca considerada normal (julio), la época de veda (septiembre) y la de intensa actividad industrial pesquera (noviembre). Las muestras de agua de superficie se tomaron con un balde y las de fondo con botellas Niskin de 2,5 L; se manipularon desde una embarcación, especialmente contratada y adaptada para estos requerimientos, luego, una cantidad adecuada fue depositada en botellas de vidrio para su traslado y posterior análisis. Se determinaron las características fisicoquímicas de las muestras de agua usando los métodos descritos por APHA, AWWA y WPCF (1985) considerando los parámetros. En el caso de los Metales pesados, la muestra previo tratamiento con Ácido Nítrico es sometida a las técnicas de Perkin mod. (1974), Rousell (1973), Kremlin y Petersen (1974).

Resultados

Puerto Chicama, por las características de su costa donde domina un sistema restringido, con aguas someras de alta producción y ecosistemas sensibles a

la contaminación, hace imperativo un plan de ordenamiento del uso de los recursos costeros.

ANÁLISIS DE COMPONENTES CONTAMINANTES

Entre los factores que producen las alteraciones en Puerto Malabrigo encontramos:

Aceites y grasas – Superficial

Se registró elevadas concentraciones de aceites y grasas en los meses de noviembre y diciembre en las estaciones establecidas al final del emisor y chatas, observándose valores mayores a 10 mg/L; las más altas concentraciones se presentaron en la orilla de playa de TASA Norte zona II, donde los valores fueron mayor a 10 mg/L en el mes de Noviembre (Tabla 1).

Tabla N° 1. Variación Temporal de la cantidad de aceites y grasas (mg/L) en orilla de playa en la zona costera en Puerto Malabrigo (Setiembre 2007 - Junio 2008).

MES	ZONA DE MUESTREO		
	I (ORILLA DE PLAYA TURISTAS)	II (ORILLA DE PLAYA TASA NORTE)	III (ORILLA DE PLAYA CFG INVES.)
SETIEMBRE	0,9	1,2	1,2
OCTUBRE	0,7	1,4	1,3
NOVIEMBRE	2,3	14,6	4,5
DICIEMBRE	0,8	5,3	1,4
ENERO	0,5	1,3	1
MARZO	0,7	1,1	1,1
ABRIL	0,8	1,4	1,2
MAYO	1,6	5,6	4
JUNIO	1,8	5	4,1

Sólidos Suspendidos Totales – Superficie

Se registraron elevadas concentraciones de SST a nivel de superficie en la mayoría de estaciones evaluadas, observándose las más altas concentraciones en los para

orilla de playa. Las más altas concentraciones de SST se registraron en el mes de diciembre en la orilla de playa de TASA Norte zona II (950 mg/L), que coincide con la elevada producción registrada en la zona (Tabla 2).

Tabla N° 2. Variación Temporal del nivel de sólidos suspendidos totales (mg/L) en superficie para orilla de playa en la zona costera en Puerto Malabrigo. Meses de noviembre, diciembre y abril en los puntos establecidos

MES	ZONA DE MUESTREO		
	I (ORILLA DE PLAYA TURISTAS)	II (ORILLA DE PLAYA TASA NORTE)	III (ORILLA DE PLAYA CFG INVES.)
SETIEMBRE	30	98	62
OCTUBRE	53	105	115
NOVIEMBRE	45	326	111
DICIEMBRE	65	950	174
ENERO	26	99	92
MARZO	2	11,2	31,2
ABRIL	34	128	88
MAYO	23	60	112
JUNIO	32	154	154

Fosfatos – Superficie

Se registraron bajas concentraciones de fosfatos a nivel de superficie en el mes de diciembre en las estaciones establecidas en orilla de playa, observándose valores a menores a 3,00 mg/L; las más altas concentraciones se

presentaron orilla de playa de TASA Norte zona II de 2,7871 mg/L y orilla de playa CFG Investment III de 1,5464 mg/L (Tabla 3). Las concentraciones más bajas se registraron en los meses de setiembre y octubre donde los valores oscilaron entre 0,0611 y 0,124 mg/L.

Tabla N° 3. Variación Temporal del nivel de fosfatos (mg/L) en superficie en orilla de playa en la zona costera en Puerto Malabrigo.

MES	ZONA DE MUESTREO		
	I (ORILLA DE PLAYA TURISTAS)	II (ORILLA DE PLAYA TASA NORTE)	III (ORILLA DE PLAYA CFG INVES.)
SETIEMBRE	0,124	0,0611	0,0752
OCTUBRE	0,0345	0,0653	0,071
NOVIEMBRE	0,0086	2,7871	1,2714
DICIEMBRE	0,003	1,3208	1,5464
ENERO	0,0985	0,1147	0,0992
MARZO	0,0875	0,1316	0,1119
ABRIL	0,0045	1,5182	1,2644
MAYO	0,0765	0,0696	0,102
JUNIO	0,0098	0,4677	0,4748

Nitratos – Superficie

Se registraron elevadas concentraciones de nitratos a nivel superficie en los meses de setiembre, enero y marzo en la mayoría de estaciones evaluadas, observándose valores mayores a 0,1 mg/L; la concentración más alta se presentó en enero en el

punto orilla de playa de turistas zona I con 0,1332mg/L. Las concentraciones más bajas se registraron en los meses de noviembre, diciembre, abril y junio, donde los valores oscilaron entre 0,003 y 0,0176 mg/L (Tabla 4).

Tabla N° 4. Variación Temporal del nivel de fosfatos (mg/L) en superficie en orilla de playa en la zona costera en Puerto Malabrigo.

MES	ZONA DE MUESTREO		
	I (ORILLA DE PLAYA TURISTAS)	II (ORILLA DE PLAYA TASA NORTE)	III (ORILLA DE PLAYA CFG INVES.)
SETIEMBRE	0,215	0,261	0,124
OCTUBRE	0,0568	0,0795	0,0345
NOVIEMBRE	0,0059	0,0176	0,0086
DICIEMBRE	0,0147	0,004	0,003
ENERO	0,1332	0,1171	0,0985
MARZO	0,1288	0,1054	0,0875
ABRIL	0,0098	0,0147	0,0045
MAYO	0,1301	0,0925	0,0765
JUNIO	0,0137	0,0124	0,0098

Demanda bioquímica de oxígeno – Superficial

Se registro elevadas concentraciones de DBO a nivel de superficie en la mayoría de estaciones evaluadas en los meses que se registro producción, observándose la concentración más alta en el mes de junio en orilla de

playa TASA Norte zona II con 120 mg/L (Tabla 5); las concentraciones más altas se registraron en los puntos establecidos en orilla de playa zona II y III para los meses de mayo y junio, estos resultados están relacionados con la elevada producción registrada en la zona.

Tabla N° 5. Variación Temporal del nivel de DBO en superficie en orilla de playa en la zona costera en Puerto Malabrigo.

MES	ZONA DE MUESTREO		
	I (ORILLA DE PLAYA CFG INVES.)	II (ORILLA DE PLAYA TASA NORTE)	III (ORILLA DE PLAYA DE TURISTICO)
SETIEMBRE	1,67	1,67	0,93
OCTUBRE	35	35	21
NOVIEMBRE	33	61	14
DICIEMBRE	1,67	22	10
ENERO	1,17	15	0,94
MARZO	25	2,17	1,25
ABRIL	60	33	15
MAYO	6	120	60
JUNIO	42	192	70

Oxígeno disuelto – Superficie

Se registraron bajas concentraciones de oxígeno disuelto a nivel de superficie en la mayoría de estaciones evaluadas en los meses que se registro producción, observándose las concentraciones más bajas en los

meses de noviembre, diciembre, abril, mayo y junio en orilla de playa (Tabla 6). Las concentraciones más altas se registraron en los meses que no se registró pesca especialmente en los meses de octubre y marzo.

Tabla N° 6: Variación Temporal del nivel de Oxígeno disuelto en el superficie en orilla de playa en la zona costera en Puerto Malabrigo.

MES	ORILLA DE PLAYA Y AGUA AFUERA		
	I (ORILLA DE PLAYA CFG INVES.)	II (ORILLA DE PLAYA TASA NORTE)	III (ORILLA PLAYA DE TURISTAS)
SETIEMBRE	4,09	3,37	5,43
OCTUBRE	6,64	4,83	7,36
NOVIEMBRE	0,05	0,05	0,09
DICIEMBRE	2,62	0,05	3,47
ENERO	2,32	2,61	3,67
MARZO	4,33	3,92	6,04
ABRIL	<0,05	<0,05	0,05
MAYO	0,05	0,05	0,05
JUNIO	0,05	0,05	0,05

Analisis de Metales Pesados

Las concentraciones de Cobre en muestras de aguas superficiales se ordenan en valores promedio bajos como en la estación II, con 0,148 ppm a valores medios entre 0,21 ppm en la Estación I y 0,223 ppm en la Estación III de Cu. El plomo (Pb) está presente en muestras de aguas superficiales, encontrándose valores de 2,28 ppm en la estación I que es el más alto encontrado. El contenido promedio de Cromo en muestras de agua de mar, oscila entre 0,228 ppm en la estación III a un máximo de 0,891

ppm Cr en la estación I. El contenido promedio de Hierro en aguas superficiales va de valores 0,535 ppm en la estación I a valores de 0,412 ppm en la estación III. Se reportan contenido de Mercurio (Hg) en muestras de agua de mar en el rango de 11,758 ppm en la estación III a 17,376 en la estación I; siendo este el que se encuentra en mayor concentración de acuerdo a lo observado (tabla 8). Se reportan valores mínimos de Arsénico (As) en muestras de agua superficial en rangos de 0,345 ppm en la estación II a 1,644 ppm en la estación I (Tabla 7).

Tabla N° 7. Concentraciones de metales pesado (ppm) a orilla de playa en la Zona Costera de Puerto Malabrigo.

MUESTRA	METALES PESADOS					
	Cu	Pb	Cr	Fe	Hg	As
E - I SETIEMBRE	0,041	0,075	0,048	0,071	2,963	0
NOVIEMBRE	0,059	0,537	0	0,075	2,384	1,644
ENERO	0,045	0,264	0,172	0,151	3,028	0
ABRIL	0,078	0,419	0,008	0,115	3,383	0
JUNIO	0,055	0,323	0,057	0,103	2,9395	0,411
E - II SETIEMBRE	0,06	0	0,14	0,143	5,679	0
NOVIEMBRE	0,027	0,224	0,05	0,145	3,068	0
ENERO	0,013	0,155	0,005	0,056	4,129	0
ABRIL	0,048	0,895	0,066	0,162	4,48	0,345
JUNIO	0,037	0,3185	0,06625	0,1265	4,339	0,8625
E - III SETIEMBRE	0,06	0,791	0,222	0,16	4,711	0
NOVIEMBRE	0,064	0,715	0,251	0,125	2,227	0,971
ENERO	0,052	0,453	0,185	0,117	3,726	0
ABRIL	0,034	0,321	0,233	0,133	5,072	0
JUNIO	0,052	0,57	0,222	0,133	3,934	0,242

Discusion

Las características físicoquímicas del agua, en términos genéricos, muestran que las concentraciones de oxígeno disuelto son mayores a nivel de superficie, que a nivel de fondo, en las todas las estaciones de muestreo; igualmente; resalta el hecho que en la época de veda, las cifras son superiores que las determinadas cuando hay intensa actividad industrial; esto se explicaría considerando la opinión de Seoanez (2000) quien dice

que el incremento del oxígeno disuelto en el agua se debe al intercambio de oxígeno disuelto de la superficie marina con el oxígeno atmosférico; por la actividad fotosintetizadora de los fitoplanctones; mientras que la disminución de la concentración de este elemento la atribuye a la abundante cantidad de materia orgánica generada en el fondo, la presencia de fosfatos nitritos y sulfuros que para su oxidación consumen oxígeno libre de esa porción de la columna de agua.

Esta consideración es significativamente importante, pues cuando la concentración de oxígeno disuelto desciende por debajo del nivel necesario para una biota normal en el agua marina en la que los peces requieren 5 mg/L de oxígeno como mínimo; ello origina la muerte y desaparición de toda forma de vida (Seoanez, 2000). Un factor igualmente importante es lo relacionado con los sólidos suspendidos totales; los mismos que muestran cifras similares tanto a nivel de superficie como en el fondo en todas las estaciones de muestreo. Igualmente, es significativa la presencia de aceites y grasas en la superficie y ausencia a nivel de fondo.

Los fosfatos, se puede afirmar que éstos tienden a fijarse en los sedimentos en presencia de oxígeno y a desprenderse en condiciones anóxicas, en las zonas de fertilidad pueden alcanzar valores de 200 mg/m²/día. En aguas pobres, la concentración de fosfatos puede bajar hasta niveles no detectables. Otro aspecto importante es la ausencia de nitritos y sulfuros a nivel de superficie; pero presentes en todas las estaciones y en todos los muestreos a nivel de fondo; este hecho se explicaría por la presencia de nitratos procedentes de la materia orgánica en degradación, de modo tal que su incremento puede limitar posteriormente la fijación fotosintética del carbono causando serias dificultades a los organismos vivos (Harrison, 2003). Por otra parte en los lodos reducidos, el azufre recircula gracias a las bacterias reductoras del azufre que actúan sobre sulfatos y otros compuestos similares, y a las bacterias desnitrificantes que oxidan sulfuros.

Analizando estos resultados desde la perspectiva de las variaciones según estaciones de muestreo, se aprecia que las cifras de cada parámetro son similares; lo que coincide con las consideraciones de Seoanez (2000) quien al referirse a la dinámica de las aguas marinas y la circulación en las bahías, explica que, en función de la profundidad, las condiciones tienden a ser más o menos uniformes; sin embargo, la presencia de elevada cantidad de sólidos suspendidos totales implicaría la remoción de las sustancias en toda la extensión tanto en la columna de agua como en las estaciones de muestreo.

Comparando los resultados con el límite establecido en la Ley General Aguas (LGA) (clasificación V) se observa que la mayoría de valores en el mes de setiembre y marzo

cumplen con el límite establecido para todos los componentes químicos en el agua de mar. En los meses de noviembre y diciembre la mayoría de valores no cumplen con el límite establecido en la LGA.

Todo ecosistema marino puede verse gravemente afectado por los efluentes líquidos que emiten las plantas productoras de harina y aceite de pescado de pescado. Entre los efectos negativos se señalan: i) bloqueo de la penetración de la luz en la columna de agua, debido a su alto contenido de materia orgánica y sólidos suspendidos, lo que es muy perjudicial para la productividad marina; ii) desoxigenación del cuerpo receptor, con la consecuente pérdida de la biodiversidad debido al elevado volumen de nutrientes y materia orgánica, iii) alteraciones geomorfológicas del litoral y fondo marino por la sedimentación de partículas con la consecuente desaparición de la vida y alteración del sistema.

La considerable carga de materia orgánica induce a procesos anóxicos y de eutrofización tanto a nivel de superficie como de fondo, magnificándose con la considerable carga de nutrientes, sobretudo fosfatos, que se manifiesta en el deterioro de la calidad del agua (anoxia, turbidez, floración, sulfuros, y otros).

A diferencia de muchos contaminantes, los metales pesados son constituyentes normales del ambiente marino y, aun cuando en trazas, son generalmente detectados.

Este hecho puede ser un significativo problema para diferenciar las concentraciones naturales detectadas en los ambientes de aquellas producidas por procesos de contaminación. Es posible encontrar en la literatura diversos criterios útiles para interpretar el carácter contaminante de los metales pesados en el ambiente marino (Bryan, 1976).

Teniendo en cuenta las concentraciones promedios naturales en el ambiente acuático marino para los metales estudiados, Bryan (op. cit.) indica que, en general, también pueden ser detectados efectos subletales producidos por metales pesados sobre organismos, cuando sus concentraciones costeras y estuarinas alcanzan niveles de 10 veces la concentración natural oceánica.

Los resultados sobre concentraciones de Metales pesados en agua de mar del litoral de Puerto Malabrigo, permiten postular la existencia de procesos de contaminación. En tal sentido, las concentraciones de plomo y mercurio sólo revelan una contaminación de carácter potencial (10 veces superiores que la concentración natural), que significaría efectos subletales.

Conclusiones

Se ha obtenido las concentraciones más altas de DBO, aceites/grasas, SST y fosfatos en los puntos establecidos en orilla de playa para TASA Norte y CFG

De los meses que se realizó Pesca; en el mes de Diciembre se registraron las más altas concentraciones de SST, aceites/grasas y fosfatos; esto coincide con las concentraciones críticas de nitratos y oxígeno disuelto que se presentaron en este mes. Solo el DBO, sus más altas concentraciones se presentaron en los meses de mayo y junio.

Los valores menores para Aceites/grasas, fosfatos y DBO se presentaron en los meses de setiembre, octubre, enero y marzo en la mayoría de puntos evaluados.

En el caso de nitratos se registraron los valores más altos en los meses de setiembre, enero, marzo y mayo. Para Oxígeno disuelto las concentraciones más altas se presentaron en los meses de octubre y marzo, meses que no se registró pesca.

En relación a los límites establecidos en la Ley General de Aguas (clasificación V). Para DBO a nivel de superficie y fondo, no se cumple con el límite establecido en la L.G.A. en los meses donde se realizó pesca Noviembre, Diciembre, Abril, Mayo y Junio en la mayoría de puntos evaluados. Para los SST se cumple con el límite establecido en la L.G.A (Clasificación V), en la mayoría de puntos de los meses de setiembre y marzo, en estos meses no se realizó pesca.

Para oxígeno disuelto a nivel de superficie no se cumple con el límite establecido en la mayoría de puntos evaluados en los diferentes meses excepto en el mes de Octubre que se cumple para la mayoría de Puntos; a nivel de fondo los puntos establecidos en orilla de playa para

CFG Investment son los únicos que cumplen con el límite establecido.

Para nitratos; se observa un ligero decremento en noviembre, diciembre y junio en la mayoría de puntos evaluados.

Literatura citada

- APHA, AWWA, WPCF. 1985. Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater, 16Ed. Washington, E.U.A.
- Bryan, G. 1976. Heavy metal contamination in the sea. *In: Marine Pollution* (Johnston, R., ed.). Academic Press. London, New York and San Francisco, 729 pp.
- ENAPU. 2003. Terminal Portuario de Chicama. Disponible en: http://www.enapu.com.pe/spn/tp_ubicinflu_chicama.htm
- Glynn, H. & G. Heinke. 1999. Ingeniería ambiental; 2ª. Ed., México. Prentice Hall. 64-78p.
- Gómez, P. 2006. Ecosistema marino. <http://www.ingeba.euskalnet.net/lurralde/lur30/30gome2/30gome2.htm>
- Guillen O.; A. Aquino; B. Valdivia & R. Calienes. 1978. Contaminación en el puerto del Callao. Informe N 62. IMARPE. Callao. Perú.
- Harrison, R. 2003. El medio Ambiente. Introducción a la química medioambiental y a la contaminación., Zaragoza Acribia. 145-178p.
- Kremling & Petersen. 1974. Método Espectrométrico de Absorción Atómica por el método electrométrico «Horno de grafito».
- Orozco, R, Cordova, J, Moron, O. 1998. Estado de la contaminación marina en la bahía de Chancay entre 1995-1997. En Informe interno. IMARPE. 32 P.
- Perkin, E. 1977. CORPORATION: Instructions mercury analysis system. Norwalk. Connecticut. U.S.A.
- Rousell, E. 1973. Las condiciones del suelo y el desarrollo de las plantas. Ed. Aguilar. Madrid.
- Seoanez Calvo M. 1996. Ingeniería del Medio Ambiente. Edit. Mundi Prensa. Madrid. España.
- Seoanez, M. 2000. Manual de contaminación marina y restauración del litoral, Madrid. Mundi-Prensa. 36-46p.
- UNESCO. 1993. II Conferencia Mundial sobre Medio Ambiente y Desarrollo en 1992. http://personal.telefonica.terra.es/web/felipefoj/medio_ambiente_y_desarrollo.htm

Registro de *Phytotoma raimondii* «cortarrama peruana» en Virú, Departamento La Libertad, Perú, 2009

Phytotoma raimondii «peruvian plantcutter» registration in Viru, La Libertad Departament, Peru, 2009

Luis E. Pollack Velásquez, William E. Zelada Estraver, César A. Medina Tafur, Jorge A. Tiravanti Chocos

Área de Zoología, Facultad de Ciencias biológicas, Universidad Nacional de Trujillo
Avenida Juan Pablo II s/n. Trujillo, PERÚ. luispollackv@hotmail.com

Resumen

Se informa la captura de un ejemplar macho adulto de *Phytotoma raimondii* «cortarrama peruana», en el Fundo José Luis La Cerna de la Empresa Sociedad Agrícola Virú S. A., en la provincia de Virú, departamento de La Libertad, en el mes de marzo de 2009. Este registro nos permite actualizar su rango de distribución.

Palabras clave: *Phytotoma raimondii*, Virú.

Abstract

The present research reports the capture of a male adult specimen of *Phytotoma raimondii* Peruvian Plantcutter, in the Fundo José Luis La Cerna, which belongs to the enterprise Sociedad Agrícola Virú S. A., Virú province, La Libertad department, in March 2009. This registration allows us to update its distribution range.

Key words: *Phytotoma raimondii*, Virú.

Introducción

Nuestro país posee una diversidad biológica que lo ubica en una posición de ventaja respecto a otros países, en cuanto a riqueza de flora y fauna se refiere. Sin embargo, actualmente existen diversas especies de nuestra fauna nacional en peligro de extinción, porque son raras, tienen un rango restringido de distribución, son endémicas o su hábitat se encuentra amenazado; como es el caso del «oso de anteojos» *Tremarctos ornatus*, el «zambullidor de Junín» *Podiceps podilimbus*, «la pava aliblanca» *Penelope albipennis*, el «caimán negro» *Melanosuchus niger*, la «cortarrama peruana» *Phytotoma raimondii*, entre otras (Plengue, 1997, Flanagan *et al.*, 2005, Schulenberg *et al.*, 2007).

Phytotoma raimondii, es un ave endémica de Perú que tiene un rango restringido de distribución y vive solo en los bosques secos tropicales ralos. Por sus hábitos alimentarios y la forma de construir sus nidos se la conoce como «cortarrama peruana» (Schulenberg, *et al.* 2007). Tiene como microhábitat a una planta arbustiva conocida

como «palo negro» *Grabowskia boerhaaviaefolia* (Mostacero *et al.*, 2002).

Su ámbito de distribución abarca los departamentos de Piura, Lambayeque y La Libertad entre los 50 a 300 msnm. Sin embargo, en los últimos años, a consecuencia de una drástica destrucción de los bosques de algarrobo ya no se consideraba en los registros de aves para el departamento de La Libertad (Valqui, 2004; Flanagan *et al.*, 2005; Schulenberg *et al.*, 2007).

En tal sentido, el presente trabajo tiene por objetivo actualizar el rango de distribución de *Ph. raimondii* «cortarrama peruana», en el departamento de La Libertad y proponer un estudio integral de la especie con fines de conservación y protección.

Material y Métodos

En un transecto de 10 x 100 m, del Fundo José Luis La Cerna de Sociedad Agrícola Virú S. A. (Fig. 1 A - C), ubicado en la coordenada 17L 0741089, 9073742 (UTM),

a una altitud de 150 msnm, con una temperatura 23.9°C y 77% Humedad Relativa, y con la ayuda de un telescopio OPTOLYTH 20 x WW se realizó una búsqueda intensiva de la «cortarrama peruana»; una vez localizada, se colocó una red omitológica de 3m de ancho por 12m de largo entre los arbustos, luego se procedió a reproducir su canto en forma intermitente con una grabadora digital Olympus, para llamar su atención y atraerla. Las fotografías se tomaron con una cámara digital LUMIX de Panasonic DMC-LZ5 de 6 megapíxeles.

Resultados y Discusión

En el mes de junio de 2008, durante un periodo de evaluación de la avifauna de la Empresa Sociedad Agrícola Virú S. A., se realizó el avistamiento y registro del canto de *Phytotoma raimondii* «cortarrama peruana», sin embargo, no fue posible realizar una toma fotográfica del ejemplar.

Posteriormente, el 31 de marzo de 2009, en una nueva visita de campo al Fundo José Luis, se escuchó e identificó el canto de la «cortarrama», en su microhábitat, *Grabowskia boerhaaviaefolia* (L. f.) Shelectendal «palo negro», una Solanaceae que es una especie arbustiva perenne, espinosa xerofítica, de tallo muy ramificado (Fig 1. D). En el Perú se distribuye en la costa norte, en las zonas desérticas, médanos y dunas, conjuntamente con otras especies de los bosques seco tropical ralo y en las «lomas» de las costa y pisos bajos de las Vertientes Occidentales; crece entre los 30 – 300 msnm en los departamentos de Piura, Lambayeque, Cajamarca y La Libertad (Mostacero *et al.*, 2002.).

En su hábitat se encuentran otras especies vegetales como: *Prosopis pallida* «algarrobo», *Acacia macracantha* «espino», *Encelia canescens* «camporco», *Maytenus octogona* «guayabito», *Capparis crotonoides* «overal» (Mostacero *et al.*, 2002).

Al promediar las 09:30 horas del mismo día, se produjo la captura en la red omitológica de un ejemplar macho adulto de *Phytotoma raimondii* «cortarrama peruana» (Fig.1. E), de unos 18.3 cm de longitud entre el pico y la cola (Schulenberg *et al.*, 2007), el que fue

fotografiado y liberado, previo registro de sus principales medidas morfométricas.

Luego de continuar con la búsqueda, se localizó un nido vacío, el cual estaba construido con ramas de «palo negro», de unos 15 cm de longitud, con superficie amplia y expuesta (Fig.1. F); lo cual indica que la «cortarrama» se está reproduciendo sin ningún problema en este bosque.

Phytotoma raimondii, está dotado de una cresta notoria, de pico corto, grueso y con bordes ligeramente aserrados. Frecuentemente vive en pareja, muestra marcado dimorfismo sexual, El macho de color general gris y el vientre rufo, mientras que la hembra es pardusca, en general densamente estriada de oscuro. En ambos destaca el iris de color amarillo, algunas plumas rufas en la frente, dos bandas blancas en la parte media de las alas, cola larga y ligeramente ancha y en el extremo de color blanco (Schulenberg *et al.*, 2007),

Respecto a sus hábitos alimentarios, se puede afirmar que en este tipo de ecosistema *Ph. raimondii* se alimenta de botones, frutos, brotes y hojas tiernas de *G boerhaaviaefolia* «palo negro».

Aún cuando no existe una estimación precisa de su población, aproximadamente deben existir unos 10 individuos en el bosque del Fundo José Luis La Cerna de Sociedad Agrícola Virú S. A.

Ficha técnica.

Clase : Aves

Orden : Passeriformes

Familia : Cotingidae

Género : *Phytotoma*

Especie : *Phytotoma raimondii* Taczanowski, 1883

Nombre común : «cortarrama peruana»

Nombre en inglés: peruvian plantcutter

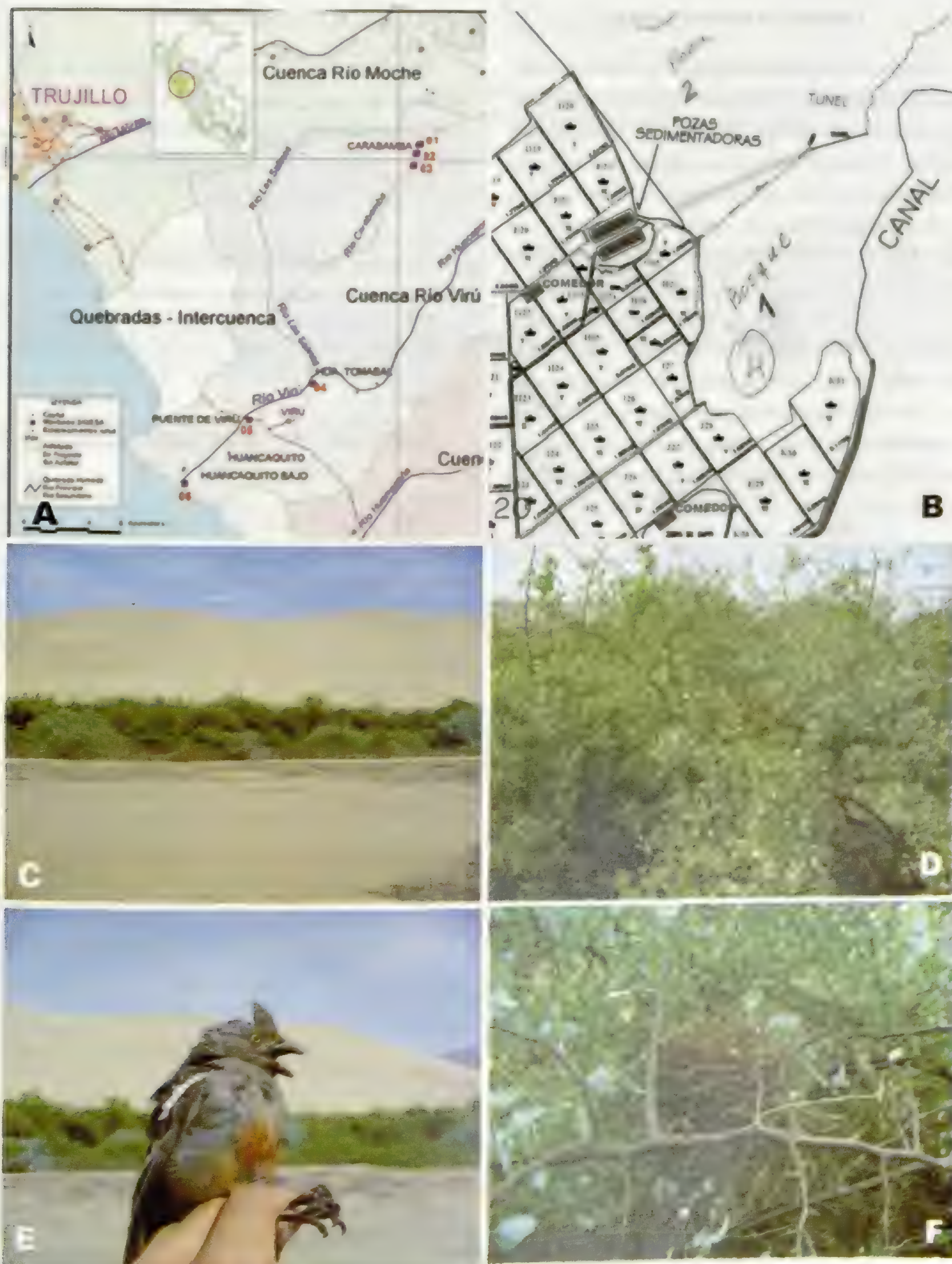


Fig. 1. A. Localización de la zona de estudio; B. Bosque seco tropical (1) en el Fundo José Luis La Cerna de Sociedad Agrícola Virú S. A.; C. Vista del Bosque seco tropical; D. *Grabowskia boerhaaviefolia* "palo negro", microhábitat de *Ph. raimondii*; E. *Ph. raimondii* "cortarrama peruana", macho adulto; F. Nido de *Ph. raimondii* "cortarrama peruana", construido en *G. boerhaaviefolia* "palo negro", Virú, 2009.

Estado de conservación

Según las categorías de la UICN (Unión Mundial para la Naturaleza), *Phytotoma raimondii* «cortarrama peruana» se encuentra **EN PELIGRO (EN)**, es clasificada así bajo el criterio **B1 + 2a, b, c, e** debido a su distribución fragmentada, proceso actual de declive, pequeño rango y área de ocupación y en el criterio **A – 1** de acuerdo con los **IBAs Perú**. Por consiguiente, se considera que se está enfrentando a un riesgo muy alto de extinción en estado silvestre. Se estima que la población total contiene menos de 1000 individuos en un número fragmentado de sub-poblaciones. La especie continúa declinando en la mayoría de su rango debido a la continua degradación de los sitios remanentes claves. Urge una acción efectiva de conservación a fin de asegurar su supervivencia a largo plazo (Williams, 2005).

Áreas protegidas

Phytotoma raimondii, está presente en dos áreas protegidas, en el Santuario Histórico Bosque de Pómac, donde existe una población significativa e importante, pero el área está bajo amenaza por colonos que están extrayendo ilegalmente madera y pastos dentro de la reserva. En la Reserva Privada de Chaparrí, donde no existe una estimación aproximada de su población.

Agradecimiento

A la Empresa Sociedad Agrícola Virú S. A. en las personas de César Cabrejo y Carol Orejuela, quienes brindaron todas las facilidades para la ejecución del presente estudio. Al Biólogo Eric Rodríguez Rodríguez, por la identificación de las especies de flora.

Literatura citada

- Flanagan, J.; I. Franke & L. Salinas. 2005. Aves y endemismo en los bosques relictos de la vertiente occidental andina del norte del Perú y sur de Ecuador. *Revista Peruana de Biología* 12(2):239-248.
- Mostacero, J.; F. Mejía & O. Gamarra. 2002. Taxonomía de las Fanerógamas útiles del Perú. Volumen II. CONCYTEC. Editora Normas Legales S.A.C. Lima, Perú.
- Plengue, H. 1997. Perú: Vida Silvestre. Áreas Protegidas. PROFONANPE. Editorial Mundo Gráfico S. A. Lima Peru.
- Schulenberg, T.; D. Stotz; D. Lane; J. O'Neill & T. Parker III. 2007. Birds of Peru. Princeton Field Guides. Princeton University Press.
- Valqui, T. 2004. Where to Watch Birds in Peru. Ed. Thomas Valqui. Lima, Perú.
- Williams, R. 2005. Plan de acción para la conservación de especies. Cortarrama Peruana (Peruvian Plantcutter) *Phytotoma raimondii*.

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, coriología y ecología, etnobotánica, biología reproductiva, estructura y desarrollo, microbiología y parasitología, ficología, micología, zoología. Así mismo, se consideran trabajos en antropología, arqueología, geología y Misceláneas que incluyan obituarios de personalidades botánicas importantes, avances, notas científicas o noticias pertenecientes al museo de Historia Natural, entre otros.

La edición de los artículos se efectuará en 4 etapas:

- 1) evaluación de la calidad y presentación del manuscrito original a cargo del Comité Editorial Principal; 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 2 árbitros anónimos no pertenecientes al equipo editorial; posteriormente, se informará al autor el resultado de la evaluación (aceptación, correcciones a introducir en el texto o su rechazo)
- 3) evaluación de la forma o corrección de estilos a cargo del comité de editores principales y asociados
- 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, nombre científicos y abreviaturas de los autores.

La extensión será de hasta 20 páginas impresas, incluidas figuras y tablas; la dirección de la revista considerará posibles excepciones.

PAUTAS DE ESTILO

1. Instrucciones generales

- Los manuscritos podrán ser escritos en lengua castellana, portuguesa o inglesa (consultar al comité sobre otras posibilidades) en letra Times New Roman a 12 puntos, doble espacio, con márgenes de 2,5 cm, en una sola cara de la hoja tamaño A4. Numerar páginas e ilustraciones.

-Se enviarán tres copias impresas de los originales a la redacción de la revista. En esta instancia, se incluirán sólo buenas copias de las ilustraciones (no los originales). Una vez aceptado el trabajo, debe ser enviado en un Cd.

-En la medida que sea posible, se ordenará el trabajo en: Introducción, Material y Métodos, Resultados, Discusión, Agradecimientos, Literatura citada.

2. Estilo

- Se alineará 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 deberán ir separadas por un solo espacio.
- En caso de que hubiera tablas o cuadros, comenzarlos en páginas separada, con un corte de página. Se citarán las figuras y tablas en el texto (Fig.1).
- Los patronímicos (en autores, referencias bibliográficas, siglas, material estudiado) irán en minúsculas.
- Las citas en idiomas extranjeros y nombres vernáculos llevarán comillas.
- Los taxones genéricos e infragenéricos se escribirán en cursiva; las siglas serán citadas solamente la primera vez que se las menciona.

3. Primera página

- El título deberá ser breve y conciso, escrito con minúsculas y sin punto final. Si corresponde, entre paréntesis se incluirá el nombre de la Familia o División. Se sugerirá un título abreviado para la cabecita o titulillo.
- Se citará a continuación el o los autores e, inmediatamente por debajo, se indicará lugar de trabajo, dirección postal y electrónica.
- Se acompañará un resumen en castellano 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 añadirán hasta 10 palabras claves complementarias del título.

4. Abreviaturas

- Los autores de los taxones deben ser abreviados de acuerdo con "Authors of Plant 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 B-P-H ("Botanico-Periodicum - Huntianum", 1969) y P-P-H/S ("Botanico-Periodicum-Huntianum/ Supplementum", 1991), ambas en la web:

http://cms.huh.harvard.edu/databases/publication_index.html

- Los herbarios se abrevian según "Index Herbariorum" (Holmgren et al., 1990), 8va edición o en la web:

<http://207.156.243.8/emu/ih/index.php> y debe estar ordenados alfabéticamente.

- Las unidades de medida, los acrónimos y los puntos cardinales no llevarán punto.

5. Tratamientos taxonómicos

5.1. Las claves serán dicotómicas.

5.2. Descripción de especies nuevas:

Previa a la descripción, se colocará el nombre, en negrita y cursiva, seguido por el nombre o sigla del autor; a continuación se indicará el tipo de novedad que se propone (sp. nov., comb. nov., entre otras). Al final se deberá hacer referencia a la ilustración, si existiera (ver ejemplo). Luego, se comenzará 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, bosque de neblina La Bermeja, La Bermeja Huaquillo, 1700-1940 m, 20-XI-1997, E. Rodríguez & R. Cruz 2052 (Holótipo: HUT; Isótipos: AMAZ, CONN, CORD, F, HAO, HUT, M, MO, MOL, NY, USM).

A continuación, se comenzará en párrafo aparte, la diagnosis latina en cursiva.

En párrafo aparte, se escribirá la descripción detallada en idioma vernáculo, seguido en párrafos aparte: nombre vulgar, especímenes adicionales examinados, comparación con las especies afines, distribución y ecología, fenología, etimología, usos.

Nota: 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 consignará 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 colocará el basónimo si correspondiera. Seguirán inmediatamente los datos del material TIPO, empleando signos de admiración si el material fue visto o revisado (Ej. NY!). Luego

se citará la figura (Fig). En párrafo aparte se indicarán 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: PERU: [Prov. Desconocida] Lobb 358 (Holótipo: K!, fotografía F!, neg. nr. 495).

= *Loasa vestita* Killip, *Journ. Wash. Acad. Science* 19: 194, 1929. TIPO: PERU. **Dpto. Ayacucho**, Prov. Huanta, al Norte de Huanta, cerca de Huayllay, 3500-3600 m, Weberbauer 7591 (Holótipo: US!; Isótipos: K!, F!, NY!, BM! S!, MO!).

En párrafo aparte, se escribirá la descripción detallada en idioma vernáculo, seguido en párrafos aparte: nombre vulgar, especímenes adicionales 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 citaran solamente los ejemplares más representativos (por su fenología, distribución, entre otros) en el texto.

- En el texto, los especímenes se citarán 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 XII 2005), colector y número de colección (en cursiva). Seguidamente se indicará entre paréntesis la sigla del o de los herbarios donde se hallan los ejemplares. Finalmente y entre comillas se anotaran las observaciones del colector. Se separarán los ejemplares contiguos mediante punto y guión. Las grandes unidades geográficas tales como continentes o subcontinentes serán separadas; dentro de ellas, los países se ordenarán 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 ordenarán alfabéticamente y se agruparán en párrafos.

Ejemplo:

PERÚ. **Dpto. Amazonas**, Prov. Chachapoyas: Leymebamba, alrededores de Laguna de los Cóndores, 2500-2700 m, 16-VIII-1998, V. Quipuscoa et al. 1241 "abundante", (CONN, CORD, F, HAO, HUT, MO).

7. Literatura citada

- Se incluirán sólo las publicaciones de los trabajos mencionados en el texto.

- Los autores se escribirán en negrita y se ordenarán alfabéticamente; si existieran varios trabajos del mismo autor,

se citarán 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 deberán figurar en la bibliografía general.

- Las citas en el texto se efectuarán 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 o más autores.

Ejemplos:

D'Arcy, W. G. 1986. The genera of solanaceae and their types. *Solanaceae Newsletter* 2(4): 10-33.

Hunziker, A. T. 1979. Estudio 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. G. 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. *Arnaldoa* 5(1): 51-56.

8. Ilustraciones

- Las fotografías, dibujos, mapas, gráficos, entre otros, individuales o agrupados se tratarán como figuras (abreviatura: Fig.).

- Irán en negrita y se enumerarán consecutivamente con números arábigos, siguiendo el orden con que aparecen en el texto. Cada uno de los elementos será identificado con letras mayúsculas de izquierda a derecha y de arriba hacia abajo; seleccionar el tamaño de las letras de modo que, reducidas al formato (caja) de la revista, midan 3mm.

- Las dimensiones se indicarán 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 300 dpi o ppp, archivos TIF o JPG), y buen contraste; si varias fotografías componen una figura, se las separará mediante un filete blanco que, reducido al tamaño de la caja, no supere de 1mm de ancho.

- Presentar dibujos y mapas en tinta china o impresos en láser; los mapas tendrán 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; sólo en casos conflictivos podrá existir esta doble documentación. Así mismo, los esquemas diagramáticos deberán respetar estrictamente el plano del corte.

- No se deberá reunir en una misma figura fotografías y dibujos.

- El tamaño máximo de las ilustraciones (incluidas las leyendas) es el del formato del texto (caja), o sea 20cm, (alto) x 14cm (ancho); de ser mayores, para reducirlas, se deberá respetar la misma proporción.

- También se aceptan medias láminas transversales y/o verticales, las que deberán respetar el ancho del formato (caja). Indicar las medidas mediante escalas.

- Las leyendas de las ilustraciones se anotarán en hoja aparte, indicando el nombre del material ilustrado y su número de referencia.

- Las figuras deberán ser montadas sobre cartón (apenas adheridas, para que puedan despegarse) y protegidas con papel transparente; en el dorso del soporte deberán anotarse el número de la figura, el nombre del autor y el título abreviado del trabajo.

- Las ilustraciones originales deberán ser enviadas junto con la versión definitiva del manuscrito.

Énfasis en las tablas, Cuadros, los mismos que debe ser realizados en Excel o afines.

9. Separados

Cada autor recibirá gratuitamente 50 separados; además, podrá solicitar a su cargo un número adicional, en el formulario impreso que se le hará llegar junto con la aceptación del trabajo.

Dirigir correspondencia a:

Director
Revista **ARNALDOA**
Museo de Historia Natural
Universidad Privada Antenor Orrego
Casilla Postal 1075
Av. América Sur N° 3145
Urb. Monserrate, Trujillo PERÚ
Telf. +51(044) /604432
email: museo@upao.edu.pe

La Revista **ARNALDOA** correspondiente al primer semestre del año 2009, se terminó de imprimir el mes de Agosto del 2009 en los talleres gráficos de Inversiones Gráfica G & M. S.A.C., Calle San Martin 672-674, Trujillo Perú. Teléfono 044-223347
littonseo4@hotmail.com

- 61 Actividad de las peroxidases solubles en la germinación de semillas de *Capsicum annuum* L. osmoacondicionadas con manitol / *Activity of soluble peroxidases in the germination of Capsicum annuum L. seeds osmotic conditioning with manitol*
- JORGE E. CASTRO SILUPÚ, JAIME G. ESPINOZA CARBAJAL
& ROBERTO C. GUILLEN VALDIVIEZO
- 69 Extracción de azúcares reductores totales de "peladilla" de *Asparagus officinalis* "espárrago" / *Extraction of sugars total reducers of "peladilla" of Asparagus officinalis "asparagus"*
- CECILIA BARDALES, CARLOS LEÓN, JOSÉ MOSTACERO, JULIO ARELLANO, CARLOS
NOMBERTO, ORLANDO PRETEL & MARCO SALAZAR
- 75 Nuevas adiciones a la flora del Perú, IV / *New records for the flora of Peru, IV*
- ELIANA LINARES PEREA, ANTONIO GALÁN DE MERA, JOSÉ CAMPOS DE LA CRUZ,
WILLIAM NAURAY HUARI & JOSÉ VICENTE ORELLANA
- 81 Nuevas adiciones de angiospermas a la flora del norte de Bolivia / *New additions to the angiosperms flora of northern Bolivia*
- SAÚL ALTAMIRANO AZURDUY & HARRISON RAMOS DE SOUZA
- 93 Antibacterial activity of medicinal plants of Northern Peru – Part II / *Actividad antibacteriana de plantas medicinales del norte del Perú – Parte II*
- RAINER W. BUSSMANN, ASHLEY GLENN, KAREN MEYER, ALYSE ROTHROCK,
ANDREW TOWNESMITH, DOUGLAS SHARON, DORIS DÍAZ, MYRA CASTRO,
ROSALIE CARDENAS, SAMUEL REGALADO, RIGOBERTO DEL TORO,
GABRIEL CHAIT, GONZALO MALCA & FREDY PEREZ
- 105 Phyto-chemical Analysis of Peruvian Medicinal Plants / *Análisis fitoquímico de plantas medicinales peruanas*
- RAINER BUSSMANN, ASHLEY GLENN, KAREN MEYER, ALYSE ROTHROCK,
ANDREW TOWNESMITH, DOUGLAS SHARON, MYRA CASTRO,
ROSALIE CARDENAS, SAMUEL REGALADO, RIGOBERTO DEL TORO,
GABRIEL CHAIT, GONZALO MALCA & FREDY PEREZ
- 111 Inducción de triploides por shock térmico en *Oncorhynchus mykiss* "trucha arco iris" en el Centro Piscícola de Motil, La Libertad, Perú / *Triploid induction by thermal shock in Oncorhynchus mykiss "trout rainbow", Motil Piscicola Center, La Libertad, Perú*
- ROSA FERNÁNDEZ CHUMBE, ZULITA PRIETO LARA,
BIANNY RODRÍGUEZ RODRÍGUEZ & LIZ VARGAS DÍAZ
- 117 Contaminación del ecosistema marino en Puerto Malabrigo / *Pollution in the marine ecosystem of Port Malabrigo*
- PEDRO QUIÑONES PAREDES & FEDERICO GONZALES VEINTEMILLA
- 125 Registro de *Phytotoma raimondii* "cortarrama peruana" en Virú, Departamento La Libertad, Perú, 2009 / *Phytotoma raimondii "peruvian plantcutter" registration in Virú, La Libertad Department, Peru, 2009*
- LUIS POLLACK VELÁSQUEZ, WILLIAM ZELADA ESTRAYER, CÉSAR MEDINA TAFUR
& JORGE TIRAVANTI CHOCOS

Contenido / Contents

Pag. ARTÍCULOS ORIGINALES

- 7 *A new species of Magnolia (Magnoliaceae) from the Alto Mayo, San Martín, Peru / Una nueva especie de Magnolia (Magnoliaceae) del Alto Mayo, San Martín, Perú.*

MICHAEL O. DILLON & ISIDORO SANCHEZ VEGA

- 13 *Lochroma lilacinum e Lochroma tingoanum (Solanaceae) dos nuevas especies del Norte del Perú / Lochroma lilacinum and Lochroma tingoanum (Solanaceae) two new species from Northern Peru*

SEGUNDO LEIVA GONZÁLEZ

- 25 *Clusia rigida (Clusiaceae), a new xeromorphic species from upper Marañón Valley, Peru / Clusia rigida (Clusiaceae), una nueva especie xeromorfa del Valle del Marañón, Perú*

MATS GUSTAFSSON

- 29 *Larnax abra-patriciae (Solanaceae) una nueva especie del Departamento de Amazonas, Perú / Larnax abra-patriciae (Solanaceae) a new species from Amazonas Department, Peru*

SEGUNDO LEIVA GONZÁLEZ & GLORIA E. BARBOZA

- 37 *Nordenstamia magnifolia (Asteraceae: Senecioneae), una especie nueva del norte del Perú / Nordenstamia magnifolia (Asteraceae: Senecioneae), a new species from northern Peru*

HAMILTON BELTRÁN SANTIAGO & JOSÉ CAMPOS DE LA CRUZ

- 41 *Aadiciones al Catálogo de los Tipos e Isótipos del Herbarium Truxillense (HUT) / Additions to the Catalogue of the Types and Isotypes of the Herbarium Truxillense (HUT)*

ERIC F. RODRÍGUEZ RODRÍGUEZ, SANDRA J. ARROYO ALFARO
& ARNALDO LÓPEZ MIRANDA

- 53 *Crecimiento de Plukenetia volubilis L. "sacha inchi" cultivado en condiciones de invernadero / Growth of Plukenetia volubilis L. "sacha inchi" cultivated in greenhouse conditions*

JAIME ESPINOZA CARBAJAL, JORGE CASTRO SILUPÚ & ROBERTO GUILLEN
VALDIVIEZO



Revista del Museo de Historia Natural

ARNALDOA

UNIVERSIDAD PRIVADA ANTEÑOR ORREGO



ISSN : 1815-8242
TRUJILLO
REPÚBLICA DEL PERÚ

16 (2)
Julio - Diciembre
2009

ARNALDOA

Volumen 16, Número 2

Julio - Diciembre, 2009

ISSN 1815-8242

ARNALDOA es una publicación de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo, Perú, editada semestralmente por el Museo de Historia Natural. Es norma de la revista que los artículos que se publican sean juzgados previamente por árbitros que dictaminen sobre sus merecimientos.

ARNALDOA acepta manuscritos originales e inéditos en idioma español o inglés, que deben seguir los lineamientos establecidos en *Instrucciones a los Autores*, las que aparecen al final de cada volumen. Se envía en canje con publicaciones similares en botánica, sistemática y evolución, ecología, diversidad biológica y cultural, o temas afines a la historia natural.

La Revista *ARNALDOA* se reserva todos los derechos legales de reproducción de su contenido.

ARNALDOA se encuentra indizada en **LATINDEX** (Sistema Regional de Información en Línea para Revistas Científicas de América Latina, el Caribe, España y Portugal); **SciELO** (Scientific Electronic Library Online) y **PERIODICA** (Índice de Revistas Latinoamericanas en Ciencias).

Las opiniones expresadas por los autores son de su exclusiva responsabilidad y no reflejan necesariamente los criterios del Comité Editorial de *ARNALDOA*.

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

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

Carátula: Fotografía de *Arnaldoa weberbaueri* (Asteraceae)

Foto: M. O. Dillon ©

Diagramación e impresión: Inversiones Gráfica G y M SAC



Revista del Museo de Historia Natural
ARNALDOA
UNIVERSIDAD PRIVADA ANTENOR ORREGO

El Museo de Historia Natural, 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
TRUJILLO
REPÚBLICA DEL PERÚ

16(2)
Julio - Diciembre
2009

UNIVERSIDAD PRIVADA ANTONOR ORREGO

Dr. Guillermo Guerra Cruz
Rector

Dr. Víctor Raúl Lozano Ibáñez
Vicerrector Académico

M.Sc. Julio Chang Lam
Vicerrector Administrativo

Impreso en Perú

Printed in Peru

Hecho el Depósito Legal en la Biblioteca Nacional del Perú: N° 2006-3879

Registro de la Propiedad Intelectual

© 2010 Universidad Privada Antenor Orrego

MUSEO DE HISTORIA NATURAL

Segundo Leiva González
Director

Mario Zapata Cruz
Asistente Técnico Área Biología

Guillermo Gayoso Bazán
Asistente Técnico Área Arqueología

REVISTA ARNALDOA
Segundo Leiva González
Director

Mario Zapata Cruz
Editor

Michael O. Dillon
Editor Asociado

Comité Editorial

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

Missouri Botanical Garden, P.O. Box 299, St. Louis, Missouri 63166, U.S.A.
alina.freire@mobot.org

UNIVERSIDAD PRIVADA ANTENOR ORREGO

Dr. Guillermo Guerra Cruz
Rector

Dr. Víctor Raúl Lozano Ibáñez
Vicerrector Académico

M.Sc. Julio Chang Lam
Vicerrector Administrativo

Impreso en Perú

Printed in Peru

Hecho el Depósito Legal en la Biblioteca Nacional del Perú: N° 2006-3879

Registro de la Propiedad Intelectual

© 2010 Universidad Privada Antenor Orrego

MUSEO DE HISTORIA NATURAL

Segundo Leiva González
Director

Mario Zapata Cruz
Asistente Técnico Área Biología

Guillermo Gayoso Bazán
Asistente Técnico Área Arqueología

REVISTA ARNALDOA
Segundo Leiva González
Director

Mario Zapata Cruz
Editor

Michael O. Dillon
Editor Asociado

Comité Editorial

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

Missouri Botanical Garden, P.O. Box 299, St. Louis, Missouri 63166, U.S.A.
alina.freire@mobot.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*

Reynaldo Linares Palomino

Department of Systematic Botany, Albrecht-von-Haller-Institute for Plant Sciences, University of Göttingen, Untere Karspüle 2, 37073-Göttingen, GERMANY.

pseudobombax@yahoo.co.uk

Eric Rodríguez Rodríguez

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

Guillermo Gayoso Bazán

Museo de Historia Natural, Universidad Privada Antenor Orrego, Trujillo, PERÚ, *ggayosoba@hotmail.com*

Pedro Lezama Asencio

Departamento Académico de Ciencias, Universidad Privada Antenor Orrego, Trujillo, PERÚ. *lezama_a@hotmail.com*

Jorge Vidal Fernández

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

Víctor Quipuscoa Silvestre

Herbario HUSA, 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 Javier Prado, Av. Arenales 1256, Jesús María, Lima, Apartado 14-0434, Lima 14, PERU. *wilmersantiago@hotmail.com*

Mario Benavente Palacios

Museo de Historia Natural Javier Prado, 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*

Contenido / Contents

Pág. ARTICULOS ORIGINALES

- 7 Preliminary study of gene *RLM1* to phylogenetic analysis of the kingdom Fungi / *Estudio preliminar del gen RLM1 para el análisis filogenético del reino Fungi*
JULIO CHÁVEZ-GALARZA, YOLANDA DELGADO-SILVA & CÉLIA PAÍS, PAULA SAMPAIO
- 23 Una nueva especie de *Chrysochlamys* (Clusiaceae: Clusioideae: Clusieae) del Perú / *A new species of Chrysochlamys (Clusiaceae: Clusioideae: Clusieae) from Peru*
RODOLFO VÁSQUEZ MARTÍNEZ & ROCÍO DEL P. ROJAS GONZÁLEZ
- 29 *Larnax pedrazae* (Solanaceae): una nueva especie del Departamento Amazonas, Perú / *Larnax pedrazae (Solanaceae): a new species from Amazonas Department, Peru*
SEGUNDO LEIVA GONZÁLEZ, VIVIANA BRAVI & GLORIA E. BARBOZA
- 37 Sinopsis del género *Sloanea* L. (Elaeocarpaceae) en el Perú / *A synopsis of the genus Sloanea L. (Elaeocarpaceae) in Peru*
RODOLFO VÁSQUEZ MARTÍNEZ
- 65 *Glossopteris* (Glossopteridaceae, Glossopteridopsida). La flora pre-terciaria en el departamento de Arequipa – Perú / *Glossopteris (Glossopteridaceae, Glossopteridopsida). The pre-tertiary flora in Arequipa Department - Peru*
HÉCTOR PALZA ARIAS-BARAHONA, CARLOS TRUJILLO VERA, ELIANA LINARES PEREA, JOSÉ ALFREDO VICENTE ORELLANA & ANTONIO GALÁN DE MERA
- 69 Phytogeography of the vascular páramo flora of Podocarpus National Park, south Ecuador / *Fitogeografía de la flora vascular del páramo del Parque Nacional Podocarpus, sur Ecuador*
PABLO LOZANO, ANTOINE M. CLEEF & RAINER W. BUSSMANN
- 87 Composición florística y estructura de bosques estacionalmente secos en el sur-occidental de Ecuador, provincia de Loja, municipios de Macara y Zapotillo / *Floristic composition and structure of seasonally dry forest in southwestern Ecuador, province of Loja, Municipalities of Zapotillo and Macara*
ZHOFRE AGUIRRE MENDOZA & LARS PETER KVIST
- 101 Flora Apícola de la Quebrada de Humahuaca, Jujuy. Argentina / *Apicultural Flora of Quebrada Humahuaca, Jujuy. Argentina.*
ANA CARINA SÁNCHEZ & NILDA DORA VIGNALE

- 109 Notas sobre el conocimiento de la flora en la Cordillera del Cóndor y Áreas Adyacentes en el Perú /
Notes on the knowledge of the flora in the Cordillera del Condor and Adjacent Areas in Peru
ERIC F. RODRÍGUEZ RODRÍGUEZ, SANDRA J. ARROYO ALFARO, DAVID A. NEILL,
RODOLFO VÁSQUEZ MARTÍNEZ, ROCÍO ROJAS GONZÁLES, BLANCA LEÓN,
JOSÉ R. CAMPOS DE LA CRUZ & MARGARITA MORA COSTILLA

Obituario

- 123 A la memoria del Dr. Oscar D. Tovar Serpa / *Dr. Oscar Tovar Serpa, In Memoriam*
ISIDORO SANCHEZ VEGA

Preliminary study of gene *RLM1* to phylogenetic analysis of the kingdom Fungi

Estudio preliminar del gen *RLM1* para el análisis filogenético del reino Fungi

Julio Chávez-Galarza

Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Nacional de Trujillo, Ciudad Universitaria Av. Juan Pablo II s/n Urb. San Andrés, Trujillo, PERÚ. abucard_jul@bio.uminho.pt

Yolanda Delgado-Silva

Facultad de Ciencias, Universidad Nacional de Piura, Campus Universitario Urb. Miraflores s/n Castilla, Piura, PERÚ.

Célia País, Paula Sampaio

Departamento de Biología, Universidade do Minho, Campus de Gualtar 4710-057, Braga, PORTUGAL.

Abstract

In an effort to look for new genes that enable to obtain phylogenetic relationships among fungal species, we analyzed the nuclear gene *RLM1*, encoding the MADS-box transcription factor protein. The *RLM1* phylogeny resulted in high bootstrap supports for the deeper branches within the orders and for several branches between orders of the fungal species used, in spite of presenting fast-evolving sites. There are several strongly supported phylogenetic conclusions. From the fungal species used, we found Mucoromycotina, Basidiomycota and Ascomycota are monophyletic groups. In Basidiomycota, the class Microbotriomycetes was only represented by one species, not allowing visualizing its proximity to other groups exactly. Regarding Ascomycota, in the subphylum Saccharomycotina were only found some misplacements at species level; in the subphylum Pezizomycotina, the classes Leotiomycetes and Sordariomycetes resulted to be sister groups, likewise the classes Dothideomycetes and Eurotiomycetes, finding also some misplacements at species level. These findings show that a fast evolving protein-coding gene such as *RLM1* could also be useful for diagnosing phylogenetic relationships among fungi.

Keywords: Gene *RLM1*, Ascomycota, Basidiomycota, Mucoromycotina, Maximum Likelihood, Bayesian Inference

Resumen

En un esfuerzo de buscar nuevos genes que permitan obtener las relaciones filogenéticas entre especies de hongos, fue analizado el gen nuclear *RLM1*, codificante de una proteína factor de transcripción MADS-box. La filogenia de *RLM1* resultó en altos soportes de bootstrap para las ramas más profundas dentro de órdenes y para varias ramas entre órdenes de las especies de hongos usadas, a pesar de presentar sitios de evolución rápidos. Hay varias conclusiones filogenéticas altamente soportadas. De las especies de hongos usados, fue encontrado que Mucoromycotina, Basidiomycota y Ascomycota son grupos monofiléticos. En Basidiomycota, la clase Microbotriomycetes solo estuvo representada por una especie, no permitiendo visualizar su proximidad a otros grupos exactamente. Referente Ascomycota, en el subfilo Saccharomycotina solo fueron encontrados algunas posiciones en conflicto a nivel de especies; en el subfilo Pezizomycotina, las clases Leotiomycetes y Sordariomycetes resultaron ser grupos hermanos, de igual modo las clases Dothideomycetes y Eurotiomycetes, encontrando también algunas posiciones conflictivas a nivel de especies. Estos hallazgos muestran que un gen codificante de proteína con sitios de evolución rápido podrían ser útil para diagnosticar relaciones filogenéticas entre hongos.

Palabras clave: Gen *RLM1*, Ascomycota, Basidiomycota, Mucoromycotina, Maximum Likelihood, Bayesian Inference

Introduction

Classical methods of systematic based on morphology, sexual states, physiological responses to fermentation and growth tests have been used to identify fungal species and to group to genera and families taxonomic level. However, these characteristics have not showed effectiveness to

elucidate the relationships been determined by using molecular techniques. Many of current phylogenetic relationships between fungal groups have been performed by using 18S rDNA sequence, due to its vertical transmission, its ubiquity in all organisms and the fact that it has slowly evolving sites.

Besides the use of gen 18S rDNA has been utilized the genes 5,8S and 28S rDNA, whose contributions displayed that organism as Oomycetes presented little similarity with the fungal trues (Bruns *et al.*, 1991). Subsequently, these organisms have been grouped within the new kingdom Chromista (Cavalier-Smith, 2003; 2004). Also, rRNA genes have allowed to identify *Pneumocystis carinii*, the infectious agent in immunocompromised patients, as a fungus belonging to the Ascomycota within the phylum Taphrinomycotina (Edman *et al.*, 1988; James *et al.*, 2006); and the phylum Microsporidea that has been reclassified as fungus, previously belonging to the kingdom Protista (Keeling *et al.*, 2000, 2003; Lutzoni *et al.*, 2004). Although, the majority of phylogenetic studies have been done with rRNA genes, similar work has used several nuclear protein-coding genes. Protein-coding genes are actually used in fungal phylogenetics for their content of functional information, and have the ability to resolve deep level phylogenetic relationship (Liu *et al.*, 1999). Protein-coding genes as *RPB1*, *RPB2*, α -tubulin, β -tubulin and *EF-1 α* have been used to infer phylogenies displaying that are consistent with ones obtained by 18S rRNA, resolving the fungal relationships at deep level that were poorly resolved by rRNA genes (Matheny *et al.*, 2002; Keeling *et al.*, 2003; Reeb *et al.*, 2004; Tanabe *et al.*, 2004; Liu *et al.*, 2006).

It has been suggested that fast-evolving genes should be better analyzed by using another slow-evolving gene to avoid long-branch attraction (Philippe, 2000). A study in determining the phylogenetic relationship in Zygnematophyceae has indicated that the combination of slow-evolving and fast-evolving genes has helped to resolve the position of taxa in this family (Gontcharov *et al.*, 2004). Within fast-evolving genes are the transcription factors, these genes can have

a substantial proportion that diverge so quickly that the alignment of homologues of different species may become impossible outside of the conserved DNA-binding domain (Schmid and Tautz, 1997). The MADS-box genes encode proteins that are a transcription factor family, which are present in all eukaryote. These proteins are characterized by presenting a conserved 56 amino-acid region in the N-terminal that is the site of DNA binding and dimerization (Schwarz-Sommer *et al.*, 1990). In fungus, four MADS-box proteins have been identified in *Saccharomyces cerevisiae*: Rlm1, Mcm1, Arg80, Smp1, which participate in the control of different metabolic and structural mechanisms in the yeast cell (Messenguy and Dubois, 1993; Watanabe *et al.*, 1995; Messenguy and Dubois, 2000; Nadal *et al.*, 2003); a study of MADS-box orthologue genes in the fungal databases determined by sequence comparison the only presence of two MADS-box protein (Rlm1 and Mcm1) in well-known fungal groups (Chávez-Galarza, 2009).

To achieve a more complete understanding of the relationship among fungal species with fast-evolving genes has been used the sequence of transcription factor gene *RLM1* to infer a phylogeny of these organisms. The function of this protein has been involved with the maintenance of cell integrity in *Saccharomyces cerevisiae* (Watanabe *et al.*, 1995), therefore homologues of this gen could have a functional role that is essentially general in all the kingdom Fungi.

Material and Methods

1. Data retrieval

Sequences used in this study were obtained from several different databases, Rlm1 protein and DNA sequences from *Saccharomyces cerevisiae* were used as reference. The *S. cerevisiae* Rlm1 protein/gene sequences were obtained from the Genbank under accession numbers BAA09658/D63340. To obtain both nucleotide and amino acid putative orthologue sequences for the 76 fungal species, the protein sequences referred above were used as reference to

carry out TBLASTN searches (Matrix BLOSUM62, cut-off value $E > 10^{-5}$) in the following databases: *Candida* DB (<http://www.candidagenome.org>), *Saccharomyces* DB (<http://www.yeastgenome.org>), Broad Institute (<http://www.broad.mit.edu>), Joint Genome Institute (JGI, <http://www.jgi.doe.gov>), Genolevures (<http://cbi.labri.fr>), The Institute for Genomic Research (TIGR, <http://www.tigr.org>), Washington University St. Louis (WUSTL, <http://www.wustl.edu>), National Center for Biotechnology Information (NCBI, <http://www.ncbi.nlm.nih.gov>), Sanger Institute (<http://www.sanger.ac.uk>), Baylor College of Medicine (<http://www.hgsc.bcm.edu>), Oklahoma University (<http://www.genome.ou.edu>) and Murcia University (<http://mucorgen.um.es>). To avoid errors in the following alignments, if partial orthologue sequences were obtained in this search they were completed with the information from the closest species. Animals and plants MADS box sequences type II were used as outgroup. Outgroup protein/gene sequences were retrieved from Genbank database under the following accession numbers: *Homo sapiens* MEF2D NP_005911/NM_005920, *Xenopus laevis* MEF2 AAI12917/BC112916, *Danio rerio* MEF2D AAH98522/BC098522, *Drosophila melanogaster* DMEF2 NP_477021/NM_057673, *Caenorhabditis elegans* CEMEF2 NP_492441/NM_060040, *Arabidopsis thaliana* APETALA1 NP_177074/NM_105581 and *Oryza sativa* AGAMOUS ABG21913/DP000011.

2. Sequence alignments and phylogenetic analysis

The sequences obtained were aligned by using MUSCLE program (Edgar, 2004), and then imported into MEGA 4.0 software (Tamura *et al.*, 2007) to be manually edited. The alignments were based on amino acids, so nucleotides were aligned in codons. As some parts of the C-terminal regions were too divergent to be confidently aligned, a preliminary Neighbor Joining tree in Clustal W (Thompson *et al.*, 1994) and UPGMA tree in MUSCLE were produced, aligning the conserved C-terminal domains. After this previous analysis, the alignment of the less-conserved

C-terminal regions from different species became much easier and a new and final total alignment was produced.

Phylogenetic trees were inferred with maximum-likelihood (ML) using PHYML 3.0 program (Guindon and Gascuel, 2003), and Bayesian inference (BI) using MrBayes version 3.2 (Huelsenbeck and Ronquist, 2001). The best protein evolutionary model for ML was selected via ProtTest 2.1 (Abascal *et al.*, 2005). In the case DNA sequence, the best evolutionary model for ML was selected via jModeltest 1.0 program (Posada, 2008), and for BI were selected by MrModeltest 2.3 program (Nylander, 2004). ML analysis used heuristic searches with a branch-swapping algorithm (NNI and SPR). In BI, the Markov chains were run for two million generations, sampling every 100 generations and trees obtained before the convergence of the Markov chain were not included in the consensus tree. The robustness of the trees was estimated by the approximate likelihood ratio test by using the Shimodaira-Hasegawa like support option (Anisimova and Gascuel, 2006), and by posterior probabilities (PP) in BI.

3. Interpretation of values considered for nodal support

Bayesian methods are more efficient in recovering accurate nodal support values, but some authors have indicated that they could be less conservative than bootstrap (Suzuki *et al.*, 2002; Alfaro *et al.*, 2003), unlike Shimodaira-Hasegawa (S-H) approach used in the ML analyses which is more conservative (<http://atgc.lirmm.fr/alrt>). Therefore, a combination of both, posterior probabilities and Shimodaira-Hasegawa like support, were used to assess the level of confidence of a specific node in the phylogenetic DNA trees. Throughout this work, the following scale was used:

- High (strong) support - PP = 95% and S-H = 0.70;
- Medium (moderate) support - PP = 95% and 0.70 > S-H = 0.50, or PP < 95% and S-H = 0.70;
- Low (poor or weak) support - PP = 95% and S-H < 0.50, or PP < 95% and 0.70 > S-H = 0.50;
- No support - PP < 95% and S-H < 0.50.

In protein phylogenetic trees Shimodaira-Hasegawa like support (S-H) analyses was the only considered, using the same scale value.

Results

The fungal *Rlm1* orthologue protein/gene sequences identified in this analysis consisted of 76 putative orthologues. From these, 47 putative *Rlm1* orthologue sequences were directly identified in the databases, 22 were predicted by homology and 7 presented partial sequences (Table 1). The phylogeny based on amino acids sequences was inferred only by maximum likelihood (ML) by using the PHYML 3.0 program. From the various models of evolution tested the Jones, Taylor and Thornton (JTT) model was the one selected, including the options to calculate the proportion of invariant sites, the gamma distribution and the frequency of amino acids. In the phylogeny based on nucleotides the General Time Reversible (GTR) model, including the proportion of invariant sites and the gamma distribution options, were the selected, both for ML and BI analysis.

The obtained phylogenies are displayed in the Figures 1 and 2. Phylogeny based on protein sequences resolved the Fungi as a clade strongly supported by a Shimodaira-Hasegawa (S-H) like value of 0.96 in the ML analysis. However the resolution of Fungi into a clade based on DNA sequences revealed the existence of a conflict. The S-H value obtained was of 0.24 for ML and of 100% for bayesian posterior probability (PP), which by the scale value means a low nodal support. This result could be due to the low number of DNA *RLM1* sequences from species other than fungi that were used in this study.

The fungal phylogeny inferred by these analyses clearly placed the 76 fungal species into one subphyla *incertae sedis*, the Mucoromycotina 'Zygomycota', and two well supported phyla, the Basidiomycota and the Ascomycota. The Mucoromycotina 'Zygomycota' formed a clade moderately supported by protein (S-H value of 0.64) as well as by nucleotide analysis (S-H 0.69 and PP = 99%). Both Ascomycota and Basidiomycota formed clades highly supported with the protein analysis, but these

clades were medium or low supported in the nucleotide ML analysis by S-H of 0.67 and 0.57 and PP values of 98% and 61%, respectively. Based on the literature a sister relationship between the Basidiomycota and Ascomycota (the 'Dikaryomycota') has been proposed, being recently recognized as the subkingdom Dikarya (James *et al.*, 2006, Hibbett *et al.*, 2007). The results obtained in these analyses highly support this sister relationship. In the present analysis three species belonging to the subphylum Mucoromycotina 'Zygomycota' were used two of which the *Mucor circinelloides* and the *Rhizopus oryzae* are sisters by a well-supported node. This result agrees with the current taxonomic classification in which these two species form part of the family Mucoraceae, and the other species included in this subphylum is *Phycomyces blakeleeanus*, member of the family Phycomycetaceae, whose placement agrees with previous results (Voigt and Wöstemeyer, 2001), being Mucoraceae and Phycomycetaceae members of the order Mucorales within the subphylum Mucoromycotina (Hibbett *et al.*, 2007).

The phylum Basidiomycota is strongly supported as a monophyletic clade as well as classes Agaricomycetes, Tremellomycetes, and Ustilaginomycetes, within this phylum by both protein and nucleotide analyses. The classification of Ustilaginomycetes, Microbotryomycetes, Tremellomycetes and Agaricomycetes adopted here followed the current taxonomic proposal (Hibbett *et al.*, 2007). The Ustilaginomycetes, which is a class of the subphylum Ustilaginomycotina, are represented by one species of the order Ustilaginales, *Ustilago maydis*, and by another of the order Malasseziales, *Malassezia globosa*, class *incertae sedis*. These two species received high support as sister groups in protein and nucleotide analyses. However, in the phylogeny inferred by the bayesian method a conflict was observed with Ustilaginomycetes and Schizosaccharomycetes grouping them as sister clades with a low support (PP=62%), being the latter a member of the phylum Ascomycota. The class Microbotryomycetes, which is a member of subphylum Pucciniomycotina, is only represented by one species, *Sporobolomyces roseus*, and is grouped as a sister group of the subphylum Agaricomycotina with high

nodal support. The classes Tremellomycetes and Agaricomycetes are members of the subphylum Agaricomycotina. These two classes form well supported sister clades in protein (S-H=0.99), but obtained a low support with the nucleotide analysis (S-H=0.42 and PP=86%). The class Tremellomycetes is represented by two species of the order Tremellales, *Cryptococcus neoformans* and *Cryptococcus gatti*. These two species are strongly supported as sister taxa. The class Agaricomycetes is represented by four species included in the orders Agaricales (*Coprinus cinereus*, *Laccaria bicolor*), Polyporales (*Postia placenta*), and Corticiales (*Phanerochaete chrysosporium*), being these latter two considered as subclass *incertae sedis*. The order Polyporales and Corticiales are resolved as well-supported sister groups in protein (S-H=0.95) but with a low support in nucleotide (S-H= 0.0, PP=80%) analyses. The order Agaricales is resolved as the sister group of the Polysporales/Corticiales group with high nodal support.

