

MACROINVERTEBRADOS ACUÁTICOS DE COLOMBIA

Parte I

Porifera, Mollusca,
Malacostraca, Coleoptera,
Trichoptera, Megaloptera,
Hemiptera y Lepidoptera



Carlos A. Lasso,
María I. Ríos-Pulgarín
y Gabriel Roldán-Pérez
(Editores)

ACADEMIA COLOMBIANA DE CIENCIAS EXACTAS, FÍSICAS Y NATURALES
COLECCIÓN JORGE ÁLVAREZ LLERAS No. 50

ACADEMIA COLOMBIANA DE CIENCIAS EXACTAS, FÍSICAS Y NATURALES
COLECCIÓN JORGE ÁLVAREZ LLERAS No. 50



Macroinvertebrados acuáticos de Colombia:

PARTE I

**Porifera, Mollusca, Malacostraca, Coleoptera,
Trichoptera, Megaloptera, Hemiptera y Lepidoptera**

Carlos A. Lasso
María I. Ríos-Pulgarín y
Gabriel Roldán-Pérez
EDITORES

Bogotá, D.C., 2025

Carlos A. Lasso, María I. Ríos-Pulgarín, Gabriel Roldán-Pérez. Macroinvertebrados acuáticos de Colombia: PARTE I. Porifera, Mollusca, Malacostraca, Coleoptera, Trichoptera, Megaloptera, Hemiptera y Lepidoptera

Bogotá: Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales, 2025
488 p. il (Colección Jorge Álvarez Lleras No. 50)

ISBN: 978-628-96942-4-6

Tema: Macroinvertebrados acuáticos

Palabras clave: 1. Bioindicación, 2. Decápodos, 3. Escarabajos acuáticos, 4. Esponjas dulceacuícolas, 5. Hemiptera, 6. Lepidoptera, 7. Megaloptera, 8. Moluscos dulceacuícolas, 9. Taxonomía, 10. Trichoptera.

Macroinvertebrados acuáticos de Colombia:

PARTE I. Porifera, Mollusca, Malacostraca, Coleoptera, Trichoptera, Megaloptera, Hemiptera y Lepidoptera

© Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales
Carrera 28A No. 39A-63, Apartado 44763, Bogotá, D.C. Colombia
2025

© Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, Colombia. classo@humboldt.org.co

© Universidad Católica de Oriente. mrios@uco.edu.co

Revisión científica: Jerry Arana y Ricardo Restrepo

Con la colaboración de esri Colombia



Foto portada:

Larva de *Leptonema* (Trichoptera). Jorge E. García-Melo

Diagramación e Impresión:

Editorial Gente Nueva

Pbx: 320 21 88



Educación



**Gobierno de
Colombia**

Esta Publicación se ha financiado mediante la transferencia de recursos del Gobierno Nacional a la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales
El Ministerio de Educación Nacional no es responsable de las opiniones aquí expresadas

Derechos reservados. Este libro o partes del mismo no pueden ser reproducidos sin la autorización de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales y de los autores.

Citación sugerida:

Lasso, C. A., Ríos-Pulgarín, M. I. y Roldán-Pérez, G. (Eds.) (2025). *Macroinvertebrados acuáticos de Colombia: PARTE I. Porifera, Mollusca, Malacostraca, Coleoptera, Trichoptera, Megaloptera, Hemiptera y Lepidoptera*. Bogotá: Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales. Colección Jorge Álvarez Lleras No. 50

Fotografías

Arturo Larrahondo-Avendaño,
Carlos A. Lasso,
Cristián Granados-Martínez,
Dairo C. Marín,
Esteban Peláez-Sánchez,
Federico Pardo, Felipe Villegas,
Germán Patarroyo,
Hernán Aristizabal-García,
Ingri T. Cárdenas Espitia,
Isabel C. Gil,
Isabella Rozo-Aunca,
Jorge E. García-Melo,
Maria E. Cadena Reyes,
Mónica A. Morales-Betancourt y
Patricia Gómez

Contenido

Presentación

P. Angel David Agudelo Mesa y María Isabel Ríos-Pulgarín 7

Presentación

Hernando García-Martínez 11

PARTE I GENERALIDADES

Introducción

Carlos A. Lasso, María I. Ríos-Pulgarín y Edgar O. Linares 17

Capítulo 1: Ecología funcional de los macroinvertebrados acuáticos de Colombia

María I. Ríos-Pulgarín, Magnolia Longo, Hernando Ovalle, Nelson Aranguren, Ángela Motta y César Tamaris 27

Capítulo 2: Metodologías más comunes de recolección de macroinvertebrados acuáticos en aguas continentales de Colombia

Esteban Peláez Sánchez, María I. Ríos-Pulgarín y Carlos A. Lasso 73

PARTE II MACROINVERTEBRADOS ACUÁTICOS DE COLOMBIA: TAXONOMÍA Y BIOINDICACIÓN

Capítulo 3: Porifera: esponjas de agua dulce de Colombia

Carlos A. Lasso, Isabella Roza-Aunca, Mónica A. Morales-Betancourt, Daniela Blanco, Dairo H. Marín-Casas y Juan A. Sánchez 103

Capítulo 4: Mollusca: bivalvos y gasterópodos dulceacuícolas de Colombia

Edgar L. Linares y Carlos A. Lasso 137

Capítulo 5: Malacostraca: cangrejos y camarones de agua dulce de Colombia

Martha R. Campos y Carlos A. Lasso 193

Capítulo 6: Coleoptera: escarabajos acuáticos de Colombia	
<i>Gladys Reinoso Flórez, Ingri Tatiana Cárdenas Espitia, Emmanuel José Quintero Rivera, Jaime Leonardo Lozano Bravo, María Edy Cadena Reyes, Marcela González Córdoba y Giovany Guevara Cardona.</i>	249
Capítulo 7: Trichoptera de Colombia	
<i>Giovany Guevara Cardona, Edison Jahir Duarte Ramos, Edwin Orlando López Delgado, Jesús Manuel Vásquez Ramos y Gladys Reinoso Flórez. . . .</i>	313
Capítulo 8: Megaloptera de Colombia	
<i>Adrián Ardila-Camacho, Cristian J. Guzmán Soto y Atilano Contreras-Ramos</i>	371
Capítulo 9: Hemiptera: chinches acuáticos de Colombia	
<i>Hernán A. Aristizábal-García</i>	393
Capítulo 10: Lepidoptera: polillas acuáticas y semiacuáticas de Colombia	
<i>Cristian Granados-Martínez y Emilio Bruges</i>	467

Presentación

En los ecosistemas dulceacuícolas, los macroinvertebrados acuáticos son uno de los grupos biológicos de mayor interés, tanto por su papel en la ecología acuática como por su utilidad en la bioindicación. Desde el punto de vista ecológico, los macroinvertebrados acuáticos son eslabones de gran importancia en las redes tróficas, ya que conectan a los productores primarios como las algas con niveles superiores como la ictiofauna, contribuyendo también a la economía basada en el recurso pesquero. Pero adicionalmente, están vinculados al metabolismo del sistema desde el procesamiento de la materia orgánica y consecuentemente el ciclo del carbono. Bien sean partidores de hojarasca, filtradores o depredadores, su presencia en los ríos y lagos está directamente relacionada con la funcionalidad de los sistemas y por ende, con los servicios ecosistémicos que ofrecen.

Como bioindicadores, los macroinvertebrados tienen una larga tradición. Internacionalmente, constituyen el principal grupo de referencia en el monitoreo ambiental basado en índices biológicos. Las razones son muchas, desde el amplio rango de respuestas a las variables ambientales hasta su movilidad restringida, pasando por la facilidad de su captura. No obstante, el uso de esta herramienta puede tener limitaciones, que suelen asociarse a la enorme diversidad de especies, que frecuentemente implica, dificultades taxonómicas. Sin embargo, la exploración de los hábitos de los macroinvertebrados ha favorecido el desarrollo de nuevos índices basados en ecología funcional que han trascendido las limitaciones taxonómicas y permiten que los macroinvertebrados sigan ofreciendo información fundamental para el monitoreo de los procesos de gestión, conservación o restauración de los ecosistemas acuáticos.

Para poder disponer de información actualizada sobre la diversidad de especies de macroinvertebrados, sus hábitos o historia de vida, algunos investigadores han estudiado órdenes y familias neotropicales durante las últimas décadas. A pesar de que todavía quedan muchos linajes, ecosistemas y regiones por explorar, estos estudios se ha verificado que Colombia es uno de los países con mayor diversidad de invertebrados de agua dulce del mundo,

siendo la región andina, con su extensa red de drenaje, el principal origen de los registros. Pero considerando la extensión del territorio nacional, la diversidad de ecosistemas y el hecho de que las técnicas de recolección más utilizadas suelen privilegiar sistemas vadeables de fácil acceso, es muy probable que la subestimación sea importante, especialmente en sistemas profundos, subterráneos o microcuencas remotas. Aun así, el esfuerzo de investigadores de todo el país por caracterizar estas comunidades y avanzar en la taxonomía de los diferentes grupos es notable y ha permitido hacer una aproximación rigurosa al conocimiento de estos pequeños y valiosos habitantes de nuestros ecosistemas. Este primer tomo recoge y sistematiza estos esfuerzos.

Ofrecer una visión actualizada e integral de esta comunidad fue posible gracias al apoyo editorial de la Universidad Católica de Oriente, la Academia Colombiana de Ciencias y el Instituto Alexander Von Humboldt, que durante los últimos tres años dedicaron su tiempo, recursos y energía a este proyecto. Pero muy especialmente a los grupos de investigación de diferentes universidades nacionales e internacionales que unieron esfuerzos, como el Grupo de Limnología y ecología acuática de la Universidad Jorge Tadeo Lozano, el laboratorio hidrobiología de la CAR Cundinamarca, la Unidad de Ecología en Sistemas Acuáticos UDESA de la Universidad Pedagógica y Tecnológica de Colombia, el Grupo de Investigación en Biodiversidad y Ecología Aplicada (GIBEA) y el Grupo de investigación en Ecología Neotropical (GIEN) de la Universidad del Magdalena, el Laboratorio de Biología Molecular Marina (BIOMMAR) de la Universidad de los Andes, El Grupo de Investigación Biología Evolutiva, de la Universidad de Sucre, el Instituto de Ciencias Naturales de la Universidad Nacional de Colombia Bogotá (ICN), el Grupo de Investigación en Zoología de la Universidad del Tolima, el Grupo de investigación evaluación, manejo y conservación de recursos hidrobiológicos y pesqueros (GIREHPES) de Universidad de los Llanos, el Grupo de investigación de Ecología-Biodiversidad en ecosistemas tropicales (EBET) de la Universidad de la Guajira, la Universidad Distrital "Francisco José de Caldas, el Instituto de Biología, UNAM (México) , el Centro de Investigación Esquel de Montaña y Estepa Patagónica (Argentina) CIEMEP, y muy especialmente al grupo de investigación en Limnología y Recurso Hídricos de la Universidad Católica de Oriente, que junto al Instituto Humboldt, lideró el proceso .

Como resultado de esta alianza presentamos un texto que detalla aspectos taxonómicos y de la historia de vida de ocho de los principales órdenes de los macroinvertebrados acuáticos de Colombia. Incluyendo claves taxonómicas

y registro fotográfico de utilidad en los procesos de identificación. Tarea que continuará con la segunda parte, que se encuentra en construcción, y que esperamos aporte al conocimiento de otros grupos de invertebrados. Con ello esperamos hacer un aporte inicial y, sobre todo, ayudar a abrir camino para que la investigación en comunidades acuáticas siga su avance

Para grupo de investigación en Limnología y Recursos Hídricos de la UCO, que durante más de 20 años ha venido trabajando por el conocimiento de la diversidad, el desarrollo de herramientas de monitoreo y la protección de nuestros ríos y lagos, es motivo de orgullo y alegría haber participado de esta iniciativa y ver materializado el trabajo de tantos investigadores destacados del país, en una obra que sirva de referente a los investigadores de hoy y de mañana.

A todos los investigadores que nos acompañan en esta iniciativa, muchas gracias.

P. Angel David Agudelo Mesa

Rector

Universidad Católica de Oriente

Dra. María Isabel Ríos-Pulgarín

Líder del Grupo de Investigación en

Limnología y Recursos Hídricos

Programa de Ingeniería Ambiental

Universidad Católica de Oriente

Presentación

El libro Macroinvertebrados acuáticos de Colombia, parte I, reúne los esfuerzos de investigación de un nutrido grupo de científicos nacionales e internacionales, que durante muchos años han recogido una experiencia fundamental que hoy sintetizan en esta obra. Más de 30 investigadores de 13 universidades y otras entidades como institutos de investigación corporaciones, empresas consultoras y academia, abordan el estudio de estos grupos de animales que durante su ciclo de vida, ya sea como larvas, pupas o adultos, forman parte de la biodiversidad acuática continental de Colombia. Son la base de las cadenas tróficas y alimento de muchos vertebrados acuáticos y semiacuáticos claves en el sostén y funcionamiento ecológico, amén de su importancia en las pesquerías. Representan, además, un elemento necesario en los estudios de línea base y las evaluaciones de “impacto ambiental”: la bioindicación.

Este libro describe los aspectos funcionales de los macroinvertebrados acuáticos y la manera de su recolección en campo en un contexto muy amplio, dada la diversidad de cuencas y la heterogeneidad de ambientes dulceacuícolas. Un recorrido desde las montañas altoandinas y lagunas glaciares a los ríos amazónicos, pasando por las islas y llegando a las grandes planicies inundables colombianas.

Eponjas de agua dulce, moluscos (caracoles y almejas), crustáceos (cangrejos y camarones), escarabajos, tricópteros, megalópteros, chinches y mariposas acuáticas y semiacuáticas, fueron los ocho grupos zoológicos seleccionados en este primer volumen.

Desde el Instituto de investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, venimos impulsando la investigación acerca de la biodiversidad acuática colombiana y, en especial, de organismos poco conocidos como las esponjas y crustáceos que habitan en ambientes extremos, una línea de investigación y gestión a largo plazo.

Es para nosotros un gran placer presentar este libro sobre estos organismos acuáticos que son *pequeños...*, pero muy importantes para la vida, y agradecer a la Universidad Católica de Oriente por la iniciativa. Por supuesto, a la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales por brindarnos este espacio en su excelente Serie Editorial Jorge Álvarez Lleras, y a todos los autores que lo hicieron posible.

Hernando García-Martínez

Director General, Instituto de Investigación
de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt

PARTE I

GENERALIDADES



Foto: Río Chicamocha (Felipe Villegas, Banco de Imágenes del Instituto Humboldt).

Introducción

Carlos A. Lasso¹, María I. Ríos-Pulgarín² y Edgar O. Linares³

Colombia se caracteriza por tener una elevada diversidad acuática, tanto de recursos hidrobiológicos como de ecosistemas. Dicha diversidad sitúa al país entre los primeros del mundo a nivel continental (aguas dulces). Por citar dos ejemplos de ello, Colombia ocupa el segundo lugar, en peces, con más de 1600 especies (DoNascimento et al., 2017) y en cangrejos, con más de 120 especies descritas (Campos & Lasso, 2015). Entre los macroinvertebrados acuáticos en sentido amplio, seguramente alcanzamos cifras muy elevadas y comparables con otros países de la franja tropical y, en particular, del Neotrópico. Son muchas las razones de tipo paleohidrográfico, biogeográfico, climático, geológico e histórico (evolutivo) que explican esta enorme riqueza, y si se atiende al estado actual, basta comparar simplemente con la gran variedad y heterogeneidad de ecosistemas acuáticos que encontramos desde las cumbres altoandinas a más de 4000 metros sobre el nivel del mar, hasta las desembocaduras de ríos y otros humedales dulceacuícolas costeros en la vertiente Pacífico y Caribe, incluyendo la región insular.

Aproximadamente la tercera parte del territorio continental de Colombia está cubierta de humedales, enmarcados en cinco grandes cuencas (**Figura 1**), y se reconocen al menos unos 89 macrohábitats o tipos de humedales entre la zona marino-costera y la continental, incluyendo los hábitats construidos por el hombre. A grandes rasgos, todos estos sistemas acuáticos forman parte de cinco grandes regiones geomorfológicas que, junto con el patrón climático,

-
1. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, Colombia. classo@humboldt.org.co
 2. Grupo de Investigación en Limnología y Recursos Hídricos, Universidad Católica de Oriente. mrios@uco.edu.co
 3. Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Ciencias, Instituto de Ciencias Naturales, Bogotá. ellinaresc@unal.edu.co

definen los tipos de humedales dulceacuícolas de Colombia: vertientes Pacífica y Atlántica, sistema montañoso de las cordilleras andinas y piedemontes amazónico y orinoquense, incluyendo los planos aluviales y las tierras bajas interandinas (Ricaurte et al., 2019). (Figura 1).

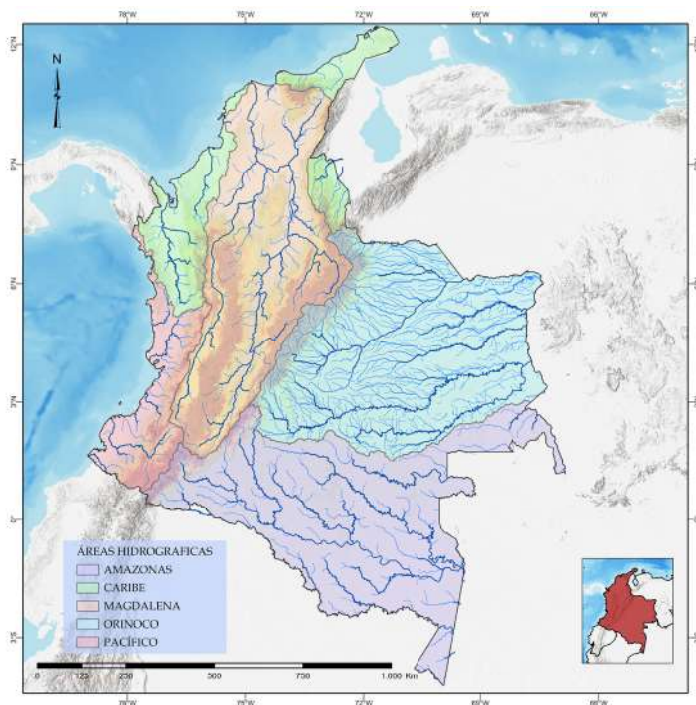


Figura 1. Cuencas o áreas hidrográficas de Colombia.
Mapa elaborado por el Semillero ESRI Colombia.

A pesar de esta gran riqueza, hay muchos problemas ambientales que afectan los ecosistemas acuáticos. En Colombia, el conflicto socioambiental perturba de manera severa una buena parte del territorio nacional. La deforestación ha transformado cerca del 47 % del país, con pérdida significativa de los bosques en las regiones Caribe y andina y, de forma creciente, en las otras regiones: Orinoquia, el norte y sur de la región Pacífica y el occidente y norte de la Amazonia (Cabrera et al., 2011; MADS & Ideam, 2022), con afectación de todos los biomas y ecosistemas (Etter et al., 2017; Ideam et al., 2017; 2019; Uribe et al., 2020). Esto ha transformado hasta en 22 % de los humedales, principalmente de las tierras cálidas (Burbano-Girón et al., 2020). La pérdida de los suelos a causa erosión, que alcanza un 40 % del territorio nacional (Ideam et al., 2015),

ha elevado el transporte de sedimentos desde las cordilleras por el sistema hídrico colombiano hasta 300 millones ton/año, entre los que se cuentan 138 millones transportados por el río Magdalena, 44 millones por el río Meta, 28 millones por el río Guaviare y 19 millones por el río Patía (MAVDT, 2010). Esto ha llevado a un estado crítico al 78 % de la cuenca del río Magdalena, una de las regiones más diversas del país (Restrepo, 2015). A esto se suma el efecto de la contaminación derivada del uso de productos agroquímicos y fertilizantes, metales pesados y contaminantes derivados del vertimiento de aguas residuales, que en conjunto ejercen un enorme impacto sobre el eje de las cuencas del río Magdalena y la región Caribe (UNODC, 2021; Tetay et al., 2023) y sobre la red hidrográfica en general.

Para poder evaluar de manera directa o indirecta, el impacto de los humanos sobre los ecosistemas acuáticos y la biodiversidad hay varias herramientas y metodologías ampliamente utilizadas en todo el mundo. En particular, en el caso de Colombia, tenemos los organismos acuáticos *bioindicadores*, una categoría dada a aquellos animales, plantas o microorganismos cuya presencia o abundancia permite evaluar las condiciones ambientales, en función de sus preferencias de hábitat, necesidades de recursos o tolerancia a parámetros particulares. La bioindicación puede fundamentarse en un único taxón o en los patrones de diversidad de una comunidad, dependiendo del nivel de impacto. Perturbaciones graves que agotan el oxígeno del agua, por ejemplo, tienen efectos multiespecie, disminuyen la diversidad y favorecen la presencia de unas pocas especies tolerantes, mientras que perturbaciones intermedias, como un incremento en los nutrientes, promueven cambios menores, como la desaparición de unas pocas especies, la dominancia de otras o la aparición de algunos grupos tolerantes al factor de estrés (Prat et al., 2009). En todos los casos, la presencia, ausencia o abundancia de los organismos indicadores puede proporcionar información sobre las alteraciones de un sistema y la calidad ecológica del mismo (Angermeier & Davideanu, 2004; Van den Broeck et al., 2015; Odountan et al., 2019). Los macroinvertebrados acuáticos actualmente son los más ampliamente usados en bioindicación (Bonada et al., 2006). El uso de estos bioindicadores ofrece ventajas metodológicas para el monitoreo de los ecosistemas, pues, en primer lugar, los macroinvertebrados pueden ser muestreados de forma sencilla y económica y se dispone de información taxonómica para su identificación a nivel de familia y género (Bonada et al., 2006). Pero su mayor utilidad viene de su bioecología. Por ejemplo, características como la movilidad reducida y los largos ciclos de vida de los macroinvertebrados acuáticos, reflejan las condiciones locales mucho mejor

que organismos de amplia movilidad como los peces. Asimismo, la amplia distribución y la gran diversidad, unidas a la marcada variación específica en la tolerancia ambiental, constituyen el rasgo más relevante para la construcción de las métricas o de índices como el “Biological Monitoring Working Party (BMWP)” o el índice Ephemeroptera, Trichoptera y Plecoptera (ETP), los cuales son ampliamente utilizadas en Suramérica (Roldán, 2003; Domínguez & Fernández, 1998; Arocena, 1996; Zúñiga et al., 1997; Jacobsen, 1998; Posada et al., 2000; Pescador et al., 2001; Figueroa et al., 2003; Pave & Marchese, 2005). Estas métricas también han sido revisadas por Prat et al. (2009) en un esfuerzo por mejorar el uso de las herramientas de bioindicación y ampliar el espectro hacia los índices multimétricos y la utilización de los “rasgos biológicos” (ecología funcional) en la bioindicación (Tomanova & Usseglio-Polatera, 2007; Tomanova & Tedesco, 2007; Tomanova et al., 2007). Todas estas herramientas requieren el uso tanto de métodos adecuados para la recolección de las muestras en diferentes tipos de hábitat, a fin de no subestimar la diversidad, como de conocimiento de la taxonomía de las especies propias de la región y de su sensibilidad frente a los estresores ambientales.

En este orden de ideas, el objetivo fundamental de este libro es presentar una actualización taxonómica de los macroinvertebrados acompañada de claves ilustradas que permitan identificar aquellos grupos más utilizados en la bioindicación, mencionando lo más destacados. Además de presentar una aproximación a la ecología funcional de los macroinvertebrados y recomendaciones para la recolección y procesamiento de las muestras. Por su puesto que hay muchos grupos que analizar. Por ello, en este primer volumen vamos a considerar algunos grupos seleccionados: Porifera, Mollusca, Malacostraca, Coleoptera, Trichoptera, Megaloptera, Hemiptera y Lepidoptera, mientras que en un segundo volumen se describirán los restantes: Odonata, Ephemeroptera, Plecoptera, Diptera y organismos no artrópodos, como plutelintos y anélidos dulceacuícolas.

Esperamos que este manual se convierta en una herramienta útil para los especialistas relacionados con la limnología, la ecología acuática, la biología de la conservación y los procesos formativos en estas áreas, y que permita reconocer e identificar los bioindicadores de mayor utilidad en el monitoreo ambiental.

Referencias

- Angermeier, P. L., & Davideanu, G. (2004). Using fish communities to assess streams in Romania: initial development of an index of biotic integrity. *Hydrobiologia*, 511, 65-78.
- Arocena, R. (1996). La comunidad bentónica como Indicadora de zonas de degradación y recuperación en el Arroyo Toledo (Uruguay). *Revista de Biología Tropical*, 43, 643-655.
- Bonada, N., Prat, N., Resh, V. H., & Statzner, B. (2006). Developments in aquatic insect bio-monitoring: A comparative analysis of recent approaches. *Annual Review of Entomology*, 51, 495-523.
- Burbano-Girón, J., Molina, M. A., Gutiérrez, C., Ayazo, R. A., Cardona, D., & Ochoa-Quintero, J. M. (2020). Estado de conservación y transformación de los humedales en Colombia. En Moreno, L. A., Andrade, G. I., Didier, G. & Hernández-Manrique, O. L. (Eds.), *Biodiversidad 2020. Estado y tendencias de la biodiversidad continental de Colombia*. Instituto Humboldt.
- Cabrera, E., Vargas, D. M., Galindo, G., García, M. C., Ordóñez, M. F., Vergara, L. K., Pacheco, A. M., Rubiano, J. C., & Giraldo, P. (2011). *Memoria técnica de la cuantificación de la deforestación histórica nacional. Escalas gruesa y fina*. Ideam.
- Campos, M. R., & Lasso, C. A. (2015). *Libro rojo de cangrejos dulceacuícolas de Colombia*. Instituto Humboldt, Instituto de Ciencias Naturales - Universidad Nacional de Colombia.
- Domínguez, E., & Fernández, H. R. (1998). *Calidad de los ríos de la cuenca del Salí (Tucumán, Argentina) medida por un índice biótico*. Serie Conservación de la Naturaleza No. 12. Fundación Miguel Lillo.
- DoNascimento, C., Herrera-Collazos, E. E., Herrera-R., G. A., Ortega-Lara, A., Villa-Navarro, F. A., Usma-Oviedo, J. S., & Maldonado-Ocampo, J. A. (2017). Checklist of the freshwater fishes of Colombia: a Darwin core alternative to the updating problem. *ZooKeys*, 708, 25-138. <https://doi.org/10.3897/zookeys.708.13897>
- Etter, A., Andrade, A., Saavedra, K., Amaya, P., & Arévalo, P. (2017). *Risk assessment of Colombian continental ecosystems: An application of the red list of ecosystems methodology (v. 2.0). Final Report*. Pontificia Universidad Javeriana, Conservación Internacional Colombia.
- Figuroa, R., Valdovinos, C., Araya, E., & Parra, O. (2003). Macroinvertebrados bentónicos como indicadores de calidad de agua del sur de Chile. *Revista Chilena de Historia Natural*, 76, 275-285.
- Ideam - Instituto de Hidrología, Meteorología y Estudios Ambientales; Instituto Humboldt; Invermar - Instituto de Investigaciones Marinas y Costeras José Benito Vives de Andrés; IIAP - Instituto de Investigaciones Ambientales del Pacífico John von Neumann, & Sin-

- chi - Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas. (2019). *Informe del estado del ambiente y los recursos naturales renovables, 2017-2018*.
- Ideam - Instituto de Hidrología, Meteorología y Estudios Ambientales; Instituto Humboldt; Invemar - Instituto de Investigaciones Marinas y Costeras José Benito Vives de Andrés, & IGAC - Instituto Geográfico Agustín Codazzi. (2017). Memoria técnica. Mapa de ecosistemas continentales, costeros y marinos de Colombia (MEC), escala 1:100.000.
- Ideam - Instituto de Hidrología, Meteorología y Estudios Ambientales; MADS - Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible, & UDCA - Universidad de Ciencias Aplicadas y Ambientales. (2015). *Síntesis del estudio nacional de la degradación de suelos por erosión en Colombia*.
- Jacobsen, D. (1998). The effect of organic pollution on the macroinvertebrate fauna of Ecuadorian highland streams. *Archiv für Hydrobiologie*, 143(2), 179-195.
- MADS - Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible, & Ideam - Instituto de Hidrología, Meteorología y Estudios Ambientales. (2022). Actualización de cifras oficiales de monitoreo de bosque natural y deforestación - Año 2021. Sistema de Monitoreo de Bosques y Carbono. <https://n9.cl/mhqnj5>
- MAVDT - Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial. (2010). *Política Nacional para la Gestión Integral del Recurso Hídrico*. <https://www.minambiente.gov.co/wp-content/uploads/2021/11/Politica-Nacional-para-la-Gestion-Integral-del-Recurso-Hidrico.pdf>
- Pescador, L. M., Hubbard, M. D., & Zúñiga, M. del C. (2001). The status of the taxonomy of the mayfly (Ephemeroptera) fauna of South America. En Domínguez, E. (Ed.), *Trends in research in Ephemeroptera and Plecoptera* (pp. 37-42). Kluwer Academics Plenum.
- Odountan, O. H., Janssens de Bisthoven, L., & Eggermont, H. (2019). Youssef Abou. Bio-monitoring of lakes using macroinvertebrates: recommended indices and metrics for use in West Africa and developing countries. *Hydrobiologia*, 826(1), 1-23.
- Pave, P. J., & Marchese, M. (2005). Invertebrados bentónicos como indicadores de calidad del agua en ríos urbanos (Paraná-Entre Ríos, Argentina). *Ecología Austral*, 15, 183-197.
- Posada, A., Roldán, G., & Ramírez, J. J. (2000). Caracterización fisicoquímica y biológica de la calidad de aguas de la cuenca de la quebrada Piedras Blancas, Antioquia, Colombia. *Revista de Biología Tropical*, 48(1), 59-70.
- Prat, N., Ríos, B., Acosta, R., & Rieradevall, M. (2009). Los macroinvertebrados como indicadores de calidad de las aguas. En Domínguez, E., & Fernández, H., *Macroinvertebrados bentónicos sudamericanos: sistemática y biología*. Fundación Miguel Lillo.
- Restrepo, J. D. (2015). El impacto de la deforestación en la erosión de la cuenca del río Magdalena (1980-2010). *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas Físicas y Naturales*, 39(151), 250-267.

- Ricaurte, L. F., Patiño, J. E., Restrepo Zambrano, D. F., Arias-G., J. C., Acevedo, Ó., Aponte, C., Medina, R., González, M., Rojas, S., Flórez, C., Estupiñán-Suárez, L. M., Jaramillo, U., Santos, A. C., Lasso, C. A., Duque Nivia, A. A., Restrepo Calle, S., Vélez, J. I., Caballero Acosta, J. H., Duque, S. R., Núñez-Avellaneda, M., ... & Junk, W. J. (2019). A classification system for Colombian wetlands: An essential step forward in open environmental policy-making. *Wetlands*. <https://doi.org/10.1007/s13157-019-01149-8>
- Roldán Pérez, G. A. (2003). *Bioindicación de la calidad del agua en Colombia. Uso del método BMWP/Col*. Universidad de Antioquia. <https://goo.gl/5UMB9u>
- Tetay, C. N., González, J. E., Cárdenas, O., Díaz, D. P., Nava, G., & Castañeda, C. A. (2023). Calidad del agua en Colombia. En *Estudio Nacional del Agua* (pp. 315-379). Ideam.
- Tomanova, S., & Tedesco, P. A. (2007). Tamaño corporal, tolerancia ecológica y potencial de bioindicación de la calidad del agua de *Anacroneuria* spp. (Plecoptera: Perlidae) en América del Sur. *Revista de Biología Tropical*, 55, 67-81.
- Tomanova, S., & Usseglio-Polatera, P. (2007). Patterns of benthic community traits in neotropical streams: Relationship to mesoscale spatial variability. *Fundamental and Applied Limnology. Archiv für Hydrobiologie*, 170, 243-255.
- Tomanova, S., Tedesco, P. A., Campero, M., Van Damme, P. A., Moya, N., & Oberdorff, T. (2007). Longitudinal and altitudinal changes of macroinvertebrate functional feeding groups in neotropical streams: A test of the River Continuum Concept. *Fundamental and Applied Limnology. Archiv für Hydrobiologie*, 170, 233-241.
- UNODC - Oficina de las Naciones Unidas contra la Droga y el Delito. (2021). Colombia. Monitoreo de territorios afectados por cultivos ilícitos 2020.
- Uribe, E., Diazgranados, M. C., Osorno, A., Acosta, A., Rodríguez-Rodríguez, J. A., Luna-Acosta, A., Etter, A., Alonso, D., Gómez, D. I., Sánchez Valencia, D., Chasquie, L., & Navas-Camacho, R. (2020). Lista roja de ecosistemas marinos y costeros de Colombia (versión 1). Documento técnico. Conservación Internacional, Pontificia Universidad Javeriana & Invemar.
- Van den Broeck, M., Waterkeyn, A., Rhazi, L., Grillas, P., & Brendonck, L. (2015). Assessing the ecological integrity of endorheic wetlands, with focus on Mediterranean temporary ponds. *Ecological Indicators* 54, 1-11. <https://doi.org/10.1016/j.ecolind.2015.02.016>
- Zúñiga de Cardozo, M. del C., Rojas de Hernández, A. M., & Mosquera, S. (1997). Biological aspects of Ephemeroptera in rivers of southwestern Colombia (South America). En Landolt, P., & Sartori, M. (Eds.), *Ephemeroptera and Plecoptera: Biology-ecology-systematics* (pp. 261-268). Mauron-Tinguely & Lachat.



Finlandia, Quindío
(Foto: Federico Pardo, Banco de Imágenes del Instituto Humboldt).

Capítulo 1

Ecología funcional de los macroinvertebrados acuáticos de Colombia

*María Isabel Ríos-Pulgarín¹, Magnolia Longo², Hernando Ovalle³,
Nelson Aranguren⁴, Ángela Motta⁴ y César Tamaris⁵*

Resumen

El estudio de los roles o funciones que cumplen los organismos en los ecosistemas se conoce como ecología funcional. En el caso de los macroinvertebrados acuáticos, estos organismos están integrados en múltiples procesos ecosistémicos, con incidencia en los flujos de materia y energía, la dinámica de las poblaciones, la expresión de la biodiversidad y la estabilidad de los ambientes acuáticos. En la primera parte del capítulo se hace una revisión general de la relevancia del enfoque funcional, como complemento al enfoque taxonómico, para comprender aspectos relevantes y significativos de la biología de los macroinvertebrados acuáticos. Entre ellos, el uso del hábitat y la manera como mediante rasgos de respuesta se determina el grado de ajuste morfofisiológico a las condiciones y recursos disponibles. Adicionalmente, se abordan las implicaciones de estas interacciones en el escenario evolutivo, especialmente en los contextos filogenético y biogeográfico. La segunda parte del capítulo

-
1. Grupo de investigación en Limnología y Recursos Hídricos, Universidad Católica de Oriente. mrrios@uco.edu.co
 2. Área académica de Ciencias Biológicas y Ambientales, Grupo de Limnología y Ecología Acuática, Universidad Jorge Tadeo Lozano. magnoliac.longos@utadeo.edu.co
 3. Dirección de Laboratorio de Hidrobiología e Innovación Ambiental, Corporación Autónoma Regional de Cundinamarca. hovalles@car.gov.co
 4. Unidad de Ecología en Sistemas Acuáticos (Udesa), Universidad Pedagógica y Tecnológica de Colombia. nelson.aranguren@uptc.edu.co; angelinemoreno10s5@gmail.com
 5. Grupo de Investigación en Biodiversidad y Ecología Aplicada (Gibea), Universidad del Magdalena, Santa Marta, Colombia. ctamaris@unimagdalena.edu.co

presenta un contexto aplicado, inicialmente en biomonitoreo, una reseña de tipos de rasgo y asociación con procesos e indicadores de calidad ecosistémica, lo que permite, entre otras opciones, determinar la integridad biótica mediante la implementación de índices con variables funcionales. Finalmente, se hace referencia a principios, técnicas y recomendaciones para el tratamiento y análisis de datos, particularmente útiles en el estudio de rasgos funcionales. Esta sección incluye clasificación de descriptores en macroinvertebrados acuáticos, preparación de matrices, descriptores de diversidad funcional, alternativas básicas de análisis multivariado y algunos estudios de caso que podrán ser consultados como material complementario.

Palabras clave: gremios tróficos, integridad biótica, mesohábitat, ríos.

Functional ecology of aquatic macroinvertebrates of Colombia

Abstract

The study of the roles or functions that organisms fulfil in ecosystems is known as functional ecology. In the case of aquatic macroinvertebrates, these organisms are integrated into multiple ecosystem processes, with an impact on the flows of matter and energy, population dynamics, the expression of biodiversity and the stability of aquatic environments. In the first part of the chapter, a general review is made of the relevance of the functional approach, as a complement to the taxonomic approach, to understand relevant (significant) aspects of the biology of aquatic macroinvertebrates. Among them, habitat use and how through response traits the degree of morpho-physiological adjustment to the conditions and available resources is determined. Additionally, the implications of these interactions in the evolutionary scenario are addressed, especially in the phylogenetic and biogeographic context. The second part of the chapter presents an applied context, initially in bio-monitoring, a review of trait types and their association with ecosystem quality, processes and indicators, which allows, among other options, to determine biotic integrity through the implementation of indices using functional variables. Finally, reference is made to principles, techniques and recommendations for data treatment and analysis that are particularly useful in the study of functional traits. This section includes classification of descriptors in aquatic macroinvertebrates, preparation of matrices, functional diversity descriptors, basic alternatives for multivariate analysis and some case studies, which can be consulted as complementary material.

Key words: Trophic guild, biological integrity, rivers, mesohabitat.

Introducción

Según Violle et al. (2007) y Cortés-Gómez et al. (2015), un rasgo funcional es una característica morfológica, fisiológica o fenológica medible a nivel individual, que influye directa o indirectamente en su respuesta a la variación ambiental y en sus efectos en el funcionamiento de un ecosistema. De acuerdo con esta visión, los rasgos funcionales de las especies, al igual que las métricas de la diversidad funcional de poblaciones y comunidades, permiten inferir el estado ecológico de un ecosistema, así como la respuesta a perturbaciones o estrés, lo cual provee otra faceta de la biodiversidad, complementaria a la taxonómica y filogenética (Petchey & Gaston, 2006; Tilman, 2001). Este complemento entre los enfoques taxonómico y funcional es fundamental para identificar tensores, capacidades de resistencia y resiliencia y para comprender las relaciones entre procesos o funciones ecológicas y la provisión de servicios ecosistémicos, tales como la calidad del agua (Cortés-Gómez et al., 2015; Salgado-Negret, 2016), además que puede ser utilizado para estimar la efectividad de estrategias de gestión y manejo implementadas o proyectadas. Con ese fin, es necesario reconocer características funcionales relevantes para responder una pregunta ecológica particular, así como para identificar dichas características o rasgos en las diferentes especies recolectadas. Es decir, debemos conocer la biología básica de las especies que estamos estudiando.

En Colombia se han desarrollado varios trabajos con enfoque funcional. Acerca de los rasgos biológicos, las primeras aproximaciones tuvieron un enfoque descriptivo (Torres-Zambrano & Torres-Zambrano, 2016; Díaz et al., 2020). De los macroinvertebrados insulares habitantes de quebradas intermitentes, se conocen algunos aspectos de las estrategias de vida y los caracteres morfofisiológicos dominantes en los periodos de desecación que contrastan con los dominantes durante las lluvias (Motta et al., 2017).

A partir del uso de los grupos funcionales alimenticios (GFA) también se ha establecido cambios temporales en su dominancia (entre periodos climáticos) en quebradas tanto intermitentes (Longo y Blanco, 2014; Motta et al., 2017; Córdoba-Ariza et al., 2020) como perennes (Rodríguez-Barrios et al., 2011). Se ha reportado variabilidad de los GFA con base en el uso del suelo, principalmente para agricultura y ganadería (Villada-Bedoya et al., 2017), en la estructura del mesohábitat que habitan (López et al., 2023; Córdoba-Ariza et al., 2020), en el gradiente altitudinal (Granados-Martínez, 2013; Tamaris-Turizo et al., 2020) e incluso en respuesta a fenómenos El Niño/Oscilación del Sur

(ENOS) (Ríos-Pulgarín et al., 2016), la estabilidad ambiental o interacciones tróficas con las comunidades periférica (Ríos-Pulgarín et al., 2023).

Para entender la utilidad de esta información en el contexto de la evaluación ambiental, en este capítulo se abordarán aspectos generales de la ecología funcional de los macroinvertebrados a partir de rasgos funcionales principalmente tróficos y de movilidad. Se inicia con un contexto general de las condiciones de hábitat que regulan su presencia, así como de las adaptaciones morfológicas y fisiológicas. Estas adaptaciones reflejan procesos evolutivos subyacentes que también serán descritos para explicar el origen de los diferentes rasgos funcionales. Finalmente, se desarrollará una descripción del uso rasgos en el monitoreo de los ecosistemas acuáticos y una introducción al manejo de datos para el análisis estadístico de rasgos funcionales.

Uso del hábitat y adaptación

Los macroinvertebrados acuáticos-MIA habitan en diversos ecosistemas, incluyendo lagunas de alta montaña por encima de los 3000 msnm, sistemas de cavernas, estuarios con aguas salobres y mareas recurrentes, bien sea en zonas profundas y estancadas, en cascadas y rápidos torrentosos o en vegetación sumergida. El rango de tolerancia a las condiciones físicas y químicas del agua es amplio en muchas especies, cuyos hábitos generalistas explican los rangos de distribución en los ambientes del Neotrópico. También hay especies estenóticas con rangos estrechos de tolerancia a cambios en las concentraciones de gases y de nutrientes, así como a la variación de condiciones físicas, como el caudal y la conductividad eléctrica. Estas condiciones de tolerancia han favorecido el uso generalizado de los macroinvertebrados como bioindicadores (Forero et al., 2014).

Más allá del hábitat físico, el nicho de cualquier organismo acuático es multidimensional e involucra aspectos de la química del agua, la oferta de recursos autóctonos y alóctonos, la estructura física y las interacciones biológicas, así como la estacionalidad de todas estas variables en relación con el ciclo hidrológico. A fin de ilustrar esta compleja dinámica, a continuación describiremos algunas de las variables ambientales que influyen en el establecimiento de los macroinvertebrados en ecosistemas acuáticos tropicales.

Efecto de las variables físicas del hábitat

La temperatura es una de las variables ambientales de mayor incidencia sobre la dinámica de los procesos metabólicos en los ecosistemas, influye en

propiedades del agua como el calor específico, así como en la solubilidad del oxígeno, las tasas de descomposición microbiana, la fenología de la flora y fauna y la especiación química de los contaminantes, entre otros factores (Roldán & Ramírez, 2022), mientras que los organismos pueden verse directamente afectados en su tasa metabólica, crecimiento y reproducción, lo que a su vez limita la distribución de las especies, en función de los diferentes límites de tolerancia y, en consecuencia, también afecta la diversidad biológica. Ello implica igualmente diferencias en la vulnerabilidad a impactos como el cambio climático, donde las especies euritérmicas y con amplio rango de distribución tendrían mayores probabilidades de supervivencia que las especies estenotérmicas frías (Dallas & Rivers-Moore, 2018). En cuanto a la reproducción y el desarrollo, los tiempos de eclosión de huevos y la presencia de ninfas también son regulados por la temperatura. La eclosión ocurre más temprano y los períodos de reclutamiento y de emergencia de adultos son más cortos en los ríos más cálidos en comparación con aquellos que presentan temperaturas bajas (Ross-Gillespie, 2014).

El hábitat físico involucra, además de la temperatura del agua, variables hidráulicas como la velocidad y la profundidad, en estrecha relación con el tipo de sustrato predominante y la forma de los canales o del área de llenado, en el caso de ecosistemas leníticos. Ello da lugar a la formación de mesohábitats como pozas, rizos, rápidos o cascadas, donde el sustrato y las condiciones de velocidad y profundidad son particularidades locales (Ríos-Pulgarín et al., 2022). Como veremos más adelante, la diversidad de macroinvertebrados difiere entre estos mesohábitats. Aunque es frecuente que la diversidad sea mayor en rizos y rápidos con baja profundidad ($\leq 0,5$ m), velocidades moderadas, presencia de arenas, rocas medianas (como cantos y guijarros) y hojarasca, su presencia es siempre el resultado de la combinación de las variables químicas, físicas y biológicas del hábitat. Hay varias razones para esta interacción y una de las principales es el tamaño de las partículas. Los sustratos grandes son más estables, y cuando las rocas son abundantes, porosas y con un rango amplio de tamaños, esta variedad en la oferta promueve la diversidad de ocupantes en un mosaico de hábitat influenciado por el gradiente de caudal y velocidad. Las rocas, a su vez, ofrecen superficie para el crecimiento de perifiton, una biopelícula de microorganismos que incluye, entre otros, bacterias, microalgas y protozoos, importante en la dieta de muchos macroinvertebrados raspadores y en la productividad del ecosistema (Morelli & Verdi, 2014). De esta manera, las rocas constituyen el sustrato para la producción primaria del ecosistema, pero también pueden ofrecer recur-

sos, al favorecer la retención del material alóctono, como la hojarasca y el detrito transportado por la corriente (Silva & Huamantínco, 2022). De hecho, mientras los mesohábitats de rizo están formados por cantos rodados, en los rápidos se encuentran rocas grandes ancladas en la tierra, entre las cuales se retienen los macroinvertebrados junto con la vegetación durante los fenómenos de deriva, lo cual favorece la colonización (López et al., 2023).

En la **figura 1** se ilustran algunos de los mesohábitats más representativos para los MIA.



Figura 1. Mesohábitats característicos de macroinvertebrados acuáticos. a) Rizo. b) Rápidos. c) Pozas. d) Vegetación acuática. Fotos: a) Felipe Villegas (Banco de Imágenes Ambientales Instituto Alexander von Humboldt). b-c) Esteban Peláez-Sánchez. d) Carlos A. Lasso.

Otro elemento importante en la preferencia por el sustrato es la naturaleza de este. Se distinguen los macroinvertebrados que prefieren sustratos orgánicos como hojas, troncos o macrófitas de los que prefieren las rocas (Allan & Castillo, 2007; Silva & Huamantínco, 2022). Estas preferencias están relacionadas especialmente con la dieta, pero también con las adaptaciones morfofisiológicas a la velocidad, profundidad y oxigenación del agua. En hábitats donde la

hojarasca y demás materia orgánica se acumula, como las pozas, la profundidad suele ser mayor y la velocidad baja, lo que contribuye a la reducción de las concentraciones de oxígeno (Tamura & Kagaya, 2019). En estas circunstancias podrían favorecerse organismos nadadores menos exigentes con el nivel de oxígeno, mientras que en mesohábitats torrenciales y rocosos, como rápidos y cascadas, prevalecerán organismos con adaptaciones al arrastre, como ventosas, ganchos tarsales o cuerpos aplanados para refugiarse en el fondo, como lo documentan Castro y Donato (2008) para los efemerópteros *Camelobaetidius* y *Baetodes*. En este sentido, velocidad y profundidad son dos aspectos clave del hábitat de los macroinvertebrados, que restringen a las especies y explican su distribución local, así como las variaciones en su dieta. La estacionalidad o variabilidad hidrológica se convierte entonces en una causa importante de variabilidad en la ocupación del hábitat y la diversidad de macroinvertebrados, debido a su efecto sobre el hábitat físico y las condiciones fisicoquímicas del agua, pero también por su relación con los ciclos de vida. Según Tamaris-Turizo et al. (2018), se evidencia sincronización de la estacionalidad con los periodos de emergencia y las variaciones en la producción primaria.

En términos de variabilidad del hábitat, la variabilidad estacional altera la estructura, la posición y la disponibilidad de los microhábitats y ello afecta consecuentemente la composición y la estructura de la comunidad de manera irreversible (Biggs et al., 2005). Varios autores han documentado, por ejemplo, la mayor densidad de Ephemeroptera, Trichoptera y Diptera durante la estación seca en ríos colombianos (Posada et al., 2000; Mathuriau et al., 2008; Longo et al., 2010; Ríos-Pulgarín et al., 2016; Tamaris-Turizo et al., 2020). Se sabe que los grupos funcionales tróficos GFA cambian su dominancia entre periodos climáticos sobre todo en quebradas intermitentes, de modo que predominan los raspadores y fragmentadores durante el periodo seco, y los colectores en el periodo lluvioso (Longo & Blanco, 2014; Motta et al., 2017; Córdoba-Ariza et al., 2020); sin embargo, en quebradas perennes parece no haber estacionalidad trófica, ya que se han encontrado diferentes proporciones en los GFA a lo largo del ciclo hidrológico (Rodríguez-Barrios et al., 2011).

Además de los cambios en composición, la estacionalidad afecta la diversidad o abundancia total, debido a los cambios en la disponibilidad de hábitat. Durante los periodos secos, por ejemplo, los ríos tropicales de bajo orden presentan una mezcla de biotopos o mesohábitats (pozas, rizados, rápidos) y sustratos variados, pero durante las aguas altas el sistema se homogeniza por

la inundación y reduce los biotopos, la densidad y la diversidad asociadas (Baker et al., 2016).

Efectos de las variables químicas del agua

Las variables químicas interactúan en conjunto con las variables físicas para definir el nicho de cada especie de macroinvertebrado, de manera que analizarlas independientemente puede ser impreciso; no obstante, podemos destacar algunas variables, como oxígeno disuelto, pH, conductividad, por su efecto directo sobre los invertebrados. Otros parámetros, como la concentración de nutrientes, los afectan de manera indirecta, por su incidencia en los productores primarios que les sirven de alimento, como la biopelícula (perifiton).

Respecto al oxígeno, la mayoría de los invertebrados lo toman del agua a través del sistema branquial, constituido por numerosos filamentos irrigados que se encuentran expuestos en el agua (respiración hidropneústica), pero muchas especies han desarrollado adaptaciones para contrarrestar el déficit estacional que se presenta en algunos ecosistemas durante el periodo seco o para aprovechar hábitats típicamente pobres en oxígeno, como ambientes estancados. Entre las adaptaciones más comunes están los órganos complementarios de la respiración aérea, como los pelos higroscópicos que atrapan burbujas de aire y que se presenta en algunos coleópteros, o los tubos respiratorios anales tipo “snorkel”, propios de ciertos dípteros Culicidae (respiración aeropneústica). Otra estrategia conocida es la presencia de hemoglobina, como ocurre en anélidos Tubificidae o dípteros de la familia Chironomidae. Otros organismos que consumen materia orgánica, como moluscos y platelmintos, suelen tolerar bajas concentraciones de oxígeno que son propias de los ambientes enriquecidos donde la demanda bioquímica de oxígeno (DBO) es alta. Estos últimos, al igual que las familias Tubificidae y Chironomidae, suelen encontrarse en ambientes hipóxicos que excluyen a otros grupos y requieren condiciones de oxígeno relativamente altas. De ahí que se consideren bioindicadores de enriquecimiento con materia orgánica y baja oxigenación.

En cuanto a las condiciones de pH, dureza y conductividad en el agua, los mecanismos de osmorregulación en macroinvertebrados son semejantes a los de los peces, ya que dependen de las branquias para bombear iones y garantizar el equilibrio entre los fluidos internos y el agua. Los macroinvertebrados continentales generalmente son estenohalinos, es decir, que no toleran grandes cambios en las concentraciones iónicas del agua (Helfman et al., 2009). Pero los macroinvertebrados estuarinos, que enfrentan el régimen de mareas, en su mayoría crustáceos y moluscos, tienen rangos de tolerancia

mucho mayores. En general, los valores de alcalinidad normales para ecosistemas neotropicales son inferiores a 1500 $\mu\text{S}/\text{cm}$ (Mosquera, 2018). Como en muchos organismos acuáticos, las branquias de los invertebrados acuáticos participan de la excreción de desechos nitrogenados como amoníaco (NH_3) o amonio (NH_4^+), los cuales resultan tóxicos y tienen que excretarse diluidos (Perry et al., 2003). De esta manera, la integridad de las branquias es esencial, tanto para su función respiratoria como en la osmorregulación. En ese sentido hay que llamar la atención sobre el efecto negativo que puede tener la presencia en el agua de sustancias que afectan la permeabilidad branquial, como los sólidos suspendidos o los iones metálicos. Así mismo, la dureza del agua afecta la sensibilidad de las branquias a estas sustancias metálicas, ya que los iones de calcio pueden competir con los iones metálicos por sitios de unión en las branquias (Palacio, 2007).

El pH es otra variable que afecta la osmorregulación y la respiración. Aunque los rangos de tolerancia son amplios para muchas especies (4 a 8), un pH ácido favorece la especiación y que estén disponibles las sustancias ionizables (como los metales) en el agua y su precipitación sobre las branquias por afinidad iónica (Palacio, 2007). No obstante, la tolerancia es variable, y se ha documentado en algunos grupos, como los odonatos, que un pH bajo incrementa la mortalidad de las ninfas, mientras los plecópteros y oligoquetos prevalecen (Guerold et al., 1995; Rai et al., 2019; Fathi et al., 2022). Sin embargo, en sistemas con pH muy bajos (< 4) como en los morichales de los Llanos Orientales, se pueden encontrar insectos como efemerópteros de la familia Baetidae y tricópteros de la familia Hydropsychidae.

Efecto de la vegetación de ribera

Otro elemento importante del hábitat es la presencia de propiedades físico-químicas de la vegetación de ribera, ya que la hojarasca constituye la principal fuente de materia orgánica particulada gruesa (MOPG) que luego es retenida en las rocas como paquetes de hojas o diversas fracciones particuladas atrapada en los intersticios. El aporte de materia orgánica particulada fina (MOPF) proviene de la descomposición de la MOPG y del arrastre de nutrientes producto de la escorrentía (Tamaris-Turizo et al., 2018). La reducción en estos aportes alóctonos, bien sea por cambios hidrológicos o por pérdida de cobertura vegetal, afecta directamente a los macroinvertebrados en función de la reducción de la oferta de alimento, de microhábitats y de refugio y en función de la organización espacial de las poblaciones (Longo & Blanco, 2014). Adicionalmente, la ausencia de cobertura ribereña incrementa la

radiación solar que entra a los canales e incide en la temperatura y el pH, lo cual afecta la producción primaria y, por tanto, el metabolismo del sistema (Ríos-Pulgarín et al., 2022). Así mismo, puede haber efectos asociados a la retención de sedimentos, lo que colmataría los sustratos y reduciría la calidad, cantidad o heterogeneidad de los hábitats. Todos estos parámetros inciden en la composición y estructura de las comunidades de macroinvertebrados acuáticos. Pese a la flexibilidad trófica de los macroinvertebrados tropicales, la presencia de taxones especialistas como los fragmentadores de MOPG y de taxones generalistas es altamente dependiente de una alta y variada cobertura ribereña, puesto que la hojarasca favorece la diversificación de microhábitats y con ello las redes tróficas (Bojsen & Jacobsen, 2003; Longo & Blanco, 2014; Galeano & Mancera, 2018).

Rasgos funcionales y filogenética

Parte de la variabilidad de los rasgos funcionales está condicionada en buena medida por la variedad de los procesos evolutivos que interactúan entre sí y definen la historia filogenética de las especies (Webb et al., 2002; Johnson & Stinchcombe, 2007), así como características comportamentales y ecológicas, las cuales pueden variar incluso entre especies del mismo nivel trófico (Schmitz et al., 2015). De esta manera, la caracterización funcional de las especies dentro de linajes evolutivos permite esclarecer los procesos que determinan el ensamblaje de las comunidades en diferentes escalas espaciales y temporales (Webb et al., 2002; Cavender-Bares et al., 2009).

Uno de los objetivos de la intersección entre ecología y filogenética es establecer la cronología y los mecanismos en los que ocurre la evolución de los rasgos relacionados con la coexistencia, el nicho y las estrategias ecológicas de las especies a partir de análisis que integran los patrones filogenéticos identificados, la distribución y las relaciones entre presencia/abundancia con variables ambientales (climáticas y del hábitat). Por tanto, las hipótesis sobre procesos de conservación del nicho o del bioma y la radiación adaptativa son centrales en los estudios de evolución y diversificación ecológica.

La radiación adaptativa (i.e., la tasa de diversificación de rasgos ecológicos, que es diferente a la tasa de diversificación de linajes), se ve promovida por: nuevas oportunidades ecológicas que pueden surgir posterior a la “liberación” de las presiones bióticas (competencia); la transición a zonas nuevas de adaptación; la colonización de nuevas áreas geográficas o ecológicas (Glor, 2010; Ackerly, 2009); y la disponibilidad de adaptaciones evolutivas o prea-

daptaciones. Dichas adaptaciones evolutivas se conocen como “innovaciones clave o rasgos clave innovadores” y promueven la variabilidad fisiológica y ecológica, así como las adaptaciones y exadaptaciones morfológicas; por lo tanto, brindan oportunidades nuevas o contribuyen a incrementar la probabilidad de ocurrencia de eventos de especiación dentro de un clado específico (Galis, 2001). No obstante, el tema de las innovaciones clave en la radiación adaptativa continua en discusión, pues no son claros los mecanismos que contribuyen a la diversificación, aunque se han reportado algunas evidencias en organismos como las termitas (Chouvinc et al., 2021), pero nada se conoce al respecto sobre los invertebrados acuáticos continentales.

Por otro lado, la hipótesis de la conservación del nicho postula un proceso ecológico y evolutivo que explica por qué especies filogenéticamente cercanas frecuentemente retienen un grado alto de similitud fenotípica y ecológica. El argumento señala que hábitats locales nuevos y características ecológicas nuevas (p. ej., interacciones) generalmente serían ocupados por especies que ya están adaptadas a condiciones similares. Esto significa que los cambios evolutivos adaptativos han sido pocos desde cuando ocurrió la divergencia de las especies desde un ancestro común o que cambios evolutivos paralelos han tenido lugar de forma independiente desde la divergencia, de tal modo que especies relacionadas cercanamente retienen características ecológicas similares. Este proceso es adaptativo, ya que refleja el resultado de la selección en ambientes heterogéneos de hábitats en los cuales las especies se adaptarían fácilmente (Ackerly, 2003; 2009). Por estas razones, hay correlación entre la diferenciación ecológica y la diferenciación genómica, lo cual podría promover una eventual especiación.

Son escasos los estudios sobre especiación ecológica o afines en grupos de macroinvertebrados acuáticos. Phillipsen et al. (2015), por ejemplo, establecieron a escala del paisaje que la capacidad de dispersión y las condiciones específicas del hábitat para ciertos insectos acuáticos (una especie de Plecoptera, otra de Hemiptera y una de Coleoptera) que habitan en quebradas del desierto predicen la estructura genética en términos de flujo de genes y deriva genética. Un estudio similar, realizado por Walter et al. (2022) con tres especies de caracoles (Physidae: *Physa acuta*, Hydrobiidae: *Juturnia kosteri* y *Pyrgulopsis roswellensis*) y una especie anfípoda (*Gammarus desperatus*) a una escala muy local (< 100km²), proporciona ideas de cómo el flujo de genes genera estructuras genéticas poblacionales variables entre especies en escalas espaciales pequeñas, así como diferencias en la preferencia de hábitats y en la capacidad de dispersión de cada especie. Es necesario avanzar en el cono-

cimiento de las relaciones entre la selección natural, las variables ambientales y las condiciones ecológicas de los hábitats, con los rasgos funcionales de las especies de macroinvertebrados, y su papel en la especiación, no solo a través de la radiación adaptativa, que ha sido la herramienta constante en otros grupos biológicos, sino también mediante el uso de los nuevos métodos que integran técnicas microevolutivas y permiten vincular las adaptaciones locales y la selección divergente. Este conocimiento es útil también en las estrategias de planificación y conservación de los territorios, sobre todo en temas de conectividad entre los sistemas lóticos y leníticos mirando, por ejemplo, la conectividad de las ciénagas con los ríos grandes a través de las quebradas.

A nivel macroevolutivo, se puede abordar la evolución de los rasgos de las especies y su relación con la diversidad genética en diferentes niveles de integración (especies, géneros, familias, etc.) y con los filtros ambientales, a partir del estudio de las filogenias, pues estas resumen el grado de divergencia entre grupos de taxones y permiten esclarecer los procesos que determinan el ensamblaje de comunidades a diferentes escalas espacio-temporales (Webb et al., 2002; Cavender-Bares et al., 2009). Asumiendo el conservacionismo de nicho, los análisis genéticos pueden relacionarse con estudios filogenéticos y con los rasgos funcionales, con la premisa de que la diversificación evolutiva ha generado la diversificación de rasgos (Webb, 2000). De acuerdo con lo anterior, es probable que especies cercanamente emparentadas, que coocuran en las mismas comunidades y experimenten condiciones ambientales similares, compartan rasgos asociados a las historias de vida y a la ecofisiología debido al proceso de filtrado ambiental; al mismo tiempo, es poco probable que coexistan especies que son demasiado similares, debido a la exclusión competitiva (Webb, 2002; Swenson & Enquist, 2009); así, si los rasgos se conservan filogenéticamente, las especies coocurrentes estarán más relacionadas de lo esperado por procesos estocásticos (Webb et al., 2002). No obstante, se ha demostrado que algunos rasgos ecológicos no se conservan filogenéticamente (Cavender-Bares et al., 2004).

Con el análisis de la estructura filogenética de comunidades o de nichos se pueden establecer patrones de agrupamiento o de sobredispersión. Así, como la evolución de los rasgos de las especies puede mostrar patrones de conservacionismo o convergencia, la estructura fenotípica de las comunidades la determinaría la interacción de fenotipos de especies simpátricas (competencia) y las tolerancias ambientales de los fenotipos (filtrado ambiental). Un patrón filogenético en el cual las especies dentro de la comunidad se encuentran cercanamente emparentadas indicará que el filtrado ambiental determina

que los valores o características de los rasgos de las especies sean más similares de lo esperado por azar (agrupación filogenética). De esta manera se favorece la coexistencia de especies con requerimientos y rasgos similares, los cuales les permiten sobrevivir en determinados tipos de hábitats. Un patrón filogenético donde las especies de la comunidad están lejanamente relacionadas (sobredispersión filogenética) reflejaría el rol de las interacciones competitivas en la diversidad de los rasgos de las especies (sobredispersión filogenética), por lo cual solo especies con requerimientos ecológicos distintos podrían coexistir (Cavender-Bares et al., 2004). Alternativamente, un patrón aleatorio de las relaciones filogenéticas entre las especies de la comunidad apuntaría a mecanismos de ensamblaje neutros, como la deriva ecológica, o a un balance en los efectos de las interacciones interespecíficas y los filtros ambientales (Purves & Pacala, 2005). Las comunidades naturales están sometidas a la influencia tanto de los filtros ambientales como de las interacciones de competencia y, a medida que los caracteres/rasgos evolucionan a lo largo de los linajes filogenéticos, algunos pueden conferir una mayor tolerancia ambiental (filtrado), mientras que otros pueden reducir la competencia entre especies. La combinación de los rasgos de las especies y su labilidad evolutiva dan paso a la estructura filogenética dentro de las comunidades (Webb et al., 2002; Cavender-Bares et al., 2009).

Identificar los patrones de diversidad, recambio y estructura filogenética de las especies dentro de las comunidades permite establecer mecanismos ecológicos, como los filtros ambientales y los procesos macroevolutivos, que influyen en la diversificación, conocimiento importante para comprender el ensamblaje de especies en las comunidades a diferentes escalas.

Uso de los rasgos en gestión y monitoreo de ecosistemas

La comprensión de los ecosistemas, de los impactos negativos por diferentes afectaciones y de las posibles soluciones implica una visión integral y multidisciplinar (Jørgensen et al., 2013). Dicha visión se puede abordar a través del estudio de la diversidad funcional como complemento del análisis de la composición taxonómica. El estudio de los rasgos funcionales permite asociar los atributos de los organismos con estados, procesos y funciones de los ecosistemas y facilita el análisis de los impactos de la pérdida de la diversidad (Tilman et al., 1997; Chapin III et al., 2000). Esta visión es una excelente herramienta para programas de monitoreo y gestión, en los actuales escenarios de degradación ambiental, donde se requieren medidas más adecuadas a la conservación de los ecosistemas (Maasri et al., 2022).

Para hacer uso de los rasgos funcionales en la bioindicación o el monitoreo ambiental se deben considerar aspectos estructurales y funcionales de los ecosistemas, así como la teoría ecológica, con el fin de realizar posibles asociaciones entre rasgo y proceso ecológico, lo que implica conocimiento de la biología básica de los macroinvertebrados y de sus historias de vida. Con esta información se definen el problema y la pregunta a resolver según el contexto, los criterios del diseño, los rasgos a seleccionar y las métricas a aplicar.

Se puede optar por propuestas como rasgos de respuesta y efecto, frente a un disturbio, por ejemplo, aplicando el método de hipótesis gráficas (Boersma et al., 2016) o mediante categorización de rasgos según se vinculen con procesos de resistencia o resiliencia (Stubbington et al., 2017; De Bello et al., 2010). Hay que considerar que los rasgos de naturaleza continua son más efectivos para evaluar variabilidad que los cualitativos o categóricos (Laureto et al., 2015). La selección final de los rasgos dependerá del aporte informativo sobre condiciones ecológicas de interés, facilidad de medición y menor costo, sin sacrificar un número representativo de organismos (Cornelissen et al., 2003). En la tabla 1 se muestran las principales categorías de rasgos en macroinvertebrados y los procesos ecosistémicos e indicadores ambientales asociados. Las relaciones e intensidades entre estas pueden ser múltiples y dependen de las condiciones y comunidades (**Figura 2**).

Tabla 1. Principales rasgos en macroinvertebrados y procesos e indicadores ambientales con los que se asocian.

Rasgo	Proceso o indicador
Forma, tamaño, biomasa	Producción biológica
Mecanismo de desplazamiento, mecanismo de respiración, hábitos alimentarios, ciclo de vida (desarrollo y duración), estrategias reproductivas, estados de latencia	Reciclaje de nutrientes: movilización, oxidación, fragmentación Regulación poblacional: herbivoría, depredación, parasitismo
Nivel trófico predominante, micro y meso hábitat	Transferencia de materia: interacciones tróficas
Tolerancia a cambios de temperatura, oxígeno, flujo hidráulico	Resistencia ante tensores Resiliencia ante disturbio
Tolerancia a condiciones extremas de temperatura, oxígeno, flujo hidráulico	Calidad y cantidad de materia orgánica

Como desventajas en la implementación de la diversidad funcional en contextos aplicados, se tiene la escasa información validada por fuentes primarias sobre rasgos y atributos para muchos grupos de macroinvertebrados acuáticos, esto considerando la variabilidad fenotípica y la heterogeneidad biogeográfica. También lo dificulta la inversión de tiempo requerida y la necesidad de entrenamiento en aspectos de caracterización de rasgos y análisis métricos adecuados. Se requiere estandarizar métodos y seleccionar o definir indicadores e índices para hacer las valoraciones o monitoreos ambientales. A pesar de ello, el enfoque funcional tiene alto potencial incluso en monitoreos comunitarios de calidad hídrica y estado ecológico, en el contexto de ciencia ciudadana y gobernanza.

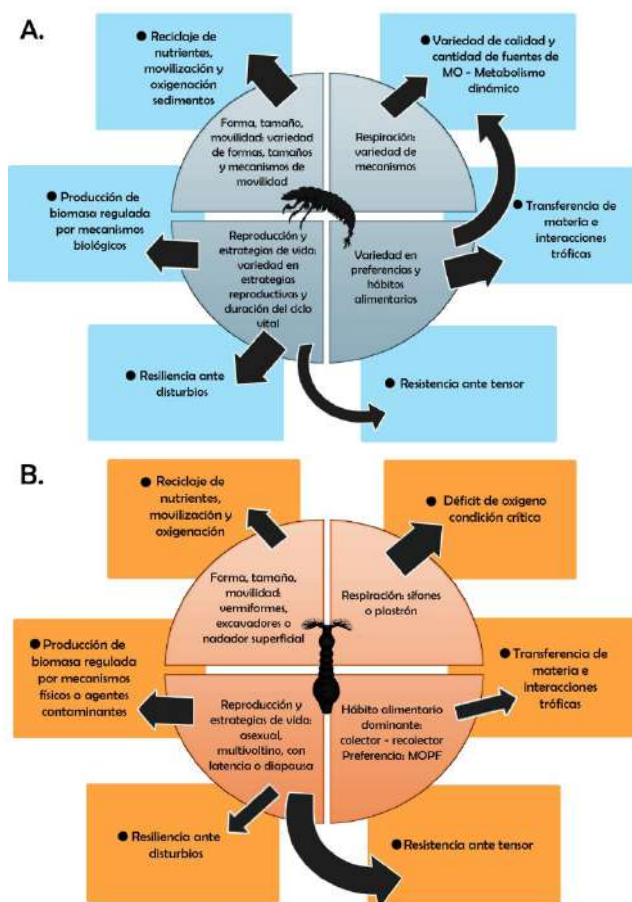


Figura 2. Asociaciones entre rasgos funcionales y procesos ecológicos en sistemas lóticos con diferente condición ambiental. A: no alterado; B: alterado; el grosor de las flechas mide la intensidad.

Integridad biótica y ecología funcional

La integridad biótica es un marco conceptual que conjuga elementos estructurales y funcionales y se emplea para establecer el estado aproximado de los procesos ecológicos o evolutivos del sistema respecto a un referente natural. Según Karr (1987) y Karr y Dudley (1991), la integridad biótica se define como “la capacidad de soportar y mantener una comunidad adaptada, integrada y balanceada, con una composición, diversidad y organización funcional comparable con el hábitat natural de la región”. Es así como la ecología funcional juega un papel importante en la determinación de la integridad biótica de los ecosistemas, en el contexto de la respuesta de las comunidades a los cambios en las variables ambientales que finalmente se reflejan en los servicios ecosistémicos (**Figura 3**).

Desde el enfoque funcional, los ecosistemas tienen integridad ecológica no solo cuando todos los organismos característicos de una región están presentes, sino también cuando en dicho ecosistema existen relaciones funcionales y procesos e interacciones entre los componentes, que resultan ser similares al hábitat natural (Loreau et al., 2001). Aunque no estén presentes las especies típicas locales, aún se pueden conservar los rasgos funcionales y por ende los procesos ecológicos (Poff, 1997; Capmourteres et al., 2018). Esta nueva configuración del ecosistema con especies diferentes resultaría análoga a la condición natural de la región y, por tanto, su integridad se conservaría, a pesar de que la composición de taxones haya cambiado por algún tipo de disturbio natural o antrópico. De esta manera, la perspectiva funcional es clave para llevar a cabo procesos de rehabilitación, recuperación y restauración de la integridad en ecosistemas acuáticos (Mouillot et al., 2013), pues simplifica su entendimiento a través de la agrupación de las especies en una variedad de gremios, grupos funcionales o un conjunto de rasgos relacionados con el ciclo de vida, la reproducción, el comportamiento y las características morfológicas de las especies que componen la comunidad.

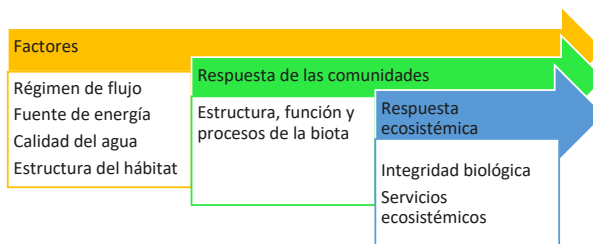


Figura 3. Variables que afectan la integridad de la biota en un río de montaña. Fuente: modificado de Karr (1991).

Índices de integridad biótica (IIB) con variables funcionales

Los primeros índices de integridad biótica fueron realizados en comunidades de peces. Uno de ellos fue desarrollado por Karr en 1981. Este índice toma en cuenta la integridad biológica de un sistema de referencia y uno con diferente grado de disturbio, con el fin de comparar si la función del ecosistema se ha conservado. Actualmente, los IIB se consideran como un conjunto de índices que incluyen atributos de la biota en diferentes niveles de organización desde el individuo hasta el ecosistema y usan la suma o las calificaciones de varias medidas diferentes, denominadas métricas, de la estructura y/o función de las comunidades. La calificación de cada métrica se basa en expectativas cuantitativas de lo que comprende una alta integridad biótica (Simon & Lyons, 1995; Díaz et al., 2004; Heink & Kowarik, 2010; Hughes & Oberdorff, 2020). A continuación, se muestra un ejemplo de estas métricas aplicadas a la comunidad de macroinvertebrados (Tabla 2).

Tabla 2. Principales métricas utilizadas en los índices de integridad biótica (IIB).

Tipo de métrica		Métrica	Ejemplos
Estructura		Composición	Presencia de familia característica del hábitat natural regional
		Índices de diversidad (p. ej., riqueza específica, números de Hill, índice EPT, dominancia)	Cualquier índice publicado y su valor
Funcional	Bioindicación	Tolerancia	Proporción de taxones tolerantes a condiciones alteradas
		Sensibilidad	Proporción de taxones sensibles y de taxones con anomalías morfológicas
	Rasgos funcionales	Morfológicos	Tamaño y forma del cuerpo
		Fisiológicos	Tipo de respiración
		Comportamentales	Forma de movilidad
		Estructura trófica	Grupos funcionales alimenticios
		Historia de vida	Ciclo de vida
			Hábitat preferente
			Tipo de estrategia reproductiva

Introducción al manejo de datos para el análisis estadístico de rasgos funcionales

El estudio de los rasgos incluye, además del conocimiento taxonómico, un conjunto de datos que se integran al análisis. Estos datos representan un desafío inicial en relación con la organización, que incluye también datos taxonómicos y ambientales, para llevar a cabo un análisis estadístico y responder preguntas ecológicas. En tal sentido, esta sección está dirigida a estudiantes e investigadores iniciando en el estudio de rasgos funcionales. No representa un manual de estadística ni incluye el acervo completo de métodos propuestos sobre este tema y tampoco es un manual completo del software que se va a utilizar. Lo que se pretende en esta sección es cubrir los análisis básicos aplicados al estudio de los rasgos, la síntesis de información, los índices de diversidad funcional, la visualización multidimensional y las relaciones estadísticas con factores abióticos. Es importante tener conocimientos básicos del uso software de análisis numérico y estadístico R.

Tipo de medidas de rasgos biológicos

Los rasgos en macroinvertebrados acuáticos pueden ser recopilados de acuerdo con atributos establecidos a partir de observaciones, que corresponden a una descripción, una medición o una codificación. En un sentido estadístico, los descriptores se pueden clasificar en tres tipos: binario, cuantitativo y cualitativo (**Tabla 3**).

Tabla 3. Descriptores de rasgos funcionales de macroinvertebrados acuáticos.

Descriptor	Significado	Ejemplo
Binario	Datos que se encuentran en dos estados.	Adulto o larva.
Cuantitativo	Dos de tipos: discretos: datos numéricos que corresponden a un valor entero; continuos: datos numéricos que toman cualquier valor.	Discreto: datos codificados como 0, 1, 2, 3, 4 o 5. Continuos: tamaños (1,4 mm, 0,9 mm)
Cualitativo	Datos que corresponde a una calidad del estado de un rasgo; también puede interpretarse como un factor.	Grupo trófico funcional: colector-filtrador, colector-colector, raspador, trozador, depredador.

Preparación de matrices de rasgos

Antes de iniciar con el tratamiento estadístico o matemático de los datos, se debe definir el formato a seguir para la sistematización. A continuación, se presentan algunas matrices de rasgos (**Tabla 4**). Para mayor facilidad, se recomienda codificar los grupos funcionales tróficos.

Tabla 4. Ejemplo de tabla de datos con variables cuantitativas y cualitativas de rasgos.

Taxón	Tamaño del cuerpo (mm)	Grupo trófico funcional
<i>Americabaetis</i>	1,8	Raspador/colector-colector
<i>Apobaetis</i>	2,4	Raspador/trozador/colector-colector
<i>Aturbina</i>	3,1	Raspador
<i>Baetodes</i>	1,1	Colector-colector/raspador
<i>Callibaetis</i>	5,3	Raspador
<i>Camelobaetidiu</i>	6,7	Colector-colector/raspador

También se pueden definir los estados de los rasgos. En estos casos, los datos crudos se transforman a un valor cuantitativo nominal, de acuerdo con la afinidad con un estado (**Tabla 5**). En Usseglio-Polatera y Tachet (1994) se puede revisar un ejemplo de codificación difusa.

Tabla 5. Ejemplos de tabla de datos de rasgos funcionales codificada.* En este caso, los números 1, 2 y 3 indican el grado de afinidad del taxón con un estado, siendo 3 la mayor afinidad.

Taxón	Tamaño del cuerpo (mm)				Grupo trófico funcional				
	<1,5	1,5-2,5	2,5-3,5	>3,5	Colector-colector	Colector-filtrador	Raspador	Trozador	Depredador
<i>Americabaetis</i>	1	3	1	0	2	0	3	0	0
<i>Apobaetis</i>	1	3	2	0	1	2	3	0	0
<i>Aturbina</i>	1	3	2	0	0	0	3	0	0
<i>Baetodes</i>	2	3	2	0	3	0	3	0	0
<i>Callibaetis</i>	0	1	2	3	0	0	3	0	0
<i>Camelobaetidiu</i>	0	1	2	3	3	0	3	0	0

Recomendaciones

Revise cuidadosamente que las unidades de longitud o masa utilizadas en la literatura de referencia correspondan a las cuantificadas en el estudio y estandarice, si se requiere.

Seleccione los rasgos adecuados para la estimación de la diversidad funcional (Laureto et al., 2015). De igual manera, con aquellos análisis rasgo-ambiente.

Utilice los nombres de los rasgos y atributos estandarizados en la literatura.

Emplee rasgos y atributos que dispongan, en lo posible, de información para macroinvertebrados neotropicales. Sea cuidadoso, en caso de utilizar información proveniente de literatura de zonas neárticas u holárticas, especialmente acerca de rasgos ecológicos o asociados a la fenología.

Análisis y métodos estadísticos

Diversidad funcional

Actualmente, se encuentra una amplia variedad de índices para evaluar los componentes de la diversidad funcional. La selección de cualquiera de ellos debe estar acorde a los rasgos objeto de análisis (Schleuter et al., 2010).

Riqueza funcional (FRic)

Mide el volumen multidimensional o funcional ocupado por la comunidad y es independiente de la abundancia (Villéger et al., 2008). La baja riqueza funcional indica que los recursos disponibles en el espacio no están siendo utilizados o son limitados, refiriéndose de esta forma a la baja productividad del ecosistema. Por otro lado, si uno o varios rasgos biológicos están relacionados con el estrés ambiental, la baja FRic se interpreta como pérdida de especies con rasgos de tolerancia a las fluctuaciones ambientales (Mason et al., 2005).

Uniformidad funcional (FEve)

Mide la homogeneidad en la distribución de las abundancias de las especies dentro del espacio funcional (Villéger et al., 2008). Asumiendo que los recursos están distribuidos uniformemente, una baja uniformidad funcional indicaría que una parte del recurso está ocupado y subutilizado por las especies (Mason et al., 2005).

Divergencia funcional (FDiv)

Representa qué tan dispersa o qué tan alejada está la abundancia de las especies del centro funcional. Es un “promedio de la comunidad” determinado por la ubicación de las combinaciones de rasgos ponderados por las abundancias (Villéger et al., 2008). La alta FDiv indica un alto grado de diferenciación del nicho, de tal forma que se presenta baja competencia por el recurso. Así, comunidades con alta FDiv podrían haber incrementado el uso eficiente de los recursos (Mason et al., 2005). La herramienta más común para hacer análisis de diversidad funcional es el Software R. En el Anexo 1 se presenta un estudio de caso de aplicación para datos de diversidad funcional usando esta herramienta.

Métodos multivariados

Los métodos estadísticos multivariados son apropiados cuando se requiere hacer una representación y explicación simplificada de la forma multidimensional de una matriz con n variables $\times$ n sitios o casos, se trate de variables independientes o predictoras, dependientes o de respuesta, en un tiempo determinado; es decir, es un análisis visto en tres dimensiones: objetos, casos y tiempo. Algunas ventajas de estos métodos son: 1) menos restricciones en cuanto al tipo de datos, comparado con los univariados; 2) simplificación de los resultados para identificar patrones o selección de variables con significancia ecológica; y 3) relación con significancia estadística entre variables bióticas y abióticas para generación de modelos. Una de las desventajas es la complejidad numérica basada en álgebra matricial, lo que no permite fácilmente la implementación en hojas de cálculo o manual; por tal razón, se depende de software que contenga este tipo de análisis. En la tabla 6 se presentan algunos de los métodos más comunes para el análisis de datos funcionales.

Tabla 6. Métodos multivariados más comunes en análisis de rasgos funcionales.

Análisis	Tipo de datos	Observaciones
Análisis de agrupamiento	Cuantitativos, semicuantitativos y cualitativos	Útil para clasificación a priori de grupos de rasgos
Análisis de correspondencia	Cuantitativos y cualitativos, incluidos binarios	Rasgos con datos ordinales o binarios. No está influenciado por matrices con doble cero

Análisis	Tipo de datos	Observaciones
Análisis de coordenadas principales	Cuantitativos, cualitativos y mixtos	Útil para análisis de rasgos
Escalamiento multidimensional no métrico	Cuantitativos, cualitativos y mixto	Útil para todo tipo de rasgos funcionales. Se debe tener cuidado con el índice de similitud
Análisis de correspondencia de lógica difusa	Cualitativos, cuantitativos y mixtos	Útil para relación directa entre rasgos y variables ambientales. No tiene en cuenta las abundancias, conteos y densidades de los organismos. Se debe contar con una matriz de rasgos con codificación difusa
Análisis RLQ y cuatro esquinas	Cualitativo y cuantitativo	Útil para relación directa entre rasgos y variables ambientales. No tiene en cuenta las abundancias, conteos y densidades de los organismos. Hasta el momento es el único que permite combinar las tres matrices

Medidas de asociación y métodos de clasificación

En los estudios ecológicos las medidas de asociación han sido útiles para clasificar *a priori* los atributos de un sitio o comunidad ecológica, dado un conjunto de variables ambientales o biota, e incluso para probar la correlación entre matrices. Una de las ventajas de este tipo de análisis es su interpretación, la cual se basa en valores de similitud o disimilitud organizados en una matriz, y en una gráfica de agrupación (*cluster*) que representa las variables que se seleccionaron para definir la agrupación.

La recomendación es seleccionar apropiadamente el método de distancia (distancias métricas y semi-métricas) y de agrupamiento. En la tabla 7 se presenta los coeficientes comúnmente utilizados en ecología que pueden ser utilizados en matrices de rasgos funcionales según el tipo de datos y preguntas del estudio.

Tabla 7. Coeficientes de asociación utilizados en ecología.

Coeficientes de asociación	Propiedad/ Utilidad
Índice de Jaccard	Métrica. Matriz de rasgos de ausencia-presencia
Coeficiente de Sørensen	Métrica. Matriz de rasgos de ausencia-presencia
Bray-Curtis	Semimétrica. Matriz de rasgos de cuantitativo (ordinal o continuos)
Euclidiana	Métrica. Matriz de rasgos de cuantitativo (ordinal o continuos); se deben estandarizar previamente los datos
Coeficientes de similitud de Gower	Matrices de rasgos cuantitativos (ordinales o continuos), binarios, cualitativos y mixtos

Conclusiones

Los rasgos funcionales ofrecen una herramienta de gran utilidad en la evaluación ambiental, que complementa los estudios taxonómicos y ofrece información relevante en relación con los aspectos funcionales del ecosistema, directamente relacionados con los servicios ambientales. Esta visión va más allá de la bioindicación clásica basada en macroinvertebrados acuáticos, a la que enriquece con nuevos análisis que ilustran interacciones y procesos de importancia para mantener la integridad ecológica localmente. De esta manera constituyen también una herramienta para el monitoreo de los impactos y de los procesos de restauración de ellos ecosistemas.

Referencias

- Ackerly, D. D. (2003). Community assembly, niche conservatism, and adaptive evolution in changing environments. *International Journal of Plant Sciences*, 164(S3), S165-S184.
- Ackerly, D. (2009). Conservatism and diversification of plant functional traits: Evolutionary rates versus phylogenetic signal. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 106(S2), 19699-19706.
- Allan, D., & Castillo, M. (2007). *Stream ecology: Structure and function of running waters* (2 ed.). Springer.
- Baker, K., Chadwick, M. A., Kahar, R., Sulaiman, Z. H., & Wahab, R. A. (2016). Fluvial biotopes influence macroinvertebrate biodiversity in South-East Asian tropical streams. *Ecosphere*, 7(12), e01479. 10.1002/ecs2.1479

- Biggs, B. J. F., Nikora, V. I., & Snelder, T. H. (2005). Linking scales of flow variability to lotic ecosystem structure and function. *River Research and Applications*, 21, 283-298.
- Boersma, K., Dee, L., Miller, S., Bogan, M., Lytle, D., & Gitelman, A. (2016). Linking multidimensional functional diversity to quantitative methods: A graphical hypothesis-evaluation framework. *Ecology*, 97(3), 583-593.
- Bojsen, B. H., & Jacobsen, D. (2003). Effects of deforestation on macroinvertebrate diversity and assemblage structure in Ecuadorian Amazon streams. *Archiv für Hydrobiologie*, 158, 317-342.
- Borcard, D., Gillet, F., Legendre, P., Borcard, D., Gillet, F., & Legendre, P. (2011). Association measures and matrices. Numerical ecology with R, 31-51.
- Capmourteres, V., Rooney, N., & Anand, M. (2018). Assessing the causal relationships of ecological integrity: a re-evaluation of Karr's iconic Index of Biotic Integrity. *Ecosphere*, 9(3), e02168.
- Carey, N., Chester, E. T., & Robseon, B. J. (2021). Life-history traits are poor predictors of species responses to flow regime change in headwater streams. *Global Change Biology*, 27(15), 1-18. <https://doi.org/10.1111/gcb.15673>
- Castro, M. I., & Donato, J. C. (2008). Patrones generales de emergencia de macroinvertebrados. En Donato, J., *Ecología de un río de montaña de los Andes colombianos (río Tota, Boyacá)*. Universidad Nacional de Colombia.
- Cavender-Bares, J., Kitajima, K., & Bazzaz, F. A. (2004). Multiple trait associations in relation to habitat differentiation among 17 Floridian oak species. *Ecological Monographs*, 74(4), 635-662.
- Cavender-Bares, J., Kozak, K. H., Fine, P. V., & Kembel, S. W. (2009). The merging of community ecology and phylogenetic biology. *Ecology letters*, 12(7), 693-715.
- Chapin III, F., Zavaleta, E., Eviner, V., Naylor, R., Vitousek, P., Reynolds, H., ... y Díaz, S. (2000). Consequences of changing biodiversity. *Nature*, 405(6783), 234-242.
- Chouvenc, T., Šobotník, J., Engel, M.S., & Bourguignon, T. (2021). Termite evolution: mutualistic associations, key innovations, and the rise of Termitidae. *Cellular and Molecular Life Science*, 78, 2749-2769. <https://doi.org/10.1007/s00018-020-03728-z>
- Córdoba-Ariza, G., Rincón-Palau, K., Donato-R. J. Ch., & González-Trujillo, J. D. (2020). Variación espacio-temporal de macroinvertebrados acuáticos en la Lindosa, Guayana colombiana. *Revista de Biología Tropical*, 68(2), 452-465. <https://doi.org/10.15517/RBT.V68I2.39331>
- Cornelissen, J., Lavorel, S., Garnier, E., Díaz, S., Buchmann, N., Gurvich, D., Reich, P., Ter Steege, H., Morgan, H., Van der Heijden, M., Pausas, J., & Poorter, H. (2003).

- A handbook of protocols for standardised and easy measurement of plant functional traits worldwide. *Australian Journal of Botany*, 51(4), 335-380.
- Cortés-Gómez, A. M., Ruiz-Agudelo, C. A., Valencia-Aguilar, A. & Ladle, R. J. (2015). Ecological functions of neotropical amphibians and reptiles: a review. *Universitas Scientiarum*, 20, 229-245. 10.11144/Javeriana.SC20-2.efna
- De Bello, F., Lavorel, S., Díaz, S., Harrington, R., Cornelissen, J. H., Bardgett, R., ... & Harrison, P. (2010). Towards an assessment of multiple ecosystem processes and services via functional traits. *Biodiversity and Conservation*, 19(10), 2873-2893.
- Dallas, H. F., & Rivers-Moore, N. A. (2018). Temporal thermal refugia and seasonal variation in upper thermal limits of two species of riverine invertebrates: the amphipod, *Paramelita nigroculus*, and the mayfly, *Lestagella penicillata*. *Aquatic Ecology*, 52, 333-349. <https://doi.org/10.1007/s10452-018-9667-2>
- Díaz, R. J., Solan, M., & Valente, R. M. (2004). A review of approaches for classifying benthic habitats and evaluating habitat quality. *Journal of Environmental Management*, 73, 165-181.
- Díaz, C. A., Motta-Díaz, A. J., & Aranguren-Riaño, N. J. (2020). Estudio de la diversidad taxonómica y funcional de los macroinvertebrados en un río de montaña Andino. *Revista de Biología Tropical*, 68(S2), 132-149.
- Dolédec, S., Chessel, D., Ter Braak, C. J., & Champely, S. (1996). Matching species traits to environmental variables: a new three-table ordination method. *Environmental and ecological statistics*, 3, 143-166.
- Fathi, P., Ebrahimi-Dorche, E., Beyraghdar-Kashkooli, O., Stribling, J., & Bruder, A. (2022). Spatiotemporal variation in macroinvertebrate community composition along the stressor gradients in rivers of a middle-eastern basin. *International Journal of Environmental Science and Technology*, 19, 8587-8612. <https://doi.org/10.1007/s13762-022-04094-y>
- Forero, L., Longo, M., Ramírez, J. J., & Chalar, G. (2014). Índice de calidad ecológica con base en macroinvertebrados acuáticos para la cuenca del río Negro (ICERN-MAE), Colombia. *Revista de Biología Tropical*, 62(2), 233-247.
- Galeano-Rendón, E., & Mancera-Rodríguez, N. J. (2018). Efectos de la deforestación sobre la diversidad y la estructura del ensamblaje de macroinvertebrados en cuatro quebradas Andinas en Colombia. *Revista de Biología Tropical*, 66(4), 1721-1740.
- Galis, F. (2001). Key innovations and radiations. En Wagner, G. P. (Ed.). *The Character Concept in Evolutionary Biology* (pp. 581-605). Academic Press.
- Glor, R. E. (2010). Phylogenetic Insights on Adaptive Radiation. *Annual Review of Ecology, Evolution and Systematics*, 41, 251-270. 10.1146/annurev.ecolsys.39.110707.173447

- Granados-Martínez, C. E. (2013). Análisis de la dieta de los macroinvertebrados bentónicos en un gradiente altitudinal de la cuenca del río Gaira (Sierra Nevada de Santa Marta - Colombia) [Tesis de Maestría en Ciencias Biológicas, Universidad del Zulia, Venezuela].
- Guerold, F., Vein, D., Jacquemin, G., & Pihan, J. C. (1995). The macroinvertebrate communities of streams draining a small granitic catchment exposed to acidic precipitations (Vosges Mountains, northeastern France). *Hydrobiologia*, 300-301, 141-148.
- Heink, U., & Kowarik, I. (2010). What are indicators? On the definition of indicators in ecology and environmental planning. *Ecological Indicators*, 10(3), 584-593.
- Helfman, G. S., B. B. Collette, D. E. Facey & B. W. Bowen. 2009. The diversity of fishes: Biology, Evolution, and Ecology. West Sussex, Wiley-Blackwell, 720p.
- Hughes, R. M., & Oberdorff, T. (2020). Applications of IBI concepts and metrics to waters outside the United States and Canada. En Simon, T., *Assessing the sustainability and biological integrity of water resources using fish communities* (pp. 79-93). CRC Press.
- Johnson, M. T. J., & Stinchcombe, J. R. (2007). An emerging synthesis between community ecology and evolutionary biology. *Trends in Ecology y Evolution*, 22, 250-257.
- Jørgensen, S., Tundisi, J., & Matsumara-Tundisi, T. (2013). *Handbook of inland aquatic ecosystem management*. CRC Press.
- Karr, J. R. (1987). Biological monitoring and environmental assessment: a conceptual framework. *Environmental Management*, 11(2), 249-256.
- Karr, J. R., & Dudley, D. R. (1991). Ecological perspective on water quality goals. *Environmental Management*. *Springer Nature*, 5, 55-68. 10.1007/BF01866609
- Karr, J. R. (1991). Biological integrity: A long-neglected aspect of water resource management. *Ecological Applications*, 1, 66-84. <https://doi.org/10.2307/1941848>
- Laliberté, E., Legendre, P., & Shipley, B. (2022). Measuring Functional Diversity (FD) from multiple traits, and other tools for functional ecology (1.0-12.1). CRAN-package FD.
- Laureto, L., Cianciaruso, M., & Samia, D. (2015). Functional diversity: An overview of its history and applicability. *Natureza y Conservação*, 13(2), 112-116.
- Legendre, P.; R. Galzin & M.L. Harmelin-Vivien. (1997). Relating behavior to habitat: solutions to the fourth-corner problem. *Ecology* 78: 547-562.
- Li, G., Sun, J., Meng, Y., Yang, C., Chen, Z., Wu, Y., ... & Li, H. (2022). The impact of environmental habitats and diets on the gut microbiota diversity of true bugs (Hemiptera: Heteroptera). *Biology*, 11(7), 1039.

- Longo, M., Zamora, H., Guisande, C., & Ramírez, J. J. (2010). Dinámica de la comunidad de macroinvertebrados en la quebrada Potrerillos (Colombia): respuesta a los cambios estacionales de caudal. *Limnetica*, 29, 195-210.
- Longo, M., & Blanco, J. (2014). Shredders are abundant and species-rich in tropical continental-island low-order streams: Gorgona Island, Tropical Eastern Pacific, Colombia. *Revista de Biología Tropical*, 62, 85-105.
- López-Giraldo, A. T., Ríos-Pulgarín, M. I., & Gil-Guarín, I. C. (2023). Habitat characteristics that regulate the structure of macroinvertebrate communities in tropical mountain rivers (Antioquia, Colombia). *Revista de Biología Tropical*, 71(1), 52093. <https://doi.org/10.15517/rev.biol.trop.v71i1.52093>
- Loreau, M., Naeem, S., Inchausti, P., Bengtsson, J., Grime, J. P., Hector, A., Hooper, A., Huston, D. U., Raffaelli, D., Schmid, B., Tilman, D., & Wardle, D. A. (2001). Biodiversity and ecosystem functioning: current knowledge and future challenges. *Science*, 294, 804-808.
- Maasri, A., Jähnig, S. C., Adamescu, M. C., Adrian, R., Baigun, C., Baird, D. J., ... & Worischka, S. (2022). A global agenda for advancing freshwater biodiversity research. *Ecology Letters*, 25(2), 255-263.
- Mason, N. W. H., Mouillot, D., Lee, W. G., & Wilson, J. B. (2005). Functional richness, functional evenness and functional divergence: The primary components of functional diversity. *Oikos*, 111(1), 112-118. <https://doi.org/10.1111/j.0030-1299.2005.13886.x>
- Mathuriau, C., Thomas-Alain, G. B., & Chauvet, E. (2008). Seasonal dynamics of benthic detritus and associated macroinvertebrate communities in a neotropical stream. Fundamental and Applied Limnology. *Archiv für Hydrobiologie*, 17(1), 323-333.
- Morelli, E., & Verdi, A. (2014). Diversidad de macroinvertebrados acuáticos en cursos de agua dulce con vegetación ribereña nativa de Uruguay. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 85(4), 1160-1170. DOI: 10.7550/rmb.45419
- Mosquera Murillo, Z. (2018). Insectos acuáticos asociados a raíces de *Eichhornia crassipes* (MART) Solms en ciénagas del río Atrato, Chocó - Colombia. *Revista de Ciencias*, 21(2), 29-44. <https://doi.org/10.25100/rc.v21i2.6697>
- Motta-Díaz, A., Longo, M., & Aranguren-Riaño, N. J. (2017). Variación temporal de la diversidad taxonómica y rasgos funcionales de los macroinvertebrados acuáticos en ríos temporales en la isla de Providencia, Colombia. *Actualidades Biológicas*, 9(107), 82-100.
- Mouillot, D., Graham, N. A. J., Villéger, S., Mason, N. W. H., & Bellwood, D. R. (2013). A functional approach reveals community responses to disturbances. *Trends in Ecology y Evolution*, 28, 167-177. <http://dx.doi.org/10.1016/j.tree.2012.10.004>

- Ono, E. R., Manoel, P. S., Melo, A. L. U., & Uieda, V. S. (2020). Effects of riparian vegetation removal on the functional feeding group structure of benthic macroinvertebrate assemblages. *Community Ecology*, 21, 145-157. <https://doi.org/10.1007/s42974-020-00014-7>
- Ovalle, H. (2017). Respuesta de la diversidad taxonomica y funcional de insectos acuáticos al disturbio antropogénico en rios de zonas bajas y de Piedemonte de Colombia. Universidad Industrial de Santander, Escuela De Biología.
- Perry, S.F., Shahsavarani, A., Georgalis, T., Bayaa, M., Furimsky, M., Thomas, S.L.Y. (2003). Channels, pumps, and exchangers in the gill and kidney of freshwater fishes: Their role in ionic and acid-base regulation. *Journal of Experimental Zoology - A (JEZ-A)* pag 53-62. <https://doi.org/10.1002/jez.a.10309>
- Palacio-Baena, J.A. (2007) Ecotoxicología acuática. Editor: Universidad de Antioquia, 437 pag. ISBN: 9789584428912
- Petchey, O. L., & Gaston, K. J. (2006). Functional diversity: Back to basics and looking forward. *Ecology Letters*, 9(6), 741-758. <https://doi.org/10.1111/j.1461-0248.2006.00924.x>
- Phillipsen, I. C., Kirk, E. H., Bogan, M. T., Mims, M. C., Olden, J. D., & Lytle, D. A. (2015). Dispersal ability and habitat requirements determine landscape-level genetic patterns in desert aquatic insects. *Molecular Ecology*, 24(1), 54-69. [10.1111/mec.13003](https://doi.org/10.1111/mec.13003)
- Poff, N. L. (1997). Landscape filters and species traits: towards mechanistic understanding and prediction in stream ecology. *Journal of the North American Benthological Society*, 16(2), 391-409.
- Posada, J. A., Roldán, G., & Ramírez, J. J. (2000). Caracterización fisicoquímica y biológica de la calidad de aguas de la cuenca de la quebrada Piedras Blancas, Antioquia, Colombia. *Revista de Biología Tropical*, 48, 59-70.
- Purves, D. W., & Pacala, S. W. (2005). Ecological drift in niche-structured communities: neutral pattern does not imply neutral process. En *Biotic interactions in the tropics* (pp. 107-138). Cambridge University Press.
- Rai, A., Shah, D. N., Shah, R. D. T., & Milner, C. (2019). Influence of environmental parameters on benthic macroinvertebrate assemblages in the headwaters of Bagmati river, Kathmandu valley. *Nepal Banko Janakari*, 29, 53-61. <https://doi.org/ezproxy.unal.edu.co/10.3126/banko.v29i1.25155>
- Reynaga, M. C., Nieto, C., Rodríguez, J. S., & Izquierdo, E. A. (2020). Biological traits of macroinvertebrates from Puna peatbogs: Patterns along spatial environmental gradients. *Freshwater Science*, 39(1), 137-146. <https://dx.doi.org/10.1086/707458>
- Ríos-Pulgarín, M. I., Barletta, M., Arango-Jaramillo, M. C., & Mancera-Rodríguez, N. J. (2016). The role of the hydrological cycle on the temporal patterns of macro-

- invertebrate assemblages in an Andean foothill stream in Colombia. *Journal of Limnology*, 75(S1), 107-120.
- Ríos-Pulgarín, M. I., Mesa, L., Longo, M. S., & Roldán, M. (2022). Los Ríos. En Roldán Pérez, G., & Ramírez Restrepo, J. J., *Fundamentos de limnología neotropical*. Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales.
- Ríos-Pulgarín, M. I., Henao-Lopera, V., Henao-Henao, M. A., & Gil-Guarín, I. C. (2023). Effects of environmental stability and phycoperiphyton structure on the macroinvertebrate community of regulated Andean rivers. *Revista de Biología Tropical*, 71(1), e51800. <https://doi.org/10.15517/rev.biol.trop.v71i1.51800>
- Rodríguez-Barrios, J., Ospina-Torres, R., & Turizo-Correa, R. (2011). Grupos funcionales alimentarios de macroinvertebrados acuáticos en el río Gaira, Colombia. *Revista de Biología Tropical*, 59(4), 1537-1552.
- Roldán Pérez, G., & Ramírez Restrepo, J. J. (2022). *Fundamentos de limnología neotropical*. Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales.
- Ross-Gillespie, V. (2014). Effects of water temperature on life-history traits of selected South African aquatic insects [PhD Thesis, Department of Biological Sciences, University of Cape Town].
- Salgado-Negret, B. (Ed.) (2016). *La ecología funcional como aproximación al estudio, manejo y conservación de la biodiversidad: protocolos y aplicaciones*. Instituto Humboldt.
- Schleuter, D., Daufresne, M., Massol, F., & Argillier, C. (2010). A user's guide to functional diversity indices. *Ecological Monographs*, 80(3), 469-484. <https://doi.org/10.1890/08-2225.1>
- Schmitz, O. J., Buchkowski, R. W., Burghardt, K. T., & Donihue, C. M. (2015). Functional Traits and Trait-Mediated Interactions. Pawar, S., Woodward, G., & Dell, A. I. (Eds.), *Connecting Community-Level Interactions with Ecosystem Functioning* (cap. 10, pp. 31-343). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/bs.aecr.2015.01.003>
- Silva Poma, M. A., & Huamantínco Araújo, A. A. (2022). Preferencia de microhábitat y gremios tróficos de macroinvertebrados acuáticos en ríos altoandinos, Ayacucho, Perú. *Limnetica*, 41(1), 1-16. 10.23818/limn.41.01
- Simon, T. P., & Lyons, J. (1995). Application of the index of biotic integrity to evaluate water resource integrity in freshwater ecosystems. En Davis, W. S., & Simon, T. (Eds.), *Biological assessment and criteria. Tools for water resource planning and decision making* (cap. 16, pp. 245-262). Lewis.
- Sklenář, P., Dušková, E., & Balslev, H. (2011). Tropical and temperate: Evolutionary history of Páramo flora. *The Botanical Review*, 77, 71-108. <https://doi.org/10.1007/s12229-010-9061-9>
- Stubbington, R., Bogan, M., Bonada, N., Boulton, A., Datry, T., Leigh, C., & Vorste, V. (2017). The Biota of Intermittent Rivers and Ephemeral Streams: Aquatic In-

- vertebrates. En Datry, T., Bonada, N. y A. Boulton (Eds.), *Intermittent Rivers and Ephemeral Streams* (pp. 217-243). Academic Press. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-803835-2.00007-3>
- Swenson, N. G., & Enquist, B. J. (2009). Opposing assembly mechanisms in a Neotropical dry forest: Implications for phylogenetic and functional community ecology. *Ecology*, 90(8), 2161-2170.
- Tamaris-Turizo, C. E., Pinilla-A, G. A., & Muñoz, I. (2018). Trophic network of aquatic macroinvertebrates along an altitudinal gradient in a Neotropical mountain river. *Revista Brasileira de Entomologia*, 62, 180-187.
- Tamaris-Turizo, C. E., Pinilla-A., G. A., Guzmán-Soto, C. J., & Granados-Martínez, C. E. (2020). Assigning functional feeding groups to aquatic arthropods in a Neotropical mountain river. *Aquatic Biology*, 29, 45-57. <https://doi.org/10.3354/ab00724>
- Tamura, S., & Kagaya, T. (2019). Food habits of invertebrate grazers in a forested stream: variations according to taxonomic affiliation, flow habitat, and body size. *Hydrobiologia*, 841, 109-120. <https://doi.org/10.1007/s10750-019-04010-5>
- Tilman, D., Knops, J., Wedin, D., Reich, P., Ritchie, M., & Siemann, E. (1997). The influence of functional diversity and composition on ecosystem processes. *Science*, 277(5330), 1300-1302.
- Tilman, D. (2001). Functional diversity. En: S. A. Levin (Ed). *Encyclopedia of Biodiversity* (pp. 109-120). Elsevier.
- Torres-Zambrano, N. N., & Torres-Zambrano, D. R. (2016). Macroinvertebrados acuáticos de la quebrada Los Alisos, Firavitoba-Boyacá. *Intropica*, 11(1), 47-56. <http://dx.doi.org/10.21676/23897864.1860>
- Usseglio-Polatera, P. (1994). Theoretical habitat templates, species traits, and species richness: aquatic insects in the Upper Rhone River and its floodplain. *Freshwater Biology*, 31, 417-437.
- Villada-Bedoya, S., Triana-Moreno, L. A., & Gomes-Dias, L. (2017). Grupos funcionales alimentarios de insectos acuáticos en quebradas andinas afectadas por agricultura y minería. *Caldasia*, 9(2), 370-387. <https://doi.org/10.15446/caldasia.v39n2.62800>
- Villéger, S., Mason, N. W. H., & Mouillot, D. (2008). New multidimensional functional diversity indices for a multifaceted framework in functional ecology. *Ecology*, 89(8), 2290-2301. <https://doi.org/10.1890/07-1206.1>
- Violle, C., Navas, M. L., Vile, D., Kazakou, E., Fortunel, C., Hummel, I., & Garnier, E. (2007). Let the concept of trait be functional. *Oikos*, 116, 882-892. <https://doi.org/10.1111/j.0030-1299.2007.15559.x>

- Walters, A. D., Trujillo, D. A., & Berg, D. J. (2022). Micro-endemic species of snails and amphipods show population genetic structure across very small geographic ranges. *Heredity*, 128(5), 325-337. 10.1038/s41437-022-00521-5
- Webb, C. O. (2000). Exploring the phylogenetic structure of ecological communities: an example for rain forest trees. *The American Naturalist*, 156(2), 145-155.
- Webb, C. O., Ackerly, D. D., McPeck, M. A., & Donoghue, M. J. (2002). Phylogenies and community ecology. *Annual Review of Ecology and Systematics*, 33, 475-505. <https://doi.org/10.1146/annurev.ecolsys.33.010802.150448>

Anexo 1.

Estudio de caso de análisis de diversidad funcional en R

A continuación, se mostrará a la aplicación de cuatro medidas comunes de la diversidad funcional tomando las matrices biológicas de entrada de las Tablas A1 y A2. Estas matrices fueron creadas artificialmente para emular resultados obtenidos de ambientes acuáticos que presentan factores ecológicos que filtran rasgos específicos.

Tabla A1. Matriz del rasgo de hábito trófico o grupo trófico funcional (RasgosDFuncionals.csv).

Especie	Colector	Fragmentador	Raspador	Filtrador	Depredador
sp1	1	3	0	0	0
sp2	2	0	0	3	0
sp3	0	3	0	0	0
sp4	0	0	3	1	0
sp5	1	3	0	0	0
sp6	0	0	0	0	3
sp7	1	0	0	3	0
sp8	3	0	0	1	0
sp9	0	3	1	0	0
sp10	0	0	0	0	3
sp11	3	0	0	2	0

Tabla A2. Matriz de abundancia absoluta de 10 especies de macroinvertebrados acuáticos en cinco estaciones de muestreo (SitiosDFuncional.csv).

