

ISSN 0016-531X

# GAYANA

VOLUMEN 63

NUMERO 2

1999



PUBLICADO POR UNIVERSIDAD DE CONCEPCION-CHILE

**FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES Y OCEANOGRÁFICAS**  
**UNIVERSIDAD DE CONCEPCIÓN**  
**CHILE**

DIRECTOR DE LA REVISTA  
Andrés O. Angulo

REEMPLAZANTE DEL DIRECTOR  
Oscar Matthei J.

EDITOR GAYANA  
Andrés O. Angulo

EDITOR EJECUTIVO GAYANA  
Ciro Oyarzún G.

REPRESENTANTE LEGAL  
Sergio Lavanchy Merino

PROPIETARIO  
Universidad de Concepción

DOMICILIO LEGAL  
Victor Lamas 1290, Concepción, Chile

La Revista Gayana 1999 es una versión moderna de Gayana Oceanología y Gayana Zoología y, por lo tanto, procede a reemplazarlas, su numeración será: volumen 63(1), continuando así la numeración de Gayana Zoología.

La Revista Gayana está relacionada con todos los aspectos de la investigación zoológica y oceanológica de Sudamérica. Los tópicos específicos cubiertos en la Revista Gayana se basan en trabajos e investigaciones originales y revisión de artículos en taxonomía, sistemática, filogenia, biogeografía y oceanología.

Se considerarán los aspectos evolutivos dentro de estos tópicos basados en morfología, fisiología, ecología, etología y paleontología.

COMITE EDITORIAL

**Patrick Arnaud**, Station Marine d'Endome, Marsella, Francia. **Ariel Camousseight**, Museo de Historia Natural, Chile. **Wolf Arnz**, Alhed-Werner-Institut für Polar-und Meeresforschung Bremerhaven, Alemania. **C. Sergio Avaria**, Universidad de Valparaíso, Chile. **Jan Owe Bergström**, Kristineber Marine Biologiske Station, Kristineberg, Suecia. **Ramón Formas**, Universidad Austral de Chile, Chile. **Alberto P. Larrain**, Universidad de Concepción, Chile. **Joel Millet**, Muséum National d'Histoire Naturelle, Francia. **Victor Marín**, Universidad de Chile, Chile. **Roberto Meléndez**, Museo de Historia Natural, Chile. **Julián Monge-Nájera**, Universidad de Costa Rica, Costa Rica. **Carlos Moreno**, Universidad Austral de Chile, Chile. **Hugo I. Moyano**, Universidad de Concepción, Chile. **Germán Pequeño**, Universidad Austral de Chile, Chile. **Linda M. Pitkin**, Natural History Museum of London, Inglaterra. **Gilbert T. Rowe**, Texas A & M University, College Station, Texas, USA. **Nelson Silva**, Universidad Católica de Valparaíso, Chile. **Raúl Soto**, Universidad Arturo Prat, Chile. **Haroldo Toro**, Universidad Católica de Valparaíso, Chile.

**Subscripción:**

Subscripción anual en cada serie: US\$ 23.60 (dos volúmenes al año)  
Números atrasados US\$ 17.70 cada uno, excepto los números de más de 100 pp. para lo cual se deberá consultar a: [gayana@udec.cl](mailto:gayana@udec.cl)

**Información en Internet:**

Revista Gayana tiene su propia página Web (<http://udec.cl/publicaciones/>)

**Dirección:**

Revista Gayana, Facultad de Ciencias Naturales y Oceanográficas, Universidad de Concepción, Casilla 160-C, Concepción, Chile. Teléfono: 56-41-203059, Fax: 56-41-244805, E-mail: [gayana@udec.cl](mailto:gayana@udec.cl)

Para las instrucciones a los autores ver reglamento en Gayana Zoología 61(1), 1997.

Indexado en Bulletin Signalétique (Abstract, CNRS, Francia); Pascal Folio (Abstract, CNRS, Francia); Periodica (Index Latinoamericano, México); Marine Sciences Contents Tables (MSCT, Index FAO); Biological Abstract (BIOSIS); Entomology Abstract (BIOSIS); Zoological Records (BIOSIS); Ulrik's International Periodical Directory; Biological Abstract.





# GAYANA

VOLUMEN 63

NUMERO 2

1999

## CONTENTS

ANGULO, A.O. & T.S. OLIVARES. A new genus and new species of high andean II (Lepidoptera: Noctuidae) .....	51
DE MISCHIS, C.C. & G. RIGHI. Contribution to knowledge of the oligochaetefauna (Annelida, Oligochaeta) from Argentina .....	63
ANGULO, A.O.; M.A. RODRÍGUEZ & T.S. OLIVARES. A new genera and new species of High Andean III. <i>Faronta</i> Smith, 1908 v/s <i>Strigania</i> Hampson, 1905 and an approach to <i>Dargida</i> Walker, 1856 (Lepidoptera: Noctuidae) .....	67
BAZZINO, G. & R.A. QUIÑONES. Biological and ecological characteristics of <i>Illex argentinus</i> (Cephalopoda, Ommastrephidae) relevant to the management of its Southwest Atlantic Fishery .....	87
IANNACONE, J.A. & L. ALVARINO. Acute ecotoxicity of heavy metals using juveniles of freshwater snail <i>Physa venustula</i> (Gould, 1847) (Mollusca) .....	101
VALDOVINOS, C. Chilean mollusks biodiversity: Taxonomic and distributional database ...	111
MONGE-NAJERA, J. Historical biogeography: Status and goals for the 21 <sup>st</sup> century .....	167
GONZÁLEZ, R.G. The problems of endocrine control and energetic metabolism involved in fish migration: an approximation .....	171

# GAYANA

VOLUMEN 63

NUMERO 2

1999

## CONTENIDO

- ANGULO, A.O. & T.S. OLIVARES.** Nuevo género y nuevas especies altoandinas II (Lepidoptera: Noctuidae).....51
- DE MISCHIS, C.C. & G. RIGHI.** Contribución al conocimiento de la oligoquetofauna (Annelida, Oligochaeta) de la Argentina .....63
- ANGULO, A.O.; M.A. RODRÍGUEZ & T.S. OLIVARES.** Nuevo género y nuevas especies de nóctuidos altoandinos III. *Faronta* Smith, 1908 v/s *Strigania* Hampson, 1905 y algunos alcances acerca de *Dargida* Walker, 1856 (Lepidoptera: Noctuidae) .....67
- BAZZINO, G. & R.A. QUIÑONES.** Características biológicas y ecológicas del calamar *Illex argentinus* (Cephalopoda, Ommastrephidae) relevantes para el ordenamiento de su pesquería en el Atlántico Sudoccidental .....87
- IANNACONE, J.A. & L. ALVARIÑO.** Ecotoxicidad aguda de metales pesados empleando juveniles del caracol de agua dulce *Physa venustula* (Gould, 1847) (Mollusca) ..... 101
- VALDOVINOS, C.** Biodiversidad de moluscos chilenos: Base de datos taxonómica y distribucional .....111
- MONGE-NÁJERA, J.** Biogeografía histórica: Estado y objetivos para el siglo XXI ..... 165
- GONZÁLEZ, R.G.** El problema del control endocrino y metabolismo energético involucrados en la migración de los peces: Una aproximación..... 171

“Los infinitos seres naturales no podrán perfectamente conocerse sino luego que los sabios del país hagan un especial estudio de ellos”.

CLAUDIO GAY, *Hist. de Chile*, 1:14 (1848)

Portada:

**Claudio Gay Mouret** nació el 18 de marzo de 1800 en Draguignan, departamento de Yar, Francia. Fue Director del Museo Nacional de Historia Natural de Santiago de Chile. Fallece el 29 de noviembre de 1873 en Deffens, Yar, a la edad de 73 años. La presente revista lleva el nombre de “GAYANA” en su homenaje.

Dr. Andrés O. Angulo  
DIRECTOR REVISTA GAYANA

ESTA REVISTA SE TERMINÓ DE IMPRIMIR  
EN LOS TALLERES DE IMPRESOS ANDALIEN  
CONCEPCIÓN, CHILE,  
EN EL MES DE DICIEMBRE DE 1999,  
QUE SÓLO ACTÚA COMO IMPRESORA  
PARA EDICIONES UNIVERSIDAD DE CONCEPCIÓN





## NUEVO GENERO Y NUEVAS ESPECIES ALTOANDINAS II (LEPIDOPTERA: NOCTUIDAE)

### A NEW GENUS AND NEW SPECIES OF HIGHT ANDEAN II (LEPIDOPTERA: NOCTUIDAE)

Andrés O. Angulo<sup>1</sup> & Tania S. Olivares<sup>1</sup>

#### RESUMEN

Se describe un género nuevo *Pehuenquenía* n. gen (Hadeninae), reubicando dos especies conocidas en este género. Además se describen siete nuevas especies en *Copitarsia* Hampson (2 spp.), *Heliothis* Ochseneheimer (1 spp.), *Janaesia* Angulo (1 spp.), *Pehuenquenía* n. gen (1 spp.), y *Scriptania* Hampson (2 spp.), y se entregan cuatro nuevos registros.

**PALABRAS CLAVES:** Lepidoptera, Noctuidae, Provincia altoandina, nuevos géneros, nuevas especies, nuevos registros.

#### ABSTRACT

A new genus *Pehuenquenía* n. gen (Hadeninae) is described, adding two species in this genus. Besides seven new species in *Copitarsia* Hampson (2 spp.), *Heliothis* Ochseneheimer (1 spp.), *Janaesia* Angulo (1 spp.), *Pehuenquenía* n. gen (1 spp.), and *Scriptania* Hampson (2 spp.) and four new records are added.

**KEYWORDS:** Lepidoptera, Noctuidae, Hight mountains, new genus, new species and new records.

#### INTRODUCCION

La continuación del estudio de la lepidoptero-fauna altoandina nos ha permitido encontrar especies nuevas y un nuevo género para esta región, sumándose a las del trabajo de Angulo y Olivares, 1999.

El material tipo se depositó en las siguientes colecciones: Colecciones Científicas de la Universidad de Concepción (UCCC), Museo de Historia Natural de Santiago (MHN) y en la colección de la Fundación Miguel Lillo, Tucumán, Argentina (FML).

#### RESULTADOS

##### Subfamilia Cucullianae

##### *Copitarsia mimica* n. sp.

**ADULTO** (Fig.2): cabeza cubierta con escamas filiformes blanco-sulfúreas, palpos con escamas y escamas piliformes del mismo color, frente algo proyectada, con un proceso frontal bajo, antenas con cilias subiguales en largo al ancho del segmento respectivo; tórax con escamas filiformes y escamas piliformes blanco-sulfúreas; alas cubiertas de escamas blanco-sulfúreas, sin ninguna mancha aparente, alas posteriores con escamas blanquizcas en los dos tercios basales, el tercio distal lleva escamas castaño-claras, patas cubiertas con escamas piliformes blanquizcas y blanquizco-sulfúreas, primer segmento tarsal de la pata anterior lleva en su cara externa seis grandes espinas curvadas, cada espina es subigual a la mitad del largo del segmento.

<sup>1</sup> Depto. de Zoología, Facultad de Ciencias Naturales y Oceanográficas, Universidad de Concepción. Casilla 160-C, Concepción.

GENITALIA DEL MACHO (Fig. 14): valvas alargadas cuyo ancho máximo es igual a un cuarto de la longitud de la valva, cláster sólo insinuado, ampulla alargada, subigual en largo al ancho de la valva, digitus dirigido hacia abajo oblicuamente y en su tercio apical disminuye de ancho, ambas con extremos romos, corona uniserial fuerte, uncus engrosado en su tercio distal presentando en el dorso dos láminas móviles con 8 fuertes espinas cortas cada pieza, saccus subtriangular con el ápice proyectado, soccius digitiforme, aedeagus con el cornutí basal formado por una serie de fuertes espinas de diversos tamaños, distribuidas en tres tamaños, las grandes en número de 8, las medianas en número de 8 y las pequeñas en número de 10 a 12.

Pinceles odoríferos ubicados en el ápice del abdomen (Fig. 15)

En la genitalia del macho se asemeja a *Copitarsia humilis* (Blanchard).

HEMBRA: similar al macho, antenas con cilias más cortas, la mitad del ancho del segmento correspondiente.

ETIMOLOGÍA: el nombre específico alude a su semejanza externa con *Heliothis xanthia* n. sp.

EXPANSIÓN ALAR: macho X = 27.3 mm (n=8)  
hembra X = 27.4 mm (n=7)

MATERIAL EXAMINADO: (15 ejemplares): **Holotipo:** 1 macho, Argentina, Punta Balasto, 2100 m, La Rioja, 25-26-i-1995, L.E. Peña Coll. (UCCC) **Alotipo:** 1 hembra Argentina, Punta Balasto, 2100 m, La Rioja, 25-26-i-1995, L.E. Peña Coll. (UCCC) 13 Paratipos, Argentina, Punta Balasto, 2100 m, La Rioja, 25-26-i-1995, L.E. Peña Coll. 2 paratipos Punta Balasto, 2100 m, La Rioja, 25-26-i-1995, L.E. Peña Coll. (MNHN); 2 paratipos Punta Balasto, 2100 m, La Rioja, 25-26-i-1995, L.E. Peña Coll. (FML)

*Copitarsia anatumca* n. sp.

MACHO (Fig. 3): cabeza con escamas piliformes castaño-amarillentas y oscuras, los palpos lateralmente llevan escamas blanquizas y castaño-oscuras entremezcladas, antenas fuertemente ciliadas, las cilias son una y media vez el largo del segmento respectivo, tórax con escamas piliformes castaño-grisáceas, ala anterior color de fondo castaño algo oscuro, fran-

ja subasal blanco-amarillenta suavemente ondulada, orbicular blanco-amarillenta con su centro con el color de fondo banda mediana blanco-amarillenta escasamente ondulada, reniforme blanco-amarillenta, con su centro de color de fondo; banda subterminal blanco-amarillenta oblicua y dentada, banda terminal con ocho manchas blanco-amarillentas; ala posterior con escamas castaño-oscuras, el área costal basal blanca; patas con escamas y escamas piliformes grises y blanquizas, primer segmento tarsal de la pata anterior con tres largas espinas curvadas en su cara externa, además de una corta espina apical, en su cara interna lleva espinas más delgadas; abdomen con escamas blanquizas y grises entremezcladas.

GENITALIA (Fig. 17-18): valvas alargadas al menos 6 veces más largas que el ancho medial, complejo del cláster en la región medial de la valva, cláster inconspicuo, ampulla algo alargada sobrepasando escasamente el borde dorsal de la valva, digitus subigual en longitud a la ampulla dirigido hacia el borde ventral de la valva, corona uniserial, brazos posteriores de la yuxta notables, uncus con el tercio apical subcuadrangular, sobre el dorso del ápice del uncus hay dos áreas armadas de fuertes espinas recurvadas y móviles, saccus subtriangular de ápice romo, vésica alargada en su base presenta un grupo de fuertes espinas de al menos tres tamaños.

HEMBRA: similar al macho, con cilias cortas la mitad del ancho del segmento respectivo

GENITALIA: apófisis posteriores el doble del largo de las anteriores, ductus bursae corto, corpus bursae globoso y alargado, el cervix bursae subesférico con una placa apical con espinas y medialmente lleva espinas dispuestas en una franja transversal.

OBSERVACIONES: la genitalia del macho es próxima a *Copitarsia humilis* (Blanchard), de la cual se diferencia de *C. anatumca* que presenta la cara apical del uncus sin proyección, la ampulla es subtriangular alargada atenuándose uniformemente y los brazos posteriores de la yuxta son más cortos.

MATERIAL EXAMINADO: 12 ejemplares (8 machos y 4 hembras). **1 Holotipo** La Mina, segunda quincena abril, 1996, Badilla Coll. (708). **1 Alotipo** La Mina, segunda quincena abril, 1996, Badilla Coll. (714) 1

Paratipo La Mina, segunda quincena Abril, 1996, Badilla Coll. (711) (FML); 1 Paratipo Sector la Mina, Lag. del Maule, 5-6-ii-1999, Angulo & Badilla Coll. (MNHN) 7 Paratipos: La Mina, segunda quincena abril, 1996, Badilla Coll. (709, 710, 713, 715, 716, 717); 1 Paratipo La Mina, segunda quincena marzo, 1996, Badilla Coll. (600)(UCCC).

EXPANSIÓN ALAR:  $X=37.6$  mm (n=11)

### Subfamilia Hadeninae

*Pehuenquenia* n. gen.

Especie tipo *Pehuenquenia minuta* n. sp.

DIAGNOSIS: cabeza sin proceso frontal, cabeza y tórax con escamas y escamas piliformes, sin cresta torácica, genitalia del macho con valva subtriangular, sin corona, sin cuello hadenino y yuxta de ápice bifurcado.

ETIMOLOGÍA: *Pehuenquenia*: Pehuenche: nativos de la zona central sur de Chile.

*Pehuenquenia minuta* n. sp.

MACHO (Fig. 4): cabeza con escamas y escamas piliformes blancas y negruzcas, antenas con escamas castaño-oscuros, ciliassubiguales en longitud al ancho del segmento respectivo, tórax con escamas piliformes blanquizcas y negras, en el vientre hay escamas piliformes blanquizcas, alas anteriores color de fondo castaño-claro, bandas castaño-oscuros, banda basal, subasal y mediana normales, subterminal ondulada y terminal con ocho manchas negruzcas, alas posteriores castaño-oscuros, patas con escamas castaño-oscuros y escamas piliformes blanquizcas.

GENITALIA (Figs. 19-20): valvas subtriangulares enangostándose hacia el extremo posterior, de borde redondeado, corona ausente, complejo del cláasper ubicado en la base del tercio apical, presenta un cláasper subtriangular con borde dorsal plegado, su ápice sobrepasa levemente el borde dorsal de la valva, ampulla alargada y proyectada hacia el borde dorsal de la valva, sobrepasándola en la mitad de su largo, ápice redondeado, digitus alargado, adelgazándose hacia su extremo, un poco más largo que la ampulla, sobrepasando el margen ventral de la valva, uncus

medianamente grueso terminado en una punta aguda, yuxta subtriangular con el ápice superior alargado, saccus subtriangular de ápice escasamente agudo.

HEMERA: similar al macho.

GENITALIA (Fig. 21): apófisis posteriores el doble del largo de las anteriores, ductus bursae ancho y esclerotizado, corpus y cervix bursae subiguales en tamaño, globosos, ductus seminalis se origina del ápice del cervix bursae, sin presencia de signum.

EXPANSIÓN ALAR:  $X=24.7$  mm (n=8)

MATERIAL EXAMINADO: (7 ejemplares) **Holotipo**: 1 macho, Paso Internacional Pehuenche, ii-1996, Badilla Coll. (UCCC); 1 **Alotipo** Lo Valdés, Santiago, 3200 m, iii-1951, Peña Coll. (UCCC); 1 Paratipo, Paso Internacional Pehuenche, ii-1996, Badilla Coll. (MNHN); 1 Paratipo, Paso Internacional Pehuenche, 6-ii-199, Angulo & Badilla Coll. (FML); 1 Paratipo, Paso Internacional Pehuenche, ii-1996, Badilla Coll. (UCCC). 2 Paratipos Lo Valdés, Santiago, 3200 m, iii-1951, Peña Coll. (UCCC).

ETIMOLOGÍA: el nombre *minuta* alude a tamaño relativamente pequeño de las especies.

OBSERVACIONES: *Pehuenquenia* n. gen. se asemeja a *Egira* Duponchel (= *Xylomiges* Guenée) en ausencia de corona y sin cuello hadenino, además de su distribución geográfica; se diferencia en que la valva es subtriangular y su ápice es alargado y redondeado.

El resto de las especies de *Egira* Duponchel presenta una distribución Paleártica y Neártica

La especie *peruviana* Koehler, que se encuentra ubicada en *Xylomiges* de autores (*sensu* Poole, 1989), por las características de las genitalias debe ser incluida en este nuevo género.

Por lo tanto las especies incluidas en este nuevo género son:

*Pehuenquenia minuta* n. gen. n. sp.

*Pehuenquenia peruviana* (Koehler) n. comb.

*Scriptania chuzmiza* n. sp.

DESCRIPCIÓN MACHO (Fig. 5): cabeza con escamas y algunas escamas piliformes castaño-oscuros, cla-

ras y blanquizas entremezcladas, la cara ventral de los palpos lleva largas escamas piliformes castaño-oscuros y antenas tan largas como el ancho del segmento respectivo, la cara ventral de los segmentos antenales es convexa, tórax con escamas piliformes y algunas escamas normales blanquizas, negruzcas y las normales tienen su tercio apical de color amarillo oscuro. Patas con escamas y escamas piliformes oscuras y algunas blanquizas hacia el ápice de los segmentos, los espolones llevan escamas exclusivamente blancas, alas color de fondo formado por escamas amarillo oscuro con blanquizo, banda basal blanquiza con ambos bordes oscuros, subasal de igual manera, claviforme con escamas blanquizas con delgados bordes oscuros anchos, orbicular levemente reniforme en su centro lleva escamas concoloras con el fondo rodeada externamente por blanco y luego por negruzco, reniforme subcuadrangular con el centro concoloro con el fondo aunque algo más claro rodeada externamente por escamas amarillas y luego por negro, banda mediana es una línea negruzca dentada, banda terminal ondulada blanquiza en su centro rodeada por ambos lados por negruzco, banda subterminal formada por 5 a 6 manchas negras pequeñas unidas por finas líneas curvadas externamente negruzcas, las escamas de los flecos son blanquizas, algunas negruzcas reunidas en siete a ocho manchas y algunas castaño-amarillentas; ala posterior con escamas blanquizas y algunas escamas piliformes blanquizas hacia el tercio externo, lleva algunas escamas castañas oscuras, los flecos con escamas piliformes blanquizas y cinco manchas oscuras. Ventralmente las alas anteriores llevan escamas castaño oscuras y el ala posterior ventralmente con la mancha discal formada por escamas castaño-oscuros.

**GENITALIA DEL MACHO (Fig. 22):** valvas alargadas con el cuello hadenino submedial, cláspes escasamente aparente, ampulla alargada y curvada hacia atrás, de ápice redondeado sobrepasando el borde dorsal de la valva, dígito alargado atenuándose hasta el ápice terminado en punta, curvado ventralmente, subigual en largo a la ampulla, sobresale largamente el borde ventral de la valva, corona fuerte, multiseriada con espinas gruesas, yuxta ancoriforme, uncus ensanchado en su tercio apical adelgazando bruscamente en el ápice subtriangular, saccus proyectado agudamente, vésica alargada y cornuti formado por una sucesión de espinas fuertes y alargadas.

**GENITALIA DE LA HEMBRA (Fig. 24):** apófisis anteriores subiguales en longitud a las apófisis posteriores, ductus bursae fuertemente esclerosado, corpus bursae con placas de espinas en número de cuatro, cervix bursae alargado.

**EXPANSIÓN ALAR:** X = 31mm (n=3)

**MATERIAL EXAMINADO:** (3 machos): **Holotipo:** 1 macho Chile, Tarapacá, Chuzmiza, 3400 m. 9-11-i-1992 (UCCC); **2 Paratipos:** 2 machos, Chile, Tarapacá, Chuzmiza, 3400 m. 9-11-i-1992. (UCCC)

**ETIMOLOGIA:** chuzmiza, elegido por la localidad tipo de la especie.

*Scriptania lontana* n. sp.

**MACHO (Fig. 6):** cabeza con escamas blanquizas y algunas castaño-claras, antenas con escamas blancas y ciliás subiguales en largo al ancho del segmento respectivo, tórax con escamas blanquizas y castañas entremezcladas, alas anteriores color de fondo castaño-oscuro, banda subasal delgada y blanquiza recta, mancha orbicular blanquiza subtriangular oblicua, mancha reniforme blanquiza subtriangular con bordes blancos, área terminal con escamas blanquizas, mitad externa de la celda radio-medial con escamas blanco-hialinas, área cubital anal con escamas blanquizas, formando un área subtriangular baja. alas posteriores con escamas blanco-hialinas, patas con escamas y escamas piliformes castaño-amarillentas.

**GENITALIA (Figs. 25-26):** valvas con la escotadura fuerte submedial, complejo del cláspes representado por el cláspes algo pronunciado de borde redondeado, ampulla alargada terminando en punta, sobrepasando el borde dorsal de la valva, dígito subtriangular alargado de ápice agudo, sobrepasando ampliamente el borde ventral de la valva, cucullus subtriangular, corona multiseriada, uncus en su tercio apical un poco más ancho terminando en una punta aguda algo curvada, yuxta subtriangular con el ápice dorsal alargado, saccus subtriangular redondeado, aedeagus con la vesica armada de una extensa área de espinas de distintos tamaños, en la que se destaca una gran hilera de espinas gruesas.

**EXPANSIÓN ALAR:** X=35 mm. (n=1)

**MATERIAL EXAMINADO:** **Holotipo:** 1 macho, Ecuador, Imbabura, 4-iv-1989, Ruales Coll. (Ecu 99) (MECN).

**ETIMOLOGÍA:** *lontanus*: lejano, a, en distribución geográfica es septentrional.

### Subfamilia Heliothidinae

#### *Heliothis xanthia* n.sp.

**DESCRIPCIÓN DEL MACHO** (Fig. 7): cabeza cubierta por escamas y escamas piliformes blanquizas, las de la frente y el vértex son más cremosas, antenas con escamas blancas y ciliás subiguales en largo al ancho del segmento correspondiente, tórax con escamas piliformes castaño-amarillentas, en el vientre del tórax son blanquizas, alas anteriores con escamas blanco-amarillentas, sobre las venas hay escasas escamas castañas, alas posteriores con escamas blancas, en el extremo de la celda radio-medial hay un grupo de escamas castaño-oscuro. (característico de los heliotes), patas con escamas y escamas piliformes blancas.

**GENITALIA** (Figs. 27-28): valvas alargadas, diez veces el largo del ancho medial, corona uniseriada, fuerte, a lo largo de su región medial presenta un pliegue continuo a lo largo de la valva, uncus alargado y ancho uniforme hasta su ápice en donde bruscamente disminuye diámetro terminado en una espina, succus subtriangular; aedeagus con vésica helicoidal con tres vueltas, sin cornuti.

**HEMERA** (Fig. 29): similar al macho, ciliás antenales son más cortas que la mitad del ancho del segmento respectivo.

**GENITALIA:** apófisis anteriores y posteriores subiguales en largo; ductus bursae alargado tres veces el largo de las apófisis, esclerotizado, bursa copulatrix globosa, con dos placas longitudinales con microespinas.

**MATERIAL EXAMINADO:** 1 **Holotipo** Argentina, Pta. Balasto, 2100 m la Rioja, 25-26-i-1995, L.E. Peña Coll (UCCC); 1 **Alotipo** Argentina, Pta. Balasto, 2100 m la Rioja, 25-26-i-1995, L.E. Peña Coll. (UCCC); 2 Paratipos Argentina, Pta. Balasto, 2100 m la Rioja, 25-26-i-1995, L.E. Peña Coll. (UCCC)

1 Paratipo Argentina, Pta. Balasto, 2100 m la Rioja, 25-26-i-1995, L.E. Peña Coll. (FML); 1 Paratipo Argentina, Pta. Balasto, 2100 m la Rioja, 25-26-i-1995, L.E. Peña Coll. (MNHN).

**EXPANSIÓN ALAR:** macho X= 29.3 mm (n=3)  
hembra: X=32.3 mm (n=3)

Externamente se asemeja a *H. pallida* Hardwick; *H. pacifica* Hardwick, las cuales presentan la misma coloración, la genitalia presenta semejanzas con la especie *H. dispascea* (Linnaeus), ya que ambas presentan una valva inerte con un pliegue en la parte central de ella (Hardwick, 1965).

**ETIMOLOGÍA:** *xanthus*: amarillo

### Subfamilia Noctuinae

#### *Janaesia exclusiva* n. sp.

**MACHO** (Fig. 8): cabeza con escamas blanquizas y negruzcas entremezcladas, antenas con escamas castaño-oscuro, ciliás subiguales en largo al ancho del segmento correspondiente, tórax con escamas y escamas piliformes blanquizas y negruzcas entremezcladas, ventralmente con escamas piliformes blanquizas; alas anteriores con escamas blanquizas y negruzcas entremezcladas, banda basal blanca bordeada por negro, banda subasal blanca más notable en el área costal, orbicular blanca rodeada con negruzco, reniforme blanca rodeada por negro en su extremo proximal; alas posteriores blanquizas; patas con escamas blanquizas y negruzcas entremezcladas, blanquizas en el ápice de los segmentos.

**GENITALIA DEL MACHO** (Fig. 30-31): valva algo alargada, cinco veces más larga que su ancho medial, más ancha en su base, complejo del cláspere representado por un cláspere incipiente y una ampulla alargada y curvada ventralmente, terminando en una punta moderada, sobrepasando el borde ventral de la valva, corona uniseriada representada por escasas cerdas entre ocho y once, uncus alargado con dos o tres espinas apicales, yuxta subromboidal, saccus subtriangular algo alargado, aedeagus con la vesica armada por tres espinas simples y una de base bulbosa.

**HEMERA:** similar al macho.

EXPANSIÓN ALAR: macho: X=41 mm (n=1)  
hembra: X=45 mm (n=1)

ETIMOLOGÍA: *exclusiva*: única

MATERIAL EXAMINADO: **Holotipo**: 1 macho, Paso Internacional Pehuenche, segunda quincena, iii-1996, n° 810, Badilla Coll. (UCCC) **Alotipo**: 1 hembra Paso Internacional Pehuenche, primera quincena, ii-1996, n° 810, Badilla Coll. (UCCC).

### Nuevos registros

*Xylinissa andina* (Koehler) n. comb.  
(Cucullianae) nuevo registro

*Bryotype andina* Koehler, 1979:24.

MACHO (Fig. 1): similar a la hembra, en algunos ejemplares es posible ver la orbicular representada por un punto de escamas blancas rodeadas por algunas negras.

GENITALIA DEL MACHO (Fig. 12-13): valva subrectangular alargada seis veces más larga que su ancho medial, el extremo apical dorsal posee una proyección de ápice romo, en su región medial el digitus se proyecta hacia el borde dorsal de la valva sobrepasándole escasamente, su ápice es romo, tres veces tan largo como su ancho medial, corona uniserial débil, uncus escasamente ancho en su tercio apical, terminando en un ápice agudo, recto, saccus subtriangular, corto, vesica con grandes espinas gruesas, en su región basal.

HEMBRA: de acuerdo con la descripción de Koehler, 1979: 24.

EXPANSIÓN ALAR: X= 26 mm (n=8)

MATERIAL EXAMINADO: 8 ejemplares: 4 ejemplares Sector la Mina; Laguna del Maule, segunda quincena, enero, 1981 (353, 354, 355, 363)(UCCC); 1 ejemplar Sector la mina; Laguna del Maule, primera quincena, enero, 1981 (374)(UCCC); 2 ejemplares Sector la Mina; Laguna del Maule, segunda quincena, diciembre, 1995 (299, 301) (UCCC); 1 ejemplar, El Manzano, Santiago, 12-xi-1951 (UCCC).

DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA: ARGENTINA: San

Martin de los Andes, Neuquén, Zapala. CHILE: Sector la Mina, Laguna del Maule; El Manzano, Santiago.

OBSERVACIONES: Las especies colocadas por Poole, 1989 en *Bryotype* de autores, son trasladadas a *Xylinissa* Schaus, presentando entre el 1<sup>er</sup> y 3<sup>er</sup> segmento abdominal con crestas, frente lisa y tibia inermes, por lo tanto las especies que quedan incluidas en este género son:

*X. andina* (Koehler) Argentina  
*X. atlantica* (Koehler), Argentina  
*X. cossoides* Butler, Chile  
*X. lignitis* Schaus, Colombia  
*X. oniroe* Dognin, Ecuador  
*X. pulverea* Hampson, Perú  
*X. strigosa* Hampson, Perú

*Dargida confundibilis* (Khler) n. comb.  
(Hadeninae)

*Faronta confundibilis* Khler, Poole, 1989.

MACHO (Fig. 9): cabeza con escamas y escamas piliformes blanquizas, segundo segmento del palpo externamente con algunas escamas castaño-oscuros, antenas con escamas blanquizas, ventralmente cilias tan largas como el ancho del segmento respectivo, tórax con escamas piliformes blanquizas, alas anteriores blanquizas con escasas escamas castaño-oscuros, las que se reúnen en la mancha discal (reniforme) como un pequeño conjunto circular de 10 a 12 escamas castaño-oscuros; alas posteriores blanquizas, el extremo distal de las venas lleva algunas escamas castaño-oscuros, alas anteriores y posteriores ventralmente blanquizas; patas con escamas y escamas piliformes blanquizas.

GENITALIA DEL MACHO (Figs. 32-33): valvas alargadas cinco veces su ancho medial, cuello hadenino comienza en la base del tercio apical de la valva, cláspes poco notable, ampulla alargada sobrepasando el margen dorsal de la valva, digitus alargado subigual en largo a la ampulla, de ápice un poco más agudo, corona uniserial, uncus ensanchado en su tercio apical luego decrece hacia el ápice finalizando en un extremo romo y redondeado, saccus de extremo suboval, yuxta ancoriforme, vesica con un cornuti formado por un grupo de espinas gruesas,

ubicadas en su región medial.

**HEMERA:** similar al macho, antenas con las ciliias muy cortas, menos de un tercio del ancho del segmento.

**GENITALIA DE LA HEMBRA** (Fig. 34): apófisis anteriores y posteriores subiguales en longitud, ductus bursae alargado, el doble del largo de las apófisis, esclerotizado, bursa copulatrix globosa, con cuatro hileras longitudinales de signas, cada signa está formado por dos placas espinosas cóncavas, cinco signas por cada hilera, corpus bursae subhelicoidal.

**DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA:** ARGENTINA: Collón-Curá, Neuquén y Las Flores San Juan (nuevo registro).

*Strigania permira* Koehler (Hadeninae) nuevo registro

**MACHO** (Fig. 10): cabeza con escamas piliformes, grises y blanquizas, palpos con escamas negruzcas, ventralmente llevan largas escamas y escamas piliformes blanquizas, tórax con escamas y escamas piliformes negruzcas, blanquizas y amarillentas; alas anteriores con el color de fondo castaño-oscuro, banda basal blanquiza notable en el borde costal, subasal blanquiza, mancha orbicular en su centro blanco rodeada por amarilla al igual que la mancha claviforme, banda mediana poco notable, reniforme subcuadrangular con su centro blanquizo rodeado con amarillo, banda subterminal negruzca, delgada muy dentada, banda terminal representada por ocho manchas amarillas. Alas posteriores con escamas blanquizas, el tercio distal con escamas castaño-oscuros, cara ventral de las alas anteriores con escamas y pelos castaño-oscuros, el borde costal lleva escamas amarillas, borde anal blanquizo, cara ventral de las alas posteriores con escamas blanquizas, mancha discal castaño-oscuro y banda subterminal castaño-oscuro, patas con escamas y escamas piliformes castaño-oscuros y algunas blanquizas entremezcladas, estas últimas más notables en el ápice de los segmentos. Abdomen con escamas piliformes castaño-claras.

**GENITALIA DEL MACHO** (Figs. 35-36): valvas con la escotadura en la base del tercio apical, muy pronunciada, complejo del cláspere presenta el cláspere subtriangular, corto, ampulla en forma de "T", con

la rama ventral más corta y terminada en un borde dentado, ninguna sobrepasa los bordes de la valva, digitus delgado y curvado ventralmente, sobrepasando la mitad de su longitud al borde ventral de la valva, corona multiseriada, fuerte, el ápice ventral lleva una espina fuerte, uncus ancho en su tercio apical de ápice romo, saccus subtriangular con una pequeña proyección en su ápice, aedeagus con la vesica presentando una hilera de espinas en el borde ventral de ella, en la porción baso-dorsal de la vesica existen dos placas semilunares espinosas. Antenas con escamas blanquizas, ciliias cortas no más de la mitad del ancho del segmento correspondiente.

**HEMERA** (Fig. 37): similar al macho. Antenas con ciliias muy cortas, apenas perceptibles.

**GENITALIA DE LA HEMBRA:** apófisis posteriores el doble del largo de las anteriores, ductus bursae altamente esclerotizado al igual que la base del cervix bursae, corpus y cervix subglososo, sin presencia de signum, sin embargo es posible observar algunas áreas longitudinales con microespinas.

**EXPANSIÓN ALAR:** macho X= 38.3 mm (n=3)  
hembra= 38 mm (n=1)

**DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA:** Madre de Dios (Perú) y Sector La Mina. Lag. del Maule y Paso Internacional Pehuenche (Chile) (nuevo registro).

**MATERIAL EXAMINADO:** (4 machos, 2 hembras): 1 macho Sector La Mina. Laguna del Maule, 925 m. 5-6-ii-1999, Angulo & Badilla Coll. (UCCC); 3 machos: 1 macho, 1ª quincena, enero, 1996 (543) (UCCC); 1 macho Paso Internacional Pehuenche, 2ª quincena, enero, 1996 (566)(UCCC); 1 macho Paso Internacional Pehuenche, 1ª quincena, enero, 1997 (923)(UCCC); 2 hembras Paso Internacional Pehuenche, 2ª quincena, enero, 1996. (570, 572)(UCCC).

*Faronta multistria* Koehler nuevo registro (Hadeninae)

*Neleucania multistria* Koehler, 1947:102.

*Faronta multistria* (Koehler). Poole, 1989.

**MACHO:** no visto

HEMERA (Fig. 38): cabeza con escamas y escamas piliformes castaño-claras y blanquizas, antenas con escamas blanquizas y escasas ciliacortas, torax con escamas piliformes castaño-claras, alas con escamas piliformes castaño-claras, sobre las venas lleva escamas blancas, las manchas anormales, la orbicular muy agrandada ocupando casi todo el sector discal, delineado por escamas castaño-oscuros, en cambio la reniforme es suboval alargada tendiendo a subtriangular con escamas blancas en su interior y en su centro algunas negras, mancha apical con escamas blancas proyectándose oblicuamente hasta cerca del margen discal, mancha claviforme muy alargada, bordeada por escamas negras, alas posteriores con escamas grises y fringe blanco, patas con escamas castaño-claras.

MATERIAL EXAMINADO: 1 hembra: Chile: VII Región, Sector La mina, Lag. del Maule, 5-6-ii-1999, Angulo & Badilla Coll. (UCCC).

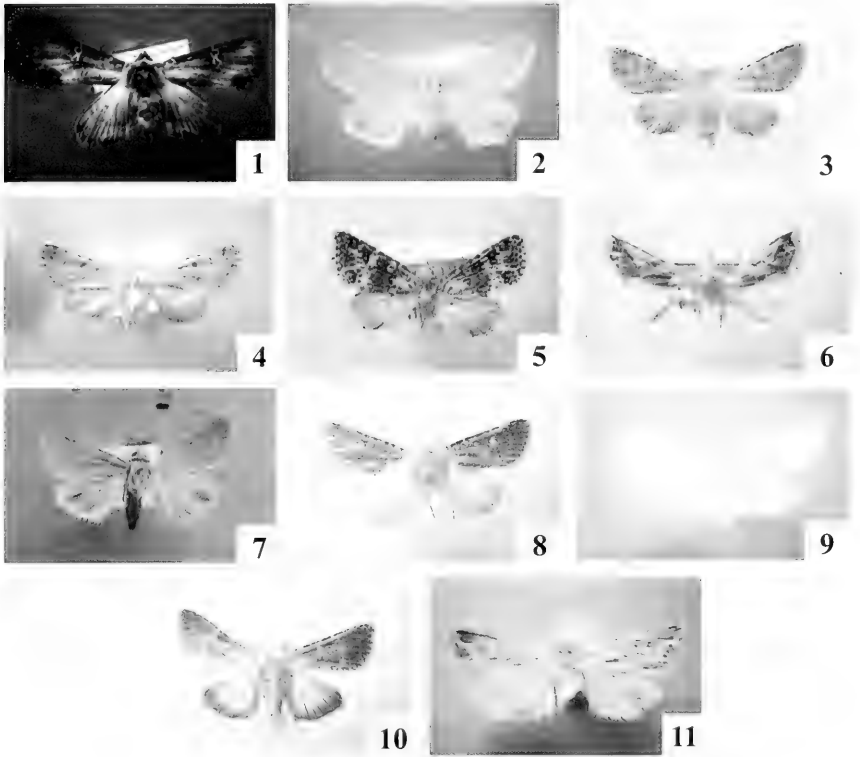
## BIBLIOGRAFIA

- ANGULO, A. O. y T. S. OLIVARES. 1999. Nuevo género y nuevas especies de noctuidos altoandinos I, e hipótesis de habitats en unmaduros (Lepidoptera: Noctuidae). *Gayana* 63(1): 17-27.
- HAMPSON, G. F. 1906. Catalogue of the Lepidoptera Phalaenae in the British Museum. Volumen 6. London. Taylor and Francis. 532 pp, xiv, plates 96-107.
- HARWICK, D. F. 1965. The corn earworm complex. *Memoirs of the entomological Society of America*. 40: 247 pp.
- KOEHLER, P. 1947. La familia «Noctuidae» Argentinas. Subfamilia Hadeninae. *Acta Zool. Lilloana* 3:50-134.
- KOEHLER, P. 1979. Noctuidarum miscellanea VI. *Acta Zool. Lilloana* 33: 16-36.
- POOLE, R. W. 1989. *Lepidopterorum Catalogus. New Series. I. Noctuidae* 118: 1-500 E. E. J. Brill/Flora & Fauna Publications.
- POOLE, R. W. 1989. *Lepidopterorum Catalogus. New Series. II. Noctuidae* 118: 500-1013 Ed. E. J. Brill/Flora & Fauna Publications.

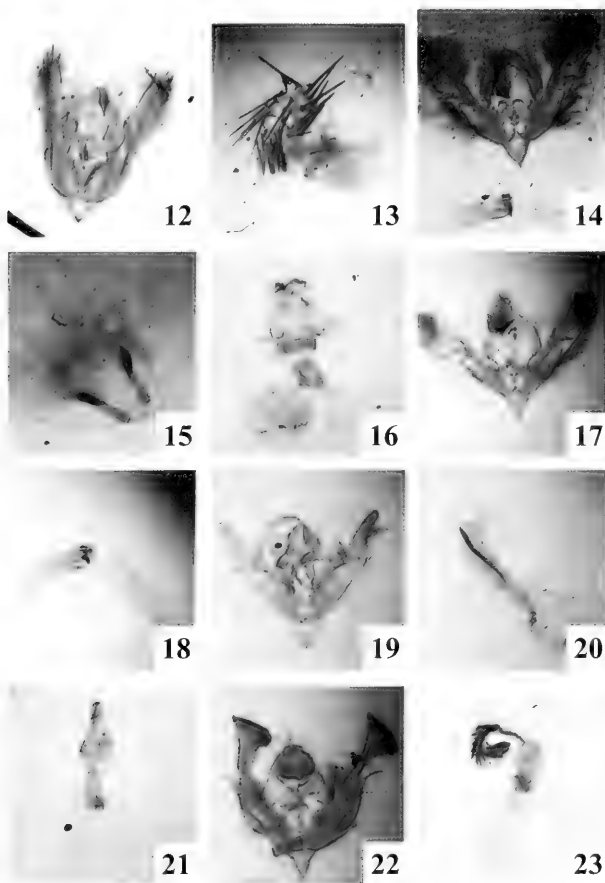
Fecha de recepción: 12.08.99

Fecha de aceptación: 12.08.99

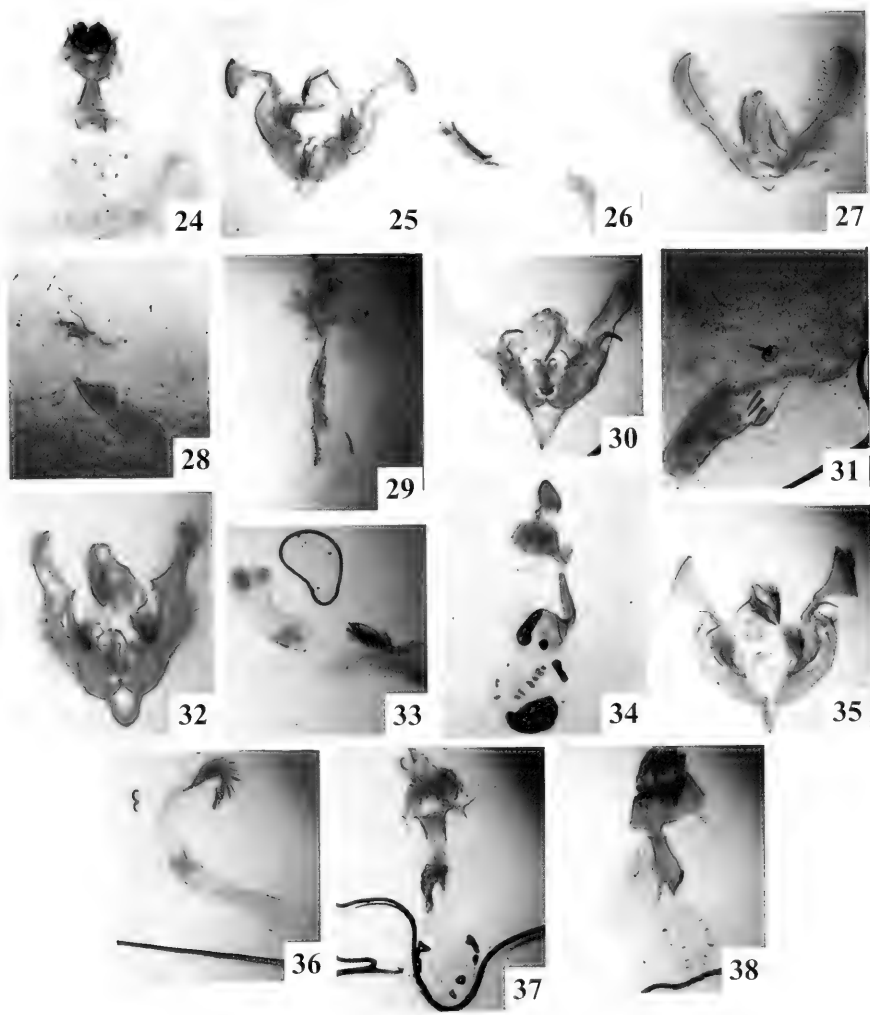




FOTOGRAFÍAS DE ADULTOS DE 1. *Xylinissa andina* (Khlr); 2. *Copitarsia mimica* n. sp.; 3. *Copitarsia anatumca* n. sp.; 4. *Pehuenquenía minuta* n. gen. n. sp.; 5. *Scriptania chuzmiza* n. sp.; 6. *Scriptania lontana* n. sp.; 7. *Heliothis xanthia* n. sp.; 8. *Janaesia exclusiva* n. sp.; 9. *Dargida confundibilis* (Khlr); 10. *Strigania permira* Draudt; 11. *Faronta multistria* (Khlr).



Genitalias de: 12. valvas de *Xylinissa andina* (Khlr); 13. aedeagus de *Xylinissa andina* (Khlr); 14. valvas y aedeagus de *Copitarsia mimica* n. sp.; 15. pelos odoríferos de *Copitarsia mimica* n. s p.; 16. gnitalia hembra *Copitarsia mimica* n. sp.; 17. valvas de *Copitarsia anatumca* n. sp.; 18. aedeagus *Copitarsia anatumca* . sp.; 19. valvas de *Pehuenquenía minuta* n. gen. n. sp.; 20. aedeagus de *Pehuenquenía minuta* n. gen. n. s ; 21. hembra de *Pehuenquenía minuta* n. gen. n. sp.; 22. *Scriptania chuzmiza* n. sp.; 23. aedeagus de *Scriptan a chuzmiza* n. sp.; 24. hembra de *Scriptania chuzmiza* n. sp.; 25. valvas de *Scriptania lontana* n. sp.; 2 . aedeagus de *Scriptania lontana* n. sp.; 27. valvas de *Heliohis xanthia* n. sp.; 28. aedeagus de *Heliothis xanthia* n. sp.; 29. hembra de *Heliothis xanthia* n. sp.; 30. valvas de *Janaesia exclusiva* n. sp.; 31. aedeagus de *Heliothis xanthia* n. sp.; 32. valvas de *Dargida confundibilis* (Khlr); 33. aedeagus de *Dargida confundibilis* (Khlr); 34. hembra de *Dargida confundibilis* (Khlr); 35. valvas de *Strigania permira* Draudt; 36. aedeagus de *Strigania permira* Draudt; 37. hembra de *Strigania permira* Draudt; 38. hembra de *Faronta multistria* (Khlr).





CONTRIBUTION TO KNOWLEDGE OF THE OLIGOCHAETEFUNA  
(ANNELIDA, OLIGOCHAETA) FROM ARGENTINA

CONTRIBUCIÓN AL CONOCIMIENTO DE LA OLIGOQUETOFUNA  
(ANNELIDA, OLIGOCHAETA) DE LA ARGENTINA

Catalina C. de Mischis\* and Gilberto Righi\*\*

ABSTRACT

To Argentina *Glossodrilus parecis* is pointed out for the first time, and the distribution of *Pontoscolex corethrurus* is increased, also *Eukerria saltensis*, *Amyntas hawayanus*, *A. morrissi* y *Aporrectodea trapezoides* make up the first quotation of earthworms for the Province of Catamarca.

KEYWORDS: Oligochaeta, Oclerodrilidae, Glossoscolecidae, Megascolecidae, Lumbricidae, Argentina.

RESUMEN

Se señala por primera vez para la Argentina *Glossodrilus parecis* y se incrementa la distribución de *Pontoscolex corethrurus*, *Eukerria saltensis*, *Amyntas hawayanus*, *A. morrissi* y *Aporrectodea trapezoides* se citan por primera vez para la provincia de Catamarca.

PALABRAS CLAVES: Oligochaeta, Oclerodrilidae, Glossoscolecidae, Megascolecidae, Lumbricidae, Argentina.

INTRODUCTION

In the Neotropical region of Argentina, 66 species of earthworms and their distribution have been indicated (Ljungström *et al.*, 1975). Subsequently, new species and locations were added covering wide areas of the country that had not been examined.

This contribution is based on the study of earthworms in majority collected personally and its main objective was to disseminate new records for the country and to increase the distribution of both native and non-native earthworms.

MATERIAL AND METHODS

The worms were collected manually from the

soil and preserved in 10% formalin. The study was performed by dissections, mounting of microscopical pieces in glycerine-water (1:1) and serial histological sections stained by Mallory's triple method (Pantin, 1964). The material is deposited in the Museum of Zoology, University of Cordoba, Argentina, exception *G. parecis* that is in the Department of Zoology, University of Sao Paulo, Brazil.

RESULTS

**Oclerodrilidae**

***Eukerria saltensis* (Beddard, 1895)**

*Kerria saltensis* Beddard, 1891:225; *Eukerria saltensis* Ljungström *et al.*, 1975:12; Righi, 1979:120; Mischis, 1991: 207; Mischis, 1996:64.

Material- Argentina, Province Catamarca: Río del Valle in Las Pirquitas Ville, C. Mischis col.

This is the most widely peregrine species of *Eukerria* (Jamieson, 1970).

\* Cátedra Diversidad Animal I, Universidad Nacional de Córdoba, Av. Vélez Sársfield 299, 5000 Córdoba, Argentina.

\*\* Dr. G. Righi, died on 26 February, 1999 in Sao Paulo, Brazil.

## Glossoscolecidae

### *Glossodrilus parecis* Righi & Ayres, 1975

*Glossodrilus* (Tonperog) *parecis* Righi & Ayres, 1975:113; Righi, 1980:242; Righi, 1995:576.

Material- Argentina, Province Córdoba: Río Ceballos in soghum plantation, dos clitellate worms (ZU-1304 Universidad de Sao Paulo), C. Mischis col.

Considerations: The species was known in a the piedmonts of Serra do Mar in Brazil, Rio Grande do Soul and Rio de Janeiro States. Probably it corresponds to *Glossoscolex minutus* (nomem nudum, species does not described or figured) recorded by Ljungström *et al.* (1975) from Santa Fe Province, La Capital and Las Colonias Departments.

Distribution: Endemic species from South America.

### *Pontoscolex corethrurus* (Müller, 1857)

*Lumbricus corethrurus* Müller, 1857:113; *Pontoscolex corethrurus* Righi, 1984:114.

Material: Argentina: Province Cordoba: Department Capital in greenhouse, E. Karlem col.

Distribution: Origin unknown (Gates, 1972).  
Peregrine species in tropical and subtropical zones of the world Righi (1990).

## Megascolecidae

### *Amyntas hawayanus* (Rosa, 1891)

*Perichaeta hawayana* Rosa, 1891:396; *Pheretima hawayana* Ljungström *et al.*, 1975:24; *Amyntas hawayanus* Righi, 1979:128; Mischis, 1991:210; Mischis, 1993:10 (synonymy); Mischis, 1996:65

Material: Argentina: Province Catamarca: Las Pirquitas Ville, in garden and orchard, C. Mischis col.

Distribution- Pantropic. Origin Oriental Region, probably China, anthropocorus (Reynolds, 1994).

### *Amyntas morrissi* (Beddard, 1892)

*Perichaeta morrissi* Beddard, 1892:166; *Pheretima morrissi*, Ljungström *et al.*, 1975:24; *Amyntas morrissi* Righi, 1979:130; Mischis, 1991:

210; Mischis, 1993:10 (synonymy); Mischis, 1996:65.

Material: Argentina: Province Catamarca: Las Pirquitas Ville in garden and near Las Pirquitas dam, C. Mischis, col.

Distribution: Oriental Region, probably China (Gates, 1972).

## Lumbricidae

### *Aporrectodea trapezoides* (Dugès, 1828)

*Lumbricus trapezoides* Dugès, 1828:289; *Allolobophora trapezoides* Ljungström *et al.*, 1975:28; Righi, 1979:144; *Aporrectodea trapezoides* Mischis, 1991: 212; Mischis, 1996:66.

Material: Argentina: Province Catamarca: Las Pirquitas Ville near Las Pirquitas dam, C. Mischis col.

Distribution: It is a species originating from SE Europe and SW Asia. It is one of the most common species in the different habitats in the world, anthropochorus (Gates, 1972).

## CONCLUSIONS

Due to the different geographical situations in the Argentine, there are vast areas whose biological components are unknown, therefore what emerges from the following contribution is that knowledge of the earthworm fauna increases as samples increase. The oligochaetefauna of the Province of Catamarca has been studied for the first time and four species are cited: *Eukerria saltensis* is a hydrophilic and peregrine species and *Amyntas hawayanus*, *A. morrissi* and *Aporrectodea trapezoides* are introduced voluntarily or involuntarily, which Gates (1972) called "antropochorous". Furthermore, the distribution of *Glossodrilus parecis*, which is endemic in South America, is increased, as well as that of *Pontoscolex corethrurus* which was first found in a Córdoba greenhouse in the soil accompanying the roots of the plants. This is a form of involuntary introduction performed by man (Gates 1957, 1972).

On account of the importance earthworms have as a form of edaphic fauna, knowledge of their diversity is indispensable for the achievement of a greater understanding of ecosystems.

## REFERENCES

- BEDDARD, F.E. 1892. On some species of the genus *Perichaeta*. Proc. Zool. Soc. Lond., 153-172.
- BEDDARD, F.E. 1895. A monograph of the order Oligochaeta. Clarendon Press, Oxford 769pp.
- DUGES, A. 1828. Recherche sur la circulation, la respiration et la reproduction des Annélides sétigères abranches. Ann. Sci. Nat., 15(1): 284-336.
- GATES, G. 1957. On a new Octochaetine earthworm supposedly from Guatemala. *Breviora* 75, pp.1-8.
- GATES, G. 1972. Burmese earthworms. *Trans Amer. Philos. Soc. (N.S.)* 67 (2): 1-321.
- JAMIESON, B.G.M. 1970. A taxonomic revision of the Oligochaete genus *Eukerria* Michaelsen, 1935 (Ocneroдрilinae, Megascolecidae). *Bull. British Mus. (Nat. Hist.)*, Zool. 20 (5): 133-172.
- LJUNGSTROM, P.O.; F. EMILJANI, G. RIGHI. 1975. Notas sobre los Oligoquetos (lombrices de tierra) argentinos. *Rev. Asoc. Cienc. Nat. Lit.*, 6: 1-42.
- MISCHIS, C.C. 1991. Las lombrices de tierra (Annelida, Oligochaeta) de la provincia de Córdoba, Argentina. *Bol. Acad. Nac. Cienc. Córdoba*, 59 (3<sup>a</sup>-4<sup>a</sup>): 198-237.
- MISCHIS, C.C. 1992. The first record of the species *Amyntas diffringens* (Baird, 1869) (Oligochaeta: Megascolecidae) in the Province of Córdoba (Argentina) *Megadrilogica*, 4(8): 143-144.
- MISCHIS, C.C. 1993. A contribution to the knowledge of Megascolecid fauna (Annelida, Oligochaeta) from the Province of Córdoba, Argentina. *Megadrilogica* 5 (2): 9-12.
- MISCHIS, C.C. 1996. La oligoquetofauna de la Provincia de Córdoba (Annelida, Oligochaeta) Biodiversidad de la Provincia de Córdoba. Fauna. Vol. I. (I.E. di Tada y E. H. Bucher, eds.), pp 63-70.
- MÜLLER, F. 1857. *Lumbricus corethrurus*, Bürstenschwanz. *Arch. Naturg.*, 23 (1): 113-116.
- PANTIN, C.F.A. 1964. Notes on microscopical technique for zoologists. VIII+76pp. University Press. Cambridge.
- REYNOLDS, J.W. 1993. On some earthworms from Swaziland (Oligochaeta: Glossoscolecidae, Megascolecidae, Microchaetidae and Octochaetidae). *Megadrilogica*, 5 (1): 1-8.
- REYNOLDS, J.W. 1994. The earthworms of Bangladesh (Oligochaeta: Megascolecidae, Moniligastridae and Octochaetidae). *Megadrilogica*, 5(4): 33-44.
- RIGHI, G. 1979. Introducción al estudio de las lombrices del suelo (Oligoquetos Megadrilos) de la provincia de Santa Fe (Argentina). *Rev. Asoc. Cienc. Nat. Lit.*, 10: 89-120.
- RIGHI, G. 1980. Alguns Oligochaeta, Ocneroдрilidae e Glossoscolecidae, do Brasil. *Papéis Avulsos Zool.*, S. Paulo, 33(13): 239-246.
- RIGHI, G. 1984. On a collection of Neotropical Megadrili Oligochaeta II. Glossoscolecidae, Lumbricidae. *Stud. Neotrop. Fauna Environ.*, 19(2): 99-120.
- RIGHI, G. 1990. Minhocas de Mato Grosso e de Rondonia. *Brasilia, Programa Polonoroeste. CNPq*. 177p.
- RIGHI, G. 1995. Colombian earthworms. In *Studies on tropical Andean Ecosystems*, 4:485-607. (Van der Hammen, T & dos Santos, A.G., Eds.) Cramer, Berlin.
- RIGHI, G. & I. AYRES. 1975. Alguns Oligochaeta sul brasileiros. *Revta. brasil. Biol.*, Rio do Janeiro, 35 (2): 309-316.
- ROSA, D. 1891. Die exotischen Terricolen des K.K. naturh. Hofmuseum. *Ann. Naturh. Hofmus. Wien.*, 6: 379-406.

Fecha de recepción: 27.07.99

Fecha de aceptación: 20.08.99





NUEVO GENERO Y NUEVAS ESPECIES DE NOCTUIDOS  
ALTOANDINOS III. *FARONTA* SMITH, 1908 V/S *STRIGANIA* HAMPSON,  
1905 Y ALGUNOS ALCANCES ACERCA DE *DARGIDA* WALKER, 1856  
(LEPIDOPTERA: NOCTUIDAE)

A NEW GENERA AND NEW SPECIES OF HIGHT ANDEAN III. *FARONTA*  
*SMITH*, 1908 V/S *STRIGANIA* HAMPSON, 1905 AND AN APPROACH TO  
*DARGIDA* WALKER, 1856 (LEPIDOPTERA: NOCTUIDAE)

Andrés O. Angulo<sup>1</sup>, Marcela A. Rodríguez<sup>1, 2</sup> & Tania S. Olivares<sup>1</sup>

RESUMEN

Se realiza un análisis taxonómico de algunas especies de los géneros hadeninos *Dargida* Walker, *Strigania* Hampson y *Scriptania* Hampson, se reubican algunas especies en estos géneros, entregándose una clave para ellos. Se crea un nuevo género *Albirenia* n. gen con 5 especies. Se describen ocho nuevas especies en los géneros *Albirenia* n.gen. (1 spp.), *Scriptania* Hampson (4 spp.), *Strigania* Hampson (Hadeninae) (1 spp.); *Crimona* Smith (Amphipyrae) (1 spp.) y *Condica* (Cucullianae) (1 spp.).

PALABRAS CLAVES: Lepidoptera, Noctuidae, provincia altoandina, complejo *Dargida-Scriptania-Strigania*, nuevo género, nuevas especies.

INTRODUCCION

Durante la revisión de los noctuidos altoandinos, una gran parte del material corresponde a la subfamilia Hadeninae, la cual ha sido escasamente estudiada en nuestra región. Un grupo de géneros muy homogéneos, correspondientes a *Dargida* Walker, *Strigania* Hampson y *Scriptania* Hampson

ABSTRACT

A taxonomic analysis of some species from hadenins genera *Dargida* Walker, *Strigania* Hampson and *Scriptania* Hampson; some species are include by first time in these genera; a key for these genera is include. A new genus *Albirenia* (5 spp.) is described. Eight new species are describe in the *Albirenia* n. gen (1 spp.), *Scriptania* Hampson (4 spp.), *Strigania* Hampson (Hadeninae) (1 spp.), *Crimona* Smith (Amphipyrae) (1 spp.) and *Condica* (Cucullianae) (1 spp.).

KEYWORDS: Lepidoptera, Noctuidae, Hight mountains, *Dargida-Scriptania-Strigania* complex, new genera, new species.

nos ha llevado a realizar un análisis taxonómico más minucioso para dilucidar los caracteres taxonómicos y sistemáticos que los diferencian.

Forbes (1954) al entregar la diagnosis del grupo *Leucania* Ochseneimer (en el cual incluye - entre otros -- a *Faronta*) dice: "El grupo *albilinea* con corona simple forma un tercer grupo anexándose a *Dargida*. Los tres forman un concepto biológicamente precioso, pero parecería estar separadamente derivado del stock central de Poliinae [Poliinae=Hadeninae in part ]".

Franclemont (1951) al tratar su 2º grupo dice: "El nombre más antiguo es *Faronta* Smith, *Protoleucania* McDunnough es considerado un sinónimo, porque no hay diferencias significativas en la genitalia del macho o hembra de los 2 genotipos y el hábito, vestidura y modelo son similares. Este

<sup>1</sup> Depto. de Zoología, Universidad de Concepción, Casilla 160-C, Concepción, Chile. E-mail: aangulo@udec.cl, tolivare@udec.cl

<sup>2</sup> Este artículo forma parte del trabajo de tesis de Marcela A. Rodríguez, para optar al grado de Magister en Cs. mención Zoología, de la Universidad de Concepción. E-mail: marcrodr@udec.cl

es un conjunto de especies muy homogéneas. *Dargida* está muy próximamente relacionada y la genitalia no muestra reales diferencias, pero puede ser mantenido como un género distinto sobre la base de otros caracteres, tales como la vestidura y los penacos”.