In this study, of the three subphyla recognized within the Ascomycota (Eriksson *et al.*, 2004, Hibbet *et al.*, 2007), only the Taphrinomycotina presents a conflict topology, as mentioned before. The species in this subphylum represented a monophyletic clade with a high nodal support, likewise the subphylum Saccharomycotina. It is clearly displayed two highly supported clades: CUG and “*Saccharomyces* complex”. Within the group CUG is found conflict in the placement of *Pichia stipitis*, since this species is closer to *Debaryomyces hansenii* in protein analysis (S-H=0.55) but this latter is a basal species in the clade grouped together to *Candida guilliermondii* and *Debaryomyces hansenii* in DNA analyses (S-H=0.89 and PP=66%). In the group “*Saccharomyces* complex”, the placement of *Vanderwaltozyma polyspora* is in conflict with ML analyses of DNA sequence, presenting a basal placement highly supported. The “*Saccharomyces* complex” is divided in two subgroups: Non – Whole Genome Duplication and Whole Genome Duplication. The former subgroup is formed by *Ashbya gossypii*, *Kluyveromyces lactis*, *K. waltii* and *Saccharomyces kluyveri*, which present different placements and

supports between high and moderate. In ML and BI analyses for DNA was found to *Saccharomyces castellii* as basal species of this subgroup with a moderate nodal support (S-H=0.88 and PP=52%). In the protein analysis, *Saccharomyces castellii* is a basal well-supported species of clade *Saccharomyces sensu stricto* (*S. cerevisiae*, *S. paradoxus*, *S. bayanus*, *S. mikatae* and *S. kudriazevii*), but in ML analysis for DNA the basal species was *Candida glabrata* being well supported. *Candida glabrata* and *V. polyspora* form a group moderately supported by protein analysis (S-H=0.60), but highly supported by ML analysis in DNA, together with *Saccharomyces castellii* all of them are members of clade *Saccharomyces sensu lato*.

The subphylum Pezizomycotina was also represented as a monophyletic clade with high nodal support values, as well as its classes Leotiomyces, Sordariomyces, Dothideomyces and Eurotiomyces. The class Leotiomyces was only represented by the order Helotiales with a high nodal support, being the species *Botrytis cinerea* and *Sclerotinia sclerotiorum* members of this order. The class Sordariomyces is represented by the orders Sordariales, Hypocreales, Phylacorales – subclass *incertae sedis*, and the family Magnaporthaceae – order *incertae sedis*. The orders Sordariales, Phylacorales and the family Magnaporthaceae form a group highly supported with only a nodal conflict in the placement of *Neurospora crassa* with respect to the protein analysis, since this species should form a clade with *Chaetomium globosum* and *Podospora anserina*. The order Hypocreales is a sister clade of the group Sordariales/Phylacorales/Magnaporthaceae with a high nodal support but a conflict was also observed regarding the placement of *Ephicloe festucae* (family Clavicipitaceae). This species was placed as a sister clade with the family Hypocraceae (*Trichoderma atroviride*, *T. reesei*, *T. virens*) in ML both in protein and in nucleotide analysis, but as a sister clade of the family Nectriaceae (*Nectria haematococca*, *Fusarium graminearum*, *F. oxysporum*, *F. verticillioides*) in the BI, although with low nodal support in all analyses (S-H=0.12 in protein, S-H=0.32 and PP=63% in nucleotide).

Table 1. Fungal species that presented orthologue *RLM1* genes. Taxonomy, N° intron, gene location and database.

Genus / species	Taxonomy	N° Intron	Chromosome, Supercontig or Contig	Sequencing Center
<i>Phycomyces blakeleeanus</i>	Mucoromycotina	5	Scaffold 1: 2877572 – 2879654 (-)	Joint Genome Institute
<i>Mucor circinelloides</i>	Mucoromycotina	3	Scaffold 2: 32637 – 34277 (-)	Broad Institute, Murcia University
<i>Rhizopus oryzae</i>	Mucoromycotina	4	Supercontig 2: 4147507 – 4149079 (-)	Broad Institute
<i>Ustilago maydis</i>	Ustilagomycetes	-	Contig 191: 196940 – 198718 (+)	Broad Institute
<i>Malassezia globosa</i>	Malasseziales	-	Sf 7.1: 204470 – 205939 (+)	NCBI
<i>Sporobolomyces roseus</i>	Microbotryomycetes	2	Scaffold 10: 85788 – 88407 (+)	Joint Genome Institute
<i>Cryptococcus neoformans</i>	Tremellomycetes	4	Chromosome 2: 1360064 - 1362029 (-)	Broad Institute, Genome Sciences Center Canada, Duke Center for Genome Research, Stanford Genome Technology
<i>Cryptococcus gatti</i>	Tremellomycetes	4	Supercontig 16: 244132 – 246064 (+)	Broad Institute
<i>Laccaria bicolor</i>	Agaricomycetes	4	Scaffold 20: 147515 - 149297 (+)	Joint Genome Institute
<i>Coprinus cinereus</i>	Agaricomycetes	7	Contig 317: 81588 – 83599 (-)*	Broad Institute
<i>Phanerochaete chrysosporium</i>	Agaricomycetes	4	Scaffold 3: 1745299 – 1747266 (+)	Joint Genome Institute
<i>Postia placenta</i>	Agaricomycetes	8	Scaffold 174: 171333 – 174904 (+)	Joint Genome Institute
<i>Schizosaccharomyces japonicus</i>	Schizosaccharomycetes	-	Supercontig 5: 941790 - 942323 (+)	Broad Institute
<i>Schizosaccharomyces pombe</i>	Schizosaccharomycetes	-	Chromosome 2: 3626639-3627757 (+)	Sanger Institute
<i>Schizosaccharomyces octosporus</i>	Schizosaccharomycetes	-	Supercontig 2: 351924 – 352948 (+)	Broad Institute
<i>Yarrowia lipolytica</i>	Saccharomycetes	1	Chromosome F: 2507846 – 2509480 (-)	Génolevures
<i>Candida lusitanae</i>	Saccharomycetes	-	Supercontig 5: 493096 - 494358 (-)	Broad Institute
<i>Candida guilliermondii</i>	Saccharomycetes	-	Supercontig 3: 493468 - 494775 (+)	Broad Institute
<i>Pichia stipitis</i>	Saccharomycetes	-	Chromosome 1: 1519668 – 1521421 (+)	Joint Genome Institute
<i>Debaryomyces hansenii</i>	Saccharomycetes	-	Chromosome 2: 237182 - 238732 (+)	Génolevures
<i>Lodderomyces elongisporus</i>	Saccharomycetes	-	Supercontig 6: 1060953 - 1063316 (+)	Broad Institute
<i>Candida parapsilosis</i>	Saccharomycetes	-	Contig 005806: 536977 – 539238 (-)	Sanger Institute
<i>Candida tropicalis</i>	Saccharomycetes	-	Supercontig 1: 49905 - 51623 (-)	Broad Institute, Génolevures
<i>Candida albicans</i>	Saccharomycetes	-	Chromosome 4: 253044 – 254879 (+)	Stanford Genome Technology Center, Sanger Institute and Broad Institute
<i>Candida dubliniensis</i>	Saccharomycetes	-	Chromosome 4: 265932 – 267662 (+)	Sanger Institute
<i>Kluyveromyces lactis</i>	Saccharomycetes	-	Chromosome E: 2138785 – 2140983 (+)	Génolevures
<i>Ashbya gossypii</i>	Saccharomycetes	1	Chromosome 7: 1125892 - 1127486 (-)	Biozentrum and Syngenta
<i>Saccharomyces kluyveri</i>	Saccharomycetes	1	Contig 4.8: 312314 – 314049 (-)	Washington University Genome Sequencing Center, Génolevures
<i>Kluyveromyces waltii</i>	Saccharomycetes	1	Contig 62: 28422 – 29929 (+)	Broad Institute
<i>Candida glabrata</i>	Saccharomycetes	-	Chromosome H: 556498 – 558378 (+)	Génolevures
<i>Vanderwaltozyma polyspora</i>	Saccharomycetes	-	Contig 1048b: 36130 – 38160 (-)	Trinity College Dublin, Ireland
<i>Saccharomyces castellii</i>	Saccharomycetes	-	Contig 664: 5363 - 7027 (-)	Washington University Genome Sequencing Center
<i>Saccharomyces bayanus</i>	Saccharomycetes	-	Contig 737: 12450 – 14405 (+)	Washington University Genome Sequencing Center, Broad Institute, Génolevures
<i>Saccharomyces kudriavzevii</i>	Saccharomycetes	-	Contig 02.2091: 16474 – 18432 (-)	Washington University Genome Sequencing Center
<i>Saccharomyces mikatae</i>	Saccharomycetes	-	Contig 34: 13635 – 15605 (-)	Washington University Genome Sequencing Center, Broad Institute
<i>Saccharomyces cerevisiae</i>	Saccharomycetes	-	Chromosome 16: 379117 – 379117 (-)	Stanford Genome Technology Center, Sanger Institute, Broad Institute
<i>Saccharomyces paradoxus</i>	Saccharomycetes	-	Contig 387: 39147 – 40522 (-)	Broad Institute
<i>Botrytis cinerea</i>	Leotiomycetes	2*	Supercontig 4: 131839 – 133900 (+)	Broad Institute and Syngenta AG, Genoscope
<i>Sclerotinia sclerotiorum</i>	Leotiomycetes	2	Supercontig 7: 1397346 - 1399404 (-)	Broad Institute
<i>Magnaporthe grisea</i>	Sordariomycetes	2	Supercontig 27: 2198205 - 2200477 (+)	Broad Institute
<i>Verticillium dahliae</i>	Sordariomycetes	2	Supercontig 2: 411495 - 413529 (-)	Broad Institute
<i>Podospora anserina</i>	Sordariomycetes	1	Chromosome 1_SC1: 2337785 – 2339800 (+)	Genoscope
<i>Chaetomium globosum</i>	Sordariomycetes	3*	Supercontig 1: 4237276 - 4239345 (+)	Broad Institute
<i>Neurospora crassa</i>	Sordariomycetes	2	Contig 6: 745962 - 748345 (-)	Broad Institute
<i>Nectria haematococca</i>	Sordariomycetes	2	Contig 1: 4240418 – 4242558 (+)	Joint Genome Institute
<i>Fusarium oxysporum</i>	Sordariomycetes	2	Supercontig 6: 882635 - 884756 (-)	Broad Institute
<i>Fusarium verticillioides</i>	Sordariomycetes	2	Supercontig 4: 851617 - 853730 (-)	Broad Institute and Syngenta AG
<i>Fusarium graminearum</i>	Sordariomycetes	2	Supercontig 6: 1217222 – 1219438 (+)	Broad Institute
<i>Ephialoa festucae</i>	Sordariomycetes	2*	Contig 09290: 7786 – 8664 (+); Contig 10180: 1- 1318 (+)	Oklahoma University
<i>Trichoderma reesei</i>	Sordariomycetes	2	Contig 1: 484378 – 486398 (+)	Joint Genome Institute

<i>Trichoderma virens</i>	Sordariomycetes	2	Locus ABDF01000081: 60794 – 62787 (-)	Joint Genome Institute
<i>Trichoderma atroviride</i>	Sordariomycetes	2	Locus ABDG01000180: 45972 – 47983 (-)	Joint Genome Institute
<i>Alternaria brassicicola</i>	Dothideomycetes	2	Contig 2.99: 20908 – 22912 (+)	Washington University
<i>Mycosphaerella fijiensis</i>	Dothideomycetes	2	Scaffold 11: 1715901 – 1717838 (+)	Joint Genome Institute
<i>Mycosphaerella graminicola</i>	Dothideomycetes	2	Scaffold 5: 2832610 – 2834512 (-)	Joint Genome Institute
<i>Pyrenophora tritici-repentis</i>	Dothideomycetes	2	Supercontig 8: 1656744 – 1658773 (+)	Broad Institute
<i>Stagonospora nodorum</i>	Dothideomycetes	2	Supercontig 36: 142061 – 144139 (-)	Broad Institute, International Stagonospora nodorum Genomics Consortium
<i>Cochliobolus heterostrophus</i>	Dothideomycetes	2	Scaffold 3: 15429 – 17447 (-)	Joint Genome Institute
<i>Coccidioides immitis</i>	Eurotiomycetes	2	Chromosome 4: 837325 – 839343 (-)	Broad Institute
<i>Coccidioides posadasii</i>	Eurotiomycetes	2	Chromosome 5: 696037 – 698131 (+)	TIGR and Broad Institute
<i>Blastomyces dermatitidis</i>	Eurotiomycetes	2	Contig 5.48: 866 – 3141 (-)	Washington University
<i>Histoplasma capsulatum</i>	Eurotiomycetes	2	Contig 1161: 255583 – 257713 (+)	Broad Institute, Washington University Genome Sequencing Center
<i>Paracoccidioides brasiliensis</i>	Eurotiomycetes	2	Supercontig 2: 1922491 – 1924634 (-)	Broad Institute
<i>Uncinocarpus reesii</i>	Eurotiomycetes	2	Supercontig 5: 1771068 – 1772993 (+)	Broad Institute
<i>Ascosphaera apis</i>	Eurotiomycetes	1*	Contig 6709: 1 – 1360 (-); Contig 28: 3916 – 5847 (-)	Baylor College of Medicine
<i>Microsporum gypseum</i>	Eurotiomycetes	1	Supercontig 8: 169115 – 170914 (-)	Broad Institute
<i>Talaromyces stipitatus</i>	Eurotiomycetes	2	Locus ABAS01000017: 261779 – 263672 (+)	TIGR
<i>Penicillium marneffeii</i>	Eurotiomycetes	2	Locus ABAR01000011: 131838 – 133723 (-)	TIGR
<i>Neosartorya fischeri</i>	Eurotiomycetes	2	Contig 574: 1982352 – 1984281 (-)	TIGR
<i>Aspergillus clavatus</i>	Eurotiomycetes	2	Contig 83: 930562 – 932534 (+)	TIGR
<i>Aspergillus fumigatus</i>	Eurotiomycetes	2	Chromosome 3: 2185740 – 2187668 (+)	Sanger Institute and TIGR
<i>Aspergillus oryzae</i>	Eurotiomycetes	2	Supercontig 2: 3771013 – 3773030 (-)	Broad Institute
<i>Aspergillus terreus</i>	Eurotiomycetes	2	Supercontig 2: 1754327 – 1756250 (-)	Broad Institute
<i>Aspergillus flavus</i>	Eurotiomycetes	2	Contig 1: 3827471 – 3829494 (-)	TIGR
<i>Aspergillus nidulans</i>	Eurotiomycetes	2	Contig 51: 528863 – 530802 (+)	Broad Institute and Monsanto
<i>Aspergillus niger</i>	Eurotiomycetes	2	Contig 2: 3360920 – 3362951 (+)	Joint Genome Institute

*Species with partial sequence

The class Dothideomycetes is represented by the orders Capnodiales and Pleosporales, which grouped as monophyletic sister clades with high nodal support. The class Eurotiomycetes is represented by the orders Onygenales and Eurotiales and presented monophyly. In the order Onygenales, the families Ascospaeraceae (*Ascosphaera apis*) and Arthrodermateaceae (*Microsporum gypseum*) are sister clades with high nodal support analyses as well as the families Onygenaceae (*Uncinocarpus reesii*) and Gymnoascaceae (*Coccidioides immitis*, *Coccidioides posadasii*). The family Ajellomycetaceae is represented by *Paracoccidioides brasiliensis*, *Histoplasma capsulatum* and *Blastomyces dermatitidis*, also forming a highly supported clade. A nodal conflict is observed regarding the placement of the group Ascospaeraceae/Arthrodermateaceae, since the protein analysis showed it as a sister group of the group Onygenaceae/Gymnoascaceae and the nucleotide analyses as a sister group of the clade Ajellomycetaceae. However, both analyses showed low nodal support for protein (S-H=0.58) and

nucleotide (S-H=0.04, PP=67%) analyses. In the ML analysis for DNA is found that *C. immitis* and *C. posadasii* together with *U. reesii*, being a unique group well supported (S-H=1.0) The order Eurotiales is represented only by the family Trichocomaceae with a high nodal support. *Talaromyces stipitatus* and *Penicillium marneffeii* are sister taxa. The species *Aspergillus clavatus*, *A. fumigatus* and *Neosartorya fischeri* formed a group with a well nodal support that is a sister group of the one formed by *A. oryzae*, *A. flavus*, *A. terreus*, *A. nidulans* and *A. niger*, also well supported. Only regarding *A. terreus* placement by bayesian analysis a conflict is observed. This species grouped as sister taxa of *A. oryzae* and *A. flavus*, while in ML analysis it was placed together with *A. nidulans* and *A. niger*. However, both options present low supports. The orders Leotiomycetes and Sordariomycetes formed sister clades with a well nodal support while the orders Dothideomycetes and Eurotiomycetes also formed sister clades but with a moderate support (S-H=0.85 in protein, S-H=0.89, PP=86% in nucleotide analyses).

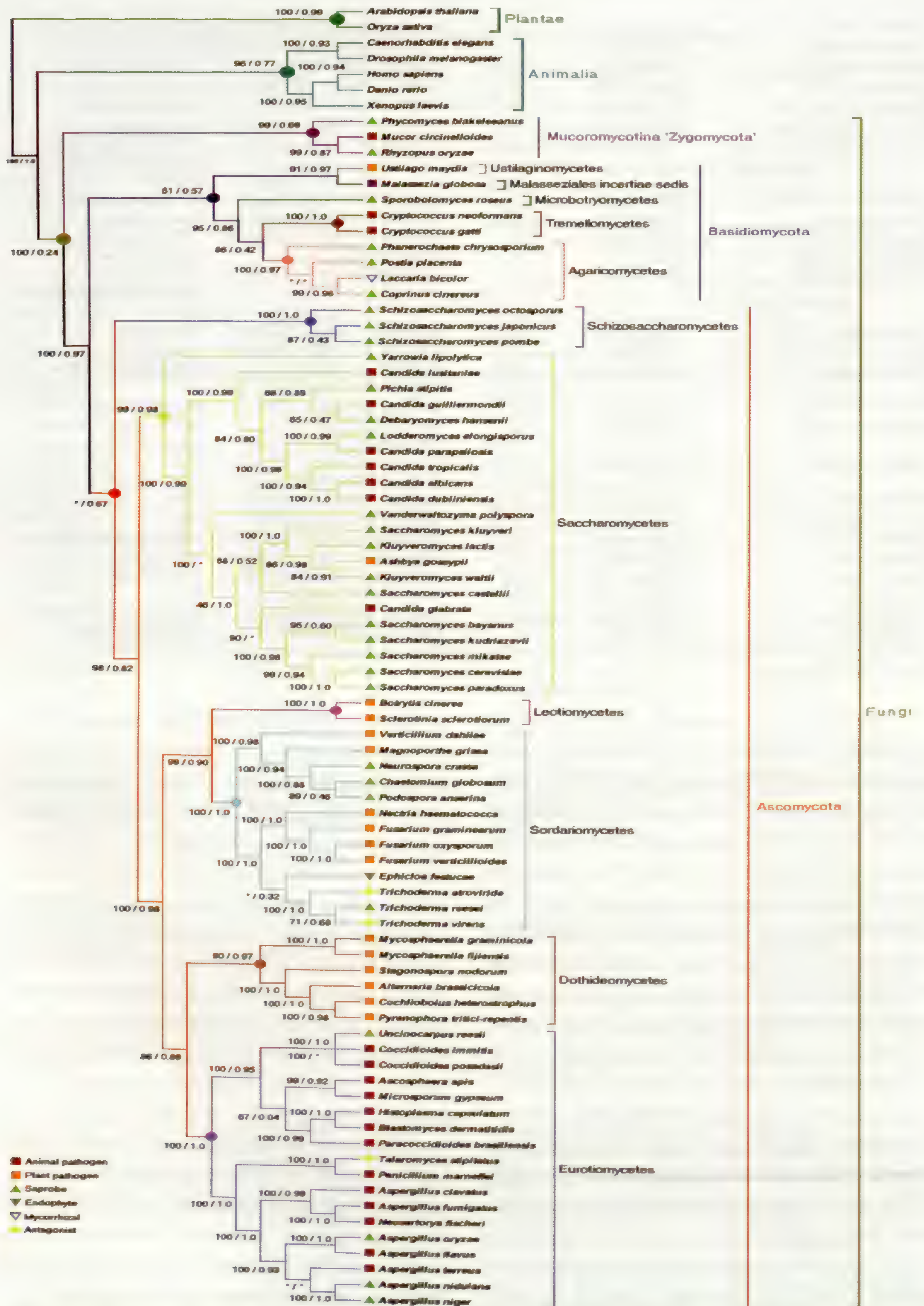


Fig. 1. Phylogeny of fungal species based on *Rlm1* amino acid sequences by using Maximum likelihood. Nodes are supported by S-H values.

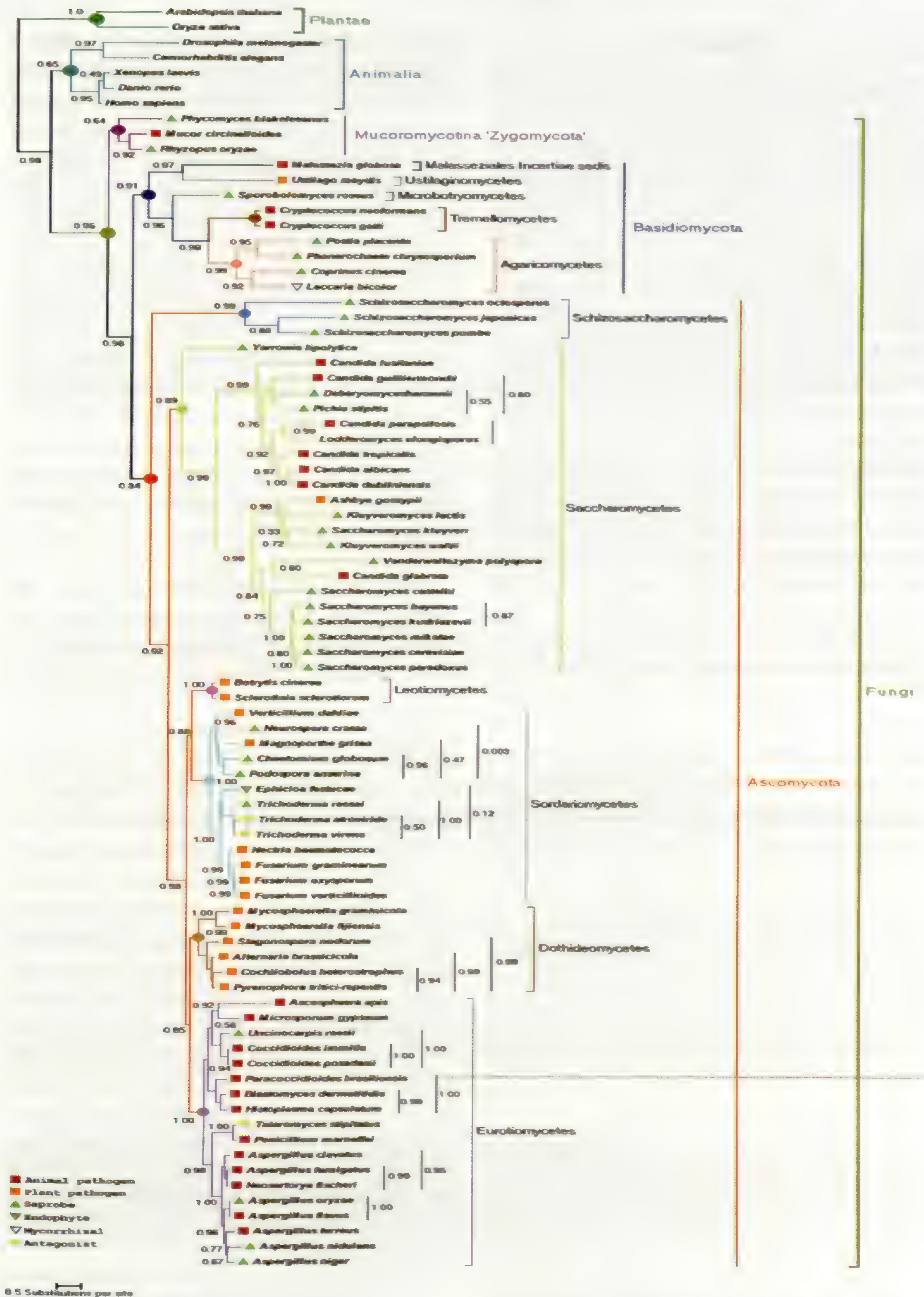


Fig. 2. Phylogenetic relationship in fungal species based on *RLM1* DNA sequence. Nodes are supported by PP values (left) and S-H (right). * indicates conflicts found in the analyses both Bayesian Inference and Maximum Likelihood that are explained in the results.

Discussion

Several phylogenetic studies have demonstrated the close relationship of the kingdoms Animalia and Fungi (Baldauf and Palmer, 1993; Baldauf *et al.*, 2000; Lang *et al.*, 2002). These two kingdoms are now known to be a part of a larger group that includes the phylum Choanozoa, termed the Opisthokonts (Cavalier-Smith and Chao, 1995; Ragan *et al.*, 1996). Together, the Opisthokonts and the phylum Amoebozoa form the group Unikonts (Cavalier-Smith, 2002). In the present work the phylum Choanozoa has not been included but the close relationship between the two kingdoms, Animalia and Fungi, was observed using species from the kingdom Plantae as outgroup. The kingdom Plantae is part of the group Bikonts (Cavalier-Smith, 2002). The phylogenetic topology obtained in this study is also in agreement with the topology obtained in a study that explain the origin of the MADS-box proteins in Animalia, Fungi, and Plantae (Alvarez-Buylla *et al.*, 2000).

Regarding the kingdom Fungi, previous studies based on multigenic and rDNA analysis indicated that the phyla Microsporidia, Chytridiomycota, Neocallimastigomycota, Blastocladiomycota and the subphyla *intertae sedis* Mucoromycotina, Zoopagomycotina, Entomophthoromycotina and Kickxellomycotina are part of the earliest known divergence that took place during fungal evolution (Bruns *et al.*, 1992; Berbee and Taylor, 1993; Tanabe *et al.*, 2000, Lutzoni *et al.*, 2004; Blackwell *et al.*, 2006; Fitzpatrick *et al.*, 2006; James *et al.*, 2006). However, due to the low number of available sequences within all the phyla that represents the kingdom Fungi, only sequences from species within Basidiomycota and Ascomycota phyla and the subphylum Mucoromycotina were used in this study.

The Mucoromycotina 'Zygomycota' are saprobes, or rarely gall-forming, nonhaustorial, facultative mycoparasites, or forming ectomycorrhiza. Mycelium branched, coenocytic when young, sometimes producing septa that contain micropores at maturity. Asexual reproduction by sporangia, sporangiola, or merosporangia, or rarely by chlamydospores, arthrospores, or blastospores. Sexual reproduction by

more or less globose zygosporangia formed on opposed or apposed suspensors, which is clearly different from the Basidiomycota and Ascomycota (Dikaryomycota) and other phyla. Morphologically the Ascomycota and Basidiomycota possess regularly septate hyphae and a dikaryotic life stage but differ in the structures involved in meiosis and sporulation. The subphylum Mucoromycotina is represented by species that belonged to the ex-phylum Zygomycota (Hibbet *et al.*, 2007). The results obtained in our work, showed that the subphylum Mucoromycotina is an early diverging clade which agrees with previous studies. The subphylum Mucoromycotina presented monophyly with moderate support with *Rlm1* sequence analyses, in agreement with phylogenetic analysis inferred with *ACT1*, *RPB1*, *RPB2*, *EF-1 α* , small and large subunit rDNA genes (Voigt and Wöstemeyer, 2001; James *et al.*, 2006).

Basidiomycota includes about 30,000 species of rusts, smuts, yeasts, and mushroom fungi (Kirk *et al.*, 2001). Most of them are characterized by their meiospores (basidiospores) on the exterior of typically club-shaped meiosporangia (basidia). Phylogenetic relationships among the three subphyla of Basidiomycota are still uncertain. The subphylum Pucciniomycotina is primarily distinguished by containing the rust fungi (7000 species), which are primarily pathogens of land plants. In our study, the species representing the subphylum Pucciniomycotina grouped together with the species of subphylum Agaricomycotina. This result is not consistent with previous studies that suggested a sister group relationship with the group formed by the subphyla Ustilaginomycotina and Agaricomycotina (Lutzoni *et al.*, 2004, James *et al.* 2006). The result from our study could be due to the use of only one representant of the subpylum Puccioniomycotina, the *Sporobolomyces roseus*, and also due to long-branch attraction artifact since the used species presented large MADS-box gene, like the ones observed within the representants of the class Tremellomycetes from the subphylum Agaricomycotina.

The Ustilaginomycotina includes 1500 species of true smut fungi and yeasts, most of which cause systemic infections of angiosperm plant hosts. The

known basidiomycetes, including the vast majority of mushroom forming fungi. Much of the morphological diversity exemplified in mushroom fruiting bodies is the result of radiations of certain lineages within the Agaricomycotina, and recovering their relationships with confidence has proven very difficult (Binder *et al.*, 2005; Moncalvo *et al.*, 2002). In our work, early-diverging lineages in the Agaricomycotina are strongly supported, which include parasitic and/or saprotrophic fungi capable of dimorphism or yeast-like phases, in agreement with previous studies that found the same relationships among species of this subphylum (Lutzoni *et al.*, 2004; Fitzpatrick *et al.*, 2006, James *et al.*, 2006). Ascomycota is the largest phylum within the Fungi characterized by the production of meiospores (ascospores) in specialized sac-shaped meiosporangia (asci), which may or may not be produced within a sporocarp (ascoma). The majority of the species studied in our analysis belonged to this phylum. Within the Ascomycota three main subphyla are recognized, the Taphrinomycotina, the Pezizomycotina and the Saccharomycotina. Results from this study showed that all subphyla of Ascomycota were well supported as monophyletic groups in the phylogenetic tree presented.

In the results obtained with the *RLM1* gene (BI), the class Schizosaccharomycetes from the subphylum Taphrinomycotina sits outside the other subphyla from Ascomycota. Taphrinomycotina has been resolved as the earliest diverging monophyletic clade (Liu *et al.*, 1999; Fitzpatrick *et al.*, 2006; James *et al.*, 2006; Liu *et al.*, 2006; Liu *et al.*, 2009). It includes a diverse group of species that exhibits yeast-like (for example, *Pneumocystis carinii*) and dimorphic (for example, *Taphrina deformans*) growth forms. The incongruence observed in the placement of the Schizosaccharomycetes could be due to the fact that in the MADS-box proteins identified for Ustilaginomycotina and Schizosaccharomycotina a high variability in the C'-terminal region was observed. This variability caused a conflict in the topology determined by bayesian inference and maximum likelihood for *RLM1* gene. Another hypothesis to explain the incongruence could be the wrong and partial assembly of genomes, which would affect the correct sequence of

genes in the databases; for instance the sequence from *MCM1* gene of *Blastomyces dermatitidis* was identified, but part of the N'-terminal was not matching with the query sequence (Chávez-Galarza, 2009). Thus, this sequence had to be corrected and completed with the N'-terminal from closer species. Other reason for this incongruence could be the robustness of the method for phylogenetic inference, since the aLRT approach in maximum likelihood estimates the probability of a branch being correct better than bootstrapping, and is more conservative than Bayesian posterior probabilities (Anisimova and Gascuel, 2006). That could explain why, the class Schizosaccharomycetes was correctly placed in the analysis with *Rlm1* protein and DNA analyses by maximum likelihood and aLRT test. The subphylum Saccharomycotina consists of the 'true yeasts', including baker's yeast (*Saccharomyces cerevisiae*) and *Candida albicans*, the most frequently encountered fungal pathogen of humans, and its monophyly has been demonstrated in several studies (Lutzoni *et al.*, 2004; Fitzpatrick *et al.*, 2006; James *et al.* 2006; Suh *et al.*, 2006). Results obtained in this work are also in agreement with the previous studies in which three clades, the CUG, the *Saccharomyces sensu stricto* and the *Saccharomyces sensu lato* are clearly shown (Kurtzman and Robnett, 2003; Fitzpatrick *et al.*; 2006; Suh *et al.*, 2006). The conflicts found in placements of some Saccharomycotina species could be due to the lack of species with sequenced genomes, being necessary the use of more sequences to resolve these conflicts in the phylogenetic topology; on the other hand, the placement of subgroup Non – Whole Genome Duplication species could have been influenced by sequence size, since in the different analyses was used the partial sequence *Kluyveromyces waltii*. It is well-known the process of genome duplication within "Saccharomyces complex" (Wolfe and Shields, 1997; Seoighe and Wolfe, 1999, Kellis *et al.*, 2004), so this mechanism would be the responsible for changes producing fast-evolving sites in genes as *RLM1* which could have affected the placement of species determined from group *Saccharomyces sensu lato*.

Pezizomycotina is the largest subphylum of Ascomycota and includes the vast majority of filamentous and fruit-body-producing species. Within the Pezizomycotina a number of well-defined classes are

observed, namely the Sordariomycetes, the Leotiomyces, the Eurotiomyces and Dothideomycetes whose relationships has been the subject of many debates in previous studies (Berbee, 1996; Liu *et al.*, 1996). The topology obtained with *Rlm1* protein/gene in this study indicated that Leotiomyces and Sordariomycetes are well supported sister clades. This result is in agreement with several previous analyses, like the rDNA-based analysis (Lumbsch *et al.*, 2005), multigenic analyses (James *et al.*, 2006; Spatafora *et al.*, 2006) and analyses based on complete fungal genomes (Fitzpatrick *et al.*, 2006; Robbertse *et al.*, 2006.), but is in disagreement with one analysis of four gene combined dataset that placed the Dothideomycetes as a sister group to the Sordariomycetes (Lutzoni *et al.*, 2004).

In this study, within the Sordariomycetes, the inferred phylogenetic relationships amongst the Sordario-mycetidae organisms concur with previous phylogenetic studies (Berbee, 2001). However, in the order Sordariales the placement of *Magnaporthe grisea* is not well-defined as the analysis with *Mcm1* protein considers it as basal taxon, unlike the analysis with *Rlm1* protein/gene considers *Verticillium dahliae* as basal taxon. These results disagree with the phylogeny of Sordariomycetes obtained by other studies, which placed *V. dahliae* as the sister taxon of the Hypocreales (Zhang *et al.*, 2006). Likewise, in this study the inferred phylogeny based on *RLM1* gene (BI) propose that *Ephicloë festucae* is a sister taxon of the group formed by *Fusarium* species, and the analysis of *Rlm1* protein/gene (ML) placed it as sister taxon of group formed by *Trichoderma* species. However, in our study only one species from family Clavicipitaceae was used. The Dothideomycetes class form a well-supported sister group with the Eurotiomyces in the analysis of *Rlm1* protein/gene. The former result agrees with the previous analysis carried out with four combined genes which also grouped together the Dothideomycetes and the Eurotiomyces (Lutzoni *et al.*; 2004). Conversely, a concatenated alignment of 42 fungal genomes inferred that *Stagonospora nodorum* (a member of the Dothideomycetes) is more closely related to the Sordariomycetes and Leotiomyces lineages (Fitzpatrick *et al.*, 2006). Another study also based

on 17 Ascomycota genomes, which used concatenated alignment, reported conflicting inferences regarding the phylogenetic position of *S. nodorum* (Robbertse *et al.*, 2006). The phylogenies reconstructed based on 17 genomes, using NJ and ML methods, inferred a sister group relationship between *S. nodorum* and Eurotiomyces (Robbertse *et al.*, 2006). This work is in accordance with a supertree inferred based on 42 complete genomes (Fitzpatrick *et al.*, 2006) and the tree obtained with *Rlm1* protein/gene analyses. However, the same phylogenomic study inferred, by using maximum parsimony, the placement of *S. nodorum* at the base of the Pezizomycotina (Robbertse *et al.*, 2006). The topology inferred in this work clearly showed two sister clades (orders Capnodiales and Pleosporales), which concurs with previous phylogenetic studies (Schoch *et al.*, 2006).

In this study, within the Eurotiomyces class there is only a clade corresponding to the order Onygenales (*Histoplasma capsulatum*; *Blastomyces dermatitidis* *Paracoccidioides brasiliensis*, *Coccidioides immitis*, *Coccidioides posadassii*, *Uncinocarpus reesii*, *Microsporium gypseum* and *Ascosphaera apis*). The Onygenales clade is particularly interesting as it contains mainly animal pathogenic species. Some of them namely *Coccidioides immitis* have initially been classified as a protist, but further research showed it were a fungus and separate studies placed it in three different divisions of the former group named Eumycota (Rixford and Gilchrist, 1896; Ophuls, 1905; Ciferri and Redaelli, 1936; Baker *et al.*, 1943). Subsequent ribosomal phylogeny studies (Pan *et al.*, 1994; Bowman *et al.*, 1996) suggested a close phylogenetic relationship between *C. immitis* and *U. reesii*, excluding *H. capsulatum*. The phylogenies based on *Rlm1* protein/gene agree with the placement of *C. immitis*, *C. posadassii* and *U. reesii* as sister taxa, representing two families, Gymnoascaceae and Onygenaceae. However, a conflict was observed in the placement of *Ascosphaera apis*, which formed a clade with *Microsporium gypseum* with the *Rlm1* protein/gene analysis and appears as a basal taxon in Eurotiomyces. this obtained results disagree with the Eurotiomyces phylogenetic study, in which *Ascosphaera apis* (Ascosphaeraceae) formed a sister clade in the

Ajellomycetaceae (*H. capsulatum*, *P. brasiliensis* and *B. dermatitidis*) and *Microsporum gypseum*, a sister clade of Gymnoascaceae (Geiser *et al.*, 2006). The Eurotiomycetes branch containing the Eurotiales clade inferred the close relationship among *Talaromyces stipitatus* and *Penicillium marneffei*. A minor difference in the *Aspergillus* clade was observed between the phylogenetic analyses with *Rlm1* regarding the position of *A. nidulans*, *A. terreus*, *A. niger* and *A. fumigatus* (Fig. 1 and 2). In this study, *Neosartoria fischeri* and *A. fumigatus* formed well-supported sister taxa, as well as *A. oryzae* and *A. flavus*, in accordance to Fitzpatrick *et al.* (2006) and James *et al.* (2006) studies. Due to the fact that the majority of fungi are still undiscovered, a robust phylogeny of known taxonomic groups will be essential for placement of unknown species as these are discovered. As demonstrated for Bacteria and Archaea (Pace, 1997), the Fungi are likely to harbor many lineages whose discovery is dependent on phylogenetic analyses. Therefore, it will be necessary to carry out phylogenetic studies including a wider set of fungal species from other phyla, as the Glomeromycota and the Chytridiomycota, what will enable to resolve the phylogenetic relationships between misclassified and misplaced fungal species.

Presently, the search of protein-encoding genes that present the desired characteristics to infer a robust phylogeny is a challenge. Several genes have been used to construct phylogenetic trees of different species among which the ribosomal genes were used to infer most of the phylogenetic relationships among the different kingdoms of life for presenting slow-evolving sites as well as protein-coding genes *RPB1* and *RPB2* currently. Our results indicate that gene *RLM1* could be used to infer phylogeny at kingdom level, since it has allowed to observe the phylogenetic relationships so close as the ones obtained by multigenic and phylogenomic analyses. Thus, the sequencing and incorporation of genes with fast-evolving sites as *RLM1* should be used in combined analysis together with well-known genes in phylogeny to resolve some of placements that still

need to be clarified.

Acknowledgements

The Programme ALBAN, the European Union Programme of High Level Scholarships for Latin America, that supported Julio Chávez-Galarza and Yolanda Delgado-Silva with the scholarships No E06M103915PE and E07D400922PE, respectively.

Literature cited

- Abascal, F.; Zardoya, R. & Posada, D. 2005. ProtTest: Selection of best-fit models of protein evolution. *Bioinformatics*. 21(9): 2104-2105.
- Alfaro, M. E.; Zoller, S.; & Lutzoni, F. 2003. Bayes or bootstrap? A simulation study comparing the performance of Bayesian Markov chain Monte Carlo sampling and bootstrapping in assessing phylogenetic confidence. *Molecular Biology and Evolution*. 20: 255-266.
- Alvarez-Buylla, E. R.; Pelaz, S.; Liljgren, S. J.; Gold, S. E.; Burgeff, C. 2000. An ancestral MADS-box gene duplication occurred before the divergence of plants and animals. *Proc Natl Acad Sci*. 97: 5328-5333.
- Anisimova, M. & Gascuel, O. 2006. Approximate Likelihood-Ratio Test for branches: A fast, accurate and powerful alternative. *Systematic Biology*. 55(4): 539-552.
- Baldauf, S. L. & Palmer, J. D. 1993. Animals and fungi are each other's closest relatives: congruent evidence from multiple proteins. *Proc Natl Acad Sci*. 90: 11558-11562.
- Baldauf, S. L.; Roger, A. J.; Wenk-Sierfert, I. & Doolittle, W. F. 2000. A kingdom-level phylogeny of eukaryotes based on combined protein data. *Science*. 290: 972-977.
- Baker, E. E.; Mrak, M. & Smith, C. E. 1943. The morphology, taxonomy, and distribution of *Coccidioides immitis* Rixford and Gilchrist 1896. *Farlowia*. 1: 199-244.
- Berbee, M. L. 1996. Loculoascomycete origins and evolution of filamentous ascomycete morphology based on 18S rDNA gene sequence data. *Molecular Biology and Evolution*. 13: 462-470.
- Berbee, M. L. 2001. The phylogeny of plant and animal pathogens in the Ascomycota. *Physiology and Molecular Plant Pathology*. 59: 165-187.
- Berbee, M. L. & Taylor, J. W. 1993. Dating the evolutionary radiations of the true fungi. *Canadian Journal of Botany*. 71: 1114-1127.
- Binder, M.; Hibbett, D. S.; Larsson, K-H.; Larsson, E.; Langer, E. & Langer, G. 2005. The phylogenetic distribution of resupinate forms across the major clades of mushroom-forming fungi (Homobasidiomycetes). *Systematics and Biodiversity*. 3(2): 113-157.

- Blackwell, M.; Hibbett, D. S.; Taylor, J. & Spatafora, J. W.** 2006. Research coordination networks: a phylogeny for kingdom Fungi (Deep Hypha). *Mycologia*. 98(6): 829-837.
- Bowman, B. H.; White, T. J. & Taylor, J. W.** 1996. Human pathogenic fungi and their close nonpathogenic relatives. *Mol. Phylogenet Evol.* 6(1): 89-96.
- Bruns, T. D.; White, T. J. & Taylor, J. W.** 1991. Fungal molecular systematics. *Annu. Rev. Ecol.* 22: 525-564.
- Bruns, T. D.; Vilgalys, R.; Barns, S. M.; Gonzalez, D.; Hibbett, D. S.** 1992. Evolutionary relationships within the fungi: analyses of nuclear small subunit RNA sequences. *Molecular Phylogenetics and Evolution*. 1: 231-241.
- Cavalier-Smith, T.** 2002. The phagotrophic origin of eukaryotes and phylogenetic classification of Protozoa. *Int J. Syst. Evol. Microbiol.* 52(part2): 297-354.
- Cavalier-Smith, T.** 2003. Protist phylogeny and the high-level classification of Protozoa. *European Journal of Protistology*. 39: 338-348.
- Cavalier-Smith, T.** 2004. Only six kingdoms of life. *Proc. R. Soc. Lond. B.* 271: 1251-1262.
- Cavalier-Smith, T. & Chao, E. E.** 1995. The opalozoan Apusomonas is related to the common ancestor of animals, fungi, and choanoflagellates. *Proc. R. Soc. Lond. B.* 261: 1-9.
- Chávez-Galarza, J. C.** 2009. Phylogenetic relationship of the most common pathogenic *Candida* species inferred by sequence analysis of nuclear genes. Thesis for obtaining the degree of Master in Molecular Genetics. University of Minho, Portugal.
- Ciferri, R. & Redaelli, P.** 1936. Morfologia, biologia e posizione sistematica di *Coccidioides immitis* stiles e delle sue varietà, con notizie sul granuloma coccidioido. *R. Accad. Ital.* 7: 399-474.
- Edman, J. C.; Kovacs, J. A.; Masur, H.; Santi, D. V.; Elwood, H. J. & Sogin, M. L.** 1988. Ribosomal RNA sequence shows *Pneumocystis carinii* to be a member of the fungi. *Nature*. 334:519-522.
- Eriksson, O. E.; Baral, H. O.; Currah, R. S.; Hansen, K.; Kurtzman, C. P.; Rambold, G. & Laessøe, T (eds).** 2004. Outline of Ascomycota— 2004. *Myconet*, 10: 1-99.
- Fitzpatrick, D.; Logue, M.; Stajich, J. & Butler, G.** 2006. A fungal phylogeny based on 42 complete genomes derived from supertree and combined gene analysis. *BMC Evolutionary Biology*. 6: 99.
- Geiser, D. M.; Gueidan, C.; Miadlikowska, J.; Lutzoni, F.; Kauff, F.** 2006. Eurotiomycetes: Eurotiomycetidae and Chaetothyriomycetidae. *Mycologia*, 98(6): 1053-1064.
- Gontcharov, A. A.; Marin, B. & Melkonian, M.** 2004. Are combined analyses better than single gene phylogenies? A case study using SSU rDNA and *rbcL* sequence comparisons in the Zygnematophyceae (Streptophyta). *Mol. Biol. Evol.* 21(3): 612-624.
- Guindon, S. & Gascuel, O.** 2003. A simple, fast, and accurate algorithm to estimate large phylogenies by maximum likelihood. *Systematic Biology*. 52(5):696-704.
- Hibbett, D. S.; Binder, M.; Bischoff, J. F.; Blackwell, M.; Cannon, P. F.** 2007. A higher-level phylogenetic classification of the Fungi. *Mycological Research* III. 509-247.
- Huelsenbeck, J. P. & Ronquist, F.** 2001. MrBayes: Bayesian inference of phylogenetic trees. *Bioinformatics Applications Note*. 17(8): 754-755.
- James, T. Y.; Kauff, F.; Schoch, C. L.; Matheny, P. B.; Hofstetter, V.; Cox, C.** 2006. Reconstructing the early evolution of the fungi using a six gene phylogeny. *Nature*. 443: 818-822.
- Keeling, P. J.** 2003. Congruent evidence from alpha-tubulin and betatubulin gene phylogenies for a zygomycete origin of microsporidia. *Fungal Genet. Biol.* 38: 298-309
- Keeling, P. J., Luker, M. A. & Palmer, J. D.** 2000. Evidence from beta-tubulin phylogeny that microsporidia evolved from within the fungi. *Mol. Biol. Evol.* 17: 23-31.
- Kellis, M.; Birren, B. W. & Lander, E. S.** 2004. Proof and evolutionary analysis of ancient genome duplication in the yeast *Saccharomyces cerevisiae*. *Nature*. 428(6983): 617-624.
- Kirk, P. M.; Cannon, P. F.; David, J. C. & Stalpers, J. A. (eds).** 2001. Ainsworth & Bisby's; Dictionary of the Fungi 60 (CAB International, Wallingford, UK).
- Kurtzman, C. P. & Robnett, C. J.** 2003. Phylogenetic relationships among yeasts of the 'Saccharomyces complex' determined from multigene sequence analyses. *FEMS Yeast Res.* 3: 417-432.
- Lang, B. F.; O'Kelly, C.; Nerad, T.; Gray, M. W. & Burger, G.** 2002. The closest unicellular relatives of animals. *Curr Biol*. 12: 1773-1778.
- Liu, Y. J.; Whelen, S. & Hall, B. D.** 1999. Phylogenetic relationships among ascomycetes: evidence from an RNA polymerase II subunit. *Mol. Biol. Evol.* 16(12):1799-1808.
- Liu, Y. J.; Hodson, M. C. & Hall, B. D.** 2006. Loss of the flagellum happened only once in the fungal lineage: phylogenetic structure of Kingdom Fungi inferred from RNA polymerase II subunit genes. *BMC Evolutionary Biology* 6: 74.
- Liu, Y. J.; Leigh, J. W.; Brinkmann, H.; Cushion, M. T.; Rodriguez-Ezpeleta, N.; Philippe, H. & Lang, B. F.** 2009. Phylogenomic analysis support the monophyly of Taphrinomycotina, including *Schizosaccharomyces* fission yeasts. *Mol Biol Evol.* 26: 27-34.

- Lumbsch, H. T.; Schmitt, I.; Lindemuth, R.; Miller, A.; Mangold, A.; Fernandez, F. & Huhndorf, S. 2005. Performance of four ribosomal DNA regions to infer higher-level phylogenetic relationships of inoperculate euascomycetes (Leotiomycota). *Mol Phylogenet Evol.* 34(3):512-524.
- Lutzoni, F.; Kauff, F.; Cox, C. J.; McLaughlin, D.; Celio, G.; Dentinger, B. 2004. Assembling the fungal tree of life: progress, classification, and evolution of subcellular traits. *Am. J. Bot.* 91(10):1446-1480.
- Matheny, P. B.; Liu, Y. J.; Ammirati, J. F. & Hall, B. 2002. Using *RPB1* sequences to improve phylogenetic inference among mushrooms (Ynocybe, Agaricales). *American Journal of Botany.* 89(4): 688-698.
- Messenguy, F. & Dubois, E. 1993. Genetic evidence for a role for *MCM1* in the regulation of arginine metabolism in *Saccharomyces cerevisiae*. *Mol. Cell. Biol.* 13: 2586-2592.
- Messenguy, F. & Dubois, E. 2000. Regulation of arginine metabolism in *Saccharomyces cerevisiae*: a network of specific and pleiotropic proteins in response to multiple environmental signals. *Food Technol. Biotechnol.* 38: 277-285.
- Moncalvo, J. M.; Vilgalys, R.; Redhead, S. A.; Johnson, J. E.; James, T. Y. 2002. One hundred and seventeen clades of euagarics. *Molecular Phylogenetics and Evolution.* 23: 357-400.
- Nadal Ed, E.; Casadome, L. & Posas, F. 2003. Targeting the MEF2-like transcription factor Smp1 by the stress-activated Hog1 mitogen-activated protein kinase. *Mol. Cell Biol.* 23: 229-237.
- Nylander, J. A. A. 2004. MrModeltest v2 Program distributed by the author. Evolutionary Biology Centre, Uppsala University.
- Ophuls, M. D. 1905. Further observations on a pathogenic mould formerly described as a protozoon (*Coccidioides immitis*, *Coccidioides pyrogenes*). *J. Exp. Med.* 6: 443-485.
- Pace, N. R. 1997. A molecular view of microbial diversity and the biosphere. *Science.* 276: 734-740.
- Pan, S.; Sigler, L. & Cole, G. T. 1994. Evidence for a phylogenetic connection between *Coccidioides immitis* and *Uncinocarpus reesii* (Onygenaceae). *Microbiology.* 140 (Pt 6): 1481-1494.
- Philippe, H. 2000. Opinion: long branch attraction and protest phylogeny. *Protist* 151:307-316.
- Posada, D. 2008. jModelTest: Phylogeny model averaging. *Mol. Biol. Evol.* 25 (7): 1253-1256.
- Ragan, M. A.; Goggins, C. L.; Cawthorn, P. J.; Cerenius, L.; Jamieson, A. V. C.; Plourde, S. M.; Rand, T. G.; Söderhäll, K. & Gutell, R. R. 1996. A novel clade of protistan parasites near the animal-fungal divergence. *Proc. Natl. Acad. Sci.* 93: 11907-11912.
- Reeb, V.; Lutzoni, F. & Roux, C. 2004. Contribution of *RPB2* to multilocus phylogenetic studies of the euascomycetes (Pezizomycotina, Fungi) with special emphasis on the lichen-forming Acarosporaceae and evolution of polyspory. *Molecular Phylogenetics and Evolution.* 32: 1036-1060.
- Rixford, E. & Gilchrist, C. 1896. Two cases of protozoan (coccidioidal) infection of the skin and other organs. *Johns Hopkins Hospital Report.* 1: 209-268.
- Robbertse, B.; Reeves, J. B.; Schoch, C. L. & Spatafora, J. W. 2006. A phylogenomic analysis of the Ascomycota. *Fungal Genetics and Biology.* 43: 715-725.
- Schmid, K.J & Tautz, D. 1997. A screen for fast-evolving genes from *Drosophila*. *Proc. Natl. Acad. Sci. USA.* 94: 9746-9750.
- Schoch, C. L.; Shoemaker, R. A.; Seifert, K. A.; Hambleton, S.; Spatafora, J. W. & Crous, P. W. 2006. A multigene phylogeny of the Dothideomycetes using four nuclear loci. *Mycologia.* 98(6): 1041-1052.
- Schwarz-Sommer, Z.; Huijser, P.; Nacken, W.; Saedler, H. & Sommer, H. 1990. Genetic control of flower development by homeotic genes in *Antirrhinum majus*. *Science.* 250: 931-936.
- Seoighe, C., & Wolfe, K. H. 1999. Updated map of duplicated regions in the yeast genome. *Gene.* 238: 253-261.
- Spatafora, J. W.; Sung, G-H.; Johnson, D.; Hesse, C.; O'Rourke, B. 2006. A five-gene phylogeny of Pezizomycotina. *Mycologia.* 98(6): 1018-1028.
- Suh, S-O.; Blackwell, M.; Kurtzman, C. & Lachance, M-A. 2006. Phylogenetics of Saccharomycetales, the ascomycete yeasts. *Mycologia.* 98(6): 1006-1017.
- Suzuki, Y.; Glazko, G. V. & Nei, M. 2002. Overcredibility of molecular phylogenies obtained by Bayesian phylogenetics. *Proc Natl Acad Sci.* 99: 16138-16143.
- Swofford, D. L. 2002. PAUP: Phylogenetic analysis using parsimony (*and other methods). Sunderland, Massachusetts, Sinauer Associates.
- Tamura, K.; Dudley, J.; Nei, M. & Kumar, S. 2007. MEGA4: Molecular Evolutionary Genetics Analysis (MEGA) software version 4.0. *Molecular Biology and Evolution.* 24: 1596-1599.
- Tanabe, Y.; O'Donnell, K.; Saikawa, M. & Sugiyama, J. 2000. Molecular phylogeny of parasitic Zygomycota (Dimargaritales, Zoopagales) based on nuclear small subunit ribosomal DNA sequences. *Molecular Phylogenetics and Evolution.* 16: 253-262.
- Tanabe, Y.; Saikawa, M.; Watanabe, M. M. & Sugiyama, J. 2004. Molecular phylogeny of Zygomycota based on EF-1 α and *RPB1* sequences: Limitations and utility of alternative markers to rDNA. *Mol. Phylogenet. Evol.* 30: 438-449.

- Thompson, J. D.; Higgins, D. G. & Gibson T. J.** 1994. CLUSTALW: improving the sensitivity of progressive multiple sequence alignment through sequence weighting, position-specific gap penalties and weight matrix choice. *Nucleic Acids Res.* 22: 4673–4680.
- Voigt, K., & Wöstemeyer, J.** 2001. Phylogeny and origin of 82 zygomycetes from all 54 genera of the Mucorales and Mortierellales based on combined analysis of actin and translation elongation factor *EF-1 α* genes. *Gene.* 270: 113-120.
- Watanabe, Y.; Irie, K. & Matsumoto, K.** 1995. Yeast *RLM1* encodes a serum response factor-like protein that may function downstream of the Mpk1 (Slk2) mitogen-activated protein kinase pathway. *Mol. Cell. Biol.* 15: 5740–5749.
- Wolfe, K. H. & Shields, D. C.** 1997. Molecular evidence for an ancient duplication of the entire yeast genome. *Nature.* 387: 708–713.
- Zhang, N.; Clastebury, L. A.; Miller, A. N.; Huhndorf, S. M.; Schoch, C. L.** 2006. An overview of the systematic of the Sordariomycetes based on a four-gene phylogeny. *Mycologia.* 98(6): 1076-1087.

Una nueva especie de *Chrysochlamys* (Clusiaceae: Clusioideae: Clusieae) del Perú

A new species of *Chrysochlamys* (Clusiaceae: Clusioideae: Clusieae) from Peru

Rodolfo Vásquez Martínez & Rocío del Pilar Rojas González

Estación Biológica del Jardín Botánico de Missouri c/o Herbario HOXA, Prolongación Bolognesi Mz. E-6, Oxapampa, Pasco, PERÚ. rodolfo.vasquez@mobot.org

Resumen

Se describe e ilustra a *Chrysochlamys chrisharonii*, especie nueva de Clusiaceae, perteneciente a la subfamilia Clusioideae, tribu Clusieae, procedente del Parque Nacional Yanachaga-Chemillén, departamento de Pasco, Perú; también se discute sus relaciones con otras especies afines.

Palabras clave: *Chrysochlamis*, Clusiaceae, especie nueva.

Abstract

Chrysochlamys chrisharonii, a new species of Clusiaceae, belonging to subfamily Clusioideae, tribe Clusieae, from Parque Nacional Yanachaga-Chemillén, department of Pasco, Peru, is described and illustrated; also discusses his relationships with other species.

Key words: *Chrysochlamis*, Clusiaceae, new species.

Introducción

El género *Chrysochlamys* Poepp., fue descrito por Poeppig (1842), pertenece al «Grupo Tovomitá» de la tribu Clusieae (familia Clusiaceae, subfamilia Clusioideae), comprende principalmente géneros, arborescentes, no epífitos y cápsulas suculentas con 1(2) semillas ariladas por lóculo; después de una tortuosa historia taxonómica, el grupo finalmente ha quedado constituido por los siguientes géneros: *Chrysochlamys*, *Dystovomitá* y *Tovomitá*, y los nombres genericos *Balboa* Planch. & Triana y *Tovomitopsis* Planch. & Triana, como sinónimos de *Chrysochlamys* Poepp. (Hammel, 1999)

Las especies de *Chrysochlamys*, se caracterizan por ser arbustos o árboles pequeños, dioicos, con látex blanco o amarillo y otras veces acuoso inconspicuo; con hojas opuestas distribuidas en las ramitas; inflorescencias terminales o laterales en panículas multifloras o raramente reducidas a 1–3 flores; flores con 4–6–meras, con preforación imbricada; flores estaminadas con estambres numerosos (25–250), mas o menos separados, o los filamentos fusionados basalmente en una pequeña

columna, o raramente con los estambres fértiles rodeando a un capítulo central estéril, o muy raramente todas las anteras sésiles en un capítulo resinoso; flores pistiladas con numerosos estaminodios libres, ovario (4)5(6)-locular, estilo corto o ausente, con 4 a 5, raramente 3, estigmas expandidos; frutos cápsulas carnosas o coriáceas, blancas a rojizas; semillas 1 a 5, envueltas por un arilo blanco o anaranjado. (Kearns, 1998; Hammel, 1999, 2001.)

Es un género neotropical, comprende al menos 50 especies mayormente de América del Sur, ocurre en los bosques muy húmedos desde el nivel del mar hasta los 2300 m sobre el mar (Hammel, 1999); se distribuye en México, América Central, Antillas Menores, Colombia, Venezuela, Guyana, Guiana Francesa, Ecuador, Perú, Brazil, Bolivia (Kearns, 1998)

Para el Perú, de acuerdo con Brako & Zarucchi (1993), se han registrado 9 especies, de las cuales al menos las 3 especies siguientes: *Chrysochlamys multiflora* Poepp., *Chrysochlamys pachypoda* Planch. & Triana y *Chrysochlamys pavonii* Planch. & Triana, son endémicas

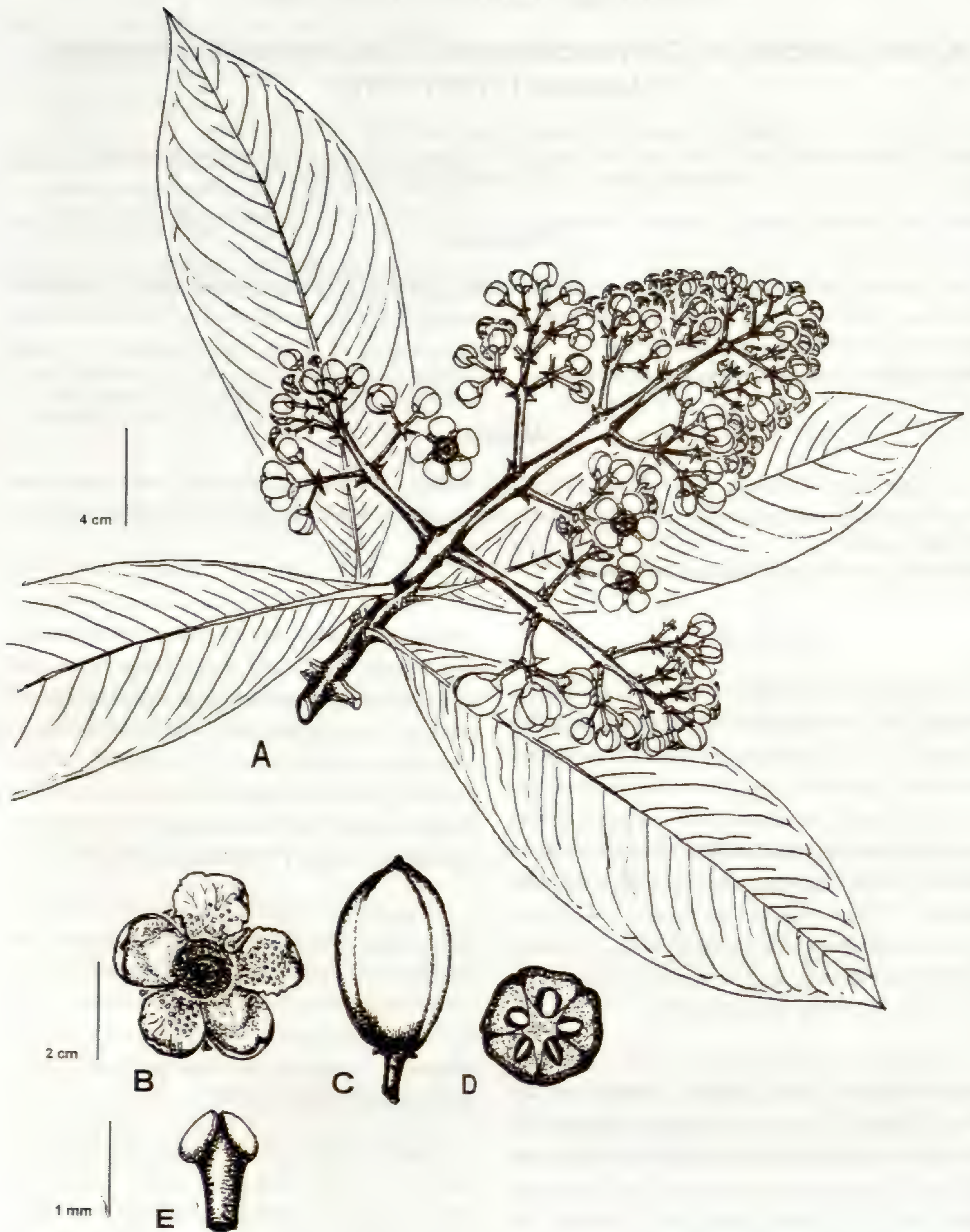


Fig. 1. *Chrysochlamys chrisharonii* Vásquez & R. Rojas A. Rama florífera. B. Flor en antésis. C. Fruto. D. Sección transversal del Fruto. E. Estambre. (Dibujado de R. Vásquez et al. 33328. HOXA)

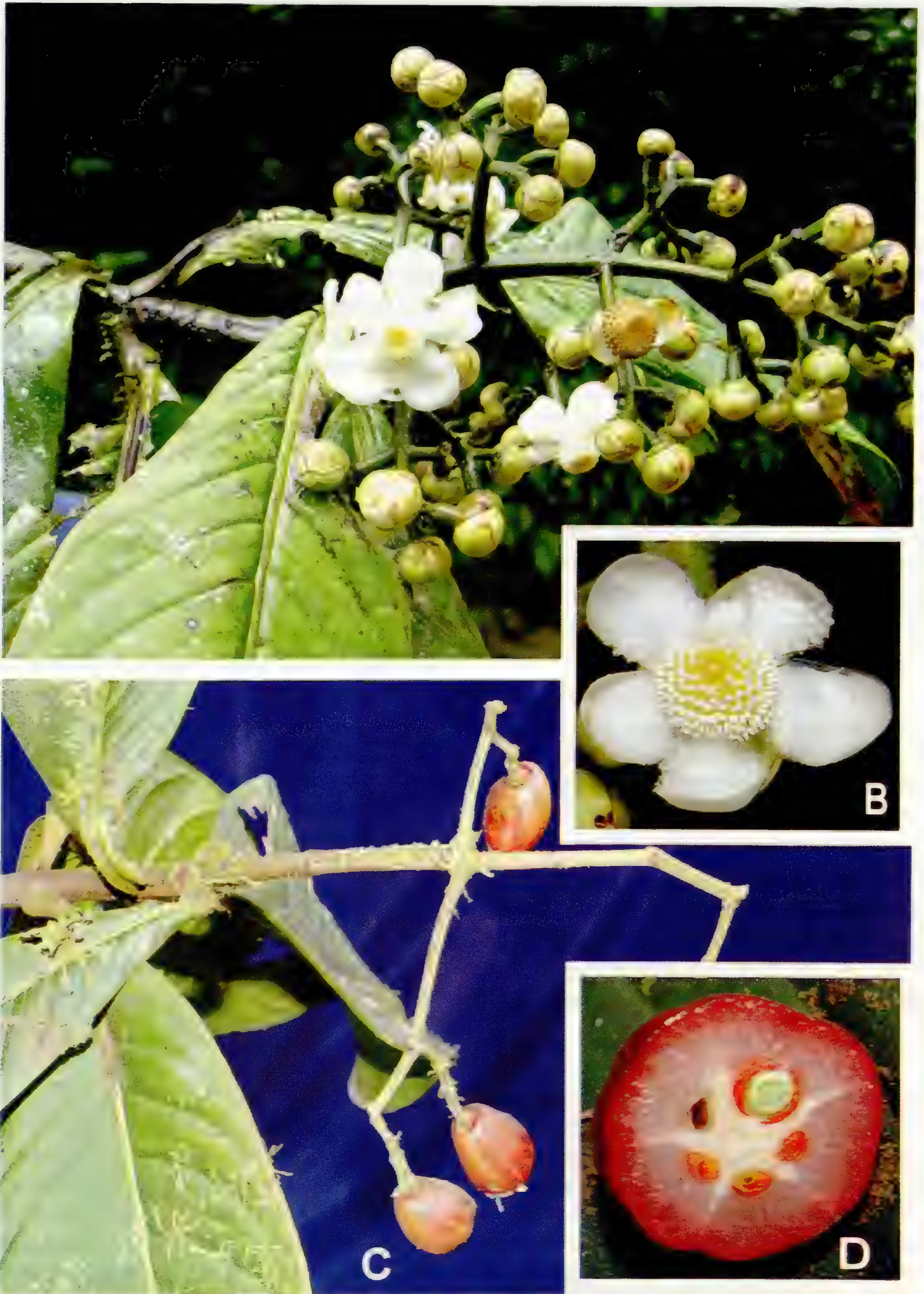


Fig. 2. *Chrysochlamys chrisharonii* Vásquez & R. Rojas A. Rama florífera. B. Flor en antésis. C. Rama fructífera. D. Sección transversal del Fruto. (R. Vásquez et al. 33328)

al menos las 3 especies siguientes: *Chrysochlamys multiflora* Poepp., *Chrysochlamys pachypoda* Planch. & Triana y *Chrysochlamys pavonii* Planch. & Triana, son endémicas para el Perú, pero no son indicadas como tales por León (2006); con la especie *Chrysochlamys chrisharonii* Vásquez & R. Rojas, que aquí estamos proponiendo, se tendría para el Perú 10 especies de las cuales 4 especies serían endémicas. Sin embargo debemos anotar que *Chrysochlamys* es uno de los varios géneros de Clusiaceae que necesitan ser revisados por lo menos para las especies peruanas, el material de referencia en los herbarios es abundante para especies como: *Chrysochlamys membranacea* Planch. & Triana y *Chrysochlamys weberbaueri* Engl., pero prácticamente inexistente para especies como: *Chrysochlamys multiflora* Poepp. y *Chrysochlamys pavonii* Planch. & Triana, por otro lado es muy probable que *Chrysochlamys pachypoda* Planch. & Triana, sea una variedad de *Chrysochlamys multiflora* var. *pachypoda* (Planch. & Triana) Vesque (Tropicos.org, 2010).

Chrysochlamys chrisharonii Vásquez & R. Rojas sp. nov. (Fig. 1-2)

TIPO: PERU. Dpto. Pasco, Prov. Oxapampa, Dtto. Huancabamba, Parque Nacional Yanchaga-Chemillén, Sector Tunqui, bosque primario, suelo muy húmedo, 10°16'13"S, 75°31'00"O, 1840 m, 11-II-2008, R. Vásquez et al. 33328 (Holótipo: USM; Isótipos: HOXA, AMAZ, HUT, MOL, MO).

Arbores dioecius, parvus; foliis oppositus decussatus, obovato-ellipticis, multinervis; inflorescentiis paniculatis multiflorae, floribus 5-mero, petala albus; estaminibus connatus; capsulis integris, obovato 4-5 cm longum, quinqueloculare.

Arbolitos dioicos hasta 10 m de alto, látex blanco; ramitas subcilíndricas, glabras. **Hojas** opuestas, decusadas; pecíolos 0,5–1,5 cm de largo, canaliculados, frecuentemente con los márgenes alados; láminas subcoriáceas a cartáceas, obovado-elípticas, (16–)20–30(–35) × (5–)7–9(–13) cm, ápice brevi-acuminado, base cuneada, decurrente sobre el pecíolo, margen entero, el haz glabro, el envés glabro en la superficie y diminutamente puberulento sobre los nervios; nervio medio plano por el haz y prominente por el envés; nervios laterales 16–22

pares, con nervios intersecundarios, arqueados hasta tocar el borde y solo ligeramente anastomozados hacia el ápice de la lámina, nerviación terciaria principalmente plana. **Inflorescencias** estaminadas terminales y laterales, en panículas multifloras hasta 20 × 20 cm, raquis principal y secundarios ligeramente cuadrangulares, diminutamente marrón-puberulentos, brácteas y bracteólas, cóncavas, ampliamente ovadas a triangulares, pedicelos subteretes, ligeramente más gruesos hacia el ápice, 5–9 mm de largo, diminutamente marrón-puberulentos; botones 10–13 mm de diámetro, con 2 brácteas cóncavas, ampliamente ovadas, 4–6 × 4–6 mm, diminutamente marrón-puberulentos por fuera y glabras por dentro. **Flores** 3–4 cm de diámetro, sépalos blanco-verdosos cuando frescos, ampliamente ovados, progresivamente mas grandes de afuera hacia adentro, los mas externos 6 × 4 mm y los internos 11 × 11 mm; pétalos 5, blancos cuando frescos, 11–13 × 11–13 mm, los 2 externos, ligeramente oblongos, gruesos y carnosos, los 3 internos ampliamente obovados, membranáceos, con los márgenes lacerados y la superficie escrobiculada, por efecto de las anteras; estambres numerosos, los filamentos ca. 0,75 mm de largo, ligeramente aplanados, unidos en la base, rodeando un capítulo central, estéril, mas o menos resinoso, anteras 0,5 × 0,5 mm, con conectivo amplio; inflorescencias pistiladas semejantes a las estaminadas; flores no vistas. **Frutos** cápsulas carnosas, rojas, glabros, de contorno obovado 4–5 × 2,5 cm, con 5 remanentes estigmáticos. **Semillas** 5 por lóculo, verdosas con arilo anaranjado.