Sitio	sp1	sp2	sp3	sp4	sp5	sp6	sp7	sp8	sp9	sp10	sp11
Estación 1	90	0	101	1	85	0	0	0	90	0	0
Estación 2	10	0	0	25	5	0	0	1	65	0	0
Estación 3	1	10	0	80	0	0	125	10	0	0	10
Estación 4	0	40	0	60	0	15	50	121	0	1	50
Estación 5	0	140	0	0	0	92	45	241	0	56	100

Nota: siempre se van a requerir más especies que rasgos.

Para el cálculo de los índices se utiliza en el software R, el paquete FD (Laliberté et al., 2022) y su función dbFD, la cual permite estimar los tres índices presentados por Villéger et al. (2008); riqueza funcional (FRic), uniformidad funcional (FEve) y divergencia funcional (FDiv).

Recuadro 1. Estudio de caso con aplicación de cálculos en R para análisis de divergencia funcional

En el cálculo del índice de riqueza funcional se utiliza la función dbFD con los siguientes modificadores/instrucciones: una entrada con la matriz de rasgos, una entrada con la matriz de abundancia o conteo, modificadores FRic = TRUE para incluir el resultado de la riqueza funcional y opcional estándar FRic = TRUE, el cual estandariza los valores de riqueza entre 0 y 1 para facilitar la comparación entre muestras.

Pasos:

1. Cargar la matriz de rasgos.
2. Cargar la matriz de abundancias absolutas o densidades en cada muestra.
3. Ejecutar la función de estimación de riqueza funcional.
4. Consultar los valores del índice de riqueza y uniformidad funcional.

Library (FD)

```
rasgos<-read.table("RasgosDFuncionales.csv",sep=";",header=T,row.names = 1)
sitios<-read.table("SitiosDFuncional.csv",sep=";",header=T,row.names = 1)
resultado<-dbFD(rasgos,sitios,calc.FRic =T,stand.FRic = T)
```

Resultado\$FRic

Estación 1	Estación 2	Estación 3	Estación 4	Estación 5
0.01549599	0.06198397	0.07236094	0.17026478	0.02299745

Resultado\$FEve

Estacion1	Estacion2	Estacion3	Estacion4	Estacion5
0.3087686	0.3340368	0.4169758	0.4810894	0.3900540

Resultado\$FDiv

Estacion1	Estacion2	Estacion3	Estacion4	Estacion5
0.6339056	0.6439855	0.5962517	0.6009519	0.5417946

Anexo 2.

Estudios de caso de análisis multivariados y de asociación para datos de rasgos funcionales

A continuación, se presenta un ejemplo tomado Li et al. (2022), en el cual se identifican las bacterias presentes en el contenido intestinal de hemípteros, con el fin de caracterizar la asociación simbiótica entre bacteria y hemíptero en diferentes hábitats. El Recuadro 2 presenta la matriz; las filas contienen las especies de hemípteros (objetos), las columnas las especies de bacterias (descriptores) y los valores corresponden a la concentración de estas últimas.

Recuadro 2. Estudio de caso en R para análisis de similitud y clasificación

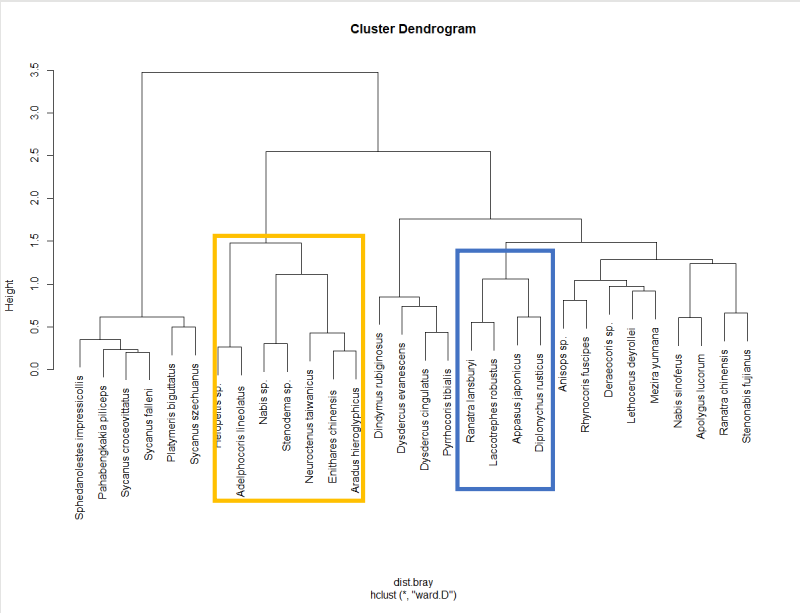
El paquete `VEGAN` contiene la función `VEGDIST`, la cual incluye 20 índices de disimilitud o similitud (1-D). Con la función `Help (VEGDIST)` se puede consultar cada una. Otros modificadores útiles son: transformar datos a estado binario (`binary = T`), suprimir datos faltantes (`na.rm = T`). El resultado final es una matriz de disimilitud pareada. A partir de esta, se elabora el gráfico de agrupamiento utilizando la función `HCLUST`, incluye ocho métodos de agrupación, y con la función `HELP (HCLUST)` se puede consultar cada uno. En Borcard et al. (2011) se puede consultar los métodos y ejemplos prácticos.

Library (vegan)

```
dietas<-read.table ("Dietas_Li_et_al_2022.csv",sep=";",dec=".",header=T,row.names =1)
dist.bray<-vegdist(dietas, method = "bray") plot(hclust(dist.bray,method = "ward" ))
```

	g. <i>Adrenomyces</i>	g. <i>Wickerhamia</i>	g. <i>Bacillus</i>	g. <i>Mycobacterium</i>	g. <i>Corynebacterium</i>	g. <i>Acetivibrio</i>	g. <i>Bacteroides</i>	g. <i>Proteobacteria</i>	g. <i>Actinobacteria</i>	g. <i>Chloroflexi</i>	g. <i>Planctomycetes</i>	g. <i>Thaumarchaeota</i>	g. <i>Archaea</i>
<i>Adrenomyces</i>	1.23	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Wickerhamia</i>	0.4	20.0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Bacillus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Mycobacterium</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Corynebacterium</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Acetivibrio</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Bacteroides</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Proteobacteria</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Actinobacteria</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chloroflexi</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Planctomycetes</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Thaumarchaeota</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Archaea</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Adrenomyces</i>	1.23	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Wickerhamia</i>	0.4	20.0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Bacillus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Mycobacterium</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Corynebacterium</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Acetivibrio</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Bacteroides</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Proteobacteria</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Actinobacteria</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chloroflexi</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Planctomycetes</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Thaumarchaeota</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Archaea</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Adrenomyces</i>	1.23	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Wickerhamia</i>	0.4	20.0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Bacillus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Mycobacterium</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Corynebacterium</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Acetivibrio</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Bacteroides</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Proteobacteria</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Actinobacteria</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chloroflexi</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Planctomycetes</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Thaumarchaeota</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Archaea</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

	Anisops sp.	Enithares chinensis	Appasus japonicus	Diplonychus rusticus	Lethocerus deyrollei	Ranatra chinensis	Ranatra lansburyi	Laccotrephes robustus	Platyeris biguttatus	Sycanus croceovitt
Anisops sp.	0,00	0,96	0,99	0,91	0,94	0,99	0,95	0,96	0,87	0,82
Enithares chinensis	0,96	0,00	0,99	0,96	0,90	0,97	0,79	0,99	0,98	0,99
Appasus japonicus	0,99	0,99	0,00	0,62	0,97	0,89	0,82	0,73	1,00	1,00
Diplonychus rusticus	0,91	0,96	0,62	0,00	0,93	0,94	0,85	0,88	0,99	0,98
Lethocerus deyrollei	0,94	0,90	0,97	0,93	0,00	0,98	0,98	0,96	0,88	0,99
Ranatra chinensis	0,99	0,97	0,89	0,94	0,98	0,00	0,68	0,99	0,98	1,00
Ranatra lansburyi	0,95	0,79	0,82	0,85	0,98	0,68	0,00	0,55	1,00	0,98
Laccotrephes robustus	0,96	0,99	0,73	0,88	0,96	0,99	0,55	0,00	1,00	0,98
Platyeris biguttatus	0,87	0,98	1,00	0,99	0,88	0,98	1,00	1,00	0,00	0,47
Sycanus croceovittatus	0,82	0,99	1,00	0,98	0,99	1,00	0,98	0,98	0,98	0,47
Sycanus falleni	0,86	0,99	0,99	0,99	0,97	1,00	0,99	0,99	0,47	0,21



En el gráfico obtenido se pueden observar los grupos formados entre las especies de acuerdo con las bacterias presentes en su contenido intestinal. En el artículo citado, los autores describieron que las especies pertenecientes a la familia Reduviidae fueron los que presentaron una microbiota distinta de la del resto de familias (rectángulo naranja). Respecto al factor del hábitat, se encontró que algunas especies de las familias Nepidae y Belostomatidae presentaron una diferenciación del contenido de la microbiota frente a las familias de ambientes terrestres.

Análisis de coordenadas principales (ACoP)

Este análisis inicia con una matriz de similitud o de distancias, por lo cual tiene la ventaja de que se puede partir de datos cuantitativos y cualitativos y es muy útil para análisis de rasgos. El principio numérico para obtener los componentes es similar al utilizado en análisis de componentes principales; sin embargo, una diferencia es el método de cálculo de la varianza, que es el que define el número de componentes (autovalores).

En el Recuadro 3 se realizó un análisis de ACoP utilizando los datos del artículo publicado por Li et al. (2022). A diferencia del anterior ejemplo, a esta tabla se le agregó una columna que corresponde al hábitat ocupado por cada especie de hemíptero y se tuvieron en cuenta los de hábitos carnívoros. A través de este análisis, el autor quería establecer si se encuentran diferencias dentro de la comunidad microbiana en el contenido intestinal de los hemípteros de acuerdo con el hábitat.

Recuadro 3. Estudio de caso en R para el análisis de coordenadas principales (ACoP)

El paquete `APE` contiene la función `PCOA`, con la cual se lleva a cabo el ACoP. También se puede utilizar la función `CMDSCALE` incluida en el paquete `STATS`; en este ejemplo se utilizó la `PCOA`. Con la función `HELP` ("`PCOA`") se puede consultar el uso de los modificadores, entre los cuales cuenta con dos métodos de corrección de autovalores negativos, importante para obtener el valor de contribución de cada componente. El resultado es una lista que contiene: 1) los autovalores (*eigenvalues*) absolutos, relativos y acumulado y la varianza esperada, con base en un modelo de vara quebrada (*broken stick*) y acumulada; 2) los vectores que corresponde a las coordenadas principales.

Además, para establecer si hay diferencias estadísticamente significativas entre los dos grupos (acuático y terrestre), se utilizó la prueba estadística de análisis de similitud con la función `ANOSIM` incluida en el paquete `VEGAN`.

En el caso de la gráfica, se utilizó el paquete `GGPLOT2` que, aunque más complejo en su uso, permite realizar gráficos más estéticos que los que vienen por defecto para este tipo de análisis multivariados.

Pasos:

1. Cargar la tabla de entrada de datos.
2. Crear matriz de disimilitud utilizando la distancia Bray Curtis con la función `VEGDIST`.

3. Realizar el análisis de coordenadas principales con la función *PCA* y corregir autovalores negativos.
4. Crear la tabla con los valores de las coordenadas principales 1 y 2 extraídos del resultado del ACoP. Agregar a la tabla el factor hábitat que proviene de la tabla de entrada de datos.
5. Crear la gráfica tipo *biplot* a partir de la tabla del paso anterior y utilizar la columna del color para diferenciar por color el factor hábitat (terrestre y acuático).
6. Agregar a los ejes 1 y 2 de la gráfica los valores del porcentaje de los autovalores y extraer del resultado de ACoP.
7. Realizar la prueba estadística de la matriz de similitud entre el factor del hábitat terrestre y acuático.
8. Agregar a la gráfica el valor de similitud (*R*) y de significancia estadística (*p*).

Library (vegan)

Library (ape)

Library (ggplot2)

Library (dplyr)

```
dietas<-read.table ("Dietas_Li_et al_2022Top30.csv", sep=";", dec="," , header=T, row.names =1)
```

#	Habitat	Species	g_Estercosus	g_Wallacea	g_Eletheria	g_Margalela	g_Cedusa	g_Pantana	g_Budesia	g_Proteus	f_Estercosusmargin...
1	Aquático	Oniscus asper	150	0	0	0	0	0	0	0	150
2	Aquático	Oniscus asper	134	8882	0	0	0	0	0	88	0
3	Aquático	Oniscus asper	1	0	0	0	0	0	0	0	4
4	Aquático	Oniscus asper	0	0	0	0	18	0	0	0	918
5	Aquático	Oniscus asper	0	0	0	0	0	138	0	17	125
6	Aquático	Oniscus asper	0	0	0	0	0	0	0	0	0
7	Aquático	Oniscus asper	1	2433	0	0	0	0	0	0	244
8	Aquático	Oniscus asper	0	0	0	0	0	0	0	0	10
9	Terrestre	Oniscus asper	1294	0	0	0	0	0	0	0	0
10	Terrestre	Oniscus asper	1241	0	0	0	0	0	0	0	134
11	Terrestre	Oniscus asper	1431	0	0	0	0	0	0	0	48
12	Terrestre	Oniscus asper	1553	0	0	0	0	0	0	0	0
13	Terrestre	Oniscus asper	1278	0	0	0	0	0	0	0	0
14	Terrestre	Oniscus asper	1242	0	0	0	0	0	0	2287	0
15	Terrestre	Oniscus asper	2792	0	0	0	0	0	0	947	0
16	Terrestre	Oniscus asper	0	6482	0	0	6778	0	0	0	0
17	Terrestre	Oniscus asper	0	74	0	0	0	137.77	0	0	0
18	Terrestre	Oniscus asper	0	0	18	0	2432	0	0	0	18
19	Terrestre	Oniscus asper	47	0	0	0	0	4	1486	0	44
20	Terrestre	Oniscus asper	333	0	0	1240	0	4	0	0	1261

```
dietasbray<-vegdist (dietas[3:32],method = "bray")
```

```
dietasACoP<-pcoa (dietasbray,correction = "cailliez")
```

```

datosgrafica<-data.frame (x=dietasACoP$vector.cor[,1],y=dietasACoP$vector.cor[,2],habitat=as.factor(dietas$Habitat))

dietasgrafica<-ggplot (data= datosgrafica,aes(x,y,colour=habitat))+ geom_point (size=4)

dietasgrafica<-dietasgrafica + theme (axis.title.x = element_text (color="black", size=14, face="bold"),axis.title.y=element_text (color="black",-size=14,face="bold"), legend.title=element_text (color="black",size=16,-face="bold"),legend.text=element_text(color="black",size=12))+paste("Eje1ACoP",",",",",round (dietasACoP$values[1,3]*100,2),"%",",")")+ylab(paste("Eje ACoP",",",",",round ( dietasACoP$values [2,3] * 100,2),"%",","))

+labs(color = "Hábitat") dietasanosim<-anosim(dietas[,3:30],grouping = dietas$Habitat,permutations = 999,distance = "bray")

```

En el análisis realizado, el autor pudo corroborar la hipótesis de que las comunidades del microbiota presentes en el contenido intestinal de los hemípteros difieren significativamente de acuerdo con su hábitat. Según el autor, esto ocurre porque las familias de hábito acuático presentan una alta riqueza en el microbiota del intestino y, así mismo, por su distribución equitativa en densidad y baja frecuencia.

Análisis RLQ y la cuarta esquina

En primer lugar, el análisis RLQ fue desarrollado por Dolédec et al. (1996) y las iniciales corresponden a las matrices de entrada, donde R es la matriz con las variables ambientales por muestra ($n \times m$), L es la matriz de abundancias u ocurrencias de las especies por muestra ($n \times p$) y Q contiene la información de los rasgos para cada especie ($p \times s$).

Por otro lado, Legendre et al. (1997) desarrollaron el método de cuatro esquinas para combinar las matrices de abundancia de organismos, rasgos y ambiente. El nombre del método se debe a la combinación de la matriz de rasgos y la ambiental y, además, permite evaluar la significancia estadística de la asociación de esta matriz.

Estos análisis parten de un marco conceptual diferente. En el caso de RLQ, este parte de resolver preguntas enmarcadas en el concepto del hábitat como molde (*template*), mientras que el método de las cuatro esquinas se enmarca en la teoría de nicho. Como se mencionó anteriormente, el procedimiento de cuatro esquinas se enfoca en detectar la asociación entre los rasgos y las

características ambientales, además de evaluar la significancia estadística entre estas. Al contrario, RLQ es un método multivariado de ordenación que permite incorporar las tres tablas. El método de las cuatro esquinas se basa en pruebas de asociación utilizando la forma de Pearson (test G), permutación de modelos y chi cuadrado, para evaluar la significancia de la asociación rasgo x ambiente, mientras que RLQ se basa en varios métodos multivariados separados o independientes, aplicados a cada tipo de matriz, que son: análisis de correspondencia, análisis de componentes principales, análisis de correspondencia difusa y análisis múltiple de correspondencia. Por último, los métodos tienen la ventaja de que se pueden utilizar datos cuantitativos y cualitativos.

En el Recuadro 4 se llevó a cabo un análisis RLQ y cuatro esquinas a un set de datos tomado de Ovalle (2017). Una de las preguntas que se pretendió resolver a través de los rasgos de forma de cuerpo, hábito y grupo funcional trófico de macroinvertebrados acuáticos fue reconocer la relación de estos rasgos con variables físicas y químicas del agua y morfológicas del río.

Recuadro 4. Estudio de caso en R para el Análisis de RLQ y la cuarta esquina

Los análisis RLQ y cuarta esquina se realizan utilizando el paquete ADE4, en el que se encuentran las funciones requeridas en cada uno de los pasos. Recuerde que para el caso de RLQ este puede utilizar varios análisis de ordenación, por lo que se debe seleccionar el adecuado, de acuerdo con el tipo de datos. En el ejemplo se utilizó la función `DUDI.CO` con la cual se lleva a cabo un análisis de correspondencia aplicada a la matriz L. En el caso de la matriz R, se utilizó la función `DUDI.HILLSMITH` con la cual se lleva a cabo un análisis de componentes principales con variables mixtas. Por último, se utilizó la función `DUDI.ACM` para realizar un análisis de correspondencia múltiple para datos cualitativos (factores) de la matriz Q.

El análisis de la cuarta esquina fue llevado a cabo con las tres matrices de entrada R, L y Q y utilizando la función `FOURTHCORNER`. En esta función se debe seleccionar el tipo de modelo de permutación escogido (1-6) con el modificador `MODELTYPE`. Además, hay que afinar el método de ajuste de valor de p con los modificadores `P.ADJUST.METHOD.G` y `P.ADJUST.METHOD.D`; uno de los más utilizados es Bonferroni. Por último, el número de permutaciones se define con el modificador `NREPET`.

Dada la complejidad en los métodos, que incluyen la combinación de técnicas estadísticas, además de varios modificadores, se recomienda revisar los artículos de los autores que propusieron RLQ (Dolédec et al., 1996) y cuarta esquina (Legendre et al., 1997), así como el manual del paquete ADE4 (<https://pbil.univ-lyon1.fr/ade4/home.php?lang=eng>).

Pasos RLQ

1. Cargar las matrices R, L y Q. Asegurarse de que, si la matriz contiene variables cualitativas, estas se carguen como factores. De acuerdo con los datos provenientes de cada matriz, revisar, en los casos que aplique, los métodos de transformación y/o estandarización y/o normalización. En los datos de la matriz ambiental (ejemplo), los parámetros químicos fueron estandarizados y normalizados y en los de la matriz de abundancia fueron transformados con logaritmo natural. Los resultados de cada análisis deben salvarse.
2. Realizar un análisis de correspondencia para la matriz de abundancias transformadas (DUDI.CO.A).
3. Realizar un análisis de componentes principales aplicado a la matriz de datos físico-químicos y morfológicos del río ajustados para datos mixtos (DUDI.HILLSMITH).
4. Realizar un análisis de correspondencia múltiple para los rasgos (DUDI.ACM).
5. Realizar el análisis RLQ combinando los resultados de los pasos 2 a 4 (RLQ)
6. Graficar el resultado final, con salidas tipo *biplot*.

```
#####Matrices de entrada#####
macroinv<-read.table("macroinv.csv",sep=";",dec="," ,header=T,row.names
= 1)
ambient<-read.table(" abioticos.csv",sep=";",dec="," ,header=T,row.names
= 1)
rasgos<-read.table(" rasgos.csv",sep = ":",header=T,stringsAsFactors = T)
macroinv<-log(macroinv+1)

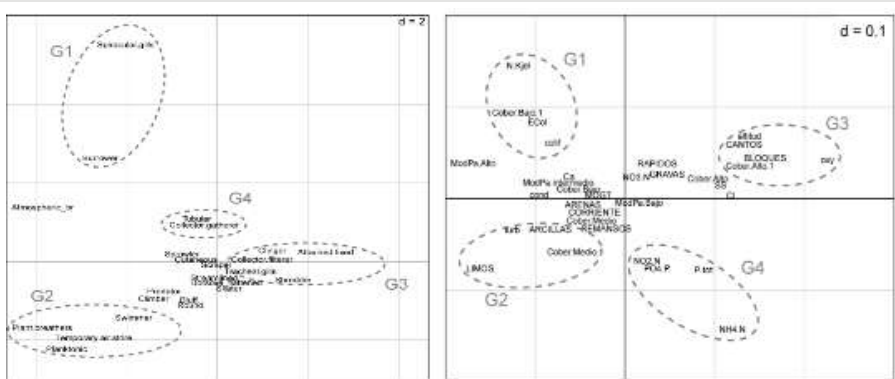
#####Análisis RLQ#####
macroinvCA <- dudi.coa(macroinv, scannf = FALSE)
```



```

biplot(macroinvCA)
ambientPCA<-dudi.hillsmith(ambient,row.w = macroinvCA$lw,scannf = F,nf
= 4)
biplot(ambientPCA)
rasgosFactor<-dudi.acm(rasgos,macroinvCA$cw,nf = 4,scannf = F)
biplot(rasgosFactor)
rlqtodos<- rlq(ambientPCA,macroinvCA,rasgosFactor,scannf = FALSE)
par(mfrow=c(1,3))
s.arrow(rlqtodos$l1,boxes = FALSE)
s.arrow(rlqtodos$c1,boxes = FALSE)
s.label(rlqtodos$lQ, boxes = FALSE)

```



Basado en la ordenación de los rasgos y las variables ambientales, se logró identificar cuatro grupos. El grupo 1 lo representan los rasgos del modo de respiración espiracular y las variables relacionadas con la contaminación orgánica y microbiológica. El grupo 2 lo conformaron los hábitos de respiración atmosférica, el plastrón y el hábito o locomoción nadador y planctónico, los cuales fueron asociados a los ambientes dominados por sustratos blandos (limos y arcillas) y cobertura vegetal media. Un tercer grupo lo formaron los hábitos de locomoción o hábitos de atado o sujetado (*clinger*), los modos alimentarios trozador y filtrador y el modo de respiración por agalla o traqueas, todos relacionados con ambientes de sustratos duros (rocas y bloques), cobertura vegetal alta y oxígeno disuelto. Un cuarto grupo no es muy claro, pero muestra la forma de los cuerpos tubulares y hábito alimentario colector, que

fueron los rasgos dominantes y variables fisicoquímicas relacionadas con el estado trófico de ecosistema.

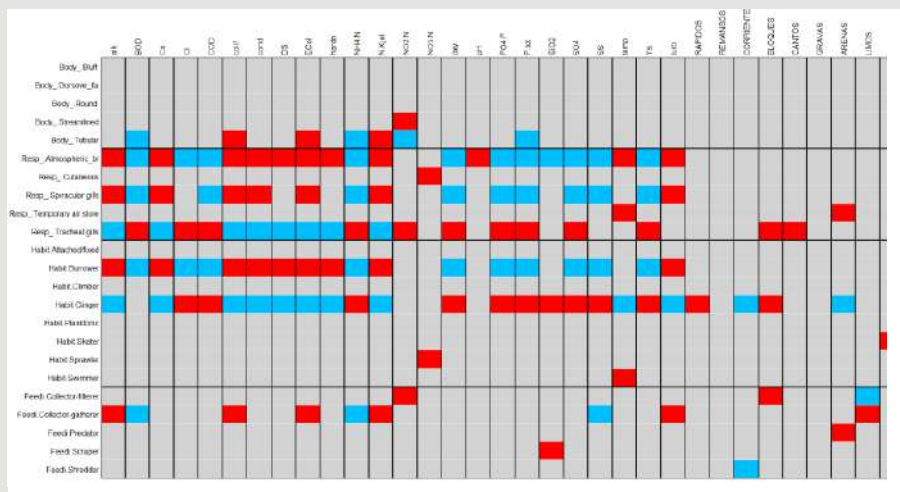
Pasos para el método de cuarta esquina:

1. Cargar las tres matrices de abundancia, ambiente y rasgos.
2. Ejecutar el análisis de cuarta esquina, revisar los modificadores de acuerdo con las preferencias en el análisis.
3. Graficar el resultado, el cual representa una matriz en la que las filas contienen los rasgos y las columnas, las variables ambientales. En cada celda se representan tres colores, relativos a la correlación no significativa (color gris), la correlación significativa y positiva (color rojo) y la correlación significativa y negativa (color azul). De igual manera, se puede obtener la matriz de significancia de cada combinación realizando un llamado del objeto guardado del análisis.

#####Análisis cuarta esquina#####

```
cuatro todos<-fourthcorner(ambient,macroinv,rasgos,modeltype = 6,p.adjust.
method.G = "none",p.adjust.method.D = "none",nrepet = 4999)
```

```
plot(cuatro todos,alpha=0.05,stat="D2")
```



El análisis cuarta esquina extrajo un total de 87 relaciones altamente significativas entre 24 variables ambientales y 23 rasgos biológicos. Las variables con mayor significancia estadística fueron las asociadas a la contaminación (coliformes, *Escherichia coli* y nitrógeno orgánico), temperatura, turbidez, altitud y tipos de sustrato. En contraste, las variables relacionadas con la modificación del paisaje, conductividad, pH y tipo de corriente presentaron menos significancia en relación con los rasgos. Los rasgos relacionados con el tipo de respiración fueron lo que mayor número de interacciones tuvieron con las variables ambientales. Foto portada (página anterior) y enviada por co



Río Melcocho (Foto: Felipe Villegas, Banco de Imágenes Ambientales del Instituto Alexander von Humboldt).

Capítulo 2

Metodologías más comunes de recolección de macroinvertebrados acuáticos en aguas continentales de Colombia

Esteban Peláez Sánchez¹, María Isabel Ríos-Pulgarín¹ y Carlos A. Lasso²

Resumen

Se enumeran y describen los métodos más frecuentemente utilizados o conocidos en limnología para la recolección, preservación y estudio de los macroinvertebrados acuáticos continentales de Colombia (MIA) en aguas dulces. Los MIA considerados abarcan los insectos acuáticos (fases inmaduras y adultos), anélidos, platelmintos y moluscos, principalmente. Además, se incluyen las metodologías aplicables a grupos menos comunes en agua dulce, como esponjas y crustáceos. Los métodos tradicionales de recolección pueden separarse en dos grandes grupos: a) cualitativos: redes tipo D, redes de mano o pantalla, muestreo manual y tamices o coladores; b) cuantitativos: red Surber, draga Ekman, draga Van Veen, draga Peterson y nucleadores o “core”. Se describen también otros métodos de colecta menos conocidos, como la deriva, muestreo en macrófitas, uso de trampas de luz y empleo de sustratos artificiales. En todos los casos y para cada uno de los grupos biológicos considerados, se indican las maneras de preservar, etiquetar, transportar, separar y almacenar los macroinvertebrados en el laboratorio para estudios futuros.

Palabras clave: agua dulce, muestreo, ríos, sistemas lénticos, sustratos.

-
1. Grupo de Investigación en Limnología y Recursos Hídricos, Universidad Católica de Oriente, Rionegro, Colombia. mrrios@uco.edu.co
 2. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, Colombia. classo@humboldt.org.co

Abstract

The most frequently used methods in limnology for the collection, preservation and study of freshwater aquatic macroinvertebrates of Colombia (MIA) are listed and described. The MIA considered cover aquatic insects (immature and adult phases), annelids, flatworms and mollusks. In addition, methodologies applicable to less common groups in freshwater such as sponges and crustaceans are included. Traditional collection methods can be separated into two large groups: a) qualitative (type D nets, hand or screen nets, manual sampling and sieves or strainers); b) quantitative (Surber net, Ekman dredge, van Veen dredge, Peterson dredge and core). Other less known collection or sampling methods are also described such as drift, macrophyte sampling, use of light traps and use of artificial substrates. In all cases and for each of the biological groups considered, the ways to preserve, label, transport, separate and store them in the laboratory for future studies are indicated.

Key words: freshwater, sampling, rivers, lentic systems, substrate.

Introducción

Existen diferentes métodos para la recolección de los macroinvertebrados acuáticos (MIA) de acuerdo con el tipo de ecosistema, sustrato y el grupo biológico de interés en la investigación. A nivel internacional, varias investigaciones, fundamentalmente en Estado Unidos, han sido referentes históricos respecto a las metodologías de muestreo, especialmente los trabajos de Hauer y Resh (2006), Rader et al. (2001) y Wetzel y Likens (2000). Adicionalmente, hay tres guías metodológicas como el manual de la Agencia de Protección Ambiental de Estados Unidos (Barbour et al., 1999) y el *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater* (APHA, AWWA y WEF (2022), que actualizan periódicamente las metodologías de estudio en los ecosistemas naturales incluyendo el muestreo de macroinvertebrados, y finalmente, el libro clásico de Merritt et al. (2008). En Latinoamérica, destaca también el trabajo desarrollado por Ramírez (2010), basado, a su vez, en la revisión de las referencias fundamentales antes mencionadas y en ejercicios metodológicos aplicados para sistema tropicales en Costa Rica, y el estudio de Correa-Araneda. (2016) para ecosistemas chilenos. Así mismo, en Colombia ha contribuido la *Guía para el estudio de los macroinvertebrados acuáticos* de Roldán (1996) y más recientemente, los ejercicios interesantes basados en talleres de expertos, como el *Protocolo de monitoreo y seguimiento del agua* (Ideam & Invemar, 2021).

En este capítulo se describen los instrumentos y técnicas más utilizados en los estudios y recolecciones de MIA en ambientes continentales de Colombia, incluyendo algunas recomendaciones para hábitats específicos. La primera parte está centrada en aquellos grupos de MIA, de acuerdo con la definición más utilizada en limnología ($> 500 \mu\text{m} = 0,5 \text{ mm}$), que forman parte del bentos (que habitan el fondo de los cuerpos de agua o están adheridos a diferentes tipos de sustrato), del necton (nadadores activos) y del neuston (que habitan la superficie del agua) y los métodos utilizados para su recolección, sean cualitativos o cuantitativos.

Métodos más comunes de recolección

Los métodos para la recolección de los macroinvertebrados se adaptan a las características de los sitios a evaluar: loticos, lénticos, estuarinos, subterráneos, etc. A continuación, se describen las metodologías que se pueden utilizar o la combinación de estas, agrupadas según el tipo de ecosistema (lótico y léntico) y aproximación, desde lo simplemente cualitativo hasta lo cuantitativo.

Para los ecosistemas lóticos (aguas corrientes), la primera recomendación, en el caso de los estudios en sistemas fluviales, es realizar el muestreo a contracorriente comenzando aguas abajo e ir subiendo, para no afectar las zonas de muestreo ni causar deriva. Además, se debe abarcar todos los mesohábitats posibles del sitio de muestreo a fin de no subestimar la diversidad. Los métodos particulares serán seleccionados con base en los objetivos del estudio (se describen más adelante).

En los ecosistemas lénticos (aguas más quietas), como lagos, lagunas, ciénagas e incluso charcas de gran tamaño y profundidad, se utilizan muchos de los métodos de muestreo en sistemas lóticos, excepto la red de pantalla y la red Surber, dada de la profundidad de muchos de estos ecosistemas. No obstante, la eficiencia de las metodologías cambia, como lo muestra el estudio de Correa-Araneda (2016), que analiza la utilidad relativa de los diferentes métodos de recolección en ecosistemas lóticos y lénticos según con la profundidad y el tipo de sustrato (**Tabla 1**).

A lo largo del capítulo se describen los cuatro tipos de equipos empleados en el muestreo y el caso particular de los sustratos artificiales.

Tabla 1. Comparación de técnicas de muestreo de macroinvertebrados bentónicos en ecosistemas dulceacuícolas. Modificado de Correa-Araneda (2016).

		Red Surber	Red tipo D o triangular	Red pantalla	Draga	Nucleador	Sustrato artificial	Muestreo manual	Tamiz
Tipo de ecosistema	Fluvial	X	X	X			X	X	X
	Lacustre		X		X	X	X		
	Humedal		X		X	X	X	X	
Profundidad	Baja (< 30 cm)	X	X	X	X	X		X	X
	Media (30-100 cm)		X		X	X	X	X	
	Alta (> 100)				X	X	X		
Tipo de sustrato	Fino (< 1 cm)	X	X	X	X	X	X		
	Medio (1-10 cm)	X	X	X	X		X	X	
	Grande (> 10 cm)		X				X		
	Vegetación		X					X	X

Redes tipo D. Este tipo de red se utiliza lo largo de las orillas con vegetación en aguas lentas o con poca corriente. Consta de un marco metálico triangular o en D (**Figura 1**), con una red de tela o nylon sujeta a un mango de madera o aluminio (Roldán, 1996). La aplicación del método consiste en introducir la red al cuerpo de agua en sentido contrario a la corriente, mientras por delante el operador procede a remover y golpear el sustrato dinámicamente con los pies (centro cauce), y en las orillas se realiza un golpeo con la red en la vegetación en sentido contrario a la corriente. Este procedimiento se realiza en un lapso determinado de acuerdo con el objetivo del estudio, para poder cuantificar el esfuerzo de muestreo.

La muestra depositada en la red se debe sumergir varias veces (enjuagarse) en el cuerpo de agua para eliminar la mayor cantidad de sedimento, teniendo la precaución de que no se pierda muestra y para que en el laboratorio

la muestra no esté muy sucia. Este método aplica a todos los MIA móviles o fijados parcialmente a pequeños sustratos.



Figura 1. Muestreo con redes. a) Red tipo D. b) red triangular.
Fotos: Patricia Gómez Hoyos.

Red de mano o pantalla. Se utiliza en aguas corrientes poco profundas. Consta de una red de tela o nylon sujeta por dos mangos de aluminio o madera. Una persona debe introducir la red a la corriente y sujetar los mangos en contra de la corriente (**Figura 2 a**) y otra persona se encarga de remover el sustrato con la ayuda de las manos y los pies; una vez terminado el proceso, se puede verificar qué organismos caen en la red (**Figura 2 b**). Para el almacenamiento de la muestra se realiza la limpieza con la ayuda de la corriente, depositando el contenido en una red de triangular (**Figura 2 c**), para luego almacenarla en una bolsa o envase plástico. Debe verificarse que no fluya el agua por debajo de la red; las rocas del sustrato pueden servir para fijar la red al fondo. También se recomienda tener cuidado al momento de sacar la red del cuerpo de agua, ya que se puede perder la muestra por desborde. También se aplica a todos los MIA móviles o fijados parcialmente a pequeños sustratos.

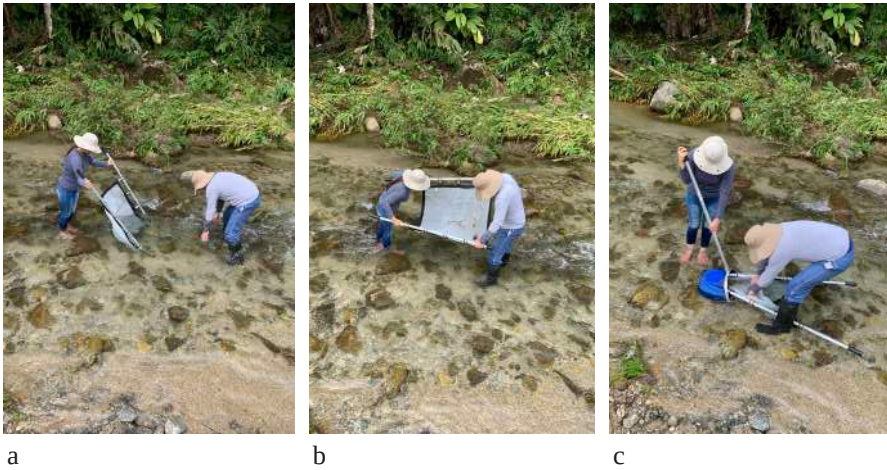


Figura 2. Muestreo con red de mano o pantalla. Fotos: Isabel Cristina Gil.

Muestreo manual. Con la ayuda de pinzas o pinceles se extraen los individuos de las piedras, hojas o troncos sumergidos (**Figura 3**), los cuales se depositan en pequeños frascos con etanol 70 % o en recipientes grandes con el agua del medio (cuando es necesario que están vivos para investigación). En aquellos casos en que hay efecto de dilución o exceso de materia orgánica en la muestra, se sugiere alcohol al 97 %. Este sistema y los que se describirán posteriormente sirven para MIA móviles y sésiles.



Figura 3. Muestreo manual. Foto: Isabel Cristina Gil.

Tamices y coladores. Al igual que las redes tipo D, pueden utilizarse tamices e incluso coladores de cocina a lo largo de las orillas con vegetación, en aguas

lentas o con poca corriente (**Figura 4**). Estos últimos son de gran utilidad cuando no se cuenta con presupuesto suficiente.

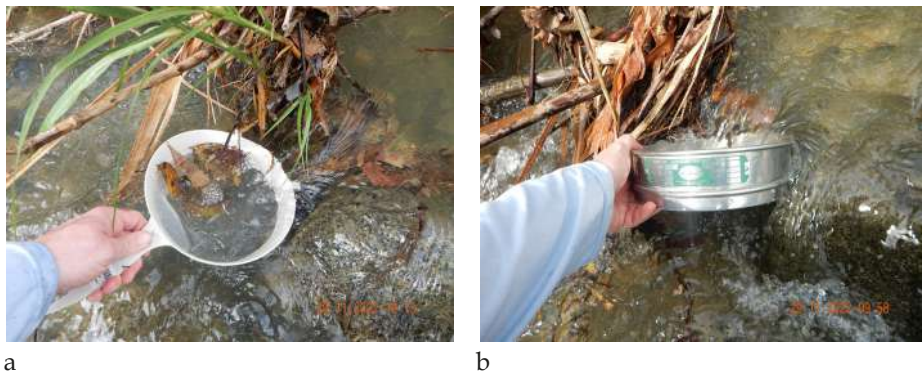


Figura 4. Muestreo con tamiz (a) y colador (b). Fotos: Isabel Cristina Gil.

Cuando las metodologías anteriores se estandarizan por un periodo de tiempo determinado, un área específica delimitada o la combinación de ambos, se obtiene el esfuerzo de muestreo, medida que permite hacer cálculos comparables posteriormente, como los relativos a la riqueza, diversidad, abundancia, densidad y biomasa por una unidad de área o volumen. Con estos sistemas de muestreo se puede tomar una muestra, demarcando, por ejemplo, un transecto de longitud conocida y especificando el área del marco de las redes, que remueven en línea recta e ininterrumpidamente sobre el transecto. Adicionalmente, hay al menos tres clases de equipo que permiten cuantificar las muestras de manera directa por área o por peso: la red Surber, las dragas y los nucleadores de sedimento. No obstante, presentan limitaciones en términos de la representatividad de la muestra. A continuación, se describe la forma de usar estos instrumentos.

Red Surber. Se utiliza en aguas poco profundas (**Figura 5**). Consta de dos marcos metálicos unidos por bisagras o tornillos, de un área determinada, a la cual está sujeta una red de tela o nylon que termina en forma de cono. La red se coloca en contra de la corriente, con uno de los marcos abierto sobre el fondo del sustrato y el otro verticalmente, sosteniendo la red. Con las manos se remueve constantemente el material de fondo dentro del cuadrante, de manera que quede atrapado en la red. Posteriormente, el material se deposita en un recipiente plástico debidamente marcado. Este procedimiento debe repetirse mínimo tres veces en cada sitio de muestreo.



a



b



c



d

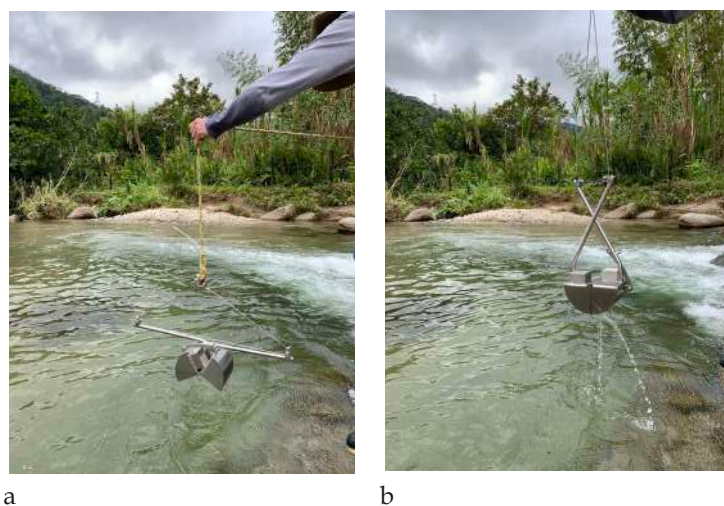
Figura 5. Muestreo con red Surber. Fotos: Patricia Gómez Hoyos.

Draga Ekman. Se utiliza en fondos blandos o fangosos de ambientes lénticos o ríos no vadeables con poca corriente (Ideam, 2021). Incluye una caja metálica de dimensiones determinadas, con dos tapas en la parte superior que permiten el flujo del agua; en la parte inferior posee dos palas cóncavas, que funcionan como un fuelle y deben fijarse al sistema de agarre antes de ser introducidas al cuerpo de agua. Una vez la draga llegue al fondo, se envía el mensajero para desasegurar las palas cóncavas. Luego de que estas se cierran, se extrae la draga del agua con la muestra (**Figura 6**). La operación se repite mínimo de tres veces por sitio de muestreo y los resultados se expresan como individuos por área (Roldán, 1996). Debe tenerse especial cuidado al manipular este tipo de draga, por las posibles lesiones en caso de que se suelten las mandíbulas (palas cóncavas) accidentalmente.



Figura 6. Muestreo utilizando draga Ekman. Fotos: Patricia Gómez Hoyos.

Draga Van Veen y Peterson. Se utiliza en fondos duros o pedregosos. Es un equipo de acero pesado que posee dos brazos largos que convergen en dos estructuras unidas en forma de pala, las cuales se deben abrir y asegurar, para lanzar luego el equipo al cuerpo de agua. Una vez en el fondo, se jala hacia arriba; el mecanismo se desasegura y se extrae la muestra. Las palas tipo draga, como la Ekman y la Van Veen, tienen un área de muestreo entre 0,1 y 0,2 m² (Ideam, 2021) (**Figura 7**).



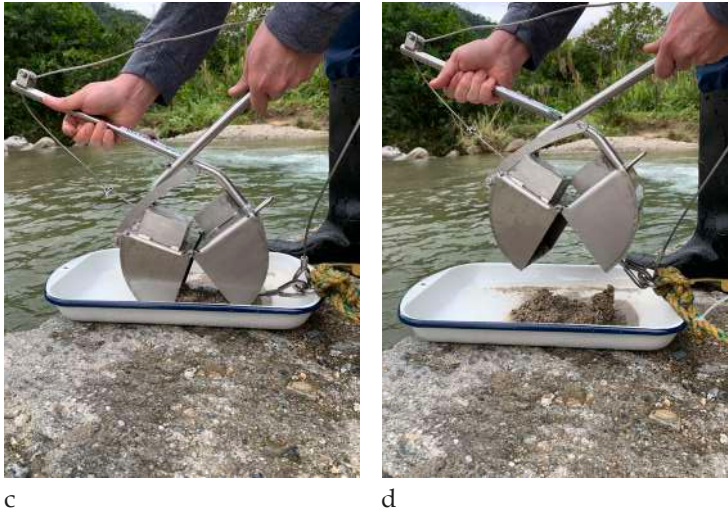


Figura 7. Muestreo con draga Van Veen. Fotos: Patricia Gómez Hoyos.

Corazonador o nucleadores (Core). Se utiliza en sustratos blandos y puede ser metálico o plástico (tubo PVC). Para usarlo se lo introduce en el cuerpo de agua y, una vez llega al sustrato, se lo baja a la profundidad deseada, se gira (o se pone un tapón) y se lo extrae, para depositarlo inmediatamente en una bolsa (**Figura 8**). Se debe tener precaución al retirarlo para no perder la muestra. Cada toma debe completar un área de muestreo entre 0,1 a 0,2 m² para estudios cualitativos, cuantitativos y de biomasa (Eleftheriou & Moore, 2005), lo cual implica que, de acuerdo con el área de recolección del equipo que se emplee, varíe el número de submuestras a recolectar. La medida de los nucleadores más común es de 15 cm de diámetro y 0,018 m² de muestra. Es un método recomendable en ecosistemas donde predominan organismos excavadores, como los hábitats intermareales, donde frecuentemente debe complementarse con el uso de un equipo Scuba.

Una consideración importante es que la capa de agua sobrenadante que se encuentra por encima de la muestra, debe ser clara y la muestra recolectada deberá tener al menos 20 cm de grosor, ya que la mayoría de los organismos habitan en los primeros 20 cm de profundidad (Invemar, 2013).

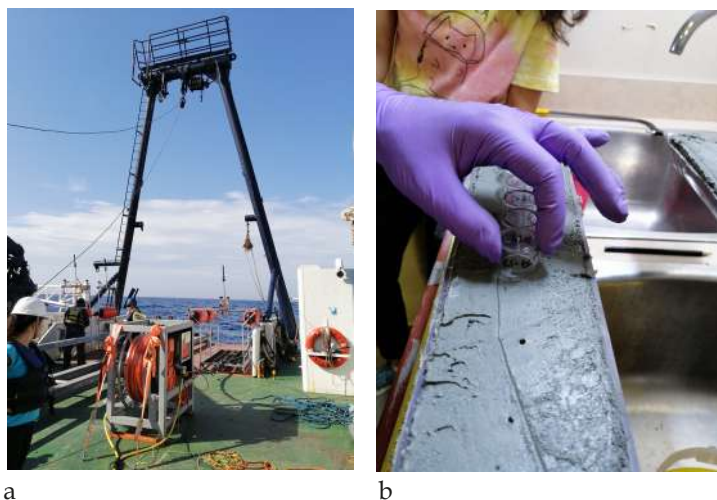


Figura 8. Nucleador de sedimentos. a) Campaña en un crucero oceanográfico (Alpha-Crucis, USP) del 2022, costa afuera de Ubatuba (Brasil). b) Detalle de la toma de las muestras. Fotos: Germán Patarroyo.

Otros métodos de recolección y ecosistemas particulares

Muestreo de deriva

La deriva se compone de macroinvertebrados bénticos que se dejan ir río abajo, en corrientes medianas o pequeñas más someras de montaña o piedemonte y en tierras bajas, bien sea por accidente durante las crecientes o como una forma de desplazamiento y colonización. La mejor manera de recolectar estos individuos es usando redes de plancton a contracorriente que tengan flujómetro, así se mide la cantidad de organismos por volumen de agua muestreada (**Figura 9**). Debe tomarse en consideración la hora del día, debido a los patrones temporales en la deriva. Se ha documentado que, para evitar la depredación de los peces, muchos macroinvertebrados derivan en el atardecer o la noche (Ramírez, 2010). En ríos grandes y profundos se puede mantener por un tiempo determinado en el fondo del cauce.

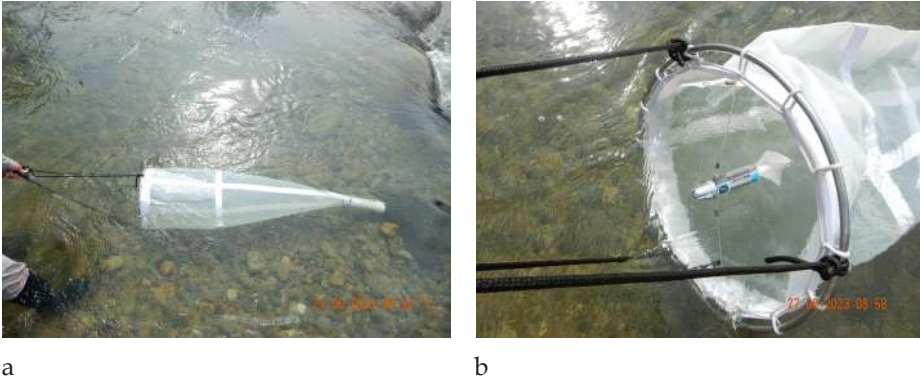


Figura 9. Muestreo de deriva mediante red cónica. a) Normal. b) Con flujómetro. Foto: Esteban Peláez-Sánchez.

Métodos de muestreo de macroinvertebrados en plantas acuáticas o macrófitas

Para extraer macroinvertebrados de la vegetación acuática, primero hay que establecer unidades muestrales para vegetación. Para ello se ubica un punto cubierto por vegetación acuática sobre el cual se colocan cuadrantes de un área conocida (se sugiere de PVC de 0,5 pulgadas). Una vez establecido el sitio, se instala el cuadrante una o varias veces, abarcando así el área total que se desea muestrear, y se remueven las plantas dentro de dicha área. Para extraer las plantas flotantes del cuadrante, se pueden usar las manos, redes tipo D o ganchos (modificado de Ramos et al., 2004). Las plantas removidas se sacuden dentro de las redes cónicas mientras y se lavan con agua limpia. Los organismos desprendidos y retenidos en la red se almacenan en bolsas, de acuerdo con la metodología propuesta para las redes de tipo D. Una técnica alternativa es hacer remoción manual de los organismos asociados a las plantas, directamente en campo, o almacenar la planta en alcohol para hacer la remoción en el laboratorio. El número de transectos dependerá de los objetivos del estudio, pero lo ideal es que sean como mínimo tres transectos en diferentes sitios del cuerpo de agua.



Figura 10. Muestreo de macroinvertebrados asociados a plantas acuáticas.
Fotos: Esteban Peláez-Sánchez.

Sustratos artificiales

Son recomendables para el monitoreo en lugares de difícil acceso, muy contaminados o profundos para emplear las técnicas habituales (Correa-Aranda, 2016). También se pueden aplicar en aquellos casos en los que se desea evaluar los procesos de colonización o cuando se desea comparar el efecto de alteraciones puntuales en la calidad del agua sobre comunidades localizadas en sitios con ofertas de hábitat contrastantes. En ese último caso son de especial utilidad, dado que los resultados de la captura convencional pueden ser consecuencia tanto del tipo de hábitat disponible (sustrato) como de la calidad del agua. Al homogenizar los tipos de microhábitats evaluados, los sustratos artificiales permiten la estandarización de variables como la oferta de sustratos entre sitios de muestreo (Quesada-Alvarado & Solano-Ulate, 2020) y, por ende, centrar el análisis en las diferencias en la calidad del agua.

Para implementar esta técnica se pueden utilizar diferentes sustratos de acuerdo con el ecosistema y el objetivo del estudio. Se deben introducir piedras de diferentes tamaños y/o hojarasca o la combinación de los dos, dentro de un recipiente con unas dimensiones conocidas (**Figura 11**). El recipiente puede ser metálico (jaula), plástico (recipiente con orificios) o hecho de ladrillos o bloques de concreto que se sumergen con algún tipo de peso o anclaje al fondo o la orilla, de modo tal que garantice que no será arrastrado por la corriente. Por su puesto, si se dispone de recursos, en ambientes lacustres se pueden usar estructuras desarrolladas para el cultivo de bivalvos, comúnmente conocidas como canastas ostrícolas, que son canastas plásticas tipo Nestier que presentan una superficie de 1067 m² y aperturas de 1 cm de luz,

suspendidas en el agua mediante boyas (Murtaugh & Hernández, 2014). Se espera que al cabo de unas cuatro semanas el sustrato haya sido colonizado por los organismos acuáticos (Roldán, 1996). Antes de remover el sustrato artificial del agua es recomendable introducirlo en una red, para evitar la pérdida de los organismos, razón por la cual se recomienda realizar el desmonte del sustrato en el laboratorio.



Figura 11. Ejemplos de sustratos artificiales. a) Uso de recipientes plásticos como contenedor de sustratos. b-c) Jaulas metánicas como contenedor de sustratos. Fotos: Patricia Gómez Hoyos.

Este método permite expresar los resultados en densidad por área o por gramos de materia orgánica, en el caso de las hojas. Debe tenerse en consideración el tiempo que toma la colonización y las condiciones hidrológicas. De esta manera, los sustratos deben retirarse trascurrido un periodo óptimo de 30 a 40 días (Quesada-Alvarado & Solano-Ulate, 2020), removiendo cuidadosamente la estructura en recipientes con alcohol o dentro de redes finas, para evitar la pérdida de individuos (Ramírez, 2010).

Trampas de luz

Son útiles a diferentes profundidades. Algunos insectos acuáticos, como los coleópteros, los hemípteros o los microcrustáceos, los atrae la luz de manera semejante al zooplankton (**Figura 12**). Es un método cualitativo, pero se puede estandarizar el esfuerzo para lograr un muestreo semicuantitativo (Ramírez, 2010).



Figura 12. Muestreo con trampa de luz, Lago de Tota. Foto: Carlos A. Lasso.

¿Dónde aplicar los métodos?: Ventajas y desventajas

Previamente hemos descrito los sistemas y métodos más utilizados en limnología y la recolección de MIA. En ese sentido, Correa-Araneda (2016) determinó en qué tipo de ecosistemas (loticos o lénticos), a qué profundidad y con qué sustrato podrían ser aplicados algunos de los más comunes (ver Tabla 1). Por supuesto que estos métodos pueden presentar ventajas y desventajas. Domínguez y Fernández (2009) compilaron dichas ventajas y desventajas, así como la utilidad relativa de algunos métodos descritos. En esos sentido, en la **tabla 2** se presenta esta compilación y se incluyen algunos métodos comunes adicionales.

Tabla 2. Ventajas y desventajas de los métodos más comunes de muestreo de macroinvertebrados. Fuente: modificado de Domínguez y Fernández (2009).

Muestreador	Ventaja	Desventaja
Draga van Veen	Cierre eficiente, elaborable en varios tamaños, útil en diferentes sustratos y ecosistemas	Es bastante pesada y puede requerir ayuda mecánica como poleas, con baja penetración, por lo que no es útil para organismos excavadores
Draga Ekman	Es muy útil en aguas someras, con buena penetración. Sus puertas reducen el efecto de choque que dispersa los materiales finos	Poca penetración, por ser liviana. Puede ser difícil de cerrar y no es útil en sistemas con mucha corriente

Muestreador	Ventaja	Desventaja
Nucleador	Por ser pequeño, se obtienen numerosas réplicas en corto tiempo. Es fácil de operar y con baja perturbación del sedimento. Eficiente en fondos blandos	La pequeña unidad de muestreo implica que son poco eficientes en ambientes con organismos escasos y pueden ser poco representativos del hábitat o sistema. Baja penetración en ambientes profundos y con pérdida de organismos epibentónicos, por la onda de choque
Redes tipo D o triangular	Son económicas, livianas, fáciles de usar y útiles en diferentes tipos de sustrato.	La mayoría están limitadas a ambientes someros, con pérdida lateral de material; la eficiencia cambia con el ojo de maya de la red
Red Surber	Delimita el área de muestreo directamente y es fácil de construir y transportar	Pese a la delimitación del área, las rocas contenidas en el marco suman área de colonización. La eficiencia es limitada a sustratos finos, con corriente y de aproximadamente 50 cm de profundidad. Implica subestimación de la diversidad.
Método manual	Es económico y permite capturar especies con hábitos específicos de difícil remoción (p. ej., sésiles) o en ambientes de difícil acceso a las redes	Requiere entrenamiento para reconocer en campo microhábitats y organismos. Se restringe a ambientes poco profundos con corrientes bajas o moderadas
Pantallas	Son económicas, livianas y fáciles de usar	Se limitan a ambientes someros, con corriente y sustratos de limo y grava; implican pérdida lateral de material

Muestreo para algunos grupos biológicos menos conocidos en ambientes dulceacuícolas: esponjas, moluscos y crustáceos

Hay tres casos de grupos biológicos particulares (esponjas, crustáceos decápodos y moluscos) que, dado sus tamaños y hábitos, no han sido considerados tradicionalmente como MIA en el sentido estricto de la definición. Sin embargo, son de gran importancia en los ecosistemas acuáticos continentales. A continuación, describimos los métodos para la recolección.

Poríferos (esponjas) de agua dulce

Para estos organismos, al ser sésiles, la recolección es completamente manual según el tipo de humedal, hábitat, mesohábitat o microhábitat y sustrato al que están adheridos. Igualmente, y dependiendo de las familias, las esponjas pueden colectarse en las ramas, hojas y troncos a diferentes alturas en el bosque de inundación (**Figura 13 a**). Ahora bien, si las esponjas están en aguas profundas o incluso en rápidos (raudaes) de ríos grandes (p. ej., Orinoco o Amazonas), hay que realizar inmersiones y recolectar las muestras con una espátula o retirar el sustrato (rocas, troncos) y examinar la muestra fuera del agua (**Figura 13 b**). En ambos casos, hay que revisarlas cuidadosamente, ya que puede haber epizooismo.

La recolección suele ser con objetivos cualitativos, pero se puede cuantificar el muestreo si es necesario y la metodología depende de si están en el fondo de ríos poco profundos y transparentes o en el bosque inundable. En el primer caso, se puede poner un cuadrante de dimensión variable (se recomienda de 1 x 1 m) y sobre este contabilizar la abundancia expresada como densidad de colonias/m², recordando siempre la existencia de epizooismo. Para esponjas del bosque inundable se recomienda establecer parcelas de 10 x 10 m (100 m²) y en estas definir 25 cuadrículas de 2 x 2 m, donde se contabilizan todas las colonias de esponjas (costras iniciales, en desarrollo o colonias ya separadas claramente una de otra), en función de intervalos de altura (gradiente de inundación): 0-1 m, 1-2 m, 2-3 m y 3-4 m (Lasso et al., 2017).

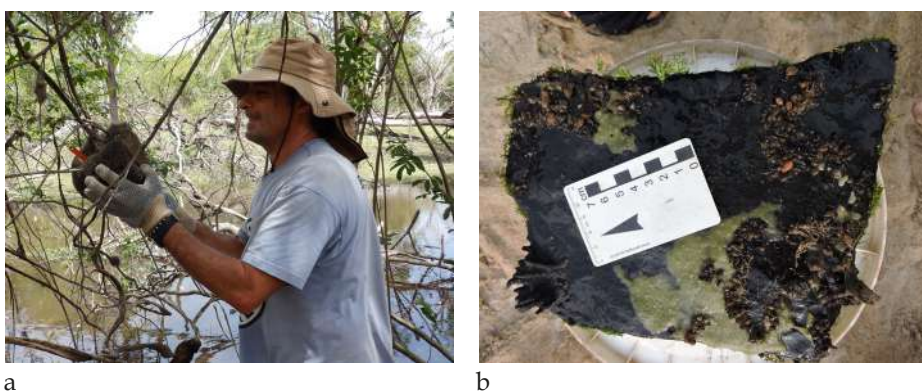


Figura 13. Recolección de muestras de poríferos. a) En bosque inundable de afluente del río Orinoco. b) En rocas del fondo del río Orinoco.

Fotos: Mónica A. Morales-Betancourt.

Crustáceos decápodos: cangrejos y camarones

Estos animales, si bien pueden ser recolectados casi con todos los métodos descritos en este capítulo, los ejemplares de mayor tamaño deben capturarse a mano durante la noche, con o sin guantes, dependiendo del tamaño de los individuos y el desarrollo de las pinzas o quelas. También instalando trampas (nasas o *minnow traps*) con cebo (mezcla de avena, sardinas y mantequilla de maní) (**Figura 14**). Estas trampas plegables sirven también para la recolección de camarones. Este método permite conocer la riqueza (en términos cualitativos), pero, si las nasas se disponen a una distancia definida una de otra a lo largo de una transecta o transección definida, se puede cuantificar la captura por unidad de esfuerzo (CPUE) en función de la distancia lineal de la misma y el tiempo invertido (se recomiendan ciclos de 24 horas), con lo que se obtienen datos de abundancia o densidad (números de individuos por metro lineal).

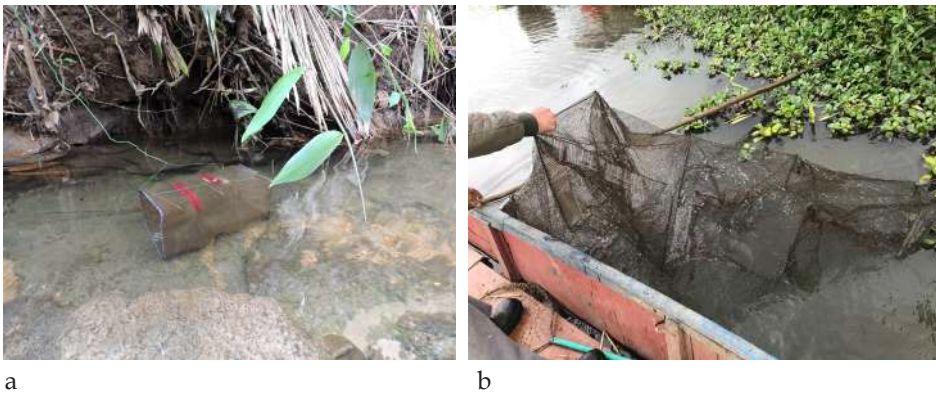


Figura 14. Nasa o trampas plegables para cangrejos. a) Arroyo amazónico (Mónica A. Morales-Betancourt); b) Laguna de Fúquene, Andes (Carlos A. Lasso).

Moluscos (gasterópodos o bivalvos)

Para ese grupo la recolección también es manual y relativamente sencilla. Incluye la búsqueda o detección visual caminando a lo largo de las orillas de un río o laguna, por las playas o en el borde los barrancos o albardones de grandes ríos, buscando conchas secas o sumergidas, si las aguas son claras. También está la búsqueda táctil, que consiste en remover el sustrato con los pies descalzos o las manos, cuando este es blando y consiste de limo, arena, arcilla, fango, hojarasca (Linares et al., 2018) (**Figura 15**). Los gasterópodos (cara-

coles) pequeños suelen estar adheridos a diferentes sustratos (hojas, trocos, ramas, piedras, etc.) o vivir dentro del sedimento. Se recomienda entonces, si no son observables a simple vista, tomar una muestra del sustrato o sedimento blando/duro e introducir en una bolsa plástica. Si hay tiempo, también se puede lavar y tamizar la muestra en campo, poniendo especial atención a las macrófitas acuáticas, raíces, hojas y algas, pues, por lo general, viven muchos micromoluscos adheridos a ellas, caso en que se aconseja preservar toda la muestra en etanol al 70 % y analizar en laboratorio. Los bivalvos más grandes pueden estar enterrados a mayor profundidad o adheridos a sustratos duros.

A nivel cuantitativo, no existe una regla general para estimar su abundancia. En ríos de orden menor como quebradas, caños y arroyos de aguas claras (transparentes), se pueden emplear cuadrantes de una dimensión conocida (1 x 1 m) y retirar todos los moluscos; también se pueden hacer transectos lineales de 100 a 300 m, que deben ser recorridos con un esfuerzo de tiempo estandarizado (p. ej. 4 personas/hora); así, cuanto mayor sea el esfuerzo en términos de tiempo y número de personas, mayor será la CPUE (Linares et al., 2018).



Figura 15. Muestreo de moluscos bivalvos: recolección manual de *Anodontites trapecialis* enterrado en fango de una laguna. Foto: Mónica A. Morales-Betancourt.

Preservación, transporte y almacenamiento de muestras

Macroinvertebrados acuáticos en sentido amplio

Los MIA en general, sea individualmente o que vengan en grupos asociados con el sustrato, se depositan en bolsas o envases plásticos, se les agrega agua carbonatada (soda comercial) (**Figura 16**), se espera de 10 a 15 minutos para sedar los organismos y luego se fijan con etanol al 70 % (individuos)

o 90 % (grupos de individuos en sustrato), de acuerdo con las condiciones de contaminación orgánica del sitio de muestreo, pero la muestra debe estar completamente cubierta con alcohol.



Figura 16. Almacenamiento de muestras de macroinvertebrados.

a) Almacenamiento. b) Adición de agua carbonatada. c) Adición etanol 90 %. Fotos: Patricia Gómez Hoyos.

Esponjas

Las esponjas se pueden preservar en seco o en líquido. En el primer caso se sumergen en etanol al 70 %, se mantienen en envases completamente cubiertas o se escurren y se ponen en la sombra hasta su secado total. Posteriormente, se envuelven en papel secante o periódico hasta su transporte al laboratorio, estén secas o dentro de líquido dada su fragilidad. Este proceso evita la contaminación posterior por hongos y aplica a las familias estrictamente acuáticas (Spongillidae y Potamolepidae). También se puede poner la esponja seca en un horno a baja temperatura, monitoreándola continuamente hasta su deshidratación total. Para la preservación en líquido con fines de estudios genéticos, se introducen en etanol 100%.

Crustáceos

Para crustáceos, hay que añadir agua carbonata (soda) o un anestésico tipo eugenol (2 o 3 gotas en agua con los animales totalmente sumergidos tal que no puedan tomar oxígeno atmosférico en el caso de los cangrejos), para que los animales se relajen, y luego colocar en etanol al 70 % o 90 %. Esto evita la autotomía (pérdida o expulsión de los apéndices, como patas, quelas, etc.). Para los cangrejos grandes, se recomienda inyectarlos con etanol 90 %.

Moluscos

Con los moluscos el proceso inicial es idéntico al anterior: añadir agua carbonata (soda) o un anestésico tipo eugenol, para que los animales se relajen, y

luego colocar en etanol 70 % o 90 %. No obstante, para este grupo en particular, una parte de la colecta se mantienen en alcohol y otra en formol al 5 % al 10 %, dependiendo del tamaño del animal, para estudios posteriores de tipo anatómico que requieren de la fijación de las estructuras blandas en formol. En cualquier caso, después de la fijación y mantenimiento en formol por una semana aproximadamente, las muestras se neutralizan con bórax y se transfieren a etanol al 70 %.

Rotulación: etiquetas

Tanto las bolsas como los frascos deben ir con su respectiva rotulación, se debe utilizar una etiqueta de un papel resistente (*waterproof*) y marcadores de tinta indeleble o, en su defecto, lápiz, la cual debe contener como mínimo el nombre del cuerpo de agua (cuenca, subcuenca), tipo de humedal, municipio y vereda, coordenadas del sitio de muestreo, altitud, técnica de muestreo (manual, red tipo D, pantalla, entre otras), colector y fecha de muestreo. Después de almacenar cada muestra, los diferentes equipos o redes deben ser revisados cuidadosamente y lavados, para evitar transportar organismos a otros sitios de muestreo. Las bolsas de muestra que contengan materia orgánica como hojarasca o sedimentos, pueden ser almacenadas en refrigeración, para evitar la descomposición.

Trabajo de laboratorio

Una vez lleguen las muestras al laboratorio, se debe verificar la cadena de custodia y así proceder al almacenamiento; las muestras deben ser revisadas en el menor tiempo posible.

Separación de muestras

Las muestras provenientes de redes tipo D, dragas o nucleadores deben ser lavadas en un tamiz (entre 200 a 600 μm de malla) para extraer el sedimento, materia orgánica, componentes abióticos y alcohol. Una vez lavadas, se extienden en pequeñas porciones sobre bandejas planas de fondo blanco, con una película fina de agua que las sumerja completamente y, con la ayuda de pinzas entomológicas, se separaran los taxones mediante un barrido. Este proceso se realiza por lo menos dos veces, cada una por un observador diferente, con el fin de asegurar la extracción completa de los organismos (Eleftheriou & Moore, 2005). Se puede usar lámparas de escritorio para iluminar más la bandeja (**Figura 17**). Para encontrar organismos que por

sus características no floten, se remueve varias veces hasta estar seguro de que no queda ningún individuo en la bandeja y/o se llevan porciones más pequeñas a una caja de Petri y observa en el estereomicroscopio. Los individuos se almacenan en frascos Pet de cristal y/o de vidrio (viales) debidamente rotulados y con alcohol etílico al 70 %, para su preservación.



a



b



c



d

Figura 17. Separación de muestras de macroinvertebrados en matriz de hojarasca. a) Lavado de muestras. b) bandeja con muestra. c) Separación en bandeja con fondo blanco. d) Uso de estereomicroscopio. Fotos: Esteban Peláez-Sánchez.

Determinación taxonómica

Se debe contar con literatura actualizada para la identificación de los organismos. Una vez identificados, estos deben ser fotografiados con la mejor calidad posible y los especímenes en mejores condiciones deben ser almacenados en colecciones de referencia. En Colombia, las colecciones se registran ante el Instituto Humboldt, con el fin de que sirvan para futuras investigaciones y la información repose en bases de datos digitales con acceso en línea, como el Sistema de Información en Biodiversidad (SIB) (Figura 18).

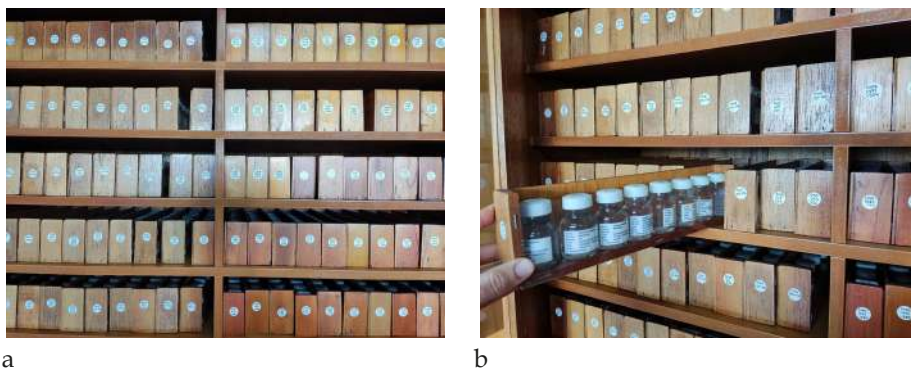


Figura 18. Almacenamiento de muestras en colección de referencia.
Fotos: Esteban Peláez-Sánchez.

Métodos de cultivo en laboratorio

Para lograr la identificación plena de la mayoría de insectos se requiere asociar los estadios larvales acuáticos con el adulto. Para ello es necesario traer las larvas vivas al laboratorio y mantenerlas en acuarios, hasta concluir su metamorfosis, para obtener el insecto adulto (Roldán, 1996). Dichos acuarios deben imitar las condiciones originales del mesohábitat y microhábitat de las larvas e, idealmente, llevar agua del lugar de muestreo, previamente filtrada, y contar con aireador y termostato, cuando aplique. Además, el transporte entre el lugar de colecta y el laboratorio debe hacerse en el menor tiempo posible en recipientes con el sustrato natural del ecosistema y a temperaturas bajas, para conservar el oxígeno (**Figura 19 a**). El acuario, frecuentemente de 40 x 20 x 20 cm, debe estar cubierto por una maya de nylon que contenga a los adultos, para su recolección e identificación taxonómica (**Figura 19 b**). Este tipo de cultivos también pueden ser usados para estudios ecofisiológicos o toxicológicos en macroinvertebrados.

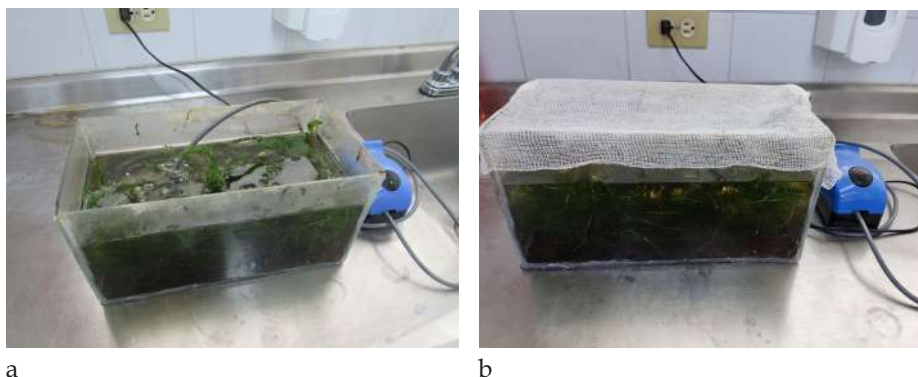


Figura 19. Cultivos de larvas de macroinvertebrados en laboratorio.
Fotos: Esteban Peláez-Sánchez.

Referencias

- APHA - American Public Health Association, AWWA - American Water Works Association, & WEF - Water Environment Federation. (2022). *Standard methods for the examination of water and wastewater* (23 ed.).
- Barbour, M. T., Gerritsen, J., Snyder, B. D., & Stribling, J. B. (1999). *Rapid bioassessment protocols for use in streams and wadeable rivers: Periphyton, benthic macroinvertebrates and fish* (2 ed.). U.S. Environmental Protection Agency, Office of Water. <https://www3.epa.gov/region1/npdes/merrimackstation/pdfs/ar/AR-1164.pdf>
- Correa-Araneda, F. (2016). Diseño muestral y métodos de muestreo en ríos, lagunas y humedales para el estudio de bioindicadores de calidad de agua. En Chatata, B., Talaveran, C., & Villasante, F. (Eds.), *Estudio de comunidades biológicas como bioindicadores de calidad de agua*. Universidad Nacional de San Agustín, Concytec.
- Domínguez, E., & Fernández, H. R. (2009). *Macroinvertebrados bentónicos sudamericanos: Sistemática y biología*. Fundación Miguel Lillo.
- Eleftheriou, A., & Moore, D. C. (2005). Macrofauna techniques. En Eleftheriou, A. y McIntyre, A. (Eds.), *Methods for the study of marine benthos* (3 ed., pp. 160-228). Blackwell.
- Hauer, F. R., & Resh, V. H. (2006). Macroinvertebrates. En Hauer, F. R., & Lamberti, G. A. (Eds.), *Methods in stream ecology* (pp. 435-464). Elsevier.
- Ideam - Instituto de Hidrología, Meteorología y Estudios Ambientales, & Invemar - Instituto de Investigaciones Marinas y Costeras José Benito Vives de Andrés. (2021). *Protocolo de monitoreo y seguimiento del agua*.

- Invenmar - Instituto de Investigaciones Marinas y Costeras José Benito Vives de Andr  is, & ANH - Agencia Nacional de Hidrocarburos. (2013). *Manual de métodos de ecosistemas marinos y costeros con miras a establecer impactos ambientales*.
- Lasso, C. A., Morales-Betancourt, M., & López-Agudelo, E. (2017). Esponjas. En Trujillo, F., & Lasso, C. A. (eds.), *Biodiversidad del río Bit  , Vichada, Colombia* (pp. 89-113). Serie Fauna Silvestre Neotropical. Instituto Humboldt.
- Linares, E., Lasso, C. A., Vera, M., & Morales-Betancourt, M. A. (2018). *Moluscos dulceacuícolas de Colombia*. Serie Recursos Hidrobiológicos y Pesqueros Continentales de Colombia XVII, Instituto Humboldt.
- Mason, W., & Yevich, P. (1967). The use of phloxine B and rose Bengal stains to facilitate sorting benthic samples. *Transactions of the American Microscopical Society*, 86(2), 221-223. <https://doi.org/10.2307/3224697>
- Merritt, R. W., Cummins, K. W., Resh, V. H., & Batzer, D. P. (2008). Sampling aquatic insects: Collection devices, statistical considerations, and rearing procedures. En Merritt, R. W., Berg, M. B., & Cummins, K. W. (Eds.), *An introduction to the aquatic insects of North America* (pp. 15-38). Kendall/Hunt.
- Murtaugh, M. P., & Hernández, L. (2014). Inventario de la macro-fauna reclutada sobre sustrato artificial suspendido en bahía Concepción, Baja California Sur, México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 85(2), 402-413. <https://doi.org/10.7550/rmb.34225>.
- Quesada-Alvarado, F., & Solano-Ulate, D. (2020). Colonización de macroinvertebrados acuáticos en tres tipos de sustratos artificiales, en un río tropical. *Revista de Biología Tropical*, 68(S2), S68-S78. <http://dx.doi.org/10.15517/rbt.v68is2.44339>
- Rader, R. B., Batzer, D. P., & Wissinger, S. A. (Eds.) (2001). *Biomonitoring and management of North American freshwater wetlands*. John Wiley & Sons.
- Ramírez, A. (2010). Métodos de recolección. *Revista de Biología Tropical*, 58(S4), 41-50. <https://www.scielo.sa.cr/pdf/rbt/v58s4/a02v58s4.pdf>
- Ramos, F. J., Quiroz, A. de J., Ramírez, U. P. y Helgueras, A. L. (2004). *Manual de hidrobot  nica. Muestreo y análisis de la vegetación acuática*. AGT.
- Roldán, G. (1996). *Guía para el estudio de los macroinvertebrados acuáticos del departamento de Antioquia*. Fondo FEN Colombia, Colciencias, Universidad de Antioquia.
- Trama, F. A., Rizo Patrón V., F. L., & Springer, M. (2009). Macroinvertebrados bentónicos del humedal de Palo Verde, Costa Rica. *Revista de Biología Tropical*, 57(S1), 275-284. <https://www.redalyc.org/pdf/449/44918950034.pdf>
- Wetzel, R. G., & Likens, G. E. (2000). *Limnological analyses*. Springer-Verlag.



Muestreo de con red de pantalla. Foto: Esteban Peláez.

PARTE II

MACROINVERTEBRADOS ACUÁTICOS DE COLOMBIA: TAXONOMÍA Y BIOINDICACIÓN



Esponja: *Drulia uruguayensis*; bosque inundable río Orinoco, Vichada.
Foto: Felipe Villegas.

Capítulo 3

Porifera: esponjas de agua dulce de Colombia

Carlos A. Lasso¹, Isabella Rozo-Aunca², Mónica A. Morales-Betancourt³, Daniela Blanco², Dairo H. Marín-Casas^{2/4} y Juan A. Sánchez²

Resumen

Se reconoce para Colombia una riqueza estimada en unas 20 especies de esponjas de agua dulce, agrupadas en tres familias y seis géneros (Potamolepidae: género y especie no identificada; Metaniidae: *Drulia*, *Metania*; Spongillidae: *Radiospongilla*, *Saturnospongilla*, *Spongilla* y *Trochospongilla*). Hay información parcial sobre la distribución geográfica de esponjas dulceacuícolas en las cuencas del Orinoco, Magdalena y Amazonas, pero no hay datos publicados de su distribución en el Caribe y la vertiente Pacífico. En este capítulo se presenta una descripción taxonómica a nivel de familias, géneros y algunas especies, con claves taxonómicas, así como algunos aspectos bioecológicos, y se discute acerca de la potencialidad de este grupo en la bioindicación.

Palabras clave: bioindicadores, Metaniidae, Potamolepidae, Spongillidae, taxonomía.

-
1. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, Bogotá, Colombia. classo@humboldt.org.co
 2. Laboratorio de Biología Molecular Marina (Biommar), Departamento de Ciencias Biológicas, Facultad de Ciencias, Universidad de los Andes. juansanc@uniandes.edu.co; df.blanco79@uniandes.edu.co; isabellarozoa@gmail.com
 3. Investigadora independiente, Bogotá, Colombia. monicaamoraless@gmail.com
 4. Grupo de Investigación en Biología Evolutiva, Programa de Biología, Universidad de Sucre, Sincelejo, Colombia. d.marinc@uniandes.edu.co

Abstract

For Colombia, an estimated richness of about 20 species of freshwater sponges is recognized, grouped into three families and six genera (Potamolepidae: genus and species unidentified; Metaniidae: *Drulia*, *Metania*; Spongillidae: *Radiospongilla*, *Saturnospongilla*, *Spongilla* and *Trochospongilla*). There is partial information on the geographical distribution of freshwater sponges in the Orinoco, Magdalena and Amazon basins, but there is no published data on their distribution from the Caribbean and Pacific slopes. This chapter gives a taxonomic description at the level of families, genera and some species, taxonomic keys, as well as some bioecological aspects and discusses the potential of this group in bioindication.

Keywords: Bioindicators, Metaniidae, Potamolepidae, Spongillidae, taxonomy.

Introducción

La riqueza de especies de esponjas de agua dulce en las regiones tropicales ha sido subestimada. Existen estudios taxonómicos en América del Sur en los que se ha demostrado que la fauna de esponjas de agua dulce es de las más diversas del mundo. En Suramérica, se conocen 21 géneros vivientes, la mayoría en las cuencas de los ríos Amazonas, Paraná y Uruguay. Brasil es el país que actualmente posee la mayor diversidad de especies conocidas, seguido de Argentina y Venezuela (Volkmer-Ribeiro y Pimpao, 2007). Para la región continental Caribe hay información adicional sobre Venezuela, con 19 especies; Suriname, con 4 spp.; y Guyana, con una especie. (Manconi y Pronzato, 2005). Las esponjas de agua dulce han sido utilizadas desde el pasado por las comunidades indígenas amazónicas precoloniales en la elaboración de la cerámica (Natalio et al., 2015) y, como veremos más adelante, tienen un gran potencial en bioindicación, medicina e industria.

En Colombia, las primeras investigaciones fueron de índole más ecológica. Así, contamos con el trabajo de Lasso et al. (2017), quienes estudiaron las esponjas, *Metania reticulata* y *Drulia uruguayensis* en cuatro hábitats de la planicie inundable del río Bitá, cerca de su confluencia con el río Orinoco. Estos autores evaluaron la distribución, abundancia y ubicación de las esponjas en el gradiente vertical de inundación durante un ciclo hidrométrico anual. Posteriormente, se desarrolló un estudio de análisis filogenético de esponjas de agua dulce mediante ADN mitocondrial COI (Chilma-Arias, 2018), donde se muestrearon las cuencas del Amazonas, el Orinoco (incluye lagos altoandi-

nos) y el Magdalena. En este trabajo se muestra la presencia en Colombia de al menos siete especies de esponjas que forman parte de tres familias (Metaniidae, Potamolepidae y Spongillidae). Lasso (2020) publicó el primer artículo científico divulgativo de las esponjas altoandinas, amazónicas y orinocenses y, ese mismo año, Lasso et al. (2020), mediante la taxonomía tradicional, identificaron de manera preliminar tres especies de la familia Metaniidae en el río Orinoco (*Drulia conifera*, *Drulia uruguayensis* y *Metania reticulata*), dos especies indeterminadas más de la familia Metaniidae y dos especies igualmente no identificadas de la familia Potamolepidae. Romero-Maestre (2022) estudió las relaciones tróficas de los macroinvertebrados acuáticos (MIA) asociados a *D. uruguayensis* en dos tributarios del río Bitá, Orinoquia. Las comunidades de estos MIA asociados a esponjas han revelado una diversidad importante, nueve órdenes, 44 familias y al menos 53 taxones (Granados-Martínez et al., en preparación).

El estudio más reciente y completo de las esponjas de Colombia es la tesis de Isabella Roza-Aunca (2023), quien realizó una aproximación taxonómica y geográfica de las tres familias de esponjas cuya presencia en Colombia había sido reconocida previamente: Spongillidae, Metaniidae y Potamolepidae. Roza-Aunca estudió esponjas provenientes de tres cuencas hidrográficas: Orinoco, incluyendo la región altoandina, laguna de Chingaza y lago de Tota (Boyacá); Amazonas y Magdalena. Para ello, se basó en el estudio de espículas (megaescleras, microescleras y gemoescleras), dada su utilidad taxonómica a nivel de familia e incluso específico en muchos casos. Se confirmó la presencia de las tres familias (Spongillidae, Potamolepidae y Metaniidae), seis géneros y al menos unas 12 especies. Por último, Blanco (2023) evaluó la contribución de algas simbióticas en la productividad de esponjas de agua dulce (Spongillidae) en el lago de Tota (Boyacá).

Este capítulo muestra entonces la lista más actualizada de las especies/morfoespecies identificadas o potencialmente presentes en Colombia, con su distribución geográfica, las descripciones de las tres familias y claves para la identificación, así como algunos datos biológicos y su potencialidad en la bioindicación.

Biología

No hay mucha información o conocimiento sobre la biología y ecología de las esponjas en Colombia. Los únicos datos disponibles, mencionados arriba, se refieren básicamente a la relación de las esponjas con la planicie y bosques

inundables (Lasso et al., 2020), su potencial relación simbiótica (Blanco, 2023) y los avances acerca del papel de las mismas como hábitat, microhábitat y refugio de los ensamblajes de los macroinvertebrados acuáticos (**Figura 1**).



Figura 1. *Synoestropsis* sp. (Trichoptera, Hydropsychidae) asociado a esponjas Metaniidae de profundidad: río Orinoco. Foto: Mónica A. Morales-Betancourt.

Un elemento esencial de las esponjas es que son organismos sésiles que, además de espongina, poseen en muchos casos espículas de sílice que dan forma al animal y sus colonias, como es más evidente en la familia Metaniidae. Asimismo, internamente, en la estructura reticular que forman, están las gémulas, estructuras muy diferenciadas para la reproducción asexual que les confieren resistencia durante los periodos de aguas bajas e incluso de desecación completa (Volkmer-Ribeiro y Pimpao, 2007) (**Figura 2**). También se encuentran las gemoescleras, que son parte del esqueleto y se asocian a las gémulas (Frost, 2001) y forman estructuras para reproducirse asexualmente durante periodos de estrés, como han señalado Manconi y Pronzato (2008). Este “estrés” debe entenderse no obstante como parte de la ciclicidad natural -nivel hidrométrico- de los ríos y de la magnitud, amplitud y duración del pulso de inundación en la planicie, durante la época seca y el posterior estiaje. Se supone que también hay reproducción de tipo sexual -vía larvas de vida libre-, como en otras esponjas, pero esto no ha sido estudiado en Colombia.

Las especies de los géneros *Metania* y *Drulia* tienen un esqueleto reticulado de consistencia muy dura y rígida, que permite a las esponjas, aunque estén muertas, permanecer fijas en el sustrato cuando baja el nivel de las aguas.



Figura 2. *Drulia uruguayensis*. Detalle del esqueleto reticular con las espículas evidentes y las gémulas. Afluente del río Orinoco, Vichada.

Foto: Mónica A. Morales-Betancourt.

Eso permite mantener las gémulas producidas en la generación anterior, las cuales se activan en la próxima inundación, hasta formar una nueva capa de tejido vivo sobre la esponja muerta (Volkmer-Ribeiro & Pauls, 2000). De esta manera, las esponjas van aumentando su volumen de un ciclo hidrológico a otro (Lasso et al., 2017) (**Figura 3**).



Figura 3. *Drulia uruguayensis* en una rama del bosque inundable. La colonia esférica aparece como “volteada” y muestra el interior de la esponja, donde se observa, a manera de anillos, lo que podría corresponder a diferentes periodos de inundación. Afluente del río Orinoco, Vichada. Foto: Carlos A. Lasso.

La forma o hábitos de vida son variables de acuerdo con los ecosistemas donde se encuentran las esponjas. Hay especies que están sumergidas todo el tiempo (p. ej., Spongillidae, en lagunas altoandinas; Potamolepididae en el río Orinoco) y otras que se sumergen periódicamente (p. ej., Metaniidae, en ríos

y planicies inundables del Orinoco o el Magdalena), aunque se ha observado que algunas especies pueden alternar ambos hábitos. En Colombia han sido recolectadas en lagunas de páramo, en cumbres altoandinas a más de 3100 m s.n.m. (p. ej., laguna de Chingaza y lago de Tota, u otras lagunas de origen glaciar), y en lagunas inundables a nivel del mar en la zona inundable de los ríos Magdalena, Amazonas, Orinoco, e incluso en fondos rocosos y raudales del río Orinoco y el río Amazonas a profundidades variables (Lasso et al., 2020). Esto determina entonces una cierta relación o patrón morfoecológico. Por ejemplo, las esponjas de la laguna de Chingaza presentan un mismo morfo, todas son de espongina, de color gris y esqueleto bastante blando, ya que crecieron en el mismo ambiente de aguas lénticas y muy profundas. Otro patrón observado en las esponjas del fondo y raudales del río Orinoco, donde hay bastante corriente, es que desarrollan un esqueleto más duro para soportar la velocidad del agua o se disponen debajo de las rocas y sustratos donde el efecto de arrastre es menor (Rozo-Aunca, 2023; Lasso obs. pers.) (**Figura 4**).

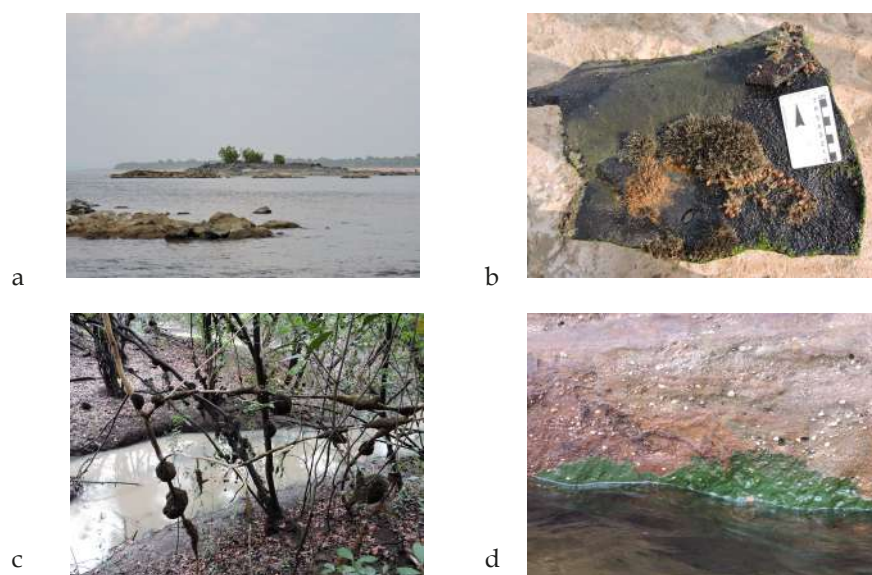


Figura 4. Esponjas del río Orinoco y lago de Tota. a) Raudal Roncador, río Orinoco, Vichada, hábitat de varias especies de esponjas. b) Esponjas de las familias Metaniidae y probablemente Potamolepidae y Spongillidae con moluscos asociados, provenientes del raudal Roncador, río Orinoco. c) *Drulia uruguayensis* en bosque inundable, caño Mosco, río Bitá, afluente del Orinoco, Vichada. d) Spongillidae, lago de Tota (Boyacá, Andes), aproximadamente 3000 m s.n.m. Fotos: Mónica A. Morales-Betancourt (a, b, c); Carlos A. Lasso (d).

Las esponjas son de gran importancia ecológica, por su papel como filtradoras de sedimentos. De hecho, son consideradas “trampas” de sedimentos y pueden retener granos muy finos de menos de 200 μm (Girard et al., 2020). Es por ello que generalmente solo se encuentran en ríos y lagunas de aguas claras o negras (Lasso, 2020), aunque en ocasiones sí pueden estar en aguas blancas o ligeramente turbias, asociadas a los bosques y planicies inundables.

Aspectos de bioindicación

Según la configuración retículo-espicular que determina la forma clásica de las esponjas, hay unos orificios o agujeros de entrada (poros) y salida del agua (ósculo), relacionados con el proceso de filtración. En el interior, hay cámaras filtradoras del agua (coanocitos) representadas por células con un pequeño filamento que les permiten mover las corrientes de agua y así alimentarse. Este proceso fisiológico es la base para su entendimiento como organismos bioindicadores (**Figura 5**).

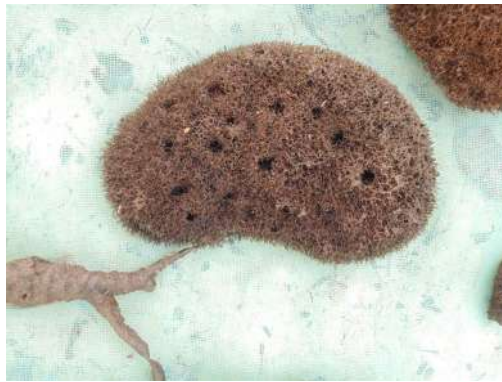


Figura 5. *Drulia uruguayensis* (centro) y *Metania reticulata* (parte inferior izquierda). Nótese los orificios de entrada de agua; río Bitá, afluente del Orinoco. Foto: Mónica A. Morales-Betancourt.

La mayoría de información disponible sobre el papel de las esponjas como bioindicadoras tiene que ver con la contaminación del agua, pero en áreas no tropicales. Una esponja de agua dulce de distribución cosmopolita, la *Ephydatia fluviatilis*, ha sido empleada ampliamente como indicadora de la contaminación y del impacto antropogénico en general, pues la especie está adaptada a condiciones eutróficas y tolera la influencia de la contaminación doméstica (Li et al., 2018). Las esponjas son reconocidas entonces como bioindicadoras

de estrés ambiental, calidad del agua y múltiples contaminantes, en especial los metales pesados (Girard et al., 2020). Un estudio en ríos serbios, por ejemplo, especula acerca de la propensión de las esponjas a mostrar espículas aberrantes en función de los cambios en los parámetros físico-químicos del agua (p. ej., bicarbonatos, Fe, Cr, Ni, Mg) (Andus et al., 2018). Otros ejemplos a destacar son resultado del estudio de Yakhnenko et al. (2022), a partir del cual se demostró que las esponjas endémicas del lago Baikal (*L. baikalensis*) son adecuadas como bioindicadores de la contaminación del agua con elementos tóxicos (cadmio, cobre y plomo). Existen también ensayos en condiciones controladas de laboratorio que han demostrado el potencial fagocítico y la generación de moléculas citotóxicas (anión superóxido, óxido nítrico y fenoloxidasas) en células de la esponja dulceacuícola *Eunapius carteri* bajo concentraciones subletales de carbonato de sodio para evaluar los niveles de estrés fisiológico (Mukherjee et al., 2015). Otros estudios han mostrado los efectos de los metales en las esponjas de agua dulce mediante experimentos en campo y en laboratorio en tres especies de agua dulce (*Ephydatia fluviatilis*, *Ephydatia muelleri* y *Spongilla lacustris*). En esta experiencia se encontraron niveles altos de metales en el agua (Ba, Cd, Cr, Mn, Mo, Ni, Pb y Zn). Asimismo, observaron también distintas malformaciones de espículas, lo que evidencia que las esponjas habían acumulado metales pesados. Algo interesante para futuros estudios de bioindicación es que estos autores demostraron que dichos metales no se acumulan en las espículas, sino en el esqueleto orgánico y el tejido vivo (Richelle et al., 1995).

Otro aspecto novedoso y no considerado, al menos en Colombia, es la utilidad de las esponjas como bioindicadoras en medicina. Por ejemplo, un estudio sobre la microbiota de una esponja de agua dulce en Brasil (*Tubella variabilis*) mostró la potencialidad de la producción de agentes antimicrobianos por parte de las comunidades bacterianas (Laport et al., 2019). Hay un estudio clásico de Willenz et al. (1986) que demostró la capacidad de esponjas de agua dulce para eliminar una cantidad significativa de *Echerichia coli* del medio ambiente. En parasitología, se investigaron biopelículas de *Spongilla lacustris* asociadas al sustrato para poder detectar patógenos transmitidos por el agua. Se detectó la presencia de ooquistes de *Cryptosporidium*, un parásito que se encuentra en aguas contaminadas y que es responsable de causar brotes de diarrea, lo cual es esencial para garantizar una calidad del agua que puede ser consumida por el humano (Masangkay et al., 2019). Por tanto, las esponjas de agua dulce podrían utilizarse como bioindicadores de la calidad microbiológica del agua. Esto es muy importante, porque las esponjas filtran

el agua y retiran las bacterias, que son su alimento principal (Volkmer-Ribeiro y Pimpao, 2007).

Otra posible aplicación en el monitoreo ambiental se basa en su utilidad para reconocer el ADN de otros vertebrados acuáticos circundantes a las esponjas, en comparación con los muestreadores robóticos convencionales de ADN ambiental. Los poríferos actúan entonces como monitores biológicos que proporcionan información de un periodo de tiempo, mientras que los sistemas de muestreo tradicionales, como las redes de arrastre, solo representan un único punto en el tiempo (Girard et al., 2020). Igualmente desempeñan un papel importante en los procesos geoquímicos de mineralización y sirven de refugios para muchos macroinvertebrados acuáticos (Granados-Martínez et al., en preparación).

Un hecho a destacar y de aplicación inmediata es su utilidad en la bioindicación como herramienta biótica para la definición de los límites funcionales de los humedales, pues son bioindicadoras de la cota máxima de inundación (profundidad) y amplitud del pulso de inundación, por lo que su presencia es prueba directa de la salud de los humedales (Longo & Lasso, 2014) (**Figura 6**). Hemos visto también que las esponjas van aumentando su volumen corporal de un ciclo hidrológico a otro (Lasso et al., 2017) y por ello pueden ser consideradas bioindicadoras de los ciclos hidrométricos estacionales (anuales). En este sentido, son útiles para hacer seguimiento a la implementación de la estacionalidad en los “caudales ecológicos”.

A nivel biogeográfico, las esponjas también posibilitan hacer análisis de tipo paleoambiental, pues permiten reconstruir cómo ha sido el proceso de inundaciones en el pasado. A este respecto, Morcote-Ríos (2006), desde la perspectiva arqueológica, demostró su valor bioindicador de la inundación del río Ica, un igapó amazónico estacional del interfluvio Solimões (Amazonas-Putumayo), durante inundaciones periódicas en tiempos pretéritos asociados a asentamientos indígenas. Por último, en relación con este tema arqueológico, las espículas de las esponjas *Drulia uruguayensis* (Metaniidae) fueron utilizadas por las comunidades indígenas amazónicas precoloniales en la elaboración de las vasijas y otros implementos de subsistencia para contrarrestar el daño mecánico y térmico durante la elaboración (secado y cocción) y uso de las mismas (Natalio et al., 2015; Tarble de Scaramelli, comunicación personal a Carlos A. Lasso).



Figura 6. *Drulia uruguayensis*. Obsérvense los diferentes niveles hidrométricos y la disposición de las colonias de esponjas; laguna El Pañuelo, planicie inundable del río Orinoco. Foto: Mónica A. Morales-Betancourt.

Taxonomía y distribución geográfica

A continuación, se listan y describen las familias, géneros y especies reconocidos en Colombia (**Tabla 1**).

Tabla 1. Listas de esponjas descritas para Colombia y su distribución.

Familias, géneros y especies	Descriptor	Distribución/observaciones
Metaniidae		
<i>Drulia conifera</i>	Bonetto & Ezcurra de Drago, 1973	Cuencas Amazonas y Orinoco
<i>Drulia uruguayensis</i>	Bonetto & Ezcurra de Drago, 1968	Cuencas Amazonas y Orinoco
<i>Drulia</i> sp.	Gray, 1867	Puede incluir una o dos especies
<i>Metania fittkaui</i>	Volkmer-Ribeiro, 1979	Cuencas Amazonas y Orinoco
<i>Metania reticulata</i>	(Bowerbank, 1863)	Cuencas Amazonas y Orinoco
<i>Metania</i> sp.	Gray, 1867	Cuencas Amazonas y Orinoco
Metaniidae (n.i.)		Incluye posiblemente tres especies

Familias, géneros y especies	Descriptor	Distribución/observaciones
Potamolepidae		
Potamolepidae sp. 1		Río Orinoco y afluentes (Vichada). Hay cuatro especies de dos géneros presentes en el Orinoco y afluentes de Venezuela: <i>Oncosclera</i> (3 spp.); <i>Uruguaya</i> (1 sp.)
Spongillidae		
<i>Radiospongilla</i> sp.	Penney & Racek, 1968	Cuenca del Orinoco (río Guayabero) y del Magdalena (ciénaga Ayapel)
<i>Saturnospongilla</i> sp.	Volkmer-Ribeiro, 1976	Tal vez se trate de <i>Saturnospongilla carvalhoi</i> (Volkmer-Ribeiro, 1976), única especie citada para el río Orinoco (Puerto Ordaz) (Volkmer-Ribeiro & Pauls, 2000) u otra especie nueva. En Colombia, está registrada en agua dulce en la ciénaga de Ayapel (Magdalena). <i>Saturnospongilla carvalhoi</i> ha sido registrada para el Caribe en la bahía Cispata, en agua salada y salobre (De la Ossa, 2022)
<i>Trochospongilla</i> sp.	Vejdovsky, 1883	Registrada en el Orinoco (cauce principal) y caño Cristales (río Guayabero). Hay tres especies reconocidas para Venezuela (Volkmer-Ribeiro & Pauls, 2000)
<i>Trochospongilla paulula</i>	Bowerbank, 1863	Ayapel (Magdalena). Citada para Venezuela, río Orinoco (Volkmer-Ribeiro & Pauls, 2000)
<i>Spongilla</i> sp.	Lamarck, 1816	Río Yari (Caquetá). Probablemente se trate de <i>Spongilla spoliata</i> de la Amazonia brasileña (Volkmer-Ribeiro & Maciel, 1983). Quirós-Rodríguez et al. (2017) la registran en el Caribe (bahía Cispata) en agua salada y salobre
Spongillidae sp. 1		Al menos una especie en la laguna de Chingaza (altiplano cundiboyacense). Hay seis géneros y ocho especies en Venezuela (Volkmer-Ribeiro & Pauls, 2000)

Familias, géneros y especies	Descriptor	Distribución/observaciones
Spongillidae sp. 2		Al menos una especie en el lago de Tota
Spongillidae sp. 3		Río Orinoco y afluentes (Vichada)
Spongillidae sp. 4		Río Yari, afluente del Caquetá (Amazonas)

Familia Metaniidae

La consistencia va desde muy frágil (*Drulia* spp.) o frágil, hasta dura o muy resistente (p. ej., *Metania reticulata*). De color marrón claro u oscuro a negro. La morfología es incrustante, bulbosa y globular o tubular con la superficie lisa, hispida o coanulosa. Esqueleto ectosomal conformado por espículas dispuestas tangencialmente en la membrana dérmica o con mechones de espículas de nuevas fibras emergentes. Esqueleto coanosomal alveolado (**Figura 7A**) o reticulado irregular (**Figura 7B**). Las megaescleras tienen forma de oxas (Figura 8) y los estróngilos son lisos o espinosos (**Figura 9**). En caso de presentar microescleras, son acantoestróngilas (**Figura 10**), acantoxas (**Figura 11**) o pseudobirotulas (**Figura 12**). Las gémulas, que son diagnósticas a nivel específico, varían de subesferas a ovaladas, con foramen y gemoescleras dispuestas radialmente. Estas gemoescleras pueden ser tubeliformes (**Figura 13**), parmuliformes (**Figura 14**) y con pseudobirotulos (**Figura 12**) (Hooper & Van Soest, 2002; Rozo-Aunca, 2023). En las **figuras 15 a 18** se muestran varias esponjas representativas de esta familia y las estructuras diagnósticas.

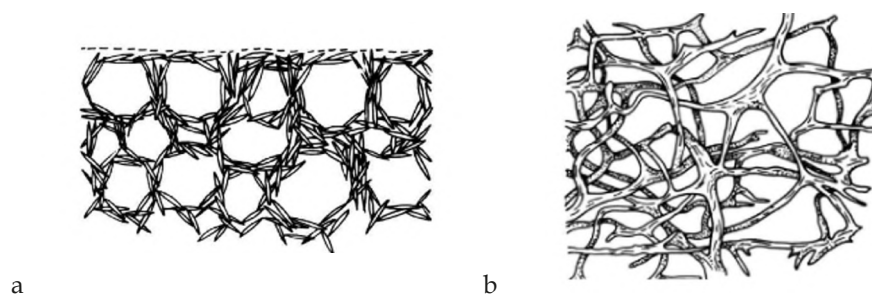


Figura 7. Esqueletos de esponjas. A: alveolado; B: reticulado.
Fuente: Boury-Esnault y Rutzler (2002, en Rozo-Aunca, 2023).

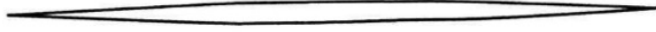


Figura 8. Megaesclera tipo oxa.

Fuente: Boury-Esnault y Rutzler (2002, en Rozo-Aunca, 2023).



Figura 9. Megaesclera tipo estróngilo.

Fuente: Boury-Esnault y Rutzler (2002, en Rozo-Aunca, 2023).



Figura 10. Microesclera tipo acantoestróngilo.

Fuente: Rasbold et al. (2023, en Rozo-Aunca, 2023).

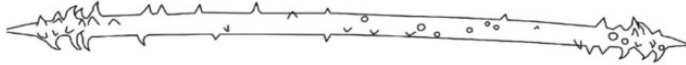


Figura 11. Micro/macroesclera tipo acantoxa.

Fuente: Rasbold et al. (2023, en Rozo-Aunca, 2023).



Figura 12. Gemoesclera tipo pseudobirotulo.

Fuente: Rasbold et al. (2023, en Rozo-Aunca, 2023).



Figura 13. Gemoesclera tipo tubeliforme.

Fuente: Rasbold et al. (2023, en Rozo-Aunca, 2023).



Figura 14. Gemoesclera tipo parmuliforme.

Fuente: Rasbold et al. (2023, en Rozo-Aunca, 2023).

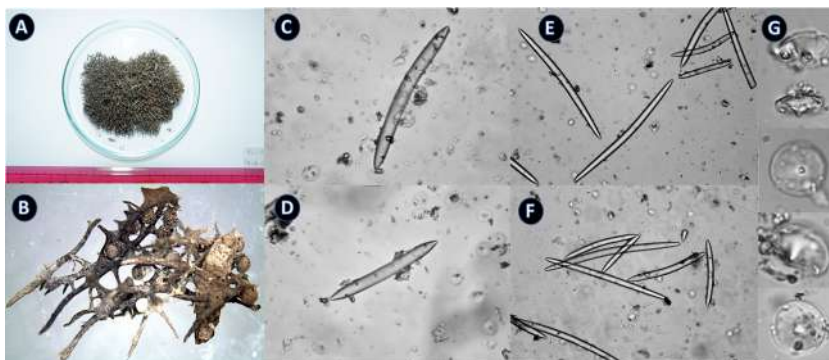


Figura 15. Esponjas representativas de la familia Metaniidae. A: *Drulia uruguayensis*; B: gémulas; C-D: megaescleras beta; E: megaescleras alfa, megaescleras beta; F: megaescleras alfa, megaescleras beta; G: gemoescleras.

Fuente: Rozo-Aunca (2023).