Godfrey (1972) respecto a las larvas dice: “que la mandíbula de *Faronta* posee el 1<sup>er</sup> y 2<sup>do</sup> borde interno interconectados. La mandíbula de *Dargida* tiene los bordes internos paralelos, los cuales no se unen”.

Por otra parte, en el marco de una revisión sistemática del género *Strigania* se determinó que su especie tipo *S. lithophilus* Butler es sinónimo de *Faronta atrifera*; por último ante la sospecha de que ambos géneros son sinónimos, se le envió al Dr Michael G. Pogue (Systematic Entomology Lab. Dept. Entomology, National Museum of Natural History, Smithsonian Institution, USA) material de la especie tipo de *Strigania*, es decir *S. lithophilus* para que lo comparara con la especie tipo de *Faronta*, es decir *F. aleada*, ante lo cual nos responde: “I have compared several species of *Faronta*, including *aleada*, and I would say that *Strigania* and *Faronta* are the same genus”, lo cual confirma definitivamente nuestras sospechas, por lo tanto el género válido es *Strigania* Hampson, 1905 y su sinónimo es *Faronta* Smith, 1908. Por lo tanto las especies que Poole (1989), coloca en *Faronta* Huebner, corresponden a *Strigania* Hampson y ellas son las siguientes:

- Strigania albilinea* (Huebner) n. comb. (Figs. 17 y 31)
- Strigania aleada* (Smith) n. comb.
- Strigania diffusa* (Walker) n. comb. (Fig. 58)
- Strigania multistria* (Koehler) n. comb.
- Strigania napali* (Koehler) n. comb.

Las siguientes especies puestas en *Faronta* Smith no fueron vistas, por lo tanto sólo suponemos hipotéticamente que deberían pertenecer al género *Strigania* Hampson:

- Strigania amoena* (Draudt) n. comb. *Tentamen*
- Strigania distincta* (Druce) n. comb. *Tentamen*
- Strigania exoul* (Walker) n. comb. *Tentamen*
- Strigania quadrannulata* (Morrison) n. comb. *Tentamen*
- Strigania terrapicalis* (Buckett) n. comb. *Tentamen*
- Strigania tetera* (Smith) n. comb. *Tentamen*

Luego del análisis de la genitalia del macho,

de la especie *Dargida grammivora* Walker (Figs. 15, 30, 44 y 54) -- especie tipo del género *Dargida* Walker --, se ha llegado a determinar que las siguientes especies también corresponden a este género:

*Faronta rubripennis* Grote a *Dargida rubripennis* (Grote) n. comb. (Figs. 56, 57 y 59).

*Hadena tetragona* Mabilie a *Dargida tetragona* (Mabilie) n. comb. (Figs. 16, 19, 33, y 46).

La especie colocada como *Hadena* sp. según Piñas & Manzano (1997) (Fig. 695), luego es colocada como *Polia imitata* Massen por Seitz (1924) y finalmente cambiada a *Dargida imitata* (Maesen) (Figs. 14 y 55) por Poole (1989), con lo cual estamos de acuerdo.

En relación a *Dargida confundibilis* Koehler ya ha sido cambiada en el trabajo anterior II de esta serie (Angulo & Olivares, 1999b).

Angulo & Olivares (1999a), mencionan a *Strigania* Hampson *s.l.* pues incluían a especies de *Dargida* Walker, 1856, *Strigania* Hampson (= *Faronta* Smith) y *Scriptania* Hampson *s.s.*; luego de observar una serie de caracteres nos parece que si bien ambas presentan una corona con setas dispuestas uniserialmente (a diferencia de *Scriptania* que posee una corona con setas dispuestas multiserialmente), *Dargida* se caracteriza -- entre otros -- por tener el digitus simple y corona 1-seriada, a diferencia de *Strigania* (= *Faronta*) que posee un digitus bifurcado. (Ver. Figs. 60-61); ante lo cual proponemos la siguiente clave genérica:

**CLAVE PARA SEPARAR LOS GÉNEROS CONSIDERADOS (BASADA EN LA GENITALIA DEL MACHO)**

- 1. Digitus 2-furcado.....*Strigania* Hampson (Fig. 61)
- 1'. Digitus 1-furcado ..... 2
- 2(1'). Corona 1-seriada; cláspes notable ..... *Dargida* Walker (Fig. 60)
- 2'. Corona multiseriada; cláspes incipiente ..... *Scriptania* Hampson (Fig. 62)

Poole (1989) presenta el género *Crimona* Smith (Amphipyridae) como monotípico, es decir, presenta una sola especie: *Crimona pallimedia* Smith, de California, Walters Station, y al resto de las especies las coloca agrupadas en *Crimona* de

autores, en que coloca a *C. grisalba* Koehler de Río Negro, Cipolletti, Argentina; *C. leuca* Koehler de Río Negro, Argentina y *C. tricolor* Koehler de Neuquén, Río Negro y de Córdoba, Argentina. No creemos justificada la separación de estas especies del género original, pues si bien es cierto que las tres especies últimas proceden de un stock sureño, una de ellas puede haber avanzado hacia el norte hasta California por la región altoandina.

## NUEVOS TAXA

### Subfamilia Amphipyriinae

#### *Crimona* Smith

*Crimona nana* Angulo & Olivares n. sp. (Figs. 3, 20, 34 y 47)

**MACHO:** cabeza con escamas piliformes blancas y castaño-oscuros entremezcladas, los palpos alcanzan más allá de la frente. antenas con cilias escasamente más cortas que el ancho del segmento ubicadas en una proyección ventral de cada segmento; tórax con escamas y escamas piliformes blancas y castaño-oscuros, éstas últimas especialmente en las tégulas, en dorso del centro del tórax presentan un penacho de escamas, en la región ventral con escamas piliformes blancas exclusivamente, alas anteriores color de fondo gris, banda basal poco notable excepto por algunas inflexiones oscuras, orbicular blanquiza rodeada por castaño-oscuro, banda mediana poco notable, reniforme blanquiza, bordeada con castaño-oscuro, en su mitad externa puede llevar escamas castaño amarillentas; banda postmediana blanquiza con borde interno castaño-oscuro, banda subterminal escasamente excepto por las escamas blanquizas, banda terminal negruzca; alas posteriores blancas con la línea terminal castaño-oscuro y algunas veces el borde costal salpicado de oscuro, patas con escamas y escamas piliformes, blanquizas y castaño-oscuros entremezcladas, abdomen con escamas grises y algunas blanquizas, sobre la mitad del 1<sup>er</sup> y 2<sup>o</sup> segmento abdominal existe un pincel de escamas castaño-oscuros.

**GENITALIA:** valva subtriangular de ápice agudo, valvas cinco veces más largas que su ancho medial, ampulla

se origina de la base del tercio medial de la valva, alargada y algo curvada dorsalmente, y finalizando algo roma, digitus originándose sobre la base del tercio distal, alargada dirigida hacia el dorso, sobrepasando largamente el borde dorsal de la valva, subigual en largo a la ampulla, uncus uniforme en ancho, finalizando bruscamente en una proyección espinosa ventral, yuxta pentagonal, vesica subglobosa con tres grandes espinas agudas hacia el ápice y en la base ventral un grupo de 14 espinas más pequeñas.

**HEMBRA:** similar al macho, antenas con cilias muy cortas sobre el borde ventral de los segmentos, alas posteriores blanquizas salpicadas con escamas castaño-oscuros, sobre las venas se ubican venas castaño-oscuros.

**GENITALIA:** apófisis anteriores y posteriores subiguales en largo, tan largas como el ductus bursae, bursa copulatrix subcuadrangular globosa, en su tercio basal posee una proyección de la cual sale el ductus seminalis, a esa altura y en la pared opuesta aparece una proyección con algunas esclerotizaciones y cerca de ella es posible visualizar una proyección cónica baja.

**MATERIAL EXAMINADO:** (16 machos, 11 hembras): 1 macho Holotipo, La Mina, Lag. del Maule, 2<sup>a</sup> quincena, septiembre, 1997, Badilla Coll. (914) (UCCC); 1 hembra, Alotipo, La Mina, Lag. del Maule, 2<sup>a</sup> quincena, septiembre, 1997, Badilla Coll. (910) (UCCC); 1 macho, Campanario, 15-X-1949; 1 macho Curilingue, 17-I-1948; 1 macho, misma localidad, 12-I-1948; 2 machos, Guayacán, Santiago, XII-1950; 1 macho, misma localidad, 24-X-1951; 1 macho, misma localidad, X-1951 (UCCC); 3 machos, 4 hembras: La Mina, Lag. del Maule, 2<sup>a</sup> quincena, septiembre, 1997 (911, 912, 913, 915, 916, 917, 918), Badilla Coll. (UCCC); 1 macho, 1 hembra Paratipo, La Mina, Lag. del Maule, 2<sup>a</sup> quincena, septiembre, 1997 (915, 918) (MNH); 1 hembra, La Mina, Lag. del Maule, 2<sup>a</sup> quincena, septiembre, 1997 (913) (FML); 1 macho La Mina, Lag. del Maule, 2<sup>a</sup> quincena, septiembre, 1997, Badilla Coll. (1333) (FML) 1 macho, misma localidad, 2<sup>a</sup> quincena, enero, 1998 (1341), Badilla Coll. ; 2 machos, misma localidad, 2<sup>a</sup> quincena, diciembre, 1997 (1221, 1222), Badilla Coll.; 1 macho, misma localidad, 1<sup>a</sup> quincena, diciembre, 1995 (198), Badilla Coll.; 2 hembras, La Mina, Lag. del Maule, 1<sup>a</sup> quincena, diciembre, 1997 (1224, 1225), Badilla Coll.;

1 hembra, misma localidad, 1ª quincena, noviembre, 1997 (1109), Badilla Coll.: 1 hembra, misma localidad, 2ª quincena, enero, 1998 (1336), Badilla Coll.: 1 hembra, Santiago, Guayacán, 1-1951; 1 hembra, Santiago, 3-XI-1959 (UCCC).

EXPANSION ALAR: machos: 18.4 (n=16)  
hembras: 19.9 (n=11).

OBSERVACIONES: la especie *C. nana* Angulo & Olivares n. sp. se diferencia de la especie *C. tricolor* (Koehler) en que el cláster es una y media vez más largo que el ancho de la valva a diferencia de *C. tricolor* que llega hasta el borde de la valva, el uncus en *C. nana* es ancho, la yuxta es alargada y aguzada en su ápice, aedeagus presenta 3 espinas gruesas y un conjunto de al menos 11 espinas pequeñas a diferencia de *C. tricolor* que sólo presenta 5 espinas gruesas y la corona en *C. nana* es apenas notable mientras que en *C. tricolor* es notable con fuertes espinas.

ETIMOLOGIA: el nombre específico *nana*: pequeño hace alusión al tamaño de los ejemplares.

### Subfamilia Cucullinae

*Albirenia* Angulo & Olivares n. gen.

ESPECIE TIPO: *Albirenia minense* Angulo & Olivares n. sp.

DIAGNOSIS: alas anteriores con la mancha reniforme blanca a castaño-blauquiza, genitalia del macho con las valvas redondeadas en su ápice, además puede presentar una proyección apical como en *A. andina* Koehler, corona ausente o poco desarrollada, uncus simple con una espina o sin ella, saccus terminado en punta, presencia de una ampulla única que puede ser de ápice agudo o aguzado; aedeagus con numerosas espinas gruesas que pueden estar ubicadas en un solo lugar de la vesica como *A. andina* y *A. minense* n. sp. o a lo largo de toda la vesica; genitalia de la hembra con bursa copulatrix bisacular, corpus bursae globoso, cervix bursae alargado, enrollado sobre sí, ausencia de signum; ductus seminalis se origina del ápice del cervix bursae.

OBSERVACIONES: quedan incluidas en este género las

especies colocadas en *Meganephria* de autores (Poole, 1989), excepto la especie *tancrei*, de origen euroasiático, la cual debe permanecer en *Meganephria* Huebner; además se incluyen las especies colocadas en *Bryotype* de autores (*sensu* Poole, 1989).

ETIMOLOGIA: el nombre del género alude a que las especies componentes poseen la mancha reniforme blanca o blauquiza (*albi*: blanco; *renia*: riñón, reniforme).

*Albirenia minense* Angulo & Olivares n. sp.  
(Figs. 4, 21, 35 y 48)

MACHO: cabeza con escamas piliformes castaño-oscuras y algunas negruzcas, antenas con cilias tan cortas que apenas son visibles, tórax con escamas y escamas piliformes castaño-oscuras y negruzcas, las tégulas llevan escamas y escamas piliformes castaño-claras, ventralmente con escamas y pelos castaños y algunos ferrugíneos, alas anteriores, línea basal notable en la costa, línea subasal con su borde externo con escamas castaño-oscuras, mancha claviforme subcuadrangular, línea mediana inconspicua, mancha orbicular y reniforme, normales, grandes, bordeadas externamente por escamas negruzcas y en su centro algunas escamas castañas, en la mitad externa de la reniforme lleva escamas castaño-amarillentas, banda postmediana escasamente notable al igual que la banda subterminal, línea terminal representada por siete arcos redondeados, alas posteriores blauquizas, con el cuarto externo con algunas escamas castaño-oscuras, la mancha discal representada por escamas castaño-negruzcas, abdomen con escamas y escamas piliformes castaño-grisáceas, sobre el segundo segmento hay un mechón notable de escamas.

GENITALIA: valvas alargadas seis veces el ancho medial, en el apice del tercio vasal se proyecta la ampulla de aspecto claviforme y que escasamente no alcanza el borde dorsal de la valva, corona uniserial, con fuertes espinas, yuxta suboblonga transversalmente, uncus algo corto en su región apical se agudiza para finalizar en una espina, saccus alargado y muy agudo, vesica con el comuti formado por dos grupos de espinas de base bulbosa, uno pequeño y otro más desarrollado en el cual destaca una espina muy grande.

HEMERA: similar al macho, a lo largo de la región central de las tégulas, lleva además escamas blancas, alas posteriores un poco más oscuras.

GENITALIA: apófisis anteriores y posteriores subiguales en largo, ductus bursae igual al doble del largo de las apófisis anteriores, bursa copulatrix bisacular; corpus bursae globoso y cervix bursae alargado enrollado sobre sí, en su ápice se origina el ductus seminalis.

MATERIAL EXAMINADO: 11 ejemplares (5 machos, 6 hembras): 1 macho Holotipo, Sector La Mina, 2ª quincena, septiembre, 1997, Badilla Coll. (976) (UCCC); 1 macho, C. Bulnes, Km 25, 4-X-1981, Trampas Coll. (UCCC); 2 machos, Sector La Mina, 2ª quincena, IX-1997, Badilla Coll.; 1 macho, La Mina, 2ª quincena, septiembre, 1997 (FML); 1 hembra Alotipo, Concepción, 19-X-1962, Trampas Coll. (UCCC); 1 hembra, Llancahue, Valdivia, 3-X-1964; 3-X-1964, Krammer Coll. (UCCC); 1 hembra, Llancahue, 6-IX-63, Krammer Coll.; 2 hembras, Sector La Mina, 2ª quincena, 1997, Badilla Coll.; 1 hembra La Mina, 2ª quincena, Septiembre, 1997 (974) (MNH); 1 ej. *Xylinissa* sp s/d.

EXPANSIÓN ALAR:  $\bar{X}$  macho: 28.5 (n=5)  
 $\bar{X}$  hembra: 33.6 (n=6)

OBSERVACIONES: se diferencia en la genitalia de *A. albodiscata* (Koehler) en que la ampulla termina en punta aguda, la presencia de una corona con espinas fuertes y el sacculus alargado.

ETIMOLOGÍA: el nombre específico alude a que esta especie fue colectada en La Mina, Laguna del Maule (VII Región, Chile).

*Albirenia andina* n. comb.

*Xylinissa andina* (Koehler), Angulo & Olivares, 1999b.  
*Bryotype andina* (Koehler) Koehler, 1979.

ADULTO Y GENITALIA MACHO: según Angulo & Olivares, 1999b.

*Albirenia albodiscata* (Koehler) n. comb.  
 (Figs. 5, 22, 36 y 49)

*Meganephria albodiscata* Koehler

ADULTO Y GENITALIA MACHO: según Koehler, 1961.

MATERIAL EXAMINADO: 19 ejemplares (14 machos, 5 hembras): 1 Paratipo, macho S. Martín, Andes,

Neuquén, Argentina, 30-X-1959, Leg. M. Gentili: 1 macho, Concepción, 23-X-59, Trampas Coll.; 1 macho, Temuco, 14-I-1984; 1 macho, Sta. Julia, Km. 25, C. Bulnes, 20-X-1981; 1 macho, misma localidad, 26-X-1981, Trampas Coll.; Putú, 16-IX-1996; 1 macho, S. R. Hn. s/d; 1 macho Puesco, Curarrehue, 18-X-1998, Fototrópica Coll.; 1 macho, Concepción, 22-XI-1960, Trampas Coll., 1 macho, Concepción, 27-IX-1960, Trampas Coll.; 1 macho Concepción, 11-X-1960, Trampas Coll.; 1 macho Chiguayante, Manquimávida, 12-X-1961, Hulot, Coll., 1 macho, Concepción, 13-X-1960, Trampas Coll.; 1 hembra, Chile, Valdivia, Oct., 21-1987, Trampas Coll.; 1 hembra, Chile, Carillanca, Temuco; 1 hembra Concepción, 28-X-1959, Trampas Coll.; 1 hembra, 31-X-59, Trampas Coll.; 1 hembra Chile, Ralco, Trapa-Trapa, 600 m, Bío-Bío, 19-21-XI-1995, L.E. Peña Coll.

*Albirenia araucanica* (Koehler) n. comb.  
 (Figs. 6, 23 y 37)

*Meganephria araucanica* Koehler

ADULTO: según Hampson, 1909.

MATERIAL EXAMINADO: 10 ejemplares (8 machos, 2 hembras): 1 macho Sector La Mina, Lag. del Maule, 2ª quincena, septiembre, 1997, Badilla Coll. (979); 1 macho, Valdivia, 25-V-1985, Trampas Coll.; 1 macho, Curacautín, 20-IX-1948; 1 macho Valdivia, Sta. Rosa, 14-IX-1984; 1 macho, Carillanca, Temuco; 1 macho, Concepción, 8-X-1960, Trampas Coll.; 1 macho, Curacautín, 21-II-1948; 1 macho, Valdivia, 25-VIII-1996, Trampas Coll.; 1 hembra, Valdivia, 25-VIII-1996, Trampas Coll.; 1 hembra, Alto Vilches, septiembre, 1971, Ramírez Coll.

Finalmente las especies colocadas en este nuevo género son:

*Albirenia albodiscata* (Koehler) (Figs. 5, 22, 36 y 49)

*Albirenia andina* (Koehler)

*Albirenia araucanica* (Hampson) (Figs. 6, 23 y 37)

*Albirenia atlantica* (Koehler)

*Albirenia minense* Angulo & Olivares n. sp. (Figs. 4, 21, 35 y 48).

*Condica roxanoides* Angulo & Olivares n. sp.  
 (Figs. 7, 24, 38 y 45)

MACHO: cabeza con escamas castaño-oscuros y claras, palpos alcanzando hasta el vertex de la cabeza.

antenas con cilias casi tan largas como el ancho del segmento, tórax con escamas castaño-oscuras, con algunas piliformes entremezcladas, ventralmente sólo hay escamas piliformes castaño-claras; alas anteriores color de fondo castaño-oscuro, banda subasal castaño-clara bordeada por escamas negruzcas, bandas poco notables excepto en el área costal donde se ve su inicio de color castaño-claro bordeado por negruzco, mancha orbicular suboval castaño-clara con su centro oscurecido bordeado externamente por negruzco, mancha reniforme castaño-oscuro en el centro rodeado por castaño-claro, en sus dos tercios inferiores lleva escamas blancas purísimas; ala posterior castaño-oscuro; patas con escamas castaño-oscuro y claras entremezcladas, abdomen con escamas castaño-oscuro, ventralmente abundan las castaño-claras.

**GENITALIA** (Fig. 24): valvas alargadas con su base más angosta, ocho veces más largas que su ancho medial, en el tercio basal de la valva se encuentra la ampulla de ápice agudo que alcanza el borde dorsal de la valva, valvas sin corona, uncus delgado y muy curvado, el tercio apical es ensanchado finalizando en un ápice unciforme, la base del uncus (tegumen) lateralmente presenta dos proyecciones romas, bajo ellas se encuentran dos escleritos completamente circulares, saccus redondeado. Aedeagus (Fig. 38) con vesícula moderada, en su base posee un área densamente provista de espinas triangulares alargadas y muy adosadas entre ellas.

**HEMBRA** (Fig. 7): similar al macho, antenas con cilias muy cortas, hay un par de cilias más largas en el vientre medial de cada segmento.

**GENITALIA** (Fig. 45): apófisis anteriores y posteriores subiguales en longitud, ductus bursae fuertemente esclerosado con microespinas y estriaciones; corpus bursae globoso, bursa copulatrix bisacular, ausencia de signum; cervix bursae globoso y cervix bursae alargado, desde su ápice se origina el ductus seminalis.

**OBSERVACIONES:** las diferencias se presentan en el siguiente cuadro:

	<i>C. roxana</i>	<i>C. roxanoides</i>
color	castaño-anaranjado	castaño-oscuro
antenas	2-fasciculadas	ciliadas
ampulla	redondeada	aguda
valvas	14 veces más largas que ancho medial	8 veces más largas que ancho medial
vesícula	espinas simples	placa basal espinosa

**EXPANSIÓN ALAR:**  $\bar{X}$  macho: 27.7 (n=7)  
 $\bar{X}$  hembra: 28.8 (n=5)

**MATERIAL EXAMINADO:** 12 ejemplares (7 machos, 5 hembras): 1 macho Holotipo, Argentina, Las Maderas, Jujuy, 20/22-I-1992, L.E. Peña Coll. (UCCC); 1 hembra Alotipo, Argentina, Las Maderas, Jujuy, 20/22-I-1992, L.E. Peña Coll. (UCCC) 1 macho, Paratipo, Argentina, Las Maderas, Jujuy, 20/22-I-1992, L.E. Peña Coll. (MNH); 1 macho Paratipo, Argentina, Las Maderas, Jujuy, 20/22-I-1992, L.E. Peña Coll. (FML); 4 machos, 4 hembras, Argentina, Las Maderas, Jujuy, 20/22-I-1992, L.E. Peña Coll. (UCCC).

**ETIMOLOGÍA:** el nombre específico alude a su semejanza con la especie *roxana* Koehler.

**DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA:** ARGENTINA: Las Maderas, Jujuy; Las Curtiembres, Salta.

### Subfamilia Hadeninae

*Dargida tetragona* (Mabille) n. comb. (Figs. 16, 19, 33 y 46)

*Hadena tetragona* Mabille, 1885

**REDESCRIPCIÓN DEL MACHO** (Fig. 16): color general varía en los especímenes desde un castaño-claro a castaño-oscuro, vertex con escamas bicolor, las que con su ápice oscurecido forman una línea que lo cruza; tégulas oscuras, patagias más claras que el color general con escamas oscurecidas hacia los bordes laterales. Patas cubiertas por escamas castaño-claras excepto las articulaciones tarsales anilladas por escamas blancas. Ala anterior con color de fondo variando de castaño-amarillento a castaño-oscuro; área basal blanquecina delineada por la banda basal castaño-oscuro; banda antemediana castaño-oscuro muy dentada, formando parte del anillo de la claviforme que es de forma semioval con escamas blanquecinas y castañas salpicadas; orbicular y reniforme unidos ampliamente formando una gran mancha tetragonal debido a lo cual la mediana se encuentra dividida en ese sector y difusa. La postmediana es denticulada y se confunde con el anillo de la mancha tetragonal entre R3 y M2; el área

subterminal se distingue por lo claro de las escamas que le componen, blanquecinas y castaño amarillentas entremezcladas. En la banda terminal se distingue entre M2 y M3 una mancha de anuli castaño-oscuro cuyo límite externo se pierde en la terminal, con fondo de escamas blanquecinas; faz inferior, con escamas castaño-amarillentas. Alas posteriores, con escamas castaño-claras más claras hacia la base; faz inferior, con banda mediana en castaño-oscuro y discal aflechada. Abdomen con escamas castaño-claras y oscuras mezcladas.

EXPANSIÓN ALAR:  $\bar{X} = 3.3$  mm (n = 18).

GENITALIA (Fig. 19): uncus espatulado, achatado, romo y de cuello corto; saccus con terminación aguda y redondeada, valva con cuello hadenino muy notorio debido a la gran expansión del sacculus; cláster vestigial, ampulla en forma de pequeña placa dirigida hacia la posición dorsal de la valva; digitus largo y agudo tres veces su ancho; corona armada por espinas fuertes más concentradas en la parte ventral de ésta. Aedeagus (Fig. 33) con funda armada en su porción superior de gran espina de base ancha muy esclerosada; vesica con cornuti formado por dos espinas cortas y gruesas, muy esclerosadas en la apófisis dorsal de la misma; parte sacular de la vesica, sin cornuti.

HEMBRA: similar al macho.

GENITALIA (Fig.46): apófisis posteriores poco más largas que las apófisis anteriores, ambas de ápice espatulado; ductus bursae muy esclerosado en su porción basal y estriado en la porción apical; bursa copulatrix bisacular, corpus bursae suboval con tres signa presentes en la base del tercio superior, cada uno de ellos de forma irregular, equidistantes, cervix bursae, sacular, subsférico; lóbulos del ovipositor, con espinas dispersas.

MATERIAL EXAMINADO: 28 ejemplares (11 hembras y 17 machos): 1 hembra, Barrera Puesco IX Región, 1996. *Hadena tetragona* (Mabille), trampas. Coll. 1 hembra, 8-XII-59, Kramer. 1 hembra, Chaitén N.E. Corcovado 42°54' - 72°35', 5,8-Feb-1954. Coll.: L.E.Peña. *Hadena tetragona* Mabille. Det. L.E.Parra. 1 macho (gen. prep.) y 3 machos, T. del Fuego. 4 Dic.1953, Rodríguez: Coll. Chile. Magallanes 4.XII.1953, Isla T. de Fuego. *Hadena*

*tetragona* Mab., Det. Koehler. 1 hembra (gen. prep.), Valdivia I. Teja, 28/09/1986, Coll.: D. Jackson. 1 macho (gen. prep.), 1 macho y 2 hembras, Tres Puentes, Dic. 1952. Rodríguez Coll. Chile Magallanes. 1 hembra, Ushuaia, Portada (77) 100 m, T. Fuego-Argent., 9-XI-83. Leg. M. y P. Gentilli. *Hadena tetragona*. 1 hembra, Los Coles 15-XI-52. 1 macho, Bahía La Pataia (78) 10 m, T. Fuego-Argent. 10-XI-83. Leg. P. y M. Gentili. 1 macho, Chile-X Región Puyehue, Sept-1983. Coll. R. Bitke. 1 hembra, 1 macho (gen. prep.) y 2 machos, Punta Arenas, Ojo bueno 4-12-972, Cerda *Hadena tetragona*, Det. C. Jana-Sáenz. 1 hembra y 5 machos, Magallanes, P. Arenas Ojo bueno 4-XII- 972, Dr. Cerda, *Hadena tetragona* Det. C. Jana-Sáenz. 1 hembra, Punta Arenas, Ojo bueno 30-II-972, Cerda *Hadena tetragona*, Det. C. Jana-Sáenz.

OBSERVACIONES: la genitalia se asemeja a *D. grammivora* Walker, externamente se asemeja a *Strigania ecuatoriana* Angulo & Olivares n. sp.

#### *Scriptania badillai* Rodríguez n. sp.

(Figs. 8, 25, 41 y 50)

MACHO (Fig. 8): color general castaño claro; vertex con escamas bicolor y escamas piliformes castaño-claro, presenta una línea tenue formada por escamas de ápice negro; tégula y patagias del color general, las primeras con dos líneas negras y curvas que se unen en la porción terminal de ésta, ambas líneas bien marcadas y de igual composición que la presente en el vertex. Patas cubiertas de escamas castaño-oscuras salpicadas con unas pocas más claras a excepción de la articulación de los tarsos que están anillados por escamas blanquecinas. Ala anterior, color de fondo castaño-oscuro; área basal castaño-claro, intersectada por la banda basal compuesta por dos líneas de escamas ennegrecidas que encierran escamas castaño claras; antemediana de igual composición que la anterior, la línea externa más oscura que su igual, pasa a formar parte del anuli de las manchas orbicular y claviforme; orbicular esférica, con escamas castaño-claras en su centro y más blanquecinas en la periferia, el borde inferior del anuli de ésta muy cercano al de la claviforme aparentando la unión de éstas; claviforme, semicircular, con escamas castaño-claras; mediana formada por débil rastro de escamas negras; reniforme, grande y amañonada con escamas castaño-claras y blanquecinas como en la orbicular; banda postmediana, doble, como las anteriores, con la línea más

interna formando parte de la parte más externa del anuli de la reniforme; el área comprendida entre las bandas subterminal y terminal está cubierta sólo por escamas castaño-claras; reborde terminal compuesto de escamas pedunculadas algo más oscuras que el área antes mencionada, lo que destaca más el área antes mencionada; faz inferior con escamas y escamas piliformes castaño-oscuro mezclado con algunas más claras. Ala posterior con escamas castaño oscuro, mezclado con castaño claras en su base; faz inferior con porción basal cubierta por escamas castaño-claras y blanquecinas, donde destaca la mancha discal aflechada, de escamas castaño-oscuro, la porción externa y medial cubierta por escamas castaño-oscuro; borde anal ribeteado por escamas piliformes blanquecinas.

EXPANSIÓN ALAR:  $\bar{X} = 3.1$  mm (n = 18).

GENITALIA (Fig. 25) : uncus espatulado, ensanchado lateralmente de ápice romo; ampulla de ápice curvado y romo, sobresale ampliamente el borde dorsal de la valva; cláster vestigial; digitus muy desarrollado, su parte basal de igual composición en ambas valvas, sin embargo, la porción apical difiere ampliamente en una valva respecto de la otra, en la valva derecha se proyecta fuera de la valva ventralmente, 2,5 veces más largo que el ancho basal, con la porción apical dirigida levemente hacia el sacculus, en la valva izquierda, el digitus es mucho más largo, mide 4,5 veces el ancho de su base; se dirige hacia la porción superior de la valva casi alcanzando la corona de ésta; corona armada por 3 corridas de espinas gruesas y cortas, ordenadas y reunidas en la porción terminal de ésta; saccus agudo; yuxta ancoriforme con extremo superior más desarrollado, ápice de éste esclerosado. Aedeagus (Fig. 41), con comuti compuesto de una parte apical, armada por fuertes espinas dispuestas en forma de escobillón y con 2-3 espinas de diverso tamaño ubicadas en el sector sacular de la vesica.

HEMBRA: similar al macho en forma y tamaño.

GENITALIA (Fig. 50): apófisis anteriores y posteriores subiguales en longitud, ambas de ápice romo, algo más espatulado en las apófisis posteriores; ductus bursae, largo, estriado en la mitad superior; bursa copulatrix bisacular, corpus bursae semioval; signa, ausentes; cervix bursae estriado basalmente, de forma alargada se curva fuertemente hasta que su extremo apical llega al nivel de su base; lóbulos del ovipositor, bastante esclerosados.

MATERIAL EXAMINADO: 18 ejemplares (16 machos y 2 hembras): 1 macho Holotipo (gen. prep.) 32025334, Laguna El Maule, Paso Internacional Pehuenche 2560 m. Enero-Febrero 1995, Badilla: Coll. (UCCC) 1 hembra Aloatipo (gen. prep.) 32025335, Laguna El Maule, Paso Internacional Pehuenche, 2560 m. Enero-1995, Badilla: Coll. (UCCC). Paratipos: (15 machos y 1 hembra): 1 macho (gen. prep.) 31016395, Laguna El Maule, Paso Internacional Pehuenche, 2560 m. Enero-Febrero 1997, Badilla: Coll. (UCCC) 9 machos, Laguna El Maule, Paso Internacional Pehuenche, 2560 m. Enero-Febrero 1996, Badilla & Rodríguez: Coll. (UCCC) 2 machos, Laguna El Maule, Paso Internacional Pehuenche, 2560 m. Enero-1995, Badilla: Coll. (IML) 2 machos, Laguna El Maule, Paso Internacional Pehuenche, 2560 m. Enero-1995, Badilla: Coll. (MNHN) 1 macho y 1 hembra, Laguna El Maule, Paso Internacional Pehuenche, 2560 m. Enero-1995, Badilla: Coll. (UCCC).

ETIMOLOGÍA: Esta nueva especie está dedicada al Sr. Rubén Badilla, Ingeniero Agrónomo del SAG, Talca, por su admirable e incesante colaboración en investigaciones entomológicas.

OBSERVACIONES: En esta nueva especie resulta como carácter específico la asimetría del digitus en ambas valvas, estructura que a pesar de tener basalmente un origen común sus proyecciones difieren, como lo muestra la Fig.25. Esta especie se asemeja - tanto cromáticamente como en la genitalia de los machos - a *Scriptania nordenskjoldi* Staudinger.

*Scriptania cuculoides* Angulo & Olivares n. sp.  
(Figs. 9, 10, 26, 39 y 51)

MACHO (Fig. 9): cabeza con escamas piliformes y subpiliformes castañas, de ápice blanquizco, castaño-oscuros y blancas entremezcladas, antenas con cilias tan largas como el ancho del segmento respectivo, tórax con escamas y escamas piliformes similares a las de la cabeza, sobre las patagias una banda negra transversal, el borde externo de las tégulas con escamas negruzcas lo que hacen un borde notorio, en la región media anterior del tórax, sobre la cabeza se proyecta un mechón de escamas, en la región hay exclusivamente escamas piliformes castaño-grisáceas; alas anteriores color de fondo grisáceo algo oscuro, banda basal escasamente notable, banda subbasal delineada con escamas negruzcas, bajo la celda y hacia la parte posterior presenta dos inflexiones, en la última



y cerca del área anal existe una fascia negruzca al igual que en la base ventral de la celda, orbicular suboval, grisácea clara rodeada de negruzco, bajo ella y en ápice de la mancha claviforme se encuentra un área subtriangular blanquizca con forma de uña o espina aguda, mancha reniforme grisácea bordeada con negruzco, banda posterior transversa, con siete dientes, la banda subterminal representada por siete manchas triangulares negruzcas con algo de blanco en el centro; ala posterior castaño-clara, sobre las venas las escamas son oscuras, frínge con escamas blancas largas y escamas de extremo castaño más cortas formando una línea de ese color; patas con escamas piliformes blanquizcas y castañas entremezcladas; abdomen con escamas piliformes castaño-claras; en el dorso del 1º y 2º segmento existen penachos de escamas piliformes terminales de ápice blanco.

**GENTILIA** (Fig. 26): valvas con el cuello hadenino en la base del tercio apical, cláspes incipientes, ampulla subtriangular de ápice redondeado, alcanza el borde dorsal de la valva sobrepasándolo un poco, digitus alargado y con una doble curva en su trayecto, dirigiéndose hacia el borde ventral de la valva, ápice redondeado, corona multiseriada, yuxta ancoriforme de base subrecta, fultura dorsal en el centro proyectada hacia atrás en una estructura similar a la yuxta, saccus subtriangular, uncus en la base de la mitad dorsal presenta un ensanchamiento para luego decrecer hasta hacerse agudo en el ápice, aedeagus (Fig. 39) con la vesica adornada por microgránulos, los cuales se hacen evidente en la cara dorso-apical como espinas bajas de base ancha en gran número, en la cara ventral grupos de espinas alargadas y dispuestas en filas muy apretadas.

**HEMERA:** similar al macho.

**GENTILIA** (Fig. 51): apófisis anteriores subiguales al largo de las posteriores, bursa copulatrix unisacular con signas presentes en forma de pequeñas placas en número de cuatro.

**MATERIAL EXAMINADO:** 25 ejemplares (5 machos, 20 hembras): 1 hembra Holotipo, Valdivia, Teja, 17-X-1986, J. Jackson. Coll.; 1 macho Alotipo, Concepción, 9-XI-1959, Krammer Coll. Paratipos: 1 hembra, Concepción, 19-X-54, Trampas Coll.; 1 hembra, Concepción, 9-XI-1958, Trampas Coll.; 1 hembra, Concepción, 14-IX-60, Trampas Coll.; 1 hembra,

Chillán, 24-IV-1960, Trampas Coll.; 1 hembra Concepción, 21-XI-60, Trampas Coll.; 1 hembra, Concepción, 19-XII-60, Trampas Coll.; 1 hembra, Concepción, 1-xii-59, Trampas Coll.; 1 hembra, 27, XI-1959, Krammer Coll.; 1 hembra, 18-XI-1958, Trampas Coll.; 1 hembra, 1-XII-59, Krammer Coll.; 1 hembra, 27-XI-59, Krammer Coll.; 1 hembra, 7-XII-59, Krammer Coll.; 1 hembra, 30-X-59, Krammer Coll.; 1 hembra, 2-XII-59, Krammer Coll.; 1 hembra, 10-XI-59, Krammer Coll.; 1 hembra, Concepción, 8-X-60, Trampas Coll.; 1 hembra, Concepción, 8-XI-60, Trampas Coll. (MNH); 1 hembra, Concepción, 25-IX-60, Trampas Coll.; 1 macho, Termas de Río Blanco 28-II-62, Krammer Coll.; 1 macho, Concepción, 15-X-1977, Ruiz Coll.; 1 macho, Sto Domingo, 21-XI-59 (hade 5); 1 macho, 10-XI-59, Krammer Coll. (UCCS).

**EXPANSIÓN ALAR:**  $\bar{X}$  macho 39.2 (n=5)  
 $\bar{X}$  hembra 37.5 (n=20)

**ETIMOLOGÍA:** el nombre específico alude a su semejanza con un integrante de los Cucullinae.

*Scriptania fallax* Rodríguez n. sp.  
(Figs. 11, 27, 40 y 52)

**HEMERA:** Con dos morfos cromáticos, uno oscuro (castaño) y otro claro (amarillento), siempre los especímenes con morfo oscuro de mayor tamaño que los de morfo claro. Cabeza, patagias y tégulas cubiertas por escamas piliformes bicolor blanquecinas a castañas muy claras, sin líneas ni dibujos en éstas. Alas anteriores de color general matizado entre escamas blanquecinas y oscuras entremezcladas, uniformemente distribuidas; banda basal negra, poco notoria, está interrumpida en su parte central a nivel de la celda; la antemediana va desde muy marcada en el borde costal hasta muy leve en el borde anal del ala; sin claviforme; la mediana ausente; orbicular llena de escamas entre blanquecinas a amarillosas, con anuli negro incompleto en el borde superior e inferior de ésta; reniforme repleta de escamas blanquecinas, con anuli de escamas negras presente sólo en la cara interna, el resto limitado por el color de fondo; la banda postmediana esta constituida por escamas negras dispuestas en trayectoria zigzagante; el área terminal no presenta bandas, sólo está algo oscurecida en el borde apical de ésta, debido a la mayor densidad de escamas os-

curas en el matizado general. Faz inferior: sin marcas de bandas, cubierta por escamas blanquecinas entremezcladas con escamas castañas muy claras y algunas piliformes blanquecinas distribuidas en la porción anal del ala y en el sector subcostal de la areola. Ala posterior, con escamas blanquecinas, sin mancha discal. Abdomen, cubierto por escamas y escamas piliformes blanquecinas.

EXPANSIÓN ALAR: X hembra = 3.3 mm (n=8)

X macho = 3.2 mm (n=10)

GENITALIA (Fig. 52): apófisis anteriores y posteriores subiguales en tamaño, las anteriores de ápice espatulado, las posteriores de ápice agudo; ductus bursae, esclerosado y liso, con estriaciones sólo en la parte límite con la bursa copulatrix; corpus bursae subgloboso con dos grandes signa presentes; cervix bursae suboval, sin estriaciones; lóbulos del ovipositor pequeños y cubiertos por pequeñas y finas púas. En general la genitalia de la hembra es alargada.

MACHO (Fig. 11): similar a la hembra, con los dos morfos cromáticos presentes, con iguales características de tamaño.

GENITALIA (Fig. 27): uncus espatulado, de ápice muy romo (recto), cuello del uncus largo con engrosamiento basal de extremos angulados; corona armada fuertemente por 3 a 4 corridas de espinas; cucullus corto, redondeado poco achatado lateralmente; las espinas en la corona uniformemente distribuidas; cláster romo y poco desarrollado; ampulla larga y lisa de ápice agudo, ésta se proyecta en línea recta sin curvaturas, sus bordes son aserrados; digitus con base de ubicación central dentro de la valva y con ápice fuertemente curvado saliendo ventralmente a ésta, su largo corresponde a 2 veces su ancho basal; saccus agudo con punta sobresaliente; yuxta ancoriforme, con el proceso superior muy delgado. Aedeagus (Fig. 40), con funda esclerosada; cornuti representado por un gran paquete de espinas fuertes y largas ubicadas en el centro de la vesica y una espina pequeña pero de igual textura que las otras en la apófisis dorsal de la misma.

MATERIAL EXAMINADO: 18 ejemplares: 10 machos y 8 hembras: 1 hembra Holotipo (gen. prep.). 31025209, Lag. El Maule, Paso Internacional Pehuenche, 2.560 m, ene-

ro-1955, Badilla: Coll. (UCCC); 1 macho Alotipo (gen. prep.) 32025293, Lag. El Maule, P.I. Peh. 2560 m. febrero-1995, Badilla Coll. (UCCC). Paratipos: 7 machos y 3 hembras, Laguna El Maule, Paso Internacional Pehuenche, 2560 m. ene-1995, Badilla: Coll. (UCCC), 1 macho y 1 hembra, Laguna El Maule, Paso Internacional Pehuenche, 2560 m. ene-1995, Badilla: Coll. (MNHN), 1 macho y 3 hembras, Laguna El Maule, Paso Internacional Pehuenche, 2560 m. enero-febrero 1997, Badilla: Coll. (UCCC), 1 macho y 1 hembra, Laguna El Maule, Paso Internacional Pehuenche, 2560 m. enero-febrero 1996, Badilla & Rodríguez: Coll. (IML).

ETIMOLOGÍA: la palabra *fallax* proviene del latín *fallax* = falaz, impostor, nombre que le fue asignado por el gran parecido morfológico y subsecuente confusión de esta especie con *S. mus* Khlr. y *S. petrowskyi* Khlr., según el morfo cromático que ésta presente; sin embargo las estructuras genitales de la especie son cercanas a *S. petrowskyi* Koehler, de la que difiere principalmente en que *fallax* presenta los bordes de la ampulla crenulados y el ápice del uncus cortado abruptamente.

*Strigania ecuatoriana* Angulo & Olivares n. sp.  
(Figs. 12, 28 y 42)

MACHO (Fig. 12): cabeza con escamas piliformes castaño-amarillentas, en los palpos lleva escamas negruzcas en el dorso y blancas en el lado ventral, antenas con las ciliás cortas, la mitad del ancho del segmento respectivo, tórax con escamas piliformes concoloras con las de la cabeza, en la base anterior de las patagias hay escamas negruzcas, ventralmente con escamas piliformes castaño-amarillentas y algo oscuras, ala anterior color de fondo castaño-oscuro salpicado con escamas amarillentas, banda basal blanquizcas amarillentas bordeada con negruzco, banda subasal escasamente visible, orbicular y reniforme blanquizcas con escamas amarillentas en su tercio basal ambas están conectadas, concoloras, la cual se proyecta hacia el ápice de la mancha claviforme, constituyéndose en una mancha subtriangular blanca, banda subterminal blanquizca ancha, ala posterior blanquizca con su tercio externo algo oscurecido, patas con escamas castaño-oscuros y blancas entremezcladas, en su cara dorsal lleva escamas piliformes castaño-amarillentas.

**GENITALIA** (Fig. 28): valvas con el cuello hadenino en su región medial, cláster sobresaliendo ventralmente, de ápice agudo, ampulla alargada el doble del largo del cláster y de ápice redondeado, digitus bifurcado, la prolongación ventral es alargada y más delgada que la prolongación dorsal que es ancha y suboval, uncus con su tercio apical ancho, tan ancho como ese tercio apical, de ápice algo romo, yuxta ancoriforme, cuya base es roma, la fultura dorsal presenta dos ramas unidas en el centro, ensanchadas y subovales, aedeagus (Fig. 42) con una hilera de numerosas espinas largas y compactas.

**EXPANSIÓN ALAR:** 26 mm (n=1)

**MATERIAL EXAMINADO:** Holotipo macho, Ecuador, Imbabura, 3-IV-1988, Ruales Coll. (MECN).

**ETIMOLOGÍA:** el nombre específico alude al país donde fue colectada.

*Scriptania leucofasciata* Rodríguez n. sp.  
(Figs. 13, 29, 43 y 53)

**HEMERA:** ojos redondos, palpo porrecto, frente cubierta de pelos y escamas piliformes, blanquecinas y rojizas centralmente, proyectados hacia arriba; vertex cubierto por escamas blanquecinas a castaño claras que enmarcan una línea formada por escamas negras; tégulas cubiertas por escamas apicales de base blanquecina y ápices castaño-oscuro y rojizos, con un sector negro que forma un triángulo en la porción medial; patagias cubiertas externamente con escamas y escamas piliformes blanquecinas y grisáceas, hacia el interior más blanquecinas, posteriormente dos líneas de escamas negras encierran un sector de escamas blancas, las que siguen la forma de la estructura, el interior presenta escamas rojizas con crestas torácicas sobresalientes formadas por escamas blancas. Ala anterior, con marcas muy bien definidas; color de fondo castaño-oscuro; banda basal doble, en negro rellena de escamas blancas, área circundante cubierta por escamas blancas salpicadas con algunas escamas blanquecinas, la subcostal y tronco de la rama radial están cubiertas por escamas rojizas que interrumpen la banda basal y el sector contiguo hasta llegar a la antemediana, que es simple y negra; claviforme suboval del color de fondo y anuli negro, el borde superior y medio del anuli está bordeado de escamas blancas que cons-

tituyen un sector aflechado sobre la mediana; orbicular esférica, blanca de anuli negro; banda mediana ausente; reniforme arrionada con una porción basal alargada hacia el interior del ala, rellena de escamas rosáceas, porción superior cubierta con escamas blancas en la periferia y escamas castaño-claras en el centro, anuli negro; banda postmediana simple, de escamas negras y con sinuosidad interna entre  $R_5$  y  $M_1$ ; banda subterminal negra con marcadas dentaciones; el área entre ésta y la subterminal está cubierta por escamas blancas formando una banda blanca notoria de bordes irregulares; banda subterminal doble, de márgenes negros y rellena de escamas blancas, sector terminal cubierto por mezcla de escamas castaño-oscuro, rosáceas y agrisadas. Faz inferior: cubierta por escamas blanquecinas salpicadas de castaño-claro, oscurecido hacia el extremo; basalmente con escamas piliformes blanquecinas. Ala posterior, cubierta de escamas castaño-claras con brillos dorados más blanquecinas hacia la base. Faz inferior: con escamas blanquecinas salpicadas de castaño-claro, más oscurecidas en los bordes anal y costal; mancha discal aflechada constituida por escamas castaño-oscuro. Abdomen, cubierto por escamas y escamas piliformes blanquecinas y castaño-claro.

**EXPANSIÓN ALAR MACHO-HEMERA:** 29.5 mm.

**GENITALIA** (Fig. 53): apófisis posteriores subiguales en tamaño a las apófisis anteriores; ductus bursae provisto de la mitad basal lisa y la mitad distal estriada; bursa copulatrix bisacular; corpus bursae suboval con 4 signa, 3 simples y una compuesta por tres pequeños signa unidos en línea; cervix bursae alargado, sacular y dirigido hacia los lóbulos; lóbulos del ovipositor cubiertos por espinas dispuestas al azar.

**MACHO** (Fig. 13): similar a la hembra.

**GENITALIA** (Fig. 29): uncus largo y espatulado de ápice agudo con engrosamiento basal notorio; digitus alargado cuatro veces su ancho basal y de ápice agudo; ampulla laminar sobresale dorsalmente a la valva, su ápice romo; cláster poco desarrollado de ápice redondeado, también laminar; sacculus grueso; cucullus angosto con corona amplia y aramada por 2 a 3 corridas de fuertes espinas distribuidas uniformemente; sacus agudo; yuxta ancoriforme. Aedeagus (Fig. 43), con cornuti formado por un escobillón de espinas

dispuestas centralmente en la parte sacular de la vesica; y una espina ancha y corta en la apófisis dorsal de la misma; funda del aedeago, simple, lisa y esclerosada.

MATERIAL EXAMINADO: 6 ejemplares: 3 hembras y 3 machos: 1 hembra (Holotipo) (gen. prep.) #31025280. Laguna El Maule, Paso Internacional Pehuenche, 2560 m, febrero-1995, Badilla: Coll. (UCCC) 1 macho (Alotipo) (gen. prep.) #320329. Laguna El Maule, Paso Internacional Pehuenche, 2560 m, marzo-1992, Badilla: Coll. (UCCC) 1 macho (gen. prep.) Laguna El Maule, Paso Internacional Pehuenche, 2560 m, enero 1997, Badilla: Coll. (UCCC) 1 hembra, #31017919 Laguna El Maule, Paso Internacional Pehuenche, 2560 m, enero-febrero 1997, Badilla: Coll. (UCCC) 1 macho, Lo Valdés, Stgo., 2200 m 3/51, Col. L. Peña, *Scriptania michaelseni*, Det. Angulo, 1992 (UCCC) 1 hembra, Lo Valdés, Stgo., 2200 m, Col. L. Peña 3/51 (UCCC).

ETIMOLOGÍA: El nombre específico deriva del latín *leuco*= blanco y *fascia* = franja, banda, esto debido a que la faz superior de las alas anteriores presenta una notable banda de escamas blancas que la cruza oblicuamente.

OBSERVACIONES: Esta especie es semejante a *Scriptania graphica* Koehler, tanto en cromaticidad como en la genitalia del macho, diferenciándose esta nueva especie en la amplia banda blanca que cruza

las alas anteriores externamente y que en la genitalia del macho, la ampulla es roma y el digitus fino y estrecho; además de presentar el uncus ensanchado notablemente.

## BIBLIOGRAFIA

- ANGULO, A. O. & T. S. OLIVARES. 1999a. Nuevo género y nuevas especies de nóctuidos altoandinos I e hipótesis de habitats en inmaduros (Lepidoptera: Noctuidae). Gayana. 63 (1):17-27.
- ANGULO, A. O. & T. S. OLIVARES. 1999b. Nuevo género y nuevas especies de nóctuidos altoandinos II. Gayana 63 (2):1-10.
- CASTILLO, E. & A. O. ANGULO. 1991. Contribución al conocimiento del género *Copitarsia* Hampson, 1906 (Lepidoptera: Glossata: Cucullinae) Gayana Zoológica. 55(3):227-246
- FORBES, W. T. M. 1954. Lepidoptera of New York and neighboring states. Noctuidae. Part. III. Memoir 329. 433 pp.
- FRANCLMONT, J. G. 1951. The species of the *Leucania unipuncta* group, with a discussion of the generic names for the various segregates of *Leucania* in North America (Lepidoptera, Phalaenidae, Hadeninae). Proc. Entomol. Soc. Wash. 53(2):57-85.
- GODFREY, G. L. 1972. A review and reclassification of larvae of the Subfamily Hadeninae (Lepidoptera: Noctuidae) of America North of Mexico. USDA. Tech. Bull. Nº 1450. 265 pp.
- PIÑAS, F. & Y. MANZANO. 1997. Mariposas del Ecuador. vol. I. Géneros. P. Univ. Católica del Ecuador. 115 pp.
- POOLE, R.W. 1989. Lepidopterorum Catalogus (New Series), Fasc. 118. Noctuidae. Part 1.500 pp. Part 2.501-1013; Part 3, 1015-1314. . E.J. Brill/Flora & Fauna Publications. N.Y.

Fecha de recepción: 09.09.99

Fecha de aceptación: 09.09.99

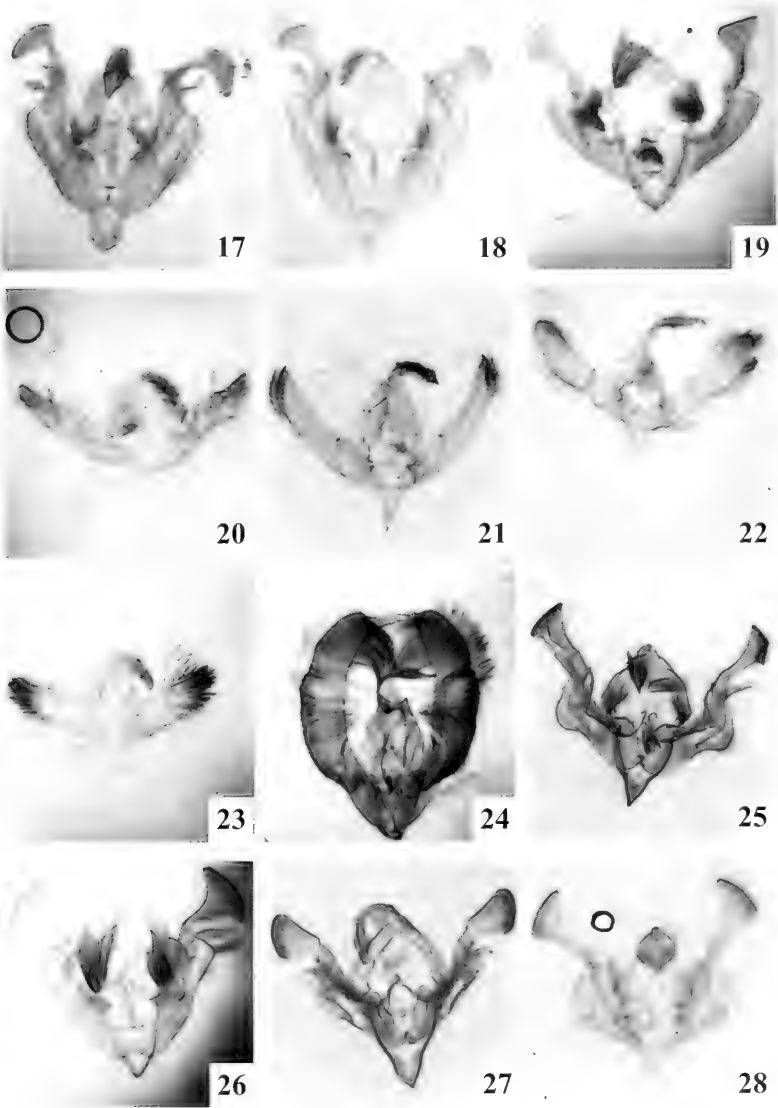


FIGS. 1-2. Lugares de muestreo: 1. Sector la Mina, 925 m, Lag. del Maule, VII Región, Chile; 2. Paso Internacional Pehuenche, 2560 m, Lag. del Maule, VII Región, Chile.

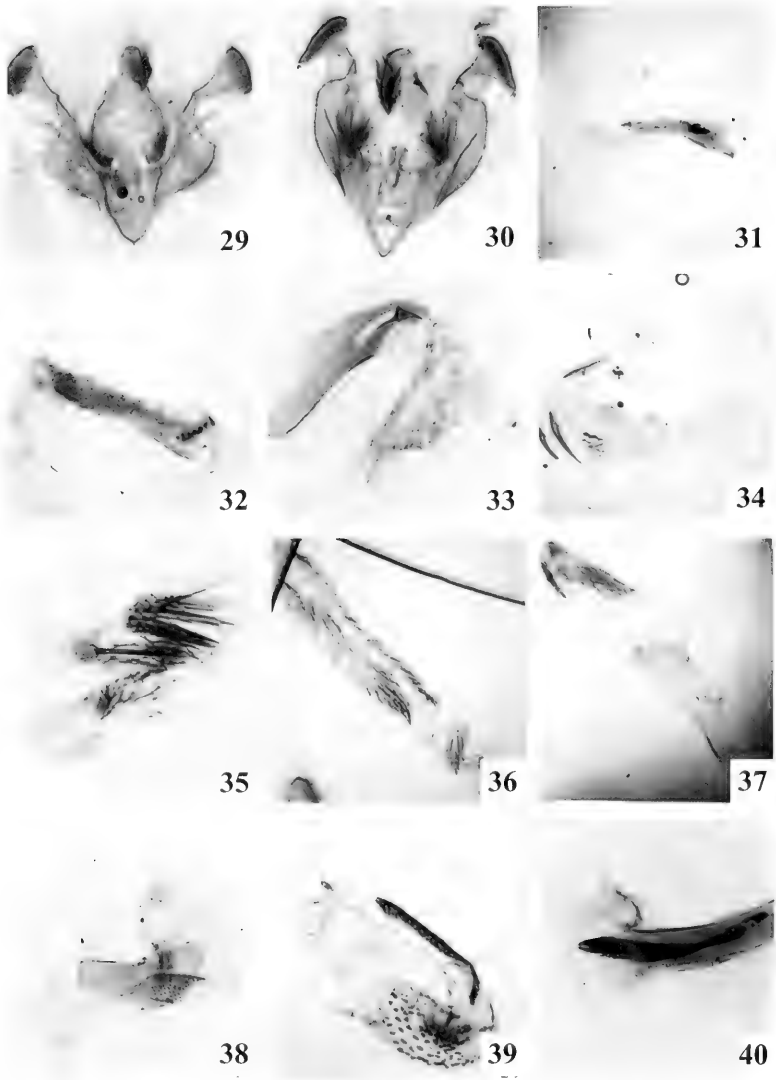
FIGS. 3-8: Adultos. 3. hembra de *Crimona nana* Olivares n. sp.; 4. hembra de *Albirenia minense* Angulo & Olivares n. sp.; 5. macho de *Albirenia albidiscata* (Koehler); 6. macho de *Albirenia araucanica* (Koehler); 7. hembra de *Condica roxanoides* Angulo & Olivares n. sp.; 8. macho de *Scriptania badillai* Rodríguez n. sp.



Figs. 9-16: Adultos. 9, macho de *Scriptania cuculoides* Angulo & Olivares n. sp.; 10, hembra de *Scriptania cuculoides* Angulo & Olivares n. sp.; 11, macho de *Scriptania fallax* Rodríguez n. sp.; 12, macho de *Strigania ecuatoriana* Angulo & Olivares n. sp.; 13, macho de *Scriptania leucofasciata* Rodríguez n. sp.; 14, hembra de *Dargida imitata* (Maasen); 15, macho de *Dargida grammivora* Walker; 16, macho de *Dargida tetragona* (Mabille).

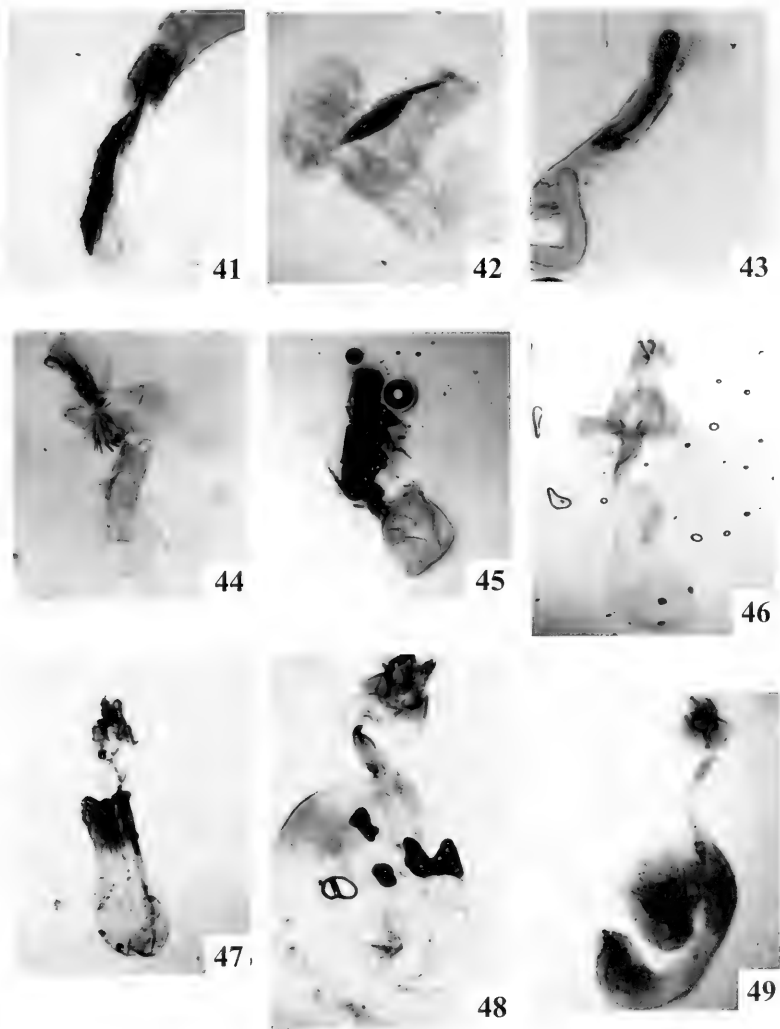


FIGS. 17-28. Genitalia del macho de: 17. *Strigania albilinea* (Huebner); 18. *Strigania lithophilus* (Butler); 19. *Dargida tetragona* (Mabille); 20. *Crimona nana* Angulo & Olivares n. sp.; 21 *Albirentia minense* Angulo & Olivares n. sp.; 22. *Albirentia albodiscata* (Koehler); 23. *Albirentia araucanica* (Koehler); 24. *Condica roxanoides* Angulo & Olivares n. sp.; 25. *Scriptania badillai* Rodríguez n. sp.; 26. *Scriptania cuculloidis* Angulo & Olivares n. sp.; 27. *Scriptania fallax* Rodríguez n. sp; 28. *Strigania ecuatoriana* Angulo & Olivares n. sp.