Especímenes adicionales examinados

PERÚ: Dpto. Pasco, Prov. Oxapampa, Dtto. Huancabamba, Parque Nacional Yanchaga-Chemillén, Sector Tunqui, 10°16'42"S, 75°31'01"O, 1781 m, 12-XII-2006, G. Castillo et al. 690 (USM, HOXA, MO). 10°17'19"S, 75°31'06"O, 1790 m, 22-IX-2007, A. Monteagudo et al. 15212 (USM, HOXA, HUT, AMAZ, MO). 10°17'46"S, 75°30'53"O, 1852 m, 18-VII-2008, A. Monteagudo et al. 16714 (USM, HOXA, HUT, MO). 10°16'21"S, 75°30'20"O, 1870 m, 22-VII-2008, A. Monteagudo et al. 16885 (USM, HOXA, HUT, MO). 10°17'53"S, 75°30'54"O, 1923 m, 11-II-2009, R. Vásquez

et al. 35167 (USM, HOXA, MO). *R. Vásquez et al.* 35207 (USM, HOXA, HUT, MOL, MO).

Por la forma general de las hojas, *Chrysochlamys chrisharonii*, esta cerca de *Chrysochlamys dependens* Planch. & Triana, una especie ampliamente distribuida desde Pando en Bolivia, a Tachira en Venezuela, que es mayormente diferenciada porque sus hojas tienen todos los nervios secundarios anastomosados, sus inflorescencias son laxas y péndulas con botones florales relativamente pequeños, menores que 4 mm de diámetro y frutos ca. 2 cm de largo; mientras que *Chrysochlamys chrisharonii* tiene sus hojas con los nervios secundarios no anastomosados, inflorescencias mas o menos erguidas y multifloras con botones florales 10–13 mm de diámetro y los frutos 4–5 cm de largo. Por las hojas, inflorescencias robustas y erguidas, *Chrysochlamys chrisharonii*, estaría cerca de *Chrysochlamys grandifolia* (L.O. Williams) Hammel, una especie de Mesoamérica, que es reconocida por sus pecíolos largos hasta 4 cm de largo, botones ca. 7 mm de diámetro y sus frutos con 5–6 costillas, estrellados en sección transversal; mientras que *Chrysochlamys chrisharonii* tiene pecíolos 0,5–1,5 cm de largo, botones 10–13 mm de diámetro, frutos lisos no costillados.

También por la forma general de las hojas, inflorescencias y frutos, *Chrysochlamys chrisharonii*, esta cerca de *Chrysochlamys skutchii* Hammel, una especie de Mesoamérica, que es diferenciada por sus hojas membranáceas, pecíolos 2–4 cm de largo y botones florales menores que 5 mm de diámetro; mientras que *Chrysochlamys chrisharonii* tiene hojas subcoriáceas, pecíolos 0,5–1,5 cm de largo y botones florales 10–13 mm de diámetro, y por la forma general de las hojas e inflorescencias *Chrysochlamys chrisharonii* es afin a *Chrysochlamys multiflora* Poepp., una especie peruana conocida solo de la localidad tipo, que tiene botones florales menores que 6 mm de diámetro, flores y frutos desconocidos; mientras que *Chrysochlamys chrisharonii* tiene los botones florales 10–13 mm de diámetro, las flores 3,2–4,2 cm de diámetro y los frutos obovados 4–5 × 2,5 cm, enteros, no costillados.

Distribución y ecología: Hasta la fecha solo es conocida del sector Tunqui en el Parque Nacional Yanachaga-Chemillén; creciendo en bosque primario, preferentemente ripario entre los 1700 a 2000 m sobre el mar; ha sido colectada con flores desde diciembre hasta julio y con frutos desde febrero hasta setiembre.

Estado actual: Debido a que esta especie esta conformada por árboles pequeños, no aptos para la extracción maderera y que todas las colecciones hasta ahora conocidas, provienen del área natural protegida, Parque Nacional Yanachaga-Chemillén y su zona de amortiguamiento, es obvio que la especie esta fuera de riesgo.

Etimología: El epíteto específico alude a los nombres de dos ilustres botánicos y queridos amigos, Christopher Davidson y Sharon Rosalie Christoph, que se unieron para recorrer juntos el mundo, y que gracias al esfuerzo de su trabajo botánico y fotográfico, ahora conocemos muchos aspectos morfológicos raros y desconocidos de las plantas de todo el mundo.

Agradecimientos

Los autores expresan su agradecimiento al Fondo Taylor, por brindar la subvención económica para coleccionar en la Selva Central; al Missouri Botanical Garden (MO), al Herbario San Marcos (USM) y al Herbario Selva Central (HOXA), por el acceso a las colecciones; al Servicio Nacional de Naturales Protegidas por el Estado (SERNANP), por las facilidades brindadas al concedernos las respectivas autorizaciones de investigación en la Selva Central.

Literatura citada

- Brako, L. & J. L., Zarucchi. 1993. Catálogo de las Angiospermas y Gimnospermas del Perú. Monographs Syst. Bot. Miss. Bot. Gard. Vol. 45:413–414.
- D'Arcy, W. G. 1980. Family Guttiferae. In R. E. Woodson, Jr. And R. W. Schery and Collaborators, Editors. Flora of Panama. Ann. Miss. Bot. Gard. 67: 10-1026.
- Kearns, D. M. 1998. *Chrysochlamys* Poepp., pages: 258-259. In P. E. Berry, B. K. Holst, and K. Yatskievych, Volume Editors. Flora of the Venezuelan Guayana. Volume 4. Caesalpiniaceae–Ericaceae. Miss. Bot. Gard. Press. St. Louis, USA.

- Hammel, B. E.** 2001. *Chrysochlamys* Poepp.; *Tovomitopsis* Planch. & Triana, pages: 619-620. En W. D. Stevens, C. Ulloa U, A. Pool y O. M. Montiel, Editores. Flora de Nicaragua. Introducción, Gimnospermas y Angiospermas (Acanthaceae– Euphorbiaceae). Monographs in Syst. Bot. from the Miss. Bot. Gard. Volume 85, Tomo I. Miss. Bot. Gard. Press. St. Louis, USA.
- Hammel, B. E.** 1999. Synopsis of *Chrysochlamys* (Clusiaceae: Clusioideae: Clusieae) in Mesoamerica. *Novon* 9: 360–374.
- León, B.** 2006. Clusiaceae endémicas del Perú. En B. León, *et al.* Editores. El Libro Rojo de las Plantas Endémicas del Perú. *Rev. peru. biol.* Número especial 13(2): 261–264. Facultad de Ciencias Biológicas, UNMSM, Lima, Perú.
- Tropicos.org.** 2010. Missouri Botanical Garden. 05 Jan 2010 <<http://www.tropicos.org>>.

Larnax pedrazae (Solanaceae) una nueva especie del Departamento Amazonas, Perú

Larnax pedrazae (Solanaceae) a new species from Amazonas Department, Peru

Segundo Leiva González

Museo de Historial Natural, Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo, Casilla Postal 1075,
Trujillo, PERÚ. segundo_leiva@hotmail.com

Viviana Bravi

Facultad de Ciencias Químicas, Universidad Nacional de Córdoba, Avda. Haya de la Torre y Medina
Allende s.n., Córdoba, ARGENTINA. vivibravi@hotmail.com

Gloria E. Barboza

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

Resumen

Se describe e ilustra en detalle *Larnax pedrazae* S. Leiva & Barboza (Solanaceae) una nueva especie del Departamento Amazonas, Perú. *Larnax pedrazae* es propia del puente El Arenal, Prov. Bagua, Dpto. Amazonas, Perú, entre los 1100-1170 m de elevación. Se caracteriza principalmente por el número de flores por nudo, el indumento del cáliz, el estilo incluido, las flores pequeñas y los frutos ligeramente erectos, con 18-21 esclerosomas por baya, rodeados flojamente por el cáliz fruticoso 10-costado. Se incluyen datos sobre su distribución geográfica, ecología y situación actual y sus relaciones con otra especie afín. Por último, se presenta una clave diferencial para las especies de *Larnax* que carecen de antocianinas en la corola.

Palabras clave: *Larnax*, Solanaceae, especie nueva, Amazonas, Perú.

Abstract

Larnax pedrazae S. Leiva & Barboza (Solanaceae), a new species from Amazonas Department (Perú), is described and illustrated in detail. *Larnax pedrazae* is endemic in El Arenal bridge (Prov. Bagua, Dpto. Amazonas), Perú, over 1100-1170 m. The species is mainly characterized by the number of flowers per nude, the calyx pubescence, the style included, the scarcely erect fruits and loosely enveloped by 10-costate calyx, and the number of stone cells (18-21 per fruit). Data on its distribution, ecology, conservations status and affinities are also given. Finally, a key to differentiate *Larnax* species with corollas lacking anthocyanins is also included.

Key words: *Larnax*, Solanaceae, new species, Amazonas, Peru

Introducción

Dentro del grupo de géneros «physaloides» de la Familia Solanaceae (D'Arcy, 1979; Axelius, 1996), nombre atribuido a géneros que presentan una notable acrecencia en el cáliz fructífero, se destaca *Larnax* Miers, con posible centro de dispersión en Perú. En efecto, en dicho país se concentran unas 24 especies de las 32 descritas hasta ahora con un marcado número de endemismos (cfr. Anexo 1 en Leiva & Barboza, 2009). Desde el punto de vista filogenético, *Larnax* se ubica en el clado Physaleae aislado en un pequeño subclado aún sin nominar (Olmstead et al., 2008).

Género neotropical de bosques premontanos y montanos al oeste de Sud América, desde Colombia a Perú (Hunziker, 1977, 1979, 2001; Barboza & Hunziker, 1995; Leiva, 1996; Leiva, et al., 1998a, 1998b, 2002, 2003, 2008; Leiva & Rodríguez, 2006; Leiva & Barboza 2009; Sawyer, 1998, 2001), con una única especie que llega hasta América Central (*L. sylvarum*): Costa Rica, Panamá y además Colombia (Sawyer, 2001).

Una reciente excursión al norte del territorio peruano (Dpto. Amazonas), puso una vez en evidencia poblaciones de una especie de *Larnax*, que nos llamó la atención por sus particularidades floríferas y fructíferas

y que difieren de las especies ya conocidas. Dar a conocer esta nueva entidad es el principal aporte y objetivo de este trabajo. A la par se presenta una clave diferencial que incluye a todas las especies del género con corolas que carecen de antocianinas en su interior.

Material y métodos

El material estudiado para la especie nueva que se describe, corresponde a colecciones efectuadas recientemente al Distrito La Peca, Provincia Bagua, Dpto. Amazonas, Perú. Las colecciones se encuentran registradas principalmente en los Herbarios: CORD, F, HAO, HUT, MO. Se fijó y conservó material en líquido (alcohol etílico al 70% o FAA) para estudios posteriores de los órganos vegetativos y reproductivos. Se presenta la descripción basada en caracteres exomorfológicos, discusión con la especie más afín, fotografías, delineación de la especie y distribución geográfica. Los acrónimos de los Herbarios son citados según Holmgren et al. (1990), y para la diagnosis en latín se usó Stearn (1967). Para confeccionar la clave que se presenta, se consultaron ejemplares de los principales herbarios del mundo y se contó también con información obtenida de los numerosos viajes de campaña realizados en búsqueda de estas plantas.

1.- *Larnax pedrazae* S. Leiva & Barboza sp. nov. (Fig. 1-2)

TIPO: PERÚ, Dpto. Amazonas, Prov. Bagua, Distrito La Peca, Puente El Arenal, (ruta La Peca-El Arenal), 5° 35' 27,2" S y 78° 24' 20,8" W, 1170 m, 12-X-2009. S. Leiva, M. Zapata & G. Gayoso 4579 (Holótipo: HAO; Isótipos: CORD, F, HAO, MO, NY, USM).

Frutex et suffrutex (0,70-) 1,50-2 m altus; ramosus caulibus. Caulibus 4-5 angulatus, viridis, compactus, lenticellis cremeae, glabrus, 15-25 mm ad basim crassis. Folia ternata; petioli semiteres, vel filiformis, viridis, vel viridescens, glabrus, 4,8-7,3 cm longis; laminae ovatae et ellipticae, membranaceae, supra viridis, subtus viridescens, supra et subtus glabrus, apici acuta, basi cuneati, integra vel repandus marginibus, 23-26 cm longa et 10-14 cm lata. Florae in quoque nodo 7-10; peduncululi viridis, glabrus, 3-5 mm longi et 2-2,2 mm ad basim crassis; pedicelli teres,

virido-lutescens, crassus, glabrus, (5-) 8-9 mm longi. Calyx campanulatus, succulentus, extus viridescens et lutescens, ciliolate pilis glandularis brunneus, intus glabrus, nervibus elevatis; 5-lobulato, lobulis triangularis, succulentus, 0,1-0,3 mm longis et (0,1-) 0,8-1 mm latis; tubus 1,5-1,6 mm longo et 1,7-1,8 mm crasso. Corolla campanulata-stellata, extus et intus virido-lutescens, glabra, limbus 7-10 mm crasso; 5-lobulato, lobulis triangularis, aplanatus, vel revolutis, marginibus ciliolate pilis simplicis albidis, 2,5-3,1 mm longis et 1,9-2,3 (-2,9) mm latis; tubus 1,8-3 mm longo et 3,7-4,5 mm crasso. Stamina 5, connivents, inter basalem 0,3-0,5 mm longi tubi corallini inserta; filamentia staminalis homodinamus, teres, cremeae vel viridescens, 0,6-0,7 mm longi; petalostemum, glabrum, breviter manifestum; antherae oblongae, muticae, glabrae, cremeae, 1,6-1,8 mm longi et 1,5-1,6 mm crasso. Ovarium pyriformis, vel ovatum, viridescens, 5-angulatus, glabrum, discus nectarius breviter manifestum, lutescens, 30-40 % longi, 1,5-1,6 mm longum et 1,2-1,3 mm crassis; stylus inclusus, teres, 0,7-0,9 mm longis; stigma clavata, sub-bilobulato, viridis, 0,1-0,3 mm crassa. Bacca conica, vel oblonga, vel erecta, viridescens, 9-10 mm longa et 7-9 mm crassa; calyx fructifer ad maturitatem bacca persistens, crescenti, 10-nervibus elevatis, 16-18 mm long. et (12-) 14-15 mm lat. Semina 109-115 per bacca, reniformis, compressa, coriacea, reticulate-foveolata, 2,6-2,7 mm longa et 1,9-2 mm crassa. Sclerosomata 18-21 per bacca, conica e cremeae.

Arbusto o sufrútice (0,70-) 1,5-2 m de alto, ampliamente ramificado. Tallos viejos teretes, a veces ligeramente 4-5 angulosos, nudosos, verdosos, compactos, lenticelas cremosas, glabros, 15-25 mm de diámetro en la base; tallos jóvenes 4-5 angulosos, verde-claro, a veces morados en los nudos, compactos, sin lenticelas, glabros. Hojas alternas, dispuestas en las dicotomías de las ramas; pecíolos glabros, semirrollizos, a veces rollizos con un canal en la superficie adaxial, curvados, verdes, a veces verde-claros, 4,8-7,3 cm de longitud; lámina ovada a elíptica, membranácea, verde-oscuro y ligeramente lustrosa la superficie adaxial, verde-claro la abaxial. glabra en ambas superficies, aguda en el ápice, cuneada en la base, entera y ligeramente repanda en los bordes, 23-26 cm de largo por 10-14 cm de ancho. Flores 7-10 por nudo, no sincronizadas; pedúnculo

cónico, verde, succulento, glabro, 3-5 mm de largo por 2-2,2 mm de diámetro en la base; pedicelos filiformes ampliándose ligeramente hacia el área distal, péndulos, verde-amarillentos, crasos, glabros, (5-) 8-9 mm de longitud. Cáliz campanulado, succulento, verde-claro o amarillento externamente, cremoso interiormente, con papilas glandulares pequeñísimas marrones en los márgenes. glabro interiormente, nervaduras sobresalientes, limbo 2,5-3 mm de diámetro en la antesis. 5-lobulado, lóbulos triangulares, 0,1 -0,3 mm de largo por (0,1-) 0,8-1 mm de ancho; tubo 1,5-1,6 mm de largo por 1,7-1,8 mm de diámetro. Corola campanulado-estrellada, verde-amarillenta, a veces amarillenta externa e interiormente, succulenta, glabra por fuera y por dentro. nervaduras principales sobresalientes, limbo 7-10 mm de diámetro en la antesis; 5-lobulado, lóbulos triangulares, aplanados, a veces ligeramente revolutos, ciliados, con pelos simples transparentes en los bordes. 2,5-3,1 mm de largo por 1,9-2,3 (-2,9) mm de ancho; tubo 1,8-3 mm de largo por 3,7-4,5 mm de diámetro. Estambres 5, conniventes, insertos a 0,3-0,5 mm en el borde basal del tubo corolino; filamentos estaminales homodínamos, área libre de los filamentos filiformes ampliándose ligeramente hacia el área basal, cremosos a veces verdosos, glabros, 0,6-0,7 mm de longitud; petalostemos cremoso, glabros, poco desarrollados en dos aurículas; anteras oblongas, sin mucrón apical incipiente, glabras, blancas o cremosas, conectivo engrosado, 1,6-1,8 mm de largo por 1,5-1,6 mm de diámetro. Ovario piriforme, a veces ligeramente ovado, verde-claro, 5-angulado, glabro, disco nectarífero poco notorio, amarillento, y ocupa el 30-40 % de la longitud basal del ovario, 1,5-1,6 mm de largo por 1,2-1,3 mm de diámetro; estilo incluso, filiforme ampliándose ligeramente hacia el área distal, cremoso, a veces verde-amarillento, glabro, 0,7-0,9 mm de longitud; estigma clavado, bilobado, verde-oscuro, 0,1-0,3 mm de diámetro. **Baya** cónica, ligeramente oblonga, ligeramente erecta, verdosa a la inmadurez, lustrosa, glabra, 9-10 mm de largo por 7-9 mm de diámetro; cáliz fruticoso persistente, acrescente, verde-oscuro, envuelve flojamente a la baya. 10-costado, y se abre en 5 diente iguales, 16-18 mm de largo por (12-) 14-15 mm de diámetro. **Semillas** 109-115 por baya, reniformes, compresas, coriáceas, cremosas, epispermo reticulado-foveolado, 2,6-2,7 mm de largo por 1,9-2 mm de diámetro. **Esclerosomas** 18-21 por baya, cónicos, cremosos.

Material adicional examinado

PERÚ: Dpto. Amazonas, Prov. Bagua, Distrito La Peca, Puente El Arenal, ruta La Peca-El Arenal, 5° 5' 24,7" S y 78° 24' 22,8" W, 1100 m, 7-I-2008, S. Leiva, P. Pedraza & M. Zapata 4261 (CORD, F, HAO, MO, NY)

Larnax pedrazae es semejante a *Larnax abra-patriciae* S. Leiva & Barboza, ambas endémicas del bosque de neblina del Dpto. Amazonas. Además de compartir un hábitat ecológico similar, son arbustos relativamente bajos que no superan los 2 m alt., con numerosas flores por nudo (de 7 a 10) sobre un pedúnculo corto, cáliz con tricomas diminutos glandulosos y androceo homodínamo con anteras blancas no mucronadas. Empero, se diferencian porque *L. pedrazae* es un arbusto muy ramificado, con tallos, pecíolos, hojas, pedúnculos y pedicelos glabros, pedúnculos comparativamente largos (3-5 mm long.), cáliz no mayor a 2 mm long., corola que apenas alcanza los 6 mm long. con lóbulos un poco más largos o de igual longitud que el tubo, estilo muy corto, incluso, de 0,7-0,9 mm long. y bayas erectas o apenas inclinadas; en cambio, *L. abra-patriciae* es un arbusto laxamente ramificado, con tallos, pecíolos, hojas, pedúnculos y pedicelos glabrescentes con tricomas simples no glandulares transparentes, pedúnculos comparativamente cortos (ca. 2 mm long.), cáliz mayor a 2 mm long., corola que supera los 6 mm long. (6,7-7,7 mm), con lóbulos unas 1,5-2 veces más largos que el tubo, estilo exerto, de 4,5-5 mm long. y, por último bayas péndulas. Guarda también similitud con *L. vasquezii* S. Leiva, Rodríguez & Campos cuyas diferencias se detallan en la clave inserta más abajo.

Distribución y ecología: Hasta el momento sólo se ha colectado en esta área geográfica del Puente El Arenal, Prov. Bagua, Dpto. Amazonas, Perú, por arriba de los 1100 m de elevación, como un integrante de los fragmentos de Bosque húmedo primario que aún persisten. Como mucho de sus congéneres, prefiere terrenos húmedos, profundos, tierras negras, arcillosas, con abundante sustancias orgánicas; vive asociada con plantas de los géneros: *Phenax* Wedd., *Nasa* Weingend (Urticaceae), *Ficus* L. (Moraceae), *Inga* Miller (Fabaceae), *Browallia* L., *Solanum* L. (Solanaceae), *Begonia* L. (Begoniaceae), entre otras.

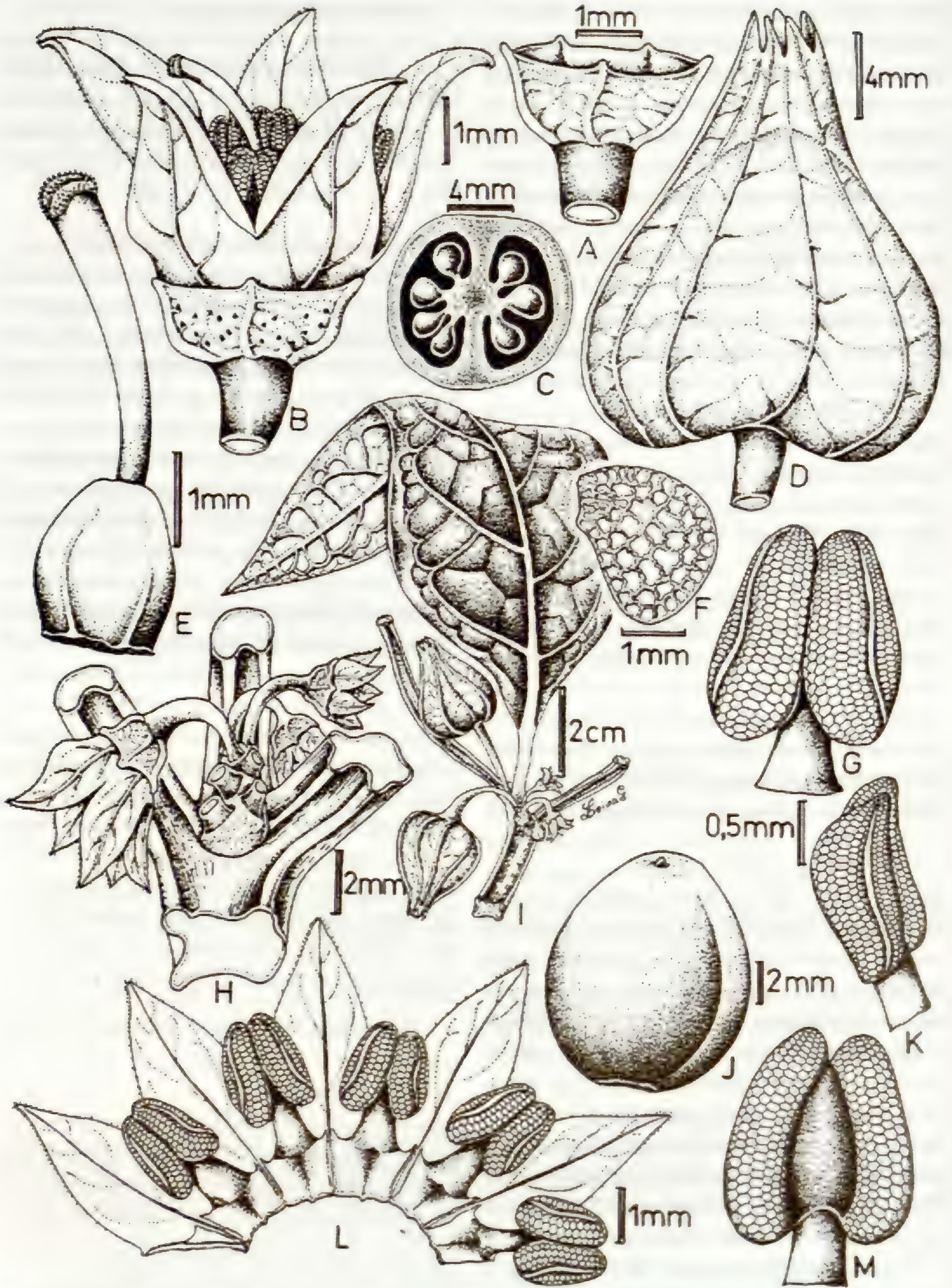


Fig. 1. *Larnax pedrazae* S. Leiva & Barboza. A. Cáliz, B. Flor en antesis, C. Sección transversal del ovario, D. Fruto, E. Gineceo. F. Semilla, G. Antera en vista ventral, H. Inflorescencia, I. Rama florífera, J. Baya, K. Antera en vista lateral, L. Corola desplegada, M. Antera en vista dorsal. (Dibujado de S. Leiva et al. 4579, HAO).

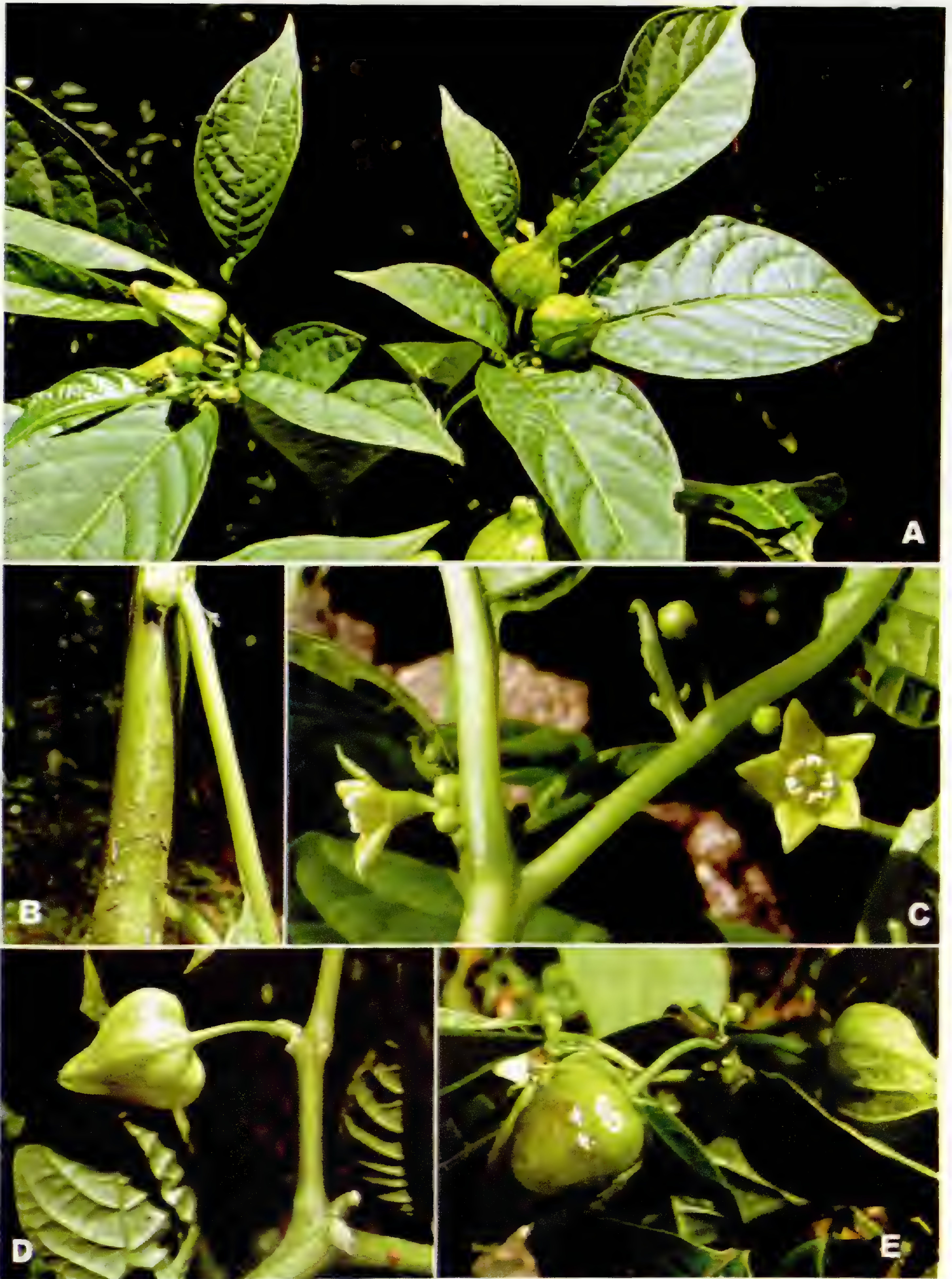


Fig. 2. *Larnax pedrazae* S. Leiva & Barboza. A. Hábito, B. tallo, C. Rama florífera, D. Fruto, E. Baya expuesta. (Leiva *et al.* 4579, HAO).

Estado actual: Es una especie relativamente abundante en el área de colección. Afortunadamente, por encontrarse circunscripta al Bosque, borde del Río y entre peñascos inaccesibles, es de esperar, que si el área continúa conservándose, esta especie no estará en peligro de extinción.

Etimología: Es un honor dedicar esta especie a la Dra. Paola Pedraza del New York Botanical Garden (U.S.A.), por sus estudios de la flora peruana, especialmente de la familia Ericaceae, como lo demuestran las publicaciones al respecto, de igual forma, por su constante apoyo a los botánicos peruanos.

Clave para identificar las especies de *Larnax* con las corolas sin antocianinas

De la totalidad de las especies conocidas hasta ahora (32), casi el 50 % de ellas se caracterizan por la presencia de corolas que carecen de antocianinas, variando su color desde cremosas, amarillas, verdoso-amarillentas a verdes. Es por ello, que creemos conveniente incluir aquí una clave provisional de estas especies, mientras tanto se dé a la luz la revisión total del género que está en preparación.

1. Cáliz con lóbulos alesnados profundos, mayores de 1,4 mm long (1,4-2 mm). Cáliz muy pubescente y cuando fructífero adpreso a la baya. Por nudo (1) 2-3 flores.

2. Corola de 15-22 mm long, glabras por dentro. Androceo homodínamo. Bayas subelipsoides, hasta de 18 mm long. Hojas hasta de 16,5 cm long. x 7 cm lat. Colombia y Ecuador

1. *L. sachapapa* Hunz.

2'. Corola de 7,8-8,5 mm long, con un anillo de tricomas en el interior del limbo. Androceo heterodínamo. Bayas subglobosas a cónicas, hasta de 9,5 mm long. Hojas comparativamente medianas, hasta de 8 cm long. x 3,7 cm lat. Perú

2. *L. pilosa* Leiva, Rodríguez & Campos

1'. Cáliz con lóbulos inconspicuos, triangulares, no mayores de 0,6 mm long. Cáliz por lo general glabro o cuando pubescente, con tricomas glandulares

2. Corola y anteras cremoso-blanquecinas, lóbulos profundos, unas 3,5 veces más largos que el tubo. Bayas globosas, verde-claro, cubiertas por cáliz seríceo-glanduloso. Perú

3. *L. bongaraense* Leiva

2'. Corola netamente verdosa, amarilla o amarillo-verdosa, lóbulos casi tan largos como la parte soldada o hasta 3,5 veces más largos; anteras blancas o amarillas. Bayas globosas, subglobosas, cónicas o elipsoides, amarillas, anaranjadas o anaranjado-rojizas, blanco-verdosas o verdes cubiertas por cáliz glabro o glanduloso

3. Corola con un anillo de tricomas en el interior del limbo. Bayas globosas

4. Corola estrellada de 13 mm, con márgenes de los lóbulos revolutos, anteras de 2,3-2,5 mm. Perú

4. *L. lutea* Leiva

4'. Corola campanulado-rotácea, de 3,5-7 mm long., con márgenes de los lóbulos aplanados, anteras de 0,8-1,9 mm long.

5. Hojas herbáceas. Corola amarilla, de 3,5-4,8 mm long. Pedicelos y cáliz pubescentes. Pedicelos fructíferos de 1-2 cm long. Perú.

5. *L. parviflora* N. W. Sawyer & S. Leiva

5'. Hojas coriáceas. Corola verdosa, de 4,5-6,4 mm. Pedicelos y cáliz glabros. Pedicelos fructíferos menores de 1 cm long. Ecuador

6. *L. psilophyta* N. W. Sawyer

3'. Corola interiormente glabra. Bayas subglobosas, cónicas o elipsoides

4. Plantas muy pubescentes con indumento de tricomas simples y ramificados, no glandulares en tallos y hojas. Corola amarilla. Perú

7. *L. subtriflora* (Ruiz & Pav.) Miers

4'. Plantas glabras, glabrescentes o cuando pubescentes con indumento de tricomas simples, nunca ramificados. Corola verdosa, verdoso-amarillenta o amarilla

5. Corola pequeñas, entre 3,5-5,5 (- 6) mm long., verdosas

6. Flores (1-) 3-5. Cáliz glabro. Anteras de 1,4-1,5 mm de long., con mucrón apical. Estilo exerto. Cáliz fruticoso 5-costado. Perú.

8. *L. vasquezii* Leiva, Rodríguez & Campos

6'. Flores 7-10 por nudo. Cáliz con papilas glandulares pequeñísimas marrones en los márgenes. Anteras de 1,6-1,8 mm, sin mucrón apical. Estilo inclusivo. Cáliz fruticoso 10-costado. Perú

9. *L. pedrazae* S. Leiva & Barboza

5'. Corola relativamente grande, mayores de 5,5 mm long

6. Cáliz fructífero adpreso a la baya. Flores (1-) 2-4 por nudo.

7. Cáliz de 3,4-3,6 mm long. Corola amarilla, glabra externamente. Androceo homodínamo, anteras no mucronadas. Perú

10. *L. chotanae* Leiva, Pereyra & Barboza

7'. Cáliz de 2-3 mm long. Corola verdosa, pubescente externamente. Androceo heterodínamo, anteras mucronadas

8. Plantas muy pubescentes, con tricomas ocráceos. Corola verdosa, de 10,4-11,5 mm long., por fuera con abundantes tricomas no glandulares; lóbulos corolinos unas 0,5 veces más largos que el tubo. Anteras iguales entre sí. Bayas elipsoides, casi íntegramente cubiertas por el cáliz pubescente. Ecuador

11. *L. harlingiana* Hunz. & Barboza

8'. Plantas glabrescentes, con tricomas blanquecinos. Corola amarilla, de 7,8-10 mm long., por fuera con tricomas glandulares diminutos y tricomas simples; lóbulos corolinos unas 2,5 veces más largos que el tubo. Anteras desiguales. Bayas globosas, cubiertas por el cáliz glabro que las superan ampliamente. Colombia

12. *L. darcyana* N. W. Sawyer

6'. Cáliz fructífero no adpreso a la baya, por el contrario muy inflado y envolviendo flojamente a la baya. Flores 4-9 por nudo

7. Androceo heterodínamo (2 filamentos largos, 2 medianos y uno corto), anteras mucronadas. Flores 4-7 (-8) por nudo. Pecíolos no mayores a 2 cm long.

Plantas ampliamente ramificadas, glabras

8. Pedicelos y cáliz con pequeños tricomas glandulares. Lóbulos calicinos iguales entre sí. Corola de 8,8-9,2 mm long., con lóbulos 3-3,5 veces más

largos que el tubo. Anteras amarillas. Bayas subglobosas, amarillas con manchas amarronadas cuando maduras, de 8-9,5 mm long. Perú

13. *L. schjellerupii* S. Leiva & Quipuscoa

8'. Pedicelos y cáliz glabros. Lóbulos calicinos desiguales. Corola de 5,5-6,4 mm long., con lóbulos casi de igual longitud que el tubo. Anteras blancas. Bayas elipsoides, blanco-verdosas, de 7-13 mm long. Perú

14. *L. nieva* S. Leiva & N. W. Sawyer

7'. Androceo homodínamo, anteras no mucronadas. Flores 8-9 por nudo. Pecíolos de 3,5-4,6 cm long. Plantas laxamente ramificadas, glabrescentes con tricomas simples, a veces morados, en tallos jóvenes y hojas. Perú

15. *L. abra-patriciae* S. Leiva & Barboza

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 al Blgo. Mario Zapata Cruz del Museo de Historia Natural de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo, por su ayuda en la redacción del Abstract.

Literatura citada

- Axelius, B.** 1996. The phylogenetic relationships of the physaloid genera (Solanaceae) based on morphological data. *Amer. J. Bot.* 83(1): 118-124.
- Barboza, G. & A. Hunziker.** 1995. Estudios sobre Solanaceae XI. Una nueva especie ecuatoriana de *Larnax*. *Kurtziana* 24: 157-160.
- D'Arcy, W.** 1979. The classification of the Solanaceae. In J. G. Hawkes, N. R. Lester & A. D. Skelding (eds.). *The biology and taxonomy of the Solanaceae*, 3-47. Linnean Society Symposium Series No 7 Academic Press. London
- Holmgren, P.K., W. Keuken & E. K. Schonfield.** 1990. Index Herbariorum, part I. *The Herbaria of the World*, 8 edn. *Regnum Vegetabile* 106, 1-693.
- Hunziker, A.** 1977. Estudios sobre Solanaceae. VIII. Novedades varias sobre Tribus, Géneros. Secciones y especies de Sud América. *Kurtziana* 10: 7-50.
- Hunziker, A.** 1979. South American Solanaceae: a Synoptic Survey. In J. G. Hawkes, N. R. Lester & A. D. Shelding (eds.). *The Biology and Taxonomy of the Solanaceae*, 49-85. Linnean Society Symposium Series No 7 Academic Press. London
- Hunziker, A.** 2001. *Genera Solanacearum*. A. R. G. Gantner Verlag K. G. Alemania, pp. 500.
- Leiva, S.** 1996. Dos nuevas especies de *Larnax* (Solanaceae: Solaneae) del Norte del Perú. *Arnaldoa* 4 (1): 15-22.
- Leiva, S., & G. Barboza.** 2009. *Larnax abra-patriciae* (Solanaceae): una nueva especie del Departamento Amazonas, Perú. *Arnaldoa* 16 (1) 29-36
- Leiva, S. & P. Lezama.** 2003. *Larnax nieva* (Solanaceae: Solaneae) una nueva especie del Departamento de Amazonas, Perú. *Arnaldoa* 10 (1): 105-110.
- Leiva, S. & V. Quipuscoa.** 2002. *Larnax kann-rasmussenii* y *Larnax schjellerupii* (Solanaceae: Solaneae) dos nuevas especies del Departamento de San Martín, Perú. *Arnaldoa* 9 (1): 27-38.
- Leiva, S. & E. Rodríguez.** 2006. Tres nuevas especies de *Larnax* (Miers) Hunziker (Solanaceae) del Departamento Amazonas, Perú. *Arnaldoa* 13(2): 290-304.
- Leiva, S., E. Pereyra & G. Barboza.** 2008. *Larnax altomayoense* y *Larnax chotanae* (Solanaceae) dos nuevas especies de los bosques montanos del Norte del Perú. *Arnaldoa* 15(2) 197-209
- Leiva, S., E. Rodríguez & J. Campos.** 1998a. Cinco nuevas especies de *Larnax* (Solanaceae: Solaneae) de los bosque montanos del Norte del Perú. *Arnaldoa* 5 (2): 193-210.
- Leiva, S., V. Quipuscoa & N. Sawyer.** 1998b. Nuevas especies andinas de *Larnax* (Solanaceae) de Ecuador y Perú. *Arnaldoa* 5 (1): 83-92.
- 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.
- Sawyer, N.** 1998. Two New Species of *Larnax* (Solanaceae) from Ecuador. *Novon* 8 (1): 72-76.
- Sawyer, N.** 2001. New Species and Combinations in *Larnax* (Solanaceae). *Novon* 11 (4): 460-471.
- Stearn, W.** 1967. *Botanical Latin. History, Grammar, System, Terminology and Vocabulary*, Great Britain. London. pp 566.

Sinopsis del género *Sloanea* L. (Elaeocarpaceae) en el Perú

A synopsis of the genus *Sloanea* L. (Elaeocarpaceae) in Peru

Rodolfo Vásquez Martínez

Estación Biológica del Jardín Botánico de Missouri c/o Herbario HOXA, Prolongación Bolognesi Mz. E-6, Oxapampa, Pasco, PERÚ. rodolfo.vasquez@mobot.org

Resumen

En este estudio se reconocen 33 especies de *Sloanea* L. para el Perú, de las cuales cuatro son especies nuevas, *S. gladysiae*, *S. grandezii* y *S. potsniroki*, en el subgénero *Sloanea*, sección *Brevispicae* y *S. rojasiae* en el subgénero *Quadrisepala*, sección *Paniculi*, y 6 especies son registros nuevos para el Perú; incluyendo a *S. pseudodontata* que fue considerada como sinónimo de *S. pubescens*, que es restituida a la categoría de especie; por diversas razones, 3 especies se han excluido de la flora peruana. Se presentan claves artificiales para diferenciar subgéneros, secciones y especies, cada especie cuenta con una descripción diagnóstica, discusiones taxonómicas, datos sobre el hábitat, fenología, distribución y la cita de un espécimen seleccionado.

Palabras claves: *Sloanea*, diversidad, Perú.

Abstract

In this study 33 species of *Sloanea* L. are recognized for Peru, of which three are new species, *S. gladysiae*, *S. grandezii* and *S. potsniroki*, in the subgenus *Sloanea*, section *Brevispicae* and *S. rojasiae* in the subgenus *Quadrisepala*, section *Paniculi*, and 6 species are new registries for Peru; including *S. pseudodontata* that was considered a synonymous of *S. pubescens*, that is restituted to the category of species; for diverse reasons, 3 species have been excluded from the Peruvian flora. Artificial keys are presented for differentiate subgenera, sections and species, each species is accompanied by a diagnostic description, taxonomic discussions, data on the habitat, phenology, distribution and data of a selected specimen.

Key words: *Sloanea*, diversity, Perú.

Introducción

La primera descripción e ilustración del género *Sloanea*, fue hecha por Plumier (1703) con el nombre de *Sloana*, describiendo *Sloana amplis castaneae foliis, fructu echinato* (Alfaro, 1981); como *Sloanea*, fue descrito por Linneaus (1753), colocándolo en su Sistema en Polyandria Monogynia, describiendo dos especies, *S. dentata* L. (la misma de Plumier) y que actualmente es el tipo generico y *S. emarginata* L., que actualmente corresponde a *Manilkara jaimiqui* subsp. *emarginata* (L.) Cronquist (Sapotaceae), (Pennington, 1990).

El género *Sloanea* contiene cerca de 147 especies, pertenece a la familia Elaeocarpaceae, es uno de los muchos géneros representados en ambos hemisferios; las especies de *Sloanea* del viejo mundo tienen su centro de diversificación en Malasia y las especies del nuevo mundo su centro de diversificación es el norte de América del Sur (Smith, 1954). Inicialmente

Elaeocarpaceae estuvo incluida en Tiliaceae, en el orden Malvales; pero actualmente según el APG II (2003) pertenece al Orden Oxalidales y esta estrechamente relacionada a Brunelliaceae y Cephalotaceae y también a Cunoniaceae.

En la última monografía del género *Sloanea* realizada por Smith (1954), reconoció para el neotrópico 62 especies, de las cuales solo 6 especies: *S. rufa*, *S. granulosa*, *S. guianensis*, *S. fragans*, *S. laxiflora* y *S. terniflora*, eran conocidas para el Perú; mas tarde el tratamiento descriptivo de Flora del Perú, el género *Sloanea* fue tratado con 7 especies dentro de la familia Tiliaceae, se incluyeron las especies indicadas por (Smith, 1954) y una especie adicional, *S. spathulata* (Macbride, 1956). Mas recientemente, Brako & Zarucchi (1993), catalogan 24 especies de *Sloanea* para el Perú y en una flora local de la amazonía, Vásquez (1997) se incluyen 18 especies, mas la descripción de una especie indicada como *Sloanea* sp. A, la cual es descrita aquí. El primer registro del género *Sloanea*, en el Perú, es la colección

de *S. granulosa*, en el Dpto. Amazonas, Monterico, 1867, fr., R. Pearce s. n. (K), luego fue colectada *S. guianensis*, en el Dpto. Ucayali, 1923, fl., G. Tessmann 3213 (G, NY, S).

En este estudio se registran 33 especies de *Sloanea* para el Perú, de las cuales cuatro son especies nuevas, *S. gladysiae*, *S. grandezii* y *S. potsniroki*, en el subgénero *Sloanea*, sección *Brevispicae* y *S. rojasiae* en el subgénero *Quadrisepala*, sección *Paniculi*; 6 especies: *S. garckeana*, *S. longiaristata*, *S. obtusifolia*, *S. ptariana*, *S. pseudodentata* y *S. zuliaensis*, son registros nuevos para el Perú; por diversas razones, 3 especies se han excluido de la flora peruana actualmente conocida.

Coincidiendo con Smith & Steyermark (1998), *S. brachytepala* es una especie diferente de *S. laurifolia* y *S. ptariana* es diferente de *S. picapica* Standl., en contraste a lo indicado por (Smith, 1954); de otro lado aquí se reconoce a *S. pseudodentata* como una especie diferente de *S. pubescens* y es restituida a la categoría de especie.

El género *Sloanea* se distribuye en todos los trópicos, excepto en Africa continental, y en los subtrópicos de Asia; su distribución en América tropical, es desde Nayarit en México y las Antillas Mayores, hasta norte de Bolivia y la costa sureste de Brazil en Río Grande do Sul (Smith, 1954). En el Perú, ocurre en toda la amazonía y el flanco oriental de los andes hasta los 1650 m sobre el mar, cruzando la cordillera oriental solo en la cuenca media del río Marañón en el departamento de Amazonas.

Los árboles de *Sloanea* en el Perú, ocupan un amplio rango de tipos de hábitat y principalmente muy dispersos y sin formar concentraciones restringidas a un determinado biotopo, esta condición podría en parte determinar que hasta la fecha ninguna especie de *Sloanea* en el Perú tenga problemas con su conservación en el largo plazo; otro aspecto que ayuda a su buen estado de conservación es que la tala de árboles para utilizarlos como madera es esporádica, pues la dureza de la madera hasta ahora los ha mantenido apartados del interés de los madereros y la construcción de remos a partir de las raíces tablares es en menor escala, por otro lado es una

práctica que se va perdiendo y con frecuencia para esto el árbol no es talado. De acuerdo con la información de las etiquetas del material herborizado, el género *Sloanea* en el Perú, es conocido por varios nombres vernaculares, dependiendo de la localidad y de la lengua, e.g. los hispano parlantes lo conocen como: *achotillo*, *añallo caspi*, *cashachote*, *cepanchina*, *cutanacaspi*, *sapotilla*, *serpanchina* y *shansho huma*; en las lenguas indígenas se conoce como: en Aguaruna, *numi ipaknun*, *shitapach tamashnum*; en Ashaninka, *potsniroki*; en Huambiza, *saway* y en Yanesha, *araspia chancaca*.

Todas las especies de *Sloanea* que ocurren en el Perú son árboles desde los 5 hasta los 40 m de alto y hasta 1 m de diámetro sobre las raíces tablares, los troncos característicamente tienen raíces tablares en la base que pueden llegar hasta 5 m de alto, sobre este punto los troncos son principalmente cilíndricos, pocas veces tortuosos; la corteza externa rugosa a lenticelada, de color variable generalmente marrón-oscuro y la copa es irregular; las ramitas con estípulas persistentes o decíduas; los pecíolos son característicamente engrosados en uno o ambos extremos; las hojas son simples, alternas u opuestas, con nerviación penninervia y el borde subentero, ondulado a dentado; las inflorescencias son laterales o axilares, raramente terminales, de formas variadas; las flores son apétalas, hermafroditas; los frutos son cápsulas loculicidas, inermes o con espinas rígidas o flexibles, irritantes o no y las semillas con arilo.

Tratamiento taxonómico

Sloanea L. Sp. Pl. 512.1753

Árboles o raramente arbustos; tallos generalmente con raíces tablares; ramitas teretes, estriadas, lenticeladas en algunas especies. Hojas simples, alternas u opuestas, otras veces subopuestas, distribuidas a lo largo de las ramitas y otras veces reunidas en los ápices; estípulas persistentes o decíduas; pecíolos de tamaño variable, comúnmente engrosados en ambos extremos, cilíndricos o canaliculados en la parte superior, glabros o puberulentos; láminas de consistencia y forma variable, glabras o pubescentes, margen entero, ondulado o dentado-repando, venación penninervia, frecuentemente broquidódroma. Inflorescencias laterales, axilares, raramente terminales, comúnmente racemosas o

paniculadas, ocasionalmente corimbosa, corimbo-racemosas, paniculado-corimbosas o umbeladas, multifloras, raramente unifloras; pedúnculos, pedicelos y brácteas en general puberulentas; flores bisexuales, perfectas; cáliz con 4–11 sépalos, principalmente libres, prefloración valvada; pétalos ausentes (raramente presentes) androceo con numerosos estambres, frecuentemente 50 y otras veces más de 100 estambres; anteras basifijas, conectivo usualmente prolongado más allá de las tecas, en una protuberancia corta o en un apículo de tamaño variable, las anteras con dehiscencia rimosa o poricida; estaminodios a veces presentes; ovario sésil, subsésil o estipitado (en una especie), 3–6-locular, óvulos 8–10 en 2 columnas por lóculo, anátropos, péndulos, placentación axial; estilo entero o partido en igual número que los lóculos del ovario. Fruto cápsula loculicida de forma variable, 4–6 valvas rígidas y generalmente leñosas, con o sin espinas flexibles o rígidas, rectas o curvas, fuertemente adheridas o fácilmente desprendibles e irritantes; semillas 1–2(–3) por cápsula, cubiertas hasta la mitad o casi completamente por un arilo, fuertemente adherido en la región de la chalaza, (raramente sin arilo) rafe en general prominente, testa delgada, endosperma abundante, embrión recto y con los cotiledones delgados y planos. (Alfaro, 1981; Smith, 1954; Smith, 2001; Vásquez, 1997)

Tipo genérico: *Sloanea dentata* L.

Clave para los subgéneros y secciones del género *Sloanea* L., basada en Smith (1954)

1. Perianto sin cubrir los estambres y el pistilo en la pre-antesis; tépalos 4–11, desiguales en tamaño y en forma; flores en racimos laterales; estípulas presentes con las hojas desarrolladas. Subgénero *Sloanea*

2. Estípulas caducas; racimos generalmente compactados; cápsulas pequeñas hasta 2.5(–3.5) cm de largo, con o sin espinas flexibles cortas o largas, raramente rígidas, raramente irritantes.. Sección *Brevispiccae*

2'. Estípulas persistentes, al menos en el tercer o cuarto nudo; racimos generalmente; cápsulas grandes por lo menos (2,5–)3,5 cm de largo, con espinas semi-flexibles o rígidos, generalmente largas.

Sección *Sloanea*

1'. Perianto cubriendo los estambres y el pistilo en la pre-antesis; tépalos 4(5), iguales en tamaño y forma; flores en panículas laterales (raramente terminales) o en corimbos, corimbo-racimos, racimos o umbelas, laterales; estípulas cayendo de las yemas antes del desarrollo de las hojas. Subgénero *Quadrisepala*

3. Inflorescencias laterales y subterminales (raramente terminales), paniculadas o cimoso corimbo-formes; tépalos carnosos, claros; cápsulas inermes con o sin espinas, no irritantes. Sección *Paniculi*

3'. Inflorescencias laterales corimbosas, corimbo-racemosas, racemosas o umbeliformes; tépalos generalmente membranosos y oscuros; cápsulas con o sin espinas cortas e irritantes, raramente con espinas flexibles.. Sección *Corymbo-racemi*

Subgénero *Sloanea* Earle Sm., Contr. Gray Herb. 175:28. 1954

En este subgénero, del Perú son conocidas 22 especies, de las cuales 18 pertenecen a la sección *Brevispiccae*, y 4 especies pertenecen a la Sección *Sloanea*.

Sección *Brevispiccae* Earle Sm., Contr. Gray Herb. 175:28. 1954. *Brachystachyae* Benth. Journ. Linn. Soc. 5: suppl. 63. 1861, pro parte.

1. Hojas principalmente opuestas.
2. Inflorescencias de 3 a 7 cm de largo.
3. Pecíolos glabros; anteras sin un penacho de tricomas en el ápice; cápsulas estipitadas (una pequeña constricción basal), con espinas flexibles rectas hasta 10 mm de largo. *S. stipitata*

3'. Pecíolos puberulentos; cápsulas no estipitadas, con espinas semiflexibles, ligeramente curvados.

4. Anteras 1,0–1,5 mm de largo, con el conectivo dispersamente pubescente a glabro, prolongado en un apículo filiforme de igual o mayor tamaño que la antera; cápsulas densa a dispersamente cubiertas con espinas flexibles hasta 15 mm de largo y antrorso-estrigosas.

S. pseudodentata

4'. Anteras 0,5–1,0 mm de largo, con un penacho de pelos largos en el ápice, con el conectivo prolongado en

un apículo de ¼ a ½ del largo de la antera; cápsulas densamente cubiertas con espinas semiflexibles, mayormente menores que 9 mm de largo y antrorso-pubescentes.

S. pubescens

2'. Inflorescencias menores que 3 cm de largo.

5. Hojas distribuidas en las ramitas, principalmente menores que 10(-14) cm de largo.

S. guianensis

5'. Hojas agrupadas en los ápices de las ramitas, o si distribuidas en ramitas entonces mayores que 15 cm de largo.

6. Hojas distribuidas en las ramitas, pecíolos con una línea de pubescencia densa en el lado adaxial; anteras con apículo grande, 1/3-½ el largo de la antera.

S. gracilis

6'. Hojas agrupadas hacia el ápice de las ramitas, pecíolos glabros o completamente pubescentes; anteras con apículo corto, piramidal.

7. Perianto con 5 tépalos; anteras con conectivo estrecho y claro; cápsulas con espinas escasamente pubescentes.

S. spathulata

7'. Perianto con 6-8 tépalos; anteras con conectivo amplio y obscuro; cápsulas con espinas puberulentas.

S. brevipes

1'. Hojas principalmente alternas.

8. Anteras con el conectivo prolongado en un apículo, largo, filiforme.

9. Pecíolos mayores que 4 cm de largo; cápsulas con espinas 10-15 mm de largo.

S. pseudodentata

9'. Pecíolos menores que 2,5 cm de largo; cápsulas con espinas hasta 5 mm de largo.

10. Hojas obovadas a espatuladas, base cuneada, envés glabro; inflorescencias hasta 6 cm de largo; cápsulas menores que 1 cm de largo.

S. longiaristata

10'. Hojas principalmente elípticas (obovadas), base de forma variable, con envés rufo-pubescente; inflorescencias menores que 3 cm de largo; cápsulas hasta 4 cm de largo.

S. rufa

8'. Anteras con el conectivo mas o menos corto y engrosado, 1/5- 1/4 el largo de la antera o más corto.

11. Anteras lineares a linear-lanceoladas, por lo menos el doble del largo de los filamentos.

12. Hojas dentado-repandas hacia el ápice, glabradas, 8-11 pares de nervios laterales; inflorescencias muy cortas, menos que 2 cm de largo y las flores 6-8 mm de diámetro.

S. grandezii

12'. Hojas enteras, cubiertas con cera amarillenta por el envés, 14-19 pares de nervios laterales; inflorescencias hasta 5 cm de largo y las flores 10-13 mm de diámetro.

S. gladysiae

11'. Anteras ovoides, elípticas, obovadas o lanceoladas, subiguales a la mitad del largo de los filamentos.

13. Hojas obovadas, obovado-elípticas a elípticas, menores que 10(-12) cm de largo; pecíolos menores que 2,5 cm de largo, si más largos, entonces muy delgados; inflorescencias menores que 2 cm de largo.

14. Hojas obovadas, pecíolos menores que 1 cm de largo; estambres con filamentos y anteras velutinas; cápsulas con espinas subrígidas, hasta 0,7 cm de largo

S. obtusifolia

14'. Hojas obovado-elípticas a elípticas; pecíolos 0,6-3,8 cm de largo; estambres con filamentos glabros, anteras diminutamente pubescentes hacia el ápice; cápsulas con espinas flexibles, 1-2 cm de largo

S. potsniroki

13'. Hojas elípticas, ovadas a obovado-lanceoladas, mayores que (12-)15 cm de largo; pecíolos mayores que 3,5 cm de largo; inflorescencias mayores que 2 cm de largo.

15. Hojas principalmente reunidas hacia los ápices de las ramitas; inflorescencias

menores que 2 cm de largo; cápsulas inermes, de apariencia granulosa por las espinas pequeñas de 1,2 mm de largo, densamente antroso-pubescentes

S. granulosa

15'. Hojas destribuidas sobre las ramitas; inflorescencias 2–7,5 cm de largo; cápsulas variadamente espinosas.

16. Estambres moderadamente exsertos o no del perianto; cápsulas usualmente menores que 2(–2,5) cm de largo, con espinas rectas o ligeramente abultadas, pero no cónicas en la base.

17. Hojas con el envés diminutamente areolado, diminuta y completamente puberulento, marrón claro cuando secas; flores con 5–9 tépalos variables en forma y tamaño.

S. eichleri

17'. Hojas con el envés no diminutamente areolado y corto-, disperso pubescente, verdosas a marrón-oscuros, cuando secas; flores con 5–6 tépalos de los cuales 1 es mas pequeño que los otros.

S. sinemariensis

16'. Estambres conspicuamente exsertos del perianto; cápsulas usualmente (2–)2,5–3 cm de largo, con espinas cónicas en la base.

18. Hojas marrón-amarillentas a marrón-rojizas cuando secas; perianto 5–7-partido, estambres con anteras elipsoides y filamentos 2–3 mm de largo.

S. tuerckheimii

18'. Hojas de color variado cuando secas; perianto 7–9-partido, estambres con anteras lanceoladas y filamentos 1,5–2 mm de largo.

S. robusta

Sloanea brevipes Benth., J. Proc. Linn. Soc., Bot. 5(Suppl.): 68. 1861.

Espécimen seleccionado:

PERÚ. Dpto. Amazonas, Prov. Bagua, Yamayakat, Quebrada Kusu-Chapi, 04°55'S, 78°19'O, 550 m, 5-II-1995, R. Vásquez et al. 19726 (MO, USM, HUT, AMAZ).

Árboles medianos hasta 20 m de alto: colectados con frutos en diciembre; en bosque primario sobre colinas, con suelos arcillosos. Por la forma general de las hojas y cápsulas es muy cercana a *S. spathulata*; sin embargo se puede diferenciar fácilmente porque *S. brevipes*, tiene hojas opuestas a pocas veces alternas, con el envés pubescente; inflorescencias hasta 3 cm de largo y cápsulas con espinas cónicas en la base; mientras que *S. spathulata*, tiene hojas opuestas a veces verticiladas hasta el tercer nudo, con el envés glabrado; inflorescencias 1 cm de largo, raramente más y cápsulas con espinas no cónicas en la base; según Smith (1954), *S. brevipes*, por sus pecíolos cortos, estambres brevi-apiculados y semillas con arilo 4-lobado, es claramente distinta de las otras especies de su grupo. Se distribuye en Brasil, Colombia y Venezuela; en el Perú es conocida de material fértil solo de Yamayakat y la cuenca del río Cenepa en el Dpto. Amazonas, aunque basándose en material estéril se ha referenciado la especie para otras localidades, pero para este estudio hemos preferido no incluirlo hasta la confirmación definitiva.

Sloanea eichleri K. Schum., Flora Brasiliensis 12(3): 183, pl. 28, f. 1. 1886.

Espécimen seleccionado:

PERÚ. Dpto. Loreto, Prov. Maynas, Mishana, 03°55'S, 073°35'O, 130 m, 7-X-1982, R. Vásquez & N. Jaramillo 3284 (MO, USM, AMAZ).

Árboles medianos hasta 20 m de alto; colectados con flores en octubre y con frutos en febrero; en bosque primario, sobre colinas con suelos arcillosos y terrazas aluviales con suelos franco-arenosos. Las afinidades foliares entre *S. eichleri*, y *S. sinemariensis*, que hemos observado en el material de herbario, ya fueron anotadas por Smith (1954) y Alfaro (1981), que indican que ambas especies generalmente son confundidas por la semejanza general de las hojas; pero las flores son completamente diferentes, porque mientras que *S. eichleri*, tiene flores con 5–9 tépalos variables en forma y tamaño, *S. sinemariensis*, tiene 5–6 tépalos de los cuales 1 es mas pequeño que los otros, (Alfaro, 1981). Adicionalmente

S. eichleri, tiene hojas con el envés diminutamente areolado, diminuta y completamente puberulento y secan marrón claro, mientras que *S. sinemariensis*, tiene hojas con el envés no diminutamente areolado y con pubescencia corta y dispersa, y secan verdosas a marrón-oscuros. Se distribuye en Bolivia, Brasil, Ecuador, Guiana Francesa, Surinam, Venezuela; en el Perú ocurre en el Dpto. Amazonas, Yamayakat; Dpto. Loreto, Mishana; Dpto. Ucayali, Campo verde y Dpto. Madre de Dios, río Tambopata-la Torre.

Sloanea gladysiae Vásquez sp. nov. (Fig. 1)

TIPO: PERÚ. Dpto. Loreto, Prov. Mariscal Ramon Castilla, Dpto. Pevas, bosque primario, 03°20' S 071°50' W, 106 m, 14-X-1987, R. Vásquez & N. Jaramillo 9827 (Holótipo: MO; Isótipos: AMAZ, USM).

Arbores ca. 22 m alta; stipulis ramulinis deciduis; foliis alternibus oblongo-ellipticis vel obovato-oblongis, subter obtectis ochraceo-pruinosis; inflorescentiis racemosis, calyce (4)5-7-mero, lobis calicinis inaequaliter divisis; estaminibus exsertis ante anthesis, antheris linear-oblongis, pilosis, appendice connectivi aucto 1 mm longi subulifereque; capsulis ovoidis 2,5-3,5 x 2,0-2,7 cm, dense flexilibi-spinosis, persistentibus.

Arbol hasta 22 m de alto, con raíces tablares; ramitas subteretes, 5-6 mm de diámetro, marrón-amarillentas, tomentosas a diminutamente estrigulosas; estípulas apicales lanceolado-subuladas 7 x 1,75 mm, decíduas. **Hojas** cartáceas, alternas, oblongo-elípticas, a veces estrechamente obovado-oblongas, (7,5-)13,0-25,0 x (2,8-)4,8-9,5 cm, ápice acuminado, acúmen 3-20 mm de largo, base obtusa a redondeada, raramente cuneada, borde entero a repando; haz glabro excepto los nervios que son amarillentos tomentosos a pubescentes, nervio medio impreso y los secundarios planos a ligeramente impresos, venación terciaria ligeramente conspicua; envés pruinoso amarillento, acentuado en las hojas juveniles y evanescente en la superficie pero persistente a los costados de los nervios en las hojas adultas, diminutamente puberulento disperso en los nervios, nervios emergentes, venación terciaria oblicua-constante al nervio medio; nervios secundarios 17-21 pares; pecíolos marrón-amarillentos tomentosos

a diminutamente pubescentes, 1,0-4,5 cm de largo, engrosados en ambos extremos. **Inflorescencias** axilares, a veces ramulares, racimos tomentosos marrón-amarillentos, con 4 a 11 flores, usualmente (2)3 ó 4 flores en el ápice, raquis 1-4 cm de largo; pedicelos bracteados, brácteas usualmente decíduas, ovado-cimbiformes, 4,0-7,0 x 3,5 mm, tomentosas en ambas superficies, primer y segundo pedicelos basales, bractéolados, 1 a 2 bractéolas usualmente decíduas, lanceoladas a estrechamente ovadas 7-9 x 1,5 mm, densamente tomentosas por fuera y pubérulas por dentro, los otros pedicelos ebractéolados, pedicelos 11-25 mm de largo, ligeramente comprimidos lateralmente, diminutamente estriados y tomentosos; flores amarillentas a rojizas, 10-13 mm de diám, cáliz 6-8(-9) mm de largo, tomentoso en ambas superficies, irregularmente dividido cerca de la mitad o completamente, en (4)5-7 segmentos, desiguales; androceo ligeramente exserto de los sépalos antes de la antesis, estambres 70-88, en 4 ciclos, los externos ligeramente inflexos y los internos gradualmente erguidos, filamentos pubescentes, recurvos en la base ca. 1,6 mm de largo ligeramente engrosados hacia el ápice, anteras linear-oblongas, rectas en los estambres internos y curvadas en los externos, pubescentes, 2-3 x 0,6 mm, dehiscentes por poros apicales oblicuos, conectivo elongado más allá de las anteras en un apículo glabro, subulado de 1 mm de largo; ovario ovoide, diminutamente estriado longitudinalmente, tomentoso, con 4 ó 5(6) ángulos ténues, 3-4 mm de largo por (2,5-) 3-4 mm de diám., lóculos 4 ó 5(6); placentación axial, óvulos en 2 hileras, 16 a 20 por lóculo; estilo 4 ó 5(6)-surcado, 4,8-5,5 mm de largo, pubescente hacia la base y glabro hacia el ápice, estigmas 4 ó 5(6)-lobados o libres ca. 0.5 mm. **Cápsulas** rojo-oscuras cuando maduras (en material fresco), ovoides a oblongas 2,5-3,8 x 2,0-2,7 cm, 4 ó 5(6) lóculos, pericarpio 3,5-6,0 mm de espesor, 4 ó 5(6) valvas sub-iguales o desiguales, reflexas en la dehiscencia con una columnela central usualmente 2 ó 3(4)-angulada-alada, a veces subcónica, con largo subigual a la mitad del largo de las valvas, superficie externa diminutamente pubescente y areolada por las bases de las espinas, éstas son persistentes y semi-flexibles, mas o menos punzantes, ligeramente curvadas 8-15 mm de largo por 0,3-0,6 mm de diám., diminutamente antrorso-puberulentas; **semillas** (1)2 ó 3, oblongoides, 18 x 8 mm, ligeramente comprimidas lateralmente, glabras, marrones ligeramente nítidas.

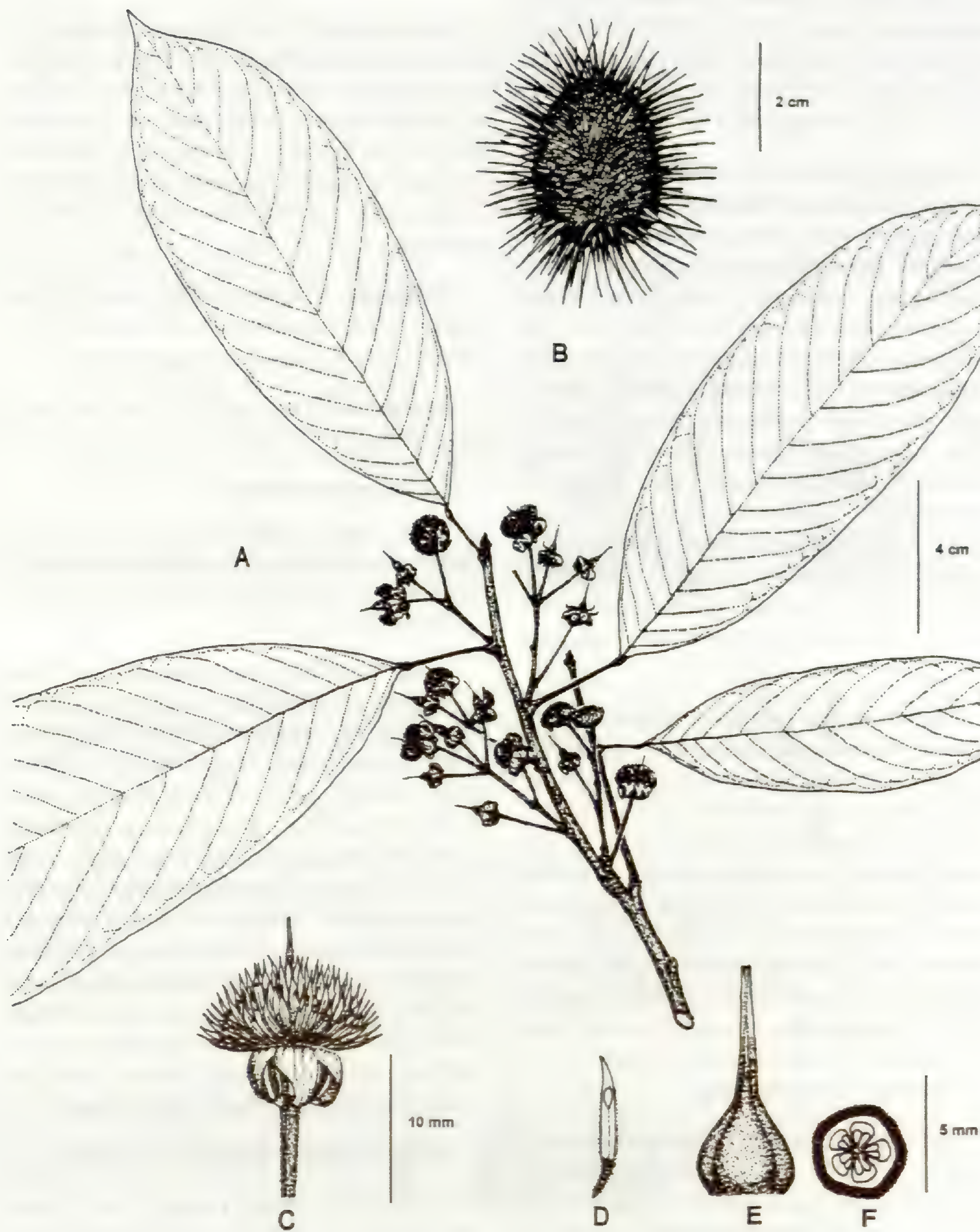


Fig. 1. *Sloanea gladysiae* Vásquez. A. Rama florífera. B. Fruto. C. Flor en antésis. D. Estambre. E. Gineceo. F. Sección transversal del ovario. (Dibujado de R. Vásquez & N. Jaramillo 9827. MO)

Especímenes adicionales examinados

PERÚ. Dpto. Loreto, Prov. Maynas, Dtto. Las Amazonas, río Sucusari, campamento turístico «Explornapo Camp», 03°20'S, 72°55'O, 100–140 m, 21-II-1991, *J. Pipoly et al.* 13263 (AMAZ, USM, MO); Lat: 03°15' S, 72°54 O, 140 m, 28-VII-1991, *R. Vásquez y C. Grández* 17514 (AMAZ, USM, MO).

Sloanea gladysiae se reconoce por sus ramitas sin estípulas, hojas alternas, oblongas, elípticas a obovado-elípticas, borde entero a remotamente ondulado, con numerosos nervios laterales subparalelos, rectos a ligeramente arqueados y en las hojas jóvenes el envés uniformemente cubierto con una cera amarillenta; inflorescencias racemosas; flores con anteras lineares, tecas pubescentes y apículo glabro, ovario densamente tomentoso y cápsulas hasta 3,5 cm de largo con 4–5 valvas, cubierta densamente con espinas semi-flexibles, diminutamente antroso-puberulentas. Por la falta de estípulas pertenece a la sección *Brevispicae*, donde tiene afinidades con *S. robusta*, *S. sinemariensis* y *S. tuerckheimii*, pero se diferencia de estas especies por las anteras lineares, dos veces más largas que los filamentos y las cápsulas hasta 3,5 cm de largo

Por la morfología general del androceo y de las cápsulas, tiene afinidades con algunas especies de la Sección *Sloanea*, e.g. *S. grandiflora* y *S. macrophylla*; pero se diferencia de ambas por la falta de estípulas, las hojas más pequeñas, oblongas a elípticas, con borde entero a remotamente ondulado y el envés uniformemente cubierto con una cera amarillenta; además *S. grandiflora*, tiene perianto ciatiforme; mientras que *S. gladysiae*, tiene el perianto partido hasta la base, y *S. macrophylla*, tiene los estambres con los filamentos menores que 1 mm de largo, mientras que *S. gladysiae*, tiene los estambres con los filamentos 1,5–2 mm de largo.