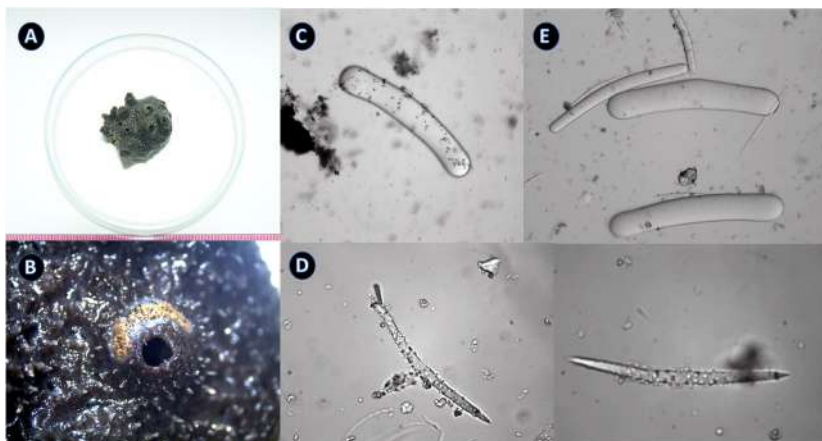


Figura 16. Esponjas representativas de la familia Metaniidae. A: *Drulia conifera*; B: ósculo; C: megaesclera; D: microescleras; E: megaescleras.

Fuente: Rozo-Aunca (2023).

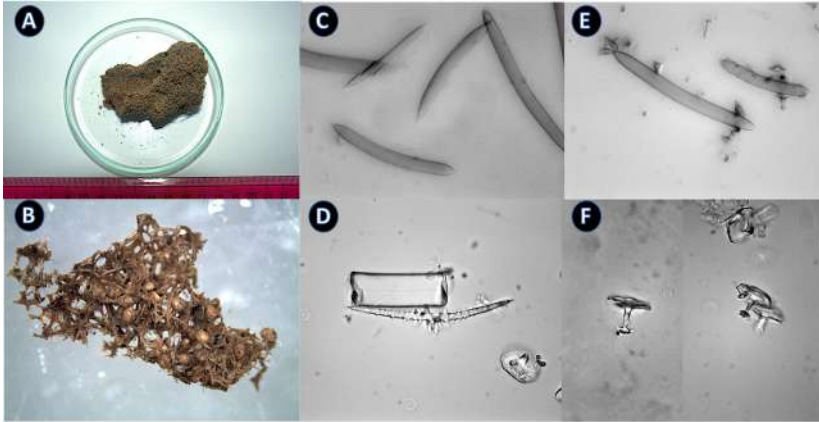


Figura 17. Esponjas representativas de la familia Metaniidae. A: *Metania fittkaui*; B: gémulas; C: megaescleras alfa; D: microesclera; E: megaesclera beta (roja); F: gemoescleras. Fuente: Rozo-Aunca (2023).



Figura 18. Esponjas representativas de la familia Metaniidae. A: *Metania reticulata*; B: gémulas; C: megaescleras beta; D: megaesclera alfa; E: microesclera; F: gemoescleras. Fuente: Rozo-Aunca (2023).

Familia Potamolepidae

Tiene estructura incrustada o ramificada y una consistencia dura, aunque muchos géneros y especies son muy frágiles. De colores blanquecinos, pardos, marrones o grisáceos. Esqueleto coanosomal alveolado (Figura 1A) e isotrópico paucispicular. La espongina suele ser escasa. Megaescleras tipo estróngilo robusto, que pueden ser lisas a granuladas (Figura 19). Oxas esca-

sas. Microescleras acantoxas abundantes. Las gémulas (Figura 19) presentan una “jaula” gemular de estróngilos, un foramen lateral simple y una capa neumática con cámaras. Las gemoescleras son elipsoides o estróngilos y de forma subesférica variable (Hooper & Van Soest, 2002, Rozo-Aunca, 2023).

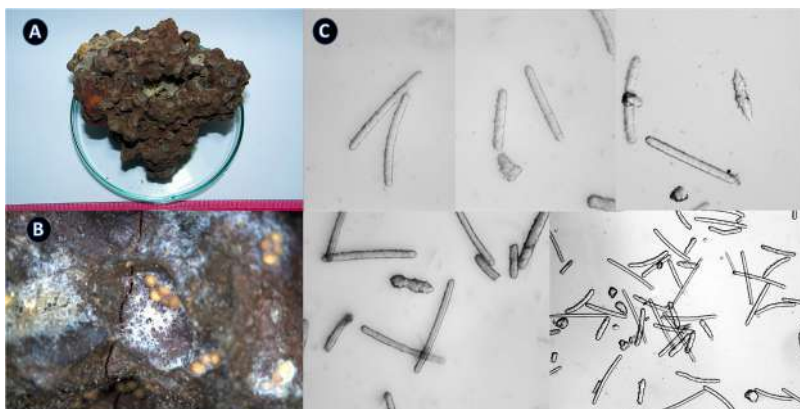


Figura 19. Esponjas representativas de la familia Potamolepididae. A: Potamolepididae; B: gémulas; C: megaescleras; raudales del Orinoco, Vichada.

Fuente: Rozo-Aunca (2023).

Familia Spongillidae

La forma puede ser globular (masiva), incrustante, lobulada e incluso arborescente, y la consistencia, frágil o dura. De color muy llamativo en vida, verde claro, oscuro y brillante, también marrón, dada la presencia de algas unicelulares (Blanco, 2023). Superficie lisa, hispida o coanulosa. Esqueleto coanosomal con una malla regular o irregular, pero con forma de retículo (Figura 7b). Generalmente con poca espongina. Megaescleras oxas (Figura 8) y estróngilos lisos, espinosos o granulados (Figura 9). Las microescleras, cuando están presentes, suelen ser oxas (Figura 10) y estróngilos (Figura 9). Las oxas son escleras con dos puntas, en este caso, puntiagudas, mientras que los estróngilos tienen puntas romas (Rozo-Aunca, obs. pers.). Gémulas siempre están presentes (Hooper & Van Soest, 2002; Rozo-Aunca, 2023). En las figuras 20 a 24 se muestran algunas especies representativas de esta familia

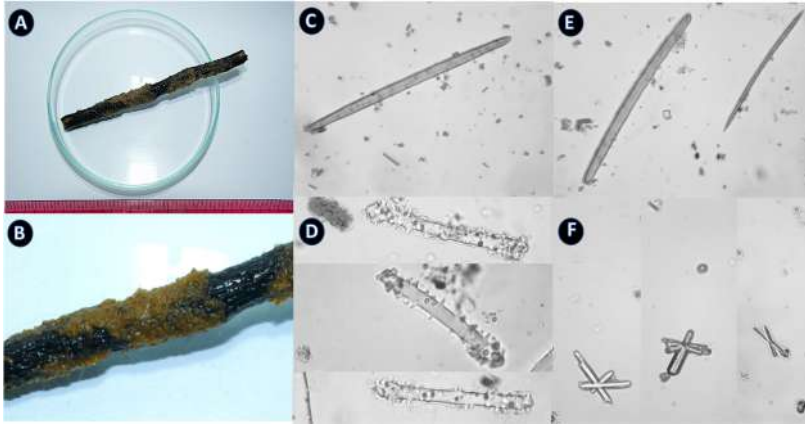


Figura 20. Esponjas representativas de la familia Spongillidae. A: *Radiospongilla* sp.; B: esqueleto de espongina; C y E: megaesclera; D y F: microescleras; laguna Los Bocachicos, río Guayabero, afluente del Guaviare, Meta.

Fuente: Rozo-Aunca (2023).

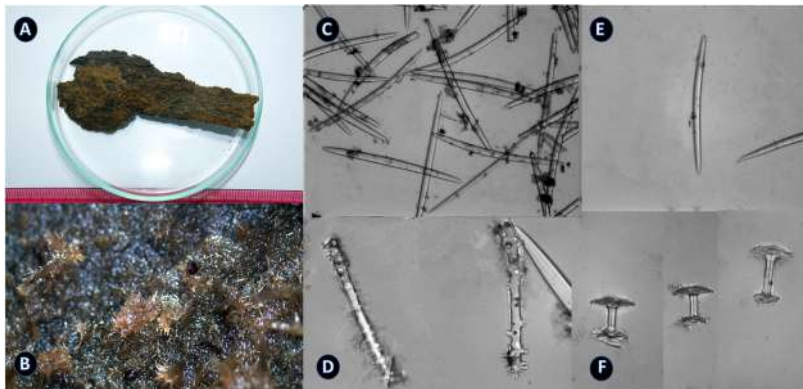


Figura 21. Esponjas representativas de la familia Spongillidae. A: *Saturnospongilla* sp.; B: gémulas; C y E: megaescleras; D: microescleras; F: gemoescleras. Fuente: Rozo-Aunca (2023).

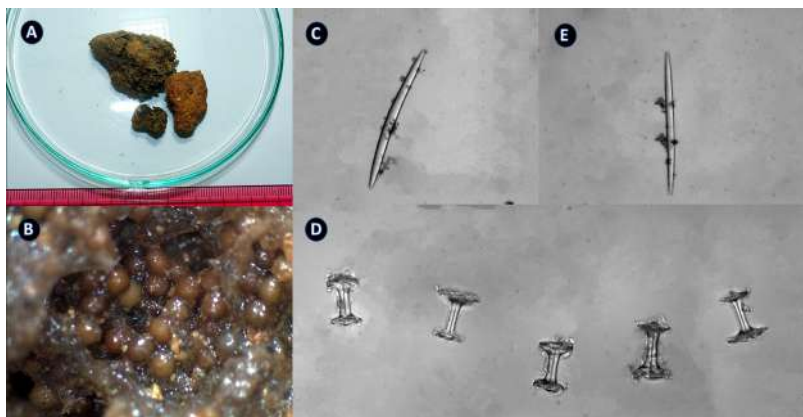


Figura 22. Esponjas representativas de la familia Spongillidae. A: *Trochospongilla paulula*; B: gémulas; C y E: megascleras; D: gemoescleras.

Fuente: Rozo-Aunca (2023).

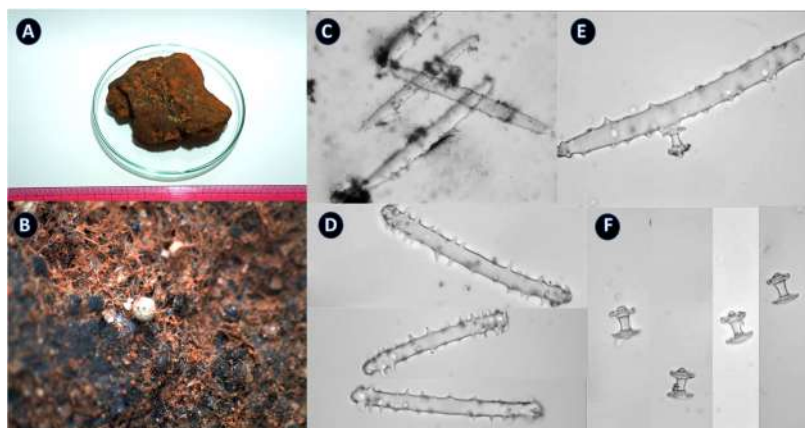


Figura 23. Esponjas representativas de la familia Spongillidae. A: *Trochospongilla* sp.; B: gémula; C-E: megascleras; F: birotulos; caño Cristales, afluente del río Guayabero, Sierra de La Macarena, Meta. Fuente: Rozo-Aunca (2023).

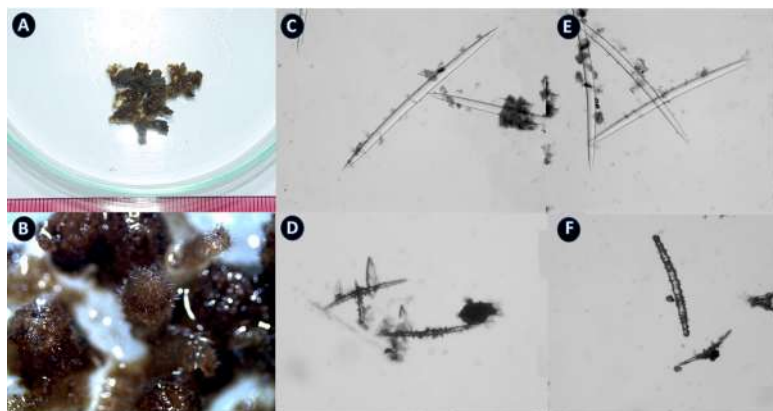
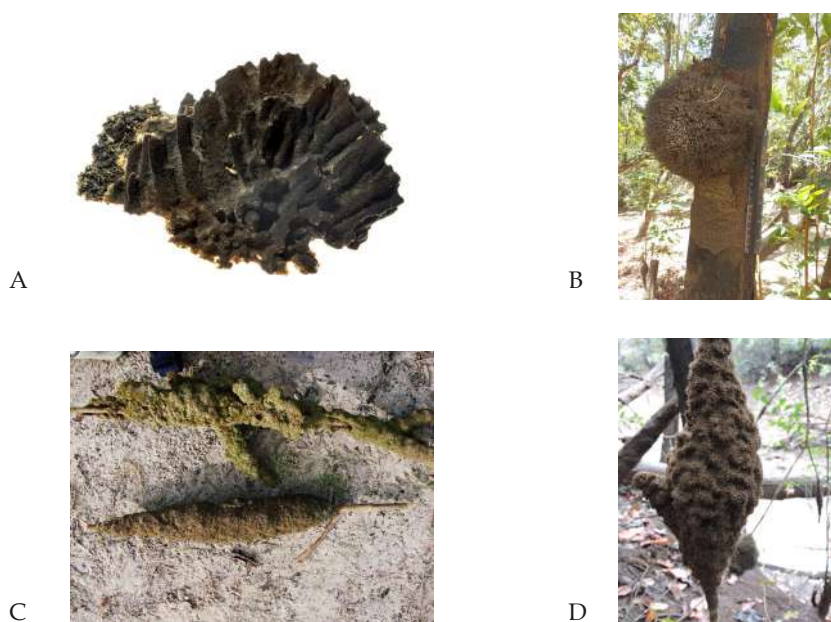


Figura 24. Esponjas representativas de la familia Spongillidae. A: *Spongilla* sp.; B: esqueleto de espongina; C y E: megaescleras; D: gemuloescleras; F: microesclera. Fuente: Rozo-Aunca (2023).

En la **figura 25** se muestran varias esponjas vivas o recolectadas recientemente.



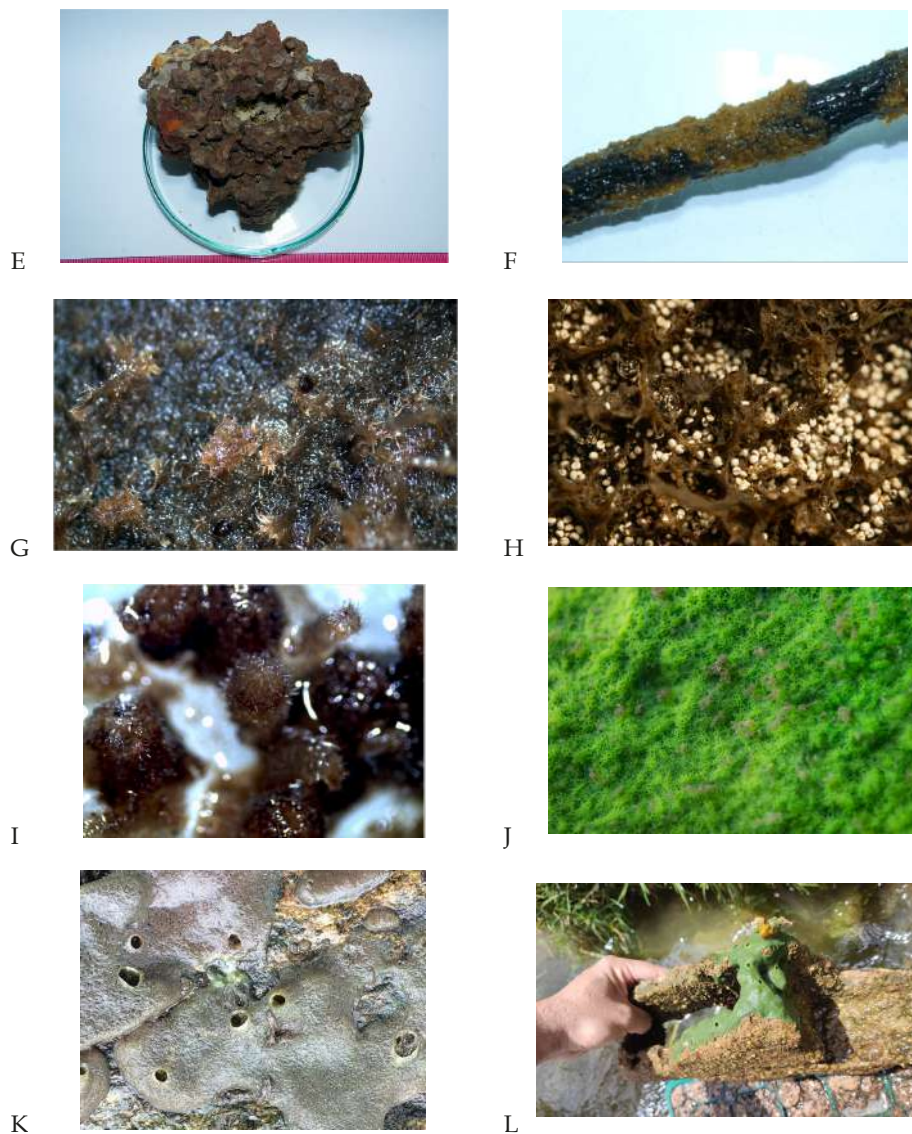


Figura 25. Imágenes representativas de algunas esponjas de agua dulce de Colombia. Familia Metaniidae: A: *Drulia conifera* (Jorge E. García-Melo); B: *Drulia uruguayensis* (Mónica A. Morales-Betancourt); C: *Metania fittkau* (Mónica A. Morales-Betancourt); D: *Metania reticulata* (Mónica A. Morales-Betancourt); E: Familia Potamolepidae. Familia Spongillidae: F: *Radiospongilla* sp.; G: *Saturnospongilla* sp.; H: *Trochospongilla paulula*; I: *Spongilla* sp. (Isabela Rozo-Aunca); J: *Trochospongilla* sp. (Iván Mikolji). Familia Spongillidae: K: laguna de Chingaza (Carlos A. Lasso); L: lago de Tota (Dairo C. Marín).

Distribución geográfica

A nivel hidrográfico, las tres cuencas más importantes de Colombia (Amazonas, Orinoco y Magdalena) cuentan con registros de esponjas (**Figura 26**), pero no hay información sobre la vertiente Pacífico y los ríos costeros, mientras que para los sistemas cenagosos de la cuenca Caribe hay un artículo en preparación para reportar dos especies de esponjas con su distribución geográfica de David-Colón et al., s.f.. Hasta el momento, la cuenca del río Orinoco (sector del cauce principal y planicie inundable, entre Puerto Carreño y Casuarito, Vichada), es la zona mejor muestreada y presenta la mayor riqueza de especies (al menos 19 *spp.*), si consideramos la sección limítrofe con Venezuela; le sigue la cuenca amazónica (al menos 8 *spp.*). La ciénaga de Ayapel (probablemente con 4 *spp.*) es un buen ejemplo de la potencialidad en la riqueza de especies que puede tener un ecosistema cenagoso de esa magnitud. Las lagunas del altiplano cundiboyacense, si bien pertenecen a la gran cuenca del Orinoco (Lago de Tota) tienen una clara diferenciación, dada su altitud, e incluyen al menos una morfoespecie cada una de la familia Spongillidae (Tabla 1).

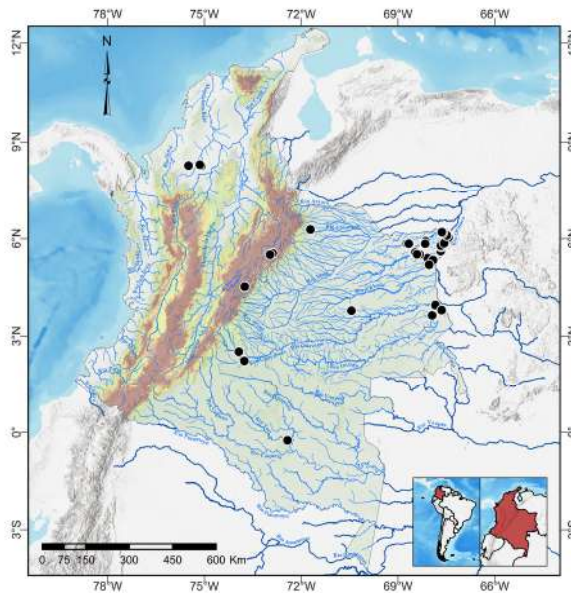
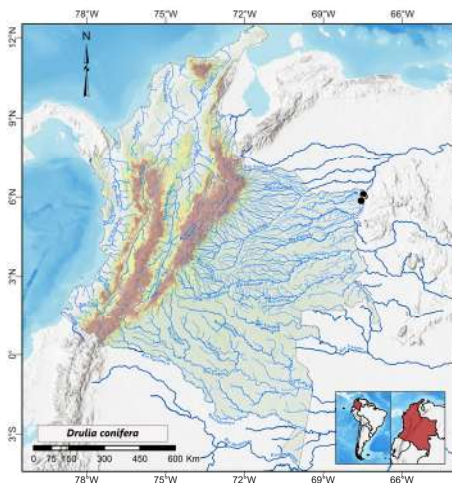


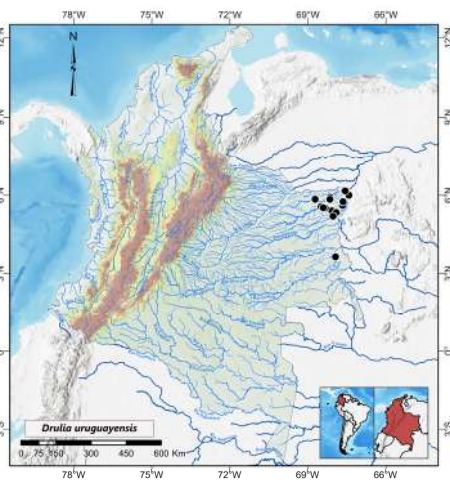
Figura 26. Distribución geográfica de esponjas en Colombia, según puntos de muestreo (2010-2023).

Familia Metaniidae

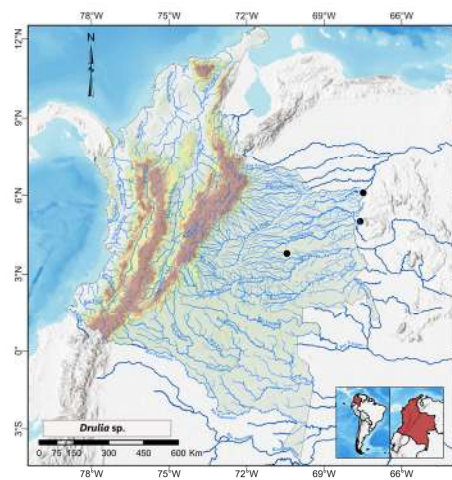
Todos los géneros, especies y formas no identificadas (*D. conifera*, *D. uruguayensis*, *M. fittkau*, *M. reticulata*, *Metania* sp. y Metaniidae (n.i.) se distribuyen en las cuencas del Orinoco y el Amazonas (Figuras 27 A-G).



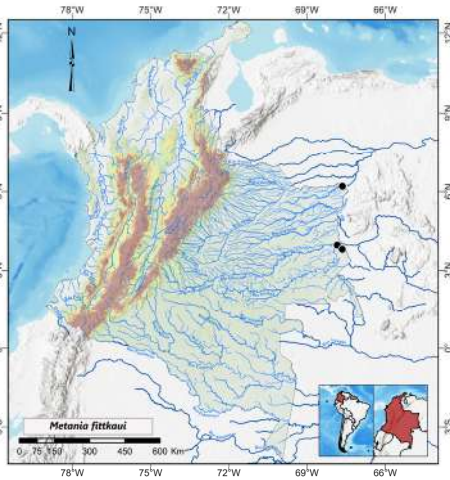
A



B



C



D

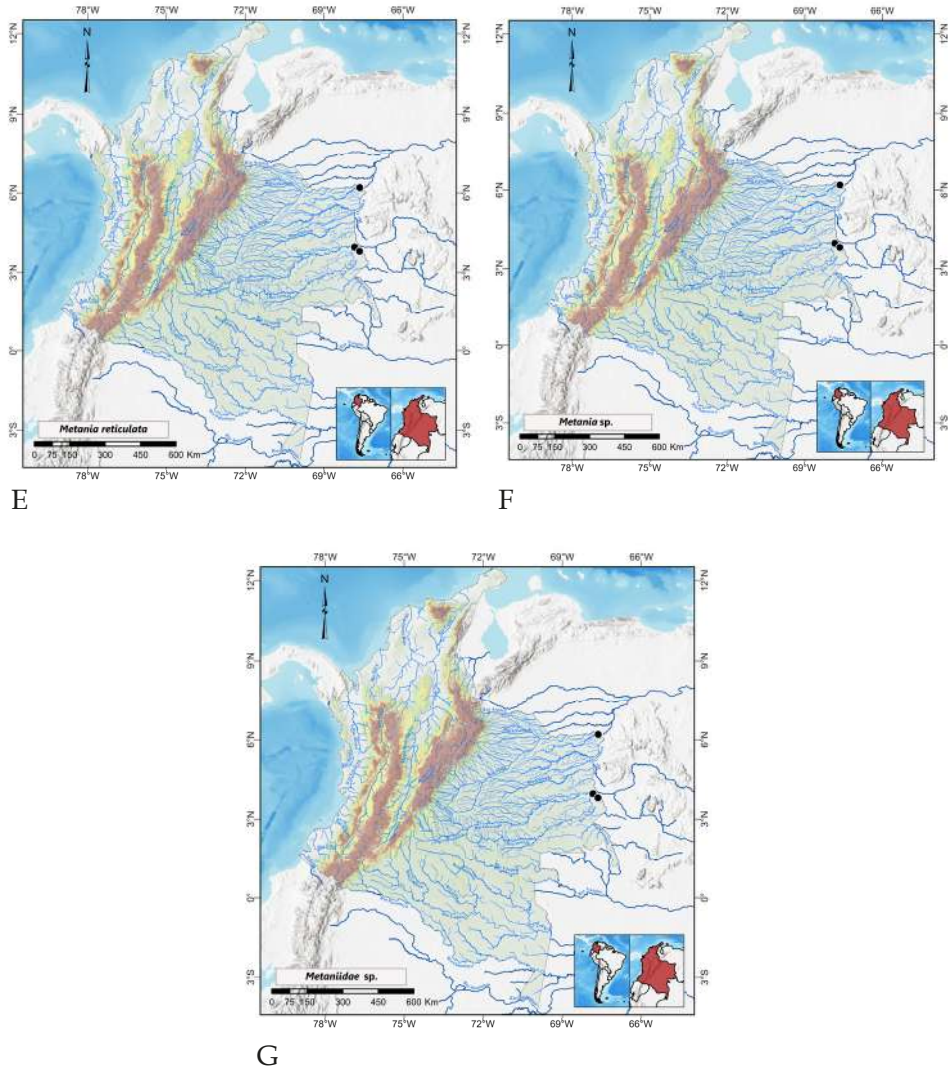


Figura 27. Distribución geográfica esponjas familia Metaniidae. A: *Drulia conifera*; B: *Drulia uruguayensis*; C: *Drulia* sp.; D: *Metania fittkau*; E: *Metania reticulata*; F: *Metania* sp.; G: Metaniidae (n.i.).

Familia Potamolepidae

El único morfo identificado hasta ahora está presente en las cuencas del Magdalena y el Orinoco (**Figura 28**).

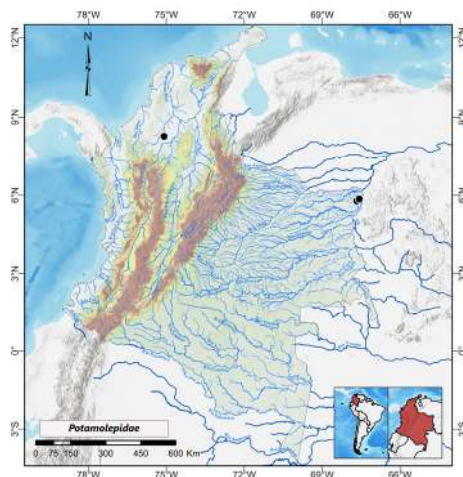


Figura 28. Distribución geográfica esponjas familia Potamolepidae.

Familia Spongillidae

Radiospongilla sp. tiene amplia distribución e incluye las cuencas del Orinoco (río Guayabero) y el Magdalena (ciénaga de Ayapel) (Rozo-Aunca, 2023); probablemente se trate de dos especies diferentes (**Figura 29**). *Saturnospongilla* sp. está en la ciénaga de Ayapel (Magdalena) y tal vez corresponda a *S. carvalhoi* Volkmer-Ribeiro, 1976. Esta especie fue citada para el río Orinoco (Puerto Ordaz) por Volkmer-Ribeiro & Pauls, (2000), razón por la cual podría tratarse de una especie nueva (**Figura 30**).

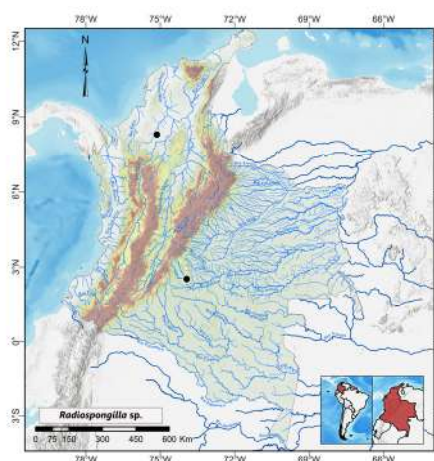


Figura 29. Distribución geográfica *Radiospongilla* sp.

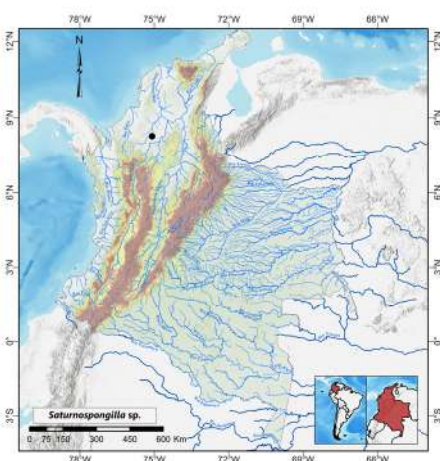


Figura 30. Distribución geográfica *Saturnospongilla* sp.

Trochospongilla paulula, ha sido registrada para Ayapel (Magdalena) (Rozo-Aunca, 2023) y citada para Venezuela, río Orinoco (Volkmer-Ribeiro & Pauls, 2000) (**Figura 31**).

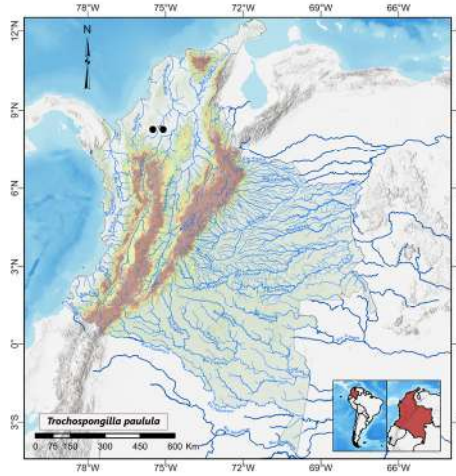


Figura 31. Distribución geográfica de *Trochospongilla paulula*.

Trochospongilla sp. ha sido reportada en el río Orinoco (cauce principal) y caño Cristales, afluente río Guayabero, subcuenca río Guaviare, sierra de La Macarena (Rozo-Aunca, 2023). Hay tres especies reconocidas para Venezuela (Volkmer-Ribeiro & Pauls, 2000). *Spongilla* sp. cuenta con un solo registro: río Yará (Caquetá) (Rozo-Aunca, 2023). Probablemente se trate de *S. spoliata*, distribuida en la Amazonia brasileña (**Figura 32**).

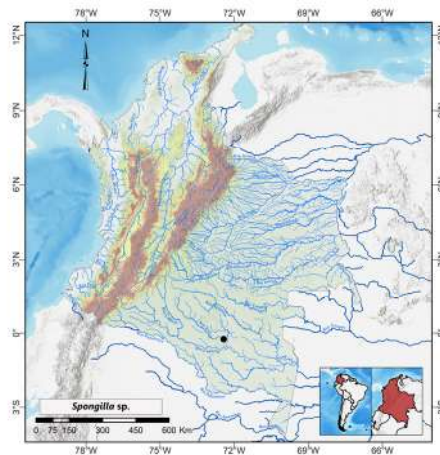


Figura 32. Distribución geográfica de *Spongilla* sp.

Spongillidae sp. 1: hay una morfoespecie registrada de esta familia en la laguna de Chingaza (altiplano cundinamarqués) (Rozo-Aunca, 2023). Hay seis géneros y ocho especies en Venezuela (Volkmer-Ribeiro & Pauls, 2000).

Spongillidae sp. 2: una “morfoespecie registrada en el lago de Tota” (altiplano Boyacá) a 3100 m s.n.m (Rozo-Aunca, 2023) (**Figura 33**).

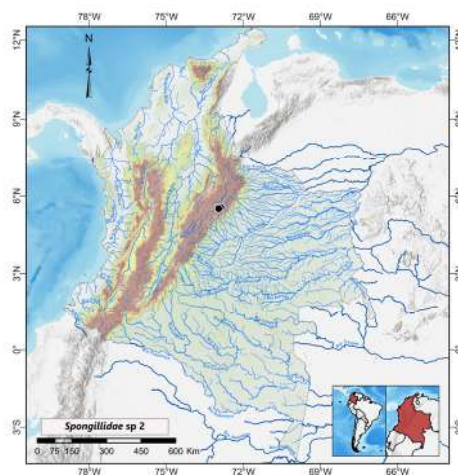


Figura 33. Distribución geográfica de Spongillidae sp. 2.

Spongillidae sp. 3 (Rozo-Aunca, 2023). Ampliamente distribuida en el río Orinoco y afluentes (Vichada) (**Figura 34**).

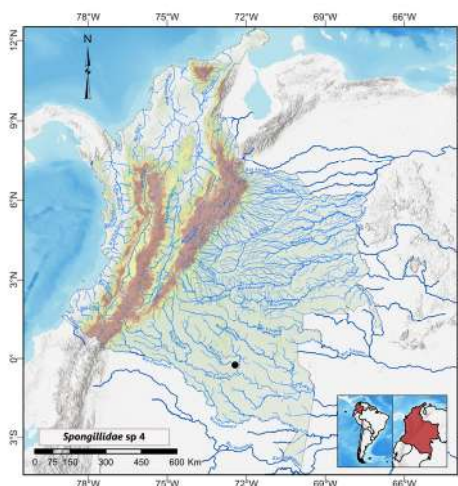


Figura 34. Distribución geográfica de Spongillidae sp. 3.

Spongillidae sp. 4 (Rozo-Aunca, 2023). Con un solo registro: en el río Yarí, afluente del Caquetá, cuenca del Amazonas (Caquetá) (**Figura 35**).

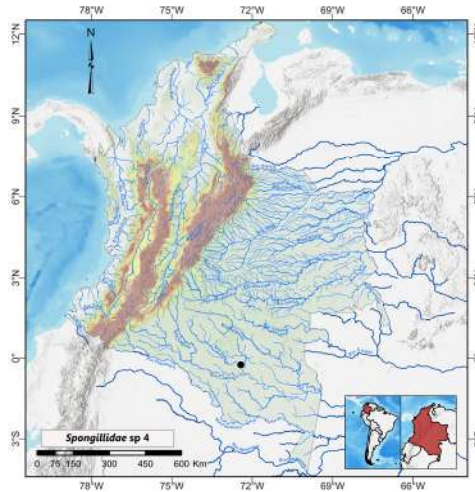


Figura 35. Distribución geográfica de Spongillidae sp. 4.

Clave taxonómica para esponjas de agua dulce de Colombia

Para contar con una identificación taxonómica precisa de este grupo, se usa el estudio de espículas, según su geometría y tamaño (Frost, 2001). Estas espículas, también llamadas escleras, son elementos endoesqueléticos de sílice presentes en todas las esponjas dulceacuícolas (Volkmer-Ribeiro & Pauls, 2000).

A continuación, se presenta una clave de las esponjas de agua dulce presentes en tres cuencas hidrográficas de Colombia según Rozo-Aunca (2023): Orinoco (incluye la región altoandina en la laguna de Chingaza), Amazonas y Magdalena. Para ello, se ha tomado como referencia la clave propuesta por Hooper y Van Soest (2002) y Volkmer-Ribeiro (1986).

Las esponjas presentan tres tipos de espículas: megaescleras, gemoescleras y, en otros casos, microescleras. Las gemoescleras se incrustan en las membranas protectoras de las gémulas y su morfología varía drásticamente entre especies de esponjas. De ahí que sean esenciales en la identificación a nivel de especies (Rozo-Aunca, 2023). Las megaescleras son producidas por esponjas en crecimiento activo, proporcionan la estructura principal de las esponjas y son el componente más grande de su esqueleto. Tienen forma de aguja y

pueden ser lisas o contener espinas. Entre especies pueden variar de longitud y ser constantes dentro de la misma. Sin embargo, por sí solas no son muy buenas para identificar una especie. Por último, en algunas esponjas las microescleras se distribuyen por todo el cuerpo, y aunque no son responsables de la estructura general, se cree que ayudan al endurecimiento del cuerpo, particularmente en la dermis. No se encuentran en todas las especies, por lo que su presencia o ausencia resulta útil durante la identificación taxonómica (Frost, 2001; Rozo-Aunca, 2023).

Clave de las familias (Figuras 7-14)

- 1A. Gemoescleras y megaescleras como estróngilos irregulares microespinados, microescleras raramente presentes) Potamolepidae.
- 1B. Gemoescleras variadas, megaescleras como oxas y estróngilos, microescleras presentes en la mayoría de los casos 2
- 2A. Gemoescleras parmuliformes, tubeliformes o pseudobiotulos, poca espongina presente Metaniidae
- 2B. Gemoescleras como estróngilos, birotulos o pseudobiotulos, espongina notablemente presente Spongillidae

Metaniidae

- 1A. Gemoescleras parmuliformes..... *Drulia*
- 1B. Gemoescleras como pseudobiotulos con ejes espinosos largos o cortos; microescleras presentes en la mayoría de casos como oxas espinosas; megaescleras beta espinosas y con la mitad del tamaño de las megaescleras alfa
..... *Metania*

Metania

- 1A. Esponjas con dos tipos de megaescleras, unas lisas y otras espinosas, y pseudobiotulos con eje corto *M. fittkau*
- 1B. Megaescleras lisas (oxas, estróngilos); gemoescleras como pseudobiotulos con el rotulo inferior pequeño *M. reticulata*

Spongillidae

- 1A. Gemoescleras en forma de birotulos 2
- 1B. Gemoescleras como oxas o estróngilos espinosos 3

- 2A. Gemoesclera con ambos rotulos del mismo diámetro y gémulas blancas frágiles con micropilo visible *Trochospongilla*
- 2B. Gemoesclera con un rotulo ligeramente más grande que el otro y gémulas negras de consistencia dura *Saturnospongilla*
- 3A. Gemoescleras en forma de oxas espinosas ligeramente curvadas; megaescleras como oxas delgadas y lisas dispuestas perpendicularmente en el cuerpo de la esponja *Spongilla*
- 3B. Gemoescleras en forma de estróngilos con espinas en forma de ganchos; megaescleras como oxas delgadas y microespinadas *Radiospongilla*

Referencias

- Anđus, S., Nikolić, N., Čanak Atlagić, J., Đuknić, J., Kračun-Kolarević, M., & Tubić, B. (2018). What causes malformations in freshwater sponge spicules? Preliminary research in Serbian rivers. En *Abstracts of the 3rd Cesamir, Central European Symposium for Aquatic Macroinvertebrates Research* (p. 84). Department of Invertebrate Zoology & Hydrobiology University of Łódź.
- Blanco, D. (2023). Determinación de la contribución de algas simbióticas en la productividad de esponjas de agua dulce (Porifera, *Spongillidae*) en el lago de Tota *in situ* [Trabajo de grado, Departamento de Ciencias Biológicas, Universidad de los Andes].
- Boury-Esnault, N., & Rutzler, K. (2002). Thesaurus of sponge morphology. *Smithsonian Contributions to Zoology*, 596. 10.5479/si.00810282.596
- Chilma Arias, A. F. (2018). Análisis filogenético de las esponjas de agua dulce de Colombia mediante ADN mitocondrial COI [Trabajo de grado, Departamento de Biología, Universidad de los Andes]. <https://repositorio.uniandes.edu.co/handle/1992/40454>
- De la Ossa Teherán, J. A. (2022). Estudio químico y evaluación de las actividades antioxidantes, antibacteriana y antifúngica de los invertebrados marinos *Saturnospongilla carvalhoi* y *Atrina seminuda* recolectados en la bahía de Cispatá-Córdoba [Trabajo de Maestría en Ciencias Químicas, Universidad de Córdoba]
- De Voogd, N. J., Álvarez, B., Boury-Esnault, N., Carballo, J. L., Cárdenas, P., Díaz, M.-C., Dohrmann, M., Downey, R., Goodwin, C., Hajdu, E., Hooper, J. N. A., Kelly, M., Klautau, M., Lim, S. C., Manconi, R., Morrow, C., Pinheiro, U., Pisera, A. B., Ríos, P., Rützler, K., Schönberg, C., Vacelet, J., Van Soest, R. W. M., & Xavier, J. (2023). World porifera database. <https://www.marinespecies.org/porifera>; 10.14284/359

- Frost, T. M. (2001). Freshwater sponges. En Smol, J. P., Birks, H. J. B., Last, W. M., Bradley, R. S., & Alverson, K. (Eds.), *Tracking environmental change using lake sediments: Terrestrial, algal, and siliceous indicators* (pp. 253-263). Springer. https://doi.org/10.1007/0-306-47668-1_12
- Girard, E. B., Fuchs, A., Kaliwoda, M., Lasut, M., Ploetz, E., Schmahl, W. W., & Wörheide, G. (2020). *Sponges as bioindicators for microparticulate pollutants? Environmental Pollution*, 268, 115851. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2020.115851>
- Granados-Martínez, C., López-Delgado, E., Morales-Betancourt, M. A., & Lasso, C. A. (s.f.). Composición y variabilidad espacio-temporal de las comunidades de macroinvertebrados acuáticos asociados a la esponja *Drulia uruguayensis* (Porifera, Metaniidae) en la Orinoquia colombiana [en preparación].
- Hooper, J. N. A., & Van Soest, R. W. M. (2002). Systema porifera. A guide to the classification of sponges. En Hooper, J. N. A., Van Soest, R. W. M., & Willenz, P. (Eds.), *Systema porifera: A Guide to the Classification of Sponges* (pp. 1-7). Springer. https://doi.org/10.1007/978-1-4615-0747-5_1
- Laport, M. S., Pinheiro, U., & Coelho da Costa R., C. T. (2019). Freshwater sponge *Tubella variabilis* presents richer microbiota than marine sponge species. *Frontiers in Microbiology*, 10, 2799.
- Lasso, C. A. (2020). Esponjas de agua dulce: de las cumbres altoandinas a las profundidades del Orinoco y el Amazonas. *Semana Sostenible*, 30 (marzo-mayo), 56-61.
- Lasso, C. A., Morales-Betancourt, M., & López-Agudelo, E. (2017). Esponjas. En Trujillo, F. y Lasso, C. A. (Eds.), *Biodiversidad del río Bita, Vichada, Colombia* (pp. 89-113). Instituto Humboldt.
- Lasso, C. A., Morales-Betancourt, M. A., Bernal-Sierra, S., Acevedo-Alonso, A., Granados, C., López, E., Aristizábal-Botero, Á., Arias-Mañosca, M., Campos, M. R., Castañeda, B., & Marín, B. (2020). Macroinvertebrados acuáticos de la Reserva Natural Bojonawi (Escudo Guayanés), río Orinoco y planicie inundable, Vichada, Colombia. En Lasso, C. A., Trujillo, F., & Morales-Betancourt, M. A. (Eds.), VIII. Biodiversidad de la Reserva Natural Bojonawi, Vichada, Colombia: río Orinoco y planicie de inundación (pp. 127-165). Instituto Humboldt.
- Li, R., Nitsche, F., & Arndt, H. (2018). Mesoscale investigations based on microsatellite analysis of the freshwater sponge *Ephydatia fluviatilis* in the River-Sieg system (Germany) reveal a genetic divergence. *Conservation Genetics*, 19, 959-968.
- Longo, M., & Lasso, C. A. (2014). Uso de la biota acuática en la identificación, caracterización y establecimiento de límites en humedales interiores. 5.2.4. Macroinvertebrados acuáticos (insectos acuáticos, crustáceos, moluscos) y esponjas. En Lasso, C. A., Gutiérrez, F. de P., & Morales-B. X., D., *Humedales interiores de Colombia: identificación, caracterización y establecimiento de límites según criterios biológicos y ecológicos* (pp. 120-129). Instituto Humboldt.

- Manconi, R., & Pronzato, R. (1991). Life cycle of *Spongilla lacustris* (Porifera, Spongillidae): A cue for environment-dependent phenotype. *Hydrobiologia*, 220(2), 155-160. <https://doi.org/10.1007/BF00006548>
- Manconi, R., & Pronzato, R. (2005). Freshwater sponges of the West Indies: Discovery of Spongillidae (Haplosclerida, Spongillina) from Cuba with biogeographic notes and a checklist for the Caribbean area. *Journal of Natural History*, 39(36), 3235-3253
- Manconi, R., & Pronzato, R. (2008). Global diversity of sponges (Porifera: Spongillina) in freshwater. En Balian, E. V., Lévêque, C., Segers, H., & Martens, K. (Eds.), *Freshwater animal diversity assessment* (pp. 27-33). Springer. https://doi.org/10.1007/978-1-4020-8259-7_3
- Masangkay, F. R., Milanez, G. D., Tsiami, A., Somsak, V., Kotepui, M., Tangpong, J., & Karanis, P. (2019). First report of *Cryptosporidium hominis* in a freshwater sponge. *Science of the Total Environment*, 134447. doi:10.1016/j.scitotenv.2019.1
- Morcote-Ríos, G. (2006). Plantas y gentes antiguas en un igapó estacional del interfluvio Solimões-Icá (Amazonas-Putumayo). En Morcote-Ríos, G., Mora Camargo, S. y Franky Calvo, C., *Pueblos y paisajes antiguos de la selva amazónica* (pp. 253-259). Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Ciencias, Taraxacum.
- Mukherjee, S., Ray, M., & Ray, S. (2015). Immunotoxicity of washing soda in a freshwater sponge of India. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 113, 112-123.
- Natalio, F., Corrales, T. P., Wanka, S., Zaslansky, P., Kapp, M., Pinto Lima, H., Butt, H.-J., & Tremel, W. (2015). Siliceous spicules enhance fracture-resistance and stiffness of pre-colonial Amazonian ceramics. *Scientific Reports*, 5, 13303. 10.1038/srep13303
- Quirós-Rodríguez, J. A., Medrano-Mangones, W. J., & Santafé-Patiño, G. G. (2017). Esponjas (Porifera: Demospongiae) de raíces sumergidas de *Rhizophora mangle* en la bahía de Cispatá, Córdoba, Caribe colombiano. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 88(1), 80-85. <https://doi.org/10.1016/j.rmb.2017.01.023>
- Rasbold, G. G., Calheira, L., Domingos-Luz, L., Pessenda, L. C. R., Pinheiro, U., & McGlue, M. M. (2023). A morphological guide of Neotropical freshwater sponge spicules for paleolimnological studies. *Frontiers in Ecology and Evolution*, 10.
- Richelle, E., Degoudenne, Y., Dejonghe, L., & Van de Vyver, G. (1995). Experimental and field studies on the effect of selected heavy metals on three freshwater sponge species: *Ephydatia fluviatilis*, *Ephydatia muelleri* and *Spongilla lacustris*. *Archiv für Hydrobiologie*, 135(2), 209-231.
- Romero-Maestre, C. (2022). Relaciones tróficas de macroinvertebrados asociados a esponjas en el río Bitá, departamento del Vichada [Tesis de grado en Biología, Facultad Ciencias Básicas y Aplicadas, Universidad de La Guajira, Riohacha].

- Rozo-Aunca, I. (2023). Esponjas de agua dulce en Colombia: una aproximación taxonómica y geográfica preliminar [Trabajo de grado, Departamento de Ciencias Biológicas, Universidad de los Andes, Bogotá].
- Yakhnenko, A., Zinikovskaia, I., Yushin, N., Chaligava, O., Nebesnykh, I., Grozdov, D., Khanaev, I., Duliu, O. G., Maikova, O., & Kravchenko, E. (2022). Endemic sponge *Lubomirskia baikalensis* as a bioindicator of chemical elements pollution in Lake Baikal. *Marine Pollution Bulletin*, 182, 114025
- Volkmer-Ribeiro, C. (1986). Evolutionary study of the freshwater sponge genus *Metania* Gray, 1867: III. Metaniidae, new family. *Amazoniana: Limnologia et Oecologia Regionalis Systematis Fluminis Amazonas*, 9(4), 493-509.
- Volkmer-Ribeiro, C. V., & Pauls, S. M. (2000). Esponjas de agua dulce (Porifera, Demospongiae) de Venezuela. *Acta Biologica Venezuelica*, 20(1), 1-28.
- Volkmer-Ribeiro, C. V., & Pimpao, D. M. (2007). Esponjas. En Rapp Py-Daniel, L., Deus, C. P., Henriques, A. L., Pimpao, D. M., Ribeiro, O. M. (Orgs.), *Biodiversidades de Médio Madeira: Bases científicas para propostas de conservação* (cap. 7, pp. 83-88). INPA.
- Willenz, Ph., Vray, B., Maillard, M.-P., & Van de Vyver, G. (1986). A quantitative study of the retention of radioactively labelled *E. coli* by the freshwater sponge *Ephydatia fluviatilis*. *Physiological Zoology*, 59(5), 495-504. <https://doi.org/10.1086/physzool.59.5.30156113>



Parte superior: *Melanoides tuberculata*
Parte inferior: *Anodontites trapesialis*
Fotos: Jorge E. García-Melo.

Capítulo 4

Mollusca: bivalvos y gasterópodos dulceacuícolas de Colombia

Édgar L. Linares¹ y Carlos A. Lasso²

Resumen

En Colombia se ha utilizado tradicionalmente a los insectos acuáticos — fases inmaduras o adultos — para determinar la calidad del agua y como herramientas en bioindicación. Sin embargo, los moluscos han tenido un papel secundario en su utilización, a pesar de que tienen un gran potencial en esta disciplina. Prueba de ello es que hay decenas de publicaciones que así lo demuestran y al menos ocho familias relacionadas con la calidad del agua y su significado práctico, que va desde ecosistemas bien conservados y aguas limpias, hasta ambientes muy intervenidos con aguas muy contaminadas. De estas familias, seis son de gasterópodos (caracoles) y dos de bivalvos (mejillones, almejas). Las familias Ampullariidae y Mycetopodidae son exclusivas de aguas moderadamente contaminadas, el resto van desde las aguas limpias hasta las aguas fuertemente contaminadas, siendo las familias Lymnaeidae, Physidae y Planorbidae exclusivas de esta última categoría. El objetivo de este capítulo es mostrar la importancia de estas familias y otras menos conocidas, pero con gran potencial en la bioindicación (Cochliopidae, Thiaridae, Neritidae, Sphaeriidae, Cyrenidae, Dreissenidae e Hyriidae) e incluir experiencias en campo, información geográfica y claves para su identificación.

Palabras clave: aguas dulces, bivalvos, contaminación, gasterópodos, índices de bioindicación.

-
1. Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Ciencias, Instituto de Ciencias Naturales, Sede Bogotá, D.C. ellinaresc@unal.edu.co
 2. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, Bogotá, Colombia. classo@humboldt.org.co

Abstract

In Colombia, aquatic insects -immature or adult phases- have traditionally been used to determine water quality and as tools in bioindication. However, mollusks have had only a secondary role in their use even though they have great potential in this discipline. Proof of this is that there are dozens of publications that demonstrate this and at least eight families related to water quality and its practical meaning, which ranges from well-preserved ecosystems and clean waters to heavily intervened environments with highly contaminated waters. Of these families, six are gastropods (snails) and two are bivalves (mussels, clams). The families Ampullariidae and Mycetopodidae are exclusive to moderately contaminated waters, the rest range from clean waters to heavily contaminated waters, with the families Lymnaeidae, Physidae and Planorbidae being exclusive to the latter category. The objective of this chapter is to show the importance of these families and others less known, but with great potential (Cochliopidae, Thiaridae, Neritidae, Sphaeriidae, Cyrenidae, Dreissenidae and Hyriidae) and to include field experiences, geographical information and keys for their identification.

Keywords: bioindication indices, bivalves, gastropods, pollution.

Introducción

Consideraciones generales

Los moluscos de agua dulce están representados por los bivalvos y los gasterópodos, que se encuentran en todos los continentes, excepto en la Antártida. En total reúnen aproximadamente a 5200 especies: 1200 de bivalvos (Graf, 2013) y 4000 de gasterópodos (Strong et al., 2008). En Suramérica se conocen 168 especies de bivalvos (Pereira et al., 2013) y en el Neotrópico entre 440 y 533 especies de gasterópodos (Strong et al., 2008). En Colombia, en tanto se realizan revisiones taxonómicas de los diferentes grupos, existen aproximadamente 90 especies (Linares & Vera 2012; Linares et al., 2018).

Los moluscos dulceacuícolas son un componente integral de los ecosistemas acuáticos y desempeñan una serie de funciones importantes: consumen una variedad de materiales de la columna de agua, incluyendo plantas, materiales en suspensión, sedimentos, materia orgánica, bacterias, fitoplancton y biopelículas sobre las rocas (Cummings et al., 2016). También desempeñan un papel vital en las redes alimentarias acuáticas y en el ciclo de nutrientes

(Johnson et al., 2013), influyen en la estabilidad del sustrato y proporcionan nutrientes y refugios para la vida bentónica (Vaughn & Hakenkamp, 2001; Zimmerman & De Szalay, 2007). Igualmente, la meteorización de las conchas recicla y devuelve carbonato de calcio a los ecosistemas acuáticos (Grabarkiewicz & Davis, 2008). Así, es un hecho evidente que, dado su papel en los ecosistemas acuáticos, la disminución de las poblaciones o la pérdida de las especies de moluscos generarían pérdidas considerables (Haag, 2012; Vaughn et al., 2015).

Las aguas continentales recurrentemente están siendo contaminadas con múltiples sustancias derivadas de las actividades humanas: los cultivos de plantas y la cría de animales, la minería, las aguas servidas de las ciudades y la industria y la acumulación de diversos desperdicios sólidos (basuras orgánicas, plásticos, metales, etc.). Esta situación hace que los moluscos dulceacuícolas queden expuestos a todos estos contaminantes, porque permanentemente están en contacto con ellos (en el agua, a través de los sedimentos; por absorción, a través de las branquias, o con la digestión de alimentos), de tal manera que se acumulan en el cuerpo, dependiendo de la temporada del año, la dinámica del agua, la concentración y disponibilidad de los contaminantes y el tamaño de los animales. Debido a ello, los moluscos de agua dulce son considerados excelentes indicadores de la salud de los ecosistemas acuáticos, ya que, por su sensibilidad a los cambios de la calidad del agua, pueden ser empleados como centinelas de alerta temprana del deterioro del hábitat y de la amenaza a las mismas especies (Luoma, 1983; Lodge, 1986; Wells & Chaffield, 1992; Williams et al., 1993; Lydeard et al., 2004; Tallarico, 2015; Böhm et al., 2020; Vereycken & Aldridge, 2023), situación que ocurre también en nuestro país (Lasso et al., 2016).

Dada la distribución geográfica actual y el nivel de conocimiento de algunos grupos de moluscos en áreas clave de Colombia (ecosistemas acuáticos y cuencas cercanas a grandes ciudades), estos se convierten en bioindicadores potenciales para el estudio de la calidad del agua y la contaminación. Por ello, a continuación, recogemos los elementos más importantes relacionados con estos temas y su relación con la bioindicación.

Los moluscos y la bioindicación en Colombia

En los estudios de bioindicación para conocer la calidad del agua en Colombia se han empleado varios grupos de macroinvertebrados acuáticos, en especial los insectos. En menor medida, se han utilizado los moluscos, en particular

aquellos distribuidos en el eje de las cordilleras, aunque hay algunos estudios en tierras bajas y cálidas. Por esta razón de tipo biogeográfico, relacionada con este sesgo muestral, las familias Cochliopidae, Lymnaeidae, Physidae, Planorbidae, Sphaeriidae y Thiaridae, aparecen con mayor frecuencia vinculadas a las familias Ampullariidae, Cyrenidae, Dreissenidae, Hyriidae, Mycetopodidae y Neritidae, que están ausentes o aparecen muy ocasionalmente. En general, para todos los grupos, el mayor nivel de certidumbre taxonómica es el de familia.

Así, a causa del creciente deterioro ambiental en el país y considerando la concentración de estudios de bioindicación sobre las cordilleras, la mayor aproximación que se tiene sobre el papel de los moluscos está relacionada con la calidad del agua y la contaminación por efecto de las actividades humanas. Sin embargo, no conocemos cuál es el comportamiento de los moluscos en cuerpos de agua bien conservados y no sometidos a las tensiones del desarrollo. Por esta razón, es necesario realizar estudios en aquellos sitios con estas características, como parques nacionales, reservas de la sociedad civil y otras áreas bien conservadas.

Hay al menos 30 publicaciones sobre bioindicación en Colombia que incluyen en su desarrollo varias familias de moluscos (**Tabla 1**), su relación con la calidad del agua y el significado práctico. De las ocho familias registradas, seis son de gasterópodos (caracoles) y dos de bivalvos (almejas, mejillones). Las familias Ampullariidae y Mycetopodidae son exclusivas de aguas moderadamente contaminadas; el resto va desde las aguas limpias hasta las aguas fuertemente contaminadas, siendo las familias Lymnaeidae, Physidae y Planorbidae exclusivas de esta última categoría.

Tabla 1. Familias de moluscos acuáticos en función de la sensibilidad ecológica establecida a partir de la clasificación de aguas según los índices Biological Monitoring Working Party (BMWP) y Average Score Per Taxon (ASPT) (Roldán, 2003).

Clase	Calidad	Valor del BMWP	Valor del ASPT	Significado	Familias	Referencias
I	Buena	101-150	> 8-10	Aguas limpias, no contaminadas	Cochliopidae Lymnaeidae Physidae Planorbidae Sphaeriidae Thiaridae	Echeverry y Alzate (2003), Castellanos y Serrato (2008), González et al. (2012), Forero et al. (2014), Torres-Zambrano y Torres-Zambrano (2016), Londoño et al. (2017), Gómez (2019), Amador y Cardona (2018), Díaz et al. (2020), González et al. (2020).
II	Aceptable	61-100	> 6,5-8	Aguas ligeramente contaminadas	Cochliopidae Lymnaeidae Physidae Planorbidae Sphaeriidae	Arango et al. (2008), Castellanos y Serrato (2008), Bonilla (2012), Daza y Patiño (2016), Maya (2016), Betancur (2017), Londoño et al. (2017), Amador y Cardona (2018), Cárdenas-Castro et al. (2018), Gómez (2019), Meneses-Campo et al. (2019), Díaz et al. (2020), Moreno y Alzate (2021).

III	Dudosa	36-60	> 4,5-6,5	Aguas moderadamente contaminadas	Ampullariidae Cochliopidae Lymnaeidae Mycetopodidae Physidae Planorbidae Sphaeriidae Thiaridae	Caicedo y Palacio (1998), Echeverry y Alzate (2003), Arango et al. (2008), Mosquera et al. (2008), Ramírez et al. (2013), Daza y Mora (2016), Daza y Patiño (2016), Vega (2016), Londoño et al. (2017), Cárdenas-Castro et al. (2018), Escobar y Montoya (2019), López et al. (2019), Díaz et al. (2020), Naranjo y Montoya-Moreno (2020), Valbuena-Villareal y Gualtero-Leal (2021), Chávez (2022).
IV	Crítica	16-35	> 3-4,5	Aguas muy contaminadas	Lymnaeidae Physidae Planorbidae Sphaeriidae Thiaridae	Maya (2016), Londoño et al. (2017), Cárdenas-Castro et al. (2018), Chávez (2022).
V	Muy crítica	< 15	01-mar	Aguas fuertemente contaminadas	Lymnaeidae Physidae Planorbidae	Londoño et al. (2017), Amador y Cardona (2018).

Familias y géneros de interés con potencial de bioindicación en Colombia

A continuación, se incluyen las claves a nivel genérico y se listan y describen los grupos potenciales y de utilidad en la bioindicación en Colombia. En las figuras 1 y 2 se muestra la anatomía de un gasterópodo y un bivalvo. Se destacan los aspectos bioecológicos más importantes, los indicadores ambientales y su uso en la bioindicación. Para la información taxonómica, ver Linares et al. (2018).

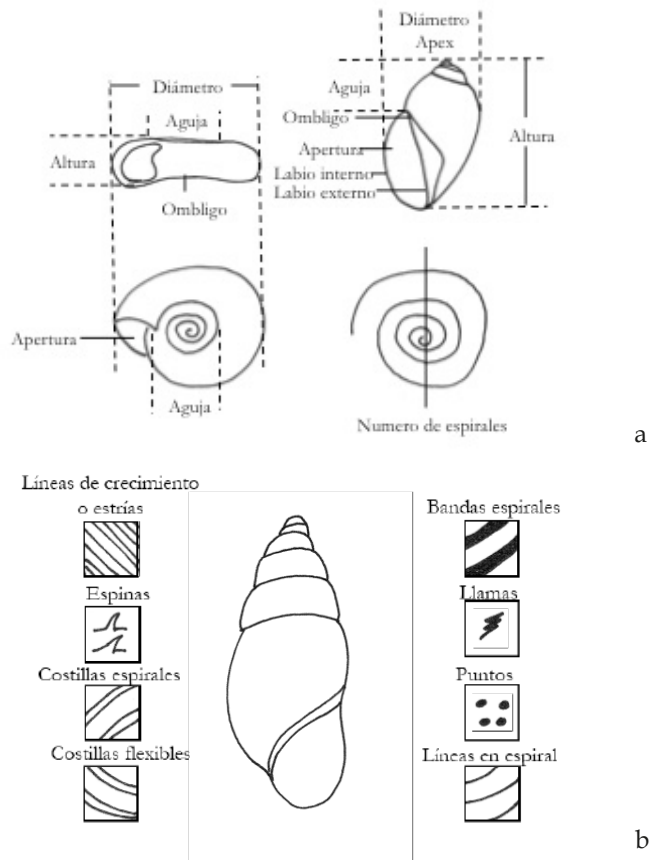
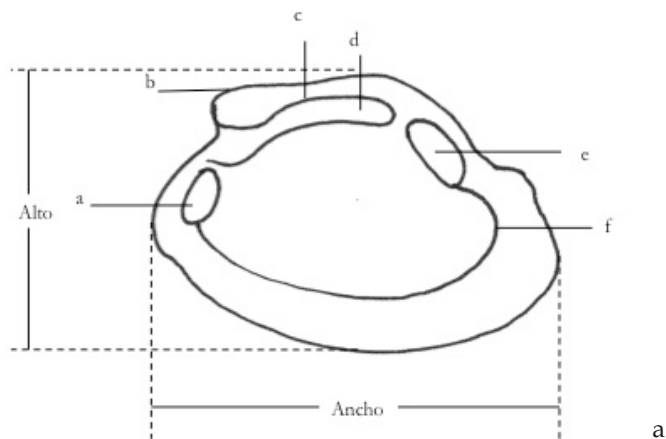


Figura 1. a) Terminología básica de la concha de un gasterópodo y b) ornamentos de la concha. Fuente: Linares et al. (2018).



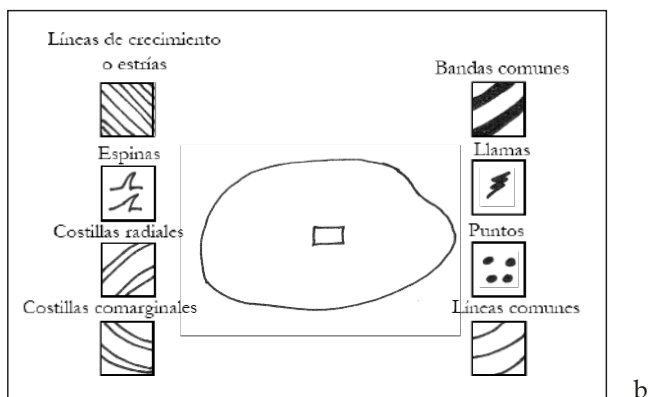


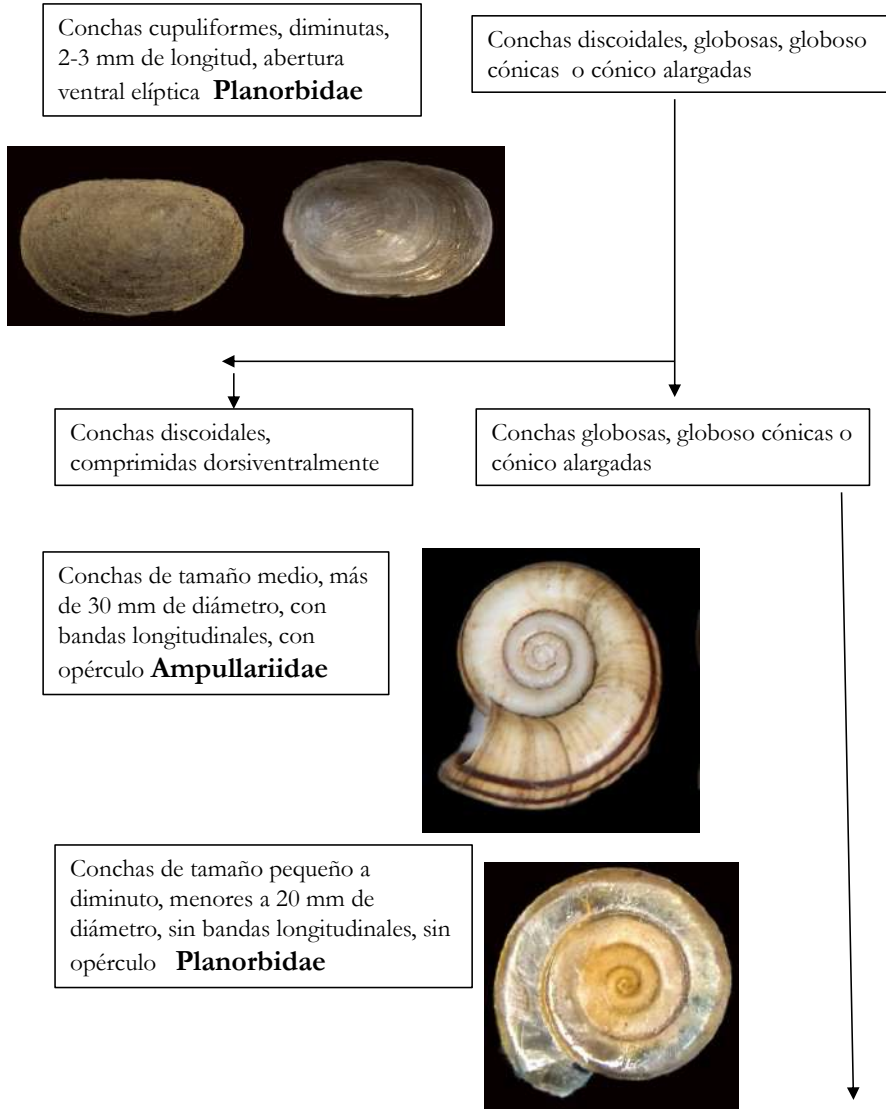
Figura 2. a) Terminología básica de la concha de un bivalvo y
b) ornamentos de la concha. Fuente: Linares et al. (2018).

Clave ilustrada para las familias de moluscos acuáticos de Colombia

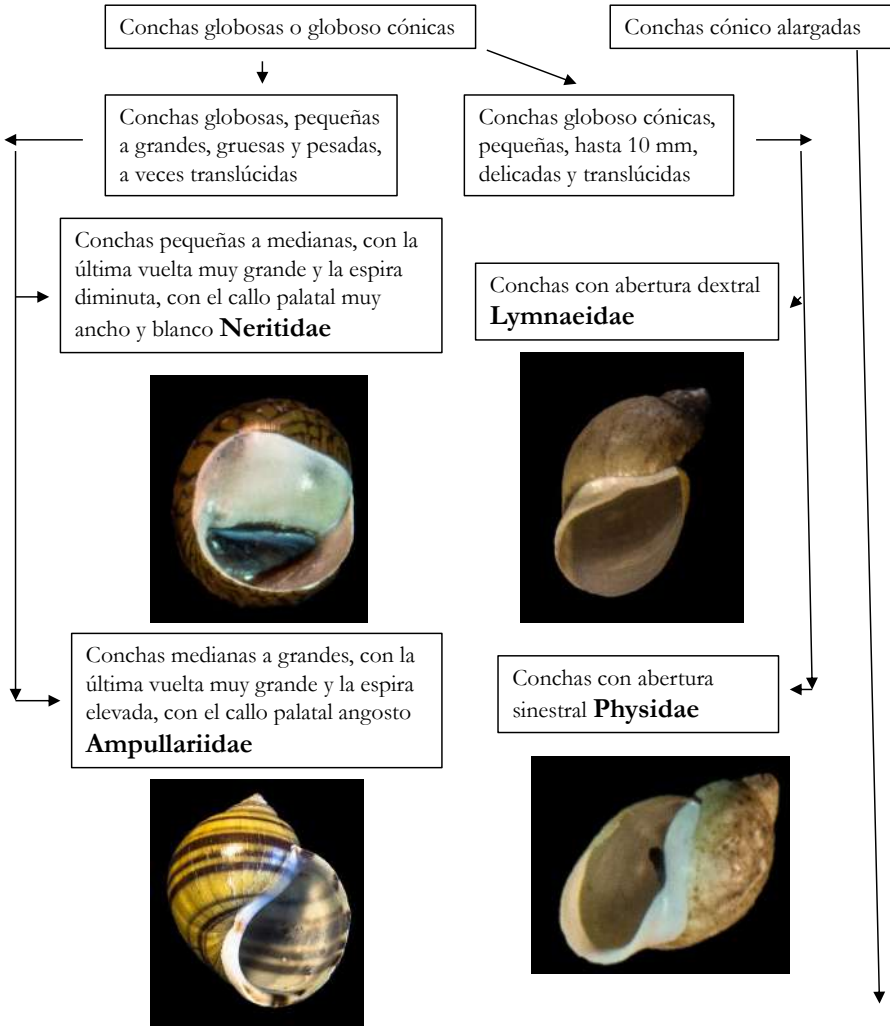
Se incluye una clave a nivel de familias de gasterópodos (**Figura 3 a. 1-3**) y bivalvos (**Figura 3 b**). Para mayor versatilidad en el uso de las claves, las ilustraciones genéricas se muestran en Linares et al. (2018).

CLAVE PARA LAS FAMILIAS DE GASTERÓPODOS

(Figura 3 a)



CLAVE PARA LAS FAMILIAS DE GASTERÓPODOS



CLAVE PARA LAS FAMILIAS DE GASTERÓPODOS

Conchas medianas, mayores a 20 mm de longitud, largas y agudas, a veces con el ápice degollado, lisas o con estrías y tubérculos **Thiaridae**

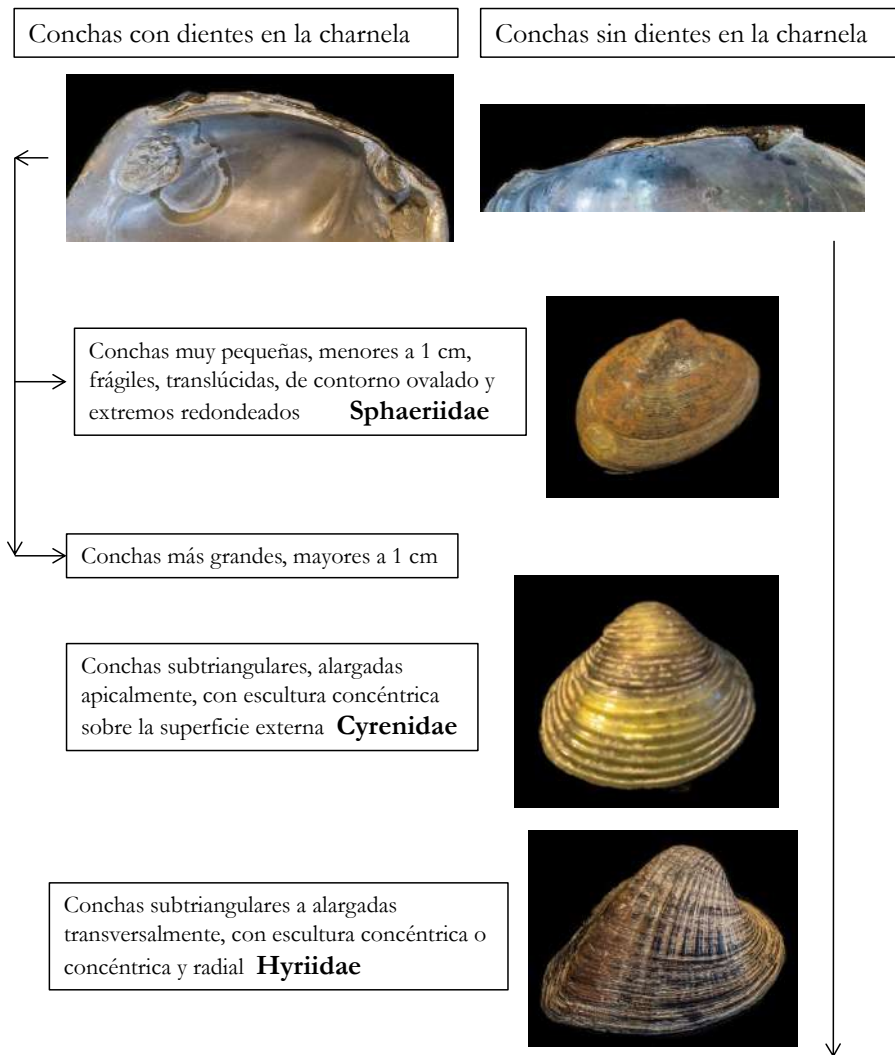


Conchas diminutas, menos de 4 mm de longitud, lisas o con espinas **Hydrobiidae**



CLAVE PARA LAS FAMILIAS DE GASTERÓPODOS

(Figura 3 b)



CLAVE PARA LAS FAMILIAS DE GASTERÓPODOS

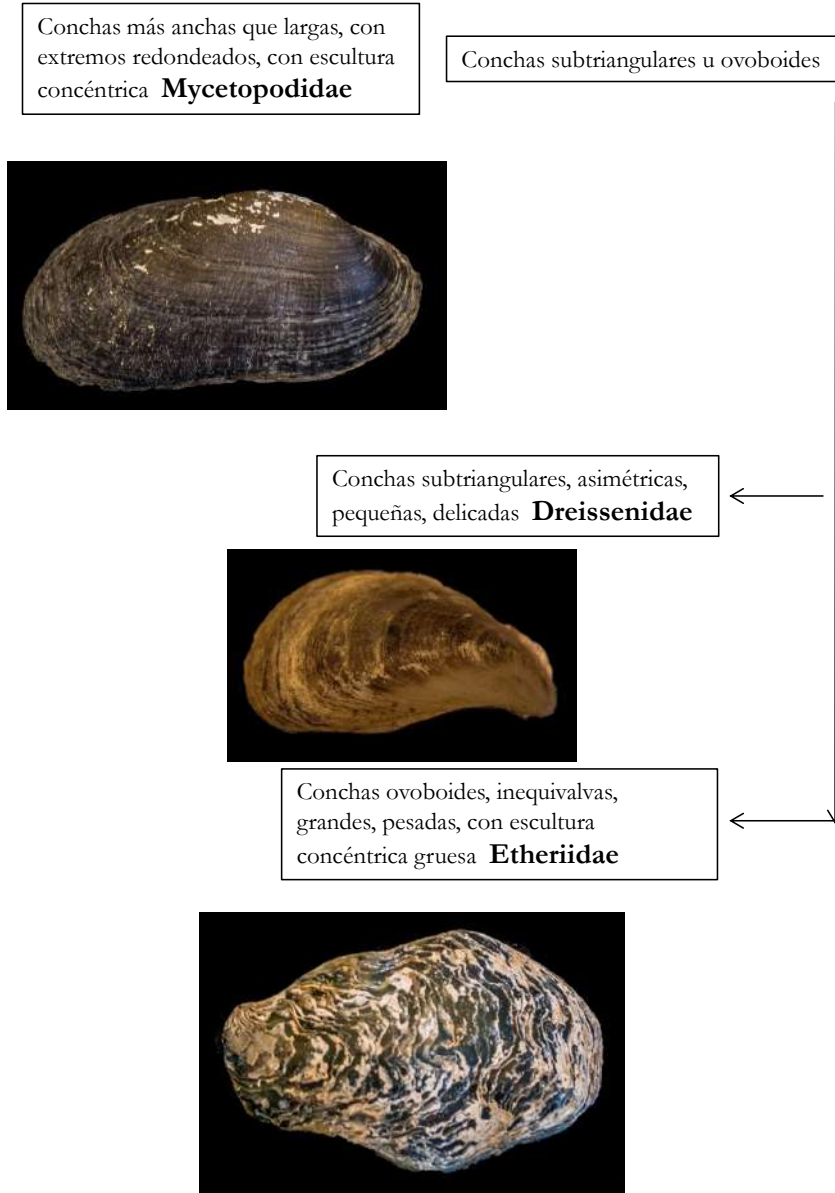


Figura 3. Claves esquemáticas para las familias de gasterópodos.
a) Gasterópodos. b) Bivalvos.

Clase Bivalvia (almejas, mejillones)

Cyrenidae (Figura 4)

Bivalvos de aguas dulces y salobres, ampliamente distribuidos a nivel mundial. En Colombia, esta familia está representada por dos géneros y dos especies: una autóctona (*Polymesoda arctata*) y otra introducida (*Corbicula fluminea*), especie exótica que ya ha invadido varios ecosistemas en Colombia (Sánchez-Duarte & Lasso, 2012a). El género *Polymesoda* se distribuye en la cuenca del Caribe: golfo de Urabá, departamentos de Guajira, Magdalena, Sucre, hasta 10 m s.n.m. (Duque, 1993; Díaz & Puyana, 1994; Linares & Vera, 2012; Linares et al., 2018). *Corbicula fluminea* está registrada en la cuenca del Caribe: Cesar, Córdoba, Magdalena; y la cuenca del Orinoco: Boyacá; altitud: 0-3000 m s.n.m. (Linares & Vera, 2012; Chasqui et al., 2014; Linares et al., 2018).



Figura 4. Cyrenidae (*Corbicula fluminea*). Fuente Linares et al. (2018).

Aspectos bioecológicos

Polymesoda arctata es una especie de ambientes estuarinos que habita en aguas salobres debajo de la línea de las mareas con salinidades de hasta 30 ppm, sobre fondos blandos en los que se entierra hasta 3 cm de profundidad o sobre fondos de cascajo en los que no se entierra; además, requiere para reproducirse un cambio estacional de la salinidad donde sobrevive hasta un mes en aguas de salinidad plena o hasta tres meses en aguas dulces (Von

Cosel, 1986). Por el contrario, *C. fluminea*, especie exótica, invade ecosistemas naturales (ríos, caños, ciénagas, lagunas, madre viejas) y ecosistemas artificiales (embalses, jagüeyes y canales de riego) con diferentes sustratos de arena, grava y limo (Linares et al., 2018).

Indicadores ambientales y uso en bioindicación

Polymesoda arctata, de acuerdo con Von Cosel (1986), era común y muy abundante en la Ciénaga Grande de Santa Marta y en la desembocadura del río Magdalena. Duque (1993) encontró variaciones poblacionales entre 23 y 496 ind/m² en el golfo de Urabá, y Rueda y Urban (1998) registraron hasta 150 ind/m² en la ciénaga Poza Verde (Magdalena). En la Ciénaga Grande de Santa Marta, a raíz de la desaparición de *Crassostrea rhizophorae* por pérdida del hábitat y sobreexplotación hacia 1999, se comenzó a capturar *P. arctata* desde el 2002 (Invemar, 2003), al punto que fue declarada a nivel nacional en categoría de Vulnerable, debido a las mismas causas por las que desapareció *C. rhizophorae* (Gracia & Díaz, 2002). Finalmente, De la Hoz (2009) determinó que la especie ya presentaba señales de riesgo por disminución de la densidad de individuos (menores a 150 ind/m²) y disminución de las tallas (de 30-40 a 25-30 mm).

Corbicula fluminea es muy abundante y presenta densidades poblacionales elevadas, con hasta 100 ind/m² en la Ciénaga Grande de Santa Marta (Magdalena) (De la Hoz-Aristizábal, 2008) y entre 315 y 538 ind/m², a lo largo de la cuenca del río Sinú (Córdoba), incluidos los caños y ciénagas adyacentes, con mayor densidad en la parte alta de la cuenca (Batista-Morales et al., 2015). Para las ciénagas y ríos del Caribe, *P. arctata*, dada la disminución de tamaños poblacionales y de tallas, sería un buen indicador de acciones humanas (pérdida o transformación del hábitat de esta especie) y la sobreexplotación. Por otro lado, *C. fluminea* podría estar desplazando a los moluscos acuáticos de la cuenca del río Sinú, por cuanto, del 100 % de las capturas de moluscos, el 97 % fue de esta especie, mientras que el resto (3 %) correspondió a cuatro especies nativas (Batista-Morales et al., 2015). Además, ya está ocupando el nicho abandonado por *P. arctata* en la Ciénaga Grande de Santa Marta y otras ciénagas anexas. Esta situación no ha sido evaluada en otros sitios donde ya aparece *C. fluminea* y en los que potencialmente puede estar ocurriendo el mismo fenómeno de desplazamiento, tanto de moluscos acuáticos como de otros invertebrados.

Claves para los géneros

- 1 a. Seno paleal estrecho y corto..... *Polymesoda*
 2 b. Seno paleal muy reducido o ausente..... *Corbicula*

Dreissenidae (Figura 5)

Se han descrito o citado para el Caribe y Suramérica varias especies con validez dudosa de esta familia de bivalvos de aguas dulces, salobres y marinas (Martínez-Escarbassiere et al., 2015). Representada en Colombia por un solo género (*Mytilopsis*) y tres especies: *Mytilopsis sallei* se encuentra distribuida en la cuenca del Caribe (Tan & Tay 2018), *M. trautwineana* está distribuida desde Colombia hasta Ecuador (Olsson 1961) y *M. leucophaeta* desde Chesapeake Bay hasta el golfo de México (Marelli & Gray 1983; Graf & Cummins 2018).



Figura 5. Dreissenidae (*Mytilopsis sallei*). Fuente Linares et al. (2018).

En Colombia están en la cuenca del Caribe: Bolívar, Guajira y Magdalena: *Mytilopsis leucophaeta*, *M. sallei*, *M. trautwineana*, y cuenca del Pacífico: Cauca, Chocó: *M. trautwineana*. Altitud: 0-20 m s.n.m. (Linares & Vera 2012; Linares et al., 2018).

Aspectos bioecológicos

Habita en estuarios y ciénagas costeras de aguas dulces y salobres (zonas estuarinas) y en la desembocadura de arroyos y ríos de agua dulce con alto

contenido de sedimentos. Tolera amplias variaciones de temperatura y salinidad, así que en época de lluvias disminuye la salinidad y las poblaciones aumentan de tamaño (Puyana, 1995; Molina-Bolívar et al., 2017), y forma grandes racimos sobre sustratos de ostras, raíces de mangle o rocas, como ocurre con *M. sallei* (Puyana, 1995).

Indicadores ambientales y uso en bioindicación

Mytilopsis sallei es una especie euritolerante, es decir, que puede vivir en un amplio rango de salinidades, desde aguas dulces hasta hipersalinas con aportes importantes de sedimentos. Tolera además temperaturas elevadas, alta turbidez y niveles reducidos de oxígeno. Tiene una alta fecundidad, tasa rápida de crecimiento y maduración temprana, hasta formar enormes racimos de individuos unidos entre sí mediante hilos bisales (Morton, 1981; Tan & Tay, 2018). En la Ciénaga Grande de Santa Marta, *M. sallei* forma racimos de numerosos individuos (hasta 5000/m²) y se la considera una plaga en diversos sitios, lo que puede tener explicación por la ausencia de depredadores naturales en tales áreas y una mayor oferta de sustratos duros: muelles y pilotes en puertos, boyas, mallas y otros artilugios en estanques camaroneiros (Puyana, 1995). Esta estrategia adaptativa también se observa en otras especies del género provenientes de otras regiones. Este es el caso de: *M. trautwineana*, nativa de la cuenca del Pacífico (Colombia, Ecuador), que ha aparecido recientemente en cultivos de camarones en Cartagena (Bolívar), donde alcanza gran abundancia: hasta 10 ind./cm (Aldridge et al., 2008); y de *M. leucophaeta*, originaria de Norteamérica, con poblaciones grandes en el delta del río Ranchería, Riohacha (Guajira), con hasta el 22,3 % del total de moluscos asociados al manglar (Molina-Bolívar et al., 2017).

Hyriidae (Figura 6)

Familia presente en América y Oceanía. Las especies americanas se agrupan en tres tribus: Castaliini, Diplodontinii y Prisodontinii. Esta última familia constituye el mayor porcentaje (36,42 %) de bivalvos de agua dulce en Suramérica e incluye géneros con conchas “infladas” asociadas a hábitats léntricos como lagunas, madrevejas y remansos de ríos (Pereira et al., 2013). Se reconocen 20 géneros (Graf & Cummings, 2018).



Figura 6. Hyriidae (*Castalia ambigua*). Fuente Linares et al. (2018).

En Colombia la familia Hyriidae está representada por cuatro géneros: *Castalia*, *Diplodon*, *Prisodon* y *Triplodon*, los tres últimos monoespecíficos de Colombia, y ocho especies, y si bien no tienen nombres particulares, se las conoce en general como conchas. El género *Prisodon* se distribuye en Colombia, Venezuela, Bolivia y Brasil (Pereira et al., 2013). En Colombia está en la cuenca del Amazonas (Putumayo) a 7-50 m s.n.m. (Linares et al., 2018).

El género *Castalia* se distribuye desde Colombia y Venezuela hasta Bolivia y Brasil (Pereira et al., 2013; Graf & Cummings, 2018). En Colombia se encuentra en la cuenca del Amazonas (Amazonas, Caquetá, Guaviare, Putumayo, Vaupés), cuencas andinas (Tolima), cuenca del Caribe (Atlántico, Bolívar, Cesar, Chocó, Córdoba, Guajira) y cuenca del Orinoco (Arauca, Vichada). Altitud: 50-500 m s.n.m. (Linares & Vera; 2012; Linares et al., 2018).

Diplodon se encuentra en Colombia y Venezuela (Graf & Cummings, 2018). En Colombia hay registros en la cuenca del Orinoco (Meta). Altitud: 200-500 m s.n.m. (Linares & Vera, 2012; Linares et al., 2018). Por último, *Triplodon* se extiende desde Colombia y Venezuela hasta Brasil y Perú (Pereira et al., 2013; Graf & Cummings, 2018). En Colombia está en las cuencas del Amazonas (Caquetá, Putumayo) y Orinoco (Vichada). Altitud: 70-200 m s.n.m. (Linares & Vera, 2012; Linares et al., 2018).

Aspectos bioecológicos

Habitan en los remansos del cauce principal de los grandes ríos y afluentes mayores y lagunas de inundación, incluso en raudales, asociados a aguas poco profundas, blancas y claras, de fondos arenosos-fangosos o limo-arenosos, en ocasiones con presencia de cantos rodados; también pueden habi-

tar en ambientes artificiales o semiartificiales, como abrevaderos y jagüeyes (Linares et al., 2018). Por sus hábitos de alimentación mediante la filtración de agua, juegan papel importante como recicladores de materia orgánica. También son descriptores de los límites funcionales de los humedales en la cuenca del Amazonas.

Indicadores ambientales y uso en bioindicación

Castalia ambigua ha sido estudiada particularmente en Brasil como un descriptor de la modificación del ecosistema acuático, que, a causa del estrés sobre la especie, ocasiona disminución de la densidad de las poblaciones (Simeone et al., 2021). La familia Hyriidae en las cuencas interandinas (Magdalena), en el abanico caribeño, en la Orinoquia y, cada vez más, en la Amazonia, está sometida a presiones similares, y consecuentemente constituye un buen indicador del estado funcional de las cuencas hidrográficas de esas regiones. Todas las especies de estos géneros filtradores de agua juegan papel importante como recicladoras de materia orgánica y, por ello, sirven de descriptores de los límites funcionales de los humedales.

Claves para los géneros

- 1 a. Conchas con la línea dorsal recta o casi recta, con expansiones alares muy largas y agudas; subtriangulares, frágiles *Prisodon*
- 1 b. Conchas con la línea dorsal arqueada, con alas cortas y gruesas o sin alas 2
- 2 a. Conchas subtriangulares, con el extremo anterior redondeado y el extremo posterior oblicuo y truncado, formando un ángulo obtuso en la confluencia con la margen ventral; superficie esculpida con costillas radiales gruesas *Castalia*
- 2 b. Conchas transversalmente elipsoides hasta subtriangulares 3
- 3 a. Conchas subtriangulares a transversalmente elipsoides, sólidas y gruesas; con o sin alas, el ala posterior expandida, el ala anterior pequeña; superficie esculpida con líneas transversales de crecimiento gruesas, sobre los umbos, de radios gruesos *Triplodon*
- 3 b. Conchas transversalmente elipsoides, frágiles y delgadas; sin alas; superficie esculpida con líneas transversales de crecimiento bajas y apretadas, gruesas a delgadas, fuertes en la zona media; umbos sin radios *Diplodon*

Mycetopodidae (Figura 7)

Bivalvos agrupados en tres subfamilias: Anodontitinae, Mycetopodinae y Monocondylaeinae (Martínez-Escarbassiere et al., 2015). Existe una cuarta subfamilia (Leilinae) sin registros aún para Colombia (C. Clavijo, comunicación personal). Es la segunda familia de bivalvos suramericanos con la mayor diversidad, después de Hyriidae, con cerca de 50 especies (27,8 %) (Pereira et al., 2013). Incluye a los géneros *Anodontites* (26 sp.), *Diplodontites* (3 sp.), *Mycetopoda* (5 sp.), *Mycetopodella* (1 sp.) y *Tamsiella* (3 sp.) (Graf & Cummings, 2018). También están los géneros *Monocondylaea*, *Fossula*, *Iheringella*, *Hassica*, *Leila* y *Lamproscapha*, este último de posible presencia en Colombia (ríos Amazonas y Orinoco).



Figura 7. Mycetopodidae (*Anodontites trapesialis*). Fuente: Linares et al. (2018).

En Colombia esta familia está representada por cinco géneros y 13 especies agrupadas en tres subfamilias. La subfamilia Anodontitinae está representada por los géneros *Mulleria* y *Anodontites*, ampliamente distribuidos desde Centroamérica y México hasta Argentina. Los Mycetopodinae incluyen: *Mycetopoda* y *Mycetopodella*. Por último, la subfamilia Monocondylaeinae incluye a *Diplodontites* y *Tamsiella*.

Mulleria está restringido a Colombia. Cuencas andinas: río Magdalena (Cundinamarca, Huila, Santander y Tolima) y cuenca del Caribe (Córdoba). Altitud: 195-1806 m s.n.m. (Linares & Vera, 2012; Linares et al., 2018). *Anodontites* se distribuye en cuencas hidrográficas del oriente de Suramérica y algunas especies van desde México (*A. trapesialis*) y Costa Rica (*A. tortilis*) hasta Argentina (Pereira et al., 2013; Graf & Cummings, 2018). En Colombia habita en

las cuencas andinas: río Cauca (Antioquia, Valle del Cauca); río Magdalena (Boyacá, Caldas, Cundinamarca, Huila, Norte de Santander, Santander, Tolima); y en las cuencas del Amazonas (Guaviare, Putumayo), el Caribe (Atlántico, Bolívar, Cesar, Córdoba, Chocó-río Atrato, Guajira, Magdalena, Sucre), del Orinoco (Arauca, Casanare, Meta, Vichada). Altitud: 10-1000 m s.n.m. (Linares & Vera, 2012; Linares et al., 2018).

Diplodontites se encuentra en Colombia, Ecuador y Perú (Pereira et al., 2013). En Colombia, habita las cuencas andinas (río Magdalena: Santander) y del Caribe (Cesar, Córdoba, Magdalena). Altitud: 40-200 m s.n.m. (Linares & Vera, 2012; Linares et al., 2018).

Mycetopoda está ampliamente distribuido, desde Centroamérica (Guatemala) hasta Argentina, incluyendo la isla de Trinidad; en Suramérica, habita en las cuencas hidrográficas orientales (Pereira et al., 2013). En Colombia se encuentra en las cuencas andinas: río Cauca (Valle del Cauca); río Magdalena (Tolima), y en las cuencas del Amazonas (Amazonas, Putumayo), del Caribe (Bolívar) y de la Orinoquia (Arauca, Casanare, Vichada). Altitud: 100-1000 m s.n.m. (Linares & Vera, 2012; Linares et al., 2018).

Mycetopodella se distribuye en las cuencas hidrográficas de las planicies orientales de Suramérica (Graf & Cummings, 2018; Pereira et al., 2013). En Colombia está presente en la Orinoquia (Meta). Altitud: 50-500 m s.n.m. (Linares & Vera, 2012; Linares et al., 2018). Por último, se encuentra *Tamsiella* en Colombia y Venezuela, en particular para la cuenca o vertiente del Caribe (Cesar y Guajira). Altitud: 100-200 m s.n.m. (Linares & Vera, 2012; Linares et al., 2018).

Aspectos bioecológicos

Habitan en ecosistemas naturales (ríos, quebradas, arroyos, zonas pantanosas, madre viejas y ciénagas) y ecosistemas artificiales (cultivos de peces, sistemas con aguas residuales, lagunas de oxidación y canales de desagüe), asociadas a aguas someras, claras o turbias, sobre fondos de arcilla, lodo, fango, arena fina a gruesa. Son excavadoras de los fondos blandos a compactados o están adheridas a las rocas, dentro de troncos sumergidos, entre la hojarasca y entre las macrófitas, donde forman poblaciones pequeñas muy densas, entre dispersas y agregadas, en áreas marginales de los cuerpos de agua (Pereira et al., 2013; Linares et al., 2018). Los géneros con la concha de forma más abultada o inflada (p. ej., *Anodontites*) habitan por lo general en sistemas lénticos, como lagunas y madre viejas, en sustratos fangolimosos de textura blanda, mientras que las especies de géneros con conchas más alargadas y

aguzadas o puntiagudas (p. ej., *Mycetopoda*, *Mycetopodella*) usan los bancos de los ríos sobre sustratos más bien arcillosos-arenosos, pero más compactados (Lasso, observación personal; Pereira et al., 2013).

Indicadores ambientales y uso en bioindicación

Mulleria rivoli se presenta en ríos contaminados con agroquímicos, en donde se pueden hallar entre 3 y 202 ind/m² (río Opía, Piedras, Tolima; Hoyos, 2011). Se categoriza En Peligro Crítico, por amenazas ligadas a la agricultura, la contaminación, el desarrollo residencial, la modificación del sistema natural y la sobrepesca (Lasso et al., 2016).

Diplodontites olssoni no ha sido hallada nuevamente en el río Sinú (Córdoba), cuenca que se encuentra en proceso de degradación medioambiental (deforestación, desecación de cuerpos de agua, contaminación) y que sufre impactos por la construcción del embalse de Urrá, en el que de manera creciente se observan poblaciones grandes de *Corbicula fluminea*, bivalvo invasor de origen asiático (Batista-Morales et al., 2015), factores que pueden estar relacionados con la disminución de las poblaciones de *D. olssoni* y que han conducido a declararla como en estado Vulnerable (Lasso et al., 2016).

Claves para los géneros

- 1 a. Conchas adheridas a las rocas, inequivalvas e irregulares, densas y pesadas, con la superficie externa lamelar; con cicatriz del músculo aductor posterior (solo en adultos) *Acostaea*
- 1 b. Conchas libres, valvas equivalentes, delicadas, sin superficie lamelar, con cicatrices anteriores y posteriores de los músculos aductores 2
- 2 a. Conchas estrechamente alargadas, tubuliformes, con el extremo anterior angosto y redondeado y el extremo posterior ancho y truncado-redondeado; sin dientes en la charnela 3
- 2 b. Conchas entre elipsoides y oblonguiformes; con o sin dientes en la charnela 4
- 3 a. Conchas con el extremo anterior muy angosto y redondeado, separado del resto de la concha por un surco radial *Mycetopodella*
- 3 b. Conchas con el extremo anterior angosto, pero no separado por un surco..... *Mycetopoda*
- 4 a. Conchas con dientes en la charnela 5
- 4 b. Conchas sin dientes en la charnela *Anodontites*

5 a. Charnela con tres dientes grandes en cada valva -el anterior más grande-, y ranuras profundas *Diplodontites*

5 b. Charnela con 1-2 dentículos pseudocardinales pequeños en una valva y láminas cortas comprimidas en la otra *Tamsiella*

Sphaeriidae (Figura 8)

Incluye tres géneros a nivel mundial: *Eupera* (32 sp.), *Pisidium* (133 sp.) y *Sphaerium* (62 sp.) (Graf & Cummings, 2018) y está representada en Colombia por dos subfamilias: Sphaeriinae y Pisidiinae, tres géneros (*Eupera*, *Pisidium* y *Sphaerium*) y tres especies. Presente en tierras bajas inundables de las cuencas del Magdalena, Caribe y Orinoquia y en lagunas altoandinas, a grandes elevaciones.



Figura 8. Sphaeriidae (*Pisidium punctiferum*). Fuente: Linares et al. (2018).

Eupera se encuentra desde Estados Unidos (EE. UU.) hasta Brasil y las Antillas (Pointier, 2008; Massemin et al., 2011). En Colombia está en cuencas andinas (Cundinamarca), del Caribe (Atlántico, Arauca, Córdoba, Magdalena) y del Orinoco (Arauca, Vichada). Altitud: 25-150 m s.n.m. (Linares & Vera, 2012; Linares et al., 2018). *Pisidium* está distribuido desde EE. UU. a Uruguay, incluyendo las Antillas (Massemin et al., 2011). En Colombia habita en las cuencas andinas (Cundinamarca, Santander) y del Caribe (Atrato, golfo de Urabá). Altitud: 8-2565 m s.n.m. (Linares et al., 2018). *Sphaerium* tiene también una distribución amplia, desde EE. UU. a Argentina y Chile (Graf, 2013). En Colombia ocupa las cuencas andinas (río Magdalena: Boyacá, Cundinamarca) y del Orinoco (Cundinamarca, Meta). Altitud: 2445-3950 m s.n.m. (Linares et al., 2018).

Aspectos bioecológicos

Habita en sistemas naturales, como ríos, quebradas y arroyos, así como en charcas, pantanos, ciénagas, lagunas y lagos, y ecosistemas artificiales, como embalses y canales de regadío (Linares et al., 2018). Vive en fondos arenosos-lodosos y también se adhiere a las macrófitas, donde llega a formar poblaciones grandes, y puede encontrarse dentro de troncos sumergidos o entre la hojarasca.

Indicadores ambientales y uso en bioindicación

En diversos estudios para evaluar de calidad del agua empleando plantas acuáticas y macroinvertebrados, la familia Sphaeriidae ha sido registrada en todo el gradiente altitudinal de las cordilleras andinas. Respecto de los cambios ambientales, los esféridos tienen poblaciones más grandes en sistemas naturales no intervenidos y disminuyen notoriamente o desaparecen, cuando el sistema tiende a tornarse crítico por la contaminación y la deforestación (de moderada a fuerte), impactos derivados de actividades agropecuarias (contaminación por agroquímicos), minería, aguas servidas y basuras. Este espectro presenta, además, variaciones de múltiple origen (según el clima, altitud, grado de transformación del paisaje, fuente o fuentes de contaminación). Esta familia ha sido empleada en muchos estudios de contaminación en comparación con otros grupos. A continuación, los resumimos, dada la importancia de los datos bioecológicos suministrados y su utilidad potencial en bioindicación.

En sistemas oligotróficos, como la laguna La Virginia, en el páramo de Sumapaz (Bogotá) a 3700, se encontraron entre las macrófitas en densidades muy altas, hasta 455 ind/m² (Alba & González, 2015), mientras que en una quebrada de montaña de aguas limpias: (quebrada Los Alisos, Firavitoba (Boyacá), a 2500 m s.n.m., se encontraron entre 23 y 103 (Torres-Zambrano & Torres-Zambrano, 2016). En aguas limpias a ligeramente contaminadas se hallaron entre 1 y 39 individuos en la quebrada Palestina, La Vega (Cauca), a 1580 m s.n.m. (Gómez, 2019), y en la quebrada Romerales, Manizales (Caldas), entre 2500 y 2300 m s.n.m. (González et al., 2012).

Existen otros trabajos con registros muy interesantes de distribución geográfica y bioindicación en este tipo de aguas, pero sin datos sobre la abundancia o cantidad de individuos. Estos son: caño El Mortiño, Mutiscua (Santander), 3306-3120 m s.n.m. (Castellanos & Serrato, 2008); cuenca del río Negro (An-

tioquia), a 2137-2095 m s.n.m. ; quebrada La Peña, Jericó (Antioquia), a 2000 m s.n.m. (Londoño et al., 2017); río Tota, Tota-Cuítiva-Iza (Boyacá), entre 2870 y 2560 m s.n.m. (Meneses-Campo et al., 2019).

En aguas ligeramente contaminadas a muy contaminadas, se encontraron hasta 28 individuos en el río Teusacá, La Calera-Sopó (Cundinamarca), a 2972-2552 m s.n.m. (Cárdenas-Castro et al., 2018). Así mismo, existen reportes de entre 0 y 77 individuos en la zona andina (sin especificar) entre 3000 y 2000 m s.n.m., y muchos sin especificar abundancia, por ejemplo, en el río Teusacá, Choachí-La Calera (Cundinamarca), entre 3292 y 2579 m s.n.m. (López et al., 2019); quebrada El Salitre, Subachoque (Cundinamarca), entre 3000 y 2800 m s.n.m. (Daza & Mora, 2016); río Subachoque, Subachoque, entre 3454 y 2633 m s.n.m. (Daza & Patiño, 2016); quebrada Las Cruces, Santa Rosa de Osos, a 2630 m s.n.m., y quebrada La Brizuela, Guarne, a 2300 m s.n.m., en Antioquia (Londoño et al., 2017); río Bogotá, Cajicá (Cundinamarca), a 2558 m s.n.m. (Ramírez et al., 2013), entre 2000 y 1000 m s.n.m., quebrada Doña María, Medellín (Antioquia), entre 1900 y 1715 m s.n.m. (Amador & Cardona, 2018); quebradas El Ruicito y Riolindo, Viotá (Cundinamarca), a 1247 m s.n.m. (Vega, 2016), y por debajo de los 1000 m s.n.m.: laguna de Sonso (Valle del Cauca), a 937 m s.n.m. (Mosquera et al., 2008); río Pescado, Belén de Los Anadaquíes (Caquetá), a 410 m s.n.m. (González et al., 2020); río Magdalena-río Páez, Gigante (Huila), a 150 m s.n.m. (Valbuena-Villareal & Gualtero-Leal, 2021).

Toda esta información muestra la utilidad de este grupo de bivalvos en la bioindicación. Las evaluaciones en las que se contemplaron muestreos estacionales y en sitios con varios fenómenos de transformación del paisaje y contaminación muestran que los esféridos tienden a tener poblaciones muy pequeñas o a desaparecer en la época seca y a aumentar en el periodo de lluvias. Esto concuerda con lo planteado por Roldán (2003) y Roldán et al. (2001), quienes asocian la variación de valores de diversidad de macroinvertebrados en relación con la variación de las características de las aguas, la contaminación y las variaciones de la pluviosidad.

Las poblaciones de esféridos de las lagunas de Chingaza y Chuza están siendo afectadas y sus poblaciones seguramente han disminuido, por cuanto desde 1940 se han introducido truchas (*Salmo gairdnerii* y *S. trutta*) que se están alimentando desde ese entonces de este bivalvo, como lo registraron Rodríguez y Barbosa (1981; citados por Vargas & Pedraza, 2004). Por su reducido tamaño, los esféridos pasan desapercibidos y la variación en las ob-

servaciones muestra que todavía no se conoce muy bien su comportamiento. Por ello, requieren de mayor atención para conocer su importancia dentro de la caracterización de los cuerpos de agua del país.

Claves para los géneros

- 1 a. Umbo ubicado en la mitad posterior de las conchas; con un diente cardinal en la valva derecha y dos en la izquierda; superficie lisa o levemente estriada con costillas comarginales muy bajas; conchas de menos de 10 mm de longitud *Pisidium*
- 1 b. Umbo ubicado en posición central hasta desplazado hacia el extremo anterior..... 2
- 2 a. Con dos dientes cardinales en la valva izquierda y uno en valva derecha; conchas redondeadas a ligeramente cuadrangulares, umbos bajos, no sobresalientes de la superficie de la concha *Sphaerium*
- 2 b. Con un diente cardinal en cada valva, el izquierdo siempre de tamaño reducido; superficie interna y externa de la concha generalmente con manchas moradas; conchas menores a 5 mm *Eupera*

Clase Gastropoda (caracoles)

Ampullariidae (Figura 9)

Los ampuláridos son caracoles dulceacuícolas que se encuentran ampliamente distribuidos por las regiones tropicales y subtropicales de América, África y Asia. En América se hallan cuatro géneros, tres de ellos presentes en Colombia: *Pomacea*, desde el suroriente de EE. UU. (Florida) hasta Argentina, y *Asolene* y *Marisa* en toda Suramérica (Hayes et al., 2015). Las conchas son de forma globosa (*Asolene*, *Pomacea*; 35-106 mm de longitud) o discoidea (*Marisa*; hasta 36 mm de diámetro), de espira corta, con abertura oval o reniforme y asimétrica, y operculadas y ornamentadas con líneas o bandas oscuras de ancho variable. La sistemática se basa en la morfología de la concha, la anatomía del complejo peneal y la morfología de la masa de huevos. Habitan ríos, quebradas, arroyos, charcos, pantanos, ciénagas, lagunas, lagos, embalses, canales de regadío y arrozales, asociados a las comunidades de macrófitas acuáticas, en donde ocurre la ovoposición en masas de huevos dentro y fuera del agua.



Figura 9. Ampullariidae (*Pomacea urceus*). Fuente: Linares et al. (2018).

Asolene se distribuye desde el norte de Suramérica (Colombia, Venezuela, Guayana Francesa, Guyana, Surinam) al Ecuador, Brasil, Perú y Bolivia (Cowie & Thiengo, 2003). En Colombia ha sido registrada en las cuencas: del Caribe (Córdoba), del Catatumbo (Norte de Santander), del Magdalena (Cesar) y del Amazonas (Amazonas). Altitud: 10-200 m s.n.m. (Linares & Vera 2012; Linares et al., 2018).