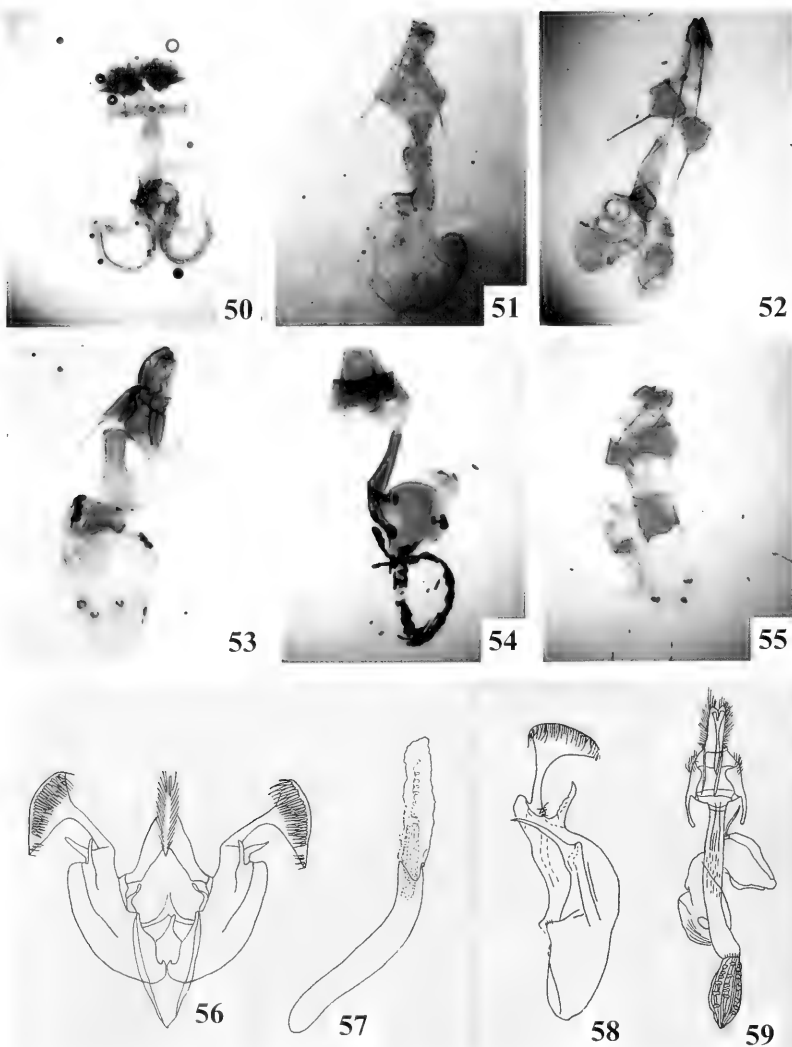


FIGS. 29-30. Genitalia del macho de: 29. *Strigania leucofasciata* Rodríguez n. sp.; 30. *Dargida grammivora* Walker. Figs. 31-40. Aedeagus de: 31. *Strigania albilinea* (Huebner); 32. *Strigania lithophilus* (Butler); 33. *Dargida tetragona* (Mabille); 34. *Crimona nana* Angulo & Olivares n. sp.; 35. *Albirenia minense* Angulo & Olivares n. sp.; 36. *Albirenia albidiscata* (Kochler); 37. *Albirenia araucanica* (Kochler); 38. *Condica roxanoides* Angulo & Olivares n. sp.; 39. *Scriptania cuculloides* Angulo & Olivares n. sp.; 40. *Scriptania fallax* Rodríguez n. sp.

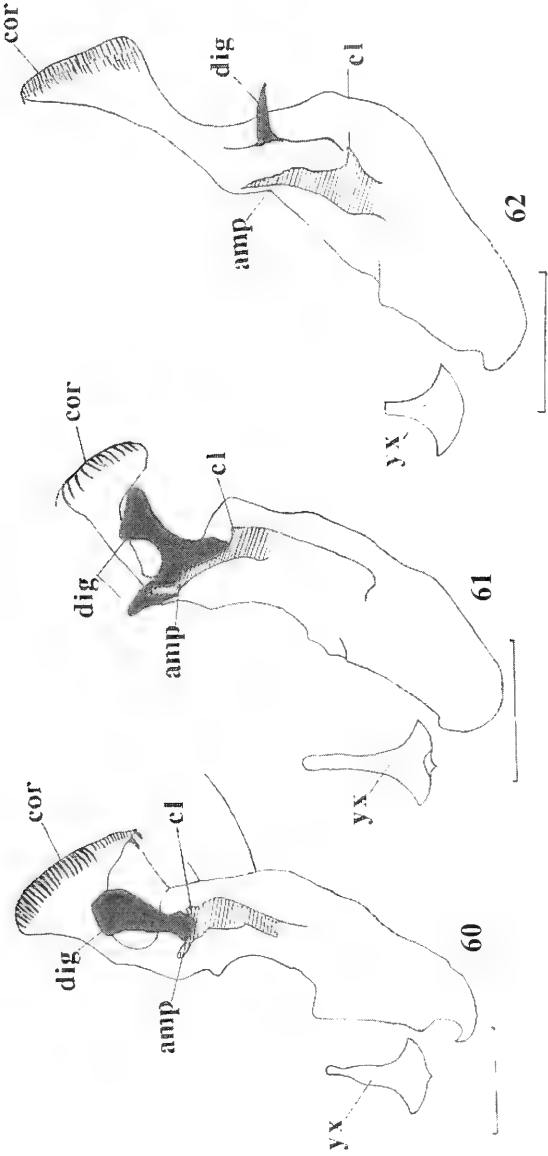




FIGS. 41-44. Aedeagus de: 41. *Scriptania badillai* Rodríguez n.sp.; 42. *Strigania ecuatoriana* Angulo & Olivares n. sp.; 43. *Scriptania leucofasciata* Rodríguez n.sp.; 44. *Dargida grammivora* Walker. Figs. 45-49. Genitalia de la hembra de: 45. *Condica roxanoides* Angulo & Olivares n. sp.; 46. *Dargida tetragona* (Mabille); 47. *Crimona nana* Angulo & Olivares n. sp.; 48. *Albirenia minense* Angulo & Olivares n. sp.; 49. *Albirenia albidiscata* (Koehler).



Figs. 50-59. Genitalia de la hembra de: 50. *Scriptantia badillai* Rodríguez n.sp.; 51. *Scriptantia cuculloides* Angulo & Olivares n. sp.; 52. *Scriptantia fallax* Rodríguez n. sp.; 53. *Scriptantia leucofasciata* Rodríguez n. sp.; 54. *Dargida grammivora* Walker; 55. *Dargida imitata* (Massen). Figs. 56. Genitalia del macho de *Dargida rubripennis* (Grote); Fig. 57. Aedeagus de *Dargida rubripennis* (Grote); Fig. 58. Genitalia del macho: valva, de *Strigiana diffusa* Walker; Fig. 59. Genitalia de la hembra de *Dargida rubripennis* (Grote).



Figs. 60-62. Valva de la genitalia del macho de representantes de los tipos: 60. *Sarrigania lithophilus* (Butler); 62. *Sarrigania michuelsenii* (Staudinger).



CARACTERISTICAS BIOLÓGICAS Y ECOLÓGICAS DEL CALAMAR  
*ILLEX ARGENTINUS* (CEPHALOPODA, OMMASTREPHIDAE)  
 RELEVANTES PARA EL ORDENAMIENTO DE SU PESQUERÍA  
 EN EL ATLANTICO SUDOCCIDENTAL

*BIOLOGICAL AND ECOLOGICAL CHARACTERISTICS OF ILLEX  
 ARGENTINUS (CEPHALOPODA, OMMASTREPHIDAE) RELEVANT TO THE  
 MANAGEMENT OF ITS SOUTHWEST ATLANTIC FISHERY*

Gastón Bazzino<sup>1,2</sup> & Renato A. Quiñones<sup>2</sup>

RESUMEN

El calamar *Illex argentinus* es una especie que se distribuye a lo largo de la plataforma y el talud del Atlántico Sudoccidental (ASO) desde los 20-22° S hasta los 53-55° S. La pesquería de esta especie comenzó a adquirir importancia hacia finales de la década de los '70. Desde entonces, las capturas anuales han aumentado desde menos de 8.300 t (en 1976) hasta más de 500.000 t (en 1987, 1988, 1989, 1993 y 1997). En el presente trabajo se analizan aquellas características biológicas y ecológicas del calamar *Illex argentinus* que son relevantes para el manejo de su pesquería, tales como: duración anual del ciclo de vida, estructura intra-poblacional, y patrones de distribución/migración. Otra característica muy relevante al manejo de la pesquería es el carácter tranzonal y migratorio compartido del recurso, el cual habita en las zonas económicas exclusivas (ZEE) de Argentina, Inglaterra (Islas Falkland/Malvinas), Uruguay, y en aguas internacionales adyacentes. La evidencia existente indica que los actuales niveles de extracción pueden producir un colapso de la pesquería. Nuestro análisis de la información pesquera y ecológica del recurso nos conduce a postular que el manejo adecuado del *I. argentinus* en el ASO pasa por: (i) lograr un acuerdo multinacional para la administración del recurso por parte

de aquellos Estados en cuyas ZEEs se lleva a cabo la pesquería, (ii) determinar el número y distribución geográfica de las unidades de manejo de la pesquería, y (iii) implementar una estrategia de manejo multinacional en base a la estimación de la fuerza del reclutamiento con un mecanismo de retroalimentación adecuado para la regulación del esfuerzo pesquero o la captura total.

**PALABRAS CLAVES:** Recursos migratorios, pesquerías tranzonales, manejo pesquero, Atlántico Sudoccidental

ABSTRACT

The squid *Illex argentinus* is distributed along the shelf and slope of South Western Atlantic (SWA) from 20-22° S to 53-55° S. This squid fishery became important at the end of the 70's. Since then, annual catches have increased from less than 8.300 t in 1976 to more than 500.000 t in 1987, 1988, 1989, 1993 and 1997. Here, we analyze biological and ecological characteristics of *I. argentinus* relevant for the management of its fishery, such as: annual life cycle, intra-population structure, and migration/distribution patterns. In addition, *I. argentinus* is a migratory and tranzonal resource inhabiting the Economic Exclusive Zone (EEZ) of Argentina, England (Falkland/Malvinas Islands), and Uruguay, as well as adjacent international waters. There is evidence that the present catch level may drive the fishery to a collapse. Our review of the fishery and ecological information of this resource indicates that the adequate management of *I. argentinus* in the SWA requires: (i) to reach a multinational agreement for the management of the resource among those States in where *I. argentinus* inhabits (EEZ), (ii) to determine the number

<sup>1</sup> Programa de Magister en Ciencias con Mención en Pesquerías, Departamento de Oceanografía, Universidad de Concepción, Casilla 160-C, Concepción, Chile.

<sup>2</sup> Departamento de Oceanografía, Universidad de Concepción, Casilla 160-C, Concepción, Chile.

and geographical distribution of the management units of the fishery, and (iii) to implement multinational management based on recruitment strength with an adequate feedback strategy to regulate the fishing effort or total allowable catch.

KEYWORDS: migratory resources, transzonal fisheries, fisheries management, Southwest Atlantic

## INTRODUCCION

El calamar *Illex argentinus* (Castellanos, 1960) es una especie nerítico-oceánica que se distribuye desde la línea de costa hasta los 1000 metros de profundidad, principalmente a lo largo de la plataforma y el talud continental. Su distribución está limitada al norte por los 20-22° S y al sur por los 53-55° S, siendo más abundante entre los 35° y los 52° S (Figura 1; Leta, 1981a; Brunetti, 1988; Nigmatullin, 1989; Haimovici & Pérez, 1990; Haimovici *et al.*, 1998).

La pesquería de *Illex argentinus* comenzó a adquirir importancia hacia finales de la década de los '70. Desde entonces, las capturas anuales han aumentado considerablemente, desde menos de 8.300 t (1976) hasta más de 500.000 t (1987, 1988, 1989, 1993 y 1997). Dicha pesquería es de carácter multinacional y transzonal, teniendo lugar tanto en las Zonas Económicas Exclusivas (ZEEs) de los respectivos países ribereños como en aguas internacionales (FAO 1994).

Un requisito primario en la evaluación y en el ordenamiento de cualquier pesquería es la identificación de las unidades poblacionales discretas (stocks) del recurso en explotación (Carvalho & Nigmatullin, 1998; Rodhouse *et al.*, 1998). Además, es importante definir si el grado de diferenciación existente entre estas unidades es suficiente como para justificar un enfoque multi-stock (Hilborn & Walters, 1992). Dentro de este contexto, el calamar *Illex argentinus* es considerado un recurso con una estructura intra-poblacional compleja (Arkhipkin, 1993) debido a la coexistencia de varios agrupamientos desovantes de estatus taxonómico incierto (Nigmatullin, 1989).

Una importante característica de *Illex argentinus*, y de la mayoría de los calamares, es la duración anual de su ciclo de vida (Brunetti, 1988; Nigmatullin, 1989), lo cual tiene serias implicancias para el manejo de este recurso. Ningún ejemplar

del stock desovante sobrevive de un año al siguiente, provocando una alta variabilidad en la abundancia interanual (Csirke, 1987). En otras palabras, el stock y la pesquería de un año sólo se relacionan con los del año siguiente a través del éxito en el reclutamiento (Rosenberg *et al.*, 1990; Beddington *et al.*, 1990).

El objetivo del presente trabajo es evaluar el estado actual de conocimiento acerca de la biología y ecología del calamar *Illex argentinus* y sus implicancias para un adecuado ordenamiento de su pesquería.

## PRINCIPALES ASPECTOS BIOLÓGICOS Y ECOLÓGICOS DE *ILLEX ARGENTINUS*

El factor determinante de la distribución de *Illex argentinus* es la variabilidad de los principales sistemas de corrientes del Atlántico Sudoccidental (Corriente de Falkland/Malvinas y Corriente de Brasil), así como la interacción entre ellos (Convergencia Subtropical-Subantártica), y con las masas de agua vecinas (Corriente Patagónica y Río de La Plata) (Figura 2; Nigmatullin, 1989; Haimovici *et al.*, 1998). Esta variabilidad ambiental y sus consecuencias sobre la abundancia de las especies presas del calamar afectan significativamente la abundancia anual de esta especie (Brunetti *et al.*, 1997).

*Illex argentinus* realiza migraciones activas estacionales que pueden ser superiores a los 2000 km (Arkhipkin, 1993). Estos movimientos se registran desde las áreas de alimentación, localizadas en regiones con aguas frías (Corriente de Falkland/Malvinas), hacia las áreas de desove, a partir de donde las masas de huevos son transportadas hacia las regiones productivas más cálidas (Corriente de Brasil), donde tiene lugar el desarrollo de las larvas (Leta, 1992; Brunetti & Ivanovic, 1992; Haimovici *et al.*, 1995).

Con respecto a su estrategia de vida, el calamar *I. argentinus* es una especie del tipo oportunista (estratega r) que muestra una gran capacidad para la diferenciación de la población en varios agrupamientos desovantes, los cuales pueden corresponder a distintas unidades poblacionales discretas (stocks) dentro del área general de distribución de la especie (Brunetti, 1988). Cada agrupamiento desovante tiene su propia época reproductiva y está adaptado a los ciclos productivos estacionales del área geográfica

en que habitan (Brunetti, 1988; Brunetti & Pérez Comas, 1989).

*Illex argentinus* es una especie semélpara (monocíclica), es decir, se caracteriza por un único ciclo de desarrollo del sistema reproductor, participación en un desove y muerte rápida luego de efectuado el mismo (Brunetti, 1988; Nigmatullin, 1989). La duración de este ciclo de vida (longevidad), estimada a través de la lectura de anillos de crecimiento en estructuras registrantes (estatolitos), es de aproximadamente un año (12 meses  $\pm$  1-2 meses; Arkhipkin, 1990).

Angelescu & Prenske (1987) encontraron que el calamar (*Illex argentinus*) junto con la merluza (*Merluccius hubbsi*) y la anchoita (*Engraulis anchoita*) forman un complejo sistema trófico en la comunidad pelágico-demersal del ASO. El calamar y la merluza se alimentan de la anchoita, el calamar también preda sobre merluzas juveniles, y por su parte, las merluzas más viejas se alimentan sobre calamares de todas las tallas. Por lo tanto, la merluza es competidor, predador y presa del calamar.

#### ANTECEDENTES Y ESTADO ACTUAL DE LA PESQUERÍA DE *ILLEX ARGENTINUS*

El recurso calamar fue capturado hasta 1977 únicamente por Argentina y Uruguay como fauna acompañante de la pesquería de arrastre dirigida a la merluza (*Merluccius hubbsi*). Las capturas totales anuales no superaban las 8.300 t y eran destinadas a satisfacer la demanda interna de Argentina y Uruguay (Brunetti, 1990).

Hacia finales de la década de los '70, la declinación de la pesquería del calamar japonés *Todarodes pacificus* elevó la demanda externa del calamar *Illex argentinus*. A raíz de esto, comenzaron a operar flotas extranjeras de ultramar alrededor de las Islas Falkland (Malvinas) con licencia de Gran Bretaña y en aguas internacionales por fuera del límite de las 200 millas. Los buques provenían fundamentalmente de Japón, de Polonia y, en menor medida, de la ex Unión Soviética, ex Alemania Federal y ex Alemania Democrática. Más recientemente, se agregaron embarcaciones de Bulgaria, España, Cuba, Corea y Taiwan (Csirke, 1987; Brunetti, 1990).

En esos años también se produjo una considerable transferencia operacional de la flota arrastrera

argentina, desde la tradicional pesquería de la merluza (*Merluccius hubbsi*) hacia la del calamar (*Illex argentinus*). En consecuencia las capturas aumentaron a 73.000 t en 1978 y 122.000 t en 1979, registrándose un descenso en 1980 y 1981. En los años siguientes las capturas continuaron creciendo (Figura 3), llegando a las 300.000 t en 1986, y superando las 500.000 t en 1987, 1988, 1989, 1993 y 1997 (Haimovici *et al.*, 1998).

En la actualidad la pesquería de *Illex argentinus* es de gran escala, desarrollándose dentro del rango de distribución de la especie en las siguientes regiones (Figura 2; Csirke, 1987; Haimovici *et al.*, 1998):

**Zona (a):** a lo largo de la plataforma y en el quiebre de plataforma, desde los 35° hasta los 40° S, en aguas de la Zona Común de Pesca Argentino-Uruguaya (ZCPAU).

**Zona (b):** a lo largo de la plataforma norpatagónica, entre los 42° y los 44° S, con profundidades cercanas a los 100 m, en aguas de la Zona Económica Exclusiva Argentina (ZEEA).

**Zona (c):** a lo largo del quiebre de plataforma y el talud patagónico, desde los 42° hasta los 48° S, en aguas internacionales por fuera del límite de las jurisdicciones nacionales.

**Zona (d):** dentro de la Zona Económica Exclusiva de las Islas Falkland (Malvinas) (ZEEIF).

**Zona (e):** a lo largo de la plataforma sudpatagónica, en aguas de la ZEEA. Esta zona de pesca se ha desarrollado en años recientes.

Como se aprecia en la figura 4, las mayores capturas tienen lugar en las zonas de pesca c y d. Por otra parte, las mayores fluctuaciones anuales en las capturas se han observado en la zona d (Csirke, 1987).

Los artes de pesca utilizados en la pesquería de *Illex argentinus* incluyen las redes de arrastre y las poteras o calamareras (*jigging*). Entre las redes de arrastre se distinguen las de fondo y las semi-pelágicas de gran apertura vertical. La pesca con poteras consiste en la atracción del calamar mediante el uso de luces (lámparas halógenas), y su extracción está a cargo de máquinas automáticas. Esta modalidad de pesca tiene importantes ventajas sobre la pesca al arrastre: mayor eficiencia (menor costo operativo y de mantenimiento, mejor captura y calidad del producto), y es específica (no depreda otras especies) (Leta, 1981b, 1989; Leta & Chiesa, 1992).

La comercialización de los productos derivados de la pesquería de *Illex argentinus* apunta fundamentalmente a los mercados de Japón, España, Estados Unidos, y en menor medida a otros países europeos y asiáticos (Leta, 1981c).

#### EVALUACION POBLACIONAL DE *ILLEX ARGENTINUS*

La abundancia poblacional de *Illex argentinus* en el ASO ha sido evaluada en varias oportunidades mediante el uso de distintas metodologías (directas e indirectas) (FAO, 1983; MRAG, 1986; Csirke, 1987; Brunetti *et al.*, 1997). La cobertura espacial, la confiabilidad y el nivel de complejidad de estas evaluaciones, han variado considerablemente con el tiempo y con la disponibilidad de datos científicos o pesqueros.

En 1966, cuando aún no existía una pesquería directamente dirigida a *Illex argentinus* en el ASO, se realizó un crucero de arrastre de fondo con el buque de investigación (B/I) **Walter Herwig**, en donde se obtuvieron los primeros indicios de que el calamar era una especie importante en términos de abundancia (Hempel, 1970; *fide* Haimovici *et al.*, 1998).

El interés comercial por esta especie comenzó a fines de la década de los '70, lo que condujo a la realización de cruceros de investigación a bordo de los B/I **Walter Herwig** (1978), **Shinkai Maru** (1978/1979) y **Dr. Holmberg** (1981/1982). En base a los datos de estas campañas al arrastre se evaluó la biomasa total mediante el método del área barrida. Los estimados oscilaron entre 60 mil y 2,6 millones de toneladas, dependiendo de la época del año, el tipo de buque, el procedimiento de estratificación utilizado y el coeficiente de capturabilidad empleado (Csirke, 1987; Haimovici *et al.*, 1998).

En base a campañas de reconocimiento realizadas en 1981, FAO (1983) estimó la biomasa total de *Illex argentinus* alrededor de las 230.000 t, y un rendimiento potencial de 115.000 t, no encontrando signos de que la población estuviese siendo plenamente explotada. Además, existen otras estimaciones del rendimiento potencial anual de esta especie: 123.000 t (Ehrich, 1980; *fide* INIDER, 1986), 273.339 t (Otero *et al.*, 1981), 482.000 t (Sato & Hatanaka, 1983).

Csirke (1987) utilizó datos adicionales de las flotas pesqueras de Polonia, Japón y Argentina co-

rrespondientes al período 1978-1985 para estimar el tamaño del stock por medio de un análisis de población virtual (APV). Se encontró que la variabilidad interanual dentro de este período fue muy alta. Las conclusiones principales de dicho estudio indicaron que el recurso comenzó a ser plenamente explotado en 1983, pero que no se registró sobreexplotación dentro del período analizado (1978-85).

En 1986 el **Marine Resources Assessment Group** (MRAG; Inglaterra) realizó dos evaluaciones de stock sobre *Illex argentinus*: una alrededor de los 46°S y otra al sur de los 50°S. Fueron utilizados datos británicos de vigilancia e información pesquera complementaria proveniente de la pesquería alrededor de las Islas Falkland (Malvinas). Se concluyó que la población de *Illex argentinus* parecía estar muy cerca a la sobreexplotación o ya estaba sobreexplotada, encontrando que la situación parecía ser más crítica en el área alrededor de los 46° S.

Brunetti *et al.* (1997) detallan los resultados de las campañas Argentinas de evaluación de pre-reclutas al norte y al sur de los 44° S. Las estimaciones de biomasa se efectuaron mediante el método del área barrida y con un diseño de muestreo pre-estratificado al azar. Los estimados al sur de los 44° S, correspondientes al período 1992-1997, oscilaron entre las 170.000 t (1995) y las 700.000 t (1992). Con respecto a los estimados al norte de los 44° S, sólo existen las de 1987 (100.000 t), 1996 (180.000 t) y 1997 (85.000 t).

#### CONSIDERACIONES PARA EL ORDENAMIENTO PESQUERO DE *ILLEX ARGENTINUS*

La característica biológica más relevante para el ordenamiento pesquero de *Illex argentinus* es la duración anual de su ciclo de vida y su patrón de distribución/migración, lo cual conlleva al desarrollo de una estrategia de manejo específica para este recurso.

Dicha estrategia de manejo puede ser implementada sobre toda la población de *Illex argentinus* como si se tratara de una sola unidad poblacional (enfoque de stock único), o sobre cada unidad poblacional discreta por separado (enfoque multi-stock). Para dilucidar esta situación es necesario analizar cuidadosamente la estructura intrapoblacional de *Illex argentinus*.



Además, es preciso definir la escala espacial sobre la que se implementará dicha estrategia de manejo (local, regional, etc.), la cual va a depender del rango de distribución y del alcance de las migraciones del recurso en explotación. Por otra parte, la estrategia de manejo dependerá fuertemente del grado de acuerdo que se logre entre los Estados que participan en la explotación del recurso.

### Duración anual del ciclo de vida de *Illex argentinus*

Debido a la naturaleza anual del ciclo de vida de *Illex argentinus*, ningún ejemplar del stock desovante sobrevive de un año al siguiente. En la práctica, esto significa que al inicio de cada temporada de pesca (asumiendo una temporada por año) todos los individuos de la población son nuevos reclutas. Una estrategia de manejo exitosa debe, al menos, permitir un escape de individuos desovantes lo suficientemente alto hacia el final de la temporada de pesca como para no reducir de forma apreciable la probabilidad de un buen reclutamiento en la siguiente temporada (Csirke, 1987; Rosenberg *et al.*, 1990; Beddington *et al.*, 1990; Basson *et al.*, 1996).

La probabilidad de un buen reclutamiento no sólo depende de la magnitud del stock desovante, sino que además existe una fuerte dependencia con los factores ambientales, los cuales no pueden ser controlados o previstos. Si bien esta dependencia (reclutamiento-ambiente) no ha sido comprobada empíricamente, su importancia parece evidente al analizar las relaciones stock-recluta de la población explotada de *Illex argentinus*, en las cuales se ha observado una gran dispersión de los valores, siendo muy difícil predecir la fuerza del reclutamiento (Csirke, 1987; Basson *et al.*, 1996).

Frente a la incertidumbre planteada por esta baja correlación entre el tamaño del stock desovante y la magnitud del reclutamiento, se debe fijar como uno de los objetivos biológicos del manejo, el minimizar el riesgo de sobrepesca por reclutamiento fijando un nivel mínimo de seguridad del stock desovante por debajo del cual se prohíba la pesca y procurando que el escape de desovantes sea por encima de este nivel (Basson *et al.*, 1996). Según Csirke (1987) este nivel debería fijarse entre 1 y 1,5 veces el valor medio de los estimados del stock desovante más bajos.

Dentro de este contexto, la herramienta de

manejo que más se adapta a las características de este recurso es el control del esfuerzo pesquero total (Caddy, 1983a), el cual también significa un control sobre la mortalidad por pesca y sobre la tasa de explotación. Dicho control puede ser implementado ya sea regulando la captura total, el otorgamiento de licencias y/o la duración de la temporada de pesca (Basson *et al.*, 1996).

Según Beddington *et al.* (1990), lo más adecuado es fijar un escape de desovantes proporcional y constante en cada temporada de pesca. El escape proporcional se define como la relación entre el número de desovantes sobrevivientes hacia el final de la temporada y el número de desovantes que habría sobrevivido si no hubiera existido mortalidad por pesca. Un escape proporcional constante implica una tasa de explotación constante. En consecuencia, lo más conveniente es elegir un valor de explotación conservativo, el cual permita, en la mayoría de los años, un escape lo suficientemente alto como para mantener un nivel adecuado de stock desovante.

Debido a la gran variabilidad interanual en el tamaño del stock capturable, una tasa de explotación constante será demasiado conservadora en los años con una alta abundancia y no será suficientemente conservadora en los años con un pobre reclutamiento. Csirke (1987) concluyó que no existe un único valor de mortalidad por pesca o esfuerzo pesquero que pueda maximizar el rendimiento total anual y al mismo tiempo minimizar el riesgo de un colapso de la pesquería. Alternativamente, este autor propone una reducción del esfuerzo pesquero (permitiendo un nivel de escape proporcional del 40 %) cuando se detecte un bajo reclutamiento, y un aumento del mismo (permitiendo un nivel de escape proporcional del 8 %) cuando el reclutamiento sea alto.

Por su parte, Beddington *et al.* (1990) analizaron las bases científicas para el ordenamiento de la pesquería de *Illex argentinus* alrededor de las Islas Falkland (Malvinas), y fijaron como objetivo biológico de manejo conservador un valor de escape proporcional del 40 %. Este valor ya había sido sugerido por el MRAG en 1986 para la misma región de pesca y es similar al adoptado en el ordenamiento de otras pesquerías de calamar del mundo (ICNAF, 1978; NAFO, 1980; Caddy, 1983a). Más recientemente, Basson *et al.* (1996) consideraron la migración entre áreas de pesca adyacentes y realizaron un análisis retrospectivo de los niveles de es-

cape proporcional aplicados desde 1987 en la pesquería de calamar alrededor de las Islas Falkland (Malvinas). Los autores encontraron que los valores de escape proporcional realmente utilizados oscilaron entre 8,7 % en 1987 y 32,1 % en 1990.

Brunetti *et al.* (1997) analizaron los resultados de las temporadas de pesca correspondientes al período 1993-1997 en el área ubicada al sur de los 44° S y encontraron que el objetivo de manejo, consistente en un escape proporcional del 40 %, únicamente fue alcanzado en 1993 (54 %), mientras que en 1994-1995 fue cercano al 25 % y en 1996-1997 no superó el 15 %. En relación al área ubicada al norte de los 44° S, los autores sólo analizan los resultados de las temporadas de pesca de 1996 y de 1997 con un escape proporcional del 46 % y del 23% respectivamente.

### **Estructura intra-poblacional de *Illex argentinus***

Para definir claramente la estructura intra-poblacional de cualquier especie es de vital importancia determinar el grado de separación demográfica durante el desove, lo cual sustenta las bases biológicas para la diferenciación espacio/temporal de stocks (Brown *et al.*, 1987).

En este sentido, los estudios realizados para discernir la estructura intra-poblacional de *Illex argentinus* se han enfocado sobre la variabilidad poblacional durante el desove, particularmente en el grado de integridad espacial y temporal de los agrupamientos desovantes identificables, condición necesaria para el aislamiento reproductivo.

### **Clasificación de los agrupamientos desovantes**

Las clasificaciones que existen en relación a los agrupamientos desovantes de *Illex argentinus* han sido realizadas en base a la distribución espacio-temporal de los distintos estadios de vida, en especial los individuos desovantes y las larvas, para poder reconstruir los patrones estacionales de desove y reclutamiento de cada agrupamiento.

Según Nigmatullin (1989), es posible identificar cuatro agrupamientos desovantes estacionales: estival, otoñal, invernal y primaveral. La debilidad que presenta esta clasificación proviene de la escasa y contradictoria información que existe en referencia al agrupamiento desovante primaveral. Se ha

sugerido que podría corresponder a una porción retrasada del agrupamiento desovante invernal (Carvalho & Nigmatullin, 1998).

Por su parte, Brunetti (1988) diferenció cuatro agrupamientos desovantes principales: el de verano, el sudpatagónico, el bonaerense-norpatagónico y el de primavera. El punto débil de esta clasificación radica en la incertidumbre existente acerca de la real extensión y ubicación de las áreas de desove de los agrupamientos sudpatagónico y bonaerense-norpatagónico (Haimovici *et al.*, 1998).

Posteriormente, se encontraron claras evidencias de desove durante invierno y primavera en aguas del sur de Brasil (Haimovici & Pérez, 1990; Haimovici *et al.*, 1995), lo cual podría ser una extensión en el desove del agrupamiento bonaerense-norpatagónico o incluso podría ser un nuevo agrupamiento desovante, el del sur de Brasil (Haimovici *et al.*, 1998).

### **Agrupamientos desovantes: ¿uno o más stocks?**

A pesar del grado de incertidumbre que aún existe con respecto a la verdadera clasificación de los agrupamientos desovantes y a la real extensión de las áreas de desove de los mismos, la evidencia parece suficiente como para suponer la existencia de un marcado solapamiento, al menos espacial, entre dichos agrupamientos (Carvalho & Nigmatullin, 1998).

En consecuencia, para discernir correctamente la estructura intra-poblacional de *Illex argentinus* es crítico determinar el estatus poblacional de dichos agrupamientos desovantes. Para ello, Nigmatullin (1989) propuso dos hipótesis alternativas: el modelo poblacional de stock único y el de multi-stock. Por un lado se propone que *Illex argentinus* está representado por una única población de individuos que se aparean entre sí y que presentan largos períodos de desove solapados (con un alto nivel de mezcla genética). Alternativamente, se propone que existe cierto grado de aislamiento reproductivo entre los distintos agrupamientos, resultando en la existencia de stocks genética y fenotípicamente distintos.

La evidencia en favor de la primera hipótesis (modelo de stock único) se basa en la coexistencia de individuos pertenecientes a diferentes agrupamientos, lo cual estaría contribuyendo a mantener la continuidad genética de la población (Arkhipkin & Scherbich, 1991). Por su parte,

Arkhipkin (1990) concluyó que los agrupamientos desovantes de *Illex argentinus* no son genéticamente aislados, lo cual podría deberse al amplio rango de edades registradas en los individuos sexualmente maduros (280-370 días) y al solapamiento espacial y temporal en el desove.

La segunda hipótesis (modelo multi-stock) es más aceptada en la actualidad debido principalmente a la evidencia proveniente de estudios moleculares, los cuales han demostrado ser los más sensibles para la diferenciación de stocks. Dentro de este contexto, se pueden mencionar las diferencias isoenzimáticas registradas por Nigmatullin (1989) entre ejemplares de los agrupamientos desovantes otoñal e invernal, y las detectadas en los estudios de Thorpe *et al.* (1986) y de Carvalho *et al.* (1992) entre muestras de *Illex argentinus* colectadas en la parte sur del rango de distribución de esta especie (alrededor de las Islas Malvinas).

### Migraciones de los agrupamientos desovantes

El grado de solapamiento existente entre los distintos agrupamientos desovantes de *Illex argentinus* está fuertemente influenciado por las migraciones que puedan realizar dichos agrupamientos, lo cual complica aún más el discernimiento de su estructura intrapoblacional.

Arkhipkin (1993) encontró evidencia que documenta las migraciones de los agrupamientos desovantes de *Illex argentinus* a través de varias regiones de pesca. El autor analizó la variabilidad espacial y temporal en la abundancia y en la estructura de edades. Se detectaron varios incrementos pulsátiles de abundancia (pulsos cortos de incremento en la CPUE) en cada región de pesca (52°S, 46°S, 42°S), los cuales corresponderían a sucesivos agrupamientos en plena migración a lo largo del área de estudio. Las dificultades que acarrea esta situación se ven reflejadas en los intentos por determinar el origen de los reclutas en cada una de las regiones de pesca (Carvalho & Nigmatullin, 1998), complicando considerablemente los métodos de evaluación de stocks (Arkhipkin, 1993).

De todas formas, considerando la estructura poblacional y la distribución mensual de las capturas comerciales, se determinó que los agrupamientos desovantes de *Illex argentinus* distribuidos al sur de los 44° S (agrupamiento sudpatagónico y desovante de verano) constituyen una unidad de manejo inde-

pendiente de aquellos que se distribuyen al norte de la mencionada latitud (bonaerense-norpatagónico y el desovante de primavera) (Brunetti *et al.*, 1997).

### Patrón de distribución/migración de *Illex argentinus*

Debido al amplio rango de distribución de *Illex argentinus* y a las extensas migraciones que realiza, es un recurso que se explota tanto dentro del límite de las 200 millas náuticas contemplado en la Convención de las Naciones Unidas sobre el Derecho del Mar (CONVEMAR; ONU, 1983), donde se ejerce jurisdicción nacional (ZEE), así como por fuera de dicho límite, donde no se reconoce jurisdicción nacional (Csirke, 1987) y donde, hasta la fecha, no existe ningún tipo de ordenación pesquera.

FAO (1983), basándose en datos de reconocimientos pesqueros realizados entre 1978 y 1981, estimó que sólo del 11 al 35 % de la biomasa total de esta población estaba concentrada por fuera de las ZEE. Sin embargo, existen evidencias de que *Illex argentinus* tiende a formar concentraciones muy densas en la zona ubicada por fuera de las ZEE, lo cual permite que la flota obtenga capturas totales elevadas (Csirke, 1987). A pesar de no existir estimaciones actuales sobre la proporción capturada por fuera de las ZEE, en el pasado entre el 40 y el 74 % del total de las capturas de *Illex argentinus* aparecían registradas como si se hubieran realizado en dicha zona (Csirke, 1987; FAO, 1994). Es probable que esta proporción pueda ser aún mayor en caso de continuar siendo la única región de pesca no regulada.

Dentro de este contexto, el calamar *Illex argentinus* ha sido catalogado como recurso transnacional (FAO, 1994), lo cual hace necesario determinar claramente la escala espacial que debe adoptarse para garantizar su sustentabilidad (ordenación de alcance local, regional, etc.). Un aumento no controlado del esfuerzo pesquero total en la región de pesca ubicada por fuera de las ZEE podría opacar e inclusive anular los efectos de posibles medidas de ordenación adoptadas en las regiones de pesca administradas por los Estados ribereños. Existe una alta probabilidad de que esto ocurra con las medidas destinadas a asegurar una mayor sobrevivencia de los desovantes en aquellos años en los cuales la especie se distribuye más alejada de la costa debido a cambios en las condiciones oceanográficas.

Los problemas de ordenación de los recursos transzonales dependen, entre otros, del nivel de mezcla poblacional entre las regiones de pesca ubicadas dentro de las ZEE y las que están por fuera de las mismas. En el caso particular de *Illex argentinus*, dicho nivel de mezcla parecería ser lo suficientemente alto (Csirke, 1987) como para recomendar una armonización de las medidas de ordenación en toda la superficie de distribución de la población y por consiguiente un manejo compartido del recurso por parte de los Estados involucrados en esta pesquería.

Además de estar catalogado como recurso transzonal (FAO, 1994), el calamar *I. argentinus* también debería ser considerado un recurso migratorio compartido. Es una especie que se captura en forma secuencial dentro de varias regiones de pesca, lo que conlleva a una acumulación en la mortalidad por pesca. La mayoría de estas regiones de pesca están localizadas en diferentes ZEE (Csirke, 1987; Haimovici *et al.*, 1998), lo cual significa la presencia de más de una autoridad administradora involucrada en el manejo de este recurso.

Desde un punto de vista biológico, los sistemas de ordenamiento pesquero de cualquier recurso que sea transzonal y/o migratorio compartido deben ser desarrollados en conjunto y de común acuerdo entre todos los Estados participantes. El problema de estos casos es principalmente geopolítico y radica, por lo general, en la elección del criterio más adecuado para la asignación de los derechos de explotación de cada Estado sobre dicho recurso (Caddy, 1983b). En este sentido, han sido establecidas áreas y períodos de veda, de carácter multinacional, que contribuyen fundamentalmente a evitar la captura de juveniles y preadultos, permitiendo su crecimiento y mejores rendimientos comerciales. Existe un período de veda que abarca toda el área de distribución de la especie entre el 1 de setiembre y el 31 de enero. Además, existe una veda entre el 1 de julio y el 31 de agosto dentro del área ubicada al sur de los 44° S, y otra entre 1 de febrero y el 30 de abril en el área ubicada al norte de dicha latitud (Brunetti *et al.*, 1997).

## DISCUSION

Algunas de las evaluaciones poblacionales realizadas sobre *Illex argentinus* durante la década de los '80 mostraron indicios de una plena explota-

ción y de una posible sobreexplotación de dicho recurso en ciertos años y en ciertas regiones de pesca (MRAG, 1986; Csirke, 1987). En la actualidad es considerada una población que se encuentra plena o excesivamente explotada (FAO, 1994). Además, la mayoría de las capturas anuales de *I. argentinus* registradas en los últimos 10 años son superiores a las que se habían predicho anteriormente cuando se realizaron las primeras estimaciones del rendimiento potencial anual que era capaz de soportar la especie (Otero *et al.*, 1981; FAO, 1983; Sato & Hatanaka, 1983; INIDEP, 1986). Estos antecedentes sugieren una alta probabilidad de colapso de la pesquería de *I. argentinus* en el futuro debido a una situación de sobreexplotación, que además podría estar empeorada por condiciones ambientales desfavorables (Haimovici *et al.*, 1998).

Las especies anuales como el calamar *Illex argentinus* muestran una gran variabilidad interanual en el tamaño poblacional. Además, generalmente dicho tamaño es desconocido antes del inicio de la temporada de pesca debido a que todos los individuos de la población son nuevos reclutas y a que es muy difícil predecir la fuerza del reclutamiento. Para administrar recursos con estas características, es aconsejable realizar estimaciones de la abundancia en tiempo real (Rosenberg *et al.*, 1990), y organizar programas de monitoreo que entreguen información acerca de la distribución espacio-temporal del stock muy cerca del momento en que las decisiones de manejo deben ser realizadas (Csirke, 1987). Además, resulta de gran utilidad conocer los efectos de los factores ambientales sobre el reclutamiento y los patrones de distribución del recurso (Caddy, 1983a).

Una de las prioridades que existe en la implementación de la estrategia de manejo de *Illex argentinus* está en realizar estimaciones de la fuerza del reclutamiento lo más temprano posible en la temporada de pesca, para así poder fijar el nivel de esfuerzo pesquero o la captura total asegurando un escape apropiado de individuos desovantes hacia el final de la temporada (Brunetti *et al.*, 1997). Para la regulación del esfuerzo pesquero en este tipo de recursos (con una variabilidad impredecible en la abundancia), es conveniente utilizar alguna estrategia adecuada de retroalimentación (Walters & Collie, 1988).

Las estimaciones de la fuerza del reclutamiento pueden ser obtenidas realizando campañas

para la evaluación de pre-reclutas antes o al inicio de la temporada de pesca, o bien analizando la captura por unidad de esfuerzo (CPUE) de las flotas comerciales al inicio de la temporada (Csrke, 1987). En caso de no contar con una estimación de la fuerza del reclutamiento, la fijación del esfuerzo de pesca puede estar basada en un promedio histórico del reclutamiento y del escape de desovantes. Una vez comenzada la temporada de pesca, cuando existe suficiente información como para evaluar la abundancia, se pueden realizar ajustes en el nivel de esfuerzo pesquero (por ejemplo: acortando la duración de la temporada), para evitar que la biomasa del stock desovante caiga por debajo de su nivel mínimo de seguridad (Basson *et al.*, 1996). Aun cuando existen antecedentes en la que la duración de la temporada de pesca ha sido acortada ligeramente en algunas ocasiones (MRAG, 1987; Csrke, 1987), es una alternativa que puede producir dificultades y distorsiones importantes en la actividad comercial. No obstante, otras medidas de reducción de esfuerzo o de la captura total podrían ponerse en práctica.

Desde un punto de vista biológico, otro de los aspectos prioritarios que debe ser tomado en cuenta al momento de implementar la estrategia de manejo de *Illex argentinus*, está relacionado con la alta complejidad de su estructura intra-poblacional. Dentro de este contexto, aún existe cierto grado de incertidumbre con respecto a la real clasificación de los agrupamientos desovantes que componen la población de *Illex argentinus*. Tampoco se conoce con precisión el nivel de mezcla (o grado de solapamiento) que existe entre dichos agrupamientos, el cual está fuertemente influenciado por las migraciones que realizan. Por tal motivo, a pesar que existe suficiente evidencia en favor de un enfoque de manejo multi-stock, en la práctica dicho enfoque parece ser de difícil implementación desde un punto de vista operativo de la flota pesquera y de los procedimientos de fiscalización.

La propuesta de dividir la población de *I. argentinus* en dos unidades de manejo referenciadas al paralelo 44° S (Brunetti *et al.*, 1997), podría ser catalogada como un tipo de aproximación a un enfoque de manejo multi-stock. Existen, sin embargo, dos debilidades en el mencionado enfoque: (i) la evidencia científica para sustentar el límite geográfico referido no es concluyente, y (ii) la evidencia empírica obtenida al aplicar este criterio indica que el objetivo de manejo (escape proporcional del

40 %), únicamente fue alcanzado en ciertos años. Según Brunetti *et al.* (*op cit.*), los objetivos de manejo en las mencionadas áreas geográficas no se cumplieron debido a la acción de las flotas de pesca extranjeras que actúan por fuera de las ZEE.

Las características transzonales y de recurso migratorio compartido de *I. argentinus* conducen a evaluar la necesidad de una administración pesquera compartida de carácter multinacional. Desde una perspectiva biológico-pesquera, lo más recomendable en recursos de esta naturaleza es un ordenamiento coordinado entre los Estados que pescan sobre un mismo stock, como ha sido reconocido por la CONVEMAR (ONU, 1983) y por la Conferencia de las Naciones Unidas sobre las Poblaciones Transzonales y Altamente Migratorias (ONU, 1995). Este enfoque se explicita claramente, por ejemplo, en los artículos 63 y 64 de la CONVEMAR, donde se declara la necesidad de colaboración y/o algún tipo de acuerdo entre los Estados que pescan dentro de sus ZEEs y aquellos que lo hacen por fuera del límite de las 200 millas. Una evaluación de la viabilidad del manejo compartido multinacional del calamar *Illex argentinus* escapa al objetivo del presente artículo. Sin embargo, es obvio que mientras no se logren acuerdos multinacionales de manejo, será prácticamente imposible mantener una pesquería sustentable de este recurso en el mediano plazo.

En resumen, nuestro análisis de la información pesquera y ecológica del recurso nos conduce a postular que la administración adecuada de la pesquería de *I. argentinus* en el ASO pasa por: (i) lograr un acuerdo multinacional para el manejo del recurso por parte de aquellos Estados en cuyas ZEEs se lleva a cabo la pesquería (i.e. Argentina, Inglaterra y Uruguay), lo cual permitirá poner en efecto las regulaciones pertinentes sobre la pesca en aguas internacionales adyacentes, (ii) determinar el número y distribución geográfica de las unidades de manejo de la pesquería, y (iii) implementar una estrategia de manejo multinacional en base a la estimación de la fuerza del reclutamiento con un mecanismo de retroalimentación adecuado para la regulación del esfuerzo pesquero o la captura total.

#### AGRADECIMIENTOS

Este trabajo se vio beneficiado por los comentarios y sugerencias de dos evaluadores anónimos.

## BIBLIOGRAFIA

- ANGELESCU, V. & L.B. PRENSKI. 1987. Ecología trófica de la merluza común del Mar Argentino (Merlucciidae, *Merluccius hubbsi*). Parte 2. Dinámica de la alimentación analizada sobre la base de las condiciones ambientales, la estructura y las evaluaciones de los efectivos en su área de distribución. Contrib. Inst. Nac. Invest. Desarrollo Pesq. (INIDEP). Mar del Plata, Argentina, N° 561, 205 pp.
- ARKHIPKIN, A.I. 1990. Edad y crecimiento del calamar (*Illex argentinus*). Frente Marítimo 6(A):25-35.
- ARKHIPKIN, A.I. 1993. Age, growth, stock structure and migratory rate of pre-spawning short-finned squid *Illex argentinus* based on statolith ageing investigations. Fish. Res. 16:313-338.
- ARKHIPKIN, A.I. & ZH.N. SCHERBICH. 1991. Crecimiento y estructura intraspecifica del calamar, *Illex argentinus* (Ommastrephidae) en invierno y primavera en el Atlántico Sudoccidental. Scientia Marina 55:619-627.
- BASSON, M.; J.R. BEDDINGTON, J.A. CROMBIE, S.J. HOLDEN, L.V. PURCHASE & G.A. TINGLEY. 1996. Assessment and management of annual squid stocks: the *Illex argentinus* fishery in the Southwest Atlantic as an example. Fish. Res. 28:3-29.
- BEDDINGTON, J.R.; A.A. ROSENBERG, J.A. CROMBIE & G.P. KIRKWOOD. 1990. Stock assessment and the provision of management advice for the short fin squid fishery in Falkland Islands waters. Fish. Res. 8:351-365.
- BROWN, B.E.; G.H. DARCY & W. OVERHOLTZ. 1987. Stock assessment/stock identification: an interactive process. In Kumpf, H.E.; R.N. Vaught; C.B. Grimes; A.G. Johnson & E.L. Nakamura (eds.), Proceedings of the stock identification workshop. NOAA Technical Memorandum: 1-24.
- BRUNETTI, N.E. 1981. Distribución de tallas y biología reproductiva del calamar (*Illex argentinus*) en el mar Argentino (Campañas del B/I **Shinkai Maru** 1978-1979). Contrib. Inst. Nac. Invest. Desarrollo Pesq. (INIDEP). Mar del Plata, Argentina, (383):119-127.
- BRUNETTI, N.E. 1988. Contribución al conocimiento biológico-pesquero del calamar argentino (Cephalopoda, Ommastrephidae, *Illex argentinus*). Trabajo de Tesis presentado para optar al Grado de Doctor en Ciencias Naturales, Universidad Nacional de La Plata, 135 pp.
- BRUNETTI, N.E. 1990. Evolución de la pesquería de *Illex argentinus* (Castellanos, 1960). Informes Técnicos de Investigación Pesquera, Consejo Superior de Investigaciones Científicas, Barcelona, N°. 155, 19 pp.
- BRUNETTI, N.E. & M.L. IVANOVIC. 1992. Distribution and abundance of early life stages of squid (*Illex argentinus*) in the south-west Atlantic. ICES J. Mar. Sci. 49:175-183.
- BRUNETTI, N.E. & J.A. PEREZ COMAS. 1989. Abundancia, distribución y composición poblacional del recurso calamar (*Illex argentinus*) en aguas uruguayo-bonaerenses en mayo, setiembre y noviembre de 1986 y en marzo y mayo de 1987. Frente Marítimo 5(A):39-59.
- BRUNETTI, N.E.; M.L. IVANOVIC, S. PINEDA, B. ELENA, G.R. ROSSI & A. AUBONE. 1997. Calamar (*Illex argentinus*). Caracterización biológica y evaluación del estado de explotación. Informe Técnico del Inst. Nac. Invest. Desarrollo Pesq. (INIDEP) N° 98/96 (actualizado en noviembre de 1997), Mar del Plata, Argentina.
- CADDY, J.F. 1983a. The cephalopods: factors relevant to their population dynamics and to the assessment and management of stocks. In Caddy, J.F. (eds.), Advances in assessment of world cephalopod resources. FAO Fish. Tech. Pap., N°. 231:416-452.
- CADDY, J.F. 1983b. Algunas consideraciones a propósito de la definición de stocks compartidos y su distribución entre zonas económicas adyacentes. FAO Circ. Pesca, N°. 749, 52 pp.
- CARVALHO, G.R. & CH.M. NIGMATULLIN. 1998. Stock structure analysis and species identification. In Rodhouse, P.G.; E.G. Dawe & R.K. O'Dor (eds.), Squid recruitment dynamics. The genus *Illex* as a model. The commercial *Illex* species. Influences on variability. FAO Fish. Tech. Pap., N°. 376: 199-232.
- CARVALHO, G.R.; A. THOMPSON & A.L. STONER. 1992. Genetic diversity and population differentiation of the shortfin squid *Illex argentinus* in the south-west Atlantic. J. Exp. Mar. Biol. Ecol. 158:105-121.
- CSIRKE, J. 1987. Los recursos pesqueros patagónicos y las pesquerías de altura en el Atlántico sudoccidental. FAO Doc. Téc. Pesca, N°. 286, Roma, 75 pp.
- FAO. 1983. Informe del grupo ad hoc de trabajo sobre los recursos pesqueros de la plataforma continental patagónica. Roma, 7-11 febrero 1983. FAO Inf. Pesca, N°. 297, Roma, 83 pp.
- FAO. 1994. Examen de la situación mundial de las especies altamente migratorias y las poblaciones transzonales. FAO Doc. Téc. Pesca, N°. 337, 75 pp.
- HAIMOVICI, M. & J.A.A. PEREZ. 1990. Distribución y maduración sexual del calamar argentino, *Illex argentinus* en el sur de Brasil. Scientia Marina 54:179-185.
- HAIMOVICI, M.; E.A.G. VIDAL & J.A.A. PEREZ. 1995. Larvae of *Illex argentinus* from five surveys on continental shelf of southern Brazil. ICES Mar. Sci. Symp. 199:414-424.
- HAIMOVICI, M.; N.E. BRUNETTI, P.G. RODHOUSE, J. CSIRKE & R.H. LETA. 1998. *Illex argentinus*. In Rodhouse, P.G.; E.G. Dawe & R.K. O'Dor (eds.), Squid recruitment dynamics. The genus *Illex* as a model. The commercial *Illex* species. Influences on variability. FAO Fish. Tech. Pap., N°. 376:27-58.
- HILBORN, R. & C.J. WALTERS. 1992. Quantitative fisheries stock assessment: choice, dynamics and uncertainty. New York, Chapman & Hall, 544 pp.
- ICNAF. 1978. Reports of Standing Committee on research and statistics (STACRES) Special meeting on squid. ICNAF Redbook (1978):23-33.

- INIDEP. 1986. Impacto ecológico y económico de las capturas alrededor de las Islas Malvinas después de 1982. Informe del Inst. Nac. Invest. Desarrollo Pesq. Mar del Plata, Argentina.
- LETA, H.R. 1981a. Aspectos biológicos del calamar *Illex argentinus*. Inf. Téc. del Instituto Nacional de Pesca (INAPE). Montevideo, Uruguay, N° 23, 50 pp.
- LETA, H.R. 1981b. Las capturas del calamar *Illex argentinus* en el Uruguay. Inf. Téc. del Instituto Nacional de Pesca (INAPE). Montevideo, Uruguay, N° 21, 37 pp.
- LETA, H.R. 1981c. Producción y comercialización del calamar *Illex argentinus* en el Uruguay. Inf. Téc. del Instituto Nacional de Pesca (INAPE). Montevideo, Uruguay, N° 22, 20 pp.
- LETA, H.R. 1989. Pesca exploratoria y experimental del calamar rojo (*Ommastrephes bartramii*) y del calamar común (*Illex argentinus*) en el sector uruguayo de la Zona Común de Pesca Argentino-Uruguayo (invierno de 1986) mediante el uso de poteras (jiggings). Frente Marítimo 5(A):29-37.
- LETA, H.R. 1992. Abundance and distribution of *Illex argentinus* rhynchoteuthion larvae (Cephalopoda, Ommastrephidae) in the Southwestern Atlantic. S. African J. Mar. Sci. 12:927-941.
- LETA, H.R. & E. CHIESA. 1992. Pesca exploratoria y experimental del calamar común (*Illex argentinus*) en el sector uruguayo de la Zona Común de Pesca Argentino-Uruguayo (invierno de 1989). Frente Marítimo 11(A):95-103.
- NAFO. 1980. Report of the Standing Committee on fishery science (STACFIS). NAFO Sci. Council. Rep., (1979-80):43-60.
- NIGMATULLIN, CH.M. 1989. Las especies de calamar más abundantes del Atlántico sudoccidental y sinopsis sobre la ecología del calamar (*Illex argentinus*). Frente Marítimo 5(A):71-81.
- ONU. 1983. El Derecho del Mar. Texto Oficial de la Convención de las Naciones Unidas sobre el Derecho del Mar con anexos e índice temático. Organización de Naciones Unidas, Nueva York, 268 pp.
- ONU. 1995. Proyecto de acuerdo sobre la aplicación de las disposiciones de la Convención de las Naciones Unidas sobre el Derecho del Mar del 10 de diciembre de 1982 relativas a la conservación y ordenación de las poblaciones de peces cuyos territorios se encuentran dentro y fuera de las zonas económicas exclusivas y las poblaciones de peces altamente migratorias. Conferencia de las Naciones Unidas sobre las poblaciones de peces cuyos territorios se encuentran dentro y fuera de las zonas económicas exclusivas y las poblaciones de peces altamente migratorias. Quinto período de sesiones, 27 de marzo-12 de abril. Nueva York, 38 pp.
- OTERO, H.O.; S.I. BEZZI, R. PERROTA, J.A. PÉREZ COMAS, M.A. SIMONAZZI & M.A. RENZI. 1981. Los recursos pesqueros demersales del mar argentino. Parte III - Distribución, estructura de la población, biomasa y rendimiento potencial de la polaca, el bacalao austral, la merluza de cola y del calamar. Contrib. Inst. Nac. Invest. Desarrollo Pesq. (INIDEP). Mar del Plata, Argentina, (383):28-41.
- RODHOUSE, P.G.; E.G. DAWE & R.K. O'DOR. 1998. Overview. In Rodhouse, P.G.; E.G. Dawe & R.K. O'Dor (eds.), Squid recruitment dynamics. The genus *Illex* as a model. The commercial *Illex* species. Influences on variability. FAO Fish. Tech. Pap., N° 376: 269-273.
- ROPER, C.F.E.; M.J. SWEENEY & C. NAUEN. 1984. Cephalopods of the world, Vol 3, An annotated and illustrated catalogue of species of interest to fisheries. FAO Fisheries Synopsis, N° 125, Rome, 277 pp.
- ROSENBERG, A.A.; G.P. KIRKWOOD, J.A. CROMBIE & J.R. BEDDINGTON. 1990. The assessment of stocks of annual squid species. Fish. Res. 8:335-349.
- SATO, T. & H. HATANAKA. 1983. A review of assessment of Japanese distant-water fisheries for cephalopods. In Caddy, J.F. (eds.), Advances in assessment of world cephalopod resources. FAO Fish. Tech. Pap., N° 231:145-180.
- THORPE, J.P.; J.N. HAVENHAND & K.R. PATTERSON. 1986. Report of the University of Liverpool to the Falkland Islands Development Corporation on stock and species identities of Patagonian Shelf. Port Stanley, Falkland Islands, 21 pp.
- WALTERS, C.J. & J.S. COLLIE. 1988. Is research on environmental factors useful to fisheries management? Can. J. Fish. Aquat. Sci. 45:1848-1854.

Fecha de recepción: 22.04.99

Fecha de aceptación: 20.09.99

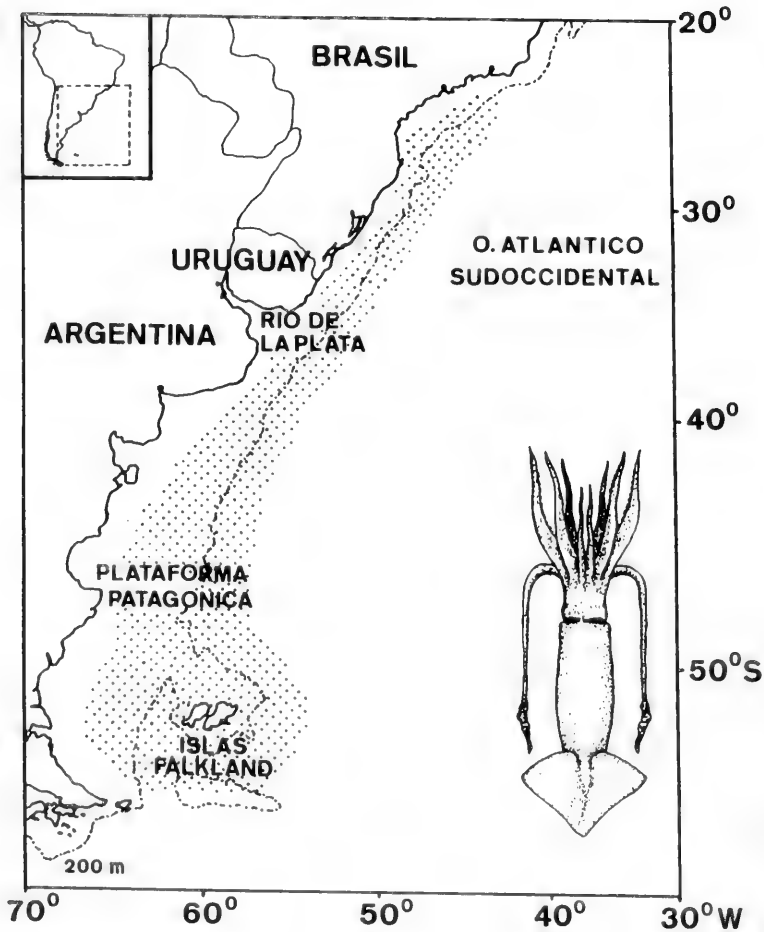


FIGURA 1. Distribución geográfica (zona sombreada) de *Illex argentinus*

FIGURE 1. Geographical distribution (shaded area) of *Illex argentinus*



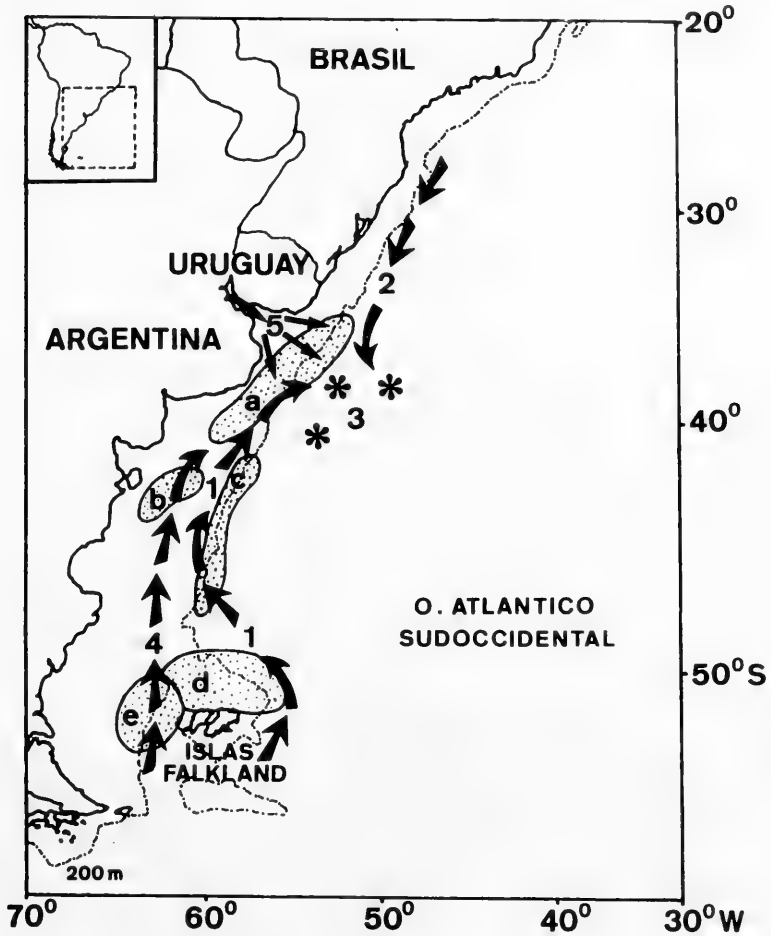


FIGURA 2. Principales zonas de pesca de *Illex argentinus* y su relación con las características oceanográficas de macroescala del Atlántico Sudoccidental. (1) Corriente de Falkland (Malvinas), (2) Corriente de Brasil, (3) Convergencia Subtropical-Subantártica, (4) Corriente Patagónica, (5) Frente del Río de La Plata. Zonas de pesca (a-e) especificadas en el texto. Basado en Csirke (1987) y Haimovici *et al.* (1998).

FIGURE 2. Main fishing areas of *Illex argentinus* and their relation with macroscale oceanographic features of the Southwest Atlantic. (1) Falkland (Malvinas) Current, (2) Brazil Current, (3) Subtropical-Subantarctic Convergence, (4) Patagonian Current, (5) Río de La Plata Front. Fishing zones (a-e) are described in the text. Based on Csirke (1987) and Haimovici *et al.* (1998).

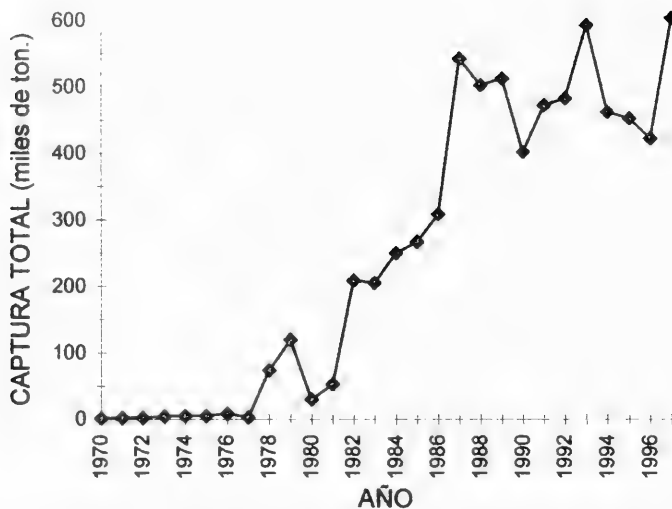


FIGURA 3. Capturas anuales (1970-1997) de *Illex argentus* en el Atlántico Sudoccidental (basado en C'sirke, 1987; Brunetti, 1990; Brunetti *et al.*, 1997; Hamovici *et al.*, 1998).

FIGURE 3. Annual catches (1970-1997) of *Illex argentus* in the Southwest Atlantic (based on C'sirke, 1987; Brunetti, 1990; Brunetti *et al.*, 1997; Hamovici *et al.*, 1998).