Distribución y ecología: Hasta la fecha solo es conocida de las terrazas altas con suelos arcillosos de dos localidades en el Dpto. de Loreto-Perú; sin embargo durante la revisión de muestras hemos visto material estéril proveniente del Parque Nacional Amacayacu en la Amazonía Colombiana, que de confirmarse su identidad podría estar ampliando su

distribución y dejando de ser una especie endémica de la Amazonía Peruana; colectada con flores en octubre y con frutos en julio.

Estado actual: No hay suficiente información de campo y solo es conocida de colecciones provenientes de la amazonía nor-oriental en Loreto-Perú, de localidades con pocos suelos aptos para actividades agrícolas, por esta razón creemos que la pérdida de cobertura por cambio de uso de suelo, podría en el largo plazo, poner en riesgo la viabilidad de las poblaciones.

Etimología: El epíteto específico alude a María Gladys Chávez Chota, a nombre de mis hijas: Diana Cathleya, Dicella Laelia y Daniela Ponthieva.

Sloanea gracilis Uittien, Recueil Trav. Bot. Néerl. 22: 356 - 1925

Especímen seleccionado:

PERÚ. Dpto. San Martín, Prov. Mariscal Cáceres, 12 km al oeste de Tocache Nuevo, 08°40'S, 76°07'O, 500–700 m, 12-III-1979, *A. Gentry et al.* 25635 (MO, USM, AMAZ).

Árboles hasta 30 m de alto; colectados con frutos en marzo; en bosque primario sobre colinas con suelo arcilloso. Es una especie escasamente representada en los herbarios; según Smith (1954), *S. gracilis*, es diferenciada de *S. pubescens*, por las hojas pequeñas y más lanceoladas y el ovario angulado, probablemente es solo una variedad de *S. pubescens*; según Alfaro (1981), *S. gracilis*, mantiene estrechas relaciones filogenéticas con *S. pubescens*, de la cual difiere por presentar hojas lanceoladas y de consistencia cartácea, con pecíolos generalmente más cortos y con una línea conspicua de tricomas sobre el lado superior; además difiere también por la inflorescencia más pequeña. Se distribuye en Bolivia, Brasil y Surinam; en el Perú ocurre en el Dpto. San Martín, Tocache Nuevo.

Sloanea grandezii Vásquez sp. nov. (Fig. 2)

TIPO: PERÚ. Dpto. Loreto, Prov. Loreto, Dtto. Parinari, Roca Fuerte – río Marañón, bosque anegadizo, 04°32'S, 74°30'O, 115 m, 28-V-1990, *C. Grández et al.* 1528 (Holótipo: AMAZ; Isótipos: MO, USM).

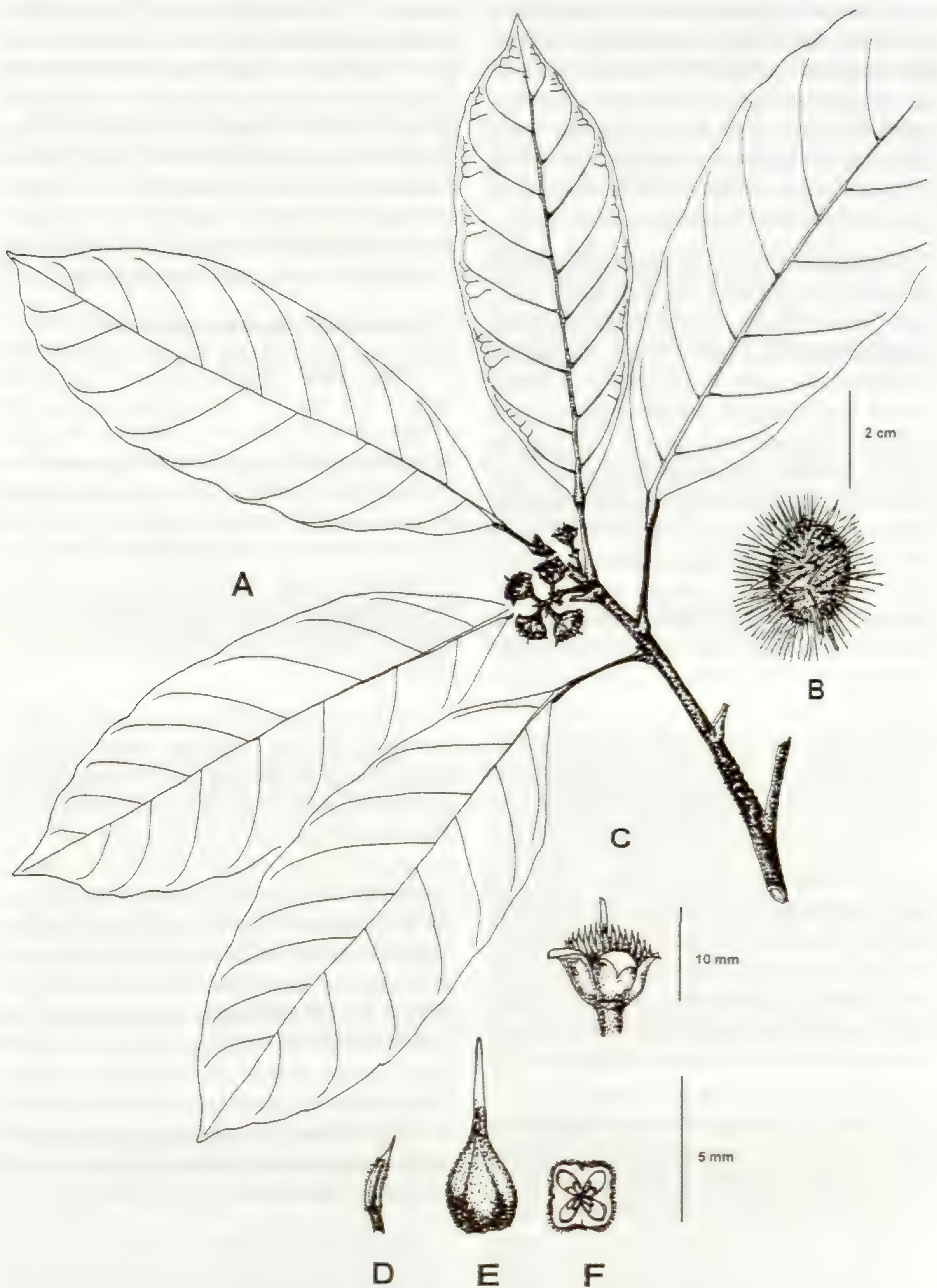


Fig. 2. *Sloanea grandezi* Vásquez. A. Rama florífera. B. Fruto. C. Flor en antésis. D. Estambre. E. Gineceo. F. Sección transversal del ovario. (Dibujado de C. Grández et al. 1528. MO).

Arbores parvus; stipulis ramulinis deciduis; foliis alternibus ellipticis vel obovato-oblongis, margine dentatus-repandus; inflorescentiis racemosis minutis, calyce 4(-5)-mero, lobis calicinis equaliter divisis; estaminibus exsertis ante anthesis, antheris linear-oblongis, pilosis, appendice connectivi aucto 0,75 mm longi subulifereque; capsulis ovoidis vel oblongis 2,5-3 × 1,8 cm, dense flexibili-spinosis, persistentibus.

Arbolitos hasta 12 m de alto; ramitas subcilíndricas, menos que 5 mm de diámetro, densa- a dispersamente marrón-puberulentas a tomentosas; estípulas estrechamente ovadas 4,5 × 1,5 mm, densamente marrón-tomentosas por fuera y glabras por dentro, carinadas por fuera, decíduas. **Hojas** alternas; pecíolos estriados, 0,7-4 cm de largo × 0,1-0,12 cm de diámetro, glabros, diminutamente puberulentos o con tricomas aplicados, subteretes, engrosados en ambos extremos y canaliculados en el extremo distal; láminas subcoriáceas a cartáceas, elípticas a obovado-elípticas, (5,5-)8-14(-19) × (2,5-)3,5-6(-8) cm, ápice brevi-acuminado, base obtusa a cuneada, margen dentado-repando hacia el ápice, la haz glabra en la superficie, pero con el nervio medio puberulento a diminutamente pubescente, el envés glabro en la superficie y diminutamente, disperso-aplicado pubescente sobre el nervio medio; nervio medio plano a ligeramente impreso por la haz y prominente por el envés; nervios laterales 8-11 pares, arqueados hasta tocar el borde sin anastomozarse, nerviación terciaria principalmente plana. **Inflorescencias** axilares, racimos reducidos muy cortos, menos que 2 cm de largo, con 3 a 5 flores, pedúnculo hasta 6 mm de largo, marrón-tomentoso, brácteas ovado-trianguulares 1,5 × 2 mm, tomentosas por fuera y glabras a dispersamente puberulas en la parte central por dentro; bracteólas 2,5 × 0,75 mm, planas densamente pubescentes a tomentosas, pedicelos 8-12 mm de largo, flores 6-8 mm de diámetro, cáliz 5-7 mm de largo, tomentoso en ambas superficies, partido hasta la base en 4(-5) segmentos iguales; androceo con numerosos estambres, filamentos pubescentes 0,75 mm de largo, anteras linear-oblongas, rectas en los estambres internos y curvadas en los externos, pubescentes, 1,75-2 × 0,5 mm, conectivo elongado más allá de las anteras en un apículo glabro, subulado 0,75 mm de largo; ovario ovoide, tomentoso, con 4

ángulos, 2,75-3,2 mm de largo por 2,5 mm de diám., lóculos 4; placentación axial, varios óvulos en 2 hileras; estilo 4-surcado, 4-5 mm de largo, pubescente hacia la base y glabro hacia el ápice, con el estigma entero o apenas lobulado. **Cápsulas** de contorno oblongo, 2,5-3 × 1,8 cm, (amarillas en material fresco) cubiertas densamente con espinas semi-flexibles, mas o menos punzantes, ligeramente curvadas, hasta 1,5 cm de largo, antrorso-puberulentas; valvas parcialmente reflexas en la dehiscencia, menos que 2-3 mm de espesor.

Especímenes adicionales examinados

PERÚ: **Dpto. Loreto**, Prov. Loreto, Dtto. Parinari, San Martín de Tipishca en el río Samiria, 04°50'S, 74°25'O, 125 m, 13-V-1985, *R. Vásquez & N. Jaramillo 6505* (AMAZ, USM, MO). Entrando por el caño Wiriwi, 05°10'S, 74°40'O, 120 m, 13-V-1985, *C. Grández et al. 426* (AMAZ, USM, MO). Yanayacu, trocha 2, 05°00'S, 74°00'O, 120 m, 20-VII-1985, *C. Grández et al. 588* (AMAZ, USM, MO). Prov. Maynas, Dtto. Iquitos, río Itaya cerca de San Antonio, 04°02'S, 74°23'O, 105 m, 18-II-1977, *J. Revilla 2376*, (AMAZ, USM, MO).

Sloanea grandezii se reconoce por sus ramitas sin estípulas, sus hojas glabras, obovado-elípticas menores que 20 cm de largo, con el borde ondulado a dentado-repando hacia el ápice; inflorescencias pequeñas menores que 2 cm de largo, con 3 a 5 flores; cápsulas menores que 3 cm de largo, cubiertas densamente con espinas semi-flexibles, diminutamente antrorso-puberulentas. Por la falta de estípulas, la forma general de las flores y las cápsulas es afin a *S. gladysiae*; pero difiere por las inflorescencias muy cortas y las flores de 6-8 mm de diámetro, además las hojas son dentado-repandas hacia el ápice, glabras y con 8-11 pares de nervios laterales; mientras que *S. gladysiae*, tiene inflorescencias hasta 5 cm de largo, las flores de 10-13 mm de diám. y las hojas principalmente enteras, cubiertas con cera amarillenta por el envés y 14-19 pares de nervios laterales.

Distribución y ecología: Hasta la fecha solo es conocida de las terrazas anegadizas del área de Iquitos y de la Reserva Nacional Pacaya-Samiria, aparentemente es endémica de la zona morfoestructural geológica

denominada, *Depresión Ucamara* y su área de influencia; ha sido colectada con flores en mayo y frutos en febrero, mayo, julio y noviembre.

Estado actual: Debido a que esta especie está conformada por árboles pequeños, no aptos para la extracción maderera y que casi todas las colecciones de esta especie provienen del área natural protegida, Reserva Nacional Pacaya-Samiria, es obvio que la especie está fuera de riesgo.

Etimología: El epíteto específico alude al nombre del colector del tipo, el Biólogo César A. Grández Ríos, que es uno de los botánicos más fructíferos de la Amazonía Peruana.

Sloanea granulosa Ducke, Boletim Técnico do Instituto Agronômico de Norte 19: 13. 1950.

Espécimen seleccionado:

PERÚ. Dpto. Amazonas, Monterico, 1867, R. Pearce, s. n. (K), (Smith, 1954). Actualmente hay dos localidades con el nombre Monterico en el Dpto. Amazonas, una en la Prov. Luya, Dpto. Pisuquia y otra en la Prov. Condorcanqui, Dpto. Nieva.

De acuerdo con la colección de R. Pearce s. n. (fr.) 1867, es la primera colección del género *Sloanea* en el Perú y anecdóticamente es la única colección conocida en el Perú para esta especie; colectada con frutos en marzo; no se conocen los datos del hábitat. Según Smith (1954) y Alfaro (1981), se reconoce por sus ramitas robustas, densamente pubescentes; hojas alternas reunidas en los ápices de las ramitas, estípulas pequeñas decíduas, pecíolos cortos, estriados, láminas elípticas a obovadas 9–15 × 4,5–8 cm; inflorescencias axilares, racemosas hasta 2 cm de largo, con 3–7 flores, con 5 tépalos; estambres 1,5–2,5 mm de largo, filamentos filiformes, pubescentes, anteras elípticas con el conectivo prolongado en un apículo corto. ovario pubescente con el estilo 4-partido hasta la base; cápsulas ca. 4 × 2,5 cm, 4-valvada, las valvas hasta 5 mm de espesor, densamente cubiertas por espinas muy cortas 1–1,2 mm de largo, densamente antrorso pubescentes, que vistas macroscópicamente tiene la apariencia de gránulos. Conocida de Brasil; del Perú

solo se conoce de la colección de R. Pearce s. n., que Smith (1954) y Macbride (1956) lo citan del Perú con interrogante; Smith (1954), dos folios de este material colectado por R. Pearce y depositados en el Kew Herbarium, indican solo Monterico como la localidad; el colector es probablemente Richard William Pearce, quien colectó en Chile, Perú y Ecuador durante la segunda mitad del siglo diecinueve; a la fecha el único Monterico en esta área es localizado en el río Marañón en el Perú, en la parte alta de la cuenca. Esto indicaría que esta colección proviene del Dpto. Amazonas y no del Dpto. Ayacucho como lo anotan (Brako & Zarucchi, 1993), talvez debido a un error tipográfico de AY (Ayacucho) por AM (Amazonas).

Sloanea guianensis (Aubl.) Benth., Journal of the Proceedings of the Linnean Society 5(Suppl. 2): 69. 1861.

Espécimen seleccionado:

PERÚ. Dpto. Ucayali, Prov. Coronel Portillo, Yaracocha, caño a Pucallpa, 08°19'48"S, 74°33'40"O, 150 m, 28-III-1981, R. Vásquez & N. Jaramillo 1537 (MO, USM, AMAZ).

Árboles hasta 20 m de alto; hacia la amazonía nororiental peruana, en el Dpto. Loreto, florece desde agosto a octubre y fructifica desde febrero hasta octubre; hacia la amazonía occidental peruana, hacia la base de la cordillera oriental de los andes, florece desde enero a septiembre y fructifica de agosto a diciembre; en bosque anegadizo en las orillas de los ríos y lagunas, menos frecuente en terrazas o sobre colinas, con suelos arcillosos. Junto con *S. terniflora*, es una de las especies más colectadas, tal vez debido a que los árboles son más accesibles porque crecen en las orillas de las fuentes a agua.

Es una especie con distribución amplia y una gama de variaciones foliares, desde hojas pequeñas, elípticas con ápice acuminado, con 6 nervios laterales y borde entero, hasta hojas grandes obovado-espatuladas con ápice redondeado, con 12 nervios laterales y borde dentado-repando. La amplia variación morfológica de *S. guianensis*, ya fue anotada por Smith (1954), es uno de los complejos de especies más confusos dentro del género, la especie tiene una amplia variación en el aspecto

general de las hojas, además las espinas de la cápsula tienden a variar en tamaño, de acuerdo a su procedencia; según Alfaro (1981), por causa de la variabilidad morfológica de sus caracteres, fue tratada como varias especies o variedades diferentes, presenta una variación foliar marcada, posiblemente debido a las influencias ambientales de los hábitat donde crece; después de examinar numerosas colecciones se verificó que parece existir una correlación entre el tipo de hábitat y la forma de la hoja; por ejemplo las muestras colectadas en bosque primario de tierra firme, presentan hojas mas o menos elípticas, ápice acuminado y margen entero, mientras que las muestras colectadas en las márgenes de los ríos y las várzeas tienen hojas mas grandes con los bordes dentado-repando hacia el ápice. Se distribuye en Bolivia, Brasil, Caribe-Trinidad, Ecuador, Guiana Francesa, Guyana, Surinam y Venezuela; en el Perú ocurre en el Dpto. Amazonas, Caterpiza-río Santiago, Yamayakat; Dpto. Loreto, Caballo Cocha, Gueppi, río Oroza, Iquitos, río Nanay, Jenaro Herrera; Dpto. Huánuco, Yuyapichis; Dpto. Madre de Dios, Cashu Cocha; Dpto. Pasco, Iscozacín, Puerto Bermúdez; Dpto. San Martín, Puerto de Sión, Tocache Nuevo; Dpto. Ucayali, Yarina cocha.

Sloanea longiaristata Steyerl., *Annals of the Missouri Botanical Garden* 75(4): 1577-1579, f. 4. 1988[1989].

Espécimen seleccionado:

PERÚ. Dpto. Loreto, Prov. Maynas, carretera a Nauta, 03°45'S, 73°21'O, 130 m, 8-I-1981, R. Vásquez & N. Jaramillo 1186 (MO, USM, AMAZ).

Arbolitos generalmente menos que 12 m de alto, raramente más; colectados con frutos en febrero y marzo; en bosque primario sobre colinas o terrazas, con suelos de arena blanca. Esta especie se reconce fácilmente porque esta restringida a bosques sobre arena blanca. las hojas usualmente agrupadas hacia los ápices de las ramitas, oblongo-obovadas a oblongo-espátuladas, glabras a diminutamente puberulentas; las inflorescencias mayormente infrafoliares; anteras con el conectivo elongado en un apículo filiforme casi del mismo tamaño que el estambre y las cápsulas pequeñas densamente cubiertas con espinas flexibles, persistentes o decíduas.

Las plantas peruanas fueron identificadas previamente

como *S. parvifructa*, una especie conocida de Río Negro, Brasil y de algunas colecciones de Venezuela, del cerro Marahuaca, Cima Camp; de la misma localidad de donde proviene el tipo de *S. longiaristata*; ambas especies fueron publicadas al mismo tiempo (Steyerl, 1988); pero para *S. parvifructa*, no se incluye la descripción de las flores y al parecer solo son variaciones morfológicas por las cuales están separadas como especies. Debido a las plantas peruanas tienen anteras con el conectivo prolongado en un apículo hasta 1,7 mm de largo, se concluye que pertenecen a *S. longiaristata*. Conocida de Venezuela; en el Perú ocurre en el Dpto. Amazonas, Chirriaco; Dpto. Loreto, Iquitos.

Sloanea obtusifolia (Moric.) K. Schum., *Flora Brasiliensis* 12(3): 181. 1886.

Espécimen seleccionado:

PERÚ. Dpto. Amazonas, Prov. Condorcanqui, Cenepa, Mamayaque, 04°34'62"S, 78°14'01"O, 500 m, 17-II-1997, R. Vásquez et al. 22603. (MO, USM, AMAZ).

Árboles hasta 40 m de alto; colectados con frutos en noviembre y febrero; en bosque primario, sobre colinas con suelos arcillosos. Por las hojas se asemeja a *S. guianensis*, pero es fácil diferenciarla de los otros miembros del grupo, porque tiene los tépalos unidos y el estilo muy corto (Smith, 1954); además *S. guianensis*, tiene la hojas opuestas o subopuestas; mientras que *S. obtusifolia*, tiene hojas alternas agrupadas en los ápices de las ramitas. Es una especie, con distribución aparentemente muy amplia en Bolivia, Brasil y Venezuela; pero es escasamente representada en los herbarios, por colecciones fértiles y en otros casos están referenciadas por identificaciones tentativas; en el Perú ocurre en el Dpto. Amazonas, Cenepa-Mamayaque; Dpto. Puno, río Candano.

Sloanea potsniroki Vásquez sp. nov. (Fig. 3)

TIPO: PERÚ. Dpto. Pasco, Prov. Oxapampa, Dpto. Villa Rica, Ubiriqui, bosque primario sobre suelo rocoso, Lat: 10°42'36"S, 75°03'00" O, 970 m, 25-VI-2009, R. Vásquez, L. Valenzuela, A. Peña y L. Mateo 36156, (Holótipo: USM; Isótipos: HOXA, MOL, HUT, MO).

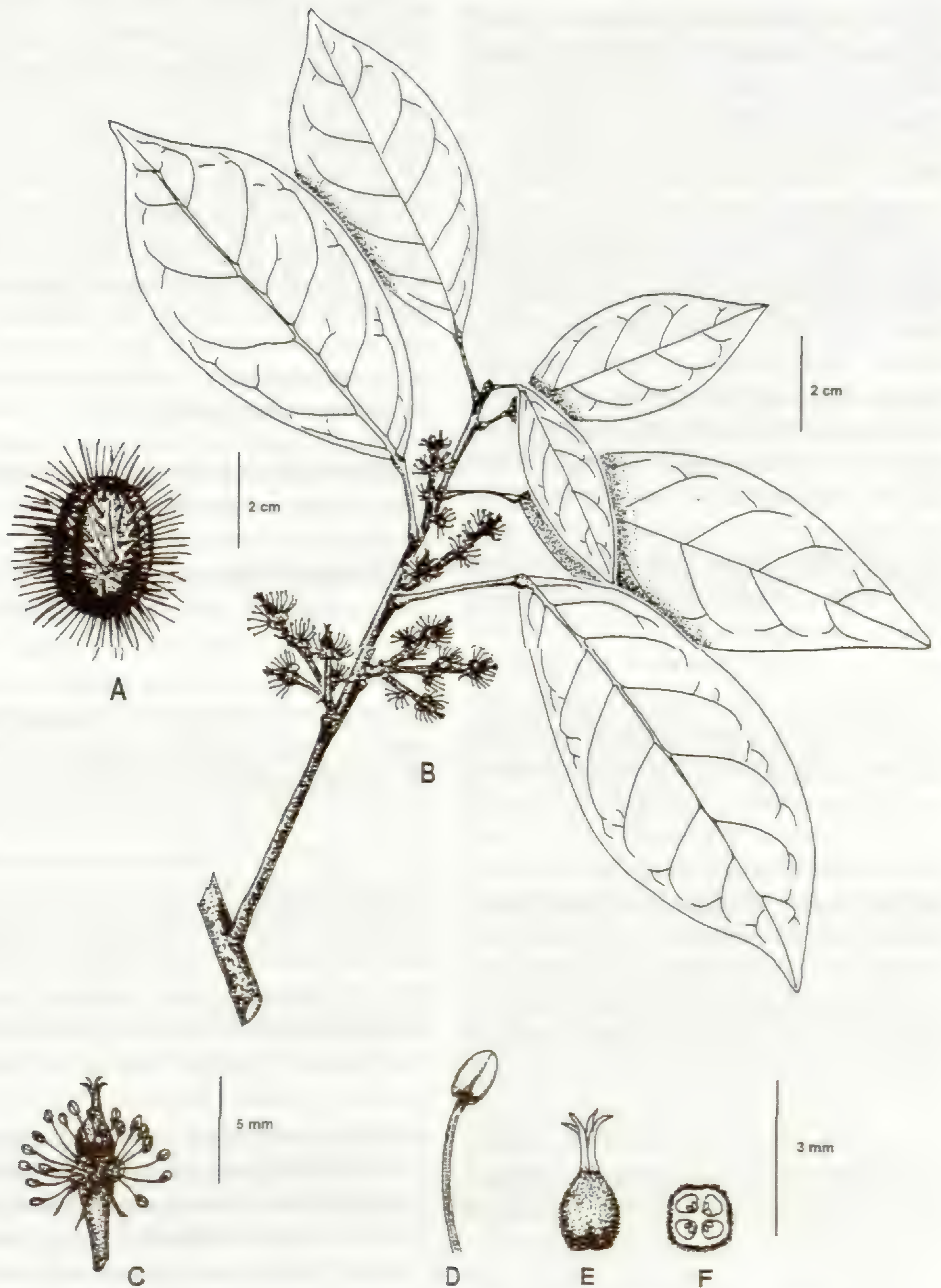


Fig. 3. *Sloanea potsniroki* Vásquez. A. Fruto. B. Rama florífera. C. Flor en antésis. D. Estambre. E. Gineceo. F. Sección transversal del ovario. (Dibujado de R. Vásquez, L. Valenzuela, A. Peña y L. Mateo 36156. HOXA)

Arbores ca. 22 m alta; stipulis ramulinis deciduis; foliis alternibus obovato-ellipticis vel ellipticis; inflorescentiis racemosis, calyce 5-6-mero, lobis calicinis inaequaliter divisis; estaminibus exsertis ante anthesis, antheris ovato-ellipticis, omnino glabra, absque appendice connectivi, stylis divisis, stigmatibus reflexis; capsulis oblonga vel ellipticis 2-2,5 × 1,4 cm, dense flexibili-spinosis, persistentibus.

Árboles medianos hasta 22 m de alto; ramitas teretes, glabras, con lenticelas dispersas. **Hojas** alternas, raramente subopuestas, distribuidas a lo largo de las ramitas; estípulas diminutas, decíduas; pecíolos 0,6-3,8 cm de largo, teretes, engrosados hacia los extremos, glabros; láminas membranáceas a subcoriáceas, obovado-elípticas a elípticas, (4-)7-10(-12) × (1,4-)2,7-4,5(-5,3) cm, glabras en ambas caras, vena media y secundarias planas a ligeramente prominentes por el haz y prominentes por el envés, venas secundarias 6-7 pares, anastomosadas formando una vena colectora submarginal, base subobtusada a obtusa-subtruncada, ápice agudo o longi-acuminado, borde entero a ligeramente ondulado. **Inflorescencias** racemosas hasta 2 cm de largo, diminutamente pubescentes, con 2 a 5 flores bisexuales y varias flores reducidas a receptáculos estaminados, glandulares amarillos cuando frescos, pedúnculo menos que 0,5 cm de largo, o ausente, pedicelos 0-8 mm de largo; flores marrón-amarillentas, 3-4 mm de diámetro, cáliz con 5-6 segmentos desiguales en tamaño y forma, lanceolados a linear-trianguulares, 2-3 × 0,3-0,8 mm, diminutamente puberulentos por fuera y glabros por dentro, tempranamente reflexos; estambres numerosos, insertos en un anillo estaminal hinchado, subigual al tamaño del ovario, filamentos delgados, glabros, 2,7-3,2 mm de largo, anteras ovado-elípticas, 0,7-1,0 × 0,4-0,6 mm, diminutamente pubescentes hacia el ápice, con el conectivo plano o prolongado en una protuberancia diminuta y obtusa; pistilo 2,5 mm de largo, ovario 1,2-1,5 × 1,0-1,2 mm, ovoide, densamente pubescente, 4-lobulado, 4-locular, con 4 estilos libres hasta la base y con el estigma reflexo. **Cápsulas** oblongas a elípticas, hasta 2-2,5 × 1,4 cm, cubiertas con espinas flexibles 1-2 cm de largo.

Especímenes adicionales examinados

PERÚ: Dpto. Huanuco, Prov. Leoncio Prado, Dpto. Rupa Rupa, Tingo María, 09°19'15"S, 76°01'41"O, 750 m, 11-II-1965, E. Vásquez 70-EVA (MO, MOL). A lo largo del río Monzón, 09°19'29"S, 76°01'30"O, 660 m, 6-X-1972, T. Croat 21254 (MO). Al oeste de Tingo María, 09°19'07"S, 76°02'39"O, 700-800 m, 22-VIII-1978, J. Schunke 10511 (MO). Prov. Puerto Inca, Dpto. Yuyapichis, Dantas, 09°40'S, 75°02'O, 270 m, 16-X-1990, E. Tello 517 (MO, MOL). Dpto. Madre de Dios, Prov. Tambopata, Dpto. Las Piedras, Reserva InkaTerra (corregido), río Madre de Dios, abajo de Puerto Maldonado, 12°35'S, 69°09'O, 200 m, 29-X-1988, Núñez et al. 10040 (MO, USM, CUZ); 20-II-1989, A. Gentry & P. Núñez 66015 (MO, USM, CUZ).

Observando las etiquetas de herbario de este grupo de plantas, se nota que a través del tiempo estas muestras han ido identificadas como: *S. gracilis* Uittien, *S. guianensis* (Aubl.) Benth., *S. laxiflora* Spruce ex Benth. y *S. picapica* Standl.; no obstante la especie que proponemos aquí solo esta relacionada con la última especie. *Sloanea potsniroki*, pertenece al grupo de especies de *Sloanea* con estípulas caducas, inflorescencias en racimos compactados, anteras ovadas a elípticas y cápsulas pequeñas hasta 2,5(-3,5) cm de largo, donde esta relacionada con *S. picapica* Standl. y *S. trichosticha* R.O. Williams & Sandwith, que son especies que se distribuyen en América Central, Caribe, Venezuela y Brasil: *S. potsniroki*, es semejante a las especies precedentes en la forma general de las hojas, inflorescencias, flores y frutos, sin embargo es fácilmente diferenciarla porque mientras *S. potsniroki* tiene hojas alternas, *S. picapica* y *S. trichosticha* tienen hojas opuestas o subopuestas, los pecíolos de *S. potsniroki* son teretes y glabros, mientras que los pecíolos de *S. picapica* son canaliculados y glabros, y los pecíolos de *S. trichosticha* son teretes a canaliculados y con una línea de tricomas densos en la cara superior; los estambres en *S. potsniroki* tienen filamentos 2,7-3,2 mm de largo y anteras 0,7-1,0 mm de largo, diminutamente pubescentes hacia el ápice y con el conectivo obtuso o plano, mientras que los estambres de *S. picapica* y *S. trichosticha*, tienen filamentos 1,5-2,5 mm de largo y anteras hasta 0,5 mm de

largo, glabras y con el conectivo prolongado en un apículo diminuto.

Distribución y ecología: Conocida de las colecciones provenientes de los departamentos de Huánuco y Pasco en la selva central y del departamento de Madre de Dios en el sur-oriente, y por lo tanto hasta ahora endémica de estas regiones del Perú; ha sido encontrada como un integrante de los bosques primarios, sobre terrazas aluviales y sobre colinas con suelos arcillosos en la selva baja, hasta los 300 m de elevación, y en montañas medianamente disectadas sobre suelos rocosos, hasta los 970 m de elevación; ha sido colectada con flores en junio y con frutos en febrero, agosto y octubre.

Estado actual: Debido a su amplio rango de distribución geográfica y altitudinal, las poblaciones de esta especie aparentemente no estarían amenazadas, sin embargo hemos observado que los bosques de selva alta, en las elevaciones que crece esta especie, están desapareciendo rápidamente como consecuencia del cambio de uso del suelo, por las plantaciones de café y ganadería extensiva.

Etimología: El epíteto específico hace alusión al nombre vernacular de los árboles de *Sloanea* en la lengua Ashaninca.

Sloanea pseudodontata Ducke, Archivos do Instituto de Biologia Vegetal 2: 159. 1935.

Espécimen seleccionado:

PERÚ. **Dpto. Huánuco**, Prov. Puerto Inca, Yuyapichis, Dantas, 09°40'S, 75°02'O, 270 m, 15-XI-1990, *E. Tello 561* (MO, MOL).

Árboles hasta 20 m de alto; colectados con flores en agosto y con frutos en noviembre y febrero; en bosque primario sobre colinas, con suelo arcilloso.

Según Alfaro (1981) el ejemplar tipo de *S. pseudodontata*, concuerda claramente con *S. pubescens*, que aquí es tratada como sinónimo, conforme habría sido reconocida por (Smith, 1954). Nosotros no hemos tenido acceso a la colección tipo, para optimizar nuestra opinión sobre esto; pero cotejando las descripciones y las fotos del tipo de *S. pseudodontata*, observamos que un grupo de plantas peruanas provenientes de la Selva

Central, no concuerda completamente con la descripción de *S. pubescens*, porque mientras que esta especie tiene hojas mayormente opuestas; anteras 0,5–1,0 mm de largo, con un penacho de pelos largos en el ápice, con el conectivo prolongado en un apículo de ¼ a ½ del largo de la antera y los frutos densamente cubiertos con espinas semiflexibles, mayormente menores que 9 mm de largo y antrorso-pubescentes; las muestras de la Selva Central que hemos revisado, tienen hojas principalmente subopuestas, otras veces opuestas o alternas; anteras de 1,0–1,5 mm de largo, con el conectivo dispersamente pubescente a glabro, prolongado en un apículo filiforme de igual o mayor tamaño que la antera y los frutos densa a dispersamente cubiertos con espinas flexibles hasta 15 mm de largo y antrorso-estrigosos. Por estas diferencias es mejor adscribir las plantas peruanas a *S. pseudodontata* y mantener separadas ambas especies. Conocida de Brasil; en el Perú ocurre en el Dpto. Huánuco, Yuyapichis.

Sloanea pubescens Benth., Journal of the Proceedings of the Linnean Society 5(Suppl.): 69. 1861.

Espécimen seleccionado:

PERÚ. **Dpto. Loreto**, Prov. Maynas, Yanamono, entre Indiana y la boca del río Napo, 03°28'S, 72°50'O, 130 m, 26-VI-1983, *A. Gentry et al. 42160* (MO, USM, AMAZ).

Árboles hasta 30 m de alto; colectados con frutos en junio y septiembre; en bosque primario, sobre colinas con suelo arcilloso. Esta estrechamente relacionada a *S. sinemariensis*, de la cual se diferencia por la hojas opuestas, anteras con apículo de ¼ a ½ el largo de la antera y las cápsulas con espinas mas largas. Se distribuye en Bolivia, Brasil, Ecuador, Suriname y Venezuela; en el Perú ocurre en el Dpto. Loreto, Jenaro Herrera, Yanamono; Dpto. Pasco, Iscozacín.

Sloanea robusta Uittien, Recueil des Travaux Botaniques Néerlandais 22: 350, f. 7. 1925.

Espécimen seleccionado:

PERÚ. **Dpto. Loreto**, Prov. Maynas, 14 Km al suroeste de Iquitos, 03°49'54"S, 73°22'24"O, 120 m, 26-VII-1972, *T. Croat 18505* (MO).

Árboles hasta 30 m de alto; colectados hacia la amazonía occidental con flores en septiembre y hacia la amazonía nororiental, cerca de Iquitos con frutos desde mayo hasta diciembre; en bosque primario sobre colinas, con suelo arcilloso o franco arenoso. Tiene afinidades con *S. sinemariensis* y con *S. pubescens*, de las cuales se diferencia por las hojas glabras, flores con 7–9 tépalos profundamente partidos hasta la base, anteras corto-apiculadas y diminutamente puberulentas; Alfaro (1981) asimismo por las inflorescencias de mayor tamaño y las cápsulas densamente cubiertas con espinas cónicas, gradualmente agudas hacia el ápice. Se distribuye en Brasil, Colombia, Ecuador, Surinam y Venezuela; en el Perú ocurre en el Dpto. Amazonas, Aramango; Dpto. Cajamarca, Huarango-Gosén; Dpto. Junín, Pichanaki; Dpto. Loreto, Pongo de Manseriche, Puerto Almendras; Dpto. Pasco, Cedropampa, Iscozacín; Dpto. Puno, Candamo; Dpto. San Martín, Puerto de Sión.

Sloanea rufa Planch. ex Benth., Journal of the Proceedings of the Linnean Society 5(Suppl. 2): 68. 1861.

Espécimen seleccionado:

PERÚ. Dpto. San Martín, Prov. Mariscal Cáceres, Uchiza, Pampa Yacu, 08°26'01"S, 76°23'27"O, 450 m, 19-I-1962, *J. Schunke* 5753 (MO).

Arbolitos hasta 12 m de alto; colectados hacia la amazonía occidental con flores en mayo y con frutos desde junio hasta enero y hacia la amazonía nororiental, cerca de Iquitos con frutos en febrero; en bosque primario sobre colinas, con suelo arcilloso y sobre terrazas limosas o franco arenosas. Por la forma general de las hojas, algunas veces podría ser confundida con *S. brevipes* o con *S. spathulata*; pero se diferencia fácilmente por los pecíolos mas largos, las hojas con el envés uniformemente pubescente; los estambres longi-apiculados y las cápsulas densamente cubiertas con espinas clavadas, flexibles y casi todas de tamaño uniforme. Se distribuye en Bolivia, Brasil, Ecuador y Guiana Francesa; en el Perú ocurre en el Dpto. Loreto, Iquitos, San Jacinto-río Tigre; Dpto. Pasco, Iscozacín; Dpto. San Martín, Tocahe Nuevo, Uchiza.

Sloanea sinemariensis Aubl., Histoire des plantes de la Guiane Française 1: 534, pl. 212. 1775.

Espécimen seleccionado:

PERÚ. Dpto. Amazonas, Prov. Bagua, Imaza, Yamayakat, 05°03'24"S, 78°20'17"O, 350 m, 10-XI-1997, *R. Vásquez et al.* 24783 (MO, USM, HUT, AMAZ).

Arbolitos pequeños hasta árboles cerca 28 m de alto; colectados con flores desde noviembre hasta febrero y con frutos desde marzo hasta agosto; en bosque primario de colinas o hacia las orillas de las quebradas, sobre suelos arcillosos. Por la forma general de las hojas se confunde con *S. eichleri*, al punto que han sido tratadas como una sola especie; a veces en los herbarios se usan indistintamente los dos nombres; sin embargo si se pueden establecer diferencias en la hojas y flores, las cuales ya las indicamos debajo de *S. eichleri*; por otro lado *S. sinemariensis*, tiene afinidades con *S. pubescens*, de la cual se diferencia por las hojas alternas y las anteras con apículo muy corto; mientras que *S. pubescens*, tiene hojas opuestas y anteras con apículo de ¼ a ½ el largo de la antera; también tiene afinidades con *S. robusta*, pero es fácil diferenciarla porque esta especie tiene hojas glabras, flores con 7–9 tépalos profundamente partidos hasta la base, mientras que *S. sinemariensis*, tiene hojas corto pubescentes y flores con 5–6 tépalos, de los que uno frecuentemente es mas pequeño. Se distribuye en Bolivia, Brasil, Guiana Francesa y Venezuela; en el Perú ocurre en el Dpto. Amazonas, Nuevo Samariarío Marañón, Yamayakat; Dpto. Loreto, Tamshiyacu, Momón, Allpahuayo-Mishana.

Sloanea spathulata Earle Sm., Contributions from the Gray Herbarium of Harvard University 175: 43, map 2. 1954.

Espécimen seleccionado:

PERÚ. Dpto. San Martín, Prov. Mariscal Cáceres, Tocache Nuevo, Puerto Pizana – río Huallaga, 08°00'31"S, 76°38'52"O, 461 m, 22-I-1971, *J. Schunke* 4683 (MO).

Arbolitos hasta 7 m de alto; colectados con frutos en enero; en bosque primario sobre colinas con suelos arcillosos y en las riberas de los ríos. Este nombre ha sido erróneamente usado para identificar las muestras provenientes de los «varillales» y otros bosques sobre arena blanca del Dpto. Loreto, las

plantas de los «varillales» de Iquitos y Jenaro Herrera, pertenecen a *S. longiaristata*; morfológicamente es bastante parecida a *S. brevipes*, con la cual, ya establecimos las respectivas diferencias cuando tratamos esta especie; Smith (1954) indica que esta especie tiene afinidades con *S. rufa*, pero esta especie tiene las hojas densamente pubescentes, más anchas y los pecíolos más largos, además tiene los estambres longi-apiculados y las cápsulas con espinas clavadas. Se distribuye en Bolivia, Brasil y Ecuador; en el Perú ocurre en el Dpto. Pasco, Palcazu-Nueva Aldea; Dpto. San Martín, Puerto Pizana.

Sloanea stipitata Spruce ex Benth., Journal of the Proceedings of the Linnean Society 5(Suppl. 2): 68-69. 1861.

Espécimen seleccionado:

PERÚ. Dpto. Loreto, Prov. Maynas, Pebas, río Yaguasyacu, 03°19'58"S, 71°49'01"O, 100 m, 18-VI-1976, J. Revilla 749 (MO, USM).

Arbolitos hasta 8 m de alto; colectados con frutos en junio; en bosque anegadizo y sobre colinas, con suelos arcillosos. Es otra de las especies escasamente representada en los herbarios, por plantas peruanas; *S. stipitata*, se reconoce por las hojas opuestas, con envés glabro a diminutamente puberulento, anteras con apículo corto, glabrado, ovario 4-angulado, con una constricción en la base, estilo frecuentemente retorcido y cápsulas estipitadas cubiertas con espinas rectas y flexibles. Se distribuye en Bolivia, Brasil, Caribe-Tobago, Ecuador y Venezuela; en el Perú ocurre en el Dpto. Amazonas, Imaza; Dpto. Loreto, Pevas-río Ampiyacu.

Sloanea tuerckheimii Donn. Sm., Botanical Gazette 57(5): 416. 1914.

Espécimen seleccionado:

PERÚ. Dpto. Amazonas, Prov. Condorcanqui, Cenepa, comunidad de Tutino, 04°34'31"S, 78°11'34"O, 300 m, 24-VII-1997, R. Rojas et al. 159 (MO, USM, HUT, AMAZ).

Árboles medianos a grandes hasta 25 m de alto;

colectados con flores desde marzo hasta agosto; en bosque primario, sobre terrazas o colinas con suelos franco-arenosos. *S. tuerckheimii*, se reconoce por las ramitas sin estípulas; hojas alternas, grandes hasta 45 cm de largo, marrón-amarillentas cuando secas, glabras a disperso cortopubescentes; flores con los estambres longi-exsertos y anteras con conectivo redondeado o un apículo muy corto y cápsulas elipsoides con los tépalos persistentes, 2-3 cm de largo, con espinas flexibles, cónicas en la base y hasta 2 cm de largo. Tiene afinidades con *S. eichleri* y *S. sinemariensis*, de las cuales se separa principalmente por los estambres y las cápsulas más robustas. Según Smith (1954) y Alfaro (1981), *S. tuerckheimii*, esta relacionada a *S. pubescens*, de la que difiere por las hojas alternas, las anteras brevipiculadas y las cápsulas densamente cubiertas con espinas semi-flexibles, levemente curvadas.

Por la forma general de las hojas *S. tuerckheimii*, podría confundirse con *S. grandiflora*, *S. macrophylla* y *S. zuliaensis*, pero difiere de ellas por la falta de estípulas y las cápsulas más pequeñas, con espinas más cortas y más flexibles. También hemos observado que las plantas peruanas, tienen las hojas más nítidas y con la nerviación terciaria plana o levemente emergente por el envés, a diferencia del grupo típico de *S. tuerckheimii*, de muestras provenientes de Colombia y Ecuador, no estamos muy seguros que esto sea solo una variación dentro del rango de la especie; por falta de material con flores, no se pudo hacer una mejor diferencia, por lo cual el material con frutos, provenientes de plantas peruanas lo incluimos en esta especie. Se distribuye en Belize, Brasil, Colombia, Ecuador, Guatemala, Guyana, México, Surinam y Venezuela; en el Perú ocurre en el Dpto. Amazonas, Yamayakat; Dpto. Loreto, Pto. Almendras, Allpahuayo-Mishana, río Oroza, Jenaro Herrera.

Sección *Sloanea* Earle Sm., Contr. Gray Herb. 175:63. 1954

1. Estípulas enteras a dispersamente dentadas.

S. macrophylla

1'. Estípulas onduladas, repando-dentadas o dentadas.

2. Inflorescencias casi el doble del largo de los

pecíolos; cápsulas hasta 2,5 cm de largo, con espinas semiflexibles casi rectas, hasta 2,5 cm de largo, diminutamente, disperso pubescentes. *S. zuliaensis*

2'. Inflorescencias subiguales a los pecíolos.

3. Perianto de 7-9 tépalos libres; filamentos estriados; anteras con apículo 1/3 a 1/2 el largo de la antera; cápsulas hasta 10 cm de diámetro, densamente cubierta con espinas curvas. *S. fragrans*

3'. Perianto ciatiforme, 5-9-lobulado; filamentos angulados o aplanados lateralmente, no estriados; apículo corto, triangular; cápsulas hasta 5 cm de diámetro, cubierto con espinas curvas. *S. grandiflora*

Sloanea fragrans Rusby, Memoirs of the New York Botanical Garden 7: 294. 1927.

Espécimen seleccionado:

PERÚ. Dpto. Madre de Dios, Prov. Tambopata, a lo largo del río Tambopata, 12°49'S, 89°18'O, 280 m, 19-II-1984, A. Gentry et al. 45741 (MO, USM).

Árboles hasta 25 m de alto; colectados con flores en julio y agosto y con frutos en enero y mayo; en bosque primario, sobre colinas con suelo arcilloso y en terrazas aluviales. Se distingue fácilmente por las hojas grandes, 50 cm de largo en promedio, por las estípulas foliáceas de hasta 13 x 6 cm y los frutos grandes con espinas rígidas y curvadas. Se distribuye en Bolivia, Colombia y Ecuador; en el Perú ocurre en el Dpto. Cusco, La Convención; Dpto. Huánuco, río Zúngaro, Yuyapichis; Dpto. Loreto, Allpahuayo-Mishana, Yanamono; Dpto. Madre de Dios, Tambopata; Dpto. Puno, río Távara; Dpto. Ucayali, carretera hacia Puerto Bermúdez.

Sloanea grandiflora Sm., The Cyclopaedia; or, universal dictionary of arts, 33: Sloanea no. 2. 1819.

Espécimen seleccionado:

PERÚ. Dpto. Loreto, Prov. Alto Amazonas, Pongo de Manseriche, 04°26'01"S, 77°34'18"O, 650 m, 25-XI-1997, R. Rojas et al. 656 (MO, USM, HUT, AMAZ).

Árboles hasta 30 m de alto; colectados con flores

en enero y con frutos desde febrero hasta noviembre; en bosque primario sobre colinas con suelos arcillosos y en terrazas aluviales. Por la morfología general, *S. grandiflora*, se puede confundir con *S. fragrans*, pues los estambres, las cápsulas y las estípulas parecen ser similares en ambas especies; pero se diferencian principalmente porque *S. grandiflora*, tiene el perianto ciatiforme e irregularmente 5-9-dentado y las estípulas con margen diminutamente dentado; mientras que *S. fragrans*, tiene el perianto profundamente dividido hasta la base y las estípulas con margen irregularmente serrado. Según Smith (1954) *S. grandiflora*, es la única especie del género, que es mirmecófita; las estípulas grandes de esta especie están habitadas por hormigas, pero al parecer no es una real especialización, sino una oportunidad que ofrecen las estípulas grandes y naviculares que son usadas como domacios. Se distribuye en Brasil, Ecuador, Guiana Francesa, Guyana, Surinam y Venezuela; en el Perú ocurre en el Dpto. Amazonas, Caterpiza-río Santiago; Dpto. Loreto, Pongo de Maseriche, río Ampiyacu, río Sucusari, Indiana; Dpto. Madre de Dios, Tambopata; Dpto. Puno, río Candamo; Dpto. Ucayali, Km. 86 carretera Pucallpa-Tingo María.

Sloanea macrophylla Benth. ex Turcz., Bulletin de la Société Impériale des Naturalistes de Moscou 31(1): 224. 1858.

Espécimen seleccionado:

PERÚ. Dpto. Amazonas, Prov. Bagua, Imaza, comunidad de Yamayakat, 05°03'24"S, 78°20'17"O, 350 m, 10-XI-1997, R. Vásquez et al. 24812 (MO, USM, AMAZ).

Árboles hasta 30 m de alto; colectados con flores en noviembre y con frutos en marzo y mayo; en bosque primario, sobre colinas con suelo arcilloso y en bosque anegadizo. Por la morfología general, *S. macrophylla*, es similar a *S. zuliaensis*, de la cual se diferencia porque tiene estípulas con borde entero a dispersamente dentado, mientras que *S. zuliaensis*, tiene estípulas con borde ondulado a repando-dentado. También es similar a *S. grandiflora*, de la cual se diferencia por el perianto 5-7-partido y cápsulas con espinas rígidas, rectas a levemente curvadas hacia el ápice; mientras que *S. grandiflora*, tiene el

perianto ciatiforme, irregularmente dentado y las cápsulas con espinas usualmente curvadas, que en conjunto se parecen a una esponja. También hemos notado que los pecíolos largos que a veces se usan para caracterizar a la especie no es un carácter consistente y también que con frecuencia pierden las estípulas y no están presentes en el material de herbario. Se distribuye en Brasil y Venezuela; en el Perú ocurre en el Dpto. Amazonas, Yanayakat; Dpto. Junín, Chequitavo; Dpto. Madre de Dios, río Tambopata..

Sloanea zuliaensis Pittier, Boletín del Ministerio de R.R. E.E. [Caracas] 4(34): 31-32. 1923.

Espécimen seleccionado:

PERÚ. Dpto. Loreto, Prov. Maynas, río Gueppi, frontera del Perú con Ecuador, 00°08'06"S, 75°17'39"O, 222 m, 15-V-1978, A. Gentry et al. 21932 (MO, USM, AMAZ).

Árboles hasta 30 m de alto; colectados con frutos en mayo; en bosque primario, sobre terrazas. Esta especie se reconoce por sus estípulas estrechas, hasta 2,5 cm de largo (con frecuencia ausentes en la fructificación), las hojas grandes con borde ondulado a dentado y las cápsulas cubiertas con espinas ligeramente curvadas, semi-rígidas, punzantes, hasta 2,8 cm de largo, dispersa y diminutamente puberulentas. Según Smith (1954) *S. zuliaensis*, es una especie muy fácil de diferenciar por los racimos largos o por las flores con estambres truncados. Se distribuye en Costa Rica, Honduras, Panamá y Venezuela; en el Perú ocurre en el Dpto. Loreto, río Gueppi-Putumayo, es conocida solo de esta localidad, que se ubica en la región más norte de la amazonía peruana; una muestra proveniente del área de Iquitos, ha sido indicada como perteneciente a esta especie, pero no hemos tenido la oportunidad de examinarla.

Subgénero *Quadrisepala* Earle Sm., Contr. Gray Herb. 175:76. 1954

En este subgénero, del Perú son conocidas 11 especies, de las cuales 6 pertenecen a la sección *Paniculi* Earle Sm., y 5 especies pertenecen a la Sección

Corymbo-racemi Earle Sm.

Sección *Paniculi* Earle Sm., Contr. Gray Herb. 175:76. 1954. Serie *Paniculatae e corymbulosae* Benth., Journ. Linn. Soc. 5: suppl. 62. 1861 pro parte.

1. Inflorescencia paniculada.

2. Hojas oblongas a estrechamente elípticas con los nervios laterales más o menos rectos y prominentes por la haz; anteras subuladas; cápsulas subglobosas, inermes, ferrugíneas. *S. floribunda*

2'. Hojas de otras formas; anteras lineares; cápsulas no ferrugíneas con o sin espinas.

3. Estambres glabros, con estaminodios filiformes; cápsulas inermes o con espinas cónicas, rígidas hasta 3 mm de largo, con frecuencia decíduas. *S. latifolia*

3'. Estambres puberulentos a diminutamente pubescentes, sin estaminodios; cápsulas con espinas robustas y cónicas o ligeramente flexibles, hasta 15 mm de largo.

4. Inflorescencias terminales 9–18 cm de largo; pedicelos 0,8–3,2 cm de largo; cápsulas ca. 6 cm de largo, con espinas robustas y cónicas, hasta 1,5 cm de largo. *S. durissima*

4'. Inflorescencias axilares 8–11 cm de largo; pedicelos menos que 1 cm de largo; cápsulas ca. 4 cm de largo, con espinas rígidas y cónicas hasta 1 cm de largo. *S. laxiflora*

1. Inflorescencia cimoso-corimbiforme.

5. Hojas (11–)25–32(–50) cm de largo, haz buliforme, envés pubescente; nervios laterales 12–16 pares; cápsulas de contorno obovado, 4 a 5 costilladas, pubescentes y con espinas menores que 4 mm de largo, frecuentemente decíduas

S. rojasiae

5'. Hojas 13–24 cm de largo; haz plano, glabras en ambas caras; nervios laterales 11–13 pares; cápsulas de contorno elíptico, no costilladas, inermes, escasamente granuladas. *S. synandra*

Sloanea durissima Spruce ex Benth., Journal of the Proceedings of the Linnean Society 5(Suppl.): 65. 1861.

Espécimen seleccionado:

PERÚ. Dpto. Amazonas, Prov. Bagua, Imaza, comunidad de Yamayakat, 05°03'24"S, 78°20'17"O, 350 m, 8-XI-1997, R. Rojas et al. 533 (MO, USM, HUT, AMAZ).

Árboles medianos hasta 20 m; colectados con flores en noviembre y con frutos en marzo y mayo; en bosque primario, sobre terrazas altas con suelos arcillosos. Por la forma general de las hojas es cercana a *S. synandra*; pero se pueden diferenciar fácilmente porque: mientras que *S. durissima*, tiene hojas con la base principalmente subobtus-truncada con una constricción hacia la unión con el pecíolo a pocas veces redondeada, inflorescencias racemosas y cápsulas con espinas robustas, persistentes, hasta 15 mm de largo; *S. synandra*, tiene hojas con la base principalmente redondeada a subcordata, inflorescencias cimoso-corimbiformes y cápsulas inermes a granuladas. Según Alfaro (1981) *S. durissima*, tiene afinidades con *S. laxiflora*; pero se diferencia fácilmente de ésta por sus inflorescencias, flores con pedicelos de mayor tamaño, estambres del verticilo externo con apículos más largos y principalmente por los frutos grandes (hasta 6 cm de largo) con numerosas espinas robustas cónicas hasta 1,5 cm de largo. Se asemeja también a *S. latifolia*, de la que se diferencia por los estambres pubescentes y el fruto. Se distribuye en Brasil y Guyana; en el Perú ocurre en el Dpto. Amazonas, Yamayakat; Dpto. Loreto, río Momón, Sucusari, Yanamono, río Ampiyacu.

Sloanea floribunda Spruce ex Benth., Journal of the Proceedings of the Linnean Society 5(Suppl.): 66. 1861.

Espécimen seleccionado:

PERÚ. Dpto. Loreto, Prov. Maynas, Iquitos, Puerto Almendras, 03°48'S, 73°25'O, 122 m, 26-X-1989, R. Vásquez & N. Jaramillo 13024 (MO, USM, AMAZ).

Árboles hasta 40 m de alto; colectados con flores en octubre y con frutos inmaduros en enero y junio; en bosque primario sobre terrazas con suelos franco-arenosos y sobre arena blanca. Es una especie colectada

con mucha frecuencia, pero casi siempre sin flores y/o frutos, prácticamente no hay buen material de plantas peruanas en los herbarios; se reconce fácilmente por la yema terminal discolora, ovoide a cónica, glabrada; las hojas alternas, con los pecíolos canaliculados en la unión con la lámina, conspicuamente engrosados, callosos y discoloros en el extremo distal, las láminas oblongas a estrechamente elípticas con numerosos nervios laterales mas o menos rectos y prominentes por la haz y las cápsulas grandes, leñosas e inermes. Según Smith (1954), *S. floribunda*, se reconoce por las inflorescencias grandes, cimoso-paniculadas, flores con perianto 4-partido, cubriendo completamente el botón antes de la antesis y los frutos inermes; también según Alfaro (1981), por los estambres con anteras grandes subuladas con un apículo igual a 1/3 hasta 2/3 del largo total; cápsula grande subglobosa sin espinas, uno de los frutos mas grandes dentro del género. Se distribuye en Brasil y Venezuela; en el Perú ocurre en el Dpto. Amazonas, Yamayakat; Dpto. Loreto, Puerto Almendras, Allpahuayo-Mishana, Jenaro Herrera, Sucusari; Dpto. Pasco, Iscozacín.

Sloanea latifolia (Rich.) K. Schum., Flora Brasiliensis 12(3): 173. 1886.

Espécimen seleccionado:

PERÚ. Dpto. Loreto, Prov. Maynas, Iquitos, Puerto Almendras, 03°48'S, 73°25'O, 122 m, 10-IV-1985, R. Vásquez & N. Jaramillo 6320 (MO, USM, AMAZ).

Árboles medianos hasta 20 m; colectados con flores en septiembre y con frutos desde febrero hasta mayo. En bosque primario, sobre suelos franco-arenosos o suelos de arena blanca. Tal como ocurre con otras especies de éste género, *S. latifolia*, es una especie polimórfica, con una marcada variación foliar regional: de este modo todas las plantas peruanas adscritas a esta especie, por las hojas e inflorescencias están estrechamente relacionadas a las plantas de Manaos en Brasil, que inicialmente fueron adscritas a *S. inermis*; la que finalmente resultó en sinónimo de *S. latifolia* (Smith, 1954). Por otro lado, *S. latifolia* es morfológicamente semejante a *S. laxiflora*; pero se distingue fácilmente porque mientras que *S. latifolia* tiene distribución restringida al nororiente de la amazonía y crece sobre suelos franco-arenosos o

sobre arena blanca y tiene flores con estambres glabros y las cápsulas son inermes o con espinas rígidas, cónicas hasta 3,5 mm de largo; *S. laxiflora*, es ampliamente distribuida en toda la amazonía peruana y sin preferencia de hábitat y tiene flores con estambres puberulentos a diminutamente pubescentes y las cápsulas tienen espinas semi-flexibles hasta 10 mm de largo. Según Smith (1954) *S. latifolia* difiere de las otras especies de la sección, por las flores grandes, anteras lineares, estilo flageliforme y las semillas cubiertas hasta la mitad por el arilo. Se distribuye en Brasil, Guiana Francesa y Guyana; en el Perú ocurre en el Dpto. Loreto, Puerto Almendras, Km. 60 carretera Iquitos-Nauta, Jenaro Herrera.

En Spichiger, R. et. al. (1990), se indican que los árboles: 6/223, 2/157, 3/113, 6/218, del Arboletum Jenaro Herrera, pertenecen a *Sloanea erismoides* Ducke; sin embargo al revisar las colecciones, estas fueron identificadas como *S. latifolia*.

Sloanea laxiflora Spruce ex Benth., Journal of the Proceedings of the Linnean Society 5(Suppl.): 65. 1861.

Espécimen seleccionado:

PERÚ. Dpto. Loreto, Prov. Maynas, Iquitos, Mishana, 03°50'S, 73°30'O, 140 m, 13-VII-1978, R. Ramírez 21 (MO, USM, AMAZ).

Árboles hasta 35 m de alto; colectados hacia la amazonía occidental con flores en junio y con frutos en agosto y septiembre, y hacia la amazonía nororiental cerca de Iquitos con flores en noviembre y con frutos desde mayo hasta julio; en bosque primario, sobre suelos arenosos bien drenados y en suelos arcillosos. Especie con dimorfismo foliar muy marcado, las muestras provenientes de árboles del área de Iquitos, J. Herrera y Yamayakat, que crecen en bosques sobre arena blanca, tienen hojas mayormente subopuestas y con la venación secundaria y terciaria casi plana; mientras que las muestras provenientes de árboles del área de Río Negro, Mazamari y de Iscozacín, que crecen en suelos mas ricos, tienen las hojas alternas y con la venación prominente por el envés. Por otro lado *S. laxiflora*, tiene afinidades con *S. latifolia*, pero se diferencia de ésta, por la ausencia de estaminodios y tiene estambres puberulentos a diminutamente pubescentes, con apículo pequeño y las

cápsulas con espinas semi-flexibles hasta 10 mm de largo. Se distribuye en Brasil, Ecuador, Guyana, Surinam y Venezuela; en el Perú ocurre en el Dpto. Amazonas, Yamayakat; Dpto. Huánuco, río Monzón, Rupa rupa; Dpto. Junin, Río Negro, Mazamari; Dpto. Loreto, Mishana, Jenaro Herrera; Dpto. Madre de Dios, Puerto Maldonado; Dpto. Pasco, Iscozacín.

Sloanea rojasiae Vásquez sp. nov. (Fig. 4)

TIPO: PERÚ. Dpto. Loreto, Prov. Loreto, Dpto. Iquitos, Puerto Almendras, bosque primario, Lat: 03°50'02"S, 73°22'30" O, 122 m, 31-V-1985. R. Vásquez y N. Jaramillo 6534, (Holótipo: AMAZ; Isótipos: MO, USM).

Arbores ca. 22 m alta; caulis corticis aromaticus; stipulis ramulinis deciduis; foliis alternibus late ellipticis vel ovato-ellipticis, basi rotundata vel subcordata, bullatus; inflorescentiis axillaribus vel lateralis, plerumque irregulariter dichotome cymosis vel subcorymboso-cymosis; capsulis obovatis 7-10 x 4-6,5 cm, 4 vel 5 costatus, minute denseque fulvo-tomentello, minute rigido-spinosis, caducis.

Árboles hasta 22 m de alto, tronco con raíces tablares hasta 2 m de diámetro y zancos hasta 1,5 m de alto, la corteza interna con olor fuerte de almendras; ramitas subcilíndricas, fisuradas 1-1,5 cm de diámetro, densamente marrón-tomentosas a corto-pubescentes; estípulas ovado-lanceoladas, 9-13 x 5-7 mm, densamente marrón-tomentosas en ambas caras, carinadas por fuera, decíduas. **Hojas** alternas, a veces agrupadas hacia el ápice de las ramitas; pecíolos 4-18 cm de largo x 0,4-0,7 cm de diámetro, estriado, densamente tomentosos marrón-amarillentos a corto-pubescentes, adaxialmente aplanado y abaxialmente convexo, engrosado en el extremo distal y ensanchado en la unión con la ramita: láminas coriáceas, discoloras, verdosas por el haz y marrón-amarillentas por el envés, ampliamente elípticas a ovado-elípticas, (11-)25-32(-50) x (7-)18-22(-33) cm, ápice abruptamente acuminado, terminando en un acúmen corto menos que 2 cm de largo, base redondeada a subcordata, margen levemente ondulado, el haz buliforme, dispersamente pubescente sobre toda la superficie y densamente tomentoso a pubescente sobre los nervios, el envés uniformemente pubescente,

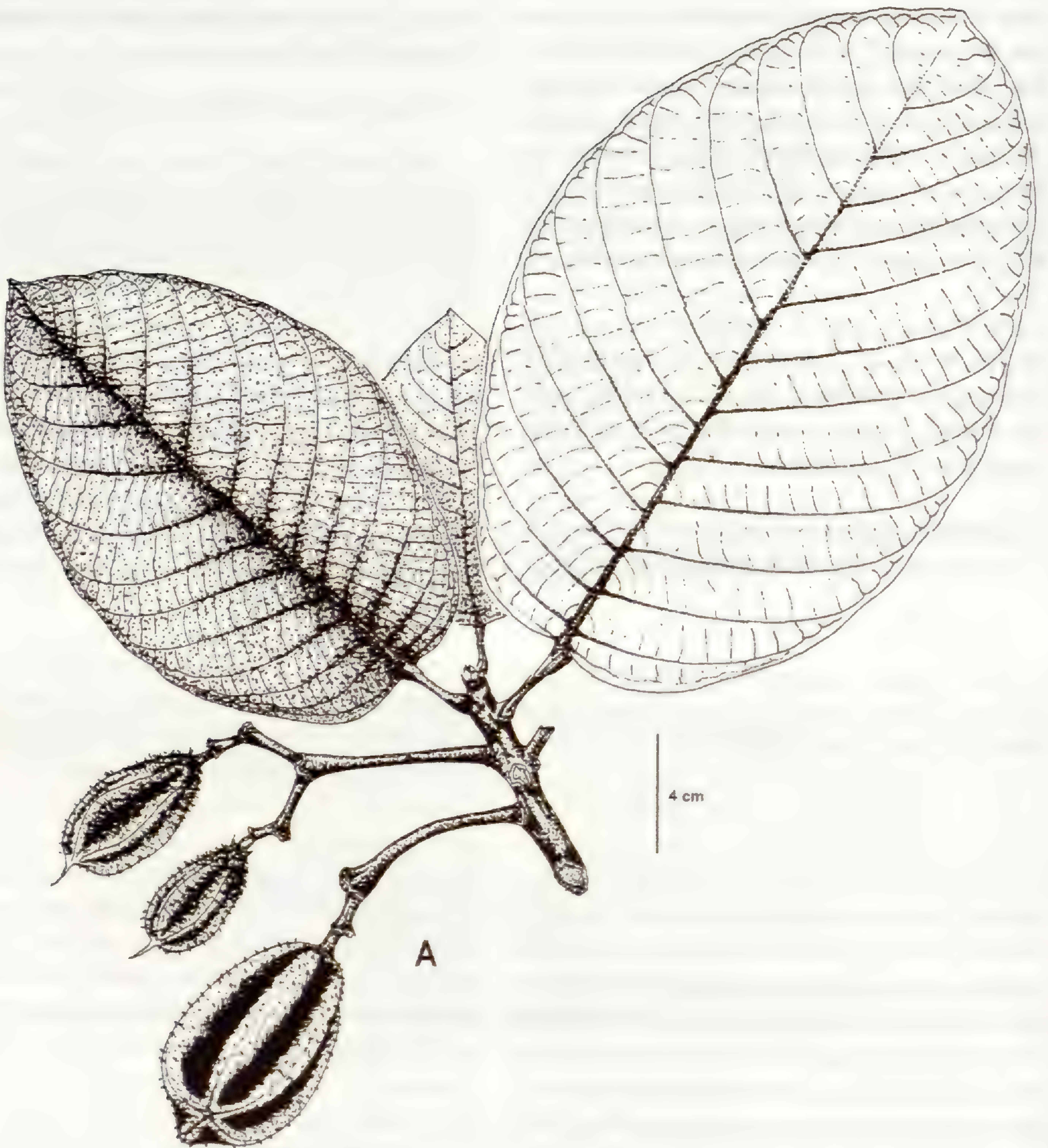


Fig. 4. *Sloanea rojasiae* Vásquez. A. Rama con frutos. (Dibujado de R. Vásquez y N. Jaramillo 6534. MO).

marrón-amarillento, nervio medio plano a ligeramente emergente por el haz y muy prominente por el envés; nervios laterales 12–16 pares, oblicuos al comienzo y luego arqueados hasta tocar el borde sin anastomozarse, venación terciaria prominente, clatrada. Inflorescencias y flores no vistas. **Infructescencias** laterales, cimosas, irregularmente dicótomo-ramificadas, hasta 12 cm de largo, excepto los frutos, ejes y pedicelos densamente tomentosos, marrón-amarillentos; los frutos jóvenes (verdes en material fresco), marrón-amarillentos, densamente heterotrichos, uniforme y diminutamente tomentosos, con tricomas hirsutos hasta 2,5 mm de largo, con 4–5 lóculos, generalmente conservando el remanente del estilo hasta 12 mm de largo. **Cápsulas** de contorno obovado, 4 a 5 costilladas, 7–10 × 4–6,5 cm, (verdes en material fresco) densamente tomentosas, marrón-amarillentas y además con tricomas largos dispersos, cubiertas dispersamente con espinas rígidas menores que 4 mm de largo, frecuentemente decíduas; valvas hundidas longitudinalmente, parcialmente reflexas en la dehiscencia, 5–9 mm de espesor; **semillas** no vistas.

Espécimen adicional examinado

PERÚ. Dpto. Loreto, Prov. Requena, Dtto. Jenaro Herrera, Lat: 04°54'48"S, 73°33'16"O, 170 m, 4-VII-1981, R. Vásquez et al. 2179 (AMAZ, USM, MO).

Sloanea rojasiae se reconoce por las ramitas robustas densamente marrón-tomentosas, sin estípulas, hojas grandes hasta 50 cm de largo, con el haz mas o menos buliforme y el envés pubescente marrón-amarillento; cápsulas grandes de contorno obovado, densamente cubiertas con pubescencia heterotricha y con espinas pequeñas, dispersas, rígidas, decíduas. Por la forma de sus inflorescencias cimosas, dicótomo-ramificadas, tiene afinidades con *S. synandra*, *S. schomburgkii* y *S. megacarpa*; de las dos primeras especies se diferencia por las hojas mas grandes y buliformes por haz, y se diferencia de *S. megacarpa*, porque esta especie tiene las hojas con el haz glabro y plano, con los nervios medio y laterales surcados, el envés diminutamente puberulento y los nervios laterales conspicuamente anastomosados formando una vena colectora hacia el margen; ovario 4-locular, tomentuloso y cápsulas inermes

de contorno oblongo a ovado-oblongo (Steyermark & Marcano, 1966); mientras que *S. rojasiae*, tiene las hojas con la haz buliforme, dispersamente pubescente en toda la superficie y densamente tomentoso a pubescente sobre los nervios, los nervio medio y laterales planos a ligeramente emergente por el haz, el envés uniformemente pubescente marrón-amarillento y los nervios laterales oblicuos al comienzo y luego arqueados hasta tocar el borde sin anastomozarse; venación terciaria prominente; ovario 4–5 lóculos, pubescente y cápsulas de contorno obovado, costuladas, cubiertas con espinas pequeñas.

Localmente se conoce con el nombre de «puzanga caspi» en alusión al olor fuerte que despide la corteza despues de cortarla; la «puzanga» es un perfume mágico amazónico, que teóricamente optimiza el atractivo de quien lo usa y sirve para muchas cosas, entre las que destaca la atracción del sexo opuesto.

Distribución y ecología: Hasta la fecha solo es conocida de las terrazas con suelos franco-arenosos del área de Iquitos y Jenaro Herrera; sin embargo, durante el estudio hemos observado una colección de *B. Hammel* y *S. Koemar* 21675, realizada en Suriname, que concuerda con la morfología general de las hojas y frutos, pero no tenemos suficientes argumentos para decidir si es la misma especie; colectada con frutos en mayo.

Estado actual: No hay suficiente información de campo y solo es conocida de 2 colecciones provenientes de la amazonía nor-oriental en Loreto-Perú, de localidades con suelos sumamente frágiles, por esta razón creemos que es conveniente investigar mas sobre la situación de esta especie.

Etimología: El epíteto específico alude al apellido de la Bióloga Rocío del Pilar Rojas González, excelente botánica y compañera.

Sloanea synandra Spruce ex Benth., Journal of the Proceedings of the Linnean Society 5(Suppl.): 66. 1861.

Espécimen seleccionado:

PERÚ. Dpto. Loreto, Prov. Maynas, Mazán, fundo Libertad, 03°29'54"S, 73°05'25"O, 130 m,

28-IX-1963, A. Arostegui 136-AAV (MO, MOL).

Árboles hasta 30 m de alto, la corteza al cortarla despide un olor fuerte de almendras; colectados con flores en octubre y con frutos en enero; en bosque primario sobre colinas con suelos arcillosos.

Por la forma general de las hojas, se puede confundir con *S. durissima*, pero se puede diferenciar de acuerdo a lo que hemos anotado anteriormente, *S. synandra* se reconoce por las hojas ovadas, ovales a obovadas, nítidas por el haz, con el margen entero a irregulamente ondulado; las inflorescencias cimoso-corimbiformes hasta 20 cm de largo; flores con tépalos hasta 20 mm de largo, estambres 7–11 mm de largo, con los más externos transformados en estaminodios y anteras linear-lanceoladas y las cápsulas 4-valvadas, grandes, inermes a granuladas. Se distribuye en Brasil, Ecuador, Guyana, Venezuela; en el Perú ocurre en el Dpto. Loreto, río Mazan, Tamshiyacu; Dpto. Pasco, Puerto Bermúdez.

Sección *Corymbo-racemi* Earle Sm., Contr. Gray Herb. 175: 86. 1954. Section *Brachystachyae* Benth., Journ. Linn. Soc. 5: suppl. 63. 1861 pro parte.

1. Cápsulas con espinas rígidas irritantes

2. Anteras con apículo filiforme 1,5–2,5 mm de largo; ovario con pubescencia larga; cápsulas hasta 3,5 cm de largo, con espinas hasta 2,5 mm de largo. *S. garckeana*

2'. Anteras con apículo no filiforme, 0,5–1 mm de largo; ovario puberulento; cápsulas hasta 2,5 cm de largo, con espinas hasta 2 mm de largo.