Marisa tiene una distribución muy amplia en todo el continente americano. Va desde el norte de Suramérica (Colombia, Venezuela, Guayana Francesa, Guyana, Surinam) al Brasil, Perú, Bolivia, incluso a las islas de Trinidad y Tobago (Cowie & Thiengo, 2003), y ha sido introducido en otros países de América y en África, Asia y Europa. En Colombia está presente en todas las cuencas, especialmente en la del Caribe (Atlántico, Bolívar, Cesar, Córdoba, Guajira, Magdalena, Sucre). También ha sido registrada en las cuencas: del Amazonas (Amazonas, Guainía), del Orinoco (Casanare) e interandinas (Cundinamarca, Huila, Santander, Tolima). Altitud: 10-1000 m s.n.m. (Linares & Vera 2012; Linares et al., 2018).

Pomacea tiene una distribución más amplia que el género anterior: desde Honduras y el Caribe hasta el norte de Argentina. Varias especies de este género han sido introducidas en EE. UU., el Caribe, África, Asia, Europa y Oceanía (Benson, 2018; CAB International, 2018). En Colombia está en las cuencas: del Amazonas (Amazonas, Guainía, Putumayo), Caribe (Atlántico, Bolívar, Cesar, Chocó, Córdoba, Magdalena, Sucre), interandinas (subcuenca

del Cauca: Antioquia, Valle del Cauca; cuenca del Magdalena: Antioquia, Caldas, Santander, Tolima), cuenca del Orinoco (Arauca, Casanare, Meta, Vichada). Recientemente hay reportes para la vertiente o cuenca del Pacífico (Lasso observación personal). Altitud: 0-1000 m s.n.m. (Linares & Vera, 2012; Linares et al., 2018).

Aspectos bioecológicos

Habita en sistemas naturales, como ríos, quebradas y arroyos, así como en charcas, pantanos, ciénagas, lagunas y lagos, y en ecosistemas artificiales: embalses, canales de regadío, arrozales y criaderos de peces (Linares et al., 2018), y aun en raíces de mangle (*Rizophora mangle*) del Caribe (departamento de Córdoba), como es el caso de *Marisa*, donde soporta cambios de salinidad (Quirós-Rodríguez et al., 2010).

En general, las especies están asociadas a las comunidades de macrófitas acuáticas, donde se alimentan de estas plantas y algas perifíticas, aunque también para algunas especies se ha registrado alimentación con carroña y detritus. En este sistema de macrófitas acuáticas ocurre la ovoposición. En *Marisa* las masas de huevos son gelatinosas y flotan en el agua o se encuentran por debajo de la línea de agua, pegados a la vegetación o a objetos arrojados por el ser humano (Martínez-Escarbassiere, comunicación personal; Pointier & Noya, 2015b). En *Pomacea* la ovoposición ocurre fuera del agua, hasta 50 cm por encima de la superficie, sobre las plantas, rocas o troncos, cuando se ha iniciado la época seca y los sistemas lénticos comienzan a disminuir su tamaño.

Además, ya que ocurren fluctuaciones temporales del agua en el ciclo lluvias-sequía, los ampuláridos han evolucionado en estos ambientes acuáticos para soportar el estío y, entre otras respuestas adaptativas, adicionalmente a una branquia tienen una cámara paleal vascularizada que actúa como pulmón y facilita vivir enterradas en el fango hasta la siguiente época de lluvias, comportándose como organismos anfibios.

Indicadores ambientales y uso en bioindicación

Tras la eclosión de las larvas, los adultos y las crías se entierran en el fango para no exponerse a la desecación, cuando el espejo de agua desaparece parcialmente en los sistemas lénticos más grandes, como ciénagas y esteros, o totalmente, como pantanos y charcos. En la época de lluvias aumenta el espejo de agua en los humedales y los adultos y las crías que se encontraban

enterrados o semienterrados durante todo el periodo seco emergen del suelo y reinician sus actividades vitales. Esto se puede observar fácilmente para *Marisa* y *Pomacea* en ciénagas, lagunas, esteros, madre viejas, pantanos y charcos en las regiones del Caribe y de la Orinoquia, donde ocurren estaciones secas muy fuertes y la disminución de los espejos de agua de los humedales es muy alta. La capacidad para estivar puede ser interpretada como un buen indicador del estado de los humedales de tierras cálidas del país y, en consecuencia, empleada en su delimitación para asegurar la mayor amplitud del espejo de agua en la variación estacional. Los ampuláridos son entonces muy útiles para la delimitación de humedales.

Por otro lado, la relación de comensalismo entre el gavián caracolero (*Rostrhamus sociabilis*) y el carrao (*Aramus guarauna*) aves asociadas a los humedales del trópico americano, que tienen en su dieta a los ampuláridos (*Marisa* y *Pomacea*), también puede ser empleada para conocer el estado de salud de los humedales y los paisajes circundantes. Snyder y Kale (1983) en la cuenca baja del río Magdalena (alrededores de Barranquilla (Atlántico) y Sampedro et al. (2019), en un humedal artificial de Toluvié (Sucre), observaron a *R. sociabilis* consumiendo tanto *Marisa* como *Pomacea*, mientras que Díaz y Blanco (1996) en la laguna de Sonso (Bugá, Yotoco y Guacarí, en el Valle del Cauca) y Estela y Naranjo (2005) en un humedal artificial en Jamundí (Valle del Cauca) observaron además a *A. guarauna* consumiendo *Pomacea*.

En San Luis (Antioquia), se encontraron pocos individuos de *Pomacea* en quebradas que presentaban contaminación doméstica, pecuaria, lavado de autos, además de contaminación fecal, por lo que estas aguas tienen restricciones de uso, aun con tratamientos de potabilización (Arango et al., 2008). Aquí se encontró *Pomacea* desde aguas ligeramente contaminadas hasta aguas moderadamente contaminadas, y ello podría indicar, por el número de individuos (baja abundancia), que este grupo tiene poca resistencia a un complejo de contaminantes producto de las actividades humanas.

En este género *Pomacea* se ha encontrado acumulación de metales pesados (As, Cd, Hg, Pb, U) en los tejidos: corpúsculos simbióticos, glándula digestiva, riñón, masa cefalopodal (Deng et al., 2008; Vega et al., 2012; Ramírez-Prado et al., 2016; Campoy-Díaz et al., 2018; Juárez et al., 2020; Sandoval, 2022), así como sensibilidad intermedia a plaguicidas (Spirotetramat), respecto de otros organismos estudiados para tal fin (Cornaglia et al., 2019). En general, estos autores sugieren que tales gasterópodos pueden ser empleados como bioindicadores de contaminación de cuerpos de agua dulce con metales pesados.

Claves para los géneros

- 1 a. Conchas globosas, delicadas y frágiles a más gruesas y robustas; espira muy baja o deprimida; sifón largo; masa de huevos calcáreos depositados hasta 50 cm por encima de la superficie del agua, sobre plantas, rocas o troncos *Pomacea*
- 1 b. Conchas globosas o discoideas (planiespirales); sifón corto; masa de huevos gelatinosos entre y sobre las macrófitas acuáticas 2
- 2 a. Conchas globosas y gruesas, espira protuberante *Asolene*
- 2 b. Conchas discoidea, espira deprimida *Marisa*

Cochliopidae (Figura 10)

La familia Cochliopidae es la más diversa entre los moluscos dulceacuícolas y estuarinos. Con más de 300 géneros y cerca de 1000 especies, constituye un importante componente biótico de las aguas continentales. Habita en aguas dulces, salobres e incluso ambientes subterráneos de México y EE. UU., ahora registrada para este tipo de sistemas hipógeos en Colombia.



Figura 10. Cochliopidae (*Pyrgophorus parvulus*). Fuente: Linares et al. (2018).

En América del Sur se han registrado siete géneros con aproximadamente 120 especies, principalmente concentradas hacia el sur del continente. En Colombia se conocen cuatro géneros (*Andesipyrgus*, *Aroapyrgus*, *Lithococcus* y *Pyrgophorus*) y cuatro especies, dos de ellas endémicas (Londoño et al., 2017; Chávez, 2022).

Andesipyrghus se distribuye en Colombia y Ecuador (Linares et al., 2018). En Colombia está en las cuencas andinas: río Magdalena: río subterráneo en caverna y cuenca del río Sogamoso (Santander). Altitud: 1270-1995 m s.n.m. *Aroapyrgus* es endémico de Colombia: cuencas andinas: río Cauca (Valle del Cauca). Altitud: 1400 m s.n.m. (Linares & Vera, 2012; Linares et al., 2018). *Lithococcus* también es endémico de Colombia: cuenca del Pacífico (Cauca). Altitud: 6 m s.n.m. (Linares & Vera, 2012; Linares et al., 2018). *Pyrgophorus* está en Colombia: cuencas: andinas (Antioquia, Huila, Tolima), del Caribe (Cesar, Chocó, Córdoba y Magdalena). Altitud: 0-100 m s.n.m. (Linares & Vera, 2012; Linares et al., 2018). También en Venezuela y las Antillas.

Aspectos bioecológicos

Esta familia habita desde sistemas loticos (quebradas, pequeños arroyos y ríos, incluidos arroyos de cavernas) hasta sistemas lenticos (ciénagas), en aguas dulces, salobres y aun saladas, en la desembocadura de pequeños arroyos al mar con salinidad de hasta 20 ppm. Son gonocóricos y ovíparos u ovovivíparos (Pointier et al., 2015b).

Indicadores ambientales y uso en bioindicación

Los cochliópodos se han registrado en el país en cuatro tipos de aguas, desde limpias a muy contaminadas.

- a. Aguas limpias a ligeramente contaminadas: entre 134 y 350 individuos: río Opía, Piedras (Tolima), a 936-267 m s.n.m. (Forero-Chávez & Reinoso-Flórez, 2013); quebrada La Peña, Jericó (Antioquia), a 2000 m s.n.m. (Londoño et al., 2017), y sin datos de abundancia: cuenca del río Negro (Antioquia), a 2137-2095 m s.n.m.
- b. Aguas limpias a moderadamente contaminadas: río Ranchería, San Juan del Cesar-Barrancas-Albania (Guajira), a 446-90 m s.n.m. (Díaz et al., 2020).
- c. Aguas moderadamente contaminadas: quebrada La Chaparrala, Andes (Antioquia), a 1436 m s.n.m. (Escobar & Montoya, 2019); y río Magdalena-río Páez, Gigante (Huila), a 150 m s.n.m. (Valbuena-Villareal & Gualtero-Leal, 2021).
- d. Aguas moderadamente contaminadas a muy contaminadas, un individuo: río Toribío, Ciénaga (Magdalena), a 10 m s.n.m. (Chávez, 2022).

En Colombia, el único caracol acuático asociado a vivir en cavernas (troglóbio) es *Andesipyrghus sketi* en cuevas de La Paz y San Gil (Santander

Claves para los géneros

- 1 a. Conchas deprimidas-globosas, la última vuelta con tres crestas espirales armadas con tubérculos cónicos..... *Lithococcus*
- 1 b. Conchas ovoideas-cónicas 2
- 2 a. Ápice de la concha obtuso; periferia de las vueltas levemente inflada y suturas levemente acanaladas; abertura levemente separada del cuerpo de la concha por un pliegue acanalado; ombligo cerrado; en cavernas de Santander *Andesipyrargus*
- 2 b. Ápice de la concha agudo; periferia de las vueltas inflada, suturas fuertemente acanaladas; abertura no separada del cuerpo de la concha; ombligo abierto 3
- 3 a. Escultura de las conchas con líneas espirales finas en el hombro de los verticilos, a veces con crestas paralelas más pequeñas, con o sin proyecciones espinosas triangulares en el borde superior de las vueltas..... *Pyrargophorus*
- 3 b. Ápice de la concha agudo; suturas impresas, fuertemente acanaladas *Aroapyrgus*

Lymnaeidae (Figura 11)

La familia Lymnaeidae es común en todo el planeta y se estima que reúne aproximadamente 100 especies, siete de ellas en el Neotrópico (Strong et al., 2008). En Colombia se encuentran dos géneros (*Galba* y *Pseudosuccinea*) y tres especies.



Figura 11. Lymnaeidae (*Galba truncatula*). Fuente: Linares et al. (2018).

Galba está en Colombia, Chile, Ecuador y Venezuela (*G. cousini*) y hay una especie exótica (*G. truncatula*) que se encuentra distribuida por todos los continentes. En Colombia se distribuye en las cuencas andinas: río Cauca (Cauca); río Magdalena (Antioquia, Cundinamarca, Norte de Santander y Santander); cuencas del Orinoco (Boyacá) y del Pacífico (Nariño). Altitud: 1745-3100 m s.n.m. (Linares & Vera, 2012; Linares et al., 2018). *Pseudosuccinea* es una especie originaria del oriente de Norteamérica, ampliamente distribuida a nivel mundial (Pointier et al., 2015a). En Colombia está en las cuencas andinas: río Cauca (Cauca, Valle del Cauca); río Magdalena (Antioquia, Cundinamarca), cuencas del Caribe (Córdoba) y del Orinoco (Meta). Altitud: 1100-2819 m s.n.m. (Linares & Vera, 2012; Linares et al., 2018).

Aspectos bioecológicos

Habitan en sistemas naturales, como ríos, quebradas y arroyos, así como en charcas, pantanos, ciénagas, lagunas y lagos, y en ecosistemas artificiales, como canales de irrigación, estanques, pozos y bebederos del ganado, asociadas a las comunidades de macrófitas. Se alimentan de algas, rotíferos, ostrácodos, cladóceros, anfípodos, larvas de dípteros y restos de tejidos de plantas vasculares.

Indicadores ambientales y uso en bioindicación

Los limnéidos se han encontrado en Colombia, desde aguas limpias hasta aguas muy contaminadas a fuertemente contaminadas.

- a. Aguas muy contaminadas a fuertemente contaminadas: cuenca del río Negro (Antioquia), a 2137-2095 m s.n.m.
- b. Aguas ligera a moderadamente contaminadas, con 1 a 22 individuos: quebrada La Mosca, Guarne (Antioquia), a 2080 m s.n.m. (Caicedo y Palacio 1998); laguna de Sonso (Valle del Cauca), a 937 m s.n.m. (Mosquera et al., 2008); río Robles, Timbío (Cauca), a 2050-1750 m s.n.m. (Bonilla, 2012); quebrada La Torura, Entreríos (Antioquia), a 2473 m s.n.m. (Maya, 2016); río San Lorenzo, El Carmen de Viboral (Antioquia), a 2150 m s.n.m. (Naranjo & Montoya-Moreno, 2020).
- c. Aguas muy contaminadas a fuertemente contaminadas, con tres a 151 individuos: quebrada La Torura, Entreríos (Antioquia), a 2317 m s.n.m. (Maya, 2016); quebrada La Brizuela, Guarne (Antioquia), a 2300 m s.n.m. (Londoño et al., 2017).

Los miembros de esta familia son de gran importancia médica y veterinaria, ya que actúan como vectores de parásitos que afectan gravemente poblaciones humanas y ganaderas. Causan pérdidas económicas importantes, al ser hospederos intermediarios de tremátodos. Varias especies de esta familia son hospedadoras intermediarias de la *Fasciola hepatica*, parásito del hígado responsable de la fasciolosis vacuna y humana. Esta última está muy extendida en los Andes venezolanos y el riesgo transmisión es muy alto por la presencia de ganado y de vectores, especialmente *Galba truncatula* (Pointier et al., 2015c). También está presente en los Andes colombianos (obs. pers.).

Claves para los géneros

- 1 a. Superficie de la concha ornamentada con estrías espirales onduladas..... *Pseudosuccinea*
 1 b. Superficie de la concha sin esculturas espirales *Galba*

Neritidae (Figura 12)

Los nerítidos se distribuyen por los mares del mundo y pueden hallarse sobre rocas intermareales y manglares de las costas tropicales y subtropicales de todo el planeta, hasta la desembocadura de riachuelos y ríos continentales e insulares, como ocurre con *Neritina* (Scott & Kenny, 1998).

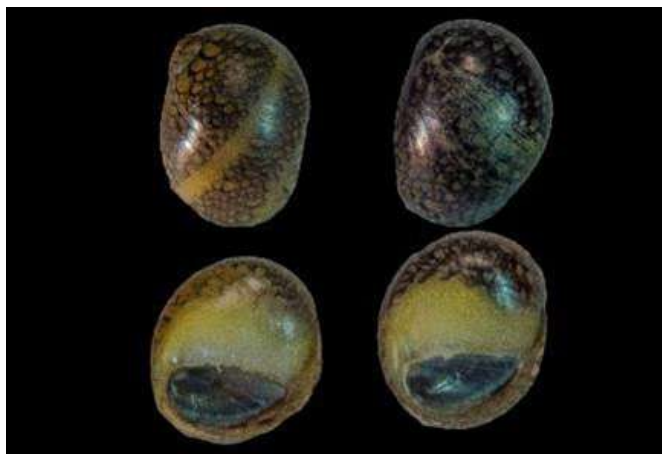


Figura 12. Neritidae (*Neritina punctulata*). Fuente: Linares et al. (2018).

En Colombia se encuentra un género (*Neritina*) con tres especies (*N. latissima*, *N. punctulata* y *N. virginea*) que habitan en la desembocadura de ríos, quebradas y arroyos costeros de las cuencas Caribe y Pacífica y en las islas (Ar-

chipiélago de San Andrés, Providencia y Santa Catalina y Parque Nacional Natural Gorgona) (Linares et al., 2018). *Neritina latissima* se distribuye en la vertiente Pacífica desde México hasta Ecuador. En Colombia ocupa la cuenca del Pacífico (Cauca, Guapi, PNN Isla Gorgona y Buenaventura, Valle del Cauca) en la desembocadura de arroyos y ríos que drenan al mar, por debajo de 10 m s.n.m. (Linares et al., 2018).

Neritina punctulata está ampliamente distribuida desde Cuba hasta Brasil, incluidas las Antillas Menores (Pointier 2008). En Colombia se encuentra en la cuenca del Caribe (Archipiélago de San Andrés, Providencia y Santa Catalina, y Chocó). Altitud: 0-100 m s.n.m. (Lasso obs. pers.; Cortés-Guzmán & Linares, 2016). *Neritina virginea* también está ampliamente distribuida desde Florida (EE. UU.) hasta el norte de Suramérica; común en las Antillas Menores (Pointier, 2008). En Colombia la encontramos en la cuenca del Caribe (Archipiélago de San Andrés, Providencia y Santa Catalina; Atlántico, Bolívar, Guajira). Altitud: 0-50 m s.n.m. (Linares et al., 2018).

Aspectos bioecológicos

La familia Neritidae se distribuye desde los océanos del mundo hasta las zonas intermareales, las aguas salobres costeras y las aguas dulces de los arroyos y ríos costeros. Especies diádromas, ponen masas de huevos sobre las piedras, troncos, plantas acuáticas y fondos arenosos o rocosos de ríos; de larvas planctotróficas que bajan al mar por deriva y requieren salinidad para su desarrollo. Tras la metamorfosis respectiva, las larvas vuelven a las bocas de los ríos y migran río arriba, fenómeno conocido como anfidromía (Blanco y Scatena 2006). Los adultos se alimentan de perifiton (Pointier & Noya, 2015a).

Indicadores ambientales y uso en bioindicación

Neritina virginea tiene poblaciones en el Caribe asociadas a los bosques de manglar, especialmente en la parte baja de los troncos del mangle y las raíces, y en los neumatóforos, desde donde se desplaza hacia el suelo en la bajamar. La pérdida de los manglares y el aumento de la contaminación con aguas residuales y la presencia de aguas turbias como ya ocurre en el Caribe antioqueño, parece estar relacionada con la disminución de las poblaciones de este molusco (Ortiz & Blanco, 2012). Esta sensibilidad a la pérdida del paisaje y la contaminación también ha sido observada en ríos de Puerto Rico, donde además de la turbiedad, las altas concentraciones de fósforo total en los ríos costeros parecen afectar a esta especie (Blanco & Scatena, 2006).

En la Florida (EE. UU.) se encontró que *Melanoides tuberculata*, tiárido introducido a América desde Asia, disminuyó el crecimiento y reproducción de *Neritina virginea*, posiblemente debido a competición por recursos (Roessler et al., 1977). Por esta razón, *N. virginea* puede ser empleada para diagnosticar impactos de especies exóticas sobre poblaciones de especies nativas y está asociada a contaminación del agua y pérdida del hábitat.

Physidae (Figura 13)

La familia Physidae, con 23 géneros y cerca de 80 especies, tiene una distribución principalmente Holártica y algunos de sus miembros alcanzan Centroamérica y Suramérica (Linares et al, 2018). En Colombia se encuentran dos géneros (*Physa* y *Stenophysa*) y dos especies.



Figura 13. Physidae (*Physa acuta*). Fuente: Linares et al. (2018).

Physa incluye a la especie *P. acuta*, la cual posiblemente es originaria de Norteamérica (Linares et al., 2018), distribuida desde el Ecuador hasta los círculos polares (Pointier & Noya, 2015d). En Colombia está en las cuencas andinas (Cundinamarca, Tolima) y del Caribe (Archipiélago de San Andrés, Providencia y Santa Catalina; Córdoba). Altitud: 900-2600 m s.n.m. (Linares & Vera, 2012; Linares et al., 2018). *Stenophysa* se distribuye desde el sureste de EE. UU. y las Antillas hasta Argentina (Pointier & Noya, 2015d). En Colombia está en las cuencas andinas: río Magdalena (Cundinamarca), cuencas del Caribe (Archipiélago de San Andrés, Providencia y Santa Catalina; Cesar) y del Orinoco (Arauca). Altitud: 80 m s.n.m. (Linares & Vera, 2012; Linares et al., 2018).

Aspectos bioecológicos

Habita en ecosistemas naturales, como ríos, quebradas y arroyos, lagunas, pantanos, charcos, manglares de salinidad muy baja, y ecosistemas artificiales, como embalses, canales de riego, jagüeyes, bebederos de agua, asociada a las comunidades de macrófitas con sustrato fangoso rico en materia orgánica, donde se alimenta de diversas fuentes (omnívoros), como algas, restos de artrópodos y restos de tejidos de plantas vasculares.

Indicadores ambientales y uso en bioindicación

La familia Physidae se ha encontrado desde aguas limpias hasta aguas muy contaminadas, como se indica a continuación.

- a. Aguas limpias, con tres individuos: quebrada Olivares, Manizales (Caldas), a 2500-2300 m s.n.m. (González et al., 2012); cuenca del río Negro (Antioquia), a 2137-2095 m s.n.m.
- b. Aguas limpias a ligeramente contaminadas, con siete a 58 individuos: río Opía, Piedras (Tolima), a 936-267 m s.n.m. (Forero-Chávez & Reinoso-Flórez, 2013); quebrada Doña María, San Antonio de Prado (Medellín), a 1948-1712 m s.n.m. (Amador & Cardona, 2018).
- c. Aguas ligeramente contaminadas a moderadamente contaminadas, con entre nueve y 186 individuos: quebradas La Cristalina y La Risaralda, San Luis (Antioquia), a 1450-1000 m s.n.m. (Arango et al., 2008); río Robles, Timbío (Cauca), a 2050-1750 m s.n.m. (Bonilla, 2012); río Subachoque, Subachoque (Cundinamarca), a 2993-2633 m s.n.m. (Daza & Patiño, 2016).
- d. Aguas moderadamente contaminadas, con entre 12 y 137 individuos: quebrada La Mosca, Guarne (Antioquia), a 2080 m s.n.m. (Caicedo y Palacio, 1998); río Roble, Circasia-Montenegro-Quimbaya (Quindío), a 1620-995 m s.n.m. (Echeverry & Alzate, 2003); laguna de Sonso (Valle del Cauca), a 937 m s.n.m. (Mosquera et al., 2008); río Bogotá, Cajicá (Cundinamarca), a 2558 m s.n.m. (Ramírez et al., 2013); quebradas El Ruicito y Riolindo, Viotá (Cundinamarca), a 1247 m s.n.m. (Vega, 2016); Bioparque Ukumarí, Pereira (Risaralda), a 1430 m s.n.m. (Betancur, 2017); quebrada La Chaparrala, Andes (Antioquia), 1436-1270 m s.n.m. (Escobar & Montoya, 2019); río Teusacá, Choachí-La Calera (Cundinamarca), a 2579-3292 m s.n.m. (López et al., 2019); río Magdalena-río Páez, Gigante (Huila), a 150 m s.n.m. (Valbuena-Villareal & Gualtero-Leal, 2021).

- e. Aguas ligeramente contaminadas a muy contaminadas, con hasta 163 individuos: río Teusacá, La Calera-Sopó (Cundinamarca), a 2972-2552 m s.n.m. (Cárdenas-Castro et al., 2018).
- f. Aguas moderadamente contaminadas a muy contaminadas, con 71 individuos: río San Lorenzo, El Carmen de Viboral (Antioquia), a 2150 m s.n.m. (Naranjo & Montoya-Moreno, 2020).
- g. Aguas muy contaminadas, entre 50 y 53 individuos: Bioparque Ukumarí, Pereira (Risaralda), a 1430 m s.n.m. (Betancur, 2017); quebrada La Brizuela, Guarne (Antioquia), a 2300 m s.n.m. (Londoño et al., 2017).

Este espectro de variación respecto de la calidad del agua muestra que la familia Physidae puede vivir aguas claras y limpias o turbias y contaminadas por aumento de desechos de origen antrópico y pecuario, donde la contaminación por eutrofización tiende a aumentar, al mismo tiempo que se encuentra disponible una mayor cantidad de alimento, por el exceso de nutrientes en el agua. Finalmente, las poblaciones de caracoles tienden a aumentar, pero en situaciones donde el agua está muy contaminada tienden a decrecer. Esta característica de la familia se puede emplear entonces para evaluar la calidad del agua, teniendo como eje el volumen de nutrientes presentes en función de varios factores: temporada climática (invierno-verano), niveles y caudales, estaciones de muestreo a lo largo de un curso de agua, respecto de fuentes de contaminación, etc., y hallar un patrón de tolerancia a ciertos niveles de contaminación de origen orgánico.

Claves para los géneros

- 1 a. Conchas con superficie opaca nunca brillante, con líneas de crecimiento finas, formando estrías más marcadas en la proximidad de la sutura; vueltas convexas y redondeadas, con hombros salientes, suturas profundas; callo parietal marcado y sinuoso*Physa*
- 1 b. Conchas con superficie brillante y translúcida, lisa; vueltas medianamente altas, poco convexas, sin hombros marcados, suturas superficiales; callo parietal débil, no marcadamente sinuoso*Stenophysa*

Planorbidae (Figura 14)

Los planorbidos son el grupo más diverso de caracoles pulmonados dulceacuícolas, con presencia en todos los continentes e islas del planeta. Incluye dos subfamilias (Ancylinae, Planorbinae) y seis géneros: *Biomphalaria*, *Drepanotrema*, *Ferrisia*, *Gundlachia*, *Planorbella* y *Uncancylus*.



Figura 14. Planorbidae (*Biomphalaria straminea*). Fuente: Linares et al. (2018).

Biomphalaria está presente en toda Suramérica y las Antillas (Pointier et al., 2015c). En Colombia se halla en las cuencas: andinas: río Cauca (Antioquia, Valle del Cauca), río Magdalena (Antioquia, Boyacá, Cundinamarca), del Amazonas (Amazonas), del Caribe (Archipiélago de San Andrés, Providencia y Santa Catalina; Cesar) y del Orinoco (Arauca, Cundinamarca, Meta). Altitud: 38-2100 m s.n.m. (Linares & Vera, 2012; Linares et al., 2018). *Drepanotrema* está ampliamente distribuida desde el sur de Estados Unidos y las Antillas hasta Argentina (Pointier et al., 2015c). En Colombia ocupa las cuencas andinas (Valle del Cauca), del Caribe (Atlántico, Cesar, Córdoba) y del Orinoco (Arauca). Altitud: 36-1000 m s.n.m. (Linares & Vera, 2012; Linares et al., 2018).

Ferrisia se distribuye en Colombia y las Antillas (Gómez & Dos Santos, 2004) incluyendo las cuencas andinas (río Magdalena: Antioquia). Altitud: 1120-2400 m s.n.m. (Linares & Vera, 2012; Linares et al., 2018). *Gundlachia* va desde el sur de EE. UU. hasta el norte de Argentina (Linares et al., 2018). En Colombia ocupa las cuencas andinas (río Cauca: Antioquia) y del Caribe (Archipiélago de San Andrés, Providencia y Santa Catalina; Cesar y Córdoba). Altitud: 10-630 m s.n.m. (Linares & Vera, 2012; Linares et al., 2018). *Planorbella* es originaria de EE. UU. (Florida), ampliamente distribuida en la actualidad en Centro y norte de Suramérica y África, Europa y Asia. En Colombia se encuentra en las cuencas andinas: río Magdalena (Cundinamarca). Altitud: 2600 m s.n.m. (Linares & Vera, 2012; Linares et al., 2018). *Uncancylus* está desde Costa Rica hasta Argentina y en Colombia se encuentra en las cuencas andinas: ríos Cauca y Magdalena (Antioquia) y del Caribe (Antioquia). Altitud: 10-2105 m s.n.m. (Linares & Vera, 2012; Linares et al., 2018).

Aspectos bioecológicos

Esta familia puede soportar condiciones desfavorables, como aguas contaminadas, pero habita generalmente en ecosistemas naturales, como caños, quebradas, arroyos, lagunas, ciénagas, pantanos, charcos, y en ecosistemas artificiales, como represas, estanques, canales de riego, bebederos de agua. Ocupa aguas poco profundas y claras a ligeramente turbias, de movimiento lento hasta estancado e incluso aguas temporales que desaparecen en la época seca. Está asociada a las comunidades de macrófitas acuáticas o semiacuáticas, en suelos con sustrato fangoso o fangoso-arenoso rico en materia orgánica (hojarasca) y piedras pequeñas, donde se alimenta de diversas fuentes (omnívora), como algas, restos de artrópodos y restos de tejidos de plantas vasculares (Gómez & Dos Santos, 2004; Cortés-Guzmán & Linares, 2016).

Indicadores ambientales y uso en bioindicación

Los planórbidos se han encontrado tanto en aguas limpias a ligeramente contaminadas como en aguas muy contaminadas.

- a. Aguas limpias a moderadamente contaminadas: cuenca del río Negro (Antioquia), a 2137-2095 m s.n.m.; río Ranchería, San Juan del Cesar-Barrancas-Albania (Guajira), a 446-90 m s.n.m. (Díaz et al., 2020).
- b. Aguas ligeramente contaminadas, con entre 1 y 16 individuos; río Opía, Piedras (Tolima), a 936-267 m s.n.m. (Forero-Chávez & Reinoso-Flórez, 2013); quebrada La Torura, Entreríos (Antioquia), a 2473 m s.n.m. (Maya, 2016); quebrada La Chaparrala, Andes (Antioquia), 1436-1270 m s.n.m. (Escobar & Montoya, 2019).
- c. Aguas ligeramente a moderadamente contaminadas, con entre 0 y 85 individuos: río Chisacá, Localidad de Usme (Bogotá), a 3071-2994 m s.n.m. (Moreno & Alzate, 2021).
- d. Aguas moderadamente contaminadas: entre 11 y 107 individuos (quebrada La Mosca, Guarne (Antioquia), a 2080 m s.n.m. (Caicedo y Palacio, 1998); laguna de Sonso (Valle del Cauca), a 937 m s.n.m. (Mosquera et al., 2008); río Bogotá, Cajicá (Cundinamarca), a 2558 m s.n.m. (Ramírez et al., 2013); quebrada El Salitre, Subachoque (Cundinamarca), entre 3000 y 2800 m s.n.m. (Daza & Mora, 2016); quebradas El Ruicito y Riolindo, Viotá (Cundinamarca), a 1247 m s.n.m. (Vega 2016); río Magdalena-río Páez, Gigante (Huila), a 150 m s.n.m. (Valbuena-Villareal & Gualtero-Leal, 2021).

- e. Aguas ligeramente contaminadas a muy contaminadas, con hasta 11 individuos: río Teusacá, La Calera-Sopó (Cundinamarca), a 2972-2552 m s.n.m. (Cárdenas-Castro et al., 2018).
- f. Aguas muy contaminadas, con entre 7 y 54 individuos: quebrada Las Cruces, Santa Rosa de Osos (Antioquia), a 2630 m s.n.m. (Londoño et al., 2017); río San Lorenzo, El Carmen de Viboral (Antioquia), a 2150 m s.n.m. (Naranjo & Montoya-Moreno, 2020).

Esta familia puede sobrevivir durante períodos de sequía (Barbosa et al., 2014), lo que le permite reiniciar su reproducción en el siguiente periodo de invierno y repoblar nuevamente los cuerpos de agua. Reviste particular importancia sanitaria, por cuanto diversas especies son huéspedes intermedios de gusanos que causan la esquistosomiasis. En Colombia se registran de manera preliminar 13 especies, agrupadas en seis géneros.

Claves para los géneros

- 1 a. Conchas cupuliformes, diminutas, de 2-3 mm de longitud, con abertura ventral elíptica 2 (Planorbidae-Ancylinae)
- 1 b. Conchas discoidales, umbilicadas, pequeñas, raramente hasta 18 mm de diámetro, abertura lateral reniforme 4 Planorbidae (Planorbinae)
- 2 a. Protoconcha lisa; conchas con líneas radiales numerosas; ápice de la concha agudo *Uncancylus*
- 2 b. Protoconcha con hoyos radiales o irregulares; ápice de la concha obtuso 3
- 3 a. Protoconcha con hoyos dispuestos en hileras radiales; ápice de la concha ubicado hacia la parte media; concha con radios en la parte anterior *Ferrisia*
- 3 b. Protoconcha con hoyos dispuestos irregularmente; ápice de la concha ubicado hacia la parte posterior; concha sin radios en la parte anterior *Gundlachia*
- 4 a. Conchas sólidas, de 18 mm de diámetro y 11 mm de alto; abertura grande y ensanchada *Planorbella*
- 4 b. Conchas delicadas, de hasta 9 mm de diámetro y 4,8 mm de alto 5
- 5 a. Conchas de 6,3-12,3 mm de diámetro y 2,3-4,8 mm de alto; última vuelta redondeada *Biomphalaria*
- 5 b. Conchas de 4,2-9 mm de diámetro y 1,1-1,5 mm de alto; última vuelta carinada *Drepanotrema*

Thiaridae (Figura 15)

La familia Thiaridae reúne caracoles operculados de amplia distribución en el planeta, principalmente en regiones tropicales y subtropicales. Incluye dos especies de caracoles pequeños de origen exótico (*Melanooides tuberculata* y *Tarebia granifera*), introducidos en Colombia; ambas especies probablemente son originarias del sur de Asia.



Figura 15. Thiaridae (*Tarebia granifera*). Fuente: Linares et al. (2018).

Aylacostoma se encuentra en Colombia y Venezuela. En Colombia se ha registrado en la cuenca del Caribe (Atlántico) y cuenca del Orinoco (Vichada). Altitud: 0-25 m s.n.m. (Linares & Vera, 2012; Linares et al., 2018). *Melanooides* es originario del oriente africano y sureste de Asia (Linares et al., 2018); ampliamente distribuida en las actualidades en toda Europa, Australia y América, incluidas las islas del Caribe. En Colombia está en todas las cuencas andinas: río Cauca (Antioquia, Valle del Cauca); río Magdalena (Antioquia, Huila), cuencas del Caribe (Atlántico, Córdoba, Magdalena), del lago de Maracaibo en Venezuela y Norte de Santander, y cuenca del Orinoco (Meta). Altitud: 7-1495 m s.n.m. (Linares & Vera, 2012; Linares et al., 2018). *Tarebia* es nativo del sureste de Asia y está ampliamente distribuido por toda la región intertropical, incluyendo las islas del Caribe (Linares et al., 2018). En Colombia se encuentra en las cuencas andinas: río Cauca (Antioquia, Valle del Cauca); río Magdalena (Boyacá, Huila) y cuenca del Caribe (Chocó, Córdoba, Magdalena). Altitud: 0-1000 m s.n.m. (Linares & Vera, 2012; Linares et al., 2018).

Aspectos bioecológicos

Habita en ecosistemas naturales, como ríos, quebradas, arroyos, caños, pantanos, ciénagas y cavernas, y en ecosistemas artificiales, como canales y embalses, en sustratos de lodo blando o arena, a poca profundidad, donde pue-

de llegar a tolerar aguas eutrofizadas contaminadas con desechos de origen orgánico (*Melanoides*, *Tarebia*). En estos dos últimos géneros, la reproducción además de sexual es por partenogénesis (Morrison, 1954 en Linares et al., 2018), con hasta 70 crías por ejemplar y hasta cinco años de edad para individuos introducidos en América (Thompson 1984). Los tiáridos son detritívoros, micrófagos (microorganismos bentónicos) y fitófagos (perifiton). Pueden presentar patrones morfológicos diferentes según la distribución de las poblaciones (Pointier & Noya, 2015c).

Indicadores ambientales y uso en bioindicación

La familia Thiaridae ha sido registrada en climas tropicales en Colombia, desde aguas limpias a muy contaminadas.

- a. Aguas limpias: río Fragua Chorroso, San José de Fragua (Caquetá), a 428 m s.n.m. (Chaux et al., 2018).
- b. Aguas moderadamente contaminadas: Palestina (Caldas), a 1050 m s.n.m. (Hahn et al., 2009), y en la laguna de Sonso (Valle del Cauca), a 937 m s.n.m. (Mosquera et al., 2008); 41 individuos: río Opia, Piedras (Tolima), a 230 m s.n.m. (Forero-Chávez & Reinoso-Flórez, 2013).
- c. Aguas moderadamente contaminadas a muy contaminadas, con 15 individuos: río Toribío, Ciénaga (Magdalena), a 10 m s.n.m. (Chávez, 2022). Los tiáridos exóticos (*Melanoides tuberculata* y *Tarebia granifera*) se han registrado en estanques de peces en Palestina (Caldas), a 1050 m s.n.m. (Hahn et al., 2009); hasta 3150 individuos, y en Villavicencio y alrededores (Meta), 467 m s.n.m.; en el río Magdalena-río Páez, Gigante (Huila) a 150 m s.n.m. (Valbuena-Villareal & Gualtero-Leal, 2021), y en Córdoba (Lorica, Momil y Purísima; cuenca del río Sinú), entre 7 y 18 m, donde se hallaron variaciones poblacionales conspicuas en cuadrantes de 50 x 50 cm: hasta 534 individuos en verano y hasta 2358 en invierno (Quirós-Rodríguez et al., 2018), en el entorno de la Ciénaga El Quemado; además con poblaciones adicionales en Canalete (25 m s.n.m.), lo que hace presumir una distribución más amplia en el departamento.

Los tiáridos exóticos invaden y colonizan rápidamente cualquier sitio, por cuanto, entre otros factores de riesgo e impacto, presentan alta variabilidad genética, alto potencial reproductivo, rápido crecimiento, larga vida, alta movilidad y consumen los desechos generados por los humanos, por lo que se adaptan a diferentes entornos, hasta resistir altos niveles de contaminación,

anoxia y salinidad (Facon & Pointier, 2008; Lasso, 2011; Pointier & Noya, 2015c). Además, afectan a otros moluscos acuáticos, hasta eliminarlos de los ecosistemas tropicales americanos. En la Florida (EE. UU.) se encontró que disminuyó el crecimiento y reproducción de *Vitta virginea*, posiblemente debido a competición por recursos (Roessler et al., 1977). Así mismo, existen evidencias de introducciones premeditadas o involuntarias de esta especie en Martinica en varias islas del Caribe (departamento de ultramar francés en las Antillas Menores), a donde fue introducida de forma premeditada en 1983 para controlar caracoles nativos (*Biomphalaria glabrata* y *B. straminea*). Una invasión similar ocurre en ríos y lagunas de Tabasco donde se registraron 4698 individuos de *M. tuberculata* y 20408 de *Tarebia granifera* (Trinidad-Ocaña et al., 2017).

La presencia de *Melanoides tuberculata* y *Tarebia granifera* en Colombia, dada la dinámica de crecimiento de sus poblaciones y las afectaciones que puede generar en nuestros ecosistemas, las convierten en un indicador negativo del estado de los cuerpos de agua.

Claves para los géneros

- 1 a. Verticilos redondeados; superficie esculpida con cordones finos y tubérculos pequeños; teñidas de manchas pardo rojizas..... *Melanoides*
- 1 b. Verticilos aristados; superficie esculpida con crestas prominentes, aristadas y tuberculadas; sin manchas *Tarebia*
- 2 a. Verticilos redondeados; superficie esculpida con cordones finos y tubérculos pequeños; teñidas de manchas pardo rojizas..... *Melanoides*
- 2 b. Verticilos aristados; superficie esculpida con crestas prominentes, aristadas y tuberculadas; sin manchas *Tarebia*

Referencias

- Alba, A. M., & González, G. (2015). Macroinvertebrados habitando macrófitas en la laguna La Virginia, páramo Sumapaz, Colombia. [Tesis de Maestría en Ciencias Ambientales, Departamento de Ciencias Biológicas y Ambientales, Facultad de Ciencias Naturales e Ingeniería, Universidad Jorge Tadeo Lozano, Bogotá].
- Aldridge, D. C., Salazar, M., Serna, A., & Cock, J. (2008). Density-dependent effects of a new invasive false mussel, *Mytilopsis trautwineana* (Tryon 1866), on shrimp, *Litopenaeus vannamei* (Boone 1931), aquaculture in Colombia. *Aquaculture*, 281, 34-42.

- Amador, J., & Cardona, C. (2018). Evaluar la calidad del agua de la quebrada “Doña María” a través de macroinvertebrados y variables fisicoquímicas, para la construcción de bases pedagógicas en el cuidado de las fuentes hídricas del corregimiento de San Antonio de Prado, 2017. [Trabajo de grado en Administración en Salud con énfasis en Gestión Sanitaria y Ambiental, Facultad Nacional de Salud Pública Héctor Abad Gómez, Universidad de Antioquia, Medellín].
- Arango, M. C., Álvarez, L. F., Arango, G. A., Torres, O. E., & Monsalve, A. de J. (2008). Calidad del agua de las quebradas La Cristalina y La Risaralda, San Luis, Antioquia. *Revista EIA*, 9, 121-141.
- Batista-Morales, A. M., Rincón, N., Ochoa, V., Baptiste, M. P., & Chasqui, L. (2015). Evaluación de la población del bivalvo exótico *Corbicula fluminea*, en la cuenca del río Sinú. [Informe final, Instituto Humboldt, Invemar, CVS].
- Betancur, S. (2017). Evaluación de calidad del agua mediante el método Biological Monitoring Working Party en humedales del Bioparque Ukumarí, Pereira. [Trabajo de grado, Programa de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Facultad de Ciencias de la Salud, Universidad Tecnológica de Pereira].
- Blanco, J. F., & Scatena, F. N. (2006). Hierarchical contribution of river-ocean connectivity, water chemistry, hydraulics, and substrate to the distribution of diadromus snails in Puerto Rican streams. *Journal of the North American Benthological Society*, 25, 82-98.
- Böhm, M., Dewhurst-Richman, N. I., Seddon, M., Ledger, S. E. H., Albrecht, C., Allen, D., Bogan, A. E., Cordeiro, J., Cummings, K. S., Cuttelod, A., Darrigran, G., Darwall, W., Fehér, Z., Gibson, C., Graf, D. L., Köhler, F., Lopes-Lima, M., Pastorino, G., Perez, K. E., Smith, K., ... & Collen, B. (2020). The conservation status of the world's freshwater molluscs. *Hydrobiologia*, 848, 3231-3254. <https://doi.org/10.1007/s10750-020-04385-w>
- Bonilla, B. L. (2012). Efecto de la extracción de material de arrastre sobre la dinámica hídrica y el ensamblaje perifítico. El caso del río Robles, en el municipio de Timbío-Cauca. [Tesis, Instituto de Estudios de Posgrados, Facultad de Ciencias Naturales Exactas y de la Educación, Universidad del Cauca, Popayán].
- Caicedo, O., & Palacio, J. (1998). Los macroinvertebrados bénticos y la contaminación orgánica en la quebrada La Mosca (Guarne, Antioquia, Colombia). *Actualidades Biológicas*, 20(69), 61-73.
- Campoy-Díaz, A. D., Arribére, M. A., Guevara, S. R., & Vega, I. A. (2018). Bioindication of mercury, arsenic and uranium in the apple snail *Pomacea canaliculata* (Caenogastropoda, Ampullariidae): Bioconcentration and depuration in tissues and symbiotic corpuscles. *Chemosphere*, 196, 196-205.
- Cárdenas-Castro, E., Lugo-Vargas, L., González-Acosta, J. A., & Tenjo-Morales, A. I. (2018). Aplicación del índice biótico de familias de macroinvertebrados para

- la caracterización del agua del río Teusacá, afluente del río Bogotá. *Revista U.D.C.A.*, 21(2), 587-597.
- Castellanos, P. M., & Serrato, C. (2008). Diversidad de macroinvertebrados acuáticos en un nacimiento de río en el páramo de Santurbán, Norte de Santander. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas Físicas y Naturales*, 32(122), 79-86.
- Chasqui, L., Merchán, A., & Yepes, V. (2014). Monitoreo de la presencia de la almeja asiática *Corbicula fluminea* en el río Sinú [Informe preliminar, Invemar].
- Chaux, J. P., Pimentel-Parra, G. A., Murcia-Ordóñez, B., Chaves-Moreno, L. C., Acosta, L. C., & Suárez, L. F. (2018). Biodiversidad de la comunidad de macroinvertebrados acuáticos asociados al río Fragua Chorroso y su papel como bioindicador de calidad de agua. *Revista Facultad de Ciencias Básicas*, 14(2), 130-137.
- Chávez, R. A. (2022). Evaluación de la calidad del agua mediante la bioindicación de macroinvertebrados acuáticos, en un tramo del río Toribío, Ciénaga, Magdalena, Colombia. *Ciencia e Ingeniería*, 9(2), e7461089.
- Cornaglia, L., Mulreedy, C., Spaccesi, F., & Colpo, K. D. (2019). Evaluación de la sensibilidad del caracol manzana *Pomacea canaliculata* al plaguicida de última generación Spirotetramat. En *X Congreso de Ecología y Manejo de Ecosistemas Acuáticos Pampeanos* (pp. 324-326). IHLA.
- Cortés-Guzmán, D., & Linares, E. L. (2016). Gasterópodos dulceacuícolas de Providencia, Archipiélago de San Andrés, Providencia y Santa Catalina, Colombia. *Acta Zoológica Mexicana*, 32(1), 101-110.
- Cowie, R. H., & Thiengo, S. C. (2003). The apple snails of the americas (Mollusca: Gastropoda; Ampullariidae: *Asolene*, *Felipponea*, *Marisa*, *Pomacea*, *Pomella*): A nomenclatural and type catalog. *Malacologia*, 45(1), 41-100.
- Cummings, K. S., Jones, H. A., & Lopes-Lima, M. (2016). Rapid bioassessment methods for freshwater molluscs. En Larsen, T. H. (Ed.), *Core standardized methods for rapid biological field assessment* (pp.185-207). Conservation International.
- Daza, F. D., & Mora, C. (2016). Evaluación de la calidad del agua de la quebrada El Salitre, utilizando macroinvertebrados acuáticos como bioindicadores para la gestión integral del recurso hídrico. [Trabajo de grado, Facultad de Ingeniería Ambiental, Universidad Santo Tomás, Bogotá].
- Daza, M. del P., & Patiño, D. J. (2016). Bioindicación de la calidad del agua del río Subachoque mediante el uso de macroinvertebrados acuáticos y parámetros físicoquímicos como una integración espacial y temporal. [Trabajo de grado en Tecnología de Saneamiento Ambiental, Facultad de Medio Ambiente y Recursos Naturales, Universidad Distrital Francisco José de Caldas, Bogotá].
- De la Hoz-Aristizábal, M. V. (2008). Primer registro en Colombia de *Corbicula fluminea* (Mollusca: Bivalvia: Corbiculidae), una especie invasora. *Boletín de Investigaciones Marinas y Costeras*, 37(191), 197-202.

- De la Hoz, M. V. (2009). Density, size distribution and fishing exploitation of the bivalve *Polymesoda solida* in a lagoon system of the Colombian Caribbean. *Boletín del Centro de Investigaciones Biológicas*, 43(1), 1-27.
- Deng, P. Y., Shu, W. S., Lan, C. Y., & Liu, W. (2008). Metal contamination in the sediment, pondweed, and snails of a stream receiving effluent from a lead/zinc mine in southern China. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, 81, 69-74.
- Díaz, J. M., & Puyana, M. (1994). *Moluscos del Caribe colombiano: un catálogo ilustrado*. Colciencias, Fundación Natura, Invemar, Editorial Presencia.
- Díaz, J. M., & Blanco, J. F. (1996). Notas comparativas sobre el forrajeo ejercido por el águila caracolera (*Rostrhamus sociabilis*) y la viudita alegre (*Aramus guarauna*) sobre moluscos de agua dulce, en la laguna de Sonso, Valle del Cauca. *Cespedesia*, 21(68), 171-174.
- Díaz, L., Espinosa, A. P., & Molina, G. (2020). Salud ambiental del río Ranchería a través de macroinvertebrados acuáticos en el área de influencia del complejo carbonífero El Cerrejón. *Tecnura*, 24(65), 49-63.
- Duque, P. (1993). Algunos aspectos de la biología y ecología de *Polymesoda arctata* (almeja) en la bahía Marirrio (golfo de Urabá). [Trabajo de grado en Biología, Universidad de Antioquia].
- Echeverry, A. M., & Alzate, J. A. (2003). Caracterización de la comunidad de macroinvertebrados acuáticos del río Roble, Quindío. [Trabajo de Licenciatura en Biología y Educación Ambiental, Facultad de Educación, Universidad del Quindío].
- Escobar, A. F., & Montoya, Y. (2019). Los macroinvertebrados acuáticos y la calidad biológica del agua en una quebrada andina, Antioquia-Colombia. *Revista Politécnica*, 15(29), 65-81.
- Estela, F., & Naranjo, L. G. (2005). Segregación en el tamaño de caracoles depredados por el gavilán caracolero (*Rostrhamus sociabilis*) y el carrao (*Aramus guarauna*) en el suroccidente de Colombia. *Ornitología Colombiana*, 3, 36-41.
- Facon, B., & Pointier, J. P. (2008). *Melanoides tuberculata* (red-rimmed melania). CABI Invasive Species Compendium. <https://www.cabidigitallibrary.org/doi/10.1079/cabicompendium.75617>
- Ferrer-Sánchez, Y., Plasencia-Vázquez, A. H., Verdecia, N., & Ruiz, I. (2018). Nesting sites of snail kite (*Rostrhamus sociabilis*) in Cuba. *The Wilson Journal of Ornithology*, 130(3), 814-818.
- Forero-Céspedes, A. M., & Reinoso-Flórez, G. (2013). Evaluación de la calidad del agua del río Opía (Tolima-Colombia) mediante macroinvertebrados acuáticos y parámetros fisicoquímicos. *Caldasia*, 35(2), 371-387.
- Gómez, J. E. (2019). Evaluación de la calidad del agua en la parte alta de la quebrada La Palestina como fuente de abastecimiento de la vereda Guayabo Negro,

- corregimiento de San Miguel, municipio de La Vega, Cauca. [Trabajo de grado, Programa de Ecología, Facultad de Ciencias Naturales, Fundación Universitaria de Popayán].
- Gómez, M. I., & Dos Santos, S. B. (2004). Ancyliidae from the department of Antioquia-Colombia, with new records (Pulmonata, Basommatophora). *Caldasia*, 26(2), 439-443.
- Gómez-Aguirre, A. M., Longo-Sánchez, M. C., & Blanco, J. F. (2009). Macroinvertebrate assemblages in Gorgona Island streams: Spatial patterns during two contrasting hydrologic periods. *Actualidades Biológicas*, 31(91), 161-178.
- González, S. M., Ramírez, Y. P., Meza, A. M., & Díaz, L. G. (2012). Diversidad de macroinvertebrados acuáticos y calidad de agua de quebradas abastecedoras del municipio de Manizales. *Boletín Científico Centro de Museos Museo de Historia Natural*, 16(2), 135-148.
- González, I. G., Núñez-Avellaneda, M., & Zúñiga, M. del C. (2020). Los macroinvertebrados acuáticos de la región Andino-Amazónica colombiana: camino Andakí, Departamento de Caquetá. *Colombia Amazónica*, 12, 191-202.
- Grabarkiewicz, J. D., & Davis, W. S. (2008). *An introduction to freshwater mussels as biological indicators. Including accounts of interior basin, Cumberlandian, and Atlantic slope species*. Office of Information Analysis and Access, Office of Environmental Information, U.S. Environmental Protection Agency.
- Gracia, A., & Díaz, J. M. (2002). *Polymesoda arctata*. En Ardila, N., Navas, G. R., & Reyes, J. (Eds.), *Libro rojo de los invertebrados marinos de Colombia* (pp. 92-93). Serie Libros rojos de especies amenazadas de Colombia, Invemar, Ministerio del Medio Ambiente.
- Graf, D. L. (2013). Patterns of freshwater bivalve global diversity and the state of phylogenetic studies on the Unionoida, Sphaeriidae, and Cyrenidae. *American Malacological Bulletin*, 31(1), 135-153.
- Graf, D. L., & Cummings, K. S. (2018). The freshwater mussels (Unionoida) of the World (and other less consequential bivalves). The Mussel Project. <http://www.mussel-project.net/>
- Haag, W. R. (2012). *North American freshwater mussels: Natural history, ecology, and conservation*. Cambridge University Press.
- Hahn von Hessberg, C. M., Toro, D., Grajales-Quintero, A., Duque-Quintero, G., & Serna-Urbe, L. (2009). Determinación de la calidad del agua mediante indicadores biológicos y fisicoquímicos, en la estación piscícola, universidad de caldas, municipio de Palestina, Colombia. *Boletín Científico Centro de Museos Museo de Historia Natural*, 13(2), 89-105.
- Hayes, K. A., Burks, R. L., Castro-Vázquez, A., Darby, P. C., Heras, H., Martín, P. R., Qiu, J.-W., Thiengo, S. C., Vega, I. A., Wada, T., Yusa, Y., Burela, S., Cadierno, M.

- P., Cueto, J. A., Dellagnola, F. A., Dreon, M. S., Frassa, M. V., Giraud-Billoud, M., Godoy, M. S., Ituarte, S., ... & Cowie, R. H. (2015). Insights from an integrated view of the biology of apple snails (Caenogastropoda: Ampullariidae). *Malacologia*, 58(1-2), 245-302.
- Invemar. (2003). *Monitoreo de las condiciones ambientales y los cambios estructurales y funcionales de las comunidades vegetales y de los recursos pesqueros durante la rehabilitación de la Ciénaga Grande de Santa Marta. Informe final*. Invemar, Corpamag.
- Johnson, P. D., Bogan, A. E. Brown, K. M., Burkhead, N. M., Cordeiro, J. R., Garner, J. T., Hartfield, P. D., Lepitzki, D. A. W., Mackie, G. L., Pip, E., Tarpley, T. A., Tiemann, J. S., Whelan, N. V., & Strong, E. E. (2013). Conservation status of freshwater gastropods of Canada and the United States. *Fisheries*, 38(6), 247-282.
- Juárez, N. A., Arribére, M. A., & Vega, I. A. (2020). ¿El caracol manzana es un organismo centinela? En: Gómez, M. P., Filipussi, D. y Lenzano, L. (Eds.), *Actas del Decimocuarto Encuentro del Centro Internacional de Ciencias de la Tierra* (pp. 188-191). Comisión Nacional de Energía Atómica.
- Lasso, C. A., Correoso, M., Lopes-Lima, M., Ramírez, R., & Tognelli, M. F. (2016). Estado de conservación y distribución de los moluscos de agua dulce de los Andes Tropicales. En Tognelli, M., Lasso, C. A., Bota-Sierra, C. A., Jiménez-Segura, L. F., & Cox, N. (Eds.), *Estado de conservación y distribución de la biodiversidad de agua dulce en los Andes Tropicales* (cap. 4, pp. 57-66). UICN.
- Linares, E. L., & Vera, M. L. (2012). *Catálogo de los moluscos continentales de Colombia*. Biblioteca José Jerónimo Triana, No. 23. Instituto de Ciencias Naturales, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional de Colombia.
- Linares, E. L., Lasso, C. A., Vera-Ardila, M. L., & Morales-Betancourt, M. A. (2018). *XVII. Moluscos dulceacuícolas de Colombia*. Instituto Humboldt.
- Lodge, D. M. (1986). Selective grazing on periphyton: A determinant of freshwater gastropod microdistributions. *Freshwater Biology*, 16, 831-841.
- Londoño, Y. B., Moreno, D. P., & Suárez, O. L. (2017). Diversidad de macroinvertebrados acuáticos y su relación con la calidad del agua en tres quebradas de alta montaña de Antioquia, Colombia. [Tesis de Maestría en Ciencias Naturales y Matemáticas, Centro de Ciencias Básicas, Universidad Pontificia Bolivariana, Medellín].
- López, S., Pineda, D. H., Jaramillo, A. M., Calderón, D. S., & Díaz, J. L. (2019). Macroinvertebrados acuáticos como indicadores de calidad del agua del río Teusacá (Cundinamarca, Colombia). *Ingeniería y Desarrollo*, 37(2), 2145-9371.
- Luoma, S. N. (1983). Bioavailability of trace metals to aquatic organisms. A review. *The Science of the Total Environment*, 28, 1-22.
- Lydeard, C., Cowie, R. H., Ponder, W. F., Bogan, A. E., Bouchet, P., Clark, S. A., Cummings, K S., Frest, T. J., Gargominy, O., Herbert, D. G., Hershler, R., Pérez, K. E.,

- Roth, B., Seddon, M., Strong, E. E., & Thompson, F. G. (2004). The global decline of nonmarine mollusks. *BioScience*, 54(4), 321-330.
- Marelli, D. C., & Gray, S. (1983). Conchological redescrptions of *Mytilopsis sallei* and *Mytilopsis leucophaeta* of brackish Western Atlantic (Bivalvia: Dreissenidae). *The Veliger*, 25(3), 185-193.
- Martínez-Escarbassiere, R., Piñango, H., & Pointier, J. P. (2015). Bivalvia. En Pointier, J. P. (Ed.), *Freshwater molluscs of Venezuela and their medical and veterinary importance* (pp. 166-205). ConchBooks.
- Massemin, D., Clavier, S., & Pointier, J. P. (2011). First record of *Pisidium punctiferum* (Guppy, 1867) and *Eupera viridans* (Prime, 1865) (Mollusca: Sphaeriidae) from French Guiana. *Novapex*, 12(3-4), 109-118.
- Maya, F. A. (2016). Evaluación de la calidad del agua a través de macroinvertebrados acuáticos en la parte alta, media y baja de la quebrada La "Torura" municipio de Entreríos-Antioquia. [Trabajo de grado en Ingeniería Ambiental, Tecnológico de Antioquia, Medellín].
- Meneses-Campo, Y., Castro-Rebolledo, M. I., & Jaramillo-Londoño, A. M. (2019). Comparación de la calidad del agua en dos ríos altoandinos mediante el uso de los índices BMWP/COL y ABI. *Acta biológica Colombiana*, 24(2), 299-310.
- Mistry, J., Berardi, A., & Simpson, M. (2008). Birds as indicators of wetland status and change in the North Rupununi, Guyana. *Biodiversity and Conservation*, 17(10), 2383-2409.
- Molina-Bolívar, G., Jiménez-Pitre, A., & Nava-Ferrer, M. L. (2017). Taxocenosis Mollusca-Crustacea en raíces de *Rhizophora mangle*, delta del río Ranchería-La Guajira, Colombia. *Intropica*, 12(2), 87-100.
- Moreno, L. N., & Alzate, I. J. (2021). Evaluación de la calidad del agua del río Chisacá en la localidad de Usme mediante macroinvertebrados acuáticos empleando el índice BMWP/Col y el índice ASPT. [Trabajo de grado en Tecnología en Saneamiento Ambiental, Facultad de Medio Ambiente y Recursos Naturales, Universidad Distrital Francisco José de Caldas].
- Morton, B. (1981). The biology and functional morphology of *Mytilopsis sallei* (Bivalvia: Dreissenacea) fouling Visakhapatnam harbor, Andra Pradesh, India. *Journal of Molluscan Studies*, 47, 25-42.
- Mosquera, D., Palacios, M. L., Muñoz, E., Soto, A., & Peña, E. J. (2008). Diversidad de los macroinvertebrados acuáticos de la laguna de Sondo, Valle del Cauca, Colombia. *Revista de Ciencias*, 12, 45-56.
- Naranjo, J. W., & Montoya-Moreno, Y. (2020). Efectos asociados al cambio del cauce del río San Lorenzo, El Carmen de Viboral-Antioquia. *Revista Politécnica*, 16(32), 112-128.

- Ortiz, L. F., & Blanco, J. F. (2012). Distribución de los gasterópodos del manglar, *Neritina virgínea* (Neritidae) y *Littoraria angulifera* (Littorinidae) en la Ecorregión Darién, Caribe colombiano. *Biología Tropical*, 60(1), 219-232.
- Olsson, A. A. 1961. Molusks of the tropical eastern pacific, particularly from the southern half of the panamic-panamic faunal province (Panama to Peru): Panamic-Pacific Pelecypoda. Paleontological Research Institution. Ithaca. 574 p.
- Pereira, D., Dreher Mansur, M. C., Duarte, L. D. S., Schramm de Oliveira, A., Mansu Pimpao, D., Tasso Callil, C., Ituarte, C., Parada, E., Peredo, S., Darrigran, G., Scarabino, F., Clavijo, C., Lara, G., Miyahira, I. C., Raya Rodríguez, M. T., & Lasso, C. A. (2013). Bivalve distribution in hydrographic regions in South America: historical overview and conservation. *Hydrobiologia*, 735, 15-44.
- Pointier, J. P. (2008). *Guide to the freshwater mollusk of the Lesser Antilles*. ConchBooks.
- Pointier, J. P., & Noya, O. (2015a). Family Neritidae. En Pointier, J. P. (Ed.), *Freshwater mollusk of Venezuela and their medical and veterinary importance* (pp. 25-31). ConchBooks.
- Pointier, J. P., & Noya, O. (2015b). Family Ampullaridae. En Pointier, J. P. (Ed.), *Freshwater molluscs of Venezuela and their medical and veterinary importance* (pp. 31-75). ConchBooks.
- Pointier, J. P., & Noya, O. (2015c). Family Thiaridae. En Pointier, J. P. (Ed.), *Freshwater molluscs of Venezuela and their medical and veterinary importance* (pp. 84-94). ConchBooks.
- Pointier, J. P., & Noya, O. (2015d). Family Physidae. En Pointier, J. P. (Ed.), *Freshwater molluscs of Venezuela and their medical and veterinary importance* (pp. 124-129). ConchBooks.
- Pointier, J. P., González, C., Noya, O., & Alarcón de Noya, B. (2015a). Family Lymnaeidae. En Pointier, J. P. (Ed.), *Freshwater molluscs of Venezuela and their medical and veterinary importance* (pp. 101-124). ConchBooks.
- Pointier, J. P., Noya, O., & Alarcón de Noya, B. (2015b). Family Cochliopidae. En Pointier, J. P. (Ed.), *Freshwater molluscs of Venezuela and their medical and veterinary importance* (pp. 94-101). ConchBooks.
- Pointier, J. P., Noya, O., Alarcón de Noya, B., & Theron, A. (2015c). Family Planorbidae. En Pointier, J. P. (Ed.), *Freshwater molluscs of Venezuela and their medical and veterinary importance* (pp. 129-169). ConchBooks.
- Puyana, M. (1995). Aspectos biológicos y ecológicos de *Mytilopsis sallei* (Récluz, 1849) (Bivalvia: Dreissenidae) en bancos de ostra de la Ciénaga Grande de Santa Marta, Caribe colombiano. *Anales Instituto Investigaciones Marinas Punta Betín*, 24, 39-53.

- Quirós-Rodríguez, J. A., Yepes-Escobar, J., & Santafé-Patiño, G. (2018). The invasive snail *Melanooides tuberculata* (Müller, 1774) (Gastropoda, Thiaridae) in the lower basin of the Sinú river, Córdoba, Colombian Caribbean. *Check List*, 14(6), 1089-1094.
- Ramírez, D. F., Talero, G. M., & López, R. H. (2013). Macroinvertebrados bentónicos y calidad del agua en un tramo del río Bogotá, Cajicá-Colombia. *Revista U.D.C.A.*, 16(1), 205-214.
- Ramírez-Prado, N., Pernía, B., Mero, M., Larreta, E., Noboa-Cárdenas, A., Ramírez-Moreira, L., López, D., Zambrano, J., Muñoz, J., Bravo, K., Baquerizo, M., Benavides, A., & Castro, R. (2016). *Pomacea canaliculata* (Lamarck, 1828) como bioindicador de la presencia de cadmio en el río Guayas, Daule y Babahoyo. *Revista Científica de Ciencias Naturales y Ambientales*, 10(1), 19-28.
- Roessler, M. A., Beardsley, G. L., & Tabb, D. C. (1977). New records of the introduced snail, *Melanooides tuberculata* (Mollusca: Thiaridae) in south Florida. *Florida Scientist*, 40(1), 87-94.
- Roldán, G. A. (2003). *Bioindicación de la calidad del agua en Colombia. Uso del método BMWP/Col*. Universidad de Antioquia.
- Rueda, M., & Urbán, H.-J. (1998). Population dynamics and fishery of the fresh-water clam *Polymesoda solida* (Corbiculidae) in Ciénaga Poza Verde, Salamanca Island, Colombian Caribbean. *Fisheries Research*, 39, 75-86.
- Sampedro, A., Camargo, K., Fernández, J., & Vergara, M. (2019). Feeding strategy of the snail kite (*Rosthramus Sociabilis*) in the Escobalito Reservoir, Tolúviejo (Sucre, Colombia). *International Journal of Zoological and Animal Biology*, 2(5), 000173.
- Sánchez-Duarte, P., & Lasso, C. A. (2012). *Thiara tuberculata* (Müller 1774). En: Gutiérrez, F. de P., Lasso, C. A., Baptiste, M. P., Sánchez-Duarte, P., & Díaz, A. M. (Eds.), VI. *Catálogo de la biodiversidad acuática exótica y trasplantada en Colombia: moluscos, crustáceos, peces, anfibios, reptiles y aves* (pp. 66-68). Instituto Humboldt.
- Sandoval, M. A. (2022). Metales pesados en el agua y en caracoles del género *Pomacea* del lago de Güija, Metapán, Santa Ana. *Ciencia, Humanidad y Cultura*, 1(1), 3-15.
- Schneider, D. W., & Lyons, J. (1993). Dynamics of upstream migration in two species of tropical freshwater snails. *Journal of the North American Benthological Society*, 12(1), 3-16.
- Scott, B. J., & Kenny, R. (1998). Superfamily Neritoidea. En Bessley, P. L., Ross, G. J. B., & A. Wells (Eds.), *Fauna of Australia*, vol. 5, Part B: *Mollusca: The Souththorn Synthesis* (pp. 694-702). CSIRO.
- Simeone, D., Tagliaro, C. H., & Beasley, C. R. (2021). Novel insights into habitat suitability for Amazonian freshwater mussels linked with hydraulic and landscape drivers. *Ecology and Evolution*, 11, 11786-11798.

- Snyder, N. F. R., & Kale II, H. W. (1983). Mollusk predation by Snail Kite in Colombia. *The Auk*, 100, 93-97.
- Strong, E. E., Gargominyk O., Ponderk W. F., & Bouchet, P. (2008). Global diversity of gastropods (Gastropoda; Mollusca) in freshwater. *Hydrobiologia*, 595(1), 149-166.
- Tallarico, L. F. (2015). Freshwater gastropods as a tool for ecotoxicology assessments in Latin America. *Amererican Malacollogical Bulletin*, 33(2), 1-7.
- Tan, K. S., & Tay, T. (2018). The invasive Caribbean *Mytilopsis sallei* (Bivalvia: Dreissenidae): a short review. *Asean Journal on Science Technology for Development*, 35(1-2), 133-139.
- Tolosa, D. F. (2022). Macroinvertebrados acuáticos como bioindicadores en tres afluentes de caño grande, Guaviare-Colombia. Aporte a calidad de agua y características fisicoquímicas. [Trabajo de grado, Programa de Biología, Facultad de Ciencias, Universidad El Bosque, Bogotá].
- Torres-Zambrano, N. N., & Torres-Zambrano, D. R. (2016). Macroinvertebrados acuáticos de la quebrada Los Alisos, Firavitoba-Boyacá. *Intropica*, 11, 47-56.
- Trinidad-Ocaña, C., Miranda-Vidal, J. F., Juárez-Flores, J., & Barba-Macías, E. (2017). Distribución y densidad de moluscos invasores de la familia Thiaridae en diferentes ambientes dulceacuícolas de Tabasco, México. *Hidrobiológica*, 27(1), 59-68.
- Valbuena-Villareal, R. D., & Gualtero-Leal, D. M. (2021). Aquatic macroinvertebrates (Animalia: Invertebrata) of the area of influence of El Quimbo Hydroelectric Station, Huila, Colombia. *Boletín Científico Centro de Museos Museo de Historia Natural*, 25(1), 15-31.
- Vargas, O., & Pedraza, P. (2004). *Parque Nacional Natural Chingaza*. Universidad Nacional de Colombia, Colciencias, Unidad de Parques Nacionales y Acueducto de Bogotá.
- Vaughn, C. C., & Hakenkamp, C. C. (2001). The functional role of burrowing bivalves in freshwater ecosystems. *Freshwater Biology*, 46, 1431-1446.
- Vaughn, C. C., Atkinson, C. L., & Julian, J. P. (2015). Drought-induced changes in flow regimes lead to long-term losses in mussel-provided ecosystem services. *Ecology and Evolution*, 5(6), 1291-305. 10.1002/ece3.1442
- Vega, J. P. (2016). Calidad de agua y dinámica temporal de macroinvertebrados bentónicos, en las quebradas El Ruicito y El Riolindo, en el municipio de Viotá-Cundinamarca. [Trabajo de grado, Programa de Biología, Universidad El Bosque, Bogotá].
- Vega, I. A., Arribére M. A., Almonacid, A. V., Ribeiro, S., & Castro-Vázquez, A. (2012). Apple snails and their endosymbionts bioconcentrate heavy metals and uranium from contaminated drinking water. *Environmental Science Pollution Research*, 19, 3307-3316.

- Vereycken, J. E., & Aldridge, D. C. (2023). Bivalve molluscs as biosensors of water quality: state of the art and future directions. *Hydrobiologia*, 850, 231-256.
- Von Cosel, R. (1986). Moluscos de la región de la Ciénaga Grande de Santa Marta (Costa del Caribe de Colombia). *Anales del Instituto de Investigaciones Marinas Punta de Betín*, 15-16, 79-370.
- Wells, S. M., & Chatfield, J. E. (1992). *Threatened non-marine molluscs of Europe*. Council of Europe Press.
- Williams, J. D., Warren Jr., M. L., Cummings, K. S., Harris, J. L., & Neves, R. J. (1993). Conservation status of freshwater mussels of the United States and Canada. *Fisheries*, 18(9), 6-22.
- Zimmerman, G. F., & De Szalay, F. A. (2007). Influence of unionid mussels (Mollusca: Unionidae) on sediment stability: An artificial stream study. *Archiv für Hydrobiologie*, 168(4), 299-306.



Valdivia serrata. Río Bita, Orinoco (parte superior).

Macrobrachium brasiliense, hembra ovada. Río Bita, Orinoquia (parte inferior)

Fotos: Jorge E. García-Melo.

Capítulo 5

Malacostraca: cangrejos y camarones de agua dulce de Colombia

Martha R. Campos¹ y Carlos A. Lasso²

Resumen

Actualmente se registran 151 especies de crustáceos decápodos de agua dulce en Colombia: 40 de camarones y 111 de cangrejos, lo que sitúa al país como el más rico en la región neotropical y el segundo a nivel mundial. Este grupo tiene un gran potencial en la bioindicación en sentido ecológico (calidad del agua), biogeográfico (endemismos y distribución restringida), alimentario (subsistencia) y de salud pública (vectores de enfermedades). Juegan un papel clave en las cadenas tróficas, por sus hábitos saprófagos, descomponedores y depredadores en los ecosistemas acuáticos. A pesar de esta importancia, estos crustáceos no han sido muy utilizados en la bioindicación. Este trabajo presenta claves ilustradas y comentarios taxonómicos sobre las familias, subfamilias, géneros y especies con miras a su utilización en estudios ecológicos y de calidad del agua.

Palabras clave: bioindicación, camarones, cangrejos, crustáceos, vertientes hidrográficas.

Abstract

Currently, 151 species of freshwater decapod crustaceans are recorded in Colombia: 40 species of shrimp and 111 species of crabs, placing the country as the richest in the Neotropical region and the second in the

-
1. Universidad Nacional de Colombia, Instituto de Ciencias Naturales, Bogotá, Colombia. mhrochad@unal.edu.co
 2. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, Bogotá, Colombia. classo@humboldt.org.co

world. This group has great potential in bioindication in the ecological sense (water quality), biogeographical (endemism and restricted distribution), food (subsistence) and public health (disease vectors). They play a key role in food chains due to their saprophagous, decomposer and predatory habits in aquatic ecosystems. Despite this importance, these crustaceans have not been widely used in bioindication. This work gives illustrated keys and taxonomic comments on families, subfamilies, genera and species with a view to their use in ecological and water quality studies.

Keywords: bioindication, crabs, crustaceans, hydrographic slopes, shrimp.

Introducción

El estudio de los decápodos de agua dulce de Colombia reviste gran interés desde el punto de vista biológico, taxonómico, ecológico, biogeográfico y médico. La importancia ecológica se centra en que son elementos esenciales de la cadena trófica en ambientes acuáticos, en su mayoría son saprófagos y contribuyen a la aceleración del proceso de descomposición de material orgánico. Otro aspecto ecológico importante es el hecho de que se pueden considerar bioindicadores potenciales de la calidad del agua y la contaminación de las fuentes hídricas.

En la medicina el interés se centra en especies de la familia Pseudothelphusidae como vectores del platelminto *Paragonimus*, que Little (1968) registró por primera vez en el Valle del Cauca, mientras que los primeros casos de paragonimiasis humana fueron registrados por Buitrago et al. (1981). Por su parte, Vélez et al. (1995) establecieron en un resguardo indígena en Urrao, Antioquia, el primer foco de paragonimiasis humana. Investigaciones posteriores en el resguardo indígena de Urrao y en nueve municipios de Antioquia permitieron establecer como hospedadores del parásito a cinco especies de cangrejos de la familia Pseudothelphusidae (Vélez et al., 2003; Uruburu et al., 2008). Recientemente, Phillips et al. (2019) identificaron la presencia de *Paragonimus spp.* en especímenes de *Neostrengeria macropa* (H. Milne Edwards, 1853) y en la especie invasora *Procambarus clarkii* (Girard, 1852), provenientes de alrededores de Bogotá (**Tabla 1**).

Tabla 1. Registros de malacostráceos hospederos de especies parásitas del género *Paragonimus*.

Especie de parásito	Especie de cangrejo hospedador	País
<i>Paragonimus caliensis</i> (Little, 1968)	<i>Hypolobocera chilensis</i> (H. Milne Edwards & Lucas, 1844)	Perú
<i>Paragonimus caliensis</i>	<i>Potamocarcinus magnus</i> (Rathbun, 1895)	Costa Rica
<i>Paragonimus caliensis</i>	<i>Ptychophallus exilipes</i> (Rathbun, 1898)	Panamá
<i>Paragonimus caliensis</i>	<i>Ptychophallus tristani</i> (Rathbun, 1898)	Costa Rica
<i>Paragonimus caliensis</i>	<i>Strengeriana</i> sp.	Colombia
<i>Paragonimus ohirai</i> Miyazaki, 1939	<i>Hypolobocera chilensis</i>	Perú
<i>Paragonimus ohirai</i>	<i>Hypolobocera gracilignatha</i> (Pretzmann, 1972)	Perú
<i>Paragonimus ohirai</i>	<i>Valdivia latidens</i> (A. Milne Edwards & Lucas, 1869)	Perú
<i>Paragonimus mexicanus</i> Miyazaki and Zshii, 1968	<i>Hypolobocera aequatorialis</i> (Ortmann, 1897)	Ecuador
<i>Paragonimus mexicanus</i>	<i>Hypolobocera chilensis</i>	Perú
<i>Paragonimus mexicanus</i>	<i>Hypolobocera gracilignatha</i>	Perú
<i>Paragonimus mexicanus</i>	<i>Odontothelphusa maxillipes</i> (Rathbun, 1898)	México
<i>Paragonimus mexicanus</i>	<i>Potamocarcinus magnus</i>	Costa Rica
<i>Paragonimus mexicanus</i>	<i>Pseudothelphusa belliana</i> (Rathbun, 1898): México	México
<i>Paragonimus mexicanus</i>	<i>Pseudothelphusa dilatata</i> (Rathbun, 1898)	México, Costa Rica
<i>Paragonimus mexicanus</i>	<i>Pseudothelphusa nayaritae</i> (Álvarez & Villalobos, 1994)	México
<i>Paragonimus mexicanus</i>	<i>Pseudothelphusa propinqua</i> (Rathbun, 1905)	Guatemala
<i>Paragonimus mexicanus</i>	<i>Pseudothelphusa terrestris</i> (Rathbun, 1893)	México
<i>Paragonimus mexicanus</i>	<i>Ptychophallus cocleensis</i> (Pretzmann, 1965)	Panamá
<i>Paragonimus mexicanus</i>	<i>Ptychophallus costaricensis</i> (Villalobos, 1974)	Costa Rica
<i>Paragonimus mexicanus</i>	<i>Ptychophallus richmondi</i> (Rathbun, 1893)	Panamá, Costa Rica
<i>Paragonimus mexicanus</i>	<i>Ptychophallus tristani</i> (Rathbun, 1898)	Costa Rica
<i>Paragonimus mexicanus</i>	<i>Ptychophallus tumimanus</i> (Rathbun, 1898)	Costa Rica

Especie	Especie de cangrejo hospedador	País, registro
<i>Paragonimus mexicanus</i>	<i>Raddaus bocourti</i> (A. Milne Edwards, 1866)	Guatemala
<i>Paragonimus mexicanus</i>	<i>Raddaus tuberculatus</i> (Rathbun, 1897)	México
<i>Paragonimus mexicanus</i>	<i>Zilchiopsis emarginatus</i> (H. Milne Edwards, 1853)	Ecuador

Es importante destacar que Colombia ocupa el primer lugar en diversidad de cangrejos de agua dulce en el neotrópico, con registros de 111 especies, de las cuales más del 80 % son endémicas de nuestro país. Esta riqueza de especies, probablemente subestimada, nos motiva a continuar realizando el inventario en regiones de Colombia inexploradas, con el fin aproximarnos a la riqueza real del territorio. Aun así, un porcentaje muy elevado de especies se encuentra amenazado (Cumberlidge et al., 2009; Campos & Lasso, 2015). Por último, es importante mencionar que los camarones y cangrejos de agua dulce de Colombia son parte importante de la dieta y fuente de recursos económicos en departamentos como Boyacá, Cauca, Córdoba, Cundinamarca, Chocó, La Guajira y Valle del Cauca.

Taxonomía y distribución geográfica

Actualmente se registran 151 especies de crustáceos decápodos de agua dulce en Colombia: 40 de camarones y 111 de cangrejos (**Anexo 1**). Las investigaciones en el área de los malacostráceos, en los últimos años, han permitido incrementar el número de especies registradas para nuestro país y continuamente aparecen nuevos hallazgos. Por ejemplo, en esta contribución se registra por primera vez para Colombia en este capítulo, a l camarón de ríos costeros *Jonga serrei* (Bouvier 1909), familia Atyidae, que era conocido previamente de las islas de Cuba, Jamaica, Puerto Rico, República Dominicana, Barbados, Guadalupe, Trinidad y Tobago y las áreas continentales costeras de Costa Rica, Panamá y Venezuela (Torati et al., 2011).

Camarones

Desde el punto de vista taxonómico, los camarones de agua dulce, con registros para Colombia, pertenecen a cuatro familias: 1) Atyidae (De Haan, 1849), representada por: *Atya* Leach, 1817 y tres especies con registros para Colombia; *Jonga serrei* (Bouvier 1909), primer registro para Colombia; y *Potimirim glabra* (Kingsley, 1878). 2) Euryrynchidae Holthuis, 1950, representada por *Euryrhynchus amazoniensis* Tiefenbacher, 1978. 3) Palaemonidae Rafinesque,

1815, subfamilia Palaemoninae (Rafinesque, 1815), con los géneros *Macrobrachium* Bate, 1868 , con 26 especies registradas para Colombia; *Palaemon* Weber, 1795 , con tres especies con registros para nuestro país; *Pseudopalaemon* Sollaud, 1911, con cuatro especies registradas para Colombia; y 4) Acetidae Vereshchaka, 2017, con la especie *Acetes paraguayensis* Hansen, 1919.

Cangrejos

La fauna de cangrejos neotropicales, con 49 géneros y 293 especies, está representados por las familias Trichodactylidae y Pseudothelphusidae. La segunda familia ocupa el primer lugar en diversidad, con 34 géneros y 246 especies (Acevedo & Cumberlidge, 2021). Como se mencionó previamente, Colombia ocupa el primer lugar en diversidad de cangrejos de agua dulce en el Neotrópico, con registros para 111 especies, de las cuales más del 80 % son endémicas. Esta diversidad está representada por las familias Trichodactylidae y Pseudothelphusidae.

La familia Trichodactylidae tiene 9 géneros y 15 especies representadas en Colombia, de un total de 15 géneros y 47 especies registradas para la familia. Su distribución se extiende por Suramérica en Colombia, Venezuela, Guayana Francesa, Guayana, Surinam, Brasil, Ecuador, Perú, Bolivia, Paraguay, Uruguay y Argentina. Adicionalmente, hay registros de cuatro especies para México: *Avotrichodactylus constrictus*, *A. oaxensis*, *Rodriguezia mensabak* y *R. villalobosi*; de *Trichodactylus quinquedentatus* para Nicaragua, y de *Poppiana dentata* para Nicaragua y la Isla Trinidad. Hidrográficamente los Trichodactylidae se distribuyen en las principales cuencas de Suramérica: Magdalena, Orinoco, Amazonas, Paraguay y Paraná. También hay registros para el lago de Maracaibo y las tierras bajas costeras de las Guayanas y Brasil. La mayoría de las especies tienen una distribución altitudinal inferior a los 100 m s.n.m., aunque algunas especies alcanzan los 900 m s.n.m. en el piedemonte de los Andes en Colombia (Campos, 2014).

La familia Pseudothelphusidae está representada por 15 géneros y 96 especies en Colombia, de un total de 34 géneros y 246 especies registradas para la familia. Su distribución se extiende por México, Centroamérica, Venezuela, Colombia, Ecuador, Perú, los escudos Guayanés y Brasileño, Antillas Menores y Mayores (excepto Jamaica). Se distribuyen altitudinalmente entre 400 a 3000 m s.n.m., por lo cual se conoce como “familia montana”. Su distribución en Colombia se circunscribe a las cinco regiones naturales de nuestro país: Caribe, Andina, Pacífica, Orinoquia y Amazonia. La región Andina, con su

relieve montañoso y valles profundos, ha sido un factor determinante para el aislamiento de las poblaciones y subsiguiente especiación. Esto explica el alto número de especies endémicas, que asciende a 87, de las 94 especies registradas en la actualidad.

Características morfológicas de los Malacostraca

La clase Malacostraca (del griego *malakos*: blando, y *ostrakon*: concha) se considera la más numerosa, diversa y con mayor importancia económica de los crustáceos. Han colonizado con éxito los ambientes marinos, estuarinos, dulceacuícolas y terrestres, y hay alrededor de 25.000 especies.

Las características morfológicas de esta clase se observan en la **figura 1**. Destaca la cabeza o cefalón (cinco somitas), el tórax o pereón (pereion) (ocho somitas), el cefalotórax –si hay fusión de cabeza y tórax– y el abdomen o pleón (seis a siete somitas). Las primeras y segundas antenas, rasgo diagnóstico de los crustáceos, son usualmente birrámeas (con una rama interna y otra externa); el tórax posee apéndices, denominados periópodos, de origen birrámeo (endopodito y exopodito), con la rama interna o endopodito usualmente más desarrollada y con modificaciones de acuerdo con su función: defensa, alimentación, locomoción. En cuanto al primer par de periópodos de los cangrejos, es quelado, o sea, terminado en pinzas. En otros grupos, el primero, el segundo y, en algunos, incluso el tercer par de extremidades terminan en quelas. Los apéndices abdominales, usualmente birrámeos, denominados pleópodos, se modifican para contribuir a la natación, respiración, reproducción. En el caso de las hembras, llevan los huevos y en muchos casos desarrollan cuidado parental; en los machos el primer y segundo par de pleópodos presentan modificaciones como órganos copuladores. En ambos sexos, el último par de apéndices abdominales son aplanados y forman los urópodos y con el telson forman el abanico caudal.

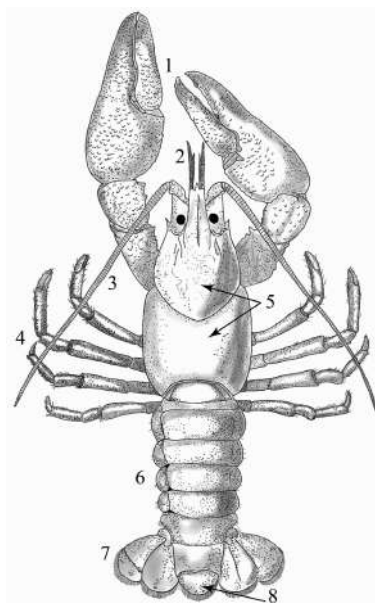


Figura 1. Características morfológicas de un malacostráceo. 1) Primer par de periópodos quelados; 2) primeras antenas; 3) segundas antenas; 4) periópodos; 5) cefalotórax; 6) abdomen; 7) urópodos; 8) telson.

Características morfológicas de los decápodos

En el superorden Eucarida, se destaca el orden Decapoda, cuyo nombre se refiere a la presencia de 10 apéndices locomotores (periópodos). Los decápodos son un grupo morfológicamente diverso. El caparazón incluye la cámara branquial, cubre la cabeza y el tórax (cefalotórax) y termina en la frente en los cangrejos o se proyecta entre los ojos para formar el rostro en camarones y otros grupos. Tienen dos pares de antenas, un par de mandíbulas y dos pares de maxilas; los tres primeros pares de apéndices torácicos se desplazan hacia la parte anterior para conformar los maxilípedos, los cuales participan en el proceso de alimentación y poseen cinco pares de apéndices: periópodos, de los que uno o más pares pueden ser quelados y contribuyen a la alimentación y/o defensa. Cada periópodo está compuesto por varios podómeros (basal a distal): coxa, base, ischio, mero, carpo, própodo y dácilo. La quela está compuesta por el própodo y el dácilo. El própodo forma la palma, usualmente ancha, con una extensión distal: dedo fijo, el dácilo, que corresponde al dedo móvil.

La morfología de las quelas es importante en la diagnosis de las especies. El abdomen puede ser desarrollado, por ejemplo, en camarones y langostas, o reducido, plano y plegado bajo el cefalotórax en cangrejos. En la superficie ventral se encuentran apéndices birrámeos, que se denominan pleópodos y contribuyen a la natación, respiración, reproducción. Las hembras fijan los huevos a los pleópodos y mediante su movimiento los oxigenan. En los cangrejos machos el primer y segundo par de pleópodos presentan modificaciones como órganos copuladores, denominados gonópodos. Los camarones machos suelen tener el endopodito del primer y segundo par de pleópodos dividido en un apéndice masculino y un apéndice lateral interno. El abdomen termina en un telson, que tiene un urópodo a cada lado, con un pedúnculo basal, que lleva dos ramas: el exópodo lateral y el endopodito medial. El telson presenta variaciones morfológicas y es un rasgo importante en la identificación de algunas especies (**Figuras 2-3**).

Una de las limitantes para la identificación taxonómica de cangrejos y camarones es que se requieren machos adultos, ya que las claves taxonómicas a nivel específico se basan principalmente, en el caso de los cangrejos, en la morfología del primer y/o segundo gonópodo, y en los camarones carideos en la morfología y proporciones de algunos podómeros de los segundos periópodos en machos adultos. De tal forma que la mayoría de hembras y los machos juveniles no pueden ser identificados a nivel de especie.

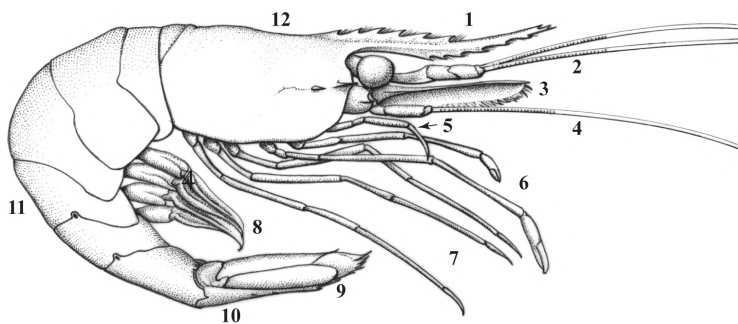


Figura 2. Características morfológicas de un decápodo: camarón. 1) Rostro; 2) primeras antenas; 3) escafocerito; 4) segundas antenas; 5) tercer maxilípodo; 6) primero y segundo par de periópodos quelados; 7) tercero a quinto par de periópodos con dactilos simples; 8) pleópodos; 9) urópodos; 10) telson; 11) abdomen; 12) cefalotórax.

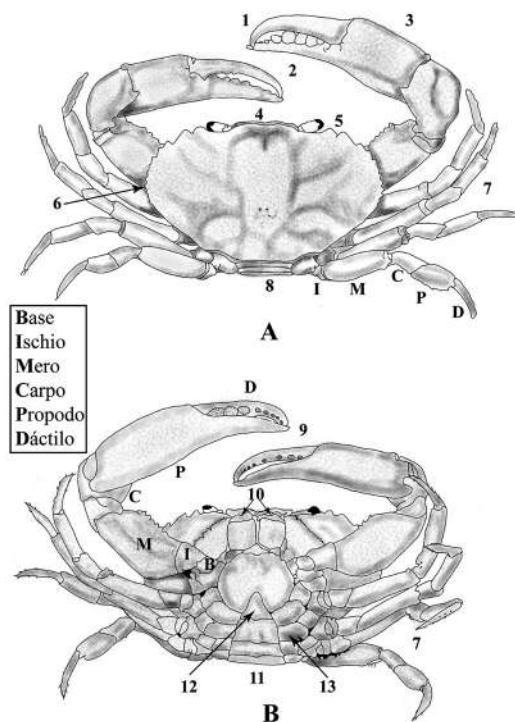


Figura 3. Características morfológicas de un decápodo: cangrejo. A: Vista dorsal; B: vista ventral. 1) Dedo móvil de la quela; 2) dedo fijo de la quela; 3) palma; 4) frente; 5) órbita; 6) borde anterolateral del caparazón; 7) periópodos; 8) abdomen; 9) primer par de periópodos quelados; 10) terceros maxilípedos; 11) segmentos abdominales; 12) telson; 13) externitos.

Claves de las familias de camarones (Caridea) representadas en Colombia y comentarios

Solo se incluyen las figuras 7 a 19. De la 20 en adelante consultar directamente en Campos (2014), Campos y Magalhães (2014) y Campos y Alexander (2020), donde aparecen reseñadas con la misma numeración de las claves. Esto aplica a todas las claves desarrolladas a continuación.

1 a. Primeros dos pares de periópodos no terminados en mechones de setas (Figuras 7 A-B) 2

- 1 b. Primeros dos pares de periópodos terminados en mechones de setas (Figuras 5 A-B) Atyidae
- 2 a. Flagelo superior de primeras antenas con ramas libres en toda su extensión (Campos, 2014; Figura 9 A) Euryrhynchidae
- 2 b. Flagelo superior de primeras antenas con ramas fusionadas basalmente (Figuras 6 A-B) Palaemonidae

Familia Atyidae (De Haan, 1849)

Modificada de Campos (2014).

Diagnosis. Mandíbulas sin palpo; pleura del segundo somita abdominal sobrepuesta a la primera; primeros dos pares de periópodos, quelados y terminados en mechones de setas; carpo de segundo par de periópodos no subdividido.

Comentarios. *Atya* Leach, 1817, *Jonga* C. W. J. Hart, 1961 y *Potimirim* Holthuis, 1954, están representados en Colombia; *Jonga serrei* (Bouvier, 1909) constituye el primer registro para el país.

Claves de los géneros de Atyidae representados en Colombia

Modificada de Campos (2014).

- 1 a. Margen orbital, en porción dorsal sin serie de dentículos (Figura 4 B)..... 2
- 1 b. Margen orbital, en porción dorsal con serie de dentículos (Pereira, 1991; Figura 4 A) *Jonga serrei* (Bouvier, 1909)
- 2 a. Carpo de segundo par de periópodos más ancho que largo, borde distal excavado (Figura 5 A) *Atya*
- Carpo de segundo par de periópodos más largo que ancho, borde distal no excavado (Figura 5 B) *Potimirim glabra* (Kingsley, 1878)

Jonga serrei (Bouvier, 1909) (Figura 4)

Modificada de Pereira (1991) y Álvarez y Iliffe (2008).

Diagnosis. Rostro recto y largo; el ápice alcanza el tercer segmento distal del pedúnculo antenular; margen superior sin dientes; margen inferior con cinco dientes; margen orbital, porción dorsal, con serie de dentículos; carpo del segundo par de periópodos 10 veces más largo que ancho.

Comentarios. La distribución de la especie comprende varias islas como Cuba, Jamaica, Puerto Rico, Dominica, Barbados y el continente: Costa Rica, Ve-

nezuela (Pereira, 1991), México, Yucatán (Álvarez y Iliffe, 2008) y Panamá: Bocas del Toro (Torati et al., 2011). En el presente trabajo se registra para Colombia en Córdoba: ciénaga de Lórica. El número de especímenes es de 26 hembras ovígeras y 2 machos juveniles; la longitud total máxima es de 26 mm.



Figura 4. *Jonga serrei* (Bouvier, 1909). Foto: Felipe Villegas.

Claves de las especies de *Atya* representadas en Colombia

Modificada de Campos (2014).

- a. Caparazón en región media dorsal y rostro con hilera de dientes
(Figura 5 A)..... *Atya crassa*
- 1 b. Caparazón en región media dorsal y rostro sin dientes
(Figura 5 B) 2
- 2 a. Tercer periópodo: superficie flexora de própodo con papilas lenticulares
(Figura 6 C)..... *A. scabra*.
- 2 b. Tercer periópodo: superficie flexora de própodo con espinas conspicuas
(Figura 6 D)..... *A. innocous*

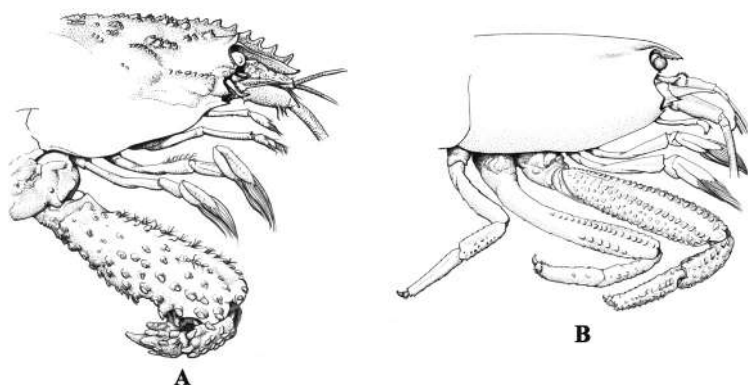


Figura 5. *Atya crassa* (Smith, 1871). A: parte anterior del cuerpo, vista lateral; B: *A. scabra* (Leach, 1816), parte anterior del cuerpo, vista lateral. Fuente: con autorización, tomadas y modificadas de Campos (2014).

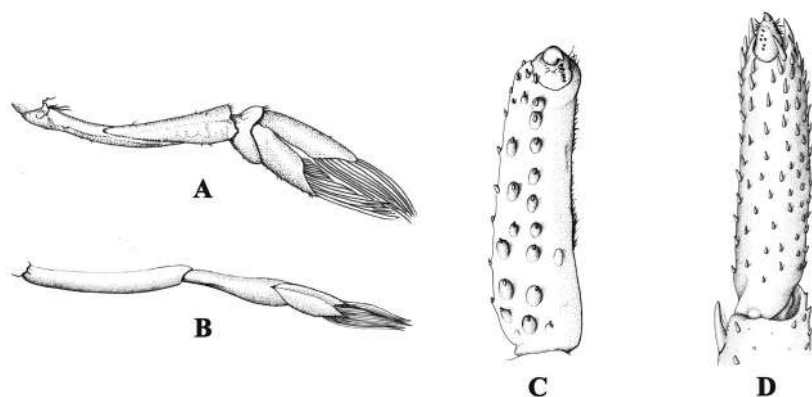


Figura 6. *Atya*. A: *Atya scabra* (Leach 1816), segundo periópodo, vista lateral; B: *Potimirim glabra* (Kingsley 1878), segundo periópodo, vista lateral; C: *Atya scabra*, superficie flexora, porción distal del tercer periópodo; D: *A. innocous* (Herbst 1792), superficie flexora, porción distal del tercer periópodo.

Fuente: con autorización, tomadas y modificadas de Campos (2014).

Euryrhynchidae Holthuis, 1950

Modificada de Campos (2014)

Diagnosis. Pleura del segundo segmento (somita) abdominal sobrepuesta a la primera; rostro más largo que el margen proximal del pedúnculo ocular; flagelo superior de primeras antenas con ramas libres en toda su extensión.

Comentarios. Valencia y Campos (2010) registraron por primera vez el género *Euryrhynchus* (Miers 1877) para Colombia, representado por la especie *E. amazoniensis* (Tiefenbacher 1978).

Subfamilia Palaemoninae Rafinesque, 1815

Modificada de Campos (2014).

Diagnosis. Pleura del segundo somita abdominal sobrepuesta a la primera; rostro más largo que pedúnculos oculares; flagelo superior de primeras antenas con ramas fusionadas basalmente; segundo par de pleópodos con apéndice masculino y apéndice interno en machos; segundo a quinto par de pleópodos con apéndice interno en hembras.

Comentarios. Los géneros *Macrobrachium* Bate, 1868, *Palaemon* Weber, 1795 y *Pseudopalaemon* Sollaud, 1911, están representados en Colombia.

Claves de los géneros de Palaemoninae representados en Colombia

- 1 a. Mandíbula sin palpo (Rogers et al., 2020; Figura 23.101 B) 2
- 1 b. Mandíbula con palpo (Rogers et al., 2020; Figura 23.101 A)
..... *Macrobrachium*
- 2 a. Caparazón con espina branquiostegal (Figuras 9 A) *Palaemon*
- 2 b. Caparazón sin espina branquiostegal (Figura 10 A-C) *Pseudopalaemon*

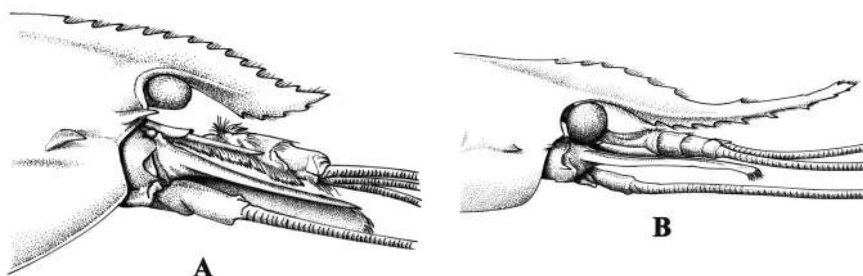


Figura 7. *Macrobrachium carcinus* (Linnée 1758). A: parte anterior del cuerpo, vista lateral; B: *M. amazonicum* (Heller, 1862), parte anterior del cuerpo, vista lateral. Fuente: con autorización, tomadas y modificadas de Campos (2014).

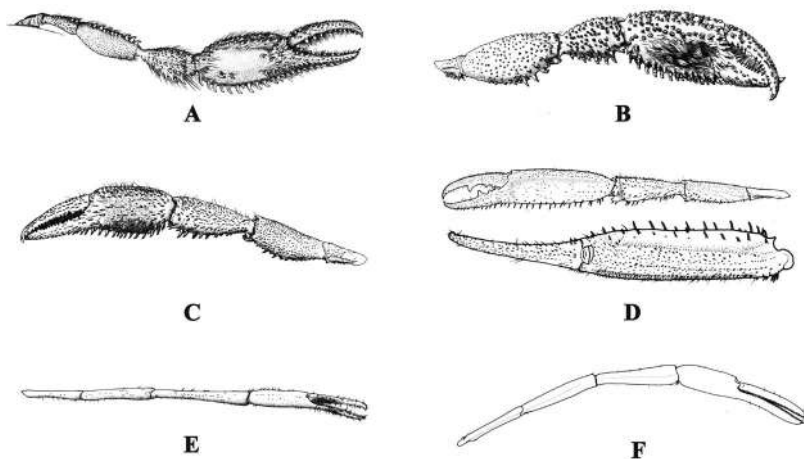


Figura 8. *Macrobrachium*. A: *Macrobrachium digueti* (Bouvier, 1895), segundo periópodo mayor, vista lateral; B: *M. hancocki* (Holthuis, 1950), segundo periópodo mayor, vista lateral; C: *M. olfersii* (Wiegmann, 1836), segundo periópodo mayor, vista lateral; D: *M. nattereri* (Heller, 1862), segundo periópodo, vista lateral, chela, segundo periópodo, vista dorsal; E) *M. panamense* Rathbun, 1912, segundo periópodo, vista lateral; F: *M. reyesi* Pereira, 1986, segundo periópodo, vista lateral. Fuente: con autorización, tomadas y modificadas de Campos (2014).

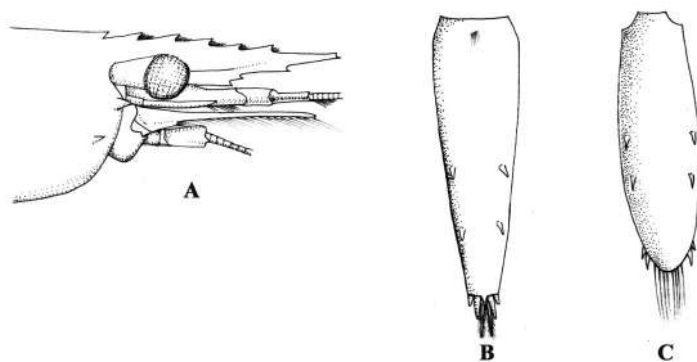


Figura 9. *Palaemon ivonicus* (Holthuis, 1950). A: parte anterior del cuerpo, vista lateral; B: *P. ivonicus*, telson, vista dorsal; C: *P. mercedae* (Pereira, 1986), telson, vista dorsal. Fuente: con autorización, tomadas y modificadas de Campos (2014).

Claves de especies de *Macrobrachium* representadas en Colombia

Modificada de Campos (2014).

- 1 a. Segundo par de periópodos diferentes en forma (Campos, 2014; Figuras 23 C-D)..... 2
- 1 b. Segundo par de periópodos similar en forma (Pereira, 1986; Figuras 1F, 2A) 6
- 2 a. Segundo periópodo mayor con carpo más corto que el mero 3
- 2 b. Segundo periópodo mayor con carpo tan largo o más largo que el mero ..
..... 4
- 3 a. Quela mayor de segundo par de periópodos con espacio rectangular en
superficie externa densamente pubescente (Figura 8 B)
..... *Macrobrachium hancocki*
- 3 b. Quela mayor de segundo par de periópodos con espacio rectangular en
superficie externa sin pubescencia (Campos, 2014; Figura 23C)
..... *M. crenulatum*
- 4 a. Margen inferior de palma del segundo periópodo mayor con espinas
pequeñas en porción distal del dedo fijo 5
- 4 b. Margen inferior de palma de segundo periópodo mayor sin espinas en
porción distal del dedo fijo (Campos, 2014; Figura 27 C) *M. faustinum*
- 5 a. Palma de segundo periópodo mayor abultada, margen inferior convexo y
superficies externa e interna densamente pubescentes (Figura 8 C)
..... *M. olfersii*
- 5 b. Palma de segundo periópodo mayor comprimida, margen inferior recto
o ligeramente convexo y superficies externa e interna ligeramente pubescentes
(Figura 7 A) *M. digueti*
- 6 a. Segundo par de periópodos con hileras de espinas conspicuas (Pereira,
1986; Figura 6 A) *M. atabapense*
- 6 b. Segundo par de periópodos sin hileras de espinas conspicuas 7
- 7 a. Segundo par de periópodos con carpo mayor que el mero (Pereira, 1986;
Figura 2 A) *M. quelchi*
- 7 b. Segundo par de periópodos con carpo igual al mero 8
- 8 a. Segundo par de periópodos con mero más largo que la palma (Figura 8 F)
..... *M. reyesi*

8 b. Segundo par de periópodos con mero más corto que la palma	9
9 a. Rostro igual o más largo que el escafofocerito	10
9 b. Rostro más corto que el escafofocerito	11
10 a. Margen superior del rostro convexa en región orbital (Figura 7 B)	<i>M. amazonicum</i>
10 b. Margen superior del rostro recta en región orbital (Campos, 2014; Figura 39 A)	<i>M. panamense</i>
11 a. Palma cinco veces más larga que ancha, dedos densamente pubescentes (Campos, 2014; Figura 41C) <i>M. praecox</i>	
11 b. Palma tres veces más larga que ancha y dedos lisos	12
12 a. Mero de segundo par de periópodos con tres hileras de espinas conspicuas en margen inferior (Acevedo & Lasso, 2017; Figura 2 B)	<i>M. dierythrum</i>
12 b. Mero de segundo par de periópodos sin hileras de espinas en margen inferior	13
13 a. Segundo par de periópodos con mero igual al carpo (Campos, 2014; Figura 15 C)	<i>M. americanum</i>
13 b. Segundo par de periópodos con mero más largo que el carpo = ...	14
14 a. Dedos de segundo par de periópodos más largos que la palma (Campos, 2014; Figura 19C)	<i>M. carcinus</i>
14 b. Dedos de segundo par de periópodos la mitad de la palma.....	15
15 a. Carpo de segundo par de periópodos menos de diez veces más largo que ancho	16
15 b. Carpo de segundo par de periópodos más de diez veces más largo que ancho (Campos, 2014; Figura 48 C)	<i>M. tenellum</i>
16 a. Carpo de segundo par de periópodos con incremento gradual en su ancho hacia la porción distal	17
16 b. Carpo de segundo par de periópodos con gran ensanchamiento de la porción distal (Vera-Silva et al., 2017; Figura 4 B)	<i>M. jelski</i>
17 a. Dedos de segundo par de periópodos densamente pubescentes (Campos, 2014; Figura 11C)	<i>M. acanthurus</i>

17 b. Dedos de segundo par de periópodos con espínulas o ligera pubescencia	18
18 a. Bordes cortantes de dedos de segundo par de periópodos con hilera de dientes pequeños de tamaño similar.....	19
18 b. Bordes cortantes de dedos de segundo par de periópodos con hilera de dientes de tamaño diferente	20
19 a. Primer par de periópodos sobrepasan el escafofocrito con longitud total del carpo	<i>M. heterochirus</i>
19 b. Primer par de periópodos sobrepasan el escafofocrito con porción proximal del carpo (Campos, 2014; Figura 50 A)	<i>M. transandicum</i>
20 a. Palma de segundo par de periópodos más de siete veces más larga que ancha (Campos, 2014; Figura 29 C)	<i>M. ferreirai</i>
20 b. Palma de segundo par de periópodos menos de siete veces más larga que ancha	21
21 a. Caparazón sin espínulas en superficie anterolateral (Campos, 2014; Figura 21 A)	<i>M. cortezi</i>
21 b. Caparazón con espínulas en superficie anterolateral	22
22 a. Palma de segundo par de periópodos abultada (Kensley & Walker, 1982; Figura 7)	23
22 b. Palma de segundo par de periópodos subcilíndrica (Campos, 2014; Figura 17 C)	24
23 a. Palma de segundo par de periópodos con lados paralelos y margen inferior con espínulas pequeñas (Kensley & Walker, 1982; Figura 7)	<i>M. inpa</i>
23 b. Palma de segundo par de periópodos con lados curvados y margen inferior con espinas conspicuas, de diferente tamaño (Figura 8 D)	<i>M. nattereri</i>
24 a. Palma de segundo par de periópodos más de dos veces la longitud del dedo móvil, más de cuatro veces más larga que ancha (Campos, 2014; Figuras 17 C-D)	<i>M. brasiliense</i>
24 b. Palma de segundo par de periópodos menos de dos veces la longitud del dedo móvil, menos de tres veces más larga que ancha (Acevedo & Lasso, 2017; Figura 3 B)	<i>M. manningi</i>

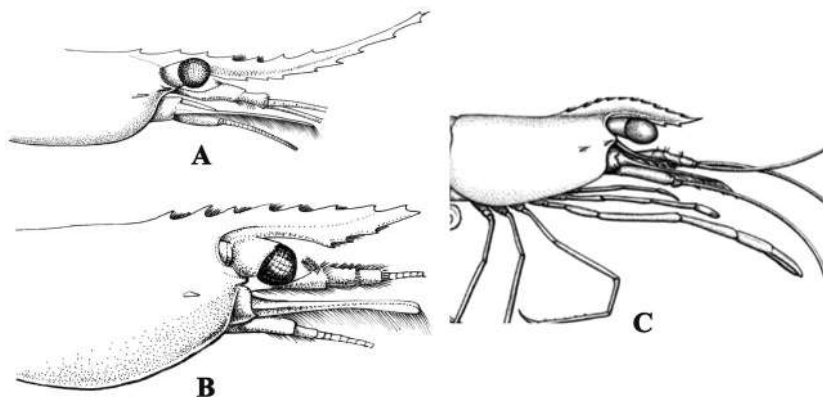


Figura 10. *Pseudopalaemon amazonensis* Ramos-Porto, 1979. A: parte anterior del cuerpo, vista lateral; B: *Pseudopalaemon chryseus* Kensley & Walker, 1982, parte anterior del cuerpo, vista lateral; C: *Pseudopalaemon gouldingi* Kensley & Walker, 1982, parte anterior del cuerpo, vista lateral. Fuente: A-B: con autorización, tomadas y modificadas de Campos (2014); C: con autorización, tomada y modificada de Acevedo y Lasso (2017).