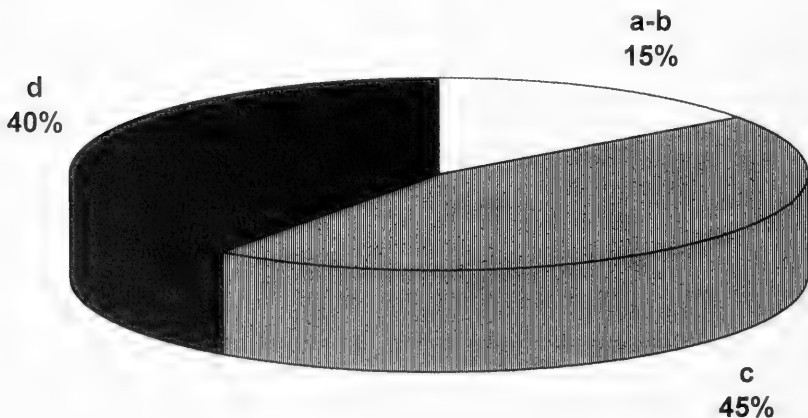


FIGURA 4. Distribucion porcentual de las capturas de *Illex argentus* en las distintas zonas de pesca (a-d) del Atlántico Sudoccidental durante el período 1984-1985 (basado en C'sirke, 1987).

FIGURE 4. Catches (%) of *Illex argentus* in the fishing zones (a-d) of the Southwest Atlantic during the 1984-1985 period (based on C'sirke, 1987).

## ECOTOXICIDAD AGUDA DE METALES PESADOS EMPLEANDO JUVENILES DEL CARACOL DE AGUA DULCE *PHYSA VENUSTULA* (GOULD, 1847) (MOLLUSCA)

### *ACUTE ECOTOXICITY OF HEAVY METALS USING JUVENILES OF FRESHWATER SNAIL PHYSA VENUSTULA (GOULD, 1847) (MOLLUSCA)*

José Alberto Iannacone O.<sup>1</sup> y Lorena Alvariano F.<sup>1</sup>

#### RESUMEN

Se evaluó el efecto de seis soluciones de metales pesados, arsénico, cadmio, cobre, cromo, mercurio y plomo sobre juveniles de 72h del caracol de agua dulce *Physa venustula* a 24 y 48 h de exposición. Se usó un diseño en bloques completamente aleatorizado con cuatro repeticiones y cinco concentraciones de una sal de metal pesado. El ensayo se realizó a una temperatura de  $20 \pm 2^\circ\text{C}$  y a un pH de 7. Los resultados de los bioensayos muestran que esta especie presenta una mayor sensibilidad al mercurio  $\text{CL}_{50} = 0.05 \text{ mg/L}$  y una menor sensibilidad al plomo  $\text{CL}_{50} = 81.72 \text{ mg/L}$ . Además se compararon estos resultados con otros seis ensayos estandarizados: partículas mitocondriales, bacteria *Pseudomonas fluorescens*, bacteria *Vibrio fischeri* Microtox®, la pulga del agua *Daphnia magna*, el insecto *Culex quinquefasciatus* y el pez *Oncorhynchus mykiss*. Los criterios usados para evaluar el bioensayo con *Physa* incluyen la sensibilidad a metales pesados, facilidad de uso, costo y concordancia ecológica.

**PALABRAS CLAVES:** Ecotoxicidad, bioensayo, *Physa*, metal pesado, caracol, molusco.

#### INTRODUCCION

La ecotoxicología estudia el destino y los efectos de los agentes químicos en el ambiente, permitiendo, entre otros aspectos, establecer crite-

#### ABSTRACT

The effect of solutions of six heavy metals, arsenic, cadmium, copper, chromium, mercury and lead on the mortality of 72 hours juveniles of the freshwater snail *Physa venustula* in 24 and 48 h exposure was evaluated. A randomized block with four replicates and five concentrations of heavy metals salts were used as statistical design. The bioassays were realized at  $20 \pm 2^\circ\text{C}$  and pH 7. Mercury was the most toxic metal for this species ( $\text{LC}_{50} = 0.05 \text{ mg/L}$ ) and the less toxic was lead ( $\text{LC}_{50} = 81.72 \text{ mg/L}$ ). The results were compared with other six bioassays: mitochondrial particles, bacteria *Pseudomonas fluorescens*, bacteria *Vibrio fischeri* (Microtox), the water flea *Daphnia magna*, the insect *Culex quinquefasciatus* and the fish *Oncorhynchus mykiss*. Criteria to evaluate the bioassay with *Physa* include sensitivity to heavy metals, laboratory handling, cost and ecological concordance.

**KEYWORDS:** Ecotoxicity, bioassay, *Physa*, heavy metals, snail, Mollusca.

rios y estándares de calidad ambiental (Connel y Miller, 1984). Estos estudios permiten la evaluación de los efectos y la vigilancia de la calidad de los efluentes industriales, así como la identificación y reducción de la toxicidad de estos residuos (Wong & Dixon, 1995). Para ello se realizan ensayos de toxicidad, que cuantifican la relación causa-efecto entre las concentraciones de los agentes químicos conocidos o mezclas complejas de efluentes y la respuesta biológica medida bajo condiciones controladas y estandarizadas (Engel *et al.*, 1981; Pritchard, 1993; LaGrega *et al.*, 1996).

<sup>1</sup>Laboratorio de Ecofisiología, Área de Biodiversidad Animal, Facultad de Ciencias Naturales y Matemáticas, Universidad Nacional Federico Villarreal, Calle San Marcos 383, Pueblo Libre, Lima, Perú. E-mail: fcnm@computextos.com.pe; lorena12@correo.dnet.com.pe

Se sabe que en otras latitudes la contaminación por metales pesados como el plomo, mercurio, cadmio y arsénico provocan efectos neurocológicos (disminución del aprendizaje en infantes) y carcinogenicidad y teratogenicidad (Rothenberg *et al.*, 1990; Clarkson, 1992; Goyer, 1993). El  $Pb^{2+}$  está ampliamente distribuido en la atmósfera, tierra, océanos y aguas subterráneas; se absorbe a través de la piel o vía gastrointestinal y tracto respiratorio y se acumula principalmente en el hueso (Massie & Aiello, 1992). La exposición crónica al plomo produce hipertensión, disminución en la síntesis de anticuerpos, disfunción hematológica, gastrointestinal y neurológica (Vallee & Ulmer, 1972). Exposición crónica al  $Cd^{2+}$  causa disfunción hepática y renal y una osteopatía, característicos de la enfermedad "itai itai"; pudiendo inducir efectos carcinogénicos si es administrado oralmente (Pedrenho *et al.*, 1996). El  $Hg^{2+}$  en forma de metil mercurio es absorbido por inhalación e ingestión y se concentra en el hígado, riñón y cerebro, causando un severo síndrome neurológico denominado enfermedad de Minamata (Marsh, 1979; Schweinsberg & Karsa, 1990; Jonnalagadda & Rao, 1993). El arsénico es principalmente transportado en el ambiente por el agua;  $As^{3+}$  es más venenoso que el  $As^{5+}$  sin embargo es posible que el  $As^{5+}$  sea reducido a  $As^{3+}$  antes de ejercer su efecto tóxico (Zaman & Pardini, 1996). La ingestión de grandes dosis de arsénico puede ser fatal. La exposición crónica al As resulta en daño hepático, enfermedad vascular y neuropatías periféricas. El As es un carcinógeno, teratógeno y genotóxico bien establecido (Folwer *et al.*, 1979; Leonard & Lauwerys, 1980; Zaman & Pardini, 1996). En el caso del  $Cu^{2+}$  se sabe que es uno de los metales más tóxicos para los organismos acuáticos, además provoca diversos efectos nocivos a la salud (Dawe & Stegeman, 1991).

La mayoría de los ecosistemas acuáticos marinos y epicontinentales presentan pelecípodos y gasterópodos, con un rol trófico de importancia en la dinámica del ecosistema (Pynnönen, 1995; Vivar *et al.*, 1996). Los moluscos marinos, como los pelecípodos *Placopecten magellanicus*, *Spisula solidissima*, *Artica islandica*, *Mercenaria mercenaria* y *Choromytilus chorus* han sido utilizados como herramientas ecotoxicológicas (Eyster & Morse, 1984; Morse *et al.*, 1985; Roman *et al.*, 1994). Los pelecípodos dulceacuícolas como *Corbicula fluminea*, *Anodonta imbecilis*, *Lampsilis* sp. y *Villosa*

spp., han sido reportados como útiles para investigaciones en ecotoxicología acuática en laboratorio *in situ* con metales a dosis letales y subletales (Burton, 1992). Los caracoles, especialmente las especies no operculadas como *Lymnaea*, han resultado muy sensibles al cobre y a otros metales (Burton, 1992; Iannacone *et al.*, 1998). Se han realizado ensayos de toxicidad aguda con cobre, cromo y cadmio sobre el caracol planorbido *Biomphalaria glabrata* (Iannacone *et al.*, 1998). Se escogió al caracol de agua dulce, *Physa venustula*, por ser un molusco señalado como bioindicador de calidad de agua y como un agente competidor en el control biológico de otros gasterópodos hospederos de tremátodos (Pointier *et al.*, 1994).

El presente estudio tiene como objetivos: A) Detectar y medir la toxicidad aguda de soluciones de seis metales pesados: arsénico, cadmio, cobre, cromo, mercurio y plomo a 24 y 48 h de exposición sobre juveniles de *Physa venustula*, B) Comparar a *P. venustula* con otros seis modelos ecotoxicológicos, como los ensayos con el microcrustáceo *Daphnia magna*, partículas mitocondriales SMP, alevines de trucha *Oncorhynchus mykiss*, bacteria *Vibrio fisheri* (Microtox®), el insecto *Culex quinquefasciatus* y la bacteria *Pseudomonas fluorescens* con diferentes parámetros de lectura y C) Proponer un protocolo estandarizado para *P. venustula* incluyendo como criterios de evaluación la sensibilidad, facilidad de manipulación, costo y concordancia ecológica.

## MATERIALES Y METODOS

### Organismo de prueba

*Physa venustula* se identificó a nivel del estado adulto, usando las características conculológicas, anatómicas y radulares (Te, 1978). Material tipo fue depositado en el Departamento de Malacología y Carcinología del Museo de Historia Natural Javier Prado, Universidad Nacional Mayor de San Marcos (MHNJP-UNMSM). Se colectaron, con la ayuda de pinzas entomológicas y con una pipeta acuática, las masas de huevos de *Physa* adheridas a las paredes de la laguna de estabilización de la Planta de Tratamiento de Agua de Carapongo, del Servicio de Agua Potable y Alcantarillado de Lima (SEDAPAL) en el valle del Rímac-Perú. Las masas de huevos fueron llevadas al laboratorio en recipientes de plástico de 500 mL.

## Cultivos

Las masas de huevos se colocaron en vasos de precipitado de 250 mL de agua de grifo declorinada y saturada de oxígeno por aireación, hasta su posterior eclosión a los siete días. El agua de grifo presentó las siguientes *características físicas*: (pH= 7.38; turbiedad= 0.54 NTU; conductividad específica= 553.32 umhos/cm; sólidos totales= 448.53mg/L; sólidos disueltos= 437.29 mg/L; sólidos suspendidos= 11.24 mg/L); y *características químicas*: (alcalinidad total= 100.59 mg/L; dureza total= 272.84 mg/L; cloruros= 23.99 mg/L; sulfatos= 170.24 mg/L; fosfatos= 0.052 mg/L; oxígeno disuelto= 8.68 mg/L; Na<sup>+</sup>= 16.17 mg/L; K<sup>+</sup>= 2.31 mg/L; Fe<sup>2+</sup>= 0.05 mg/L). Se agregó tiosulfato de sodio para eliminar el cloro residual libre. Los juveniles recién eclosionados fueron alimentados dos veces por semana con concentraciones apropiadas de la microalga *Chlorella vulgaris*. Para el cultivo de *Chlorella* se siguió la metodología de APHA (1989), que utiliza un medio a base de harina de pescado refinada, alcanzando a las 72-96 h una densidad poblacional de  $7 \times 10^6$  cel/mL. Se mantuvieron bajo condiciones de temperatura de  $20^\circ \pm 2^\circ\text{C}$  y oxígeno disuelto de  $6 \pm 1$  mg/L.

## Metales pesados y fisico-química del agua

Las soluciones madres para los iones tóxicos como el arsénico, cadmio, cobre, mercurio y plomo fueron preparadas de los estándares para absorción atómica obtenidos de la compañía química Sigma®, excepto para el cromo que se preparó a partir de su sal metálica de dicromato de potasio (K<sub>2</sub>Cr<sub>2</sub>O<sub>7</sub>). Las soluciones madres se prepararon a una concentración de 100 mg/L, excepto para el plomo que se preparó a 200 mg/L. Previamente, las fiolas fueron lavadas con ácido nítrico al 10% y luego enjuagadas en agua destilada y las soluciones madres fueron mantenidas a 4°C hasta su posterior empleo. El pH y la conductividad se midieron mediante un potenciómetro Hanna 8417®. El pH fue ajustado al inicio del ensayo a 7 con una solución de NaOH 0.1M o con H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> 0.1M. Los datos de oxígeno disuelto se midieron mediante el oxímetro Modelo Yellow Sprint®.

## Pruebas de toxicidad con *Physa*

Los experimentos se iniciaron con juveniles, de menos de 72 h de eclosionados. Los ejemplares se escogieron al azar de los envases de crianza. Diez neonatos se distribuyeron al azar en cada una de las cuatro réplicas. El agua usada para los ensayos biológicos consistió en agua declorinada y aireada con las características físico-químicas mencionadas en los cultivos. Se emplearon envases de 30 mL con un volumen de solución de 20 mL. Los organismos no se alimentaron durante el ensayo. Al realizar las pruebas de toxicidad se consideraron muertos los juveniles que no eran capaces de adherirse a la placa de conteo y no tenían la posibilidad de mover los tentáculos cefálicos coordinadamente durante 10 segundos de observación al microscopio estereoscópico.

## Análisis de datos

Cada una de las pruebas para los diferentes metales pesados se realizó en cuatro réplicas y cinco concentraciones nominales y un control en un diseño en bloque completamente aleatorizado (DBCA): 4x6, previa transformación de los datos a raíz cuadrada del arco seno, con el fin de ajustar los datos a una distribución normal (Zar, 1984). En el caso de existir diferencias significativas entre las repeticiones se realizó una prueba de significación DVS (diferencia verdaderamente significativa) de Tukey (Daniel, 1993). La CL<sub>50</sub> y sus límites de confianza al 95% se calcularon usando un programa computarizado de la USEPA. Se realizó un análisis estadístico usando el coeficiente de concordancia de Kendall, para mostrar la sensibilidad del organismo evaluado con otros seis bioensayos estandarizados, como el microcrustáceo *Daphnia magna*, el ensayo con partículas mitocondriales SMP, el alevín de trucha *Oncorhynchus mykiss*, la bacteria *Vibrio fischeri* (Microtox), el insecto *Culex quinquefasciatus* y la bacteria *Pseudomonas fluorescens*. Se llevó a cabo una matriz de correlación usando los valores de la CL<sub>50</sub> en ambos períodos de exposición (24 y 48 h) con los otros seis bioensayos, para deducir si existe una adecuada correlación positiva entre la nueva herramienta ecotoxicológica con las otras seis previamente mencionadas y utilizadas en bioensayos acuáticos.

RESULTADOS

En la Figura 1 se indican los pasos secuenciales propuestos como procedimiento del bioensayo en que se emplea al caracol pulmonado de agua dulce *P. venustula* que incluye una necesaria catalogación toxicológica de la muestra.

La Tabla I muestra las condiciones experimentales y criterios de aceptabilidad en los bioensayos de toxicidad con *P. venustula*.

La Figura 2 muestra comparativamente los valores de  $CL_{50}$  para seis metales pesados a 24 y 48 h de exposición sobre el caracol dulceacuático. El mercurio resultó ser el más tóxico y el plomo el menos tóxico. El orden de toxicidad relativa decreciente a ambos periodos de exposición es de  $Hg^{+2} > Cu^{+2} > Cd^{+2} > Cr^{+6} > As^{+3} > Pb^{+2}$ .

FIGURA 1. Secuencia del protocolo ecotoxicológico de bioensayo con el caracol de agua dulce *Physa venustula*.

Figure 1. Sequence of protocol of ecotoxicological bioassay with freshwater snail *Physa venustula*.

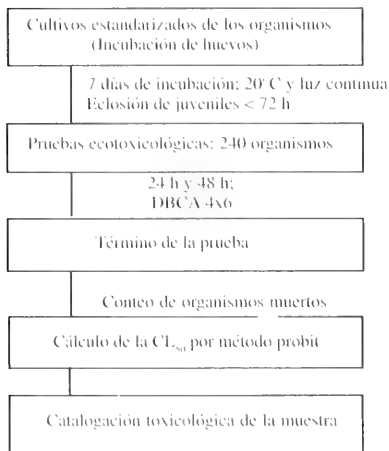


TABLA I. Condiciones y criterios de aceptabilidad de la prueba de toxicidad aguda con *Physa venustula*.

TABLE I. Conditions and criterions of acceptability of acute toxicity assays with *Physa venustula*.

Tipo de bioensayo	: estático
Tiempo de exposición	: 24 ó 48 h
Temperatura	: 20 ± 2°C
Calidad de luz	: iluminación ambiente
Fotoperíodo	: 12 h luz, 12 h oscuridad
Tamaño de envases	: 30 mL
Volumen de solución	: 20 mL
Edad de organismos	: juveniles < 72 h
Nº de réplicas por concentración	: 4
Nº de concentraciones más control	: 6
Nº de organismos por concentración	: 40
Régimen de alimentación:	No se requiere alimentación
Aireación	: sobre 5 mg/L
Agua de control y dilución	: Agua de clorinada y aireada
Respuesta	: mortalidad; incapacidad de adherirse a las placas de conteo e inmovilización de los tentáculos cefálicos durante 10 segundos de observación bajo el microscopio estereoscópico.
Criterio de aceptabilidad	: Sobre 90% de sobrevivencia en los controles.

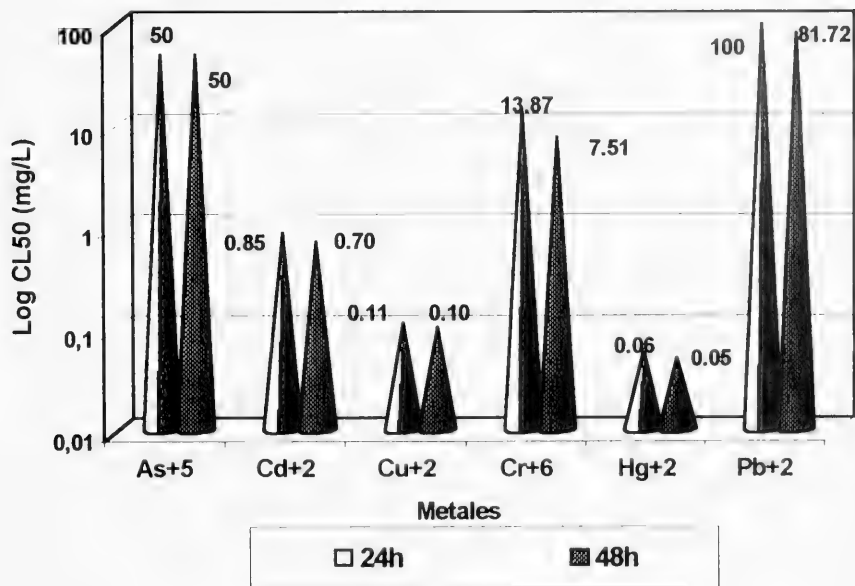


FIGURA 2. Valores comparativos de  $CL_{50}$  para seis metales pesados con *Physa venustula* a 24 y 48 h de exposición  
 FIGURE 2. Comparative values  $LC_{50}$  for six heavy metals with *Physa venustula* at 24 and 48 h of exposure

La relación entre la concentración y la mortalidad en *Physa* expuestas a los cuatro metales más tóxicos como el mercurio, cobre, cadmio y cromo en ambos períodos de exposición se muestra en las Figuras 3 al 6. Para todos los casos los análisis estadísticos muestran que no existieron diferencias significativas entre las cuatro réplicas ( $P > 0.05$ ).

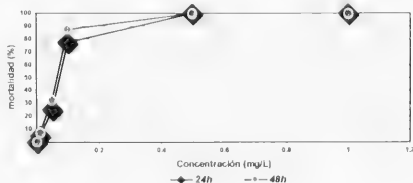


FIGURA 3. Gráfica de toxicidad de solución de mercurio sobre *Physa venustula*.  
 FIGURE 3. Graphic of mercury solution toxicity on *Physa venustula*.

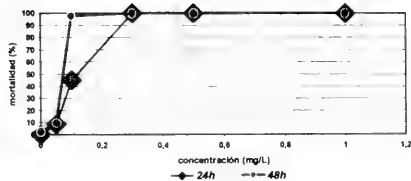


FIGURA 4. Gráfica de toxicidad de solución de cobre sobre *Physa venustula*.

FIGURE 4. Graphic of copper solution toxicity on *Physa venustula*.

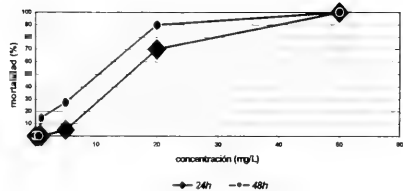


FIGURA 6. Gráfico de toxicidad de solución de cromo sobre *Physa venustula*.

FIGURE 6. Graphic of chromium solution toxicity on *Physa venustula*.

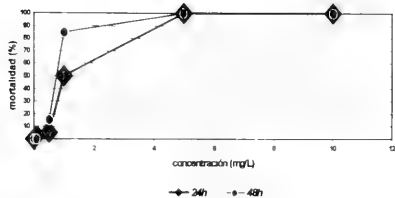


FIGURA 5. Gráfica de toxicidad de solución de cadmio sobre *Physa venustula*.

FIGURE 5. Graphic of cadmium solution toxicity on *Physa venustula*.

La Tabla II muestra la toxicidad comparativa de ocho procedimientos de toxicidad empleando al microcrustáceo *Daphnia magna*, partículas mitocondriales, alevines de trucha *Oncorhynchus mykiss*, bacteria *Vibrio fisheri* (Microtox), el insecto *Culex quinquefasciatus* y la bacteria *Pseudomonas* con diferentes parámetros muestrales y sus respectivos órdenes de sensibilidad frente a los seis tóxicos evaluados. Se observa la siguiente secuencia descendente de sensibilidad relativa: microcrustáceo *Daphnia* (48 h) > Mollusca *Physa* (48 h) = Mitocondrias SMP (30 min) > Insecto *Culex* (24 h) > Bacteria Microtox (5 min) > Mollusca *Physa* (24 h) = Pez trucha *Oncorhynchus* (48 h) > Bacteria *Pseudomonas* (24 h). Los ensayos con los microcrustáceos y con los moluscos son más sensibles que los peces y las bacterias. La sensibilidad relativa de *Physa* (48 h) con respecto a las partículas mitocondriales SMP y al insecto *Culex* para los seis metales pesados es para  $As^{+5}$  (0.42; 0.68),  $Cu^{+2}$  (3.8; 8.7),  $Cd^{+2}$  (0.74; 0.72),  $Cr^{+6}$  (4.39; 1.20),  $Hg^{+2}$  (2.6; —) y  $Pb^{+2}$  (0.02; 0.58) respectivamente.

El análisis de la Tabla III muestra una alta correlación significativa entre *Physa* (24 h) y (48 h) y *Daphnia* y *Culex*. Los dos metales pesados de mayor toxicidad, el  $Cu^{+2}$  y el  $Hg^{+2}$  para *Physa* 48h, concuerdan en general con el mismo ordenamiento que los otros seis ensayos estandarizados (Tabla II).



Tabla II. Orden de toxicidad (mg/L del metal) de acuerdo a su toxicidad basada en ocho procedimientos de toxicidad  $CL(E)_{50}$  y los resultados del análisis estadístico usando el coeficiente de Kendall.

Table III. Order of toxicity (mg/L of metal) according to its toxicity with eight procedures of toxicity  $L(E)C_{50}$  and their results of statistic analysis using Kendall coefficient.

Metal	Mollusca <i>Physa</i> (Original)	Mollusca <i>Physa</i> (Original)	Crustáceo <i>Daphnia</i> (Munkittrick <i>et al.</i> , 1991)	Mitocondria SMP (Knobeloch <i>et al.</i> , 1991)	Pez Trucha (Munkittrick <i>et al.</i> , 1991)	Bacteria Microtox® (Munkittrick <i>et al.</i> , 1991) 1996)	Insecto <i>Culex</i> (Iannacone & Alvaríño)	Bacteria <i>Pseudomonas</i> (Codina <i>et al.</i> , 1993)
	$CL_{50}$ Orden	$CL_{50}$ Orden	$CL_{50}$ Orden	$CE_{50}$ Orden	$CL_{50}$ Orden	$CE_{50}$ Orden	$CL_{50}$ Orden	$CE_{50}$ Orden
Tiempo de Exposición	24 h	48 h	48 h	30 min	48 h	5 min	24 h	24 h
Arsénico	55 7	50 6	5.4 1	21 2	27 3	35 5	34.44 4	8
Cadmio	0.85 6	0.7 5	0.04 1	0.52 3	0.63 4	10 8	0.51 2	2.7 7
Cobre	0.11 3	0.1 2	0.02 1	0.38 5	0.52 6	0.24 4	0.87 7	51.7 8
Cromo	13.87 4	7.51 2	0.1 1	33 7	33.2 8	15.3 5	9.04 3	30.9 6
Mercurio	0.06 4	0.05 3	0.005 1	0.13 5	0.17 6	0.03 2	** 8	1.04 7
Plomo	100 8	81.72 7	3.6 4	2 3	8 5	1.72 2	47.71 6	0.32 1
Suma de orden	32	25	9	25	32	31	30	37
X orden	6.5	2.5	1	2.5	6.5	5	4	8

\*\* Datos no disponibles.

Tabla III. Matriz de correlación de Pearson: grado de asociación entre los valores de toxicidad aguda ( $CL_{50}$ ) de los seis metales pesados con ocho modelos biológicos.

Table III. Matrix of correlation of Pearson: degree of association within acute toxicity values ( $LC_{50}$ ) of six heavy metals with eight biological models.

	<i>Culex</i>	<i>Daphnia</i>	Microtox	<i>Physa</i> 24 h	<i>Physa</i> 48 h	<i>Pseudomonas</i>	SMP	Trucha
<i>Culex</i>	1.000							
<i>Daphnia</i>	0.878*	1.000						
Microtox	0.232	0.635	1.000					
<i>Physa</i> 24 h	0.987**	0.820*	0.200	1.000				
<i>Physa</i> 48 h	0.993**	0.857*	0.239	0.997**	1.000			
<i>Pseudomonas</i>	-0.547	-0.407	0.063	-0.379	-0.392	1.000		
SMP	0.050	0.220	0.689	0.069	0.054	0.313	1.000	
Trucha	0.251	0.410	0.752	0.752	0.247	0.244	0.979**	1.000

\*\*Correlación es significativa al 0.01; \* Correlación es significativa al 0.05

## DISCUSION

*P. venustula* es un gasterópodo bentónico propio de la región Neotropical, distribuido en el Perú, Ecuador y Colombia. Está muy bien representado en lagos, estanques y aguas lénticas dulceacuícolas. En el Perú se le ha encontrado en ambientes naturales y artificiales, como los Pantanos de Villa y en diversas lagunas de oxidación de Lima, respectivamente. Habita preferentemente aguas limpias con abundante vegetación y es muy sensible a las variaciones de cloruros en el agua (Vivar *et al.*, 1996). Además presenta una alta tasa reproductiva, lo que facilita su empleo como competidor en el control biológico de caracoles hospederos intermediarios de tremátodos de importancia médica como *Lymnaea diaphana*, *Fossaria viatrix* y *Heleobia cummingii* (Pointier *et al.*, 1994).

Las evaluaciones toxicológicas realizadas con las formas larvales de los moluscos marinos *Mytilus edulis*, *Crassostrea edulis*, *C. virginiana*, *C. commercialis* y *Mercenaria mercenaria* mostraron que el Hg<sup>+2</sup> presenta mayor toxicidad que el Cu<sup>+2</sup> (Wisely & Blick, 1967; Conner, 1972; Calabrese, 1981). En este estudio se ha observado el mismo patrón, pues en ambos períodos de exposición el Hg<sup>+2</sup> resultó dos veces más tóxico que el Cu<sup>+2</sup> (Tabla II). El efecto de mortalidad del Cu<sup>+2</sup>, en términos de CL<sub>50</sub>, en las formas larvares de la concha de abanico *Argopecten purpuratus* varió entre 0.48 mg/L (24 h) a 0.13 mg/L (96 h) (Iannacone *et al.*, 1998), siendo en este último caso casi del mismo valor que la CL<sub>50</sub> del Cu<sup>+2</sup> sobre *Physa* (48 h) (Figs. 2 y 4). El caracol dulceacuícola *B. glabrata* presentó en su fase adulta a 24 h una menor sensibilidad en términos de CL<sub>50</sub> al Cr<sup>+6</sup> que *P. venustula* (66.2 mg/L) (Pawlisz *et al.*, 1997). *Lymnaea acuminata* y *L. luteola* presentaron en su fase juvenil a 24 y 48 h una sensibilidad al Cr<sup>+6</sup> en términos de CL<sub>50</sub> semejante a *P. venustula* (Pawlisz *et al.*, 1997). Lam (1996) muestra que el caracol tropical dulceacuícola *Brotia hainanensis* en su fase adulta a 96h de exposición, presentó un valor numérico de CL<sub>50</sub> al Cd<sup>+2</sup> más alto que *P. venustula* (14.5 mg/L). Elder & Collins (1991) muestran que la sensibilidad a los efectos tóxicos de los metales pesados en caracoles dulceacuícolas es mayor en las formas juveniles o larvales que en adultos.

Los criterios para evaluar el protocolo ecotoxicológico con el caracol de agua dulce *P. venustula* muestran que los juveniles son fácilmente manipulables en el laboratorio, lo que permite un adecuado conteo de organismos muertos bajo el estereoscopio. El costo que incluiría principalmente el cultivo y aclimatación de *P. venustula* es más económico que el ensayo con *Daphnia*, sin contar con que esta última requiere una preocupación constante para mantener los cultivos en óptimo estado. La concordancia ecológica es buena debido a que los moluscos cumplen un rol trófico de importancia en el ecosistema, presentando un mayor realismo ecológico que el ensayo SMP y el insecto *Culex* (Pynnönen, 1995). La correlación "r" de Pearson que se tiene al trabajar con el microcrustáceo *Daphnia* es importante, pues esta última se encuentra debidamente estandarizada y propuesta por la E.P.A. (Agencia de Protección Ambiental de los EEUU) para su uso en ensayos ecotoxicológicos acuáticos dulceacuícolas. El presente estudio muestra una alta sensibilidad relativa de *Physa* al ser muy eficiente en detectar la toxicidad de metales pesados. Los ensayos con artrópodos y el molusco *P. venustula* muestran un alto grado de similitud en sus modelos de sensibilidad (Tabla III). Costan *et al.* (1993) señalan que un ensayo con invertebrados propuesto, dentro de una batería con cuatro niveles tróficos, debería incluir a un molusco para la evaluación potencial tóxica de efluentes industriales. *P. venustula* dentro de una batería multitrófica permite evaluar adecuadamente impacto ambiental de residuos tóxicos en los ecosistemas dulceacuícolas. En la práctica, el objetivo de la evaluación, el tipo de cuerpos de aguas receptores, la selección del organismo blanco y otros factores también influyen fuertemente en la elección del ensayo y de los organismos prueba (Wangberg *et al.*, 1995).

De los seis metales evaluados en los juveniles del caracol de agua dulce *P. venustula*, se observó la siguiente secuencia de toxicidad relativa decreciente en ambos períodos de exposición: Hg<sup>+2</sup> > Cu<sup>+2</sup> > Cd<sup>+2</sup> > Cr<sup>+6</sup> > As<sup>+5</sup> > Pb<sup>+2</sup>. La toxicidad comparativa de ocho procedimientos de toxicidad muestra que el ensayo con *P. venustula* 48 h ocupa el segundo lugar, superado únicamente por el ensayo con la pulga de agua *D. magna*. Los juveniles de *P. venustula* son fácilmente manipulables en el laboratorio, además el costo de sus cultivos y su con-

cordancia ecológica lo favorece frente a otros bioensayos estandarizados. *P. venustula* muestra una alta correlación con otros bioensayos como la pulga de agua *D. magna*. Por todos los motivos mencionados anteriormente, se propone el uso de esta especie como un organismo apto de ser usado en bioensayos para evaluaciones ecotoxicológicas.

### AGRADECIMIENTOS

A César Lazcano (SEDAPAL-Lima, Perú) por el apoyo brindado en el uso del Laboratorio de Biología de la Planta de Tratamiento de Agua Potable La Atarjea; a William Dale L. (UNALM-Lima, Perú) y a Jeannette Silva (UNIVERSIDAD DE CONCEPCION, Chile) por las sugerencias proporcionadas en el presente trabajo.

### BIBLIOGRAFIA

APHA (AMERICAN PUBLIC HEALTH ASSOCIATION). 1989. Standard methods for examination of water and wastewater. 17th. ed. American Health Association. Washington, D.C.

BURTON, G.A. JR. 1992. Assessing the toxicity of freshwater sediments. *Environ. Toxicol. Chem.* 10:1587-1628.

CALABRESE, A. 1981. Survival and growth of bivalve larvae under heavy metal stress. *Mar. Biol.* 41:179-189.

CLARKSON, T.M. 1992. Mercury: Major issues in environmental health. *Environ. Health Perspect.* 100:31-38.

CODINA, J.C.; A. PÉREZ-GARCÍA, P. ROMERO Y A. DE VICENTE. 1993. A comparison of microbial bioassays for the detection of metal toxicity. *Arch. Environ. Contam. Toxicol.* 25:250-254.

Connell, D.W. y G.J. Miller. 1984. Chemistry and ecotoxicology of pollution, John Wiley & Sons, Inc. Nueva York. 319 pp.

Conner, P.M. 1972. Acute toxicology of heavy metals to some marine larvae. *Mar. Poll. Bull.* 3:190-192.

COSTAN, G.; N. BERMINGHAM, C. BLAISE Y J.F. FERARD. 1993. Potential Ecotoxic Effect Probe (PEEP): A Novel index to assess and compare the toxic potential of industrial effluents. *Environ. Toxicol. Water Qual.* 8:115-140.

DAWE, C.J. Y J.J. STEGEMAN. 1991. Chemically contaminated aquatic food resources and risk retrospective. *Environ. Health Perspect.* 90:149-154.

DANIEL, W.W. 1993. Bioestadística. Base para el análisis de las ciencias de la salud. Editorial Limusa, S.A. de C.V. grupo Noriega Editores. 667 pp.

ELDER, J.F. Y J.J. COLLINS. 1991. Freshwater molluscs as indicators of bioavailability and toxicity of metals in surface-water systems. *Rev. Environ. Contam. Toxicol.* 122:37-79.

ENGEL, D.W.; W.G. SUNDA Y B.A. FOWLER. 1981. Factor affecting trace metal uptake and toxicity to estuarine organisms. I. Environmental parameters. En: *Biological monitoring of marine pollutants* (Vernberg, F.J., A. Calabrese, F.P. Thurberg Y W.B. Vernberg, Eds.). Academic Press, New York. pp.127-144.

EYSTER, L.S. Y M.P. MORSE. 1984. Development of the surf clam (*Spisula solidissima*) following exposure of gametes, embryos, larvae to silver. *Arch. Environ. Contam. Toxicol.* 13:641-646.

FOLWER, B.A.; N. ISHINISHI, K. TSUCHIYA Y M. VAHTER. 1979. Arsenic. En *Handbook on the toxicology of metals* (pp.12-26). (Friberg, L., G.F. Nordberg Y V.B. Vouk). Amsterdam: Elsevier.

GOYER, R.A. 1993. Lead toxicity: Current concerns. *Environ. Health Perspect.* 100:177-187.

IANNAcone, O. J. Y L. ALVARiño. 1996. Tolerancia de la larva de zancudo *Culex quinquefasciatus* (Dip.: Culicidae) a metales contaminantes del medio acuático. *Rev. per. Ent.* 39:123-128.

IANNAcone, O.J.; L. ALVARiño Y W. DALE. 1998. Pruebas ecotoxicológicas como herramienta para la evaluación del impacto ambiental en los ecosistemas acuáticos. *Boletín de Lima (Perú)* 113: 53-68.

JONNALAGADDA, S.B. Y P.V.V. RAO. 1993. Toxicity, bioavailability and metal speciation. *Comp. Biochem. Physiol.* 106C:585-595.

KNOBLOCH, L.M.; G.A. BLONDIN, H.W. READ Y J.M. HARKIN. 1991. Assessment of chemical toxicity using mammalian mitochondrial electron transport particles. *Arch. Environ. Contam. Toxicol.* 19:828-835.

LAGREGA, M.D.; P.L. BUCKINGHAM Y J.C. EVANS. 1996. Gestión de residuos tóxicos. Tratamiento, eliminación y recuperación de suelos. Vol. I. McGraw-Hill/ Interamericana de España. 642 pp.

LAM, P.K.S. 1996. Sublethal effects of cadmium on the energetics of a tropical freshwater snail, *Brotia hainanensis* (Brot, 1872). *Environ. Toxicol. Wat. Qual.* 11: 345-349.

LEONARD, A. Y R.R. LAUWERYS. 1980. Carcinogenicity, teratogenicity and mutagenicity of arsenic. *Mutat. Res.* 75:49-62.

MARSH, D.O. 1979. Organic mercury: methyl mercury compounds. En *Handbook of clinical neurology.* (P.J. Uinken y G.N. Bruyn, Eds.) Amsterdam: North-Holland. pp. 165-178.

MASSIE, H.R. Y V.R. AIELLO. 1992. Lead accumulation in the bones of aging male mice. *Gerontology* 38:13-17.

MORSE, M.P.; E. MEYHOFER Y W. R. ROBINSON. 1985. Accumulation of <sup>109</sup>cadmium in extracellular granules in the kidney of the bivalve mollusc, *Mercenaria mercenaria* (L). *Mar. Environ. Res.* 17:172-175.

MUNKITTRICK, K.R.; E.A. POWER Y G.A. SERGY. 1991. The relative sensitivity of Microtox, Daphnid, Rainbow Trout, and Fathead Minnow acute lethality tests. *Environ. Toxicol. Water Qual.* 6:35-62.

PAWLISZ, A.V.; R.A. KENT, U.A. SCHNEIDER Y C. JEFFERSON. 1997. Canadian water quality guidelines for chromium. *Environ. Toxicol. Water Qual.* 12:123-183.

- PEDREMIO, A.R.; G.M. MEILHAC Y A. HASSON-VOLOCH. 1996. Inhibitory effects of cadmium and lead on (Na<sup>+</sup>, K<sup>+</sup>)-ATPase of *Electrophorus electricus* (L.) electrocyte. *Toxic Subst. Mech.* 15:231-247.
- POINTIER, J.P.; N. INCANI, C. BALZAN Y P. CHROSCHECHOWSKI. 1994. El control biológico de los moluscos hospederos intermediarios de la Esquistosomiasis. Seminario La Situación Actual de la Malacología Médica y Aplicada en América Latina, 15-17 de marzo de 1990. (E. Naranjo; M. Olivera y O. Polanco, Eds.). Capítulo Mexicano de la Sociedad Internacional de Malacología Médica y Aplicada.
- PRITCHARD, J.B. 1993. Aquatic toxicology: past, present, and prospects. *Environ. Health Perspect.* 100:249-257.
- PYNNONEN, K. 1995. Effect of pH, hardness and maternal pre exposure on the toxicity of Cd, Cu and Zn to the glochidial larval of the freshwater clam *Anodonta cygnea*. *Wat. Res.* 29:247-254.
- ROMÁN, G.; A. RUDOLPHY R. AHUMADA. 1994. Estudio estacional de toxicidad por cadmio en *Choromytilus chorus* (Molina 1782). *Bol. Soc. Biol. Concepción* 65:23-30.
- ROTHENBERG, S.J.; J.A. PEREZ-GUERRERO, E. PERRONI-HERNÁNDEZ, L. SCHNAAS-ARRIETA, S. CANSINO-ORTIZ, D. SURO-CARCAMO, J. FLORES-ORTEGA Y S. KARCHMER. 1990. Fuentes de plomo en embarcadas de la cuenca de México. *Salud Pública en México* 32:632-642.
- SCHWEINSBERG, F. Y L.V. KARSA. 1990. Heavy metal concentration in humans. *Comp. Biochem. Physiol.* 95C:117-123.
- TE, G.A. 1978. A systematic study of the family Physidae (Basommatophora: Pulmonata). Ph. D. Thesis. Univ. Michigan. 324 pp.
- VALLEE, B.L. Y D.D. ULMER. 1972. Biochemical effects of mercury, cadmium and lead. *Annu. Rev. Biochem.* 41:91-128.
- WANGBERG, S.A.; B. BERGSTROM, H. BLANCK Y O. SVANBERG. 1995. The relative sensitivity and sensitivity patterns of short-term toxicity tests applied to industrial wastewaters. *Environ. Toxicol. Water Qual.* 10:81-90.
- WISELY, B. Y R.A.P. BLICK. 1967. Mortality of marine invertebrates larvae in mercury, copper and zinc solutions. *Australian J. Mar. Fresh. Research* 18:63-68.
- VIVAR, R.; H. LARREA, P. HUAMÁN, M. YONG Y G. PERERA. 1996. Some ecological aspects of the freshwater molluscan fauna of Pantanos de Villa, Lima, Perú. *Malacol. Review* 29:65-68.
- WONG, P.T.S. Y D.G. DIXON. 1995. Bioassessment of water Quality. *Environ. Toxicol. Water Qual.* 10:9-17.
- ZAMAN, K. Y R.S. PARDINI. 1996. An overview of the relationship between oxidative stress and mercury and arsenic. *Toxic Substance Mechanisms* 15:151-181.
- ZAR, J.H. 1984. *Biostatistical analysis*. Prentice-Hall. Inc. New York. 718 pp.

Fecha de recepción: 08.07.99

Fecha de aceptación: 20.09.99

## BIODIVERSIDAD DE MOLUSCOS CHILENOS: BASE DE DATOS TAXONOMICA Y DISTRIBUCIONAL\*

### CHILEAN MOLLUSKS BIODIVERSITY: TAXONOMIC AND DISTRIBUTIONAL DATA BASE

Claudio Valdovinos Zarges\*\*

#### RESUMEN

Se presenta una base de datos taxonómica y distribucional de los moluscos marinos, terrestres y dulceacuicolas de Chile continental e insular. Se ha descrito para Chile un total de 1.288 especies, incluidas en 236 familias. Estas especies representan alrededor del 1,8% de la fauna mundial conocida de moluscos recientes (en total unas 70.000 especies). Los grupos más diversificados son Gastropoda (882 especies) y Bivalvia (233 especies). Del total, 1.070 son marinas, 132 terrestres y 83 de ambientes dulceacuicolas. Del total de especies, 13 son introducidas (terrestres: *Milax gagates*, *Deroceras laeve*, *D. reticulatum*, *Limax (Lehmannia) valentianus*, *L. (Limax) flavus*, *L. (L.) maximus*, *Oxychilus (Oxychilus) cellarius*, *O. (Ortizius) alliaris* and *Helix (Cryptomphalus) aspersa*; marinas: *Crassostrea gigas*, *Pecten maximus*, *Haliotis rufescens* y *H. minus*) y 49 poseen importancia económica. Aun cuando las primeras referencias sobre moluscos chilenos datan de comienzos del siglo XVIII, se los conoce principalmente a través de los resultados de las expediciones oceanográficas de fines del siglo XIX y principios de éste.

**PALABRAS CLAVES:** Biodiversidad, moluscos, Chile, base de datos, taxonomía, distribución.

#### ABSTRACT

A taxonomic and distributional database of the marine and non marine mollusks of continental and insular Chile is presented. A total of 1,288 species has been described, included in 236 families. These species represent roughly 1,8% of the known world fauna of living mollusks (some 70,000 species). The most diversified groups are Gastropoda (882 species) and Bivalvia (233 species). Of the total of species, 1,070 are marine, 132 terrestrial and 83 of freshwater environments. Of the total of species, 13 are introduced species (terrestrial species: *Milax gagates*, *Deroceras laeve*, *D. reticulatum*, *Limax (Lehmannia) valentianus*, *L. (Limax) flavus*, *L. (L.) maximus*, *Oxychilus (Oxychilus) cellarius*, *O. (Ortizius) alliaris* and *Helix (Cryptomphalus) aspersa*; marine species: *Crassostrea gigas*, *Pecten maximus*, *Haliotis rufescens* and *H. minus*), and 49 of economic importance. Although references date back to the early 18<sup>th</sup> Century, Chilean mollusks are known mainly through reports of oceanographic expeditions of the turn of the 20<sup>th</sup> Century.

**KEYWORDS:** Biodiversity, Mollusks, Chile, Data base, Taxonomy, Distribution.

#### INTRODUCCION

El Phylum mollusca corresponde a uno de los grupos de invertebrados más diversos del reino animal, con más de 70.000 especies (UNEP, 1995). Con

respecto a las especies chilenas, Lozada & Osorio (1995) señalan para Chile la presencia de un total de 1.187 especies, cuyas descripciones han sido el resultado del trabajo de investigadores nacionales y extranjeros realizado por casi 200 años. Las primeras descripciones taxonómicas de moluscos chilenos se encuentran en la obra de Molina (1782), que fueron publicadas en su obra "Saggio sulla storia naturale del Chili" (e.g. *Aulacomya ater*, *Choromytilus chorus*, *Prothothaca thaca*, *Ensis macha*, *Pholas (Thovana) chilensis*). Este trabajo fue seguido por investigadores como Gmelin (1788-1793) y Lamarck (1815-

\* Base de datos FONDAP, Oceanografía & Biología Marina, Programa Mayor N°3.

\*\*Unidad de Sistemas Acuáticos, Centro de Ciencias Ambientales EULA-Chile, Universidad de Concepción, Casilla 160-C, Concepción, Chile. E-mail: cvaldovi@udec.cl

1822) que hicieron un notable aporte en el conocimiento de las especies marinas. Posteriormente, naturalistas como Lesson (1830), King & Broderip (1832) y Gray (1839), describieron diversas especies, principalmente de las colecciones obtenidas a principios del siglo XIX en las expediciones de los buques La Coquille, Adventure, Beagle y Blosson, significando un notable avance en el conocimiento de la malacofauna chilena. Esta obra fue continuada por Sowerby (1833-1835), Broderip (1836) y Adams (1856), entre otros, quienes estudiaron la importante colección de moluscos chilenos depositada en el Museo Británico de Londres. A estos autores les siguieron D'Orbigny (1846) con su obra "Voyage dans l'Amérique Meridionale", Gould (1852) con los resultados de la "United States Exploring Expedition" y Reeve (1843-1878) con descripciones y su monografía "Conchologia Iconica". Excepto por los trabajos de especialistas europeos y norteamericanos publicados en la primera mitad del siglo XIX, en Chile es Philippi (1842-1850, 1857), quien mayoritariamente publica, por más de medio siglo, descripciones de nuevas especies y de las ya conocidas, avanzando con ello significativamente el conocimiento sobre los moluscos chilenos. La primera compilación de los moluscos descritos para Chile fue realizada a mediados del siglo XIX por Hupé (1854) y publicada en la obra "Historia Física y Política de Chile".

Durante las últimas décadas del siglo XIX y la primera mitad de este siglo, diversos especialistas europeos y norteamericanos comienzan a dar a conocer en forma más sistemática la malacofauna chilena en extensos tratados, con los resultados de expediciones científicas. Al respecto, cabe mencionar las obras de Tryon, G.W. (1879-1898), Pilsbry & Tryon (1888-1889), Rochebrune & Mabille (1891), Mabille & Rochebrune (1889), Melvill & Standen (1898), Stempell (1899, 1902), Pelseeneer (1903), Strebel (1904, 1905a,b, 1906, 1907, 1908), Dall (1908, 1909), Plate (1909), Lamy (1906, 1910, 1911), Smith (1881, 1885, 1905, 1907, 1915), Odhner (1922), Odhner (1931), Gigoux (1937), Boudet (1945), Bahamonde (1950), Carcelles (1950, 1954a,b), Riveros & Reyes (1950, 1951) y Carcelles & Williamson (1951). Más recientemente se han descrito nuevas especies y se han publicado informes y listas de especies, incluyendo distribución y aspectos zoogeográficos de las especies chilenas. En particular, cabe destacar las siguientes publicaciones: (1) *Caudofoveata* y *Solenogastrea*: Salvini-Plawen (1972), Osorio & Tarifeño (1976),

Osorio (1981), Linse (1997); (2) *Placophora*: Leloup (1956), Castellanos (1988), Valdovinos (1994); (3) *Scaphopoda*: Scarabino (1979, 1986), Linse (1997); (4) *Bivalvia*: Soot-Ryen (1959), Stuardo (1960, 1962, 1970), Ramorino (1968), Osorio & Bahamonde (1970), Villarroel (1971), Campos (1980), Bernard (1983), Stuardo & Valdovinos (1988), Villarroel & Stuardo (1998); (5a) *Prosobranchia*: Stuardo (1969), Ramírez (1974, 1987, 1980, 1990), McLean (1984), Castellanos (1989, 1990, 1992a,b), Castellanos & Landoni (1988, 1989, 1990, 1993a,b,c), Oliva & Castilla (1992), Vásquez & Caldini (1992), Ponder & Worsfold (1994), Di Geronimo *et al.* (1995); (5b) *Opisthobranchia*: Marcus (1959), Vargas (1992), Castellanos & Landoni (1993d), Schrödl (1996); (5c) *Pulmonata*: Stuardo (1961), Stuardo & Vega (1985), Stuardo & Valdovinos (1985), Valdovinos (1988), Valdovinos & Stuardo (1988), Valdovinos & Stuardo (1991); (6) *Cephalopoda*: Thore (1959), Retamal & Orellana (1977), Roper *et al.* (1984), Rocha *et al.* (1991), Rocha (1997).

Con respecto a publicaciones de particular interés zoogeográfico, destacan las siguientes: (1) *Provincia Magallánica*: Carcelles (1950), Carcelles & Williamson (1951), Castellanos (1988, 1992a,b), Castellanos & Landoni (1988-1993), Linse (1997); (2) *Provincia Chileno-Peruana*: Marincovich (1973); Valdovinos & Troncoso (1988), Valdovinos (1994); (3) *Islas Océánicas*: Rehder (1980), Osorio (1995); (4) *Areas antárticas y subantárticas*: Powell (1951, 1960), Carcelles (1953), Dell (1972, 1990); (5) *Mar profundo*: Pelseeneer (1888), McLean & Andrade (1982), Stuardo & Valdovinos (1988); (6) *Biogeografía marina*: Stuardo (1964), Brattström & Johanssen (1983); (7) *Biogeografía terrestre*: Stuardo & Vega (1985). En relación a los moluscos de importancia económica, cabe mencionar a Lorenzen *et al.* (1979) y a Osorio *et al.* (1979). Con respecto a las especies marinas introducidas, cabe mencionar a CPPS (1998).

La caracterización de la biodiversidad de moluscos chilenos y la estimación de su estado de conservación es una tarea dificultosa y bastante aproximada. Ello está limitado fundamentalmente por la falta de revisiones taxonómicas de muchos grupos y de bases de datos que consideren información a nivel genético, orgánico y ecosistémico de diversas localidades a lo largo de Chile. El acceso a la información taxonómica actualmente existente, mediante el establecimiento de bibliotecas especializadas, manua-

les de identificación y colecciones de referencia actualizadas son problemas básicos que todavía han sido resueltos sólo en parte. Considerando la diversidad de este phylum, tanto el número de investigadores chilenos en el grupo como el número de publicaciones generadas anualmente son comparativamente bajos. Como se señaló anteriormente, un primer intento por mostrar el cuadro general de la biodiversidad de moluscos chilenos fue realizado por Lozada & Osorio (1995), quienes presentaron una síntesis del estado actual del conocimiento de este grupo.

Con respecto a las colecciones de referencia, sólo cinco instituciones chilenas cuentan actualmente con material en buen estado de conservación: 1) Museo del Departamento de Zoología de la Universidad de Concepción (MZUC), 2) Museo Nacional de Historia Natural (MNHN), 3) Museo del Instituto de Zoología de la Universidad Austral de Chile, 4) Museo del Instituto de Oceanología de la Universidad de Valparaíso y 5) Sala de Sistemática de la Pontificia Universidad Católica de Chile. Sin embargo, gran parte del material existente está todavía por identificar y muchas especies aún no han sido descritas. Por otra parte, numerosas colecciones de moluscos obtenidas por expediciones extranjeras que han visitado nuestras costas se encuentran actualmente depositadas en instituciones extranjeras, sin que exista en Chile duplicados del material (por ejemplo, los primeros tipos de moluscos descritos por Lamarck se encuentran en el Muséum d' Histoire Naturelle de la Ville de Genève, Suiza). Del mismo modo, casi la totalidad del material tipo (holotipo, paratipos, lectotipos, etc.), de las especies descritas para Chile, se encuentra depositado en diversas instituciones extranjeras (e.g. Muséum National d' Histoire Naturelle, Paris (MNHN), National Museum of Natural History, Smithsonian Institution, Washington, DC (USNM) y Natural History Museum, London (NHM)).

El objetivo de la presente contribución es dar a conocer una base de datos de biodiversidad de moluscos chilenos, incluyendo además de información taxonómica, datos de distribución geográfica y otros, tales como antecedentes sobre especies introducidas y de importancia económica. Esta base de datos corresponde al resultado de varios años de revisión bibliográfica, de análisis de colecciones depositadas en diferentes museos de Chile y el extranjero, además de material recolectado por el autor en diversas localidades a lo largo del país.

## BASE DE DATOS SOBRE BIODIVERSIDAD DE MOLUSCOS CHILENOS

Hasta la fecha hay descritas para Chile un total de 1.288 especies pertenecientes a 236 familias (Tabla I), siendo los grupos más diversos Gastropoda (69%) y Bivalvia (17,8%). El número total de especies es relativamente bajo, representado ca. 1,8% del total de especies descritas para el mundo (ca. 70.000 UNEP, 1995), sin embargo, corresponde a una malacofauna con un elevado grado de endemismo para la región. A macroescala espacial, se estima que el 90% de las especies terrestres y el 95% de las dulceacuícolas son endémicas. Con respecto a las especies marinas, el endemismo es más bajo (ca. 60-70%), considerando que muchas especies de la Provincia Chileno-Peruana son compartidas con Perú, y que muchas especies de la Provincia Magallánica son compartidas con Argentina. Una situación similar ocurre con las especies de áreas antárticas y sub-antárticas, y con las del área oceánica.

En la Tabla I se resume la información sobre biodiversidad de moluscos marinos, terrestres, dulceacuícolas y estuarinos de Chile continental e insular, de acuerdo a la información de la base de datos construida en este estudio (Tabla II). Con fines prácticos, las clases Caudofoveata y Solenogastrea fueron incluidas dentro de Aplacophora. Para la determinación de la riqueza por localidad, en el caso de las especies de Chile continental, éstas fueron cuantificadas siguiendo a Stevens (1989) considerando las especies presentes en bandas latitudinales de 5°, asumiendo la existencia de un rango latitudinal continuo entre sus extremos de distribución Norte-Sur (las abreviaciones de las localidades se presentan al final de la Tabla II).

Del total de especies descritas para Chile el 82,6% son marinas, 10,5% terrestres y 6,7% dulceacuícolas. Sólo hay tres especies exclusivamente estuarinas, que corresponden al bivalvo *Kingiella chilensis* Soot Ryen 1959 y a los pulmonados primitivos *Chilina bulloides* (D'Orbigny, 1835) y *Chilina ovalis* Sowerby 1838. En general, la riqueza específica de las especies de moluscos bentónicos chilenos presenta claros patrones latitudinales de diversidad a lo largo del continente sudamericano, en el cual el número de especies existente en la Provincia Biogeográfica Magallánica (40°-55°S) tiende a duplicar el número existente en la Provincia Chileno-Peruana (15°-40°S). Este patrón latitudinal no se ob-

serva en las especies pelágicas como Cephalopoda, en los cuales tiende a ser ligeramente opuesto al anterior, con un mayor número de especies en el Norte.

La mayor parte de las especies chilenas han sido descritas en dos etapas: (a) entre 1820-1860 y (b) entre 1880-1920 (Figura 1). El conocimiento de la malacofauna de Chile es todavía imperfecto, sin embargo, se espera que el número total de especies descritas no cambie de manera importante, en especial de los macromoluscos (>5 mm). En el caso de los micromoluscos (<5 mm), que son un grupo muy poco estudiado, es probable que el número de especies se incremente, especialmente en el caso de los pulmonados humícolas (e.g. Endodontidae) y de los microgastropodos marinos de la Provincia Magallánica. Lo que sí se espera que cambie significativamente a la luz de futuras revisiones taxonómicas es la situación de géneros y familias, muchos de los cuales han permanecido sin cambios desde principios de siglo.

En Chile se ha reconocido un total de 13 especies introducidas, nueve de las cuales son terrestres y cuatro marinas. Hay registros esporádicos de otras especies que han ingresado al país, especialmente a través de la importación de productos agrícolas (e.g. *Cepaea*) o adheridos a los cascos de barcos (e.g. *Brachidontes*), sin embargo no se tiene evidencia de que ellas hayan podido persistir y dispersarse en el territorio nacional. La mayoría de las especies terrestres fueron introducidas accidentalmente al país a partir del siglo XVI, principalmente desde Europa. Estas corresponden a los pulmonados *Milax gagates* (Draparnaud, 1801), *Deroceras laeve* (O.F. Muller, 1774), *Deroceras reticulatum* (O.F. Muller, 1774), *Limax (Lehmannia) valentianus* Férussac, 1821, *Limax (Limax) flavus* Linnaeus, 1758, *L. (L.) maximus* Linnaeus, 1758, *Oxychilus (Oxychilus) cellarius* (O.F. Muller, 1774), *Oxychilus (Ortizius) alliaris* (Miller, 1822) y *Helix (Cryptomphalus) aspersa* O.F. Muller, 1774. Por otra parte, en las últimas décadas han habido introducciones intencionales de cepas de esta última especie, con el fin de mejorar las variedades genéticas utilizadas en helicultura. En muchas áreas de Chile estas especies se han convertido en plagas que afectan la agricultura. Por otra parte, aparentemente muchas de ellas están desplazando a especies nativas, especialmente del centro y sur del país. Quizás el área que potencialmente presenta mayor riesgo corresponde al Archipiélago de Juan Fernández, que presenta un elevado grado de endemismo y donde los géneros *Fernandezia* y *Tornatellina* han radiado

exitosamente, con un total de 19 especies. En este archipiélago se han dispersado las babosas *M. gagates* y *D. reticulatum*, y los caracoles *L. (L.) valentianus*, *O. (O.) cellarius*, *O. (O.) alliaris* y *H. (C.) aspersa*, poniendo potencialmente en peligro a las especies indígenas.

Con respecto a las especies marinas, particular importancia tienen los bivalvos *Crassostrea gigas* Thunberg, 1793 (Ostra del pacífico) y *Pecten maximus* (Linnaeus, 1758) ("Great scallop"), y los gastropodos herbívoros *Haliothis rufescens* Swainson, 1822 (Abalón rojo) y *H. discus* Reeve, 1846 (Abalón disco) (CPPS, 1998). Estas especies han sido introducidas recientemente (últimas décadas) con fines comerciales. Con respecto a la "Ostra del pacífico", ésta se cultiva en las regiones I, III, V, IX y X, y la producción anual asciende a 3.203 toneladas (Sernapesca, 1998). De este total el 95% proviene de la X Región, especialmente del área de la Isla de Chiloé. El cultivo del "Abalón rojo" es todavía incipiente y sólo se realiza en forma intensiva en la X Región, en la cual se ha llegado a extraer sólo una tonelada (Sernapesca, 1998). El "Abalón disco" está siendo actualmente introducido especialmente en el área de Coquimbo. El riesgo de la introducción de estos herbívoros de gran tamaño en ecosistema marino chileno está todavía siendo evaluado, y representa una temática de investigación de gran relevancia para el país.

Del total de especies descritas para el país, sólo 48 de ellas son de importancia comercial (3,8%). A excepción del pulmonado terrestre *H. (C.) aspersa*, las restantes son marinas. Los grupos marinos de mayor relevancia comercial son Gastropoda y Bivalvia, con 21 especies cada uno. Las restantes especies corresponden a Placophora y Siphonopoda. Según Sernapesca (1998), de las 93.269 toneladas de moluscos desembarcados en 1997, el 45,71% fue utilizado en la industria conservera, el 45,62% fue congelado (o secado) y el 8,67% no fue procesado (consumo fresco). De acuerdo a esta misma fuente, las principales especies desembarcadas fueron las siguientes: *Venus antiqua* (Almeja 124.745 ton.), *Mytilus chilensis* (Chorito 13.358 ton.), *Argopecten purpuratus* (Ostión del norte 11.486 ton.), *Gari solida* (Culengue 8.203 ton.), *Mesodesma donacium* (Macha 6.770 ton.), *Aulacomya ater* (Cholga 6.597 ton.), *Ensis macha* (Huepo o Navaja de mar 5.361 ton.), *Octopus mimus* (Pulpo 4.404 ton.), *Tegulus dombeyi* (Navajuela 4.316 ton.), *Crassostrea gigas* (Ostra del pacífico 3.203 ton.), *Fissurella spp.* (Lapa 3.063 ton.), *Concholepas*



*concholepas* (Loco 3.154 ton.), *Mulinia* spp. (Taquilla 2.757 ton.), *Chlamys patagonica* (Ostión del sur 2.598 ton.) y *Semele solida* (Tumbao 2.199 ton.).

En el listado general de la base de datos presentado en la Tabla II, se resume la información sobre Biodiversidad de moluscos marinos, terrestres, dulceacuícolas y estuarinos de Chile continental e insular. Para cada especie se indica su presencia (n) a lo largo de Chile continental (en bandas latitudinales de 5°, siguiendo a Stevens, 1989), en Isla de Pascua (Pa), Archipiélago de Juan Fernández (Jf) y en el Territorio Antártico Chileno (An), correspondiente en gran parte a la Península de O'Higgins (53°-90°W). Para el caso de las especies de Chile continental, se asumió la existencia de un rango latitudinal continuo entre sus extremos de distribución Norte-Sur. Las especies citadas para Chile, de las cuales no se indican localidades específicas (e.g. "distribución: Chile"), se indican en la columna de distribución imprecisa (Im). Para las especies que además del territorio chileno se encuentran en otras áreas del mundo, éstas se detallan en la columna de "Otras localidades" (ver el listado de abreviaciones al final de la tabla). Junto al nombre de la especie se indica si es de habitats terrestres [T], dulceacuícolas [D], o típicamente estuarinos [E] y las restantes son todas marinas. Las especies de importancia económica se señalan con [Ie] y las introducidas en Chile se señalan con (\*) al comienzo del nombre de cada especie. Para cada especie se indica la Clase, Subclase, Orden y Familia correspondientes.