S. terniflora

1'. Cápsulas inermes o con espinas semi-flexibles, no irritantes, raramente espinas robustas o cónicas

3. Cápsulas con espinas hasta 1,5(–2) cm de largo. *S. ptariana*

3'. Cápsulas inermes.

4. Hojas alternas. *S. brachytepala*

4'. Hojas opuestas. *S. laurifolia*

Sloanea brachytepala Ducke, Tropical Woods 76: 22-23. 1943.

Espécimen seleccionado:

PERÚ. Dpto. Amazonas, Prov. Condorcanqui, Cenepa, comunidad de Tutino, 04°34'05"S, 78°11'53"O, 340 m, 26-VI-1997, R. Vásquez et al. 24190 (MO, USM, HUT, AMAZ).

Árboles hasta 25 m de alto; colectados con flores desde enero a julio y con frutos en junio; en bosque primario sobre colinas, con suelos arcillosos, en terrazas aluviales y bosque estacionalmente anegadizo. Esta especie, fue tratada como sinónimo de *S. laurifolia*, asumiendo que la amplia variación de *S. laurifolia*, es debida a los diferentes hábitat donde crece (Smith, 1954); por el análisis cuidadoso de las colecciones tipos y las observaciones en el campo, se concluye que *S. brachytepala*, es una especie diferente por sus caracteres florales, las hojas alternas con venación diferente y por las preferencias de hábitat (Alfaro, 1981).

Coincidiendo con (Alfaro, 1981) y Smith & Steyermark (1998), durante la revisión del material de herbario provenientes de las plantas peruanas, hemos observado que *S. brachytepala*, tiene hojas alternas, flores con tépalos y estambres del verticilo mas externo, usualmente reflexos durante la antesis, anteras ovado-oblongas, filamentos filiformes 1,2–2 mm de largo, gineceo 2,5 mm de largo, ovario densamente longi-pubescente, estilo con el ápice 4-partido hasta 1/3 de su largo; mientras que *S. laurifolia* tiene hojas opuestas, flores con tépalos patentes y estambres erguidos durante la antesis, anteras deltoide-lanceoladas, filamentos 0,5–1 mm de largo, gineceo 1,5–2,5 mm de largo, ovario sulcado puberulento, estilo con el ápice 2–4-partido hasta 1/2 de su largo; por lo tanto consideramos que *S. brachytepala*, debe se mantenida como una especie separada. Se distribuye en Brasil, Costa Rica y Venezuela; en el Perú ocurre en el Dpto. Amazonas, Tutino-río Cenepa; Dpto. Loreto, Puerto Almendras,

río Tahuayo, río Oroza, río Sucusari; Dpto. Madre de Dios, Tambopata.

Sloanea garckeana K. Schum., Flora Brasiliensis 12(3): 177, pl. 36. 1886.

Espécimen seleccionado:

PERÚ. Dpto. Madre de Dios, Prov. Manu, Cocha Cashu, 11°45'S, 71°10'O, 400 m, 18-IX-1986, P. Núñez 6169 (MO, USM, CUZ).

Arbolitos hasta 12 m de alto; colectados con flores en agosto y septiembre y con frutos en marzo; en bosque primario sobre terrazas aluviales.

Esta especie tiene afinidades con *S. terniflora*, con la cual es frecuentemente confundida; pero se puede diferenciar fácilmente porque *S. garckeana*, tiene anteras con un apículo filiforme o subulado hasta 2,5 mm de largo, ovario con pubescencia larga, dorada, con estilo retorcido y las cápsulas tienen espinas amarillentas de mayor tamaño; mientras que *S. terniflora*, tiene anteras con apículo menor que 1 mm de largo, ovario puberulento a pubescente, con estilo recto, y las cápsulas tienen espinas cortas, finas, frecuentemente rojizas. Se distribuye en Bolivia, Brasil y Guyana; en el Perú ocurre en el Dpto. Madre de Dios, Cocha Cashu, que es la única localidad peruana donde ha sido colectada.

Sloanea laurifolia (Benth.) Benth., Journal of the Proceedings of the Linnean Society 5(Suppl. 2): 70. 1861.

Espécimen seleccionado:

PERÚ. Dpto. Loreto, Prov. Maynas, Iquitos, Puerto Almendras, 03°48'S, 73°25'O, 122 m, 17-VIII-1983, R. Vásquez & N. Jaramillo 4286 (MO, USM, AMAZ).

Árboles medianos hasta 20 m de alto; colectados con flores en febrero y con frutos desde junio hasta agosto; en bosque primario, en terrazas sobre suelos franco-arenosos y arena blanca y en bosque anegadizo estacional. Es una especie con una amplia variación morfológica en la hojas y frutos, las hojas pueden tener

nervaduras planas o conspicuamente prominentes y las cápsulas varían de 1,5–4 cm de largo y las valvas tienen de 1 a 5(7) mm de espesor; por lo general se reconoce por las hojas opuestas y glabras; las inflorescencias axilares hasta 6 cm de largo, glabras o diminutamente puberulentas; varias flores con 4 tépalos desiguales y cápsulas subglobosas a elipsoides, 4-valvadas, inermes, granuladas. Por la forma general de las hojas, flores y frutos, *S. laurifolia*, es similar a *S. brachytepala*; pero se diferencia fácilmente por tener hojas opuestas, flores con tépalos patentes y estambres erguidos durante la anthesis, anteras deltoide-lanceoladas, filamentos 0,5–1 mm de largo, gineceo 1,5–2,5 mm de largo, ovario sulcado puberulento, estilo con el ápice 2–4-partido hasta ½ de su largo. Se distribuye en Brasil, Caribe-Trinidad, Guyana y Venezuela; en el Perú ocurre en el Dpto. Loreto, Mishana, Pto. Almedras, Sucusari; Dpto. Pasco, Iscozacín; Dpto. Puno, río Candamo.

Sloanea ptariana Steyererm., Fieldiana, Botany 28: 360. 1952.

Espécimen seleccionado:

PERÚ. Dpto. Loreto, Prov. Maynas, Yanamono, entre Indiana y la boca del río Napo, 03°28'S, 72°48'O, 130 m, 18-II-1981, A. Gentry et al. 31451 (MO, USM, AMAZ).

Arbolitos hasta árboles 40 m de alto; colectados con flores en octubre y frutos en febrero; en bosque de terraza altas y bosque de colinas. *S. ptariana*, fue tratada como sinónimo de *S. picapica* Standl., una especie de América Central, por (Smith, 1954); pero Smith & Steyermark (1998), lo separan y anotan que pertenece al subgénero *Quadrisejala*, sección *Corymbo-racemi*; subgénero y sección diferente al que pertenece *S. picapica*. La apariencia general de las muestras de herbario de ambas especies es bastante semejante; tal vez por esto algunas plantas peruanas (solo muestras en fruto) han sido previamente identificadas como *S. picapica*; pero no pertenecen a esta especie; porque mientras que *S. picapica*, tiene frutos con espinas menores que 1 cm de largo, sentadas en el centro de una areóla; las plantas peruanas tienen frutos con espinas hasta 1.5(–2) cm de largo y sin areóla en la base; dado que en la descripción

de *S. ptariana*, no se describieron los frutos (Steyermark, 1952); consideramos que es mejor adscribir las plantas peruanas a *S. ptariana*. Se distribuye en Venezuela; en el Perú ocurre en el Dpto. Huanuco, Tingo María; Dpto. Loreto, Puerto Almendras, Yanamono; Dpto. Madre de Dios, Puerto Maldonado-río Madre de Dios, Cocha Cashu.

Sloanea terniflora (Sessé & Moc. ex DC.) Standl., Tropical Woods 79: 10. 1944.

Espécimen seleccionado:

PERÚ. Dpto. Loreto, Prov. Mariscal Ramón Castilla, Yavari, Puerto Alegría, 04°20'41"S, 70°01'44"O, 75 m, (corregido) 15-III-1977, A. Gentry & D. Daly 18340 (MO, USM, AMAZ).

Árboles medianos a grandes hasta 30 m; colectados hacia la amazonía occidental con flores en septiembre y con frutos desde noviembre a marzo y hacia la amazonía nororiental cerca de Iquitos con flores desde junio hasta julio y con frutos desde febrero hasta septiembre; en bosques anegadizos, hacia las orillas de los cuerpos de agua, mas comunmente en lagunas y pantanos. Pese a la amplia variabilidad foliar que presenta, se puede reconocer por hojas alternas a subopuestas, las láminas obovadas a elípticas, borde entero, ondulado a irregularmente repando-dentado hacia el apice, las inflorescencias con 1 a 3 flores y los frutos pequeños densamente cubiertos con espinas flexibles. Según Smith (1954) *S. terniflora*, es un árbol ampliamente distribuido en el trópico americano, cercanamente relacionada a *S. garckeana*, es una especie polimórfica, es posible diferenciar variaciones foliares regionales, pero es imposible separar las flores y los frutos.

Las diferencias entre *S. terniflora* y *S. garckeana* estan principalmente en las anteras y el estilo: asi mientras que *S. terniflora*, tiene anteras con apículo menor que 1 mm de largo, ovario puberulento a pubescente con estilo recto; *S. garckeana*, tiene anteras con un apículo filiforme o subulado hasta 2,5 mm de largo, ovario con pubescencia larga, dorada, con estilo retorcido. Según Alfaro (1981), los frutos a primera vista se parecen en ambas especies, pero en *S. terniflora*, las espinas de las cápsulas son clavadas y generalmente rojizas y mas pequeñas, mientras que en *S. garckeana*, las espinas de las cápsulas son ligeramente clavadas y generalmente

amarillentas. Se distribuye en Bolivia, Brasil, Colombia, Costa Rica, Ecuador, El Salvador, Guatemala, Honduras, México, Nicaragua, Panamá y Venezuela; en el Perú ocurre en el Dpto. Loreto, río Ampiyacu, Caballo Cocha, Jenaro Herrera, río Pacaya, río Samiria, desembocadura del río Yavari; Dpto. San Martín, Chazuta, Tocahe Nuevo; Dpto. Ucayali, Km 86 carretera a Pucallpa.

Especies excluidas

Sloanea oppositifolia Spruce ex Benth. = *Sloanea laurifolia* (Benth.) Benth.

Citada en Brako & Zarucchi (1993), con la colección de referencia, *Al Gentry et al. 63446*, es un espécimen en condición esteril, no la hemos visto; pero las otras colecciones fértiles identificadas con este nombre fueron re-identificadas como *S. laurifolia*, coincidiendo con Smith (1954) que redujo a *S. oppositifolia*, como sinónimo de *S. laurifolia*; de hecho algunas colecciones provenientes del área de Iquitos tienen hojas y frutos algo diferentes, pero no lo suficientemente marcados para ser considerados de diferente especie y caben bien dentro del amplio rango de variación de *S. laurifolia*.

Sloanea meianthera Donn. Sm.

Citada en Brako & Zarucchi (1993), con la colección de referencia, *J. Revilla 1670*, la cual fue re-identificada como *S. guianensis*, esta colección junto con otra de *J. Revilla 1683*, provenientes de la misma localidad, por la apariencia general son similares a *S. meianthera*; pero luego de una observación cuidadosa, encontramos que el tamaño de la proyección del conectivo de la antera no concuerda con la descripción de *S. meianthera*; porque esta especie tiene el conectivo apenas prominente; mientras que en estas colecciones el conectivo se prolonga hasta 1/4 del tamaño de la antera, que es un carácter de *S. guianensis*.

Sloanea picapica Standl.

Citada en Brako & Zarucchi (1993), con la colección de referencia, *Núñez et al. 10040*, la cual fue re-identificada como *Sloanea potsniroki*.

Agradecimientos

A todos los colectores, porque gracias a la calidad de su trabajo fue posible hacer el presente estudio. A Chris y Sharon Davidson que suvencionaron los costos del viaje a St. Louis, MO y al Missouri Botanical Garden por todo el tiempo que me permitió trabajar en el campo y visitar el herbario MO.

Literatura citada

- Alfaro, M. D.** 1981. Revisão taxonômica do gênero *Sloanea* L. (Elaeocarpaceae) na Amazônia Brasileira. Tese. Fundação Universidade do Amazonas – FUA. CNPq. INPA.
- APG II.** 2003. An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants: APG II. *Bot. Jour. Linn. Soc.* 141: 399–436
- Brako, L. & L. Zarucchi.** 1993. Catálogo de las Angiospermas y Gimnospermas del Perú. *Monographs Syst. Bot. Miss. Bot. Gard.* Vol. 45:413–414.
- Linnaeus, C.** 1753. *Species Plantarum*. Tomus I: 512
- Macbride, J. F.** 1956. Tiliaceae, in *Flora of Peru*. Botanical Series, Field Mus. of Nat. Hist. Vol. XIII-Part A, No. 2: 413–442.
- Smith, C. E.** 1954. The New World Species of *Sloanea* (Elaeocarpaceae). *Contr. Gray Herb. of Harvard University* No. 175: 1–144.
- Smith, D. A. & J. A. Steyermark.** 1998. Elaeocarpaceae. In *Flora of the Venezuelan Guayana*. Julian A. Steyermark, Paul E. Berry, and Bruce K. Holst (ed.). Vol. 4: 712–730. *Miss. Bot. Gard. Press*. MO, USA.
- Smith, D. A.** 2001. Elaeocarpaceae DC. En *Flora de Nicaragua*. Stevens, W. D., C. Ulloa Ulloa, A. Pool y O.M. Montiel. (editores) *Monographs in Syst. Bot., from the Miss. Bot. Gard.* Vol. 85. Tomo I: 816–820.
- Spichiger, R., J. Méroz, P.-A. Loizeau & L. Stutz de Ortega.** 1990. Los árboles del Arbolétum Jenaro Herrera, volumen 2. Contribución a la Flora de la Amazonia Peruana. *Boissiera* 44:200.
- Steyermark, J. A.** 1952. Elaeocarpaceae in *Contributions to The Flora of Venezuela*. *Fieldiana: Botany*. Vol. 28. No. 2: 357–361. **Steyermark, J. A. & L. B. Marciano.** 1966. Una especie nueva de *Sloanea*. *Bol. Soc. Venez. Cienc. Nat.*, Tomo 26: 467–471.
- Steyermark, J. A.** 1988. Notes on *Sloanea* (Elaeocarpaceae) in the Venezuelan Guayana. In *Flora of the Venezuelan Guayana –VI*. *Ann. Miss. Bot. Gard.* 75: 1570–1586.
- Pennington, T. D.** 1990. Sapotaceae. *Fl. Neotrop.* 52: 1–771.
- Vásquez, M. R.** 1997. Flórula de las Reservas Biológicas de Iquitos, Perú. *Monographs Syst. Bot. Miss. Bot. Gard.* Vol. 65:264–271.

***Glossopteris* (Glossopteridaceae, Glossopteridopsida). La flora pre-terciaria en el departamento de Arequipa, Perú**
***Glossopteris* (Glossopteridaceae, Glossopteridopsida). The pre-tertiary flora in Arequipa Department, Peru**

Héctor Palza Arias-Barahona

Departamento de Geología, Facultad de Geología, Universidad Nacional de San Agustín, Arequipa, PERÚ. hpalza49@hotmail.com

Carlos Trujillo Vera

Departamento de Geografía, Facultad de Ciencias Histórico Sociales, Universidad Nacional de San Agustín, Arequipa, PERÚ. cartruve@hotmail.com

Eliana Linares Perea

Estudios Fitogeográficos del Perú, Herbario AQP, Sánchez Cerro 219, Manuel Prado, Paucarpata, Arequipa, PERÚ. elialinper@hotmail.com

José Alfredo Vicente Orellana

Laboratorio de Botánica, Facultad de Farmacia, Universidad San Pablo-CEU, apartado 67, 28660-Boadilla del Monte, Madrid, ESPAÑA. avicore@ceu.es

Antonio Galán de Mera

Laboratorio de Botánica, Facultad de Farmacia, Universidad San Pablo-CEU, apartado 67, 28660-Boadilla del Monte, Madrid, ESPAÑA. agalmer@ceu.es

Resumen

Tras encontrar un registro fósil del género *Glossopteris*, se comenta su presencia desde el punto de vista biogeográfico en el departamento de Arequipa (Perú).

Palabras Clave: *Glossopteris*, Jurásico, Arequipa.

Abstract

After to find a *Glossopteris* fossil record, its presence in the Arequipa Department (Peru) is commented from a biogeographical point of view.

Key Words: *Glossopteris*, Jurassic, Arequipa.

Introducción

En el Perú, y en general en América del Sur, existen numerosos trabajos que abordan los cambios de la flora y la vegetación desde el Terciario (65 millones de años) hasta la actualidad (Solbrig, 1976, Galán de Mera *et al.*, 1997, 1998, Hinojosa *et al.*, 2006). Así, las similitudes entre la vegetación del N del Perú (4° a 8°S) y del Chaco (al S de la Cuenca Amazónica) sugieren un origen común paleógeno, que posteriormente quedó aislada con los levantamientos

andinos miocénicos (Raven & Axelrod, 1974, Samamé Boggio, 1980, Van der Hammen & Cleef, 1983).

Todo ello se desenvuelve en un cambio de posición del ecuador terrestre (Melendez & Fuster, 1984) desde el Carbonífero (363 millones de años) hasta el Pleistoceno (2 millones de años).

En este trabajo presentamos un hallazgo procedente del Jurásico (200 millones de años) en el departamento de Arequipa, cuyas características indican la climatología y la vegetación del entorno en este periodo.

***Glossopteris* en Arequipa**

Glossopteris Brongniart, Prodr. Hist. Vég. Fossil: 54 (1828)

PERÚ. Dpto. Arequipa: Yura, Quebrada de la Bruja, 19K 0199714, 8202626, 2576 m, 28-VII-2009, H. Palza, M. Lajo & C. Trujillo (colección de geografía UNSA, USP).

Otras localidades publicadas: BOLIVIA. La Paz, Copacabana, NE de San Pablo de Tiquina (Iannuzzi et al., 2004).

Observaciones: La pieza fósil fue encontrada en sedimentos del Jurásico miembro Labra (Vargas Vilches & Del Pino, 1995). Presenta los restos de una hoja con nerviación reticulada (Fig. 1a) lo que coincide con las características de las especies que reportan Iannuzzi et al. (2004). En la figura 1b destacan los anillos del leño que cita Kadereit (2004).

Discusión y conclusiones

Las áreas hiperáridas de los Andes occidentales y del desierto costero peruano muestran una gran cantidad de cambios geomorfológicos y de la vegetación del pasado (Beresford-Jones et al., 2009), muchas veces ligados a los eventos de El Niño, donde han destacado sobre todo procesos erosivos en las vertientes occidentales y las quebradas, dejando al descubierto sedimentos muy antiguos, incluso bajo cenizas volcánicas; los sedimentos paleozoicos y mesozoicos son muy importantes entre Ica y Arequipa (Berry, 1922, Samamé Boggio, 1980).

Según Melendez & Fuster (1984) durante el Paleozoico y Mesozoico el polo sur estaba muy próximo al S de Sudamérica. En este periodo, en que el ecuador pasaba por Europa, aparecen en esas latitudes los primeros bosques con árboles gigantes de hasta 30 m de altura como respuesta a un clima tropical cálido y húmedo; estos árboles carecían de leño con anillos anuales. Simultáneamente en el S de África, India, Australia, Antártida, y extremo austral de América del Sur, se encontraban formaciones de espermatófitos arbustivos o árboles medianos cuyo leño contenía anillos anuales, fruto del clima más frío con estaciones marcadas (Willis & McElwain, 2002; Carrión, 2003; Kadereit, 2004) que iban aumentando en diversidad hacia el N. Por tanto, podemos concluir según nuestro registro, que el clima del S del Perú

hace unos 200 millones de años era templado con estaciones contrastadas y con régimen de lluvias extratropical por la posición del ecuador.

Agradecimientos

Gracias al Ing. Augusto Ticona, explorador de los sedimentos con fósiles de la región de Yura. Este trabajo tuvo en parte la ayuda económica de la Cátedra de Desarrollo Sostenible y Medio Ambiente de la Universidad San Pablo-CEU-Grupo Santander (2009), y se realizó en el marco del convenio de cooperación entre la Universidad Nacional de San Agustín (Arequipa, Perú) y la Universidad San Pablo-CEU (Madrid, España).

Literatura citada

- Beresford-Jones, D., H. Lewis & S. Boreham. 2009. Linking cultural and environmental change in Peruvian prehistory: Geomorphological survey of the Samaca Basin, Lower Ica Valley, Peru. *Catena* 78: 234 - 249.
- Berry, E.W. 1922. Carboniferous plants from Peru. In: E. Bennett Mathews. Contributions to the paleobotany of Peru, Bolivia and Chile. The Johns Hopkins University, Baltimore.
- Carrión, J.S. 2003. Evolución vegetal. DM, Murcia.
- Galán de Mera, A., J.A. Vicente Orellana & J. Gómez Carrión. 1998. El significado biogeográfico de la vegetación en el centro del Perú. *Arnaldoa* 5(2): 265-272.
- Galán de Mera, A., J.A. Vicente Orellana, J.A. Lucas García & A. Probanza Lobo. 1997. Phytogeographical sectoring of the Peruvian coast. *Global Ecol. Biogeogr. Lett.* 6: 349-367.
- Hinojosa, L.F., J.J. Armesto & C. Villagrán. 2006. Are Chilean coastal forest pre-Pleistocene relicts? Evidence from foliar physiognomy, paleoclimate, and phytogeography. *J. Biogeogr.* 33: 331-341.
- Iannuzzi, R., C.E.L. Vieira, M. Guerra-Sommer, E. Díaz-Martínez & G.W. Grader. 2004. Permian plants of the Chutani Formation (Titicaca Group, northern Altiplano of Bolivia): II. The morphogenus *Glossopteris*. *An. Acad. Bras. Cienc.* 76(1): 129-138.
- Kadereit, J.W. 2004. Espermatófitos. In: P. Sitte, E.W. Weiler, J.W. Kadereit, A. Bresinsky & C. Körner. *Strasburger. Tratado de Botánica*. Omega, Barcelona.

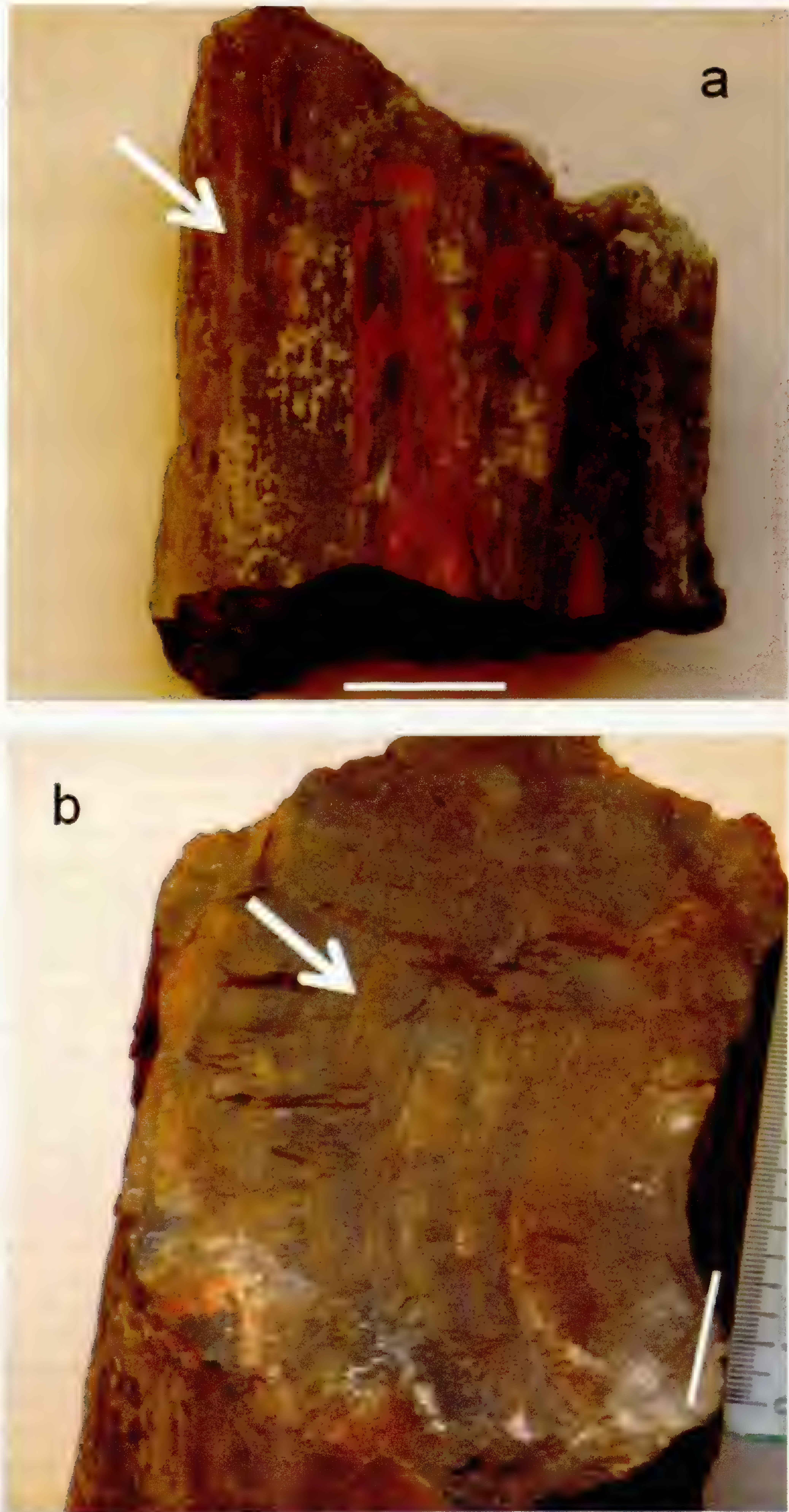


Fig. 1. *Glossopteris*, fragmento fósil colectado (las señales se indican con una flecha blanca, barra = 2 cm): a) huella de una hoja. b) anillos de crecimiento del leño.

- Meléndez, B. & J.M. Fuster.** 1984. Geología. Paraninfo, Madrid.
- Raven, P.H. & D.I. Axelrod.** 1974. Angiosperm biogeography and past continental movements. *Ann. Missouri Bot. Gard.* 61: 539-673.
- Samamé Boggio, M.** 1980. El Perú minero, III. Geología. INGEMMET, Lima.
- Solbrig, O.** 1976. The origin and floristic affinities of the South American temperate desert and semiarid regions. In: D. Goodall. *Evolution of desert biota*: 7-50. University of Texas Press, Austin.
- Van der Hammen, T. & A.M. Cleef.** 1983. Datos para la historia de la flora andina. *Rev. Chil. Hist. Nat.* 56: 97-107.
- Vargas Vilches, L. & M. del Pino.** 1995. Mapa geológico del cuadrángulo de Arequipa (1: 100.000). Instituto Geológico Minero y Metalúrgico, Perú.
- Willis, K.J. & J.C. McElwain.** 2002. *The evolution of plants*. Oxford University Press, Oxford.

Phytogeography of the vascular paramo flora of Podocarpus National Park, south Ecuador

Fitogeografía de la flora vascular del páramo del Parque Nacional Podocarpus, sur Ecuador

Pablo Lozano

University of Hohenheim, Institute for Botany, 2194 Garbenstr. 30, 70599 Stuttgart, GERMANY. pablo_lozanic@yahoo.com

Antoine M. Cleef

IBED, Paleoecology & Landscape ecology, University of Amsterdam, Science Park 904, 1098 HX Amsterdam, THE NETHERLANDS. cleef@uva.nl

Rainer W. Bussmann

William L. Brown Center, Missouri Botanical Garden, P.O. Box 299, St. Louis, MO 63166-0299, USA, e-mail: rainer.bussmann@mobot.org

Abstract

A plant ecological transect study of the paramos of the Podocarpus massif, southern Ecuador, was carried out between July 2001 and August 2004. Including herbarium records 187 vascular plant genera were found, which were used for the present phytogeographical analysis. Three geographic flora components were identified: tropical (55 %), temperate (38 %) and cosmopolitan (7 %). The neotropical-montane element, which belongs to the tropical component, has the largest number of genera, with 62 (33 %). A wide number of species are endemic to the forest-paramo «ecotone» of Podocarpus National Park (70 spp.). The Andean-alpine element was the least represented, with only eight genera (4 %). The wide temperate element and Austral-Antarctic of the temperate component show almost an equal representation with respectively 25 (13 %) and 26 (14 %) genera; the cosmopolitan component with 14 genera (7 %). Also a limited number of taxa with savanna affinity were found: 15 (8 %) genera. 40 genera (21%) are shared with the Puna. This first attempt to group generic elements is a contribution to the phytogeographic understanding of southern Ecuador. Wet climate and regional isolation seem to be key factors in the present-day phytogeographical distribution of the 187 paramo genera.

Key words: paramo; vascular flora; phytogeography; Podocarpus National Park, Ecuador.

Resumen

Se realizó la caracterización fitogeográfica en base de estudios de transectos de la vegetación de los páramos del macizo Podocarpus al sur del Ecuador, entre Julio 2001 y Agosto del 2004. Además se complementó con registros de los herbarios en Loja y Quito. 187 géneros de plantas vasculares fueron encontrados. Tres tipos de componentes geográficos florísticos fueron identificados: tropical (55 %), templado (38 %) y cosmopolita (7 %). El elemento neotropical, el cual pertenece al componente tropical, tiene la mayor representación genérica con 62 (33 %), donde un amplio número de especies son endémicas para la franja del «ecotono» bosque-páramo en el Parque Nacional Podocarpus (70 spp.). El elemento Andino-alpino es el menos representado con ocho géneros (4 %). El elemento austral-antártico y ampliamente templado que pertenecen al componente templado presenta una casi igual representación con respectivamente 26 (14 %) y 25 (13%) géneros; el componente cosmopolita con 14 género (7 %). Un número limitado de taxa de afinidad sabanera fueron encontrados con 15 (8%) géneros, además se presenta 40 géneros en común con la puna (21 %). Este primer intento de agrupar la fitogeografía genérica del sur del Ecuador es una contribución para entender de mejor manera sus afinidades fitogeográficas, en un área donde la geografía y el clima actúan como una barrera natural para la distribución de plantas. El clima muy húmedo y el aislamiento regional son considerados clave en la distribución geográfica actual de los 187 géneros del páramo.

Palabras claves: páramo; flora vascular; fitogeografía, Parque Nacional Podocarpus, Ecuador

Introduction

The Andes are the most salient orography of South America. The Cordillera borders the entire western side of the continent from Venezuela in the North to Tierra de Fuego in the South. A broad range of landscapes and climatic conditions is found within the Andes region, resulting in a megadiverse flora in the equatorial sector (Romero-Saltos *et al.*, 2001; Duque *et al.*, 2001). This flora has been subject to drastic climatic fluctuations and environmental changes, which has led to continuous changes and adaptations of Andean plants and vegetation through time.

Studies of flora and biome development, especially in the northern Andes, have been based mainly on palynological and paleobotanical analyses (e.g., Van der Hammen (1988, 1991); Van der Hammen & Cleef (1986), Hooghiemstra (1984), Hooghiemstra & Cleef (1995), Torres (2006) and (Hooghiemstra *et al.*, 2006)). References to paleoecological studies for Ecuador include Liu & Colinvaux (1985), (Bakker *et al.*, 2008), (Bush *et al.*, 1990), Colinvaux (1988, 1997), Graf (1992), van der Hammen *et al.* (2003), Hansen *et al.* (2003), Wille *et al.* (2002) and Moscol Olivera & Hooghiemstra (2008, in press). Niemann & Behling (2007, 2008) and Brunschön & Behling (2009) are presently the only Last Glacial-Holocene references for the Podocarpus study area, which is part of the Podocarpus National Park (further quoted as PNP). During the late Pleistocene, the area of El Tiro Pass (2810 m) in the northernmost sector of Podocarpus was grass paramo with azonal occurrences of *Plantago australis* and *P. rigida*, pointing to the presence of mires and bog. Subparamo and (high) Andean forest gradually replaced the grass páramo during the early Holocene indicating slightly warmer site conditions. The humid Andean forest (with *Hedyosmum*, Podocarpaceae, *Myrsine* and *Ilex*) was present at El Tiro between 8900 and 3300 cal. yrs BP and corresponds to the hypsithermal. El Tiro has been under dense shrub páramo since 3300 cal. yr BP. Evidence suggests that fire became more frequent during the last 8000 years. This information may be extrapolated to the immediate northern sector of PNP. New paleo-evidence is now also available from the southernmost part of the Podocarpus range (Brunschön & Behling, 2009).

Among the phytogeographic analyses for Ecuador, Ulloa & Jørgensen (1993) deal with woody genera above 2400 m, Lauer *et al.*, 2001, with the high Andes East of Quito, and Sklenár & Balslev (2007) with an interesting phytogeographic breakdown of vascular genera of dry and humid superpáramos. Today we have better knowledge from the Andes of northern Ecuador (Moscol Olivera & Cleef, 2009 a, b), (Ramsay, 2001), but still little is known of páramos South of Quito.

Pleistocene records from the northern tropical Andes indicate a long sequence of glacial periods, with temperatures 6-8 °C lower than today (Hooghiemstra, 1984, van der Hammen, 1991, Hooghiemstra *et al.*, 2006; Torres, 2006). According to Liu & Colinvaux (1985), the vegetation zones on the eastern slopes of the Andes of Ecuador may have been at least 700 m lower than today during the last glacial period. The beginning of the Holocene saw a gradual warming, reaching annual medium temperatures 1-2 °C higher than today, especially during the middle Holocene (van der Hammen 1991, van der Hammen *et al.*, 2003; Bakker *et al.*, 2008). Palynological data show that during the Pleistocene tropical ecosystems were not stable. The high Andes experienced strong climatic changes, which influenced principally the upper forest line position and the extension of páramo in terms of repetitive connection and isolation (Van der Hammen & Cleef, 1986). In this way, processes of speciation were promoted. For plant species we can refer to e.g. Cuatrecasas (1969, 1986), Díaz Piedrahita (1999), Fernández Alonso (1995), Robson (1987, 1990), Romeroloux (1996), Von Hagen & Kadereit (2001, 2003); (Jørgensen *et al.*, 1995), outlined a possible regional floristic division of the Ecuadorian páramo flora into four «quadrants», distinguished from one another by glacial and interglacial barrier-effects (Fig. 1).

The main fragmentation or even isolation of páramo floras during the maximum extension of the Pleistocene glaciers follows the highest crest lines and is mostly meridionally oriented. In contrast, the interglacial and, to some extent, also glacial barriers follow the lowest dry valleys and bisect the Cordilleras on the East-West axis. Dissimilarity analyses highlight the Girón-Paute Valley, which is North of the PNP study area, as a main division

line in southern Ecuador (Jørgensen & Ulloa Ulloa, 1994, Emck *et al.*, 2006). A second major barrier for plant migration is situated in northern Peru: the Huancabamba depression (Cuatrecasas, 1949; Peña *et al.*, 2006; Simpson, 1983; Simpson & Todzia, 1990; Richter *et al.*, 2008). These two barriers isolate the Loja floristic province to some extent. They form the

latitudinal limit for a number of taxa; other taxa, e.g. paramo-puna species cross from South to North and vice versa (Lozano, 2002; Van der Hammen & Cleef, 1986). Many specific taxa are limited to the area; their isolation can be traced to moist forest refuges located in dry basins, such as those of Catamayo or Huancabamba, as well as alongside and above

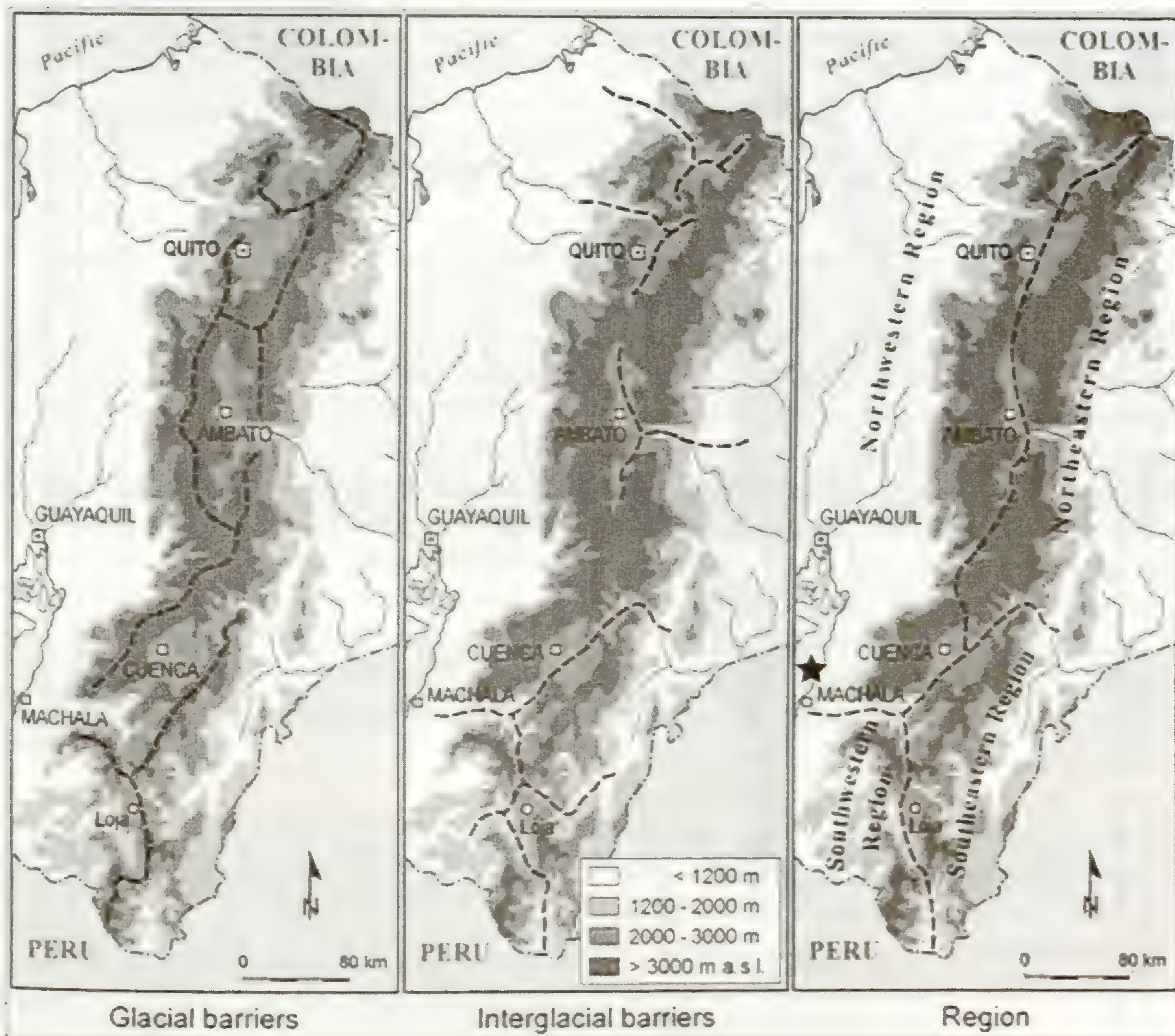


Fig. 1. Possible barriers for plant migration during interglacial and glacial periods in Ecuador, after Jørgensen *et al.* (1995). Reproduced with permission of P. M. Jørgensen and M. Richter. ★ Girón-Paute Valley.

the Rio Marañón (Richter *et al.*, 2008). Peña *et al.* (2006) provided a first list of 252 vascular species (133 genera, 58 families) from low páramos (3000-3560 m) in northern Peru, North of the Huancabamba depression.

The present analysis aims at analyzing the phytogeographical elements of the vascular páramo

flora of PNP. We hypothesize that the high presence of the tropical component in the most humid superpáramos of the northern part of Ecuador noted by Sklenár & Balslev (2007) might perhaps also be demonstrated for the world's wettest páramos (subpáramo, grass páramo) found in PNP (Bendix *et al.*, 2008; Richter, 2008; Emck *et al.*, 2006; Emck, 2009).

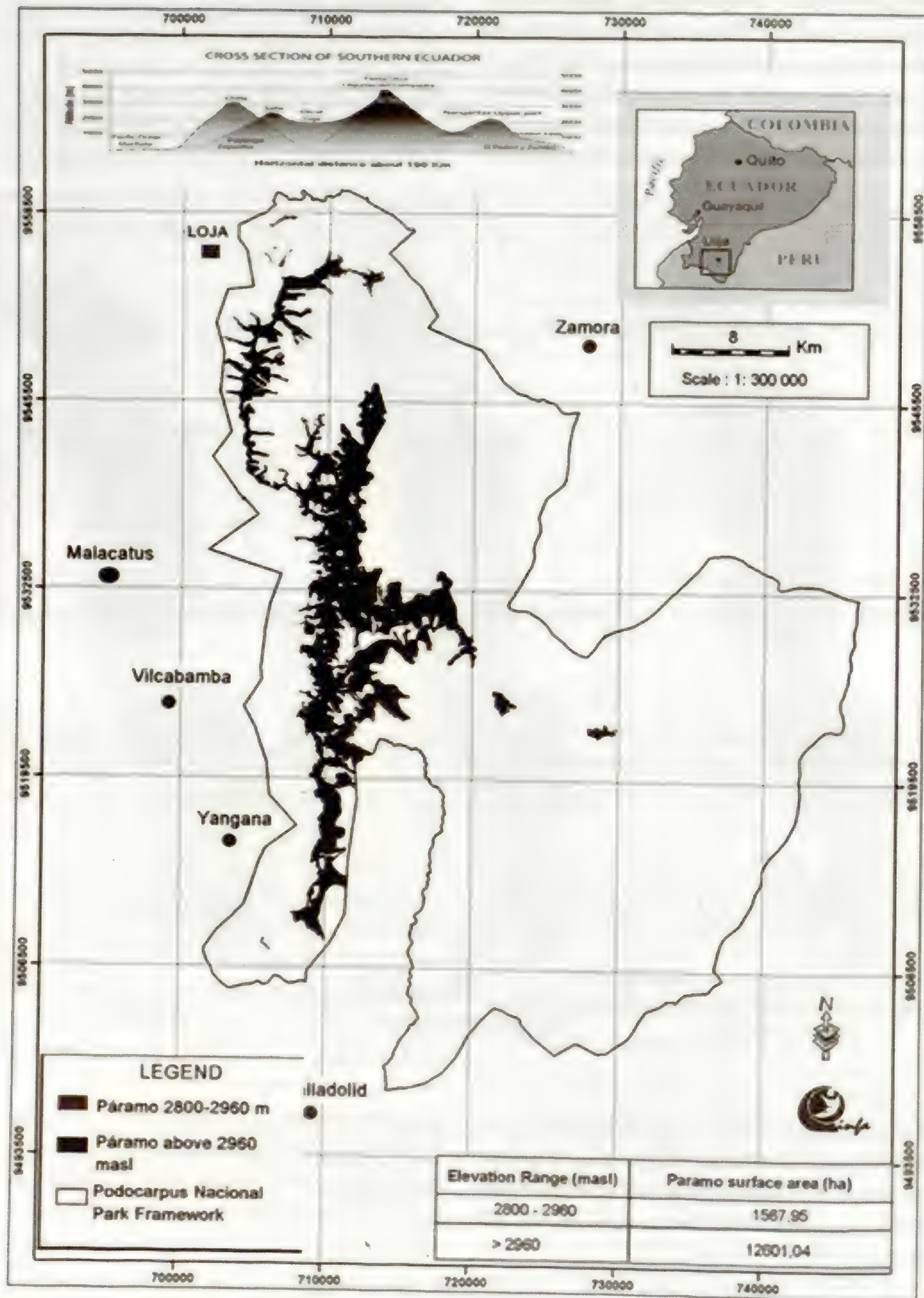


Fig. 2. Paramo Distribution Along North to South and Schematic West-East cross-section from the Pacific coast to the Amazon flood plain at the latitude of Loja.

Study area

PNP is located in South Ecuador (Fig. 2). It is situated at the most important continental divide that serves as watershed for the whole region, discharging both to the Pacific and Atlantic Ocean. PNP is also part of the low transition zone to the high Peruvian Andes (Richter *et al.*, 2008) see Fig. 2. The altitudes of the range are between 960 and 3800 m. An area of 146,280 ha is covered by PNP and represents the only public protected area in South Ecuador. According to Becking *et al.* (2004), PNP includes sixteen types of ecosystems; four of them belong to different types of paramo which belongs to «Zonal herbaceous and shrub on metamorphic and intrusive rocks in grass paramo and subparamo, as well as azonal herbaceous communities on cretaceous sand, volcanic and rocky substrates. Bussmann (2002) described 5 associations of paramo from the northernmost part of PNP. The average annual precipitation is > 5000 mm (Bendix, 2000; Bussmann, 2001; Richter *et al.*, 2008). Recent data reveal that the eastern slope of the Podocarpus range probably contains the wettest páramos in the Andes, because the angle and funnel shape of the main chains force the trade winds to release a bulk of their moisture here (Richter, 2003; Richter *et al.*, 2008). The paramos of Cajanuma (central/western slope) even show annual amounts of rainfall in excess of 6000 mm (Richter *et al.*, 2008).

The paramos of Ecuador cover about 65,000 hectares (Becking *et al.*, 2004); of this 14,169 hectares (21,5%) are situated in PNP. The paramo region of PNP extends 45,5 km from North to South; its maximal width is 17,6 km. 1,567.9 hectares of azonal paramo are located between 2800-2950 m, and 12,601.04 hectares of zonal paramo above 2950 m; the highest altitude is between 3600 m and 3800 m (Fig. 2). Paramos are present between 04°10'56''S, 79°10'26''E (northern part, El Tiro) and 04°26'40''S, 79°80'59''E (southern part, Sabanilla), between Loja and Zamora Chinchipe province

The main zonal paramo vegetation type is bamboo paramo (*sensu* Cleef, 1981; Becking *et al.*, 2004). This paramo type is mainly dominated by bamboo species, either of *Neurolepis* or of *Chusquea*, both with a substantial woody component. Other typical

paramo growth forms, such as cushion plants and bunch grasses among others, are also present (see Fig. 3). Most prominent, however, are the low evergreen small-leaved shrubs (and treelets), which are conspicuously present and represent the most important plant cover of the páramo zone. Espeletoid stem rosettes are absent (Cuatrecasas, 1986).

The low altitude paramo-forest ecotone (2800-3000 m) or upper forest line (UFL) is one of the most important physiognomic and floristic features of the Podocarpus range. Among the characteristic abiotic factors are permanent high humidity and acidic soils (Richter *et al.*, 2008; Bussmann, 2001; Becking *et al.*, 2004). There is a high rate of endemism; 70 endemic vascular species are found (Lozano *et al.*, 2003, see also Fig. 4), almost half of the estimated total number of vascular plants (150 species.) This richness in endemic species is not only an attribute of the input in the past from the surrounding humid tropical montane forests, but also results from the high variety of neighbouring habitats. They range from per-humid in PNP to semi-arid in deep valleys and dry lands West of PNP (Young *et al.*, 2002; Richter & Moreira-Muñoz, 2005). Most of the species found in the forest ecotone are also represented in open páramo vegetation. The genera *Brachyotum*, *Centropogon*, and *Lysipomia* are most rich in endemic species (Lozano *et al.*, 2003). The geographic position of Podocarpus range is crucial because the National Park and its paramo flora are part of the transition zone between the humid northern Andes and the drier puna, with its related flora, of Peru and Bolivia. However, humid paramo-like plant communities are also found along the humidity exposed upper forest line in Peru and Bolivia fringing the Amazon basin (Beck, 1995; García & Beck, 2006; Weberbauer, 1911, 1945).

The paramo of the PNP is characterized by extreme meteorological conditions. Podocarpus paramos are distinguished from most other paramos of Ecuador by the absence of (active) vulcanism, lower altitude and an impressive development of shrub páramo intermingled with «minitrees.» which are part of the canopy of the 2-3 m shrub layer. This is the altitudinal zone richest in species and endemism. The extreme ambient conditions and the extensive very dense shrub and dwarf shrub zone make

Methods

geobotanical exploration difficult. Until now, the páramo zone of this massif has been poorly surveyed (Becking *et al.*, 2004; Bussmann, 2001; Quishpe *et al.*, 2002; Richter, 2003; Richter *et al.*, 2008; Peters, 2009).

The páramo vascular plant genera of the PNP were grouped into geographic elements following Cleef (1979, 2005) and Cleef & Chaverri (1992). Data were collected

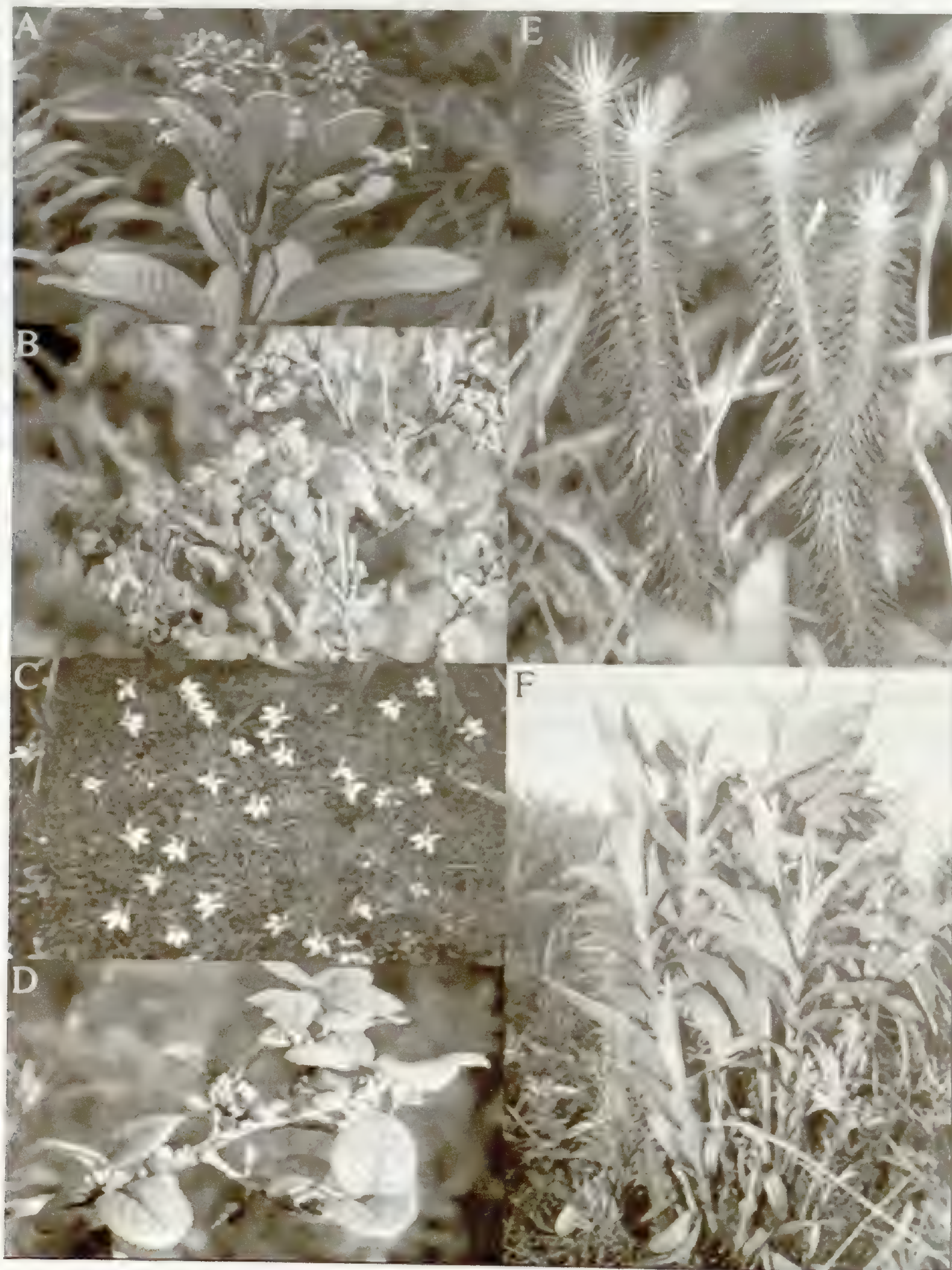


Fig. 3. Representative endemism paramo species of Podocarpus National Park. A. *Centropogon steyermarkii* Jeppesen; B. *Brachyotum incrassatum* E. Cotton; C. *Lysipomia caespitosa* T.J. Ayers; D. *Symplocos fuscata* B. Stålh; E. *Huperzia loxensis* B. Øllg.; F. *Neurolepis laegaardii* L.G.Clark. Especies de Páramo representativas del endemismo del Parque Nacional Podocarpus.

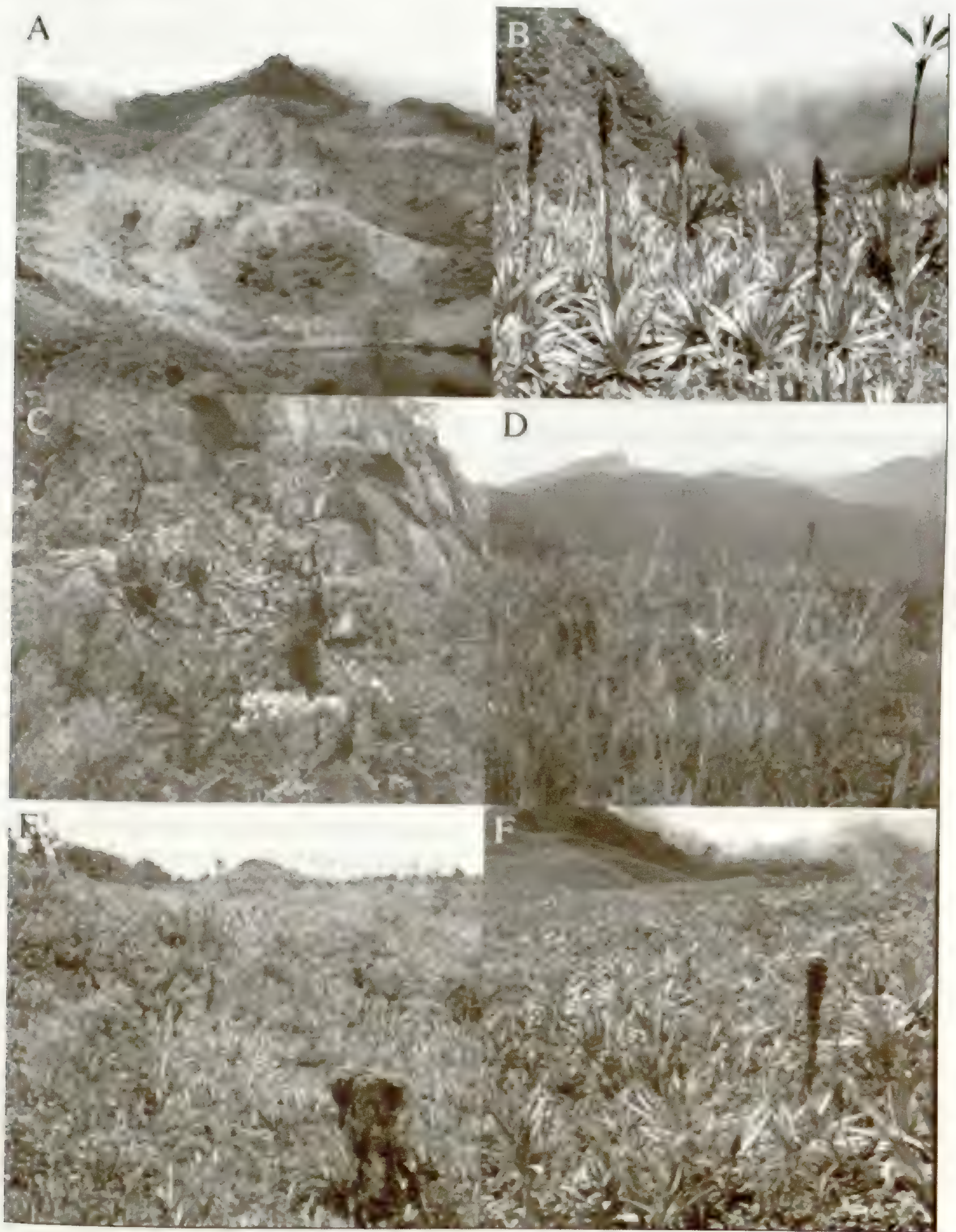


Fig. 4. Vegetation types at upper forest line and high Andean forest. A. Flowers of *Alzatea verticillata*; B. *Alzateetum veticillatae* association; C. Flowers of *Axinaea sp.*; D. *Clusietum latipedis* association; E. Elfin Forest; F. *Purdiaeatum nutantis* Floristic Association (Pictures and Description from Bussmann 2002). Tipos de vegetación en bosque de ceja de montaña del bosque alto andinos

during three years (2001-2004) of floristic-ecological field exploration along the west side of Podocarpus range only. The floristic inventory was based mainly on general páramo collections in herbaria in Loja and Quito. Own collections considered were gathered in the northernmost wet paramo extension near San Francisco, and in the southernmost paramos. Generic information was also derived from 45 plots (5 m x 5 m) established along the altitudinal gradient from high Andean dwarf forest (subalpine rain forest *sensu* Grubb, 1977) to the open paramo zone laid out in 30 transects from North to South on the West slope of Podocarpus massif. Presence / absence (including the cover percentage) of the species of herbs, shrubs, epiphytes, hemi-epiphytes, and treelets were recorded in each plot. Exotic and introduced species were not considered. Herborized material was pressed, dried, identified, and preserved in the herbarium (LOJA) of the Universidad Nacional de Loja, under the collection numbers of P. Lozano & R. Bussmann and P. Lozano, T. Delgado & B. Merino. Plant identification was mainly based on Harling & Andersson (1974-2003); plant names and their authorities were according to Jørgensen & León-Yáñez (1999) and Luteyn (1999). The not identified collections (5 %) were also compared with vouchers at the herbarium of the Pontificia Universidad Católica Quito (QCA).

According to Cleef (1979; 1981; 2005) and Cleef & Chaverri (1992) three main geographic groupings (i.e., components,) were considered to characterize the generic páramo flora:

(a) Tropical component, which includes the endemic páramo element, the neotropical-montane element, the Andean-alpine element, and the wide tropical element;

(b) Temperate component, which includes the Holarctic element, the Austral-Antarctic element and the wide temperate element;

(c) Cosmopolitan component and element which combines tropical and temperate distribution areas. Also subcosmopolitan genera rank here.

Following Simpson & Todzia (1990) and Sklenár & Balslev (2007), the neotropical flora element proposed by Cleef (1979) was split up into the Andean-alpine element

and the Neotropical-montane element. Andean-alpine genera grow exclusively in the tropicalpine zone above the UFL, with some species also occurring outside the tropical Andes (e.g. *Lachemilla* in Guatemala, México and California; *Werneria nubigena* up to Guatemala and Mexico). Neotropical-montane genera occur in the upper montane (Andean) and subalpine (high Andean) forests but grow also in the tropicalpine zone, even outside the páramo biome. As shown by Sklenár & Balslev (2007), this approach offers more resolution and is more meaningful in phytogeographic analysis. The endemic páramo element refers to generic endemism in equatorial America, where most of the paramos are based. Genera belonging to this flora element have a limited distribution, i.e. paramo and/or equatorial upper montane. Indeed most of the endemic páramo genera have a distribution, which includes mainly the Andean forest belt.

Finally, from the puna biome we have the first phytogeographic study of the vascular flora of the Central Andes of Peru (near Morococha and La Oroya), found between 3600 and 5200 m in the Cordillera Blanca (Gutierrez 1992). He distinguished Andean (~ neotropical montane, Andean alpine, puna endemics), tropical-subtropical (~ wide tropical), Holarctic, Austral-Antarctic and cosmopolitan (~ wide temperate, (sub-cosmopolitan) genera.

The percentages for the different phytogeographic components and elements have been calculated for the vascular genera of the PNP paramo. This approach has been followed in this study.

Results

Geographical flora elements of the paramos of the Podocarpus massif.

187 genera of the indigenous vascular paramo flora were found in the Podocarpus paramo (Fig. 5). They belong to eight geographic flora elements relevant to this area, and are distributed in three different components, as outlined above.

a) **The tropical component** includes the paramo, the neotropical-montane, the Andean-alpine and the wide tropical element, and represents with, the highest proportion (102 genera, 55 %).

Paramo element. Includes 9 genera (5 %): *Ceratostema* Juss., *Chrysactinium* (Kunth) Wedd., *Dorobaea* Cass., *Semiramisia* Klotzsch, *Neurolepis* Meisn., *Niphidium* J.Sm, *Oreanthes* Benth, *Themistoclesia* Klotzsch, and *Tibouchina* Aubl.

The endemic paramo element is also represented in the forest zone below the páramo. For example: *Ceratostema* (2 species in paramo, 11 outside); *Semiramisia* (2 spp. In paramo, 3 outside), *Niphidium* (1 in paramo, 9 outside), *Themistoclesia* (8 spp. in paramo, 16 outside).

Neotropical-montane element. Includes 62 genera (33 %): *Aethanthus* (Eichler) Engl., *Ageratina* Spach, *Anthurium* Schott, *Antidaphne* Poepp. & Endl., *Arcytophyllum* Willd. ex Schult. & Schult. f., *Arracacia* Bancr., *Baccharis* L., *Bejaria* Mutis ex L., *Bomarea* Mirb., *Brachyotum* (DC.) Triana, *Campyloneurum* C. Presl, *Cavendishia* Lindl., *Centropogon* C. Presl, *Chaptalia* Vent., *Chusquea* Kunth, *Cybianthus* Mart., *Dendrophthora* Eichler, *Diplostegium* Kunth, *Disterigma* (Klotzsch) Nied., *Elleanthus* C. Presl, *Epidendrum* L., *Eriosorus* Fée, *Gaiadendron* G. Don, *Geissanthus* Hook. f., *Gomphichis* Lindl., *Greigia* Regel, *Guzmania* Ruiz & Pav., *Gynoxys* Cass., *Hesperomeles* Lindl., *Huperzia* Bernh., *Isidrogalvia* Ruiz & Pav., *Jamesonia* Hook. & Grev., *Lepidoploa* (Cass.) Cass., *Macleania* Hook.,

Macrocarpaea (Griseb.) Gilg, *Masdevallia* Ruiz & Pav., *Mezobromelia* L.B. Sm., *Miconia* Ruiz & Pav., *Monnina* Ruiz & Pav., *Monticalia* C. Jeffrey, *Moritzia* DC. ex Meisn., *Munnozia* Ruiz & Pav., *Nasa* Weigend, *Oligactis* (Kunth) Cass., *Oncidium* Sw., *Paepalanthus* Kunth, *Pachyphyllum* Kunth, *Palicourea* Aubl., *Pentacalia* Cass., *Peperomia* Ruiz & Pav., *Pitcairnia* L'Hér., *Puya* Molina, *Siphocampylus* Pohl, *Sphyraspermum* Poepp. & Endl., *Stelis* Sw., *Stemodia* L., *Stenorrhynchos* Rich. ex Spreng., *Symbolanthus* G. Don, *Thibaudia* Ruiz & Pav. ex J. St.-Hil., *Tillandsia* L., *Trichosalpinx* Luer., *Ugni* Turcz.

Andean-alpine element. Includes 8 genera (4 %): *Distichia* Nees & Meyen, *Lachemilla* (Focke) Rydb., *Loricaria* Wedd., *Lysipomia* Kunth, *Niphogeton* Schldl., *Oritrophium* (Kunth) Cuatrec., *Werneria* Kunth, *Xenophyllum* V. A. Funk.

Wide tropical element. Includes 23 genera (12 %): *Achyrocline* (Less.) DC., *Bulbostylis* Kunth, *Clethra* L., *Conyza* Less., *Crassula* L., *Elaphoglossum* Schott ex J. Sm., *Grammitis* Sw., *Hymenophyllum* Sm., *Ilex* L. (with few outliers in the northern hemisphere), *Maytenus* Molina, *Melpomene* A.R. Sm., *Mikania* Willd., *Myrsine* L., *Paspalum* L., *Passiflora* L., *Persea* Mill., *Phytolacca* L., *Pilea* Lindl., *Piper* L., *Sporobolus* R.Br., *Symplocos* Jacq., *Ternstroemia* Mutis ex L. f., *Trichomanes* L., *Xyris* L.

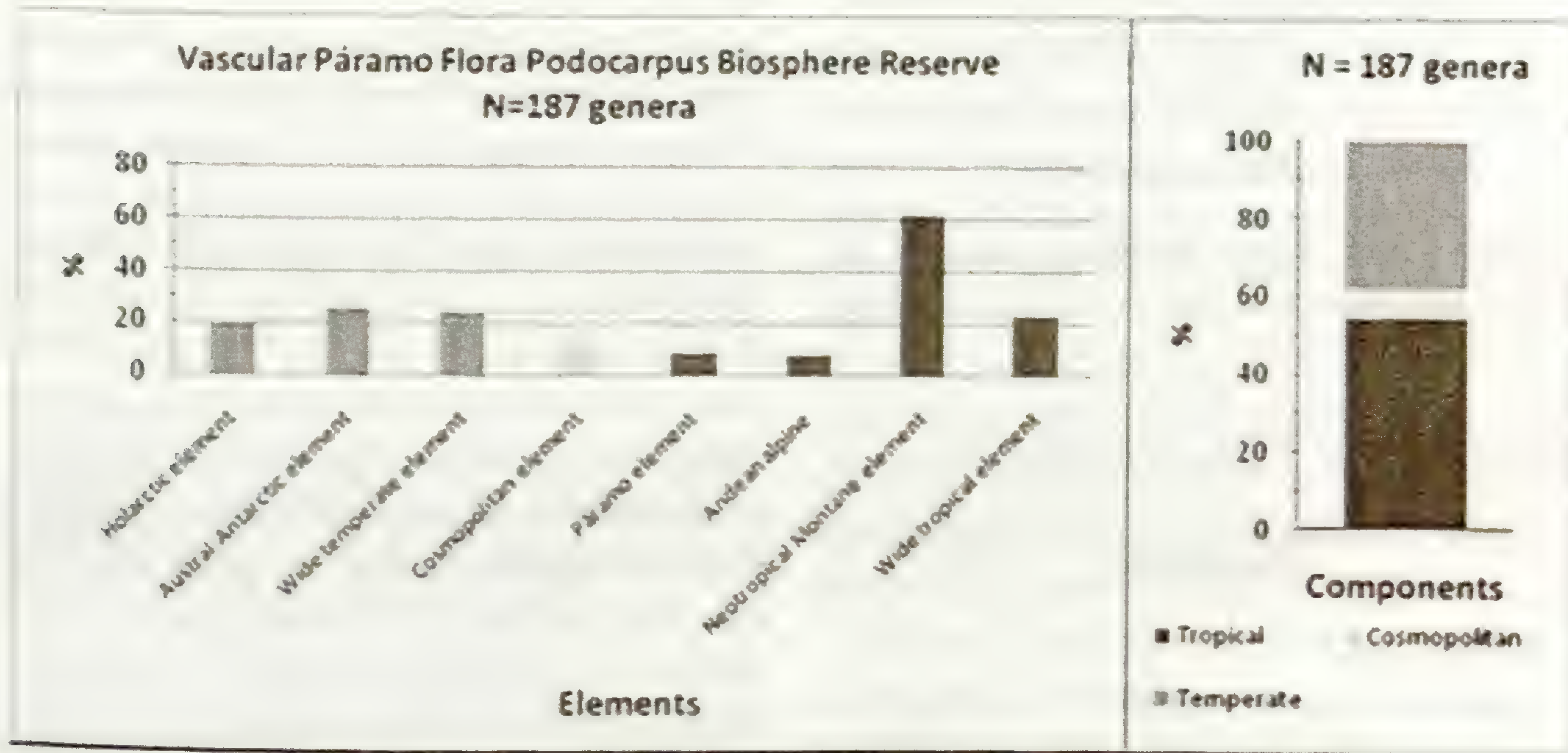


Fig. 5. Phytogeographic distribution in percentages for 187 vascular genera of the paramo flora of Podocarpus National Park in South Ecuador.

b) The temperate component includes 71 genera (38 %); the Holarctic, the Austral-Antarctic, and the wide temperate elements belong to the temperate component.

Holarctic element. Includes 20 genera (11 %): *Bartsia* L., *Berberis* L., *Castilleja* Mutis ex L.f., *Clinopodium* L., *Draba* L., *Gentiana* L., *Gentianella* Moench, *Halenia* Borkh., *Hypochaeris* L., *Lupinus* L., *Lysimachia* L., *Muhlenbergia* Schreb., *Oenothera* L., *Pedicularis* L., *Pinguicula* L., *Ribes* L., *Salvia* L., *Silene* L., *Stachys* L., *Vaccinium* L.

Austral-Antarctic element. Includes 26 genera (14 %): *Acaena* Mutis ex L., *Azorella* Lam., *Calceolaria* L., *Cortaderia* Stapf, *Cotula* L., *Dendrophorbium* (Cuatrec.) C. Jeffrey, *Desfontainea* Ruiz & Pav., *Escallonia* Mutis ex L.f., *Fuchsia* L., *Gaultheria* L., *Gleichenia* Sm., *Gunnera* L., *Hydrocotyle* L., *Lilaea* Bonpl., *Lilaeopsis* Greene, *Muhlenbeckia* Meisn., *Myrteola* O. Berg, *Nertera* Banks & Sol. ex Gaertn., *Oreobolus* R. Br., *Orthrosanthus* Sweet, *Ourisia* Comm. ex Juss., *Pernettya* Gaudich., *Rostkovia* Desv., *Sisyrinchium* L., *Sticherus* C. Presl, *Uncinia* Pers.

Wide temperate element. Includes 25 genera (13 %): *Agrostis* L., *Calamagrostis* Adans., *Cardamine* L., *Carex* L., *Equisetum* L., *Galium* L., *Geranium* L., *Gnaphalium* L., *Hieracium* L., *Hypericum* L., *Juncus* L., *Luzula* DC., *Oxalis* L., *Plantago* L., *Poa* L., *Polystichum* Roth, *Ranunculus* L., *Rubus* L., *Rumex* L., *Senecio* L., *Stellaria* L., *Stipa* L., *Thelypteris* Schmidel, *Valeriana* L., *Viola* L.

c) The cosmopolitan component

Cosmopolitan element. Includes 14 genera (7 %): *Asplenium* L., *Blechnum* L., *Eleocharis* R. Br., *Eriocaulon* L., *Eryngium* L., *Isoetes* L., *Isolepis* R.Br., *Lycopodiella* Holub, *Lycopodium* L., *Ophioglossum* L., *Pteris* L., *Rhynchospora* Vahl, *Selaginella* P. Beauv., *Solanum* L.

Discussion

Main features

Until now, we have recorded 187 vascular genera for the páramo of the Podocarpus National Park. They have been assigned to the different phytogeographic

components (3) and elements (8) as outlined above (Fig. 3). 102 genera (55 %) belong to the tropical component and 72 genera (38 %) belong to the temperate component. 14 genera (7 %) have been assigned to the cosmopolitan component and element.

As also reported in previous accounts, it remains a question of debate which genera should be included in the páramo flora. We have accepted a number of tree genera as well (such as *Escallonia*, *Gaiadendron*, *Gynoxys*, *Hesperomeles* and *Myrsine*), which are found as low shrub, or treelets in subparamo, or at protected sites in terrain pockets, or near rock outcrops in grass páramo, as well as trees in Andean and high Andean forest. We have left out tree species such as *Clusia*, *Oreopanax*, and *Schefflera*. The case of *Lomatia* and *Weinmannia*, both Austral-Antarctic elements, remains doubtful. However, *Weinmannia* is represented in quite a number of páramo relevés (Bussmann, 2002), where high Andean forests gradually forms transitions to open páramo with a dense bamboo-shrub vegetation as transitional zone.