Claves de las especies de *Palaemon* representadas en Colombia

- 1 a. Margen inferior del rostro con cinco a siete dientes (Kensley & Walker, 1982; Figura 13) *Palaemon carteri*
- 1 b. Margen inferior del rostro con uno a cuatro dientes (Figura 9 A) 2
- 2 a. Margen posterior del telson terminado en punta aguda (Figura 9 B)
..... *P. ivonicus*
- 2 b. Margen posterior del telson terminado redondeado (Figura 9 C)
..... *P. mercedae*

Claves de especies de *Pseudopalaemon* representadas en Colombia

Modificada de Campos (2014).

- 1 a. Rostro cerca de 1,5 veces más largo que el caparazón (Figura 10 A).....
..... *Pseudopalaemon amazonensis*
- 1 b. Rostro tan largo o ligeramente más largo que el caparazón (Figura 10 B)
..... 2
- 2 a. Rostro sin curvatura sobre el ojo (Figura 10 B) 3

- 2 b. Rostro con curvatura sobre el ojo (Figura 10 C) *P. gouldingi*
 3 a. Rostro con espina posorbital (Acevedo & Lasso, 2017; Figura 5 A)
 *P. nigramnis*
 3 b. Rostro con dos espinas posorbitales (Figura 10 B) *P. chryseus*

Acetidae Vereshchaka, 2017

Modificada de Campos (2014).

Diagnosis. Pleura del segundo somita abdominal no sobrepuesta a la primera; cuarto y/o quinto par de periópodos reducidos o ausentes; coxa de tercer periópodo con un diente pequeño agudo o en forma laminar.

Comentarios. Valencia y Campos (2010) registraron por primera vez el género *Acetes* (H. Milne Edwards, 1830) para Colombia, representado por la especie *Acetes paraguayensis* Hansen, 1919.

Claves para las familias, subfamilias, géneros y especies de cangrejos

Trichodactylidae H. Milne Edwards, 1853

Modificada de Campos (2014).

Diagnosis. Caparazón subcircular o hexagonal, ligeramente más ancho que largo, margen anterolateral del caparazón con uno a 12 dientes; exognato de tercer maxilípodo con flagelo; segmentos abdominales fusionados o separados; podómeros de periópodos aplanados, con hileras de pelos largos en própodos y dactilos; primer gonópodo amplio basal, que disminuye distalmente o de forma cónica; segundo gonópodo igual o más largo que el primero, en algunos casos reducido a un corto flagelo.

Claves de las subfamilias de Trichodactylidae

Modificada de Rogers et al. (2020).

1. "Pits postgástricos" en superficie dorsal del caparazón ausentes; segmentos abdominales separados por surcos poco profundos (Figura 11 A).....
 Trichodactylinae
 - "Pits postgástricos" en superficie dorsal del caparazón presentes; segmentos abdominales: III a VI fusionados o III a V fusionados, VI libre (Figura 11 B) ..
 Dilocarcininae

Trichodactylinae: *Trichodactylus* (Latreille, 1828)

Modificada de Campos (2014).

Diagnosis. Caparazón subcircular; margen anterolateral con dos a cinco dientes, detrás de ángulo orbital externo, y superficie dorsal del caparazón sin “pits postgástricos”; segmentos abdominales separados, con o sin suturas visibles; esternón torácico amplio, ovalado; primer gonópodo recto; margen caudal recto; abertura distal del ápice amplia; campos de espinas conspicuas, usualmente formando áreas discontinuas sobre superficies lateral, mesial, cefálica; segundo gonópodo más largo que el primero, sinuoso.

Comentarios. Rogers et al. (2020) incluyen en este género diez especies, de las cuales *Trichodactylus faxoni* (Rathbun, 1905) y *T. quiquedentatus* Rathbun, 1893, tienen registros en Colombia.

Claves de las especies de *Trichodactylus* representadas en Colombia

Modificada de Campos (2014).

- 1 a. Margen anterolateral de caparazón con cinco dientes; ápice de primer gonópodo con abertura distal amplia, subtriangular (Figuras 12 C-D) *Trichodactylus quiquedentatus*.
- 1 b. Margen anterolateral de caparazón con dos dientes; ápice de primer gonópodo con abertura distal subtrapezoidal (Figuras 12 A-B) *T. faxoni*

Claves de los géneros de Dilocarcininae representados en Colombia

- 1 a. Caparazón subcircular (Figura 11 A) 3
- 1 b. Caparazón hexagonal (Figura 11 B) 2
- 2 a. Ápice del primer gonópodo sin proyección córnea distal (Figura 13 A) ..
..... *Valdivia*
- 2 b. Ápice del primer gonópodo con proyección córnea distal (Figura 13 B) ..
..... *Forsteriana*
- 3 a. Caparazón subcircular, con seis a diez dientes en margen anterolateral (Figura 14 B) 4
- 3 b. Caparazón subcircular, con tres a cuatro dientes en margen anterolateral (Figura 14 A) *Sylviocarcinus*
- 4 a. Frente bilobulada con una a 16 espinas (Figura 14 B) *Bottiella*
- 4 b. Frente bilobulada sin espinas (Campos, 2014; Figura 68 A) 5

- 5 a. Abdomen en machos, con márgenes laterales cóncavos (Figura 14 C) *Dilocarcinus*
- 5 b. Abdomen en machos, con márgenes laterales convexos (Figura 14 D) 6.
- 6 a. Primer gonópodo con marcado abultamiento lateral, en porción media basal (Magalhães y Türkay, 1996; Figura 18) *Fredilocarcinus*
- 6 b. Primer gonópodo sin marcado abultamiento lateral, en porción media basal 7
- 7 a. Primer gonópodo con abertura distal en forma de V (Figura 13 C) *Moreirocarcinus*
- 7 b. Primer gonópodo con abertura distal oval a circular (Figura 13 D) *Poppiana*

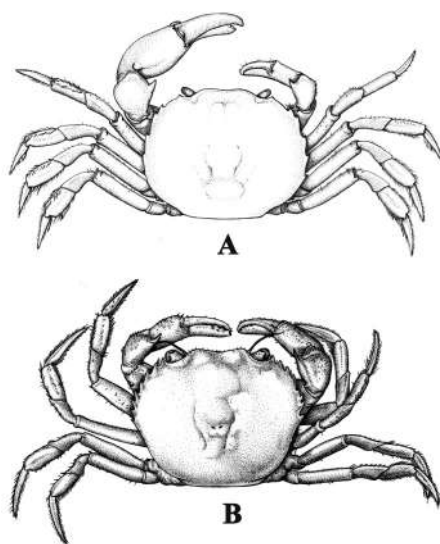


Figura 11. Subfamilias de Trichodactylidae. A: Trichodactylinae, caparazón sin “pits postgástricos” dorsales; B: Dilocarcininae, caparazón con “pits postgástricos” dorsales. Fuente: con autorización, tomadas y modificadas de Campos (2014).

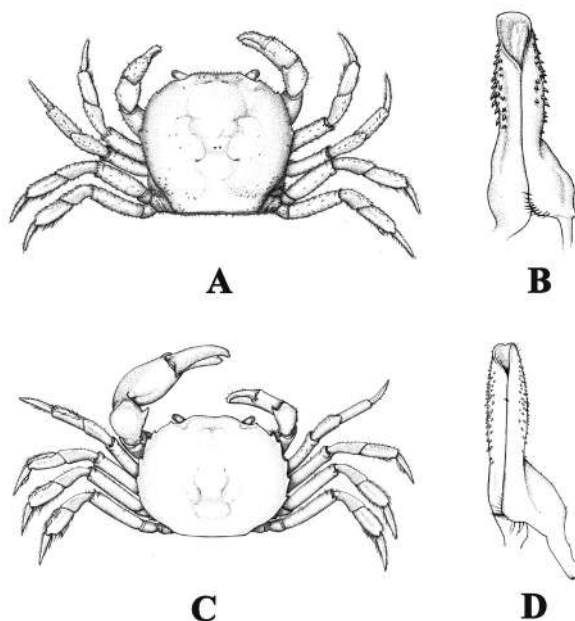


Figura 12. *Trichodactylus faxoni* Rathbun, 1905. A: Caparazón, vista dorsal; B: primer gonópodo izquierdo, vista caudal; C: *Trichodactylus quinquedentatus* Rathbun, 1893, caparazón, vista dorsal; D: primer gonópodo izquierdo, vista caudal. Fuente: con autorización, tomadas y modificadas de Campos (2014).

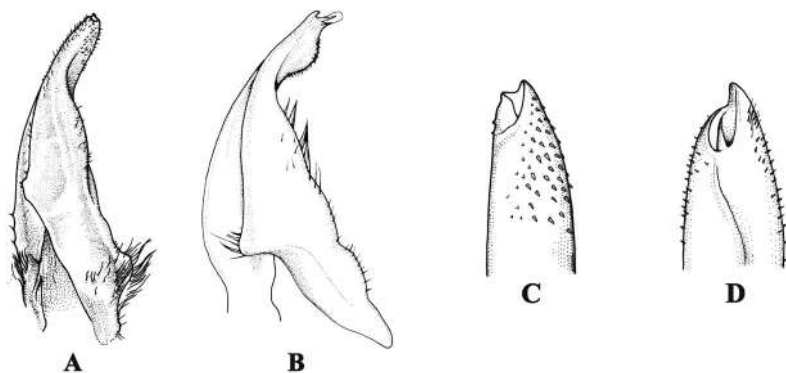


Figura 13. *Valdivia serrata* White, 1847 A: primer gonópodo izquierdo, vista caudal; B: *Forsteriana venezuelensis* (Rathbun, 1905), primer gonópodo izquierdo, vista caudal; C: *Moreirocarcinus laevisfrons* (Moreira, 1901), detalle del ápice, vista caudolateral; D: *Poppiana dentata* (Randall, 1840), detalle del ápice, vista caudal. Fuente: con autorización, tomadas y modificadas de Campos (2014).

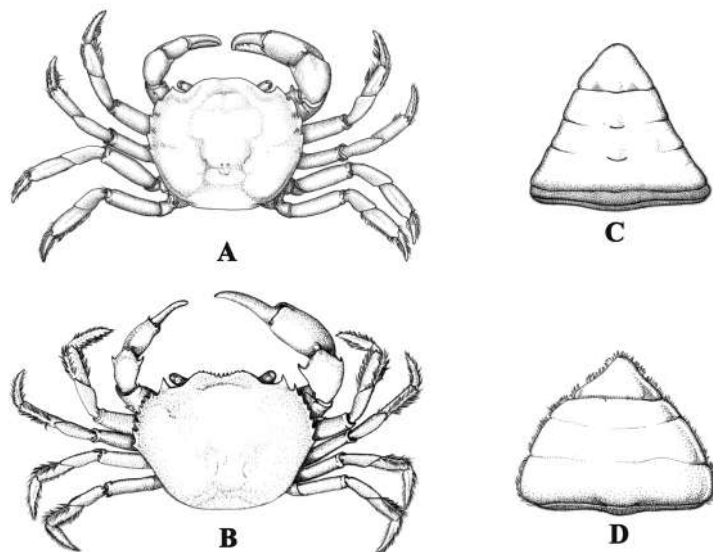


Figura 14. *Sylviocarcinus piriformis* (Pretzmann, 1968). A: caparazón, vista dorsal; B: *Bottiella medemi* (Smalley & Rodríguez, 1972), caparazón, vista dorsal; C: *Dilocarcinus pagei* (Stimpson, 1861), abdomen, vista externa; D: *Moreirocarcinus emarginatus* (H. Milne Edwards, 1853), abdomen, vista externa. Fuente: con autorización, tomadas y modificadas de Campos (2014).

Bottiella (Magalhães y Türkay, 1996)

Comentarios. Campos (2014) registra para este género las especies: *Bottiella cucutensis* (Pretzmann, 1968), *B. medemi* (Smalley & Rodríguez, 1972) y *B. niceforei* (Schmitt & Pretzmann, 1968). *Bottiella cucutensis* y *B. niceforei*, con registros para el norte de Colombia y Venezuela; *B. medemi*, endémica del norte de Colombia, en las cuencas de los ríos Sinú, San Jorge y Magdalena medio.

Claves de las especies de *Bottiella* representadas en Colombia

Modificada de Campos (2014).

- 1 a. Primer gonópodo con porción media distal curvada 70 a 90 grados cefalolateralmente (Campos, 2014; Figuras 62 C, 66 C) 2
- 1 b. Primer gonópodo con porción media distal curvada 25 grados cefalolateralmente (Campos, 2014; Figura 64 C) *Bottiella medemi*
- 2 a. Primer gonópodo con proceso apical más corto que el mesial (Campos, 2014; Figura 62 E) *B. cucutensis*

2 b. Primer gonópodo con proceso apical más largo que el mesial (Campos, 2014; Figuras 62 C-D) *B. niceforei*

Dilocarcinus (H. Milne Edwards, 1853)

Comentarios. Hay tres especies de *Dilocarcinus*: *Dilocarcinus pagei* Stimpson, 1861, *D. septemdentatus* (Herbst, 1783) y *D. truncatus* Rodríguez, 1992. *Dilocarcinus pagei* es la única con registros para Colombia.

Forsteriana (Ng y Low, 2010)

Comentarios. El género *Forsteriana* es monotípico. De *F. venezuelensis* (Rathbun, 1905) hay distribución en Venezuela y Colombia y se circunscribe a la cuenca del río Orinoco.

Fredilocarcinus (Pretzmann, 1978)

Comentarios. Rogers et al. (2020) incluyen en este género tres especies: *F. apyratii* (Magalhães y Türkay, 1996), *F. musmuschiae* (Pretzmann y Mayta, 1980) y *F. raddai* (Pretzmann, 1978). Arias-Pineda et al. (2015) registraron a *F. raddai* para El Vergel, Leticia, en el río Amazonas, Amazonas, Colombia. *F. raddai* previamente conocida de dos localidades de Loreto, Perú: 20 km al suroeste de Iquitos y en Yurimaguas, río Huallaga, registros que se circunscriben a la cuenca del río Marañón (río Amazonas en Perú). El nuevo registro de *F. raddai* para Colombia extiende su rango de distribución más de 300 km hacia el este, en el mismo sistema fluvial.

Moreirocarcinus (Magalhães y Türkay, 1996)

Comentarios. Rogers et al. (2020) incluyen tres especies: *M. chacei* (Pretzmann, 1968), *M. emarginatus* (H. Milne Edwards, 1853) y *M. laevifrons* (Moreira, 1901). *M. emarginatus* y *M. laevifrons* con registros para Colombia.

Claves de las especies de *Moreirocarcinus* representadas en Colombia

Modificada de Campos (2014).

1a. Caparazón con dos a cinco dientes en margen anterolateral (Campos, 2014; Figura 72 A) *Moreirocarcinus emarginatus*

1 b. Caparazón con seis a ocho dientes en margen anterolateral (Campos, 2014; Figura 74 A) *M. laevifrons*

***Poppiana* (Bott, 1969)**

Comentarios. Este género incluye tres especies: *P. argentiniana* (Rathbun, 1905), *P. bulbifer* (Rodríguez, 1992) y *P. dentata* (Randall, 1840). En Colombia solo hay registros de *P. dentata*.

***Sylviocarcinus* (H. Milne Edwards, 1853)**

Comentarios. Magalhães et al. (2020) registran ocho especies: *S. australis* (Magalhães y Türkay, 1996), *S. devillei* (H. Milne Edwards, 1853), *S. maldonadoensis* (Pretzmann, 1978), *S. pictus* (H. Milne Edwards, 1853) y *S. piriformis* (Pretzmann, 1968). De *S. devillei*, *S. pictus* y *S. piriformis* hay registros para Colombia.

Claves de las especies de *Sylviocarcinus* representadas en Colombia

Modificada de Campos (2014).

- 1 a. Frente sin tubérculos; segmentos abdominales III a VI fusionados (Campos, 2014; Figuras 80A, B) 2
- 1 b. Frente con tubérculos; segmentos abdominales III a V fusionados, VI libre (Campos, 2014; Figuras 78 A-B) *Sylviocarcinus devillei*
- 2 a. Ápice de primer gonópodo con abertura estrecha subtriangular (Campos, 2014; Figuras 80 C-D) *S. pictus*
- 2 b. Ápice de primer gonópodo con abertura amplia oval (Campos, 2014; Figuras 82 C-D) *S. piriformis*

***Valdivia* White, 1847**

Comentarios. Magalhães et al. (2020) incluyen en este género tres especies: *V. camerani* (Nobili, 1896), *V. novemdentata* (Pretzmann, 1968) y *V. serrata* White, 1847, única especie con registros para Colombia.

***Pseudothelphusidae* Ortmann, 1893**

Modificada de Álvarez et al. (2020).

Diagnosis. Caparazón oval, más ancho que largo, margen anterolateral liso, con tubérculos o espinas detrás del ángulo orbital externo; mero del tercer maxilípodo subcuadrado o más corto que el ischio; margen lateral recto o ligeramente curvado; exopodo más corto, casi tan largo o un poco más largo que el borde lateral del ischio; la abertura del canal eferente branquial puede estar abierta, parcial o estar totalmente cerrada por la espina del ángulo yugal y por la extensión del lóbulo lateral del epistoma. Gonópodo masculino

recto, curvado o con torsión hacia el eje medial del cuerpo; elementos apicales variables en número, forma, posición y tamaño.

Comentarios. Álvarez et al. (2020) establecen para esta familia las siguientes subfamilias: Strengerianinae (Rodríguez, 1982); Hypolobocerinae (Pretzmann, 1971); Guinotiinae subfam. nov.; Kingsleyinae (Bott, 1970); Ptychophallinae subfam. nov.; Potamocarcininae (Ortmann, 1897); Raddausinae subfam. nov.; Pseudothelphusinae (Ortmann, 1893).

Claves de los géneros de Pseudothelphusidae representados en Colombia

- 1 a. Abertura del canal branquial eferente cerrada o parcialmente cerrada por la espina del ángulo yugal y por extensión del lóbulo lateral del epistoma (Figura 15 D) 2
- 1 b. Abertura del canal branquial eferente abierta (Figura 15 E) 5
- 2 a. Ápice de primer gonópodo con proceso central digitiforme (Figura 16 A) *Martiana clausa* (Rodríguez, 1980).
- 2 b. Ápice de primer gonópodo sin proceso central (Campos, 2014; Figura 242 E) 3
- 3 a. Exopodo de tercer maxilípodo igual o ligeramente superior al margen distal del ischio (Figura 15 A) *Strengeriana*
- 3 b. Exopodo de tercer maxilípodo menor al margen distal del ischio (Figuras 15 B-C) 4
- 4 a. Ápice de primer gonópodo, distal (Figura 16 B) *Chaceus*
- 4 b. Ápice de primer gonópodo, lateral (Figura 16 C)
..... *Eudaniela casanarensis* (Campos, 2001)
- 5 a. Lóbulo lateral de primer gonópodo dividido en dos mitades, formando un lóbulo accesorio (Figura 18 A) *Neostrengeria*
- 5 b. Lóbulo lateral de primer gonópodo sin lóbulo accesorio (Campos, 2014; Figuras 130 B-C) 6
- 6 a. Primer gonópodo con lóbulo lateral prominente o reducido (Figura 18 B) 7
- 6 b. Primer gonópodo sin lóbulo lateral (Figura 19 A) 9
- 7 a. Primer gonópodo con lóbulo cefálico suplementario, excepto en *Lindacatalina orientalis* (Figura 18 C) *Lindacatalina*

7 b. Primer gonópodo sin lóbulo cefálico suplementario (Campos, 2014; Figuras 144 B-E)	8
8 a. Contorno de ápice de primer gonópodo amplio, oval, oblongo o triangular (Figuras 16 A-C)	<i>Hypolobocera</i>
8 b. Contorno de ápice de primer gonópodo angosto, elongado (Figuras 17 D/E)	<i>Moritschus</i>
9 a. Primer gonópodo con proceso mesial (Figura 19 A-E)	10
9 b. Primer gonópodo sin proceso mesial	11
10 a. Primer gonópodo con proceso mesial oval u oblongo, transversal al eje del apéndice (Figura 19 A)	<i>Orthothelphusa holthuisi</i> (Rodríguez, 1967)
10 b. Primer gonópodo con proceso mesial triangular (Figura 19 C)	<i>Potamocarcinus</i>
11 a. Superficie cefálica de primer gonópodo con procesos cefálicos (ver Campos & Magalhães, 2014; Figuras 2 B, E)	12
11 b. Superficie cefálica de primer gonópodo sin procesos cefálicos (Campos, 2014; Figura 222 D)	13
12 a. Superficie cefálica de primer gonópodo con dos procesos cefálicos subdistales espiniformes (Campos & Magalhães, 2014; Figuras 2 B/E)	<i>Colombiathelphusa culmarcuata</i> (Campos & Magalhães, 2014).
12 b. Superficie cefálica de primer gonópodo con tres procesos cefálicos subdistales espiniformes (Campos & Magalhães, 2014; Figuras 3 C/E)	<i>Eidocamptophallus chacei</i> (Rodríguez y Hobbs, 1989).
13 a. Lóbulo mesial de primer gonópodo con procesos: distal y proximal con curvatura de 60 a 90 grados entre ellos (Figura 19 B)	<i>Phallangothelphusa</i>
13 b. Lóbulo mesial de primer gonópodo sin procesos	14
14 a. Lóbulo mesial de primer gonópodo proyectado caudalmente, con una serie de cinco a siete espinas agudas distales (Figura 19 D)	<i>Prionoithelphusa eliasi</i> (Rodríguez, 1980).
14 b. Lóbulo mesial de primer gonópodo bífido, con espina distal en forma de gancho y protuberancia proximal redondeada (Figura 19 E)	<i>Fredius granulatus</i> (Rodríguez y Campos, 1998).

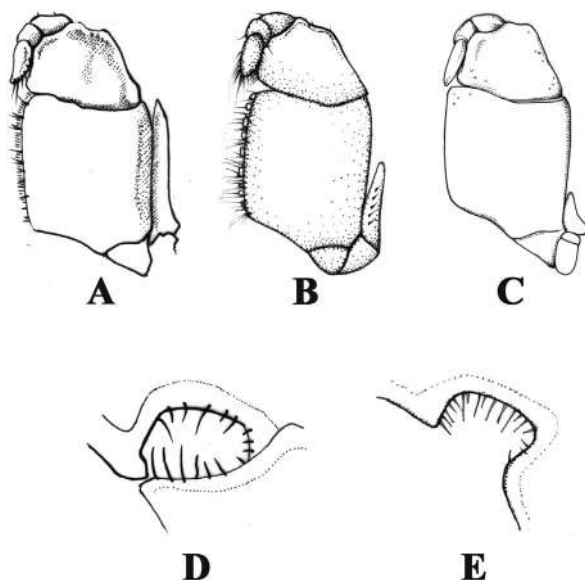


Figura 15. Tercer maxilípido izquierdo, vista externa. A: *Strengeriana*; B: mismo *Chaceus*; C: mismo *Hypolobocera*; D: abertura del canal branquial eferente cerrada; E: abertura del canal branquial eferente abierta.

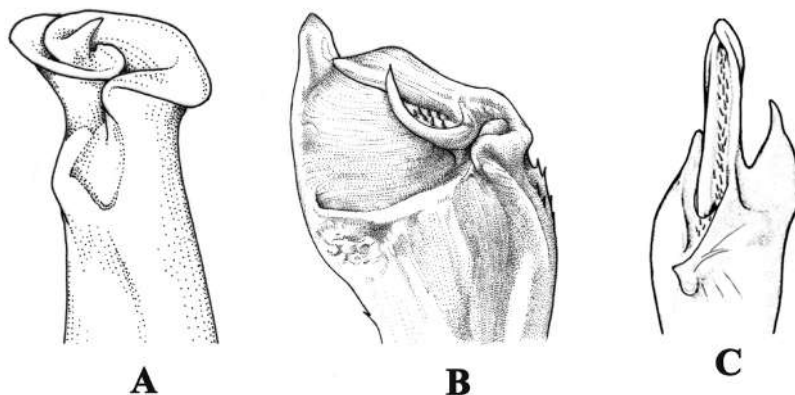


Figura 16. A: *Martiana clausa* (Rathbun, 1915), primer gonópodo izquierdo, porción medioapical, vista cefálica; B: *Chaceus curumanensis* (Campos & Valencia, 2004), primer gonópodo izquierdo, detalle del ápice, vista distal; C: *Eudaniela casanarensis* (Campos, 2001), primer gonópodo izquierdo, detalle del ápice, vista distal. Fuente: con autorización, tomadas y modificadas de Campos (2014).

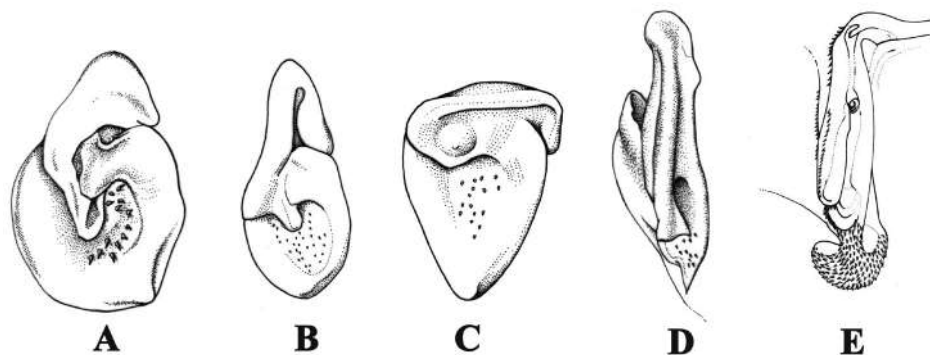


Figura 17. A-C: *Hypolobocera*, primer gonópodo izquierdo, diferentes contornos del ápice, vista distal; D-E: *Moritschus*, primer gonópodo izquierdo, contornos del ápice, vista distal. Fuente: con autorización, tomadas y modificadas de Campos (2014).

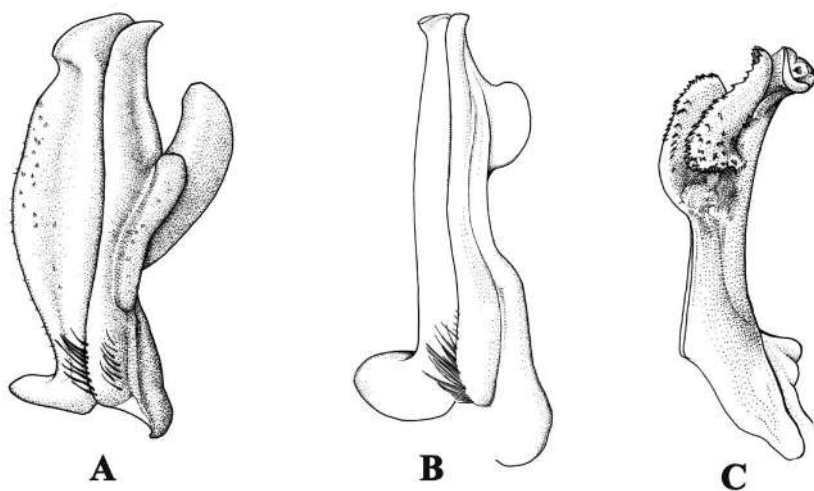


Figura 18. A: *Neostrengeria*, primer gonópodo izquierdo, vista caudal; B: *Hypolobocera*, primer gonópodo izquierdo, vista caudal; C: *Lindacatalina*, primer gonópodo izquierdo, vista lateral. Fuente: con autorización, tomadas y modificadas de Campos (2014).

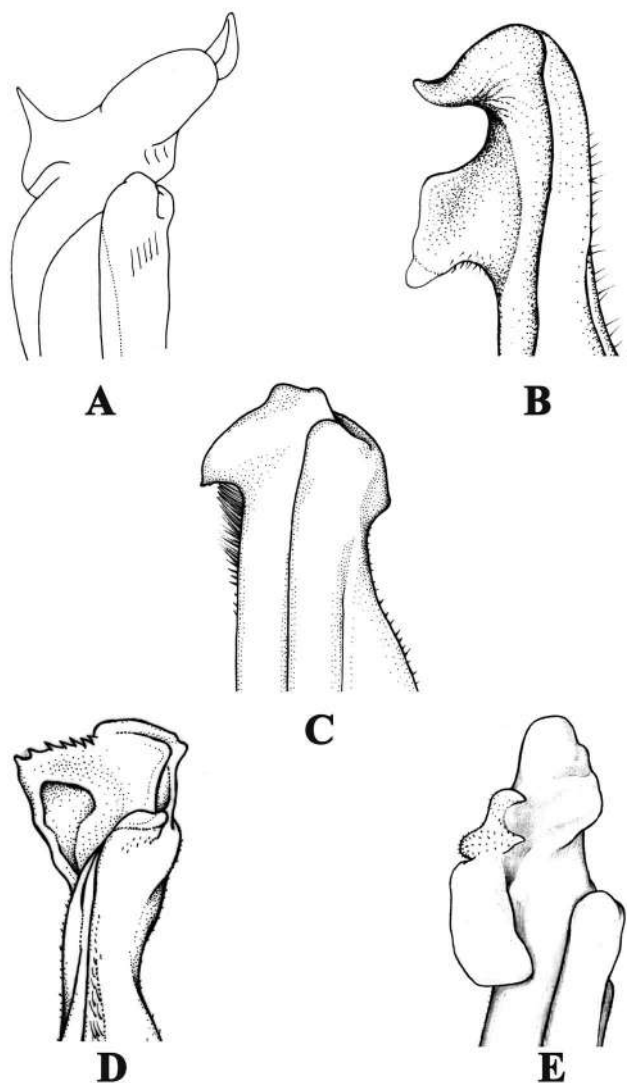


Figura 19. A: *Orthothelphusa holthuisi* (Rodríguez, 1967), primer gonópodo izquierdo, porción media apical, vista caudal; B: *Phallangothelphusa juansei* Campos, 2010, primer gonópodo izquierdo, porción media apical, vista caudal; C: *Potamocarcinus pinzoni* Campos, 2003, primer gonópodo izquierdo, porción media apical, vista caudal; D: *Prionoithelphusa eliasi* Rodríguez, 1980, primer gonópodo izquierdo, porción media apical, vista caudal; E: *Fredius granulatus* Rodríguez & Campos, 1998, primer gonópodo izquierdo, porción media apical, vista caudal. Fuente: con autorización, tomadas y modificadas de Campos (2014).

***Chaceus* Pretzmann, 1965**

Modificada de Campos (2014).

Comentarios. El género *Chaceus* comprende nueve especies, seis de ellas representadas en Colombia. *C. caecus* Rodríguez y Bosque, 1989, *C. motiloni* Rodríguez, 1980 y *C. turikensis* Rodríguez y Herrera, 1994 solo con registros para Venezuela.

Claves de las especies de *Chaceus* representadas en Colombia

Modificada de Campos (2014).

- 1 a. Proceso lateral de primer gonópodo prominente (Campos, 2014; Figura 90 B) 2
- 1 b. Proceso lateral de primer gonópodo reducido (Campos, 2014; Figura 98 B) *C. nasutus*
- 2 a. Proceso lateral de primer gonópodo con muesca semicircular en superficie lateral (Campos, 2014; Figura 90 B) *C. cesarensis*
- 2 b. Proceso lateral de primer gonópodo sin muesca en superficie lateral (Campos, 2014; Figura 94 C) 3
- 3 a. Proceso mesial de primer gonópodo más largo que proceso marginal (Campos, 2014; Figura 96 C) 4
- 3 b. Proceso mesial de primer gonópodo tan largo como proceso marginal (Campos, 2014; Figuras 94 D-E) *C. davidi*.
- 4 a. Proceso mesial de primer gonópodo con papila subapical subtriangular (Campos, 2014; Figuras 96 D-E) *C. ibiricensis*
- 4 b Proceso mesial de primer gonópodo sin papila subapical (Campos, 2014; Figura 100 C) 5
- 5 a. Proceso mesial de primer gonópodo dactiliforme (Campos, 2014; Figura 100 E) *C. pearsei*
- 5 b. Proceso mesial de primer gonópodo en forma de aguja (Campos, 2014; Figuras 92 D-E) *C. curumanensis*

***Hypolobocera* (Ortmann, 1897)**

Comentarios. *Hypolobocera* incluye cerca de 35 especies, con registros para Venezuela, Colombia, Ecuador y Perú. Es el género más ampliamente distribuido de la familia, con 22 especies registradas para Colombia. En la clave

taxonómica, no se incluyó la especie *Hypolobocera steindachneri* Preztmann, 1968, por no existir en la literatura una descripción precisa de ella.

Claves de las especies de *Hypolobocera* representadas en Colombia

Modificada de Campos (2014).

1. Primer gonópodo con proceso triangular en lóbulo lateral (Campos, 2014; Figura 106 B) *H. alata*
- 1 b. Primer gonópodo sin proceso triangular en lóbulo lateral (Campos, 2014; Figura 128 B) 2
- 2 a. Primer gonópodo con lado mesial, distalmente proyectado en forma de lóbulo triangular (Campos, 2014; Figuras 128 B,D) *H. kamsarum*
- 2 b. Primer gonópodo sin lóbulo triangular, en lado mesial distal (Campos, 2014; Figura 136 B) 3
- 3 a. Primer gonópodo con lóbulo accesorio paralelo a lóbulo lateral en superficie cefálica (Campos, 2014; Figura 118 C) *H. cajambrensis*
- 3 b. Primer gonópodo sin lóbulo accesorio en superficie cefálica (Campos, 2014; Figura 132 D) 4
- 4 a. Primer gonópodo con cresta de tubérculos paralela al lóbulo lateral en superficie cefálica (Campos, 2014; Figuras 116 B-C) *H. buenaventurensis*
- 4 b. Primer gonópodo sin cresta de tubérculos en superficie cefálica (Campos, 2014; Figura 110 D) 5
- 5 a. Primer gonópodo con lóbulo lateral lejos del ápice (Campos, 2014; Figura 142 B) 6
- 5 b. Primer gonópodo con lóbulo lateral cerca del ápice (Campos, 2014; Figura 122 D) 7
- 6 a. Primer gonópodo con reborde espinoso en lado interno de la proyección mesocaudal del canal espermático (Campos, 2014; Figura 142 F)
..... *H. noanamensis*
- 6 b. Primer gonópodo sin reborde espinoso en lado interno de proyección mesocaudal de canal espermático (Campos, 2014; Figura 112 E) *H. beieri*
- 7 a. Primer gonópodo con dientes redondeados en borde latero-cefálico del ápice (Campos, 2014; Figura 122 E) *H. dentata*
- 7 b. Primer gonópodo sin dientes en borde laterocefálico del ápice (Campos, 2014; Figura 126 E) 8

8 a. Lóbulo lateral de primer gonópodo con expansión angosta distal (Campos, 2014; Figura 140 B)	<i>H. mutisi</i>
8 b. Lóbulo lateral de primer gonópodo sin expansión distal (Campos, 2014; Figura 142 B)	9
9 a. Lóbulo lateral de primer gonópodo en forma de hacha (Campos, 2014; Figuras 124 B-C)	<i>H. emberarum</i>
9 b. Lóbulo lateral de primer gonópodo sin forma de hacha (Campos, 2014; Figura 122 B)	10
10 a. Contorno del ápice de primer gonópodo con borde lateral recto (Campos, 2014; Figura 144 E)	<i>H. rotundilobata</i>
10 b. Contorno del ápice de primer gonópodo sin borde lateral recto (Figuras 17 A-C)	11
11 a. Contorno del ápice de primer gonópodo subcircular (Campos, 2014; Figura 130 E)	12
11 b. Contorno del ápice de primer gonópodo oval (Figura 17 A)	13
12 a. Lóbulo mesial de primer gonópodo semicircular y proyectado mesialmente (Campos, 2014; Figuras 120 D-E)	<i>H. chocoensis</i>
12 b. Lóbulo mesial de primer gonópodo subtriangular (Campos, 2014; Figura 106 E)	14
13 a. Lóbulo mesial de primer gonópodo redondeado, borde interno con espínula en vista distal (Campos, 2014; Figuras 130 D-E)	<i>H. lloroensis</i>
13 b. Lóbulo mesial de primer gonópodo subtriangular en vista distal (Campos, 2014; Figuras 146 D-E)	<i>H. velezi</i>
14 a. Ápice de primer gonópodo, con papila en borde cefálico y papila cerca a canal espermático (Campos, 2014; Figuras 114 D-E)	<i>H. bouvieri</i>
14 b. Ápice de primer gonópodo, con papila en borde cefálico y sin papila cerca a canal espermático (Figura 17 A)	15
15 a. Primer gonópodo con proyección mesocaudal de canal espermático terminada en papila semiaguda (Campos, 2014; Figura 108 E)	16
15 b. Primer gonópodo con proyección mesocaudal de canal espermático terminada en papila redondeada (Campos, 2014; Figura 136 E)	17
16 a. Lóbulo lateral de primer gonópodo con borde externo crenulado (Campos, 2014; Figura 108 B)	<i>H. andagoensis</i>

- 16 b. Lóbulo lateral de primer gonópodo con borde externo liso (Campos, 2014; Figura 138 B) *H. murindensis*
- 17 a. Lóbulo mesial de primer gonópodo reducido a un pliegue (Figura 17 C) 18
- 17 b. Lóbulo mesial de primer gonópodo desarrollado (Figuras 17 A-B) 19
- 18 a. Contorno del ápice de primer gonópodo subtriangular con expansión dirigida distalmente (Campos, 2014; Figuras 110 B-E) *H. barbacensis*
- 18 b. Contorno de ápice de primer gonópodo subtriangular con expansión dirigida cefálicamente (Campos, 2014; Figuras 136 C-E) *H. meineli*
- 19 a. Lóbulo mesial de primer gonópodo semicircular (Campos, 2014; Figura 132 E) *H. malagueña*
- 19 b. Lóbulo mesial de primer gonópodo subtriangular (Figuras 17 A-B) ... 20
- 20 a. Lóbulo lateral de primer gonópodo semicircular y ancho (Campos, 2014; Figura 134 F) *H. martelathamii*
- 20 b. Lóbulo lateral del primer gonópodo elongado y angosto (Campos, 2014; Figura 126 B) *H. gorgonensis*

***Lindacatalina* (Pretzmann, 1977)**

Modificada de Campos (2014).

Comentarios. *Lindacatalina* está conformada por ocho especies, con distribución en Colombia, Ecuador y Perú. *Lindacatalina sinuensis* (Rodríguez, Campos y López, 2002) es endémica de la cuenca del río Sinú. De *Lindacatalina latipenis* (Pretzmann, 1968), *L. orientalis* (Pretzmann, 1968) y *L. sumacensis* Rodríguez y Sternberg, 1998 hay registros en Colombia y Ecuador.

Claves de las especies de *Lindacatalina* representadas en Colombia

Modificada de Campos (2014).

- 1 a. Primer gonópodo con lóbulo cefálico suplementario (Figura 18 C) 2
- 1 b. Primer gonópodo sin lóbulo cefálico suplementario (Campos, 2014; Figura 150 D) *L. orientalis*
- 2 a. Contorno del ápice de primer gonópodo semicircular en vista distal (Campos, 2014; Figura 148 E) 3
- 2 b. Contorno del ápice de primer gonópodo elongado en vista distal (Campos, 2014; Figura 152 E) *L. sinuensis*

- 3 a. Lóbulo lateral de primer gonópodo semicircular (Campos, 2014; Figura 148 B) *L. latipenis*
- 3 b. Lóbulo lateral de primer gonópodo subtriangular (Campos, 2014; Figura 154 B) *L. sumacensis*

***Moritschus* Pretzmann, 1965**

Comentarios. Este género incluye seis especies, que se distribuyen en el sur de Colombia, Ecuador y norte de Perú. *Moritschus altaquerensis* Rodríguez, Campos y López, 2002, *M. caucasensis* Campos, Magalhães y Rodríguez, 2002 y *M. narinnensis* Campos y Rodríguez, 1988, presentan registros para Colombia.

Claves de las especies de *Moritschus* representadas en Colombia

Modificada de Campos (2014).

- 1 a. Ápice del primer gonópodo con proceso caudal corto y en forma de pico (Figura 17 D) *M. altaquerensis*
- 1 b. Ápice del primer gonópodo con proceso caudal elongado y dactilar (Figura 17 E) 2
- 2 a. Lóbulo lateral del primer gonópodo semicircular y amplio (Campos, 2014; Figuras 160 B-C) *M. caucasensis*
- 2 b. Lóbulo lateral del primer gonópodo elongado y angosto (Campos, 2014; Figura 162 B) *M. narinnensis*

***Neostrengeria* Pretzmann, 1965**

Comentarios. El género comprende 27 especies endémicas de las vertientes y planicies de la cordillera Oriental de Colombia, con una distribución que se extiende desde la serranía de Perijá hasta la serranía de La Macarena. La cordillera Oriental se caracteriza por ser una formación de rocas sedimentarias, lo cual puede contribuir a la restricción de las especies de este género a este tipo particular de hábitat.

Claves de las especies de *Neostrengeria* representadas en Colombia

Modificada de Campos (2014).

- 1 a. Expansión laterodistal de primer gonópodo en forma de gran lóbulo (Campos, 2014; Figuras 174 B/E) *Neostrengeria botti*
- 1 b. Expansión laterodistal de primer gonópodo sin lóbulo (Campos, 2014; Figura 170 B) 2

2 a. Lóbulo mesial de primer gonópodo triangular (Campos, 2014; Figura 192 E)	3
2 b. Lóbulo mesial de primer gonópodo con expansión semicircular (Campos, 2014; Figuras 184 C-D)	<i>N. guenterii</i>
3 a. Primer gonópodo con lóbulos lateral y accesorio separados distalmente del eje del apéndice (Figura 18 A)	4
3 b. Primer gonópodo con lóbulos lateral y accesorio unidos distalmente al eje del apéndice (Campos, 2014; Figura 194 B)	14
4 a. Contorno del ápice de primer gonópodo sin espinas (Campos, 2014; Figura 180 E)	5
4 b. Contorno del ápice de primer gonópodo con espinas (Campos, 2014; Figura 204 E)	19
5 a. Ápice de primer gonópodo con proyección mesial subtriangular (Campos, 2014; Figura 172 E)	<i>N. binderi</i>
5 b. Ápice de primer gonópodo sin proyección mesial subtriangular (Campos, 2014; Figura 168 E)	6
6 a. Lóbulos lateral y accesorio de primer gonópodo de igual longitud (Campos, 2014; Figura 168 C)	7
6 b. Lóbulo lateral de primer gonópodo más largo que el accesorio (Figura 18 A)	9
7 a. Lóbulo accesorio de primer gonópodo con superficie caudal lisa (Campos, 2014; Figura 172 B)	8
7 b. Lóbulo accesorio de primer gonópodo con superficie caudal cubierta de espínulas (Campos, 2014; Figura 168 B)	<i>N. aspera</i>
8 a. Contorno del ápice de primer gonópodo oblongo en vista distal (Campos, 2014; Figura 182 E)	<i>N. gilberti</i>
8 b. Contorno del ápice de primer gonópodo oval en vista distal (Campos, 2014; Figura 188 E)	<i>N. lemaitrei</i>
9 a. Contorno de lóbulo accesorio de primer gonópodo liso en vista caudal (Figura 18 A)	10
9 b. Contorno de lóbulo accesorio de primer gonópodo rugoso en vista caudal (Campos, 2014; Figura 200 B)	<i>N. monterrodoensis</i>

10 a. Dáctilos de periópodos con cinco hileras longitudinales, cada una con tres a cinco espinas (Campos, 2014; Figura 178 A)	11
10 b. Dáctilos de periópodos con cinco hileras longitudinales, cada una con seis a diez espinas (Campos, 2014; Figura 208 A)	12
11 a. Contorno del ápice de primer gonópodo oblongo, con borde caudolateral expandido en vista distal (Campos, 2014; Figura 180 E)	13
11 b. Contorno del ápice de primer gonópodo semicircular en vista distal (Campos, 2014; Figura 202 E)	25
12 a. Periópodos 2-5 inusualmente largos, 1,3 veces el ancho del caparazón (Campos, 2014; Figura 208 A)	<i>N. sketi</i>
12 b. Periópodos 2-5 de longitud normal, igual al ancho del caparazón (Campos, 2014; Figura 198 A)	<i>N. macropa</i>
13 a. Borde caudolateral del ápice de primer gonópodo proyectado distalmente (Campos, 2014; Figuras 180 D-E)	<i>N. charalensis</i>
13 b. Borde caudolateral del ápice de primer gonópodo no proyectado distalmente (Campos, 2014; Figuras 196 D-E)	<i>N. macarenae</i>
14 a. Margen laterodistal de primer gonópodo con lóbulo amplio distal (Campos, 2014; Figuras 194 B-E)	<i>N. lobulata</i>
14 b. Margen laterodistal de primer gonópodo sin lóbulo distal (Campos, 2014; Figura 206 B)	15
15 a. Ápice del primer gonópodo con proyección mesocaudal del canal espermático terminado agudo (Campos, 2014; Figuras 206 D, E)	<i>N. perijaensis</i>
15 b. Ápice del primer gonópodo con proyección mesocaudal de canal espermático terminado bifido (Campos, 2014; Figura 202 E)	16
16 a. Lóbulo lateral de primer gonópodo dirigido apicalmente (Campos, 2014; Figura 190 B)	17
16 b. Lóbulo lateral de primer gonópodo curvado cefálicamente (Campos, 2014; Figura 210 C)	18
17 a. Lóbulos lateral y accesorio de primer gonópodo distalmente separados por profundo receso en vista lateral (Campos, 2014; Figura 190 C)	<i>N. libradensis</i>
17 b. Lóbulos lateral y accesorio de primer gonópodo distalmente continuos en vista lateral (Campos, 2014; Figura 166 C)	<i>N. appressa</i>

18 a. Borde cefálico del ápice de primer gonópodo con pequeña espina roma (Campos, 2014; Figura 212 E)	<i>N. tonensis</i>
18 b. Borde cefálico del ápice de primer gonópodo con prominente espina aguda (Campos, 2014; Figura 210 E)	<i>N. tencalanensis</i>
19 a. Contorno del ápice de primer gonópodo oblongo (Campos, 2014; Figura 198 E)	20
19 b. Contorno de ápice de primer gonópodo subtriangular (Campos, 2014; Figura 178 E)	21
20 a. Borde caudolateral del ápice de primer gonópodo con ocho a diez espinas (Campos, 2014; Figura 204 E)	<i>N. niceforoi</i>
20 b. Borde caudolateral del ápice de primer gonópodo con cuatro espinas (Campos, 2017; Figura 4 E)	<i>N. lassoi</i>
21 a. Contorno del ápice de primer gonópodo con borde caudolateral expandido (Campos, 2014; Figura 178 E)	<i>N. celioi</i>
21 b. Contorno del ápice de primer gonópodo con borde caudocefálico expandido (Campos, 2014; Figura 170 E)	22
22 a. Expansión caudocefálica de contorno del ápice de primer gonópodo de forma irregular (Campos, 2014; Figura 176 E)	<i>N. boyacensis</i>
22 b. Expansión caudocefálica de contorno del ápice de primer gonópodo redondeada (Campos, 2014; Figura 170 E)	23
23 a. Contorno del ápice de primer gonópodo oval con espínulas conspicuas en borde caudolateral	24
23 b. Contorno del ápice de primer gonópodo oval con diminutas espínulas en borde caudolateral (Campos, 2014; Figura 170 E)	<i>N. bataensis</i>
24 a. Lóbulo accesorio de primer gonópodo de forma elongada (Campos, 2014; Figuras 186 B-C)	<i>N. lasallei</i>
24 b. Lóbulo accesorio de primer gonópodo de forma espatulada (Campos, 2014; Figura 164 B)	<i>N. alexae</i>
25 a. Lóbulos lateral y accesorio de primer gonópodo de igual longitud (Campos, 2014; Figura 202 C)	<i>N. natashae</i>
25 b. Lóbulo accesorio de primer gonópodo más corto que el lateral (Campos, 2014; Figura 192 B)	26

- 26 a. Lóbulo lateral de primer gonópodo semicircular y redondeado distalmente (Campos, 2014; Figuras 192 B/D) *N. lindigiana*
- 26 b. Lóbulo lateral de primer gonópodo oblongo, con margen externo redondeado e interno cóncavo (Campos, 2017; Figuras 2 A/C)
..... *N. fernandezi*

***Phallangothelphusa* Pretzmann, 1965**

Comentarios. Este género es endémico de Colombia, donde se registran seis especies con distribución en las cordilleras Central y Oriental: en Magdalena Medio, estribaciones del sur de la serranía de Perijá y piedemonte de las serranías de Yariguíes y San Lucas.

Claves de las especies de *Phallangothelphusa* representadas en Colombia
Modificada de Campos y Alexander (2020).

- 1 a. Exopodo de tercer maxilípodo 0,8 a 0,9 veces la longitud del ischio (Campos, 2010; Figura 1 D) 2
- 1 b. Exopodo de tercer maxilípodo igual a la longitud del ischio (Campos y Alexander, 2020; Figura 1 E) *P. zenuorum*
- 2 a. Proceso mesial, proyección proximal de primer gonópodo rectangular o cuadrado (Campos, 2014; Figura 218 B) 3
- 2 b. Proceso mesial, proyección proximal de primer gonópodo reducido a forma dactilar (Campos, 2014; Figuras 220 B-D) *P. magdalenensis*
- 3 a. Proceso mesial, proyección distal de primer gonópodo distalmente curvada hacia arriba (Campos, 2014; Figuras 218 B-E) *P. juansei*
- 3 b. Proceso mesial, proyección distal de primer gonópodo distalmente no curvada hacia arriba (Campos, 2014; Figura 216 B) 4
- 4 a. Proceso lateral de primer gonópodo de forma irregular (Campos *et al.*, 2019; Figuras 2 C-E) *P. tangerina*
- 4 b. Proceso lateral de primer gonópodo semicircular (Campos, 2014; Figura 220 B) 5
- 5 a. Proceso mesial de primer gonópodo con ángulo de curvatura entre proyecciones distal y proximal cerca de 60 grados (Campos, 2014; Figuras 216 B/D) *P. dispar*

5 b. Proceso mesial de primer gonópodo con ángulo de curvatura entre proyecciones distal y proximal cerca de 90 grados (Campos, 2014; Figuras 222 B/D) *P. martensis*

***Potamocarcinus* H. Milne Edwards, 1853**

Comentarios. Este género incluye 14 especies distribuidas desde el sur de México hasta el noroccidente de Colombia. En el país están representadas las especies *P. colombiensis* Pahl y Ramos, 1987 y *P. pinzoni* Campos, 2003.

Claves de las especies de *Potamocarcinus* representadas en Colombia

Modificada de Campos (2014).

1 a. Lóbulo caudal de primer gonópodo con porción distal proyectada 40 grados respecto al eje del apéndice (Campos, 2014; Figura 224 A)
..... *P. colombiensis*

1 b. Lóbulo caudal de primer gonópodo con porción distal proyectada transversalmente al eje del apéndice (Figura 19 C) *P. pinzoni*

***Strengeriana* Pretzmann, 1971**

Comentarios. El género comprende 17 especies endémicas de Colombia y se distribuye en la Sierra Nevada de Santa Marta y las cordilleras Occidental y Central.

Claves de las especies de *Strengeriana* representadas en Colombia

Modificada de Campos (2014).

1 a. Lóbulo mesial de primer gonópodo proyectado en dirección cefálica (Campos, 2014; Figura 252 D) 2

1 b. Lóbulo mesial de primer gonópodo transversal a porción apical (Campos, 2014; Figura 234 B) 15

2 a. Lóbulo mesial de primer gonópodo curvado sobre el canal espermático (Campos, 2014; Figura 252 E) 3

2 b. Lóbulo mesial de primer gonópodo no curvado sobre el canal espermático (Campos, 2014; Figura 256 B) 8

3 a. Primer gonópodo con proceso caudal (Campos, 2014; Figura 252 B)
..... *Strengeriana restrepoi*

3 b. Primer gonópodo sin proceso caudal (Campos, 2014; Figura 254 B) 4

4 a. Lóbulo cefálico de primer gonópodo sinuoso (Campos, 2014; Figura 254 E)	<i>S. risaraldensis</i>
4 b. Lóbulo cefálico de primer gonópodo no sinuoso (Campos, 2014; Figura 236 C)	5
5 a. Lóbulo cefálico de primer gonópodo semicircular (Campos, 2014; Figura 232 D)	6
5 b. Lóbulo cefálico de primer gonópodo no semicircular (Campos, 2014; Figura 246 D)	7
6 a. Primer gonópodo con proceso mesial elongado y distal redondeado (Campos, 2014; Figura 232 E)	<i>S. bolivarensis</i>
6 b. Primer gonópodo con proceso mesial corto y distal bífido (Campos, 2014; Figuras 242 B/E)	<i>S. florenciae</i>
7 a. Primer gonópodo con proceso cefálico prominente (Campos, 2014; Figuras 244 C-D)	<i>S. foresti</i>
7 b. Primer gonópodo sin proceso cefálico (Campos, 2014; Figuras 246 D-E)	<i>S. fuhrmanni</i>
8 a. Lóbulo mesial de primer gonópodo con cresta subapical dentada (Campos, 2014; Figuras 256 B/D)	<i>S. taironae</i>
8 b. Lóbulo mesial de primer gonópodo sin cresta subapical (Campos, 2014; Figura 236 B)	9
9 a. Lóbulo cefálico de primer gonópodo con proceso lateral prominente y cónico (Campos, 2014; Figura 236 E)	<i>S. casallasi</i>
9 b. Lóbulo cefálico de primer gonópodo con proceso lateral pequeño o ausente (Campos, 2014; Figura 240 D)	10
10 a. Primer gonópodo con proceso mesial en forma de mano (Campos, 2014; Figura 250 C)	11
10 b. Primer gonópodo con proceso mesial en forma de espada o bífido (Campos, 2014; Figura 238 E)	12
11 a. Exopodo de tercer maxilípodo con flagelo rudimentario (Campos y Rodríguez, 1993; Figura 2 H)	<i>S. flagellata</i>
11 b. Exopodo de tercer maxilípodo sin flagelo (Figura 15 A)	<i>S. maniformis</i>

12 a. Primer gonópodo con proceso mesial lanceolado y cuatro espinas distales (Campos, 2014; Figura 260 D)	<i>S. villaensis</i>
12 b. Primer gonópodo con proceso mesial bífido (Campos, 2014; Figuras 248 C-D) = ...	13
13 a. Lóbulo mesial de primer gonópodo con diente subdistal romo (Campos, 2014; Figuras 248 C-D)	<i>S. huilensis</i>
13 b. Lóbulo mesial de primer gonópodo sin diente subdistal (Campos 2014; Figura 238 E)	14
14 a. Lóbulo cefálico de primer gonópodo con proceso cefálico proximal, prominente (Campos 2014; Figura 238 E)	<i>S. chaparralensis</i>
14 b. Lóbulo cefálico de primer gonópodo con proceso cefálico proximal y pequeño (Campos 2014; Figura 230 E)	<i>S. antioquiensis</i>
15 a. Lóbulo caudal de primer gonópodo terminado distal en forma de diente (Campos, 2014; Figura 234 B)	<i>S. cajaensis</i>
15 b. Lóbulo caudal de primer gonópodo terminado distal de forma redondeada (Campos, 2014; Figura 258 B)	16
16 a. Proceso mesial de primer gonópodo corto y bífido con lóbulos similares, sin espina en superficie interna (Campos, 2014; Figuras 258 B/E)	<i>S. tolimensis</i>
16 b. Proceso mesial de primer gonópodo elongado y bífido, con lóbulos desiguales y espina en superficie interna (Campos y Camacho, 2019; Figura 2 A)	<i>S. quindiensis</i>

Bioindicación

Si bien los crustáceos decápodos (cangrejos de agua dulce y los camarones) tienen un papel potencial como bioindicadores, apenas han sido utilizados previamente en ello. Tan solo en el caso del cangrejo sabanero (*Pseudorthellus* sp.: *Neostrengeria macropa*) tenemos algo de información al respecto. Campos (1994) y Roldán (2003) habían considerado esta especie como indicadora de la calidad alta de las aguas. Sin embargo, Hernández-Barrero et al. (2007, en alusión a Garzón et al., 2005), mencionan que dicha especie puede tolerar cambios contrastantes en el medio ambiente acuático, lo que le permitiría habitar en aguas contaminadas. Hay que recordar que el cangrejo sabanero está restringido al altiplano cundiboyacense, donde se distribuye y

todavía quedan algunas áreas bien conservadas, pero que en su gran mayoría ya han sido afectadas de manera importante. Así, según Hernández-Barreiro et al. (2007), la especie estará entre agua “buena y aceptable (40 %) y de dudosa a crítica (60 %), que son aguas moderadamente contaminadas a altamente contaminadas”. Ante esta aseveración, surge entonces la duda de si realmente este cangrejo puede ser empleado para tal fin, pues el rango de tolerancia es muy amplio. Algunas especies de cangrejos, como el sabañero, pueden permanecer fuera del agua durante un tiempo determinado, por tener un pseudopulmón (48 horas en esta especie) (Ortiz et al., 1988, en Hernández-Barreto et al., 2007) y desplazarse de un cuerpo de agua a otro cuando las condiciones son adversas, afirmación que podría extrapolarse a otras especies de familias con las mismas características ecológicas. No hay que olvidar tampoco que su exoesqueleto les brinda protección frente a las aguas contaminadas.

A partir de estos razonamientos, se podría afirmar que los cangrejos servirían, más que como bioindicadores de calidad de agua en sentido estricto, como indicadores bioecológicos, desde una perspectiva más funcional y de conservación, por ejemplo, para identificar y delimitar humedales (Campos, 2005; Longo & Lasso 2014). Este enfoque nos permitiría relacionar con la conservación las especies con algún grado de amenaza derivada de las actividades antrópicas. Así, Lasso et al. (2017) definieron 30 áreas clave para la conservación (ACC) basados en 25 especies de cangrejos con algún grado de amenaza, desde Vulnerables hasta en Peligro. La cuenca del Magdalena es la que presentó el mayor número de especies amenazadas (14 sp.), seguida de las cuencas del Caribe (5 sp.), Pacífico-Orinoco (4 sp. c/u) y Amazonas (1 sp.), hecho claramente asociado con el impacto y afectación de los ecosistemas acuáticos continentales.

Otra conclusión muy interesante derivada de este estudio es que la mayoría de las ACC se encuentran por encima de los 500 m s.n.m. y corresponden a aguas corrientes de las zonas de piedemonte y humedales altoandinos, donde se han hecho la mayoría de estudios sobre bioindicadores. Los cangrejos de la familia Pseudothephusidae son más diversos y abundantes por encima de los 400 m s.n.m., en ríos y quebradas montañosas con aguas transparentes (claras) y bien oxigenadas, mientras que los de la familia Trichodactylidae son más comunes en las tierras bajas, en aguas claras, blancas y negras, con mayor diversidad por debajo de los 100 m s.n.m. (Campos & Lasso, 2015).

Los camarones, por el contrario, han alcanzado la mayor diversidad en las tierras bajas y solo en ciertas ocasiones colonizan ríos de piedemonte hasta alturas no muy elevadas (por lo general 600 m s.n.m.). En Colombia tenemos más de 40 especies de cuatro familias (Atyidae, Euryrhynchidae, Palaemonidae y Sergestidae) (Campos, 2014) y, a diferencia de los cangrejos, están totalmente restringidas a los cursos de agua, ya que su respiración branquial es obligada y no pueden permanecer por fuera del agua. La familia Atyidae y parte de Palaemonidae habitan cerca de estuarios y desembocaduras de ríos para poder completar sus ciclos de vida; por lo tanto, tienen un gran potencial asociado con la bioindicación y los niveles de salinidad a nivel espacial y temporal. Los camarones de la familia Atyidae están asociados a ríos con aguas corrientes muy oxigenadas, salvo en el caso de *Jonga serrei*, que habita en ciénagas de planicies inundables (Campos, observación personal). La familia Euryrhynchidae incluye un género monoespecífico asociado a aguas claras y negras (Amazonia-Orinoquia) de baja conductividad y aguas neutras a ácidas, algo parecido a los géneros *Palaemonetes* y *Pseudopalaemon* (Palaemonidae). Por su puesto, hay varias especies del género *Macrobrachium* que puede habitar en los tres tipos de aguas y ambientes inundables (p. ej., *M. surinamicum* y *P. amazonicum*). Por último, la familia Acetidae está restringida al fondo del cauce principal en aguas corrientes de grandes ríos durante el día y se desplaza hacia las orillas en la noche (Lasso obs. pers.).

En conclusión, podemos ver que, si hiciéramos estudios ecológicos y fisiológicos más detallados con los camarones, encontraríamos un gran potencial para la bioindicación, tal y como se enfoca hoy día.

Referencias

- Acevedo, A. & Lasso, C. A. (2017). Primer registro de cuatro especies de camarones de agua dulce (Palaemonidae) para Colombia. *Biota Colombiana*, 18(1). 206-216.
- Acevedo, A. & Cumberlidge, N. (2021). Conservation status of the Neotropical mountain freshwater crabs (Pseudothelphosoidea). *Imperiled: The Encyclopedia of Conservation*, 564-589.
- Álvarez, F. & Iliffe, T. M. (2008). Fauna Anquihalina de Yucatán. En Álvarez Noguera, F., & Rodríguez Almaraz, G. A (Eds.), *Crustáceos de México: Estado actual de su conocimiento* (pp. 379-418). Universidad Autónoma de Nuevo León.
- Álvarez, F., Ojeda, J. C., Souza-Carvalho, E., Villalobos, J. L., Magalhães, C., Wehrtmann, I. S. & Mantelatto, F. L. (2020). Revision of the higher taxonomy of Neotropical freshwater crabs of the family Pseudothelphusidae, based on multigene and morphological analyses. *Zoological Journal of the Linnean Society*, XX, 1-29.

- Arias-Pineda, J. Y., Gómez, D. A. & Magalhães, C. (2015). Range extension of the genus *Fredilocarcinus* Pretzmann, 1978 (Crustacea: Decapoda: Trichodactylidae) to Colombia. *Check List*, 11(2), 1586.
- Buitrago B., Rodríguez, G., Gómez, G. & Abril, A. (1981). Paragonimiasis humana. Primera descripción de un caso colombiano. *Biomédica*, 1, 142-151.
- Campos, M. R. (1994). Diversidad en Colombia de los cangrejos *Neostrengeria*. Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales.
- Campos, M. R. (2005). Freshwater crabs from Colombia, a taxonomic study and distributional study. Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales.
- Campos, M. R. (2010). A new species of freshwater crab of the genus *Phallangothelphusa* Pretzmann, 1965, from Colombia (Crustacea: Decapoda: Pseudothelphusidae), with a key to the species of the genus. *Proceedings of the Biological Society of Washington*, 123(1), 27-31.
- Campos, M. R. (2014). *Crustáceos decápodos de agua dulce de Colombia*. Biblioteca José Jerónimo Triana, Instituto de Ciencias Naturales.
- Campos, M. R. (2017). Two new species of freshwater cave-dwelling crabs of the genus *Neostrengeria* Pretzmann, 1965, from Colombia (Crustacea: Decapoda: Pseudothelphusidae). *Zootaxa*, 4247(2), 157-164.
- Campos, M. R. & Lasso, C. A. (2015). *Libro rojo de los cangrejos dulceacuícolas de Colombia*. Instituto Humboldt, Instituto de Ciencias Naturales - Universidad Nacional de Colombia.
- Campos, M. R. & Alexander, M. (2020). A new species of freshwater Crab of the genus *Phallangothelphusa* Pretzmann, 1965, from Colombia (Crustacea: Decapoda: Pseudothelphusidae), with a key to the species of the genus. *Zootaxa*, 4851(2), 364-370.
- Campos, M. R. & Camacho, R. (2019). A new species of freshwater crab of the genus *Strengeriana* Pretzmann, 1971, from the El Jardín Natural Reserve, Quindío, Colombia (Crustacea: Decapoda: Pseudothelphusidae). *Zootaxa*, 4671, 595-600.
- Campos, M. R. & Magalhães, C. (2014). *Colombiathelphusa* a new genus of freshwater crab from Colombia, and the first location record of *Eidocamptophallus chacei* (Pretzmann, 1967) (Crustacea: Decapoda: Pseudothelphusidae). *Zootaxa*, 3860(6), 571-579.
- Campos, M. R. & Rodríguez, G. (1993). Three new species of *Strengeriana* from Colombia (Crustacea: Decapoda: Pseudothelphusidae). *Proceedings of the Biological Society of Washington*, 106, 508-513.
- Campos, M. R., Lasso, C. A. & Arias, M. (2019). A new species of freshwater crab of the genus *Phallangothelphusa* Pretzmann, 1965, from the foothills of the Serranía Yariguíes of Colombia (Crustacea: Decapoda: Pseudothelphusidae). *Zootaxa*, 4550, 579-584.

- Cumberlidge, N., Ng, P. K. L., Yeo, D. C. J., Magalhães, C., Campos, M. R., Álvarez, F., Naruse, T., Daniels, S. R., Esser, L. J. & Attipoe, F. Y .K. (2009). Freshwater crabs and the biodiversity crisis: Importance, threats, status, and conservation challenges. *Biological Conservation*, 142, 1665-1673.
- Garzón, A., Hernández-Barrero, S. & Valderrama-Barco, M. (2005). Caracterización del estado de las poblaciones del cangrejo de agua dulce *Neostrengeria macropa* (H. Milne-Edwards, 1853) bajo explotación, su uso y problemática en la cuenca alta del río Bogotá. [Informe Final, Fundación Omacha, Conservación Internacional].
- Kensley, B., & Walker, I. (1982). Palaemonid shrimps from the Amazon Basin, Brazil (Crustacea: Decapoda: Palaemonidae). *Smithsonian Contribution to Zoology*, 362, 1-28.
- Hernández-Barrero, S., Garzón, A. & Valderrama-Barco, M. (2007). Conservación y manejo del cangrejo de la Sabana (*Neostrengeria macropa*) en la laguna de Fúquene dentro de un contexto regional. En Franco-Vidal. L., & Andrade, G. I. (Eds.), *Fúquene, Cucunubá y Palacio, Conservación de la biodiversidad y manejos sostenible de un ecosistema lagunar andino* (pp. 203-229). Fundación Humedales, Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt. Bogotá, D. C. Colombia.
- Lasso, C. A, Cordoba, D., & Campos, M. R. (2017). Cangrejos. En Lasso, C. A., Córdoba, D., & Morales-Betancourt, M. A. (Eds.), XVI. *Áreas clave para la conservación de la biodiversidad dulceacuícola amenazada en Colombia: moluscos, cangrejos, peces, tortugas, crocodílidos, aves y mamíferos* (pp. 71-122). . Instituto de Investigación de los Recursos Biológicos Alexander von Humboldt (IAvH). Bogotá, D.C., Colombia. 71 – 122.
- Little, M. D. (1968). *Paragonimus caliensis* and paragonimiasis en Colombia. *Journal of Parasitology*, 54, 738-746.
- Longo, M. & Lasso, C. A. (2014). Uso de la biota acuática en la identificación, caracterización y establecimiento de límites en humedales interiores. 5. 2. 4. Macroinvertebrados acuáticos (insectos acuáticos, crustáceos, moluscos) y esponjas. En Lasso, C. A., Gutiérrez, F. de P., & Morales-B., D. X. (Eds.), X. *Humedales interiores de Colombia: identificación, caracterización y establecimiento de límites según criterios biológicos y ecológicos* (pp. 120-129. (Lasso, C. A., F. de P. Gutiérrez y D. Morales-B.). Serie Editorial Recursos Hidrobiológicos y Pesqueros Continentales de Colombia. Instituto de Investigación de los Recursos Biológicos Alexander von Humboldt (IAvH). Bogotá, D.C., Colombia.
- Magalhães, C. & Türkay, M. (1996). Taxonomy of the Neotropical freshwater crab family.
- Trichodactylidae I. The generic system with description of some new genera (Crustacea: Decapoda: Brachyura). *Senckenbergiana Biologica* 75(1), 63-95.

- Ortíz, C. I., Ortíz, M. E. & Aguilera, A. (1981). Contribución al conocimiento del cangrejo de La sabana *Hypolobocera* (*Neostrengeria*) *macropa* Milne-Edwards (1853) Crustacea: Brachyura: Pseudothelphusidae. [Tesis de grado en Biología Marina, Universidad Jorge Tadeo Lozano, Bogotá].
- Pereira, G. (1986). Freshwater shrimps from Venezuela I: Seven new species of Palaemonidae (Crustacea: Decapoda: Palaemonidae). *Proceedings of the Biological Society of Washington*, 99, 198-210.
- Pereira, G. (1991). Camarones de agua dulce de Venezuela II: Nuevas adiciones en las familias Atyidae y Palaemonidae (Crustacea: Decapoda: Caridea). *Acta Biológica Venezuelica*, 13(1-2), 75-88.
- Phillips, G., Chaparro Gutiérrez, J. J. & Hudson, D. M. (2019). Presence of *Paragonimus* species within secondary crustacean hosts in Bogotá, Colombia. *Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias*, 32(2), 150-157.
- Rogers, D. C., Magalhães, C., Peralta, M., Bezerra Ribeiro, F., Bond-Buckup, G., Price, W. W., Guerrero-Kommritz, J., Mantelatto, F. L., Bueno, A., Camacho, A. I., González, E. R., Jara, C. G., Pedraza, M., Pedraza-Lara, C., Latorre, E. R., & Santos, S. (2020). Phylum Arthropoda: Crustacea: Malacostraca. En Rogers, D. C., Damborenea, C. y Thorp J. (Eds.), *Thorp and Covich's Freshwater Invertebrates*. Vol. 5: *Keys to Neotropical and Antarctic Fauna*. Elsevier.
- Roldán, G. (2003). *Bioindicación de la calidad del agua en Colombia: propuesta para el uso del método BMWP-Col*. Universidad de Antioquia.
- Torati, L. S., De Grave, S., Page, T. J., & Anker, A. (2011). Atyidae y Palaemonidae (Crustacea: Decapoda: Caridea) of Bocas del Toro, Panamá. *Check List*, 7(6), 798-805.
- Uruburu, M., Granada, M. & Velásquez, L. E. (2008). Distribución parcial de *Paragonimus* (Digenea: Troglotrematidae) en Antioquia por presencia de metacercarias en cangrejos dulceacuículas. *Biomédica*, 28, 562-568.
- Valencia, D.M. & Campos, M.R. (2010). Freshwater shrimps of the Colombian tributaries of the Amazon and Orinoco Rivers (Palaemonidae, Euryrhynchidae, Sergestidae). *Caldasia*, 32(1): 221- 234.
- Vélez, I. D., Ortega, J., Hurtado, M. & Salazar, A. L. (1995). La paragonimiasis en la comunidad indígena embera de Colombia. *Biomédica*, 27, 51-54.
- Vélez, I., Velásquez, L. E. & Vélez, I. D. (2003). Morphological description and life cycle of *Paragonimus* sp. (Trematoda: Troglotrematidae): Causal agent of human paragonimiasis in Colombia. *Journal of Parasitology*, 89, 749-755.
- Vera-Silva, A. L., López Carvalho, F. & Mantelatto, F. L. (2017). Redescription of the freshwater shrimp *Macrobrachium jelskii* (Miers, 1877) (Caridea, Palaemonidae). *Zootaxa*, 4269(1), 044-060.

Anexo 1

Especies de malacostráceos registrados en Colombia y su distribución.

Familia	Especie	Distribución
Atyidae	<i>Atya crassa</i> (Smith, 1871)	Cuenca Pacífica
	<i>Atya innocous</i> (Herbst, 1792)	Cuenca Caribe
	<i>Atya scabra</i> (Leach, 1816)	Cuenca Caribe
	<i>Jonga serrei</i> (Bouvier, 1909)	Cuenca Caribe
	<i>Potimirim glabra</i> (Kingsley, 1878)	Cuencas Caribe y Pacífica
Euryrhynchidae	<i>Euryrhynchus amazoniensis</i> Tiefenbacher, 1978	Cuencas Orinoquia y Amazonia
Palaemonidae	<i>Macrobrachium acanthurus</i> (Wiegmann, 1836)	Cuencas Caribe y Atlántica
	<i>Macrobrachium amazonicum</i> (Heller, 1862)	Cuencas Orinoquia y Amazonia
	<i>Macrobrachium americanum</i> Bate, 1868	Cuenca Pacífica
	<i>Macrobrachium atabapense</i> Pereira, 1986	Cuencas Orinoquia y Amazonia
	<i>Macrobrachium brasiliense</i> (Heller, 1862)	Cuencas Orinoquia y Amazonia
	<i>Macrobrachium carcinus</i> (Linnée, 1758)	Cuencas Caribe y Atlántica
	<i>Macrobrachium cortezi</i> Rodríguez, 1982	Cuencas Orinoquia y Amazonia
	<i>Macrobrachium crenulatum</i> Holthuis, 1950	Cuenca Caribe
	<i>Macrobrachium digueti</i> (Bouvier, 1895)	Cuenca Pacífica
	<i>Macrobrachium dierythrum</i> Pereira, 1986	Cuenca Orinoquia
	<i>Macrobrachium faustinum</i> (De Saussure, 1857)	Cuenca Caribe
	<i>Macrobrachium ferreirai</i> Kensley y Walker, 1982	Cuencas Amazonia
	<i>Macrobrachium hancocki</i> Holthuis, 1950	Cuenca Pacífica
	<i>Macrobrachium heterochirus</i> (Wiegmann, 1836)	Cuencas Caribe y Atlántica

Familia	Especie	Distribución
Palaemonidae	<i>Macrobrachium inpa</i> Kensley y Walker, 1982	Cuencas Orinoquia y Amazonia
	<i>Macrobrachium jelskii</i> (Miers, 1877)	Cuencas Caribe y Atlántica
	<i>Macrobrachium manningi</i> Pereira y Lasso, 2007	Cuenca Orinoquia
	<i>Macrobrachium nattereri</i> (Heller, 1862)	Cuencas Orinoquia y Amazonia
	<i>Macrobrachium olfersii</i> (Wiegmann, 1836)	Cuenca Caribe
	<i>Macrobrachium panamense</i> Rathbun, 1912	Cuenca Pacífica
	<i>Macrobrachium praecox</i> (Roux, 1928)	Cuenca Caribe
	<i>Macrobrachium rathbunae</i> Holthuis, 1950	Cuenca Pacífica
	<i>Macrobrachium reyesi</i> Pereira, 1986	Cuenca Orinoquia
	<i>Macrobrachium surinamicum</i> Holthuis, 1948	Cuenca Caribe
	<i>Macrobrachium tenellum</i> (Smith, 1871)	Cuenca Pacífica
	<i>Macrobrachium transandicum</i> Holthuis, 1950	Cuenca Pacífica
	<i>Palaemon carteri</i> (Gordon, 1935)	Cuencas Orinoquia y Amazonia
	<i>Palaemon ivonnicus</i> (Holthuis, 1950)	Cuencas Orinoquia y Amazonia
	<i>Palaemon mercedae</i> (Pereira, 1986)	Cuencas Orinoquia y Amazonia
	<i>Pseudopalaemon amazonensis</i> Ramos-Porto, 1979	Cuencas Orinoquia y Amazonia
	<i>Pseudopalaemon chryseus</i> Kensley y Walker, 1982	Cuenca Orinoquia
	<i>Pseudopalaemon gouldingi</i> Kensley y Walker, 1982	Cuenca Orinoquia
	<i>Pseudopalaemon nigramnis</i> Kensley y Walker, 1982	Cuenca Orinoquia
Acetidae	<i>Acetes paraguayensis</i> Hansen, 1919	Cuencas Orinoquia y Amazonia

Familia	Especie	Distribución
Pseudothelphusidae	<i>Colombiathelphusa culmarcuata</i> Campos y Magalhães, 2014	Cuenca Pacífica
	<i>Chaceus cesarensis</i> Rodríguez y Vilorio, 1992	Cuenca Caribe
	<i>Chaceus curumanensis</i> Campos y Valencia, 2004	Cuenca Caribe
	<i>Chaceus davidi</i> Campos y Rodríguez, 1984	Cuenca Caribe
	<i>Chaceus ibiricensis</i> Campos y Valencia, 2004	Cuenca Caribe
	<i>Chaceus nasutus</i> Rodríguez, 1980	Cuenca Caribe
	<i>Chaceus pearsei</i> (Rathbun, 1915)	Cuenca Caribe
	<i>Eidocamptophallus chacei</i> (Pretzmann, 1967)	Cuenca Pacífica
	<i>Eudaniela casanerensis</i> (Campos, 2001)	Cuencas Andina y Orinoquia
	<i>Fredius granulatus</i> Rodríguez y Campos, 1998	Cuenca Amazonia
	<i>Hypolobocera alata</i> Campos, 1998	Cuenca Andina
	<i>Hypolobocera andagoensis</i> (Pretzmann, 1965)	Cuenca Pacífica
	<i>Hypolobocera barbacensis</i> Campos, Magalhães y Rodríguez, 2002	Cuenca Pacífica
	<i>Hypolobocera beieri</i> Pretzmann, 1968	Cuencas Pacífica y Andina
	<i>Hypolobocera bouvieri angulata</i> (Rathbun, 1915)	Cuenca Caribe
	<i>Hypolobocera bouvieri bouvieri</i> (Rathbun, 1898)	Cuenca Andina
	<i>Hypolobocera bouvieri monticola</i> (Zimmer, 1912)	Cuenca Andina
	<i>Hypolobocera bouvieri stenlobata</i> Rodríguez, 1980	Cuenca Andina
	<i>Hypolobocera buenaventurensis</i> (Rathbun, 1905)	Cuencas Pacífica y Andina
	<i>Hypolobocera cajambrensis</i> Prahl, 1988	Cuenca Pacífica
	<i>Hypolobocera chocoensis</i> Rodríguez, 1980	Cuencas Pacífica y Andina

Familia	Especie	Distribución
Pseudothelphusidae	<i>Hypolobocera dentata</i> Prah, 1987	Cuenca Andina
	<i>Hypolobocera emberarum</i> Campos y Rodríguez, 1995	Cuenca Andina
	<i>Hypolobocera gorgonensis</i> Prah, 1983	Cuenca Pacífica
	<i>Hypolobocera kamsarum</i> Campos y Rodríguez, 1995	Cuenca Amazonia
	<i>Hypolobocera llorensis</i> Campos, 1989	Cuencas Pacífica y Andina
	<i>Hypolobocera malagena</i> Prah, 1988	Cuenca Pacífica
	<i>Hypolobocera martelathami</i> (Pretzmann, 1965)	Cuenca Andina
	<i>Hypolobocera meineli</i> Prah, 1988	Cuenca Pacífica
	<i>Hypolobocera murindensis</i> Campos, 2003	Cuenca Pacífica
	<i>Hypolobocera mutisi</i> Prah, 1988	Cuenca Pacífica
	<i>Hypolobocera noanamensis</i> Rodríguez, Campos y López, 2002	Cuencas Pacífica y Caribe
	<i>Hypolobocera rotundilobata</i> Rodríguez, 1994	Cuenca Andina
	<i>Hypolobocera velezi</i> Campos, 2003	Cuenca Andina
	<i>Lindacatalina latipenis</i> (Pretzmann, 1968)	Cuenca Amazonia
	<i>Lindacatalina orientalis</i> (Pretzmann, 1968)	Cuenca Amazonia
	<i>Lindacatalina sinuensis</i> Rodríguez, Campos y López, 2002	Cuenca Caribe
	<i>Lindacatalina sumacensis</i> Rodríguez y Sternberg, 1998	Cuenca Amazonia
	<i>Martiana clausa</i> Rodríguez, 1980	Cuenca Caribe
	<i>Moritschus altaquerensis</i> Rodríguez, Campos y López, 2002	Cuenca Pacífica
	<i>Moritschus caucasensis</i> Campos, Magalhães y Rodríguez, 2002	Cuenca Pacífica
	<i>Moritschus narinensis</i> Campos y Rodríguez, 1988	Cuenca Pacífica
	<i>Neostrengeria alexae</i> Campos, 2010	Cuenca Andina
	<i>Neostrengeria appressa</i> Campos, 1992	Cuenca Andina
	<i>Neostrengeria aspera</i> Campos, 1992	Cuenca Andina

Familia	Especie	Distribución
Pseudothelphusidae	<i>Neostrengeria bataensis</i> Campos y Pedraza, 2008	Cuenca Andina
	<i>Neostrengeria binderi</i> Campos, 2000	Cuenca Andina
	<i>Neostrengeria botti</i> Rodríguez y Türkay, 1978	Cuenca Andina
	<i>Neostrengeria boyacensis</i> Rodríguez, 1980	Cuenca Andina
	<i>Neostrengeria celioi</i> Campos y Pedraza, 2008	Cuenca Andina
	<i>Neostrengeria charalensis</i> Campos y Rodríguez, 1995	Cuenca Andina
	<i>Neostrengeria fernandezi</i> Campos, 2017	Cuenca Andina
	<i>Neostrengeria gilberti</i> Campos, 1992	Cuenca Andina
	<i>Neostrengeria guenterii</i> (Pretzmann, 1965)	Cuenca Andina
	<i>Neostrengeria lasallei</i> Rodríguez, 1980	Cuenca Andina
	<i>Neostrengeria lassoi</i> Campos, 2017	Cuenca Andina
	<i>Neostrengeria lemaitrei</i> Campos, 2004	Cuenca Andina
	<i>Neostrengeria libradensis</i> Rodríguez, 1980	Cuenca Andina
	<i>Neostrengeria lindigiana</i> (Rathbun, 1897)	Cuenca Andina
	<i>Neostrengeria lobulata</i> Campos, 1992	Cuenca Andina
	<i>Neostrengeria macarenae</i> Campos, 1992	Cuenca Andina
	<i>Neostrengeria macropa</i> (H. Milne Edwards, 1853)	Cuenca Andina
	<i>Neostrengeria monterrodoensis</i> (Bott, 1967)	Cuenca Andina
	<i>Neostrengeria natashae</i> Campos, 2011	Cuenca Andina
	<i>Neostrengeria nicefori</i> (Schmitt, 1969)	Cuenca Andina
	<i>Neostrengeria perijaensis</i> Campos y Lemaitre, 1998	Cuenca Andina
	<i>Neostrengeria sketi</i> Rodríguez, 1985	Cuenca Andina
	<i>Neostrengeria tencalanensis</i> Campos, 1992	Cuenca Andina
	<i>Neostrengeria tonensis</i> Campos, 1992	Cuenca Andina
	<i>Orthothelphusa holthuisi</i> (Rodríguez, 1967)	Cuenca Andina

Familia	Especie	Distribución
Pseudothelphusidae	<i>Phallangothelphusa dispar</i> (Zimmer, 1912)	Cuenca Andina
	<i>Phallangothelphusa juansei</i> Campos, 2010	Cuenca Andina
	<i>Phallangothelphusa magdalenensis</i> Campos, 1998	Cuenca Andina
	<i>Phallangothelphusa martensis</i> Cardona y Campos, 2012	Cuenca Andina
	<i>Phallangothelphusa tangerina</i> Campos, Lasso y Arias, 2019	Cuenca Andina
	<i>Phallangothelphusa zenuorum</i> Campos y Alexander, 2020	Cuenca Andina
	<i>Potamocarcinus colombiensis</i> Prahly y Ramos, 1987	Cuenca Pacífica
	<i>Potamocarcinus pinzoni</i> Campos, 2003	Cuenca Pacífica
	<i>Prionothelphusa eliasi</i> Rodríguez, 1980	Cuencas Orinoquia y Amazonia
	<i>Strengeriana antioquensis</i> Prahly, 1987	Cuenca Andina
	<i>Strengeriana bolivarensis</i> Rodríguez y Campos, 1989	Cuenca Andina
	<i>Strengeriana cajaensis</i> Campos y Rodríguez, 1993	Cuenca Andina
	<i>Strengeriana casallasi</i> Campos, 1999	Cuenca Andina
	<i>Strengeriana chaparralensis</i> Campos y Rodríguez, 1984	Cuenca Andina
	<i>Strengeriana flagellata</i> Campos y Rodríguez, 1993	Cuenca Andina
	<i>Strengeriana florenciae</i> Campos, 1995	Cuenca Andina
	<i>Strengeriana foresti</i> Rodríguez, 1980	Cuenca Andina
	<i>Strengeriana fuhrmanni</i> (Zimmer, 1912)	Cuenca Andina
	<i>Strengeriana huilensis</i> Rodríguez y Campos, 1989	Cuenca Andina
	<i>Strengeriana maniformis</i> Campos y Rodríguez, 1993	Cuenca Andina
	<i>Strengeriana quindensis</i> Campos y Camacho, 2019	Cuenca Andina
	<i>Strengeriana restrepoi</i> Rodríguez, 1980	Cuenca Andina

Familia	Especie	Distribución
Pseudothelphusidae	<i>Strengeriana risaraldensis</i> Rodríguez y Campos, 1989	Cuenca Andina
	<i>Strengeriana taironae</i> Rodríguez y Campos, 1989	Cuenca Andina
	<i>Strengeriana tolimensis</i> Rodríguez y Díaz, 1981	Cuenca Andina
	<i>Strengeriana villaensis</i> Campos y Pedraza, 2006	Cuenca Andina
Trichodactylidae	<i>Bottiella cucutensis</i> (Pretzmann, 1968)	Cuenca Andina
	<i>Bottiella medemi</i> (Smalley y Rodríguez, 1972)	Cuenca Caribe
	<i>Bottiella niceforoi</i> (Schmitt y Pretzmann, 1968)	Cuenca Andina
	<i>Dilocarcinus pagei</i> Stimpson, 1861	Cuenca Amazonia
	<i>Fredilocarcinus raddai</i> (Pretzmann, 1978)	Cuenca Amazonia
	<i>Forsteriana venezuelensis</i> (Rathbun, 1905)	Cuenca Orinoquia
	<i>Moreirocarcinus emarginatus</i> (H. Milne Edwards, 1853)	Cuencas Orinoquia y Amazonia
	<i>Moreirocarcinus laevifrons</i> (Moreira, 1901)	Cuencas Orinoquia y Amazonia
	<i>Poppiana dentata</i> (Randall, 1840)	Cuenca Caribe
	<i>Sylviocarcinus devillei</i> H. Milne Edwards, 1853	Cuencas Caribe y Orinoquia
	<i>Sylviocarcinus pictus</i> H. Milne Edwards, 1853)	Cuenca Amazonia
	<i>Sylviocarcinus piriformis</i> (Pretzmann, 1968)	Cuencas Caribe y Andina
	<i>Trichodactylus faxoni</i> Rathbun, 1905	Cuenca Amazonia
	<i>Trichodactylus quinquedentatus</i> Rathbun, 1893	Cuenca Caribe
	<i>Valdivia serrata</i> White, 1847	Cuencas Orinoquia y Amazonia



Coleópteros Dytiscidae. Foto: Jorge E. García-Melo.

Capítulo 6

Coleoptera: escarabajos acuáticos de Colombia

Gladys Reinoso Flórez¹, Ingri Tatiana Cárdenas Espitia¹, Emmanuel José Quintero Rivera¹, Jaime Leonardo Lozano Bravo¹, María Edy Cadena Reyes¹, Marcela González Córdoba² y Giovany Guevara Cardona¹

Resumen

Los coleópteros acuáticos son un grupo de insectos ampliamente diversificado. A nivel ecomorfológico han desarrollado varias modificaciones y adaptaciones para la vida acuática. Adicionalmente, cumplen un papel biológico y ecológico clave dentro de las cadenas tróficas, como consumidores de algas, depredadores, presas y recicladores de nutrientes, y también por su potencial bioindicador de la calidad del agua. A nivel mundial se reportan cerca de 13.000 especies. En Colombia, el conocimiento de las especies es aún limitado y se encuentra concentrado, principalmente, en las familias Elmidae, Hydrophilidae y Dytiscidae. Sin embargo, en el país se reportan 28 familias con representantes acuáticos y más de 140 géneros, evidencia de una alta potencialidad de este orden en la diversidad bentónica. En este capítulo se muestran los avances en el orden Coleoptera respecto de lo reportado por autores en años anteriores, además de resaltar las últimas investigaciones realizadas en Colombia sobre coleópteros acuáticos y periacuáticos. Se incluyen claves hasta familia, además de imágenes y fotografías con algunos de los géneros más representativos y presentes en el país.

Palabras clave: coleópteros acuáticos, Colombia, ecología, macroinvertebrados, taxonomía.

1. Grupo de Investigación en Zoología, Facultad de Ciencias, Universidad del Tolima, Colombia. greinoso@ut.edu.co; itcardenases@ut.edu.co; ejosequintero@ut.edu.co; jllozanob@ut.edu.co; mecadenare@ut.edu.co; gguevara@ut.edu.co
2. Centro de Investigación Esquel de Montaña y Estepa Patagónica, Ciemep, Conicet-Universidad Nacional de la Patagonia San Juan Bosco, Argentina. mgonzalezcordoba@comahue-conicet.gob.ar

Abstract

Aquatic beetles are a widely diversified group of insects. At an ecomorphological level they have developed several modifications and adaptations for aquatic life. Additionally, they play a key biological and ecological role within food chains, as consumers of algae, predators, prey and nutrient recyclers. As such, they have great potential as bioindicators of water quality. About 13,000 species are reported worldwide. In Colombia, knowledge of the species is still limited and is mainly concentrated in the families Elmidae, Hydrophilidae and Dytiscidae. However, in the country, 28 families with aquatic representatives and more than 140 genera are reported, indicative of the high potential of this order in benthic diversity. This chapter shows the advances in the order Coleoptera since what was reported previously and highlights the latest research carried out in Colombia on aquatic and periaquatic beetles. Keys to family are included, as well as images and photographs of some of the most representative genera present in the country.

Keywords: Aquatic beetles, Colombia, ecology, macroinvertebrates, taxonomy.

Introducción

El orden Coleoptera es el más diverso de la clase Insecta: aproximadamente una de cada cinco especies vivas descritas en la Tierra pertenece a este orden (Yee & Kehl, 2015). Se han descrito organismos de 211 familias y alrededor de 400 000 especies a nivel mundial, de las cuales al menos el 5 % son acuáticas (Jäch & Balke, 2008; Bouchard et al., 2011; Yee & Kehl, 2015). Las larvas y adultos de los escarabajos acuáticos representan un gran porcentaje de los invertebrados de los ecosistemas acuáticos continentales: se estima que alrededor de 13 000 especies de coleópteros distribuidas en al menos 30 familias tienen representantes acuáticos (Short, 2012). En Colombia, las familias de mayor abundancia y riqueza son Dytiscidae, Elmidae e Hydrophilidae, asociadas generalmente a sistemas de buena calidad ambiental y alta saturación de oxígeno (Roldán, 2003; Arias-Díaz et al., 2007; Zúñiga & Cardona, 2009; Archangelsky et al., 2009; Laython, 2017).

La asociación de los coleópteros con el medio acuático incluye desde relaciones accidentales y poco frecuentes hasta asociaciones más dependientes. Factores como la cantidad de tiempo que pasan en contacto con el agua, el

grado de sumersión, la relación y la motivación para entrar en contacto con el agua han dificultado la clasificación ecológica de este grupo entre acuáticos, periacuáticos y terrestres (Jäch & Balke, 2008; Benetti et al., 2018). Existen diferentes clasificaciones de escarabajos acuáticos que varían según el contexto y los diversos autores; por tanto, en este capítulo se seguirá con la propuesta de Yee y Kehl (2015), en donde los escarabajos tipificados como acuáticos se encuentran en estrecha asociación con ambientes dulceacuícolas o tienen al menos una etapa de su ciclo de vida totalmente en un hábitat acuático.

La información sobre coleópteros acuáticos en el país se inició con lo registrado por Wooldridge (1973; 1976), pero, así mismo, diversos estudios han contribuido al conocimiento del grupo, con base en la información descrita para el Neotrópico y la propia del país. Entre ellos se destacan los aportes de Bachmann (1977), Machado y Roldán (1981), Spangler (1981), Spangler y Santiago-Fragoso (1987; 1992), Machado (1988), Roldán (1988), Ramos (1997), Fernández et al. (2000), Manzo (2005; 2006; 2013), Newton et al. (2005), Martínez (2005), Caupaz-Flórez et al. (2006), Arias-Díaz et al. (2007), Manzo y Archangelsky (2008), Archangelsky et al. (2009), García (2009), Gutiérrez et al. (2009), Torres et al. (2012), Segura et al. (2013), Lozano et al. (2014), González-Córdoba et al. (2015a/b; 2020a/b/c; 2021), Jäch et al. (2016), Miller (2016), Yee y Kehl (2015), González-Córdoba et al. (2016; 2019), Cadena y Reinoso (2016), Fernández et al. (2016), Laython (2017), González-Rodríguez et al. (2017; 2019), Lozano et al. (2018), Girón (2018), Benetti et al. (2018), Aguilera y Vásquez (2019), Balke et al. (2019), Hincapié y Uribe (2019), Girón et al. (2021), Cardenas y Reynoso (2023), entre otros.

Biología

Larvas

Las larvas son morfológicamente muy variadas y el cuerpo puede presentar diferentes formas: escarabeidiforme, campodeiforme, elateriforme, vermiforme (Costa et al., 1988), tener forma de “C”, estar poco esclerotizado (Curculionidae, Scarabaeidae) o muy esclerotizado (comúnmente Byrrhoidea) (Yee & Kehl, 2015). La cabeza se encuentra bien desarrollada y esclerotizada, puede ser prognata, subprognata o hipognata; las piezas bucales son visibles con aparato bucal masticador, raspador o perforador/succionador. Las antenas poseen tres o cuatro segmentos; el labro puede ser libre o estar fusionado al clípeo; las maxilas se diferencian en la presencia o ausencia de una mala o lacinia interna y en el número de segmentos del palpo; la presencia o no

de una gula es característica de algunas familias (Spercheidae), maxila y labio pueden formar un complejo maxilolabial o no (Yee & Kehl, 2015). En el tórax se presentan tres pares de patas que pueden poseer adaptaciones y en muchos grupos se encuentran reducidas o ausentes (Yee & Kehl, 2015). Por otra parte, el abdomen presenta generalmente nueve o diez segmentos y puede portar una cámara respiratoria terminal (la mayoría de Hydrophiloidea y Byrrhoidea), branquias laterales o anales (Gyrinidae, algunos Hydrophilidae y Dytiscidae), urogonfos (en el tergito IX), ganchos (Gyrinidae) y/o un opérculo ventral en el último segmento (Elmidae) o sin ganchos operculares (Yee & Kehl, 2015) (**Figura 1**).

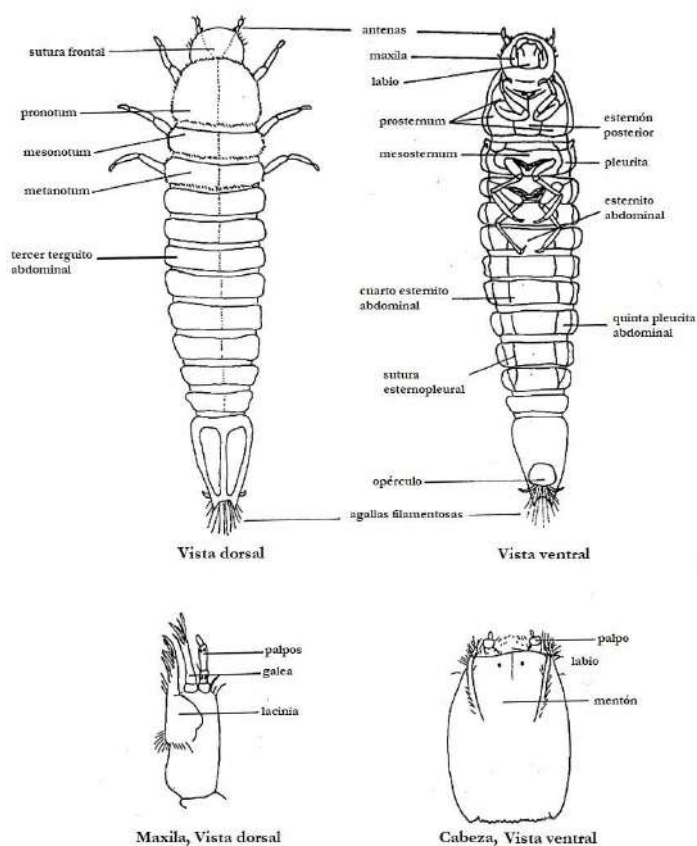


Figura 1. Aspectos morfológicos de una larva de coleóptero, en posición dorsal y ventral. Fuente: tomado de Brown (1976).

Pupas

Por lo general, las pupas presentan una morfología similar a la del adulto, usualmente no en capullo (Triplehorn & Johnson, 2005). También pueden presentar características adécticas (mandíbulas inmóviles) y exaratas (apéndices libres), rara vez obtectas (apéndices parcial o totalmente adheridos al cuerpo). La cabeza y el cuerpo suelen tener setas y protuberancias que sirven para separarlas de las paredes de las cámaras pupales; el extremo apical del abdomen puede presentar apéndices similares a los urogonfos (Triplehorn & Johnson, 2005).

Adultos

La morfología de los escarabajos acuáticos difiere en las familias que presentan adaptaciones específicas al medio acuático (Gyrinidae, Dytiscidae). Sin embargo, en general, los adultos presentan un cuerpo compacto y exoesqueleto muy esclerotizado; algunas familias tienen el cuerpo liso y aerohidrodinámico para facilitar su movimiento en el agua y otras presentan pelos, setas y puntuaciones (Yee & Kehl, 2015). Los coleópteros acuáticos pueden poseer tamaños muy diferentes, desde los Ptiliidae e Hydroscaphidae con menos de 1 mm, hasta algunos representantes de Hydrophilidae (*Hydrophilus*) y Dytiscidae (*Megadytes*) con más de 30 mm (Laythorn, 2017). La cabeza es generalmente prognata, ojos compuestos y muy adaptados, que pueden estar divididos (Gyrinidae); el rostro es más o menos alargado; el aparato bucal es masticador y en algunos casos las piezas bucales se proyectan (Curculionidae) (Triplehorn & Johnson, 2005); las antenas son visibles, variando en forma y número de segmentos entre cuatro y once (Yee & Kehl, 2015). El protórax es resistente, bien desarrollado, relativamente grande y suele estar libre; el metatórax está bien desarrollado, mientras que el mesotórax se encuentra más o menos reducido (Crowson, 1981). El cuerpo suele ser más o menos deprimido y existen especies de forma muy convexa y otras globosas (Dytiscidae, Hydrophilidae). Los apéndices locomotores pueden variar en tamaño y forma (Yee & Kehl, 2015), incluyendo modificaciones para nadar o caminar. El primer par de alas está modificado en élitros, que cubren dorsalmente el tórax y el abdomen, en ocasiones dejando descubiertos uno o más segmentos abdominales (Roldán, 1988; Yee & Kehl, 2015). Las alas posteriores son membranosas, generalmente más largas que los élitros, con capacidad de plegarse en el dorso y resistentes al vuelo, aunque algunas veces están reducidas o ausentes (Casari & Ide, 2012). Los esternitos abdominales están bien desarrollados y más esclerotizados que los terguitos; el

abdomen puede tener un número variable de segmentos visibles y presentar órganos luminosos (Lampyridae). Los machos tienen un aparato copulador formado por una pieza media (edeago), dos laterales (parámetros) y una basal, carácter importante para la determinación de especies; las hembras tienen un ovopositor que finaliza en dos estructuras sensitivas (Archangelsky et al., 2009) (**Figura 2**).

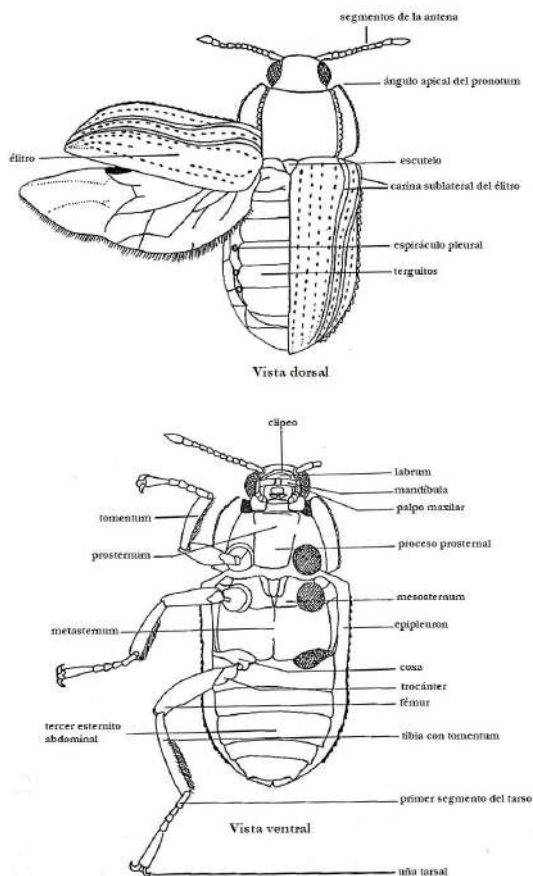


Figura 2. Aspectos morfológicos de un coleóptero adulto en posición dorsal y ventral. Fuente: tomado de Brown (1976).

Anatomía interna

A pesar de que la información sobre la anatomía interna de los coleópteros acuáticos es limitada y se basa en especies de mayor talla y en estadio adulto, esta se asemeja a la de los coleópteros terrestres (Yee & Kehl, 2015). El sistema

digestivo de los adultos consta de un intestino anterior (faringe, esófago y, en la mayoría de las especies, un proventrículo terminal); un intestino medio, que varía sustancialmente en longitud entre las especies y puede poseer numerosas cavidades; uno posterior, de longitud variable, según la especie y la fuente de alimento, del cual se proyectan los túbulos de Malpighi con función excretora (Yee & Kehl, 2015). El sistema digestivo de las larvas puede ser diferente, especialmente de las que tienen una digestión extraoral (Yee & Kehl, 2015). El sistema traqueal se encuentra bien desarrollado, especialmente en la región abdominal (Larsén, 1966; Jackson, 1956). En estadio adulto, el sistema neural consiste de un cordón nervioso ventral con ganglios emparejados, con reducciones o fusiones de los ganglios abdominales. El sistema neural de las larvas suele ser primitivo, con tres ganglios torácicos y de siete a ocho abdominales. El cerebro está dividido en tres secciones primarias: el protocerebro (visión), deutocerebro (antenas) y tritocerebro (control del labro y conexión con el sistema neural estomatogástrico). Los órganos reproductores del macho constan de testículos emparejados y conductos deferentes, que pueden expandirse en una vesícula seminal, una o más glándulas accesorias y un conducto eyaculador medio, conectado al edeago, mientras que los órganos reproductores de la hembra consisten en dos ovarios compuestos por múltiples ovariolas. La estructura del receptáculo seminal suele ser específica de la especie y puede utilizarse para la determinación específica de algunas especies de hembras (Franciscolo, 1979).

La respiración de los escarabajos acuáticos es aeropneústica (oxígeno obtenido de la atmósfera), hidropneústica (oxígeno obtenido del agua) o una combinación de ambas. Las branquias traqueales mejoran la captación de oxígeno gracias a una mayor superficie y a una fina cutícula que recubre una región ricamente traqueada en algunas larvas. La mayoría de las larvas carecen de espiráculos en los primeros estadios, pero están equipadas con un complemento completo de espiráculos en el último estadio (Hinton, 1968; Yee & Kehl, 2015).

El ciclo de vida del orden Coleoptera es holometábolo (huevo-larva-pupa-adulto), siendo muy diferentes morfológicamente el adulto y la larva. Su ciclo de vida completo puede variar de meses a años, dependiendo de la especie o familia. Los huevos son depositados en el agua sobre la vegetación acuática, troncos en descomposición, rocas o grava, con variación entre especies o familias. Para muchas especies los huevos eclosionan cerca de ocho días después de ser puestos, las larvas pueden ocupar la mayor parte del ciclo, como en el caso de la familia Elmidae, cuyas larvas maduras permanecen

hasta 60 días –en condiciones de laboratorio–, para luego transformarse en pupas y, pasado un par de semanas, en adultos. Estos pasan por un período corto de vuelo y reproducción. En condiciones naturales, el ciclo de vida puede durar un promedio de uno a dos años (Spangler, 1981).