#### AGRADECIMIENTOS

El autor agradece al Dr. José Stuardo del Departamento de Oceanografía de la Universidad de Concepción, por sus constantes sugerencias relacionadas directamente con la elaboración del manuscrito, y a tres revisores anónimos por sus importantes observaciones al manuscrito original. Igualmente se agradece a Elizabeth Araya, Rosa Carrasco y Maximilian Riith por su valiosa colaboración en la construcción de la base de datos. Finalmente se agradece a Viviana Olmos, Viviane Jerez, Sergio Letelier, Sergio Navarrete, Pablo Marquet, Hugo Moyano, Juan Carlos Ortiz y a todas aquellas personas que directa o indirectamente colaboraron con la preparación de esta publicación. La elaboración del manuscrito fue financiada por FONDAP, Oceanografía & Biología Marina, Programa Mayor N° 3.

#### REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

- ADAMS, A. 1856. Descriptions of thirty-four new species of bivalve Mollusca (*Leda*, *Nucula* and *Pythina*) from the Cumingian collections. Proceedings of the Zoological Society, London. 24 : 47-53.
- BAHAMONDE, N. 1950. Moluscos marinos colectados en Tarapacá. Investigaciones Zoológicas Chilenas. 1(2): 9-10.
- BERNARD, F.R. 1983. Catalogue of the living Bivalvia of the Eastern Pacific Ocean. Bering Strait to Cape Horn. Canadian Special Publication of Fisheries and Aquatic Sciences. 61: 1-102.
- BOUDET, J. 1945. Los quitones chilenos. Revista Chilena de Historia Natural. 48: 1-19.
- BRATTSTROM, H. & C. JOHANSEN. 1983. Ecological and regional zoogeography of the marine benthic fauna of Chile. Sarsia. 68: 289-339.
- BRODERIP, W.J. 1836. Characters of new genera and species of Mollusca and Conchifera, collected by Mr. Cuming. Proceedings of the Zoological Society, London: 192-197.
- CAMPOS, B. 1980. Algunas consideraciones sobre el género *Entodesma* (Bivalvia, Lyonsidae) y su distribución geográfica. Comunicaciones de la Sociedad Chilena de Malacología. 2: 1-7.
- CARCELLES, A. & S. WILLIAMSON. 1951. Catálogo de los moluscos marinos de la Provincia Magallánica. Rev. Inst. Nac. Inv. Cs. Nat. Museo Bernardino Rivadavia (Cs. zoológicas). 2(5): 225-283.
- CARCELLES, R.A. 1950. Catálogo de los moluscos marinos de la Patagonia. Anales del Museo Nahuel Huapi. 2: 41-92.
- CARCELLES, R.A. 1953. Catálogo de la malacofauna antártica argentina. Anales del Museo Nahuel Huapi. 3: 150-250.
- CARCELLES, R.A. 1954a. Las especies sudamericanas de *Argobuccinum* Bruguière, 1729. Comunicaciones del Instituto Nacional de Investigaciones de Ciencias Naturales, Argentina. 2: 243-254.
- CARCELLES, R.A. 1954b. Observaciones sobre los géneros *Nucella*, *Chorus* y *Concholepas*. Comunicaciones del Instituto Nacional de Investigaciones de Ciencias Naturales, Argentina. 2: 255-275.
- CASTELLANOS, Z. & N. LANDONI. 1988-1993. Catálogo descriptivo de la malacofauna marina magallánica. Comisión de Investigaciones Científicas, Provincia de Buenos Aires, Argentina. 1988, Archigastropoda 2: 40 pp.; 1989, Archigastropoda 3: 40 pp.; 1990, Mesogastropoda 6: 38 pp.; 1993a, Neogastropoda 9: 38 pp.; 1993b, Neogastropoda 10: 43 pp.; 1993c, Neogastropoda 11: 31 pp.; 1993d, Opisthobranchia 12: 45 pp.
- CASTELLANOS, Z. 1988-1992. Catálogo descriptivo de la malacofauna marina magallánica. Comisión de Investigaciones Científicas, Provincia de Buenos Aires, Argentina. 1988, Placophora 1: 41 pp.; 1989, Mesogastropoda 4: 44 pp.; 1990, Mesogastropoda 5: 38 pp.; 1992a, Neogastropoda 7: 35 pp.; 1992b, Neogastropoda 8: 26 pp.

- CPPS. 1998. Reunión de expertos para analizar los efectos ecológicos de la introducción de especies exóticas en el Pacífico Sudeste. Comisión Permanente del Pacífico Sur-CPPS. Plan de acción para protección del medio marino y áreas costeras del Pacífico Sudeste. Viña del Mar, Chile (28-30 de septiembre de 1998).
- DALL, W.H. 1908. The Mollusca and the Brachiopoda. Bulletin of the Museum of Comparative Zoology Harvard. 43(6): 205-487.
- DALL, W.H. 1909. Report on a collection of shells from Peru with a summary of the littoral marine Mollusca of the Peruvian Zoological Province. Proceedings of the U.S. Natural History Museum. 37: 147-294.
- DELL, R.K. 1972. Notes on nomenclature of some mollusca from Antarctica and southern South America. Rec. Dom. Mus. (Wellington). 8(3): 21-42.
- DELL, R.K. 1990. Antarctic mollusca: with special reference to the fauna of the Ross Sea. Bull. Roy. Soc. N.Z. 27: 1-311.
- DI GERONIMO, S.J.; S. PRIVITERA & C. VALDOVINOS. 1995. *Fartulum magellanicum* (Prosobranchia: Caecidae): A new species from the Magellanic Province. Boletín de la Sociedad de Biología de Concepción, Chile. 66: 115-120.
- D'ORBIGNY, A. 1846. Voyage dans l'Amérique Meridionale. Mollusques. Vol. 5, Paris.
- GIGOUX, E.E. 1937. La *Oliva peruviana* Lamarck. Boletín del Museo Nacional de Historia Natural, Chile. 16: 3-10.
- GMELIN, J.F. 1788-1793. Linnaeus Systema Naturae. ed. XIII, Aucta Reformata, Lipsiae.
- GOULD, A.A. 1852. Mollusca and shells. United States Exploring Expedition, Boston. 12: XV + 510, atlas.
- GRAY, J.E. 1839. Reptiles and molluscan animals. En: The Zoology of Captain Beechey's Voyage; compiled from the collection on notes made by Captain Beechey, the officers and naturalist of the expedition during a voyage to the Pacific and Behring's Strait performed in HM Ship Blossom under the command of Captain FW Beechey in the years 1825, 26, 27 and 28. London.
- HUPE, L. 1854. Molluscos. In: Gay. Historia Física y Política de Chile. Zool. 8: 1-500. Atlas II, lám. 1-14.
- KING, P.P. & W.J. BRODERIP. 1832. Description of the Cirripedia, Conchifera and Mollusca in a collection formed by the officers of HMS Adventure and Beagle employed between the years 1826 and 1830 in surveying the southern coast of South America including the Strait of Magellans and the coast of Tierra del Fuego. Zoological Journal. 5: 332-49.
- LAMARCK, J.B. 1815-1822. Histoire Naturelle des Animaux Sans Vertèbres. Gouls, Paris.
- LAMY, E. 1906. Lamellibranches recueillis per l'Expedition Antarctique Francaise du Dr. Charcot. Bulletin du Museum National d'Histoire Naturelle, Paris. 12: 44-52.
- LAMY, E. 1910. Mission dans l'Antarctique dirigé par le Dr. Charcot (1908-1910). Collections recueillies par le Dr. J. Liouville, pélécy-podes. Bulletin du Museum National d'Histoire Naturelle, Paris. 16(7): 388-394.
- LAMY, E. 1911. Gastropodes prosobranches, scaphopodes et pélécy-podes. Deuxième Expedition Antarctique Francaise (1903-1910). Sciences Naturelles, Documents Scientifiques. 1-31.
- LELOUP, E. 1956. Polyplacophora. Reports of the Lund University Chile Expedition. 1948-49. Lunds Univ. Arsskrift. N.F. Avd. 2, 52(15): 1-93.
- LESSON, R.P. 1830. Zoologie. In: Duperry L.J. Voyage autour du monde exécuté par ordre du Roi sur la corvette de SM La Coquille pendant les années 1822-25, Paris 1828.
- LINSE, K. 1997. Die Verbreitung epibenthischer Mollusken im chilenischen Beagle-Kanal. Berichte zur Polarforschung. 228: 131 pp.
- LORENZEN, S.; C. GALLARDO, C. JARA, E. CLASING, G. PEQUEÑO & C. MORENO. 1979. Mariscos y peces de importancia comercial en el Sur de Chile. Imp. Universidad Austral de Chile. 131 pp.
- LOZADA, E. & C. OSORIO. 1995. Molluscos. In: Diversidad biológica de Chile, Eds. J.A. Simonetti, M.T.K. Arroyo, A.E. Spotorno & E. Lozada. CONICYT, Artegramas Ltda. Santiago: 148-155.
- MABILLE, J. & A.T. ROCHEBRUNE. 1889. Mollusques. Mission Scient. Du Cap Horn. 1882-3, Zool. 2: 1-143.
- MARCUS, E. 1959. Lamellariacea und Opisthobranchia. Reports of the Lund University Chile Expedition. 1948-49. Lunds Univ. Arsskrift. N.F. Avd. 2, 55(9): 1-135.
- MARINCOVICH, L. JR. 1973. Intertidal Mollusks of Iquique, Chile. Nat. Hist. Mus. Los Angeles, Contr. Sci. 16: 1-49.
- MCLEAN, J. & H. ANDRADE. 1982. Large Archibenthal Gastropods of Central Chile: Collections from and Expedition of the R/V Anton Bruun and The Chilean Shrimp Fishery. Nat. Hist. Mus. Los Angeles, Contr. Sci. 342: 1-20.
- MCLEAN, J. 1984. Systematics of *Fissurella* in the Peruvian and Magallanic Faunal Provinces (Gastropoda: Prosobranchia). Nat. Hist. Mus. Los Angeles, Contr. Sci. 354: 1-70.
- MELVILL, J.C. & R. STANDEN. 1898. Marine shells from Lively Island, Falklands with list of species. Journal of Conchology. 9(4): 97-105.
- MOLINA, J.I. 1782. Saggio sulla storia naturale del Chili. Bologna : 1-367.
- ODHNER, N. 1922. Mollusca from Juan Fernandez and Easter Island 3. In: C. Skottsberg (Ed.) The Natural History of Juan Fernandez and Easter Islands. 3: 219-254.
- ODHNER, N.H. 1931. Die Scaphopoden. In: Further zoological results of the Swedish Antarctic Expedition 1901-1903. 2: 1-8.
- OLIVA, D. & J.C. CASTILLA. 1992. Guía para el reconocimiento y morfometría de diez especies del género *Fissurella* Bruguière 1789 (Mollusca Gastropoda) comunes en las pesquerías y conchales indígenas de Chile Central y Sur. Gayana Zoología 56(3-4): 77-108.
- OSORIO, C. 1981. Caudofoveata y Solenogastrea de Chile. Boletín de la Sociedad de Biología de Concepción, Chile. 52: 115-128.
- OSORIO, C. 1995. Dos nuevos registros de Isognomiidae (Mollusca Bivalvia) para Isla de Pascua, Chile. Revista de Biología Marina, Valparaíso. 30(2): 199-205.
- OSORIO, C.; J. ATRIA & S. MANN. 1979. Molluscos mari-

- nos de importancia económica en Chile. *Biología Pesquera*, Chile. 11: 3-47.
- OSORIO, C. & N. BAHAMONDE. 1970. Lista preliminar de lamelibranquios de Chile. *Boletín del Museo Nacional de Historia Natural*, Chile. 31: 185-256.
- OSORIO, C. & E. TARIFFERO. 1976. A New species of Aplacophorous Mollusk from the Southeastern Pacific Ocean: *Chaetoderma araucanae spec. nov.* *The Veliger*. 19(1): 84-89.
- PELSENEER, P. 1888. Report on the anatomy of the deep-sea mollusca collected by H.M.S. Challenger in the years 1873-1876. In: Report on the scientific results of the voyage of H.M.S. Challenger. *Zoology*. 27: 1-42.
- PELSENEER, P. 1903. Résultats du voyage du S.Y. "Belgica" 1897-1899. *Rapports. Sci. Zoologie, Mollusques (Amphineures, Gastropodes et Lamellibranches)*, Anvers: 1-85.
- PHILIPPI, R.A. 1842-1850. *Abbildungen und Beschreibungen neuer oder wenig bekannten Conchylien*. Kassel I; 1842: 1-20; 1843: 21-76; 1844: 77-186; 1845: 187-204; 2: 1846: 65-152; 1847: 153-231; 3: 1847: 1-10; 1848: 11-82; 1849: 35-88; 1850: 89-138.
- PHILIPPI, R.A. 1857. Über die Conchylien der Magellanstrasse. *Malakozoologische Blätter*, III Kassel.
- PHILSBRY, H.A. & E.W. TRYON. 1888-1889. *Manual of Conchology*. vols. X-XVII *Mollusca Marine*. Philadelphia.
- PLATE, L. 1909. Die Scaphopoden. *Wiss. Ergebn. Schwed. Südpol.-Exped. (1901-1903)*. 10(2): 1-6.
- PONDER, W.F. & T.M. WORSFOLD. 1994. A review of the rissioform gastropods of the Southwestern South America (Mollusca, Gastropoda). *Nat. Hist. Mus. Los Angeles, Contr. Sci.* 445: 1-63.
- POWELL, A.W.B. 1951. Antarctic and subantarctic mollusca: Pelecypoda and Gastropoda. *Discovery Report*. 26: 47-79.
- POWELL, A.W.B. 1960. Antarctic and subantarctic mollusca. *Rec. Auckl. Inst. Mus.* 5(3-4): 117-193.
- RAMÍREZ, J. 1974. Nuevas especies chilenas de *Lucapina*, *Fissurella* y *Collisella* (Mollusca Archaeogastropoda). *Boletín del Museo Nacional de Historia Natural*, Chile. 33: 15-34.
- RAMÍREZ, J. 1981-1993. *Moluscos de Chile*. Imprenta Museo Nacional de Historia Natural, Chile. Vol. 1 (1981) Archaeogastropoda; Vol. 2 (1987) Mesogastropoda; Vol. 3 (1990) Neogastropoda; Vol. 4, I-II (1993) Bivalvia.
- RAMORINO, L., 1968. Pelecypoda del Fondo de la Bahía de Valparaíso. *Revista de Biología Marina, Valparaíso*. 13(3): 175-286.
- REEVE, L.A. 1843-1878. *Conchologia iconica: or, illustrations of the shells of molluscous animals* London. vol. 1: 1-20.
- REHDER, H.A. 1980. The marine mollusks of Eastern Island (Isla de Pascua) and Salas y Gómez. *Smithsonian Contributions to Zoology* (289). 1-167. pl. 1-14.
- RETAMAL, M.A. & M. ORELLANA. 1977. Contribución al conocimiento de los Cephalopoda chilenos. Decapoda y Vampyromorpha de la Trinchera Perú-Chile. *Boletín de la Sociedad de Biología de Concepción*, Chile. 51: 253-259.
- RIVEROS, E. & J. REYES. 1950. Catálogo descriptivo de Venéridos chilenos. *Revista de Biología Marina, Valparaíso*. 2(2-3): 117-160.
- RIVEROS, E. & J. REYES. 1951. Catálogo descriptivo de Fissurélidos chilenos. *Revista de Biología Marina, Valparaíso*. 3 (1 y 2): 89-148.
- ROCHA, F., P. POBLETE & N. BAHAMONDE. 1991. Cefalópodos en contenido gástrico de *Merluccius australis polilepis* Ginsburg y *Macruronus magellanicus* Lönnberg. *Investigaciones Pesqueras*. 36: 51-65.
- ROCHA, F. 1997. Cephalopods in Chilean waters, a review. *Malacological Review*. 30: 101-113.
- ROCHEBRUNE, A.T. & J. MABILLE. 1891. *Mission scientifique du Cap Horn 1882-1883. Zoologie, Mollusque Lamellibranchiata*. 6: 101-126.
- ROPER, C., M. SWEENEY & C. NAUEN. 1984. Cephalopods of the world. *FAO Species Catalogue. FAO Fisheries Synopsis*. 125 (3): 277 pp.
- SALVINI-PLAWEN, L. VON. 1972. Die Caudofoveata des Mittelmeers und das Genus *Scutopus* (Mollusca Aculifera). *Europ. Mar. Biol. Symp. Proc.* :27-51.
- SCARABINO, V. 1979. Les Scaphopoda bathyaux et abyssaux de l'Atlantique occidentale (Systematique, distribution, adaptation). *Nouvelle classification pour l'ensemble de la Classe*. Thèse de Dr. de IIIème cycle Oceanologie. Univ. Aix. Marseille II, France, 159 pp. 153 figs.
- SCARABINO, V. 1986. Systematics of Scaphopoda (Mollusca). I. Three new bathial and abyssal taxa of the order Gadilidae from South and North Atlantic Ocean. *Com. Zool. Mus. Hist. Nat. Montevideo*. 11(161): 1-15.
- SCHRODL, M. 1996. Nudibrancia y Sacoglossa de Chile: Morfología externa y distribución. *Gayana (Zoología)*. 60(1): 17-62.
- SERNAPESCA. 1998. Anuario estadístico de pesca 1997. Sernapesca, Servicio Nacional de Pesca, Chile. 306 pp.
- SMITH, E.A. 1881. Mollusca and molluscoidea of the zoological collections made during the survey of HMS "Alert" in the Strait of Magellan and on the coast of Patagonia. *Proceedings Zoological Society of London*: 22 - 44.
- SMITH, E.A. 1885. Report on the Lamellibranchiata collected by HMS Challenger during the years 1873-76. In: Report on the Scientific Results of the Voyage of HMS. Challenger. *Zoology* 13.
- SMITH, E.A. 1905. Mollusks from Tierra del Fuego. *Proceedings of the Malacological Society*. London. 6.
- SMITH, E.A. 1907. National Antarctic Expedition 1901-1904. *Natural History, II Mollusca* 5. Lamellibranchiata. London.
- SMITH, E.A. 1915. Mollusca British Antarctic "Terra Nova" Expedition 1910. *Natural History Zoology* 2: 61-112.
- SOOT-RYEN, T. 1959. Pelecypoda. Reports of the Lund University Chile Expedition. 1948-49. *Lunds Univ. Arsskrift, N.F. Avd. 2*, 55(6): 1-86.
- SOWERBY, G.B. 1833-1835. Characters of new species of Mollusca and Conchifera collected by Mr. Cuming. *Proceeding Zoological Society London* for 1833: 16-22, 34-38 for 1834: 21-22, 46-47, 68-72 y 87-89 for 1835: 21-23, 84-85, 93-96, 109-110.
- STEMPELL, W. 1899. Die Muscheln der Sammlung Plate.

- Fauna chilena. Zool. Jahrbucher Suppl. 4 (2).  
 STEMBEL, W. 1902. Die Muscheln der Sammlung Plate. Zool. Jahrbucher Suppl. 5: 217-250.
- STEVENS, G. 1989. The latitudinal gradient in geographical range: How so many species coexist in the tropics? *American Naturalist*, 133(2): 240-256.
- STREBEL, H. 1904. Beiträge zur Kenntnis der Molluskenfauna der Magalhaen-Provinz. Zool. Jahrb. Abt. Syst. Geogr. Biol., Jena. 21: 171-248.
- STREBEL, H. 1905a. Beiträge zur Kenntnis der Molluskenfauna der Magalhaen-Provinz. II. Die Trochiden. Zool. Jahrb. Abt. Syst. Geogr. Biol., Jena. 21, Suppl. 8: 121-166.
- STREBEL, H. 1905b. Beiträge zur Kenntnis der Molluskenfauna der Magalhaen-Provinz. III. Zool. Jahrb. Abt. Syst. Geogr. Biol., Jena. 22: 575-666.
- STREBEL, H. 1906. Beiträge zur Kenntnis der Molluskenfauna der Magalhaen-Provinz. IV. Zool. Jahrb. Abt. Syst. Geogr. Biol., Jena. 24: 91-174.
- STREBEL, H. 1907. Beiträge zur Kenntnis der Molluskenfauna der Magalhaen-Provinz. V. Zool. Jahrb. Abt. Syst. Geogr. Biol., Jena. 25: 79-196.
- STREBEL, H. 1908. Die Gastropoden. *Wiss. Ergebn. Schwed. Südpol.-Exped. (1901-1903)*, 6(1): 1-112.
- STUARDO, J. 1960. La familia Glycymeridae (Bivalvia) en Chile. *Revista de Biología Marina, Valparaíso*, 10: 133-192.
- STUARDO, J. 1961. Contribución a un catálogo de los moluscos gastrópodos chilenos de agua dulce. *Gayana, Zoología*, 1: 7-32.
- STUARDO, J. 1962. Sobre el género *Limopsis* y la distribución de *L. jousseaumei* (Mab. y Roch.) (Bivalvia). *Gayana, Zoología*, 6: 1-10.
- STUARDO, J. 1964. Distribución de los moluscos marinos litorales de Latinoamérica. *Bol. Inst. Biol. Mar. Argentina*, 7: 79-91.
- STUARDO, J. 1969. Sobre los representantes chilenos de la familia *Cacidae* (Gastropoda) Chile. *Boletín de la Sociedad de Biología de Concepción, Chile*, 42: 183-190.
- STUARDO, J. 1970. On *Solen gaudichaudi* Chenu 1843 and *S. tehuelcha* Hanley 1842 (Bivalvia). *Boletín de la Sociedad de Biología de Concepción, Chile*, 42: 153-166 : 225-235.
- STUARDO, J. & C. VALDOVINOS. 1985. A Synonymic List of Chilean Bulimulids (Mollusca: Pulmonata). *Boletín de la Sociedad de Biología de Concepción, Chile*, 56: 55-58.
- STUARDO, J. & C. VALDOVINOS. 1988. A New *Calyptogenia* from off the Coast of Central Chile (Bivalvia: Vespicomidae). *Venus (Jap. Jour. Malac.)* 47(4): 241-250.
- STUARDO, J. & R. VEGA. 1985. Synopsis of the Land Mollusca of Chile with Remarks on Distribution. *Studies on Neotropical Fauna and Environment*, 31:125-146.
- STUARDO, J. & M. VILLARROEL. 1974. On some living and fossil volute referred to *Miomelion* Dall 1907 and *Proscaphelle* von Ihering 1907. *Veliger*, 17: 139-155.
- THORE, S. 1959. Cephalopoda. Reports of the Lund University Chile Expedition. 1948-49. *Lunds Univ. Årsskrift*, N.F. Avd. 2, 55(1): 1-19.
- TRYON, G.W. (& PILSBRY, H.A.). 1879-1898. *Manual of Conchology*. Ser. I, Philadelphia, 17 vols.
- UNEP. 1995. *Global biodiversity assessment*. V.H. Heywood, executive editor. United Nations Environment Programme, University Press, Great Britain, 1139 pp.
- VALDOVINOS, C. 1988. Catálogo de los moluscos terrestres y dulceacuáticos de la Cordillera de Nahuelbuta y áreas adyacentes. *Comunicaciones del Museo Regional de Concepción, Chile*, 3: 7-14.
- VALDOVINOS, C. 1994. Clave para la identificación de los poliplacóforos litorales de Chile central (Mollusca: Polyplacophora). *Comunicaciones del Museo Regional de Concepción, Chile*, 4: 10-14.
- VALDOVINOS, C. & J. STUARDO. 1988. Morfología, sistemática y distribución del Género *Plectostylus* Beck, 1837 (Pulmonata: Bulimulidae). *Gayana Zoología*, 52: 113-193.
- VALDOVINOS, C. & J. STUARDO. 1991. Planórbidos Altoandinos del Norte de Chile y *Biomphalaria aymara* spec. nov. (Mollusca: Basommatophora). *Studies on Neotropical Fauna and Environment*, 26(4): 213-224.
- VALDOVINOS, C. & J.F. TRONCOSO. 1988. Catálogo de los moluscos chilenos del Museo de Concepción. *Comunicaciones del Museo Regional de Concepción, Chile*, 2: 19-27.
- VARGAS, N. 1992. Sinopsis taxonómica de los Opisthobranchios del Pacífico sudoriental. Seminario Magister en Ciencias Mención Zoología, Universidad de Concepción (Xerocopiada), 70 pp.
- VÁSQUEZ, J.A. & C.H. CALDINI. 1992. *Odontocymbiola canigüai* sp. nov. (Moll. Gastropoda: Volutidae) del Canal Beagle. *Comunicaciones del Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia", Hidrobiología* 2(18): 193-207.
- VILLARROEL, M. 1971. Nueva *Nucula* de las Islas Juan Fernández (Bivalvia: Protobranchia). *Boletín del Museo Nacional de Historia Natural, Chile*, 32: 159-171.
- VILLARROEL, M. & J. STUARDO. 1998. Protobranchia (Mollusca: Bivalvia) chilenos recientes y algunos fósiles. *Malacología* 40(1-2): 113-229.

Fecha de recepción: 25.07.99  
 Fecha de aceptación: 21.09.99

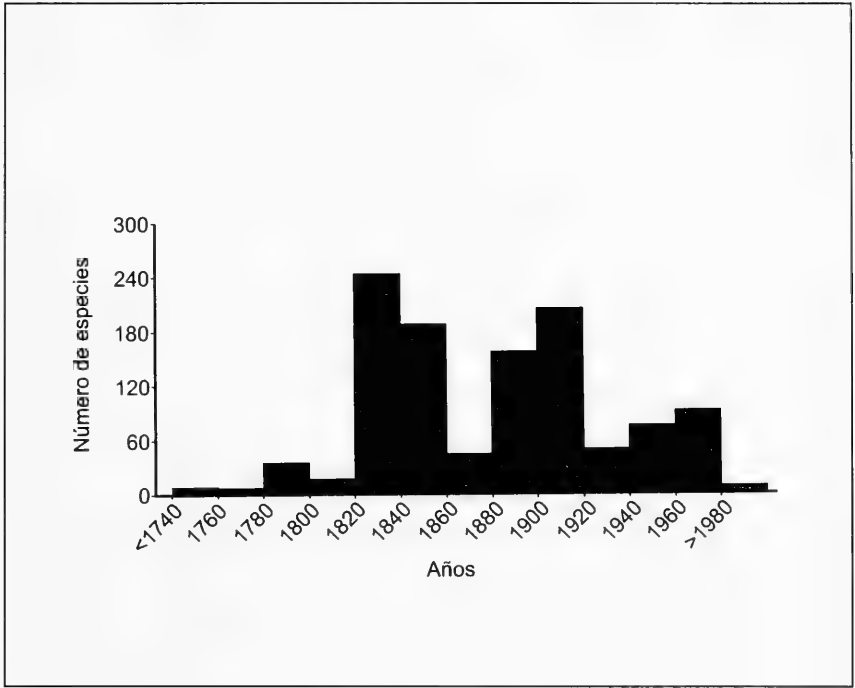


FIGURA 1. Frecuencia de descripción de nuevas especies de moluscos chilenos entre los siglos XVIII y XX, a intervalos de 20 años.

FIGURE 1. Frequency of descriptions of new species of Chilean mollusks between XVIII and XX centuries, at intervals of 20 years.

TABLE I. Resumen de la información sobre biodiversidad de moluscos marinos, terrestres, dulceacuícolas y estuarinos de Chile continental e insular, basada en datos de la Tabla II. Con fines prácticos, las clases Caudofoveata y Solenogastrea fueron incluidos dentro de Aplacophora. Para la determinación de la riqueza por localidad, para el caso de las especies de Chile continental, éstas fueron cuantificadas siguiendo a Stevens (1989), considerando las especies presentes en bandas latitudinales de 5°, asumiendo la existencia de un rango latitudinal continuo entre sus extremos de distribución Norte-Sur.

TABLE II. Summary of the information on biodiversity of marine, terrestrial, freshwater and estuarine mollusks of continental and insular Chilean species, based in the data of Table I. The classes Caudofoveata and Solenogastrea were included inside of Aplacophora. Following Stevens (1989), the diversity of species along the Chilean continental area was calculated by latitudinal bands of 5°, assuming a continuous distribution between the North-South endpoints.

	Aplacophora	Placophora	Gastropoda	Bivalvia	Scaphopoda	Cephalopoda	Total
<b>Diversidad taxonómica</b>							
a) Total Especies	12	62	882	233	7	92	1288
b) Total Familias	3	6	141	55	3	28	236
<b>Especies introducidas</b>	0	0	11	2	0	0	13
<b>Especies de importancia económica</b>	0	3	22	21	0	3	49
<b>Riqueza específica por hábitat</b>							
a) Especies marinas	12	62	671	226	7	92	1070
b) Especies estuarinas	0	0	2	1	0	0	3
c) Especies dulceacuícolas	0	0	77	6	0	0	83
d) Especies terrestres	0	0	132	0	0	0	132
<b>Riqueza específica por localidad</b>							
a) Banda latitudinal: 15° S	0	22	113	63	0	0	198
20 S	0	22	149	74	1	58	304
25° S	0	19	152	63	1	58	293
30 S	2	25	197	75	1	73	373
35° S	2	23	152	70	1	55	303
40° S	1	18	174	78	1	74	346
45° S	1	33	264	104	4	41	447
50 S	1	36	302	99	4	41	483
55 S	9	40	352	102	6	41	550
b) Isla de Pascua	0	1	113	16	0	1	131
c) Archipiélago Juan Fernández	0	4	63	14	0	-	81
d) Península Antártica	2	3	26	26	1	-	58
e) Con distribución imprecisa	0	3	24	1	0	-	28

TABLE II. Biodiversidad de moluscos marinos, terrestres, dulceacuñolos y estuarinos de Chile continental e insular. Para cada especie se indica su presencia (n) a lo largo de Chile continental (en bandas de 5° de latitud), Isla de Pascua (Pa), Archipiélago de Juan Fernández (Jf) y en el Territorio antártico chileno (Ant). Para el caso de las especies de Chile continental, se asumió la existencia de un rango latitudinal continuo entre sus extremos de distribución Norte-Sur. Las especies citadas para Chile, de las cuales no se indican localidades específicas, se indican en la columna de distribución imprecisa (Im). Para las especies que además de Chile se encuentran en otros áreas del mundo, éstas se detallan en la columna de Otras localidades. Junto al nombre de la especie se indica si es de hábitats terrestres (T), dulceacuñolos (D), o típicamente estuarinos (E); las restantes son marinas. Las especies de importancia económica se señalan con [E] y las introducidas con (\*). El listado de abreviaciones del nombre de las localidades se presenta al final de la tabla.

TABLE II. Biodiversity of marine, terrestrial, freshwater and estuarine mollusks of continental and insular Chilean species. The presence of each species (n) along the Chilean continental area (in 5° latitudinal bands), Easter Island (Pa), Juan Fernández Archipelago (Jf) and Chilean Antarctic territory are indicated. For the Chilean continental species, a continuous rank of distribution between the north-south endpoints was assumed. The species cited in the literature without a specific locality, are indicated in the Imprecise distribution column (Im). For the Chilean species that are found in other areas of the world, they are specified in the other localities column. The terrestrial species (T), freshwater species (D) and estuarine species (E) are identified besides the name of species. The other species are all marine species. The species with economic importance are identified with [E] and the introduced species with (\*). The list of locality abbreviations are indicated in the end of the table.

TAXA	Latitud Sur													
	15°	20°	25°	30°	35°	40°	45°	50°	55°	Pa	Jf	Ant	Im	Otras localidades
<b>CLASE CAUDOFOVEATA</b>														
Orden Chaetodermitida														
Familia Limitosoridae														
<i>Scutopus chilensis</i> Salvini Plawen 1972	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Scutopus</i> sp.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Limfossor holopeltatis</i> Salvini-Plawen 1986	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
Familia Chaetodermitidae														
<i>Chaetoderma araucanae</i> Osorio & Turifeño 1976	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Chaetoderma</i> sp.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Fladicens</i> sp. 1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Fladicens</i> sp. 2	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<b>CLASE SOLENOGASTRA</b>														
Orden Neocomeniomorpha														
Familia Neomeiidae														
<i>Promeiometia gerlachii</i> Pelseneer 1901	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	n	.	Antar
<i>Provoitia cryophila</i> (Pelseneer 1901)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	n	.	Antar
<i>Solenogaster</i> sp. 1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Solenogaster</i> sp. 2	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Solenogaster</i> sp. 3	.	.	.	.	.	.	.	.	n	.	.	.	.	.

TAXA (continuación)	Latitud Sur											Otras localidades		
	15°	20°	25°	30°	35°	40°	45°	50°	55°	Pa	Jf		An	In
<b>CLASE PLACOPHORA</b>														
Subclase Loricata														
<b>Orden Lepidopleurida</b>														
<b>Familia Lepidopleuridae</b>														
<i>Lepidopleurus agestianus</i> Dall 1919				•	•									
<i>Lepidopleurus culliereti</i> (Rochebrune 1889)				•	•									
<i>Lepidopleurus kerguelensis</i> (Haddon 1886)					•									Ker Geo Oce Wan Pat Mac Ros Aze Val
<i>Lepidopleurus medinae</i> Plate 1902				•	•									
<i>Lepidopleurus nicomedes</i> Dall 1919				•	•									
<i>Hemiarthron scutulosum</i> Dall 1876				•	•									Pat Pal Wan Pat Ok Geo Cro Ker
<i>Leptochiton medinae</i> (Plate 1899)				•	•									
<i>Leptochiton pagenstecheri</i> Pfeiffer 1886				•	•									Ker Antar
<b>Orden Chitonida</b>														
<b>Familia Lepidochitonidae</b>														
<i>Tomicella horniana</i> (Rochebrune 1889)					•									
<i>Nuttallina scabra</i> (Reeve 1847)														
<i>Nuttalochiton livadexi</i> (Rochebrune 1889)														
<i>Nuttalochiton maritimi</i> (Rochebrune 1889)														Riv
<i>Callochiton puniceus</i> (Gould 1846)														Des Mal Zel
<i>Callochiton stenerii</i> (Pfeiffer 1886)														Geo
<i>Callochiton gaussi</i> Thiele 1908														Antar Kais Com D'ur Dav Sha
<b>Familia Mopaliidae</b>														
<i>Mopalia grisea</i> Dall 1919														
<i>Plaxiphona aurata</i> (Spalowsky 1795)														Fal Que Zel
<i>Plaxiphona aurata</i> Broderip 1832														Que Aus Cale
<i>Plaxiphona fernandezi</i> Thiele 1919														
<i>Plaxiphona (Mercatorina) mercatoris</i> Leloup 1936														
<b>Familia Cryptoplacidae</b>														
<i>Acanthochiton hirudiniformis</i> (Sowerby 1832)														Cor Gal Per
<i>Notoplax magellanica</i> Thiele 1919														
<b>Familia Ischnochitonidae</b>														
<i>Chaetopleura benaventei</i> Plate 1902														
<i>Chaetopleura fulva tehuelcha</i> (D'Orbigny 1835)														Uru Arg
<i>Chaetopleura hennahi</i> (Gray 1828)														
<i>Chaetopleura isabelli</i> (D'Orbigny 1835)														Uru Bra Arg
<i>Chaetopleura peruviana</i> (Lamarck 1819)														
<i>Chaetopleura peruviana fernandensis</i> Plate 1902														
<i>Chaetopleura angulata</i> (Wood 1815)														Esp Por Ten Arg Bra Pat



TAXA (continuación)	Latitud Sur												Otras localidades	
	15°	20°	25°	30°	35°	40°	45°	50°	55°	Pa	Jf	An		In
<i>Chaetopleura brucei</i> Iredale 1912							●	●						Est Orc
<i>Ischnochiton acedidatus</i> Dall 1919							●	●						
<i>Ischnochiton exanthematus</i> Dall 1919							●	●						
<i>Ischnochiton exaratus</i> (G.O. Sars 1878)							●	●						Atl Nor USA Geo Flo Hat Vin
<i>Ischnochiton initiator</i> (Smith 1881)	●	●	●	●	●	●	●	●						Mal Fal Geo Tom
<i>Ischnochiton kerli</i> Plate 1902									●					
<i>Ischnochiton pusillus</i> (Sowerby 1832)	●	●	●	●	●	●	●	●				●		Per
<i>Ischnochiton pusio</i> (Sowerby 1832)	●	●	●	●	●	●	●	●						Per
<i>Ischnochiton viridulus</i> (Gould 1846)							●	●						Edu
<i>Ischnochiton dorsuosus</i> (Haddon 1886)							●	●						Mex Per
<i>Ischnochiton punctulatus</i> (Sowerby 1832)	●	●	●	●	●	●	●	●						Per
<i>Callistochiton pulchellus</i> (Gray 1828)	●	●	●	●	●	●	●	●						
<i>Callistochiton viviparus</i> Plate 1902							●	●						
<b>Familia Chitonidae</b>														
<i>Chiton barnesi</i> Gray 1830							●	●						Cru
<i>Chiton bowenii</i> King 1831									●					●
<i>Chiton broderipi</i> Potiez & Michaud 1838														
<i>Chiton cunningsi</i> Frembly 1827	●	●	●	●	●	●	●	●						
<i>Chiton glaucocinctus</i> Frembly 1827	●	●	●	●	●	●	●	●						Per
<i>Chiton granosus</i> Frembly 1827 [le]	●	●	●	●	●	●	●	●						Bian Per
<i>Chiton grandulosus</i> Frembly 1827	●	●	●	●	●	●	●	●						Gal Cru Per
<i>Chiton latus subfuscus</i> Sowerby 1825 [le]	●	●	●	●	●	●	●	●						Coc Guay
<i>Chiton stokesi</i> Broderip 1832	●	●	●	●	●	●	●	●						
<i>Chiton striatus</i> Sowerby 1825							●	●						Per
<i>Chiton subfuscus</i> Sowerby 1824	●	●	●	●	●	●	●	●						Per
<i>Euclochiton niger</i> (Barnes 1824)	●	●	●	●	●	●	●	●						
<i>Acanthopleura echinata</i> (Barnes 1824) [le]	●	●	●	●	●	●	●	●						Mex Ind Bae Aus Zel Per Ber Cos
<i>Acanthopleura granulata</i> (Gmelin 1790)	●	●	●	●	●	●	●	●						Mal Fal Putt
<i>Tonicia atrata</i> (Sowerby 1846)	●	●	●	●	●	●	●	●						Per Pat
<i>Tonicia chilensis</i> Frembly 1827	●	●	●	●	●	●	●	●						
<i>Tonicia disjuncta</i> (Frembly 1828)	●	●	●	●	●	●	●	●						
<i>Tonicia elegans</i> Frembly 1828	●	●	●	●	●	●	●	●						Per
<i>Tonicia elegans grayi</i> Sowerby 1832	●	●	●	●	●	●	●	●						Per
<i>Tonicia elegans lineolata</i> Frembly 1828	●	●	●	●	●	●	●	●						Camp Zel
<i>Tonicia lebrunii</i> Rochebrune 1827	●	●	●	●	●	●	●	●						Chu Cru Est Tac

TAXA (continuación)	Latitud Sur													
	15°	20°	25°	30°	35°	40°	45°	50°	55°	Pa	Jf	An	In	Otras localidades
<b>CLASE GASTROPODA</b>														
Subclase Prosobranchia														
Orden Archaeogastropoda														
Familia Scissurellidae														
<i>Scissurella clathrata</i> (Strebel 1908)														Mal
<i>Scissurella (Anatoma) conica</i> (D'Orbigny 1845)														
<i>Scissurella (Anatoma) euglypta</i> Pelseneer 1903														Antar Bis
<i>Scissurella timora</i> Melvill & Standen 1913														Orc Mal
<i>Sinezona rimuloides</i> (Carpenter 1865)														
<b>Familia Fissurellidae</b>														
<i>Fissurella peruviana</i> Lamarck 1822														
<i>Fissurella maxima</i> Sowerby 1835 [le]														
<i>Fissurella latimarginata</i> Sowerby 1835 [le]														
<i>Fissurella cuningii</i> Reeve 1849														
<i>Fissurella costata</i> Lesson 1831														
<i>Fissurella picta</i> (Gmelin 1791) [le]														
<i>Fissurella radiosa</i> Lesson 1831														
<i>Fissurella oriens</i> Sowerby 1835														
<i>Fissurella nigra</i> Lesson 1831 [le]														
<i>Fissurella limbata</i> Sowerby 1835														
<i>Fissurella crassa</i> Lamarck 1822 [le]														
<i>Fissurella bridgsvii</i> Reeve 1849														
<i>Fissurella pulchra</i> Sowerby 1835														
<i>Diodora patagonica</i> (D'Orbigny 1841)														
<i>Diodora granifera</i> (Pease 1661)														
<i>Diodora codbecae</i> McLean & Andrade 1982														
<i>Lucapina maillina</i> Ramirez 1974														
<i>Lucapina (Megatelemnus) patagonicus</i> (Strebel 1907)														
<i>Lucapinella callomarginata</i> Carpenter 1871														
<i>Fissurellidea (Fissurellidea) hiantata</i> (Lamarck 1822)														
<i>Fissurellidea (Fissurellidea) annulus</i> (Odner 1932)														
<i>Fissurellidea patagonica</i> (D'Orbigny 1841)														
Tuqali ( <i>Parmaphoridea</i> ) <i>antarctica</i> (Strebel 1907)														
<i>Puncturella conica</i> (D'Orbigny 1841)														
<i>Puncturella cognata</i> (Gould 1852)														
<i>Emarginula velascoi</i> Rehder 1980														
<i>Zetidora (Calceolina) bahamondet</i> Rehder 1980														
<b>Familia Haliotidae</b>														
* <i>Haliotis rufescens</i> Swainson 1822 [le]														Cal

TAXA (continuación)	Latitud Sur											Otras localidades							
	15°	20°	25°	30°	35°	40°	45°	50°	55°	Pa	Jf		An	In					
* <i>Haliotis discus</i> Reeve 1846 [le]	•																Jap	Cor	Chi
<b>Familia Patelidae</b>																			
<i>Nacella (Nacella) mytilina</i> (Helbling 1779)																			
<i>Nacella (Patinigera) clypeator</i> (Lesson 1831)																			
<i>Nacella (Patinigera) magellanica chilensis</i> (Reeve 1855) [le]																			
<i>Nacella (Patinigera) magellanica</i> (Strebel 1907)																			
<i>Nacella (Patinigera) deaurata delicatissima</i> (Strebel 1907)																			
<i>Nacella (Patinigera) flammica</i> (Gmelin 1791)																			
<i>Nacella (Patinigera) concinna</i> (Strebel 1908)																			Antar
<i>Nacella (Patinigera) concinna f. polaris</i> (Strebel 1908)																			She O Hg
<i>Nacella (Patinigera) metallica</i> (Rochebrune & Mabille 1885)																			
<i>Nacella (Patinigera) pupillata</i> (Rochebrune & Mabille 1885)																			
<i>Nacella (Patinigera) tineta</i> (Rochebrune & Mabille 1885)																			
<i>Nacella (Patinigera) fuegiensis</i> (Reeve 1855)																			
<i>Nacella (Patinigera) magellanica magellanica</i> (Gmelin 1791) [le]																			
<i>Nacella (Patinigera) magellanica venosa</i> (Reeve 1854) [le]																			
<i>Nacella (Patinigera) deaurata deaurata</i> (Gmelin 1791)																			
<i>Cellana andosioea</i> (Hombron & Jacquinot 1841)																			
<b>Familia Acmeidae</b>																			
<i>Scurria (Scurria) scurra</i> (Lesson 1830) [le]																			
<i>Scurria (Scurria) cymbula</i> (Hupe 1854)																			
<i>Scurria parasitica</i> (D'Orbigny 1835)																			
<i>Collisella aconaguiina</i> Ramírez 1974																			
<i>Collisella araucana</i> (D'Orbigny 1839)																			
<i>Collisella bohmondina</i> Ramírez 1974																			
<i>Collisella bifurcata</i> Ramírez 1974																			
<i>Collisella bohmita</i> Ramírez 1974																			
<i>Collisella canela</i> Ramírez 1974																			
<i>Collisella ceciliana</i> (D'Orbigny 1841)																			
<i>Collisella chatena</i> Ramírez 1974																			
<i>Collisella chilena</i> Ramírez 1974																			
<i>Collisella chilota</i> Ramírez 1974																			
<i>Collisella choncina</i> Ramírez 1974																			
<i>Collisella dalcaliuina</i> Ramírez 1974																			
<i>Collisella exilis</i> (Philippi 1846)																			
<i>Collisella luppeana</i> Ramírez 1974																			
<i>Collisella lacerta</i> Ramírez 1974																			
<i>Collisella liteana</i> Ramírez 1974																			
<i>Collisella margarita</i> Ramírez 1974																			
<i>Collisella nisorta</i> (Philippi 1846)																			

TAXA (continuación)	Latitud Sur											Otras localidades						
	15°	20°	25°	30°	35°	40°	45°	50°	55°	Pa	Jf		An	In				
<i>Collisella orbigny</i> (Dall 1909)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Collisella ortigailla</i> Ramirez 1974	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Collisella penicillata</i> (Reeve) 1855	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Collisella philippiana</i> Ramirez 1974	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Collisella piteana</i> Ramirez 1974	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Collisella placilla</i> Ramirez 1974	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Collisella plana</i> (Philippi 1846)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Collisella pullulana</i> Ramirez 1974	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Collisella ruginosa</i> Ramirez 1974	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Collisella silvana</i> Ramirez 1974	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Collisella variabilis</i> (Sowerby 1839)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Collisella viridula</i> (Lamarck 1819) [le]	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Collisella zebra</i> (Lesson 1830)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<b>Familia Lepetidae</b>																		
<i>Lepeta coppingeri</i> (Smith 1881)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Pat
<i>Lepeta emarginuloides</i> (Philippi 1868)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Lepeta albescens</i> (Philippi 1846)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<b>Familia Trochidae</b>																		
<i>Aninmargarita dulcis</i> (Smith 1907)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Antar
<i>Bathybembix humboldti</i> Rehder 1971	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Per
<i>Bathybembix macdonaldi</i> (Dall 1890)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Per
<i>Calliostoma (Onukaia) chilena</i> Rehder 1971	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Per
<i>Calliostoma nudum</i> (Philippi 1845)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Per
<i>Calliostoma senius</i> Mabilite & Rochebrune 1891	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Per
<i>Calliostoma optimum</i> Mabilite & Rochebrune 1891	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Per
<i>Calliostoma dozei</i> Mabilite & Rochebrune 1891	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Per
<i>Calliostoma venustulum</i> Strebel 1908	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Per
<i>Calliostoma fonkii</i> (Philippi 1860)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Calliostoma consimilis</i> (E.A. Smith 1881)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Calliostoma falklandicum</i> Strebel 1908	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Calliostoma irisans</i> Strebel 1905	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Calliostoma mobiasi</i> Strebel 1905	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Calliostoma nudum flavidocarnea</i> Strebel 1905	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Antar
<i>Calliostoma nudum roseocincta</i> Pfeiffer 1905	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Diloma (Diloma) nigerrima</i> (Gmelin 1791)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Diloma (Diloma) crassocoma</i> (Pilsbry 1889)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Euchelus (Herpetopoma) alarconii</i> Rehder 1980	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Falsimargarita gemma</i> (Smith 1915)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	She Antar

**TAXA (continuación)** Latitud Sur  
 15° 20° 25° 30° 35° 40° 45° 50° 55° Pa. Jf An In An In Otras localidades

TAXA (continuación)	15°	20°	25°	30°	35°	40°	45°	50°	55°	Pa.	Jf	An	In	An	In	Otras localidades
<i>Falsimargarita iris</i> (Smith 1915)									●							
<i>Margarita violacea</i> (King & Broderip 1831)									●							
<i>Margarella (Margarella) expansa</i> (Sowerby 1838)									●							Antar
<i>Margarella (Margarella) antarctica</i> (Lamy 1905)									●							She Nel
<i>Margarites lamellosa</i> Pelseneer 1903												●				Antar
<i>Margarites illotus</i> (Watson 1886)									●							
<i>Margarites dilecta</i> (A. Adams 1854)									●							
<i>Margarites kophianell</i> Strebel 1905									●							
<i>Margarites sigaretina</i> (Sowerby 1838)									●							
<i>Phiotinastoma taeniata</i> (Wood 1828)									●							
<i>Phiotinula coenulascens</i> (King 1831)									●							
<i>Phiotinula crawshayi</i> E.A. Smith 1905									●							
<i>Phiotinula gonima</i> Rochebrune & Mabilite 1885									●							
<i>Phiotinula paradoxa</i> Rochebrune & Mabilite 1885									●							
<i>Phiotinula pruinosa</i> Rochebrune & Mabilite 1891									●							
<i>Phiotinula roseolineata</i> E.A. Smith 1905									●							
<i>Tegula lictuosa</i> (D'Orbigny 1841)			●													
<i>Tegula eurymphala</i> (Jones 1844)			●													
<i>Tegula atra</i> (Lesson 1830) [le]			●													
<i>Tegula atra</i> moesta (Jones 1844)			●													
<i>Tegula ignota</i> Ramirez 1976			●													
<i>Tegula tridentata</i> (Potiez & Michaud 1838)			●													
<i>Tegula quadricostata</i> (Wood 1828)			●													
<i>Tegula patagonica</i> (D'Orbigny 1840)			●													
<i>Tropidomarga biangulata</i> Powell 1951			●													Pat
<b>Familia Stomatellidae</b>																Antar
<i>Stomatella esperanzae</i> Rehder 1980										●						
<b>Familia Cyclostrematidae</b>																
<i>Brookula tritulum</i> (Pelseneer 1903)												●				Antar
<i>Brookula decussata</i> (Pelseneer 1903)												●				Antar Sch
<i>Brookula humile</i> (Pelseneer 1903)												●				Antar
<i>Brookula crassicosatium</i> (Strebel 1907)												●				
<i>Circulus perlatus</i> Pelseneer 1903													●			Antar
<i>Trisella globosa</i> (Pelseneer 1903)													●			Antar Sch
<i>Cyclostrema crassicosatium</i> Strebel 1908													●			
<b>Familia Turbinidae</b>																
<i>Liotta cancellata</i> (Gray 1828)		●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	
<i>Prisogaster niger</i> (Wood 1828) [le]		●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	
<i>Prisogaster elevatus</i> (Eydyoux & Souleyet 1852)		●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	

TAXA (continuación)	Latitud Sur													
	15°	20°	25°	30°	35°	40°	45°	50°	55°	Pa	Jf	An	In	Otras localidades
<b>Familia Homalopomatidae</b>														
<i>Homalopoma (Homalopoma) cunninghami</i> (E.A. Smith 1881)								●	●					
<i>Leptocolonia thielei</i> Powell 1951												●		Antar
<b>Familia Phasiacellidae</b>														
<i>Tricolta umbilicata</i> (D'Orbigny 1840)		●												
<i>Tricolta macleani</i> Marinovich 1973		●												
<b>Familia Neritidae</b>														
<i>Nerita (Ritena) plicata</i> Linnaeus 1758									●					
<i>Nerita (Hemimerita) lirellata</i> Rehder 1980									●					
<i>Nerita (Hemimerita) morio</i> (Sowerby 1833)									●					
<b>Orden Caenogastropoda</b>														
<b>Familia Annicolidae</b>														
<i>Littoridina atacamenensis</i> (Philippi 1860) [D]														
<i>Littoridina brunneensis</i> Biese 1944 [D]			●											
<i>Littoridina compacta</i> Biese 1944 [D]				●										
<i>Littoridina copiapuensis</i> Biese 1944 [D]					●									
<i>Littoridina copiapuensis costata</i> Biese 1944 [D]						●								
<i>Littoridina coquimbensis</i> Biese 1944 [D]							●							
<i>Littoridina chimbaensis</i> Biese 1944 [D]								●						
<i>Littoridina chimbaensis conica</i> Biese 1947 [D]									●					
<i>Littoridina choapaensis</i> Biese 1944 [D]										●				
<i>Littoridina choapaensis minor</i> Biese 1944 [D]											●			
<i>Littoridina choapaensis albalabris</i> Biese 1944 [D]												●		
<i>Littoridina cunninggi</i> (D'Orbigny 1835) [D]														Per
<i>Littoridina gracilis</i> Biese 1944 [D]												●		
<i>Littoridina limariensis</i> Biese 1944 [D]													●	
<i>Littoridina loaensis</i> Biese 1947 [D]														
<i>Littoridina magallanica</i> Biese 1947 [D]														
<i>Littoridina oblonga</i> Biese 1944 [D]														
<i>Littoridina oblonga minor</i> Biese 1944 [D]														
<i>Littoridina obtusa</i> Biese 1944 [D]														
<i>Littoridina opachispira</i> Biese 1947 [D]														
<i>Littoridina pachispira</i> Biese 1944 [D]														
<i>Littoridina puelboensis</i> Biese 1944 [D]														
<i>Littoridina santiaguensis</i> Biese 1944 [D]														
<i>Littoridina simplex</i> Pilsbry 1911 [D]														
<i>Littoridina striata</i> Biese 1944 [D]														
<i>Littoridina transitoria</i> Biese 1947 [D]														

TAXA (continuación)	Latitud Sur												Otras localidades				
	15°	20°	25°	30°	35°	40°	45°	50°	55°	Pa	Jf	An		In			
<i>Potamolithus australis</i> Biese 1944 [D]	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<b>Familia Littorinidae</b>																	
<i>Halocochca antarctica</i> (Martens 1885)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Geo
<i>Laevittorina (Laevittorina) caliginosa</i> (Gould 1849)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Aniar Orc Ker Zel Geo
<i>Nodilittorina (Nodilittorina) araucana</i> (D'Orbigny 1841)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Nic
<i>Nodilittorina (Echinolittorina) peruviana</i> (Lamarck 1822)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Nic Gal
<i>Littoraria (Littoraria) varia</i> (Sowerby 1832)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Cal
<i>Nodilittorina pyramidalis posueta</i> Rosewater 1970	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<b>Familia Hydrobiidae</b>																	
<i>Hydrobia antarctica</i> Philippi 1858	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Hydrobia semistriata</i> (D'Orbigny 1847)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Mal Pat
<i>Hydrobia faminensis</i> (L.E. Adams 1915)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Hydrobia angustiarum</i> (L.E. Adams 1915)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Hydrobia limosa</i> (L.E. Adams 1915)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Hydrobia lioneli</i> (L.E. Adams 1915)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Hydrobia jasca</i> (D'Orbigny 1841)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Hydrobia nigra</i> (D'Orbigny 1841)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<b>Familia Rissoiidae</b>																	
<i>Psittinia (Haurakia) averni</i> Ponder & Worsfold 1994	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Powellisetia microlirata</i> Ponder & Worsfold 1994	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Onoba protofimbriata</i> Ponder & Worsfold 1994	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Onoba subincisa</i> Ponder & Worsfold 1994	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Onoba subaetionis</i> Ponder & Worsfold 1994	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Pat
<i>Onoba schyhet</i> Philippi 1868	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Onoba fuegionis</i> (Strebel 1908)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Onoba georgiana</i> (Pfeffer 1886)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Onoba lacuniformis</i> Ponder & Worsfold 1994	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Onoba anissa</i> (D'Orbigny 1840)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Onoba paucilirata</i> (Melvill & Standen 1913)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Geo
<i>Onoba sulcata</i> (Strebel 1908)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Geo
<i>Onoba cynatoides</i> (Melvill & Standen 1916)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Geo
<i>Onoba striola</i> Ponder & Worsfold 1994	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Onoba isolata</i> Ponder & Worsfold 1994	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Onoba protopustulata</i> Ponder & Worsfold 1994	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Rissoa inornata</i> Strebel 1908	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Pat
<i>Cingula (Ceratia) turqueti</i> (Lamy 1906)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Aniar Wan
<i>Isselietta chiltoni</i> (Oliver 1915)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Meretina (Meretina) longinqua</i> Rehder 1980	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Meretina (Meretiniopsis) crassula</i> Rehder 1980	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.