A recent study by Izco et al. (2007) of the páramos of the northernmost outliers of PNP (Nudo de Loja), directly connected to the PNP paramos by mountain ranges 2000 and 3000 m in elevation, revealed the presence of nine additional genera not reported to date from the Podocarpus páramos. They include: *Habenaria*, *Lobelia*, *Morella* (*Myrica*), *Oreomyrrhis*, *Roupala*, *Scirpus*, *Stevia*, *Triniochloa*, and *Trisetum*. Taking into account the lowering of the UFL during glacial periods (Niemann & Behling, 2007, 2008), Podocarpus paramos without doubt have been repeatedly united with those of the northernmost outliers bordering the deep Giron-Paute valley system. Species belonging to these nine genera are also supposed to occur in the Podocarpus paramos. The general proportions of the flora elements in this study will hardly change, adding three genera to the Neotropical-montane element, one genus to the Holarctic, two genera to the wide temperate element, two genera to the wide tropical and one genus to the Austral-Antarctic element. *Morella* (previously *Myrica*) has presently a wide tropical distribution (Parra-O, 2002); *Myrica* remains exclusively holarctic in distribution area.

The condition of the PNP paramo is special because of the exceptionally low upper forest line, which can be explained by its exposure to stormy trade winds (Bendix, 2000; Beck *et al.*, 2008; Richter *et al.*, 2008; Emck, 2008), and as a consequence a strong top effect (Grubb, 1971). On the other hand, PNP paramos are also characterized by the presence of a dense shrub-treelet layer marking the subparamo Richter (2003); Niemann & Behling (2007, 2008); Izco *et al.* (2007); Peters (2009); Schönbrun & Behling (2009). This condition is probably typical to superwet páramos (Cleef *et al.*, 2005), where soils allow for a gradual ecotone transition from high Andean forest to open páramo. It is interesting to note that even scattered low trees of a *Persea* species, are part of the 2-3 m subparamo shrub layer. Lauraceae are predominant in subandean or lower montane forests; some trees are present in Andean and high Andean forests, such as species of *Aiouea*, *Aniba*, *Ocotea*, and *Persea* (Ulloa Ulloa & Jørgensen, 1993; Rangel, 2000). Previously the family was not reported from shrub páramo. During a recent visit to Cerro Toledo also *Freziera minima*, a *Podocarpus* endemic, has been found as a treelet (4-5 m) in the uppermost Andean rain forest, as well as 1-2 m low treelets in shrubby páramo.

Most of the equatorial páramo floras based on >150 genera have been reported with about equal proportions of the tropical and temperate component (Cleef, 1979, 2005; Cleef & Chaverri, 1992; Ulloa Ulloa & Jørgensen, 1993; Sklenár & Balslev, 2007), though slight differences may be observed between the different sites (to be discussed below).

This is also true for the 240 genera of the puna flora of a sector of the Cordillera Blanca in Peru. Gutte (1992) calculated for the tropical component (Andean and Tropical genera) 47,3% versus 44,6% for the temperate component, 35,4% for Holarctic and 9,3% for Austral-Antarctic genera. Cosmopolitan genera account for 8,0%. The author did not publish full lists, but it is clear that the Holarctic genus group contains mostly genera of the wide temperate element. This is supported by the statements of Simpson & Todzia (1990) noting an increased presence of Holarctic and wide temperate elements in the dry puna, as compared to the humid páramos, which are much closer to the northern source areas. However,

we suppose that a substantial proportion of the wide temperate element has entered South America in the past from the North, a view that is supported by the very low plant diversity in the (sub-)Antarctic zone (Cleef, 1979; Moore, 1983a). From gentianaceous herbs such as species of *Gentianella* (von Hagen & Kadereit, 2001) and *Halenia* (von Hagen & Kadereit, 2003), it has been shown that their origin is in Central Asia and that they migrated via Alaska to the Andes. On the other hand Chacón *et al.* (2006) have shown that *Oreobolus* species reached southern South America from Australasia. Meudt & Simpson (2007) in contrast demonstrated that *Ourisia* species (in the past Scrophulariaceae, today Plantaginaceae) reached Australasia spreading from southern South America.

Sklenár & Balslev (2007) studied Ecuadorian superpáramos and found remarkable differences between the tropical and the temperate components. In very humid superpáramos, the proportion of the tropical component is greater compared to dry superpáramos. This pattern seems also to hold for the lower altitude grass páramo and subpáramos of the PNP study area. The proportions of the tropical (55%) vs. the temperate component (38%) of the PNP paramo flora indicate indeed a strong tropical character. Though generic data of Peña *et al.* (2006) for northernmost low altitude paramos of Peru are not complete, a first glance suggests, that these páramos are also rich in species and include at least 15 local endemic species. It is difficult to understand the criteria used for the delimitation of (sub-)paramo and (high) Andean forest. Forest taxa found in their list include: *Alnus acuminata*, *Hedyosmum racemosum* and *Morella* (*Myrica*) *pubescens*, further species of *Axinaea*, *Clusia*, *meriania*, *Oreopanax*, *Schefflera* and *Weinmannia*. They are present in the interface between forest and paramo, when the natural transition is gradual on slightly sloping ground, or remain after cutting, burning and grazing (Moscol Olivera & Cleef, 2009 a, b), even since pre-Colombian time (Schjellerup, 1992). The following taxa have been documented for these páramos: 29 species of pteridophytes, 47 species of monocots (in 30 genera) and 176 dicots (in 90 genera). Orchidaceae, Poaceae, and Liliaceae are the most common families among the monocots, and Asteraceae, Ericaceae, and Melastomataceae among the dicots. The most species-diverse are *Senecio* and *Valeriana* (each 8 spp.), *Miconia*

(7 spp.), and *Arcytophyllum*, *Baccharis*, and *Huperzia* (5 spp. each). In conclusion: there is substantial affinity with the páramos of the PNP study area not so far away.

The tropical component

In the Podocarpus páramo the proportion of the tropical component is 55 % versus 38 % of the temperate component. The 62 genera of the neotropical-montane element (33%) are responsible for the high proportion of the tropical component in the Podocarpus paramo. We suppose that this is caused by the elevated proportion of woody genera (34 vs. 28 herbaceous), which constitute a gradual transition from the high Andean dwarf forest or subalpine rain forest into the dense shrub formations (with a number of species of treelets forming part). This is the most species rich zone, the dense-stemmed shrub belt transition from high Andean or subalpine dwarf forest to open páramo. The PNP massif in South Ecuador lacks high altitude area above 3900 m; «Lagunas del Compadre», is just near 3800 m. superparamo is absent. This limits slightly the proportion of the temperate component in the vascular flora. Shrubby subparamo formations cover most of the supraforest area. This could explain the low proportion of Andean-alpine genera (4 %), which are more bound to open dry bunchgrass páramo and dry superparamo. Especially in the puna, species and genera of the Andean-alpine element represent about 30% (Gutte, 1992).

In contrast, the proportion of neotropical-montane genera is highest with 33 %. Ancestors of woody paramo species are mainly found in the montane forests of the equatorial Andes: e.g., *Baccharis* (Cuatrecasas, 1967), *Calceolaria* (Molau, 1978, 1988), *Diplostegium* (Cuatrecasas, 1969), *Disterigma* (Pedraza-Peñalosa, 2008), *Macleania* (Luteyn, 1983), *Miconia* (Uribe Uribe, 1972). The shrub páramo apparently contains a number of typical forest genera that here have adapted to the subpáramos zone; examples include *Anthurium*, *Antidaphne*, *Cavendishia*, *Guzmania*, *Macleania*, *Munnozia*, *Palicourea*, *Persea*, *Pitcairnea*, *Siphocampylus*, *Sphyrospermum*, *Thibaudia*, and *Weinmannia*. This is a special condition of the Podocarpus shrub paramo, thus far not reported elsewhere. A slightly higher proportion of the tropical component has also been

observed in the Colombian Tatamá bamboo paramo, of the Western Cordillera (Cleef, 2005). In the rainy Tatamá paramo the neotropical-montane elements are represented by 36 genera (26,9%) and the Andean-alpine element by 10 genera (7,4%) out of a total of 134 paramo genera.

Striking with respect to the endemic paramo element is the low representation of Asteraceae (only 2 genera) compared to the northern Andes, where 7 genera of the endemic Espeletiinae predominate the paramo element, together with a number of other endemic asteraceous genera, such as *Aequatorium*, *Blakiella*, *Chionolaena*, *Floscaldasia*, *Hinterhubera*, *Jaramilloa*, *Laestadia* and *Scrobicaria*. In the Podocarpus paramos Ericaceae, with three genera, is the leading family of the paramo element. *Ceratostema*, *Semiramisia* and *Themistoclesia* characterize (sub) paramo shrub under very humid to wet climate. The high diversity in Ericaceae also reflects the extreme humidity of the Podocarpus paramo.

On the very wet Chocó slope of the West Cordillera in Colombia and northern Ecuador, Ericaceae are also highly diverse (Salinas & Betancur, 2005). In contrast with the species richness of asteraceous *Pentacalia* and *Monticalia* (shrub and dwarf shrub) in the Colombian páramos and in the eastern Andes of Peru, their presence in PNP paramos is limited in terms of species (Díaz Piedrahita & Cuatrecasas, 1999, Izco *et al.*, 2007). The páramo endemic genera *Chrysactinium* and *Oreanthes* are absent elsewhere in the northern Andes.

The wide tropical element is well represented with 23 genera (12%). This flora element contains most genera of the so-called savanna relationship (Cleef *et al.*, 1993): e.g., *Bulbostylis*, *Paspalum*, *Sporobolus*, and *Xyris*. Also the eriocaulaceous genera *Paepalanthus* and *Syngonanthus* belong here, though *Paepalanthus* species are rare in Neotropical savannas, and *Syngonanthus* is only represented by two species in páramos of southern Ecuador and northern Peru (Jørgensen & Ulloa Ulloa, 1994; Luteyn, 1999).

The Temperate Component

The Austral-Antarctic element is slightly better represented with 26 genera (14%) than the Holarctic

element with 20 genera (11%). In the rainy Tatama bamboo paramo, in the Colombian Western Cordillera 20 Austral-Antarctic genera outnumbered the 10 Holarctic genera. This phenomenon has recently also been supported for Ecuadorian superparamos (Sklenár & Balslev, 2007) and was readily observed by Simpson & Todzia (1990) when comparing páramo and puna floras. Apparently permanent humidity at high altitude reduces the occurrence of frost at soil level (Ramsay 2001, Sklenár & Balslev, 2007), which is advantageous for lesser frost adapted Austral-Antarctic species. Humid and very humid superparamos evidence more ground cover of much more species than in dry superparamos (Cleef, 1981, 2008).

Holarctic genera thrive better under drier conditions with changing humidity and are better frost-adapted; most of them are herbaceous. They are generally better represented on the drier paramo slopes of the northern Andes. Sklenár & Balslev (2007) demonstrated that the proportion of Holarctic genera rises markedly in the dry superparamo compared to lower altitude. Genera of the tropical component are poorly represented in dry superpáramos (Sklenár & Balslev, 2007).

This phenomenon is also strongly corroborated by the phytogeographic analysis of an area of (dry) puna flora including the subnival belt (3600-5200 m) near Morococha and La Oroya in the Central Andes of Peru by Gutte (1992). Holarctic genera are over three times more represented than Austral-Antarctic genera (35,4 % vs. 9,3 %), but in reality the Holarctic proportion is lower, since a number of wide temperate genera has also been included in the Holarctic element judging from the examples referred to by Gutte (1992). The increased proportion of the temperate component, as documented in superpáramo (Sklenar & Balslev, 2007), is also registered in the subnival zone of the Central Andes of Peru by Gutte (1992).

Most remarkable in this context is the report by Simpson & Todzia (1990) that 26 Holarctic genera or 23,6% are present in the vascular flora of Tierra del Fuego (Moore 1983 a, b), more prevalent than, for

instance, in Colombian páramo, which is much closer to the North American source area. This is explained by the high similarity of climatic conditions and by dispersal by migrating sea birds, e.g. the case of *Empetrum* (Simpson & Todzia, 1990).

In the wide temperate element are also genera which migrated from the North, e.g. *Valeriana*. (Bell & Donughue, 2005). Migration from southern latitudes occurred of the wide temperate species such as, *Calamagrostis* sect. *Deyeuxia* and *Plantago* (Rahn, 1996). The 26 genera of the Austral-Antarctic element represent almost fully this element in the paramo flora of the equatorial Andes. *Rostkovia*, thus far, has not been documented from Colombia, but is probably also present on the volcanoes of southern Colombia. *Rostkovia magellanica* grows in mires on the southern slopes of volcano Chiles, close to the Colombian border. This species has also been recorded on the Malvinas and other subantarctic islands (Balslev, 1979). *Ourisia* species, now Plantaginaceae, have their origin in temperate South America and spread first to New Zealand and later on in South America to equatorial latitudes (Meudt & Simpson, 2006, 2007).

The cosmopolitan component and element is represented by 14 genera. Striking is the presence of *Stipa*. Species of this genus generally occur at warmer and more arid habitats. Though present at lower elevation, close to 3000 m, they do not form part of the Colombian and Venezuelan paramo flora under natural conditions as far as we know.

In conclusion, the phytogeographic spectrum of the Podocarpus study area is that of a rain páramo, lacking the superpáramo of higher elevations. This is supported by a very large proportion of the neotropical-montane element versus a limited proportion of the Andean-alpine element. Furthermore, the large proportion of the Austral-Antarctic or wide temperate element versus a smaller proportion of the Holarctic element characterizes the wet Podocarpus paramo. Similar patterns have also been found by Sklenár & Balslev (2007) comparing very humid and dry superpáramos in Ecuador.

The generic relationship with the puna is limited, though some 40 genera (or about 21 %

of the generic flora) are shared with the puna of Peru. The wet climate probably does not allow for a greater presence, in spite of the relatively short distance. A substantial affinity exists with northernmost Peruvian paramos, situated north of the Huancabamba depression. Few genera document the savanna relationship (Cleef & Chaverri, 1992); these affinity relationship (Cleef *et al.*, 1993); these genera belong to the wide tropical and cosmopolitan element. The Podocarpus massif shares many genera and species with the neighbouring Cordillera del Condor, which also harbors a number of Tepuian genera and species (e.g., *Stenopadus andicola*). Except for the cyrtillidaceous low tree *Purdiaea nutans* of the high Andean Podocarpus forest belt, tepuian genera seem absent in the PNP paramo (Mandl *et al.*, 2008).

Acknowledgments

We thank the Deutsche Forschungsgemeinschaft (DFG) for the financial support (Project FOR 402-1/1 TP7 and FOR 402-1/2 A2). Special thanks to Fabián Sotomayor from the Universidad Nacional de Loja «CINFA». Bolívar Merino at herbarium LOJA, and Hugo Navarrete at herbarium QCA at PUCE University, Quito. Thanks also to Fundación Jocotoco and Nature and Culture International (NCI), which provided research facilities and to Michael Richter for sharing unpublished information and explanations for climatic effects on plant distribution in southern Ecuador. We acknowledge Prof. Dr. R Lösch for the meaningful comments on an earlier version of the manuscript.

Literature cited

- Bakker J., M. Moscol Olivera & H. Hooghiemstra. 2008. Holocene environmental change at the upper forest line in northern Ecuador. *The Holocene* 18(1): 877-893.
- Balslev, H. 1979. 208. Juncaceae. In: Harling G & B Sparre, (eds) *Flora of Ecuador* 11, NFR, Stockholm, 45 pp.
- Beck, E., J. Bendix, I. Kottke, F. Makeschin & R. Mosandl (eds.). 2008. *Gradients in a tropical mountain ecosystem of Ecuador*. Ecol. Stud. Springer. Berlin – Heidelberg.
- Beck, S.G. 1995. El páramo yungueño de Bolivia, datos de la flora y vegetación.- In: Josse, C. & M. Rios (eds.). Congreso Ecuatoriano de Botánica. Resumen II, Pontificia Universidad Católica del Ecuador, 20 pp.
- Becking, M., H. Vergara & O. Cabrera. 2004. La diversidad florística y ecosistémica de los Páramos del Sur. Primera aproximación de la sintaxonomía de los páramos del sur. In: Becking, M. (ed.). *Sistema microregional de conservación Podocarpus. Tejiendo (micro) corredores de conservación hacia la cogestión de una Reserva de Biósfera Cóndor-Podocarpus*. Programa Podocarpus, Loja, Ecuador. 151 pp.
- Bendix, J. 2000. Precipitation dynamics in Ecuador and northern Peru during the 1991/92 El Niño: a remote sensing perspective. *Int. J. Remote Sensing* 21: 533-548.
- Brunschön, C. & H. Behling. 2009. Late Quaternary vegetation, fire and climate history reconstructed from two cores at Cerro Toledo, podocarpus national park, southeastern Ecuadorian Andes. *Quaternary Research*.
- Bush M.B., P.A. Colinvaux, M.C. Wiemann, D.R. Piperno & K.B. Liu. 1990. Late Pleistocene temperature depression and vegetation change in Ecuadorian Amazonia. *Quat. Res.* 34: 330-345.
- Bussmann, R.W. 2001. The montane forests of Reserva Biológica San Francisco (Zamora-Chinchipec, Ecuador) – vegetation zonation and natural regeneration. *Die Erde* 132: 9-25.
- Bussmann, R.W. 2002. Estudios florísticos de la vegetación en la Reserva Biológica de San Francisco (ECSF) Zamora - Chinchipec. *Herbario LOJA (Ecuador)*. 8: 1-106.
- Cleef, A.M. 1979. The phytogeographical position of the neotropical vascular páramo flora with special reference to the Colombian Cordillera Oriental. In: Larsen K & LB Holm-Nielsen (eds.). *Tropical Botany*. Academic Press, London. 175-184 pp.
- Cleef, A.M. 1981. The vegetation of the páramos of the Colombian Cordillera Oriental. *Diss. Bot.* 61, 321 pp.
- Cleef A.M. & A. Chaverri. 1992. Phytogeography of the páramo flora of Cordillera Talamanca, Costa Rica. In: Balslev, H. & J.L. Luteyn (eds.). *Páramo: an Andean ecosystem under human influence*. Academic Press, London. 45-60 pp.
- Cleef, A.M., T. Van Der Hammen & H. Hooghiemstra. 1993. The savanna relationship in the Andean páramo flora. *Opera Botanica* 121: 285-290.
- Cleef A.M. 2005. Phytogeography of the generic vascular páramo flora of Tatamá (Western Cordillera), Colombia. In: T van der Hammen, JO Rangel & AM Cleef (eds.). *La Cordillera Occidental Colombiana - Transecto Tatamá. Studies on Tropical Andean Ecosystems*, J. Cramer, Berlin-Stuttgart. 6: 661-668.
- Cleef A.M., J.O. Rangel, S. Salamanca, N.C. Ariza & G.B. Van Reenen. 2005. La vegetación del páramo del Macizo de Tatamá, Cordillera occidental, Colombia. In: Van der Hammen, T., J.O. Rangel & A.M. Cleef (eds.). *La Cordillera Occidental Colombiana - Transecto Tatamá. Studies on Tropical Andean Ecosystems*, J. Cramer, Berlin-Stuttgart. 6: 377-458.

- Cleef A.M. 2008. Humid cloud superpáramo probably acts as a plant diversity centre and as a cool refuge: the case of Nevado de Sumapaz, Colombia. In: Van der Hammen, T., J.O. Rangel & A.M. Cleef (eds.). *La Cordillera Oriental Colombiana, Transecto Sumapaz. Studies on Tropical Andean Ecosystems*, J. Cramer, Berlin-Stuttgart. 7: 565-593.
- Colinvaux P.A., K. Olson & K.B. Liu. 1988. Late-glacial and Holocene pollen diagrams from two endorheic lakes at the Inter-Andean Plateau of Ecuador. *Rev. Palaeobot. Palyn.* 55: 83-99.
- Colinvaux, P.A., M.B. Bush, M. Steinitz-Kannan & M.C. Miller. 1997. Glacial and postglacial pollen records from the Ecuadorian Andes and Amazon. *Quat. Res.* 48: 69-78.
- Cuatrecasas, J. 1949. *Studies in South America Plants—I.* *Lloydia* 11: 184-225.
- Cuatrecasas, J. 1967. Revisión de las especies colombianas del género *Baccharis*. *Rev. Acad. Col. Cienc. Ex., Fis. & Nat.* 13(49): 5-102.
- Cuatrecasas, J. 1969. *Prima Flora Colombiana. 3. Compositae-Astereae.* *Webbia* 24: 1-335.
- Cuatrecasas, J. 1986. Speciation and radiation of the Espeletiinae in the Andes. In: Vuilleumier, F. & M. Monasterio (eds.). *High altitude tropical biogeography.* Oxford University Press, New York – Oxford, pp. 267-303.
- Díaz-Piedrahita, S. & J. Cuatrecasas. 1999. Asteráceas de la Flora de Colombia. Senecioneae-I, Géneros *Dendrophorbium* y *Pentacalia*. Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales. Colección Jorge Alvarez Lleras, Santafé de Bogotá. 12. 389 pp.
- Duque, A., M. Sánchez, J. Cavelier, J.F. Duivenvoorden, P. Miraña, J. Miraña & A. Matapí. 2001. Relación bosque-ambiente en el Medio Caquetá, Amazonía colombiana. In: Duivenvoorden, J.F., H. Balslev, J. Cavelier, C. Grandez, H. Tuomisto & R. Valencia (eds.). *Evaluación de recursos vegetales no maderables en la Amazonía noroccidental.* IBED Universiteit van Amsterdam, 99-129 pp.
- Emck P., K. Moreira-Muñoz & M. Richter. 2006. El clima y sus efectos en la vegetación. In: Moraes, M., B. Øllgaard, L.P. Kvist, F. Borchsenius & H. Balslev (eds.). *Botánica Económica de los Andes Centrales.* La Paz, Bolivia. 11-36 pp.
- Fernández-Alonso, J. L. 1995. Scrophulariaceae - Aragoae. *Flora de Colombia* 16. 220 pp. Inst. Cienc. Nat. Univ. Nal. Bogotá.
- García E.E. & S.G. Beck. 2006. Puna. In: Moraes M. B Øllgaard, LP Kvist, F Borchsenius & H. Balslev (eds.). *Botánica económica de los Andes Centrales.* La Paz, Bolivia, pp. 51-76.
- Graf, K. 1992. Pollendiagramme aus den Anden. Eine Synthese zur Klimageschichte und Vegetationsentwicklung seit der letzten Eiszeit. *Geogr. Institut, Universität Zürich* 34: 1-138.
- Grubb, P.J. 1971. Interpretation of the 'Massenerhebung' effect on tropical mountains. *Nature* 229: 44-45.
- Grubb, P.J. 1977. Factors controlling the distribution of forest-types on wet tropical mountains: with special reference to mineral nutrition. *Ann. Rev. Syst. & Ecol.* 8: 83-107.
- Gutte, P. 1992. Die Herkunft hochandiner zentralperuanischer Gattungen – Versuch einer Florenanalyse. *Feddes Rep.* 103 (3-4): 209-214.
- Hansen B.C.S., D.T. Rodbell, G.O. Seltzer, B. Leon, K.R. Young & M. Abbott. 2003. Late-glacial and Holocene vegetational history from two sites in the western Cordillera of Southwest Ecuador. *Palaeogeogr., Palaeoclim., Palaeoecol.* 194(1): 79-108.
- Harling, G. & L. Andersson (eds.). 1974–2003. *Flora of Ecuador:* 25–60.
- Hooghiemstra, H. 1984. Vegetation and climatic history of the high plain of Bogotá Colombia: A continuous record of the last 3.5 millions years. *Diss. Bot.* 79: 1-368.
- Hooghiemstra, H. & A.M. Cleef. 1995. Pleistocene climatic change and environmental and generic dynamics in the North Andean montane forest and páramo. In: Churchill, S., H. Balslev, E. Forero & J.L. Luteyn (eds.). *Biodiversity and conservation of neotropical montane forest.* The New York Botanical Garden, 35-49 pp.
- Hooghiemstra, H., V.M. Wijninga & A.M. Cleef. 2006. The paleobotanical record of Colombia: Implications for biogeography and biodiversity. *Annals of the Missouri Botanical Garden* 93 (2): 297-324.
- Izco J., I. Pulgar, Z. Aguirre & F. Santín. 2007. Estudio florístico de los páramos de pajonal meridionales de Ecuador. *Rev. peru. biol.* 14(2): 237-246.
- Jørgensen, P.M. & C. Ulloa Ulloa. 1994. Seed plants of the high Andes of Ecuador - a checklist. *AAU reports* 34. 443 pp.
- Jørgensen, P.M., C. Ulloa Ulloa, J. Madsen & R. Valencia. 1995. A floristic analysis of the high Andes Ecuador. In: Churchill S., H. Balslev, E. Forero & J.L. Luteyn (eds.). *Biodiversity and conservation of neotropical montane forest.* New York, pp. 221-223.
- Jørgensen, P.M. & S. León-Yáñez. 1999. *Catalogue of the vascular plants of Ecuador.*
- Monographs in systematic botany from the Missouri Botanical Garden* 75: 1–1181.
- Lauer, W., M.D. Rafiqpoor & I. Theisen. 2001. *Physiogeographie. Vegetation und Syntaxonomie der Flora des Páramo de Papallacta (Ostkordillere Ecuador).* Steiner. Stuttgart. *Erdw. Forsch.* 39. 142 pp.
- Liu, K. & A. Colinvaux. 1985. Forest changes in the Amazon Basin during the last Glacial Maximum. *Nature* 318: 556-557.

- Lozano, P.** 2002. Los tipos de bosque en el sur de Ecuador. In: Aguirre, Z., J.E. Madsen, E. Cotton & H. Balslev (eds.). *Botánica Austroecuatoriana – Estudios sobre los recursos vegetales en las provincias de El Oro, Loja y Zamora-Chinchipe*. Abya-Yala. Quito. 29-49 pp.
- Lozano, P., T. Delgado & Z. Aguirre.** 2003. Estado actual de la flora endémica exclusiva y su distribución en el Occidente del Parque Nacional Podocarpus. Publicaciones de la fundación ecuatoriana para la investigación y desarrollo de la botánica. Loja. 180 pp.
- Luteyn, J.L.** 1983. Ericaceae – Part I. Cavendishia. *Flora Neotropica* 35. 290 pp. New York.
- Luteyn, J.L.** 1999. Páramos: a checklist of plant diversity, geographical distribution, and botanical literature. *Mem. New York Bot. Gard.* 84. 278.
- Mandl, N., M. Lehnert, S.R. Gradstein, M. Kessler, M. Abiy & M. Richter.** 2008. The unique *Purdiaea nutans* forest of southern Ecuador - Abiotic characteristics and cryptogamic diversity. In: Beck, E., J. Bendix, I. Kottke, F. Makeschin, R. Mosandl (eds.). *Gradients in a tropical mountain ecosystem of Ecuador*, Ecological Studies, Springer. Berlin-Heidelberg. 198: 275-280.
- Meudt H.M. & B. Simpson.** 2006. The biogeography of the austral, subalpine genus *Ourisia* (Plantaginaceae) based on molecular phylogenetic evidence: South American origin and dispersal to New Zealand and Tasmania. *Biol. J. Linnean Soc.* 87: 479-513.
- Meudt H.M. & B. Simpson.** 2007. Phylogenetic analysis of morphological characters in *Ourisia* (Plantaginaceae): taxonomic and evolutionary implications. *Ann. Missouri Bot. Gard.* 94 (3): 554-570.
- Molau, U.** 1978. The genus *Calceolaria* in NW. South America. *Bot. Notiser* 131: 219-227.
- Molau, U.** 1988. Scrophulariaceae – Part I Calceolarieae. *Flora Neotropica Monographs* 35: 1-290.
- Moore D.M.** 1983^a. *Flora of Tierra del Fuego*. Anthony Nelson, London & Miss. Bot. Gard., St. Louis. 396 pp.
- Moore D.M.** 1983^b. The flora of the Fuego-Patagonian Cordilleras: its origins and affinities. *Rev. Chil. Hist. Nat.* 56: 123-136.
- Moscol Olivera, M. & H. Hooghiemstra.** 2008. 490. Multiproxy-based reconstruction of Holocene upper forest line dynamics in the Andes of northern Ecuador. *12th Int. Palyn. Conf. Bonn.* 199 pp.
- Moscol Olivera, M. & A.M. Cleef.** (in press a) A phytosociological study of the páramo along two altitudinal transects in El Carchi province, northern Ecuador. *Phytocoenologia* 39(1).
- Moscol Olivera, M. & A.M. Cleef.** (in press b) Vegetation composition and altitudinal distribution of Andean rain forests in El Angel and Guandera reserves, northern Ecuador. *Phytocoenologia* 39(2).
- Niemann, H. & H. Behling.** 2007. Late Quaternary vegetation, climate and fire dynamics inferred from the El Tiro record in the southeastern Ecuadorian Andes. *J. Quaternary Sci.* 23: 203-212.
- Niemann, H. & H. Behling.** 2008. Past vegetation and fire dynamics. In: Beck E., J. Bendix, I. Kottke, F. Makeschin & R. Mosandl (eds.). *Gradients in a tropical mountain ecosystem of Ecuador*, Ecol. Stud. Springer. Berlin-Stuttgart. 198: 101-112.
- Peña J.L.M., I. Sánchez-Vega & J.F. Millán-Tapia.** 2006. Estado actual de la diversidad florística del páramo. Sectores: El Espino y Palambe, Sallique, Jaén. Cajamarca. Perú. *Ecología Aplicada* 5(1, 2): 1-8.
- Parra-O, C.** 2002. New combinations in South American Myricaceae. *Brittonia* 54(4): 322-326.
- Pedraza-Peñalosa, P.** 2008. Three new species of *Disterigma* (Ericaceae: Vaccinieae) from western Colombia, with comments on morphological terminology. *Brittonia* 60(1): 1-10.
- Quishpe, W., Z. Aguirre & O. Cabrera.** 2002. Los páramos del Parque Nacional Podocarpus. In: Aguirre, Z., J.E. Madsen, E. Cotton & H. Balslev (eds.). *Botánica Austroecuatoriana – Estudios sobre los recursos vegetales en las provincias de El Oro, Loja y Zamora-Chinchipe*. Abya-Yala. Quito. 79-90 pp.
- Rahn, K.** 1996. A phylogenetic study of the Plantaginaceae. *Bot. J. Linn. Soc.* 120(2): 145-198.
- Ramsay, P.M.** 2001. *The ecology of Volcán Chiles. High altitude ecosystems on the Ecuador-Colombia border.* Pebble & Shell. Plymouth. 218 pp.
- Rangel, J.O.** (ed.). 2000. *Colombia Diversidad Biótica III. La región de vida paramuna.* Universidad Nacional de Colombia – Instituto A. von Humboldt. Bogotá. 903 pp.
- Richter, M.** 2003. Using epiphytes and soil temperatures for eco-climatic interpretation in southern Ecuador. *Erdkunde* 57: 161-181.
- Richter, M. & A. Moreira-Muñoz.** 2005. Heterogeneidad climática y diversidad vegetal en el sur de Ecuador: un método de fitoindicación. In: Weigend, M., E. Rodríguez & C. Arana (eds.). *Bosques relictos del NO de Perú y SO de Ecuador*. *Rev. peru. biol.* 12 (12): 217-238.
- Richter, M., K.H. Diertl, T. Peters & R.W. Bussmann.** 2008. Timberline features and structures within the subpáramo vegetation belt of southern Ecuador. In: Beck, E., J. Bendix, I. Kottke, F. Makeschin & R. Mosandl (eds.). *Gradients in a tropical mountain ecosystem of Ecuador*, Ecol. Stud. Springer. Berlin-Stuttgart. 198: 123-136.

- Robson, N.K.B.** 1987. Studies in the genus *Hypericum* L. (Guttiferae): 7. Section 29. Brathys (part 1). Bull. Br. Mus. nat. Hist. (Bot.) 16(1): 1-106.
- Robson, N.K.B.** 1990. Studies in the genus *Hypericum* L. (Guttiferae): 8. Sections 29. Brathys (part 2) and 30. Trigynobrathys. Bull. Br. Mus. nat. Hist. (Bot.) 20 (1): 1-151.
- Romero-Saltos, H., R. Valencia & M.J. Macías.** 2001. Patrones de diversidad, distribución y rareza de plantas leñosas en el Parque Nacional Yasuni y la Reserva Étnica Huaorani, Amazonia ecuatoriana. In: Duivenvoorden, J.F., H. Balslev, J. Cavelier, C. Grandez, H. Tuomisto & R. Valencia (eds.). Evaluación de recursos vegetales no maderables en la Amazonía noroccidental. IBED, Universiteit van Amsterdam. Amsterdam. 131-162 pp.
- Romoleroux, K.** 1996. Rosaceae. Pp. 1-152 in Flora of Ecuador vol 56, eds. G. Harling & L. Anderssen. Copenhagen. Council for Nordic Publications in Botany.
- Salinas, N.R. & J. Betancur.** 2005. Las ericáceas de la vertiente pacífica de Nariño, Colombia. Instituto de Ciencias Naturales and Instituto de investigación de recursos biológicos, Alexander von Humboldt. Bogotá, D.C. 212 pp.
- Schjellerup, I.** 1992. Pre-Columbian field systems and vegetation in the jalca of northeastern Peru. In: Balslev, H. & J.L. Luteyn (eds.). Páramo – An Andean ecosystem under human influence. Academic press, London, 137-150 pp.
- Simpson, B.B.** 1983. An historical phytogeography of the high Andean flora. Rev. Chil. Hist. Nat. 56: 109-122.
- Simpson, B.B. & C. Todzia.** 1990. Patterns and processes in the development of the high Andean flora. Amer. J. Bot. 77(11): 1419-1432.
- Sklenár, P. & H. Balslev.** 2007. Geographic flora elements in the Ecuadorian superpáramo. Flora (202): 50-61.
- Torres, V.** 2006 Pliocene-Pleistocene evolution of flora, vegetation and climate: a palynological and sedimentological study of a 586-m core from the Bogotá Basin, Colombia. Ph.D. Thesis University of Amsterdam. 182 pp.
- Ulloa Ulloa, C. & P.M. Jørgensen.** 1993. Árboles y arbustos de los Andes del Ecuador. AAU Reports 30: 1-263.
- Uribe Uribe, L.** 1972. Passifloraceae, Begoniaceae, Melastomataceae. Catálogo ilustrado de las plantas de Cundinamarca 5. Instituto de Ciencias Naturales, Universidad Nacional. Colombia. 166 pp.
- Van Der Hammen, T.** 1988. History of the montane forest of the northern Andes. Pl. Syst. Evol. 162: 109-114.
- Van Der Hammen, T.** 1991. Paleoecological background: Neotropics. Climatic Change 19: 37-47.
- Van Der Hammen, T. & A.M. Cleef.** 1986. Development of high Andean páramo flora and vegetation. In: Vuilleumier, F. & M. Monasterio (eds.). High altitude tropical biogeography. Oxford Univ. Press, New York, pp. 153-201.
- Van Der Hammen, T., G. Noldus & E. Salazar.** 2003. Un diagrama de pollen del Pleistoceno final y Holoceno de Mullumica. Maguaré 17: 247-259.
- Von Hagen, K.B. & J.W. Kadereit.** 2001. The phylogeny of *Gentianella* (Gentianaceae) and its colonization of the southern hemisphere as revealed by nuclear and chloroplast DNA sequence variation. Organisms, Diversity & Evolution 1(1): 61-79.
- Von Hagen, K.B. & J.W. Kadereit.** 2003. The diversification of *Halenia* (Gentianaceae): ecological opportunity versus key innovation. Evolution 57(11): 2507-2518.
- Weberbauer, A.** 1911. Die Pflanzenwelt der peruanischen Anden. Die Vegetation der Erde 12. 360 pp. Leipzig.
- Weberbauer, A.** 1945. El mundo vegetal de los Andes peruanos. Est. Exp. Agr. La Molina, Lima. Min. Agricultura. 776 pp.
- Wille, M., H. Hooghiemstra, R. Hofstede, J. Fehse & J. Sevink.** 2002. Upper forest line reconstruction in a deforested area in northern Ecuador based on pollen and vegetation analysis. J. Trop. Ecol. 18: 409-440.
- Young, K.R., C. Ulloa Ulloa, J.L. Luteyn & D. Knapp.** 2002. Plant Evolution and endemism in Andean South America: an introduction. The Botanical Review 68 (1): 4-21.

Composición florística y estructura de bosques estacionalmente secos en el sur-occidental de Ecuador, provincia de Loja, municipios de Macara y Zapotillo

Floristic composition and structure of seasonally dry forest in southwestern Ecuador, province of Loja, Municipalities of Macara and Zapotillo

Zhofre Aguirre Mendoza

Herbario LOJA, Universidad Nacional de Loja, Ciudadela «Guillermo Falconí E.». Loja, ECUADOR.
zhofrea@yahoo.es

Lars Peter Kvist

Instituto de Biología, Universidad de Aarhus, Ny Munkegade 1540, 8000 Aarhus C., DINAMARCA.
lars.kvist@biology.au.dk

Resumen

Los bosques estacionalmente secos del sur-occidente del Ecuador son los más extensos y mejor preservados en Ecuador, pero su dinámica es poco conocida. Para documentar su importancia biológica e iniciar el monitoreo, se ha instalado dos parcelas permanentes de 1 hectárea en sitios estratégicos de esa región (Algodonal en Macará y La Ceiba en Zapotillo). Son los primeros datos de parcelas permanentes en el sur-occidente del Ecuador y servirán para comparar con parcelas permanente de la costa del Ecuador y del norte peruano. Con los datos de las dos parcelas permanentes, se analiza la composición florística y estructura de los bosques de esta región del Ecuador. En el bosque Algodonal se registraron 24 especies dentro de 23 géneros en 14 familias, de individuos e» a 5 cm DAP. En La Ceiba 33 especies, 32 géneros en 21 familias de individuos e» a 5 cm DAP, datos que son comparables con los reportados en otras localidades de bosque seco del Ecuador, pero más altos que el norte peruano. Las familias más diversas en los dos bosques son Fabaceae (Papilionoideae y Mimosoideae). Las especies ecológicamente más importantes son *Tabebuia chrysantha*, *Simira ecuadorensis* y *Ceiba trichistandra*. Se ha generado un inventario que incluye árboles, arbustos y hierbas. El área basal y volumen para Algodonal es de 17,12 m²/ha y 60,19 m³/ha respectivamente. En La Ceiba el área basal es de 23,65 m²/ha y el volumen de 112,11 m³/ha. La estructura diamétrica se expresa como «J» invertida, típica de bosques con individuos jóvenes y delgados que han soportado la extracción selectiva y se encuentran en proceso de recuperación.

Palabra claves: Composición florística, estructura, endemismo, bosques estacionalmente secos de Ecuador

Abstract

Seasonally dry forests of southwestern Ecuador are the largest and best preserved in Ecuador. However its dynamics are poorly understood. To document their biological importance and start the monitoring, we installed two permanent plots of 1 hectare in strategic locations (Algodonal in Macara and La Ceiba in Zapotillo). They are the first data from permanent plots in southwestern Ecuador and will be used to compare with other studies of the coast of Ecuador and northern of Peru. The floristic composition and forest structure were studied in those forests and we include trees, shrubs and herbs. For instance in the Algodonal forest we can observed 24 species in 23 genera in 14 families, individuals e» 5 cm DBH. Also in the Ceiba forest we found 33 species, 32 genera in 21 families of individuals e» 5 cm DBH. These data are comparable with those reported in other locations in dry forest of Ecuador, but higher than the forest of northern Peru. The most diverse families in the two forests are Fabaceae (Papilionoideae and Mimosoideae). Regarding to ecology the most important species are *Tabebuia chrysantha*, *Ceiba ecuadorensis* and *Simira trichistandra*. The basal area and volume for Algodonal forest were 17 m²/ha and 60 m³ respectively; on the other hand the basal and volume of Ceiba forest were higher that de Algodonal. The diametric structure follows a normal pattern, typical of forest with human intervention and recovery process

Key words: floristic composition, structure, endemism, dry forests, Tumbesian region, biodiversity.

Introducción

Los bosques estacionalmente secos son ecosistemas en los cuales la mayoría de sus especies vegetales pierden sus hojas, poseen una alta diversidad biológica y son muy frágiles y debido a las actividades antrópicas, soportan una constante amenaza por la pérdida de su composición y estructura original (Pennington *et al.* 2000).

Según Ceron *et al.* (1999) los bosques estacionalmente secos en Ecuador están incluidos en las formaciones vegetales de la costa, en las subregiones Centro (seca) y Sur en una franja costera que abarca tierras bajas y partes bajas de las cordilleras andina y costeras; empiezan en el sur de Esmeraldas, continua en Manabí y Guayas hasta el suroccidente de las provincias de Loja y El Oro en la frontera con Perú.

Estos bosques estacionalmente secos ecuatorianos forman parte de una de las EBA (Endemic Birds Area) más importantes del mundo, que los científicos denominan *zona de endemismo tumbesina*, que se extiende desde el sur de Esmeraldas hasta Loja en el oeste de Ecuador y en el norte peruano desde Tumbes a Chiclayo; que incluye territorios desde 0 a 1000 msnm y en ciertos casos hasta 3000 msnm. En esta región la mayor superficie ocupan los bosques secos de ambos países con 86 859 km² (Dinerstein *et al.* 1995). La zona de endemismo tumbesina recientemente ha sido incluida en la lista de puntos calientes o hotspots del mundo junto con los bosques del Chocó colombiano, conformando el «Tumbes-Choco-Madgalena Hotspot» (Mittermeier *et al.* 2005).

Los bosques secos del sur del Ecuador, ubicados en el «corazón de la zona de endemismo tumbesino», según Neill (2000) y Vásquez & Josse (2001) son los remanentes más continuos y en mejor estado de conservación que sus similares de la costa centro y norte del Ecuador y del norte peruano.

En los últimos 10 años se han realizado importantes esfuerzos para conservar estos ecosistemas, así el herbario LOJA, proyectos y ONG's han impulsado actividades de investigación y desarrollo e incluso han comprado áreas boscosas para dedicar a la conservación; pero la conservación de la biodiversidad se puede dar solo

cuando existe un sólido conocimiento sobre la dinámica, evolución e interrelaciones con los otros componentes del ecosistemas (Vásquez 1995), por esta razón las acciones realizadas hasta ahora resultan insuficientes para salvaguardar la biodiversidad de los ecosistemas secos de Loja.

Pese a todos los esfuerzos de investigación realizados aun no se conoce como funciona el bosque estacionalmente seco, no se sabe cual es su incremento medio anual (IMA), como se recupera, etc. Por esta razón el herbario LOJA mediante la implementación de dos parcelas permanentes de 1 ha en los sitios Algodonal (Macará) y La Ceiba (Zapotillo) inicia la documentación de la dinámica del ecosistema bosque seco en esta parte del Ecuador. Estas parcelas en cuatro o cinco años serán remedidas y se podrán conocer la tasa de crecimiento de las principales especies que lo conforman, mortalidad, reclutamiento y comparar con datos de otras parcelas en Ecuador y el norte peruano, instaladas en el mismo ecosistema.

El propósito de este artículo es dar a conocer los datos iniciales de la composición florística y estructura de dos bosques estacionalmente secos del sur occidente de la provincia de Loja.

Metodología

Zona de estudio

E 31 % de la provincia de Loja (11 000 km²), es bosque seco, ecosistema muy amenazado debido a la práctica de actividades antrópicas como deforestación, ampliación de la frontera agrícola, extracción de recursos maderables, etc., a lo que se suma la falta de información sobre su distribución, estructura y funcionamiento. Los bosques estacionalmente secos tienen gran importancia económica para la población rural, debido a los múltiples recursos (forestales y no maderables) que obtienen de ellos (Sánchez *et al.* 2006).

El área de estudio esta ubicada en el extremo suroccidental de la República del Ecuador en la provincia de Loja, Cantones Macará y Zapotillo, en los sectores Algodonal y La Ceiba (Fig. 1). El bosque Algodonal (Macará), es una área de propiedad comunal por lo

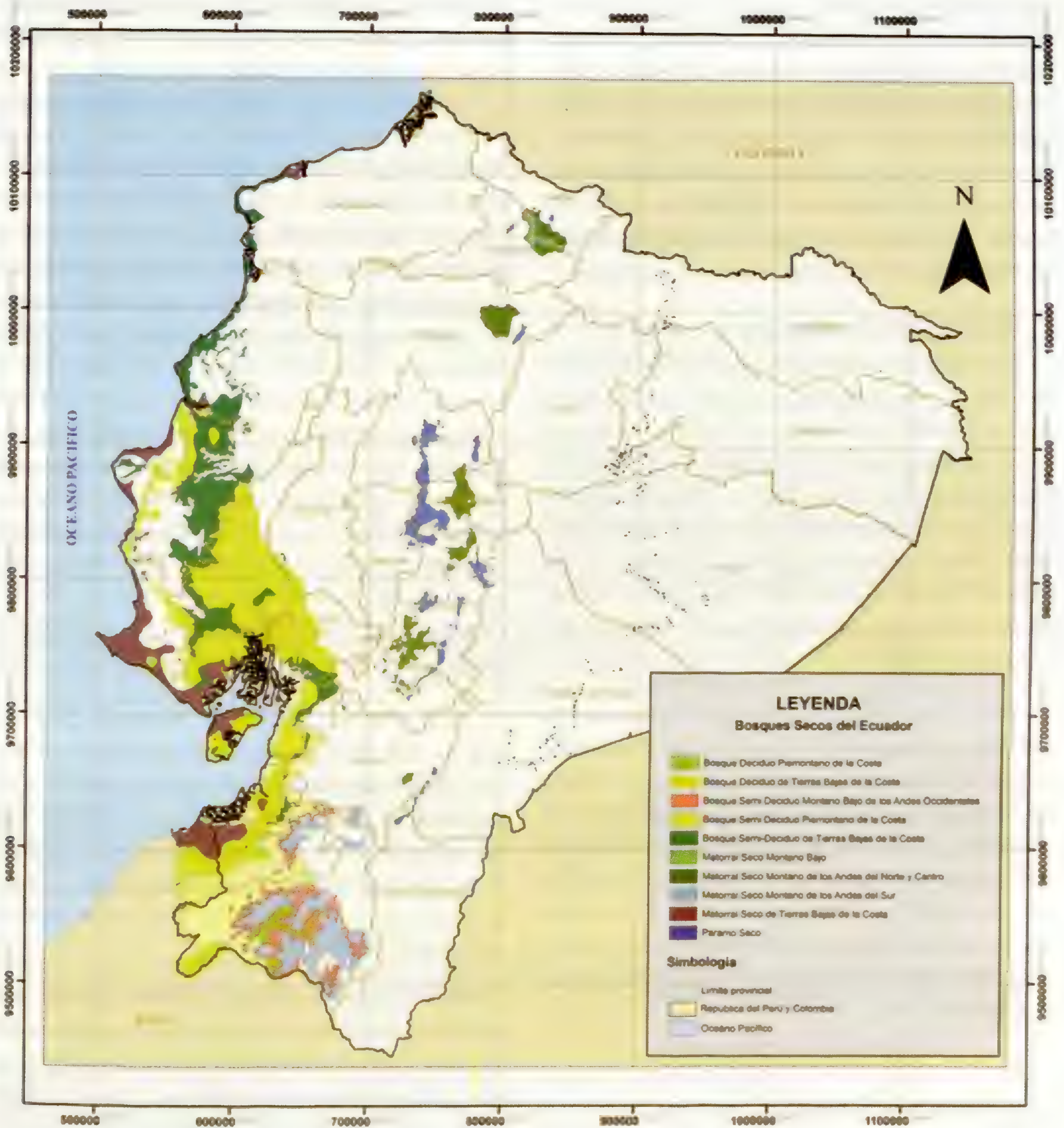


Fig. 1. Mapa de ubicación

Métodos

Instalación de parcelas y colección de datos

Para instalar las parcelas permanentes se seleccionó dos áreas representativas de bosque seco. Las parcelas se establecieron siguiendo las recomendaciones de Adler y Synnott (1992). Cada parcela de una hectárea se subdividió en 25 parcelas de 20 x 20 m, dentro de éstas se establecieron cinco de 5 x 5 m (para arbustos) y nueve de 1x1 m (para hierbas) en cada bosque. Se midió el diámetro a la altura del pecho (DAP) de todos

que soporta la extracción selectiva de madera y el pastoreo de cabras, tiene una superficie de aproximada de 13 000 ha, en una altitud entre 300 a 400 msnm, su relieve varía de muy ondulado a socavado. El bosque La Ceiba (Zapotillo) pertenece a un solo propietario, tiene una superficie de 5000 ha., localizado entre 250 a 350 msnm, en un lugar relativamente plano y, se encuentra mejor protegido ante actividades de pastoreo caprino y extracción de madera.

los individuos mayores o iguales a 5 cm, también su altura total y se contaron los arbustos y hierbas. Se señalaron con pintura todos los árboles medidos y se colocaron placas de aluminio con un código alfabético-numérico, a una altura de 1,3 m desde el suelo. Los ceibos se midieron a 30 cm arriba de sus raíces tablares. También se midió la altura total de los árboles. Las muestras botánicas están depositadas en los herbarios LOJA y AAU.

Estructura del bosque

Para analizar la estructura se calculó la densidad absoluta (D), densidad relativa (DR), la dominancia relativa (DmR), la frecuencia (FR) y el índice de valor de importancia (IVI), usando las formulas propuestas por Mori *et al.* (1983) y Curtis y McIntosh (1950, 1951), el área basal y el volumen (Lamprecht 1990). Para conocer la similitud florística de los sitios se calculó el Índice de Similitud de Sorensen (diversidad beta) usando la formula planteada por Sorensen (1948).

Para la estructura diamétrica de los bosques se agrupó los registros de DAP en 10 clases diamétricas con intervalos de 10 cm. Para obtener el factor de forma se seleccionó al azar 3 árboles por clase diamétrica, a los cuales se midió en pie los diámetros cada metro de altura. Para el cálculo del factor de forma se aplicó la fórmula $f = Va/Vc$. El volumen de los árboles se obtuvo utilizando la formula $V = G$ (área basal x H (altura) x f (factor de forma) (Lamprecht 1990).

Resultados y Discusión

Composición florística

En el bosque Algodonal se registraron 24 especies leñosas e» 5 cm de DAP dentro de 23 géneros en 14 familias. En el bosque La Ceiba se registró 33 especies

leñosas que pertenecen a 32 géneros dentro de 21 familias (Tabla 1). El inventario total de árboles, arbustos y hierbas se presenta en el anexo.

Las especies características en los dos tipos de bosque son: *Tabebuia chrysantha*, *Simira ecuadorensis*, *Prockia crucis*, *Machaerium millei*, *Cordia macrantha* y *Terminalia valverdeae*, son también especies conspicuas y características en la mayoría de formaciones estacionalmente secas del Ecuador y Perú, su abundancia depende del estado de conservación de cada sitio (Aguirre *et al.* 2001; Vásquez y Josse 2001; Linares-Palomino 2004; Linares-Palomino y Ponce 2005, Aguirre y Kvist 2005). De igual manera las familias más diversas son Fabaceae, Mimosaceae, Bignoniaceae, Bombacaceae, Rubiaceae, Caesalpiniaceae, Moraceae, Boraginaceae y Nyctaginaceae que son también reportadas como las más importantes y diversas en otros bosques estacionalmente secos por Aguirre *et al.* (2001), Cabrera *et al.* (2002) y Herbario Loja *et al.* (2001, 2003)

El Índice de Similitud de Sorensen (51,5%), sugiere una mediana similitud florística entre los dos bosques analizados, esto es muy acertado, en el campo es fácil diferenciar esta disimilitud, que incluso es un patrón entre los bosques secos del país, el no parecerse florística ni estructuralmente, se debe principalmente a grados de intervención producto de actividades antrópicas.

Para comparación, la Tabla 2 muestra los resultados sobre la riqueza de especies de varios bosques secos del Ecuador y del norte peruano. Los bosques estudiados son menos diversos que Pechiche, Manabí (Josse 1994), que el bosque petrificado de Puyango (Klitgaard *et al.* 1999); son similares a la Isla Puna (Madsen *et al.* 2001), diferentes a los de La Ceiba y Arañitas (Aguirre *et al.* 2001) y a los Cerro Negro-cazaderos

Tabla 1. Numero de especies (Es), géneros (Ge) y familias (Fa) de diferentes hábitos de crecimiento en las dos parcelas permanentes en el suroccidente de Loja. Para los árboles se considera individuos e» a 5 cm y e» a 10 cm de DAP.

Localidad	Árboles e» 5 cm			Árboles e» 10 cm			Arbustos			Hierbas		
	Es	Ge	Fa	Es	Ge	Fa	Es	Ge	Fa	Es	Ge	Fa
Algodonal	24	23	14	21	20	13	7	6	6	17	16	12
La Ceiba	33	32	21	24	22	17	9	8	7	11	10	7

(Aguirre y Delgado, 2005). Al comparar con estudios del norte peruano, realizado por Linares-Palomino y Ponce (2005) en varios sitios del norte peruano, la diversidad de los bosques secos ecuatorianos es mayor.

Finalmente aun quedan vacíos en la identificación botánica, especialmente por la calidad del material botánico colectado, así: los árboles se identificaron en un 97% hasta especie, el 50% de los arbustos y hierbas están clasificados solo hasta género. Se aspira hacer nuevas colecciones para mejorar la sistemática.

Estructura de bosque

La densidad de la vegetación difiere en las dos áreas en estudio, en el bosque Algodonal existe mayor densidad, con presencia de individuos con diámetros pequeños, mientras que en el bosque La Ceiba, la densidad disminuye por la existencia de especies con diámetros mayores. Los bosques de Algodonal y La Ceiba son más densos que la totalidad de los bosques estudiados en Ecuador y el norte de Perú, ver Tabla 2.

Las especies ecológicamente más importantes son:

Tabla 2. Numero de especies, individuos leñosos y área basal (AB) encontrados en varios bosques secos del Ecuador y norte peruano.

Localidad	Altitud	Área ha	# Especies		Densidad		AB	
			≤ 5 cm	≤ 10 cm	≤ 5 cm	≤ 10 cm	≤ 5 cm	≤ 10 cm
El Pechiche (Ecuador) ¹	345	1	37	25	538	215	7,5	
Isla Puna (Ecuador) ²	50	1	29	22	451	206	39,4	
La Ceiba (Ecuador) ³	350	0.5	-	16	-	274		20,33
Arañitas (Ecuador) ³	400	0.5	-	17	-	236		35,53
Puyango (Ecuador)	450	0.2	49	-	182	-	15,19	
Cerro Negro-Cazaderos ⁵	-	1.8	70	-	610	-	65,3	
Cinco Cerros (Ecuador) ⁶	345	0.1	-	21	-	-	49	
Una de Gato (Perú) ⁷	526	1	-	6	-	127		8,68
Pasallito (Perú) ⁷	571	1	-	25	-	524		16,77
Cerro Miraderos (Perú) ⁷	684	1	-	22	-	346		22,79
El Sauce (Perú) ⁷	140	1	-	19	-	277		11,83
Las Juanas (Perú) ⁷	120	1	-	10	-	55		2,31
El Checo (Perú) ⁷	528	1	-	19	-	366		22,57
Algodonal (Ecuador) ⁸	450	1	24	21	962		358	17,12
La Ceiba (Ecuador) ⁸	400	1	33	24	1106	424	23,65	

Fuentes: 1. Josse y Balslev (1994); 2. Madsen et al. (2001); 3. Aguirre et al. (2001); 4. Klitgaard et al. (1999); 5. Aguirre y Delgado (2005); 6. Valverde et al. (1991); 7. Linares-Palomino y Ponce (2005); 8. Resultados de este estudio.

en Algodonal *Tabebuia chrysantha*, *Simira ecuadorensis*, *Ceiba trichistandra* y *Eriotheca ruizii* (Tabla 3). Y en la Ceiba *Tabebuia chrysantha*, *Simira ecuadorensis*, *Ceiba trichistandra*, *Cordia macrantha* y *Cochlospermum vitifolium* (Tabla 4). Estas seis especies son también características en la mayoría de bosques secos del país, según Josse (1997); Klitgaard et al. (1999); Aguirre et al. (2001) y Madsen et al. (2001), incluso en el Perú (Linares-Palomino 2004)

En los bosques en estudio y en la mayoría de bosques estacionalmente secos de la provincia de

Loja, a inicios de la temporada de lluvias, como parte de la estructura herbácea, se observa buena regeneración natural, de especies maderables como *Tabebuia chrysantha* (guayacán), *Simira ecuadorensis* (guápala) y *Terminalia valverdeae* (guarapo). Lamentablemente esta aparente «buena» regeneración natural, no prospera a etapas siguientes dentro de la estructura del bosque, siendo pocas las plántulas que sobreviven a factores adversos como el ramoneo caprino y las condiciones climáticas extremas dominantes. Esta observación es corroborada por Aguirre et al. (2001) y el Herbario Loja et al. (2001, 2003).

Tabla 3. Densidad, densidad relativa, dominancia, frecuencia y IVI y de las especies leñosas e» a 5 cm de DAP del bosque Algodonal.

Nombre Científico	D Ind /ha	DR %	DmR %	FR %	IVI300%
<i>Tabebuia chrysantha</i>	251	22,7	27,5	100	150,2
<i>Simira ecuadorensis</i>	278	25,1	6,9	100	132,1
<i>Calliandra taxifolia</i>	168	15,2	3,3	88	106,5
<i>Prockia crucis</i>	89	8,1	2,9	76	87,0
<i>Citharexylum</i> sp.	85	7,7	1,5	68	77,2
<i>Eriotheca ruizii</i>	18	1,6	13,0	52	66,6
<i>Piscidia carthagenensis</i>	28	2,5	3,2	56	61,7
<i>Machaerium millei</i>	51	4,6	3,7	44	52,3
<i>Erythrina velutina</i>	11	1,0	7,9	40	48,9
<i>Pithecellobium excelsum</i>	42	3,8	0,8	36	40,6
<i>Caesalpinia glabrata</i>	20	1,8	2,0	36	39,8
<i>Ceiba trichistandra</i>	3	0,3	20,2	12	32,5
<i>Leucaena trichodes</i>	11	1,0	0,3	28	29,3
<i>Senna mollissima</i>	12	1,1	0,4	24	25,5
<i>Tabebuia billbergii</i>	7	0,6	0,6	24	25,2
<i>Pisonia aculeata</i>	7	0,6	0,4	20	21,0
<i>Geoffroea spinosa</i>	9	0,8	2,7	16	19,5
<i>Cochlospermum vitifolium</i>	3	0,3	1,7	12	14,0
<i>Ficus jacobii</i>	7	0,6	0,3	12	12,9
<i>Capparis scabrada</i>	1	0,1	0,5	4	4,6
<i>Zanthoxylum</i> sp.	2	0,2	0,1	4	4,3
<i>Salacia</i> sp.	1	0,1	0,2	4	4,2
<i>Gliricidia brenningii</i>	1	0,1	0,1	4	4,1
<i>Randia armata</i>	1	0,1	0,0	4	4,1
Total 1106	100,0	100			

Distribución diamétrica del bosque

En las dos primeras clases diamétricas se concentran el 97,55 % de individuos en el bosque Algodonal y, el 95,94 % de las plantas en el bosque La Ceiba, principalmente en la tres primeras clases; esto indica que son bosques densos, pero con árboles delgados, debido a procesos continuos de explotación maderera. Esta particularidad hace que la distribución diamétrica del bosque presente la típica «J» invertida. La misma tendencia diamétrica obtiene Linares-Palomino y Ponce (2005) para los bosques secos del noroeste peruano y Lamprecht (1990) señala como característica esta distribución diamétrica en bosques nativos jóvenes o en procesos de recuperación (Tabla 5 y Fig. 2)

Área basal y volumen por clase diamétrica

En el bosque Algodonal el área basal total es de 17,12 m² y el volumen total 60,19 m³, que se concentra en las dos primeras clases diamétricas, por la existencia de mayor número de individuos. En las clases mayores existen pocos individuos con diámetros y alturas grandes, pero el volumen es menor. En el bosque La Ceiba el área basal total es 23,65 m² y volumen total es de 112,11 m³ que se concentra en las clases I, II y III. Los valores diamétricos y volumétricos bajan progresivamente en las clases superiores. En la Tabla 5 se muestra el volumen y el área basal por clase diamétrica de los bosques Algodonal y La Ceiba. Estos datos son comparables con los obtenidos en estudios de bosques secos

Tabla 4. Densidad, densidad relativa, dominancia, frecuencia y IVI y de las especies leñosas e» a 5 cm de DAP del bosque La Ceiba.

Nombre Científico	D ind/ha	DR %	DmR %	FR %	IVI300%
<i>Tabebuia chrysantha</i> 169	17,6	19,1	100	136,6	
<i>Simira ecuadorensis</i> 236	24,5	7,1	100	131,6	
<i>Cordia macrantha</i>	152	15,8	5,7	84	105,5
<i>Terminalia valverdeae</i>	51	5,3	11,5	72	88,8
<i>Citharexylum</i> sp.	56	5,8	0,7	76	82,6
<i>Cochlospermum vitifolium</i>	42	4,4	13,5	64	81,9
<i>Achatocarpus</i> sp.	55	5,7	0,7	64	70,4
<i>Piscidia carthagenensis</i>	34	3,5	2,7	60	66,2
<i>Ceiba trichistandra</i>	7	0,7	22,3	28	51,1
<i>Prockia crucis</i>	22	2,3	0,5	40	42,8
<i>Ipomoea</i> sp.	13	1,4	2,3	36	39,7
<i>Pisonia aculeata</i>	14	1,5	1,9	36	39,3
<i>Pithecellobium excelsum</i>	19	2,0	0,2	20	22,2
<i>Erythroxylum glaucum</i>	24	2,5	1,5	16	20,0
<i>Eriotheca ruizii</i>	5	0,5	2,7	16	19,2
<i>Geoffroea spinosa</i>	4	0,4	1,2	16	17,6
<i>Machaerium millei</i>	9	0,9	0,3	16	17,2
<i>Caesalpinia glabrata</i> 6	0,6	0,8	12	13,4	
<i>Acacia macracantha</i> 3	0,3	0,9	12	13,2	
<i>Salacia</i> sp. 12	1,3	2,6	8	11,8	
<i>Maclura tinctoria</i>	5	0,5	0,7	8	9,2
<i>Bougainvillea peruviana</i>	3	0,3	0,1	8	8,4
<i>Cocoloba ruiziana</i>	3	0,3	0,0	8	8,3
<i>Agonandra excelsa</i>	2	0,2	0,1	8	8,3
<i>Piptadenia flava</i>	2	0,2	0,0	8	8,3
<i>Randia armata</i>	2	0,2	0,0	8	8,2
<i>Bursera graveolens</i>	2	0,2	0,6	4	4,8
<i>Cordia lutea</i>	4	0,4	0,3	4	4,7
<i>Ficus jacobii</i>	1	0,1	0,2	4	4,3
<i>Sorocea sprucei</i>	2	0,2	0,0	4	4,2
<i>Albizia multiflora</i>	1	0,1	0,0	4	4,1
<i>Triplaris cumingiana</i> 1	0,1	0,0	4	4,1	
<i>Vernonanthura patens</i>	1	0,1	0,0	4	4,1
Total	962	100	100		

ecuatorianos (Madsen et al. 2001; Aguirre et al. 2001; Aguirre y Delgado 2005) y en el norte peruano (Linares-Palomino & Ponce, 2005) ver Tabla 2.

Estructura del estrato arbustivo

En el bosque Algodonal se registraron siete especies en cinco subparcelas sumando 125 m², las más densas son: *Raulvolfia tetraphylla*, *Croton* sp. e

Hibiscus sp., con mayor densidad relativa: *Croton* sp., *Raulvolfia tetraphylla* e *Hibiscus* sp. y, los más frecuentes son *Croton* sp. y *Raulvolfia tetraphylla*. En el bosque La Ceiba se determinó nueve especies, siendo *Croton* sp., *Lycianthes* sp. y *Lantana trifolia* las más densas; con mayor densidad relativa *Croton* sp., *Lycianthes* sp. y *Lantana trifolia* y las más frecuentes *Lycianthes* sp. y *Prockia* sp. (ver Tabla 6)

Tabla 5. Área basal y volumen de considerando los individuos leñosos e» a 5 cm de DAP de los bosques Algodonal y La Ceiba. Factor de forma usado: para Algodonal 0.3503 y para La Ceiba 0.3712.

Clases	Clases Diamétricas cm	Número de árboles		Área Basal (m ²)		Volumen (m ³)	
		Algodonal	La Ceiba	Algodonal	La Ceiba	Algodonal	La Ceiba
I	5 - 15.00	917	686	4,17	3,81	9,87	10,71
II	15.1 - 25.1	133	167	3,71	5,1	13,59	21,12
III	25.2 - 35.2	33	69	2,15	4,66	7,97	23,12
IV	35.3 - 45.3	8	26	1,02	3,14	4,29	15,63
V	45.3 - 55.3	9	5	1,7	0,92	7,89	5,3
VI	55.4 - 65.4	2	3	0,49	0,84	2,66	5,42
VII	65.5 - 75.5	1	3	0,37	1,2	0,58	6,62
VIII	75.6 - 85.6	0	0	0	0	0	0
IX	85.7 - 95.7	0	1	0	0,68	0	4,71
X	mayor a 95.7	3	2	3,51	3,3	13,34	19,48
Total	1106	962	17,12	23,65	60,19	112,11	

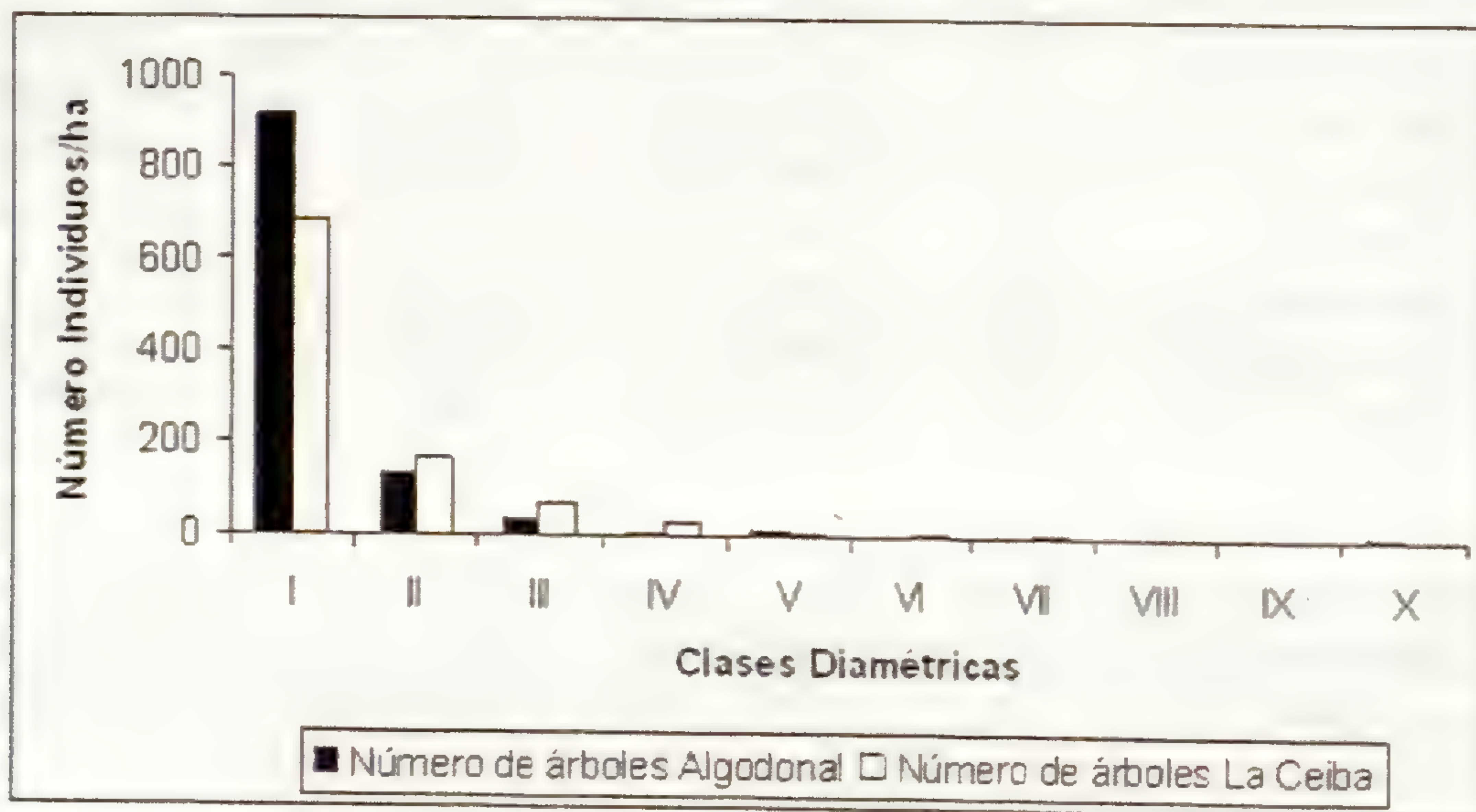


Fig. 2. Estructura diamétrica de los bosques Algodonal y La Ceiba.

Tabla 6. Número de individuos, densidad, densidad relativa y frecuencia de arbustos de los bosques Algodonal y La Ceiba, en calculada en base a 125 m² de muestreo.

Nombre Científico	Número Individuos 0.1 ha		Densidad Relativa %		Frecuencia Relativa %	
	Algodonal	La Ceiba	Algodonal	La Ceiba	Algodonal	La Ceiba
<i>Croton</i> sp.	1968	520	69,69	28,63	100	11,11
<i>Rauvolfia tetraphylla</i>	256	200	9,07	11,01	77,78	22,22
<i>Hibiscus</i> sp.	240	32	8,5	1,76	66,67	44,44
<i>Citharexylum</i> sp.	176	104	6,23	3,68	55,56	44,44
<i>Citharexylum</i> sp.	136	0	4,82	«	44,44	«
<i>Calliandra taxifolia</i>	40	0	1,42	«	22,22	«
<i>Randia armata</i>	8	40	0,28	2,2	11,11	11,11
<i>Lycianthes</i> sp.	«	512	«	28,19	«	88,89
<i>Lantana trifolia</i>	«	336	«	18,5	«	11,11
<i>Prockia crucis</i>	«	64	«	3,52	«	33,33
<i>Prockia</i> sp.	«	8	«	0,44	«	55,56

Tabla 7. Número de individuos, densidad, densidad relativa y frecuencia de las hierbas de los bosques Algodonal y La Ceiba, calculada en base a 9 m² de muestreo.

Nombre Científico	Número Individuos 0.01 ha		Densidad Relativa		Frecuencia Relativa %	
	Algodonal	La Ceiba	Algodonal	La Ceiba	Algodonal	La Ceiba
<i>Panicum trichoides</i>		577,78	73,92	9,15	100	77,78
<i>Panicum sp</i>	855,56	1422,22	4,9	22,54	77,78	33,33
<i>Spermacoce tenuior</i>	666,67	«	3,82	«	33,33	«
<i>Gaya sp</i>	655,56	«	3,75	«	88,89	«
<i>Securidaca sp.</i>	622,22	«	3,56	«	55,56	«
<i>Borreria laevis</i>	544,44	100,00	3,12	1,58	66,67	66,67
<i>Phyllanthus sp.</i>	200,00	933,33	1,15	14,79	22,22	11,11
<i>Achyranthes aspera</i>	188,89	«	1,08	«	11,11	«
<i>Milleria sp.</i>	144,44	«	0,83	«	33,33	«
<i>Evolvulus sp.</i>	133,33	«	0,76	«	33,33	«
<i>Hyptis sp.</i>	111,11	«	0,64	«	11,11	«
<i>Salvia sp.</i>	111,11	«	0,64	«	11,11	«
<i>Corchorus sp.</i>	100,00	«	0,57	«	11,11	«
<i>Alternanthera porrigens</i>	88,89	«	0,51	«	22,22	«
<i>Browallia americana</i>	55,56	«	0,32	«	11,11	«
<i>Milleria quinqueflora</i>	55,56	1088,89	0,32	17,25	11,11	44,44
<i>Tetrameuim nervosum</i>	22,22	«	0,13	«	11,11	«
<i>Commelina quitensis</i>	«	1322,22	«	20,95	«	11,11
<i>Bidens sp.</i>	«	455,56	«	7,22	«	33,33
<i>Eucrosia aurantiaca</i>	«	122,22	«	1,94	«	11,11
<i>Sigesbeckia mandoni</i>	«	122,22	«	1,94	«	100
<i>Adiantum raddianum</i>	«	111,11	«	1,76	«	77,78
<i>Alcalypha sp.</i>	«	55,56	«	0,88	«	22,22

Estructura del estrato herbáceo

En el bosque Algodonal se encontró 17 especies, siendo las más densas *Panicum trichoides*, *Panicum sp.* y *Spermacoce tenuior*. La mayor densidad relativa corresponden a *Panicum trichoides*, *Panicum sp.* y *Spermacoce tenuior* y las especies más frecuentes son *Panicum trichoides* y *Gaya sp.* En el bosque La Ceiba se registró 11 especies, siendo las más numerosas *Panicum sp.*, y *Commelina quitensis*, con mayor densidad relativa *Panicum sp.*, *Commelina quitensis* y *Milleria quinqueflora* y con mayor frecuencia *Sigesbeckia mandoni* y *Panicum trichoides* (ver Tabla 7)

Estado actual de conservación

La composición florística y estructura que presentan los bosques de Algodonal y La Ceiba, es buena, pero a pesar de presentar buenas características también son alterados en su composición florística

producto de la tala selectiva y el pastoreo extensivo de ganado caprino y bovino; constituyéndose en un problema crítico para mantener el buen estado de conservación, puesto que la crianza de este tipo de ganado no se sustenta en un manejo técnico, sino en la capacidad de alimentación a campo abierto, donde las cabras arrasan con toda la regeneración natural de especies valiosas alterándose sustancialmente la dinámica de los bosques (Aguirre et al. 2001; Aguirre y Delgado 2005).