Ecología

La mayoría de las familias presentan especies que viven en ambientes lóticos y lénticos formando parte de las comunidades bentónicas, permanente o estacionalmente, teniendo en cuenta que hay especies que hibernan en el fondo de ríos, lagos, etc. Las zonas donde más abundan estos organismos son las aguas someras, con una velocidad de la corriente baja, aguas limpias, alta concentración de oxígeno y temperaturas medias. Son un orden muy diverso en el ambiente acuático, debido en gran parte a que este grupo ocupa un amplio espectro de hábitats acuáticos y semiacuáticos que incluyen: áreas ripícolas, ecosistemas de aguas frías y de corriente rápida, salobres y de aguas estancadas de estuarios y ciénagas (Richoux, 1994; Merritt & Cummins, 1996). Las adaptaciones a los diferentes ambientes acuáticos, zonas de transición (ribereñas) y zonas terrestres incluyen varios aspectos morfológicos, fisiológicos y ontogenéticos (Richoux, 1994; Jerez & Moroni, 2006). Muchas familias se han adaptado a estos ambientes y al menos una fase del ciclo de vida se desarrolla en el agua (Jerez & Moroni, 2006).

Los coleópteros cuentan con especies o familias de gran capacidad para colonizar hábitats dulceacuícolas en diferentes estados de desarrollo. Algunas familias, como Elmidae, Hydrophilidae, Dytiscidae y Gyrinidae, son consideradas completamente acuáticas; otras, como Psephenidae y Ptilodactylidae, solo se desarrollan bajo el agua en su estadio larval; por último, existen grupos que únicamente se desarrollan bajo el agua en el estadio adulto (Rolán, 1992).

Los coleópteros acuáticos juegan un papel importante en las cadenas tróficas de ecosistemas acuáticos y ribereños, ya que van desde el nivel de consumidor primario hasta el de descomponedor (Merritt et al., 2008). Muchas especies son fuente de alimento para peces y anfibios, otras cumplen su función como depredadores y otras se alimentan de algas o de detrito orgánico. La importancia económica de varias especies radica en su utilidad como bioindicadores de calidad de agua; y si bien grupos como los efemerópteros, los tricópteros y los plecópteros suelen ser más utilizados, los coleópteros están ganando reconocimiento para evaluar ambientes acuáticos (Vergara, 2009; Mosquera et al., 2018; González-Córdoba et al., 2020a).

Aspectos de la bioindicación

Ribera y Foster (1992) han propuesto el uso de los coleópteros acuáticos como indicadores biológicos, teniendo en cuenta diferentes criterios, los cuales incluyen los tres tipos de clasificación planteados inicialmente por Gaufin (1958), Michigan Water Resources, Commission (1970) y Mason et al. (1971). Dicha clasificación corresponde a tolerantes, facultativos e intolerantes, en relación con la capacidad para desarrollarse en determinado tipo o condición del hábitat acuático. Especies, géneros o familias tolerantes se desarrollan en un amplio rango de condiciones ambientales y se encuentran en hábitats acuáticos con condiciones menos favorables; contrario a los intolerantes, que se desarrollan en hábitats con requerimientos más específicos y limitados; finalmente, los facultativos soportan moderado enriquecimiento orgánico, pero no se reporta tolerancia a cambios abruptos en las condiciones ambientales.

Estudios como el de Roback (1974) proporcionaron información sobre diversos grupos de coleópteros acuáticos relacionados con las condiciones físico-químicas del agua, en donde se reporta un contraste entre las familias Hydrophilidae, Dytiscidae y Gyrinidae, que se encuentran en un rango amplio de tolerancia, contrario a algunas especies, particularmente de las familias Elmidae, Psephenidae y Dryopidae, que se afectan por altas concentraciones de sales y bajos niveles de oxígeno (Hilsenhoff, 1977; Brown, 1987). Yee y Kehl (2015) reportan las familias Hydraenidae y Psephenidae como bioindicadoras, al igual que para la familia Dytiscidae, en donde se informó de una especie particularmente afectada en su comportamiento de buceo, por condiciones específicas como la exposición al ácido.

Particularmente en Colombia, diversos autores han realizado estudios relacionados con el efecto de diferentes factores presentes en los hábitats acuáticos y reportan las familias Elmidae, Ptilodactylidae y Psephenidae, con la mayor abundancia y riqueza de organismos, en general asociadas a aguas de buena calidad ambiental (Roldán, 2003; Arias-Díaz et al., 2007; Zúñiga y Cardona, 2009; Arias et al., 2007; Vásquez-Ramos & Reinoso-Flórez, 2012; Roldán-Pérez, 2016; González-Córdoba et al., 2020a/b).

Dentro de los coleópteros acuáticos, la familia Elmidae se ha usado como bioindicadora de forma más constante, gracias al mayor conocimiento sobre los diferentes factores que modulan el comportamiento de esta familia. Un claro ejemplo corresponde a lo reportado por González-Córdoba et al. (2020c) respecto del género *Austrelmis*, al que asocian con valores altos de

disponibilidad de oxígeno en un rango altitudinal de 3000 y 4000 m s.n.m.. Por otra parte, la familia Hydrochidae se asocia a morichales y esteros bien conservados y se reporta la movilidad de estas especies cuando varían las condiciones de estos hábitats (Steiner et al., 2003).

En el estudio sobre bioindicación de los coleópteros acuáticos, es importante tener en cuenta otras variables, como las asociadas a factores geográficos, los cuales podrían restringir la distribución de las familias, géneros y especies de este orden, teniendo en cuenta la disposición de los mismos conforme la evolución geográfica del territorio, particularmente en áreas como la zona Andina (González-Córdoba et al., 2020c).

Finalmente, y a pesar de que en la actualidad no se reporta un gran número de familias con potencial bioindicador dentro de los coleópteros acuáticos, no se descarta esta posibilidad, dado que hoy los cuerpos de agua y, por ende, la fauna asociada, se encuentra amenazada por diferentes factores, como cambios de uso del suelo, contaminación del agua, cambio climático, desarrollo en términos de urbanización, aumento de la frontera agrícola e industrial, entre otros (Yee & Kehn, 2015). Además de la falta de estudios que caractericen la diversidad de grupos tan grandes y representativos como los coleópteros acuáticos, esto representa un desafío en el conocimiento de la pérdida real de la biodiversidad de estos grupos y evidencia la necesidad de estudios que permitan conocer la diversidad de los coleópteros acuáticos, además de establecer la relación entre estos grupos con las presiones actuales ejercidas a los ecosistemas acuáticos del país. En el **anexo 1** se resumen algunos datos bioecológicos de las familias de coleópteros acuáticos en Colombia.

Taxonomía y distribución geográfica

Los estudios sistemáticos, moleculares y de distribución geográfica (Ribera et al., 2002; Beutel & Pohl, 2006) han mostrado que los coleópteros acuáticos son un grupo muy heterogéneo a nivel mundial, que incluye familias agrupadas dentro del suborden Adephaga, que constituyen una unidad monofilética con evolución hacia el hábitat acuático, mientras que las familias incluidas en el suborden Polyphaga, con adaptaciones a hábitats acuáticos, constituyen diferentes linajes (Ribera et al., 2002) y su filogenia aún no está totalmente resuelta (Beutel & Pohl, 2006).

La mayoría de las familias de coleópteros acuáticos son cosmopolitas y se encuentran tanto en zonas templadas como en zonas tropicales (Roldan, 1988). Sin embargo, existen taxones propios de las zonas templadas mientras que

algunos géneros y especies habitan principalmente en regiones tropicales, como los algunos géneros de la familia Noteridae: *Hydrocanthus*, *Suphis*, *Notomicrus*, *Protiotterus*, entre otros (Spangler, 1981) y hay géneros exclusivos del Neotrópico, como *Elmoparnus*, *Corrinea*, *Helodytes* (Laython, 2017). En Colombia, se reportan coleópteros acuáticos en toda la extensión del territorio, en cuerpos de agua de tipo lótico y léntico, además de hábitats asociados.

Para el Neotrópico existen 30 familias descritas, de las cuales en Colombia se reportan 28, distribuidas en más de 130 géneros (Laython, 2017). A nivel general, representan el mayor número de familias taxonómicas, además del número más alto de especies (White & Roughley, 2008; Montaña et al., 2012). Sin embargo, es necesario fortalecer los estudios taxonómicos, dado que existen algunos grupos menos conocidos con vacíos de información (Archangel'sky et al., 2009; Girón et al., 2021) (Figura 3).

En el **anexo 2** se presenta un cuadro con algunos caracteres importantes para la determinación de géneros de coleópteros acuáticos reportados para Colombia con base en la bibliografía disponible, además de su distribución geográfica en el país (Navarrete et al., 2002; Newton et al., 2005; González-Rodríguez et al., 2017; 2019; Hamada & Rogers, 2019; González-Córdoba et al., 2020b; SIB Colombia, 2022).

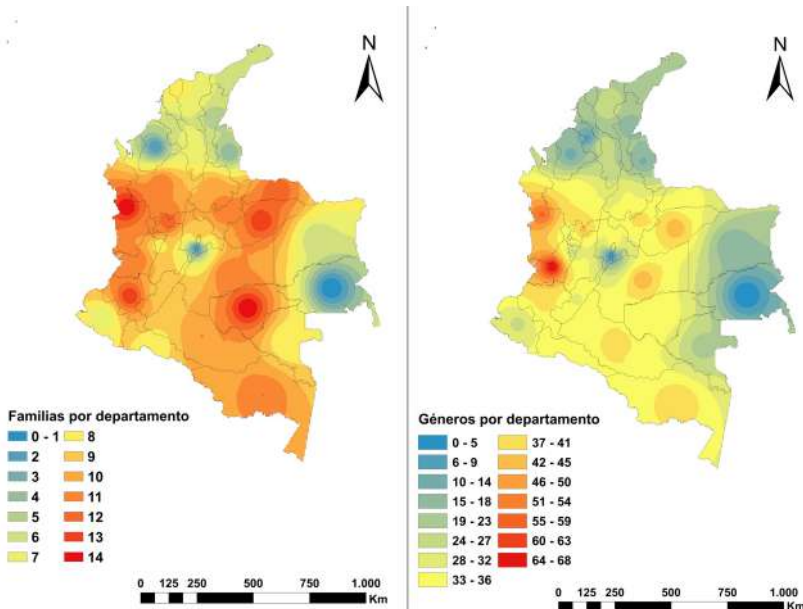


Figura 3. Distribución geográfica de familias y géneros acuáticos y periacuáticos del orden Coleoptera en Colombia.

Claves taxonómicas para las familias de coleópteros acuáticos y periacuáticos adultos de Colombia

A continuación, se presentan las claves para familias de adultos y larvas, tomando como referencia las claves para coleópteros acuáticos de América del Sur y el Neotrópico propuestas por Archangelsky et al. (2009) y Benetti et al. (2018). En el **anexo 3** se da un glosario de términos que consideramos más complejos para el lector no especializado.

- 1 a. Ojos compuestos enteros, rara vez total o parcialmente divididos; antenas variables..... 2
- 1 b. Ojos compuestos completamente divididos en una parte dorsal y otra ventral; patas meso y metatorácicas cortas y anchas; antenas cortas y anchas, con escapo asimétrico y en forma de copa; pedicelo desplazado y subtriangular y flagelo formando unidad corta, medialmente expandida
.....Gyrinidae (**Figura 4**)
- 2 a. Alas posteriores (cuando están presentes) reducidas, sin venas y con una línea de sedas largas bordeando el margen posterior (flecós); generalmente, fórmula tarsal: 3-3-3; especies pequeñas generalmente inferiores a 2 mm de largo Ptiliidae
- 2 b. Alas posteriores con venas distintivas y generalmente sin flecos; fórmula tarsal variable; tamaño variable, generalmente superior a 1 mm de largo 3
- 3 a. Metacoxa expandida posteriormente en grandes placas redondeadas que cubren la mitad del abdomen, el metatrocánter y la mitad basal del metafémur Halipidae
- 3 b. Metacoxa no como arriba, metatrocánter visible 4
- 4 a. Metacoxa no se extiende lateralmente hasta alcanzar a base del élitro; antena pubescente; región dorsal con sedas sensoriales erectas, notorias y ubicadas en posiciones fijas Carabidae
- 4 b. Metacoxa extendida lateralmente hasta alcanzar la base del élitro; antena glabra casi en su totalidad; región dorsal sin sedas sensoriales erectas, aunque puede presentar sedas cortas, reclinadas y esparcidas 5
5. Primer ventrito abdominal completamente dividido por las metacoxas; metacoxa fusionada con el metaestreno 6
- 5 b. Primer ventrito abdominal no completamente dividido por las metacoxas; metacoxa no fusionada con metaestreno 7

- 6 a. Metacoxa con porciones mediales no producidas ventralmente en una plataforma; escutelo visible o no; tarso posterior con dos uñas similares o con uñas desiguales o con una sola uña robusta Dytiscidae (**Figura 5**)
- 6 b. Las porciones mediales de las metacoxas juntas se producen ventralmente en una plataforma con márgenes laterales casi rectos y lóbulos apicales triangulares a redondeados; escutelo no visible Noteridae
- 7 a. Cabeza no prolongada en un hocico; antenas no geniculadas 8
- 7 b. Cabeza prolongada en un hocico alargado y caído, al menos tan largo como ancho; antenas geniculadas Curculionidae
- 8 a. Élitros dejando expuestos al menos tres terguitos abdominales 9
- 8 b. Élitros cubriendo el abdomen por completo o dejando expuesto a lo sumo un terguito abdominal 10
- 9 a. Antenas compuestas de ocho o menos antenómeros; élitros exponiendo de tres a cinco terguitos abdominales Hydroscaphidae
- 9 b. Antenas compuestas de once antenómeros (raramente de diez); élitros exponiendo al menos seis terguitos abdominales Staphylinidae (**Figura 6**)
- 10 a. Tamaño y forma variable; ausencia de placas metacoxales; cuatro o más ventritos abdominales; meso y metaventrilo no están fusionados 11
- 10 b. Longitud total del cuerpo: 0,5-1,2 mm; cuerpo convexo; placas metacoxales grandes, que cubren el primer ventrito abdominal; tres ventritos abdominales; meso y metaventrilo fusionados; metaventrilo muy grande Sphaeriusidae
- 11 a. Antenómero final como máximo tan largo como los dos anteriores combinados; antenas cortas, insertadas en ojos compuestos; margen posterior portando una maza pubescente, frecuentemente asimétrica y con antenómeros basales glabros 12
- 11 b. Las antenas no son como las anteriores 13
- 12 a. Maza antenal compuesta por tres antenómeros; cinco ventritos abdominales; longitud total del cuerpo 1-50 mm 14
- 12 b. Maza antenal compuesta por cinco antenómeros; seis o siete ventritos abdominales; longitud total del cuerpo inferior a 2,5 mm Hydraenidae
- 13 a. Pronoto proyectado hacia adelante, cubriendo total o parcialmente la cabeza; primer tarsómero muy pequeño (tarso pseudotetrámero) 15

- 13 b. Pronoto solo ligeramente proyectado hacia adelante, no cubriendo o cubriendo levemente la cabeza; tarso compuesto por cinco tarsómeros; márgenes laterales del pronoto fuertemente expandidos y con carenas longitudinales en el disco; élitros con carinas longitudinales y dos filas longitudinales de punciones entre dos carinas contiguas; ojos compuestos total o parcialmente divididos; longitud total del cuerpo: hasta 5 mm Epimetopidae
- 14 a. Antenas con maza de dos o tres antenómeros glabros; meso y metatibias sin setas natatorias; élitros con escultura fuertemente impresa, generalmente cubierta por escombros; cuerpo estrecho; márgenes laterales del pronoto no dentados ni fimbriados; labro entero; tarsos de cinco tarsómeros; longitud total del cuerpo: < 5 mm Hydrochidae
- 14 b. Antenas con maza de cinco antenómeros glabros; solo tres antenómeros glabros antes del maza; meso y metatibias con largas setas natatorias; élitros generalmente lisos o con escultura poco evidente; tamaño variable Hydrophilidae (**Figuras 1, 7-8**)
- 15 a. Tarso pentámero o tetrámero, pero el tercer tarsómero no es ancho ni bilobulado; y si es pseudotetrámero, como en algunos Ptilodactylidae, las antenas son generalmente pectinadas o aserradas; antenas variables 16
- 15 b. Tarsos pseudotetrámeros, es decir, compuestos por cinco tarsómeros, pero con un tercer tarsómero ancho y bilobulado, ocultando el cuarto tarsómero; antenas largas filiformes Chrysomelidae (**Figuras 9 y 25 h**)
- 16 a. Antenas no son cortas ni laminadas; protibia sin dentículos fuertes en margen externo; pigidio no expuesto; longitud total del cuerpo: generalmente de 15 mm 17
- 16 b. Antenas cortas laminadas, es decir, con artejos distales transversales, mediados y proyectados; protibia de margen externo con pocos dentículos fuertes; pigidio expuesto; longitud total del cuerpo: >15 mm Scarabaeidae
- 17 a. Pronoto proyectado hacia adelante, cubriendo total o parcialmente la cabeza; ojos compuestos grandes y prominentes; metacoxas sin proyecciones ni surcos 18
- 17 b. Pronoto no proyectado hacia adelante, sin cubrir la cabeza, excepto en algunos Ptilodactylidae; ojos compuestos normalmente desarrollados; metacoxa con proyección que cubre la base del trocánter, excepto en algunos Scirtidae, a veces más desarrollada en un gran surco que sujeta el fémur 20

- 18 a. Pronoto proyectado hacia adelante, cubriendo completa o parcialmente la cabeza 19
- 18 b Pronoto no proyectado hacia adelante; cabeza visible claramente en ángulo dorsal; sin órganos luminiscentes en el abdomen; inserciones de las antenas separadas por una distancia mayor al doble del diámetro de la fosa antenal Cantharidae
- 19 a. Pronoto proyectado hacia adelante, cubriendo completamente la cabeza; siete ventritos abdominales, que pueden albergar órganos emisores de luz Lampyridae
- 19 b. Pronoto proyectado hacia adelante, cubriendo parcialmente la cabeza; cinco ventritos abdominales, el primero ranurado para la recepción de la metacoxa; sin órganos emisores de luz Cneoglossidae
- 20 a. Procoxa de forma variable; si es cónica, el borde posterior del pronoto es crenulado; tarsos pentámeros o tetrámeros, pero nunca con cuarto tarsómero bilobulado 21
- 20 b. Procoxa más o menos cónicas y prominentes; margen posterior del pronoto no crenulado; tarsos pentámeros con cuarto tarsómero bilobulado Scirtidae
- 21 a. Procoxa más o menos prominente y/o borde posterior del pronoto crenulado 22
- 21 b. Procoxa transversa o redondeada, no prominente; margen posterior del pronoto no crenulado 23
- 22 a. Clípeo no sobresale; labro visible en vista anterior; mandíbulas visibles cuando están cerradas Ptilodactylidae
- 22 b. Clípeo sobresaliendo entre la base de las antenas; labro generalmente no visible en vista anterior; mandíbulas no visibles cuando están cerradas ... Psephenidae
- 23 a. Protibia y mesotibia estrechas, no espinosas; antenas filiformes o no; tarsos generalmente pentámeros, último tarsómero más largo; garras generalmente grandes 24
- 23 b. Protibia y mesotibia amplias, con margen externo espinoso; antenas cortas y anchas; tarsos tetrámeros, con primer y último tarsómeros más largos; garras delgadas Heteroceridae

- 24 a. Metafémur retráctil en un surco metacoxal; mesocoxas fuertemente separadas entre sí, metacoxas más cercanas entre sí o contiguas 25
- 24 b. Metafémur no retráctil en un surco metacoxal; mesocoxa cerca una de otra, y si están bastante separadas entre sí, metacoxa también separada .. 26
- 25 a. Los antenómeros 1 y 2 combinados representan menos de $1/3$ de la longitud total de la antena = Limnichidae **(Figura 10)**
- 25 b. Antenómeros 1 y 2 combinados: representan al menos $1/3$ de la longitud antenal total Lutrochidae
- 26 a. Antenas cortas, últimos seis a nueve antenómeros formando una maza pectinada Dryopidae **(Figuras 11-12)**
- 26 b. Antenas largas, delgadas, filiformes o aporreadas, no pectinadas Elmidae **(Figuras 13-15, 23)**

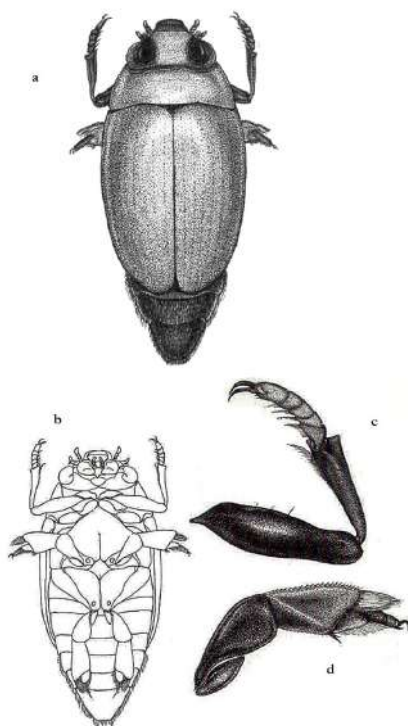


Figura 4. Gyrinidae: *Gyrinus*. a) Vista dorsal; b) vista ventral; c) primera pata, vista lateral; d) pata media, vista lateral. Fuente: Roldán (1988).

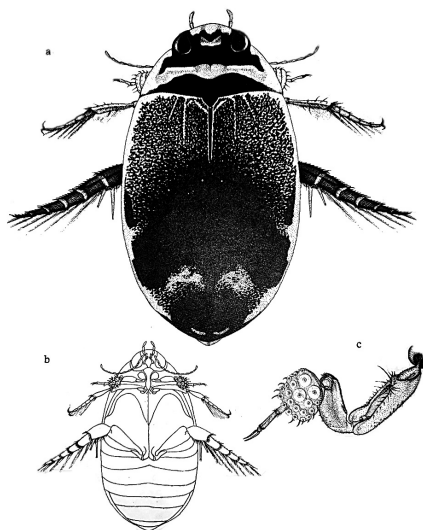


Figura 5. Dytiscidae: *Thermonectus* sp. a) Vista dorsal; b) vista ventral; c) primera pata, vista lateral. Fuente: Roldán (1988).

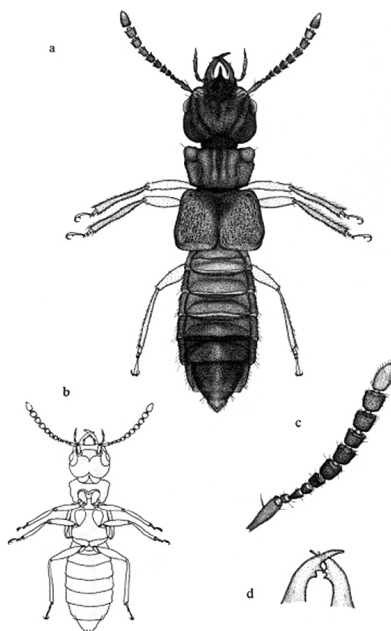


Figura 6. Staphylinidae. a) Vista dorsal; b) vista ventral; c) antena, vista lateral; d) mandíbulas, vista dorsal. Fuente: Roldán (1988).

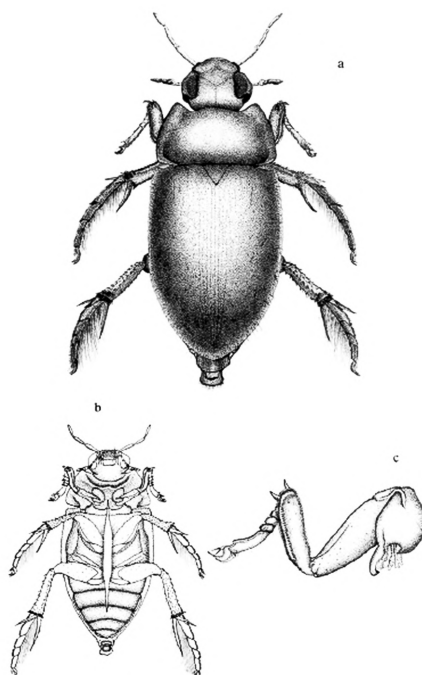


Figura 7. Hydrophilidae: *Tropisternus* sp. a) Vista dorsal; b) vista ventral; c) primera pata, vista lateral. Fuente: Roldán (1988).

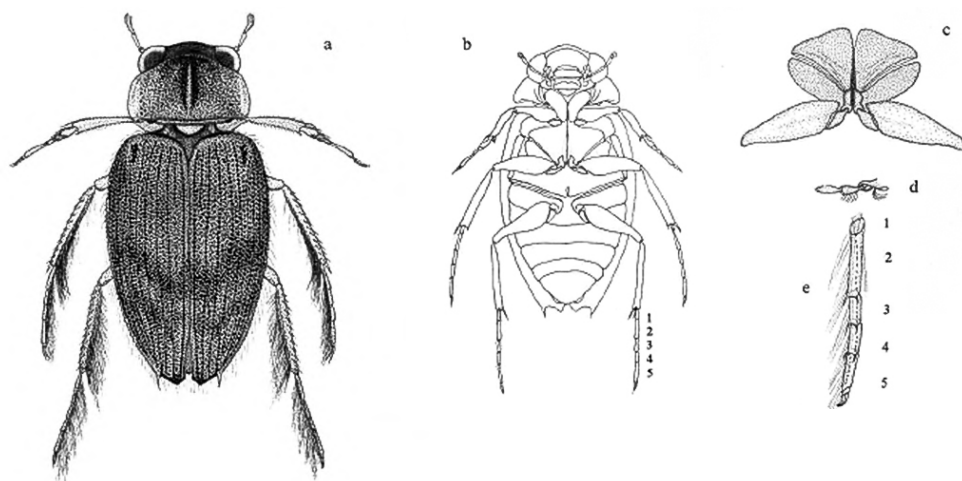


Figura 8. Hydrophilidae: *Berosus* sp. a) Vista dorsal; b) vista ventral; c) últimas coxas; d) antena, vista lateral; e) tarso, vista lateral. Fuente: Roldán (1988).

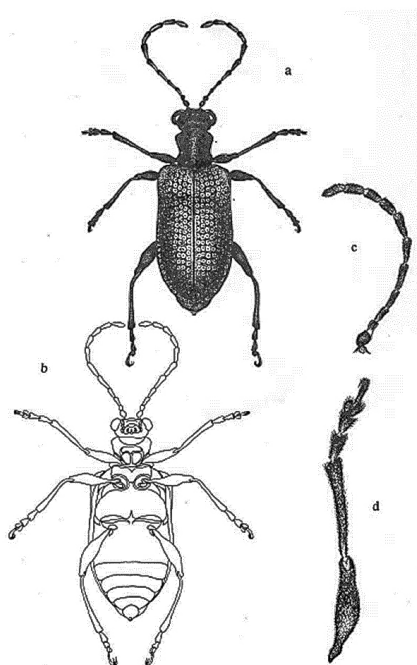


Figura 9. Chrysomelidae: *Donacia* sp. a) Vista dorsal; b) vista ventral; c) antena, vista dorsal; d) pata, vista dorsal. Fuente: Roldán (1988).

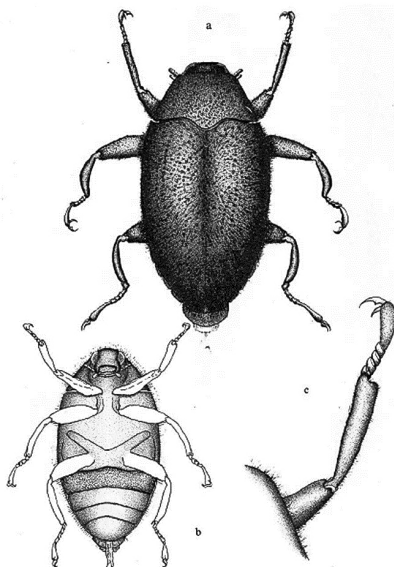


Figura 10. Limnichidae: *Eulimnichus* sp. a) Vista dorsal; b) vista ventral; c) pata, vista lateral. Fuente: Roldán (1988).

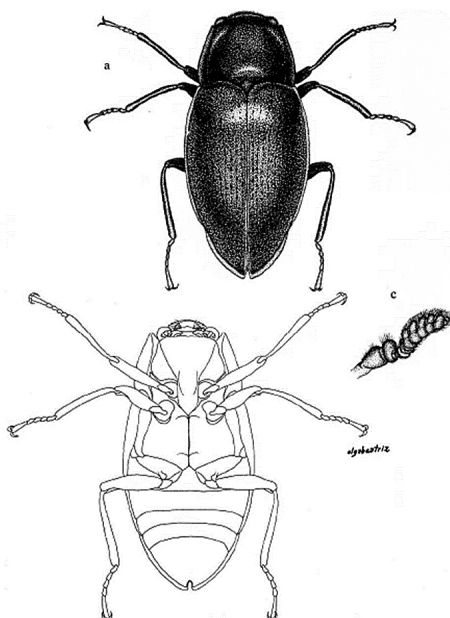


Figura 11. Dryopidae: *Elmoparnus* sp. a) Vista dorsal; b) vista ventral; c) antena, vista dorsal. Fuente: Roldán (1988).

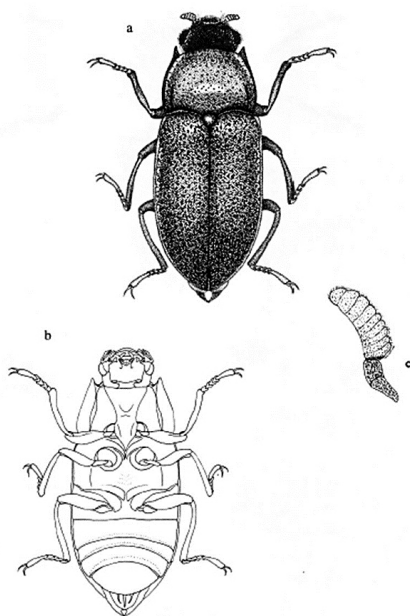


Figura 12. Dryopidae: *Pelonomus*. a) Vista dorsal; b) vista ventral; c) antena, vista lateral. Fuente: Roldán (1988).

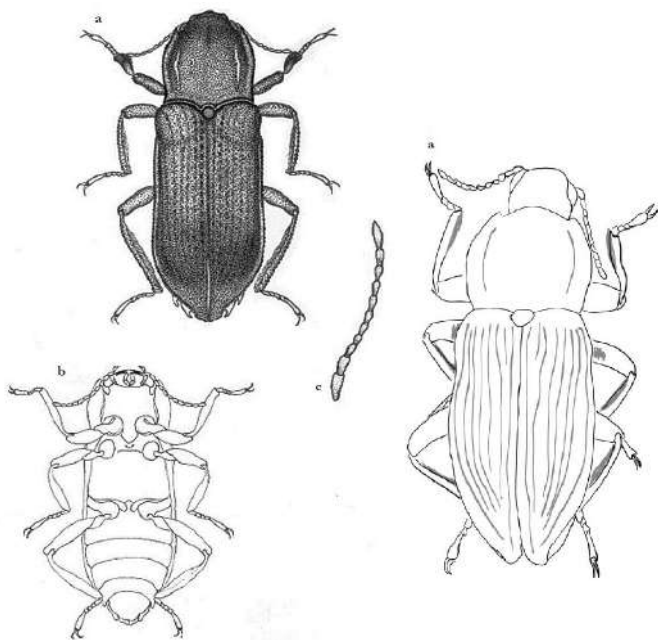


Figura 13. Elmidae: *Macrelmis* sp. Adulto. a) Vista dorsal; b) vista ventral; c) antena, vista lateral. Fuente: Roldán (1988).

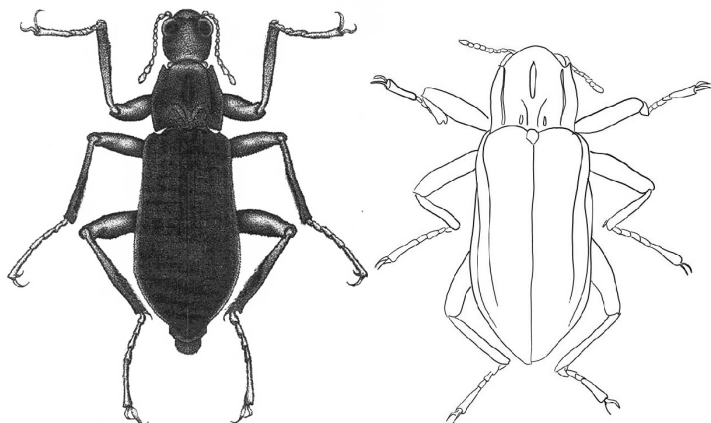


Figura 14. Elmidae: *Cylloepus* sp., vista dorsal. Fuente: Roldán (1988).

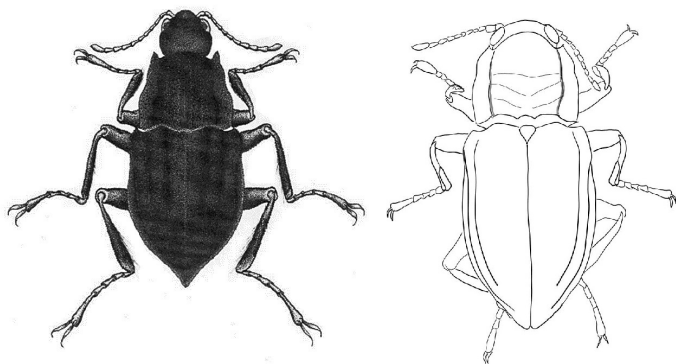


Figura 15. Elmidae: *Heterelmis* sp., vista dorsal. Fuente: Roldán (1988).

Clave taxonómica para las larvas de familias de coleópteros acuáticos de Colombia

- 1 a. Patas ausentes o extremadamente reducidas, difíciles de ver: como máximo, con 1-2 segmentos pequeños 2
- 1 b. Patas con tres a seis segmentos, incluido el pretarso, fácilmente visibles 3
- 2 a. Cuerpo generalmente en forma de C; patas ausentes; larvas de cuerpo blando generalmente sin escleritos torácicos; cabeza hipognata; antenas cortas, compuestas de un antenómero; labro libre, no fusionado con el clipeo; abdomen sin atrio espiracular apical Curculionidae
- 2 b. Cuerpo más o menos alargado, nunca en forma de C; patas ausentes o reducidas; larvas de cuerpo blando, pero con escleritos torácicos evidentes; cabeza prognata o hiperprognata; tres antenómeros; labro fusionado con clipeo; segmentos abdominales 8-9 formando un atrio espiracular Hydrophilidae
- 3 a. Patas de seis artejos, incluido el pretarso; pretarso generalmente con dos garras (una garra en Haliplidae) 4
- 3 b. Patas de tres o cinco artejos; pretarso con una garra 8
- 4 a. Segmento apical del abdomen sin ganchos; con o sin branquias traqueales 5
- 4 b. Abdomen: segmento apical 10 con cuatro ganchos fuertes; segmentos abdominales 1-9 con branquias traqueales Gyrinidae

- 5 a. Abdomen con 8-9 segmentos; pretarso con dos garras 6
- 5 b. Abdomen con 10 segmentos; pretarso con una garra Haliplidae
- 6 a. Mandíbulas con área molar bien desarrollada, sin canal de succión
..... Noteridae
- 6 b. Mandíbulas falciformes, sin área molar, con canal de succión; si está ausente, con fuertes dentículos en el margen medial Dytiscidae
- 7 a. Labro fusionado con clípeo 8
- 7 b. Labro libre, no fusionado con el clípeo 12
- 8 a. Cuerpo redondo a subcilíndrico en sección transversal, no muy esclerotizado; escleritos torácicos y abdominales menos desarrollados; cabeza, en reposo, no cubierta por el pronoto; urogonfo generalmente presente; segmento abdominal 10, si está presente, sin filamentos retráctiles 9
- 8 b. Urogonfo corto, desarticulado o ausente 10
- 9 a. Espiráculos torácicos y abdominales bíforos; en la mayoría de los casos, el último par abdominal es anular y está oculto dentro de una aurícula espiracular terminal; urogonfos generalmente pequeños y desarticulados; terguitos abdominales usualmente muy reducidos 1
- 9 a. Espiráculos torácicos y abdominales anulares; urogonfo bien desarrollado, de uno a tres artejos; terguitos abdominales bien desarrollados
..... Staphylinidae
- 10 a. Cuerpo aplanado dorsoventralmente, fuertemente esclerotizado, con terguitos torácicos y abdominales bien desarrollados; cabeza, en reposo, parcial o totalmente cubierta por pronoto; mandíbulas acanaladas; urogonfo ausente; segmento abdominal 10 con filamentos retráctiles
..... Lampyridae (**Figuras 16-27**).
- 10b. Urogonfo corto, no articulado, difícil de ver, patas normales, de cinco artejos; segmentos abdominales 8 y 9 cada uno con un par de proyecciones posterolaterales carnosas Epimetopidae
- 11 a. Mandíbulas con un área pseudomolar espinosa en la base; gula bien desarrollada; antenas insertas cerca de la esquina anterolateral de la cabeza; lacinia pequeña, pero distinguible = Hydrochidae
- 11 b. Mandíbulas sin área pseudomolar; gula reducida; antenas insertadas más lejos de la esquina anterolateral de la cabeza; lacinia ausente
..... Hydrophilidae (en parte)

- 12 a. Tórax y abdomen cortos y robustos, sin escleritos definidos 13
- 12 b. Tórax y abdomen de forma variable (cilíndrico, dorsoventralmente aplanado o fusiforme), pero nunca robusto, con escleritos diferenciados . 14
- 13 a. Espiráculos grandes, cribiformes; mandíbulas con un área molar bien desarrollada; longitud del cuerpo; generalmente 10 mm Scarabaeidae
- 13 b. Espiráculos vestigiales en segmentos abdominales 1-7, segmento 8 con un par de cuernos respiratorios; mandíbulas sin área molar; larvas < 10 mm Chrysomelidae
- 14 a. Al menos algunos segmentos abdominales con procesos alargados o digitiformes; antenas de dos artejos; tamaño: 2 mm 15
- 14 b. Segmentos abdominales sin procesos; antenas con tres o más artejos; tamaño variable 16
- 15 a. Segmentos abdominales 1-8 con procesos cortos no articulados Sphaeriusidae
- 15 b. Segmentos abdominales 1 y 8 con procesos digitiformes cortos Hydrosaphidae
- 16 a. Antenas más cortas que la cabeza; tres antenómeros 17
- 16 b. Antenas más largas que la cabeza, multiarticuladas Scirtidae (**Figura 17**)
- 17 a. Forma del cuerpo variable, pero nunca fuertemente aplanado o ancho; cabeza y patas visibles en vista dorsal 18
- 17 b. Cuerpo fuertemente aplanado y ancho; segmentos torácicos y abdominales ampliamente expandidos, formando un escudo; cabeza y patas no visibles en vista dorsal..... Psephenidae (**Figura 18**)
- 18 a. Segmento abdominal 9 que lleva un par de urogonfos (uni o biarticulados) 19
- 18 b. Segmento abdominal 9 sin urogonfo 20
- 19 a. Mandíbulas falcadas, sin lóbulo molar Staphylinidae (en parte)
- 19 b. Mandíbulas cortas triangulares, con lóbulo molar bien desarrollado Hydraenidae
- 20 a. Abdomen 10 segmentado: segmento 10, generalmente no visible en vista dorsal; en algunos Ptilodactylidae, el segmento 10 está parcialmente fusionado con el segmento 9 21

20 b. Abdomen claramente segmentado en nueve partes	22
21 a. Mentón subdividido longitudinalmente en tres partes	
..... Ptilodactylidae (Figura 19)	
21 b. Mentón no subdividido	Cneoglossidae
22 a. Último segmento abdominal sin opérculo ventral, tórax mucho más ancho que el abdomen; terguito IX corto, redondeado	Heteroceridae
22 b. Último segmento abdominal con opérculo ventral cubriendo la región anal	23
23 a. Cámara opercular con dos fuertes ganchos y branquias retráctiles	24
23 b. Cámara opercular sin ganchos ni branquias retráctiles	25
24 a. Último segmento abdominal redondeado posteriormente; abdomen con escleritos pleurales en los primeros cuatro segmentos o menos	
..... Lutrochidae (Figura 20)	
24 b. Último segmento abdominal emarginado posteriormente, con margen casi recto en algunos <i>Austrolimnius</i> ; abdomen con escleritos pleurales en al menos los cinco primeros segmentos (en algunas larvas con pleuritos, solo sobre el primer segmento abdominal)	Elmidae (Figuras 21-22)
25 a. Opérculo reducido que puede aparecer como un décimo segmento abdominal; segmentos abdominales I-VII ventralmente membranosos	
..... Limnichidae	
25 b. Opérculo bien desarrollado; segmentos abdominales 1-5 o 1-6 con pequeños esternitos esclerotizados; segmentos 6-8 o 7-8 formando un anillo	
..... Dryopidae	

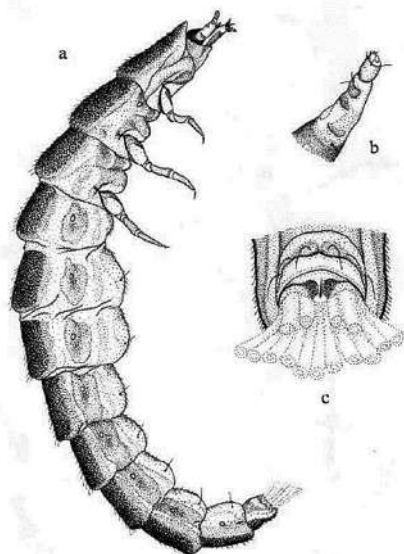


Figura 16. Lampyridae: género sin confirmar. a) Vista lateral; b) palpo maxilar, vista lateral; c) último segmento abdominal, vista ventral. Fuente: Roldán (1988).

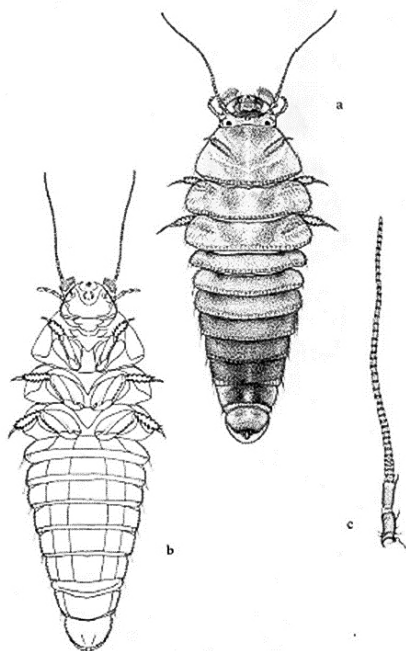


Figura 17. Scirtidae: *Elodes* sp. a) Vista dorsal; b) vista ventral; c) antena, vista dorsal. Fuente: Roldán (1988).

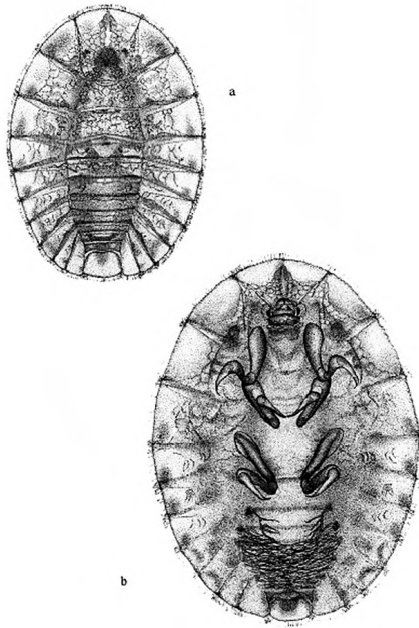


Figura 18. Psephenidae: *Psephenops* sp. Larva. a) Vista dorsal; b) vista ventral. Fuente: Roldán (1988).

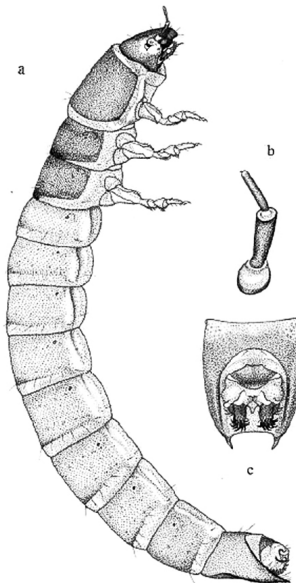


Figura 19. Ptilodactylidae: *Anchytarsus*. a) Vista lateral; b) antena, vista dorsal; c) ápice del abdomen, vista ventral. Fuente: Roldán (1988).

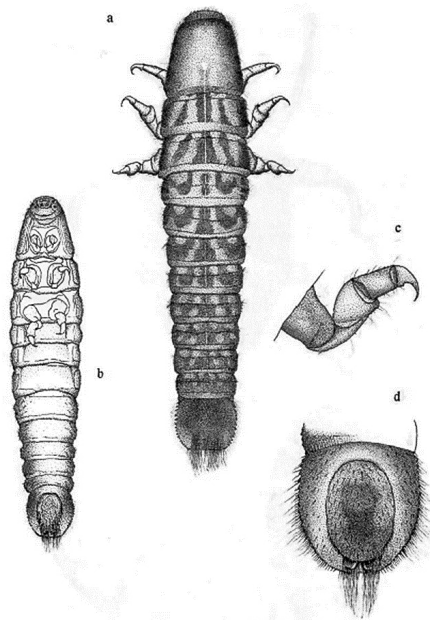


Figura 20. Lutrochidae: *Lutrochus* sp. a) Vista dorsal; b) vista ventral; c) pata, vista lateral; d) último segmento abdominal, vista ventral. Fuente: Roldán (1988).

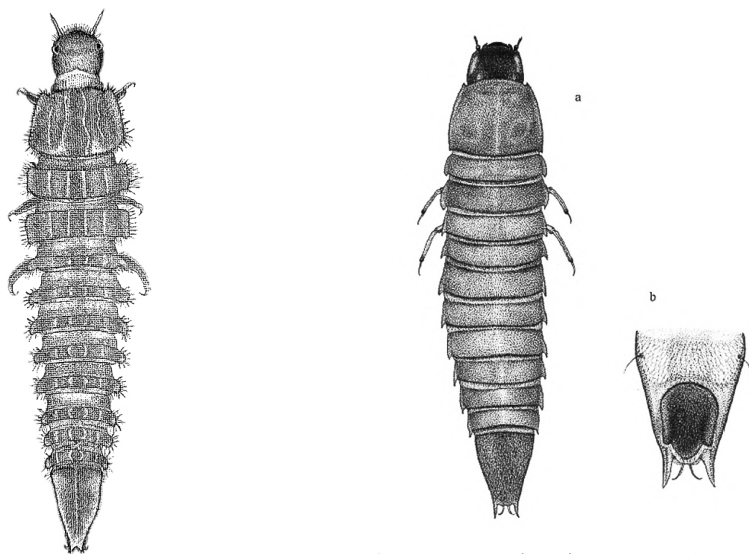


Figura 21. Elmidae: *Disersus* sp., larva, vista dorsal. Fuente: Roldán (1988).

Figura 22. Elmidae: *Macrelmis* sp. larva. a) Vista dorsal; b) ápice del abdomen, vista ventral. Fuente: Roldán (1988).

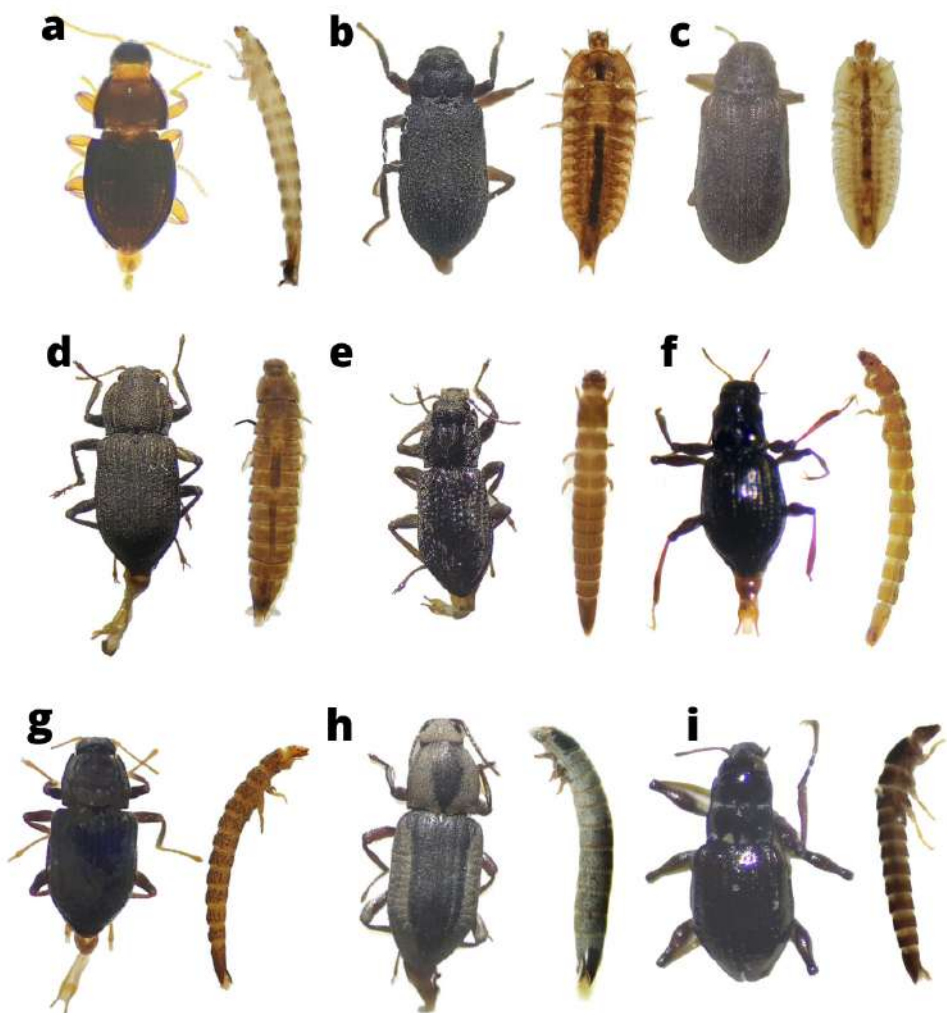


Figura 23. Adultos y larvas de algunos ejemplares de coleópteros acuáticos de la familia Elmidae. a) *Austrolimnius*; b) *Pharceonus*; c) *Phanocerus*; d) *Macrelmis*; e) *Microcylloepus*; f) *Notelmis*; g) *Heterelmis*; h) *Stenhelmoides*; i) *Onychelmis*. Fotos: María Edy Cadena Reyes e Ingri Tatiana Cárdenas Espitia.

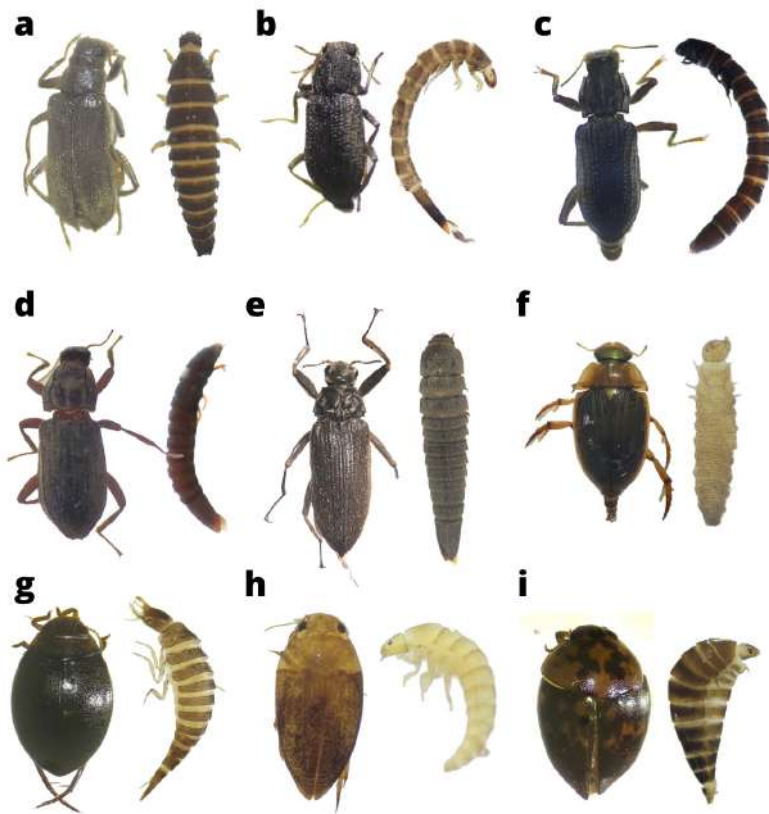


Figura 24. Adultos y larvas de algunos ejemplares de coleópteros acuáticos. a) *Hexanchorus*; b) *Hexacylloepus*; c) *Cylloepus*; d) *Neocylloepus*; e) *Pseudodisersus*; f) *Tropisternus*; g) *Pachydrus*; h) *Hydrocanthus*; i) *Suphis*. Fotos: María Edy Cadena Reyes e Ingri Tatiana Cárdenas Espitia.

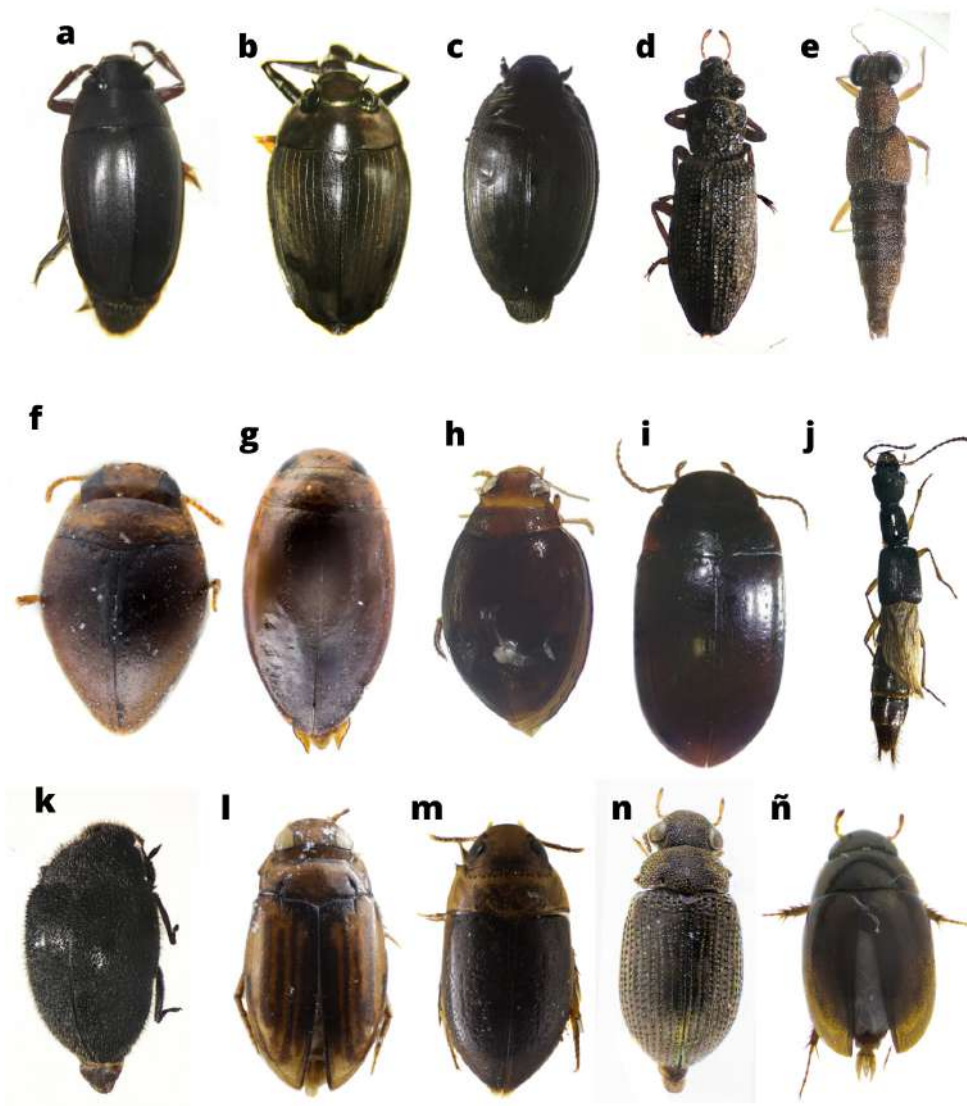


Figura 25. Adultos de algunos ejemplares de coleópteros acuáticos. a) *Andogyrus*; b) *Enhydrus*; c) *Gyrinus*; d) *Hydrochus*; e) *Stenus*; f) *Desmopachria*; g) *Laccophilus*; h) *Hygrotus*; i) *Platynectes*; j. *Homaeotarsus*; k) *Lutrochus*; l) *Neobidessus*; m) *Suphisellus*; n) *Hydrochus*; ñ) *Paracymus*. Fotos: María Edy Cadena Reyes e Ingri Tatiana Cárdenas Espitia.

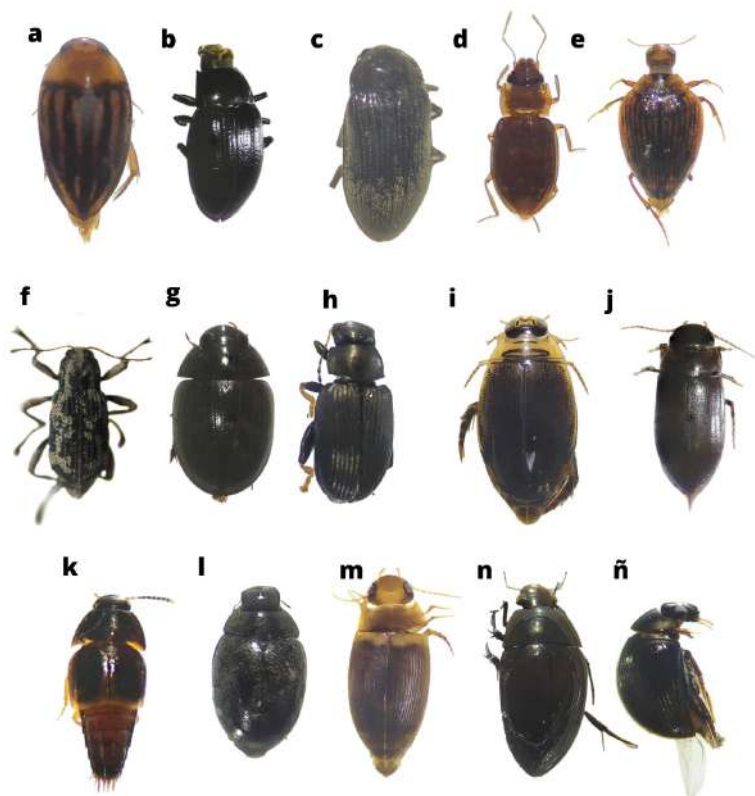


Figura 26. Adultos de algunos ejemplares de coleópteros acuáticos. a) *Neobidesus*; b) *Elmoparnus*; c) *Disersus*; d) *Hydraena*; e) *Haliplus*; f) *Stegoelmis*; g) *Oocyclus*; h) *Chrysomelidae*; i) *Thermonectus*; j) *Celina*; k) *Coproporus*; l) *Eulimnichus*; m) *Copelatus*; n) *Hydrophilus*; ñ) *Derallus*. Fotos: María Edy Cadena Reyes e Ingri Tatiana Cárdenas Espitia.



Figura 27. Larvas de algunos ejemplares de coleópteros acuáticos. a) *Amarodytes*; b) *Berosus*; c) *Crenitis*; d) *Derovatellus*; e) *Dryops*; f) *Elodes*; g) *Hydrobiomorpha*; h) *Hypodessus*; i) *Tetraglossa*; j) *Xenelmis*; k) *Ochthebius*; l) *Hydrophilidae*; m) *Megadythes*; n) *Huleechius*; ñ) *Psephenops*; o) *Lampyridae*; p) *Lancetes*. Fotos: María Edy Cadena Reyes e Ingri Tatiana Cárdenas Espitia.

Referencias

- Aguilera, I. A., & Vásquez, J. M. (2019). Distribución espacial y temporal de Elmidae (Insecta: Coleoptera) y su relación con los parámetros fisicoquímicos en el río Ocoa, Meta, Colombia. *Revista Académica Colombiana de Ciencias Exactas Físicas y Naturales*, 43(166), 108-119.
- Archangelsky, M., Manzo, V., Michat, M. C., & Torres, P. L. M. (2009). Coleoptera. En Domínguez, E. y Fernández, H. (Eds.), *Macroinvertebrados bentónicos sudamericanos. Sistemática y biología* (pp. 411-468). Fundación Miguel Lillo.
- Arias-Díaz, D., Reinoso-Flórez, G., Guevara-Cardona, G., & Villa-Navarro, F. A. (2007). Distribución espacial y temporal de los coleópteros acuáticos en la cuenca del Río Coello (Tolima, Colombia). *Caldasia*, 29(1), 177-194.
- Bachmann, A. O. (1977). Heteroptera. En Hurlbert, S. H. (Ed.), *Biota acuática de Sudamérica austral* (pp. 189-212). San Diego State University.
- Balke, M., Ospina-Torres, R., Megna, Y. S., Laython, M., & Hendrich, L. (2019). A new species of Rhantus diving beetles from the wetlands of the City of Bogota and surroundings (Coleoptera, Dytiscidae, Colymbetinae). *Alpine Entomology*, 3(1), 169-174.
- Benetti, C., Michat, M., & Archangelsky, M. (2018). Chapter 15 - Order Coleoptera: Introduction. En Hamada, N., Thorp, J. H., Rogers, D. Ch. (Eds.), *Thorp and Covich's freshwater invertebrates* (4 ed.). Academic Press.
- Beutel, R. G., & Pohl, H. (2006). Endopterygote systematic: Where do we stand and what is the goal (Hexapoda, Arthropoda). *Systematic Entomology*, 31(1), 202-219.
- Bouchard, P., Bousquet, Y., Davies, A. E., Alonso-Zarazaga, M. A., Lawrence, J. F., Lyal, C., Newton, A., Reid, C., Schmitt, M., Slipinski, S. A., & Smith, A. (2011). Family-group names in Coleoptera (Insecta). *Zookeys*, 88(1), 1-972.
- Brown, H. P. (1987). Biology of riffle beetles. *Annals Review Entomology*, 32, 253-272.
- Brown, H. P. 1976. Aquatic dryopoid beetles (Coleoptera) of the United States. Biota of Freshwater Ecosystems Identification Manual No. 6. Second Printing. Water Pollution Control Research Series, USEPA, Cincinnati, Ohio. 82 pp.
- Cadena, M., & Reinoso, G. (2016). Aspectos taxonómicos y ecológicos de los coleópteros acuáticos de la cuenca del río Anchique (Tolima, Colombia) [Tesis de Maestría en Ciencias Biológicas, Universidad del Tolima].
- Cárdenas-Espitia, I. T., & Reinos-Flórez. (2023). Coleópteros acuáticos (Insecta: Coleoptera) depositados en la Colección Zoológica de la Universidad del Tolima (CZUT). *Revista de la Asociación Colombiana de Ciencias Biológicas*, 1(35), 79-89.

- Casari, S. A., & Ide, S. (2012) Coleoptera. En Rafael, J. A., Melo, G. A. R., Carvalho, C. J. B. Casari, S. A., & Constantino, R. (Eds.), *Insetos do Brasil, diversidade e taxonomia* (pp. 453-535). CNPQ, Fapeam, Holos.
- Caupaz-Flórez, F., Reinoso, G., Guevara, & Villa, F. A. (2006). Diversidad y distribución de la familia Elmidae (Insecta: Coleoptera) en la cuenca del río Prado (Tolima, Colombia). *Neolimnos*, 1, 106-116.
- Costa, C., Vanin, S. A., & Casari, S. A. (1988). *Larvas de Coleoptera do Brasil*. Museu de Zoologia, Universidade do São Paulo.
- Crowson, R. A. (1981). *The biology of Coleoptera*. Academic Press.
- Fernández, L., Bachman, A. O., & Archangelsk, M. (2000a). Nota sobre Hydrophilidae neotropicales (Coleoptera) II. Nuevos taxones de *Tropisternus*. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, 59(1-4), 185-197.
- Fernández, V., Pareja, S., & Londoño, M. H. (2016). Insectos dulceacuícolas depositados en la Colección Limnológica de la Universidad de Antioquia, CLUA-035. *Biota Colombiana*, 17(2), 167-175.
- Franciscolo, M. E. (1979). *Fauna d'Italia XIV. Coleoptera Haliplidae, Hygrobiidae, Gyrinidae, Dytiscidae*. Calderini.
- García, M. (2009). Dos nuevas especies de *Oocyclus* (Coleoptera: Hydrophilidae) de Colombia. *Revista Colombiana de Entomología*, 35(2), 250-252.
- Gaufin, A. R. (1958). The effects of pollution of a midwestern stream. *Ohio Journal Science*, 58, 197-208.
- Girón, J. (2018). Estado del conocimiento de la familia Hydrophilidae (Coleoptera: Hydrophiloidea) en Colombia. En Deloya, C, & Gasca A., H. J. (Eds.), *Escarabajos del Neotrópico (Insecta: Coleoptera)* (pp. 55-77). SyG.
- Girón, J. C., Amat-García, G., Botero, J. P., Cardona-Duque, J., Clavijo-Bustos, J., Díaz-Durán, C., García, J. H., García, K., López, W., Lugo, A., Neita, J. C., Ramírez-Salamanza, J. M., Taboada-Verona, C., Uchima, D., & Viasus-Bastidas, A. (2021). Considerations on the status of the knowledge of coleopteran diversity (Arthropoda: Insecta) in Colombia. *Revista Colombiana de Entomología*, 47(2), e10717.
- González-Córdoba, M., Chará, J., Zúñiga, M. del C., Giraldo, L. P., & Ramírez, Y. P. (2020c). Sensibilidad de Elmidae (Insecta: Coleoptera) a la perturbación del hábitat y la calidad fisicoquímica del agua en ambientes lóticos de los Andes colombianos. *Revista de Biología Tropical*, 68(2), 601-622.
- González-Córdoba, M., Manzo, V., & Granados-Martínez, C. (2021). *Zunielmis pax*, a new genus and species of riffle beetles (Coleoptera: Elmidae) from Colombia. *Zoosystematica Rossica*, 30(2), 248-265

- González-Córdoba, M., Martínez-Román, N., Zúñiga, M., Manzo, V., & Archangel-sky, M. (2020a). Description of the putative mature larva of the Neotropical genus *Stenhelmoides* Grouvelle (Coleoptera: Elmidae). *Scientific Reports*, 10(1), 1-14.
- González-Córdoba, M., Zúñiga M. C., & Manzo V. (2020b). La familia Elmidae (Insecta: Coleoptera: Byrrhoidea) en Colombia: riqueza taxonómica y distribución. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales*, 44(171), 522-553.
- González-Córdoba, M., Zúñiga, M. del C., Manzo, V., Granados-Martínez, C., & Panche, J. (2019). Nuevos registros y datos de distribución de diez especies y cuatro géneros de élmidos (Coleoptera: Elmidae) para Colombia. *Boletín Científico Centro de Museos*, 23(1), 247-266.
- González-Córdoba, M., Zúñiga, M. del C., Mosquera-Murillo, Z., & Sánchez-Vásquez, S. P. (2016). Riqueza y distribución de Elmidae (Insecta: Coleoptera: Byrrhoidea) en el departamento del Chocó, Colombia. *Intropica*, 11, 85-95.
- González-Córdoba, M., Zúñiga, M. del C., Torres-Zambrano, N. N., & Manzo, V. (2015a). Primer registro de las especies *Neolimnius palpalis* y *Pilielmis apama* (Coleoptera: Elmidae: Elminae) para Colombia y la cuenca del río Orinoco. *Boletín del Museo de Entomología*, 16(1), 27-33.
- González-Córdoba, M., Zúñiga, M. del C., & Manzo, V. (2015b). Riqueza genérica y distribución de Elmidae (Insecta: Coleoptera, Byrrhoidea) en el departamento del Valle del Cauca, Colombia. *Biota Colombiana*, 16(2), 51-74.
- González-Rodríguez, L. M., García-Hernández, A. L., & Clarkson, B. (2017). First records of water scavenger beetle species (Coleoptera, Hydrophilidae) from Quindío Department, Colombia. *Check List*, 13(5), 605-620.
- González-Rodríguez, L. M., García-Hernández, A. L., & Clarkson, B. (2019). Two new species of the water scavenger beetle genus *Hemiosus* Sharp (Coleoptera: Hydrophilidae) from Colombian Andes. *Zootaxa*, 4565(4), 493.
- Gutiérrez, C., Zúñiga, M. del C., Van Bodegom, P. M., Chará, J., & Giraldo, L.P. (2009). Rove beetles (Coleoptera: Staphylinidae) in Neotropical riverine landscapes: characterizing their distribution. *Insect Conservation and Diversity*, 2, 106-115.
- Hamada, N., Thorp, J. H., & Rogers, C. (Eds.) (2019). *Thorp and Covich's freshwater invertebrates*. Vol. 3: *Keys to Neotropical Hexapoda*. Academic Press.
- Hilsenhoff, W. L. (1977). Use of Arthropods to evaluate water quality of streams. *Technical Bulletin. Department of Natural Resources*, 100, 1-15.
- Hincapié-Montoya, D. M. (2017). Elmidae (Coleoptera) o escarabajos de aguas rápidas. Una actualización para Colombia. *Boletín Científico Centro de Museos*, 9(3), 415.

- Hincapié-Montoya, D. M., & Uribe-Soto, S. I. (2019). ST-P-14. Nuevo registro del género *Macrelmis* Motschulsky, 1859 (Coleoptera: Elmidae) para Colombia. En Guarín-Molina, J. H., Giraldo-Sánchez, C. E., & Jaramillo-González, J. L. (Eds.), *Memorias y Resúmenes. 46 Congreso Sociedad Colombiana de Entomología* (pp. 586). Universidad Nacional de Colombia.
- Hinton, H. E. (1968). Spiracular gills. *Adv. Insect Physiology*, 5, 65-162.
- Jäch, M. A., Kodada, J., Brojer, M., Shepard, W. D., & Čiampor, F. (2016). Coleoptera: Elmidae and Protelmidae. En *World Catalogue of Insects* (vol. 14). Brill.
- Jäch, M. A., & Balke, M. (2008). Global diversity of water beetles (Coleoptera) in freshwater. *Hydrobiologia*, 595, 419-442.
- Jackson, D. J. (1956). Dimorphism of the metatarsal wings in *Agabus raffrayi* Sharp and *A. labiatus* Brahm (Col. Dytiscidae) and its relation to capacity for flight. *Proceedings of the Royal Entomological Society*, 31, 1-11.
- Jerez, V., & Moroni, J. (2006). Diversidad de Coleópteros acuáticos en Chile. *Gayana*, 70(1), 72-81.
- Larsén, O. 1966. On the morphology and function of locomotororgans of the Gyrinidae and other Coleoptera. *Opuscula Entomologica* (Suppl.) 30: 1-241.
- Laython, M. (2017). Los coleópteros acuáticos (Coleoptera: Insecta) en Colombia. Distribución y taxonomía [Tesis de Maestría en Ciencias, Universidad Nacional, Bogotá].
- Lozano, J. L., Guevara, G., & Reinoso, G. (2018). Diversidad espacio-temporal de la familia Elmidae (Insecta: Coleoptera) en la quebrada Las Perlas (Ibagué, Colombia). *Revista de la Asociación Colombiana de Ciencias Biológicas*, 30, 63-73.
- Lozano, J. L., Vásquez, J. M., & Reinoso, G. (2014). Estudio de la distribución espacial de coleópteros acuáticos en la cuenca del río Alvarado (Tolima, Colombia) [Tesis de grado en Biología, Universidad del Tolima].
- Machado, T. (1988). Distribución ecológica e identificación de los coleópteros acuáticos en diferentes pisos altitudinales del departamento de Antioquia [Informe final, Universidad de Antioquia - Departamento de Biología, Colciencias].
- Machado, T., & Roldán, G. (1981). Estudio de las características fisicoquímicas y biológicas del río Anorí y sus principales afluentes. *Actualidades Biológicas*, 10(35), 3-19.
- Manzo, V. (2005). Key to the South America genera of Elmidae (Insecta: Coleoptera) with distributional data. *Studies of Neotropical Fauna and Environmental*, 40(3), 201-208.
- Manzo, V. (2006). A review of the American species of *Xenelmis* Hinton (Coleoptera: Elmidae), with a new species from Argentina. *Zootaxa*, 1242, 53-68.

- Manzo, V. (2013). Los élmidos de la región Neotropical (Coleoptera: Byrrhoidea: Elmididae): diversidad y distribución. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, 72, 199-212.
- Manzo, V., & Archangelsky, M. (2008). A key to the known larvae of South American Elmididae (Coleoptera: Byrrhoidea), with a description of the mature larva of *Macrelmis saltensis* Manzo. *Annales de Limnologie. International Journal of Limnology*, 44(1), 63-74.
- Martínez, C. (2005). *Introducción a los escarabajos Carabidae (Coleoptera) de Colombia*. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt.
- Mason, W. T., Lewis, P. A., & Anderson, J. B. (1971). *Macroinvertebrates collections and water quality monitoring in the Ohio river basin 1963-1967*. Office of Technical Programs Ohio Basin Region & Analytical Quality Control Laboratory, Environmental Protection Agency, Cincinnati, Ohio.
- Merritt, R. W., & Cummins K. W. (1996). *An introduction to the aquatic insects of North America* (3 ed.). Kendall/Hunt.
- Merritt, R., Cummins, K., & Berg, M. (2008). *An introduction to the aquatic insects of North America*. Kendall/Hunt.
- Michigan Water Resources Commision. (1970). *Water quality study of the Flint River*.
- Miller, L. (2016). Revision of the Neotropical diving beetle genus *Hydrodessus* J. Balfour-Browne, 1953 (Coleoptera, Dytiscidae, Hydroporinae, Bidessini). *Zookeys*, 580, 45-124.
- Montaño M., Meza A. M., & Días, L.G. (2012). La colección entomológica Cebuc y su potencial como colección de referencia de insectos acuáticos. *Boletín Científico Centro de Museos*, 16, 173-184.
- Monteresino, E. M., & Brewer, M. M. (2001). *Diccionario entomológico*. Universidad Nacional de Río Cuarto.
- Mosquera Murillo, Z., & Sánchez Vázquez, S. P. (2018). Inventario preliminar de la riqueza genérica y distribución de los coleópteros acuáticos del departamento del Chocó, Colombia. *Revista UDCA*, 21(1), 155-165.
- Navarrete, J. L., Newton, M. K., Thayer, M. K., Ashe, J., & Chandler, D. (2002). *Guía ilustrada para los géneros de Staphylinidae (Coleoptera) de México*. Universidad Nacional de Guadalajara.
- Newton, A. F., Gutiérrez., & Chandler, D. S. (2005). Checklist of the Staphylinidae (Coleoptera) of Colombia. *Biota Colombiana*, 6(1), 1-72.
- Ramos, A. (1997). Coleópteros acuáticos y semiacuáticos en cuatro ríos del sur occidente colombiano [Tesis de pregrado en Biología, Universidad del Valle].

- Ribera I., & Foster, G. N., (1992). Use of Coleoptera as biological indicators. *Elytron*, 20, 61-75.
- Ribera, I., Hogan, J. E., & Vogler, A. P. (2002). Phylogeny of Hydradephagan water beetles inferred from 18S rRNA sequences. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 23(1), 43-62.
- Richoux, F. (1994). Theoretical habitat templates, species traits, and species richness: Aquatic Coleoptera in the Upper Rhone River and its floodplain. *Freshwater Biology*, 31, 377-395.
- Roback, S. S. (1974). Insects (Arthropoda: Insecta). En Hart, C. W. S., & Fuller, L. H. (Comps.), *Pollution Ecology of Freshwater Invertebrates* (pp. 313-376). Academic Press.
- Roldán, G. (1988). *Guía para el estudio de los macroinvertebrados acuáticos del departamento de Antioquia*. Fondo FEN Colombia, Colciencias, Universidad de Antioquia, Editorial Presencia.
- Roldán, G. (1992). *Fundamentos de limnología neotropical*. Universidad de Antioquia.
- Roldán, G. (2003). *La bioindicación de la calidad del agua en Colombia*. Universidad de Antioquia.
- Roldán-Pérez, G. (2016). Los macroinvertebrados como bioindicadores de la calidad del agua: cuatro décadas de desarrollo en Colombia y Latinoamérica. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales*, 40(155): 254-274.
- Segura, M., Passos, M. I., Fonseca, A. A., & Froehlich, C. G. (2013). Elmidae Curtis, 1830 (Coleoptera, Polyphaga, Byrrhoidea) of the Neotropical region. *Zootaxa*, 3731(1), 1-57.
- Short, A. E. (2012). Systematics of aquatic beetles (Coleoptera): current state and future directions. *Systematic Entomology*, 43(1), 1-18.
- SIB Colombia. (2022). Catálogo de la Biodiversidad de Colombia, Sistema de Información sobre Biodiversidad de Colombia. <https://coleccion.biodiversidad.co/>
- Spangler, P. J. (1981). New and interesting water beetles from Mt. Roraima, Venezuela (Coleoptera: Dytiscidae and Hydrophilidae). *Aquatic Insects*, 3(1), 1-11.
- Spangler, P. J., & Santiago-Fragoso, S. (1987). *A revision of the genera Disersus, Pseudodisersus and Potamophilops of the Western hemisphere (Coleoptera: Elmidae)*. Smithsonian Institution Press.
- Spangler, P. J., & Santiago-Fragoso, S. (1992). *The aquatic beetle subfamily Larainae (Coleoptera: Elmidae) in México, Central America and West Indies*. Smithsonian Institution Press.

- Steiner, W. E., Staines, C. L., McCann, J. M., & Hellman, J. L. (2003). The Seth Forest water scavenger beetle, a new species of *Hydrochus* (Coleoptera: Hydrophiloidae: Hydrochidae) from the Chesapeake-Delmarva Region. *The Coleopterists Bulletin*, 57, 433-443.
- Torres, D., Amat, G. D., & Navarrete, J. L. (2012). Coleoptera: Synopsis of the Xanthopygina genera (Coleoptera: Staphylinidae: Staphylinini) from Colombia. *Dugesiana*, 18(2), 217-241.
- Triplehorn, C. A., & Johnson, N. F. (2005). *Borror and DeLong's introduction to the study of insects*. Brooks/Cole, Thomson Learning.
- Vásquez-Ramos, M., & Reinoso-Flórez, G. (2012). Estructura de la fauna béntica en corrientes de los Andes colombianos. *Revista Colombiana de Entomología*, 38(2), 351-358.
- Vergara, D. (2009). Entomofauna lótica bioindicadora de la calidad del agua [Tesis de Maestría en Medio Ambiente y Desarrollo, Facultad de Minas, Universidad Nacional de Colombia, sede Medellín].
- White, D. S., & Roughley, R. E. (2008). Aquatic Coleoptera. En Merritt, R. W., Cummins, K.W., & Berg, M. B. (Eds.), *An introduction to the aquatic insects of North America* (4 ed., pp. 571-671). Kendall/Hunt.
- Wooldridge, D. (1973). New *Paracymus* from South America. *Journal of Entomological Society*, 46(1), 116-123.
- Wooldridge, D. (1976). New world Limnichidae VI. A. Revision of *Limnichoderus* Casey (Coleoptera: Limnichidae) I. *Journal of the Kansas Entomological Society*, 54(1), 171-191.
- Yee, D. A., & Kehl, S. (2015). Order Coleoptera. En Thorp, J. H., & Rogers, D. C. (Eds.), *Thorp and Covich's Freshwater Invertebrates* (pp. 1003-1042). Elsevier.
- Zúñiga, M. del C., & Cardona, W. (2009). Bioindicadores de calidad de agua y caudal ambiental. En Cantera, J., Carvajal, Y., & Castro, L. (Eds.), *Caudal ambiental: conceptos, experiencias y desafíos* (pp. 167-198). Universidad del Valle.

Anexo 1

Principales aspectos bioecológicos de las familias de coleópteros acuáticos reportadas para Colombia. * Presente. S.I.: sin información.

Familia	Estadios acuáticos			Hábitats	Hábitos alimentarios	
	Larva	Pupa	Adulto		Larva	Adulto
Gyrinidae	*		*	Hábitats lóticos, lénticos y aguas salobres.	Depredadores.	Depredadores.
Haliplidae	*		*	Gran variedad de hábitats.	Fitófagos.	Fitófagos.
Noteridae	*	*	*	Principalmente hábitats lénticos.	Depredadores.	Depredadores.
Dytiscidae	*		*	Gran variedad de hábitats.	Depredadores.	Depredadores.
Hydroscaphidae	*	*	*	Hábitats higro-métricos.	Algófagos.	Algófagos.
Sphaeriidae	*		*	Arena o grava en orillas de arroyos o agua estancada.	Algófagos.	Algófagos.
Hydrophilidae	*		*	Gran variedad de hábitats.	Depredadores.	Detritívoros y Carroñeros.
Epimetopidae	*		*	Grava o arena en márgenes de ríos.	S.I.	S.I.
Hydrochidae			*	Hábitats lénticos.	Probablemente herbívoros-detritívoros.	Probablemente herbívoros-detritívoros.
Hydraenidae	*		*	Hábitats principalmente lóticos.	Pueden existir larvas depredadoras.	Algófagos saprófagos (poco estudiado).
Ptiliidae	S.I.	S.I.	S.I.	Hojarasca húmeda en el margen del río.	Algas e hifas de hongos.	Principalmente micetófagos.
Staphylinidae	*		*	Ribereños.	Depredadores.	Depredadores.
Scirtidae	*			Diversos hábitats acuáticos.	Trituradoras o detritívoras.	
Cneoglossidae	*			Madera en descomposición sumergida.	S.I.	S.I.

Familia	Estadios acuáticos			Hábitats	Hábitos alimentarios	
	Larva	Pupa	Adulto		Larva	Adulto
Dryopidae	*		*	Diversos hábitats acuáticos.	Herbívoros.	Herbívoros.
Elmidae	*		*	Principalmente hábitats lóticos.	Herbívoros-de-detritívoros.	Herbívoros-detritívoros.
Heteroceridae	*		*	Márgenes de los cuerpos de agua.	Detritívoros y algófagos.	Detritívoros y algófagos.
Limnichidae	*		*	A lo largo de la costa de los hábitats de agua dulce.	S.I.	S.I.
Lutrochidae	*		*	Madera en descomposición sumergida.	Es probable que se alimente de algas y materia orgánica.	Es probable que se alimente de algas y materia orgánica.
Psephenidae	*	*		Principalmente hábitats lóticos.	Raspadores y se alimentan de detritos, algas o ambos.	Probablemente no se alimenten.
Ptilodactylidae	*		*	Principalmente ribereños.	Detritívoros.	Esporas e hifas de hongos.
Lampyridae	*			Agua en movimiento, pequeñas zanjas, filtraciones, cascadas.	Depredadores.	
Curculionidae			*	En o sobre plantas acuáticas.	Fitófagos.	Fitófagos.

Fuente: adaptado de Yee y Kehl (2015) y Benetti et al. (2018).

Anexo 2

Distribución geográfica y aspectos taxonómicos relevantes de los principales géneros de coleópteros acuáticos reportados para Colombia.

Familia	Género	Morfología de adultos	Distribución*
Gyrinidae	<i>Gyretes</i> Brullé, 1834	Pronoto y márgenes laterales de los élitros pubescentes; brillantes, sin estrías; último ventrito abdominal cónico; los dos últimos con una hilera longitudinal de setas largas.	Ama, Ara, Cas, Cho, LaG, Gua, Met, Ris, San, Val.
	<i>Gyrinus</i> Geoffroy, 1762 (Figura 25c)	Élitros con once estrías longitudinales o una serie de perforaciones, algunas reducidas u oscurecidas; tamaño < 9 mm.	Ama, Cun, Cau, Cho, Gua, Hui, San, Val, Vau.
	<i>Enhydrus</i> Laporte, 1834 (Figura 25b)	Antenas con 7-6 antenómeros, sin escapo y pedicelo; élitros con estrías bien definidas.	Cau, Val.
	<i>Macrogyrus</i> Régimbart, 1883	Antenas con nueve antenómeros, sin escapo y pedicelo; élitros sin estrías bien definidas; puede presentar ondulaciones; sutura del segundo ventrito ausente o reducida al centro del ventrito.	Caq, Cau, Nar, Qui, Ris, Val.
Halipidae	<i>Halipilus</i> Latreille, 1802 (Figura 26e)	Placas coxales posteriores dejando expuestos los últimos tres esternitos abdominales; palpos maxilar y labial con el último artejo más corto que el penúltimo segmento.	Ant, Ara, Atl, Ces, Cho, Mag.
Noteridae	<i>Notomicrus</i> Sharp, 1882	Metacoza y metaventrito fusionados lateralmente; protibia expandida apicalmente; tamaño: > 1,7 mm.	Cal, San, Tol, Bol.
	<i>Suphisellus</i> (<i>Pronoterus</i>) Crotch, 1873 (Figura 25m)	Proceso prosternal lingüiforme, con ancho máximo subapical; ápice pobremente truncado; protibia con ángulo dorsoapical pronunciado.	Ama, Ara, Atl, Bol, Boy, Cal, Cas, Cho, LaG, Met, Put, San, Val.
	<i>Hydrocanthus</i> Say, 1823 (Figura 24h)	Espuelas metatibiales finas y aserradas; meso y metatibia anchas y planas; élitros uniformemente oscuros o con estrías oscuras sobre fondo más claro.	Ama, Ara, Atl, Bol, Boy, Cal, Cas, Cau, Cho, LaG, Gua, Suc, Val, Vau.
Noteridae	<i>Suphis</i> Aubé, 1836 (Figura 24i)	Protibias sin franja lateral de setas cortas y compactas; placa noterida que no se extiende hasta el metaventrito; cuerpo corto y fuertemente convexo.	Ama, Ara, Atl, Bol, Cas, Cho.

Familia	Género	Morfología de adultos	Distribución*
Noteridae	<i>Mesonotus</i> Sharp, 1882	Espuelas meso y metatibiales posteriores lisas; protibia sin segundo espolón; lóbulo medio del edeago apicalmente ancho y truncado.	Ara, Atl, Bol, Cho, Met, Put.
Dytiscidae	<i>Aglymbus</i> Sharp, 1880	Macho con protarsómero IV no sobresaliente y sin setas modificadas; lóbulo medio variado, pero no bilobulado apicalmente.	SLE.
	<i>Amarodytes</i> Régimbart, 1900 (Figura 27a)	Estrías posteriores del pronoto conectadas por un surco transversal irregular; líneas metacoxales divergentes en la parte anterior; parte posterior de la apófisis del prosterno terminando en punta triangular; apófisis del prosterno excavada ventralmente.	Cal, Cas.
	<i>Anodocheilus</i> Ba-bington, 1841	Estrías posteriores en el pronoto conectadas por un surco transversal irregular; élitros con una quilla que parece conectarse con la estría posterior del pronoto.	Ara, Cas, Cho, Met.
	<i>Bidessodes</i> Régimbart, 1895	Parte anterior del élitro sin estrías; líneas metacoxales aproximadamente paralelas a la línea media; parte posterior de la apófisis del prosterno terminando en forma de rombo.	Cas, Cho.
	<i>Bidessonotus</i> Régimbart, 1895	Tarsos pentámeros; tarsómeros IV alargados y prominentes; macho con superficie ventral cóncava medialmente.	Ara, Cas, Cho.
	<i>Brachyvatus</i> Zimmermann, 1919	Pronoto con estrías posteriores; clípeo poco marginado y con el margen anterior engrosado medialmente, con un par de tubérculos.	Ama, Ara, Atl, Bol, Cho, Gua, Suc.
	<i>Celina</i> Aubé, 1837 (Figura 26j)	Élitros, terguito XIII y esternón VI juntos acuminados posteriormente; élitros sin surcos longitudinales.	Ara, Atl, Bol, Boy, Cas, Cau, Cho, Met, Val, Vau.
	<i>Copelatus</i> Erichson, 1832 (Figura 26m)	Metacoxas con estrías oblicuas; superficies de los élitros dorsales lisas, densamente estriadas o con estrías submarginales y discales; tamaño: > 4 mm.	Ara, Cun, Boy, Cas, Cau, Met, SAP, Tol, Val.

Familia	Género	Morfología de adultos	Distribución*
Dytiscidae	<i>Derovatellus</i> Sharp, 1882 (Figura 27d)	Pronoto sin depresiones ni surcos; líneas metacoxales aproximadamente paralelas a la línea media; mesosterno oculto; tamaño: < 5 mm.	Ara, Cun.
	<i>Desmopachria</i> Babbington, 1841 (Figura 25f)	Mesocoxas separadas por una distancia menor al ancho de las mismas; parte posterior de la apófisis del prosterno terminada en forma romboidal.	Ama, Ant, Ara, Atl, Cas, Cho, Gua, Qui, SAP.
	<i>Eretes</i> Laporte, 1833	Parte posterior de la apófisis del prosterno aguzada; metatarsómeros con setas aplanadas; élitros con pequeñas espinas en el borde posterolateral.	Qui.
	<i>Hemibidessus</i> Zimmermann, 1921	Pronoto sin estrías o con algunos puntos; clipeo claramente marginado y con el margen anterior no engrosado medialmente.	Suc.
	<i>Hydrodessus</i> J. Balfour-Browne, 1953	Estrías pronotales ausentes; élitro con carina lateral longitudinal desde el ángulo humeral y a lo largo de la superficie lateral o superficie lateral de metaventríto con carina longitudinal.	San.
	<i>Hydrovatus</i> Motschulsky, 1853	Incisión de la metacoxa profunda, más larga que ancha; región posterior del élitro acuminada; tamaño: < 3 mm.	Atl, Bol, Val.
	<i>Laccodytes</i> Régimbart, 1895	Élitros con bordes laterales finamente bordeados; líneas de la metacoxa paralelas a la línea media; patas anteriores e intermedias alargadas; metatibia con dos espolones apicales.	Ama, Boy, Cas, Gua, Met.
	<i>Laccommimus</i> Toledo & Michat, 2015	Élitros sin borde lateral visible en vista dorsal; espolones mesotibiales muy largos, el más largo tan largo como el mesotarso; parte posterior de los élitros con terminación acuminada.	Ama, Ara, Mag.
	<i>Laccophilus</i> Leach, 1815 (Figura 23g)	Espuelas metatibiales apicalmente bífidas; élitros sin borde lateral visible en vista dorsal; longitud: 2,3 mm.	Ama, Ara, Atl, Bol, Boy, Cal, Caq, Cas, Cau, Cho, LaG, Gua, Met, SAP, Suc, Tol, Val, Vau, Vic.

Familia	Género	Morfología de adultos	Distribución*
Dytiscidae	<i>Liodessus</i> Guignot, 1939	Parte anterior de los élitros con una sola estría; último ventrito angosto, generalmente con una depresión (difusa a notoria) a cada lado; parte apical de la última tibia de los machos con espina metatibial.	Atl, Cun, Bol, Cas, Cho, Hui, San, Tol, Val.
	<i>Megadytes</i> Sharp, 1882	Margen apical de la mesotibia con una hilera discontinua de setas (no en el centro); margen posterior de los tarsitos del mesotarso con un conjunto de setas cerca al margen lateral ventral; metatarso del macho con dos uñas similares; metatarso de la hembra con dos uñas iguales o desiguales; tamaño: entre 16 y 50 mm.	Ant, Bol, Boy, Cas, Cho, Nar, San, Tol, Val, Vic.
	<i>Neobidessus</i> Young, 1967 (Figura 25l y figura 26a)	Parte anterior de los élitros con dos estrías; último ventrito ancho, sin depresiones; machos con espina metatibial truncada y/o tubérculos arriba de la antena.	Boy.
	<i>Notaticus</i> Zimmermann, 1928	Escutelo oculto; proceso prosternal muy ancho con margen lateral paralelo y ápice obtuso; élitros oscuros con una banda pálida subbasal transversal.	Ara, Atl.
	<i>Pachydrus</i> Sharp, 1882 (Figura 24g)	Mesocoxas separadas por una distancia igual al ancho de una de las mismas; parte posterior de la apófisis del prosterno corta, ancha y truncada; metaesterno casi tan largo como ancho medialmente; el ángulo posterolateral del pronoto no se prolonga hacia atrás (recto).	Ara, Bol, Boy, Cho, Gua, Val, Vau.
	<i>Platynectes</i> Régimbart, 1879 (Figura 25i)	Líneas metacoxales bien definidas; pronoto con borde débil; élitros totalmente negros o con manchas o puntos grandes más claros, pero nunca con franja.	Ris, Val.
	<i>Rhantus</i> Dejean, 1833	Ángulo posteroapical del metafémur sin espinas; metatarso con uñas desiguales; las hembras no presentan una línea de sedas natatorias en metatibia y el metatarso; tamaño: > 10 mm.	Cun, Cau, Nar, Ris, SAP, Val.

Familia	Género	Morfología de adultos	Distribución*
Dytiscidae	<i>Thermonectus</i> Dejean, 1833 (Figura 26i)	Pronoto sin borde; élitros sin espinas; parte posterior de la apófisis del prosterno redondeada; espolones de la metatibia con terminación bífida.	Boy, Cal, Cas, Val, Vau.
	<i>Uvarus</i> Guignot, 1939	Cuerpo ovalado; unión lateral del pronoto y élitro generalmente continua; parte posterior de la apófisis del prosterno terminando en forma truncada.	Cun.
	<i>Vatellus</i> Aubé, 1837	Mesoesterno evidente; pronoto con una depresión transversal en el tercio posterior, a veces como un surco; líneas metacoxales divergentes en la parte anterior a la línea media; tamaño: > 5 mm.	Cho, LaG.
Elmidae	<i>Austrelmis</i> Brown, 1984	Adultos de color oscuro; pronoto sin depresiones longitudinales; ángulos humerales redondeados; gula en forma de trapecio.	Bog, Boy, Cun, Nar, Ris.
	<i>Austrolimnius</i> Carter & Zeck, 1929 (Figura 23a)	Carinas sobre el quinto y séptimo intervalo, con una o dos hileras de gránulos en la epipleura. En algunas especies, una depresión media longitudinal en el pronoto.	Ant, Boy, Cal, Caq, Cas, Cau, Ces, Cho, Cun, Hui, LaG, Mag, Met, Nar, Put, Qui, Ris, San, Tol, Val.
	<i>Cylloepus</i> Erichson, 1847 (Figura 24c)	Impresión longitudinal en la mitad del pronoto, sin carinas en el metaesterno; ala membranosa sin vena 3A2.	Ama, Ant, Boy, Cal, Caq, Cas, Cau, Ces, Cho, Cor, Hui, LaG, Mag, Met, Nar, NSn, Put, Qui, Ris, San, Tol, Val, Vic.
	<i>Epodelmis</i> Hinton, 1973	Los adultos presentan una franja longitudinal de tomento, sobre todo en el borde lateral del hipómero; élitros con carinas sobre el sexto y octavo intervalos y ápices truncados.	Caq.
	<i>Gyrelmis</i> Hinton, 1940	Carinas elitrales sobre el quinto y el séptimo intervalo; genas con tomento plateado; pronoto convexo con dos carinas sublaterales generalmente difusas; tamaño: < 2 mm.	Ama, Caq, Gua, Met, Put.

Familia	Género	Morfología de adultos	Distribución*
Elmidae	<i>Heterelmis</i> Sharp, 1882 (Figura 23g)	Con carinas sublaterales en el pronoto; élitros con carinas sobre el sexto y octavo intervalo; generalmente con una depresión transversal incompleta en el pronoto, acompañada por dos depresiones oblicuas basales, ausentes en algunas especies.	Ama, Ant, Atl, Bog, Bol, Boy, Cal, Caq, Cas, Cau, Ces, Cho, Cor, Cun, Hui, LaG, Mag, Met, Nar, NSn, Put, Qui, Ris, San, Tol, Val, Vau.
	<i>Hexacylloepus</i> Hinton, 1940 (Figura 24b)	Similares a <i>Cylloepus</i> , por presentar carinas sublaterales y una depresión media longitudinal en el pronoto, con una franja transversal de tomento en el hipómero.	Ama, Ant, Boy, Caq, Cas, Cho, Hui, LaG, Met, Put, Tol, Val, Vau.
	<i>Hintonelmis</i> Spangler, 1966	Pronoto con depresión transversal distal poco evidente y una depresión media longitudinal; tamaño: 2-3 mm.	Ama, Caq, Cas, Met, Put, Vau.
	<i>Holcelmis</i> Hinton, 1973	Hipómero con banda anterior de tomento; pronoto con depresión media longitudinal y carinas sublaterales que no alcanzan las márgenes anteriores; márgenes laterales del pronoto y ángulos anterolaterales fuertemente expandidos.	Ama, Caq, Gua.
	<i>Huleechius</i> Brown, 1981 (Figura 27n)	Presentan un par de carinas longitudinales en el disco metaesternal.	Ant, Cal, Caq, Cau, Ces, Cho, Cor, Hui, Mag, Met, Nar, NSn, Put, Qui, Ris, San, Tol, Val.
	<i>Macrelmis</i> Motschulsky, 1859 (Figura 23d)	Adultos robustos de integumento oscuro y bien esclerotizado; cuerpo alargado, lados paralelos, pronoto cuadrangular; con estría accesoria entre el primer y el segundo intervalo elitral.	Ant, Ara, Bog, Bol, Boy, Cal, Caq, Cas, Cau, Ces, Cho, Cor, Cun, Hui, LaG, Mag, Met, Nar, NSn, Put, Qui, Ris, San, Tol, Val.
	<i>Microcylloepus</i> Hinton, 1935 (Figura 23e)	Carinas sublaterales bien definidas en el pronoto y una depresión media longitudinal acompañada de una elevación basal longitudinal bifurcada que semeja una Y.	Ama, Ant, Bol, Boy, Cal, Caq, Cas, Cau, Ces, Cho, Cor, Gua, LaG, Mag, Met, NSn, Put, Qui, Ris, Tol, Val, Vau.

Familia	Género	Morfología de adultos	Distribución*
Elmidae	<i>Neocylloepus</i> Brown, 1970 (Figura 24d)	Carinas sublaterales en pronoto y élitros; generalmente, presentan dos depresiones perpendiculares en el pronoto semejando una T, algunas veces, no bien definida.	Ant, Bol, Cal, Caq, Cho, Cor, Cun, LaG, Tol.
	<i>Neoelmis</i> Musgrave, 1935	Cuerpo alargado, ligeramente aplanado dorsoventralmente; coloración café a negra y tegumento liso y brillante; pronoto con borde posterior emarginado frente al escutelo y carina sublateral a cada lado del pronoto.	Ama, Ant, Bog, Boy, Cal, Caq, Cas, Cau, Ces, Cho, Cun, Gua, Hui, LaG, Mag, Met, Nar, Put, Qui, Ris, San, Tol, Val, Vau, Vic.
	<i>Neolimnius</i> Hinton, 1939	Fémures ensanchados; no se observa emarginación frente al escutelo; pronoto con dos carinas centrales que se bifurcan desde la base como dos Y.	Ama, Met, Put, Vau.
	<i>Notelmis</i> Hinton, 1941 (Figura 23f)	Protórax subrectangular, más largo que ancho; resto del cuerpo globoso; pronoto con depresión media transversal y una carina media longitudinal en la mitad basal, que se bifurca distalmente sobre la depresión transversal.	Ant, Cal, Caq, Cun, Hui, Nar, Put, Ris, San, Tol, Val.
	<i>Onychelmis</i> Hinton, 1941 (Figura 23i)	Pronoto sin carinas sublaterales, con una depresión transversal medial; élitros con el sexto intervalo carinado; uñas con dos dientes subbasales.	Ant, Boy, Cal, Caq, Cau, Ces, Cho, Put, Cun, Hui, Nar, Ris, San, Tol, Val.
	<i>Pilielmis</i> Hinton, 1971	Pronoto con carinas sublaterales evidentes al menos hasta el cuarto apical; con depresión media oval y dos basales al lado de las carinas; élitros con carina completa en el sexto intervalo, corta en la base del cuarto intervalo.	Ama, Caq, Met.
	<i>Portelmis</i> Sander-son, 1953	Pronoto más largo que ancho; carinas cortas y débiles en la base, generalmente con una depresión longitudinal muy pequeña en el tercio anterior.	Ama, Put.

Familia	Género	Morfología de adultos	Distribución*
Elmidae	<i>Stegoelmis</i> Hinton, 1939 (Figura 26f)	Pronoto y élitros sin carinas; pronoto generalmente con gibosidades prominentes en la base y una débil impresión longitudinal en la parte media; ápices elitrales con gibosidades.	Ama, Caq, Gua, Met, Put, Vau, Vic.
	<i>Stenhelmoides</i> Grouvelle, 1908 (Figura 23h)	Presentan grandes áreas de tomento ventral y dorsal, sin carinas ni depresiones en pronoto y élitros.	Caq, Cho, Cor, LaG, Mag, Met, Val.
	<i>Tyletelmis</i> Hinton, 1972	Pronoto rectangular, más ancho que largo, con ángulos posteriores agudos; disco del pronoto convexo sin depresiones, pero con carinas sublaterales desde la base hasta un sexto del ápice.	Met.
	<i>Xenelmis</i> Hinton, 1936 (Figura 27j)	Pronoto sin carinas; algunas especies con hileras de gránulos mediales o sublaterales; genas sin tomento.	Ama, Ant, Caq, Cas, Cau, Cho, Cor, Gua, Hui, Met, Nar, Put, Qui, Ris, Tol, Val, Vau.
	<i>Disersus</i> Sharp, 1882 (Figura 26c)	Antenas filiformes a serradas; pronoto sin depresiones o elevaciones fuertes; patas con fémures muy desarrollados; tamaño: 6-10 mm.	Ant, Cal, Caq, Cau, Cor, Hui, Met, Nar, Qui, Ris, Val.
	<i>Hexanchorus</i> Sharp, 1882 (Figura 24a)	Antenas serradas; pronoto con depresión pronunciada, transversal en la parte anterior; tamaño: 3-5 mm.	Ant, Ara, Boy, Caq, Cas, Cau, Ces, Cho, Cor, Cun, Hui, LaG, Mag, Met, Nar, NSn, Qui, Ris, San, Tol, Val.
	<i>Phanocerooides</i> Hinton, 1939	Con tomento en antenas, genas, hipómero, epipleura, esterno torácico y patas; antenas clavadas en los últimos cinco segmentos; pronoto con impresión transversal sobre el tercio anterior; carinas longitudinales sublaterales sobre la mitad basal.	Caq.
	<i>Phanocerus</i> Sharp, 1882 (Figura 23c)	Antenas clavadas; pronoto con un par de surcos sublaterales arqueados, una fina depresión longitudinal sobre la línea media y dos pequeñas impresiones oblicuas preescutelares.	Ant, Bol, Cal, Caq, Cas, Cau, Ces, Cho, Cor, Cun, Hui, LaG, Mag, Met, Put, Qui, Ris, Tol, Val.

Familia	Género	Morfología de adultos	Distribución*
Elmidae	<i>Pharceonus</i> Spangler & Santiago-Fragoso, 1992 (Figura 23b)	Setas curvadas alrededor de los ojos y antenas clavadas; fuerte impresión transversal sinuosa en la región anterior del pronoto.	Ant, Boy, Cal, Caq, Cau, Ces, Cho, Cor, Hui, LaG, Mag, Nar, Put, Qui, Ris, San, Tol, Val.
	<i>Pseudodisersus</i> Brown, 1981 (Figura 24e)	Cuerpo ovalado, oscuro y pubescente; antenas filiformes; pronoto con un par de impresiones arqueadas sublaterales y una impresión transversal anterior.	Ant, Cal, Caq, Cau, Cho, Cun, Nar, Put, Qui, Ris, San, Tol, Val.
	<i>Zunielmis</i> González-Córdoba y Manzo, 2021	Pronoto y élitros con grandes áreas de plastrón, margen lateral crenulado y distancia interocular más corta que el diámetro de cada ojo.	Vic.
Hydrophilidae	<i>Helochares</i> Mulsant, 1844	Labro visible; clipeo no expandido hacia adelante; contorno de la cabeza, por delante de los ojos, redondeado; bordes laterales de los élitros redondeados.	Ama, Ant, Ara, Atl, Bol, Cal, Cho, Gua, San, Suc, Val, Qui.
	<i>Enochrus</i> Thomson, 1859	Élitros con estría sutural, con punteaduras pequeñas a medianas, casi siempre organizadas en filas; tercer segmento del palpo maxilar subigual o más largo que el cuarto.	Ama, Ara, Atl, Cun, Bol, Boy, Cal, Cas, Cho, LaG, Hui, Met, San, SAP, Val, Qui.
	<i>Berosus</i> Leach, 1817 (Figura 27b)	Antena en forma de porra; pata media y posterior aplanadas en forma de remo, de color negro; algunos presentan una quilla esternal; tamaño: entre 1,5 a 45 mm.	Ama, Ant, Ara, Bol, Boy, Cal, Caq, Cas, LaG, Gua, Met, Put, SAP, Tol, Val.
	<i>Hydrobiomorpha</i> Blackburn, 1888 (Figura 27g)	Carena del prosterno sin división o emarginación, y no recibe la parte anterior de la quilla del mesoesoterno.	San.
	<i>Hydrophilus</i> Geoffroy, 1762 (Figura 26ñ)	Margen anterior del clipeo ampliamente emarginado; labro sin sedas finas; tamaño: generalmente superior a 20 mm.	Ant, Cau, Gua, San, Val.
	<i>Oocyclus</i> Sharp, 1882 (Figura 26g)	Carena del prosterno con espinas curvas en la parte anterior; elevación central del mesoesterno redondeada y con espinas curvas; procoxas con sedas fuertes y/o espinas; élitros con parches o filas de sedas, generalmente sin estría sutural.	Put, Qui, Val.