TAXA (continuación)	Latitud Sur												Otras localidades	
	15°	20°	25°	30°	35°	40°	45°	50°	55°	Pa	Jf	An		In
<i>Rissoina (Rissoina) inca</i> D'Orbigny 1848	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	Gal Per
<i>Rissoina costata</i> A. Adams 1851	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<i>Rissoina (Rissoina) triricula engleri</i> Rehder 1980	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<i>Zebina tridentata crassilabrum</i> (Garrett 1857)	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	Haw
<i>Rissoella peruviana</i> Ponder & Worsfold 1994	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<b>Familia Eatoniellidae</b>														
<i>Eatoniella (Eatoniella) zigzag</i> Ponder & Worsfold 1994	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<i>Eatoniella (Eatoniella) triricula</i> Ponder & Worsfold 1994	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<i>Eatoniella (Eatoniella) denticulata</i> Ponder & Worsfold 1994	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<i>Eatoniella (Eatoniella) cona</i> Ponder & Worsfold 1994	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<i>Eatoniella (Eatoniella) ebenina</i> Ponder & Worsfold 1994	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<i>Eatoniella (Eatoniella) picca</i> Ponder & Worsfold 1994	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<i>Eatoniella (Eatoniella) glomerosa</i> Ponder & Worsfold 1994	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<i>Eatoniella (Eatoniella) nigra</i> (D'Orbigny 1840)	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<i>Eatoniella (Albosabula) mclernani</i> Ponder & Worsfold 1994	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<i>Pupatonia magellanica</i> Ponder & Worsfold 1994	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<b>Familia Cingulopsidae</b>														
<i>Skenella hellae</i> Ponder & Worsfold 1994	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<i>Eatonina (Mistostigma) fusca</i> D'Orbigny 1840	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<b>Familia Anabathridae</b>														
<i>Amphibalanus inclusus</i> Carpenter 1864	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<b>Familia Vitrelinellidae</b>														
<i>Cyclostremiscus (Cyclostremiscus) trigonatus</i> Carpenter 1864	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<b>Familia Omalogyridae</b>														
<i>Omalogyra antarctica</i> Egorova 1991	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<i>Omalogyra atomus</i> Philippi 1841	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<b>Familia Assimineidae</b>														
<i>Assiminea vulgaris</i> (Webster 1905)	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<b>Familia Orbitestellidae</b>														
<i>Orbitestella torreuma</i> Powell 1930	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<b>Familia Turritellidae</b>														
<i>Turritella cingulata</i> Sowerby 1825	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<i>Colposprella aligida</i> (Melville & Standen 1912)	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<b>Familia Mathididae</b>														
<i>Mathilda magellanica</i> Fischer 1872	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<b>Familia Caecidae</b>														
<i>Caecum chilense</i> Suardo 1962	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<i>Caecum cf. solitarium</i> Oliver 1915	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<i>Caecum anhydrolyptum</i> Rehder 1980	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•



TAXA (continuación)	Latitud Sur											Otras localidades		
	15°	20°	25°	30°	35°	40°	45°	50°	55°	Pa.	Jf.		An	In
<i>Cacium (Micranellium) subaustrale</i> Stuardo 1970	.	.	.	.	●	●	●	●	●					
<i>Fartulum magellanicum</i> Di Geronimo, Privitera, Valdovinos 1995	.	.	.	.	.	.	.	.	●					
<i>Fartulum moorei</i> Marinovich 1973	.	.	.	.	.	.	.	.	.					
<b>Familia Architectomidae</b>														
<i>Helicacis codocae</i> Rehder 1980	.	●								●				
<i>Architectonica kochi</i> Dall 1909	.	.	.	.	.	.	.	.	.				■	
<b>Familia Diastomidae</b>														
<i>Cerithidium actinium</i> Rehder 1980	.	.	.	.	.	.	.	.	.	●				
<b>Familia Potamididae</b>														
<i>Cerithidea montagneti</i> (D'Orbigny 1840)	.	●	●	●	●	●	●	●	●				●	Cal
<i>Rhinocoryne humboldti</i> (Valenciennes 1832)	.	●	●	●	●	●	●	●	●				●	Sal
<b>Familia Cerithiidae</b>														
<i>Axocerithium pullum</i> (Philippi 1845)	.	.	.	.	.	.	●	●	●					Mal Pat Des
<i>Argyropca leucocephala</i> (Watson 1886)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	●				
<i>Cerithium (Cerithium) rubus</i> Deshayes 1943	.	.	.	.	.	.	.	.	.	●				
<i>Cerithium (Cerithium) columna</i> Sowerby 1834	.	.	.	.	.	.	.	.	.	●				
<i>Cerithium (Cerithium) sandvicense</i> Sowerby 1865	.	.	.	.	.	.	.	.	.	●				
<i>Cerithium (Theridium) atromarginatum</i> Dautzenberg & Brouge 1933	.	.	.	.	.	.	.	.	.	●				
<i>Cerithium (Theridium) egenum</i> Gould 1849	.	.	.	.	.	.	.	.	.	●				
<i>Cerithium (Theridium) leptocharactum</i> Rehder 1980	.	.	.	.	.	.	.	.	.	●				
<i>Clypeomorus brevis</i> (Quoy & Gaimard 1834)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	●				
<i>Cerithiopsis hutchinsonianus</i> (Melville & Standen 1912)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	●				
<b>Familia Certhiopsidae</b>														
<i>Certhiopsis powelli</i> Marshall 1978	.	.	.	.	.	.	.	.	.	●				
<i>Certhiopsis aquilum</i> Rehder 1980	.	.	.	.	.	.	.	.	.	●				
<i>Cyrbasia (Joculator) sp.</i>	.	.	.	.	.	.	.	.	.	●				
<i>Bitium peruvianum</i> (D'Orbigny 1840)	.	●	●	●	●	●	●	●	●					
<i>Eumetula michaelsenii</i> (Strebel 1905)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	●				
<b>Familia Triphoridae</b>														
<i>Aniforis limitaris</i> Rehder 1980	.	.	.	.	.	.	.	.	.	●				
<i>Triphora leucathema</i> Rehder 1980	.	.	.	.	.	.	.	.	.	●				
<i>Triphora vargasii</i> Rehder 1980	.	.	.	.	.	.	.	.	.	●				
<i>Triphora aporema</i> Rehder 1980	.	.	.	.	.	.	.	.	.	●				
<i>Triphora loisae</i> Rehder 1980	.	.	.	.	.	.	.	.	.	●				
<i>Triphora exomilisca</i> Rehder 1980	.	.	.	.	.	.	.	.	.	●				
<i>Triphora eucharis</i> Rehder 1980	.	.	.	.	.	.	.	.	.	●				
<i>Metaxia polynesica</i> Rehder 1980	.	.	.	.	.	.	.	.	.	●				

TAXA (continuación) Latitud Sur  
15° 20° 25° 30° 35° 40° 45° 50° 55° Pa Jf An In Otras localidades

TAXA (continuación)	15°	20°	25°	30°	35°	40°	45°	50°	55°	Pa	Jf	An	In	Otras localidades
<b>Familia Vermetidae</b>														
<i>Dendropoma platypus</i> (Mörch 1861)										●				
<i>Dendropoma</i> sp.										●				
<i>Serpulorbis</i> sp.										●				
<b>Familia Planaxidae</b>														
<i>Planaxis</i> ( <i>Angioloa</i> ) <i>fasciatus</i> Pease 1868										●				
<i>Planaxis</i> ( <i>Hinea</i> ) <i>akuana</i> Rehder 1980										●				
<b>Familia Epitonidae</b>														
<i>Epitonium</i> ( <i>Clathrus</i> ) <i>orbigny</i> (Nyst 1873)						●								Pla
<i>Epitonium</i> ( <i>Gyroscolia</i> ) <i>pyramis</i> Tucker 1952										●				
<i>Epitonium</i> ( <i>Nitidiscala</i> ) <i>magellanica</i> (Philippi 1845)										●				Mal Pla
<i>Epitonium</i> ( <i>Nitidiscala</i> ) <i>magellanica laterocostata</i> (Strebel 1905)										●				Mal
<b>Familia Janthinidae</b>														
<i>Janthina courcell</i> Mabille & Rochebrune 1891										●				
<i>Janthina exigua</i> Lamarck 1822										●				
<i>Janthina janthina</i> (Linnaeus 1758)										●				
<i>Janthina</i> ( <i>Iodina</i> ) <i>umbilicata</i> D'Orbigny 1840										●				
<i>Recluzia lutea</i> (Bennett 1849)										●				
<b>Familia Eulimidae</b>														
<i>Melanella cunningi</i> (A. Adams 1854)										●				
<i>Melanella pisinna</i> Rehder 1980										●				
<i>Balcis aciculata</i> (Pease 1860)										●				
<i>Balcis subantarcticus</i> (Strebel 1908)										●				
<i>Balcis corforti</i> (Rochebrune & Mabille 1891)										●				
<i>Hemiliostraca bahamoudei</i> Rehder 1980										●				
<i>Hemiliostraca</i> sp.										●				
<i>Vitreolina wareni</i> Rehder 1980										●				
<b>Familia Stüliferidae</b>														
<i>Macromilia angulata</i> Mandahl Barth 1949										●				
<i>Luertzenia goodingi</i> Rehder 1980										●				
<b>Familia Hipponicidae</b>														
<i>Antisabia foliacea</i> (Quoy & Gaimard 1835)										●				
<i>Antisabia imbricata</i> (Gould 1846)										●				
<i>Piloxabia trigona</i> (Gmelin 1791)										●				
<b>Familia Melanelidae</b>														
<i>Melanella antarctica</i> (Strebel 1908)										●				
<i>Melanella corforti</i> (Rochebrune & Mabille 1891)										●				
<b>Familia Trichotropidae</b>														
<i>Trichotropis bruceana</i> Melvill & Standen 1916										●				

TAXA (continuación)	Latitud Sur													
	15°	20°	25°	30°	35°	40°	45°	50°	55°	Pa	Jf	An	In	Otras localidades
<b>Familia Capulidae</b>														
<i>Capulus compressus</i> E.A. Smith 1891														Riv
<i>Capulus chilensis</i> Dall 1908														Arg
<i>Capulus ungaricoides</i> (D'Orbigny 1841)														Per
<b>Familia Calyptraeidae</b>														
<i>Calyptraea (Trochita) radicans</i> (Lamarck 1822)														Mal
<i>Calyptraea (Trochita) pileolus</i> D'Orbigny 1841														Que
<i>Calyptraea (Trochita) decipiens</i> (Philippi 1845)														Cal
<i>Cheileca cepacea</i> (Broderip 1832)														Anti
<i>Crepidula aculeata aculeata</i> (Gmelin 1790)														Jap
<i>Crepidula unguiformis</i> Lamarck 1822														Sud
<i>Crepidula onyx</i> Sowerby 1824														Aus
<i>Crepidula arenata</i> Broderip 1834														Plat
<i>Crepidula dilatata</i> Lamarck 1822														Flo
<i>Crepidula fecunda</i> Gallardo 1979														Per
<i>Crepidula philippiana</i> Gallardo 1977														Pat
<i>Crepidula coquimbensis</i> Brown & Olivares 1996														
<i>Crucibulum (Crucibulum) spinosum</i> (Sowerby 1824)														Cos
<i>Crucibulum (Crucibulum) quiriquinae</i> (Lesson 1830)														Cal Pat
<i>Crucibulum (Crucibulum) scutellatum</i> (Wood 1828)														Cal
<i>Crucibulum (Crucibulum) lignarium</i> (Broderip 1834)														Cal
<i>Crepidula protea</i> D'Orbigny 1835														Anti
<i>Calyptraea costellata</i> Philippi 1845														Pat
<b>Familia Fossariidae</b>														
<i>Fossarus multicosatus</i> Pease 1869														
<b>Familia Strombidae</b>														
<i>Strombus (Canarium) maculatus</i> Sowerby 1842														
<b>Familia Atlantidae</b>														
<i>Atlanta peroni</i> D'Orbigny 1835														
<i>Atlanta turriculata</i> D'Orbigny 1835														
<i>Oxyvorus rangii</i> Eyraud & Souleyet 1852														
<b>Familia Pterotracheidae</b>														
<i>Pterotrachea peroni</i> D'Orbigny 1835														
<i>Pteroloida lesueurii</i> D'Orbigny 1835														
<i>Carinaria punctata</i> D'Orbigny 1835														
<b>Familia Naticidae</b>														
<i>Natica pavani</i> Rochebrune & Mabille 1885														
<i>Natica magellanica</i> Philippi 1844														

TAXA (continuación)	Latitud Sur												Otras localidades				
	15°	20°	25°	30°	35°	40°	45°	50°	55°	Pa.	Jf.	An		In			
<i>Natica atrocynaea</i> Philippi 1845	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Pat Mal
<i>Natica acuta</i> Philippi 1847	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Natica obturata</i> Philippi 1857	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Natica subpallidescens</i> Strebel 1908	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Antar
<i>Natica globosa</i> King & Broderip 1831	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Natica acuta</i> Philippi 1845	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Natica ochrostrigata</i> Rehder 1980	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Strombocymba</i> (Manke 1828)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Strombocymba praetenuis</i> (Couthouy 1852)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Strombocymba antarcticus</i> (Couthouy 1852)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Strombocymba concavum</i> Lamarck 1822	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Amurostis anderssoni</i> (Strebel 1906)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Polynices (Polynices) uber</i> Valenciennes 1833	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Per Gal
<i>Polynices (Euspira) psiformis</i> (Recluz 1827)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Cal Per Gal
<i>Polynices (Euspira) travfordianus</i> Dall 1908	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Pan Gal
<i>Polynices (Euspira) constrictus</i> Dall 1908	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Polynices (Neverita) reclusianus</i> (Deshayes 1839)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Cal Mex
<i>Polynices secunda</i> (Rochebrune & Mabilie 1885)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Pat Arg
<i>Polynices dubius</i> (Recluz 1844)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Per
<i>Polynices tenuis</i> (Recluz 1844)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Polynices strebeli</i> Dall 1908	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Gal
<i>Polynices vaginatus</i> Dall 1908	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Polynices patagonicus</i> (Philippi 1845)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Polynices cora</i> (D'Orbigny 1840)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Polynices philippianus</i> Nyst 1873	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Per
<i>Falsilunatia soluta</i> (Gould 1847)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Gal Per
<i>Falsilunatia recognita</i> (Rochebrune & Mabilie 1891)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Mal
<i>Tectonica impervia</i> (Philippi 1845)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Antar
<i>Sigaretus antarcticus</i> Couthouy & Gould 1852	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Sigaretus praetenuis</i> Couthouy & Gould 1852	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Manilla sinicae</i> (Deshayes 1838)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<b>Familia Trividae</b>	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Trivirostra pellicidula</i> (Reeve 1846)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<b>Familia Cypraeidae</b>	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Cypraea capudraconis</i> Melvill 1888 [le.]	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Sag
<i>Cypraea engleri</i> Summers & Burgess 1965	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Cypraea nigrapunctata</i> Gray 1828	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Gal
<b>Familia Cassidae</b>	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Casmaria ponderosa perryi</i> (Iredale 1912)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	

TAXA (continuación)	Latitud Sur												
	15°	20°	25°	30°	35°	40°	45°	50°	55°	Pa	An	In	Otras localidades
<b>Familia Lamellariidae</b>													
<i>Lamellaria ampla</i> Strebel 1906													Mal Pat
<i>Lamellaria fuegensis</i> Strebel 1906													Pat
<i>Lamellaria magellanica</i> Strebel 1906													Pat
<i>Lamellaria elata</i> Strebel 1906													
<i>Lamellaria patagonica</i> E.A. Smith 1881													
<i>Lamellaria hyalodes</i> Mabilille & Rochebrune 1891													Pat
<i>Lamellaria perspicua perspicua</i> (Linnaeus 1758)													Pat Alta Med
<i>Lamellaria perspicua incerta</i> (Bergh 1898)													
<i>Lamellaria perspicua maculata</i> (Bergh 1898)													
<i>Lamellaria perspicua marginata</i> (Bergh 1898)													
<i>Lamellaria perspicua mapiscolor</i> Du Bois Raymond 1958													
<i>Lamellaria dozei</i> Rochebrune & Mabilille 1891													Jan
<i>Lamellaria courvellei</i> Rochebrune & Mabilille 1891													
<i>Marseniopsis (Marseniopsis) pacifica</i> Bergh 1886													Ker Guil
<b>Familia Cymatiidae</b>													
<i>Argobuccinum ranelliforme</i> (King 1832)													
<i>Argobuccinum argus</i> (Gmelin 1790)													Tas Auc Chat Bue Zel
<i>Fusitriton magellanicus</i> (Roeding 1798)													Pla Mal Bra
<i>Priene scaber</i> (King 1831)													Ecu
<i>Priene rufa</i> (Broderip 1832)													Per
<b>Familia Bursidae</b>													
<i>Bursa (Crossata) ventricosa</i> (Broderip 1832)													Nic
<b>Familia Muricidae</b>													
<i>Rapana (Chorus) giganteus</i> (Lesson 1830) [le]													
<i>Xanthochorus cassidiformis</i> (Blainville 1832)													Gal Per
<i>Xanthochorus broderipi</i> (Michelotti 1841)													
<i>Ocenebra buxus</i> (Broderip 1832)													Cal
<i>Trophon antarcticus</i> Philippi 1868													
<i>Trophon gravesianus</i> (Pallias 1769)													Mal Pat Ker Arg
<i>Trophon ollivii</i> Strebel 1904													
<i>Trophon acanthodes</i> Watson 1886													
<i>Trophon pelectus</i> Dall 1902													Pat
<i>Trophon philippianus</i> Mabilille & Rochebrune 1891													
<i>Trophon bahamondet</i> McLean & Andrade 1982													
<i>Trophon (Fuegotrophon) pallidus</i> (Broderip 1832)													
<i>Trophon (Stramonitrophon) laciniatus</i> (Martyn 1784)													
<i>Ximenesopsis acuminatus</i> Strebel 1904													Mal Arg
<i>Ximenesopsis albidus</i> (Philippi 1847)													

TAXA (continuación)	Latitud Sur												Otras localidades				
	15°	20°	25°	30°	35°	40°	45°	50°	55°	Pa	Jf	An		In			
<i>Ximenopsis albus</i> Strebel 1904	.	.	.	.	.	.	•	•	•	•	•	.	.	.	.	.	.
<i>Ximenopsis candidatus</i> Mabilbe & Rochebrune 1891	.	.	.	.	.	.	•	•	•	•	•	.	.	.	.	.	Mal
<i>Ximenopsis couthouyi</i> Strebel 1904	.	.	.	.	.	.	•	•	•	•	•	.	.	.	.	.	Mal
<i>Ximenopsis decolor</i> (Philippi 1845)	.	.	.	.	.	.	•	•	•	•	•	.	.	.	.	.	Mal
<i>Ximenopsis dispar</i> (Rochebrune & Mabilbe 1891)	.	.	.	.	.	•	•	•	•	•	•	.	.	.	.	.	Mal
<i>Ximenopsis elegans</i> Strebel 1904	.	.	.	.	.	.	•	•	•	•	•	.	.	.	.	.	Mal
<i>Ximenopsis elongatus</i> Strebel 1904	.	.	.	.	.	.	•	•	•	•	•	.	.	.	.	.	Mal
<i>Ximenopsis fenestratus</i> Strebel 1904	.	.	.	.	.	.	•	•	•	•	•	.	.	.	.	.	Mal
<i>Ximenopsis hoylei</i> Strebel 1904	.	.	.	.	.	.	•	•	•	•	•	.	.	.	.	.	Mal
<i>Ximenopsis liratus</i> (Couthouy 1849)	.	.	.	.	.	.	•	•	•	•	•	.	.	.	.	.	Mal
<i>Ximenopsis muriciformis</i> (King & Broderip 1831)	.	.	.	.	.	.	•	•	•	•	•	.	.	.	.	.	Mal
<i>Ximenopsis obtusus</i> Strebel 1904	.	.	.	.	.	.	•	•	•	•	•	.	.	.	.	.	Mal
<i>Ximenopsis paessleri</i> Strebel 1904	.	.	.	.	.	.	•	•	•	•	•	.	.	.	.	.	Mal
<i>Ximenopsis pseudolongatus</i> Strebel 1904	.	.	.	.	.	.	•	•	•	•	•	.	.	.	.	.	Mal
<i>Ximenopsis ringei</i> Pfeiffer 1904	.	.	.	.	.	.	•	•	•	•	•	.	.	.	.	.	Mal
<i>Ximenopsis dispar</i> Mabilbe & Rochebrune 1891	.	.	.	.	.	.	•	•	•	•	•	.	.	.	.	.	Mal
<i>Ximenopsis violaceus</i> Mabilbe & Rochebrune 1891	.	.	.	.	.	.	•	•	•	•	•	.	.	.	.	.	Mal
<i>Ximenopsis lebrunii</i> Mabilbe & Rochebrune 1891	.	.	.	.	.	.	•	•	•	•	•	.	.	.	.	.	Mal
<i>Ximenopsis falklandicus</i> Strebel 1908	.	.	.	.	.	.	•	•	•	•	•	.	.	.	.	.	Mal
<b>Familia Columbariidae</b>	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Mal
<i>Columbarium tomitzi</i> McLean & Andrade 1982	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	.	.	.	.	.	Mal
<b>Familia Thaididae</b>	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Mal
<i>Thais</i> ( <i>Stramonita</i> ) <i>haenastoma</i> (Linnaeus 1767)	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	Mal
<i>Thais</i> ( <i>Stramonita</i> ) <i>chocolata</i> (Duclos 1832) [le]	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	Mal
<i>Crassilabrum crassilabrum</i> Sowerby 1834	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	Mal
<i>Nucella</i> ( <i>Acanthina</i> ) <i>acuminata</i> (Sowerby 1835)	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	Mal
<i>Nucella</i> ( <i>Acanthina</i> ) <i>crassilabrum</i> (Lamarck 1789)	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	Mal
<i>Nucella</i> ( <i>Acanthina</i> ) <i>monodon</i> (Pallas 1774) [le]	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	Mal
<i>Purpura columellaris</i> (Lamarck 1822)	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	Mal
<i>Concholepas concholepas</i> (Bruguère 1789) [le]	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	Mal
<i>Concholepas concholepas fernandezianus</i> Stuardo 1982	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	Mal
<i>Drupa murum</i> Röding 1798	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	Mal
<i>Drupa ricinus</i> (Linnaeus 1758)	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	Mal
<i>Morula ura</i> (Röding 1798)	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	Mal
<i>Morula praecipua</i> Rehder 1980	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	Mal
<i>Neohais nesioates</i> (Dall 1908)	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	Mal
<i>Pascualia citrica</i> (Dall 1908)	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	Mal

TAXA (continuación)	Latitud Sur													
	15°	20°	25°	30°	35°	40°	45°	50°	55°	Pa	Jf	An	In	Otras localidades
<b>Familia Coralliophilidae</b>														
<i>Coralliophila violacea</i> (Kiener 1836)										•				
<i>Quoyula monodonta</i> (Blainville 1832)										•				
<b>Familia Columbellidae</b>														
<i>Zafraona consobrinella</i> Rehder 1980										•				
<i>Euplaca loisae</i> Rehder 1980										•				
<i>Seminella</i> cf. <i>ornata</i> (Pease 1868)										•				
<i>Nodochila nascula</i> (Hertlein 1962)										•				
<i>Columbella rubra</i> (Martens 1881)										•				Pat
<i>Columbella lineolata</i> (Kiener 1841)										•				
<i>Cilera secalina</i> (Philippi 1846)										•				Pat
<i>Pyrene</i> ( <i>Seminella</i> ) <i>paesleri</i> (Strebel 1905)										•				
<i>Salitra radwimi</i> Marinovich 1973										•				
<i>Alesopus aliciae</i> Marinovich 1973										•				
<i>Anachis</i> ( <i>Costoanachis</i> ) <i>costellata</i> (Sowerby 1832)										•				Cal
<i>Anachis</i> ( <i>Costoanachis</i> ) <i>varicosa</i> (Gaskoin 1852)										•				Mex
<i>Anac.</i> - ( <i>Purvanachis</i> ) <i>melvillei</i> (Strebel 1905)										•				
<i>Anachis</i> ( <i>Purvanachis</i> ) <i>paesleri</i> (Strebel 1905)										•				
<i>Anachis decorata</i> (Strebel 1905)										•				
<i>Mitrella calletae</i> Preston 1915										•				
<i>Mitrella lionaei</i> Preston 1915										•				
<i>Mitrella unifasciata</i> (Sowerby 1832)										•				Gal Per Jan
<b>Familia Buccinidae</b>														
<i>Anaetor fontainei</i> (D'Orbigny 1841)										•				Per
<i>Anaetor castillai</i> McLean & Andrade 1982										•				Mal Arg
<i>Northia cerealis</i> (Rochebrune & Mabille 1891)										•				Mal
<i>Northia mlachi</i> (Strebel 1905)										•				
<i>Northia philippii</i> (Strebel 1905)										•				
<i>Northia atrata</i> (E.A. Smith 1881)										•				
<i>Cantharus bolivianus</i> (Fyldoux & Souleyet 1852)										•				Pat
<i>Macron wrighti</i> A. Adams 1865										•				
<i>Savaterria coppingeri</i> (E.A. Smith 1881)										•				Pat Arg
<i>Savaterria frigida</i> Rochebrune & Maxville 1891										•				Mal
<i>Savaterria meridionale</i> (Smith 1881)										•				Mal
<i>Savaterria pfefferi</i> Strebel 1905										•				Mal
<i>Savaterria areolata</i> Strebel 1905										•				Mal
<i>Savaterria dubia</i> Strebel 1905										•				Mal
<i>Savaterria concinna</i> Melvill & Standen 1913										•				Mal Pat
<i>Savaterria molinae</i> Strebel 1905										•				Mal Pat

TAXA (continuación)	Latitud Sur												Otras localidades	
	15°	20°	25°	30°	35°	40°	45°	50°	55°	Pa	Jf	An		In
<i>Chaevetia eubrioides</i> (Melvill & Standen 1898)						•	•	•	•	•				Mal
<i>Bathylomus obiectus</i> Thiele 1912											•			Antar
<i>Neptunea scalaris</i> (Watson 1882)														
<i>Tromina fenestrata</i> Powell 1951														
<i>Tromina bella</i> Powell 1951														
<i>Glyptothuria acuminata</i> (E.A. Smith 1915)						•								Riv
<i>Buccinanops squallidus</i> (King 1831)														Jul
<i>Caudicifer decipitatus</i> engleri Hertlein 1960														
<i>Notoficula problematica</i> Powell 1951														
<b>Familia Buccinulidae</b>														
<i>Pareuthria fuscata</i> (Bruguère 1792)														Mal
<i>Pareuthria jenseni</i> (Strebel 1905)														Antar
<i>Pareuthria machabeani</i> (Strebel 1905)														Mal
<i>Pareuthria paessleri</i> (Strebel 1905)						•								Mal
<i>Pareuthria plumbea</i> (Philippi 1845)														Cru
<i>Pareuthria ringei</i> (Strebel 1905)														Mal
<i>Pareuthria rosea</i> (Hombron & Jacquinot 1854)														Mal
<i>Pareuthria magellanicca</i> (Philippi 1848)														Mal
<i>Pareuthria venustula</i> Powell 1951														Mal Pat
<i>Pareuthria cerealis</i> (Rochebrune & Mabile 1891)														Mal Pat
<i>Tromina uncarinata</i> (Philippi 1868)														Riv
<i>Glyptothuria agnesia</i> (Strebel 1905)														Mal
<i>Glyptothuria kobeltii</i> (Strebel 1905)														Mal
<i>Glyptothuria mariani</i> (Strebel 1905)														Mal
<i>Glyptothuria acuminata</i> (Smith 1915)														Mal
<i>Glyptothuria meridionalis</i> (Smith 1881)														Mal
<i>Mereuthria marteni</i> (Strebel 1905)														Mal
<i>Mereuthria agnesia</i> (Strebel 1905)														Mal
<i>Antisireptus magellanicus</i> Dall 1902														Mal
<i>Antisireptus (Atonacome) smithi</i> Strebel 1905														Mal
<b>Familia Nassariidae</b>														
<i>Nassaritus dentifer</i> (Powys 1835)														Pan
<i>Nassaritus esculae</i> Philippi 1845														
<i>Nassaritus garyi</i> Kienner 1834														
<i>Nassaritus poposianum</i> Philippi 1845														Per
<i>Nassaritus taeniolatus</i> (Philippi 1845)														Pat
<i>Nassaritus (Telasco) albomaculatus</i> Rehder 1980														



TAXA (continuación)	Latitud Sur													
	15°	20°	25°	30°	35°	40°	45°	50°	55°	Pa	JF	An	In	Otras localidades
<b>Familia Volutidae</b>														
<i>Adelomelon ancilla</i> (Solander 1786) [le]							●	●	●					Bra Mal
<i>Adelomelon ferussaci</i> (Donovan 1824)							●	●	●					Arg
<i>Adelomelon martensi</i> (Strebel 1906)							●	●	●					
<i>Adelomelon paradoxia</i> (Lahille 1895)					●		●	●	●					Que
<i>Adelomelon subnodosa</i> (Leach 1815)							●	●	●					
<i>Adelomelon tuberculata</i> (Swainson 1821)							●	●	●					
<i>Jancithoe beckii</i> (Broderip 1836)							●	●	●					Bra Mal
<i>Odontocythiobola pexcalia</i> Clench & Turner 1964							●	●	●					Arg Mal
<i>Odontocythiobola magellanica</i> (Gmelin 1971) [le]							●	●	●					Arg Mal
<i>Odontocythiobola canigihii</i> Vásquez & Caldini 1992							●	●	●					Arg Mal
<i>Miomelon alarcon</i> Stuardo & Villalrosel 1974							●	●	●					Mal
<i>Miomelon scoresbyana</i> Powell 1951							●	●	●					Mal
<b>Familia Olividae</b>														
<i>Oliva (Oliva) peruviana</i> (Lamarck 1810) [le]		●	●	●	●									Gal
<i>Agarona textacea</i> (Lamarck 1810)	●	●	●	●	●									Mex
<b>Familia Marginellidae</b>														
<i>Prunium (Prunium) curium</i> (Sowerby 1832)							●	●	●					Cal
<i>Margineilla dozet</i> Rochebrune & Mabile 1891							●	●	●					Pat
<i>Granula pascuana</i> Rehder 1980							●	●	●	●				
<b>Familia Mitridae</b>														
<i>Mitra (Atrimita) orientalis</i> Griffith & Pidgeon 1834							●	●	●					Per
<i>Mitra (Strigatella) semigranosa</i> (Martens 1897)							●	●	●					Ecu
<i>Mitra (Strigatella) flavocingulata</i> Lamy 1938							●	●	●					
<i>Vexillum (Pusia) microzonias</i> (Lamarck 1811)							●	●	●					
<i>Inbricaria punctata</i> (Swainson 1821)							●	●	●					
<b>Familia Mitraridae</b>														
<i>Mitrania chrysochara</i> (Rochebrune & Mabile 1885)							●	●	●					
<b>Familia Cancellariidae</b>														
<i>Cancellaria (Crawfordina) stuardoi</i> McLean & Andrade 1982							●	●	●					
<i>Cancellaria (Herlethina) nitiformis</i> Sowerby 1832							●	●	●					
<i>Cancellaria (Herlethina) uniplicata</i> Sowerby 1832							●	●	●					Mex
<i>Cancellaria buccinoides</i> Sowerby 1832							●	●	●					Nic
<i>Cancellaria parva</i> Philippi 1845							●	●	●					Per
<i>Trigonostoma tuberculatum</i> Sowerby 1835							●	●	●					Pan
<i>Trigonostoma bullatum</i> Sowerby 1832							●	●	●					Sub Mal Pat
<i>Admete carinata</i> (Watson 1883)							●	●	●					Pat Arg
<i>Admete frigida</i> Rochebrune & Mabile 1891							●	●	●					Pat Arg
<i>Admete magellanica</i> Strebel 1905							●	●	●					Pat Arg Mal

TAXA (continuación)	Latitud Sur												Otras localidades	
	15°	20°	25°	30°	35°	40°	45°	50°	55°	Pa	Jf	An		In
<i>Admete philippii</i> Ihering 1907	.	.	.	.	.	.	.	.	.	•	.	.	.	Pat
<i>Admete schyhei</i> (Philippi) 1856)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	•	.	.	.	Pat
<i>Admete australis</i> (Philippi) 1856)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	•	.	.	.	Pat
<b>Familia Volucomitridae</b>														
<i>Volucomitra (Parabuteo) fragillima</i> (Watson 1882)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	•	.	Sub Ker Geo Mal Antar
<b>Familia Turridae</b>														
<i>Clavus (Drillia) jenseni</i> Strebél 1905	.	.	.	.	.	.	.	.	.	•	.	.	.	Pat
<i>Clavus (Drillia) sudorffi</i> Strebél 1905	.	.	.	.	.	.	.	.	.	•	.	.	.	
<i>Psychoxyrus chilensis</i> Berry 1968	.	.	.	.	.	.	.	.	.	•	.	.	.	
<i>Turris cunninghami</i> (E.A. Smith 1881)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	•	.	.	.	
<i>Emmetadrillia fuegiensis</i> (E.A. Smith 1888)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	•	.	.	.	
<i>Theobia ohlini</i> Strebél 1905	.	.	.	.	.	.	.	.	.	•	.	.	.	Fal Pat Arg
<i>Theobia michaelsseni</i> Strebél 1905	.	.	.	.	.	.	.	.	.	•	.	.	.	
<i>Mangelia (Bela) livematis</i> Rochebrune & Mabille 1891	.	.	.	.	.	.	.	.	.	•	.	.	.	Arg
<i>Mangelia (Bela) michaelsseni</i> Strebél 1905	.	.	.	.	.	.	.	.	.	•	.	.	.	Mal Bla
<i>Mangelia (Bela) fornicaria</i> (Sowerby 1832)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	•	.	.	.	Antar
<i>Mangelia (Bela) anderssoni</i> Strebél 1908	.	.	.	.	.	.	.	.	.	•	.	.	.	Riv
<i>Mangelia (Bela) gazellae</i> Martens 1905	.	.	.	.	.	.	.	.	.	•	.	.	.	
<i>Mangelia (Bela) marteni</i> Strebél 1905	.	.	.	.	.	.	.	.	.	•	.	.	.	
<i>Mangelia (Bela) paeßleri</i> Strebél 1905	.	.	.	.	.	.	.	.	.	•	.	.	.	Gall Cru
<i>Mangelia (Bela) lateplicata</i> Strebél 1905	.	.	.	.	.	.	.	.	.	•	.	.	.	Bla
<i>Mangelia (Bela) fulvicans</i> Strebél 1908	.	.	.	.	.	.	.	.	.	•	.	.	.	Per
<i>Agathotoma ordinaria</i> (E.A. Smith 1892)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	•	.	.	.	Pat Arg
<i>Daphnella magellanica</i> Philippi 1868	.	.	.	.	.	.	.	.	.	•	.	.	.	
<i>Typhlodaphne paanyi</i> Rochebrune & Maxville 1891	.	.	.	.	.	.	.	.	.	•	.	.	.	
<i>Typhlodaphne flostriata</i> (Strebél 1905)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	•	.	.	.	
<i>Typhlodaphne strebéli</i> Powell 1951	.	.	.	.	.	.	.	.	.	•	.	.	.	Mal Pat
<i>Belalona thielei</i> Powell 1951	.	.	.	.	.	.	.	.	.	•	.	.	.	
<i>Lienardia exilirata</i> Rehder 1980	.	.	.	.	.	.	.	.	.	•	.	.	.	
<i>Clathrella juscobasis</i> Rehder 1980	.	.	.	.	.	.	.	.	.	•	.	.	.	
<i>Microdaphne morrisoni</i> Rehder 1980	.	.	.	.	.	.	.	.	.	•	.	.	.	
<i>Kermia crassula</i> Rehder 1980	.	.	.	.	.	.	.	.	.	•	.	.	.	
<i>Kermia saigenaria</i> Rehder 1980	.	.	.	.	.	.	.	.	.	•	.	.	.	
<b>Familia Comidae</b>														
<i>Conus miliaris pascuensis</i> Rehder 1980	.	.	.	.	.	.	.	.	.	•	.	.	.	
<i>Conus nanus</i> Sowerby 1833	.	.	.	.	.	.	.	.	.	•	.	.	.	
<i>Conus ebraeus</i> Linnaeus 1758	.	.	.	.	.	.	.	.	.	•	.	.	.	

TAXA (continuación)	Latitud Sur												Otras localidades				
	15°	20°	25°	30°	35°	40°	45°	50°	55°	Pa	Jf	An		In			
<b>Familia Terebridae</b>																	
<i>Terebra gemmadata</i> Kiener 1839																	Pat Arg
<i>Acuminata venosa</i> (Hinds 1844)																	
<i>Eggenellaria sylvata</i> (Hinds 1884)																	
<b>Familia Trinusculidae</b>																	
<i>Trinusculus peruvianus</i> (Sowerby 1835)																	Mex
<i>Trinusculus reticulatus</i> (Sowerby 1835)																	USA Mex
<i>Trinusculus odhneri</i> (Hubendieck 1946)																	
<b>Familia Opisthobranchia</b>																	
<b>Familia Pyramidellidae</b>																	
<i>Iselica chilensis</i> Marnicovich 1973																	
<i>Iselica caronica</i> Marnicovich 1973																	
<i>Odosstomia (Moenstho) chilensis</i> Dall & Bartsch 1909																	Per Asi
<i>Odosstomia transiensis</i> (Strebel 1908)																	
<i>Odosstomia</i> sp.																	
<i>Odosstomia biplicata</i> Strebel 1908																	Mal
<i>Turbonilla smithi</i> Pfeiffer 1905																	
<i>Turbonilla neodynensis</i> Lamy 1906																	
<i>Turbonilla xenophyes</i> Melvill & Standen 1913																	
<b>Familia Retusidae</b>																	
<i>Retusa (Cyllichina) pusilla</i> (Pease 1860)																	
<b>Familia Smaragdiellidae</b>																	
<i>Planerophthalma</i> sp.																	
<b>Orden Saccoglossa</b>																	
<b>Familia Julidae</b>																	
<i>Julia exquisita</i> Gould 1862																	
<i>Berthelina (Tamaniovalva) cf. pseudochloris</i> Kay 1864																	
<b>Familia Elysiidae</b>																	
<i>Elysia hedghephi</i> Marcus 1961																	
<b>Familia Stiliagaridae</b>																	
<i>Ercolania evelinae</i> (Marcus 1959)																	
<b>Familia Hermaeidae</b>																	
<i>Aplysiopsis brattstromi</i> (Marcus 1959)																	
<b>Familia LimapontIIDae</b>																	
<i>Limapontia</i> sp.																	

TAXA (continuación)	Latitud Sur													
	15°	20°	25°	30°	35°	40°	45°	50°	55°	Pa	Jf	An	In	Otras localidades
<b>Orden Cephalaspidea</b>														
<b>Familia Acteonidae</b>														
<i>Acteon delicatus</i> Dall 1889							•	•						
<i>Acteon curtus</i> Dall 1889								•	•					
<i>Acteon vagabundus</i> (Rochebrune & Mabille) 1891									•					
<b>Familia Scaphandridae</b>														
<i>Cylichna georgiana</i> (Strebel 1908)							•	•	•					Pan Gal
<i>Scaphander interruptus</i> Dall 1890							•	•	•					
<b>Familia Diaphanidae</b>														
<i>Diaphana paessleri</i> (Strebel 1905)							•	•	•					Ker Mal Pat
<i>Tolodonia limnaeaeformis</i> (E.A. Smith 1879)							•	•	•					
<b>Familia Aglajidae</b>														
<i>Aglaja maculata</i> (D'Orbigny 1837)							•							
<b>Orden Thecosomata</b>														
<b>Familia Clodae</b>														
<i>Cresets virgata</i> (Rang 1828)											•			Cal Per Pac Atl
<b>Familia Limacnidae</b>														
<i>Limacina trochiformis</i> (D'Orbigny 1835)							•	•						
<b>Orden Pneumodermatida</b>														
<i>Pneumodermos boasi</i> Pelsenseer 1888							•	•						
<i>Dexiobranchiacea polycotyla</i> Boas 1886							•	•						
<i>Dexiobranchiacea simplex</i> Boas 1886							•	•						
<b>Orden Anaspidea</b>														
<b>Familia Aplysiidae</b>														
<i>Aplysia parvula iuanina</i> (Bergh 1898)											•			
<i>Dolabella auricularia</i> (Lightfoot 1784)										•				
<b>Familia Notarchidae</b>														
<i>Dolabrifera dolabrifera</i> (Rang 1828)											•			
<b>Orden Notaspidea</b>														
<b>Familia Umbraculidae</b>														
<i>Umbraculum umbraculum</i> (Lightfoot 1786)											•			
<b>Familia Pleurobranchidae</b>														
<i>Berthella patagonica</i> (D'Orbigny 1837)							•	•	•	•	•			Neg
<i>Berthella platei</i> (Bergh) 1898							•	•	•	•	•			
<i>Berthellina brocki</i> (Vayssiere 1896)											•			

TAXA (continuación)	Latitud Sur													
	15°	20°	25°	30°	35°	40°	45°	50°	55°	Pa	Jf	An	In	Otras localidades
<i>Pleurobranchiaca macilata</i> (Quoy & Gaimard 1832)											●			
<b>Orden Nudibranchia</b>														
<b>Familia Chromodorididae</b>														
<i>Cadlina javenica</i> (Bergh 1898)		●				●								Cal
<i>Cadlina sparsa</i> (Odhner 1922)						●								Arg
<i>Cadlina magallanica</i> Odhner 1926						●								
<i>Tyrinna nobilis</i> Bergh 1898						●								
<i>Tyrinna pusae</i> Marcus 1959						●								
<b>Familia Rostrangidae</b>														
<i>Rostanga pulchra</i> MacFarland 1905						●								Cam
<b>Familia Kentroderidae</b>														
<i>Gargamella immaculata</i> Bergh 1894						●								AU Arg
<i>Gargamella lanior</i> Odhner 1926						●								
<b>Familia Platyderidae</b>														
<i>Platydoris punctatella</i> Bergh 1898	●	●												
<b>Familia Discodorididae</b>														
<i>Anisodoris fontaini</i> (D'Orbigny 1837)		●												
<i>Anisodoris punctulata</i> (D'Orbigny 1837)	●	●												Per
<i>Anisodoris punctulata cymina</i> Marcus 1959	●	●												
<i>Anisodoris radbergi</i> Marcus & Marcus 1967														
<i>Anisodoris marmorata</i> Bergh 1898														
<i>Anisodoris tessellata</i> Bergh 1898														
<i>Neodoris carvi</i> Marcus 1959														
<i>Neodoris claurina</i> Marcus 1959														
<i>Neodoris erinacea</i> Marcus 1959														
<i>Diaulula hispida</i> D'Orbigny 1837														
<i>Diaulula vestita</i> (Abraham 1877)														Pat
<b>Familia Dorididae</b>														
<i>Anstroderis kerguelensis</i> (Bergh 1884)														
<i>Anstroderis rubescens</i> (Bergh 1898)														Ker
<i>Anstroderis crenulata</i> Odhner 1926														
<i>Archidoris incerta</i> Bergh 1898														
<i>Doris vermicelli</i> Gould 1852														
<i>Doris plumulata</i> Gould 1852														
<i>Doris luteola</i> Gould 1852														
<i>Doris delicata</i> Abraham 1877														
<i>Doris magellanica</i> Cunningham 1871														

TAXA (continuación)	Latitud Sur													
	15°	20°	25°	30°	35°	40°	45°	50°	55°	Pa.	Jf.	An	In	Otras localidades
<i>Doris peruviana</i> D'Orbigny 1837	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<i>Doris</i> sp.	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<b>Familia Corambidae</b>														
<i>Neocorambe lucea</i> (Marcus 1959)	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<b>Familia Onchidorididae</b>														
<i>Acanthodoris falklandica</i> Eliot 1907	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	Bla Fal
<i>Acanthodoris vathellett</i> Rochebrune & Mabille 1889	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<b>Familia Gonidorididae</b>														
<i>Arcula fuegiensis</i> Odhner 1926	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	Per
<i>Okenia lina</i> Millen, Schrodl, Vargas & Indacochea 1994	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<b>Familia Polyceridae</b>														
<i>Polycera priva</i> Marcus 1959	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<i>Holoplacanus papposus</i> (Odhner 1926)	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<i>Thecacera darwini</i> Pruvot Fol 1950	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<b>Familia Hancockiidae</b>														
<i>Hancockia</i> sp.	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<i>Dendronotus</i> sp.	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<b>Familia Dotoidae</b>														
<i>Dotu ita</i> Marcus 1955	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	Bra
<b>Familia Tritonidae</b>														
<i>Tritonella sinuata</i> Eliot 1907	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	Ross
<i>Tritonia challengeriana</i> Bergh 1898	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<i>Tritonia australis</i> (Bergh 1898)	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	Fal
<i>Tritonia vorax</i> (Odhner 1926)	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<i>Tritonia odhneri</i> Marcus 1959	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<i>Microplatus poirieri</i> Rochebrune & Mabille 1889	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<b>Familia Phylliroidae</b>														
<i>Phylliroe bucephala</i> Péron & Lesueur 1810	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<b>Familia Arminidae</b>														
<i>Arminia caviro</i> (D'Orbigny 1837)	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<b>Familia Janolidae</b>														
<i>Janulus</i> sp.	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<b>Familia Flabellinidae</b>														
<i>Flabellina falklandica</i> Eliot 1907	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	Fal Geo
<b>Familia Eubranchidae</b>														
<i>Eubranchius agrilus</i> Marcus 1959	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<i>Eubranchius fuegiensis</i> Odhner 1926	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•

TAXA (continuación)	Latitud Sur													
	15°	20°	25°	30°	35°	40°	45°	50°	55°	Pa	Jf	An	In	Otras localidades
<b>Familia Triophidae</b>														
<i>Kaloplocamus maculatus</i> (Bergh 1898)											●			
<b>Familia Tergipedidae</b>														
<i>Tergipes valentini</i> Eliot 1907				●	●	●	●	●						
<i>Cuthona georgiana</i> (Pfeifer 1886)				●	●	●	●	●						Geo
<i>Cuthona pusilla</i> (Bergh 1898)											●			
<i>Cuthona odhneri</i> Marcus 1959														
<i>Cuthona cavanca</i> (Bergh 1898)														
<b>Familia Fionidae</b>														
<i>Fiona pinnata</i> (Eschscholtz 1831)														Cos
<b>Familia Facelimidae</b>														
<i>Phidiana lottini</i> (Lesson 1830)				●	●	●	●	●						
<i>Phidiana attenuata</i> (Couthouy in Gould 1852)				●	●	●	●	●						
<i>Phidiana patagonica</i> (D'Orbigny 1837)				●	●	●	●	●						
<b>Familia Glaucidae</b>														
<i>Glaucus atlanticus</i> Forster 1777														Cos
<b>Familia Acolitidae</b>														
<i>Acolitia collaris</i> Odhner 1921											●			
<i>Acolitia papillosa</i> (Linnaeus 1761)														Ala
<b>Familia Facelimidae</b>														
<i>Facelina cyanella</i> (Gould 1852)														
<b>Subclase Gymnomorpha</b>														
<b>Orden Oculidida</b>														
<b>Familia Onchididae</b>														
<i>Onchidella marginata</i> (Gould 1852)														
<b>Orden Soleolifera</b>														
<b>Familia Veronicellidae</b>														
<i>Phyllocaulis</i> <i>geni</i> (Fischer 1871) [T]														
<b>Subclase Pulmonata</b>														
<b>Orden Archeopulmonata</b>														
<b>Familia Melampsiidae</b>														
<i>Sarrisa frumentum</i> (Peit 1842)														
<i>Marinula pepita</i> King 1831														Gua
<i>Marinula marinella</i> (Kuster 1844)														Per

TAXA (continuación)	Latitud Sur												Otras localidades					
	15°	20°	25°	30°	35°	40°	45°	50°	55°	Pa	Jf	An		In				
<b>Familia Ellobiidae</b>																		
<i>Melanopus pascus</i> Odimer 1922																		
<i>Leucocneps rapamitensis</i> Rehder 1980																		
<i>Rangitotoa</i> sp.																		
<b>Familia Siphonariidae</b>																		
<i>Siphonaria (Talisiphon) lessoni</i> (Blainville 1824)																		
<i>Siphonaria pascua</i> Rehder 1980																		
<i>Willmannia polynesica</i> Rehder 1980																		
<b>Familia Chilinidae</b>																		
<i>Chilina acuminata</i> Sowerby 1874 [D]																		
<i>Chilina angusta</i> Philippi 1860 [D]																		
<i>Chilina annoena</i> E.A. Smith 1881 [D]																		
<i>Chilina anpullacea</i> Sowerby 1838 [D]																		
<i>Chilina aurantita</i> Marshall 1924 [D]																		
<i>Chilina bullocki</i> Marshall 1933 [D]																		
<i>Chilina bulloides</i> (D'Orbigny 1835) [E]																		
<i>Chilina dombeyana</i> (Bruguère 1789) [D]																		
<i>Chilina elegans</i> von Frauentfeld 1865 [D]																		
<i>Chilina fasciata</i> (Gould 1847) [D]																		
<i>Chilina fluctuosa</i> (Gray 1828) [D]																		
<i>Chilina fluvialis</i> Sowerby 1874 [D]																		
<i>Chilina fusca</i> Mabile & Rochebrune 1883 [D]																		
<i>Chilina fugetensis</i> E.A. Smith 1905 [D]																		
<i>Chilina gibbosa</i> Sowerby 1838 [D]																		
<i>Chilina iheringi</i> Marshall 1933 [D]																		
<i>Chilina itanquihuenensis</i> Marshall 1933 [D]																		
<i>Chilina linnaeiformis</i> Dall 1870 [D]																		
<i>Chilina minuta</i> Haas 1951 [D]																		
<i>Chilina major</i> Sowerby 1841 [D]																		
<i>Chilina monticola</i> Strebelt 1907 [D]																		
<i>Chilina nervosa</i> (Mabile & Rochebrune 1891) [D]																		
<i>Chilina olivacea</i> Marshall 1924 [D]																		
<i>Chilina obovata</i> (Gould 1847) [D]																		
<i>Chilina ovalis</i> Sowerby 1838 [E]																		
<i>Chilina portillensis</i> Hidalgo 1880 [D]																		
<i>Chilina patagonica</i> Sowerby 1874 [D]																		
<i>Chilina robustior</i> Sowerby 1838 [D]																		
<i>Chilina subcylindrica</i> Sowerby 1841 [D]																		



TAXA (continuación)	Latitud Sur													
	15°	20°	25°	30°	35°	40°	45°	50°	55°	Pa	Jf	An	In	Otras localidades
<b>Orden Basommatophora</b>														
<b>Familia Physidae</b>														
<i>Physa chilensis</i> Clessin 1886 [D]														●
<i>Physa nodulosa</i> Biese 1948 [D]						●								
<i>Physa nodulosa albina</i> Biese 1948 [D]						●								
<i>Physa porteri</i> Germain 1913 [D]														
<i>Physa rivalis</i> Sowerby 1874 [D]														●
<b>Familia Lymnaeidae</b>														
<i>Lymnaea costini</i> Jousseume 1887 [D]														
<i>Lymnaea diaphana</i> King 1830 [D]						●								Col
<i>Lymnaea lebruni</i> Mabille 1883 [D]														Per Fal Pat Arg
<i>Lymnaea pictonica</i> Rochebrune & Mabille 1885 [D]														Negr Pat Fal
<i>Lymnaea viator</i> D'Orbigny 1835 [D]						●								Arg Per
<b>Familia Planorbidae</b>														
<i>Biomphalaria jacobana</i> (Hupé 1854) [D]														
<i>Biomphalaria umbilicata</i> (Anton 1839) [D]														
<i>Biomphalaria atacamenensis</i> (Biese 1951) [D]														●
<i>Biomphalaria chilensis</i> (Anton 1839) [D]														
<i>Biomphalaria schinereiana</i> (Biese 1951) [D]														
<i>Biomphalaria montana</i> (Biese 1951) [D]														
<i>Biomphalaria costata</i> (Biese 1951) [D]														
<i>Biomphalaria thermala</i> (Biese 1951) [D]														
<i>Biomphalaria gymna</i> Valdovinos & Stuardo 1991 [D]														
<b>Familia Ancyliidae</b>														
<i>Gundlachia obliqua</i> (Broderip & Sowerby 1832) [D]														
<i>Gundlachia gayana</i> (D'Orbigny 1837) [D]														
<i>Gundlachia concentrica</i> (D'Orbigny 1835) [D]														
<i>Gundlachia foncki</i> (Philippi 1866) [D]														
<b>Orden Stylommatophora</b>														
<b>Familia Pupillidae</b>														
<i>Pupoides (Ischnopupoides) minimus</i> Philippi 1860 [T]														
<i>Pupoides (Ischnopupoides) minimus costatus</i> Biese 1960 [T]														
<i>Pupoides (Ischnopupoides) paredesi</i> (D'Orbigny 1835) [T]														
<b>Familia Tornatellinidae</b>														
<i>Ambrostella kaschei</i> Odhner 1963 [T]														●
<i>Tornatellina aperta</i> Odhner 1921 [T]														

TAXA (continuación)	Latitud Sur													
	15°	20°	25°	30°	35°	40°	45°	50°	55°	Pa	Jf	An	In	Otras localidades
<i>Tomatellina bilamellata</i> (Anton 1839) [T]											●			
<i>Tomatellina callosa</i> Odhner 1922 [T]											●			
<i>Tomatellina conica</i> Anton 1839 [T]											●			
<i>Tomatellina minuta</i> (Anton 1839) [T]											●			
<i>Tomatellina plicosa</i> Odhner 1921 [T]											●			
<i>Tomatellina reclusiana</i> (Petit 1843) [T]											●			
<i>Fernandezia balmoides</i> (Pfeiffer 1846) [T]											●			
<i>Fernandezia conferta</i> (Reeve 1849) [T]											●			
<i>Fernandezia consimilis</i> (Reeve 1849) [T]											●			
<i>Fernandezia cylindrella</i> Odhner 1921 [T]											●			
<i>Fernandezia diaphana</i> (King 1830) [T]											●			
<i>Fernandezia expansa</i> Pilsbry 1911 [T]											●			
<i>Fernandezia inornata</i> Pilsbry 1911 [T]											●			
<i>Fernandezia longa</i> Pilsbry 1911 [T]											●			
<i>Fernandezia philippiana</i> Pilsbry 1911 [T]											●			
<i>Fernandezia splendida</i> (Anton 1839) [T]											●			
<i>Fernandezia tryoni</i> Pilsbry 1911 [T]											●			
<i>Fernandezia wilsoni</i> Pilsbry 1911 [T]											●			
<i>Tomatellinops variabilis</i> (Odhner 1921) [T]											●			
<b>Familia Succineidae</b>														
<i>Succinea chilensis</i> Pfeiffer 1848 [T]								●						
<i>Succinea cryptica</i> Tillier 1981 [T]								●						
<i>Succinea cunitagi</i> Pfeiffer 1847 [T]											●			
<i>Succinea domneti</i> Pfeiffer 1853 [T]											●			
<i>Succinea fernandi</i> Reeve 1872 [T]											●			
<i>Succinea fragilis</i> King 1832 [T]											●			
<i>Succinea labiosa</i> Philippi 1860 [T]											●			Arg
<i>Succinea magellanica</i> Gould 1846 [T]											●			Pat Arg
<i>Succinea manillana</i> Beck 1837 [T]											●			
<i>Succinea masafuerne</i> Odhner 1921 [T]											●			
<i>Succinea meridionalis</i> D'Orbigny 1846 [T]											●			Bra Arg Per
<i>Succinea pinguis</i> Pfeiffer 1847 [T]											●			
<i>Succinea rubicunda</i> Pfeiffer 1850 [T]											●			
<i>Succinea semiglobosa</i> Pfeiffer 1847 [T]											●			
<i>Succinea texta</i> Odhner 1921 [T]											●			
<i>Omalonyx gayana</i> (D'Orbigny 1835) [T]											●			
<b>Familia Strophocheilidae</b>														
<i>Chiloborus bridgessi</i> (Pfeiffer 1842) [T]											●			

TAXA (continuación)	Latitud Sur													
	15°	20°	25°	30°	35°	40°	45°	50°	55°	Pa	Jf	An	In	Otras localidades
<i>Chiloborus chilensis</i> (Sowerby 1833) [T]				●										
<i>Chiloborus pachychilus</i> (Pfeiffer 1842) [T]			●											
<i>Chiloborus rosaceus</i> (King & Broderip 1831) [T]			●											
<b>Familia Endodontidae</b>														
<i>Punctum conicum</i> Odhner 1921 [T]										●				
<i>Punctum depressum</i> Odhner 1921 [T]										●				
<i>Radiodiscus coarctatus</i> Hylton Scott 1979 [T]						●	●	●						
<i>Radiodiscus coppingeri</i> (E.A. Smith 1881) [T]						●	●	●						
<i>Radiodiscus kuscheli</i> Hylton Scott 1957 [T]					●									
<i>Radiodiscus megellanicus</i> (E.A. Smith 1881) [T]						●	●	●						
<i>Radiodiscus riochiloensis</i> Crawford 1939 [T]						●	●	●						
<i>Austrodiscus vromeyi</i> (Parodiz 1954) [T]						●	●	●						
<i>Austrodiscus leptotera</i> (Mabille & Rochebrune 1885) [T]						●	●	●						
<i>Austrodiscus (Zilchogya) solenti</i> Valdovinos & Stuardo 1989 [T]						●								
<i>Psychodon (Thaumatodon) occulta</i> Odhner 1921 [T]										●				
<i>Psychodon (Thaumatodon) skottsbergi</i> Odhner 1921 [T]										●				
<i>Charopa involuta</i> Odhner 1921 [T]										●				
<i>Charopa masahueriae</i> Odhner 1921 [T]										●				
<i>Amphidoxa (Amphidoxa) helicophantoides</i> (Pfeiffer 1845) [T]										●				
<i>Amphidoxa (Amphidoxa) marmorata</i> (Pfeiffer 1845) [T]										●				
<i>Amphidoxa (Amphidoxa) ochseni</i> (Philippi 1855) [T]							●							
<i>Amphidoxa (Stephanoxa) arctispina</i> (Pfeiffer 1846) [T]								●						
<i>Amphidoxa (Stephanoxa) binneyana</i> (Pfeiffer 1847) [T]								●						
<i>Amphidoxa (Stephanoxa) ceroides</i> (Pfeiffer 1853) [T]								●						
<i>Amphidoxa (Stephanoxa) dissimilis</i> (D'Orbigny 1837) [T]								●						
<i>Amphidoxa (Stephanoxa) latastei</i> Ancey 1889 [T]								●						
<i>Amphidoxa (Stephanoxa) michaelseni</i> (Strebel 1907) [T]								●						
<i>Amphidoxa (Stephanoxa) patagonica</i> (Suter 1900) [T]								●						
<i>Amphidoxa (Stephanoxa) pusio</i> (King 1831) [T]								●						
<i>Amphidoxa (Stephanoxa) quadrata</i> (Deshayes 1851) [T]								●						
<i>Amphidoxa (Stephanoxa) selkirki</i> E.A. Smith 1884 [T]								●						
<i>Amphidoxa (Stephanoxa) tessellata</i> (Mühlfeld 1839) [T]								●						
<i>Amphidoxa (Stephanoxa) zebra</i> (Philippi 1855) [T]								●						
<i>Stephadiiscus lyrata</i> (Gould 1846) [T]								●						
<b>Familia Limacidae</b>														
* <i>Milax gagates</i> (Draparnaud 1801) [T]										●				
* <i>Deroceras laeve</i> (O.F. Müller 1774) [T]										●				
* <i>Deroceras reticulatum</i> (O.F. Müller 1774) [T]										●				

TAXA (continuación)	Latitud Sur													
	15°	20°	25°	30°	35°	40°	45°	50°	55°	Pa	Jf	An	In	Otras localidades
* <i>Linnaea (Lehmannaia) valentianus</i> Férussac 1821 [T]	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Eur
* <i>Linnaea (Linnaea) flavus</i> Linnaeus 1758 [T]	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Eur
* <i>Linnaea (Linnaea) maximus</i> Linnaeus 1758 [T]	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Eur
<b>Familia Zonitidae</b>														
* <i>Oxychilus (Oxychilus) cellarius</i> (O.F. Muller 1774) [T]	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Eur
* <i>Oxychilus (Ortizius) allianus</i> (Miller 1822) [T]	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Eur
<b>Familia Streptaxidae</b>														
<i>Streptaxis decipiens</i> Crosse 1865 [T]	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<b>Familia Systrophidae</b>														
<i>Happia (Pyrenia) saxatilis</i> (Gould 1846) [T]	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Happia (Pyrenia) ordinaria</i> (E.A. Smith 1881) [T]	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Lag
<i>Systrophia (Systrophia) insignis</i> (D'Orbigny 1837) [T]	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Lag
<b>Familia Acavidae</b>														
<i>Macrocyclis peruvianus</i> (Lamarek 1822) [T]	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Gua
<b>Familia Bulimulidae</b>														
<i>Bostryx (Ataxus) umbilicatus</i> (Souleyet 1842) [T]	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Bostryx (Bostryx) holostoma</i> (Pfeiffer 1846) [T]	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Bostryx (Platybostryx) eremothauma</i> (Pilsbry 1896) [T]	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Bostryx (Penonaeus) anachoreta</i> (Pfeiffer 1856) [T]	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Bostryx (Penonaeus) atacamenensis</i> (Pfeiffer 1856) [T]	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Bostryx (Penonaeus) gavi</i> (Rehder 1945) [T]	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Bostryx (Penonaeus) ischnus</i> (Pilsbry 1902) [T]	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Bostryx (Penonaeus) lacinfluus</i> (Pfeiffer 1856) [T]	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Bostryx (Penonaeus) leucostictus</i> (Philippi 1836) [T]	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Bostryx (Penonaeus) lichenorum</i> (D'Orbigny 1835) [T]	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Bostryx (Penonaeus) philippi</i> (Rehder 1945) [T]	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Bostryx (Penonaeus) pumilio</i> (Rehder 1945) [T]	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Bostryx (Penonaeus) pupiformis</i> (Broderip 1832) [T]	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Bostryx (Penonaeus) musulosus</i> (Broderip 1832) [T]	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Bostryx (Penonaeus) rhodacne</i> (Pfeiffer 1843) [T]	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Bostryx (Penonaeus) scabiosus</i> (Sowerby 1833) [T]	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Bostryx (Penonaeus) voithianus</i> (Pfeiffer 1847) [T]	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Bostryx (Lissoacme) affinis</i> (Broderip 1832) [T]	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Bostryx (Penonaeus) albicans</i> (Broderip 1832) [T]	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Jua
<i>Bostryx (Penonaeus) derelictus</i> (Broderip 1832) [T]	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Bostryx (Penonaeus) erosus</i> (Broderip 1832) [T]	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Bostryx (Penonaeus) erythrostromus</i> (Sowerby 1833) [T]	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Bostryx (Penonaeus) guttatus</i> (Broderip 1832) [T]	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	

TAXA (continuación)	Latitud Sur													
	15°	20°	25°	30°	35°	40°	45°	50°	55°	Pa	Jf	An	In	Otras localidades
<i>Bostryx (Peronaeus) hennahii</i> (Gray 1830) [T]	●													Per
<i>Bostryx (Peronaeus) huascensis</i> (Reeve 1848) [T]				●										
<i>Bostryx (Peronaeus) mejillonensis</i> (Pfeiffer 1857) [T]			●											
<i>Bostryx (Peronaeus) metamorphus</i> (Pilsbry 1896) [T]													●	
<i>Bostryx (Peronaeus) pruinosis</i> (Sowerby 1833) [T]				●										
<i>Bostryx (Peronaeus) roualii</i> (Hupé 1854) [T]														
<i>Plectostylus antarcticus</i> Valdovinos & Stuardo 1988 [T]														
<i>Plectostylus broderipi</i> (Sowerby 1832) [T]				●										
<i>Plectostylus chilensis</i> (Lesson 1830) [T]														
<i>Plectostylus coquimbensis</i> (Broderip 1832) [T]														
<i>Plectostylus cotarix</i> (Sowerby 1832) [T]														
<i>Plectostylus mariae</i> Brooks 1936 [T]														Neu
<i>Plectostylus ochseni</i> (Dunker 1856) [T]														
<i>Plectostylus perelcans</i> (Pilsbry 1837) [T]														
<i>Plectostylus peruvianus</i> (Bruguière 1789) [T]														
<i>Plectostylus punctulifer</i> (Sowerby 1833) [T]														
<i>Plectostylus reflexus</i> (Pfeiffer 1842) [T]														
<i>Plectostylus variegatus</i> (Pfeiffer 1842) [T]														
<i>Plectostylus vagabundiae</i> Brooks 1936 [T]														
<i>Thaumatias foveolatus</i> (Reeve 1849) [T]														Per
<b>Familia Helicidae</b>														
* <i>Helix (Cryptomphalus) aspersa</i> O.F. Muller 1774 [T] [Ie]														Eur
<b>CLASE BIVALVIA</b>														
<b>Orden Solemyda</b>														
<b>Familia Solemyidae</b>														
<i>Acharax macrodactyla</i> (Mabille & Rochebrune 1891)														Pat
<i>Acharax patagonica</i> (Mabille & Rochebrune 1891)														
<b>Orden Nuculida</b>														
<b>Familia Nuculidae</b>														
<i>Nucula pisum</i> Sowerby 1833														
<i>Nucula fallklandi</i> Preston 1912														
<i>Nucula fernandensis</i> Villarroel 1970														Fal
<i>Nucula interflucta</i> Marinovich 1973														
<i>Nucula pseudoevigina</i> Villarroel & Stuardo 1998														
<i>Nucula polynesiaca</i> Réhder 1980														
<i>Emmucula grayi</i> (D'Orbigny 1846)														Per Pan Cal
<i>Emmucula puelcha</i> (D'Orbigny 1842)														Pat Bra Per

Latitud Sur

15° 20' 25' 30' 35' 40' 45' 50' 55' Pa Jf An In Otras localidades

## TAXA (continuación)

**Familia Nuculanidae**

<i>Nuculana cuneata</i> Sowerby 1832	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Pal Ork
<i>Nuculana inaequisculpta</i> (Lamy 1906)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Bel Ros Pal Orc She Geo Koo Eli
<i>Propellida longicaudata</i> (Thiele 1912)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Aniar She Pal Alex She Bell Pal Cir
<i>Silicula patagonica</i> Dall 1908	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Pal
<i>Silicula rouchi</i> Lamy 1910	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Yoldia (Acquyrolitia) eighsi</i> (Couthouy 1839)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Yoldiella chilensis</i> Dall 1908	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Yoldiella ecaudata</i> (Pelseneer 1903)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Yoldiella indolens</i> Dall 1908	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Pla

**Familia Malletidae**

<i>Malletia chilensis</i> (Desmoulims 1832)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Malletia patagonica</i> Mabilbe & Rochebrune 1889	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Tindaria virens</i> Dall 1889	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Tindariopsis sulcata</i> (Gould 1852)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	

**Orden Pteriomorpha****Familia Arcidae**

<i>Acar gradulata</i> (Broderip & Sowerby 1829)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Gal Cal Neg Sca Ecu
<i>Acar pusilla</i> (Sowerby 1833)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Arca (Arca) fernandezensis</i> Hertlein & Strong 1943	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Barbatia platei</i> Stempell 1899	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Barbatia cf. Nuttingi</i> (Dall, Bartsch & Rehder 1938)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	

**Familia Glycymeridae**

<i>Glycymeris ovatus</i> (Broderip 1832)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Per
--	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	-----

**Familia Limnospidae**

<i>Limnopsis hirtella</i> Mabilbe & Rochebrune 1889	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Anitar Mal Amibe Pal Geo San Ros Roc Bou
<i>Limnopsis lilliet</i> Smith 1885	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Limnopsis mabiliana</i> Dall 1908	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Mal Cir
<i>Limnopsis marionensis</i> Smith 1885	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Limnopsis perteri</i> Fischer 1869	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Geo Roc Ork She Geo Orc Dec
<i>Limnopsis scootiana</i> Dell 1964	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Alc Ok Gau Comm Ade Ros Cir
<i>Lissarca militaris</i> (Philippi 1845)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Lissarca notorcadensis</i> Melvill & Standen 1907	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	

**Familia Phyllobradyidae**

<i>Phyllobrya acquirivalvis</i> (Odhner 1922)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Phyllobrya bratsorovi</i> Soot Ryen 1957	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
<i>Phyllobrya magellanicum</i> (Stempell 1899)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	

TAXA (continuación)	Latitud Sur											Otras localidades					
	15°	20°	25°	30°	35°	40°	45°	50°	55°	Pa	Jf		An	In			
<i>Philobrya sublaevis</i> (Pelseneer 1903)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Pal She
<i>Philobrya olstradii</i> (Soot Ryen 1951)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	She Ork Gou
<i>Adamarca nitens</i> Pelseneer 1903	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	She C Ir
<b>Familia Mytilidae</b>																	
<i>Aulacomya ater</i> (Molina 1782) [le]	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Per Bra Mal
<i>Brachidontes granulata</i> (Hanley 1843)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Per
<i>Choromytilus chorus</i> (Molina 1782) [le]	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Per
<i>Lithophaga (Lithis) peruviana</i> (D'Orbigny 1846)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Per
<i>Lithophaga (Dilberus) planula</i> (Hanley 1844)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Cal Ad
<i>Mytilus edulis chilensis</i> Hupé 1854 [le]	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Mal
<i>Peranymtilus purpuratus</i> (Lamarck 1819) [le]	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Cru
<i>Perna perna</i> (Linnaeus 1758)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Bra
<i>Semimytilus algosus</i> (Gould 1850)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Ecu
<i>Modiolus matrix</i> Pilsbry 1921	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Modiolus aurum</i> Osorio 1979	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Septifer bryanae</i> (Pilsbry 1921)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Gregariella opifex</i> Philippi 1847	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Crenella</i> sp.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Mallaea (Malvifundus) maculosa</i> Reeve 1858	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<b>Familia Isognomidae</b>																	
<i>Isognomon incisum</i> (Conrad 1837)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Isognomon pectinata</i> (Reeve 1858)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<b>Familia Limidae</b>																	
<i>Acesta patagonica</i> (Dall 1902)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Est
<i>Limaria orbigny</i> (Lamy 1930)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Limaria (Pronantellium) fragilis</i> (Gmelin 1791)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Limatula hoodsoni</i> (Smith 1907)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Limatula pygmaea</i> (Philippi 1845)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<b>Familia Pectinidae</b>																	
<i>Argopecten purpurata</i> (Lamarck 1819) [le]	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Pan
<i>Pecten maximus</i> (Linnaeus 1758)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Eur
<i>Chlamys amandi</i> (Hertlein 1935)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Chlamys patrae</i> Doello Jurado 1918	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Chlamys (Zygochlamys) patagonica</i> (King & Broderip) 1831 [le]	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Chu
<i>Chlamys felutelcha</i> (D'Orbigny 1846)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Bias Negr
<i>Chlamys pasca</i> (Dall 1908)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
<i>Semipallium (Jaxamussium) natans</i> (Philippi 1845)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.