Factores como: el conflicto bélico con el Perú, la declaratoria de veda en 1978, el reducido crecimiento poblacional, la tenencia de la tierra, la topografía del terreno, el mal estado de las vías de acceso, la agricultura escasa y localizada, han influido para que en la zona suroccidental de Loja los bosques estacionalmente secos se hayan mantenido en un estado de conservación aceptable, que incluso permite apreciar remanentes

boscosos de hasta 30 km² que se refieren a 3000 ha de bosques secos poco intervenidos (Vásquez y Josse 2001). Un papel especial juega la tenencia de la tierra en la conservación de estos bosques. Los bosques de propiedad privada se encuentran en mejor estado de conservación (La Ceiba); mientras que Algodonal que es un bosque de propiedad comunal, la extracción de recursos es menos controlada, por ende el bosque es más intervenido y degradado.

Pese a esta situación los bosques estudiados ubicados en el suroccidente de la provincia de Loja, aun no alcanzan los niveles de deterioro que presentan los bosques deciduos y semideciduos de la costa ecuatoriana y norte peruano, calificándolos como bosques secos en buen estado de conservación, situación que es confirmado por Vásquez y Josse (2001): Aguirre *et al.* (2001), Aguirre y Kvist (2005). Además se ratifica lo manifestado por Neill (2000) que indica que en esta parte del Ecuador están ubicados los remanentes boscosos secos más continuos y conservados del Ecuador.

Conclusiones

Los bosques Algodonal y La Ceiba presentan una diversidad florística que permite demostrar que los bosques estacionalmente secos de esta región del Ecuador mantienen su composición florística original y son una muestra representativa del ecosistema bosque seco del país y, además están en buen estado de conservación frente a otros bosques secos de la Costa ecuatoriana y del norte peruano.

La estructura de los bosques secos de Loja es más cerrada, presentando mayor densidad en comparación con otros bosques estacionalmente secos del Ecuador y norte del Perú. Las especies con mayor densidad en estos bosque son: *Tabebuia chrysantha*, *Simira ecuadorensis* y *Calliandra taxifolia* en Algodonal y, *Tabebuia chrysantha*, *Simira ecuadorensis* y *Cordia macrantha* en La Ceiba, datos que confirman la mejor conformación y conservación estructural de estos bosques secos del Ecuador.

Las especies ecológicamente más importantes en los Bosques Algodonal y La Ceiba son *Tabebuia chrysantha*, *Simira ecuadorensis* y *Ceiba trichistandra*, al igual que los otros bosques secos de tierras mas

bajas del Ecuador, solo que aquí su aporte a los valores dasonométricos y volumétricos es mayor, debido a su abundancia.

La estructura diamétrica de los bosques Algodonal y La Ceiba presenta la tendencia típica de la curva de «J» invertida, que es característico de bosques nativos que han sufrido fuertes intervenciones y que se encuentran en procesos de recuperación.

El algarrobo *Prosopis juliflora* que es una especie emblemática del bosque seco, por su utilidad socio-económica, no es notoria en la estructura del bosque, esta situación se debe posiblemente a que esta especie prefiere suelos aluviales, que están ubicados en las hondonadas y quebradas, donde existe remanencia de humedad y el suelo es más profundo, aquí las raíces del algarrobo pueden profundizarse hasta 70 metros.

Agradecimientos

Al proyecto BEISA por el apoyo técnico y financiero para implementar las parcelas y levantar la información. A Henrik Balslev por su apoyo fructífero hacia el herbario LOJA. A las autoridades de la Universidad Nacional de Loja por la apertura para desarrollar investigación botánica en el sur del Ecuador. A todo el personal de técnico y voluntarios del herbario LOJA que día a día aportan para el engrandecimiento de esta noble sección universitaria

Literatura citada

- Aguirre, Z., Cueva, E., Merino, B., Quizhpe, W., Valverde, A. 2001. Evaluación ecológica rápida de la vegetación en los bosques secos La Ceiba y Cordillera Arañitas, provincia de Loja. Ecuador. En: M.A. Vásquez, M. Larrea, L. Suárez y P. Ojeda (Eds.), *Biodiversidad en los bosques secos del suroccidente de la provincia de Loja: un reporte de las evaluaciones ecológicas y socioeconómicas rápidas*. Pp. 15-35. EcoCiencia, MAE y Proyecto Bosque seco. Quito, Ecuador.
- Aguirre, Z. y T. Delgado. 2005. Vegetación de los bosques secos de Cerro Negro-Cazaderos, Occidente de la Provincia de Loja. En: M.A. Vásquez, J.F. Freile & L. Suárez (Eds.), *Biodiversidad en los bosques secos de la zona de Cerro Negro-Cazaderos, occidente de la provincia de Loja: un reporte de las evaluaciones ecológicas y socioeconómicas rápidas*. Pp. 9-24. EcoCiencia, MAE y Proyecto Bosque Seco. Quito, Ecuador.

- Alder, D. y Synnott, T.J. 1992. Permanent Sample Plot Techniques for Mixed Tropical Forest. Tropical Forest Papers No. 25. Oxford Forestry Institute, University of Oxford. 124 pp.
- Cabrera, O, Z. Aguirre, W. Quizhpe y R. Alvarado. 2002. Estado actual y perspectivas de conservación de los bosques secos del sur-occidente ecuatoriano. En: Z. Aguirre, J.E. Madsen, E. Cotton, & H. Balslev. (Eds). *Botánica Austroecuatoriana*. Pp. 65-78. Editorial Abya Yala. Quito, Ecuador.
- Cerón, C. W. Palacios, R. Valencia, y R. Sierra. 1999. Las formaciones vegetales de la costa del Ecuador. Pp. 55-78. En: Sierra R. (Ed). Propuesta Preliminar de un Sistema de Clasificación de Vegetación para el Ecuador Continental. Proyecto INEFAN/GEF-BIRF y EcoCiencia. Quito, Ecuador.
- Curtis, J.T. y McIntosh, R.P. 1950. The interrelations of certain analytic and synthetic phytosociological characters. *Ecology* 32 (3), 435-455.
- Curtis, J.T. y McIntosh, R.P. 1951. An upland forest continuum in the prairie-forest border region Wisconsin. *Ecology* 32 (3), 476-496.
- Dinerstein, E. D.M. Olson, D.J. Gram, A.L. Webster, S.A. Primn, M.P.O. Brookbinder y G. Ledec. 1995. Una evaluación del estado de conservación de las ecoregiones de América Latina y Caribe. Banco Internacional de Reconstrucción y Fomento/Banco Mundial. Washington DC.
- Dodson C.H. y A.H. Gentry. 1993. Extinción biológica en el Ecuador continental. Pp. 27-57. En Mena P.A. y L. Suárez (Eds). La Investigación para la conservación de la diversidad biológica. EcoCiencia. Quito.
- Greig-Smith, P. 1983. Quantitative Plant Ecology. Blackwell Scientific Publications, Oxford, 359 pp.
- Herbario LOJA, UNISIG y CINFA. 2001. *Zonificación y determinación de los tipos de Bosque seco en el sur-occidente de la provincia de Loja. Informe Final*. Herbario Loja -Proyecto Bosque seco Fase I, Universidad Nacional de Loja, Ecuador. 144 pp.
- Herbario LOJA, CINFA y SNV. 2003. *Zonificación ecológica de los seis cantones de influencia del Proyecto Bosque seco. Fase II. Informe Final*. Herbario Loja - Proyecto Bosque seco II, Universidad Nacional de Loja, Ecuador. 14 pp.
- Josse, C. y Balslev H. 1994. The composition and structure of a dry, semideciduos forest in wester Ecuador. Copenhagen. Nord. J. Bot. 14: 425-434.
- Josse, C. 1997. Dinámica de un bosque seco, semideciduo y secundario en el oeste del Ecuador Pp. 241 - 254. En: R. Valencia & H. Balslev 1997 (Eds.). Estudios sobre la diversidad y Ecología de las plantas. Memorias del II Congreso Ecuatoriano de Botánica. Pontificia Universidad Católica del Ecuador, Quito, Ecuador.
- Klitgard, B., Lozano, P., Aguirre, Z., Merino, B., Aguirre, N., Delgado, T., y Elizalde, F. 1999. Análisis florístico y estructural del Bosque Petrificado de Puyango, Loja Ecuador. En: Estudios Botánicos en el Sur del Ecuador N° 3. Universidad Nacional de Loja, Departamento de Botánica y Ecología, Ecuador. 1-24.
- Lamprecht, H. 1990. Silvicultura en los trópicos. Trad. Antonio Carrillo. República Federal Alemana. (GTZ) GmbH. 335 p.
- Linares-Palomino R. 2004. Los bosques tropicales estacionalmente secos. II. Fitogeografía y composición florística. *Arnoldoa* 11(1): 103-138.
- Linares-Palomino R. y Ponce S. 2005. Tree community patterns in seasonally dry tropical forest in the Cerros de Amatope Cordillera, Tumbes, Perú. *Forest Ecology and Management* 209:261-272.
- Madsen, J.E., R. Mix y H. Balslev. 2001. *Flora of Puná Island. Plant resources on a neotropical island*. Aarhus University Press, Denmark. 289 pp.
- Mittermeier, R. A, P. Robles, M. Hoffman, J. Pilgrim, T Brooks, C. Goettsch Mittermeier, J. Lamoreux y G.A.B. DA Fonseca. 2005. Hotspot revisited: Earth's biologically richest and most threatened terrestrial ecoregions. Conservation Internacional. Washington.
- Mori, S.A., Boom, B.M. de Carvalho, A.M. dos Santos, T.S. 1983. South en Bahian moist forest. *Botanical Review*. 49 (2), 155-232.
- Neill. D. 2000. Observations on the conservation status of Tropical Dry Forest in the Zapotillo Area, Loja Ecuador. www.mobot.org/MOBOT/research/Ecuador/Zapotillo.
- Pennington, R.T., D. E. Prado y C.A. Pendry. 2000. Neotropical seasonally dry forests and quaternary vegetation changes. *J. Biogeogr.* 27:261-273.
- Sánchez, O., Aguirre, Z. y Kvist, L.P. 2006. Usos maderables y no maderables de los bosques secos de la Provincia de Loja. *Lyonia* 10(2): 73-82.
- Sierra, R. 1999. Vegetación remanente del Ecuador Continental. Circa 1996. 1:1000000. Proyecto INEFAN/GEF - BIRF y Conservation Society. Quito, Ecuador.
- Sørensen, T. 1948. A method for establishing groups of equal amplitude in plant sociology based on similarity of species content. Det Kongelige Danske Videnskabernes Selskab. *Biologisk Skrifter*, Bind. 5 (4), 1-34.
- Valverde, F.M., Rodríguez, G. & Garcia C. 1991. Estado actual de la vegetación natural de la cordillera Chongón-Colonche. Instituto de Investigaciones de Recursos Naturales. Universidad de Guayaquil.
- Vásquez, R. 1995. Árboles de la Amazonia Nor Oriental del Perú: Diversidad, Destrucción y Conservación. *Arnoldoa* 3(2):73-86.
- Vásquez, M. y Josse C. 2001. Breve introducción a los bosques secos del suroccidente de la provincia de Loja. Pp. 9-13. En: Vásquez, M., M, Larrea, L. Suárez y P. Ojeda (Eds) Biodiversidad en los bosques secos del suroccidente de la provincia de Loja: un reporte de las evaluaciones ecológicas y socioeconómicas rápidas. EcoCiencia, Herbario LOJA y Proyecto Bosque Seco. Quito, Ecuador.

Anexo 1

Inventario total de las especies arbóreas, arbustivas y herbáceas registradas en las parcelas permanentes de Algodonal y La Ceiba.

Nombre Científico	Familia	Nombre común	Localidades	
			Algodonal	La Ceiba
Leñosas e» a 5 cm de DAP				
<i>Acacia macracantha</i> Humb. & Bonpl. Ex Willd.	Fab	Faique		X
<i>Achatocarpus pubescens</i> C.H. Wright	Ach	Curicaspe		X
<i>Agonandra excelsa</i> Griseb.	Opi			X
<i>Albizia multiflora</i> (Kunth) Barnaby. & J.W. Grimes	Fab	Angolo		X
<i>Bougainvillea peruviana</i> Bonpl.	Nyc	Papelillo		X
<i>Bursera graveolens</i> (Kunth) Triana & Planch	Bur	Palo Santo		X
<i>Caesalpinia glabrata</i> Kunth.	Fab	Charan verde	X	X
<i>Calliandra taxifolia</i> (Kunth.) Benth	Fab	Barba de chivo	X	
<i>Capparis scabrida</i> Kunth.	Cap	Zapote de perro	X	
<i>Ceiba trichistandra</i> (A.Gray) Bakh.	Bom	Ceibo	X	X
<i>Citharexylum</i> sp.	Ver	Café de campo	X	X
<i>Cochlospermum vitifolium</i> (Willd.) Spreng	Bix	Polo Polo	X	X
<i>Cocoloba ruiziana</i> Lindau	Pol			X
<i>Cordia lutea</i> Lam.	Bor	Overal		X
<i>Cordia macrantha</i> Chodat.	Bor	Laurel Negro		X
<i>Eriotheca ruizii</i> (K. Schum.) A. Robyns.	Bom	Pasallo	X	X
<i>Erythrina velutina</i> Willd.	Fab	Porotillo	X	
<i>Erythroxylum glaucum</i> O. E. Schulz.	Ery	Sacha coca		X
<i>Ficus jacobii</i> Vásq. Avila	Mor	Higueron	X	X
<i>Geoffroea spinosa</i> Jacq.	Fab	Almendro	X	X
<i>Gliricidia brenningii</i> (Harms) Lavin.	Fab		X	
<i>Ipomoea</i> sp.	Con	Samba Samba		X
<i>Leucaena trichodes</i> (Jacq.) Benth	Fab		X	
<i>Machaerium millei</i> Standl.	Fab	Chicho	X	X
<i>Maclura tinctoria</i> (L.) Steud.	Mor	Pituca		X
<i>Piptadenia flava</i> (Spreng. Ex. DC)	Fab			X
<i>Piscidia carthagenensis</i> Jacq.	Fab	Barbasco	X	X
<i>Pisonia aculeata</i> L.	Nyc	Pego pego	X	X
<i>Pithecellobium excelsum</i> (Kunth) Mart.	Fab		X	X
<i>Prockia crucis</i> P. Browne ex L.	Nyc	Manzano	X	X
<i>Randia armata</i> (Sw.) D.C	Rub		X	X
<i>Salacia</i> sp.	Hip		X	X
<i>Senna mollissima</i> (Humb. & Bonpl. ex Willd.) H.S. Irwin & Barnaby	Fab	Vainillo	X	
<i>Simira ecuadorensis</i> (Standl.) Steger	Rub	Guapala	X	X
<i>Sorocea sprucei</i> (Baill.) J. F. Macbr.	Mor	Sota		X
<i>Tabebuia billbergii</i> (Bureau & K. Schum) Standl	Big	Guayacan	X	

<i>Tabebuia chrysantha</i> (Jacq.) G. Nicholson.	Big	Guayacan	X	X
<i>Terminalia valverdeae</i> A. H. Gentry	Com	Guarapo		X
<i>Triplaris cumingiana</i> Fisch. & C.A. Mey. Ex. C.A. Mey	Pol	Fernán Sánchez		X
<i>Vernonanthura patens</i> (Kunth) H. Rob.	Ast	Laritaco		X
<i>Zanthoxylum</i> sp	Rut		X	
Arbustos				
<i>Calliandra taxifolia</i> (Kunth.) Benth	Fab	Barba de chivo	X	
<i>Citharexylum</i> sp. 1	Ver		X	X
<i>Citharexylum</i> sp. 2	Ver		X	
<i>Croton</i> sp.	Eup	Moshquero	X	X
<i>Hibiscus</i> sp.	Mal		X	X
<i>Lantana trifolia</i> L.	Ver	Lantana		X
<i>Lycianthes</i> sp.	Sol			X
<i>Prockia crucis</i> P. Browne ex L.	Fla	Manzano		X
<i>Prockia</i> sp.	Fla			X
<i>Randia armata</i> (SW.) DC	Rub	Jazmín de campo	X	X
<i>Rauvolfia tetraphylla</i> L.	Apo	Lechero	X	X
Hierbas				
<i>Achyranthes aspera</i> L.	Ama		X	
<i>Adiantum raddianum</i> C. Presl.	Pte			X
<i>Alcalypha</i> sp.	Eup			X
<i>Alternanthera porrigens</i> (Jacq.) Kutze	Ama	Moradilla	X	
<i>Bidens</i> sp.	Ast			X
<i>Borreria laevis</i> (Lam.) Griseb	Rub		X	X
<i>Browallia americana</i> L.	Sol		X	
<i>Commelina quitensis</i> Benth.	Com			X
<i>Corchorus</i> sp.	Til		X	
<i>Spermacoce tenuior</i> L.	Rub		X	
<i>Eucrosia aurantiaca</i> (Baker) Pax	Ama			X
<i>Evolvulus</i> sp.	Con		X	
<i>Gaya</i> sp	Mal		X	
<i>Hyptis</i> sp.	Lam		X	
<i>Milleria quinqueflora</i> L.	Ast		X	X
<i>Milleria</i> sp.	Ast		X	
<i>Panicum</i> sp	Poa		X	X
<i>Panicum trichoides</i> Sw	Poa	Pasto	X	X
<i>Phyllanthus</i> sp.	Eup		X	X
<i>Salvia</i> sp.	Lam		X	
<i>Securidaca</i> sp.	Pol		X	
<i>Sigesbeckia mandoni</i> Sch. Bip	Ast			X
<i>Tetramerium nervosum</i> Nees	Aca		X	

Flora Apícola de la Quebrada de Humahuaca. Jujuy. Argentina

Apicultural flora of Quebrada Humahuaca. Jujuy. Argentina

Ana Carina Sánchez & Nilda Dora Vignale

Cátedra de Botánica Sistemática y Fitogeografía. Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad Nacional de Jujuy. Alberdi 47 (4600). San Salvador de Jujuy. Jujuy. ARGENTINA. ndvignale@yahoo.com.ar

Resumen

Flora Apícola es el conjunto de especies visitadas por *Apis mellifera* L., «abeja», para la elaboración de los diferentes productos de la colmena. Para el desarrollo en forma racional de la actividad apícola es necesario conocer la oferta alimenticia y su distribución a lo largo del año. Con este objetivo, se hicieron colecciones a lo largo de la Quebrada de Humahuaca (Jujuy, Argentina) durante los años 1996 y 1999, habiéndose registrado 39 especies de las familias Anacardiaceae, Apiaceae, Asteraceae, Buddlejaceae, Cactaceae, Caesalpiniaceae, Dipsacaceae, Eleagnaceae, Lamiaceae, Loranthaceae, Mimosaceae, Papilionaceae, Plantaginaceae, Poaceae, Rosaceae, Saxifragaceae, Scrophulariaceae, Solanaceae y Tamaricaceae, que fueron visitadas por las abejas.

Palabras claves: Abejas, miel, Prepuna Jujeña, recurso floral apícola.

Abstract

The Apicultural Flora is the conjunct of species visited by *Apis mellifera* L. «bee», for the elaboration of different products from the beehive. For the development in rational form of the apicultural activity it is necessary to know the food supply and its distribution throughout the year. With this objective, collections throughout the Quebrada of Humahuaca (Jujuy, Argentina) during years 1996 and 1999, having itself registered 39 species with visits of the families Anacardiaceae, Apiaceae, Asteraceae, Buddlejaceae, Cactaceae, Caesalpiniaceae, Dipsacaceae, Eleagnaceae, Lamiaceae, Loranthaceae, Mimosaceae, Papilionaceae, Plantaginaceae, Poaceae, Rosaceae, Saxifragaceae, Scrophulariaceae, Solanaceae and Tamaricaceae.

Key words: Bees, honey, Prepuna Jujeña, Apicultural floral resource.

Introducción

La Provincia de Jujuy se encuentra ubicada en la región noroeste de la República Argentina limitando al norte con Bolivia, al oeste con Chile y al oeste y sur con la Provincia de Salta; posee una alta diversidad de ambientes representados en cinco provincias fitogeográficas (Cabrera, 1976): Chaqueña, Yungas, Prepuna, Puna y Altoandina (Fig. 1). La Quebrada de Humahuaca corresponde a la provincia fitogeográfica de Prepuna, la que se ubica en laderas con exposición este y oeste, entre los 2000 y 3400 m s.m. El clima es seco y cálido, siendo la vegetación predominante la estepa arbustiva xerofítica. El uso de la tierra está dedicado a la actividad pastoril de subsistencia y a un sistema de cultivo, basado en riego con agua de ríos en las terrazas fluviales aluviales, principalmente de hortalizas, flores y frutales de verano (Braun Wilke *et al.*, 2000). La actividad apícola aparece como una excelente alternativa de desarrollo para

la zona, diversificando la producción y generando ingresos a sectores postergados (Bedascarrabure & Maldonado, 1995; Samman & Lupo, 2003).

Para el desarrollo de la apicultura es necesario conocer la oferta alimenticia de la zona, es decir la flora apícola, ya que es el recurso con el que cuentan las abejas para su alimentación y para la elaboración de los diferentes productos de la colmena como ser la miel y los gránulos de polen, teniendo en cuenta que las cualidades de estos productos varían dependiendo de las especies que las abejas hayan visitado (Carretero, 1989; Santana-Michel *et al.*, 1998; Basilio, 2000; Persano Oddo *et al.*, 2007). El conocimiento de las especies vegetales utilizadas y su distribución en floración a lo largo del año, son elementos de importancia en la determinación de pautas de manejo que optimicen dichos recursos (Gurini & Basilio, 1995; Tellería, 1995).

El presente trabajo tiene como finalidad brindar información sobre las principales especies de valor apícola de la Quebrada de Humahuaca y la época del año en que son visitadas por las abejas como aporte a la apicultura regional.

Materiales y métodos

Se realizaron visitas sistematizadas en el área de estudio durante los años 1996–1999 las que estuvieron concentradas en el período primavera-estivo-otoñal, debido a las condiciones de producción en la zona. Se efectuaron observaciones y se realizaron entrevistas abiertas a apicultores.

Las especies se coleccionaron según la metodología estándar para la herborización, en las inmediaciones de las colmenas, en un radio aproximado de 2 km. Además se pudieron hacer observaciones de abejas silvestres a lo largo de la Quebrada de Humahuaca.

Las determinaciones botánicas se efectuaron en el Laboratorio de Botánica Sistemática y Etnobotánica dependiente de la Cátedra de Botánica Sistemática y Fitogeografía de la Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional de Jujuy. Los ejemplares

estudiados se encuentran depositados en el Herbario del Museo de Farmacobotánica «J. A. Domínguez» de la Facultad de Farmacia y Bioquímica de la Universidad de Buenos Aires cuya sigla es BAF en Holmgren *et al.* (1990), las que se detallan en el Anexo 1.

Las especies se clasificaron de acuerdo a los siguientes criterios.

1. Intensidad de visitas. Criterio subjetivo de ordenación (Gurini & Basilio, 1995).

Tipo 1: Flores intensamente usadas. Siempre visitadas.

Tipo 2: Flores muy usadas. Siempre visitadas.

Tipo 3: Flores usadas. No siempre visitadas o visitadas por pocas.

Tipo 4: Flores poco usadas. Visitada esporádicamente.

2. Actividad de las abejas en las flores.

Extracción de néctar: introducción de la cabeza o la lengua en la flor.

Extracción de polen: Cuando las abejas realizan movimientos de barrido, cepillado y recolección llevando polen en sus curbículas.

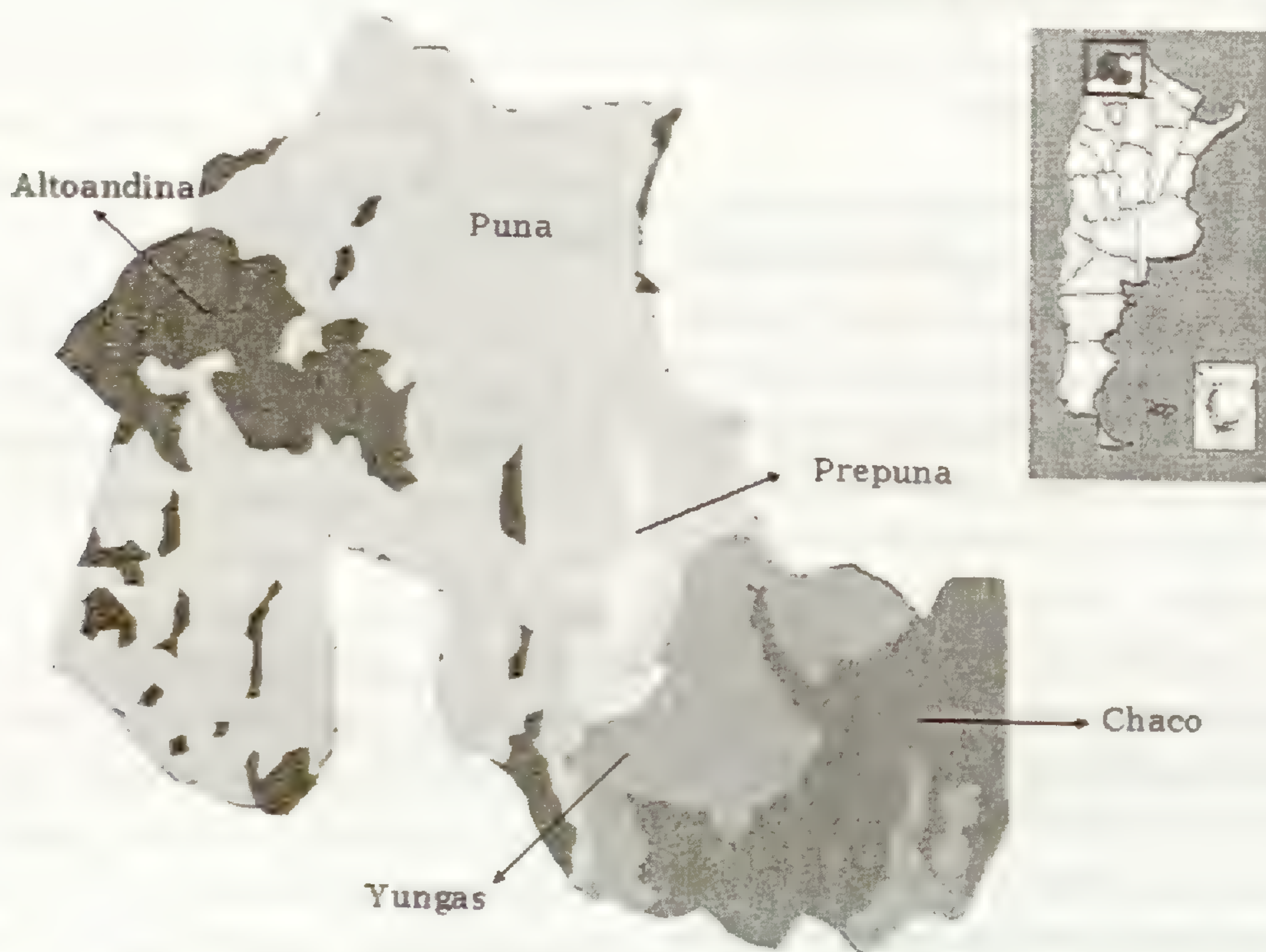


Fig. 1: Provincias Fitogeográficas de Jujuy. adaptado de Cabrera, 1978.

3. Época de floración.

Tempranas: floración en los meses de agosto-setiembre,

Intermedias: entre octubre-febrero y

Tardías: marzo-mayo.

Resultados

Durante el desarrollo del trabajo se coleccionaron 39 especies con registro de visitas de *Apis mellifera* L., pertenecientes a 16 familias, las que se detallan en el Cuadro 1. De estas se puede observar que la familia que adquiere mayor importancia en cuanto al número de especies visitadas es Asteraceae con el 33%. Las abejas visitaron 12 especies y 2 variedades de las cuales dos se clasificaron como tipo 1: *Senecio tilcarensis* y *Tessaria absinthioides*, siete como tipo 2: *Baccharis salicifolia*, *Carduus thoermeri*, *Cichorium intybus*, *Cirsium vulgare*, *Taraxacum officinale*, *Viguiera tucumanensis* var. *discoidea* y *V. tucumanensis* var. *tucumanensis*. Le sigue en importancia la familia

Mimosaceae con el 10% del total, con cuatro especies visitadas, *Acacia aroma*, *A. caven*, *A. visco* y *Prosopis ferox*, todas ellas clasificadas como tipo 1, habiéndose observado intensamente visitadas siempre que se las encontró florecidas. Las familias Caesalpiniaceae, Papilionaceae y Rosaceae se presentan cada una con un 8% del total de las especies visitadas, siendo las más importantes por la intensidad de visitas Papilionaceae, con una especie clasificada como tipo 1: *Melilotus albus* y otra como tipo 2: *Medicago sativa* y Rosaceae con *Malus domestica*, *Prunus persica* y *Pyrus communis*, las que fueron clasificadas como tipo 2. Las familias Dipsacaceae y Loranthaceae están representadas, cada una, con 5% del total, habiéndose clasificados todas las especies en tipo 3. Las familias Anacardiaceae, Apiaceae, Buddlejaceae, Cactaceae, Eleagnaceae, Saxifragaceae, Scrophulariaceae, Solanaceae y Tamaricaceae se presentan con 3%, siendo las más importantes en cuanto a la intensidad de visitas, *Schinus areira*, Anacardiaceae y *Nicotiana glauca*, Solanaceae, clasificadas como tipo 2, las demás especies se clasificaron tipo 3 o 4 (Figs. 2 y 3).

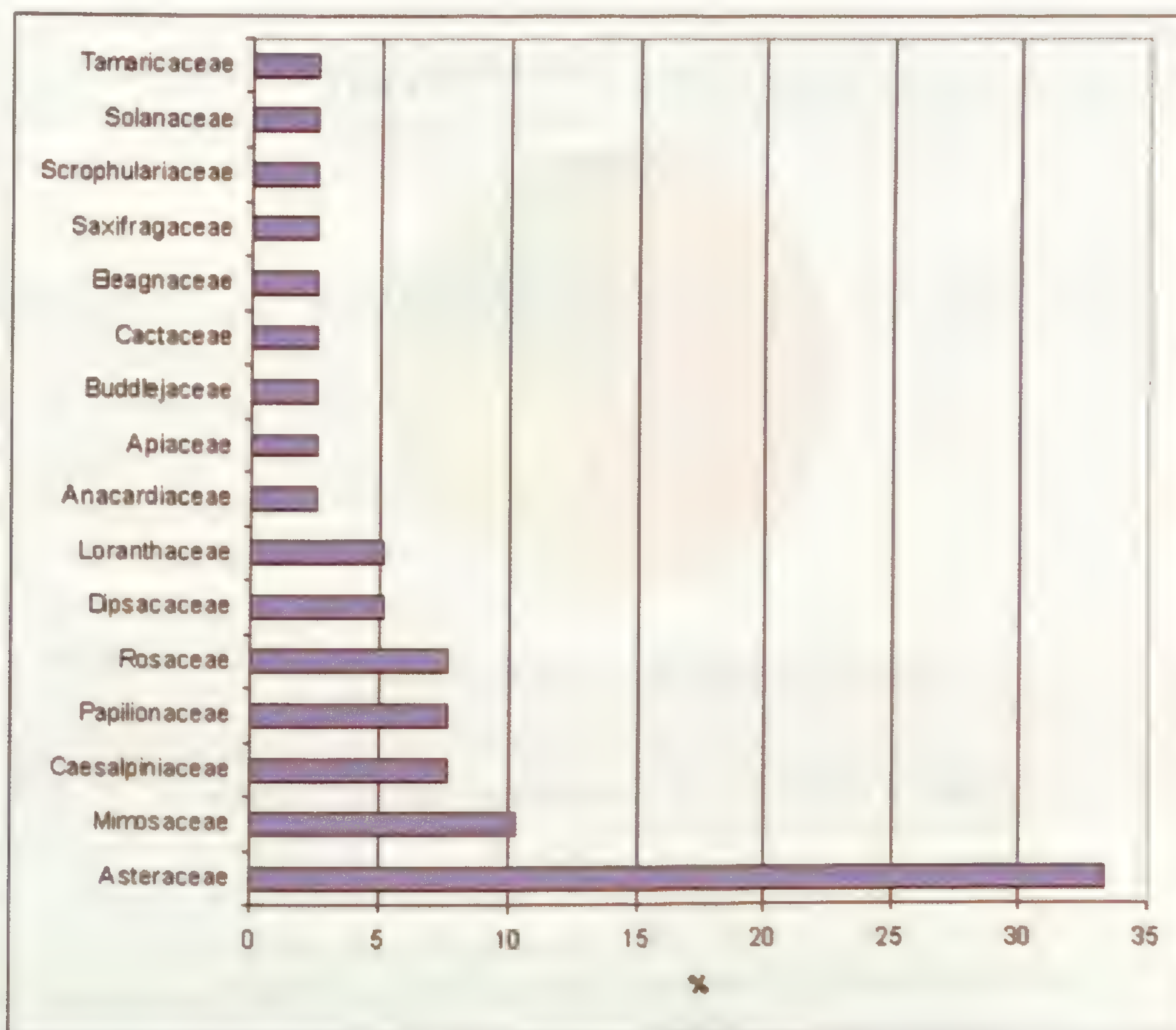


Fig. 2: Porcentaje de especies visitadas por familia.

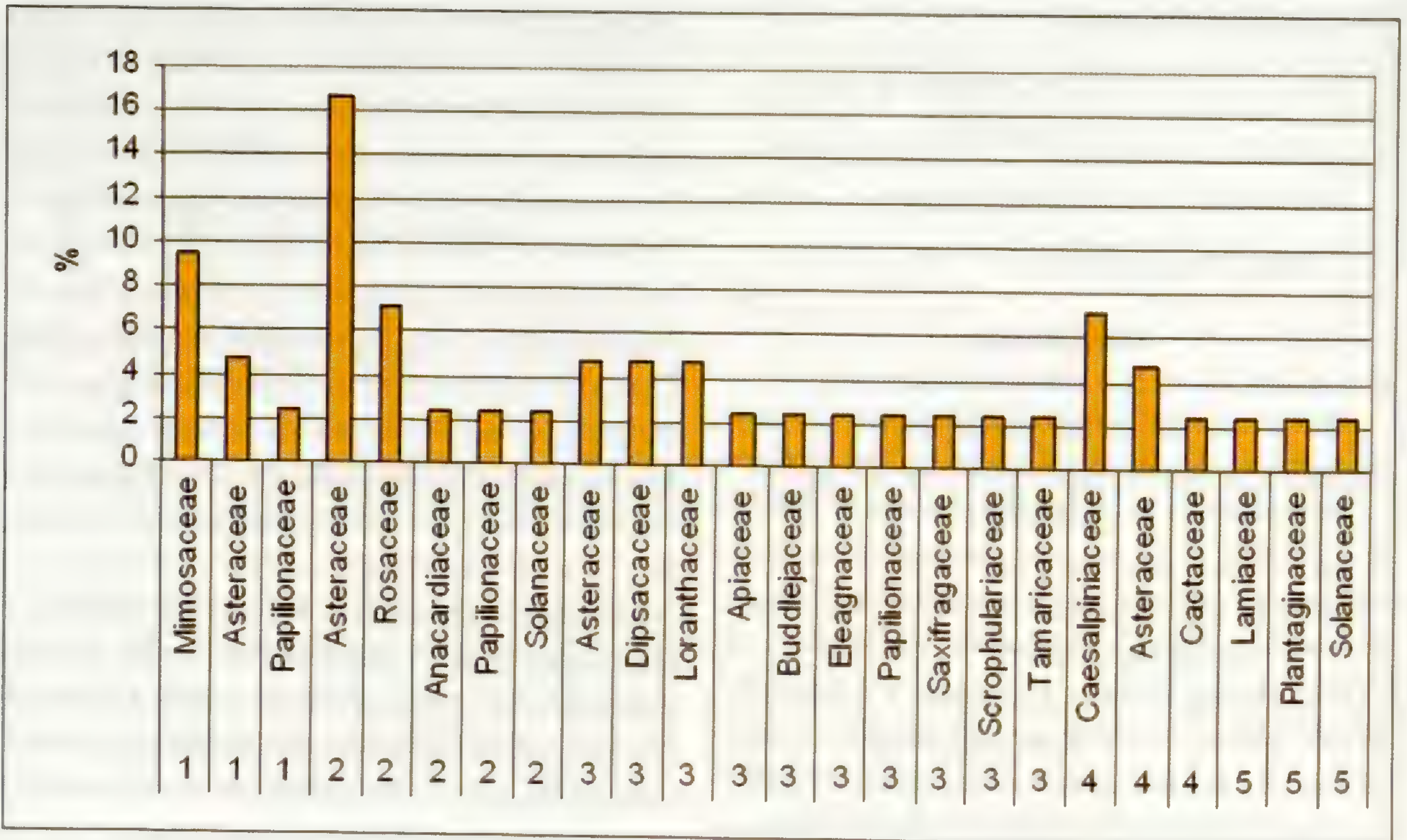


Fig. 3: Porcentaje de especies visitadas por familia en función de la Intensidad de visitas. 1: Flores intensamente usadas, siempre visitadas; 2: Flores muy usadas, siempre visitadas; 3: Flores usadas, no siempre visitadas o visitadas por pocas; 4: Flores poco usadas, visitadas esporádicamente.

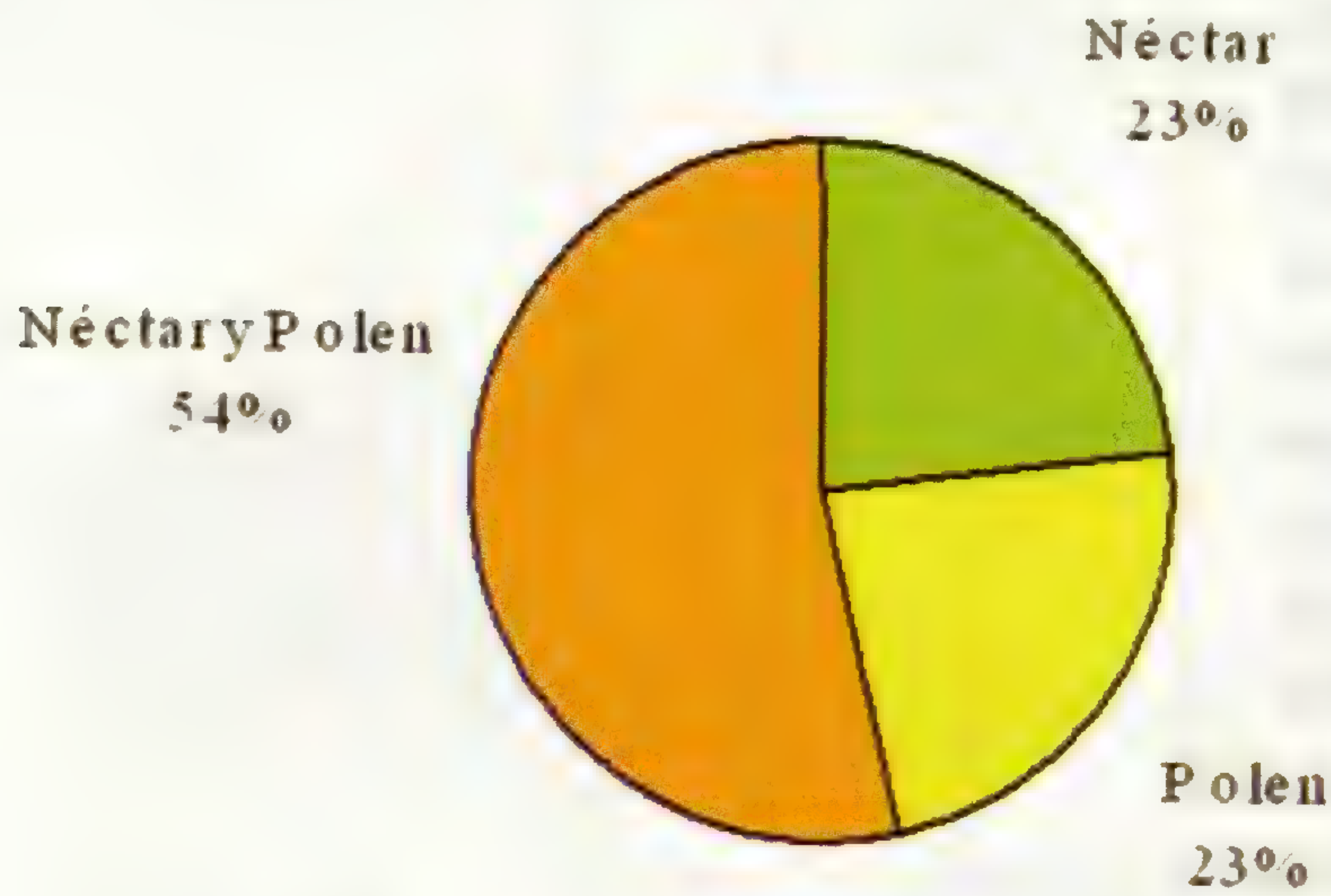


Figura4: Actividad de las abejas en las flores.

Cuadro 2: Intensidad de visitas en función al origen de las especies.

Origen	Intensidad de visitas				Total
	1	2	3	4	
Nativas	86%	38%	100%	100%	54%
Exóticas	14%	62%	—	—	46%

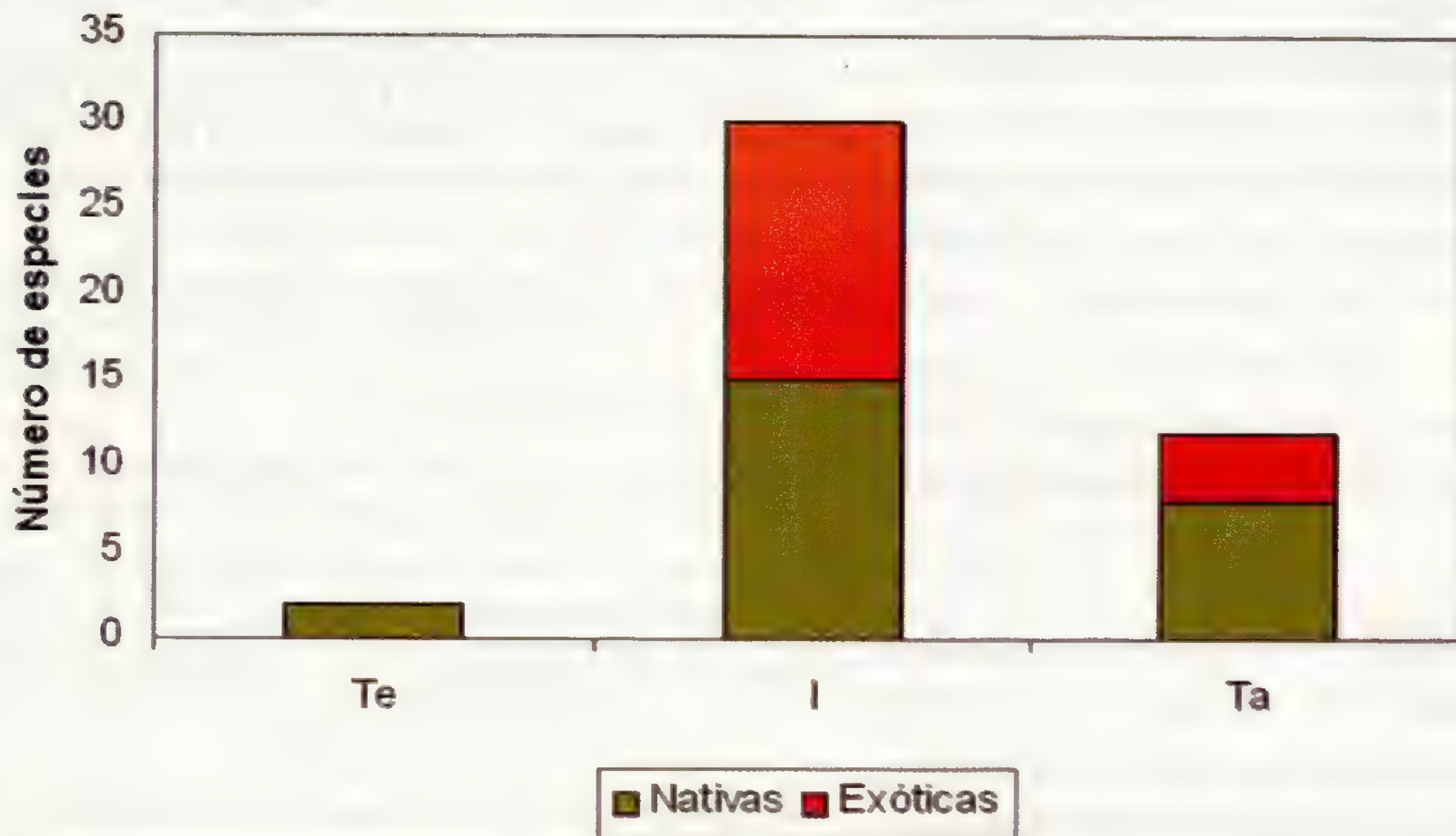


Fig. 5: Número de especies visitadas según la época de floración y origen. Te: Temprana; I: Intermedia; Ta: Tardía.

Del total de especies registradas se observó que de acuerdo a la acción que las abejas realizan en las flores, el 53 % de las especies fueron utilizadas para la extracción de polen y néctar, el 23 % para polen y el 23 % para néctar, tal como muestra la Fig. 4.

Analizando el origen de las especies se encontró que el 54% pertenecen a especies nativas y el 46% exóticas, entre las que se incluyen las adventicias y cultivadas. En el Cuadro 2 se muestra la relación que existe entre la intensidad de visita y el origen de las especies.

Con relación a la época de floración, se registró un aumento del número de especies florecidas con actividad de abejas desde las Tempranas, llegando a su máximo en las Intermedias y decreciendo hacia los meses siguientes. También se observa el uso de especies nativas en todo el período de actividad de las abejas, mientras que las exóticas son utilizadas en época Intermedia a Tardía (Fig. 5).

Discusión y conclusiones

Las familias más importantes por el número de representantes registrados y por la actividad que realizan las abejas en sus flores son: Asteraceae, Mimosaceae, Papilionaceae, Rosaceae, Anacardiaceae y Solanaceae, ya que se clasificaron en tipo 1 y 2,

considerándolas como un buen recurso (Gurini & Basilio, 1995). Las demás familias fueron utilizadas con intensidad variable contribuyendo en la diversificación de la dieta de las abejas, siendo este un requisito indispensable para mantener la colonia en óptimas condiciones.

Tanto la familia Asteraceae como Mimosaceae y Papilionaceae son componentes importantes en las mieles de otras regiones (Costa *et al.*, 1995, Gurini & Basilio, 1995; Tellería, 1995; Forcone & Tellería, 1998; Salgado & Pire, 1998; Basilio, 2000; Basilio & Notinger, 2002; Andrada, 2003; Fagundez & Caccavari, 2003), por lo que se puede observar una preferencia por parte de esta abeja en la utilización de representantes de estas familias.

Un comentario especial merece la familia Loranthaceae, que comprende arbustos hemiparásitos, que florecen hacia fines de verano y en otoño y son visitadas por las abejas cuando no hay otra oferta floral disponible. Las especies de esta familia son polinizadas casi exclusivamente por aves, mientras que la entomofilia es mucho menos frecuente (Galeto *et al.*, 1990), pero cabe destacar la singular forma de acceder al néctar que poseen las abejas, ya que aprovechan las perforaciones realizadas por los abejorros en la base del tubo corolino, introduciendo de este modo su aparato bucal y robando el néctar.

En cuanto el origen, se observa una fuerte influencia de componentes nativos, indicando una adaptación por parte de este insecto a la flora disponible. Las especies pertenecientes a las familias Papilionaceae y Rosaceae, que fueron clasificadas como tipo 1 y 2, son de origen exótico y están relacionadas con las actividades agropecuarias que se realizan en la región, por lo que reflejan el valor que tienen las plantas cultivadas para la actividad de las abejas.

El máximo de floración se da en época intermedia, con el mayor número de especies florecidas, coincidiendo con una mayor actividad en la colmena. Este comportamiento se debe a las condiciones climáticas, con un aumento en las temperaturas y el registro de precipitaciones, que favorecen la floración e incentivan el trabajo de las abejas.

La información aportada en este trabajo puede ser utilizada para los apicultores locales ya que contribuye a optimizar la actividad apícola de la región.

Agradecimientos

Las autoras agradecen a la Secretaría de Ciencia y Técnica y Estudios Regionales (SeCTER) de la Universidad Nacional de Jujuy, Argentina, por el subsidio otorgado al Proyecto «Estudios etnobotánicos en el área andina» y por la Beca de Iniciación a la Investigación «Especies de interés apícola de la Quebrada de Humahuaca» que financiaron este trabajo y al Sr. Daniel Esteban Araya por su colaboración en las tareas de campo.

Literatura citada

- Andrada, A. C.** 2003. Flora utilizada por *Apis mellifera* L. en el sur del Caldenal (Provincia Fitogeográfica del Espinal), Argentina. *Rev. Mus. Argentino Cienc. Nat., n. s.* 5(2): 329-336.
- Basilio, A.** 2000. Cosecha polínica por *Apis mellifera* (Hymenoptera) en el bajo Delta del Paraná: comportamiento de las abejas y diversidad del polen. *Rev. Mus. Argentino Cienc. Nat., n. s.* 2(2): 111-121
- Basilio, A. M. & M. Noetinger.** 2002. Análisis polínico de las mieles de la Región Chaqueña: Comparación del origen floral entre las zonas; domo central y esteros, cañadas y selvas de ribera. *RIA* 31(2): 127-134.
- Bedascarrabure, E. L. & L. M. Maldonado.** 1995. Perspectiva de la Apicultura en el NOA. PROAPI. INTA.
- Braun Wilke, R., Santos, E. E., Picchetti, L. P., Larran, M. T., Guzman, G. F. Colarich, C. R. & C. A. Casoli** 2000. Carta de Aptitud Ambiental de la Provincia de Jujuy. Arte-Ciencia. Jujuy en el Presente. REUN. UNJu.
- Cabrera, A. L.** 1976. Regiones Fitogeográficas Argentinas. En L. R. Parodi, Enciclopedia Argentina de Agricultura y Jardinería 2(1): 1-85. 2° ed. Ampliada y actualizada por W. F. Kugler. Buenos Aires.
- Cabrera, A. L. (ed.)** 1978. Flora de la Provincia de Jujuy. Colecc. Cient. INTA XIII(10): 1-726. Compositae.
- Carretero, J. L.** 1989. Análisis Polínico de la Miel. Ediciones MundiPrensa. Madrid. España.
- Costa, M. C., Decolatti, N. & F. Godoy.** 1995. Análisis polínico de las mieles del norte de la Provincia de San Luis (Argentina). *Kurtziana* 24: 133-144.
- Fagundez, G. A. & M. A. Caccavari.** 2003. Caracterización polínica y organoléptica de algunas mieles monoflorales del centro de la provincia de Entre Ríos. Argentina. *Polen* 12: 77 - 95.
- Forcone, A. & M. C. Telleria.** 1998. Caracterización palinológica de las mieles del valle inferior del Río Chubut (Argentina). *Darwiniana* 36(1-4): 81-86.
- Galetto, L., Bernardello, L. M. & H. R. Juliani.** 1990. Acerca del nectario, néctar y visitantes florales en *Ligaria cuneifolia* (Loranthaceae). *Darwiniana* 30(1-4): 155-161.
- Gurini, L. B. & A. Basilio.** 1995. Flora apícola del Delta del Paraná. *Darwiniana* 33(1-4): 337-346.
- Holmgren, P. K., Holmgren, N. H. & L. C. Barnett.** 1990. Index herbariorum. Part I: The Herbaria of the World. Regnum Vegetabile 120. IAPT. New York Bot. Garden. New York. USA.
- Persano Oddo, L., Piana, M. L. & G. R. D' Albore.** 2007. I Mieli Regionali Italiani. Caratterizzazione melissopalinoologica. Ministero delle Politiche Agricole Alimentari e Forestali. C.R.A. Istituto Sperimentale per la Zoología Agraria, Sezione di Apicultura. Roma. Italia.
- Salgado, C. R. & S. M. Pire.** 1998. Análisis polínico de las mieles del noroeste de la Provincia de Corrientes (Argentina). *Darwiniana* 36(1-4): 87-93.
- Samman, N. & L. C. Lupo.** 2003. Producción Regional Exportable-Programa Jujeño de Desarrollo Apícola. I Informe Parcial. Consejo Federal de Inversiones-Universidad Nacional de Jujuy. Jujuy. Argentina.
- Santana-Michel, F., Cervantes-Aceves, N & N. J. Jimenez-Reyes.** 1998. Flora melífera del Estado de Colima. Mexico. IBUG 6(2-3): 251-277.
- Telleria, M. C.** 1995. Plantas de importancia apícola del distrito oriental de la Región Pampeana. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 30(3-4):131-136.

Anexo I: Material examinado.

Todos los materiales han sido coleccionados en la Provincia de Jujuy, Argentina y están depositados en el Herbario del Museo de Farmacobotánica «J. A. Domínguez» de la Facultad de Farmacia y Bioquímica de la Universidad de Buenos Aires (BAF), por lo tanto estos datos no se citan para cada especie.

Anacardiaceae:

Schinus areira L. Dpto. Tilcara: Pucará, 09/XI/1997, *Sánchez* 40.

Apiaceae:

Petroselinum crispum (Mill.) Nym. Dpto. Tilcara. 26/XI/1996, *Sánchez* 33.

Asteraceae:

Baccharis salicifolia (Ruiz & Pav.) Pers. Dpto. Tilcara: Pucará, 07/III/1999, *Sánchez* 68.

Bidens pilosa L. var. *minor* (Blume) Shertf Dpto. Tilcara: Pucará, 08/XII/1999, *Sánchez* 70.

Carduus thoermeri Weinm. Dpto. Humahuaca: Percher, 08/XII/1999, *Sánchez* 71.

Cichorium intybus L. Dpto. Tilcara: Pucará, 19/IV/1997, *Sánchez* 36.

Cirsium vulgare (Savi) Ten. Dpto. Tilcara: Pucará, 09/XI/1997, *Sánchez* 47.

Senecio creameiflorus Mattf. Dpto. Tilcara: Pucará, 19/I/1998, *Sánchez* 62.

Senecio tilcarensis Cabrera Dpto. Tilcara: Pucará, 09/XI/1997, *Sánchez* 52.

Sonchus oleraceus L. Dpto. Tilcara: Pucará, 09/XI/1997, *Sánchez* 43.

Taraxacum officinale Weber ex F. H. Wigg. Dpto. Tilcara: Pucará, 09/XI/1997, *Sánchez* 49.

Tessaria absinthioides (Hook. & Arn.) DC. Dpto. Tilcara: Pucará, 07/III/1999, *Sánchez* 65.

Tragopogon porrifolius L. Dpto. Tilcara: 09/XI/1997, *Sánchez* 42.

Viguiera tucumanensis (Hook. & Arn.) Giseb. var. *discoidea* (Griseb.) Cabrera Dto. Tilcara: Pucará, 19/IV/1997, *Sánchez* 37.

V. tucumanensis (Hook. & Arn.) var. *tucumanensis*. Dpto. Tilcara: Purmamarca a 2 Km al N del puesto de Gendarmería, 07/III/1999, *Sánchez* 67.

Buddlejaceae

Buddleja tucumanensis Griseb. Dpto. Tilcara: Pucará, 09/XI/1997, A. C. *Sánchez* 45.

Cactaceae

Opuntia sp. Dpto. Tilcara: Pucará, 08/XII/1997, *Sánchez* 58.

Caesalpiniaceae

Caesalpinia trichocarpa Griseb. Dpto. Tilcara, Pucará: 08/XII/1997, *Sánchez* 55.

Cercidium andicola Griseb. Dpto. Tilcara: Pucará, 08/XII/1997, *Sánchez* 57.

Senna crassiramea (Benth.) H. S. Irwin & Berneby Dpto. Tilcara: Pucará, 08/XII/1997, *Sánchez* 56.

Dipsacaceae

Dipsacus sativus (L.) Honck. Dpto. Tilcara: Pucará, 19/IV/1997, *Sánchez* 35.

Scabiosa atropurpurea L. Dpto. Tilcara: Pucará, 19/IV/1997, *Sánchez* 34.

Elaeagnaceae

Elaeagnus angustifolia L. Dpto. Tilcara: Pucará, 26/XI/1996, *Sánchez* 31.

Loranthaceae

Ligaria cuneifolia (Ruiz & Pav.) Tiegh. Dpto. Tilcara: Pucará, 19/IV/1999, *Sánchez* 38.

Tristerix verticillatus (Ruiz & Pav.) Barlow & Wiens. Dpto. Tilcara: Pucará, 19/IV/1999, *Sánchez* 66.

Mimosaceae

Acacia aroma Gillies ex Hook. & Arn. Dpto. Tilcara: Hornillos, 08/XII/1999, *Sánchez* 76.

A. caven (Molina) Molina. Dpto. Tilcara: Pucará, 08/XII/1999, *Sánchez* 77.

A. visco Lorentz ex Griseb. Dpto. Tilcara: Tilcara, 09/XI/1997, *Sánchez* 39.

Prosopis ferox Griseb. Dpto. Tilcara: Hornillos, 08/XII/1999, *Sánchez* 75.

Papilionaceae

Lathyrus latifolius L. Dpto. Tilcara: Pucará, 09/XI/1997, *Sánchez* 41.

Medicago sativa L. Dpto. Tilcara: Pucará, 09/XI/1997, *Sánchez* 50.

Melilotus albus Desr. Dpto. Tilcara: Pucará, 09/XI/1997, *Sánchez* 51.

Rosaceae

Malus domestica Borkh. Dpto. Tilcara: Pucará, 23/XII/1997, *Sánchez* 60^a.

Prunus persica (L.) Batsch. Dpto. Tilcara: Pucará, 09/XI/1997, *Sánchez* 61.

Pyrus communis L. Dpto. Tilcara: Pucará, 23/XII/1997, *Sánchez* 60^b.

Saxifragaceae

Philadelphus sp. Dpto. Tilcara, 26/XI/1996, *Sánchez* 32.

Scrophulariaceae

Agalinis fiebrigii (Diels) D' Arcy. Dpto. Tilcara, 09/XI/1997, *Sánchez* 48.

Solanaceae

Nicotiana glauca Gragham. Dpto. Tilcara, 26/XI/1996, *Sánchez* 32.

Tamaricaceae

Tamarix gallica L. Dpto. Tilcara: Tunalito, 08/XII/1999, *Sánchez* 73.

Cuadro 1: Especies visitadas por *Apis mellifera*. N: néctar, P: polen, N y P: néctar y polen. Te: temprana, I: intermedia, Ta: tardía, Te - I: temprana - intermedia, I - Ta: intermedia - tardía.

Especie	Origen	Intensidad de visitas	Actividad	Época de floración
Anacardiaceae				
<i>Schinus molle</i>	Nativa	2	N	I
Apiaceae				
<i>Petroselinum crispum</i>	Exótica	3	P	I
Asteraceae				
<i>Baccharis salicifolia</i>	Nativa	2	P y N	Ta
<i>Bidens pilosa</i> var. <i>minor</i>	Nativa	4	P y N	I
<i>Carduus thoermeri</i>	Exótica	2	P	I - Ta
<i>Cichorium intybus</i>	Exótica	2	P y N	Ta
<i>Cirsium vulgare</i>	Exótica	2	P y N	I
<i>Senecio creameiflorus</i>	Nativa	4	P y N	I
<i>Senecio tilcarensis</i>	Nativa	1	P	Te - I
<i>Sonchus oleraceus</i>	Exótica	3	P	I
<i>Taraxacum officinale</i>	Exótica	2	P y N	I
<i>Tessaria absinthioides</i>	Nativa	1	P y N	I - Ta
<i>Tragopogon porrifolius</i>	Exótica	3	P	I
<i>Viguiera tucumanensis</i> var. <i>discoidea</i>	Nativa	2	P	Ta
<i>V. tucumanensis</i> var. <i>tucumanensis</i>	Nativa	2	P	Ta
Buddlejaceae				
<i>Buddleja tucumanensis</i>	Nativa	3	N	I
Cactaceae				
<i>Opuntia</i> sp.	Nativa	4	P y N	I
Caesalpiniaceae				
<i>Caesalpinia trichocarpa</i>	Nativa	4	P y N	I
<i>Cercidium andicola</i>	Nativa	4	P	I
<i>Senna crassiramea</i>	Nativa	4	P y N	I - Ta
Dipsacaceae				
<i>Dipsacus sativus</i>	Exótica	3	N	Ta
<i>Scabiosa atropurpurea</i>	Exótica	3	P	Ta
Elaeagnaceae				
<i>Elaeagnus angustifolia</i>	Exótica	3	N	I
Loranthaceae				
<i>Ligaria cuneifolia</i>	Nativa	3	N	Ta
<i>Tristerix verticillatus</i>	Nativa	3	N	Ta
Mimosaceae				
<i>Acacia aroma</i>	Nativa	1	P y N	I
<i>A. caven</i>	Nativa	1	P y N	I
<i>A. visco</i>	Nativa	1	P y N	I
<i>Prosopis feroz</i>	Nativa	1	P y N	I
Papilionaceae				
<i>Lathyrus latifolius</i>	Exótica	3	P y N	I
<i>Medicago sativa</i>	Exótica	2	N	I
<i>Melilotus albus</i>	Exótica	1	N	I
Rosaceae				
<i>Malus domestica</i>	Exótica	2	P y N	I
<i>Prunus persica</i>	Exótica	2	P y N	I
<i>Pyrus communis</i>	Exótica	2	P y N	I
Saxifragaceae				
<i>Philadelphus</i> sp.	Exótica	3	P y N	I
Scrophulariaceae				
<i>Agalinis fiebrigii</i>	Nativa	3	N	Ta
Solanaceae				
<i>Nicotiana glauca</i>	Nativa	2	P y N	Te - I
Tamaricaceae				
<i>Tamarix gallica</i>	Exótica	3	P y N	I

Notas sobre el conocimiento de la flora en la Cordillera del Cóndor y Áreas Adyacentes en el Perú

Notes on the knowledge of the flora in the Cordillera del Condor and Adjacent Areas in Peru

Eric F. Rodríguez Rodríguez & Sandra J. Arroyo Alfaro

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

David A. Neill

Missouri Botanical Garden, c/o Naturaleza y Cultura Internacional, Avda. Pío Jaramillo y Venezuela, Loja, ECUADOR. david.neill@mobot.org

Rodolfo Vásquez Martínez & Rocío Rojas Gonzáles

Jardín Botánico de Missouri - Oxapampa, Pasco, PERU. jbmperu@speedy.com.pe

Blanca León

Plant Resources Center, University of Texas at Austin, 1 University Station F0404, Austin, TX 78712-0471, U.S.A. & Museo de Historia Natural de la U.N.M.S.M. Av. Arenales 1256, Apto. 14-0434, Lima-14, PERÚ. blanca.leon@mail.utexas.edu

José R. Campos de la Cruz

Museo de Historia Natural de la U.N.M.S.M.. Av. Arenales 1256, Apto. 14-0434, Lima-14, PERÚ. joricampos@yahoo.es

Margarita Mora Costilla

Asociación Peruana para la Conservación de la Naturaleza-Trujillo (APECO-Trujillo), Trujillo, PERÚ. apeco_tru@yahoo.es

Resumen

La Cordillera del Cóndor, ubicada en la frontera internacional entre Perú y Ecuador, recorre 150 km de norte a sur, con una elevación máxima de ca. 2900 m. Forma parte de la cadena discontinua de las Cordilleras Subandinas al este de los Andes. Estas cordilleras tienen en común ciertas características geológicas y florísticas sólo comparable con los tepuis de los Altos de Guayana de Venezuela, además de incluir elementos florísticos, no encontrados en la propia región andina. Las actividades antropogénicas, como la deforestación y actividad minera, se han incrementado en los últimos años, por lo que su biodiversidad, con importantes endemismos y enorme potencial económico corre el riesgo de perderse. Las iniciativas de conservación e inventarios florísticos son urgentes.

En el presente artículo se da a conocer el estado actual de los estudios de la flora en la Cordillera del Cóndor y áreas adyacentes en la parte del Perú, señalándose rasgos de la ecología, geología y vegetación, las colecciones y colectores, diversidad florística, relación con la región de la Guayana, especies nuevas, endemismos y registros nuevos para el Perú. Se propone estrategias para la conservación de este ecosistema. Se plantea que la conservación en la parte peruana debe involucrar un plan integral en toda su extensión.

Palabras clave: Estado actual, Flora, Cordillera del Cóndor, Perú, conservación.

Abstract

The Cordillera del Condor located between Peru and Ecuador runs north to south through 150 km, reaching 2900 m elevation at its highest point. This range is part of the sub Andean cordillera located east of the Andes. Its flora and geology are comparable to the Tepuis from Venezuelan Guayana. In addition some of its floristic elements are not found in the Andes. Anthropogenic activities, such as deforestation and mining, have increased the last years, therefore Condor's biodiversity, including endemisms and potential economic value run the risk of becoming extinct. Conservation proposals and floristic inventories are needed. This article provides an overview of the floristic work done in the study area, summarizing what is known about the ecology, geology, vegetation, botanical collection, floristic diversity and relation with the Guayana region, including a list of new species, endemisms, new records for the country. Here, we also propose for the Peruvian side of the Cordillera an integrated approach.

Key words: Present state, Flora, Cordillera del Condor, Peru, conservation.

Introducción

El norte del Perú es depositario aún de una serie de vacíos botánicos debido a la falta de exploraciones e inventarios florísticos y sistemáticos. Uno de ellos es la región de la Cordillera del Cóndor. Esta región es una extensión oriental de la cadena andina principal que se extiende alrededor de 150 km de norte al sur en la frontera internacional entre Ecuador y Perú, alcanzando una elevación máxima de cerca de 2900 m.s.n.m. El Cóndor forma parte de la cadena discontinua de las cordilleras subandinas que se sitúan entre la Cordillera Oriental y las tierras bajas de la Amazonía, paralela a la cadena andina principal, pero a elevaciones más bajas y separada de la Cordillera Oriental principal por valles de menor altitud. Además del Cóndor, existen otras cordilleras subandinas como las cordilleras Azul y Yanachaga en Perú y las cordilleras Galeras y Cutucú en Ecuador. En el Perú también se presentan ramales subandinos sureños de la Cordillera del Cóndor enclavados en la Provincia de San Ignacio (e.g. Distritos San José de Lourdes y Huarango) en el Dpto. Cajamarca. Estas cordilleras están compuestas principalmente de sedimentos terciarios y mesozoicos de rocas areniscas y calizas, con intrusiones de rocas ígneas, depositadas en la margen occidental de Suramérica antes del levantamiento de los Andes y levantadas concurrentemente con la cordillera andina, principalmente en los últimos cuatro millones de años; mientras que la Cordillera oriental esta compuesta de roca metamórficas y volcánica. Las Cordilleras Subandinas aún poco estudiadas científicamente, tienen en común ciertas características geológicas y florísticas sólo comparables con los tepuis de los Altos de Guayana de Venezuela, con elementos de la flora en un típico patrón de disyunción. Las cordilleras subandinas, extendiéndose más de 10 grados de latitud norte-sur, deberían ser consideradas como una región biogeográfica propia y no asociadas con la Cadena Oriental (e.g., las «ecoregiones» de Dinerstein *et al.*, 1995). Este nuevo concepto de las cordilleras subandinas tiene implicaciones para la interpretación de la historia evolutiva de Sudamérica y también para la planificación de la conservación en la región (Berry *et al.*, 1995; Neill, 1999, 2003; Neill *et al.*, 2007).

Recientes trabajos botánicos de campo en Ecuador y Perú han revelado una fascinante e inesperada conexión biogeográfica entre las cordilleras subandinas y el Escudo Guayanés ubicado en el noreste de Sudamérica (Berry *et al.*, 1995; Foster & Beltrán, 1997; Neill, 1999, 2003, 2005; Neill *et al.*, 2007), así como se ha revelado su importancia por concentrar una alta diversidad (e.g. Vargas *et al.*, 2004). Esta región puede tener la «flora más rica de cualquier área de tamaño similar dondequiera en el Neotrópico» (Schulenberg & Awbrey, 1997), y probablemente represente una de las zonas con concentraciones altas de especies de plantas vasculares aún desconocidas científicamente. Se estima que la flora del Cóndor excede las 4,000 especies de plantas vasculares (Neill *et al.*, 2007).

La deforestación y actividad minera constituyen los agentes de cambio más controversiales en los últimos años, por lo que las iniciativas de conservación y de mayores inventarios florísticos son urgentes. Desde el año 2005 las colecciones en Ecuador y Perú se han enfatizado, gracias al proyecto binacional «Flora de la Cordillera del Cóndor de Ecuador y Perú, 2005-2007» entre las instituciones MO, HUT, LOJA y QCNE (acrónimos citados en Holmgren *et al.*, 1990).

En la parte peruana, existen diversos estudios taxonómicos y florísticos donde se citan especies de la región del Cóndor, como las listadas en Foster & Beltrán (1997), Beltrán *et al.* (1999), Beltrán & Galán de Mera (2001), Rodríguez *et al.* (2004), Ulloa Ulloa *et al.* (2004), Smith *et al.* (2005), Rodríguez *et al.* (2006 b, c), Rodríguez *et al.* (2007) y Molina & Struwe (2008). El único estudio florístico integral para la región es el efectuado por Rodríguez *et al.* (2006 a), quienes dieron a conocer un Catálogo preliminar de 167 familias, 694 géneros y 1382 especies.

Consecuentemente, a fin de seguir contribuyendo al mejor conocimiento de la flora del Perú, el objetivo de estas notas es reseñar el estado actual de los estudios de la Flora en la Cordillera del Cóndor y Áreas adyacentes en la parte del Perú, incluyendo la ecología, geología y vegetación, diversidad florística, relación con la región de la Guayana, colecciones y colectores, especies

nuevas, endemismos, registros nuevos para el Perú; así como el estado actual de conservación y estrategias para la conservación de este ecosistema.

Material y Métodos

Área de Estudio:

La región de la Cordillera del Cóndor presenta alrededor de 150 km de norte al sur, con una elevación máxima de ca. 2900 m, ubicada en la frontera internacional entre Perú y Ecuador. Abarca un área de cerca de 1,1 millones de hectáreas (11.000 km²), incluyendo cerca de 700.000 ha en el sudeste del Ecuador y 400.000 ha en el norte de Perú adyacente, entre 3°00'S a 4°30'S y 78°00' W a 79°00'W (ver Neill *et al.*, 2007).