Familia	Género	Morfología de adultos	Distribución*
Hydrophilidae	<i>Paracymus</i> C. G. Thomson, 1867 (Figura 25ñ)	Carena del prosterno sin espinas curvas; elevación central del mesoesterno en forma de carena sin espinas curvas; procoxas con sedas similares a las del prosterno; élitros con punteaduras pequeñas y estría sutural, nunca con parches o filas de sedas.	Ama, Ara, Atl, Caq, Cas, Cho, Gua, Hui, San, Val, Vau.
	<i>Tropisternus</i> Solier, 1834 (Figura 24f)	Margen anterior del clipeo recto; labro parcial o enteramente cubierto con sedas finas; longitud: inferior a 15 mm.	Ama, Ant, Ara, Atl, Cun, Bol, Boy, Cal, Cas, Cau, Cho, Gua, Gua, Hui, Met, Put, Ris, SAP, San, Suc, Tol, Val, Vau, Qui.
	<i>Phaenonotum</i> Sharp, 1882	Meso y metaventrito fusionado medialmente en una quilla común que separa más o menos las cavidades mesocoxales.	Ara, Boy, Cho, SAP, Qui.
	<i>Derallus</i> Sharp, 1882	Cuerpo muy convexo, globular, comprimido lateralmente, negro, brillante; metaestreno con una carena central larga y sin excavación; tibias de las patas anteriores expandidas apicalmente.	Ama, Ara, Atl, Boy, Bol, Cho, Gua, San, Qui.
	<i>Hemiosus</i> Sharp, 1882	Mesoventrito con placa elevada; ventrito abdominal I con una carina medial y dos laterales; pubescencia del metafémur corta y densa; protarsos del macho con cinco tarsómeros.	Boy, Cal, Cas, Hui, Met, Tol, Val, Qui.
Hydraenidae	<i>Hydraena</i> Kugelnann, 1794 (Figura 26d)	Palpos maxilares muy largos, más que el pronoto; segmentos tres y cuatro de la antena a menudo subiguales en longitud, más cortos que el segmento dos.	Ama, Ant, Ara, Cun, Caq, Cas, Cau, Cho, Met, Ris, SAP, Suc, Val.
	<i>Gymnochthebius</i> Orchymont, 1943	Palpos maxilares más cortos o subiguales que el pronoto; la porción no esclerotizada del pronoto forma una proyección en la parte lateroanterior.	Val.
	<i>Ochthebius</i> Leach, 1815 (Figura 27k)	Palpos maxilares más cortos o subiguales que el pronoto; la porción no esclerotizada del pronoto no se proyecta y es trapezoidal.	Atl, Cun, Mag, Met.

Familia	Género	Morfología de adultos	Distribución*
Dryopidae	<i>Elmoparnus</i> Sharp, 1882 (Figura 26b)	Superficie dorsal brillante, con setas esparcidas e inconspicuas; antenas con nueve a diez segmentos; margen lateral del élitro con fosa pubescente.	Ant, Cau, Ris, Val.
	<i>Dryops</i> Olivier, 1791 (Figura 27e)	Élitros y pronoto con pubescencia notoriamente densa; pronoto con surco en el margen lateral (completo o no), en ocasiones acompañado con una carena.	Ant, Cal, Cas, Cho.
	<i>Helichus</i> Erichson, 1847	Artejo de antena II dilatado; puede encerrar parcialmente los antenómeros apicales; dorsalmente sin setas densas ni conspicuas.	Ant.
	<i>Pelonomus</i> Erichson, 1847	Artejo II de la antena no dilatado; dorso típicamente densamente pubescente, con setas conspicuas.	Ama, Ant, Boy.
Anthicidae	<i>Anthicus</i> Paykull, 1798	Similares a hormigas, cuerpo de lados casi paralelos y pronoto claramente más angosto que los élitros; surco en la parte posterior del pronoto que continúa ventralmente hasta terminar en una concavidad cerca a la coxa.	Gua.
	<i>Mecynotarsus</i> La Ferté-Sénéctère, 1849		Bol.
Epimetopidae	<i>Epimetopus</i> Lacordaire, 1854	Palpos maxilares más cortos que las antenas; antenas de nueve antenómeros, con maza de 7-9 que crece gradualmente; protórax transverso, estrechado en su base; élitros oblongos-ovalados, más anchos que el protórax en su base.	Ces.
Hydrochidae	<i>Hydrochus</i> Leach, 1817 (Figura 25d y 25n)	Ojos protruidos; cuarto segmento del palpo maxilar asimétrico; antena con siete antenómeros; élitros con filas de punteaduras ampliamente excavadas; pronoto angosto y de forma trapezoidal.	Ama, Ant, Ara, Boy, Cas, Cho, Gua, San, Vic.
Scirtidae	<i>Scirtes</i> Illiger, 1807	Metacoxas contiguas en todo el margen interno; base de los trocánteres de las patas posteriores separados por menos del diámetro de una de las bases.	Ama, Ara, Boy, Cal, Cas, Cau, Cho, Gua, Ris, San, Vic.

Familia	Género	Morfología de adultos	Distribución*
Scirtidae	<i>Ora</i> Clark, 1865	Margen interno de la metacoxa contiguo en la parte anterior y separado en la posterior; base de los trocánteres de las patas posteriores separados por una distancia mayor al diámetro de una de las bases.	Ama, Ara, Atl, Bol, Boy, Cal, Cho, Gua, Met, Put.
	<i>Prionocyphon</i> Redtenbacher, 1858	Escapo del doble de ancho que los demás antenómeros; tercer antenúmero claramente más corto que el segundo; la suma de la longitud del segundo y tercer antenúmero claramente más corta que el largo del cuarto.	Cho, Met, Ant, Tol, Gua.
	<i>Anticyphon</i> Ruta, 2016	Proceso central del mesoesternito con lados aproximadamente paralelos y terminación bilobulada; mesoesternito con una fosa para la recepción de la apófisis del proesternito; tamaño: > 4,2 mm.	San.
	<i>Contacyphon</i> Gozis, 1886	Proceso central del mesoesternito con lados convergentes en la parte posterior y terminación aguzada; mesoesternito sin fosa; tamaño: < 4 mm.	Ama, Cun, Gua, SAP.
Psephenidae	<i>Neoeubria</i> Shepard & Barr, 2014	Macho con antenas pectinadas, hembra con antenas aserradas; borde lateral del pronoto aserrado; parte lateroanterior del pronoto pronunciada; parte posterior de los ventritos lisa; uñas simples sin diente accesorio.	Ant, Ris.
	<i>Ectopria</i> LeConte, 1853	Macho con antenas aserradas, hembra con antenas filiformes o débilmente aserradas; borde lateral del pronoto liso; parte lateroanterior del pronoto redondeada; uñas bífidas o con diente accesorio al menos en la pata anterior.	Cal, Caq.
	<i>Pheneps</i> Darlington, 1936	Antena larga y filiforme: se extiende más allá del último tercio de la longitud del élitro; pro y mesotarsos con el primer tarso claramente más ancho y robusto que el resto.	Cau, Boy, Qui, San.

Familia	Género	Morfología de adultos	Distribución*
Psephenidae	<i>Psephenops</i> Grouvelle, 1898 (Figura 25ñ)	Carena del pronoto bien diferenciada; palpo maxilar corto con el último palpómero más largo que los restantes; tarsos ampliamente lobulados.	Ant, Ara, Cal, Caq, Cas, Cau, Cun, Gua, Met, Nar, NSn, Put, Qui, Ris, Tol, Val.
	<i>Psephenus</i> Halde- man, 1853	Tarsos 1-4 sin pubescencia marcada; setas cortas presentes; parte posterior y central de los dos primeros ventritos rectas.	San, Met, Caq, Cal, Vau, Ant, Cho.
Lutrochidae	<i>Lutrochus</i> Erichson, 1847 (Figura 25k)	Primeros dos segmentos de la antena diferenciados del resto; cuerpo robusto, pubescente y oscuro; cabeza hipognata parcialmente observable en vista dorsal; élitros con pequeñas punteaduras dispuestas de forma densa; tamaño: 3-6 mm.	Cal, Caq, Cau, Cho, Gua, Hui, Ris, Vca.
Limnichidae	<i>Throscinus</i> LeCon- te, 1874	Cuerpo ovalado y alargado, con pubescencia densa y corta; cabeza protegida por un lóbulo del prosterno; protórax más ancho que largo, estrechándose desde la base; escutelo grande y triangular.	Atl.
	<i>Physemus</i> LeConte, 1854	Antenas delgadas en maza; maza recibida en la fosa superior en el ángulo anterior del tórax.	Val, Atl.
	<i>Limnichoderus</i> Casey, 1889	Abdomen sin punteaduras; cada élitro con una subapical y dos parches submedianos laterales indefinidos de pubescencia más pálida.	Boy, Cho, Mag.
	<i>Corrinea</i> Wooldrid- ge, 1980	Frente con gran fovea abierta en los extremos de la sutura epistomal; segmento antenal basal claramente visible desde el frente.	Ara, Cal, Cas, Cau, Mag.
	<i>Eulimnichus</i> Casey, 1889 (Figura 26l)	Frente sin fovea abierta en los extremos de la sutura epistomal, a lo sumo con pequeñas muescas triangulares; segmentos basales antenales no visibles completamente de frente.	Cal, Cau, Cho, Gua, Hui.
	<i>Byrrhinus</i> Mots- chulsky, 1858	Pronoto liso, sin punteaduras o tubérculos; margen lateral del pronoto en ocasiones finamente crenulado; élitros y pronoto ampliamente bisinuados.	Mag, Met.

Familia	Género	Morfología de adultos	Distribución*
Limmichidae	<i>Phalacrichus</i> Sharp, 1902	Pubescencia fina y corta; pronoto sulcado; palpos con el artejo final más grande.	Met.
Staphylinidae	<i>Aleodorus</i> Say, 1833	Puntuación elitral más densa cerca del escutelo; proceso mesosternal corto y agudo, sin extenderse entre las cavidades mesocoxales; escutelo con una impresión media y lisa en la mayoría de las especies.	Val.
	<i>Edaphus</i> Motschulsky, 1857	Cabeza con una impresión transversa profunda o con un par de impresiones entre los ojos.	Cun.
	<i>Eleusis</i> Laporte, 1835	Pronoto más ancho que largo, con los lados subparalelos en no más de la mitad anterior, con o sin microescultura estriada, y más o menos brillante o lustroso.	Val.
	<i>Osorius</i> Guérin-Ménéville, 1829	Fórmula tarsal 5-5-5; pronoto por lo general con punteadura profunda, esparcida o densa; tamaño: 3-15 mm.	Val.
	<i>Bledius</i> Leach, 1819	Antena geniculada; escapo más de tres veces el largo del pedicelo.	Nar.
	<i>Trogactus</i> Sharp, 1887	Antena alongada; antenómeros 4-8 más de tres veces largos que anchos; si el pronoto presenta impresiones, nunca son en herradura.	Val.
	<i>Thinodromus</i> Kraatz, 1857	Antena capitada o incremada; antenómeros 4-8 con largo ligeramente mayor que el ancho; pronoto con una impresión notoria en la parte posterior en herradura.	Cun, Cal, Cas, Gua, Tol, Val.
	<i>Carpelimus</i> Leach, 1819	Labro dividido longitudinalmente por una línea clara en la mitad; tarsos con primeros dos tarsitos comprimidos (en ocasiones parece uno solo).	Cun, Cal, Cho, Gua, Hui, Met, Put, Suc, Tol.
	<i>Parosus</i> Sharp, 1887	Labro no dividido; tarsos con primeros dos tarsitos no comprimidos, fácilmente diferenciables; parte anterior del labro con incisión redondeada profunda.	Val, Nar.

Familia	Género	Morfología de adultos	Distribución*
Staphylinidae	<i>Oxytelus</i> Gravenhorst, 1802	Escutelo con una impresión romboidal; parte posterior del primer ventrito con impresión sinuada; primer tarso más largo que el segundo.	Cun.
	<i>Anotylus</i> Thomson, 1859	Escutelo con una impresión en forma de trébol, la hoja central más alargada; parte posterior del primer ventrito con impresión recta; primer tarso de largo similar al segundo.	Cun, Cas, SAP, Val.
	<i>Apocellus</i> Erichson, 1839	Escutelo generalmente con impresión en forma de trébol y la hoja central más alargada; cabeza con nuca delgada, cerca de la mitad del ancho entre las sienes.	SLE.
	<i>Thinobius</i> Kiesenwetter, 1844	Escutelo pubescente; la parte posterior de los élitros deja ver las alas posteriores.	Cun, Cal, Hui.
	<i>Sciotrogus</i> Sharp, 1887	Escutelo glabro; parte posterior de los élitros truncada y cubre totalmente las alas posteriores.	Val, Qui.
	<i>Homaeotarsus</i> Hochhuth, 1851 (Figura 25j)	Los lados no convergen gradualmente, pero forman los ángulos posteriores ampliamente redondeados antes del cuello, que es ancho; lados de los élitros con carina epipleral oblicua.	Val.
	<i>Suniotrichus</i> Sharp, 1886	Segundo antenómero mucho más estrecho que el primero, casi de la misma anchura que el resto de los artejos, que son más o menos aplanados.	Val.
	<i>Acylophorus</i> Nordmann, 1837	Antenas geniculadas; primer artejo alargado, por lo general tan largo como los cuatro siguientes combinados; uñas protarsales más largas.	Hui, Val.
	<i>Chroaptomus</i> Sharp, 1885	Fosetas antenales grandes, separadas del margen anterior de la cabeza, cercanas o por detrás de una línea imaginaria entre los bordes frontales de los ojos.	Hui, NSn, Mag, Qui.

Familia	Género	Morfología de adultos	Distribución*
Staphylinidae	<i>Diachus</i> Erichson, 1840	Artejo apical del palpo maxilar pequeño y aciculado, menos de 1/4 de largo que el penúltimo artejo; cuello en su parte más estrecha menor a un tercio de la anchura de la cabeza.	Vic, Val, Met, Nar, Put, Cho, Ant, Vau, Ama.
	<i>Heterothops</i> Stephens, 1829	Artejo apical del palpo maxilar subulado, delgado y agudo, más corto que el penúltimo y, en la base, casi de la mitad de la anchura del ápice del penúltimo segmento.	Cun, Hui, Boy, NSn, Mag, Nar, Val.
	<i>Lissohypnus</i> Casey, 1906	Artejo apical del palpo maxilar más largo que el penúltimo y fusiforme; edeago con un par de parámetros largos y delgados, cada uno con una apófisis basal corta.	NSn, Vic, Val, Ris, Qui, Cun, Tol.
	<i>Lithocharodes</i> Sharp, 1876	Parte posterior de la metatibia con un ctenidio subapical y uno apical; pronoto más ancho en el tercio anterior, con los ángulos anteriores redondeados y conspicuos.	Bol, NSn, Qui.
	<i>Neobisnius</i> Ganglbauer, 1895	Artejo apical del palpo maxilar subulado; protibia con pocas espinas.	Cho, Val, Mag, Qui, Tol.
	<i>Neohypnus</i> Coiffait & Sáiz, 1964	Puntuación ocular cerca del margen interno de los ojos, distancia entre puntuaciones al menos tres veces la distancia que separa a cada puntuación ocular del margen interno del ojo.	Mag, Nar.
	<i>Oligotergus</i> Bierig, 1937	Antenómeros 7-10 alargados o cónicos; cabeza con frente y vértex con punteado solo esparcido, aunque con frecuencia con microescultura densa.	Ama, Mag, Caq, Put, Val, Vic, Vau, Gua, Cau, Met, Qui.
	<i>Paederomimus</i> Sharp, 1885	Prosterno en la parte anterior a las cavidades procoxales con una carina o elevación transversal que lo divide en dos regiones, generalmente de diferente textura.	Vic, Val, Hui, Mag, Ama, Put, Vau, Bol, Cho, Cau, Nar, Caq.
	<i>Philonthus</i> Stephens, 1829	Artejo apical del palpo maxilar más o menos fusiforme, por lo general más de 1,3 veces tan largo y casi tan ancho como el penúltimo; artejo apical del palpo labial al menos 1,5 veces más largo y nunca evidentemente más estrecho que el penúltimo.	Boy, Ces, Put, Val, Cun, Mag, Hui, Met, Vic, Vau, Ris.

Familia	Género	Morfología de adultos	Distribución*
Staphylinidae	<i>Quedius</i> Stephens, 1829	Parte central del pronoto con 1-2 puntuaciones a cada lado de la línea media, raramente ausentes; artejos antenales 4-11 con pubescencia densa corta y pocas sedas largas.	Cun, NSn, Mag, Bol, Boy, Hui, Put, Val, Ama, Nar.
	<i>Atanygnathus</i> Jakobson, 1909	Fórmula tarsal 5-4-4; palpos maxilares y labiales muy alargados.	Cal, Cas, SAP.
	<i>Stenus</i> Latreille, 1797 (Figura 25e)	Ojos prominentes; labro grande y transverso; ápice entero; cuarto artejo (apical) del palpo maxilar pequeño y subulado.	Ara, Boy, Cal, Cas, Cau, Ces, Cho, Cun, Gua, Gua, Mag, NSn, San, Tol, Val.
Ptilodactylidae	<i>Anchytarsus</i> Guérin-Ménéville, 1843	Proesterno abierto cerca de la coxa exponiendo los trocántinos; tarsos con uñas simples.	Ama, Ant, Boy, Cal, Caq, Cas, Cun, Cau, Gua, Mag, Met, Nar, Ris, San, Tol, Val.
	<i>Ptilodactyla</i> Illiger, 1807	Proesterno cerrado cerca de la coxa; tarsos con uñas bífidas o con un diente prominente accesorio en la base.	Cal, Cas, Cau, Qui, Ris, Val.
Hydroscaphidae	<i>Hydroscapha</i> LeConte, 1874	La metacoxa se expande a manera de placa y cubre el fémur posterior en su parte basal; trocánter de la pata posterior sin línea de espinas; terguito IV con pubescencia.	Cal, Caq, Gua, Hui, Put.

*Ama: Amazonas, Ara: Arauca, Atl: Atlántico, Ant: Antioquia, Bog: Bogotá, Bol: Bolívar, Boy: Boyacá, Cal: Caldas, Caq: Caquetá, Cas: Casanare, Cau: Cauca, Ces: Cesar, Cho: Chocó, Cor: Córdoba, Cun: Cundinamarca, Gua: Guaviare, Hui: Huila, LaG: La Guajira, Mag: Magdalena, Met: Meta, Nar: Nariño, NSn: Norte de Santander, Put: Putumayo, Qui: Quindío, Ris: Risaralda, San: Santander, SAP: San Andrés y Providencia, Suc: Sucre, Tol: Tolima, Val: Valle del Cauca, Vau: Vaupés, Vic: Vichada; SLE: sin localidad específica.

Otras familias con representantes acuáticos reportadas para el país corresponden a Sphaeriidae, Carabidae, Cantharidae, Ptilidae, Lampyridae, Scarabaeidae, Cneoglossidae, las cuales poseen ejemplares con al menos uno de los estadios asociado con el hábitat acuático (Laython, 2017). No se incluyeron en la tabla, aunque se mencionan para visualizar el potencial de futuros estudios que amplíen el conocimiento y corroboren la taxonomía de este gran orden de insectos en Colombia.

Anexo 3

Glosario de términos morfológicos para la interpretación de la clave taxonómica de familias y géneros (adaptado de Monteresino & Brewer, 2001).

Abdomen. Parte posterior de las tres divisiones principales del cuerpo de un insecto o tagmas.

Antenas. (pl. *antennae*) Primer par de apéndices, situado a cada lado de la cabeza; cumplen función sensorial. En el orden Coleóptera se conocen diferentes tipos (aserrada, capitada, filiforme, flabelada, geniculada o acodada, lamelada, entre otras).

Antenómero. Cada una de las subdivisiones de la antena.

Artejos. Cada uno de los segmentos que integran los apéndices articulados (patas, antenas, piezas bucales, tarsos, entre otros).

Atrio. (*atrium*; pl. *atria*). Cámara, especialmente una ubicada dentro de un sistema conductor tubular como el sistema traqueal.

Bíforo. (*biforous*). Que tiene dos aberturas; aplicado a espiráculos.

Clípeo. Área esclerosada de la cápsula cefálica ubicada entre la frente y el labro.

Coxa. (pl. *coxae*). Segmento basal de la pata; puede articularse con el pleurón o el esternón.

Cribado. Provisto de pequeños orificios.

Elitro. (*elytrum*; pl. *elytra*). Primer par de alas modificadas y endurecidas que protegen el ala trasera.

Escapo. Primer artejo de la antena.

Escutelo. (*scutellum*; pl. *scutelli*). Pieza triangular entre los élitros, visible o no según el grupo.

Esternito. (*sternite*). Arcada ventral de cada somito.

Falciforme. Largo y curvado en forma de hoz.

Fémur. (*femora*). Tercer segmento de la pata ubicado entre el trocánter y la tibia; generalmente es el segmento más largo.

Geniculada. Doblado abruptamente, en ángulo obtuso (con forma de codo).

Glabro/a. (*glabrous*). Liso, sin pelos y sin puntuaciones o estructuras tegumentarias.

Gula. Esclerito de la cara ventral de la cabeza, entre el submentón y el *foramen magnum*, rodeado lateralmente por las genas.

Labro. (*labrum*). Labio superior que cubre la base de las mandíbulas; pieza impar y anterior que se articula al clípeo.

Lacinia. (*laciniae*). Lóbulo interno de la maxila articulado al estipe y provisto de pelos o espinas.

Mala. Lóbulo único de la maxila que resulta de la fusión de galea y lacinia (o de la desaparición de uno de esos lóbulos).

Metacoxa. Segmento basal de la pata posterior por medio del cual esta se articula al tórax.

Metaesterno.

Metafémur. Tercer segmento de la pata posterior ubicado entre el trocánter y la tibia; generalmente es el segmento más largo.

Palpo labial. Apéndice sensorial, uniarticulado a tetrarticulado, del labio de los insectos que se origina en el palpígero.

Palpo maxilar. Apéndice sensorial que se origina de la porción laterodistal del estipe maxilar.

Pectinado/a. Con procesos laterales semejando los dientes de un peine.

Pigidio. (*pygidium*; pl. *pygidia*). Último segmento del abdomen; área no cubierta por élitros.

Procoxa. Segmento basal del primer par de patas.

Pronoto. Superficie dorsal del protórax (tergo).

Seta. Estructura desarrollada como extensión de la exocutícula.

Tarsómero. Subdivisión del tarso.

Tergito. Esclerito dorsal, especialmente cuando es un esclerito simple.

Trocánter. (*trochanter*). Segundo segmento de la pata situado entre la coxa y el fémur; a veces dividido, fusionado con el fémur o representado por un lóbulo en la parte proximal del fémur.

Urogonfo. Apéndice, generalmente par, que se origina en el margen posterior del terguito abdominal IX, articulado y móvil o no seccionado y fijo.

Ventrito. Esclerito anterior de la región esternal del abdomen de larvas.



Estuche de un tricóptero. Foto: Jorge E. García Melo.

Capítulo 7

Trichoptera de Colombia

*Giovany Guevara Cardona¹, Edison Jahir Duarte Ramos²,
Edwin Orlando López Delgado^{3,4}, Jesús Manuel Vásquez Ramos⁵
y Gladys Reinoso Flórez¹*

Resumen

El orden Trichoptera incluye a un grupo de insectos holometábolos conocidos comúnmente como tricópteros, frigáneas o *caddisflies*. Se caracterizan por tener dos pares de alas cubiertas de pelos finos y sedosos y por pasar por una fase larval acuática y una adulta aérea. Es un orden muy diverso, con más de 16000 especies conocidas en todo el mundo. Los tricópteros se encuentran en una gran variedad de hábitats acuáticos, desde ríos y quebradas hasta estanques y lagos. Las larvas son importantes en la dinámica trófica acuática, ya que se alimentan de materia orgánica en descomposición y son una fuente de alimento para otros organismos acuáticos y ribereños tanto vertebrados como invertebrados. Adicionalmente, son conocidos por sus habilidades para construir estructuras de seda, como estuches y redes, que utilizan para protegerse mientras se alimentan y desarrollan en el agua. La diversidad y abundancia de los

-
1. Grupo de Investigación en Zoología, Universidad del Tolima. gguevara@ut.edu.co; greinoso@ut.edu.co
 2. Dirección de Laboratorio e Innovación Ambiental, Corporación Autónoma Regional de Cundinamarca. eduarter@car.gov.co
 3. Grupo de estudios en biodiversidad (GEBIO), Universidad Industrial de Santander.
 4. Grupo de investigación en biotecnología y gestión ambiental iBGA, Universidad Industrial de Santander. eolopdiv@uis.edu.co
 5. Grupo de Investigación, Evaluación, Manejo y Conservación de Recursos Hidrobiológicos y Pesqueros (Girehpes), Museo de Historia Natural Unillanos, Facultad de Ciencias Básicas e Ingeniería, Universidad de los Llanos. jvasquez@unillanos.edu.co

tricópteros también pueden ser usadas como indicadores de la calidad del agua, pues en ecosistemas acuáticos saludables y bien equilibrados se espera una gran diversidad de especies y una abundancia significativa de larvas. En este capítulo se desarrolla una revisión bibliográfica acerca de la biología, ecología y taxonomía del orden Trichoptera. Además, se presentan claves de 15 familias y el reporte de 60 géneros que se pueden encontrar en el territorio colombiano, con énfasis en la distribución por departamento.

Palabras clave: ecosistema acuático, estuches, holometábolo, larva, pseudopatas.

Abstract

The order Trichoptera includes a group of holometabolous insects commonly known as caddisflies. They are characterized by having two pairs of wings covered with fine, silky hairs, and by having an aquatic larval phase and an aerial adult. It is a very diverse order, with more than 16,000 known species worldwide. Caddisflies are found in a wide variety of aquatic habitats, from rivers and streams to ponds and lakes. The larvae are important in aquatic trophic dynamics since they feed on decomposing organic matter and are a food source for other aquatic and riverine organisms, both vertebrates and invertebrates. Additionally, they are known for their abilities to construct silk structures, such as cases and nets, which they use to protect themselves while feeding and developing in the water. The diversity and abundance of caddisflies can also be used as an indicator of water quality; in healthy and well-balanced aquatic ecosystems, a high diversity of species and a significant abundance of larvae are expected. This chapter develops a bibliographic review about the biology, ecology and taxonomy of the order Trichoptera. In addition, a key is presented at the level of 15 families and 60 genera that can be found in the Colombian territory are reported, with emphasis on their distribution by department.

Keywords. Aquatic ecosystem, cases, holometabolous, larva, pseudolegs.

Introducción

El orden Trichoptera incluye uno de los grupos más diversos dentro de la clase Insecta, con más taxones conocidos que todos los demás órdenes de insectos enteramente acuáticos combinados (Ephemeroptera, Plecoptera, Odonata y Megaloptera). Actualmente está representado por más de 16 200 (~ 16 300) especies asociadas con 632 géneros (Morse et al., 2019; Thomas et al., 2020;

Morse, 2022). A nivel mundial, se han descrito representantes de 65 familias, de las cuales todas son acuáticas en los primeros estadios de desarrollo y solo el imago es terrestre (Springer, 2010; Pes et al., 2018). Sin embargo, el patrón evolutivo general de las familias de tricópteros se vuelve más claro a medida que se secuencian más genes de más taxones y los caracteres morfológicos se comprenden con mayor detalle (Morse et al., 2019; Thomas et al., 2020; Kilian et al., 2022; Thomson et al., 2022; Ge et al., 2023; Pauperio et al., 2023). Los tricópteros son comúnmente conocidos como frigáneas (*caddisflies*) y, dentro de los ecosistemas acuáticos, las larvas y pupas son uno de los componentes principales del ensamblaje de macroinvertebrados bentónicos (Holzenthal et al., 2007; 2015; Vásquez & Reinoso, 2012; Ríos-Touma et al., 2017). En Colombia, las familias de mayor abundancia y riqueza son Hydroptilidae, Leptoce-ridae e Hydropsychidae y son típicas en las colectas y monitoreos biológicos (Correa et al., 1981; Rincón, 1996; 1999; Muñoz-Quesada, 2000; 2004; Reinoso, 2001; Posada & Roldán, 2003; Roldán, 2003; Medellín et al., 2004; Guevara et al., 2005; 2007a/b/c; Mosquera et al., 2006, López, 2007; Forero, 2011; Vásquez & Reinoso, 2012; Duarte, 2014; Latorre et al., 2014; López et al., 2015; Serna et al., 2015; Granados y Batista, 2017; Mosquera, 2019; Duarte & Reinoso, 2020).

Los tricópteros presentan múltiples características que revisten su importancia a nivel taxonómico y ecológico. En su estado larval, son organismos de tamaño variable que se caracterizan por tener un par de apéndices de sujeción en el extremo caudal del abdomen, llamados pigopodos (propatas anales), que son “uñas” destinadas a la locomoción. Además, tienen la capacidad de fabricar seda con la que construyen refugios a partir de diversos sustratos, considerados por algunos autores como arquitectos bajo el agua (Wiggins, 2004, Springer, 2010, Hanson et al., 2010), característica que a nivel comercial es aprovechada en joyería, donde se emplean para fabricar piezas con piedras preciosas en intrincados diseños (Springer, 2010). Por otro lado, este grupo se considera bioindicador de la calidad del agua, por lo que, en general, los organismos se asocian a ambientes conservados o con bajos niveles de degradación por eventos naturales o antropogénicos (Medellín et al., 2004; Springer, 2010). Así mismo, su distribución en los cuerpos de agua obedece a condiciones físicas, químicas y de sustrato muy específicas, donde los ambientes oxigenados y con alta heterogeneidad espacial son los preferidos para su desarrollo (Posada & Roldán, 2008; Chakona et al., 2009; Springer, 2010).

La taxonomía de este grupo es relativamente estable y los cambios en la nomenclatura más evidentes se dan a nivel de género, donde algunos de ellos se han sinonimizado. La mayor parte de las investigaciones se han enfocado en

sus estados larvales, algunos de los cuales son prácticamente indistinguibles entre sí, como ocurre, por ejemplo, dentro de las familias Xiphocentronidae, Glossosomatidae e Hydroptilidae (Pes et al., 2019; Thomson, 2023). Por otro lado, al existir cambios notorios entre sus etapas de larva y adulto, en cuanto a morfología y hábitat, se desconoce gran parte de sus ciclos de vida o dinámica poblacional, e incluso para algunos géneros se desconoce la larva o el adulto (Guevara, 2004; Holzenthal et al., 2007; Blahnik & Holzenthal, 2008; Domínguez & Fernández, 2009; Holzenthal & Calor, 2017; Pes et al., 2018).

La información sobre el orden Trichoptera en Colombia es abundante y como grupo es relativamente bien conocido, especialmente a nivel de género en estado de larvas. Se reportan para Colombia 15 familias y 60 géneros (Muñoz-Quesada, 2000; 2004; Duarte & Reinoso, Flórez 2020; Vásquez Ramos et al., 2020). En el **anexo 1** se muestran las características principales de cada género y su hábitat preferido en estado larval (Flint, 1991; Flint et al., 1999; Muñoz-Quesada, 2000, Reinoso, 2001, Posada & Roldán, 2003; Roldán, 2003; Guevara Cardona, 2004; Medellín et al., 2004; Mosquera et al., 2006; López, 2007; De Moor & Ivanov, 2008; Domínguez & Fernández, 2009; Rodríguez, 2010; Vásquez et al., 2010; 2013; 2014; Forero, 2011; Vásquez & Reinoso, 2012; Duarte, 2014; 2019; Latorre et al., 2014; Holzenthal et al., 2015; López et al., 2015; Serna et al., 2015; Gutiérrez et al., 2016; Mosquera et al., 2016; CRQ, 2017; Galeano et al., 2017; Holzenthal & Calor, 2017; Motta et al., 2017; Mey & Ospina, 2018; Pes et al., 2018; Lasso et al., 2019; Mosquera, 2019; Piñeros, 2019; Morse et al., 2019; Córdoba et al., 2020; Duarte & Reinoso, 2020; González et al., 2020; 2022; Oliveros-Villanueva et al., 2020; Orrego et al., 2020; Vásquez et al., 2020; García & Hoyos, 2021; Morse, 2022; Tolosa, 2022). Solo se incluyeron los géneros con soporte bibliográfico y que registran especímenes en una colección biológica. Otros géneros reportados para el país son *Flintiella* y *Bredinia* de la familia Hydroptilidae; *Barypenthus* de Odontoceridae; *Annitella*, *Nemotaulius* y *Psychoglypha* de Limnephilidae; y *Rhyacophila* de Rhyacophilidae (GBIF, 2023); sin embargo, al no tener un soporte verificable, no se incluyen en esta lista. Por otro lado, hasta ahora el género comúnmente reportado como *Ceratotrachia* (Hydroptilidae) corresponde al género *Betrichia* (Vásquez et al., 2020).

Para la mayoría de los taxones reportados se conocen los estadios larvales y adultos, aunque para los géneros *Centromacronema* Ulmer, 1905; *Pseudomacronema* Ulmer, 1906; *Chimarrhodella* Lestage, 1925; *Nyctiophylax* Brauer, 1865; *Achoropsyche* Holzenthal, 1984; *Amphoropsyche* Holzenthal, 1985; *Notalina* Mosely, 1936; *Setodes* Rambur, 1842; y *Cnodocentron* Schmid, 1982 se desconocen

sus estadios larvales y han sido reportados únicamente en estado adulto (Muñoz-Quesada, 2000; 2004; Domínguez & Fernández, 2007; Holzenthal & Calor, 2017; Pes et al., 2018; Mosquera, 2019; Morse, 2022).

Aspectos biológicos

Ciclo de vida

Los tricópteros son organismos de metamorfosis compleja (holometábolos) con cuatro fases de desarrollo: huevo, larva, pupa (acuáticas) y adulto (terrestre) (Wiggins 2004). La duración de cada etapa es muy variable. La más prolongada es el estado larval, que puede extenderse desde meses hasta años (Holzenthal et al., 2015), dependiendo del hábitat donde se desarrollen. En la pupa y el adulto, estos periodos suelen ser cortos e ir de semanas a pocos meses (Springer, 2010; Holzenthal et al., 2015). En el trópico estos organismos son multivoltinos, o sea que presentan varias generaciones a lo largo del año y la emergencia suele ser crepuscular. Son insectos de reproducción sexual y el apareamiento ocurre en la vegetación ribereña, mientras que la ovoposición tiene lugar en el agua (Domínguez & Fernández, 2009; Hanson et al., 2010). Presentan respiración cutánea e hidropneústica, por medio de traqueobranquias que se encargan del intercambio gaseoso y que se ubican en varias zonas del abdomen, principalmente en la línea ventral, donde pueden ser simples o ramificadas. Las larvas requieren aguas bien oxigenadas, por lo que prefieren fijar sus redes en zonas de corriente fuerte, donde se produce un flujo continuo de oxígeno (Holzenthal et al., 2015).

Morfología

HUEVO. Se registra poca información acerca de ellos a nivel neotropical y de Colombia. Generalmente son de forma ovalada a esférica, de coloración blanca o transparente y de tamaños que van hasta los 0,6 mm aproximadamente. Usualmente las hembras los depositan en los bordes de los cuerpos de agua en una matriz gelatinosa, que es un compuesto polisacárido llamado espu-malina que se secreta al finalizar la ovoposición (Holzenthal et al., 2015).

LARVA. Son campodeiformes (estructuras bien esclerotizadas, aplanadas dorsoventralmente y con patas largas) y su tamaño es variable, entre 2 y 30 mm, su cuerpo es blando con diferentes grados de esclerotización, principalmente en la cabeza y el tórax. Presentan propatas anales, llamadas pigopodos, con uñas bien desarrolladas y especializadas para la sujeción (Springer, 2010; Holzenthal et al., 2015) (**Figura 1, Anexo 2**).

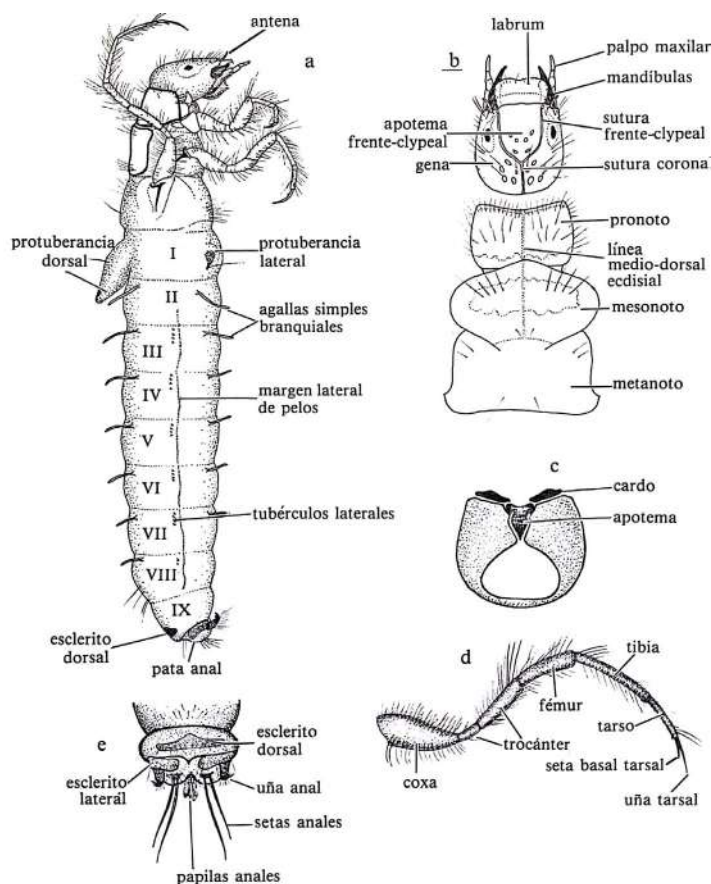


Figura 1. Morfología de las larvas de Trichoptera. Fuente: Roldán (1988 [1996]).

Los detalles morfológicos y descripciones asociados con esta figura, de la 3–6, y 8–20, se pueden confirmar en Roldán (1988, 1996)

CABEZA. La cabeza siempre se encuentra bien desarrollada y completamente esclerotizada; se conforma por cuatro escleritos, dos parietales y dos apotemas, el frontoclypeal y el ventral. En ellos se ubican las antenas que a menudo son reducidas o rudimentarias, y un par de ojos compuestos, sin ocelos. Las piezas bucales son de tipo masticador, con un labro ancho membranoso o esclerotizado, mandíbulas desarrolladas con o sin dientes y las maxilas y el labio fusionados. Presentan una glándula de seda en el labio, la cual emplean para fabricar sus estuches y capullos (Springer, 2010; Holzenthal et al., 2015).

TÓRAX. Este se encuentra dividido en tres segmentos claramente diferenciados (pronoto, mesonoto y metanoto), donde se insertan las patas; el pronoto

siempre se encuentra esclerotizado, a diferencia del meso y el metanoto, que pueden ser membranosos o con grados variables de esclerotización. Cada pata se conforma por seis segmentos (coxa, trocánter, fémur, tibia, tarso y uña), aunque en algunas familias se pueden presentar algunas modificaciones. Generalmente las patas protorácicas son más cortas y son empleadas para la elaboración de los estuches, mientras que las demás se utilizan para la locomoción (Springer, 2010; Holzenthal et al., 2015).

ABDOMEN. Es largo y membranoso, con diez segmentos diferenciados, y en él se ubican las traqueobranquias, que pueden ser simples o ramificadas, dependiendo de la familia. En la mayoría de los casos, el abdomen está comprimido dorsoventralmente. En algunos taxones se pueden presentar escleritos en diferentes zonas del abdomen, además que puede o no estar cubierto de pelos y setas. El último segmento abdominal termina con un par de propatas anales (pigopodos), provistas de uñas, de formas variables, fuertemente desarrolladas o muy reducidas (Springer, 2010; Holzenthal et al., 2015).

ESTUCHES. Una particularidad importante de este grupo es la construcción de estuches (casas, refugios) de seda y materiales del lecho acuático, que pueden ser fijos o portátiles, con una arquitectura variada que incluye espirales, embudos y redes, entre otras formas y tamaños. La función de estas estructuras es proporcionar refugio, alimentación y, en algunos casos, permite obtener oxígeno. Las formas y materiales de construcción pueden variar incluso a nivel de especie (Wiggins, 2004; Guevara et al., 2007b; Holzenthal et al., 2015) **(Anexo 4).**

PUPA. En esta etapa son de tipo exarata, donde todas sus partes externas son libres y se pueden reconocer fácilmente. Las larvas empupan en lugares fijos, a menudo en estuches o capullos de seda, que les sirven como refugios protectores y estructuras de adhesión a los sustratos. Una vez iniciado el proceso de pupación, la larva adopta una postura estática. Continuando la metamorfosis, las antenas se alargan y se posicionan al lado del tórax y el abdomen; presentan mandíbulas décticas, largas y afiladas que usan para salir del capullo pupal. El tórax no presenta mayores cambios y en el abdomen se ubican los restos de las branquias (Springer, 2010; Holzenthal et al., 2015).

ADULTO. Son alados y terrestres, de coloración críptica, muy similares a las polillas. Se caracterizan principalmente por presentar alas membranosas cubiertas de “pelos”, largas antenas filiformes, palpos maxilares y labiales alargados y patas con espinas tibiales. Son de hábitos nocturnos (algunos pocos, crepusculares o diurnos) y habitan en la vegetación aledaña a los cursos de

agua. Tienen fototropismo negativo y son de vida corta (Springer, 2010; Holzenthal et al., 2015).

Aspectos ecológicos

Las larvas de tricópteros se caracterizan por su amplio rango de especialización ecológica, lo que se evidencia en su alta abundancia y diversidad de especies en ecosistemas lóticos y lénticos (Angrisano & Sganga, 2009), por lo que son importantes en el procesamiento de nutrientes y transferencia de energía (Pes et al., 2018; Morse et al., 2019). Su especialización ecológica implica variedad de hábitats y de tipos y formas de estuches larvales, así como de estrategias de alimentación (Morse, 2009; Springer, 2010; Holzenthal & Calor, 2017). Los hábitats que pueden colonizar generalmente implican aguas muy frescas, limpias y oxigenadas, donde sus poblaciones alcanzan la mayor densidad, aunque algunos géneros y especies pueden colonizar aguas con variado grado de contaminación. Por esta razón, son usados como bioindicadores de la calidad del agua, lo que permite que entidades ambientales y tomadores de decisiones tomen acciones para reducir los tensores ambientales contaminantes (Morse et al., 2019).

Los hábitos de los tricópteros son muy variados: en su mayoría son bentónicos, aunque pueden existir algunas formas de vida libre nectónicas. Dentro de su locomoción se reporta que la mayoría son agarradores (*clingers*) y se adhieren a los sustratos por medio de estuches, redes y los pigopodos (Holzenthal, 2009; Hanson et al., 2010; Merritt et al., 2019). En este grupo se pueden encontrar a la mayoría de las familias registradas para Colombia. Por otro lado, algunas familias, como Ecnomidae, Leptoceridae, Hydrobiosidae, Limnephilidae y Calamoceratidae, tienen una alta variabilidad en su hábito de locomoción, de modo que existen géneros facultativos que pueden ser nadadores (*swimmers*), reptadores (*sprawlers*) y trepadores (*climbers*) (Hanson et al., 2010; Holzenthal et al., 2015; Merritt et al., 2019). Las estrategias de alimentación de las larvas también son variadas y se pueden agrupar en tres grandes categorías con varias subdivisiones: depredadoras (engullidoras, perforadoras y carroñeras); herbívoras (raspadoras, trozadoras, masticadoras) y detritívoras (tritadora, colectoras-recolectoras, colectoras-filtradoras), aunque pueden ser de un mecanismo trófico obligado o facultativo, y, por lo general, la mayoría son omnívoras (Cummins, 1973; Wiggins, 2004; Poff et al., 2006; Tomanova et al., 2006; Reynaga, 2009; Guzmán-Soto & Tamaris, 2014; Holzenthal et al., 2015; Merritt et al., 2019). Los adultos, al no poseer mandíbulas, se alimentan de líquidos o néctar (Springer, 2010).

En el **anexo 3** se relacionan los hábitos de locomoción y alimentarios reportados por varios autores (Wiggins, 2004; Hanson et al., 2010; Holzenthal et al., 2015; Merritt et al., 2019), con aplicación a las larvas de tricópteros encontradas en Colombia. Sobre otros aspectos de historia de vida se conoce muy bien acerca de unas pocas especies, ya que en el país la mayoría de las investigaciones han incluido principalmente larvas. Los tricópteros pueden ser univoltinos (zona templada) o multivoltinos (zona tropical) y algunos pocos grupos exhiben generaciones cada dos o tres años. Los ciclos de vida largos se presentan en las altas latitudes, mientras que los ciclos más cortos se registran cerca al ecuador (Morse, 2009). Los periodos de emergencia de adultos en la zona templada ocurren mayoritariamente en verano (Morse, 2009), mientras que, en la región neotropical, estos se pueden presentar varias veces al año y solapar varias generaciones de larvas (Springer, 2010).

Varios estudios taxonómicos y ecológicos sobre larvas del orden Trichoptera demuestran su amplia distribución en la región Andina y abarcan diversidad de ecosistemas terrestres a nivel altitudinal y espacial (Muñoz-Quesada, 2000; 2004; Vásquez, 2012; Ríos-Touma et al., 2017; 2022; Oliveros-Villanueva et al., 2020; González-Vargas & García-García, 2021; Barrera-Herrera et al., 2023; Tamaris-Turizo et al., 2023), donde las familias con mayor riqueza y distribución son Hydropsychidae, Leptoceridae e Hydroptilidae (Roldán, 2016). Por ejemplo, se han realizado estudios sobre los efectos de tensores ambientales y la respuesta taxonómica (Vásquez et al., 2010; 2013; 2014; Serna et al., 2015; Duarte & Reinoso, 2020), funcional y morfológica (Álvarez-Soraca et al., 2017) y en la abundancia de larvas de tricópteros (Mosquera et al., 2006).

Bioindicación

El orden Trichoptera presenta un gran potencial de bioindicación, ya que a menudo son conocidos como buenos o excelentes indicadores de la salud de los ecosistemas acuáticos (Ríos-Touma et al., 2017). Es un grupo diverso de insectos acuáticos que juegan un papel crucial en la evaluación y monitoreo de la calidad de los ecosistemas dulceacuícolas (Quintero & Rojas, 1987; Medellín et al., 2004; Roldán & Ramírez, 2022), debido a su sensibilidad a los cambios en la calidad del agua y su respuesta a diversos factores ambientales de ecosistemas lóticos y lenticos (Springer, 2006; Roldán & Ramírez, 2022; Montoya, 2023).

Las larvas de tricópteros son sensibles a la contaminación y la alteración del hábitat, ya que construyen refugios (estuches) portátiles utilizando materiales disponibles en el entorno acuático (Ramírez & Osorio, 2005; Springer;

2006; Guevara et al., 2007b), de manera que cambios en el aporte de restos vegetales alóctonos, el tamaño del sustrato o la tasa de sedimentación los afectan directamente. La presencia o ausencia de ciertos taxones indica la calidad general del agua, estrés ambiental —ocasionado por las alteraciones en el hábitat—, así como degradación del lecho del río, sedimentación y reducción del flujo de agua. Estas condiciones pueden afectar la diversidad y abundancia de estos invertebrados, acarrear cambios estacionales en la composición e informar del ciclo natural del ecosistema (Ramírez et al., 2010; Encalada et al., 2014), dado que tienen ciclos de vida relativamente cortos.

La presencia, abundancia y diversidad de tricópteros en un ecosistema acuático y su estudio a lo largo del tiempo proporciona información valiosa sobre tendencias en la calidad del agua y la salud del ecosistema (Roldán, 2003; Gutiérrez et al., 2005, Roldán & Ramírez, 2006; Pramono & Olafsson, 2017). En este sentido, los tricópteros actúan como bioindicadores de buena a excelente calidad del agua por su baja tolerancia a la contaminación, ya que algunas especies son muy sensibles a ella y solo se encuentran en ambientes conservados, mientras que otras pueden sobrevivir en aguas más deterioradas (Roldán & Ramírez, 2008; Ríos-Touma et al., 2017; 2022).

La inclusión de los tricópteros en estudios de calidad de agua ha seguido la tradición de adaptar o proponer varios índices de aplicación global o en la región neotropical, a nivel de orden o familia, entre ellos: el Ephemeroptera, Plecoptera y Trichoptera (EPT), el Biological Monitoring Working Party (BMWP), el Andean Biological INDEX (ABI), y el índice de calidad ecológica con base en macroinvertebrados acuáticos para la cuenca del río Negro (ICERN-MAE). Sin embargo, aunque algunos de estos índices pueden ser bastante útiles para detectar el deterioro general de los sistemas dulciacuícolas, los límites entre las clases de calidad del agua y la categoría taxonómica (orden, familia, género) deben ser definidos independientemente para cada cuenca, debido a que tanto las condiciones de referencia como las presiones por los usos del suelo son diferentes (Quintero & Rojas, 1987; Roldán, 2003; 2016; 2020; Guevara et al., 2007c; Zúñiga & Cardona, 2009; Forero et al., 2014; Ríos-Touma et al., 2014; Jaimes-Contreras & Granados-Martínez, 2016; López-Giraldo et al., 2023).

Distribución geográfica

Los tricópteros se distribuyen en todos los continentes, excepto en la Antártida (Morse et al., 2019). Mundialmente se registran ~16 300 especies distribuidas en

63 familias y 632 géneros (Morse, 2022). El Neotrópico cuenta con 3353 especies, distribuidas en 26 familias y 160 géneros (Pes et al., 2018), y para Colombia se reportan 165 especies, distribuidas en 15 familias y 60 géneros, incluidos reportes de larvas y adultos (Flint, 1991; Flint et al., 1999; Muñoz-Quesada, 2000; 2004; Reinoso, 2001; Posada & Roldán, 2003; Roldán, 2003; Guevara, 2004; Medellín et al., 2004; Guevara et al., 2005; Mosquera et al., 2006; López, 2007; De Moor & Ivanov, 2008; Domínguez & Fernández, 2009; Forero, 2011; Vásquez & Reinoso, 2012; Vásquez et al., 2010; 2013; 2014; Duarte, 2014; 2019; Latorre et al., 2014; Holzenthal et al., 2015; López et al., 2015; Serna et al., 2015; Granados & Montoya, 2017; Holzenthal & Calor, 2017; Pes et al., 2018; Lasso et al., 2019; Mosquera, 2019; Morse et al., 2019; Córdoba et al., 2020; Duarte & Reinoso, 2020; Oliveros-Villanueva et al., 2020; Vásquez et al., 2020; Morse, 2022). Se espera que el número de especies se incremente con los estudios y avances en técnicas ómicas recientes, ya que se estima que solo conocemos cerca del 30 % de las especies potenciales que ocurren en el norte de Sudamérica: Venezuela, Colombia, Ecuador, Perú (Ríos-Touma et al., 2017).

Existen reportes de tricópteros en todo el territorio colombiano. Sin embargo, para algunos lugares es poca la información que se registra y se desconoce la extensión total de la cobertura taxonómica del orden. De este modo, los datos obtenidos del Sistema de Información de la Biodiversidad de Colombia (SIB Colombia; GBIF, 2023) y según la recopilación bibliográfica mencionada al final, los departamentos con mayor número de géneros registrados son: Antioquia y Tolima, con más de 40 géneros, seguidos por Santander, Caldas, Meta, Boyacá, Cundinamarca y Caquetá, con riquezas superiores a 30 géneros, lo que indica una alta representación del orden. En contraste, Atlántico, Casanare, Cesar, Córdoba, Guainía, Norte de Santander, San Andrés, Sucre y Vaupés tienen un bajo número de registros (inferior a 10 géneros). Los estudios sobre larvas y adultos de Trichoptera han sido más persistentes en la región Andina; sin embargo, aún falta mucho por conocer acerca de aspectos biológicos, ecológicos, taxonómicos y de distribución en las regiones Pacífico, Orinoquia, Amazonia y Caribe (**Figura 2**). No obstante, en varias áreas del país, los tricópteros siguen poco estudiados, debido a la falta de experiencia taxonómica sobre el grupo, principalmente en el trabajo con adultos.

Bibliografía relevante

Correa et al., 1981; Quintero & Rojas, 1987; Flint, 1991; Rincón, 1996; 1999; Flint et al., 1999; Muñoz-Quesada, 2000; 2004; Reinoso, 2001; Posada & Roldán, 2003; Roldán, 2003; Guevara, 2004; Medellín et al., 2004; Guevara et al.,

2005; 2007a/b/c; Mosquera et al., 2006; Springer, 2006; 2010; López, 2007; De Moor & Ivanov, 2008; Domínguez & Fernández, 2009; Rodríguez, 2010; Vásquez, et al., 2010; 2013; 2014; Forero, 2011; Vásquez & Reinoso, 2012; Duarte, 2014; 2019; Latorre et al., 2014; Holzenthal et al., 2015; López et al., 2015; Serna et al., 2015; Gutiérrez et al., 2016; Mosquera et al., 2016; Galeano et al., 2017; Granados y Montoya, 2017; Holzenthal & Calor, 2017; Motta et al., 2017; Mey & Ospina, 2018; Pes et al., 2018; 2019; Lasso et al., 2019; Mosquera, 2019; Piñeros, 2019; Morse et al., 2019; Duarte & Reinoso, 2020; Córdoba et al., 2020; González et al., 2020; 2022; Oliveros-Villanueva et al., 2020; Orrego et al., 2020; Vásquez, et al., 2020; García & Hoyos, 2021; Morse, 2022; Tolosa, 2022; Thompson, 2023.

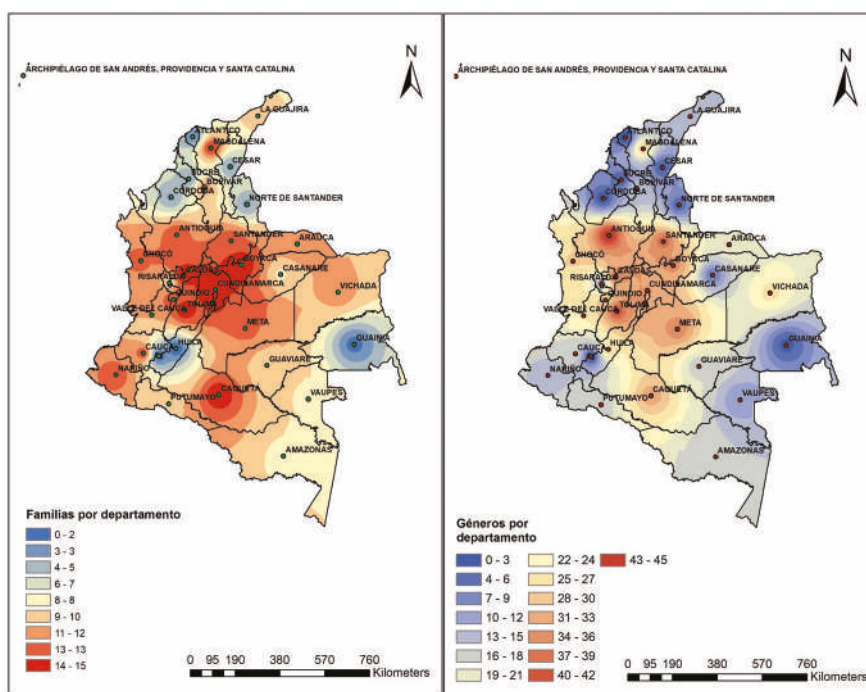


Figura 2. Distribución geográfica de las familias y géneros del orden Trichoptera en Colombia.

Aspectos taxonómicos

La diagnosis de las larvas se basa principalmente en el grado de esclerotización del tórax, forma y tipo de branquias, forma de los pigopodos y forma y variación de los segmentos en las patas (Rincón, 1999). Además, los refugios

que construyen tienen importancia taxonómica, ya que son particulares de cada género (Roldán, 1988; Muñoz-Quesada, 2004; Wiggins, 2004). Se reconocen tres subórdenes: Annulipalpia, Integripalpia y Spicipalpia (Pes et al., 2018).

Suborden Annulipalpia

Las larvas presentan propatas anales bien desarrolladas, que les permiten una mayor movilidad, y además construyen refugios adheridos al sustrato. Los adultos presentan palpos maxilares largos y anillados. Dentro de este grupo están incluidas las familias Ecnomidae, Hydropsychidae, Philopotamidae, Polycentropodidae y Xiphocentronidae (Springer, 2006; Angrisano & Sganga, 2009; Holzenthal et al., 2015).

ECNOMIDAE. Se caracterizan por poseer una cabeza alargada con carenas, el tórax se encuentra esclerotizado en sus tres segmentos, presenta el trocánter en forma de remo y unas uñas anales bien desarrolladas. Los adultos no presentan ocelos, poseen varios tubérculos pilosos redondeados en el mesoescudo y mesoescutelo (Domínguez & Fernández, 2009). Para Colombia se reporta únicamente el género *Austrotinodes* Flint, 1967.

HYDROPSYCHIDAE. Las larvas tienen los tres segmentos torácicos completamente esclerotizados, las branquias abdominales ramificadas y penachos de setas adyacentes a las uñas anales. Los refugios son fijos, con aberturas que funcionan como red de filtración, de algas o detritos, de los que se alimentan (Wiggins, 2004). Los adultos son de color opaco, algunas veces verdes, y miden de 5 a 25 mm; carecen de ocelos, las antenas son muy largas, los palpos maxilares son de cinco segmentos, siendo el último más largo y delgado, y las uñas posteriores son más anchas que las anteriores (Angrisano & Sganga, 2009). Para Colombia se reportan los géneros *Blepharopus* Holzenthal, 1997; *Centromacronema* Navas, 1916; *Leptonema* Muller, 1880; *Macronema* Schmid, 1955; *Macrostemum* Mosely, 1954; *Pseudomacronema* Mosely, 1937; *Smicridea* Ulmer, 1906; y *Synoestropsis* Banks, 1904.

PHILOPOTAMIDAE. Las larvas presentan escleritos de una tonalidad naranja o amarilla, solo el pronoto está esclerotizado, el labro es membranoso en forma de T, no posee branquias abdominales y fabrican largas redes tubulares que usan para coleccionar detritos (Wiggins, 2004). Los adultos son oscuros, miden entre 5 y 10 mm y presentan ocelos; los palpos maxilares son de cinco segmentos y en el segundo poseen un cepillo apical de setas (Angrisano & Sganga, 2009). Para Colombia se reportan los géneros *Chimarra* Siebold, 1856;

Dolophilodes Ulmer, 1909; *Chimarrhodella* Banks, 1905; y *Wormaldia* Kolenati, 1859.

POLYCENTROPODIDAE. Las larvas presentan cabeza esclerotizada con varios puntos oscuros en la parte posterior; el pronoto se encuentra esclerotizado y el meso y metanoto son membranosos; no presenta branquias y poseen fuertes uñas anales, bien desarrolladas. Los adultos carecen de ocelos y tienen un par de lóbulos pilosos en el mesoescudo (Domínguez & Fernández, 2009). Para Colombia se reportan los géneros *Cernotina* Ross, 1938; *Cyrnellus* Ulmer, 1905; *Nyctiophylax* Guérin-Meneville, 1843; *Polycentropus* Pictet, 1836; y *Polypsectropus* Kolenati, 1859.

XIPHOCENTRONIDAE. Larvas con cabeza y pronoto esclerotizado, la tibia y el tarso están fusionados, presenta un labio muy largo que se proyecta hacia afuera de la cabeza. Los adultos no presentan ocelos, la fórmula de espinas tibiales es 2-4-4 y 2-4-3 (Domínguez & Fernández, 2009). Para Colombia se reportan los géneros *Cnodocentron* Ulmer, 1906; y *Xiphocentron* McLachlan, 1871.

Suborden Integripalpia

Incluye las familias que construyen casas portátiles que fabrican a partir de detritos orgánicos. Las larvas son cilíndricas, con propatas anales reducidas y laterales que perdieron la función locomotora (Holzenthal et al., 2015). Dentro de este grupo están incluidas las familias Anomalopsychidae, Atriplectididae, Calamoceratidae, Helicopsychidae, Hydroptilidae, Leptoceridae, Limnephilidae y Odontoceridae.

ANOMALOPSYCHIDAE. Se caracteriza por presentar el pronoto alargado; la cabeza y los tres segmentos del tórax se encuentran completamente esclerotizados y en la cabeza hay dos carenas semicirculares que recorren el clípeo y el área occipital. Adultos con tres ocelos. Palpos maxilares de cuatro artículos en los machos y cinco en las hembras; palpo labial del macho de la misma longitud que el maxilar; en la hembra el labial es más corto que el maxilar (Domínguez & Fernández, 2009). Para Colombia se reporta únicamente el género *Contulma* Ulmer, 1905.

ATRIPECTIDIDAE. Las larvas presentan un alargamiento del protórax, que es delgado y se compone de tres escleritos dorsales; el mesonoto es membranoso en la parte anterior y esclerotizado en la posterior; el metanoto es grande y ancho con un esclerito dorsal; las patas meso y metatorácicas son más largas

que las protorácicas y presentan modificaciones en sus segmentos. Adultos sin ocelos, con palpos maxilares de cinco segmentos y tubérculos pilosos en el pronoto, de espinas tibiales 2-4-4 (Domínguez & Fernández, 2009). Para Colombia se reporta únicamente el género *Neotriplectides* Flint, 1964.

CALAMOCERATIDAE. Las larvas poseen una prolongación en el margen anterior del pronoto que forma un contorno alrededor de la cabeza; el labro muestra una hilera transversal de pelos; el cuerpo tiene un aplanamiento ventrolateral. Los adultos son de colores oscuros, uniformes o con manchas, sin ocelos, con antenas más largas que las alas anteriores y alas triangulares y anchas. El mesoescudo tiene hileras de tubérculos con pelos a cada lado de la línea media, el mesoescutelo es rectangular, sin tubérculos (Domínguez & Fernández, 2009). Para Colombia se reportan los géneros *Banyallarga* Flint, 1970 y *Phylloicus* Flint, Harris & Botosaneanu, 1994.

HELICOPSYCHIDAE. Las larvas tienen el pronoto y mesonoto esclerotizado, la uña anal es reducida y posee una hilera de dientes en forma de peine, el abdomen se enrosca, siguiendo la forma del estuche que fabrican en forma de caracol, y se alimentan de algas y detritos (Wiggins, 2004). Los adultos son pequeños, miden de 5 a 7 mm; son de color café claro y carecen de ocelos; los palpos maxilares tienen de dos a cinco segmentos, dependiendo el sexo; los esternitos abdominales son reticulados y el sexto esternito tiene una proyección en medio (Angrisano & Sganga, 2009). Para Colombia se reporta únicamente el género *Helicopsyche* Siebold, 1856.

HYDROPTILIDAE. Las larvas presentan un proceso de hipermetamorfosis, donde pasan por cinco estadios de desarrollo, en cuatro de los cuales son de vida libre y en el quinto construyen un estuche bivalvo. Anatómicamente se reconocen por su pequeño tamaño y por tener los tres segmentos torácicos bien esclerotizados; el abdomen varía mucho entre los géneros y las propatas anales están reducidas (Wiggins, 2004). Los adultos son pequeños, de 1 a 5 mm; el color es variable y pueden o no presentar ocelos; las antenas son robustas y cortas, el mesoescutelo forma un triángulo característico de esta familia; las alas son de forma triangular con pelos muy largos (Angrisano & Sganga, 2009). Para Colombia se reportan los géneros *Alisotrichia* McLachlan, 1865; *Anchitrichia* Kolenati, 1859; *Betrichia* Mosely, 1939; *Cerasmatrichia* Schmid, 1957; *Hydroptila* Muller, 1880; *Ithytrichia* Stephens, 1829; *Leucotrichia* Lestage, 1925; *Mayatrichia* McLachlan, 1865; *Metrichia* Banks, 1913; *Neotrichia* Brauer, 1865; *Ochrotrichia* Curtis, 1835; *Oxyethira* Ulmer, 1905; *Rhyacopsyche* Schmid, 1982; y *Zumatrichia* Brauer, 1870.

LEPTOCERIDAE. Larvas de antenas largas; esclerotización del tórax variable; patas posteriores muy largas y delgadas; construyen estuches tubulares y alargados a partir de arena y madera, se alimentan de detritos y son bastante móviles (Wiggins, 2004). Los adultos son grandes, de 5 a 20 mm, delgados y muy frágiles; carecen de ocelos; las antenas tienen un segmento basal globoso y son hasta tres veces más largas que el cuerpo (Angrisano & Sganga, 2009). Para Colombia se reportan los géneros *Achoropsyche* Eaton, 1873; *Amazonatolica* Holzenthal & Pes, 2004; *Amphoropsyche* Mosely, 1934; *Atanatolica* Mosely, 1937; *Brachysetodes* Schmid, 1955; *Grumichella* Ross, 1938; *Nectopsyche* Morton, 1905; *Notalina* Mosely, 1934; *Oecetis* Eaton, 1873; *Setodes* Rambur, 1842; *Triainodes* Muller, 1879; y *Triplectides* Mosely, 1937.

LIMNEPHILIDAE. Larvas con cabeza y pronoto y mesonoto esclerotizado; metanoto con varios escleritos dorsales; la característica principal es la presencia de una prolongación en el pronoto, llamada cuerno prosternal; adultos con ocelos; tres artículos en el palpo maxilar de los machos, cinco en hembras (Domínguez & Fernández, 2009). Para Colombia se reporta los géneros *Anomalocosmoecus* Holzenthal, 1984 y *Limnephilus* Leach, 1815.

ODONTOCERIDAE. Se caracterizan por tener el mesonoto dividido en tres pares de escleritos y metanoto con un esclerito grande; los adultos son delgados, alargados, sin ocelos, de antenas más largas que el cuerpo, con el primer artículo grande y largo; los ojos son compuestos y grandes y las alas angostas (Domínguez & Fernández, 2009). Para Colombia se reporta únicamente el género *Marilia* Holzenthal, 1985.

Suborden Spicipalpia

Se considera un grupo parafilético cuyas larvas exhiben una variedad de hábitos de construcción de los refugios; algunas son de vida libre y otras fabrican casas en forma de caparazón de tortuga y estuches bivalvos. Este suborden también es llamado *cocoon-making*, debido a que todos sus miembros construyen capullos de seda completamente cerrados (Springer, 2006; Holzenthal et al., 2015).

GLOSSOSOMATIDAE. Las larvas construyen casas en forma de concha de tortuga y se caracterizan por el pronoto esclerotizado, las uñas anales reducidas y carecer de branquias abdominales; el primer par de patas está extendido sobre la cabeza (Wiggins, 2004). Los adultos son de color marrón y poseen ocelos; las antenas son robustas y cortas; los palpos maxilares son de cinco artejos, el segundo corto y globoso (Angrisano & Sganga, 2009). Para

Colombia se reportan los géneros *Culoptila* Mosely, 1936; *Mortoniella* Muller, 1879; y *Protoptila* Mosely, 1936.

HYDROBIOSIDAE. Larvas de cabeza prognata, solo con el pronoto esclerotizado y los demás segmentos membranosos; patas anteriores queladas, formando una pinza que utiliza para capturar sus presas; son de vida libre y solo construyen estuches para iniciar la pupación (Wiggins, 2004). Los adultos son color marrón, de 5 a 20 mm, con algunos patrones llamativos en las alas anteriores, ocelos y antenas muy largas; los segmentos abdominales 6 y 7 tienen unas proyecciones ventrales (Angrisano & Sganga, 2009). Para Colombia se reporta únicamente el género *Atopsyche* McLachlan, 1877.

Clave de las familias del orden Trichoptera

A continuación, se presenta una clave taxonómica para la identificación de las familias del orden Trichoptera registradas en Colombia. Se han tomado como referencia las claves para tricópteros propuestas por Roldán (1988), Domínguez y Fernández (2009), Springer (2010) y Pes et al. (2018). Para la determinación de género, se recomienda remitirse a las claves taxonómicas de Roldán (1988), Posada y Roldán (2003), Pes et al. (2005; 2018; 2019), Domínguez y Fernández (2009), Huamantínco y Ortiz (2010) y Springer (2006, 2010).

- 1 a. Parte anterior del tórax angosto, largo y retráctil en la parte posterior, que es más ancha y robusta, cubierto con pelos dirigidos hacia adelante; patas medias robustas, más grandes que las anteriores Atriplectididae
- 1 b. Sin este conjunto de características 2
- 2 a. Mesonoto y metanoto completamente membranosos; pseudopatas anales largas, libres del segmento IX y con uñas largas; larvas de vida libre o constructoras de redes, elaboran capullos antes de empupar 3
- 2 b. Meso y metanoto con grado de esclerotización variable (una placa grande o varios escleritos pequeños) 6
- 3 a. Patas anteriores queladas (tibia, tarso y uña cierran en pinza), terguito abdominal IX con una placa dorsal esclerotizada; larvas de vida libre
..... Hydrobiosidae (**Figura 3**)

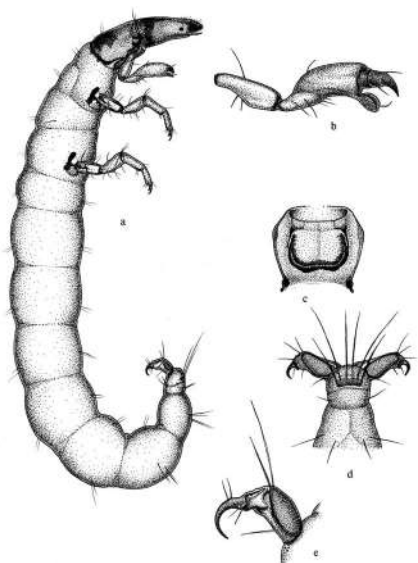


Figura 3. Hydrobiosidae: *Atopsyche*. Fuente: Roldán (1988).

- 3 b. Patas anteriores no queladas; terguito abdominal IX membranoso; larvas constructoras de redes o refugios 4
- 4 a. Labro membranoso, ensanchado en el extremo en forma de T
 Philopotamidae (**Figura 4**)

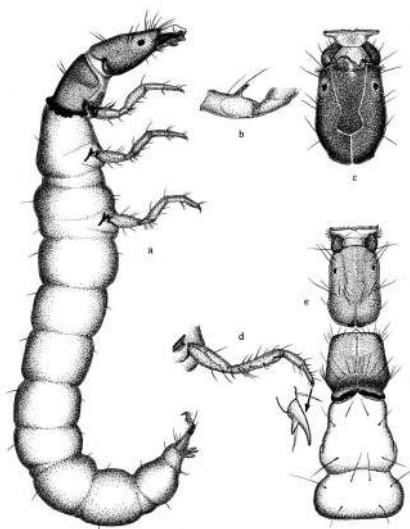


Figura 4. Philopotamidae: *Chimarra*/*Worlmalidia*. Fuente: Roldán (1988).

4 b. Labro esclerotizado, no ensanchado en el extremo	5
5 a. Trocantín protorácico fusionado al episterno	
..... Polycentropodidae (Figura 5)	
5 b. Trocantín protorácico separado del episterno por una sutura, con proceso en ángulo recto, que surge de la mesopleura; tibia y tarso de todas las patas fusionados; el labio sobrepasa el margen anterior de la cabeza	
..... Xiphocentronidae (Figura 6)	
6 a. Mesonoto con dos o tres escleritos pequeños	
..... Glossosomatidae (Figuras 7, 8)	
6 b. Mesonoto con una placa dorsal que cubre gran parte del tergo	7
7 a. Metanoto con una placa dorsal que cubre gran parte del tergo; los tres segmentos torácicos esclerotizados	8
7 b. Metanoto con grado esclerotización variable (no en una placa grande); pigopodos anales cortos y laterales, sus bases fusionadas al segmento IX y aparentando un décimo segmento abdominal; larvas constructoras de capullos transportables	10
8. Larvas de tamaño pequeño (menos de 5 mm); los primeros cuatro estadios larvales son de vida libre, en el V la mayoría de las larvas construyen capullos de seda; generalmente, de abdomen más ancho que el tórax; sin branquias; pigopodos cortos	Hydroptilidae (Figuras 9-10)
8 b. Sin el anterior conjunto de características; pseudopatas anales largas, distales, libres del segmento IX; larvas constructoras de redes y refugios	9
9 a. Sin branquias, trocantín grande, cabeza alargada	Ecnomidae
9 b. Con branquias	Hydropsychidae (Figuras 11-12)
10 a. Prosterno con cuerno	Limnephilidae
10 b. Prosterno sin cuerno	11
11 a. Uña accesoria de la pseudopata transformada en un peine	12
11 b. Uña accesoria normal (no transformada en peine)	13
12 a. Larvas en capullos con forma de caracol; pronoto redondeado en parte lateroanterior	Helicopsychoidea (Figura 13)
12 b. Larvas constructoras de capullos tubulares, cabeza con crestas, pronoto prolongado en parte lateroanterior	Anomalopsychoidea

- 13 a. Labro con hilera transversal de más de 14 pelos; cuerpo aplanado dorsoventralmente; pronoto con proyecciones anterolaterales hacia delante; trocántin con el ápice en gancho Calamoceratidae (**Figura 14**)
- 13 b. Labro con hilera transversal de menos de 14 pelos, con frecuencia alrededor de seis; el trocántin no forma gancho 14
- 14 a. Patas posteriores largas, generalmente con coxa de la pata posterior y surco pleural metatorácico en ángulo agudo (a veces casi paralelo) con respecto al eje del cuerpo; antenas visibles; metasterno casi siempre con hilera de pelos Leptoceridae (**Figuras 15 a 19**)
- 14 b. Trocántin anterior pequeño; el ápice no forma gancho; pronoto más ancho que largo, con una fila de setas en su margen anterior; cabeza redonda con una carena lateral bien pronunciada; estuche de piedritas, ligeramente curvado y no muy alargado Odontoceridae (**Figura 20**)

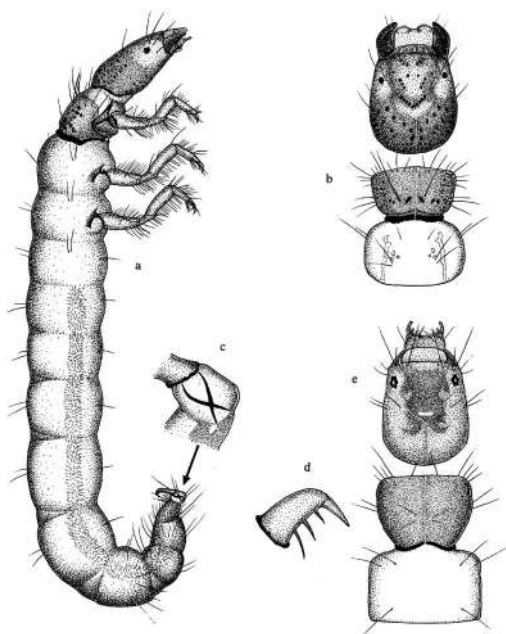


Figura 5. Polycentropodidae: *Polycentropus*/*Polypsectropus*. Fuente: Roldán (1988).

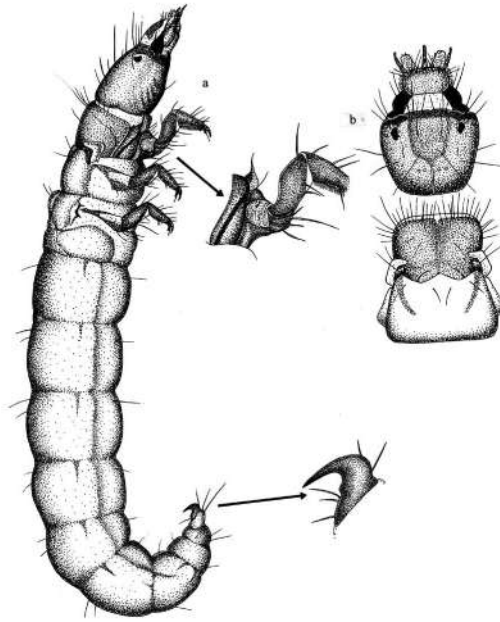


Figura 6. Xiphocentronidae: *Xiphocentron*. Fuente: Roldán (1988).

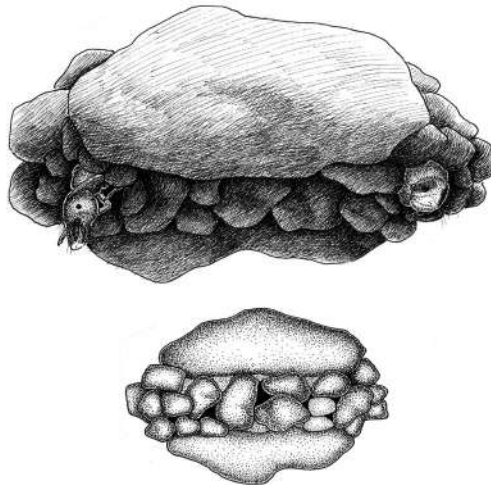


Figura 7. Glossosomatidae: *Protoptila*. Fuente: Roldán (1988).

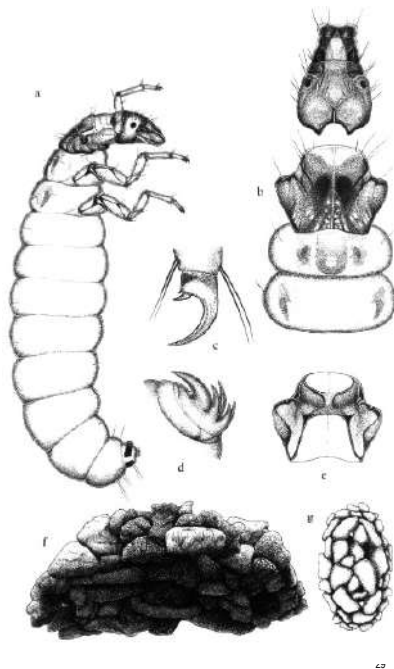


Figura 8. Glossosomatidae: *Mortoniella*. Fuente: Roldán (1988).

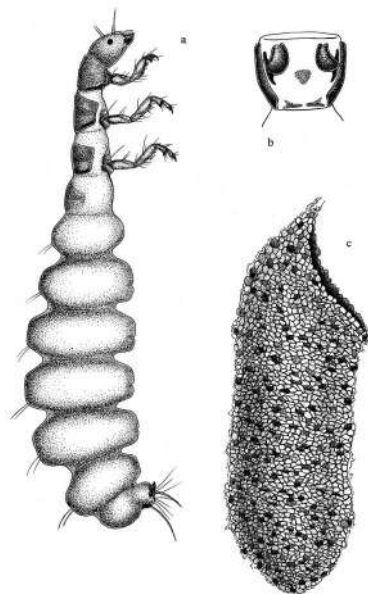


Figura 9. Hydroptilidae: *Hydroptila*. Fuente: Roldán (1988).

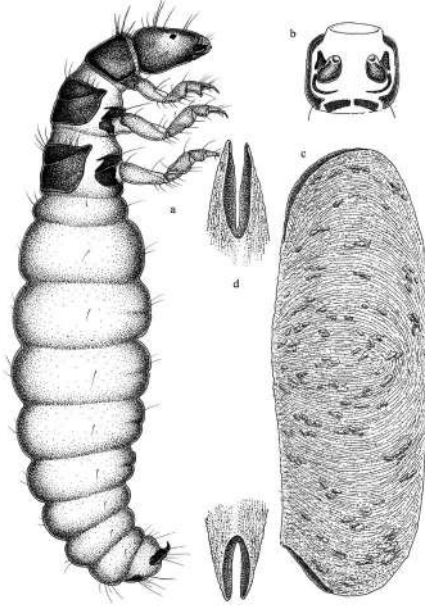


Figura 10. Hydroptilidae: *Ochrotrichia*. Fuente: Roldán (1988).

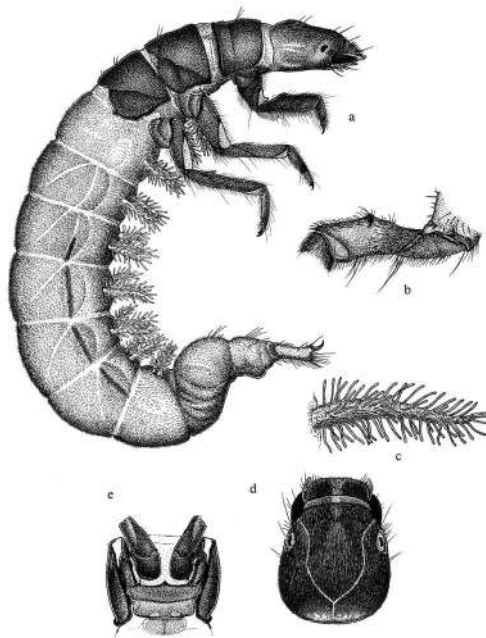


Figura 11. Hydropsychidae: *Leptonema*. Fuente: Roldán (1988).

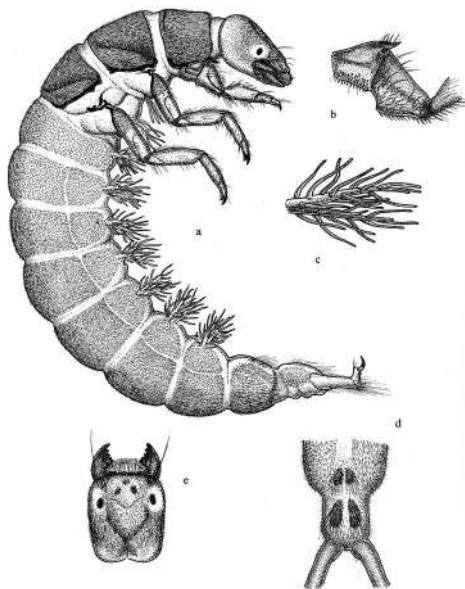


Figura 12. Hydropsychidae: *Smicridea*. Fuente: Roldán (1988).

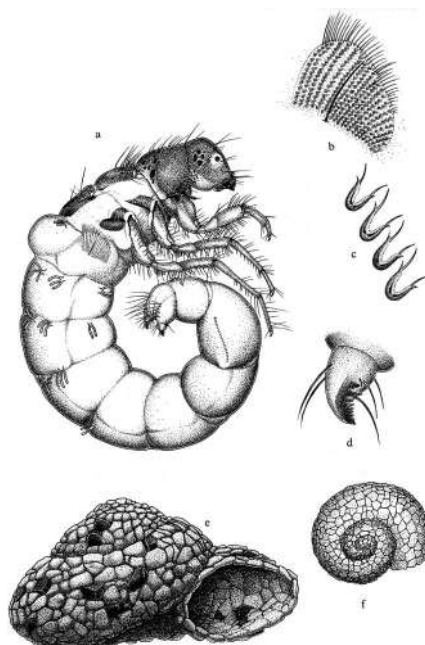


Figura 13. Helicopsychidae: *Helicopsyche*. Fuente: Roldán (1988).

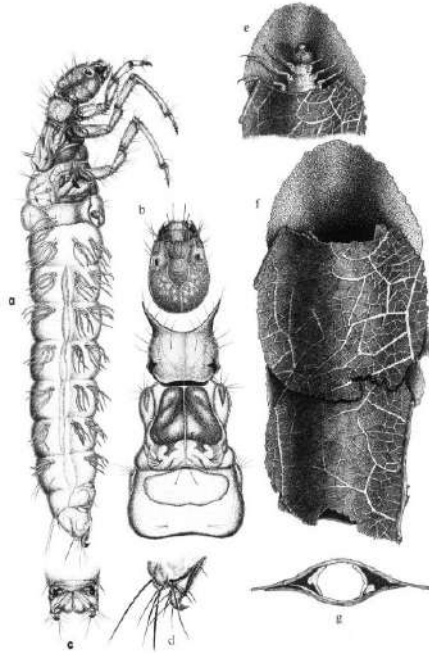


Figura 14. Calamoceratidae: *Phylloicus*. Fuente: Roldán (1988).

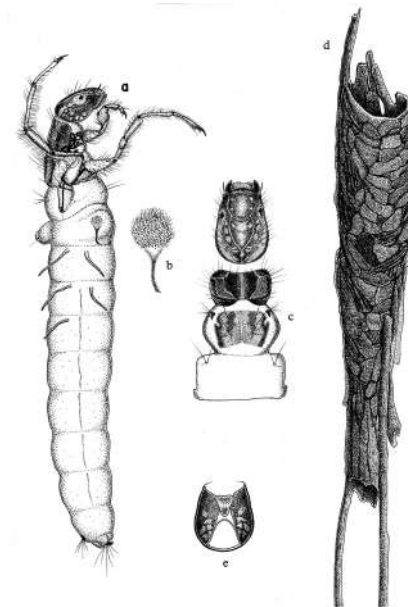


Figura 15. Leptoceridae: *Nectopsyche*. Fuente: Roldán (1988).

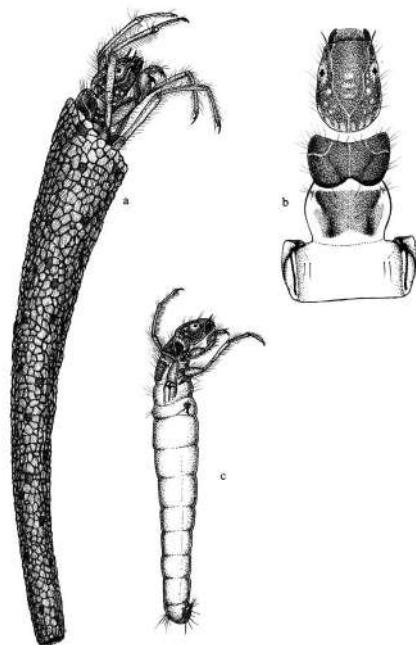


Figura 16. Leptoceridae: *Atanatolica*. Fuente: Roldán (1988).

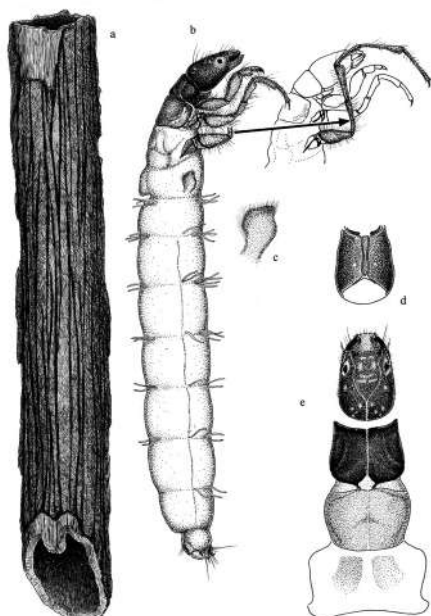


Figura 17. Leptoceridae: *Triplectides*. Fuente: Roldán (1988).

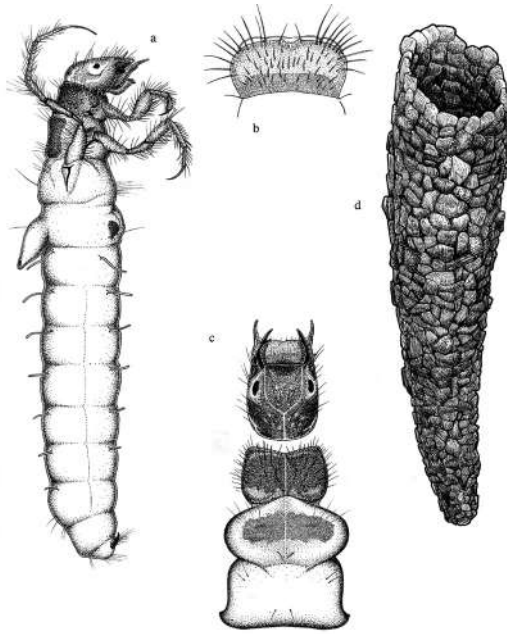


Figura 18. Leptoceridae: *Oecetis*. Fuente: Roldán (1988).

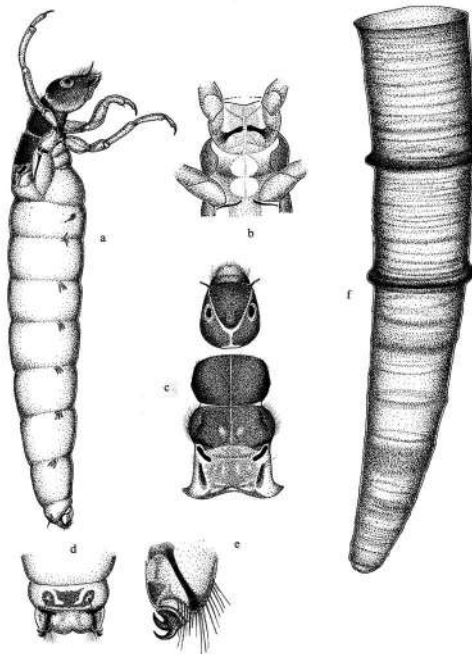


Figura 19. Leptoceridae: *Grumichella*. Fuente: Roldán (1988).

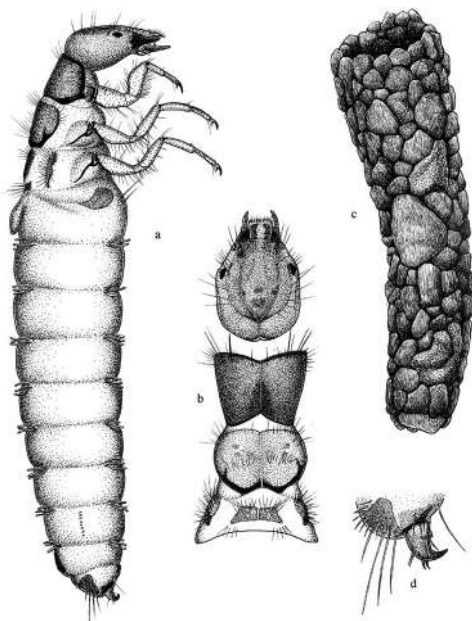


Figura 20. Odontoceridae: *Marilia*. Fuente: Roldán (1988).

Referencias

- Álvarez-Soraca, K. D., Tamaris-Turizo, C. E., & Guzmán-Soto, C. J. (2017). Morfología de las piezas bucales y hábitos alimenticios de *Leptonema* y *Smicridea* (Trichoptera: Hydropsychidae) del río Gaira, Sierra Nevada de Santa Marta, Colombia. *Revista de Biología Tropical*, 65(4), 1231-1244.
- Angrisano, E., & Sganga, J. V. (2009). Trichoptera. En Domínguez, E. & Fernández, H. R. (Eds.), *Macroinvertebrados bentónicos sudamericanos* (pp. 255-308). Fundación Miguel Lillo.
- Barrera-Herrera, J. A., Díaz-Rojas, C. A., Prat, N., & Roa-Fuentes, C. A. (2023). Macroinvertebrados acuáticos en un gradiente altitudinal del río Garagoa, Andes orientales de Colombia. *Revista de Biología Tropical*, 71(1), e51538.
- Blahnik, R. J., & Holzenthal, R. W. (2008). Revision of the Mexican and Central American species of *Mortoniella* (Trichoptera: Glossosomatidae: Protoptilinae). *Zootaxa*, 1711. <http://dx.doi.org/10.11646/zootaxa.1711.1.1>
- Chakona, A., Phiri, C., & Day, J. A. (2009). Potential for Trichoptera communities as biological indicators of morphological degradation in riverine systems. *Hydrobiologia*, 621(1), 155-167.

- Córdoba-Ariza, G., Rincón-Palau, K., & González-Trujillo, J. D. (2020). Spatio-temporal variation of the aquatic macroinvertebrates in La Lindosa, Colombian Guiana. *Revista de Biología Tropical*, 68(2), 452-465.
- Corporación Autónoma regional del Quindío. (2017). Macroinvertebrados acuáticos del Quindío. Evaluación Regional del Agua. [Informe Técnico].
- Correa, M., Machado, T., & Roldán, G. (1981). Taxonomía y ecología del orden Trichoptera en el departamento de Antioquia en diferentes pisos altitudinales. *Actualidades Biológicas*, 10(36), 35-48.
- Cummins, K. W. (1973). Trophic relations of aquatic insects. *Annual Review of Entomology*, 18(1), 183-206.
- De Moor, F. C., & Ivanov, V. D. (2007). Global diversity of caddisflies (Trichoptera: Insecta) in freshwater. En *Freshwater animal diversity assessment* (pp. 393-407). Springer.
- Domínguez, E., & Fernández, H. (2009). *Macroinvertebrados bentónicos sudamericanos. Sistemática y biología*. Fundación Miguel Lillo.
- Duarte, E. J. (2014). Análisis faunístico de las larvas de insectos del orden Trichoptera en la cuenca del río Alvarado, Departamento del Tolima. [Trabajo de grado en Biología, Facultad de Ciencias, Universidad del Tolima].
- Duarte, E. J. (2019). Tricópteros (Arthropoda: Insecta) de tres quebradas tributarias del río Combeima: Taxonomía y Ecología. [Tesis de Maestría en Ciencias Biológicas, Facultad de Ciencias, Universidad del Tolima].
- Duarte, E. J., & Reinoso Flórez, G. (2020). Composición y estructura del ensamblaje de larvas del orden Trichoptera (Arthropoda: Insecta) en la quebrada Las Perlas, Ibagué, Colombia. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales*, 44(171), 471-481.
- Encalada, A. C., Ríos-Touma, B. P., & Prat, N. (2014). Benthic macroinvertebrates in Andean high-altitude tropical streams: assemblage structure and relations with environmental variables. *Freshwater Biology*, 59(3), 489-506.
- Flint Jr, O. S. (1991). *Studies of Neotropical caddisflies, XLV: The taxonomy, phenology, and faunistics of the Trichoptera of Antioquia, Colombia*. Smithsonian Contributions to Zoology. <https://doi.org/10.5479/si.00810282.520>
- Flint Jr, O. S., Holzenthal, R. W., & Harris, S. C. (1999). *Catalog of Neotropical caddisflies (Insecta: Trichoptera)*. Ohio Biological Survey.
- Forero, A. M. (2011). *Caracterización biológica y fisicoquímica de la cuenca del río Opia, Tolima, Colombia*. Universidad del Tolima.
- Forero, L. C., Longo, M., Ramírez R., J. J., & Chalar, G. (2014). Índice de calidad ecológica con base en macroinvertebrados acuáticos para la cuenca del río Negro (ICERN-MAE), Colombia. *Revista de Biología Tropical*, 62(S2), 233-247.

- Galeano, C. A. B., Álvarez, K. L., & Palencia, P. A. E. (2017). Análisis comparativo de indicadores de la calidad del agua del río Sinú municipio de Montería, Córdoba. *Modum*, 1, 55-64.
- García A., & Hoyos Benjumea, D. (2021). Colección de Insectos de la Universidad del Quindío. Versión 2.4. Universidad del Quindío. Occurrence dataset <https://doi.org/10.15472/xg8ggf>
- GBIF - Global Biodiversity Information Facility. (2023). GBIF Occurrence Download. <https://doi.org/10.15468/dl.euats7>
- Ge, X., Peng, L., Vogler, A. P., Morse, J. C., Yang, L., Sun, C., & Wang, B. (2023). Massive gene rearrangements of mitochondrial genomes and implications for the phylogeny of Trichoptera (Insecta). *Systematic Entomology*, 48(2), 278-295.
- González I. G., Núñez-Avellaneda M., Castro Pulido, W. (2022). Colección de macroinvertebrados acuáticos de la Amazonia colombiana. Versión 2.1. Instituto Sinchi. <https://doi.org/10.15472/j75tor>
- González, I. G., Núñez-Avellaneda, M., & Zúñiga, M. del C. (2020). Los macroinvertebrados acuáticos de la región Andino-Amazónica colombiana: Camino Andakí, departamento de Caquetá. *Colombia Amazónica*, 12, 190-203.
- González-Vargas, G., & García-García, A. (2021). Trichopterofauna del río Palmar, Cundinamarca, Colombia. *The Biologist*, 19(1), 41-55.
- Granados-Martínez, C., & Batista, A. (2017). Macroinvertebrados acuáticos. Vol. III: Fauna de Caño Cristales, sierra de La Macarena, Meta, Colombia (pp. 47-65). Academia.edu
- Guevara Cardona, G. (2004). Análisis faunístico del orden Trichoptera en su estado larval en la cuenca del río Coello, departamento del Tolima. [Trabajo de Master of Science, Facultad de Ciencias, Universidad del Tolima].
- Guevara Cardona, G., Reinoso Flórez, G., & Villa Navarro, F. (2005). Estudio del orden Trichoptera en su estado larval en la cuenca del río Coello, departamento del Tolima. *Revista de la Asociación Colombiana de Ciencias Biológicas*, 17(1), 59-70.
- Guevara Cardona, G., Reinoso Flórez, G., Villa Navarro, F. A. (2007a). Caddisfly larvae (Insecta: Trichoptera) of the Coello River Basin in Tolima (Colombia): Spatial and temporal patterns and bioecological aspects. En Bueno-Soria, J., Barba-Álvarez, R., & Armitage, B. J. (Eds.), *Proceedings of the XII International Symposium on Trichoptera* (pp. 113-120). The Caddis Press.
- Guevara Cardona, G., Reinoso Flórez, G., Villa Navarro, F. (2007b). Caddisfly larvae (Insecta: Trichoptera) of the Coello River basin in Central Colombia. *Trichopteron: Bulletin of the Trichopterological Section*, 7(24), 8-12.
- Guevara Cardona, G., López Delgado, E. O., Reinoso Flórez, G., Villa Navarro, F. A. (2007c). Structure and distribution of the Trichoptera fauna in a Colombian

- Andean river basin (Prado, Tolima) and their relationship to water quality. En Bueno-Soria, J., Barba-Álvarez, R., & Armitage, B. J. (Eds.), *Proceedings of the XIIIth International Symposium on Trichoptera* (pp. 129-134). The Caddis Press.
- Gutiérrez-Fonseca, P. E., Roldán-Pérez, G., & Prat, N. (2015). Benthic macroinvertebrates in neotropical highlands: A regional assessment of ecological response to altitude. *Plos One*, 10(7), e0133225.
- Gutiérrez-Garaviz, J., Peláez-Rodríguez, M., & Ovalle-Serrano, H. (2016). Macroinvertebrados acuáticos presentes en dietas de peces de la cuenca del río Hacha (Caquetá, Colombia). *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales*, 40(156), 420-432.
- Guzmán-Soto, C. J., & Tamaris-Turizo, C. E. (2014). Hábitos alimentarios de individuos inmaduros de Ephemeroptera, Plecoptera y Trichoptera en la parte media de un río tropical de montaña. *Revista de Biología Tropical*, 62, 169-178.
- Hamada, N., Nessimian, J. L., Querino, R. B. (2014). *Insetos aquáticos na Amazônia brasileira: taxonomia, biologia e ecologia*. INPA.
- Hanson, P., Springer, M., & Ramírez, A. (2010). Capítulo 1: Introducción a los grupos de macroinvertebrados acuáticos. *Revista de Biología Tropical*, 58, 3-37.
- Holzenthal, R., Blahnik, R., Prather A. & Kjer, K. (2007). Order Trichoptera Kirby, 1813 (Insecta), Caddisflies. *Zootaxa*, 1668, 639-698.
- Holzenthal, R. W. (2009). Trichoptera (Caddisflies). En *Encyclopedia of Inland Waters* (pp. 456-467). Academic Press.
- Holzenthal, R. W., Thomson, R. E., & Ríos-Touma, B. (2015). Order Trichoptera. En *Thorpe and Cowich's Freshwater Invertebrates* (pp. 965-1002). Academic Press.
- Holzenthal, R. W., & Calor, A. R. (2017). Catalog of the Neotropical Trichoptera (caddisflies). *ZooKeys*, 654, 1.
- Huamantínco, A. A., & Ortiz, W. (2010). Clave de géneros de larvas de Trichoptera (Insecta) de la Vertiente Occidental de los Andes, Lima, Perú. *Revista Peruana de Biología*, 17(1), 75-80.
- Jaimes-Contreras, A. M., & Granados-Martínez, C. (2016). Tricópteros asociados a siete afluentes de la Sierra Nevada de Santa Marta, Colombia. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 87(2), 436-442.
- Kilian, I. C., Espeland, M., Mey, W., Wowor, D., Hadiaty, R. K., von Rintelen, T., & Herder, F. (2022). DNA barcoding unveils a high diversity of caddisflies (Trichoptera) in the Mount Halimun Salak National Park (West Java; Indonesia). *PeerJ*, 10, e14182.
- Larsson, M., Göthberg, A., & Milberg, P. (2020). Night, light and flight: light attraction in Trichoptera. *Insect Conservation and Diversity*, 13(3), 296-302.

- Lasso, C. A., Barriga, J. C., & Fernández-Auderset, J. (2019). *Biodiversidad subterránea y epigea de los sistemas cársticos de El Peñón (Andes), Santander, Colombia*. Instituto Humboldt.
- Latorre-Beltrán, I. T., Novelo-Gutiérrez, R., & Favila, M. E. (2014). Diversidad genérica de Trichoptera (Insecta) en dos microcuencas del Páramo Rabanal (Cundinamarca-Boyacá, Colombia). *Revista de Biología Tropical*, 62, 97-110.
- López Delgado, E. O. (2007). Análisis faunístico de las larvas del orden Trichoptera en la cuenca del río Prado y la subcuenca de Amoyá (Tolima-Colombia). [Trabajo de grado en Biología, Facultad de Ciencias, Universidad del Tolima].
- López Delgado, E. O., Vásquez Ramos, J. M., & Reinoso Flórez, G. (2015). Listado taxonómico y distribución de los tricópteros inmaduros del departamento del Tolima. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales*, 39(150), 42-49.
- López-Giraldo, A. T., Ríos-Pulgarín, M. I., & Gil-Guarín, I. C. (2023). Variables de hábitat que regulan la estructura de las comunidades de macroinvertebrados en corrientes de montaña del Oriente antioqueño (Colombia). *Revista de Biología Tropical*, 71(1), 52093.
- Medellín, F. C., Ramírez O., M., & Rincón Hernández, M. E. (2004). Trichoptera del Santuario de Iguaque (Boyacá, Colombia) y su relación con la calidad del agua. *Revista Colombiana de Entomología*, 30(2), 197-203.
- Merritt, R., Cummings, K., & Berg, M. (2019). *An introduction to the aquatic insects of North America* (5 ed.). Kendall Hunt.
- Mey, W., & Ospina-Torres, R. (2018). Contribution to the Trichoptera fauna of the river La Vieja, Bogotá, Colombia (Insecta: Trichoptera). *Zootaxa*, 4504(1), 23-40.
- Montoya Pauca, K. D. (2023). *Identificación de aproximaciones teóricas para el uso de macroinvertebrados Ephemeroptera, Plecoptera y Trichoptera, en la determinación de calidad de agua en ríos*. Universidad Católica de Santa María.
- Morse, J. C. (2009). Trichoptera (caddisflies). En Resh, V. H., & Cardé, R. T. (Eds.), *Encyclopedia of Insects* (2 ed., pp. 1015-1020). Academic Press.
- Morse, J. C. (2022). Trichoptera World Checklist. Clemson.edu <http://entweb.clemson.edu/database/trichopt/index.htm>
- Morse, J. C., Frandsen, P. B., Graf, W., & Thomas, J. A. (2019). Diversity and ecosystem services of Trichoptera. *Insects*, 10(5), 125.
- Mosquera, Z., Bejarano, D., & Asprilla, S. (2006). *Estudio del orden Trichoptera (Insecta) en dos ecosistemas lóticos del municipio de Quibdó, Chocó-Colombia*. Asociación Colombiana de Limnología.

- Mosquera-Murillo, Z. (2019). Riqueza y distribución de tricópteros inmaduros del departamento del Chocó, Colombia. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales*, 43(167), 219-226.
- Motta Díaz, A. J., Longo, M., & Aranguren-Riaño, N. (2017). Variación temporal de la diversidad taxonómica y rasgos funcionales de los macroinvertebrados acuáticos en ríos temporales en la isla de Providencia, Colombia. *Actualidades Biológicas*, 39(107), 82-100.
- Muñoz-Quesada, F. (2000). Especies del orden Trichoptera (Insecta) en Colombia. *Biota Colombiana*, 1(3), 267-288.
- Muñoz-Quesada, F. (2004). El orden Trichoptera (Insecta) en Colombia, II: Inmaduros y adultos, consideraciones generales. En Fernández, F., Andrade, M. G., & Amat, G. (Eds.), *Insectos de Colombia* (vol. III, pp. 319-349). Universidad Nacional de Colombia, Instituto Humboldt.
- Oliveros-Villanueva, J. D., Tamaris-Turizo, C. E., & Serna-Macias, D. J. (2020). Larvas de Trichoptera en un gradiente altitudinal en un río neotropical. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales*, 44(171), 493-506.
- Orrego-Meza, J. G., Hernández-Cortés, I. C., Marulanda-López, J. F., Rivera-Pérez, J. M., Viteri-Delgado, J. P., Franco-Torres, M., ... & Gomes-Días, L. (2020). Diversidad de macroinvertebrados acuáticos en el Parque Nacional Natural Selva de Florencia, Colombia. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales*, 44(171), 560-571.
- Pauperio, J., González, L. M., Martínez, J., González, M. A., Martins, F. M. S., Veríssimo, J., Puppo, P., Pinto, J., Chaves, C., Pinho, C. J., Grosso-Silva, J. M., Quaglietta, L., Silva, T. L. L., Sousa, P., Alves, P. C., Fonseca, N., Beja, P., & Ferreira, S. (2023). The InBIO barcoding initiative database: DNA barcodes of Iberian Trichoptera, documenting biodiversity for freshwater biomonitoring in a Mediterranean hotspot. *Biodiversity Data Journal*, 11, e97484.
- Pes, A. M. O., Hamada, N., & Nessimian, J. L. (2005). Chaves de identificação de larvas para famílias e gêneros de Trichoptera (Insecta) da Amazônia Central, Brasil. *Revista Brasileira de Entomologia*, 49(2), 181-204.
- Pes, A. M. O., Holzenthal, R. W., Sganga, J. V., Santos, A. P., Barcelos-Silva, P., & Camargos, L. M. (2018). Order Trichoptera. En *Thorpe and Covich's Freshwater Invertebrates* (pp. 237-324). Academic Press.
- Pes, A. M. O., Santos, A. P. M., Barcelos-Silva, P., & de Camargos, L. M. (2019). Ordem Trichoptera. En Hamada, N., Nessimian, J. L., & Querino, R. B. (Eds.), *Insetos Aquáticos na Amazônia Brasileira: Taxonomia, Biologia e Ecologia* (pp. 387-429). INPA.
- Piñeros Garzón, K. (2019). Composición y estructura de macroinvertebrados en una laguna amazónica del municipio de Calamar (Guaviare, Colombia). [Trabajo de

- Licenciatura en Biología, Facultad de Ciencias y Educación, Universidad Distrital Francisco José de Caldas].
- Poff, N. L., Olden, J. D., Vieira, N. K., Finn, D. S., Simmons, M. P., & Kondratieff, B. C. (2006). Functional trait niches of North American lotic insects: Traits-based ecological applications in light of phylogenetic relationships. *Journal of the North American Benthological Society*, 25(4), 730-755.
- Posada, J., & Roldán, G. (2003). Clave ilustrada y diversidad de las larvas de Trichoptera en el Nor-Occidente de Colombia. *Caldasia*, 25, 169-192.
- Pramono, H. A., & Ólafsson, E. (2017). Potential of Caddisflies (Trichoptera) as Bioindicators in Freshwater Ecosystems: A Review. *Biodiversitas Journal of Biological Diversity*, 18(3), 1052-1066.
- Quintero de G., A. D., & Rojas de H., A. M. (1987). Aspectos bioecológicos del orden Trichoptera y su relación con la calidad del agua. *Revista Colombiana de Entomología*, 13(1), 26-38.
- Ramírez, A., & Osorio, J. (2005). Distribución y diversidad de Trichoptera en los ríos Andinos de Colombia. *Caldasia*, 27(2), 227-241.
- Ramírez, A., Prat, N., & Bonada, N. (2010). A comparison of rapid bioassessment protocols used in Colombia. *Limnetica*, 29(1), 119-140.
- Reinoso Flórez, G. (2001). *Estudio bioecológico de los tricópteros del río Alvarado en el trayecto comprendido entre El Salado y Alvarado Tolima*. Universidad del Tolima.
- Reynaga, M. C. (2009). Hábitos alimentarios de larvas de Trichoptera (Insecta) de una cuenca subtropical. *Ecología Austral*, 19(3), 207-214.
- Rincón Hernández, M. E. (1996). Aspectos bioecológicos de los tricópteros de la Quebrada Carrizal (Boyacá, Colombia). *Revista Colombiana de Entomología*, 22(2), 53-60.
- Rincón Hernández, M. E. (1999). Composición y distribución altitudinal de los tricópteros en la cordillera oriental (Colombia). En Amat, G., Andrade, M., & Fernández, F. (Eds.), *Insectos de Colombia II* (pp. 267-284). Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales.
- Ríos-Touma, B., Acosta, R., & Prat, N. (2014). The Andean Biotic Index (ABI): Revised tolerance to pollution values for macroinvertebrate families and index performance evaluation. *Revista de Biología Tropical*, 62(S2), 249-273.
- Ríos-Touma, B., Holzenthal, R. W., Huisman, J., Thomson, R., & Rázuri-Gonzales, E. (2017). Diversity and distribution of the Caddisflies (Insecta: Trichoptera) of Ecuador. *PeerJ*, 5, e2851.
- Ríos-Touma, B., Cuesta, F., Rázuri-Gonzales, E., Holzenthal, R., Tapia, A., & Calderón-Loor, M. (2022). Elevational biodiversity gradients in the Neotropics:

- Perspectives from freshwater caddisflies (Insecta: Trichoptera). *Plos One*, 17(8), e0272229.
- Rodríguez, J. A. Q. (2010). Macroinvertebrados asociados a las raíces de *Eichhornia crassipes* (mart). Solms, en dos sectores del complejo cenagoso del bajo Sinú, departamento de Córdoba, Colombia. *Revista de la Asociación Colombiana de Ciencias Biológicas*, 1(22).
- Roldán, G. (1988 [1996]). *Guía para el estudio de los macroinvertebrados acuáticos del Departamento de Antioquia*. Fondo para la Protección del Medio Ambiente José Celestino Mutis, Colciencias, Universidad de Antioquia.
- Roldán, G. (2003). *Bioindicación de la calidad de agua en Colombia: Uso del método BMWP/Col*. Universidad de Antioquia.
- Roldán, G. (2016). Los macroinvertebrados como bioindicadores de la calidad del agua: cuatro décadas de desarrollo en Colombia y Latinoamérica. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales*, 40(155), 254-274.
- Roldán, G. (2020). Revisión histórica de la limnología en Colombia. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales*, 44(171), 303-328.
- Roldán, G., & Ramírez, A. (2006). Determinación de la calidad del agua de la cuenca del río Soacha (Sabana de Bogotá, Colombia) mediante el índice BMWP/Col. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales*, 30(115), 429-443.
- Roldán, G., & Ramírez, J. (2008). *Fundamentos de limnología neotropical* (2 ed.). Universidad de Antioquia.
- Roldán, G., & Ramírez, J. (2022). *Fundamentos de limnología neotropical* (3 ed.). Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales.
- Serna, D. J., Tamaris-Turizo, C. E., & Gutiérrez Moreno, L. C. (2015). Distribución espacial y temporal de larvas de Trichoptera (Insecta) en el río Manzanares, Sierra Nevada de Santa Marta (Colombia). *Revista de Biología Tropical*, 63(2), 465-477.
- Springer, M. (2006). Clave taxonómica para larvas de las familias del orden Trichoptera (Insecta) de Costa Rica. *Revista de Biología Tropical*, 54, 273-286.
- Springer, M. (2010). Trichoptera. *Revista de Biología Tropical*, 58(4), 151-198.
- Tamaris-Turizo, C. E., Pinilla-Agudelo, G. A., & González-Trujillo, J. D. (2023). Diversity of Aquatic Macroinvertebrates along altitudinal gradients in Colombia. En Myster, R. W. (Ed.), *Neotropical gradients and their analysis* (pp. 151-164). Springer.
- Thomas, J. A., Frandsen, P. B., Prendini, E., Zhou, X., & Holzenthal, R. W. (2020). A multigene phylogeny and timeline for Trichoptera (Insecta). *Systematic Entomology*, 45(3), 670-686.