TAXA (continuación)	Latitud Sur												Otras localidades	
	15°	20°	25°	30°	35°	40°	45°	50°	55°	Pa	JF	An		In
<b>Familia Propeamussidae</b>														
<i>Cyclopecten subhyalinus</i> (E.A. Smith 1885)								•	•	•				Antar
<i>Cyclopecten (Deteleopecten) vitreus</i> (Gmelin 1791)								•	•	•				All Pac Clip
<b>Familia Ostreidae</b>														
<i>Troostrea chilensis</i> Philippi 1845 [le]	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•				Ecu
* <i>Crassostrea gigas</i> Thunberg 1793 [le]	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•				Jap USA
<b>Orden Palaeoheterodontia</b>														
<b>Familia Hyriidae</b>														
<i>Diplodon (Diplodon) chilensis</i> (Gray 1828) [D]					•									
<i>Diplodon (Diplodon) chilensis patagonicus</i> (D'Orbigny 1835) [D]						•								
<i>Diplodon solidulus</i> (Philippi 1869) [D]					•	•	•	•	•	•				
<b>Orden Heterodontia</b>														
<b>Familia Lucinidae</b>														
<i>Cudakia (Epicudakia) bella</i> (Conrad 1837)														•
<i>Lucina antarctica</i> Philippi 1845														•
<i>Lucinoma aequizonata</i> Stearns 1890														Cal
<i>Lucinoma lamellata</i> Smith 1881														Pat
<b>Familia Diplodontidae</b>														
<i>Diplodonta inconspicua</i> Philippi 1845														•
<i>Diplodonta punctata</i> (Say 1822)														•
<b>Familia Thyasiridae</b>														
<i>Thyasira falklandica</i> (Smith 1885)														•
<i>Thyasira toncanea</i> Dall 1901														•
<i>Thyasira bongraini</i> (Lamy 1910)														•
<i>Thyasira fuegiensis</i> Dall 1889														•
<i>Thyasira magellanica</i> Dall 1901														•
<b>Familia Kelliidae</b>														
<i>Kellia simulans</i> Smith 1907														•
<b>Familia Carditidae</b>														
<i>Glans philippii</i> Tryon 1872														•
<i>Cyclocardia compressa</i> (Reeve 1843)														•
<i>Cyclocardia paeteliana</i> (Clessin 1888)														•
<i>Cyclocardia spurca</i> (Sowerby 1832)														•
<i>Cyclocardia thomasi</i> (D'Orbigny 1846)														•
<i>Cyclocardia velutina</i> (Smith 1881)														•
<i>Cyclocardia astartoides</i> (Martens 1878)														•



TAXA (continuación)	Latitud Sur											Otras localidades					
	15°	20°	25°	30°	35°	40°	45°	50°	55°	Pa	Jf		An	In			
<b>Familia Condylacardiidae</b>																	
<i>Cardiella tegulata</i> (Reeve 1843)	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	Per
<i>Cardiella exalata</i> Smith 1885	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	Tris Aus
<i>Cardiella naviformis</i> (Reeve 1843)	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	Mal
<i>Cardiella pallida</i> Smith 1881	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	
<i>Cardiella psynaea</i> (Philippi 1860)	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	
<i>Cardiella semen</i> (Reeve 1843)	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	Per
<i>Cardiopsis flabellum flabellum</i> (Reeve 1843)	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	
<b>Familia Chamidae</b>																	
<i>Chama pellicida</i> Sowerby 1834	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	Cal
<i>Chama imbricata</i> Broderip 1835	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	
<i>Chama iostoma</i> Conrad 1837	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	
<b>Familia Sphaeriidae</b>																	
<i>Pisidium chilense</i> (D'Orbigny 1846) [D]	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	
<i>Pisidium magellanicum</i> (Dall 1908) [D]	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	
<i>Sphaerium (Musculium) patagonicum</i> Pilsbry 1911 [D]	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	
<b>Familia Leptoniidae</b>																	
<i>Kellia ballata</i> Philippi 1845	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	
<i>Kellia simulans</i> Smith 1907	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	She Ros
<i>Kellia nimbosiana</i> (Stimpell 1899)	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	
<i>Lasaea helena</i> Soot Ryen 1959	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	
<i>Lasaea millaris</i> (Philippi 1845)	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	Auc Cam Mac Mal Zel
<i>Lasaea pettitiana</i> (Récluz 1827)	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	Per
<i>Lasaea havaiensis</i> Dall, Bartsch & Rehder 1838	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	
<i>Lasaea macradoni</i> Stimpell 1899	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	
<b>Familia Leptonidae</b>																	
<i>Solecardia antarctica</i> Hedley 1911	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	
<b>Familia Montacutidae</b>																	
<i>Aligena pisum</i> Dall 1908	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	Pat
<i>Scobertia australis</i> (Bernard 1895)	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	
<i>Mysella coquimbensis</i> (Hanley 1856)	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	
<i>Mysella (Mysella) atcanuae</i> Ramorino 1968	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	
<i>Mysella mabillet</i> Dall 1908	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	
<i>Mysella (Rochefortia) molinae</i> Ramorino 1968	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	
<i>Mysella scuptia</i> Soot Ryen 1957	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	
<i>Mysella charcoti</i> (Lamy 1906)	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	
<i>Mysella antarctica</i> (Smith 1907)	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	She Pal Bell Geo Ker Ok Mac
<i>Pythiella montemarensis</i> Ramorino 1968	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	

TAXA (continuación) Latitud Sur  
 15° 20° 25° 30 35 40° 45° 50° 55° Pa Jf An In Otras localidades

TAXA	15°	20°	25°	30	35	40°	45°	50°	55°	Pa	Jf	An	In	Otras localidades
<b>Familia Cardidae</b>														
<i>Trachycardium delicatulum</i> Smith 1915						•	•	•	•					Mal
<b>Familia Veneridae</b>														
<i>Venus antiqua</i> (King 1831) [Ic]	•	•	•	•	•	•	•	•	•					Per Arg
<i>Pitar inconspicua</i> (Sowerby 1835)	•	•	•	•	•	•	•	•	•					Per
<i>Pitar rostrata</i> (Koch 1844)						•	•	•	•					Pan Gal
<i>Pitar tomecana</i> (Dall 1902)	•	•	•	•	•	•	•	•	•				•	
<i>Inus fernandeziana</i> (Stempell 1899)	•	•	•	•	•	•	•	•	•					Mex
<i>Inus (Raphanotia) ellipticus</i> (Sowerby 1834)	•	•	•	•	•	•	•	•	•					
<i>Chione spurca</i> (Sowerby 1835)	•	•	•	•	•	•	•	•	•					Per
<i>Chione (Liriphona) peruviana</i> (Sowerby 1835)	•	•	•	•	•	•	•	•	•					
<i>Chione (Nioche) keenue</i> Soot Ryen 1957	•	•	•	•	•	•	•	•	•					Cal
<i>Anomalocardia subrugosa</i> (Wood 1828)	•	•	•	•	•	•	•	•	•					Per
<i>Protolthaca thaca</i> (Molina 1782) [Ic]	•	•	•	•	•	•	•	•	•					Cal
<i>Protolthaca (Callithaca) grata</i> (Say 1830)	•	•	•	•	•	•	•	•	•					Cal
<i>Toweria gavi</i> (Hupé 1854)	•	•	•	•	•	•	•	•	•					Pat
<i>Macrocallista pannosa</i> (Sowerby 1835)	•	•	•	•	•	•	•	•	•					Cal
<i>Cyclinella kroeyeri</i> (Philippi 1848) [Ic]	•	•	•	•	•	•	•	•	•					Cal
<i>Eurhomalaea naja</i> (Lamarck 1818) [Ic]	•	•	•	•	•	•	•	•	•					Pan
<i>Eurhomalaea lenticularis</i> (Sowerby 1835)	•	•	•	•	•	•	•	•	•					
<i>Eurhomalaea exalbidata</i> (Chemnitz 1795) [Ic]	•	•	•	•	•	•	•	•	•					Arg Mal
<i>Eurhomalaea salinensis</i> Ramorino 1968	•	•	•	•	•	•	•	•	•					
<i>Trivela planidata</i> (Broderip & Sowerby 1829)	•	•	•	•	•	•	•	•	•					Cal
<b>Familia Vesicomidae</b>														
<i>Calyptogena (Ectenogena) australis</i> Stuardo & Valdovinos 1988	•	•	•	•	•	•	•	•	•					
<b>Familia Petricolidae</b>														
<i>Petricola olssonii</i> Bernard 1983	•	•	•	•	•	•	•	•	•					
<i>Petricola (Petricolirus) patagonica</i> D'Orbigny 1846	•	•	•	•	•	•	•	•	•					Plat
<i>Petricola (Petricolirus) concinna</i> (Sowerby 1834)	•	•	•	•	•	•	•	•	•					Ecu
<i>Petricola (Petricolirus) rugosa</i> (Sowerby 1834)	•	•	•	•	•	•	•	•	•					Per
<i>Petricola (Petricolirus) daerylus</i> D'Orbigny 1823	•	•	•	•	•	•	•	•	•					
<b>Familia Tellinidae</b>														
<i>Macoma pumila</i> (Hanley 1844)	•	•	•	•	•	•	•	•	•					Cal Mal
<i>Macoma (Psammacoma) inornata</i> (Hanley 1844)	•	•	•	•	•	•	•	•	•					Guaya
<i>Tellina (Sciassula) virgo</i> (Hanley 1844)	•	•	•	•	•	•	•	•	•					
<i>Tellina rubescens</i> (Hanley 1844)	•	•	•	•	•	•	•	•	•					
<i>Tellina (Cadelia) mauiata</i> (Dall, Bartsch & Rehder 1938)	•	•	•	•	•	•	•	•	•				•	
<i>Angulus (Peronidia) hanleyi</i> (Bertin 1878)	•	•	•	•	•	•	•	•	•					Guaya

TAXA (continuación)	Latitud Sur													
	15°	20°	25°	30°	35°	40°	45°	50°	55°	Pa	Jf	An	In	Otras localidades
<b>Familia Psammobiidae</b>														
<i>Gari solida</i> (Gray 1828) [le]	•	•	•	•	•	•	•	•	•					Per
<i>Tagelus dombeyi</i> (Lamarck 1818) [le]	•	•	•	•	•	•	•	•	•					Per
<b>Familia Semelidae</b>														
<i>Cianningia mutica</i> (Sowerby 1833)	•	•	•	•	•	•	•	•	•					Gua
<i>Semele cornuata</i> (Sowerby 1833)	•	•	•	•	•	•	•	•	•					Pun
<i>Semele elliptica</i> (Sowerby 1832)	•	•	•	•	•	•	•	•	•					Ecu
<i>Semele solida</i> Gray 1828 [le]	•	•	•	•	•	•	•	•	•					Per
<i>Semele sparsilineata</i> Dall 1915	•	•	•	•	•	•	•	•	•					Pun
<i>Semele australis</i> (Sowerby 1833)										•				
<b>Familia Phariidae</b>														
<i>Ensis macha</i> (Molina 1782) [le]	•	•	•	•	•	•	•	•	•					Mat
<b>Familia Solenoidae</b>														
<i>Solen gaudichaudi</i> Chenu 1843 [le]	•	•	•	•	•	•	•	•	•					
<b>Familia Mactridae</b>														
<i>Macroderna velata</i> (Philippi 1849)	•	•	•	•	•	•	•	•	•					Cal Per Gua
<i>Mulinia bicolor</i> (Gray 1838)	•	•	•	•	•	•	•	•	•					
<i>Mulinia hyponensis</i> (Gray 1838)	•	•	•	•	•	•	•	•	•					Per Mal
<i>Mulinia edulis</i> (King 1831) [le]	•	•	•	•	•	•	•	•	•					Per
<i>Mulinia laevicardo</i> (Smith 1881)	•	•	•	•	•	•	•	•	•					Pat
<i>Darina solenoides</i> King 1831	•	•	•	•	•	•	•	•	•					Pat Mal
<i>Raeta undulata</i> (Gould 1851)	•	•	•	•	•	•	•	•	•					
<b>Familia Astartidae</b>														
<i>Astarte longirostris</i> D'Orbigny 1846	•	•	•	•	•	•	•	•	•					Mal Mar Geo Ker
<b>Familia Cyamidae</b>														
<i>Cyamium antarcticum</i> Philippi 1845	•	•	•	•	•	•	•	•	•					Mal
<i>Kingtella chilensis</i> Soot Ryen 1959 [E]	•	•	•	•	•	•	•	•	•					
<i>Cyamionacra chilensis</i> Ramorino 1968	•	•	•	•	•	•	•	•	•					
<i>Pseudokelleya cardiformis</i> (Smith 1885)	•	•	•	•	•	•	•	•	•					Pal She Ker Roc Geo Ros
<i>Pseudokelleya gradata</i> Thiele 1912	•	•	•	•	•	•	•	•	•					She Ros Dav Gau
<b>Familia Ferreriniidae</b>														
<i>Cyamioecardium debili</i> Soot Ryen 1957	•	•	•	•	•	•	•	•	•					Pal Cir
<i>Cyamioecardium denitidatum</i> (Smith 1907)	•	•	•	•	•	•	•	•	•					
<b>Familia Neoleptonidae</b>														
<i>Neolepton luprei</i> Soot Ryen 1957	•	•	•	•	•	•	•	•	•					Mal
<i>Neolepton cobbi</i> (Cooper & Preston 1910)	•	•	•	•	•	•	•	•	•					Mal
<i>Neolepton falklandicum</i> Dsl 1964	•	•	•	•	•	•	•	•	•					
<i>Neolepton parasiticum</i> (Dall 1876)	•	•	•	•	•	•	•	•	•					Geo She Ker

TAXA (continuación)	Latitud Sur												Otras localidades	
	15°	20°	25°	30°	35°	40°	45°	50°	55°	Pa	Jf	An		In
<b>Familia Gaimardiidae</b>														
<i>Gaimardia magellanica</i> (Rousseau 1853)							•	•	•					
<i>Gaimardia pusilla</i> (Gould 1850)							•	•	•					Antip Cam Mac
<i>Gaimardia trapesina trapesina</i> (Lamarck 1819)							•	•	•			•		Anitar Arg
<i>Gaimardia bahamondet</i> Osorio & Arnaud 1984							•	•	•					
<i>Kidderia minuta</i> Dall 1876								•	•					
<b>Familia Leptomidae</b>														
<i>Bornia platei</i> (Stempell 1899)										•				
<b>Familia Donacidae</b>														
<i>Donax aricana</i> Dall 1909	•	•												Per
<i>Donax paysonis</i> D'Orbigny 1846	•	•												Pan Per
<b>Familia Mesodesmatidae</b>														
<i>Ervilia psudica</i> Odhner 1922										•				Per
<i>Mesodesma donacium</i> (Lamarck 1818) [Le]										•				
<b>Familia Myidae</b>														
<i>Sphenia hatcheri</i> Pilsbry 1899								•	•					Tie Cru
<i>Sphenia subequalis</i> Dall 1908								•	•					
<b>Familia Hiattellidae</b>														
<i>Hiattella solida</i> (Sowerby 1834)														
<i>Hiattella antarctica</i> (Philippi 1845)	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	Geo Mac Bra Ecu
<i>Hiattella havaitensis</i> (Dall, Bartsch & Rehder 1838)														Ker Mac Pat
<b>Familia Rocellaridae</b>														
<i>Rocellaria denicalata</i> Deshayes 1854	•	•												Col
<b>Familia Pholadidae</b>														
<i>Barneca (Anchomasa) subtruncata lamellosa</i> (D'Orbigny 1846)	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	Gua Pla
<i>Netastomella darvini</i> (Sowerby 1849)	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	Uri Chu
<i>Pholas (Thiovana) chilensis</i> (Molina 1782) [Le]	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	Cal Mex
<i>Xylophaga globosa</i> (Sowerby 1835)	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	Pan
<b>Familia Terebinthidae</b>														
<i>Bankia (Bankia) maritensi</i> Stempell 1899 [Le]								•	•	•	•	•	•	
<i>Bankia</i> sp. [Le]														
<b>Familia Anomalodesmata</b>														
<b>Familia Lyonsiidae</b>														
<i>Lyonsia delicata</i> Marinovich 1973	•													
<i>Lyonsia fretalis</i> Dall 1915														
<i>Lyonsia elegantula</i> Soot Ryen 1857														
<i>Entodesma chilensis</i> Philippi 1845														
<i>Entodesma cuneata</i> (Gray 1828)	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	Ecu

TAXA (continuación)	Latitud Sur											Otras localidades		
	15°	20°	25°	30°	35°	40°	45°	50°	55°	Pa	Jf		An	In
<b>Familia Pandoridae</b>														
<i>Pandora cistula</i> Gould 1850									●					Pat
<i>Kemleria braziliensis</i> (Sowerby 1874)									●					Pat Bra
<i>Kemleria patagonica</i> (Dall 1915)									●					
<b>Familia Thraciidae</b>														
<i>Thracia meridionalis</i> Smith 1885									●					Pal Cir
<b>Familia Laternulidae</b>														
<i>Laternula elliptica</i> (King & Broderip 1831)												●		Cir Pal She
<b>Familia Verticordidae</b>														
<i>Lyonstrella radiata</i> Dall 1889									●					Pat
<b>Orden Poromyida</b>														
<b>Familia Poromyidae</b>														
<i>Poromya (Dermatomya) naectroides</i> (Dall 1889)	●								●					Ecu
<i>Poromya (Dermatomya) chilensis</i> (Dall 1908)									●					
<b>Familia Cuspidariidae</b>														
<i>Cuspidaria infelix</i> Thiele 1912									●					Antar
<i>Cuspidaria patagonica</i> Smith 1907	●								●					Ecu
<i>Cuspidaria (Cardiomya) similina</i> (Smith 1915)									●					Jan Mal
<i>Cuspidaria tenella</i> Smith 1907									●					She Ros End Roc Geo Ork
<b>CLASESCAPHOPODA</b>														
<b>Orden Dentaliida</b>														
<b>Familia Dentaliidae</b>														
<i>Dentalium majorinum</i> Mabile & Rochebrune 1891									●					Wil Oat Ros
<i>Dentalium megalhyris</i> Dall 1889									●					Gal Cal
<i>Dentalium lebrunii</i> Mabile & Rochebrune 1891									●					Pat
<i>Dentalium perceptum</i> Mabile & Rochebrune 1891									●					
<b>Orden Siphonodentaliida</b>														
<b>Familia Cadulidae</b>														
<i>Cadulus dalli</i> Pilsbry & Sharp 1898									●					
<b>Familia Siphonodentaliidae</b>														
<i>Siphonodentalium</i> sp. 1									●					
<i>Siphonodentalium</i> sp. 2									●					
<b>CLASE CEPHALOPODA</b>														
<b>Subclase Coleoidea</b>														
<b>Familia Sepidiariidae</b>														

TAXA (continuación)	Latitud Sur													
	15°	20°	25°	30°	35°	40°	45°	50°	55°	Pa	Jf	An	In	Otras localidades
<i>Sepioides</i> sp. D'Orbigny 1845	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
<b>Familia Sepioidae</b>														
<i>Rossia glaucopsis</i> Loven 1845						•	•	•	•					
<i>Rossia mastigophora?</i> Berry 1911						•	•	•	•					
<i>Semiossia patagonica</i> (Smith 1881)						•	•	•	•					
<i>Heteroteuthis</i> sp. Gray 1849						•	•	•	•					
<i>Hidroteuthis</i> sp. Naef 1912						•	•	•	•					
<b>Familia Loliginidae</b>														
<i>Loligo gahi</i> D'Orbigny 1835 [le]						•	•	•	•					
<i>Lolipops diomedae</i> (Hoyle 1904)						•	•	•	•					
<b>Familia Lycoteuthidae</b>														
<i>Lycoteuthis didemsa</i> (Chun 1900)						•	•	•	•					
<b>Familia Enoploteuthidae</b>														
<i>Enoploteuthis</i> sp. Okunai 1974						•	•	•	•					
<i>Enoploteuthis semilineata</i> Alexeyev 1994						•	•	•	•					
<i>Abrollopsis affinis</i> (Pfeffer 1912)						•	•	•	•					
<i>Abrollopsis gilchristi</i> (Robson 1924)						•	•	•	•					
<i>Ancistroteuthis alessandrinii</i> (Vérany 1851)						•	•	•	•					
<i>Pterygoteuthis gemmata</i> Chun 1910						•	•	•	•					
<i>Pterygoteuthis giardi hoylet</i> (Pfeffer 1912)						•	•	•	•					
<i>Pyroteuthis margaritifera</i> (Ruppel 1844)						•	•	•	•					
<b>Familia Octopoteuthidae</b>														
<i>Octopoteuthis deleironi</i> Young 1972						•	•	•	•					
<i>Octopoteuthis nielsenii</i> (Robson 1948)						•	•	•	•					
<i>Oryctoteuthis banksii</i> (Leach 1817)						•	•	•	•					
<i>Oryctoteuthis okunai</i> 1981						•	•	•	•					
<i>Oryctia? verrilli</i> (Pfeffer 1900)						•	•	•	•					
<i>Monoteuthis ingens</i> (Smith 1881)						•	•	•	•					
<i>Monoteuthis knipovitchi</i> Filippova 1972						•	•	•	•					
<i>Monoteuthis robsoni</i> Adam 1962						•	•	•	•					
<i>Kondakovia longimana</i> Filippova 1971						•	•	•	•					
<b>Familia Cycloteuthidae</b>														
<i>Discoteuthis discus?</i> Young & Roper 1969						•	•	•	•					
<b>Familia Goniatidae</b>														
<i>Gonatus antarcticus</i> Lomberg 1898						•	•	•	•					
<b>Familia Leptoteuthidae</b>														
<i>Pholidoteuthis boschmai</i> Adam 1950						•	•	•	•					

TAXA (continuación)	Latitud Sur													
	15°	20°	25°	30°	35°	40°	45°	50°	55°	Pa.	J.F.	An.	In.	Otras localidades
<b>Familia Architeuthidae</b>														
<i>Architeuthis</i> sp. B Roper & Young 1972	●	●												
<b>Familia Histoteuthidae</b>														
<i>Histoteuthis atlantica</i> (Hoyle 1885)				●	●	●	●	●	●					
<i>Histoteuthis conma cerasina</i> Nesis 1971		●	●	●	●	●	●	●	●					
<i>Histoteuthis dofleini</i> (Pfeffer 1912)		●	●	●	●	●	●	●	●					
<i>Histoteuthis eltaninae</i> Voss 1969		●	●	●	●	●	●	●	●					
<i>Histoteuthis heteropsis</i> (Berry 1918)		●	●	●	●	●	●	●	●					
<i>Histoteuthis macrhiata</i> Voss 1969		●	●	●	●	●	●	●	●					
<b>Familia Neoteuthidae</b>														
<i>Neoteuthis</i> sp. Young 1972		●	●											
<i>Neoteuthis dimegarayle</i> Nesis & Nikitina 1986				●	●	●	●	●	●					
<b>Familia Bathyteuthidae</b>														
<i>Bathyteuthis abyssicola</i> Hoyle 1885		●	●	●	●	●	●	●	●					
<b>Familia Brachioeuthidae</b>														
<i>Brachioeuthis picta</i> Chun 1910				●	●	●	●	●	●					
<i>Brachioeuthis ritseli</i> (Steenstrup 1882)		●	●	●	●	●	●	●	●					
<b>Familia Batoteuthidae</b>														
<i>Batoteuthis skolops</i> Young & Roper 1968						●	●	●	●					
<b>Familia Onnastrephidae</b>														
<i>Todarodes filippovae</i> Adam 1975				●	●	●	●	●	●					
<i>Martialia hyadesi</i> Rochebrune & Mabille 1889				●	●	●	●	●	●					
<i>Notodaricus hawaiiensis</i> (Berry 1912)		●	●	●	●	●	●	●	●					
<i>Onnastrephes bartramii</i> (LeSeur 1821)		●	●	●	●	●	●	●	●					
<i>Dosidicus gigas</i> (D'Orbigny 1835) [le]		●	●	●	●	●	●	●	●					
<i>Synplectoteuthis oculantensis</i> (Lesson 1830)		●	●	●	●	●	●	●	●					
<i>Ornithoteuthis volantis</i> (Sasaki 1915)		●	●	●	●	●	●	●	●					
<i>Eucleoteuthis luminosa</i> Sasaki 1915		●	●	●	●	●	●	●	●					
<b>Familia Chiroteuthidae</b>														
<i>Chiroteuthis veranyi</i> (Férussac 1835)		●	●	●	●	●	●	●	●					
<i>Valbyteuthis</i> sp. Roper & Young 1967		●	●	●	●	●	●	●	●					
<i>Valbyteuthis danae</i> Joubin 1931		●	●	●	●	●	●	●	●					
<b>Familia Mastigoteuthidae</b>														
<i>Mastigoteuthis agassizii</i> (Verrilli 1881)		●	●	●	●	●	●	●	●					
<i>Mastigoteuthis famelicca</i> Berry 1909		●	●	●	●	●	●	●	●					
<b>Familia Promachoteuthidae</b>														
<i>Promachoteuthis</i> sp. Roper & Young 1968				●	●	●	●	●	●					

Latitud Sur  
15° 20° 25° 30° 35° 40° 45° 50° 55° Pa. Jf. An In Otras localidades

TAXA (continuación)

**Familia Cranchiidae**

- Cranchia scabra* Leach 1817
- Lioeranchia reinhardtii* (Sleenstrup 1856)
- Leachia cyclura* LeSueur 1821
- Leachia distocata* Young 1972
- Leachia pacifica* (Issel 1908)
- Leachia rynchophorus* (Rochebrune 1884)
- Helicocranchia pfefferi* Massy 1907
- Galliteuthis pacifica* (Robson 1948)
- Galliteuthis submi* (Hoyle 1885)
- Bathothauma byromma* Chun 1906
- Megalocranchia abyssicola* (Goodrich 1896)
- Mesonychoteuthis hamiltoni* Robson 1925
- Tendinovenia pellucida* (Chun 1910)

**Familia Vampyroteuthidae**

- Vampyroteuthis infernalis* Chun 1910

**Familia Cirroteuthidae**

- Cirroteuthis? hoylei* Robson 1932
- Cirrothauma murrayi* Chun 1911

**Familia Stauroteuthidae**

- Grimpoteuthis brauni* Voss 1982

**Familia Opistoteuthidae**

- Opisthoteuthis sp.* Nesis 1987

**Familia Bolitaenidae**

- Japetella diaphana* Hoyle 1885
- Eledonella pygmaea* Verrilli 1884

**Familia Octopodiidae**

- Octopus fontanianus* D'Orbigny 1835 [le]
- Octopus megalocyathus* Gould 1846
- Octopus membranaceus* Rochebrune & Mabile 1887
- Octopus minus* Gould 1852 [le]
- Octopus penithermus* Rochebrune & Mabile 1887
- Octopus rapanui* Voss 1979
- Scaevargus unicolor* Berry 1913
- Danoctopus hoylei* (Berry 1909)
- Pareledone charcoti* (Joubin 1905)
- Pareledone turqueti* (Joubin 1905)
- Thaumeledone brevis* (Hoyle 1885)



TAXA (continuación)	Latitud Sur													
	15°	20°	25°	30°	35°	40°	45°	50°	55°	Pa	Jf	An	In	Otras localidades
<i>Benthedone rotunda?</i> (Hoyle 1885)	.	.	.	.	●	●	●	●	●	.	.	.	.	.
<i>Benthocotopus magellanicus</i> (Robson 1930)	.	.	.	.	●	●	●	●	●	.	.	.	.	.
<b>Familia Tremoctopodidae</b>														
<i>Tremoctopus violaceus gracilis</i> (Eydoux & Souleyet 1852)	.	.	.	.	●	●	●	●	●	.	.	.	.	.
<b>Familia Argonautidae</b>														
<i>Argonauta hians</i> Solander 1786	.	●	●	●	●	●	●	●	●	.	.	.	.	.
<i>Argonauta nodosa</i> Solander 1786	.	●	●	●	●	●	●	●	●	.	.	.	.	.

ABREVIACIONES

Ade	Tierra de Adelia	Gua	Guayaquil	Ton	Bahía Tom
Afr	Africa	Guay	Guaymas	Tris	Tristan da Cunha
Ala	Alaska	Guaya	Guayaacán	Uru	Uruguay
Ale	Islas Alexander	Guil	Tierra de Guillermo II	USA	Estados Unidos de Norteam.
Amb	Isla San Ambrosio	Hat	Cabo de Hatteras	Val	Cabo San Valentín
Ambe	Isla Amberes	Haw	Hawái	Vin	Matthias Vineyard (S. de USA)
Anc	Field Anchorage	Ind	Región Indo-Pacífica	Wan	Isla Both - Wandell
Antar	Antártica	Jan	Río de Janeiro	Wil	Tierras de Wickes y de Oates
Anti	Antillas	Jap	Japón	Zel	Nueva Zelanda
Antip	Islas Antipodas	Jua	San Juan, Argentina		
Arg	Argentina	Jul	San Julián		
Asi	Asia	Kais	Kaiser Wilhelm II Land		
Atl	Atlántico	Ker	Kerguelen		
Auc	Auckland	Kern	Islas Kermadec		
Aus	Australia	Kno	Costa Knox		
Bell	Mar de Bellinghausen	Lag	Lago Argentino, Argentina		
Ber	Bermudas	Mac	Islas Macquarie		
Bis	Estrecho de Bismarck	Mad	Madagascar		
Bla	Bahía Blanca (Argentina)	Mal	Islas Malvinas		
Blan	Isla Blanca	Mat	Golfo de San Matías		
Blas	Bahía Blas, Argentina	Med	Mediterráneo		
Bou	Bouvet Island	Mel	Melinka		
Bra	Brasil	Mex	México		
Bue	Cabo de Buena Esperanza	Mid	Midway Island		
Cal	Golfo de California	Mun	Distribución mundial		
Cale	Nueva Caledonia	Nah	Lago Nahuel Huapi,		
Camp	Islas Campbell	Neg	Río Negro, Patagonia		
Chat	Isla Chatham	Neu	Neuquén, Argentina		
Chi	China	Nic	Nicaragua		
Chu	Chubut	Nor	Noruega		
Cir	Circumantártica	O'Hg	Tierra de O'Higgins		
Clip	Isla Chpperton	Oat	Tierra de Oates		
Coc	Isla Cocos	Orc	Islas Orcadas		
Col	Colombia	Ork	Orkneys		
Com	Bahía Commonwealth	Pac	Pacífico		
Cor	Corea	Pal	Archipiélago Palmer		
Cos	Cosmopolita	Pan	Panamá		
Cro	Isla Crozet	Pat	Patagonia		
Cru	Santa Cruz	Pau	Sao Paulo		
Dav	Mar de Davis	Per	Perú		
Des	Puerto Deseado	Pet	Isla Petermann		
D'ur	Mar D'urville	Pla	Río de la Plata		
Ecu	Ecuador	Plat	Mar del Plata		
Edu	Príncipe Eduardo	Por	Portugal		
Eli	Tierra Princesa Elizabeth	Que	Puerto Quenquen		
End	Enderby	Riv	Comodoro Rivadavia		
Esp	España	Roc	Shag Rocks		
Espi	Puerto Espinal	Ros	Mar de Ross		
Est	Isla de los Estados	Ross	Isla Ross (Antártica)		
Fal	Islas Falkland	Sag	Islas Sala y Gómez		
Flo	Florida	Sal	El Salvador		
For	Bahía Fortescue	San	Islas Sandwich		
Fue	Tierra del Fuego	Sca	Laguna de Scamón		
Gal	Islas Galápagos	Sch	Canal Schollaert		
Gall	Puerto Gallegos	Sha	Hielo Sur Shackleton		
Gau	Gauss Station	She	Shetland		
Geo	Georgia del Sur	Sub	Islas Subantárticas		
Gou	Gough Island	Sud	Sud Africa		
Gra	Tierra de Graham	Tas	Tasmania		
		Ten	Isla de Tenerife		
		Tie	Cabo Buen Tiempo		

## Review:

*HISTORICAL BIOGEOGRAPHY: STATUS AND GOALS FOR THE 21<sup>ST</sup> CENTURY*

## BIOGEOGRAFIA HISTORICA: ESTADO Y OBJETIVOS PARA EL SIGLO XXI

Julián Monge-Nájera\*

## ABSTRACT

The current state of the debate among dispersalists, panbiogeographers and vicarists is reviewed. Dispersalism has few supporters, possibly because scientific tests of center of origin and dispersal route hypotheses is difficult. Recent panbiogeographic papers basically originate in Latin America, Europe and New Zealand. Vicariance biogeography numerically dominates recent literature. Retrovicariance, non-parametric statistical analysis and reversible parsimony are promising new techniques. Quantitative biogeographic and ecological data should be considered simultaneously and organic evolution should be incorporated to the core of biogeographic analysis. Biogeographic papers are widely scattered and can only be reliably retrieved through indices, particularly *Biological Abstracts*. Considering population, the European Union, Canada and Chile are the most productive countries.

**KEYWORDS:** Historical biogeography, Panbiogeography, vicariance biogeography, new techniques, bibliometry.

## RESUMEN

Se reseña el estado actual del debate entre dispersionistas, panbiogeógrafos y vicaristas. El dispersionismo tiene pocos seguidores, posiblemente porque es difícil evaluar científicamente hipótesis sobre centros de origen y rutas de dispersión. Los artículos panbiogeográficos recientes se originan principalmente en América Latina, Europa y Nueva Zelanda. El vicarismo predomina numéricamente en la literatura reciente. La "retrovicariancia", el análisis estadístico no paramétrico y la "simplicidad reversible" prometen ser técnicas útiles en el futuro. Se recomienda el análisis simultáneo de datos biogeográficos y ecológicos de tipo cuantitativo, así como la incorporación de la evolución orgánica al análisis biogeográfico. Los artículos biogeográficos se publican en muchas revistas y el lector debe remitirse a índices como *Biological Abstracts* para estar bien informado. Considerando su población, la Unión Europea, Canadá y Chile son los países más productivos.

**PALABRAS CLAVES:** Biogeografía histórica, Panbiogeografía, biogeografía vicariante, nuevas técnicas, bibliometría.

## INTRODUCTION

Modern biogeography is by nature a multidisciplinary branch of science, but it was part of Theology for centuries, when authors such as Augustine and Kircher applied reproductive biology models to explain geographic dispersal "after the Universal Deluge" (Papavero & Pujol-Luz, 1997; Chiquieri *et al.*, 1998). Today, biogeographers test hypotheses about why organisms inhabit some areas

of the planet, but not others (ecological biogeography, see Rivas *et al.*, 1997 for a modern quantitative approach) and about how they colonized - if at all - those areas (historical biogeography, e.g. Crisci & Morrone, 1992).

In the last decade, a series of important books have dealt with specific regions (e.g. Darwin & Welden, 1992; Lourenço 1996) or have summarized the history and methods of historical biogeography (e.g. Espinosa & Llorente, 1993; Papavero & Pujol-Luz, 1997), but I am not aware of any paper that summarizes the state of the debate among schools of thought that include dispersalists, panbiogeographers and vicarists. This paper presents that summary and highlights avenues for future work.

\*Biología Tropical, Biología 15, Universidad de Costa Rica, 2060 San José, Costa Rica (Telefax 5062075550; julianm@cariari.ucr.ac.cr)

## THE THREE BASIC SCHOOLS

### Dispersalism

Dispersalist biogeography (from the Latin *dispersus*, to disperse) is based on the assumption that taxa originated in relatively small areas ("centers of origin") and tries to reconstruct the routes that organisms covered to colonize known past or present ranges. The names of Wallace, Darwin, Mathews, Mayr, Darlington and Simpson are often associated with the origins of dispersalism, but they were in fact late representatives of this school whose beginning is at least two millennia old. Even Augustine's analysis in *De Civitate Dei* (413 AD) is unlikely to have been the first (considering Assyrian and Babylonian ideas about the origin of life). Augustine was followed but the extensive biogeographic work of two Jesuits, the Spaniard Joseph D'Acosta and the German Athanasius Kircher (Papavero & Pujol-Luz, 1997).

D'Acosta dealt extensively with dispersal, land bridges and anthropic influence in *Historia natural y moral de las Indias* (1590). Kircher (*Arca Noae*, 1675) believed that asexual organisms developed by spontaneous generation everywhere after the Deluge, but that Noah's Ark was the center of origin for other organisms. He explained that dispersal -including anthroporesis- was done sometimes over now submerged land and followed by cladogenesis through vicariant adaptation and hybridization (Papavero & Pujol-Luz, 1997).

### Panbiogeography

The origin of Panbiogeography is associated with Leon Croizat-Chaley, the son of Italian and French parents who spent much of his life in Venezuela, where he published an extensive book titled *Panbiogeography* in 1957 (but his ideas were presented in limited form in his 1952's *Manual of Phylogeography*).

The name roots are Greek (*pan* all, *bios* life, *Geos* earth, *graphe* 'drawing) and refer to his desire of covering all the major biogeographic trends in his work. Basically, he plotted the known distribution of as many taxa as he could, and connected the isolated areas inhabited by each with lines that he called *tracks*. He discovered that tracks were equal for several taxa, including many that were not close relatives, and called this repetition a "statistical" evidence, albeit he applied no statistical tests to them.

His books show an impressive erudition and are difficult to understand, but basically he concluded that the tracks connected areas that had been connected geographically and biologically in the past. J.R. Rojas (1999 pers. comm.) has summarized this school as follows: "Panbiogeography assumes that taxa evolve in two stages. In Stage 1, when climatic and geographic factors are favorable, organisms actively expand their geographic ranges. During Stage 2, when they have colonized all the available geographic or ecological space, their ranges become stable and new barriers cause both geographic separation and speciation of the isolated populations. The five basic concepts of panbiogeography are individual track, generalized track, baseline, center of mass and node".

Croizat-Chaley stressed that changes in geography caused isolation of populations and that isolation in turn caused speciation. He did not use data from geology as a basis for his work and ardently attacked dispersalist biogeography for presenting "stories" about routes of dispersal as if they were scientific results. When he speaks of *dispersal* in his books he refers to *position in a map*, not to organism migration. To understand his books, this use of "statistical" and "dispersal" must be born in mind. However, a quantitative approach to panbiogeography has emerged on the basis of graph theory and character compatibility (see Espinoza & Llorente, 1993). New Zealand author R. Crow is one of the most prolific panbiogeographers today.

### Vicariance biogeography

The term vicariance biogeography was popularized by G. Nelson, N. Platnick, D.E. Rosen and E.O. Wiley in the USA (around 1973); it originates in the Latin *vicarius* (substitute of a religious authority) and refers to administrative *divisions* of the Church. Vicariance biogeography attempts to reconstruct the historical *divisions* of biogeographic areas without using data from geology as a first step. Nevertheless, they accept geology as an additional source of information (Rosen, 1978). A quantitative measure of vicariance-based cladograms consistency was published by Simberloff (1987).

The representatives of this school were inspired by Panbiogeography and use biological systematics (often, cladistic techniques) to reconstruct the phylogenies of several taxa. Their goal is to obtain

the phylogenies of many groups and then to build a "phylogeny" of the areas they inhabit. Taxa are considered characters of a cladistic analysis of the areas where they occur. The principle is simple: the areas whose organic inhabitants are closely related taxonomically, were connected in recent geologic times. This procedure starts with the area cladograms for several organisms whose ranges do not overlap. Then, the taxa are replaced by the areas in the cladogram and the result is an area cladogram.

The opposite of this method, Retrovicariance, was proposed half a decade ago to reconstruct the phylogenies of some taxonomically problematic organisms, on the basis of geologic-paleogeographic data (Monge-Nájera, 1995). This method proved its value when an independent cladogram (produced 90 years earlier) was rediscovered and compared with paleomaps based on external (*i.e.* paleontological) evidence (Monge-Nájera, 1996).

#### THE CURRENT STATUS OF THE THREE BASIC SCHOOLS

The countries that published most biogeographical papers in 1998 were Japan, France, Spain, the USA, Germany, the United Kingdom, Australia and Italy (Table I), but when population size is considered for countries that published at least two papers (Figure 1), the most productive countries are Finland, Spain, Australia, Israel and France (the Seychelles Islands have the highest range if countries that published only one paper are included). The middle range of productivity is shared by many countries. The best positioned Latin American countries are Chile, Argentina, Mexico and Brazil, in descending order (Figure 1).

#### Dispersalism

I found only one clearly dispersalist paper in my review of the most recent literature. This suggests that it has relatively few supporters among active biogeographers, similarly to the related "Expanding Earth Hypothesis" (see Shields 1998). The two basic concepts of dispersalism, the center of origin and the dispersal route, are also its basic weaknesses. To identify the center of origin, dispersalists developed several rules and each author tends to apply his/her favorite one without noticing inconsistency among rules (Croizat-Chaley, 1957).

Some rules state that the center of origin is the area with the oldest fossil, or with the most primitive species, or with the greatest biodiversity for a taxon. I applied several rules to the *Chelonia* and obtained completely contradictory results (Monge-Nájera, unpublished). Similarly, it is nearly impossible to reconstruct dispersal routes more than 150 years old because earlier cultural records are non-existent or unreliable, and the fossil record is very imperfect. Even with the shortest scientifically accepted span, this means that dispersal and center of origin records are lacking for 99.99999 % of the history of life and greatly reduces the potential value of dispersalism biogeography.

The only dispersalist paper that I found (Lessios *et al.*, 1998) applied mitochondrial DNA analysis to the sea urchin *Echinothrix diadema*. It rejected the hypothesis that populations at both sides of the Pacific were conservative remnants of an ancient wide ranging population. It concluded that both are genetically very close and indicate a massive and recent dispersal event, maybe triggered by the El Niño phenomenon. This approach is far from the traditional dispersalist approach and seems to be scientifically robust.

#### Panbiogeography

The panbiogeographic papers are from Argentina, France and New Zealand. Lopreto & Morrone (1998) applied tracks to Syncarid crustaceans and concluded that they have at least two ancestral biotas (Pacific temperate and Atlantic tropical). Track analysis has also been applied to relictual scorpion families (Lourenço, 1998) and to Calanoid copepods (Jamieson, 1998). The second author stated that panbiogeography not only explained copepod ranges better than dispersalism, but also that it was in better agreement with data from other organism groups. A recent paper by Hajdu (1998) analyses marine panbiogeography. Panbiogeography has been applied to conservation biology with interesting results (e.g. Grehan, 1989; Cortés & Franco, 1992; Morrone & Crisci, 1992).

#### Vicariance biogeography

Recently, the vicariance biogeography method has been applied to Deropristiid trematode parasites (Choudhurg & Dick, 1998), Chironomid dipterans (Oyewo & Saether, 1998), Ceroplastine coccids (Qin *et al.*, 1998), Carabid coleopterans (Liebherr &

Zimmerman, 1998) and *Gentiana* plants (Hungerer & Kadereit, 1998), but these authors have not discussed the positive or negative aspects of the method itself.

Even though vicariance biogeography is, at least by number of papers, the dominant school today, it is far from being fully satisfactory. For example, after a detailed study of freshwater gastropods (Melanopsidae), Altava (1998) criticized the value of both vicariant congruent area cladograms and panbiogeographic tracks. Mitochondrial DNA tests applied to neotropical birds showed that adaptive habitat redistribution can greatly obscure vicariance patterns (García, 1998).

#### NEW DEVELOPMENTS

Non-parametric statistical analysis of absence-occurrence patterns was applied to Quaternary and Present biogeographic quadrates five years ago. That seems to be one of the earliest cases of simultaneous mathematical study of extant and paleo-habitats (Monge-Nájera, 1994) and represents a mathematical merge of historical and ecological biogeography. This approach rejects *de facto* the incompatibility belief explained by Espinoza and Llorente (1993). Multivariate statistics ordination of echinoderm ecological data did not support a dispersalist hypothesis but were unable to decide between panbiogeographic and vicariant interpretations (O'Hara, 1998). Three-dimensional cost matrix optimization, applied to isolated events that include dispersal episodes (instead of general patterns), is now available to better deal with this sort of problem (Ronquist, 1998).

A new method, reversible parsimony, can distinguish at least some dispersal events from vicariance, and is reportedly superior to the Brooks and the Component methods in biogeographic reconstruction (Hausdorf, 1998).

#### GOALS FOR THE NEW MILLENIUM

We should make an effort to go beyond the traditional descriptive papers by stating objective hypotheses about geographic and taxonomic distribution and then proceed to test them mathematically (Barrientos & Monge-Nájera, 1995; Monge-Nájera, 1996; Hausdorf, 1998).

Biogeographic and ecological data should be considered simultaneously with appropriate mathematical tests, which often are non-parametric statistics (Monge-Nájera, 1994b; Monge-Nájera and Alfaro, 1995; Ronquist, 1998). My final advice is to incorporate organic evolution to the core of biogeographic analysis whenever pertinent (e.g. Monge-Nájera and Lourenço, 1995).

#### CONCLUSION

A review of the 1997-1999 papers cited in the references list shows that the great majority (15) belong to the vicariance school, few (Jamieson, 1998; Lopretto, 1998; Lourenço, 1998) are panbiogeographic and only one is dispersalist (Lessios, 1998). The 1970's and 80's biogeographic debate that filled the pages of *Systematic Zoology* is now rare in that journal and even though *Biogeographica*, *Revista de Biología Tropical* and *Journal of Biogeography* appear repeatedly here under References, it is clear that biogeographic papers are widely scattered and can only be reliably retrieved through indices, particularly *Biological Abstracts*. The availability of on-line paleo-atlases (e.g. Tropiweb's *Continents Evolving* in [www.ots.ac.cr](http://www.ots.ac.cr)) should facilitate biogeographic analysis in the future. The Société de Biogéographie (57 Rue Cuvier F-75005, Paris) is the oldest organization dedicated exclusively to the subject and has produced important contributions since 1924.

#### ACKNOWLEDGMENTS

My special thanks to José Rodrigo Rojas M. (University of Costa Rica) and J. R. Pujol Luz (Universidade Federal do Rio de Janeiro) for careful suggestions to greatly improve an earlier draft and to Andrés O. Angulo, Editor of *Gayana*, for his invitation to write this review. I thank D. Brooks, William Eberhard, G.F. Estabrook, K. Fiala, Jorge Llorente-Bousquets, W. Maddison, Wilson Lourenço, N. Papavero, N. I. Platnick and R. Pujol-Luz for taking the time to share my interest in biogeography throughout these years and for providing basic literature. Gabriela Pérez and Fred Madrigal kindly prepared the figure.

REFERENCES

- ALTABA, C. R. 1998. Testing vicariance: Melanopsid snails and neogene tectonics in the Western Mediterranean. Institut Mediterrani d'Estudis Avançats, Spain. *J. Biogeogr.* 25: 541-551.
- BARRIENTOS, Z. & J. MONGE-NÁJERA. 1995. Geographic homogeneity among insect communities in Neotropical paramos: a hypothesis test. *Caldasia* 18 (86): 49-56.
- CHIQUETI, A.; N. PAPAVERO & D.M. TEIXEIRA. 1998. Abraham van der Mylet son "De origine animalium et migratione populorum" (1637). *Historia Naturalis* 1: 255-310.
- CORTÉS, R. & P. FRANCO. 1992. Análisis panbiogeográfico de la flora Chiribiquete, Colombia. *Caldasia* 19: 465-478.
- CROIZAT-CHALEY, L. 1976. Biogeografía analítica y sintética ("Panbiogeografía") de las Américas. Academia de Ciencias Físicas, Matemáticas y Naturales, Caracas (two volumes).
- CHOUHDURY, A. & D. TERRY A. 1998. Systematics of the Deropristiidae Cable and Hunninen, 1942 (Trematoda) and biogeographical associations with sturgeons (Osteichthyes: Acipenseridae). *Syst. Parasitol.* 41: 21-39.
- CRISCI, J. & J. MORRONE. 1992. Panbiogeografía y biogeografía clástrica: paradigmas actuales de la biogeografía histórica. *Ciencia* 6: 87-97.
- DARWIN, S.P. & A. L. WELDEN. 1992. Biogeography of Mesoamerica. Proceedings of a symposium. Tulane University, New Orleans. 342 p.
- ESPIÑOZA O.D. & J. LORENTE B. 1993. Fundamentos de biogeografías filogenéticas. Universidad Nacional Autónoma de México, México, D.F. 133 p.
- GARCÍA, M.J.; P. ARCTANDER & J. FIEDLSA. 1998. Pre Pleistocene differentiation among chat tyrants. *Condor* 100: 629-640.
- GREHAN, J. 1989. Panbiogeography and conservation science in New Zealand. *N. Zealand J. Zool.* 16: 431-478.
- HAJDU, E. 1998. Toward a Panbiogeography of the Seas: Sponge Phylogenies and general Traks. P. 95-108 In: Y. Watanabe & N. Fusetani (Eds.). *Sponge Sciences—Multidisciplinary Perspectives*. Springer, Tokyo.
- HAUSDORFF, B. 1998. Weighted ancestral area analysis and a solution of the redundant distribution problem. *Syst. Biol.* 47 (3): 445-456.
- HUNGERER, K.; K. BERNHARD & W. JOACHIM. 1998. The phylogeny and biogeography of *Gentiana* L. sect. *Cimnialis* (Adans.) Dumort.: A historical interpretation of distribution ranges in the European high mountains. *Persp. Plant Ecology Evol. Syst.* 1: 121-135.
- JAMIESON, C. D. 1998. Calanoid copepod biogeography in New Zealand. *Jamieson Ecol. New Zealand. Hydrobiologia* 367: 189-197.
- LESSIOS, H.A.; B. D. KESSING & D.R. ROBERTSON. 1998. Massive gene flow across the world's most potent marine biogeographic barrier. *Proc. Royal Soc. London Biol. Sci.* 265 (1396): 583-588.
- LIEBHERR, J.K. & E. ZIMMERMAN. 1998. Cladistic analysis, phylogeny and biogeography of the Hawaiian Platynin (Coleoptera: Carabidae). *Syst. Entomol.* 23 (2): 137-172.
- LOPRETTO, E.C. & J. MORRONE. 1998. Amphipoda: Bathynellacea (Crustacea, Syncarida), generalised tracks, and the biogeographical relationships of South America. *Zool. Scripta* 27 (4): 311-318.
- LOURENÇO, W. 1996. Biogeography of Madagascar. Institut Français de Recherche Scientifique por le Développement en Cooperation, Paris. 588 p.
- LOURENÇO, W. 1998. Panbiogeography, disrupted distributions and the concept of relictual family in scorpions. *Biogeographica* 74 (3): 133-144.
- MONGE-NÁJERA, J. & J.P. ALFARO. 1995. Geographic variation of habitats in Costa Rican velvet worms (Onychophora: Peripatidae). *Biogeographica* 71: 97-108.
- MONGE-NÁJERA, J. & W. LOURENÇO. 1995. Biogeographic implications of evolutionary trends in onychophorans and scorpions. *Biogeographica* 71(4): 179-185.
- MONGE-NÁJERA, J. 1994a. Ecological Biogeography in the Phylum Onychophora. *Biogeographica* 70: 111-123.
- MONGE-NÁJERA, J. 1994b. Reproductive trends, habitat type and body characteristics in velvet worms (Onychophora). *Rev. Biol. Trop.* 42: 611-622.
- MONGE-NÁJERA, J. 1995. Phylogeny, biogeography and reproductive trends in the Onychophora. *Zool. J. Linn. Soc. (London)* 114: 21-60.
- MONGE-NÁJERA, J. 1996. Jurassic-Pliocene biogeography: testing a model with velvet worm (Onychophora) vicariance. *Rev. Biol. Trop.* 44: 159-175.
- MORRONE, J. & J. CRISCI. 1992. Aplicación de métodos filogenéticos y panbiogeográficos a la conservación de la diversidad biológica. *Evolución Biológica* 6: 53-66.
- NELSON, G. & N.I. PLATNICK. 1981. Systematics and biogeography, cladistics and vicariance. Columbia University, New York.
- O'HARA, T. 1998. Origin of Macquarie Island echinoderms. *Dep. Zool., Univ. Melbourne, Australia. Polar Biol.* 20: 143-151.
- OYEWO, E.A. & O.A. SAETHER. 1998. Revision of Afrotropical *Polypedium* Kieffer subgen. *Uresipedium* Sasa et Kukuchi, 1995 (Diptera: Chironomidae), with a review of the subgenus. *Ann. Limnol.* 34: 315-362.
- PAPAVERO, N. & J.R. PUJOL LUZ. 1997. Introducao histórica a biologia comparada, com especial referencia a biogeografia. IV. De Descartes a Leibniz (1628-1716). Editora Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, Brazil. 282 p.
- QIN TING, K.; P.J. GULLAN & W.C. BEATTIE. 1998. Biogeography of the wax scales (Insecta: Hemiptera: Coccidae: Ceroplastinae). *J. Biogeogr.* 25: 37-45.
- RIVAS, R.M.; V. H. MÉNDEZ & J. MONGE-NÁJERA. 1997. Distribution of Costa Rican epiphytic bromeliads and the Holdridge Life Zone System. *Rev. Biol. Trop.* 45: 1021-1031.
- RONQUIST, F. 1998. Three dimensional cost matrix optimization and maximum cospeciation. *Cladistics* 14: 167-172.
- ROSEN, D. 1978. Vicariant patterns and historical explanations in biogeography. *Syst. Zool.* 27: 159-188.
- SHELDS, O. 1998. Upper Triassic Pacific vicariance as a test of geological theories. *J. Biogeogr.* 25: 203-211.
- SIMRLOFF, D. 1987. Calculating probabilities that cladograms match: a method of biogeographical inference. *Syst. Zool.* 36: 175-195.

TABLE I. Total number of biogeographical papers published by country in 1998, according to the Biological Abstracts.

TABLA I. Número total de artículos publicados por país en 1998, de acuerdo al Biological Abstracts.

Country	Papers	Country	Papers
Japan	22	Chile	2
France	19	China	2
Spain	19	Israel	2
USA	14	Kenya	2
Germany	10	Sweden	2
United Kingdom	9	Switzerland	2
Australia	7	Colombia	1
Italy	7	Hong Kong	1
Canada	5	Jordan	1
Finland	5	Liban	1
Mexico	4	Mongolia	1
Netherlands	4	Norway	1
Russia	4	Seychelles	1
Brazil	3	Slovakia	1
Czech Republic	3	South Korea	1
South Africa	3	Taiwan	1
Argentina	2	Turkey	1
Belgium	2	Venezuela	1

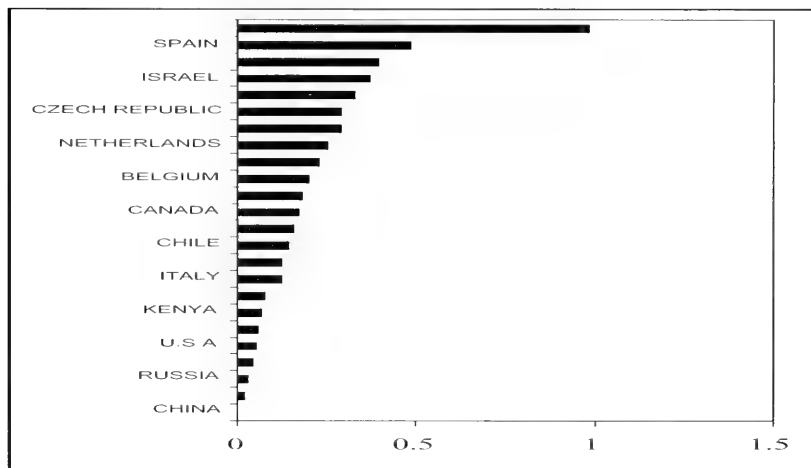


FIGURE 1. National productivity in the field of biogeography when all papers are considered. Number of papers divided x million inhabitants to correct for population size. Vertical axis: country. Horizontal axis: papers/million inhabitants.

FIGURA 1. Productividad nacional en el campo de la biogeografía cuando todas las poblaciones son consideradas. Número de trabajos por millones de habitantes para corregir el tamaño poblacional. Eje vertical: País. Eje horizontal: Trabajos/millones de habitantes.



## Review:

EL PROBLEMA DEL CONTROL ENDOCRINO Y METABOLISMO  
ENERGETICO INVOLUCRADOS EN LA MIGRACION DE LOS  
PECES: UNA APROXIMACION

*THE PROBLEMS OF ENDOCRINE CONTROL AND ENERGETIC  
METABOLISM INVOLVED IN FISH MIGRATION:  
AN APPROXIMATION*

Rodrigo G. González\*

RESUMEN

El objetivo del presente trabajo es dar a conocer un análisis de la información existente en lo referente al problema del control endocrino y metabolismo energético involucrados en la migración de los peces.

En términos hormonales, la migración vertical y horizontal de los peces parece estar potenciada, por un ciclo tiroideo y otro gonádico. El primero debería estar relacionado con la optimización del uso de energía y el segundo con los forzantes biológicos de la migración. En ambos casos existe una sincronización entre las señales endógenas y las variables ambientales a través de la estacionalidad.

Energéticamente, la disposición del patrón muscular, sus combinaciones y los hábitos de los peces estarían involucrados en la determinación del tipo de metabolismo (aeróbico-anaeróbico) a desarrollar durante la migración. En especial, la migración vertical posee un fuerte componente relacionado con el metabolismo anaeróbico y particularmente con el ácido láctico, como principal producto de acumulación de esta vía en los peces. Las adaptaciones de estos animales para sobrellevar la condición de hipoxia ambiental y/o fisiológica están relacionadas con la capacidad de las especies en particular para equilibrar y/o depurar el lactato desde los órganos donde se produce su mayor acumulación. En relación a la combinación hipoxia-profundidad, el desarrollo del metabolismo anaeróbico se relaciona con un escalamiento potencial positivo entre la actividad enzimática involucrada en este metabolismo, y el tamaño corporal de los individuos. Así, el aumento de presión sugiere una tendencia general hacia la depresión de la actividad metabólica. La razón de esta depresión se hipotetiza como una disminución sobre la fluidez de las membranas biológicas.

Finalmente, y en el contexto de la producción continua de

moléculas altamente energéticas durante el nado prolongado, se analiza la problemática de la carga de compuestos adenilados, que independientemente de la vía de producción, debe ser termodinámicamente favorecida para que tenga lugar la contracción muscular.

En consecuencia, la migración puede interpretarse como un proceso sincronizado que debería corresponder a la conjunción de los factores ambientales y endógenos que generan como resultado un movimiento en una escala variable, pero necesariamente coordinado, tanto en la dirección espacial, como en la dirección termodinámica de los procesos que rigen la historia de vida de una especie en particular.

**PALABRAS CLAVES:** Tiroides, anaerobiosis, hipoxia, láctico dehidrogenasa, carga de edenilato.

ABSTRACT

The aim of this review is presents the analysis of the information of the endocrine control and energetic metabolism involved in fish migration.

In hormonal terms, vertical and horizontal fish migrations seem to be conducted by a thyroid and gonadic cycle. First one should has a relationship with the energy performance use, and the second one must be related with the biological forcing of migration. In both cases there is a synchronization between the endogenous signals and environmental variables through the seasons.

In energetic terms, red-white muscle types arrangement and the fish behavior, seems to determine the metabolism kind (aerobic or anaerobic metabolism), that it will be developed during the migration. Especially, vertical migration has a relationship with anaerobic metabolism and furthermore, with the lactic acid production as a principal product from this kind of metabolism in fish. Fish adaptation to survive in an environmental and/or physiological hypoxic condition seems to has a relationship with the species that are to able to get a buffer internal condition or to depurate the lactic acid from the tissues where it is produced. Hypoxic conditions with the deep suggest an increase in

\* Programa de Doctorado en Oceanografía. Departamento de Oceanografía. Facultad de Ciencias Naturales y Oceanográficas. Universidad de Concepción. Casilla 160-C. e-mail: rogonzal@udec.cl

anaerobic metabolism because it had been observed an scaling between the organisms size and anaerobic enzymatic activity. In this way, pressure increase is associated with a general trend forward to a metabolic depression. This depression has been interpreted as a fluidity decrease of biological membrane.

Finally, this work analyze the problem of adenilate charge in fish migration, because without considering the aerobic and/or anaerobic pathways of energy production, it must be produced in a thermodynamic favorable way, because they are necessary to get a muscular contraction.

In this way, fish migration can be interpreted as a synchronized process that it must be corresponding with an environmental and endogenous factors conjunctions that it result in a variable scale movement, but coordinating both, in an spatial direction as in the thermodynamic process that conduce the life history of a particular species.

**KEYWORDS:** Thyroid gland, anaerobiosis, hypoxia, lactic dehydrogenase, adenilate charge.

## INTRODUCCION

### Aspectos generales de la migración de los peces

La migración es un fenómeno común en los peces. Las consecuencias son no tan sólo en el hecho del cambio de posición de un cuerpo en el espacio, sino que también en lo referente a la historia de vida de una especie. Un enfoque amplio de esta temática debe incorporar los aspectos reproductivos, de crianza y alimentación, los cuales se encuentran representados en el triángulo de Jones (Cushing, 1975).

Los peces pueden migrar ya sea en la dirección horizontal y/o en la vertical. Un ejemplo bien documentado del primer caso es la migración de los salmones. Estos eclosionan en agua dulce, donde permanecen en sus primeros estadios de vida hasta la etapa de esmoltificación, cuando comienzan su movimiento hasta el mar. En el ambiente marino ocurre su crecimiento y el comienzo de la maduración que concluye al volver a su lugar de origen (Hellawell *et al.*, 1974; Greenstreet, 1992). Así también la migración horizontal del jurel (*Trachurus symmetricus*) en Perú ha sido descrita por Kashirin *et al.* (1994), en términos espaciales y con respecto al evento del "El Niño". En Chile, estudios sobre la migración de esta especie han sido realizados por Serra (1991) y Grechina & Arcos (1995).

En el caso de la migración vertical, la literatura describe la "ley de Heincke" planteada en 1913 (Cushing, 1975), en la cual se establece que los peces

pequeños viven y crecen en las áreas de crianza más someras, mientras que los peces grandes buscan la profundidad tratando de encontrar seguridad contra los predadores. Una situación similar ocurre con *Sebastes diploproa* (Boehlert, 1981), el que migra hasta encontrar el máximo cambio térmico en la columna de agua.

En el caso de una migración horizontal que cubre una gran distancia, un parámetro crítico es la optimización en la utilización de la energía. Esto sugiere una sincronización con respecto al estado fisiológico de la biomasa que está migrando. En tanto, en la migración vertical, aparte de la limitación energética propia de todo movimiento y el problema de la flotabilidad (Oyarzún *et al.*, 1988), existen entre otros, la disminución de oxígeno disuelto, especialmente en las áreas de mínima de oxígeno (Kamykowski & Zentara, 1990); el aumento de presión y disminución de temperatura con la profundidad. Este hecho cobra especial relevancia en el caso de los peces que habitan las costas chilenas, frente a las que se ha descrito una corriente subsuperficial o corriente de Günther, con una fuerte disminución en la cantidad de oxígeno disuelto, con respecto a la superficie y al agua más profunda a esta corriente (Sievers & Silva, 1975; Silva & Neshyba, 1979).