En el Perú, el área de estudio incluye las cuencas superiores del Río Cenepa y del Río Comaina, la Cordillera de Huaracayo y las áreas superiores de la Cordillera del Cóndor adyacentes a la frontera Perú-Ecuador, en la Provincia de Condorcanqui, Departamento de Amazonas, y está dentro de la hoy fragmentada Zona Reservada Santiago-Comaina (Cenepa, Río Santiago y Nieva) que incluye a los recientemente creados Parque Nacional Ichigkat Muja-Cordillera del Cóndor y Reserva Comunal de Tuntanain. Así mismo se incluye la parte ubicada en la Provincia de Bagua, Dpto. Amazonas, y la extensión hacia el sur de la Cordillera del Cóndor, ubicada al este del Río Chinchipe: la Cordillera Huarango o Romerillo, y la Cordillera al noreste de San José de Lourdes, en la parte noroccidental de los Distritos de Huarango y San José de Lourdes, Provincia San Ignacio, Departamento de Cajamarca (ver Neill *et al.*, 2007). El área de estudio, se encuentra en la zona fitogeográfica de Amotape-Huancabamba (Weigend, 2002, 2004).

Material y Metodología de Estudio:

Se consideró los datos de la Flora de la región del Cóndor de Rodríguez *et al.* (2006a), trabajo basado en el análisis de ca. 6,000 registros botánicos [depositados en uno de los herbarios siguientes: F, HUT, MO y USM (acrónimos en Holmgren *et al.*, 1990)]. Las colecciones fueron obtenidas, tanto por

el personal del Herbarium Truxillense (HUT) como del Missouri Botanical Garden (MO) en el marco del Programa Flora del Perú desarrollado entre los años 1995 y 2006; así como de las colecciones de Beltrán & Foster (1994), Cavero *et al.* (1994) y otros colectores. El material estudiado corresponde a las recolecciones efectuadas en el Departamento de Amazonas, Provincia Condorcanqui: Cabecera del Río Comaina, incluye cerro Machinaza, (1000-2150 m; 3°52'42"S-3°55'00"S, 78°25'24"-78°25'48"W); zona fronteriza peruano-ecuatoriana de: Coangos: (670-1050 m, 03° 02'55"S-78°13'41"W); Cóndor Mirador (Zamora-Chinchipe) (1975 m, 03°37'41"S-78° 23'42" W); y Departamento de Cajamarca, Provincia de San Ignacio, al este del río Chinchipe, Distrito San José de Lourdes: 04° 59'20"S-78°53'25 W, incluye Cerro Bolo o Cerro La Yegua a 2250-2500 m y Cerro Picorana a 2850 m; Distrito Huarango: Cordillera Huarango: 2510 m, 05° 16'02" S-78° 41'03.6"W. La información se encuentra en las Bases de Datos tanto del Herbarium Truxillense (HUT) de la Universidad Nacional de Trujillo, como en Tropicos del Missouri Botanical Garden [MO, <http://mobot.mobot.org/W3T/Search/vast.html>, www.tropicos.org] y en el Herbario del Field Museum of Chicago [F, <http://emuweb.fieldmuseum.org/botany/detailed.php>].

Se ha revisado también fuentes bibliográficas que incluyen datos sobre la Flora de la región del Cóndor para el lado peruano, tales como: Foster & Beltrán (1997), Beltrán *et al.* (1999), Beltrán & Galán de Mera (2001), Rodríguez *et al.* (2004), Ulloa Ulloa *et al.* (2004), Smith *et al.* (2005), Rodríguez *et al.* (2006 a, b, c), Rodríguez *et al.* (2007) y Molina & Struwe (2008). Se contrastó la información de las plantas endémicas con el Libro Rojo de las Plantas Endémicas del Perú (León *et al.*, 2007). Para la parte de Ecología y Geología se ha utilizado a: Anderson (1981), Duivenvoorden & Lips (1995), Gregory-Wodzicki (2000), Neill (1999, 2003, 2005, 2006), Rodríguez *et al.* (2004, 2006 a,b,c, 2007) y Neill *et al.* (2007). Y para la parte de las relaciones con la región de la Guayana a: Berry *et al.* (1995), Schulenberg & Awbrey, (1997), Foster & Beltrán (1997), Neill (1999, 2003, 2005, 2006), Rodríguez *et al.* (2006c), Ulloa Ulloa & Neill (2006) y Neill *et al.* (2007).

Resultados y Discusión

Ecología, Geología y Vegetación:

La Cordillera del Cóndor y sus ramales sureños forman parte de la cadena discontinua de las cordilleras subandinas, tiene ciertas características florísticas y geológicas particulares. Esta cordillera incluye principalmente sedimentos del Terciario y del Mesozoico de rocas areniscas y calizas, con intrusiones de rocas ígneas (e.g.: Gil-Rodríguez *et al.*, 2001). Las cimas que pueden llegar hasta los 2,900 m, están compuestas parcialmente de roca arenisca, geológicamente son más jóvenes que los «tepui» o «tepuyes» de la Región de la Guayana (Berry *et al.*, 1995).

La historia geológica de la región de la Cordillera del Cóndor es una clave importante para entender su composición florística y sus supuestas relaciones biogeográficas con el Escudo Guayanés. Campbell (1971) citado por Neill *et al.* (2007), menciona, de estudios en el lado ecuatoriano, que las formaciones sedimentarias marinas y epicontinentales en esta región subandina fueron depositadas en el margen occidental de Sudamérica durante el Mesozoico y Cenozoico (Terciario) temprano, antes del levantamiento andino; los sedimentos fueron derivados de la erosión de los antiguos Escudos Guayanés y Brasileños. Los estratos sedimentarios expuestos en la región del Cóndor se extienden desde la formación más antigua, la jurásica temprana de Santiago, con rocas calizas e intercalaciones volcánicas, hasta la más reciente, la formación Tena del Paleoceno y Eoceno temprano, formada de arcillas rojizas. De interés particular para el presente estudio es la formación arenisca de Hollín, ocurrida a mediados del cretácico (aptiano-albiano) hace 100 millones de años y el estrato sobre ella, la formación Napo de roca caliza. La porción occidental de la región abarca el masivo batolito granítico de Zamora. Los estratos fueron levantados a sus actuales elevaciones con la orogenia andina de la Cordillera Oriental, desde el Mioceno tardío, con la mayoría del levantamiento durante el Plioceno, en los últimos 5 millones de años (e.g. Gregory-Wodzicki, 2000).

Los suelos derivados de la roca arenisca son conocidos generalmente por ser altamente ácidos y muy pobres en

nitrógeno, fósforo y otros nutrientes. La vegetación de la roca arenisca y de la arena blanca podzolizada está típicamente esclerofilada y de tamaño reducido; una capa gruesa de turba se forma con frecuencia encima del substrato oligotrófico (Anderson, 1981; Duivenvoorden & Lips, 1995). Esta formación característica sobre suelos de arena blanca suele denominarse por los nativos Jíbaros (Nación Aguaruna) como «Campau» (e.g. en Tayu Mujaji, Prov. Bagua). Así mismo, los ácidos húmicos disueltos en el agua que drenan de los substratos de arena blanca y roca arenisca imparten al agua la coloración de las «aguas negras» en las quebradas y ríos. Estas características de la vegetación de la roca arenisca se observan en la región de la Cordillera del Cóndor y sus ramales sureños.

El bosque sobre la roca arenisca, a una elevación de 1000 m, es muy denso con árboles pequeños de fustes delgados y un dosel de 10 m de alto o menos. Mientras que en zonas más bajas donde existe el bosque en la roca no-arenisca, generalmente sobre suelos negros, es mucho menos denso con árboles más grandes y una altura del dosel de 25 m o más. La vegetación boscosa en las crestas de roca arenisca es pequeña (2000 m de elevación), un matorral enano, muy denso con el dosel de cerca de 5 m, presentan hojas gruesas, esclerófilas y diminutas, dominados los géneros *Weinmannia* L. (Cunoniaceae) y *Clethra* L. (Clethraceae). Sin embargo, la vegetación que crece en la roca no-arenisca es un bosque nublado andino más típico y se encuentra con un dosel de alrededor 20 m de alto (Neill, 1999, 2003, 2005, 2006; Rodríguez *et al.*, 2004, 2006 a,b,c, 2007; Neill *et al.*, 2007).

Muchas de las especies que ocurren en la roca arenisca aparecen restringidas fuertemente a ese tipo del substrato, incluyendo los disyuntos de la Guayana, pero ciertas especies carecen evidentemente de tal especificidad al substrato, y ocurren tanto en la roca arenisca así como en suelos derivados de la piedra caliza y de las rocas ígneas.

La Diversidad Florística y su relación con la Región de la Guayana:

La región del Cóndor puede tener la «flora más rica de cualquier área de tamaño similar

dondequiera en el Neotrópico» (Schulenberg & Awbrey, 1997; Neill, 2005; Neill *et al.*, 2007). Foster & Beltrán (1997) mencionan que si se tomaran a las orquídeas como un indicador, el Cóndor está lleno de novedades, de las 40 especies examinadas, 26 son nuevas para la ciencia. Para esta región con poca exploración y características ambientales particulares, se estima que la flora excede las 4,000 especies de plantas vasculares (Neill *et al.*, 2007). Neill (2006), indica que los inventarios florísticos recientes revelan una diversidad beta muy alta correspondiente a esta complejidad geológica. La flora de las mesetas de arenisca, presentan dos patrones fitogeográficos muy llamativos: a) presencia de géneros andinos típicos como *Weinmannia* L. (Cunoniaceae) y *Clethra* L. (Clethraceae), que constituyen bosques con árboles pequeños, hojas diminutas, gruesas y esclerófilas que crecen en condiciones edáficas extremas de las areniscas, y que han evolucionado a especies localmente endémicas. b) especies, con un patrón geográfico disyunto, dado que pertenecen a géneros característicos o endémicos de los «tepui» del Escudo Guayanés a 3,000 km al noreste de Sudamérica. Un número importante de géneros de plantas vasculares, considerados anteriormente como endémicos a las mesetas de roca arenisca o «tepui» de la región de Guayana, se han encontrado como «disyuntas» en porciones de la roca arenisca de la Cordillera del Cóndor y en otras cordilleras sub-andinas, pero no en la región andina típica. Estos géneros disyuntos incluyen *Stenopadus* S.F. Blake (Asteraceae), *Digomphia* Benth. (Bignoniaceae), *Everardia* Ridl. (Cyperaceae), *Euceraea* Mart. (Flacourtiaceae), *Phainantha* Gleason (Melastomataceae), *Pterozonium* Fée (Pteridaceae), *Perissocarpa* Steyerl. & Maguire (Ochnaceae), *Retiniphyllum* Bonpl. (Rubiaceae), *Bonnetia* Mart. (Theaceae), y *Aratitiopea* Steyerl. & P.E. Berry (Xyridaceae) (Berry *et al.*, 1995; Foster & Beltrán, 1997; Neill, 1999, 2003, 2005; Rodríguez *et al.*, 2006c; Ulloa Ulloa & Neill, 2006).

Existen ciertos taxones comunes a las cordilleras sub-andinas tales como: e.g.: *Cyathea* Sm. (Cyatheaceae), *Schizaea* Sm. (Schizaeaceae); *Ilex*

L. (Aquifoliaceae), *Schefflera* J.R. Forst. & G. Forst. (Araliaceae), *Dillandia* V.A. Funk & H. Rob. (Asteraceae), *Hedyosmum* Sw. (Chloranthaceae), *Clethra* L. (Clethraceae), *Clusia* L. (Clusiaceae), *Weinmannia* L. (Cunoniaceae), *Paepalanthus* Mart. (Eriocaulaceae), *Symbolanthus* G. Don y *Macrocarpaea* (Griseb.) Gilg (Gentianaceae), *Miconia* Ruiz & Pav. (Melastomataceae), *Cybianthus* Mart. (Myrsinaceae), *Pagamea* Aubl., *Remijia* DC. y *Schradera* Vahl (Rubiaceae), *Freziera* Willd. y *Ternstroemia* Mutis ex L. f. (Theaceae); *Bomarea* Mirb. (Alstroemeriaceae), *Anthurium* Schott (Araceae), *Pitcairnia* L'Hér. (Bromeliaceae), *Burmannia* L. (Burmanniaceae), *Elleanthus* C. Presl, *Epidendrum* L., *Lepanthes* Sw. y *Maxillaria* Ruiz & Pav. (Orchidaceae). Así mismo, *Purdiaea nutans* Planch. (Cyrillaceae), *Drimys granadensis* L.f. (Winteraceae), especies de Ericaceae y Lauraceae, entre otras.

Los estudios florísticos en la Cordillera del Cóndor y áreas adyacentes, Perú:

En la parte peruana, se conocen diversos estudios taxonómicos y florísticos que incluyen especies de la región, todas ellas se encuentran listadas en Foster & Beltrán (1997), Beltrán *et al.* (1999), Beltrán & Galán de Mera (2001), Rodríguez *et al.* (2004), Ulloa Ulloa *et al.* (2004), Smith *et al.* (2005) y Rodríguez *et al.* (2006 a, b, c), Rodríguez *et al.* (2007). Molina & Struwe (2008) adicionan dos especies nuevas de *Symbolanthus* (Gentianaceae) para la región. Sin embargo, el único estudio florístico integral para la región fue elaborado por Rodríguez *et al.* (2006 a), quienes dieron a conocer un catálogo preliminar de 167 familias, 694 géneros y 1382 especies, adicionando 94 especies a la flora peruana.

Las colecciones y los colectores:

Existe una colección constituida por aproximadamente 6,000 registros botánicos provenientes de la Cordillera del Cóndor y sus ramales sureños, catalogadas y depositadas principalmente en los herbarios siguientes: F, HUT, MO y USM (Rodríguez *et al.*, 2006a). En 1994, R. Foster en

colaboración con *H. Beltrán* recolectaron en la meseta de roca arenisca de Machinaza, en la cuenca superior del río Comaina; mientras que ese mismo año *Cavero et al.* efectuaron interesantes recolecciones en la misma meseta. En el 2003 y 2005, *D. Neill* con *E. Rodríguez et al.* efectuaron colecciones en la parte fronteriza con Perú denominada Cóndor Mirador y Coangos. Existen numerosas colecciones de los ramales sureños de la Cordillera del Cóndor ubicados en la Provincia San Ignacio (Cajamarca) efectuadas por *R. Vásquez et al.*, *J. Campos et al.*, *C. Díaz et al.*, entre otros (1996-2000) en los distritos de San José de Lourdes y Huarango, y por *E. Rodríguez et al.* en 1997, 2005 y 2006 específicamente en la Cordillera Huarango o Romerillo, la extensión sureña mas importante del Cóndor en la cuenca del río Chinchipe. Otras recolecciones extensivas han sido efectuadas en la parte baja del río Cenepa y Áreas adyacentes (al sur de 4°00' S); esta flora muy relacionada con la existente en el Cóndor (especialmente de aquellas elevaciones, constituidas de roca arenisca y localmente denominadas «campau») está siendo preparada por *R. Vásquez & R. Rojas* (MO) (<http://www.jbmperu.org/cenepa.htm>; [www.](http://www.geocities.com/jbmperu/condor.html)

[geocities.com/jbmperu/condor.html](http://www.geocities.com/jbmperu/condor.html)). Desde el año 2005 las colecciones en Ecuador y Perú se han intensificado, a través del proyecto binacional «Flora de la Cordillera del Cóndor de Ecuador y Perú, 2005-2007» entre las instituciones MO, HUT, LOJA y QCNE, liderado por el Dr. David Neill (MO).

Conocimiento actual de la Flora de la Cordillera del Cóndor y áreas adyacentes, Perú (según Rodríguez et al., 2006 a):

A continuación se presenta un avance del conocimiento de la flora, resaltándose que esta investigación continua, dada la necesidad de efectuar mayores colecciones y determinaciones taxonómicas (*Neill et al.*, en prep.).

Para el lado peruano de la Cordillera, *Rodríguez et al.* (2006 a) registraron 167 familias, 694 géneros y 1382 especies (Tabla 1).

Las familias que se presentan mayor número de géneros son: Orchidaceae (62, 8.93%), Asteraceae (47, 6.77%) y Rubiaceae (45, 6.48%) (Tabla 2). Las

Tabla 1. Taxones registrados en la Cordillera del Cóndor y áreas adyacentes, Perú, 2006.

DIVISION/CLASE	FAMILIAS	GÉNEROS	ESPECIES
PTERIDOPHYTA			
Equisetopsida	1	1	2
Lycopsida	2	4	9
Filicopsida	18	54	143
GYMNOSPERMAE			
Gnetopsida	1	1	1
Pinopsida	1	3	5
MAGNOLIOPHYTA (ANGIOSPERMAE)			
Magnoliopsida (Dicotyledoneae)	124	499	868
Liliopsida (Monocotyledoneae)	20	132	354
TOTAL	167	694	1382

familias que tienen el mayor número de especies son: y Asteraceae (74, 5.35%) (Tabla 3).
Orchidaceae (170, 12.30%), Rubiaceae (119, 8.61%)

Tabla 2. Las 10 familias con el mayor número de géneros en la Flora de la Cordillera del Cóndor y áreas adyacentes, Perú, 2006.

FAMILIAS	Nº GENEROS	% GENEROS
ORCHIDACEAE	62	8.93
ASTERACEAE	47	6.77
RUBIACEAE	45	6.48
FABACEAE	22	3.17
ERICACEAE	16	2.31
MELASTOMATACEAE	16	2.31
SOLANACEAE	16	2.31
EUPHORBIACEAE	14	2.02
POACEAE	14	2.02
GESNERIACEAE	13	1.87
Subtotal	265	38.19
Resto de Familias	429	61.81
TOTAL	694	100.00

Tabla 3. Las 10 familias con el mayor número de especies en la Flora de la Cordillera del Cóndor y áreas adyacentes, Perú, 2006.

FAMILIAS	Nº ESPECIES	% ESPECIES
ORCHIDACEAE	170	12.30
RUBIACEAE	119	8.61
ASTERACEAE	74	5.35
ARACEAE	63	4.56
LAURACEAE	50	3.62
BROMELIACEAE	50	3.62
SOLANACEAE	43	3.11
MELASTOMATACEAE	37	2.68
GESNERIACEAE	32	2.32
POLYPODIACEAE	27	1.95
Subtotal	665	48.12
Resto de Familias	717	51.88
TOTAL	1382	100.00

Las Gimnospermas *Gnetum nodiflorum* Brongn. (Gnetaceae) y *Podocarpus oleifolius* D. Don ex Lamb. (Podocarpaceae) eran las únicas conocidas hasta 1994. Hoy se conocen otras especies de Podocarpaceae que crecen en zonas de transición de arena blanca y suelos negros de los ramales sureños de la Cordillera del Cóndor en la Provincia de San Ignacio (Cajamarca): *Podocarpus macrostachys* Parl., *Podocarpus sprucei* Parl., *Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C.N. Page y *Prumnopitys harmsiana* (Pilg.) de Laub. (ver Farjon, 2001; Vicuña & Mostacero, 2003). No se descarta además la presencia de *Podocarpus tepuiensis* J. Buchholz & N.E. Gray, recientemente identificada en las colecciones efectuadas en Nangaritzta en la parte de la Cordillera del Cóndor de

Ecuador; especie previamente conocida para la tierras altas de Guayana (región de Pantepui) y considerada como otra disyunción a nivel de especie (Neill *et al.*, 2007).

Entre los helechos *Pterozonium brevifrons* (A.C. Sm.) Lellinger (Pteridaceae) está presente en la Cordillera del Cóndor, la cual presenta también poblaciones disyuntas en la región guayanesa.

Especies nuevas:

Las especies nuevas descritas con material botánico recolectado en la parte peruana de la Cordillera del Cóndor y áreas adyacentes, son citadas en la Tabla 4:

Tabla 4. Especies nuevas descritas para la Cordillera del Cóndor y áreas adyacentes, Perú.

ESPECIE	FAMILIA
<i>Anthurium chinchipense</i> Croat & Lingán	ARACEAE
<i>Tournefortia vasquezii</i> J.S. Mill.	BORAGINACEAE
<i>Pepinia peruana</i> H. Luther	BROMELIACEAE
<i>Pitcairnia camposii</i> H. Luther	BROMELIACEAE
<i>Pourouma montana</i> C.C. Berg	CECROPIACEAE
<i>Cyathea concordia</i> B. León & R.C. Moran	CYATHEACEAE
<i>Macrocarpaea ericii</i> J.R. Grant	GENTIANACEAE
<i>Symbolanthus mathewsii</i> subsp. <i>vaccinioides</i> J.E. Molina & Struwe	GENTIANACEAE
<i>Endlicheria duotincta</i> Chanderbali	LAURACEAE
<i>Endlicheria oreocola</i> Chanderbali	LAURACEAE
<i>Endlicheria tomentosa</i> Chanderbali	LAURACEAE
<i>Licaria subsessilis</i> van der Werff	LAURACEAE
<i>Dichaea caveroi</i> D.E. Benn. & Christenson	ORCHIDACEAE
<i>Elleanthus caveroi</i> D.E. Benn. & Christenson	ORCHIDACEAE
<i>Epidendrum caveroi</i> D.E. Benn. & Christenson	ORCHIDACEAE
<i>Epidendrum dialyichilum</i> subsp. <i>peruvianum</i> D.E. Benn. & Christenson	ORCHIDACEAE
<i>Epidendrum pseudapaganum</i> D.E. Benn. & Christenson	ORCHIDACEAE
<i>Epidendrum pseudoalbiflorum</i> D.E. Benn. & Christenson	ORCHIDACEAE
<i>Epidendrum stenocalymmum</i> Hágsater & Calatayud	ORCHIDACEAE
<i>Lepanthes caveroi</i> D.E. Benn. & Christenson	ORCHIDACEAE
<i>Lepanthes mairae</i> D.E. Benn. & Christenson	ORCHIDACEAE
<i>Maxillaria caveroi</i> D.E. Benn. & Christenson	ORCHIDACEAE
<i>Maxillaria gigantea</i> subsp. <i>condorensis</i> D.E. Benn. & Christenson	ORCHIDACEAE
<i>Maxillaria machinazensis</i> D.E. Benn. & Christenson	ORCHIDACEAE
<i>Larnax pilosa</i> S. Leiva, E. Rodr. & J. Campos	SOLANACEAE
<i>Larnax vasquezii</i> S. Leiva, E. Rodr. & J. Campos	SOLANACEAE

Se adicionará a la Tabla 4, dos especies nuevas del género *Larnax* (Solanaceae), aún por describir, presentes en la Cordillera Huarango (Rodríguez & Leiva, en prep.). Se discute que especies recientemente descritas para la cuenca media del río Cenepa, podrían encontrarse en la región del Cóndor [e.g.: *Neosprucea tenuisepala* M.H. Alford (Flacourtiaceae), *Ficus maximoides* C.C. Berg (Moraceae)], entre otras especies (cf. www.ipni.org, www.tropicos.org).

Plantas Endémicas:

La Cordillera del Cóndor se encuentra muy cerca de la depresión de Huancabamba, el punto más bajo de los Andes, por lo cual las nubes formadas en la vertiente occidental se deslizan por la depresión hasta la Cordillera del Cóndor y como ocurre en todos los Andes, las nubes formadas en la planicie amazónica también depositan su carga en la cordillera; ésta influencia dual del pacífico y Atlántico en la cima del Cóndor, nos sugiere la generación de un alto endemismo (Vásquez *et al.*, 1998). Se presenta una aproximación de las especies registradas como endémicas en la región del Cóndor y sus áreas adyacentes.. [cfr.: León *et al.*, 2007)].

Cuencas de los Ríos Santiago-Comaina: *Crematosperma cenepense* Pirie & M. Zapata, *Crematosperma peruvianum* R.E. Fr. (Annonaceae), *Justicia manserichensis* Wassh. (Acanthaceae), *Amboroa wurdackii* R.M. King & H. Rob., *Pentacalia tarapotensis* (Cabrera) Cuatrec. (Asteraceae), *Begonia gesnerioides* L.B. Sm. & B.G. Schub. (Begoniaceae), *Centropogon vitifolius* Lammers (Campanulaceae), *Licania cecidiophora* Prance (Chrysobalanaceae), *Zygia megistocarpa* (C. Barbosa) L. Rico (Fabaceae), *Besleria placita* C.V. Morton, *Napeanthus lorentensis* L.E. Skog (Gesneriaceae), *Mezilaurus campaucola* van der Werff, *Mezilaurus triunca* van der Werff, *Ocotea vasquezii* van der Werff, *Pleurothyrium arcuatum* van der Werff (Lauraceae), *Gustavia inakuama* S.A. Mori (Lecytidaceae), *Alloneuron liron* B. Walln., *Alloneuron ronliesneri* B. Walln., *Leandra peltata* Wurdack, *Miconia thysanophylla* Wurdack (Melastomataceae), *Cybianthus granulatus* Pipoly, *Cybianthus huampamiensis* Pipoly, *Cybianthus incognitus* Pipoly, *Cybianthus tayoensis* Pipoly &

Ricketson (Myrsinaceae), *Calycorectes wurdackii* Mc Vaugh, *Eugenia scalariformis* Mc Vaugh, *Eugenia tenuimarginata* Mc Vaugh (Myrtaceae), *Chionanthus wurdackii* B. Ståhl (Oleaceae), *Biophytum amazonicum* R. Knuth (Oxalidaceae), *Peperomia santiagoana* Trel. (Piperaceae), *Psychotria cenepensis* C.M. Taylor (Rubiaceae). No se descarta una expansión hacia la Región del Cóndor de *Larnax maculatifolia* E. Rodr. & S. Leiva y *Markea vasquezii* E. Rodr. (Solanaceae), *Ravenia biramosa* Ducke var. *peruviana* J.F. Macbr. (Rutaceae). *Eucharis plicata* Meerow subsp. *plicata* (Amaryllidaceae), *Anthurium superbum* Madison subsp. *brentberlinii* Croat (Araceae), *Astrocaryum scopatum* F. Kahn & B. Millán (Arecaceae), *Aechmea brachystachya* (Harms) L.B. Sm. & M.A. Spencer, *Aechmea vasquezii* H. Luther, *Neoregelia wurdackii* L.B. Sm. (Bromeliaceae), *Asplundia ulei* Harling (Cyclanthaceae), *Dichaea caveroi* D.E. Benn. & Christenson, *Elleanthus caveroi* D.E. Benn. & Christenson, *Epidendrum caveroi* D.E. Benn. & Christenson, *Epidendrum dialyichilum* Hágsater & Dodson subsp. *peruvianum* D.E. Benn. & Christenson, *Epidendrum pseudoalbiflorum* D.E. Benn. & Christenson, *Lepanthes caveroi* D.E. Benn. & Christenson, *Lepanthes mairae* D.E. Benn. & Christenson, *Maxillaria caveroi* D.E. Benn. & Christenson, *Maxillaria gigantea* (Lindl.) Dodson subsp. *condorensis* D.E. Benn. & Christenson y *Maxillaria machinazensis* D.E. Benn. & Christenson y *Trigonochilum pseudomelanthes* (D.E. Benn. & Christenson) Senghas (Orchidaceae).

Cuenca del Río Chinchipe: *Tournefortia vasquezii* J.S. Mill. (Boraginaceae), *Pourouma montana* C.C. Berg (Cecropiaceae), *Macrocarpaea ericii* J.R. Grant, *Symbolanthus mathewsii* (Griseb.) Gilg subsp. *vaccinioides* J.E. Molina & Struwe (Gentianaceae), *Endlicheria duotincta* Chanderbali, *Endlicheria oreocola* Chanderbali, *Endlicheria tomentosa* Chanderbali, *Licaria subsessilis* van der Werff (Lauraceae), *Larnax pilosa* S. Leiva, E. Rodr. & J. Campos, *Larnax vasquezii* S. Leiva, E. Rodr. & J. Campos, *Larnax* sp. nov.1, *Larnax* sp. nov.2, una colección, recientemente determinada como *Markea vasquezii* E. Rodr. (Colección: J. Campos & S. Núñez 4272, en las faldas bajas del lado oriental de la Cordillera Huarango). *Anthurium chinchipense* Croat & Lingán (Araceae),

Pepinia peruana H. Luther y *Pitcairnia camposii* H. Luther (Bromeliaceae), *Epidendrum pseudapaganum* D.E. Benn. & Christenson, *Epidendrum stenocalymnum* Hágsater & Calatayud (Orchidaceae).

Nuevos registros para la Flora peruana:

Beltrán *et al.* (1999), presentaron 15 especies pertenecientes a la Cordillera del Cóndor-Perú, flora catalogada en la denominada provincia fitogeográfica Norperuano-Colombiana, a saber: *Anthurium fasciale* Sodiro, *Anthurium santiagoense* Croat, *Dracontium spruceanum* (Schott) G.H. Zhu y *Stenospermatum robustum* Engl. (Araceae), *Columnnea angustata* (Wiehler) L.E. Skog, *Monopyle sodiroana* Fritsch (Gesneriaceae), *Miconia rivetii* Danguy & Cherm. (Melastomataceae), *Heisteria latifolia* Standl. (Olacaceae), *Epilyna hirtzii* Dodson, *Maxillaria imbricata* Barb. Rodr. y *Maxillaria lueri* Dodson (Orchidaceae), *Palicourea condorica* C.M. Taylor (Rubiaceae), *Tropaeolum brideanum* Sparre (Tropaeolaceae), *Pilea hitchcockii* Killip y *Pilea myriophylla* Killip (Urticaceae).

Beltrán & Galán de Mera (2001), incluyeron tres nuevos registros de la Rubiaceae, *Stilpnophyllum* (*S. grandifolium* L. Andersson, *S. oellgaardii* L. Andersson, *S. revolutum* L. Andersson).

Rodríguez *et al.* (2004) dieron a conocer 175 nuevas adiciones para el Perú, muchas de ellas de la Cordillera del Cóndor y áreas adyacentes; parte de estos taxones fueron publicados por Ulloa Ulloa *et al.* (2004). En el presente estudio se suma *Discophora montana* R.A. Howard (Stemonuraceae) hallada en la parte alta de la cuenca del río Cenepa. (Colección: Rodríguez *et al.* 1472).

Smith *et al.* (2005), listaron un nuevo registro para el Perú, *Cyathea xenoxyla* Lehnert (Cyatheaceae) proveniente del área de estudio.

Las nuevas adiciones para la flora peruana, pertenecientes al área de estudio, presentadas por Rodríguez *et al.* (2006a) han sido publicadas en Rodríguez *et al.* (2006b, c).

Rodríguez *et al.* (2006b) registran 131 taxones procedentes principalmente del norte del Perú,

Departamentos de Amazonas (Prov. Bagua y Condorcanqui) y Cajamarca (Prov. San Ignacio), muchas de ellas pertenecen al área de estudio.

Rodríguez *et al.* (2006c), mencionaron cuatro taxones no citados en Ulloa Ulloa *et al.* (2004) de los substratos de roca arenisca en los Departamentos de Amazonas (Provincia Bagua y Condorcanqui) y Cajamarca (Provincia San Ignacio): *Bomarea brachysepala* Benth. y *Bomarea oxytepala* Harling & Neuendorf (Alstroemeriaceae), *Macrocarpaea harlingii* J.S. Pringle (Gentianaceae), y *Mapania pedunculata* D. A. Simpson (Cyperaceae).

Rodríguez *et al.* (2007) presentan el segundo registro para el Perú de *Dillandia subumbellata* V.A. Funk & H. Rob. (Asteraceae), especie presente en la expansión sureña del Cóndor denominada Cordillera Huarango, Distrito Huarango, Provincia San Ignacio, Departamento Cajamarca (colecciones: Rodríguez & Campos 1817; Rodríguez, Alvítez & Arroyo 2815).

En la misma Cordillera se han encontrado nuevos registros para el Perú: *Bomarea longipes* Baker y *Bomarea spissiflora* Harling & Neuendorf (Alstroemeriaceae), *Maxillaria jostii* Dodson (Orchidaceae), *Cyperus pohlii* (Nees) Steud. (Cyperaceae), *Agouticarpa grandistipula* C. Persson, *Faramea bangii* Rusby y *Palicourea cutucuana* C.M. Taylor (Rubiaceae) (Rodríguez *et al.*, en prep.), así como un paratipo de *Symbolanthus mathewsii* subsp. *vaccinioides* J.E. Molina & Struwe (Gentianaceae) (colección: Rodríguez & Campos 1825) cuyo tipo pertenece a San José de Lourdes (colección: Díaz & Fernández 10244) (ver Molina & Struwe, 2008).

Especies que han sido descritas del lado ecuatoriano de la Cordillera del Cóndor como *Symbolanthus condorensis* J.E. Molina & Struwe (Gentianaceae) ha sido registrada también para la parte peruana (colección: Beltrán & Foster 1008) (ver Molina & Struwe, 2008). Así mismo, es posible la presencia de las especies *Retiniphyllum tepuiense* Steyerm. (Rubiaceae) y *Podocarpus tepuiensis* J. Buchholz & N.E. Gray (Podocarpaceae); así como de la especie nueva *Phainantha shuariorum* C. Ulloa & D.A. Neill (Melastomataceae) (ver Ulloa Ulloa &

Neill, 2006), dedicada a la nación Shuar (Ecuador).

Estado Actual de Conservación:

En 1998 con el tratado de Paz entre el Perú y Ecuador se establecieron los límites exactos de la frontera internacional en la región de la Cordillera del Cóndor, después de 160 años de conflicto fronterizo. Luego de firmado el tratado, la propuesta de incorporación del territorio al Sistema de Áreas Protegidas por ambos gobiernos sólo ha sido lograda en parte de su extensión. Acciones efectivas para la conservación de la región son urgentes y prioritarias.

Las iniciativas bi-nacionales de conservación entre los gobiernos de Perú y Ecuador, así como de la población nativa Aguaruna y Shuar cuyo territorio ancestral abarca la región entera, están en marcha. Sin embargo, se evidencia que los progresos son aislados, lentos, aunque a nivel local parecen estar funcionando mejor. En Ecuador, tres nuevas áreas protegidas dentro del Cóndor fueron declaradas por el Ministerio del Ambiente el año 2006. En Perú se han establecido dos áreas protegidas, las cuales se ubican en la región del Cóndor dentro de la «Zona Reservada Santiago-Comaina (S-C)», (Provincia Condorcanqui, Departamento Amazonas). Esta Zona Reservada fue provisionalmente creada el 21 de enero de 1999 (D.S. N° 005-99-AG) con 863, 277 ha, siendo ampliada a 1'642,576 ha en el año 2000, incluyendo toda la cuenca del Río Cenepa, y la parte peruana del Río Santiago y Nieva. El 10 de agosto del 2007 se realizó una categorización parcial de la Zona Reservada S-C (D.S. N° 023-2007-AG), creándose 1) El Parque Nacional Ichigkat Muja-Cordillera del Cóndor (88,477 ha) en los Distritos Río Santiago y El Cenepa, y 2) la Reserva Comunal de Tuntanain (94,967.68 ha) (Río Santiago, Nieva y Cenepa). Sin embargo, estas dos áreas protegidas no abarcan toda la extensión de la Cordillera del Cóndor en el lado peruano.

Aunque, algunas partes han sido deforestadas para la ampliación de la frontera agrícola (e.g.: pasturas para ganado), sobre todo en el bosque alto, el área central de la región constituida por las mesetas de arenisca y vegetación esclerófila está en gran parte intacta. Sin

embargo, la degradación ambiental y la pérdida de hábitat que resultan de la explotación minera en gran escala es una amenaza inminente. dado que las formaciones ígneas del Cóndor son ricas en minerales, particularmente en oro y cobre, constituyéndose esta actividad en uno de los más grandes desafío para los planes de conservación.

León *et al.* (2007) mencionan que la mayoría de las especies indicadas como endémicas son conocidas de una sola colección, a lo que se suma su categorización en algún grado de amenaza por pérdida de hábitat a consecuencia de la deforestación con fines de ampliar la frontera agrícola y la expansión rural. Un grupo de interés es el de las orquídeas que se hallan representadas en la Zona Reservada Santiago-Comaina (Cenepa, Río Santiago y Nieva), esas mismas amenazas en la zona comprometen a sus poblaciones si el estado no implanta políticas de mayor cuidado y supervisión del cumplimiento de la Ley.

Estrategias para su Conservación:

Se plantea que para tener éxito y llevar a cabo una conservación efectiva en toda el área, sería efectuando y ejecutando un plan integral para la conservación de toda la Cordillera del Cóndor-Perú (Provincias Condorcanqui y Bagua, Dpto. Amazonas) y sus ramales sub-andinos (Provincia San Ignacio, Dpto. Cajamarca) dentro de un área protegida global (no fragmentada), que considere la parte ambiental, social e involucre diversos niveles de decisión.

1) La participación de los investigadores de las Universidades del Perú, en especial de las regiones involucradas, debería ser promovida por los sectores privado y no gubernamental (e.g.: ONGs) y por las diferentes instancias del gobierno. La tarea que se prevé a los investigadores es la de contribuir en temas sobre: La biología y ecología de las especies, composición y diversidad de la fauna y flora, evaluación de aquellas especies de importancia socio-económica (e.g.: potencial fitogenético), estructura y dinámica poblacional de las especies arbóreas (dendrología), propagación in vitro y conservación en bancos de germoplasma de especies nativas de plantas de importancia socio-económica; así como estudios geológicos, arqueológicos, etnobotánicos

y antropológicos. Esta información básica serviría para desarrollar planes de manejo sostenible e integrado [e.g.: Los resultados del proyecto del inventario botánico (Neill *et al.*, en prep.)]. 2) A los Gobiernos Regionales de Amazonas y Cajamarca, apoyando proyectos sustentables en el área como programas piloto de cultivo con germoplasma local y reforestación tanto el bosque como de la zona de amortiguamiento, declarándolo como un Bosque de Protección para fines de conservación de cuencas e integrándolo a los proyectos de irrigación y a los usuarios del recurso; promoviendo una educación ambiental y trabajando conjuntamente con los habitantes Aguarunas, vecinos a la cordillera, quienes por cientos de años han establecido una conservación efectiva del bosque. Coordinando entre las comunidades científicas y locales en temas de común interés. 3) Los pobladores con ayuda de las autoridades locales, deben ejecutar una solicitud de Zona Reservada global, ante las autoridades competentes del estado peruano (e.g. Ministerio del Ambiente, SERNANP) y difundan a otras instancias sus decisiones (e.g. Min. Energía y Minas, Min. Producción). Al respecto, Vásquez *et al.* (1998), plantearon que la Cordillera del Cóndor debe ser considerada dentro de un sistema de conservación de áreas naturales en la categoría de Parque Nacional, y dieron el sustento y límites precisos. 3) Al Estado, facilitando las bases para el desarrollo de la investigación científica en los temas arriba mencionados, como por ejemplo establecimiento de la infraestructura para colecciones científicas, laboratorios y banco de germoplasma. Coordinando a través de los Ministerios de Agricultura y Ambiente y del SERNANP con medidas que coadyuven al cumplimiento de los dispositivos legales.

Agradecimientos

Los autores agradecen a los directores y curadores de los herbarios F, HAO, HUT, LOJA, MO, QCNE, USM por el apoyo en la realización del trabajo. A *John D. and Catherine T. Mac Arthur Foundation* y *National Science Foundation (NSF)* por el soporte del Proyecto Flora del Perú y Proyecto Binacional «Inventario Botánico de la Región de la Cordillera del Cóndor, Ecuador y Perú, 2005-2007» respectivamente, al *Missouri Botanical Garden (MO)* y al *Herbarium Truxillense (HUT)* instituciones cooperantes, y al

Instituto Nacional de Recursos Naturales (INRENA, Autorización N° 013 C/C-2005-INRENA-IANP). Un especial agradecimiento por su magnífica ayuda científica a M.O. Dillon (F), C. M. Taylor (MO), J. Kuijt (LEA), A. Hofreiter (MSB), J. Grant (NEU), L.E. Skog (US), C.C. Berg (BG), G.C. Tucker, G. Davidse (MO), H. Luther (SEL), P. Fryxell (TEX), C. Luer (MO), E. Hágsater (AMO), E. Christenson, D. Bennet, E. Alvítez (HUT), G. Calatayud (CUZ), M. Alford, A. Chanderbali (MO), C. Benítez (MY), C. Cristóbal (CETES), S. Leiva (HAO), M. Zapata (HAO) y J. Solomon (MO). A los organizadores del XI Congreso Nacional de Botánica (XI CONABOT), Puno, Perú, 18-21 Setiembre del 2006, por permitir la divulgación parcial de este estudio. También, agradecemos sinceramente a los colectores y asistentes de campo 1995-2006, en especial a V.N. Medina y J.A. Núñez; así como a todos aquellos anónimos que colaboraron y siguen colaborando en la ejecución general del Proyecto.

Literatura citada

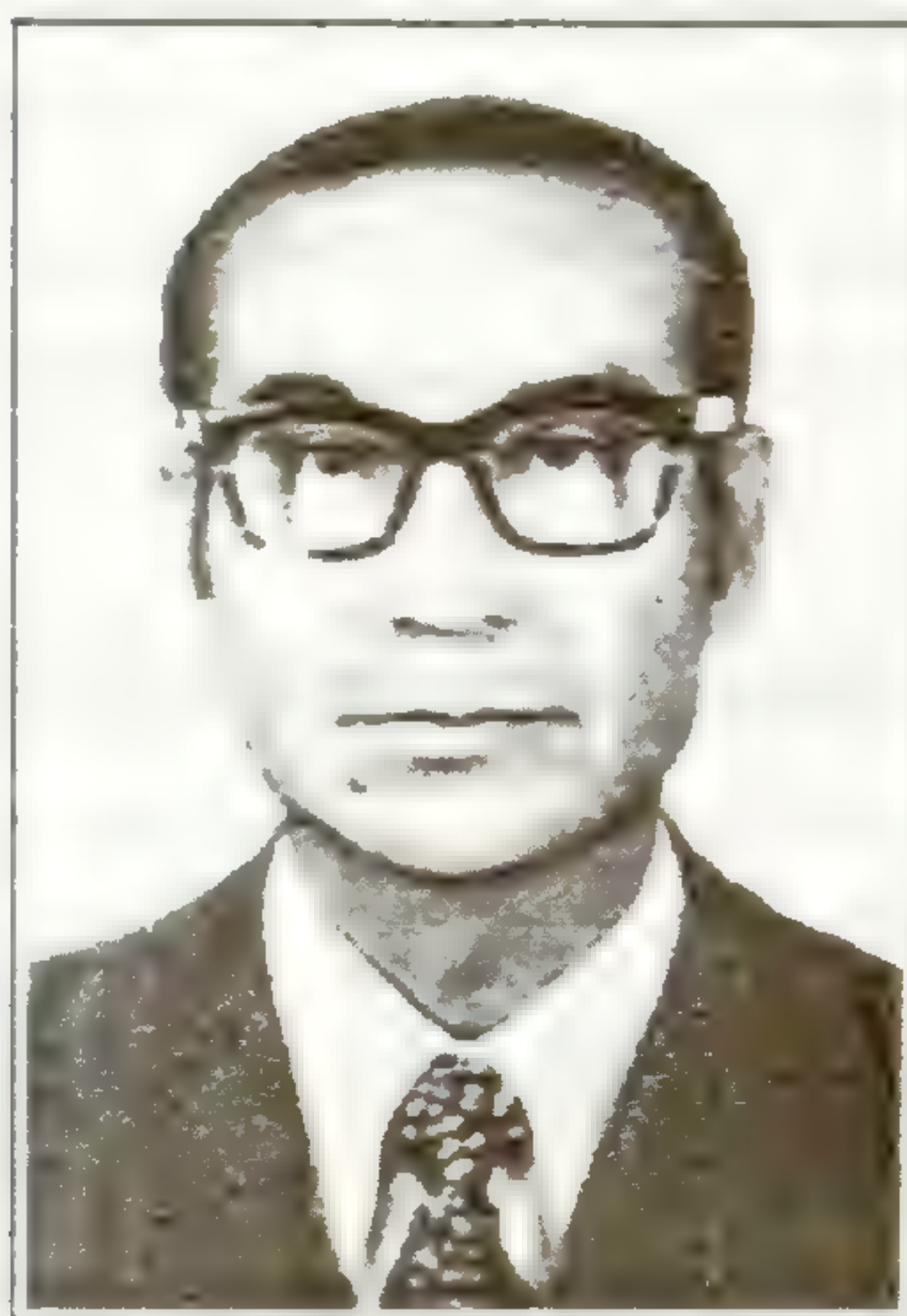
- Anderson, A. B. 1981. White-sand vegetation of Brazilian Amazonia. *Biotropica* 13(3): 199-210.
- Beltrán, H.; R. Foster & A. Galán de Mera. 1999. Nuevas adiciones a la Flora del Perú. *Candollea* 54(1): 57-64.
- Beltrán, H. & A. Galán de Mera. 2001. Nuevas adiciones a la Flora del Perú, II. *Arnaldoa*. 8(2): 63-66.
- Berry, P.E.; O. Huber & B.K. Holst. 1995. Phytogeography of the Guayana Region. Pp. 170-192 *In* Steyermark, J.A., P.E. Berry & B.K. Holst (editors). *Flora of the Venezuelan Guayana*. Vol. 1: Introduction. *Missouri Botanical Garden*, St. Louis.
- Dinerstein, E.; D. M. Olson, D. J. Graham, A. L. Webster, S. A. Pimm, M. P. Bookbinder & G. Ledec. 1995. A conservation assessment of the terrestrial ecoregions of Latin America and the Caribbean. *The World Bank/World Wildlife Fund*, Washington, D.C.
- Duivenvoorden, J.F. & J.M. Lips. 1995. A land ecological study of soils, vegetation and plant diversity in Colombian Amazonia. *Tropenbos Series* 12. *The Tropenbos Foundation*, Wageningen, Netherlands.
- Farjon, A. 2001. *World Checkl. Bibliogr. Conif.* Second Edition. 309 p.
- Foster, R. & H. Beltrán. 1997. Vegetación y Flora de la Cordillera del Cóndor. En *CI - RAP Working Papers Seven*. Pp. 45-56.

- Gil-Rodríguez, W.; P. Baby & J.F. Ballard. 2001. Structure et contrôle paléogéographie de la zone subandine péruvienne. *Comptes rendus Acad. sciences. Sér. II, Scienc. terre et des planètes* 333: 741-748.
- Gregory-Wodzicki, K. M. 2000. Uplift history of the central and northern Andes: a review. *GSA Bull.* 112:1091-1105.
- Holmgren, P.; N. H. Holmgren & L. C. Barnett. 1990. *Index Herbariorum. Part I, The Herbaria of the world*, 8th edition. New York Botanical Garden. New York, NY, U.S.A.
- León, B., J. Roque & N. Pitman. 2007. Introducción a las plantas endémicas del Perú. En: B. León, J. Roque, C. Ulloa Ulloa, P.M. Jørgensen, N. Pitman & A. Cano (Eds.). *Libro Rojo de las Plantas endémicas del Perú*. Revista peruana de Biología, Edición Especial 13(2): 971 pp. [Diciembre 2006]
- Molina, J. & L. Struwe. 2008. Revision of ring-gentians (*Symbolanthus*, Gentianaceae) from Bolivia, Ecuador and Peru, with a first assessment of conservation status. *Systematics and Biodiversity* 6(4): 487-488, 491-494.
- Neill, D.A. 1999. Introduction: Geography, Geology, Paleoclimates, Climates and Vegetation of Ecuador. Pp. 2-25 In P.M. Jørgensen & S. León-Yáñez (editors). *Catalogue of the Vascular Plants of Ecuador*. Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 75: 1-1181.
- Neill, D. A. 2003. Flora de la Cordillera del Cóndor: Endemismo, contexto regional y relaciones fitogeográficas con los Altos de Guyana. Libro de Resúmenes del II Congreso de Conservación de la Biodiversidad en los Andes y la Amazonía y II Congreso Ecuatoriano de Botánica. Pág. 32.
- Neill, D.A. 2005. Cordillera del Cóndor: Botanical treasures between the Andes and the Amazon. *Plant Talk* 41: 17-21.
- Neill, D. A. 2006. Flora de la Cordillera del Cóndor, Ecuador-Perú: Complejidad Geológica, Endemismos, y Relaciones Fitogeográficas con los Altos de Guayana. En Libro de Resúmenes del XI Congreso Nacional de Botánica. 18 - 21 Setiembre 2006, Puno - Perú. Pág. 170.
- Neill, D.A. *et al.* 2007. Inventario Botánico de la Región de la Cordillera del Cóndor, Ecuador y Perú: Actividades y Resultados Científicos del Proyecto, 2004-2007. Documento presentado al Ministerio del Ambiente de Ecuador e INRENA de Perú. 46 pp. También disponible en Internet: <http://www.mobot.org/MOBOT/research/ecuador/cordillera/pdf/EntireSpanishReport.pdf>
- Rodríguez, E.; R. Vásquez, R. Rojas & J. Campos. 2004. Nuevas Adiciones de Angiospermas a la Flora Peruana procedente de la Provincia de San Ignacio, Dpto. Cajamarca. En Libro de Resúmenes del X Congreso Nacional de Botánica, 2-5 Mayo 2004, Trujillo - Perú. Pág. 157.
- Rodríguez, E.; D. Neill, E. Alvítez, S. Arroyo & J. Núñez. 2006a. Estado Actual de los estudios de la Flora en la Cordillera del Cóndor y Areas Adyacentes en el Perú. En Libro de Resúmenes del XI Congreso Nacional de Botánica, 18-21 Setiembre 2006, Puno-Perú. p. 265.
- Rodríguez, E.; R. Vásquez; R. Rojas; B. León; G. Calatayud & J. Campos. 2006b. Nuevas Adiciones de Angiospermas a la Flora del Perú. *Rev. peru. biol.* 13(1): 129-138.
- Rodríguez, E.; S. Arroyo; V. Medina; D. Neill; R. Vásquez, R. Rojas & J. Campos. 2006c. Nuevas Adiciones de Angiospermas a la Flora del Perú procedentes de la Cordillera del Cóndor y Áreas Adyacentes. *Arnaldoa*. 13 (2): 318-322.
- Rodríguez, E.; S. Arroyo; J. Mostacero & V. Medina. 2007. Estado actual de *Dillandia subumbellata* (Asteraceae) en la zona de Amotape-Huancabamba de Perú y Ecuador. *SCIENDO* 10(1): 73-79.
- Schulenberg, T.S. & K. Awbrey (editors). 1997. The Cordillera del Cóndor region of Ecuador and Peru: A biological assessment. *RAP Working Papers* 7: 1-231.
- Smith, A.R.; B. León; H. Tuomisto, H. van der Werff, R.C. Moran; M. Lehnert & M. Kessler. 2005. New records of Pteridophytes for the Flora of Peru. *Sida* 21(4): 2321-2342.
- Ulloa Ulloa, C.; J. L. Zarucchi & B. León. 2004. Diez años de adiciones a la Flora del Perú: 1993-2003. *Arnaldoa* (Edic. Esp. Nov. 2004): 1-242.
- Ulloa Ulloa, C. & D.A. Neill. 2006. *Phainantha shuariorum* (Melastomataceae), una Especie Nueva de la Cordillera del Cóndor, Ecuador, Disyunta de un Género Guayanés. *Novon* 16(2): 281-285.
- Vargas, J. H. , T. Consiglio, P.M. Jørgensen & T.B. Croat. 2004. Modelling distribution patterns in a species-rich plant genus, *Anthurium* (Araceae), in Ecuador. *Divers. Distr.* 10:211—216.
- Vásquez, R.; R. Rojas; C. Díaz & E. Rodríguez. 1998. Catálogo preliminar de las plantas vasculares de la cuenca del Río Cenepa y Áreas Adyacentes, Amazonas, Perú. Missouri Botanical Garden, Proyecto Flora del Perú. Iquitos, Perú. pág. 14-15.
- Vicuña, E. & J. Mostacero. 2003. Notas sobre Podocarpaceas de cuatro Bosques Montanos de la Provincia de San Ignacio-Cajamarca, Perú. *Arnaldoa* 10(1): 19-44.
- 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.

A LA MEMORIA DE OSCAR D. TOVAR SERPA

Tomada del Diccionario Histórico y Biográfico del Perú., Tomo IX, página 64 - 65

El pasado mes de Octubre de 2009, la comunidad científica nacional, en el campo de la ciencia Botánica, perdió uno de sus mas dilectos miembros. Estoy refiriéndome al Dr. Oscar Darío Tovar Serpa (1923 – 2009). Este acontecimiento nos generó tristeza a todos quienes lo conocimos y recibimos su amable trato y gran sentido de servicio, como docente e investigador neto. Sin embargo, aquella melancolía natural, que a modo de instinto nos provoca la separación corporal de un familiar, amigo o maestro es superada, generando alegría y satisfacción cuando conocemos los afanes y constantes esfuerzos de superación. El Dr. Tovar, llevando una vida muy activa, se constituyó en ciudadano ejemplo y en este caso, de entre los cuadros intelectuales del país.



Sin duda alguna, la vida del Dr. Tovar transcurrió con muchos éxitos. Primero desde su formación educativa e instructiva básica en su tierra natal; Huancavelica. Posteriormente se trasladó a la capital, a la que arribó entusiasmado por lograr una profesión. Convencido de su vocación en las ciencias naturales, ingresó a la Facultad de Ciencias de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos, egresando de ella con el grado de Bachiller (1950) y de Doctor en Ciencias Biológicas en 1955. El título profesional de Biólogo lo obtuvo en 1977.

Al egresar de su Alma Mater, ella lo acogió como docente el mismo año en que se graduó de doctor. La carrera docente la tomó con mucho entusiasmo y responsabilidad. Su prestigio alcanzado en la docencia, su constante decisión de perfeccionamiento, su amplio recorrido por el territorio nacional (costa, sierra y selva) colectando varios miles de especímenes botánicos, su pertenencia a varias instituciones científicas y sus numerosas publicaciones, ponen en evidencia nuestra aseveración anterior. Durante la docencia universitaria, rápidamente tomó la decisión de adquirir una especialidad dentro de la taxonomía vegetal. Llegando a ser un reconocido agrostólogo en el país y en el extranjero.

Sus salidas al extranjero las realizó siempre para investigar las Poáceas peruanas que él colectaba y colecciones de otros botánicos. Entre 1959 y 1960, estuvo en el Museo Nacional de Estados Unidos de Norteamérica, Smithsonian Institution (Washington DC.) becado por John Simon Guggenheim Memorial Foundation. En el Reino Unido (Inglaterra) realizó investigaciones en el Royal Botanical Garden de Kew (Londres), becado por British Council durante los años 1974 y 1977. Entre los años 1979 y 1980, estuvo nuevamente en Washington DC, esta vez becado por la Organización de los Estados Americanos (OEA). También fue becado a Francia para estudiar los Tipos de gramíneas del Perú, en el Laboratoire de Phanérogamie en Paris (1983). Posteriormente (1987), fue invitado a la Universidad Complutense de Madrid, España, para realizar estudios de Fitosociología.

Así mismo, su preocupación por intercambiar experiencias y dar a conocer los resultados de sus investigaciones, fue miembro de instituciones científicas (Sociedad Argentina de Botánica, Sociedad Peruana de Botánica, Asociación Latinoamericana de Botánica, Miembro de la Asociación Flora Neotrópica, entre otras) y asistió a numerosos certámenes científicos en el país y en el extranjero.

Los resultados de su intensa labor docente y de investigación botánica, permitió llegar a dejarnos una amplia bibliografía como libros, entre los cuales el mas útil y de cobertura nacional es «Las gramíneas (Poaceae) del Perú», publicado en la Revista RUIZIA, Tomo 13, del Real Jardín Botánico de Madrid, España (1994), revisiones de géneros de gramíneas (*Calamagrostis*, *Stipa*, *Poa*, *Festuca*), de la familia Asteráceae (géneros *Chuquiraga* y *Flotovia*), descripción de varias especies nuevas para la ciencia y otras publicaciones de Fitogeografía, Fitosociología y de plantas medicinales..

Su responsabilidad como docente la demostró en la calidad de las cátedras que él impartió: En pre grado, fue catedrático de Agrostología, Fitogeografía, Taxonomía Vegetal y Ecología Vegetal. En postgrado, impartió las cátedras de Botánica y Comunidades Vegetales. Como un catedrático amante de la generación de conocimientos a través de la investigación, impartió conocimientos que él adquiría a través de su labor científica, dando menor importancia a la enseñanza libresca.

Basado en la amistad que teníamos, aunque siempre lo consideraba como mi maestro, puedo decirles que sus especímenes colectados fueron cuidadosamente preparados y ordenados, llegando incluso a formar una colección exclusiva de Poáceas en el Herbario USM. La paciente investigación de sus colecciones y de otros botánicos, las realizaba después del dictado de sus clase todos los días de la semana, aún después de dejar de ser un docente activo y hasta muy cerca de su lamentable deceso. En mi opinión puedo decirles que la presencia del Dr. Tovar en su laboratorio nos había generado una costumbre y por ello cuando los buscábamos, teníamos la seguridad de encontrarlo en su acostumbrado ambiente de trabajo.

La carrera docente del Dr. Tovar fue amplia (1955). Desde que ingresó adquirió todas las categorías de la docencia universitaria, alcanzando la de Profesor Principal titular a Dedicación Exclusiva en 1970. Durante este periodo llegó a desempeñarse como Director del Programa Académico de Ciencias Biológicas (1971 – 1976) y al finalizar sus servicios oficiales a la UNMSM, fue designado Profesor Emérito.

Para concluir este homenaje al Dr. Tovar Serpa, debo informar que el Diccionario Histórico y Biográfico del Perú, de la Editorial Milla Batres, Tomo IX (1986) hace ya una breve biografía de nuestro homenajeado, resaltando sus dotes de un hombre de ciencia. En mi opinión personal, considero que el Maestro Tovar enalteció la docencia universitaria nacional orientando y generando vocaciones a varias generaciones de jóvenes de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos y de otras universidades del país; alcanzó las mas altas consideraciones de sus colegas e instituciones como científico en nuestra patria y en el extranjero, por lo cual hago votos porque el Estado peruano, la Asamblea Nacional de Rectores y facultades de Biología del país no olviden a este gran compatriota que por varios años dio prestigio a la Universidad Peruana y ciencia nacional.

Cajamarca, Diciembre del 2009.

Isidoro Sánchez Vega
Herbario CPUN
Universidad Nacional de Cajamarca

X Congreso Latinoamericana de Botánica

X LatinAmerican Congress of Botany

La Asociación Latinoamericana de Botánica (ALB), el Instituto de Ecología y Biodiversidad (IEB), el Centro de Estudios Avanzados en Zonas Áridas (CEAZA) y la Universidad de la Serena, invitan a participar del X Congreso Latinoamericana de Botánica, denominado «**Conservación y uso sustentable de la flora nativa latinoamericana**».

Este evento se realizará en la Ciudad de La Serena (Chile), los días 4 al 10 de octubre de 2010, teniendo como objetivos:

- Promover y estimular la investigación, docencia, aplicación tecnológica y divulgación de la botánica en América Latina, en todos sus aspectos.
- Estimular las relaciones internacionales entre botánicos y entre instituciones latinoamericanas que trabajan en botánica.

En conjunto con:

XXII Reunión Anual de la Sociedad de Botánica de Chile VII Simposio de la Sociedad Latinoamericana de Briología (SLB)

Pan-American Regional Group (International Association of Wood Anatomists-IAWA)

Sociedad Latinoamericana y del Caribe de Cactáceas y otras Suculentas (SLCCS)

XII International Mediterranean Ecosystems Conference (MEDECOS, 1-4 oct 2010)

X CONGRESO
LATINOAMERICANO
DE BOTÁNICA

4 - 10 Octubre de 2010 La Serena Chile

Asociación Latinoamericana de Botánica
(ALB)

www.botanica-alb.org

Universidad de La Serena
Centro de Estudios Avanzados en Zonas Áridas
Instituto de Ecología y Biodiversidad
Centro Latinoamericano de Botánica

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, coriología y ecología, etnobotánica, biología reproductiva, estructura y desarrollo, microbiología y parasitología, ficología, micología, zoología. Así mismo, se consideran trabajos en antropología, arqueología, geología y Misceláneas que incluyan obituarios de personalidades botánicas importantes, avances, notas científicas o noticias pertenecientes al museo de Historia Natural, entre otros.

La edición de los artículos se efectuará en 4 etapas:

- 1) evaluación de la calidad y presentación del manuscrito original a cargo del Comité Editorial Principal; 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 2 árbitros anónimos no pertenecientes al equipo editorial; posteriormente, se informará al autor el resultado de la evaluación (aceptación, correcciones a introducir en el texto o su rechazo)
- 3) evaluación de la forma o corrección de estilos a cargo del comité de editores principales y asociados
- 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, nombre científicos y abreviaturas de los autores.

La extensión será de hasta 20 páginas impresas, incluidas figuras y tablas; la dirección de la revista considerará posibles excepciones.

PAUTAS DE ESTILO

1. Instrucciones generales

- Los manuscritos podrán ser escritos en lengua castellana, portuguesa o inglesa (consultar al comité sobre otras posibilidades) en letra Times New Roman a 12 puntos, doble espacio, con márgenes de 2.5 cm. en una sola cara de la hoja tamaño A4. Numerar páginas e ilustraciones.

- Se enviarán tres copias impresas de los originales a la redacción de la revista. En esta instancia, se incluirán sólo buenas copias de las ilustraciones (no los originales). Una vez aceptado el trabajo, debe ser enviado en un Cd.

-En la medida que sea posible, se ordenará el trabajo en: Introducción, Material y Métodos, Resultados, Discusión, Agrade-cimientos, Literatura citada.

2. Estilo

- Se alineará 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 deberán ir separadas por un solo espacio.
- En caso de que hubiera tablas o cuadros, comenzarlos en páginas separada, con un corte de página. Se citarán las figuras y tablas en el texto (Fig.1).
- Los patronímicos (en autores, referencias bibliográficas, siglas, material estudiado) irán en minúsculas.
- Las citas en idiomas extranjeros y nombres vernáculos llevarán comillas.
- Los taxones genéricos e infragenéricos se escribirán en cursiva; las siglas serán citadas solamente la primera vez que se las menciona.

3. Primera página

- El título deberá ser breve y conciso, escrito con minúsculas y sin punto final. Si corresponde, entre paréntesis se incluirá el nombre de la Familia o División. Se sugerirá un título abreviado para la cabecita o titulillo.
- Se citará a continuación el o los autores e, inmediatamente por debajo, se indicará lugar de trabajo, dirección postal y electrónica.
- Se acompañará un resumen en castellano 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 añadirán hasta 10 palabras claves complementarias del título.

4. Abreviaturas

- Los autores de los taxones deben ser abreviados de acuerdo con "Authors of Plant 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 B-P-H ("Bo-tanico-Periodicum - Huntianum",

1969) y P-P-H/S ("Botanico-Peridicum-Huntianum/ Supplementum", 1991), ambas en la web:

http://cms.huh.harvard.edu/databases/publication_index.html

- Los herbarios se abrevian según "Index Herbariorum" (Holmgren et al., 1990), 8va edición o en la web:

<http://207.156.243.8/emu/ih/index.php> y debe estar ordenados alfabéticamente.

- Las unidades de medida, los acrónimos y los puntos cardinales no llevarán punto.

5. Tratamientos taxonómicos

5.1. Las claves serán dicotómicas.

5.2. Descripción de especies nuevas:

Previa a la descripción, se colocará el nombre, en negrita y cursiva, seguido por el nombre o sigla del autor; a continuación se indicará el tipo de novedad que se propone (sp. nov., comb. nov., entre otras). Al final se deberá hacer referencia a la ilustración, si existiera (ver ejemplo). Luego, se comenzará 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, bosque de neblina La Bermeja, La Bermeja Huaquillo, 1700-1940 m, 20-XI-1997, E. Rodríguez & R. Cruz 2052 (Holótipo: HUT; Isótipos: AMAZ, CONN, CORD, F, HAO, HUT, M, MO, MOL, NY, USM).

A continuación, se comenzará en párrafo aparte, la diagnosis latina en cursiva.

En párrafo aparte, se escribirá la descripción detallada en idioma vernáculo, seguido en párrafos aparte: nombre vulgar, especímenes adicionales examinados, comparación con las especies afines, distribución y ecología, fenología, etimología, usos.

Nota: 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 consignará 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 colocará el basónimo si correspondiera. Seguirán inmediatamente los datos

del material TIPO, empleando signos de admiración si el material fue visto o revisado (Ej. NY !). Luego se citará la figura (Fig). En párrafo aparte se indicarán 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: PERU: [Prov. Desconocida] Lobb 358 (Holótipo: K!, fotografía F!, neg. nr. 495).

= *Loasa vestita* Killip, *Journ. Wash. Acad. Science* 19: 194, 1929. TIPO: PERU. Dpto. Ayacucho, Prov. Huanta, al Norte de Huanta, cerca de Huayllay, 3500-3600 m, Weberbauer 7591 (Holótipo: US!; Isótipos: K!, F!, NY!, BM! S!, MO!).

En párrafo aparte, se escribirá la descripción detallada en idioma vernáculo, seguido en párrafos aparte: nombre vulgar, especímenes adicionales 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 citaran solamente los ejemplares más representativos (por su fenología, distribución, entre otros) en el texto.

- En el texto, los especímenes se citarán 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 XII 2005), colector y número de colección (en cursiva). Seguidamente se indicará entre paréntesis la sigla del o de los herbarios donde se hallan los ejemplares. Finalmente y entre comillas se anotaran las observaciones del colector. Se separarán los ejemplares contiguos mediante punto y guión. Las grandes unidades geográficas tales como continentes o subcontinentes serán separadas; dentro de ellas, los países se ordenarán 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 ordenarán alfabéticamente y se agruparán en párrafos. Ejemplo:

PERÚ. Dpto. Amazonas, Prov. Chachapoyas: Leymebamba, alrededores de Laguna de los Cóndores, 2500-2700 m, 16-VIII-1998, V. Quipuscoa et al. 1241 "abundante", (CONN, CORD, F, HAO, HUT, MO).

7. Literatura citada

- Se incluirán sólo las publicaciones de los trabajos mencionados en el texto.

- Los autores se escribirán en negrita y se ordenarán alfabéticamente; si existieran varios trabajos del mismo autor, se citarán 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 deberán figurar en la bibliografía general.
- Las citas en el texto se efectuarán 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 o más autores.

Ejemplos:

D'Arcy, W. G. 1986. The genera of solanaceae and their types. *Solanaceae Newsletter* 2(4): 10-33.

Hunziker, A. T. 1979. Estudio 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. G. 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. *Arnaldoa* 5(1): 51-56.

8. Ilustraciones

- Las fotografías, dibujos, mapas, gráficos, entre otros, individuales o agrupados se tratarán como figuras (abreviatura: Fig.).
- Irán en negrita y se enumerarán consecutivamente con números arábigos, siguiendo el orden con que aparecen en el texto. Cada uno de los elementos será identificado con letras mayúsculas de izquierda a derecha y de arriba hacia abajo; seleccionar el tamaño de las letras de modo que, reducidas al formato (caja) de la revista, midan 3mm.
- Las dimensiones se indicarán 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 300 dpi o ppp, archivos TIF o JPG), y buen contraste; si varias fotografías componen una figura, se las separará mediante un filete blanco que, reducido al tamaño de la caja, no supere de 1mm de ancho.
- Presentar dibujos y mapas en tinta china o impresos en láser; los mapas tendrán 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; sólo en casos conflictivos podrá existir esta doble documentación. Así mismo, los esquemas diagramáticos deberán respetar estrictamente el plano del corte.

- No se deberá reunir en una misma figura fotografías y dibujos.
- El tamaño máximo de las ilustraciones (incluidas las leyendas) es el del formato del texto (caja), o sea 20cm, (alto) x 14cm (ancho); de ser mayores, para reducirlas, se deberá respetar la misma proporción.
- También se aceptan medias láminas transversales y/o verticales, las que deberán respetar el ancho del formato (caja). Indicar las medidas mediante escalas.
- Las leyendas de las ilustraciones se anotarán en hoja aparte, indicando el nombre del material ilustrado y su número de referencia.
- Las figuras deberán ser montadas sobre cartón (apenas adheridas, para que puedan despegarse) y protegidas con papel transparente; en el dorso del soporte deberán anotarse el número de la figura, el nombre del autor y el título abreviado del trabajo.
- Las ilustraciones originales deberán ser enviadas junto con la versión definitiva del manuscrito.

Énfasis en las tablas, Cuadros, los mismos que debe ser realizados en Excel o afines.

9. Separados

Cada autor recibirá gratuitamente 50 separados; además, podrá solicitar a su cargo un número adicional, en el formulario impreso que se le hará llegar junto con la aceptación del trabajo.

Dirigir correspondencia a:

Director
 Revista **ARNALDOA**
 Museo de Historia Natural
 Universidad Privada Antenor Orrego
 Casilla Postal 1075
 Av. América Sur N° 3145
 Urb. Monserrate, Trujillo PERÚ
 Telf. +51(044) /604432
 email: museo@upao.edu.pe

La Revista **ARNALDOA** correspondiente al segundo semestre del año 2009, se terminó de imprimir el mes de Febrero del 2010 en los talleres gráficos de Inversiones Gráfica G & M. S.A.C., Calle San Martín 672-674, Trujillo Perú. Teléfono 044-223347
littonseo4@hotmail.com

- 101 **Flora Apícola de la Quebrada de Humahuaca, Jujuy. Argentina / Apicultural Flora of Quebrada Humahuaca, Jujuy. Argentina.**

ANA CARINA SÁNCHEZ & NILDA DORA VIGNALE

- 109 **Notas sobre el conocimiento de la flora en la Cordillera del Cóndor y Áreas Adyacentes en el Perú / Notes on the knowledge of the flora in the Cordillera del Condor and Adjacent Areas in Peru**

**ERIC F. RODRÍGUEZ RODRÍGUEZ, SANDRA J. ARROYO ALFARO, DAVID A. NEILL,
RODOLFO VÁSQUEZ MARTÍNEZ, ROCÍO ROJAS GONZÁLES, BLANCA LEÓN,
JOSÉ R. CAMPOS DE LA CRUZ & MARGARITA MORA COSTILLA**

Obituario

- 123 **A la memoria del Dr. Oscar D. Tovar Serpa / Dr. Oscar Tovar Serpa, In Memoriam**

ISIDORO SANCHEZ VEGA

Revista del Museo de Historia Natural
ARNALDO
UNIVERSIDAD PRIVADA ANTONIO ORREGO

Volumen 16 (2)
Julio - Diciembre 2009

Contenido / Contents

Pág. ARTÍCULOS ORIGINALES

- 7 Preliminary study of gene *RLM1* to phylogenetic analysis of the kingdom Fungi / *Estudio preliminar del gen RLM1 para el análisis filogenético del reino Fungi.*
JULIO CHÁVEZ-GALARZA, YOLANDA DELGADO-SILVA CÉLIA PAÍS & PAULA SAMPAIO
- 23 Una nueva especie de *Chrysochlamys* (Clusiaceae: Clusioideae: Clusieae) del Perú / *A new species of Chrysochlamys (Clusiaceae: Clusioideae: Clusieae) from Peru*
RODOLFO VÁSQUEZ MARTÍNEZ & ROCÍO DEL P. ROJAS GONZÁLEZ
- 29 *Larnax pedrazae* (Solanaceae): una nueva especie del Departamento Amazonas, Perú / *Larnax pedrazae (Solanaceae): a new species from Amazonas Department, Peru*
SEGUNDO LEIVA GONZÁLEZ, VIVIANA BRAVI & GLORIA E. BARBOZA
- 37 Sinopsis del género *Sloanea* L. (Elaeocarpaceae) en el Perú / *A synopsis of the genus Sloanea L. (Elaeocarpaceae) in Peru*
RODOLFO VÁSQUEZ MARTÍNEZ
- 65 *Glossopteris* (Glossopteridaceae, Glossopteridopsida). La flora pre-terciaria en el departamento de Arequipa – Perú / *Glossopteris (Glossopteridaceae, Glossopteridopsida). The pre-tertiary flora in Arequipa Department - Peru*
HÉCTOR PALZA ARIAS-BARAHONA, CARLOS TRUJILLO VERA, ELIANA LINARES PEREA, JOSÉ ALFREDO VICENTE ORELLANA & ANTONIO GALÁN DE MERA
- 69 Phytogeography of the vascular páramo flora of Podocarpus National Park, south Ecuador / *Fitogeografía de la flora vascular del páramo del Parque Nacional Podocarpus, sur Ecuador*
PABLO LOZANO, ANTOINE M. CLEEF & RAINER W. BUSSMANN
- 87 Composición florística y estructura de bosques estacionalmente secos en el sur-occidental de Ecuador, provincia de Loja, municipios de Macara y Zapotillo / *Floristic composition and structure of seasonally dry forest in southwestern Ecuador, province of Loja, Municipalities of Zapotillo and Macara*
ZHOFRE AGUIRRE MENDOZA & LARS PETER KVIST