Una aproximación matemática al entendimiento del costo energético de la migración en relación a la energía gastada en la producción de huevos, así como el costo y ventajas involucradas en la formación de cardúmenes y su relación con las características evolutivas y demográficas de algunas especies, se encuentra descrito por Roff (1988). Bajo los considerandos de la hipótesis trabajo, el autor dedujo que las especies migratorias deberían ser relativamente de mayor longitud, de maduración tardía, de un tamaño relativamente grande y un crecimiento más bien rápido. Todas estas predicciones anteriores son consistentes con los datos obtenidos de peces marinos que habitan en el hemisferio norte a temperaturas intermedias (Roff, *op. cit.*).

Dado todo lo anterior y considerando a la migración como un fenómeno común de los peces, y especialmente de las especies marinas, el objetivo de este trabajo es dar a conocer el análisis existente en la literatura en lo referente a la problemática del control endocrino y especialmente del metabolismo energético involucrado en la migración de los peces.

<sup>1</sup> Fenómeno: En el Diccionario Aristos de la Lengua Española, la definición de esta palabra en su primera acepción corresponde a: "toda manifestación de la materia o de la energía", luego ésta es la acepción que operacionalmente se usa en el texto (ver Diccionario Aristos, 1980).

## Aspectos endocrinos de la migración

La distribución de los peces y el fenómeno de la migración están íntimamente ligados a la historia de vida de una especie, la que está fuertemente determinada por los factores ambientales tales como pH, salinidad, temperatura, oxígeno y fotoperíodo (Ezzat & El-Serafy, 1977; Davenport & Sayer, 1993), cuya conjunción desencadena una serie de eventos a nivel de la regulación endocrina que dan inicio, mantienen y finalizan el movimiento migratorio (Bayley, 1973).

Se ha demostrado que los movimientos migratorios en peces coinciden con los períodos de actividad positiva o negativa de la glándula tiroidea, lo que ha sugerido que la migración y la actividad tiroidea están íntimamente relacionadas (Woodhead, 1959; 1966). Así, la sincronización del inicio de la migración en salmones ha sido atribuida a cambios en los niveles plasmáticos de las hormonas tiroideas (Dickhoff *et al.*, 1983), las que se encuentran presentes en los peces óseos a pesar de no existir un órgano diferenciado como tiroides (Woodhead & Bryant, 1981; Bone *et al.*, 1995). La importancia del cambio de las concentraciones tisulares y plasmáticas de las hormonas tiroideas tiene relación con el efecto regulador de estas moléculas sobre el metabolismo energético del organismo (Dickhoff *et al.*, 1983). Esta regulación, además, debería poseer una importante componente estacional relacionada con el ciclo gonádico, como ha sido demostrado para este tejido en *Merluccius gayi* (Campos, 1982).

En salmón rosado (*Oncorhynchus gorbuscha*) se ha determinado una disminución plasmática de los niveles de 3,5,3'-Tri-iodotironina ( $T_3$ ) y 3,5,3',5'-Tetra-iodotironina (tiroxina o  $T_4$ ) en los individuos que migran desde el mar al río. Sin embargo la disminución es mayor en machos que en hembras (Leatherland *et al.*, 1989). También se ha determinado que junto a la disminución de las hormonas tiroideas, simultáneamente, hay un aumento de las hormonas gonadotróficas, lo que indicaría la maduración gonadal (Leatherland *et al.*, 1989). El estudio anterior es consistente con lo descrito para la trucha *Oncorhynchus mykiss* (= *S. gairdneri*) (Birskis *et al.*, 1985). En este organismo al inyectar tiroxina ( $T_4$ ) a individuos que habían comenzado a migrar, la tendencia al movimiento en cardumen disminuye notablemente. Esta situación es contrastante con lo ocurrido con los controles inyectados con solución salina y tiourea (substancia que destruye las células produc-

toras de  $T_4$ ), los que continuaron la tendencia a la migración sin mostrar alteraciones. En salmón del Atlántico *Salmo salar* también se ha determinado la disminución progresiva de los niveles de  $T_3$  y  $T_4$  a medida que los peces penetran en el río (Youngson & Webb, 1993). Sin embargo Youngson & Webb (1993) también consideraron el estadio de desarrollo con respecto a los niveles de las hormonas tiroideas. Esto estableció que durante el invierno, en los peces inmaduros y localizados fuera de la costa, los niveles de  $T_4$  eran muy bajos con respecto a los peces capturados en primavera. En estos últimos los niveles de  $T_3$  aumentaron conjuntamente con la aparición de evidencia del inicio de la maduración gonádica. Posteriormente los niveles de  $T_4$  disminuyen a medida que el pez penetra en el río. Toda esta información es consistente con la hipótesis que el nivel de la actividad motora en salmones que migran está determinado por el estatus tiroideo (Woodhead, 1959; 1966).

En la migración vertical también se ha descrito que el estatus tiroideo posee gran importancia sobre todo en lo referente a inicio del movimiento en cardumen. Esto ha sido estudiado en prejuveniles de *Sebastes diploproa* (Boehlert, 1981), los que migran desde aguas templadas superficiales del Pacífico norte hasta profundidades de 200 a 500 metros, donde encuentran el máximo cambio térmico. El trabajo de Boehlert (*op.cit.*) propone para esta especie la existencia de un umbral dependiente de la temperatura, sobre el cual comenzaría la hipertrofia de las células tiroideas foliculares que deberían estar relacionadas con el umbral fisiológico que gatillaría la migración vertical. Al mismo tiempo el estudio establece que los fotoperíodos cortos (8 horas luz: 16 horas oscuridad) también serían capaces de producir la hiperplasia e hipertrofia de las células tiroideas foliculares. Así los resultados de Boehlert (1981) sugieren que el inicio de la migración vertical estacional es controlada por la razón de cambio del fotoperíodo sujeto a un programa endógeno dependiente de la temperatura.

Indudablemente y como ya ha sido establecido, la migración es un proceso acoplado a otro dentro de la historia de vida de una especie (Cushing, 1975). En particular, la regulación endocrina de la reproducción parece poseer preponderancia sobre el resto del estatus hormonal de un organismo. Lo anterior es consistente con lo propuesto por Baggerman [1958, 1972 (*vide* Papitsch *et al.*, 1981)], quien establece que la maduración gonádica en teleósteos es un proceso cíclico que ocurre a intervalos regulares de tiempo, que

dependen de una combinación de factores externos especiales para cada especie y de los llamados factores intrínsecos o endógenos, controlados por el reloj biológico. La conjunción de todos estos factores daría como resultado el desove, siempre y cuando las condiciones ambientales sean las más favorables para el crecimiento de los alevines. Sin embargo, la sincronización de este proceso en el inicio de la migración, especialmente en salmones, podría corresponder a señales químicas liberadas al ambiente por parte del macho o la hembra. En el caso de la trucha arcoiris (*O. mykiss*) se ha demostrado que la orina de la hembra posee una feromona que causa el rápido aumento de los niveles plasmáticos de 17,20b-hidroxi-4-pregnan-3-ona y testosterona en machos (Scott *et al.*, 1994; Vermeirssen *et al.*, 1997). Además, en salmón rosado (*O. gorbuscha*) se ha demostrado que existen cambios en los parámetros reproductivos durante la migración de desove (Dye *et al.*, 1986). Este salmón toma aproximadamente dos semanas para migrar 333 Km en contra de la corriente hasta llegar al lugar de desove. Ambos sexos penetran en el río en un avanzado estado de madurez sexual. El trabajo de Dye *et al.* (*op. cit.*) establece para las hembras que: (i) tanto el nivel plasmático de 17b-estradiol como de vitelogenina disminuyen rápidamente durante la migración, llegando a ser mínimos al momento del desove, (ii) la concentración plasmática de 17a,20b-Progesterona aumenta rápidamente hasta hacerse máxima al arribar al lugar del desove, (iii) los niveles de gonadotropina también aumentan rápidamente durante la migración siendo máximo en los peces cansados (extenuados) y (iv) la testosterona aumenta durante la migración, pero disminuye al momento del desove. En los machos se observó un patrón inverso, por ejemplo, los niveles plasmáticos de la testosterona y 11- ketotestosterona disminuyen durante la migración, pero aumentan rápidamente al llegar al lugar de desove, posiblemente debido al estímulo de feromonas (Vermeirssen *et al.*, 1997). Los cambios endocrinos observados en el estudio de Dye *et al.* (1986) representan otra evidencia de la sincronización fisiológica de los individuos que migran. En caso de los salmones, la sincronización se hace evidente en el control hormonal de los estados finales de la reproducción y más específicamente al final de la maduración de los ovocitos y la ovulación en las hembras. El mismo concepto de sincronización está ligado a los estados finales de la espermiogénesis y liberación de los gametos en los machos (Dye *et al.*, 1986).

En el establecimiento de relaciones entre la migración y otros procesos asociados a cambios endógenos producidos por cambios en el ambiente, Pollock (1984) encuentra una relación entre migración, reproducción y nutrición en *Acanthopagrus australis*. El trabajo propone que la migración es un proceso necesario para el normal desarrollo del ovocito, debido al aumento de la fecundidad de éstos observado en los individuos que migran, en comparación con grupos de la misma especie y tamaño que no migran. En ambos grupos de estudio ocurre la maduración gonadal a expensas de las reservas de lípidos acumuladas en la época de mayor abundancia de alimento. Sin embargo, Pollock (1984) propone que la tendencia de un grupo de peces a no migrar podría corresponder al envejecimiento. En este contexto, el estudio de Svedäng & Wickström (1997) en *Anguilla anguilla* sugiere que la acumulación de energía para la migración es un parámetro crítico que determinaría la ocurrencia del evento, en la que un bajo contenido de grasa en las hembras indicaría una reserva energética insuficiente para la migración y el desarrollo gonádico. Sin embargo, estos autores no consideran que la observación también podría interpretarse como un indicio del tipo de combustible metabólico utilizado en la migración de esta especie.

### Aspectos del metabolismo energético involucrados en la migración

#### Metabolismo energético y migración horizontal

Puesto que la migración involucra directamente el movimiento de un cuerpo en el espacio, existe un parámetro energético involucrado en este movimiento. Este cambio puede ocurrir utilizando la energía conservativa del ambiente, como es el caso de los organismos pequeños que pueden migrar al ser pasivamente arrastrados por una corriente (Parrish *et al.*, 1981). No obstante, cuando el movimiento es producido activamente, el componente energético involucrado en el gasto muscular durante el nado prolongado es un objeto importante de estudio.

Sobre la base de las propiedades bioquímicas e histoquímicas, se acepta generalmente que la musculatura de los peces se encuentra compuesta por tres tipos de fibras: rojas, blancas y rosadas (Driedzic & Hochachka, 1978). El músculo rojo posee un metabolismo predominantemente aeróbico, representado

histoquímicamente por una gran cantidad de mioglobina, mitocondrias y enzimas asociadas a las vías características de este tipo de actividad. A pesar de que en algunas especies el músculo rojo puede no existir (*Raja radiata*, *Raja clavata*, *Raja batís*, *Agonus capricirphatus*, *Callionymus lyra*, *Brama brama* y *Beryx decodactylus*), en la mayoría de las especies puede variar entre un 5 a 26 % del peso corporal total (Greer-Walker & Pull, 1975). En cambio, la musculatura blanca posee un metabolismo predominantemente anaeróbico, que, en contraste con la fibra roja, está caracterizado por una baja irrigación y enzimas asociadas a las vías anaeróbicas clásicas (Talesara & Urfi, 1987; Proctor *et al.*, 1980; Gillerman, 1980; Hoyle *et al.*, 1986; Gill *et al.*, 1982; Carpane *et al.*, 1982). Sin embargo, considerando la capacidad aeróbica de toda la masa corporal, la musculatura blanca y las vísceras (e.g. hígado) pueden ser responsables de gran parte del consumo de oxígeno en los peces. Así, la participación del músculo rojo podría llegar a ser mínima (Goolish, 1991a).

Las fibras rosadas son las menos estudiadas, pero al parecer éstas poseen propiedades bioquímicas intermedias a las anteriores (Driedzic & Hochachka, 1978). Sin embargo, la información correspondiente a este tipo de fibras es muy limitada y dado su escasa participación en la locomoción de los peces, no serán tratadas en este trabajo.

Funcionalmente se ha descrito que la musculatura roja sería la utilizada durante la natación a velocidad de "crucero", o natación prolongada y la musculatura blanca sería utilizada durante la natación "explosiva", o de corta duración, pero a gran velocidad (Driedzic & Hochachka, 1978; Goolish, 1991b). Sin embargo, en algunos tiburones se ha determinado que la musculatura blanca iría en apoyo de la musculatura roja durante la natación prolongada (Kryvi & Totland, 1978). Algo similar se ha observado en carpa dorada (*Carassius carassius*), donde a medida que se incrementa la velocidad de natación, un mayor número de fibras blancas se suman al trabajo aeróbico de las fibras rojas (Johnson & Goldspink, 1973).

Uno de los enfoques más usados para determinar el gasto de energía durante la natación es la determinación del consumo de oxígeno (Wadle *et al.*, 1996), el cual también puede ser realizado en tejidos aislados (Mwangangi & Mutungi, 1994). El consumo de oxígeno de un pez en actividad puede incrementarse en 10 veces sobre el estado de reposo, siendo gran parte de este aumento debido a la activi-

dad del músculo rojo (Driedzic & Hochachka, 1978). En truchas, se ha observado que mientras el animal nada más rápido, el cociente respiratorio también se incrementa, llegando a valores de 1.0, lo que sugiere un incremento en el consumo de carbohidratos con el aumento de la actividad. Sin embargo, en *C. auratus* frente al nado prolongado el cociente respiratorio cae a 0.8, esto indica que en algún punto de la actividad el pez deja de consumir carbohidratos y comienza a consumir grasas o proteínas como fuente de energía (Driedzic & Hochachka, *op. cit.*). La problemática que se presenta entonces es el cambio entre un metabolismo aerobio, anaerobio y las fuentes de energía que se utilizan durante el nado prolongado.

Hunter (1971) utilizando *T. symmetricus* determinó la relación entre el tiempo de nado y la velocidad de éste, basado en un tiempo de fatiga para el 50% de los peces analizados. La forma de la curva fue exponencial durante los primeros 22 minutos y finalmente lineal. Pritchard *et al.* (1971) dan una explicación parcial para la segmentación de la curva, basado en la determinación de la concentración de glicógeno, ácido láctico y grasas. Para la fase exponencial de la curva, la fatiga de los peces fue correlacionada con el agotamiento de los depósitos de glicógeno en el músculo blanco e hígado, pero no en el músculo rojo. La porción lineal fue correlacionada con el agotamiento del glicógeno en todos los tejidos. En el estudio de Hunter (1971) la concentración de ácido láctico fue alta en toda la curva pero no mostró consistencia con la forma de la curva y la fatiga. Esto podría deberse a que no se consideró el tiempo de recuperación de los individuos y tampoco se informa el porcentaje de mortalidad. En salmonidos este tiempo puede llegar a más de doce horas después del ejercicio (Wood *et al.*, 1983). Finalmente el trabajo de Pritchard *et al.* (1971) establece que los lípidos no tuvieron cambios significativos en ninguna parte de la curva, por lo que no tendrían relación con la fatiga. Este perfil bioquímico sugiere que *T. symmetricus* utilizaría para nadar, mayoritariamente, el catabolismo de carbohidratos, siendo anaeróbico en la musculatura blanca durante el nado explosivo y aeróbico en ambos músculos durante el nado prolongado. Estos resultados contrastan con la mayoría de los peces no pelágicos, en los que el catabolismo de carbohidratos sólo estaría presente en el músculo blanco durante el nado explosivo, pero en condiciones aeróbicas la musculatura roja utilizaría lípidos (Bone, 1966; Hudson, 1973; Bilinski, 1974).

Pritchard *et al.* (1971) han especulado que esta diferencia metabólica podría representar una especialización de *T. symmetricus* y otras especies pelágicas (e.g. escómbridos y carángidos) para nadar a altas velocidades, considerando la diferencia en la eficiencia energética entre el metabolismo aeróbico y anaeróbico. Estos autores, también puntualizan que, en la posibilidad de que *T. symmetricus* nade a velocidades menores que las utilizadas en el experimento, éste puede utilizar sólo la musculatura roja catabolizando lípidos aeróbicamente. Sin embargo, Gordon & Belman (1981) en una extensa revisión del tema proponen la idea de un trabajo aeróbico para ambas musculaturas en especies epipelágicas, contrastado con la visión clásica para especies no pelágicas, de la separación del metabolismo aeróbico y anaeróbico en la musculatura roja y blanca, respectivamente.

También se ha estudiado la utilización de proteínas como fuente controlada de energía. No obstante este uso se opone al concepto de que las proteínas, por ser en elementos estructurales y funcionales, su utilización para la producción de energía sería limitado y sólo favorecido en situaciones extremas, como la inanición (Lehninger, 1983). Más específicamente, en peces, el catabolismo de proteínas ha sido resumido en la utilización de aminoácidos como una importante fuente de energía durante el nado prolongado (Driedzic & Hochachka, *op. cit.*). En este punto, se ha puesto gran atención en la utilización de glicina e histidina libre. Estos aminoácidos están presentes en el músculo de los peces, llegando a ser el 50% del conjunto de aminoácidos libres presentes en este tejido (Driedzic & Hochachka, *op. cit.*). La utilización de glicina por el músculo implica su transformación a glucosa por la vía gluconeogénica. En tanto, el catabolismo de la histidina implica la desaminación y producción de  $\text{NH}_4^+$  como desecho (Lehninger, 1983). Consistentemente, se ha observado un cambio en la concentración tisular de histidina libre durante la migración del salmón sockeye, lo que sugiere su utilización por medio de una vía oxidativa (Driedzic & Hochachka, *op. cit.*).

Aunque durante la búsqueda del material bibliográfico para esta revisión no se encontró ninguna referencia sobre la histidina y el metabolismo del jurrel (*T. symmetricus*), esta temática debe ser revisada más acuciosamente al considerar que esta especie posee una de las más altas concentraciones de histidina libre determinada en peces (Mendoza *et al.*, 1992). Este aminoácido ha sido descrito como uno de los

mayores problemas de la explotación del recurso dada su tendencia a formar histamina por descomposición bacteriana (Zaldívar, 1992). La histamina, como la mayoría de las aminas biogénicas, está sujeta a un estricto control de calidad, como producto de las secuencias de estos compuestos en la nutrición animal (Castro, 1991).

El metabolismo energético y el combustible que debe ser utilizado por los peces durante el nado deberían estar relacionados con su condición de poiquiloterms, dado la fuerte influencia de la temperatura sobre el metabolismo. Davenport & Sayer (1993) han tratado esta temática como una variable determinante en la distribución de los peces, relacionando la temperatura, tasa metabólica y la localización latitudinal de una especie en particular. Sin embargo, se ha determinado que el metabolismo aeróbico durante el nado a velocidad de "crucero" de *T. symmetricus* parece ser independiente de la temperatura (Gordon & Belman, 1981), esto sugiere que esta especie, desde una perspectiva energética, podría cruzar distintas masas de agua sin la necesidad de seguir una isoterma. No obstante, como también se establece en el trabajo de Gordon & Belman (*op. cit.*), el metabolismo aeróbico en esta especie es directamente dependiente de la temperatura cuando el pez nada a baja velocidad, lo que sugiere que los ambientes fríos (10°C) serían óptimos para el descanso y la alimentación. Esto es consistente con las bajas temperaturas de los centros de surgencia (Arzhanova *et al.*, 1994), donde se ha registrado una alta captura de jurrel (ver revisión en Arcos, 1998).

### Metabolismo energético y migración vertical

Al considerar un posible perfil bioquímico de la migración de los peces se puede inferir que en un movimiento horizontal el efecto de la razón de cambio de las variables (temperatura, oxígeno, presión y salinidad) como función del espacio, es mínimo en comparación con la razón de cambio de estas mismas variables durante el descenso en la columna de agua. Más aún, exceptuando la salinidad, el cambio en la columna de agua de todas estas variables podría ser determinante sobre el tipo de el metabolismo energético de los peces que migran verticalmente, con frecuencia estacional o diurna-nocturna (Hochachka 1980).

La presencia de zonas de mínimo oxígeno en la columna de agua está distribuida en diversos luga-

res del planeta. Esta condición puede ser producto de una restricción física al flujo del agua bajo la capa de mezcla, debido a un cambio de densidad, como ocurre en el Mar Negro, Mar Báltico, Trincheras de Cariaco y en algunas lagunas costeras y fiordos (Valiela, 1984). No obstante, la condición de bajo oxígeno también puede ocurrir bajo la zona fótica de amplias áreas oceánicas, asociadas a una alta productividad primaria y alto consumo de oxígeno heterotrófico, como ocurre al norte y sur del Ecuador en el Pacífico oriental (Deuser, 1975). Frente a las costas de Chile, la condición de bajo oxígeno ha sido descrita por Sievers & Silva (1975) y Silva & Neshyba (1979), donde esta condición se extiende a lo largo de la costa, sobre la plataforma continental y talud (Alheit & Bernal, 1993), y se hace más débil (menor déficit de  $O_2$ ) y más profunda (250 m), en la zona sur (Grados, 1988).

En este contexto, las especies que viven o migran a través de áreas donde existe una zona de mínimo de oxígeno se presentan como un interesante objeto de estudio en lo referente a las adaptaciones a nivel bioquímico/fisiológico que evolutivamente debieron ser desarrolladas como producto de esta forzante ambiental. Estas adaptaciones apuntan especialmente hacia el desarrollo de vías metabólicas anaeróbicas para la obtención de energía. Las características y roles funcionales definen dos tipos mayores de vías metabólicas anaeróbicas en el reino animal. Las primeras son de alta eficiencia y baja tasa de producción de energía, destinadas a sobrevivir durante la anoxia. Las segundas son de baja eficiencia y alta tasa de producción de energía, utilizadas en la mantención de la tasa metabólica en condiciones hipóxicas (ambiental o fisiológica) (Livingstone, 1983). Sobre estas últimas, la más ampliamente difundida es la vía del lactato, que se caracteriza por utilizar un solo sustrato (piruvato) y obtener un producto final (lactato), a expensas de grandes depósitos endógenos de energía (glucógeno). En esta misma línea, también se encuentra la vía de las opinas, la que requiere de dos sustratos (piruvato + aminoácido; aminoácido = arginina o alanina o glicina) para producir un solo producto (octopina o alanopina o strombina, respectivamente). La dependencia de dos sustratos por parte de la vía de las opinas podría generar, teóricamente, un menor potencial energético con respecto a la vía del lactato, aunque ambas vías tienen el mismo rendimiento energético de 3 ATP (Livingstone, 1983). Con respecto a los productos finales de estas vías

metabólicas, el lactato es 20 veces más ácido que la octopina (Zammit, 1978), por lo que su acumulación puede generar más rápidamente una condición de acidosis metabólica y la muerte del individuo (Wood *et al.*, 1983).

En peces, la vía anaeróbica más ampliamente desarrollada en el contexto de la adaptación a la hipoxia funcional o ambiental es la vía de producción y acumulación de lactato a partir de piruvato. Al respecto, se ha puntualizado que la acumulación de este metabolito es producto de la activación del metabolismo anaeróbico inducido por la hipoxia fisiológica o funcional, lo que resulta en una disminución de los depósitos de energía como ATP, fosfocreatinina, glicógeno y otros (Dando, 1969; Pritchard *et al.* 1971; Hochachka, 1980; Livingstone, 1983; Van den Thillart *et al.*, 1994; Vetter *et al.*, 1994; Dalla Via *et al.*, 1997). Sin embargo, la formación de etanol también ha sido detectada en estos organismos, tanto en hipoxia como en anoxia (De Zwaan & Van den Thillart, 1985; *vide* Livingstone, 1991). Una tercera vía, exclusiva de la condición de anoxia, es la síntesis de ácidos grasos a partir de Acetil-CoA (Hochachka, 1980).

El problema de la acidosis metabólica producida por la acumulación de lactato y el destino de este anión, ha sido estudiado desde el punto de vista de la legislación pesquera (Wood *et al.*, 1983), hasta la generación de conceptos como el de las especies liberadoras y no liberadoras de lactato (Dalla Via *et al.*, 1997). En el primer caso, Wood *et al.* (1983) establecen que la disposición de manejo pesquero en algunos países, de retornar al ambiente los peces atrapados con red o anzuelos, puede no tener sentido. Esta opinión está basada en el hecho que el ejercicio extenuante al que son sometidos los peces con estos artes de pesca produciría una acidosis metabólica por acumulación de ácido láctico, que conllevaría a la muerte de los peces liberados, entre las cuatro a doce horas post ejercicio. Con respecto al segundo caso (Dalla Via *et al.*, 1997), la clasificación de especies liberadoras y no liberadoras de lactato está relacionada con la depuración de este ácido tricarbóxico desde los tejidos de los peces, puesto que en ellos el ciclo de Cori (muy estudiado en mamíferos, ver Lehninger, 1983) es de menor importancia. Así, en los peces sólo el 2% de la depuración del lactato producido en hipoxia es debido a la gluconeogénesis hepática (Pagnotta & Milligan, 1991) y más del 80% del lactato generado es retenido en la masa muscular y liberado lentamente a la sangre (Milligan & Wood, 1986;

Milligan & Girard, 1993). Según lo observado, esta liberación genera dos tipos de especies: (i) los peces tipo peces planos que liberan a la sangre menos del 1% del lactato total producido en el músculo, y (ii) especies más activas como salmones, peces de cuerpo redondo y otras con mayor capacidad de nado, los que liberan a la sangre entre el 10 a 20% del lactato total producido en el músculo (Milligan & Girard, 1993). No obstante, existen casos intermedios que no se clasifican polarmente como los peces planos (no liberadores) y como los salmónidos (liberadores), como es el caso de *Gadus morhua* (Tufts, 1991), que posee una tasa intermedia de liberación de lactato a la sangre.

A pesar de la ausencia de vejiga gaseosa funcional en los peces planos, su flotabilidad negativa y por lo tanto su escasa capacidad natatoria (Van der Thillart *et al.*, 1994), éstos pueden desarrollar migraciones ontogénicas en la columna de agua (Vetter, 1994; Dalla Via *et al.*, 1997). Se ha determinado que la capacidad de estas especies para enfrentar el desafío de la falta de oxígeno puede ser determinante en el patrón de distribución espacial de ellas, cuando habitan en un gradiente de profundidad y de oxígeno (Vetter *et al.*, 1994). Estas observaciones nuevamente sugieren un perfil bioquímico (o estatus del medio interno), de la migración y de la distribución en el espacio.

Sobre la combinación disminución de oxígeno y aumento de presión que deben enfrentar los peces durante una migración vertical se ha postulado que el mayor efecto sobre la fisiología de éstos es una depresión general del metabolismo (Hochachka, 1980; Sébert *et al.*, 1993). Un buen modelo para estudiar la combinación de estas variables está representado en el metabolismo de los peces abisales. En estos organismos se ha determinado que la captación de oxígeno puede ser de 1/20 a 1/10 de la captación de oxígeno de los peces euritérmicos, lo que según Hochachka (1980) sería explicado por las bajas temperaturas de esta zona, sumando a la disminución de oxígeno y el aumento de la presión hidrostática.

Aparte de la depresión del metabolismo general estudiado a través del consumo de oxígeno, esta depresión también es sugerida por un estudio enzimático realizado por Vetter *et al.* (1994). Este estudio muestra que en peces planos existe un escalamiento negativo de la actividad específica de las enzimas láctico dehidrogenasa (LDH, enzima propia del metabolismo anaeróbico) y citrato sintetasa (CS,

enzima propia del metabolismo aeróbico), con respecto al aumento de profundidad (presión), disminución de la concentración de oxígeno y aumento de la masa corporal. Sin embargo, esta relación ha sido establecida para especies que habitan ambientes permanentemente con baja concentración de oxígeno y alta presión.

Una situación distinta debería ocurrir con las especies más móviles, que migran en la vertical estacional o diurna-nocturna o que penetran en algún grado en la zona mínima de oxígeno. Al respecto, Sébert *et al.* (1993) determinaron que un aumento de la presión hidrostática en *Anguilla anguilla* (101 atmósferas) produce un estado metabólico semejante al de la hipoxia, con una disminución en el consumo de oxígeno y una activación del metabolismo anaeróbico. En términos moleculares, el autor explica que el aumento de presión produciría una disminución de la fluidez de membrana y con esto una inhibición de todos los procesos que ahí ocurren (e.g. reducción de oxígeno molecular al final de la cadena transportadora de electrones). Así, la activación del metabolismo anaeróbico sería producto de los requerimientos energéticos, puesto que se debería activar una vía alternativa independiente del estado de la membrana. Esta posibilidad está radicada en las vías anaeróbicas, las que celularmente se ubican en el citoplasma. No obstante, la tendencia cuando la presión aumenta entre las 100 y 500 atm parece ser la depresión de toda actividad metabólica (incluida la anaeróbica), lo que genera una gran interrogante sobre la bioquímica asociada a las reacciones metabólicas de los peces abisales (Hochachka, 1980).

### Tolerancia a la hipoxia

La interpretación más plausible de la migración vertical contempla aspectos de escape, alimentación, desarrollo ontogénico y reproducción, entre otros (Boehrlet, 1981). Como ya se ha discutido, en la migración vertical los organismos deben sobreponerse a un fuerte gradiente de las variables ambientales y principalmente tolerar la hipoxia ambiental o funcional. El enfoque más usado es la activación del metabolismo anaeróbico y principalmente la activación de la LDH. El problema asociado a la acumulación del producto de la actividad de esta enzima es la potencial descompensación y acidosis metabólica que puede conllevar a la muerte del organismo, al sobrepasar el rango fisiológico de pH celular. Así, la ma-



yor capacidad de tamponar o depurar el ácido láctico ha estado asociada con una mayor tolerancia a la hipoxia y más aún, la posibilidad de desarrollar un metabolismo anaeróbico en el cerebro, con un gradiente positivo de lactato entre este tejido y el plasma, parece estar asociada a especies altamente adaptadas a tolerar la hipoxia (Yu & Woo, 1987), como se ha observado en el teleosteo de respiración aérea, *Channa maculata*.

Sin embargo, las preguntas de, ¿como se activa, mantiene y finaliza el uso del metabolismo anaeróbico? aún no han sido contestadas. La proposición más reciente corresponde a una teoría unificada sobre la tolerancia a la hipoxia formulada por Hochachka *et al.* (1996), la que propone un mecanismo molecular de "defensa y rescate" para sobrevivir en condiciones de bajo oxígeno. La mínima utilización de energía debe suplir al menos: (i) la mantención del impulso nervioso (bomba  $\text{Na}^+\text{-K}^+$  ATP dependiente), (ii) síntesis de proteínas para el metabolismo anaeróbico (e.g. LDH), (iii) síntesis de urea, y (iv) locomoción. Según este mismo autor, el éxito para tolerar la anaerobiosis debe contemplar esencialmente una fase de defensa, donde habría una detección y transducción de la señal de hipoxia, lo que activaría una señal neuronal con un: (i) aumento en la liberación de adenosina, (ii) disminución en la liberación de glutamato para un arreglo de la velocidad de conducción del impulso nervioso, (iii) supresión de la síntesis de proteínas del metabolismo aeróbico, (iv) igualar la demanda de ATP con la síntesis de éste. Posterior a la fase de "defensa", la fase de "rescate" contempla: (i) activación de la transducción de genes de las proteínas del metabolismo anaeróbico, (ii) supresión de los genes menos utilizados como los responsables de la codificación de las enzimas del ciclo de Krebs, y (iii) estabilización (consolidación) de una producción de ATP basal que asegure el funcionamiento de los procesos vitales esenciales. Esto último sería a través de la activación de un segundo mensajero (e.g.  $\text{Ca}^{++}$ ,  $\text{AMP}_c$  u otro).

### Natación, energía y compuestos adenilados

La singularidad más importante de las vías metabólicas que producen energía es la producción de ATP. Estas, en términos cualitativos, son independientes del sustrato que utilicen y de las moléculas que generan como subproductos. Durante el nado, el consumo de ATP se produce en la contracción mus-

cular en presencia de calcio. Como producto de la hidrólisis se forma ADP y Pi (Lehninger, 1983). Luego, a medida que la contracción muscular aumenta, también aumentan los requerimientos de ATP. Este puede ser agotado si no se mantiene el equilibrio gasto - producción. Dicho equilibrio es uno de los grandes problemas que enfrentan los peces durante el nado prolongado de la migración (Driedzie & Hochachka, 1978).

Un enfoque termodinámico del problema anterior parte de la siguiente expresión de la energía libre de Gibbs involucrada en la hidrólisis del ATP:

$$\Delta G = \Delta G^\circ + RT \ln \frac{[ADP][Pi]}{[ATP]}$$

donde:

$\Delta G$  = Energía libre de Gibbs.

$\Delta G^\circ$  = Energía libre de Gibbs estándar (25°C, 1 atm, 1M).

R = Constante de los gases (0.082 l atm °K<sup>-1</sup> mol<sup>-1</sup>).

T = Temperatura absoluta.

[ADP] = Actividad (concentración) del Adenosin difosfato.

[Pi] = Actividad (concentración) del fosfato inorgánico.

[ATP] = Actividad (concentración) del Adenosin trifosfato.

Si durante el trabajo muscular no hubiere producción de ATP, la concentración de esta molécula disminuiría y aumentaría la concentración de ADP y Pi, con lo cual, el valor de la relación  $[ADP][Pi]/[ATP]$  se haría cada vez mayor, lo que daría como resultado un valor de  $\Delta G$  progresivamente menos negativo. Puesto que la energía potencial para realizar trabajo debe ser siempre negativa (reacciones espontáneas), de ocurrir lo anteriormente descrito se produciría la detención del proceso cuando  $\Delta G$  se hiciera igual a cero (Chopin, 1980). Bajo estas consideraciones, el nado prolongado durante la migración debe cumplir con una continua producción de ATP y remoción de ADP y Pi, de tal manera que la relación anterior mantenga su valor negativo, al menos dentro de un rango inferior a cero.

Uno de los mecanismos descritos para la mantención de la relación  $[ADP][Pi]/[ATP]$  se basa en la utilización de compuestos fosforilados y adenilados de alta energía, los que al ser almacenados en el músculo pueden estar disponibles en la medida que el trabajo muscular lo requiera. Entre este tipo de compuestos se cuenta la creatinina fosfato. Esta podría servir como un tampón para equilibrar la falta de fosfatos de alta energía al igual que el GTP (Darnell *et al.*, 1990).

El modelo actual del control del "pool de sustancias adeniladas" surge de las observaciones descritas por Driedzic & Hochachka (1978). Estas se basan en estudios realizados en peces sometidos a ejercicio, en donde se determinó las concentraciones de compuestos adenilados frente a un organismo control mantenido en reposo. Básicamente estos estudios describen lo siguiente:

1. Las concentraciones de creatinina fosfato del músculo blanco de la trucha arcoiris disminuyen en 7.35  $\mu\text{moles/g}$  después del ejercicio intenso hasta el cansancio (Tomlinson *et al.*, 1965; Driedzic & Hochachka, 1978).
2. En carpa *C. carassius*, la concentración de creatinina libre (no fosforilada) aumentó 18  $\mu\text{moles/g}$  en animales sometidos a ejercicio vigoroso (15 minutos a 85 cm/seg con animales de 15 cm de largo), pero se mantiene constante a velocidades menores (17 y 55 cm/seg) durante el nado prolongado (Johnston & Goldspink, 1973).
3. En *Gadus morhua* ejercitados hasta el cansancio (peces exhaustos), comparados con individuos en reposo, la concentración de  $\text{NH}_4^+$  aumenta 2.5  $\mu\text{moles/g}$  (Fraser *et al.*, 1966), en tanto que la concentración de ATP disminuye en 5.08  $\mu\text{moles/g}$  y la de IMP aumenta en 4.60  $\mu\text{moles/g}$ , mientras las concentraciones de ADP y AMP permanecen constantes (Jones & Murray, 1960).

En resumen, durante el trabajo muscular, las concentraciones de ADP y AMP permanecen constantes y la concentración de ATP disminuye en relación inversa con el aumento de IMP y  $\text{NH}_4^+$ . Este hecho, sumado a la caracterización de ocho enzimas claves existentes en el tejido muscular de los peces, han permitido construir un esquema conceptual de las alteraciones metabólicas del pool de adenilato producidas durante el nado prolongado. Según Driedzic & Hochachka (*op. cit.*), estas enzimas son: a) creatininaquinasa, b) ATPasa miofibrilar, c) adenilatoquinasa, d) nucleótido difosfatoquinasa, e) succinicoquinasa, f) 5'-AMP deaminasa, g) adenilsuccinato sintetasa, h) adenilsuccinasa. Las reacciones catalizadas por estas enzimas están resumidas en la Tabla I.

De las ocho reacciones descritas en la tabla 1, el punto más relevante descrito por los mismos autores parece ser la inhibición de la 5'-AMP deaminasa por la presencia de GTP y la inhibición de la adenilsuccinato sintetasa por GDP. Bajo este cuadro, la mantención del pool de adenilato se puede plantear de la siguiente manera: cuando las reservas y las

vías de producción de ATP y ADP tienden a agotarse (reacciones a, b, c y d, ver Tabla I), comienza a existir una acumulación neta de AMP, que por acción de masas logra detener las vías de producción de ATP (inhibición por producto). Así, para que estas vías sigan funcionando se hace necesario remover AMP y así desplazar el equilibrio. Esta remoción es favorecida por la disminución de los niveles de GTP (inhibidor de la enzima 5'-AMP deaminasa), lo que permite la producción de IMP (reacción f). La disminución de la concentración de AMP permite el desbloqueo de las vías productoras de ATP (reacciones a, b, d y d) y GTP (reacción e). La aparición de esta última molécula (o la disminución del GDP) desbloquea la adenilsuccinato sintetasa, la cual acoplada a la adenilsuccinasa (reacción g y h, ver Tabla I), cierra el ciclo regenerando AMP, permitiendo la mantención del equilibrio del pool de adenilato y su regeneración. Este ciclo está representado en la Figura 1.

Por lo expuesto anteriormente, la participación del GTP parece ser clave durante el nado "explosivo". Sin embargo, la extrapolación de la importancia de esta molécula para la mantención del equilibrio durante el nado prolongado debería ser motivo de una revisión más acuciosa.

## CONCLUSIONES

El control endocrino involucrado en la migración de los peces es una materia que debería estar en el foco de futuros estudios experimentales, debido a la importancia de este tipo de moléculas en el metabolismo de los individuos y sus efectos sobre las poblaciones (e.g. niveles séricos de  $T_3$ ,  $T_4$ , 17 $\beta$ -estradiol, vitelogenina, 17 $\alpha$ , 20 $\beta$ -Progesterona, etc). Así también, la liberación de feromonas al ambiente es un punto interesante en el contexto de este trabajo, sobre todo hoy en día cuando se disponen de mejores técnicas analíticas para su determinación y cuantificación.

Con respecto al control energético, la dualidad de los peces para producir energía utilizando el metabolismo aeróbico y/o anaeróbico, así como el tipo de combustible metabólico a utilizar durante el nado explosivo y/o prolongado (e.g. histidina en *Trachurus murphy*), es un campo interesante en el desarrollo de la investigación a nivel fisiológico-bioquímico. Esto

podría ser relevante, sobre todo en las especies de importancia económica, debido al escaso conocimiento en estas materias que de ellas se tiene en nuestro país.

Los antecedentes presentados en esta revisión sugieren la existencia de una sincronización fisiológica en la migración de los peces como producto de la progresión de reacciones metabólicas involucradas en este proceso. Esta sincronización podría determinar la acumulación o liberación de metabolitos críticos (e.g. ácido láctico), así como la activación o inhibición de enzimas características (e.g. metabolismo anaeróbico). La determinación de estas moléculas (metabolitos o enzimas) podría ser el inicio y un indicio para la búsqueda de marcadores bioquímicos de la migración (perfiles bioquímicos de la migración). De esta forma, la existencia de marcadores bioquímicos para la migración podría aportar en el entendimiento de la problemática de la dinámica poblacional, así como en la administración de las especies migratorias de interés pesquero.

#### AGRADECIMIENTOS

El autor desea expresar sus sinceros agradecimientos al Dr. Ciro Oyarzún, por su excelente disposición al facilitar su colección de trabajos y a los dos revisores anónimos por sus casi inagotables críticas.

#### BIBLIOGRAFIA

- ALHEIT, J. & P.A. BERNAL. 1993. Effects of physical and biological changes on biomass yield of Humboldt Current System. In "Large Marine Ecosystem", pp. 53-68. Sherman K., Alexander L.M., Gold B.D. (eds.). American Association for the Advancement of Science Press, Washington D.C.
- ARCOS, D. (ed.). 1998. Biología y Ecología del Jurel en Aguas Chilenas. Instituto de Investigación Pesquera, Talcahuano, Chile. 212 págs.
- ARZHANOVA, N.V.; I.P. KANAIEVA & N.V. MORDASOVA. 1994. Condiciones oceanográficas y base alimenticia de la zona suroriental del Océano Pacífico. En "Biología y Pesca Comercial del Jurel en el Pacífico Sur", D. Arcos & A.S. Grechina (eds.) Instituto de Investigación Pesquera, Talcahuano, Chile. pp. 85-92.
- BAYLEY, P.B. 1973. Studies on the migratory charasin *Prochilodus platensis* Holmberg, 1889 (Pisces, Characidae) in the river Pilcomayo South America. J. Fish Biol. 5(1): 25 - 40.
- BILINSKI, E. 1974. Biochemical aspects of fish swimming. Biochem. Biophys. Perspect. Mar. Biol. 1: 239-288.
- BIRKS, E.K.; R.D. EWING & A.R. HEMMINGSEN. 1985. Migration tendency in juvenile steelhead trout, *Salmo gairdneri* Richardson, injected with thyroxine and thiourea. J. Fish Biol. 26: 291-300.
- BOEHLERT, G.W. 1981. The role of temperature and photoperiod in the ontogenetic migration of pre-juvenile *Sebastes diploproa* (Pisces: Scorpaenidae). Calif. Fish and Game. 67(3): 164 - 175.
- BONE, Q. 1966. On the function of two types of myotomal muscle fibre in elasmobranch fish. J. Mar. Biol. Assoc. U.K. 46: 321-350.
- BONE, Q.; N.B. MARSHALL & J.H.S. BLAXTER. 1995. Endocrine Systems. In Biology of Fishes. Published by Blackie Academic & Professional. Glasgow. pp. 195 - 218.
- CAMPOS, P.W. 1982. Estudio preliminar de la actividad de la tiroidea en *Merluccius gavi* (Guichenot, 1848). Tesis para optar al grado de Licenciado en Biología Marina. Universidad de Concepción. Concepción, Chile. 41 págs.
- CARPENE, E.; A. VEGGETTI & F. MASCARELLO. 1982. Histochemical fibre types in the lateral muscle of fishes in fresh, brackish and salt water. J. Fish Biol. 20: 379 - 396.
- CASTRO, E. 1991. Métodos de control de calidad biotoxicológico en harinas de pescado. Chile Pesquero 63: 19-22.
- CHOPIN, G.R.; B. JAFFE, L. SUMMERLIN & L. JACKSON. 1980. Equilibrio Químico. En "Química". Publicaciones Cultural S.A. México. 18ª edición. pp. 308 - 319.
- CUSHING, D.H. 1975. The circuits of migration and the unity of fish stock. In Marine Ecology and Fisheries. Cambridge University Press. pp. 85-104.
- DANDO, P.R. 1969. Lactate metabolism in fish. J. Mar. Biol. Assoc. U.K. 49: 209-223.
- DALLA VIA, J.; G. VAN DEN THILLART, O. CATTANI & P. COTESI. 1997. Environmental versus functional hypoxia/anoxia in sole *Solea solea*: the lactate paradox revisited. Mar. Ecol. Prog. Ser. 154: 79-90.
- DARNELL, J.; H. LODISH & D. BALTIMORE. 1990. Actin, myosin, and intermediate filaments: cell movements and cell shape. In Molecular Cell Biology. International Student ed. Scientific American Books. pp. 859-902.
- DAVENPORT, J. & M.D.J. SAYER. 1993. Physiological determinants of distribution in fish. Journal of Fish Biology. 43 (A): 121-145.
- DEUSER, W.G. 1975. Reducing environments. In Chemical Oceanography. J.P. Riley & G.Skirrow (eds.), Vol. 3, Academic Press. pp. 1-37.
- DICCIONARIO ARISTOS. 1980. Diccionario Ilustrado de la Lengua Española. Ed. Sopena. España. pág. 290.
- DICKHOFF, W.W. & D. S. DARLING. 1983. Evolution of thyroid function and its control in lower vertebrates. Amer. Zool. 23: 697-707.
- DRIEDZIC, W.R. & P.W. HOCHACHKA. 1978. Metabolism in fish during exercise. In Fish Physiology. Edited by W.S. Hoar & D.J. Randall. Academic Press. Volume VII. pp. 503-536.
- DYE, H.M.; J.P. SUMPTER, U.H.M. FAGERLUND & E.M. DONALDSON. 1986. Changes in reproductive parameters during the spawning migration of pink salmon, *Oncorhynchus*

- gorbuscha* (Walbaum). J. Fish Biol. 29: 67-176.
- EZZAT, A. & S. EL-SERAFY. 1977. The migration of eelvers of *Anguilla anguilla* L. in the Mex canal, Alexandria Egypt. J. Fish Biol. 11(3): 249 - 256.
- FRASER, D.I.; W.J. DYER, H.M. WEINSTEIN, J.R. DINGLE & J.A. HINES. 1966. Glycolytic metabolites and their distribution at death in the white and red muscle of cod following various degrees of antemortem muscular activity. Can. J. Biochem. 44: 1015 - 1033.
- GILL, H.S.; A.H. WEATHERLEY & T. BHESANIA. 1982. Histochemical characterization of myotomal muscle in the bluntnose minnow, *Pimephales notatus* Rafinesque. J. Fish Biol. 21: 205 - 214.
- GILLERMAN, R.G. 1980. Characterization of swimming muscle in the Atlantic mackerel, *Scomber scombrus* L. J. Fish Biol. 17: 31 - 41.
- GOOLISH, E.M. 1991a. Aerobic and anaerobic scaling in fish. Biol. Rev. 66: 33-56.
- GOOLISH, E.M. 1991b. Anaerobic swimming metabolism of fish: sit-and-wait versus active forager. Physiol. Zool 64(2): 485 - 501.
- GORDON, M.S. & B.W. BELMAN. 1981. Pelagic Macrofauna. In Functional Adaptations of Marine Organisms. Ed. by F.J. Vernberg & W.B. Vernberg. Academic Press. pp. 231-269.
- GRADOS, M.C. 1989. Variabilidad del regimen hidrico del codo peruano-chileno. Memorias del Simposio Internacional de los Recursos Vivos y las Pesquerias en el Pacifico Sudeste. CPPS Rev. Pacifico Sur (numero especial): 95-105.
- GRECHINA, A.S. & D.F. ARCOS. 1995. Distribución y migración del jurel *Trachurus symmetricus murphy* (Nichols), en el Pacifico Suroriental. Gayana Oceanol. 3(1): 3-27.
- GREENSTREET, S.P.R. 1992. Migration of hatchery reared juvenile Atlantic salmon, *Salmo salar* L., smolt down a release ladder. 1. Environmental effects on migratory activity. J. Fish Biol. 40: 655-666.
- GREER-WALKER, M. & G.A. PULL. 1975. A survey of red and white muscle in marine fish. J. Fish Biol. 7: 295-300.
- HELLAWELL, J.M.; H. LEATHAM & G.I. WILLIAMS. 1974. The upstream migratory behaviour of salmonids in the river Frome, Dorset. J. Fish Biol. 6: 729 - 744.
- HÖCHACKA, P.W. 1980. Integrative mechanisms in hypoxia-adapted fish. In "Living without oxygen. Close and open Systems in Hypoxia Tolerance". Harvard University Press. pp. 100-116.
- HÖCHACKA, P.W.; L.T. BUCK, C.J. DOLL & S.C. LAND. 1996. Unifying theory of hypoxia tolerance: Molecular/metabolic defense and rescue mechanisms for surviving oxygen lack. Proc. Natl. Acad. Sci. Usa. 93: 9493-9498.
- HOYLE, J.; H.S. GILL & A.H. WEATHERLEY. 1986. Histochemical characterization of myotomal muscle in the glass pickerel, *Esox americanus vermiculatus* (LeSeuer), and the muskellunge, *E. masquinongy* (Mitchell). J. Fish Biol. 28: 393 - 401.
- HUDSON, R.C.L. 1973. On the function of the white muscles in teleosts at intermediate swimming speeds. J. Exp. Biol. 58: 509-522.
- HUNTER, J.R. 1971. Sustained speed of jack mackerel, *Trachurus symmetricus*. Fish Bull. 69: 267-271.
- JOHNSON, I.A. & G. GOLDSPIK. 1973. A study of the swimming performance of the crucian carp *Carassius carassius* (L.). In relation to the effects of exercise and recovery on biochemical changes in the myotomal muscles and liver. J. Fish Biol. 5: 249 - 260.
- JONES, N.R. & J. MURRAY. 1960. The acid-soluble nucleotides of codling (*Gadus callarias*) muscle. Biochem. J. 77: 567-575.
- KAMYKOWSKI, D. & S.-J. ZENTARA. 1990. Hypoxia in the world ocean as recorded in the historical data set. Deep Sea Res. 37: 1861-1864.
- KASHIRIN, K.V.; V.V. NEKRASOV, A.A. NESTEROV, N.A. NAZAROV & D.D. TORMOSOV. 1994. Migraciones. En "Biología y pesca comercial del jurel en el Pacifico Sur". Dagoberto Arcos y Alexander S. Grechina (Ed.). Instituto de Investigación Pesquera, Talcahuano, Chile.
- KRYVL, H. & G.R. TOTLAND. 1978. Fibre types in locomotory muscles of the cartilaginous fish *Chimaera mostrosa*. J. Fish Biol. 12: 257 - 265.
- LEATHERLAND, J.F.; N.E. DOWN, E.M. DONALDSON & H.M. DYE. 1989. Changes in plasma thyroid hormone levels in pink salmon *Oncorhynchus gorbuscha*, during their spawning migration in the Fraser River (Canada). J. Fish Biol. 35: 199 - 205.
- LEHNINGER, A. 1983. Metabolismo de Proteínas. En "Bioquímica". Ediciones Omega S.A. Barcelona. España. pp. 315-350.
- LIVINGSTONE, D.R. 1983. Invertebrate and vertebrate pathway of anaerobic metabolism: evolutionary considerations. J. Geol. Soc. London, 140: 27-37.
- LIVINGSTONE, D.R. 1991. Origins and evolution of pathways of anaerobic metabolism in the animal kingdom. Amer. Zool. 31: 522-534.
- MENDOZA, N.; A. MELO, R. SAEZLER & R. VILLEGAS. 1992. Aminas biogénicas en harinas de pescado y productos intermedios determinadas por HPLC con derivatización precolumna. Trabajo presentado en la Conferencia Internacional Sobre Ciencia y Tecnología de los Alimentos (CICTA-3). La Habana, Cuba. Septiembre de 1992.
- MILLIGAN, C.L. & S.S. GIRARD. 1993. Lactate metabolism in rainbow trout. J. Exp. Biol. 180: 175-193.
- MILLIGAN, C.L. & C.M. WOOD. 1986. Tissue intracellular acid-base status and the fate of lactate after exhaustive exercise in the rainbow trout. J. Exp. Biol. 123: 123-144.
- MWANGANGI, D.M. & G. MUTUNGI. 1994. The effects of temperature acclimation on the oxygen consumption and enzyme activity of red and white muscle fibres isolated from the tropical fresh water fish *Oreochromis niloticus*. J. Fish Biol. 44: 1033-1043.
- OYARZÚN, C.; P.W. CAMPOS & H.R. VALERIA. 1988. Adaptaciones para la flotabilidad en *Dissostichus eleginoides* Smitt, 1898 (Pisces, Perciformes, Nototheniidae). Inv. Pesq. (España) 52(4): 455-466.
- PAGNOITTA, A. & C.L. MILLIGAN. 1991. The role of blood glucose in the restoration of muscle glucogen during recovery from exhaustive exercise in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) and winter flounder (*Pseudopleuronectes americanus*). J. Exp. Biol. 161: 489-508.
- PARRISH, R.H.; C.S. NELSON & A. BAKUN. 1981. Transport

- mechanisms and reproductive success of fishes in the California Current. *Biol. Ocean.* 1(2): 175 - 203.
- PAPITSCH, M.; R.A. PATZNER & H. ADAM. 1981. Effects of Photoperiod and temperature on gonadal maturation of *Blenius (= Salarias) pavo* (Teleostei, Blenniidae). *Vie Milieu* 31: 215 - 219.
- POLLOCK, B.R. 1984. Relations between migration, reproduction and nutrition in yellowfin bream *Acanthopagrus australis*. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 19: 17 - 23.
- PRITCHARD, A.W.; J.R. HUNTER & R. LASKER. 1971. The relation between exercise and biochemical changes in red and white muscle and liver in the jack mackerel *Trachurus symmetricus*. *Fish Bull.* 69: 379-386.
- PROCTOR, C.; P.R.L. MOSSE & R.C.L. HUDSON. 1980. A Histochemical and ultrastructural study of the development of propulsive musculature of the brown trout, *Salmo trutta* L., in relation to its swimming behaviour. *J. Fish Biol.* 16: 309 - 329.
- ROFF, D.A. 1988. The evolution of migration and some life history parameters in marine fishes. *Environ. Biol. Fishes.* 22: 133 - 146.
- SCOTT, A.P.; N.R. LILEY & E.L.M. VERMEIRSEN. 1994. Urine of reproductive mature female rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum), contains a priming pheromone which enhances plasma levels of sex steroid and gonadotrophin II in males. *J. Fish Biol.* 44: 131-147.
- SERRA, R. 1991. Important life history aspects of Chilean jack mackerel, *Trachurus symmetricus murphyi*. *Invest. Pesq. (Chile).* 36: 67-83.
- SÉBERT, P.; B. SIMON & L. BARTHÉLÉMY. 1993. Hydrostatic pressure induce a state resembling histotoxic hypoxia in *Anguilla anguilla*. *Comp. Biochem. Physiol.* 105 A (2): 255-258.
- SIEVERS, H.A. & N. SILVA. 1975. Masas de agua y circulación en el Océano Pacífico Sudoriental. Latitudes 18°S.-33°S (Operación Oceanográfica "Mar Chile VIII"). *Cienc. y Tec. del Mar, CONA* 1: 7-67.
- SILVA, N. & S. NESHYBA. 1979. On the southern most extension of Peru-Chile undercurrent. *Deep Sea Res.* 26 A: 1387-1393.
- SVEDÅNG, H. & H. WICKSTROM. 1997. Low fat content in female silver eels: Indications of insufficient energetic stores for migration and gonadal development. *J. Fish Biol.* 50: 475-486.
- TALESARA, Ch. & A.J. ÜRFEL. 1987. A histophysiological studie of muscle differentiation and growth in the common carp *Cyprinus carpio* var. *communis*. *J. Fish Biol.* 31(1): 45 - 54.
- TUFTS B.L. 1991. Acid-base regulation and blood gas transport following exhaustive exercise in an agnathan, the sea lamprey *Petromyzon marinus*. *J. Exp. Biol.* 159: 371-385.
- VAN DEN THILLART, G.; J. DALLA VIA, G. VITALI & P. CORTESI. 1994. Influence of long-term hypoxia exposure on the energy metabolism of *Solea solea*. I. Critical O<sub>2</sub> levels for aerobic and anaerobic metabolism. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 104: 109-117.
- VALIELA, I. 1984. The carbon cycle in anoxic environments. Occurrence of anoxic conditions. In: "Marine Ecological Processes". Springer-Verlag.
- VERMEIRSEN, E.L.M.; A.P. SCOTT & N.R. LILEY. 1997. Female rainbow trout urine contains a pheromone which causes a rapid rise in plasma 17,20b-hydroxi-4-pregnan-3-ona and milt amounts in males. *J. Fish Biol.* 50: 107-119.
- VETTER, R.D.; E.A. LYNN, M. GARZA & A.S. COSTA. 1994. Depth zonation and metabolic adaptation in Dover sole, *Microstomus pacificus*, and other deep-living flatfishes: Factors that affect the sole. *Mar. Biol.* 120: 145-159.
- WARDLE, C.S.; N.M. SOOFIANI, F.G. O'NEILL, C.W. GLASS & A.D.F. JOHNSTONE. 1996. Measurements of aerobic metabolism of a school of horse mackerel at different swimming speeds. *J. Fish Biol.* 49: 854 - 862.
- WOOD, C.M.; J.D. TURNER & M.S. GRAHAM. 1983. Why do fish die after severe exercise. *J. Fish. Biol.* 22: 189-201.
- WOODHEAD, A.D. 1959. Variations in the activity of the thyroids gland of the cod, *Gadus callarias* L., in relation to its migestion in the Barents Sea. I. Seasonal changes II. The "dummy run" of the immature fish. *J. mar. biol. Ass. U.K.* 38: 407-422.
- WOODHEAD, A.D. 1966. Thyroid activity in the ovoviviparous elasmobranchs *Squalus acanthias*. *J. Zool.* 148: 238-275.
- WOODHEAD, A.D. & P.C. BRYANT. 1981. A note of the distribution of ectopic thyroid tissue in five species of poeciliid fishes. *J. Fish Biol.* 21:59:62.
- YOUNGSON, A.F. & J.H. WEBB. 1993. Thyroid hormone levels in atlantic salmon (*Salmo salar*), during the return migration from the ocean to spawn. *J. Fish Biol.* 42(2): 293 - 300.
- YU, K.L. & N.Y.S. WOO. 1987. Metabolic adjustments of air-breathing teleost, *Channa maculata*, to acute and prolonged exposure to hypoxic water. *J. Fish Biol.* 31: 165-175.
- ZAMMIT, V.A. 1978. Possible relationship between energy metabolism of muscle and oxygen binding characteristics of haemocyanin of cephalopods. *J. mar. biol. Ass. U.K.* 58: 421 - 4.
- ZALDIVAR, J. 1992. Criterios de calificación de harinas de pescado. *Chile Pesquero* 71: 43-47.

Fecha de recepción: 12.01.99

Fecha de aceptación: 20.10.99

Tabla I: Enzimas involucradas en la mantención de la carga de adenilato en el tejido muscular de los peces, durante el nado prolongado (\*).

TABLE I: Enzymes involved in maintaining adenilate supply in fish muscle tissue, during prolonged swimming periods (\*).

Nombre	N° EC	Reacción
a) Creatininaquinasa	2.7.3.2	a) Creatinina-Pi + ADP $\blacklozenge$ Creatinina + ATP
b) ATPasa miofibrilar	—	b) ATP $\blacklozenge$ ADP + Pi
c) Adenilatoquinasa	2.7.4.3	c) ADP $\blacklozenge$ ATP + AMP
d) nucleótido difosfatoquinasa	2.7.4.6	d) GTP + ADP $\blacklozenge$ GDP + ATP
e) succinicoitocinasa	6.2.1.4	e) Succinato + CoASH + GDP $\blacklozenge$ SuccinilCoA + GTP
f) 5'-AMP deaminasa	3.5.4.6	f) AMP $\oplus$ IMP + NH <sub>4</sub> <sup>+</sup>
g) adenilsuccinato sintetasa	—	g) IMP + Aspartato + GTP $\blacklozenge$ Adenilsuccinato + GDP + Pi
h) adenilsuccinasa	—	h) Adenilsuccinato $\blacklozenge$ AMP + Fumarato

EC = Enzyme Commission Number.

(\*) Toda la información de la Tabla I ha sido tomada desde Driedzic & Hochachka (1978).

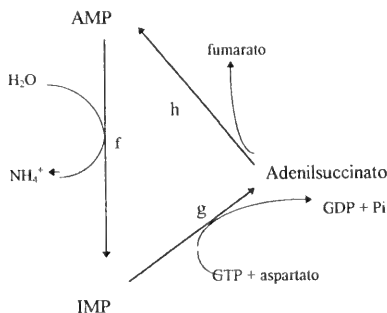


FIGURA 1: Ciclo de los nucleótidos de adenida. Las enzimas involucradas en el ciclo son, según Tabla I: (f) 5'-AMP deaminasa, (g) adenilsuccinato sintetasa, y (h) adenilsuccinasa (tomado de Driedzic & Hochachka, 1978).

FIGURE 1: The nucleotide cycle in adenide. The enzymes involved in the cycle are, according to table I: (f) 5'-AMP deaminase, (g) adenylosuccinate synthetase, and (h) adenylosuccinase (from Driedzic & Hochachka, 1978).















## CONTENIDO / CONTENTS

ANGULO, A.O. & T.S. OLIVARES. Nuevo género y nuevas especies altoandinas II (Lepidoptera: Noctuidae) A new genus and new species of high andean II (Lepidoptera: Noctuidae)	51
DE MISCHIS, C.C. & G. RIGLI. Contribución al conocimiento de la oligoquetofauna (Annelida, Oligochaeta) de la Argentina Contribution to knowledge of the Oligochaetofauna (Annelida, Oligochaeta) from Argentina	63
ANGULO, A.O.; M.A. RODRIGUEZ & T.S. OLIVARES. Nuevo género y nuevas especies de noctuidos altoandinos III. <i>Faronta</i> Smith, 1908 v/s <i>Strigania</i> Hampson, 1905 y algunos alcances acerca de <i>Dargida</i> Walker, 1856 (Lepidoptera: Noctuidae) A new genera and new species of High Andean III. <i>Faronta</i> Smith, 1908 v/s <i>Strigania</i> Hampson, 1905 and an approach to <i>Dargida</i> Walker, 1856 (Lepidoptera: Noctuidae)	67
BAZZINO, G. & R.A. QUINONES. Características biológicas y ecológicas del calamar <i>Illex argentinus</i> (Cephalopoda, Ommastrephidae) relevantes para el ordenamiento de su pesquería en el Atlántico Sudoccidental Biological and ecological characteristics of <i>Illex argentinus</i> (Cephalopoda, Ommastrephidae) relevant to the management of its Southwest Atlantic Fishery	87
IANNACONE, J.A. & L. ALVARINO. Ecorotoxicidad aguda de metales pesados empleando juveniles del caracol de agua dulce <i>Physa venustula</i> (Gould, 1847) (Mollusca) Acute ecotoxicity of heavy metals using juveniles of freshwater snail <i>Physa venustula</i> (Gould, 1847) (Mollusca)	101
VALDIVINOS, C. Biodiversidad de moluscos chilenos: Base de datos taxonómica y distribucional Chilean mollusks biodiversity: Taxonomic and distributional database	111
MONGE-NAJERA, J. Biogeografía histórica: Estado y objetivos para el siglo XXI Historical biogeography: Status and goals for the 21 <sup>st</sup> century	165
GONZALEZ, R.G. El problema del control endocrino y metabolismo energético involucrados en la migración de los peces: Una aproximación The problems of endocrine control and energetic metabolism involved in fish migration: an approximation	171



Dirigir correspondencia a:

COMITÉ DE PUBLICACIÓN  
REVISTA GAYANA  
CASILLA 160-C  
CONCEPCIÓN, CHILE  
E-mail: gayana@udec.cl

EDICIONES UNIVERSIDAD DE CONCEPCIÓN