- Thomson, R. E., Frandsen, P. B., & Holzenthal, R. W. (2022). A preliminary molecular phylogeny of the family Hydroptilidae (Trichoptera): An exploration of combined targeted enrichment data and legacy sequence data. *ZooKeys*, 1111, 467-488.
- Thomson, R. E. (2023). Catalog of the Hydroptilidae (Insecta, Trichoptera). *ZooKeys*, 1140, 1-499.
- Tolosa Soler, D. F. (2022). Macroinvertebrados acuáticos como bioindicadores en tres afluentes de Caño Grande, Guaviare-Colombia. Aporte a calidad de agua y características fisicoquímicas. En *Monitoreo del recurso hídrico e hidrobiológico de las zonas de amortiguación de áreas protegidas territorial Amazonia*. Universidad El Bosque.
- Tomanova, S., Goitia, E., & Helešić, J. (2006). Trophic levels and functional feeding groups of macroinvertebrates in neotropical streams. *Hydrobiologia*, 556, 251-264.
- Vásquez Ramos, J. M., & Ramírez Díaz, F. (2008). Aspectos bioecológicos del orden Trichoptera en su estado larval en la cuenca del río Totare departamento del Tolima. Ibagué. [Trabajo de grado en Biología, Facultad de Ciencias, Universidad del Tolima].
- Vásquez Ramos, J. M., Ramírez Díaz, F., Reinoso Flórez, G., & Guevara Cardona, G. (2010). Distribución espacial y temporal de los tricópteros inmaduros en la cuenca del río Totare (Tolima-Colombia). *Caldasia*, 32(1), 129-148.
- Vásquez Ramos, J. M. (2012). Composición y estructura de tricópteros en cuencas con bosque seco tropical del departamento del Tolima. [Trabajo de Maestría en Ciencias Biológicas, Facultad de Ciencias, Universidad del Tolima].
- Vásquez Ramos, J. M., & Reinoso Flórez, G. (2012). Estructura de la fauna béntica en corrientes de los Andes colombianos. *Revista Colombiana de Entomología*, 38(2), 351-358.
- Vásquez-Ramos, J. M., Guevara Cardona, G., & Reinoso Flórez, G. (2013). Impactos de la urbanización y agricultura en cuencas con bosque seco tropical: influencia sobre la composición y estructura de larvas de tricópteros. *Revista de la Asociación Colombiana de Ciencias Biológicas*, 25, 61-70.
- Vásquez Ramos, J. M., Guevara Cardona, G., & Reinoso Flórez, G. (2014). Factores ambientales asociados con la preferencia de hábitat de larvas de tricópteros en cuencas con bosque seco tropical (Tolima, Colombia). *Revista de Biología Tropical*, 62, 21-40.
- Vásquez Ramos, J. M., Osorio Ramírez, D. P., & Caro Caro, C. I. (2020). First record of the larvae *Byrsoteryx* Flint, 1981 (Trichoptera: Hydroptilidae) in Colombia. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales*, 44(171), 482-492.
- Villada-Bedoya, S., Meza-Salazar, A. M., Gutiérrez-López, A., Ramírez-Jiménez, J., & Gomes-Días, L. (2015). Nuevo registro de *Neotriplectides* Holzenthal (Insecta:

Trichoptera: Atriplectididae) para el departamento de Caldas, Colombia. *Boletín Científico Centro de Museos Museo de Historia Natural*, 19(2), 369-375.

Wiggins, G. B. (2004). *Caddisflies: the underwater architects*. University of Toronto Press.

Zúñiga, M. del C., & Cardona, W. (2009). Bioindicadores de calidad de agua y caudal ambiental. En Cantera Kintz, J. R., Carvajal Escobar, Y., & Castro Heredia, L. M. (Eds.), *Caudal ambiental: conceptos, experiencias y desafíos* (pp. 167-198). Universidad del Valle.

Zúñiga, M. del C., Giraldo, L. P., Ramírez, Y. P., Chará, J., & Ramos, B. C. (2015). *Neoa-triplectides* (Trichoptera: Atriplectididae) in Colombia: Notes on its taxonomy, ecology and distribution in the Neotropics. *Revista Colombiana de Entomología*, 41(1), 149-152.

Anexo 1

Familias y géneros de Trichoptera reportados para Colombia.

Familia	Género	Características morfológicas	Hábitat	Distribución
Anomalopsychidae	<i>Contulma</i> Flint, 1967	5-8 mm; casa de granos finos de arena; uña anal de la larva termina con dientes como peine (Roldán, 2003).	Aguas corrientes y lénticas. Indicadores: aguas oligotróficas (Roldán, 2003).	Ant, Boy, Cal, Cho, Cun, Nar, Qui, Tol.
Atriplectididae	<i>Neotriplectides</i> Holzenthal, 1997	12-20 mm; tórax alargado, pronoto con tres escleritos, mesotórax retráctil y membranoso y metanoto con dos pares de escleritos dorsales anteriores elongados; patas medias con fémur robusto (Posada & Roldán, 2003).	Corrientes lólicas con velocidad moderada y vegetación ribereña; sustratos de roca y arena, tanto en rápidos como en remansos (Villa-da-Bedoya et al., 2015; Zúñiga et al., 2015).	Ant, Boy, Cal, Caq, Cun, Qui, San, Tol.
Calamoceratidae	<i>Banyallarga</i> Navas, 1916	25 mm; margen anterior del pronoto con 12 o más setas; cuerpo cilíndrico; branquias con no más de tres filamentos; casa cilíndrica, de piedritas (Springer, 2010).	Aguas de corriente lenta, en bosque, con fondo arenoso; probablemente intolerante (Springer, 2010).	Amz, Ant, Ara, Boy, Cal, Hui, Mag, Nds, Qui, San, Tol.
	<i>Phylloicus</i> Muller, 1880	15-18 mm; pronoto con largas prolongaciones; casas de hojas (Roldán, 2003).	Aguas corrientes frías, bien oxigenadas, con mucho material vegetal; indicador: aguas oligotróficas (Roldán, 2003).	Amz, Ant, Ara, Bol, Boy, Cal, Caq, Cas, Cau, Cho, Cun, Guv, Hui, Mag, Met, Put, Qui, San, Tol, Vdc, Vic.

Familia	Género	Características morfológicas	Hábitat	Distribución
Ecnomidae	<i>Austrotinodes</i> Schmid, 1955	8-10 mm; larvas de cabeza alargada con carena a los lados; trocántin largo y uñas de las pseudopatas anales con dientes en el margen cóncavo (Domínguez & Fernández, 2009).	En quebradas y ríos con corriente moderada y abundante sustrato rocoso; son organismos bastante intolerantes (Springer, 2010).	Ara, Boy, Cal, Caq, Tol, Vic.
Glossosomatidae	<i>Culoptila</i> Mosely, 1954	3,5 mm aprox.; seta de la uña tarsal más larga que el proceso en la base de la uña; casa más o menos uniforme de piedras pequeñas (Posada & Roldán, 2003).	En áreas de corriente fuerte y en zonas de abundante sustrato rocoso; tolerancia baja (Springer, 2010).	Ant, Bol, Boy, Cal, Cho, Cun, Hui, Mag, Met, Qui, San, Tol, Vdc, Vic.
	<i>Mortoniella</i> Ulmer, 1906	4 mm aprox.; pronoto esclerotizado; uña pata anal con cinco dientes largos en forma de racimo; casas más o menos uniforme, de piedras pequeñitas (Roldán, 2003).	Aguas de mucha corriente y muy oxigenada; muy abundante en nuestro medio; indicador: aguas oligotróficas (Roldán, 2003).	Amz, Ant, Boy, Cal, Caq, Cau, Cho, Cun, Gua, Mag, Met, Ris, San, Tol, Vdc, Vic.
	<i>Protoptila</i> Banks, 1904	4 mm aprox.; mesonoto con esclerito cuadrado; uña pata anal con cinco dientes largos; casa de piedras en forma de tortuga (Roldán, 2003).	Aguas corrientes de frías a cálidas y bienes oxigenadas; casas fuertemente adheridas a rocas: muy abundantes en muestreo; indicadores: aguas oligotróficas (Roldán, 2003).	Ant, Cal, Caq, Cau, Guv, Hui, Mag, Met, San, Tol, Vdc, Vic.
Helicopsychidae	<i>Helicopsyche</i> Siebold, 1856	4 mm aprox.; protuberancia en primer segmento abdominal; uña anal con dientes en forma de peine; casas helicoidales de granos de piedra y arena (Roldán, 2003).	Aguas de poca corriente y litoral de remansos y lagos; adheridos a sustratos pedregosos; indicador: aguas oligomesotróficas (Roldán, 2003).	Amz, Ant, Bol, Boy, Cal, Caq, Cau, Ces, Cho, Cun, Guv, Hui, Mag, Met, Put, Qui, Sap, San, Tol, Vdc, Vau, Vic.

Familia	Género	Características morfológicas	Hábitat	Distribución
Hydrobiosidae	<i>Atopsyche</i> Banks, 1905	10-12 mm; primeras patas muy modificadas; no construyen casas (Roldán, 2003).	Aguas corrientes frías y muy oxigenadas; sustrato pedregoso y poco material vegetal; indicador: aguas oligotróficas (Roldán, 2003).	Ant, Ara, Bol, Boy, Cal, Caq, Cas, Cau, Cho, Cun, Hui, Gua, Mag, Met, Nar, Qui, Ris, San, Tol, Vdc.
Hydropsychidae	<i>Blepharopus</i> Kolenati, 1859	8-10 mm; carena longitudinalmente extendida desde la parte anterior de los ojos hasta casi el borde posterior de la cabeza (Domínguez & Fernández, 2009).	Aguas de corriente moderada a fuerte, bien oxigenadas y de zonas altas; posiblemente intolerante (Duarte, 2020).	Ara, Tol.
	<i>Centromacronema</i> Ulmer, 1905	Trocantín alargado y dividido; labio muy extendido hacia delante; ojo muy reducido (Springer, 2010).	Ríos medianos a grandes de zonas bajas a intermedias; tolerancia desconocida (Springer, 2010).	Ant, Cho, Gun, Mag, Vdc, Vic.
	<i>Leptonema</i> Guerin-Meneville, 1843	15-17 mm; agallas abdominales y en los dos últimos segmentos torácicos, formadas por un tallo central; casas en forma de red para capturar alimento (Roldán, 2003).	Aguas corrientes con mucha vegetación; toleran aguas con un poco de contaminación, muy abundantes; indicador: aguas oligotróficas a eutróficas (Roldán, 2003).	Amz, Ant, Ara, Bol, Boy, Cal, Caq, Cas, Cau, Cho, Cun, Guv, Hui, Gua, Mag, Met, Nds, Put, Qui, Ris, San, Tol, Vdc.
	<i>Macronema</i> Pictet, 1836	21 mm aprox.; propatas anales muy largas y delgadas, dobladas en la mitad de su longitud (Posada & Roldán, 2003).	Áreas de corriente moderada en ríos y quebradas de zonas bajas; posiblemente tolerantes a contaminación leve (Springer, 2010).	Amz, Ant, Bol, Cal, Caq, Cau, Cho, Gun, Guv, Mag, Met, Put, Qui, San, Tol, Vdc, Vau, Vic.

Familia	Género	Características morfológicas	Hábitat	Distribución
Hydropsychidae	<i>Macrostemum</i> Kolenati, 1859	17 mm; carina cruzando la línea ecdisial en la sutura frontoclipeal; tibia y tarso anteriores con un penacho de setas densas dorsalmente; cabeza aplanada dorsalmente (Posada & Roldán, 2003).	Aguas de corriente moderada en quebradas boscosas de zonas bajas; posiblemente intolerante (Springer, 2010).	Ant, Cal, Caq, Cho, Hui, Met, San, Tol.
	<i>Pseudomacronema</i> Ulmer, 1906	No se conocen las larvas del género (Domínguez & Fernández, 2009).	Desconocido.	Cun.
	<i>Smicridea</i> McLachlan, 1871	4-5 mm; agallas abdominales ramificadas de un tallo central; trocánter de primera pata muy desarrollado; casas similares a <i>Leptonema</i> (Roldán, 2003).	Aguas corrientes con mucha vegetación; toleran aguas con un poco de contaminación, muy abundantes; indicadores: aguas oligotróficas a eutróficas (Roldán, 2003).	Amz, Ant, Ara, Bol, Boy, Cal, Caq, Cas, Cau, Cho, Cun, Guv, Hui, Gua, Mag, Met, Nar, Put, Qui, Ris, San, Sap, Suc, Tol, Vdc, Vic.
	<i>Synoestropsis</i> Ulmer, 1905	Cabeza y segmentos del tórax, largos y delgados; patas anteriores queladas (Domínguez & Fernández, 2009).	Desconocido.	Cun, Met, Vic.
Hydroptilidae	<i>Alisotrichia</i> Flint, 1964	Tórax y abdomen sin setas espatuladas; fémur sin setas pectinizadas (Hamada et al., 2019).	Zona de salpicadura en ríos y quebradas; tolerancia desconocida (Springer, 2010).	Ant, Caq, Cun, Gua, Mag, Met.
	<i>Anchitrichia</i> Flint, 1970	Cabeza sin papilas; segmentos abdominales I-VII con un esclerito en media luna; refugio cilíndrico, fijado a las rocas solo por un filamento delgado (Hamada et al., 2019).	Zona de salpicadura en ríos y quebradas; tolerancia desconocida (Springer, 2010).	Ant, Qui.

Familia	Género	Características morfológicas	Hábitat	Distribución
Hydroptilidae	<i>Betrichia</i> Mosely, 1939	Segmento abdominal I con terguito transversal y segmentos abdominales II al VII cada uno con dos terguitos pequeños (Pes et al., 2018)	Desconocido.	Tol.
	<i>Byrsopteryx</i> Flint, 1981	Cuerpo comprimido lateralmente; pronoto con fuertes espinas en los ángulos anterolaterales; casa portátil de seda con pocos granitos de arena incorporados, aplanada lateralmente, con el borde dorsal ondulado y abierto en ambos extremos (Springer, 2010).	Zona de salpicadura de quebradas y cascadas en bosque; posiblemente intolerante (Springer, 2010).	Met, Vdc.
	<i>Celaenotrichia</i> Mosely, 1939	Cuerpo comprimido lateralmente; pronoto sin espinas y con un proceso agudo en la base de cada uña tarsal (Domínguez & Fernández, 2009).	Desconocido.	Cho, Met.
	<i>Cerasmatrichia</i> Flint, Harris & Botosaneanu, 1994	Tórax y abdomen con setas espatuladas agrandadas y oscuras; protuberancias cónicas a los lados del abdomen con dos cerdas largas (Hamada et al., 2019).	Zona de salpicadura en ríos y quebradas; tolerancia desconocida (Springer, 2010).	Ant, Cal, Caq, Mag, Met, Tol.
	<i>Hydroptila</i> Dalman, 1819	3,4-4 mm; muy pequeños; tres agallas al extremo final del abdomen; casas con dos valvas de granos de arena (Roldán, 2003).	Aguas corrientes (principalmente) y lénticas; indicador: aguas oligotróficas (Roldán, 2003).	Ant, Ara, Boy, Cal, Caq, Cun, Gua, Guv, Hui, Met, Nar, Qui, San, Tol, Vdc, Vic.

Familia	Género	Características morfológicas	Hábitat	Distribución
Hydroptilidae	<i>Ithytrichia</i> Eaton, 1873	Abdomen con proyecciones dorsales y ventrales (Domínguez & Fernández, 2009).	Desconocido.	Ant, Tol.
	<i>Leucotrichia</i> Mosely, 1934	3 mm; últimos segmentos abdominales ensanchados; terguitos dorsales en los segmentos abdominales II-VII sin perforaciones redondas y semirrectangulares (Posada & Roldán, 2003).	Zona de salpicadura y sobre rocas en corriente rápida, en ríos y quebradas de bosque y zonas abiertas; posible tolerancia leve (Springer, 2010).	Ant, Boy, Cal, Cau, Hui, Mag, Met, Nar, Qui, San, Tol.
	<i>Mayatrichia</i> Mosely, 1937	2 mm; surcos intersegmentales poco marcados; cabeza a menudo muy alargada; capullo de seda solamente, con carenas esculpidas (Domínguez & Fernández, 2009).	Desconocido.	Boy, Guv, Met, Tol, Vic.
	<i>Metrichia</i> Ross, 1938	4 mm; abdomen con terguitos y anillos dorsales; escleritos del meso y metanoto cortos, con una serie de setas alargadas en su parte anterior; uña tarsal fuertemente curvada; casa con dos valvas de seda con algas filamentosas (Posada & Roldán, 2003).	Zona de salpicadura en ríos y Quebradas; posiblemente sobrevive a contaminación leve (Springer, 2010).	Ant, Boy, Caq, Cun, Mag, Met, Nar, Qui, San, Sap, Tol.
	<i>Neotrichia</i> Morton, 1905	2 mm; abdomen con segmentación bien marcada; casa cilíndrica, ligeramente aplanada dorso-ventralmente, de granitos de arena (Springer, 2010).	En ambientes lénticos y lóticos; posiblemente sobrevive a contaminación leve (Springer, 2010).	Amz, Ant, Ara, Atl, Bol, Boy, Cal, Caq, Gua, Hui, Met, San, Suc, Tol, Vdc, Vau.

Familia	Género	Características morfológicas	Hábitat	Distribución
Hydroptilidae	<i>Ochrotrichia</i> Mosely, 1934	2-4 mm; sin agallas al final del abdomen; casas similares a <i>Hydroptila</i> (Roldán, 2003).	Aguas corrientes (principalmente) y lénticas. Indicadores: aguas oligotróficas (Roldán, 2003).	Ant, Boy, Cal, Caq, Cho, Cun, Hui, Gua, Mag, Met, Qui, San, Tol, Vdc, Vic.
	<i>Oxyethira</i> Eaton, 1873	3 mm; patas meso y metatorácicas de 2,5 aprox., a veces más largas que las protorácicas; casa de seda transparente en forma de botella (Posada & Roldán, 2003).	Ambientes lénticos y lóticos; posiblemente sobrevive a contaminación leve (Springer, 2010).	Amz, Ant, Ara, Boy, Cal, Caq, Cas, Cho, Cun, Guv, Hui, Met, Nar, Put, Qui, Sap, San, Tol, Vdc, Vau, Vic.
	<i>Rhyacopsyche</i> Muller, 1879	4 mm; abdomen sin terguitos ni anillos dorsales; todas las patas cortas y similares; casa tubular, ensanchada en la parte media y sujeta al sustrato por un filamento de seda en uno de sus extremos (Posada & Roldán, 2003).	Zona de salpicadura en ríos y quebradas; posiblemente sobrevive a contaminación leve (Springer, 2010).	Ant, Cal, Caq, Cho, Put, San, Tol, Vic.
	<i>Zumatrixia</i> Mosely, 1937	4 mm; últimos segmentos abdominales ensanchados; terguitos dorsales en los segmentos abdominales II-VII con un par de pequeños orificios en el centro del esclerito (Posada & Roldán, 2003).	Zona de salpicadura en ríos y quebradas y sobre rocas en corriente rápida; posiblemente sobrevive a contaminación leve (Springer, 2010).	Ant, Boy, Cal, Caq, Cho, Hui, Mag, Met, Qui, San, Tol.
Leptoceridae	<i>Achoropsyche</i> Holzenthal, 1984	No se conocen las larvas del género (Domínguez y Fernández, 2009).	Desconocido.	SLE.

Familia	Género	Características morfológicas	Hábitat	Distribución
Leptoceridae	<i>Amazonatolica</i> Holzenthal & Pes, 2004	Tibia posterior de la pierna expandida, triangular, con una expansión en el margen apical externo; refugio de seda transparente (Hamada et al., 2019).	Desconocido.	Mag.
	<i>Amphoropsyche</i> Holzenthal, 1985	Tibia y tarso de la pata anterior con pelo ensanchado subapical ventral; pelos y espinas en el dorso de la pseudopata anal (Domínguez & Fernández, 2009).	Desconocido.	Ant, Cho, Cun, Ris.
	<i>Atanatolica</i> Mosely, 1936	6-8 mm; más pequeña que <i>Amphoropsyche</i> y similar en estructura; casas cónicas de material mineral (Roldán, 2003).	Aguas corrientes y sustratos pedregosos, bien oxigenados; indicador: aguas oligotróficas (Roldán, 2003).	Amz, Ant, Boy, Cal, Caq, Cau, Cho, Cun, Hui, Gua, Mag, Met, Put, Qui, Ris, San, Tol, Vic.
	<i>Brachysetodes</i> Schmid, 1955	Pelos conspicuos en el dorso del segmento IX y en las pseudopatas anales; pelitos alrededor de la abertura anal; capullos arqueados de piedritas (Domínguez & Fernández, 2009).	Desconocido.	Cal, Qui.
	<i>Grumichella</i> Muller, 1879	5-7 mm; agallas abdominales simples y ramificadas; uñas en patas anales con dos dientes curvados; casas cónicas con salientes como anillos (Roldán, 2003).	Aguas de poca corriente con fondo arenoso-pedregoso; indicador: aguas oligotróficas a eutróficas (Roldán, 2003).	Ant, Ara, Boy, Cal, Caq, Cun, Hui, Met, Nds, Put, Qui, Ris, San, Tol, Vdc.

Familia	Género	Características morfológicas	Hábitat	Distribución
Leptoceridae	<i>Nectopsyche</i> Muller, 1879	9-10 mm; esclerito en forma de barra en primer segmento abdominal; agallas abdominales simples; casas de material vegetal (Roldán, 2003).	Aguas de poca corriente y sobre material vegetal; indicador: aguas oligomesotróficas (Roldán, 2003).	Amz, Ant, Bol, Boy, Cal, Caq, Cau, Cho, Cun, Gua, Hui, Gua, Mag, Met, Nar, Nds, Put, Qui, Ris, San, Tol, Vdc, Vau, Vic.
	<i>Notalina</i> Mosely, 1936	Metanoto formado por tres escleritos, dos anteriores y uno posterior; tibia posterior entera (Domínguez & Fernández, 2009).	Desconocido.	Ant, Boy.
	<i>Oecetis</i> McLachlan, 1877	8-10 mm; palpos maxilares desarrollados y mandíbulas fuertes; protuberancia en primer segmento abdominal dorsal; casas cónicas de materia mineral (Roldán 2003).	Aguas corrientes y lénticas y aun salobres; indicador: aguas oligotróficas a eutróficas (Roldán, 2003).	Amz, Ant, Ara, Boy, Cal, Caq, Cun, Guv, Hui, Mag, Met, Put, Qui, San, Tol, Vdc, Vau, Vic.
	<i>Setodes</i> Rambur, 1842	No se conocen las larvas del género en el Neotrópico (Pes et al., 2018).	Desconocido.	Ant.
	<i>Triaenodes</i> McLachlan, 1865	15 mm; base de cada propata anal con un parche de setas más o menos largas al lado de cada línea de las espinas anales; casa de pequeñas ramas en espiral (Posada & Roldán, 2003).	Asociadas a vegetación sumergida en las orillas de quebradas y ríos o en charcas; posiblemente intolerantes (Springer, 2010).	Amz, Ant, Boy, Cal, Caq, Cun, Hui, Gua, Met, San, Tol.

Familia	Género	Características morfológicas	Hábitat	Distribución
Leptoceridae	<i>Triplectides</i> Kolenati, 1859	21-23 mm; primer trocánte muy notorio; primer segmento torácico esclerotizado; casa cilíndrica de pedazos de ramas (Roldán, 2003).	Aguas corrientes con sustrato vegetal en descomposición; toleran cierta contaminación; indicador: aguas oligotróficas a eutróficas (Roldán, 2003).	Ant, Ara, Bol, Boy, Cal, Caq, Cun, Hui, Nar, Qui, San, Tol, Vdc.
Limnephilidae	<i>Anomalocosmoecus</i> Schmid, 1957	Prolongación fuertemente arqueada en el esterno del protórax, denominada “cuerno prosternal”; mandíbulas con extremos romos y ahuecados; cabeza con cresta dorsolateral (Domínguez y Fernández, 2009).	Aguas corrientes bien oxigenadas con fondos de gravilla, arena, y rocas de mediano tamaño con vegetación ribereña típica de páramo.	Cal, Cau, Tol.
	<i>Limnephilus</i> Leach, 1815	Segmento abdominal I con menos de 100 setas en todas las áreas; cabeza y pronoto sin pequeñas espinas; esclerito lateral de la propata anal sin setas cortas (Pes et al., 2018).	Desconocido.	Boy, Cal, Cho, Cun, Hui, Tol.
Odontoceridae	<i>Marilia</i> Muller, 1880	10 mm aprox.; mandíbulas y palpos labiales prominentes; patas anales con espinas; casas cónicas de piedrecillas o materia vegetal (Roldán, 2003).	Aguas de poca corriente y oxigenadas y fondos pedregosos; indicador: aguas oligotróficas (Roldán, 2003).	Ant, Ara, Bol, Boy, Cal, Caq, Cho, Cun, Hui, Gua, Mag, Met, Put, Qui, San, Tol, Vic.
Philopotamidae	<i>Chimarra</i> Stephens, 1829	10 mm aprox.; depresión en frente clipeal; saliente en la primera coxa con una seta; casas o refugios como redes tubulares de seda sobre rocas y piedras (Roldán, 2003).	Aguas de poca corriente y oxigenadas y fondo pedregoso; poco comunes; indicador: aguas oligotróficas (Roldán, 2003).	Ant, Ara, Bol, Boy, Cal, Caq, Cau, Cho, Cun, Hui, Gua, Mag, Met, Nar, Qui, Ris, San, Sap, Suc, Tol, Vdc, Vau, Vic.

Familia	Género	Características morfológicas	Hábitat	Distribución
Philopotamidae	<i>Chimarrhodela</i> Lestage, 1925	No se conocen las larvas del género (Domínguez & Fernández, 2009).	Desconocido.	Ant, Met, Tol, Vdc.
	<i>Dolophilodes</i> Ulmer, 1909	Margen anterior del frontoclipeo ligeramente asimétrico y extendido (Merritt & Cummings, 2008).	Desconocido.	Ant.
	<i>Wormaldia</i> McLachlan, 1865	12 mm aprox.; frente clipeal cóncava o convexa; uñas tarsales con setas muy notorias; casas similares a las anteriores (Roldán, 2003).	Aguas de poca corriente y oxigenadas y fondo pedregoso; poco comunes; indicador: aguas oligotróficas (Roldán, 2003).	Ant, Bol, Cal, Cau, Cho, Mag, Met, Qui, Ris, San, Tol, Vdc, Vic.
Polycentropodidae	<i>Cernotina</i> Ross, 1938	Tarso de la pata anterior largo, al menos 2/3 del largo de la tibia; uña de la pseudopata anal curvada 90° (Domínguez & Fernández, 2009).	Desconocido.	Amz, Caq, Guv, San.
	<i>Cyrenellus</i> Banks, 1913	Placa dorsal entre la uña anal y el esclerito lateral de la propata anal con dos líneas oscuras en forma paralela, sin cruzarse; cabeza de coloración oscura con pequeñas manchas claras (Springer, 2010).	Ambientes lenticos y en aguas de poca corriente; posiblemente intolerante (Springer, 2010).	Amz, Ara, Caq, Cho, Guv, Hui, Mag, Met, Put, San, Vic.
	<i>Nyctiophylax</i> Brauer, 1865	Uña de la pseudopata anal con diente accesorio; espinas del margen cóncavo ventral cortas (Domínguez & Fernández, 2009).	Desconocido.	Cun, San.

Familia	Género	Características morfológicas	Hábitat	Distribución
Polycentropodidae	<i>Polycentropus</i> Curtis, 1835	15-17 mm; mandíbulas bien desarrolladas; patas anales con marca en forma de X; casas o refugios tubulares o en forma de trompeta (Roldán, 2003).	Aguas de poca corriente o lénticas, con mucha vegetación; indicador: aguas oligomesotróficas (Roldán, 2003).	Ant, Ara, Boy, Cal, Caq, Cas, Cau, Cho, Cor, Cun, Hui, Gua, Mag, Met, Put, Qui, San, Tol, Vdc, Vau, Vic.
	<i>Polyplectropus</i> Ulmer, 1905	6-8 mm; uña anal con 4 largos dientes; casas o refugios tubulares de seda o material vegetal (Roldán, 2003).	Corrientes frías, bien oxigenadas en sustratos pedregosos y poca vegetación; indicador: aguas oligotróficas (Roldán, 2003).	Ant, Ara, Bol, Boy, Cal, Caq, Cau, Cho, Hui, Mag, Met, San, Tol, Vau, Vic.
Xiphocentronidae	<i>Cnodocentron</i> Schmid, 1982	Larva indistinguible de <i>Xiphocentron</i> (Holzen-thal & Calor, 2017).	Posiblemente sobre piedras en ríos y quebradas; también en la zona de salpique; tolerancia desconocida (Springer, 2010).	Ant.
	<i>Xiphocentron</i> Brauer, 1870	6-8 mm; tibia y tarsos fusionados; uña anal curvada y aguda; casas o refugios tubulares de finos granos de arena (Roldán, 2003).	Aguas corrientes de fondo pedregoso y bien oxigenadas; indicador: aguas oligotróficas (Roldán, 2003).	Ant, Ara, Boy, Cal, Cau, Cun, Hui, Mag, Nar, Qui, Ris, San, Tol, Vdc, Vic.

Abreviaturas: Amz: Amazonas, Ara: Arauca, Atl: Atlántico, Ant: Antioquia, Bol: Bolívar, Boy: Boyacá, Cal: Caldas, Caq: Caquetá, Cas: Casanare, Cau: Cauca, Ces: Cesar, Cho: Chocó, Cor: Córdoba, Cun: Cundinamarca, Gua: Guajira, Gun: Guainía, Guv: Guaviare, Hui: Huila, Mag: Magdalena, Met: Meta, Nar: Nariño, Nds: Norte de Santander, Put: Putumayo, Qui: Quindío, Ris: Risaralda, San: Santander, Sap: San Andrés y Providencia, Suc: Sucre, Tol: Tolima, Vdc: Valle del Cauca, Vau: Vaupés, Vic: Vichada, SLE: sin localidad específica.

Anexo 2

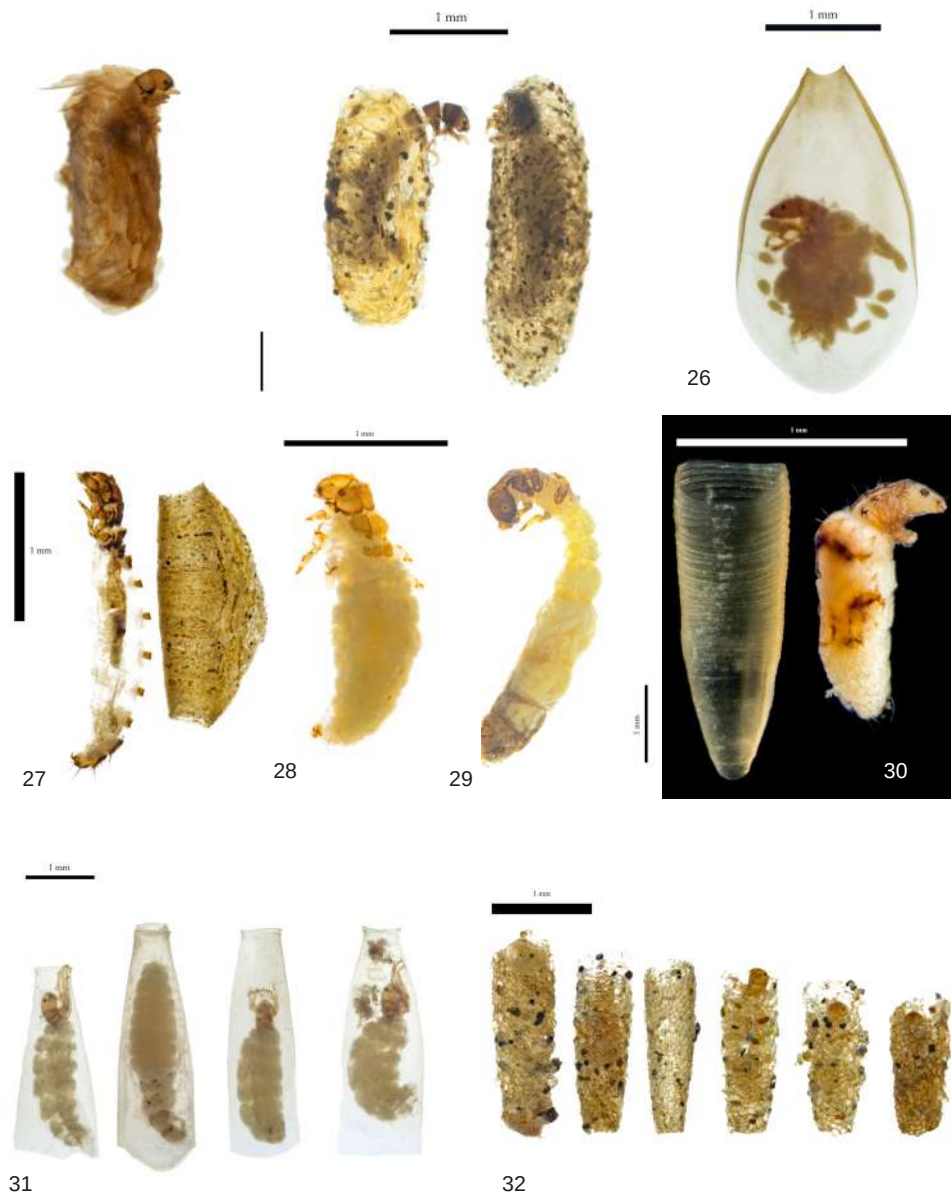
Registro fotográfico de larvas de tricópteros presentes en Colombia. Fotos: Jorge Enrique García Melo, Laboratorio de Ciencia Visual y Biofotografía, Universidad de Ibagué.



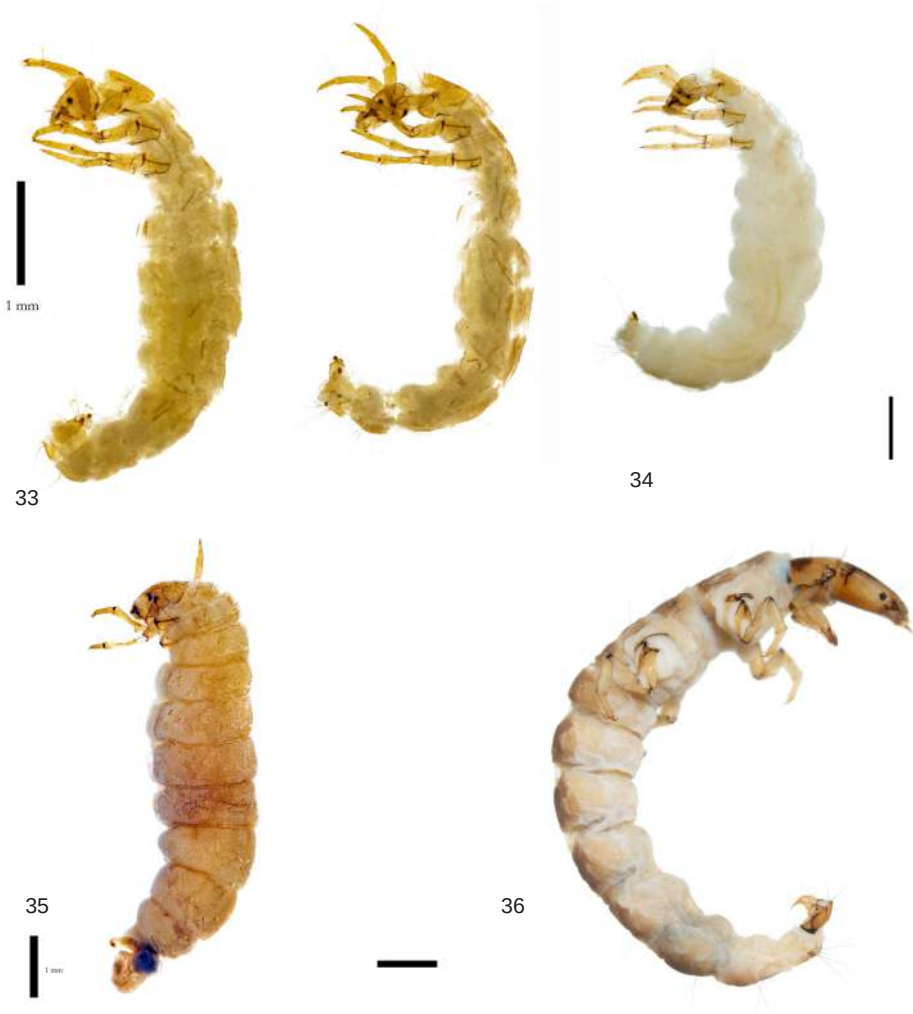
Suborden Annulipalpia. 1. *Austrotinodes* (Ecnomidae); 2. *Leptonema*; 3. *Macronema*; 4. *Synostropsis*; 5. *Blepharopus* (Hydropsychidae); 6. *Chimarra*; 7. *Wormaldia* (Philopotamidae); 8. *Polycentropus*; 9. *Polyplectropus*; 10. *Cyrnelus*; 11. *Cernotina* (Polycentropodidae); 12. *Xiphocentron* (Xiphocentronidae).



Suborden Integripalpia. 13. *Contulma* (Anomalopsychidae); 14. *Phylloicus* (Calamoceratidae); 15. *Marilia* (Odontoceridae); 16. *Helicopsyche* (Helicopsychidae); 17. *Nectopsyche*; 18. *Triaenodes*; 19. *Oecetis*; 20. *Grumichella*; 21. *Triplectides*; 22. *Atanatolica* (Leptoceridae); 23. *Anomalocosmoecus* (Limnephilidae).



Suborden Integripalpia. 24. *Metrichia*; 25. *Ochrotrichia*; 26. *Ithytrichia*; 27. *Byrsopteryx*; 28. *Alisotrichia*; 29. *Zumatrichia*; 30. *Mayatrachia*; 31. *Oxyethira*; 32. *Neotrichia* (Hydroptilidae).



Suborden Spicipalpia. 33. *Protoptila*; 34. *Mortoniella*; 35. *Culoptila* (Glossosomatidae); 36. *Atopsyche* (Hydrobiosidae).

Anexo 3.

Hábitos de locomoción y alimentarios de las larvas de Trichoptera reportadas para Colombia.

Género	Hábito	Depredador			Herbívoro			Detritívoro	
		Engu	Carr	Rasp	Troz	Mast	Trit	Col-R	Col-F
<i>Alisotrichia</i>	Agr				*				
<i>Amazonatolica</i>	Trp, Agr							*	
<i>Anchitrichia</i>	Agr				*				
<i>Anomalocosmoecus</i>	Trp, Rep				*				
<i>Atanatolica</i>	Trp, Rep, Agr							*	
<i>Atopsyche</i>	Trp, Nad, Rep	*			*				
<i>Austrotinodes</i>	Trp, Rep, Agr								*
<i>Banyallarga</i>	Trp, Rep				*			*	
<i>Blepharopus</i>	Agr							*	
<i>Brachysetodes</i>	Rep							*	
<i>Betrichia</i>	Agr				*				
<i>Byrsoteryx</i>	Agr				*				
<i>Celaenotrichia</i>	Agr				*				
<i>Cerasmatrichia</i>	Agr				*				
<i>Cernotina</i>	Agr	*							
<i>Chimarra</i>	Agr								*
<i>Contulma</i>	Agr							*	
<i>Culoptila</i>	Agr			*					
<i>Cyrtellus</i>	Agr								*
<i>Dolophilodes</i>	Agr								*
<i>Grumichella</i>	Trp, Rep, Agr							*	
<i>Helicopsyche</i>	Agr			*					
<i>Hydroptila</i>	Agr			*	*	*			
<i>Ithytrichia</i>	Agr			*					
<i>Leptonema</i>	Agr								*
<i>Leucotrichia</i>	Agr			*				*	

Género	Hábito	Depredador			Herbívoro			Detritívoro	
		Engu	Carr	Rasp	Troz	Mast	Trit	Col-R	Col-F
<i>Macronema</i>	Agr							*	
<i>Macrostemum</i>	Agr								*
<i>Marilia</i>	Agr				*	*			
<i>Mayatrichia</i>	Agr				*				
<i>Metrichia</i>	Agr				*	*			
<i>Mortoniella</i>	Agr			*					
<i>Nectopsyche</i>	Trp, Nad	*			*	*		*	
<i>Neotriplectides</i>	Rep		*		*		*		
<i>Neotrichia</i>	Agr			*					
<i>Ochrotrichia</i>	Agr			*	*			*	
<i>Oecetis</i>	Trp, Rep, Agr	*					*		
<i>Oxyethira</i>	Agr			*	*	*		*	
<i>Phylloicus</i>	Rep			*	*			*	
<i>Polycentropus</i>	Agr	*			*		*		*
<i>Polyplectropus</i>	Agr	*							
<i>Protoptila</i>	Agr			*					
<i>Rhyacopsyche</i>	Agr				*				
<i>Smicridea</i>	Agr								*
<i>Synoestropsis</i>	Trp, Rep, Agr							*	
<i>Triaenodes</i>	Trp, Nad					*	*		
<i>Triplectides</i>	Rep				*				
<i>Wormaldia</i>	Agr								*
<i>Xiphocentron</i>	Agr							*	
<i>Zumatrichia</i>	Agr			*				*	

Siglas: Agr: agarrador, Trp: trepador, Rep: Reptador, Nad: nadador, Engu: engullidor, Carr: carroñero, Rasp: raspador, Troz: trozador, Mast: masticador, Trit: triturador, Col-R: colector-recolector, Col-F: colector-filtrador.

Anexo 4

Estuches de algunas de las larvas de tricópteros presentes en Colombia. Fotos: Jorge Enrique García Melo, Laboratorio de Ciencia Visual y Biofotografía, Universidad de Ibagué.



37. Odontoceridae; 38-39. Leptoceridae; 40. Hydroptilidae; 41. Helicopsychidae; 42. Glossosomatidae; 43. Calamoceratidae; 44. Anomalopsychidae; 45. Xiphocentronidae.



Megaloptera (*Corydalus*). Foto: Jorge E. García-Melo.

Capítulo 8

Megaloptera de Colombia

*Adrián Ardila-Camacho¹, Cristian J. Guzmán Soto²
y Atilano Contreras-Ramos³*

Resumen

Megaloptera es un orden de insectos holometábolos perteneciente al superorden Neuropterida. Actualmente, este grupo incluye 400 especies descritas, distribuidas a nivel mundial. Sus larvas son acuáticas, principalmente depredadoras y de tamaño variable; viven en cuerpos de agua lénticos y lóticos asociadas a sustratos pedregosos, remansos, troncos u otras estructuras sumergidas donde esperan a sus presas. Una vez listas para pupar, buscan áreas fuera del agua cerca al hábitat ripario donde cavan para construir una cámara pupal. El grupo está dividido en las familias Corydalidae y Sialidae, de una diversidad considerable en el Neotrópico, principalmente la primera. La representación del orden en Colombia corresponde a cerca del 5 % de la riqueza mundial e incluye dos familias, tres géneros y 18 especies. En el país, estas familias son consideradas moderadamente tolerantes a los cambios de calidad del agua de los ecosistemas en los que pueden estar presentes.

Palabras clave: bioindicador, Corydalidae, depredador, insectos acuáticos, Sialidae.

-
1. Universidad Distrital “Francisco José de Caldas”, Facultad de Ciencias Matemáticas y Naturales, Bogotá, Colombia. adrian.ardila@st.ib.unam.mx
 2. Universidad del Magdalena, Grupo de Investigación en Biodiversidad y Ecología Aplicada (GIBEA), Santa Marta, Colombia. cristianjguzmansoto@gmail.com
 3. Instituto de Biología, Departamento de Zoología, UNAM, Ciudad de México, México. acontreras@ib.unam.mx

Abstract

Megaloptera is an order of holometabolous insects belonging to the superorder Neuropterida. Currently, this group includes 400 described species, distributed worldwide. Their aquatic larvae are mainly predators, of variable size that live in lentic and lotic bodies of water associated with stony substrates, backwater areas, logs or other submerged structures where they await their prey. Once ready to pupate, they look for areas out of water near the riparian habitat where they dig to build a pupal chamber. The group is divided into the families Corydalidae and Sialidae, which have considerable diversity in the Neotropics, mainly the former. The representation of this order in Colombia corresponds to about 5 % of world richness and includes two families, three genera and 18 species. In Colombia, these families are considered moderately tolerant to changes in water quality of the ecosystems in which they may be present.

Keywords: Bioindicator, Corydalidae, Sialidae, aquatic insects, predator.

Introducción

El orden Megaloptera es un grupo pequeño de insectos holometábolos, con 400 especies descritas a nivel mundial (Wang et al., 2019; Martins et al., 2022). Su ciclo de vida incluye larvas exclusivamente acuáticas, mientras que las pupas y los adultos son terrestres (Zhao et al., 2014; Grimaldi & Engel 2005; Beutel et al. 2014). Ciertas especies en los géneros *Corydalus* Latreille, 1802, *Platyneuromus* van der Weele, 1909 y *Acanthacorydalis* van der Weele, 1907 (Corydalidae: Corydalinae), presentan dimorfismo sexual con mandíbulas o expansiones postoculares hipertrofiadas y con alometría positiva, involucradas en selección sexual (Ramírez-Ponce et al., 2017; Ardila-Camacho & Contreras-Ramos, 2018a; Azevêdo & Hamada, 2019). Los estadios larvales en este orden de insectos pueden encontrarse en ambientes lóticos y lénticos (Rivera-Gasperín et al., 2019; Azevêdo & Hamada, 2019; Ardila-Camacho et al., 2021). Funcionalmente, sus larvas están categorizadas como depredadoras de otros invertebrados y pueden ser halladas mayoritariamente en sustratos pedregosos, de grava, hojarasca o fangosos (Grustán, 2015; Ardila-Camacho & Contreras-Ramos, 2018a; Rivera-Gasperín et al., 2019; Tamaris-Turizo et al., 2020).

Este grupo está dividido en dos familias: Corydalidae y Sialidae, de las cuales, aproximadamente, el 20 % de la riqueza mundial se encuentra en el Neo-

trópico (Martins et al., 2022) y cerca del 5 % en Colombia. De los tres géneros de Megaloptera conocidos en el país, *Corydalus* es el de mayor riqueza, con 12 especies, seguido por *Chloronia* Banks, 1908, con cuatro especies, y, finalmente, *Ilyobius* Enderlein, 1910, con dos, para un total de 18 especies. En Colombia, actualmente las especies de este orden pueden ser identificadas con el apoyo de los trabajos de Penny & Flint (1982), Contreras-Ramos (1998), Liu et al. (2015) y Ardila-Camacho & Contreras-Ramos (2018b).

En el país, la familia Sialidae está conformada por dos especies: *Ilyobius flavicollis* Enderlein, 1910, e *I. curvatus* Liu, Hayashi & Yang, 2015. Por otro lado, la familia Corydalidae está constituida por dos géneros: *Chloronia* y *Corydalus*. Del primer taxón, se conocen cuatro especies: *Chloronia gloriosoi* Penny and Flint, 1982; *C. bogotana* Van der Weele, 1909; *C. mirifica* Navas, 1925; y *C. marthae* Contreras-Ramos, 2002, mientras que el segundo está representado en el país por 12 especies: *Corydalus affinis* (Burmeister, 1839); *C. armatus* (Hagen, 1861); *C. batesii* (MacLachlan, 1868) *C. clauseni* Contreras-Ramos, 1998; *C. colombianus* Contreras-Ramos, 1998; *C. flavicornis* Stitz, 1914; *C. liui* Ardila-Camacho & Contreras-Ramos, 2018; *C. muzoensis* Ardila-Camacho, 2014; *C. nubilus* (Erichson, 1848); *C. peruvianus* (Davis, 1903); *C. sophiae* Ardila-Camacho & Contreras-Ramos, 2018; y *C. tessellatus* Stitz, 1914 (Ardila-Camacho & Contreras-Ramos, 2018b). No obstante, el registro de *C. tessellatus* en Colombia es dudoso y requiere confirmación (Contreras-Ramos, 1998).

Los registros geográficos para el país sugieren que algunas de las especies pueden encontrarse desde los 0 hasta los 2700 m s.n.m. (Ardila-Camacho & Contreras-Ramos, 2018b), principalmente en cuerpos lóticos en los que se pueden hallar asociadas a sitios con buena calidad ecológica (Forero et al., 2014) y poco perturbados, o impactados por la agricultura (Villada-Bedoya et al., 2017) con alta carga de materia orgánica (Forero-Céspedes et al., 2013). Solo unas pocas especies (p. ej., *Chloronia spp.*) podrían estar asociadas a ecosistemas prístinos (Meza et al., 2012).

Biología

La morfología del orden Megaloptera puede ejemplificarse bien tanto en adultos (**Figura 1**) como en larvas (**Figura 2**) de la subfamilia Corydalinae. La historia de vida de la familia Sialidae es poco conocida en la región neotropical (Contreras-Ramos, 2008). El ciclo de vida de sus larvas podría abarcar de 1 a 2 años y pueden tener entre 0,8 a 12 mm, con siete pares de filamentos laterales en el abdomen, más un filamento caudal (**Figura 8 A**). Los adultos

llegan a medir hasta 15 mm de longitud corporal y se distinguen por carecer de ocelos y presentar protórax más ancho que largo (**Figura 3A**) (Contreras-Ramos, 2008; 2009; Ardila-Camacho & Contreras-Ramos, 2018a; Rivera-Gasparín et al., 2019; Azevêdo & Hamada, 2019).

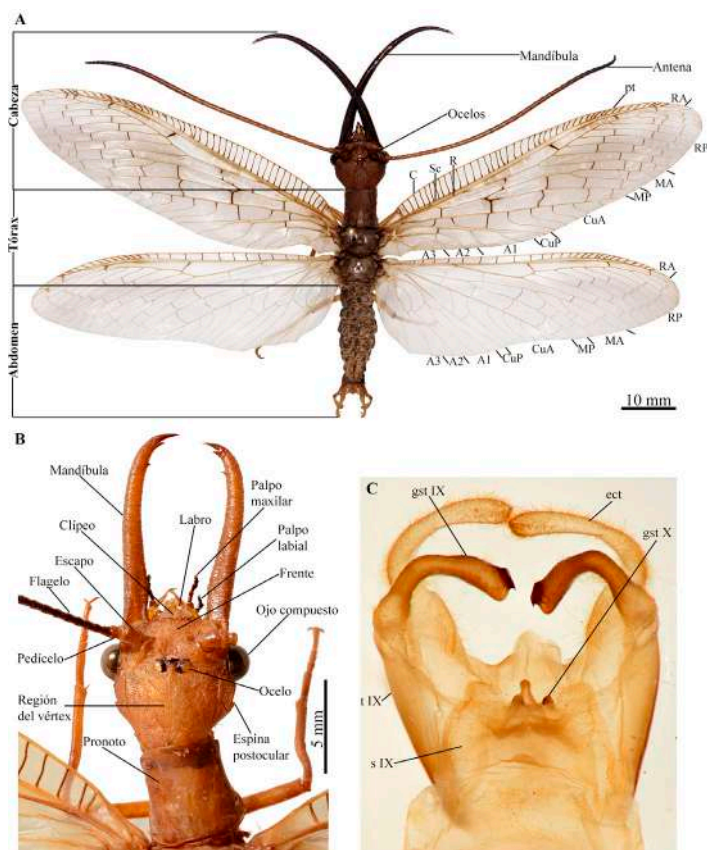


Figura 1. Morfología de imago de Corydalidae. A: macho de *Corydalus flavicornis*; B: cabeza y pronoto de macho adulto de *C. clavijoi*; C: terminalia del macho de *C. clavijoi*. Abreviaciones: gst: gonostilo; ect: ectoprocto; s: esternito; t: terguito.

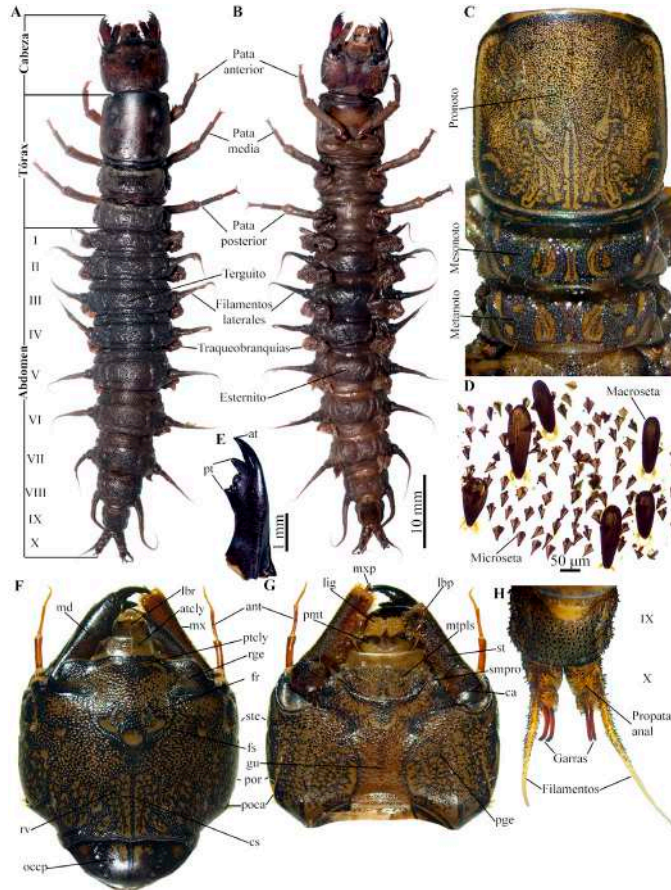


Figura 2. Morfología larval de Corydalidae. A: hábitus de larva madura de *C. armatus*, dorsal; B: idem, ventral; C: tórax de *C. armatus*, dorsal; D: *Corydalus flavicornis*, macro- y microsedas de terguito abdominal V; E: *C. armatus*, mandíbula; F: *C. armatus*, cabeza, dorsal; G: idem, ventral; H: *C. armatus*, propatas anales, dorsal. Abreviaciones: at: diente apical; ant: antena; atcly: anteclípeo; ca: cardo; cs: sutura coronal; fr: frente; fs: sutura frontal; gu: gula; lbp: palpo labial; lbr: labro; lig: lígula; md: mandíbula; mx: maxila; mxp: palpo maxilar; mtpls: placas mentales; occp: occipucio; pt: dientes preapicales; pge: postgena; pmt: prementón; por: región postocular; poca: carina postocular; ptcly: postclípeo; rv: región del vertex; rge: región de la gena; st: stipes; ste: estemata; smpro: proyecciones submentales.

Por el contrario, la biología de la familia Corydalidae es la mejor conocida en la región. Sus larvas pueden tener una longitud corporal entre 20 y 80 mm,

branquias traqueales en los primeros ocho segmentos abdominales y al final un par de propatas provistas de garras. Las especies de este grupo pueden tener hasta 11 estadios larvales a lo largo de un año y ser univoltinas o bivoltinas (Contreras-Ramos, 2009). La cabeza es bien esclerotizada, robusta, aplanada o convexa, con patrones de coloración de importancia taxonómica, provista de mandíbulas fuertemente esclerotizadas (Beutel y Friedrich, 2008; Ardila-Camacho & Contreras-Ramos, 2018a; Azevêdo & Hamada, 2019).

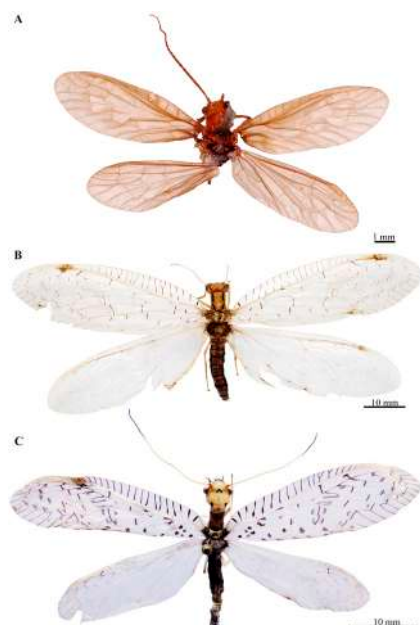


Figura 3. Hábitus de especies colombianas de Megaloptera. A: *Ilyobius curvatus*, macho, dorsal; B: *Chloronia bogotana*, hembra, dorsal; C: *Chloronia marthae*, macho, dorsal.

Por otro lado, las masas de huevos de Corydalidae abundan en épocas de lluvias, pueden alcanzar hasta tres capas y se encuentran cubiertas por una sustancia rígida blanca o amarilla dando la apariencia de estiércol de aves que pueden ser puestas sobre rocas, hojas o troncos que sobresalen directamente sobre el agua (Ardila-Camacho & Contreras-Ramos, 2018a), aunque hay registros atípicos de puestas a largas distancias del agua (Mayorga et al., 2017). En los adultos de varias especies (Figuras 4, 5, 6, 7 A/B) hay dimorfismo sexual, debido a que los machos presentan mandíbulas en forma de sable que usan para competir por las hembras (Ardila-Camacho & Contreras-Ramos, 2018a; Azevêdo & Hamada, 2019).

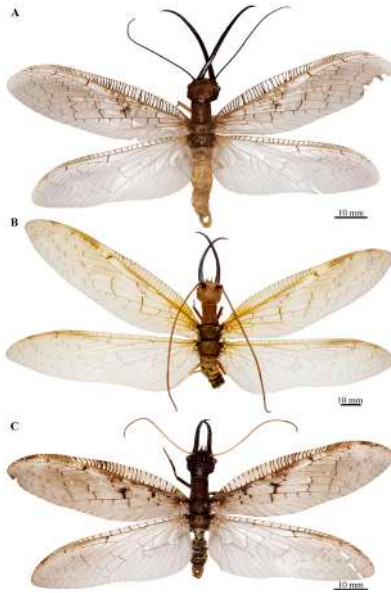


Figura 4. Hábitus de especies colombianas de Megaloptera. A: *Corydalus affinis*, macho, dorsal; B: *Corydalus armatus*, macho, dorsal; C: *Corydalus batesii*, macho, dorsal.

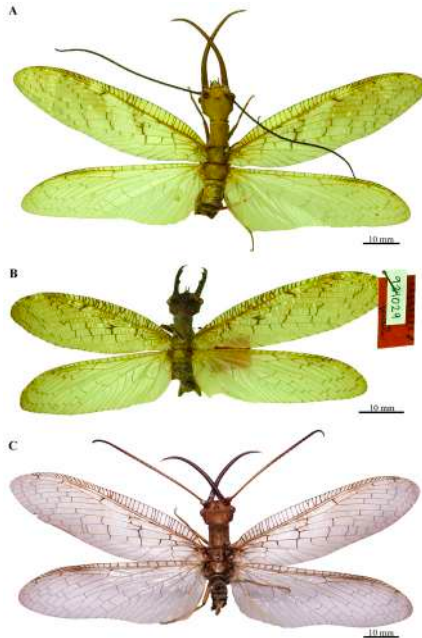


Figura 5. Hábitus de especies colombianas de Megaloptera. A: *Corydalus clauseni*, macho, dorsal; B: *Corydalus colombianus*, macho, dorsal; C: *Corydalus flavicornis*, macho, dorsal.

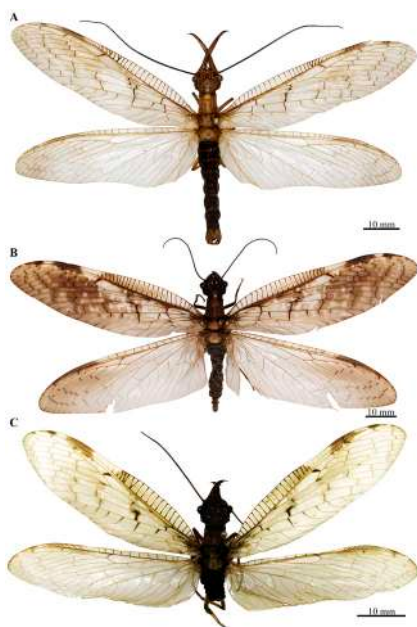


Figura 6. Hábitus de especies colombianas de Megaloptera. A: *Corydalus liui*, macho, dorsal; B: *Corydalus liui*, hembra, dorsal; C: *Corydalus muzoensis*, macho, dorsal.

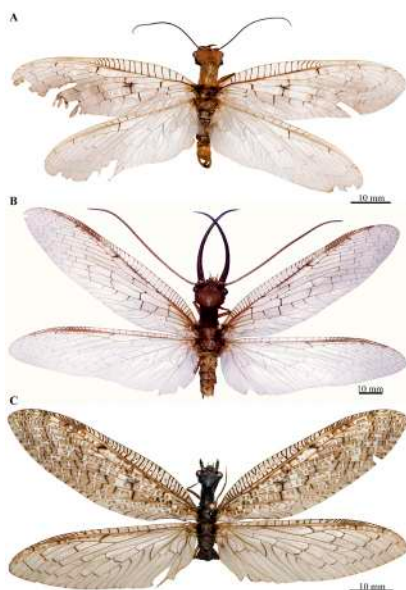


Figura 7. Hábitus de especies colombianas de Megaloptera. A: *Corydalus nubilus*, macho, dorsal; B: *Corydalus peruvianus*, macho, dorsal; C: *Corydalus sophiae*, macho, dorsal.

Ecología

Los megalópteros son catalogados como depredadores de otros invertebrados (Rivera-Gasperín et al., 2019; Azevêdo & Hamada, 2019; Tamaris-Turizo et al., 2020), aunque también pueden ser carroñeros y caníbales (Contreras-Ramos, 1998). En el país es frecuente encontrar especies de *Corydalus* asociadas a zonas de rápidos de quebradas y ríos con condiciones de buena calidad ecológica (Forero et al., 2014) poco perturbadas y también en ecosistemas más impactados por la agricultura (Villada-Bedoya et al., 2017). Además, es posible encontrar megalópteros en cuerpos de agua con mayor carga de materia orgánica (Forero-Céspedes et al., 2013). Por lo general, pueden recolectarse en sustratos pedregosos, hojarasca, troncos u otras estructuras sumergidas donde se encuentran aferrados a la espera de presas. Por otra parte, las especies de *Chloronia* pueden hallarse principalmente en quebradas y ríos, pero parecen ser más sensibles al disturbio antropogénico. En contraste, las larvas de Sialidae (**Figuras 8 A, 9 A**) pueden ocupar zonas de remanso de pequeños arroyos, con fondo fangoso y material vegetal en descomposición (Contreras-Ramos, 2008; Rivera-Gasperín et al., 2019; Azevêdo & Hamada, 2019).



Figura 8. Hábitus de larvas maduras de géneros y especies de Megaloptera conocidos en Colombia. A: *Ilyobius* sp., dorsal; B: *Chloronia* sp., dorsal; C: *Corydalus armatus*, dorsal; D: *Corydalus liui*, dorsal.



Figura 9. Cabeza y pronoto de larvas maduras de géneros de Megaloptera conocidos en Colombia. A: *Ilyobius* sp., dorsal; B: *Chloronia* sp., dorsal; C: *Corydalus liui*, dorsal.

Bioindicación

Los megalópteros se han encontrado en asociación con cuerpos de agua bien oxigenados y no contaminados (Meza et al., 2012; Forero et al., 2014). Para Roldán (2016), tanto Corydalidae como Sialidae presentan un puntaje de 6 en el índice Biological Monitoring Working Party (BMWP/Col.), lo que sugiere que ambas familias son moderadamente tolerantes a los cambios en la calidad del agua de los ecosistemas en los que están presentes. Ciertas especies de *Corydalus* —que podrían considerarse euritolerantes— generalmente están asociadas a zonas de rápidos de cursos de agua y pueden estar presentes en ríos de buena calidad ecológica o en cuerpos de agua con mayor carga de materia orgánica. Por su parte, las especies del género *Chloronia* parecen ser más sensibles al disturbio antropogénico y, por lo tanto, podrían considerarse estenotolerantes. En contraste, las especies de *Ilyobius* pueden encontrarse en zonas de remanso de pequeños arroyos, con fondo fangoso y material vegetal en descomposición o en las zonas de corriente lenta de grandes ríos (Contreras-Ramos, 2008; Forero et al., 2014; Forero-Céspedes et al., 2013; Archangelsky et al., 2017; Rivera-Gasparín et al., 2019).

Taxonomía y distribución geográfica

En Colombia, han sido reportadas las dos familias incluidas en Megaloptera (Tabla 1), de las cuales Corydalidae cuenta con más registros en comparación con Sialidae. De la última, *Ilyobius flavicollis* fue descrita a partir de un

único macho adulto en el departamento del Tolima, específicamente en el municipio de Natagaima. Por otro lado, para *I. curvatus* la localidad tipo no fue especificada en la publicación original, aunque Liu et al. (2015) incluyen un mapa de distribución indicando el departamento de Antioquia como probable sitio de recolección del espécimen. Por otro lado, de la familia Corydalidae es frecuente encontrar especies como *Corydalus affinis* en ríos de alto orden de tierras bajas y *Corydalus flavicornis* en ríos de orden 3 (medianos), por ejemplo en la Orinoquia y en tributarios del Magdalena a elevaciones medias. En la región Pacífico, *C. colombianus* probablemente habita ríos de mediano o gran porte. Es común encontrar larvas de otras especies en caños y quebradas de zonas bajas, por ejemplo de la Orinoquia y la Amazonia, de especies como *C. peruvianus* y *C. batesii*, mientras que *C. nubilus* es común en caños y ríos de la región Amazónica. Entre tanto, con cierta frecuencia se hallan larvas de otras especies de *Corydalus* y *Chloronia* en quebradas y arroyos en zonas montañas (p. ej., la región Andina) carentes de peces depredadores a elevaciones medias y altas. La especie de mayor rango altitudinal corresponde a *C. peruvianus* (hasta 2700 m s.n.m.), pero la más común en zonas de alta montaña es *C. armatus*, la cual a menudo puede coexistir con *C. peruvianus* y *C. liui* en los mismos cuerpos de agua (Ardila-Camacho & Contreras-Ramos, 2018b). Recientemente, se registró por primera vez el género *Chloronia* a una elevación media en la zona norte de Colombia, específicamente en la Sierra Nevada de Santa Marta, en La Guajira (Tarquini-Pichón et al., 2023).

Tabla 1. Familias, géneros y especies del orden Megaloptera en Colombia

Fuente: Ardila-Camacho & Contreras-Ramos (2018b).

Familia	Género	Especie	Distribución en Colombia
Sialidae	<i>Ilyobius</i> Enderlein, 1910.	<i>Ilyobius curvatus</i> Liu, Hayashi & Yang, 2015.	Distribución específica desconocida. Probablemente Antioquia.
		<i>Ilyobius flavicollis</i> (Enderlein, 1910).	Tolima.
Corydalidae	<i>Chloronia</i> Banks, 1908.	<i>Chloronia bogotana</i> van der Weele, 1909.	Cundinamarca, Cauca y Meta.
		<i>Chloronia gloriosoi</i> Penny and Flint, 1982.	Valle del Cauca.

Familia	Género	Especie	Distribución en Colombia
		<i>Chloronia marthae</i> Contreras-Ramos, 2002.	Caquetá.
		<i>Chloronia mirifica</i> Navas, 1925.	Antioquia, Meta.
	<i>Corydalus</i> Latreille, 1802.	<i>Corydalus affinis</i> (Burmeister, 1839).	Antioquia, Arauca, Boyacá, Caldas, Casanare, Cauca, Chocó, Cundinamarca, Huila, Meta, Risaralda, Tolima.
		<i>Corydalus armatus</i> (Hagen, 1861).	Antioquia, Boyacá, Caldas, Casanare, Cauca, Cundinamarca, Guajira, Huila, Quindío, Meta, Nariño, Risaralda, Santander, Tolima, Valle del Cauca.
		<i>Corydalus batesii</i> (MacLachlan, 1868).	Amazonas, Antioquia, Cundinamarca, Meta.
		<i>Corydalus clauseni</i> Contreras-Ramos, 1998.	Caldas, Quindío, Valle del Cauca.
		<i>Corydalus colombianus</i> Contreras-Ramos, 1998.	Valle del Cauca.
		<i>Corydalus flavicornis</i> Stitz, 1914.	Antioquia, Atlántico, Bolívar, Caldas, Caquetá, Casanare, Cundinamarca, Guainía, Huila, Magdalena, Meta, Santander, Tolima, Valle del Cauca, Putumayo
		<i>Corydalus liui</i> Ardila-Camacho y Contreras-Ramos, 2018.	Antioquia, Boyacá, Caldas, Cundinamarca, Tolima, Santander.
		<i>Corydalus sophiae</i> Ardila-Camacho y Contreras-Ramos, 2018.	Antioquia.
		<i>Corydalus muzoensis</i> Ardila-Camacho, 2014.	Boyacá.
		<i>Corydalus nubilus</i> (Erichson in Schomburgk, 1848).	Vaupés.

		<i>Corydalus peruvianus</i> (Davis, 1903).	Antioquia, Boyacá, Caldas, Casanare, Cauca, Cundinamarca, Guajira, Huila, Meta, Putumayo, Santander, Tolima, Valle del Cauca.
		<i>Corydalus tessellatus</i> Stitz, 1914	Magdalena (registro dudoso).

Claves para familias, subfamilias, géneros y especies

Las claves presentadas a continuación corresponden a las elaboradas y propuestas por Ardila-Camacho & Contreras-Ramos (2018b) para géneros y especies de Megaloptera registrados en Colombia.

Adultos

- 1 a. Longitud del ala anterior: 7-14,5 mm; ocelos ausentes (**Figura 3A**); cuarto tarsómero bilobulado (*Sialidae*, *Ilyobius*) 2
- 1 b. Longitud del ala anterior: 24-85 mm; ocelos presentes (**Figura 3B, C, Figura 4A-C**); cuarto tarsómero simple, no modificado (*Corydalinae*) . 3
- 2 a. Cabeza marrón negruzco con naranja oscuro en la parte media de la región del vertex *I. flavicollis*
- 2 b. Cabeza principalmente naranja con un par de manchas marrón negruzco que rodean los ojos compuestos, extendidas hacia las regiones dorsal y posterior (**Figura 3 A**) *I. curvatus*
- 3 a. Patrón de coloración del cuerpo amarillo pálido con manchas negras; ala anterior con la última rama de la RP ramificada o bifurcada (**Figuras 3 B, C**) *Chloronia* 4
- 3 b. Patrón de coloración del cuerpo de marrón pálido a marrón rojizo oscuro; ala anterior con la última rama de la RP generalmente no bifurcada (**Figura 1A**) *Corydalus* 7
- 4 a. Esternito IX del macho con márgenes posteriores y laterales producidos en dos lóbulos alargados 5
- 4 b. Esternito IX del macho con dos lóbulos laterales bien desarrollados, lóbulos posteromediales no desarrollados *C. bogotana*

- 5 a. Gonostilo IX del macho incurvado, con ángulo laterobasal ensanchado; gonostilos X mamiliformes *C. gloriosoi*
- 5 b. Gonostilo IX del macho ligeramente estrecho basalmente; gonostilo X semi-triangular, puntiagudo 6
- 6 a. Base del ectoprocto del macho con un grupo apical de sedas largas y gruesas; gonostilo IX con un penacho preapical de sedas largas y engrosadas *C. marthae*
- 6 b. Ectoprocto del macho con un grupo apical de sedas cortas y gruesas; margen posteroventral del gonostilo IX con una hilera longitudinal de sedas largas *C. mirifica*
- 7 a. Ala anterior marrón oscuro, con un patrón marcado de numerosas áreas pálidas irregulares rodeadas por una mancha marrón oscuro 8
- 7 b. Ala anterior marrón claro a oscuro, generalmente con un patrón de coloración más o menos uniforme, o con un patrón de pigmentación discreto a moderadamente fuerte, compuesto por manchas pálidas a oscuras y áreas pálidas de forma irregular, o con pequeños puntos blancos semicirculares ...
..... 9
- 8 a. Patrón de color de la cabeza uniforme, marrón rojizo oscuro; mandíbula del macho corta, con dentición bien desarrollada (**Figura 7C**); gonostilo IX alargado, subclavado, sin garra apical; gonostilos X papiliformes y ligeramente convergentes *C. sophiae*
- 8 b. Cabeza con patrón de color contrastante, con marcas de inserción muscular levemente marcadas; mandíbula del macho elongada con dentición discreta y protrusión basal conspicua (**Figura 5B**); gonostilo IX alargado, subcilíndrico, estrecho y con una pequeña garra apical; gonostilos X anchos, subcuadrados y divergentes *C. colombianus*
- 9 a. Esternito IX del macho modificado, esclerotizado, posteromedialmente con una proyección desarrollada, proyecciones posterolaterales generalmente bien desarrolladas 10
- 9 b. Esternito IX del macho típicamente subcuadrado 13
- 10 a. Cabeza y pronoto con una franja lateral oscura (**Figura 7 A**); esternito IX del macho desarrollado posteromedialmente, lóbulos posterolaterales no desarrollados; gonostilo IX subclavado con un lóbulo dorsobasal esclerotizado
..... *C. nubilus*

- 10 b. Cabeza y pronoto con patrón de color uniforme; esternito IX del macho con una proyección posteromedial prominente, lóbulos posterolaterales bien desarrollados (**Figura 1 C**); gonostilo IX con una garra apical o preapical 11
- 11 a. Esternito IX del macho con proyección posteromedial delgada, lóbulos posterolaterales anchos, subcuadrados; gonostilo IX alargado, tubular con una pequeña garra preapical *C. liui*
- 11 b. Esternito IX del macho con proyección posteromedial prominente, acuminado o en forma de pulgar, lóbulos posterolaterales dirigidos mesialmente; gonostilo IX con una garra apical 12
- 12 a. Esternito IX del macho con proyección posteromedial similar a un pulgar; gonostilo X corto, subcuadrado, esclerotizado *C. tessellatus*
- 12 b. Esternito IX del macho con proyección posteromediana acuminada prominente; gonostilo X alargado, digitiforme, fuertemente esclerotizado, distintivamente curvado ventralmente y con ápice puntiagudo *C. muzoensis*
- 13 a. Cabeza marrón pálido con una sutil franja lateral marrón oscuro; ala anterior marrón claro con áreas pálidas semitranslúcidas irregulares (**Figura 4A**); ectoprocto y gonostilo IX del macho subiguales en forma y longitud, alargados y angostos *C. affinis*
- 13 b. Patrón de color de la cabeza uniforme, variando de marrón pálido a marrón rojizo oscuro; ala anterior con numerosas manchas pequeñas semi-circulares de color blanco, a veces con manchas oscuras en el área adyacente a la bifurcación de la M; ectoprocto del macho tubular, generalmente con una incurvación apical; gonostilo IX subclavado a subgloboso 14
- 14 a. Ala anterior con un patrón de color contrastante, con la mitad distal, porciones del campo costal, las celdas radiales y el área adyacente a la bifurcación de la M de color marrón rojizo oscuro (**Figura 4 C**) *C. batesii*
- 14 b. Patrón de coloración de las alas anteriores leve a moderadamente marcado, marrón pálido a oscuro 15
- 15 a. Alas anteriores con mitad distal y área adyacente a celda *rarp1* y la bifurcación de la M moderadamente oscurecida (**Figura 5 C**); gonocoxitos X del macho fusionados, con una proyección anteromedial *C. flavicornis*
- 15 b. Alas anteriores marrón pálido a oscuro, a menudo casi uniformemente pigmentadas; gonocoxitos X del macho fusionados, sin proyección anteromedial 16

- 16 a. Cabeza con una sutil franja postocular; antena marrón muy oscura a negra y brillante; ala anterior marrón dorado pálido a oscuro (**Figura 5 A**); gonostilo IX del macho subgloboso; área posterior a los gonocoxitos X con sedas parecidas a pelos largos *C. clauseni*
- 16 b. Patrón de color de la cabeza uniforme; antena del macho amarilla verdosa, de pálida a oscura; ala anterior marrón pálido a marrón verdoso o marrón grisáceo oscuro; gonostilo IX del macho alargado y subclavado; área posterior a los gonocoxitos X con sedas cortas 17
- 17 a. Antena del macho (incluido el escapo y el pedicelo) de color marrón pálido a oscuro, infuscada apicalmente (**Figura 4 B**); gonostilos X casi tan largos como anchos, con menos de la mitad del largo superando el margen posterior de los gonocoxitos X; sacos pregenitales bien desarrollados y conspicuos.....
..... *C. armatus*
- 17 b. Antena del macho (incluyendo escapo y pedicelo) amarilla a amarilla verdosa, con 1/3 apical infuscado (**Figura 7 B**); gonostilos X del macho casi dos veces más largos que anchos, con casi la mitad de su longitud superando el margen posterior de los gonocoxitos X; sacos pregenitales aparentemente ausentes *C. peruvianus*

Larvas

Clave para el último estadio larval de familias, géneros y algunas especies del orden Megaloptera de Colombia (modificada de Ardila-Camacho & Contre-ras-Ramos, 2018b).

- 1 a. Segmentos abdominales con ocho pares de filamentos laterales, branquias traqueales ventrales en los segmentos I a VII presentes, último segmento con un par de pseudopatas equipadas con garras (**Figuras 2 A, B, H, 8 B**)..
.....(Corydalidae, Corydalinae) 2
- 1 b. Segmentos abdominales con siete pares de filamentos laterales, branquias traqueales ausentes, último segmento con un filamento alargado (**Figura 8 A**) (Sialidae) *Ilyobius*
- 2 a. Tamaño del cuerpo: 20-50 mm; cabeza y pronoto sin marcas de inserción muscular; pronoto marrón claro con dos pares de marcas oscuras, algunas veces fusionadas formando bandas laterales, o completamente marrón rojizo oscuro (**Figuras 8 B, 9 B**) *Chloronia*

2 b. Tamaño del cuerpo: 40-80 mm; cabeza y pronoto con un patrón conspicuo de marcas de inserción muscular (Figuras 2 A, C, 8 C, D, 9 C).....	
<i>Corydalus</i>	3
3 a. Mandíbula con el diente basal más cerca del ápice que de la base (Figura 2 E)	4
3 b. Mandíbula con el diente basal más cerca de la base que del ápice	7
4 a. Proyecciones submentales cortas, sin sobrepasar el margen anterior de las placas mentales; área entre los estemata y el esclerito frontal de color marrón pálido a oscuro, con mancha marrón claro difusa	5
4 b. Proyecciones submentales alargadas, superando ligeramente el margen anterior de las placas mentales; área entre los estemata y el esclerito frontal con una mancha amarilla subtrapezoidal conspicua	<i>C. liui</i>
5 a. Terguitos abdominales con macrosedas alargadas.....	<i>C. nubilus</i>
5 b. Terguitos abdominales con macrosedas claviformes subglobosas	6
6 a. Prosterno alargado y curvo, proyectado hacia la parte anterior; tergitos abdominales con macrosedas claviformes oscuras.....	<i>C. affinis</i>
6 b. Prosterno corto y romo, proyectado ventralmente; tergitos abdominales con macrosedas subglobosas oscuras	<i>C. armatus</i>
7 a. Área entre los estemata y esclerito frontal con una mancha amarilla difusa; mandíbula con diente basal puntiagudo	<i>C. flavicornis</i>
7 b. Área entre los estemata y el esclerito frontal con una franja amarilla ancha que se extiende hacia la parte anterior del esclerito frontal; mandíbula con diente basal ancho y redondeado	<i>C. batesii</i>

Referencias

- Archangelsky, M., Pessacq, P., & Berrondo, M. (2017). Description of the larva of *Ilyobius chilensis* (McLachlan) (Megaloptera: Sialidae) and notes on adult morphology. *Zootaxa*, 4318, 177-186. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4318.1.10>
- Ardila-Camacho, A., & Contreras-Ramos, A. (2018a). Order Megaloptera. En Hama-da, N., Thorp, J. H., & Rogers, D. C. (Eds.), *Thorp and Covich's Freshwater Invertebrates: Keys to Neotropical Hexapoda* (4 ed., vol. 3, pp. 217-227). Academic Press. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-804223-6.00008->

- Ardila-Camacho, A., & Contreras-Ramos, A. (2018b). The Megaloptera (Insecta: Neuropterida) of Colombia. *Aquatic Insects*, 39(2-3), 297-353. <https://doi.org/10.1080/01650424.2018.1500001>
- Ardila-Camacho, A., Rivera-Gasperín, S. L., Martins, C. C., & Contreras-Ramos, A. (2021). A reappraisal of the taxonomy of Neotropical Sialidae (Insecta: Megaloptera): with the description of a new genus from Cuba. *European Journal of Taxonomy*, 782, 21-54. <https://doi.org/10.5852/ejt.2021.782.1587>
- Azevêdo, C. A. S., & Hamada, N. (2019). Ordem Megaloptera (Megalo = grande; pteron = asa). En Hamada, N., Nessimian, J. L., & Barbosa Querino, R. (Eds.), *Insetos aquáticos na Amazônia brasileira: Taxonomia, biologia e ecologia* (pp. 33-338). INPA.
- Beutel, R., & Friedrich, F. (2008). Comparative study of larval head structures of Megaloptera (Hexapoda). *European Journal of Entomology*, 105, 917-938.
- Beutel, R. G., Friedrich, F., Ge, S.-Q., & Yang, X. K. (2014). *Insect morphology and phylogeny. A textbook for students of entomology*. De Gruyter.
- Contreras-Ramos, A. (1998). *Systematics of the dobsonfly genus Corydalus (Megaloptera: Corydalidae)*. Thomas Say, Entomological Society of America. Lanham.
- Contreras Ramos, A. (2008). Notes on some Neotropical alderflies (Sialidae: Megaloptera). *Annals of the Entomological Society of America*, 101, 808-814.
- Contreras-Ramos, A. (2009). Megaloptera. En Domínguez, E. y Fernández, H. R. (Eds.), *Macroinvertebrados bentónicos sudamericanos. Sistemática y biología* (pp. 233-245). Fundación Miguel Lillo.
- Forero, L., Longo, M., Ramírez, J., & Chalar, G. (2014). Índice de calidad ecológica con base en macroinvertebrados acuáticos para la cuenca del río Negro (ICERN-MAE), Colombia. *Revista de Biología Tropical*, 62(Suppl. 2), 233-247.
- Forero-Céspedes, A., Reinoso-Flórez, G., & Gutiérrez, C. (2013). Evaluación de la calidad del agua del río Opia (Tolima-Colombia) mediante macroinvertebrados acuáticos y parámetros fisicoquímicos. *Caldasia*, 35(2), 371-387.
- Grimaldi, D., & Engel, M. S. (2005). *Evolution of the Insects*. Cambridge University Press.
- Grustán-Isabela, D. (2015). Orden Megaloptera. *Revista IDE@ SEA*, 57, 1-8.
- Liu, X.-Y., Hayashi, F., & Yang, D. (2015). Taxonomic notes of the Neotropical alderfly genus *Ilyobius* Enderlein, 1910 (Megaloptera, Sialidae), with the description of a new species. *Deutsche Entomologische Zeitschrift*, 62, 55-63. <https://doi.org/10.3897/dez.62.4481>
- Martins, C., Ardila-Camacho, A., Rivera-Gasperín, S., Oswald, J. D., Liu X., & Contreras-Ramos, A. (2022). A world checklist of extant and extinct species of Mega-

- loptera (Insecta: Neuropterida). *European Journal of Taxonomy*, 812, 1-93. <https://doi.org/10.5852/ejt.2022.812.1727>
- Mayorga, A., Barba-Álvarez, R., & Contreras-Ramos, A. (2017). Notes on sex ratio and oviposition of *Platyneuromus honduranus* (Navás, 1928) in Chiapas, Mexico (Megaloptera, Corydalidae). *American Midland Naturalist*, 178, 284-289. <https://doi.org/10.1674/0003-0031-178.2.284>
- Meza-S., A., Rubio-M., J., G.-Días, L., & M.-Walteros, J. (2012). Calidad de agua y composición de macroinvertebrados acuáticos en la subcuenca alta del río Chinchiná. *Caldasia*, 34(2), 443-456.
- Penny, N. D., y Flint, O. S., Jr. (1982). A revision of the Genus *Chloronia* (Neuroptera: Corydalidae). *Smithsonian Contributions to Zoology*, 348, 1-27.
- Ramírez-Ponce, A., Garfias-Lozano, G., & Contreras-Ramos, A. (2017). The nature of allometry in an exaggerated trait: The postocular flange in *Platyneuromus Weele* (Insecta: Megaloptera). *Plos One*, 12(2), e0172388. [10.1371/journal.pone.0172388](https://doi.org/10.1371/journal.pone.0172388)
- Rivera-Gasperín, S., Ardila-Camacho, A., & Contreras-Ramos, A. (2019). Bionomics and ecological services of Megaloptera larvae (Dobsonflies, Fishflies, Alderflies). *Insects*, 10, 86. <https://doi.org/10.3390/insects10040086>
- Roldán-Pérez, G. (2016). Los macroinvertebrados como bioindicadores de la calidad del agua: cuatro décadas de desarrollo en Colombia y Latinoamérica. *Revista Colombiana de Ciencias Exactas Físicas y Naturales*, 40(155), 254-274.
- Tamaris-Turizo, C., Pinilla-A, G., Guzmán-Soto, C., & Granados-Martínez, C. (2020). Assigning functional feeding groups to aquatic arthropods in a Neotropical mountain river. *Journal Aquatic Biology*, 29, 45-57. <https://doi.org/10.3354/ab00724>
- Tarquini-Pichón, S. S., Granados Martínez, C., & Guzmán Soto, C. (2023). Primer registro del género *Chloronia* Banks, 1908 (Megaloptera: Corydalidae) para la Sierra Nevada de Santa Marta, Colombia. *Boletín Científico Centro de Museos Museo de Historia Natural*, 27(1), 161-165. <https://doi.org/10.17151/bccm.2023.27.1.11>
- Villada-Bedoya, S., Ospina-Bautista, F., G-Días, L., & Estévez-Varón, J. (2017). Diversidad de insectos acuáticos en quebradas impactadas por agricultura y minería, Caldas, Colombia. *Revista de Biología Tropical*, 65(4), 1635-1659.
- Wang, Y., Shih, C., & Ren, D. (2019). Megaloptera – Dobsonflies, Fishflies, and Alderflies. En Ren, D., Shih, Ch., Gao, T., Wang, Y., & Yao, Y. (Eds.), *Rhythms of insect evolution: Evidence from the Jurassic and Cretaceous in Northern China*. John Wiley y Sons.
- Zhao, C., Liu, X., & Yang, D. (2014). Wing base structural data support the sister relationship of Megaloptera and Neuroptera (Insecta: Neuropterida). *Plos One*, 9(12), e114695. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0114695>



Hemiptera (*Trepobates trepidus*). Foto: Hernán A. Aristizábal-García.

Capítulo 9

Hemiptera: chinches acuáticos de Colombia

Hernán A. Aristizábal-García¹

Resumen

Se presenta una descripción de los hemípteros acuáticos y semiacuáticos registrados en la actualidad en Colombia o que por su distribución probablemente se encontrarán en un futuro. Se incluye una descripción general de los caracteres morfológicos que son de utilidad para la identificación de las diferentes familias y una clave dicotómica para el reconocimiento de las familias y géneros. Hasta el presente se han registrado 16 familias y 68 géneros de hemípteros acuáticos y semiacuáticos con presencia actual y probable en Colombia. Adicionalmente se tratan aspectos como su distribución geográfica, tipo de hábitat y de alimentación y, cuando fue posible, el uso que se les da para la bioindicación.

Palabras clave: bioindicación, claves sistemáticas, distribución, hábitats, taxonomía.

Abstract

This chapter gives a description of the aquatic and semi-aquatic hemipterans currently recorded in Colombia or that due to their distribution will probably be found in the future. A general description of the morphological characters that are useful for the identification of the different families is included as well as a dichotomous key for the recognition of families and genera. To date, 16 families and 68 genera of aquatic and semi-aquatic hemipterans have been recorded with presence or probable presence in Colombia. Additionally, aspects such as their geographical distribution, type of habitat, type of diet and, when possible, the use given to them for bioindication are discussed.

1. eQual. Consultoría y Servicios Ambientales. hernaris@equalambiental.com

Keywords: bioindication, distribution, habitats, systematic keys, taxonomy.

Introducción

Los hemípteros acuáticos y semiacuáticos presentan una gran diversidad de formas y adaptaciones a su tipo de vida y calidad de aguas. Prácticamente todos los cuerpos de agua son utilizados por este grupo y se encuentran chinches acuáticos y semiacuáticos en casi cualquier charca. Incluso se aprovechan las aguas contenidas en huecos de vegetación y en las brácteas de algunas plantas, como las bromeliáceas (fitotelmata). Por ello, su estudio es muy interesante y de gran importancia para determinar valores de bioindicación.

Roldán-Pérez (2020) presenta una reseña muy completa sobre los antecedentes y avances en el desarrollo la limnología colombiana en general y por grupo sistemático, del cual se toma parte de la información histórica descrita a continuación.

Los registros pioneros del grupo fueron hechos por Roback y Nieser (1974) en los Llanos Orientales y Álvarez y Roldán (1983) en Antioquia. Las familias más frecuentes y de mayor riqueza específica son Naucoridae y Veliidae. Entre los Heteroptera, los Gerromorpha constituyen el grupo mejor conocido en el país. Aristizábal (2002) estudió los taxones de este infraorden en la película superficial del agua, en tanto que Molano et al. (2005), presentaron un listado de las especies de Gerromorpha con información sobre su distribución geográfica y altitudinal. Ha habido aportes importantes al conocimiento de los heterópteros en Colombia y la descripción de nuevas especies (Polhemus y Manzano, 1992; Polhemus y Polhemus, 1995; Padilla y Nieser, 2003; Padilla, 2010b, 2012a,b; Molano y Camacho, 2006; Morales-Castaño y Molano-Rendón, 2008; Posso y González, 2008; Mazzucconi, et al., 2009; Sites y Álvarez, 2010), especialmente en los departamentos de Antioquia, Risaralda, Quindío, Nariño y Valle del Cauca en el centro y suroccidente del país. Aristizábal (2017) publicó un trabajo muy completo sobre los hemípteros acuáticos y semiacuáticos del Neotrópico con el apoyo de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales.

Como se aprecia, los chinches acuáticos son uno de los grupos mejor estudiados en Colombia. Partiendo de este hecho, el objetivo de este capítulo es destacar los aspectos biológicos y ecológicos clave del orden Hemiptera y presentar una clave taxonómica actualizada del grupo con miras a la aplicación en la bioindicación.

Hemípteros acuáticos y semiacuáticos de Colombia: distribución y bioecología

Riqueza y distribución geográfica

En general estos organismos se encuentran ampliamente distribuidos en el Neotrópico, con casi todas las familias cosmopolitas y algunos géneros con distribución restringida a muy restringida. En el **Anexo 1** al final del capítulo, se presenta la distribución conocida, la riqueza de especies por género y el conocimiento que se tiene de su hábitat. El género *Telmatometropsis* (Gerridae) es endémico de Colombia en Buenaventura (Mondragón et al., 2021) y el género *Orocorixa* (Corixidae) lo es de Cundinamarca (Nieser y Padilla-Gil, 1992).

Aspectos biológicos y ecológicos representativos

Estos organismos han sido diferenciados en dos grandes grupos de acuerdo con el tipo de hábitat: a) acuáticos propiamente dichos, todos ellos agrupados en el infraorden Nepomorpha, los cuales pueden tener vuelo activo en adultos de algunas familias, como en Belostomatidae; b) grupo semiacuático, correspondiente al infraorden Gerromorpha, los cuales están asociados a la película superficial del agua y a orillas, en algunos casos, aunque pueden tener comportamientos más subacuáticos, como es el caso de *Charmatometra bakeri* (Aristizábal-García, 2002), y pueden presentar actividades de vuelo solo con fines de dispersión cuando las aguas que habitan desaparecen durante la época de verano.

Gremios tróficos e interés sanitario

En general este grupo de organismos es depredador y se alimenta de otros invertebrados acuáticos, aunque en las familias con especies de mayor tamaño, como Belostomatidae, Nepidae y aún Naucoridae, se presenta depredación de vertebrados, desde juveniles de peces y peces adultos de especies pequeñas, renacuajos, y hasta ranas grandes, como en el caso de las especies mayores de *Lethocerus*, que pueden ser cazadores activos en tierra. Sin embargo, en general se alimentan activamente, bien en la columna de agua, bien en la película superficial, cazando otros organismos que caen en esta. En las familias Corixidae y Micronectidae se presenta tendencia a los hábitos omnívoros (Dodson, 1975).

Orr et al. (1990) anotan que los adultos de *Notonecta* se alimentan principalmente de insectos terrestres que caen en el agua, pero que, en casos de esca-

sez de alimento, presentan comportamientos de canibalismo, mientras que los estadios inmaduros prefieren presas vivas que se encuentran en la columna de agua, principalmente planctónicas, como *Daphnia*. El canibalismo no es raro, y es común que en las especies más gregarias de Gerromorpha se presente una segregación por estadios ninfales con el fin de evitar dicho comportamiento, principalmente *Rhagovelia*, *Microvelia* y las especies más pequeñas de Gerridae. Gittleman (1974) observó una depredación activa de *Buenoa antigone* sobre larvas de mosquitos y considera que al menos esta especie es de gran importancia en control biológico de dichas larvas. Lo propio anotan López et al. (1996) sobre *Ranatra fabricii*, que consume larvas de Culicidae, y Maes (1989), que registra a *Nertha fuscipes* como depredadora del lepidóptero *Spodoptera frugiperda*, y Schuh y Slater (1995) sobre *Microvelia pulchella*, que ha sido utilizada específicamente en control de plagas de mosquitos y como control biológico en plagas del arroz (Ito, 1981). Bacon (1956) observó ninfas de *Rhagovelia* picando adultos de mosquitos, los cuales sobrevivieron a dichos ataques, por lo que al menos en esta etapa podrían considerarse probablemente como hemoparásitos, ya que se alimentan de la hemolinfa de otros invertebrados.

En cuanto a los belostomátidos, Armúa et al. (2005) alimentaron ejemplares de *Belostoma elongatum* en cautiverio, con larvas de *Drosophila* en los primeros estadios y con moluscos del género *Biomphalaria* a los adultos. Amarilla y Armúa (2004) anotan que *Belostoma elegans* se alimenta de *Daphnia* sp., *Hyaella* sp., larvas de *Culex quinquefasciatus* y, en menor escala, de moluscos planorbidos (*Biomphalaria* sp.), los dos últimos de importancia sanitaria. Por este motivo, adquieren importancia como controladores biológicos de plagas.

Algunas especies han sido reconocidas como hospederos intermedios de algunos parásitos. Amato y Amato (2006) y Digiani (2002) encontraron especímenes de *Belostoma elegans* y *B. foveolatum* infectados por trematodos del género *Stomylotrema*, que infecta aves insectívoras. En general, dentro de los hemípteros acuáticos no se han registrado especies de importancia fitosanitaria; sin embargo, existen antecedentes de uso de Veliidae y Gerridae en control biológico de plagas de insectos en cultivos de arroz (Schuh y Slater, 1995).

Gregarismo

Buena parte de las especies, tanto de Gerromorpha como de Nepomorpha, presentan un comportamiento gregario. Aristizábal-García (2002) anota la tendencia de los Gerridae y Veliidae a segregarse en grupos de adultos, de ninfas y de éstas, en las diferentes edades ninfales.

Polimorfismo alar y vuelo

Existe un polimorfismo alar, determinado genéticamente. El desarrollo de las alas en los Gerridae tiene una determinante genética modulada por los estímulos externos, que son la temperatura y la longitud del día. Andersen (1982) define los macrópteros como individuos en los cuales las alas anteriores casi alcanzan el ápice del abdomen cuando se encuentran en reposo y cuyas alas posteriores son tan largas como las anteriores. En la **Figura 1** se presenta un esquema de las diferentes longitudes de alas que indican los límites comúnmente aceptados para las diferentes denominaciones de áptero, micróptero, braquíptero y macróptero. Este polimorfismo genera algunas ventajas ecológicas para las especies, como lo interpreta Margalef (1980), quien anota que en aguas absolutamente permanentes se encuentran formas ápteras, mientras que en aguas menos persistentes hay formas braquípteras y micrópteras, y que los macrópteros tienen la facilidad de migrar más fácilmente cuando se secan las aguas, mientras que los micrópteros y ápteros permiten una sucesión más rápida de generaciones. El braquipterismo y microppterismo es más común en las zonas templadas que en las áreas tropicales, donde es poco común.

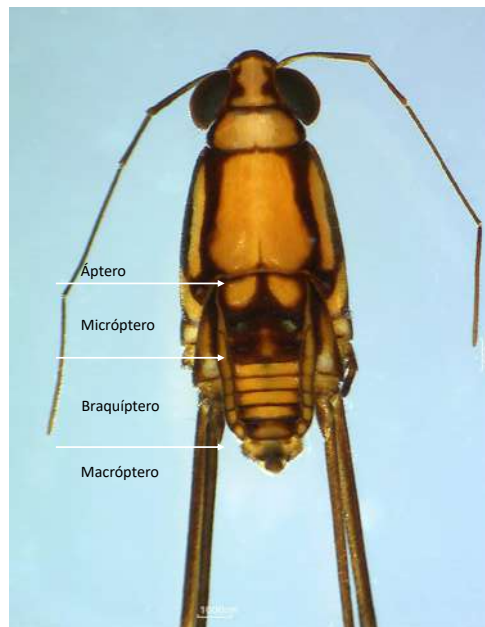


Figura 1. Longitudes de los diferentes morfos alares reconocidos.
Foto: Hernán A. Aristizábal-García.

Los belostomátidos poseen una gran capacidad de vuelo, como adaptación para dispersarse y para abandonar las charcas temporales cuando estas se secan. Al parecer, buena parte de la actividad de vuelo se desarrolla en las horas de la noche y muchas especies de esta familia son atraídas por fuentes de luz; de hecho, para algunas especies no se conoce su hábitat acuático y solo han sido capturadas con trampas de luz.

Aspectos generales por familia

MESOVELIIDAE. Esta familia cuenta con algunas especies marinas costeras o en aguas salobres, aunque la mayoría se encuentran en aguas dulces, tanto lén-ticas como lólicas, cerca de la vegetación acuática de orilla. Se alimentan de pequeños invertebrados, como microcrustáceos y larvas de insectos acuáticos, y de pequeños insectos que caen al agua, vivos o muertos.

HEBRIDAE. Estos organismos presentan un aspecto general similar a los Veliidae más pequeños, principalmente parecido a *Microvelia*. Normalmente se desplazan caminando sobre la película superficial del agua, más que patinando, y se les suele encontrar entre musgos y áreas litorales salpicadas constantemente por las aguas de las quebradas o en sistemas lénticos con abundante presencia de macrófitas acuáticas flotantes, en donde se alimentan de pequeños artrópodos. Algunas especies son capaces de tolerar condiciones salinas, salobres o marinas. Se podría considerar, por lo tanto, que su hábitat es terrestre húmedo o acuático marginal.

HYDROMETRIDAE. Son insectos delgados, en general muy alargados, de patas largas y delgadas, de apariencia muy frágil. De tamaños muy variables, desde 2,7 hasta 22 mm. Se encuentran en zonas de vegetación acuática de ambientes tanto lénticos como lólicos, muchas veces caminando muy lentamente sobre hojas flotantes o desplazándose sobre la película superficial del agua. También se pueden presentar en aguas salinas y costeras. Se alimentan de pequeños artrópodos.

GERRIDAE. Gerridae es una familia de chinches altamente especializados en cuanto a su hábitat en la película superficial del agua; la mayoría se encuentra en aguas con poca corriente, aunque algunas especies se han adaptado a vivir en aguas con flujo rápido e incluso torrentoso, como *Charmatometra*. Las especies de Gerridae generalmente se presentan en aguas dulces y unas pocas en estuarios y aguas salobres, como al menos media docena de especies de *Rheumatobates* y *Trepobatoides roozeboomi*, entre otras; tan solo el género *Halobates* contiene especies que son completamente pelágicas, aunque la mayoría

de ellas son principalmente costeras. La familia está ampliamente distribuida en todos los continentes, excepto en la Antártida.

VELIIDAE. Esta familia presenta algunas especies marinas costeras, aunque la mayoría se encuentran en aguas dulces, algunas en remansos de corrientes pequeñas o lagunas, otras en zonas correntosas. En *Rhagovelia* parece haber una segregación por estadios ninfales, en donde los más pequeños se agrupan en zonas de muy baja corriente, mientras que los adultos prefieren vivir en zonas de mayor corriente. Este puede ser un mecanismo para evitar el canibalismo que se presenta en algunas especies. Algunas están asociadas a espumas orgánicas (no de detergentes) y hojarasca flotante, como es el caso de *Oiovelia*, o se presentan en fitotelmata o en aguas estuarinas salobres (*Husseyella*), en áreas de manglar y aun en cuevas de cangrejos (*Microvelia*). Son insectos con un intervalo de tallas que varían entre 1 y 10,5 mm y con formas muy variadas, desde redondeados hasta alargados, gráciles o robustos, de colores muy claros hasta casi negros. Se alimentan de pequeños invertebrados vivos o muertos. En ocasiones se observan varios ejemplares alimentándose de un mismo cadáver. Algunas especies son muy fotofóbicas, por lo que se les encuentra solo en lugares muy sombreados.

BELOSTOMATIDAE. La familia está compuesta por insectos medianos a grandes (10 a 112 mm), aplanados dorsoventralmente. La cabeza se prolonga al frente de los ojos en forma triangular, carecen de ocelos, el rostro está compuesto de tres segmentos y presenta las patas anteriores raptorales. Se les conoce por su picadura fuerte y dolorosa (Aristizábal-García et al., 2024). Comunes en ambientes lénticos y también en los lóticos, asociados a la vegetación acuática. Son buenos nadadores y se alimentan principalmente de presas vivas que capturan con sus patas anteriores. Pueden comer pequeños peces, renacuajos, crustáceos y moluscos. Las especies mayores pueden alimentarse de pequeños vertebrados adultos, como peces y ranas. Son buenos voladores y se ven atraídos por la luz.

NEPIDAE. La familia Nepidae se compone de insectos medianos a largos (de 10 a más de 60 mm), alargados o raramente ovoideos, aplanados o subcilíndricos y de color parduzco. La cabeza es pequeña y se extiende delante de los ojos globulares, que a su vez se expanden lateralmente; carecen de ocelos; el rostro es corto con tres segmentos; las patas anteriores son raptorales y el fémur aplanado. Presenta un tubo respiratorio simple no retráctil en el ápice del abdomen, que consiste de dos secciones elongadas no fusionadas. Capturan sus presas con las patas anteriores dentro del agua, aunque pueden

capturar presas en la película superficial. Se alimentan de insectos acuáticos, entre otros, de mosquitos; también de vertebrados, como renacuajos y larvas de peces, y aun de peces adultos pequeños.

GELASTOCORIDAE. Son insectos medianos (de 5 mm a 1,5 cm), relativamente robustos, que presentan un rostro triangular en vista dorsal y antena corta, de cuatro segmentos, usualmente oculta entre los ojos. Las patas anteriores son raptorias. Son habitantes de las orillas de los cuerpos de agua, tanto arenosos como arcillosos, en donde pueden vivir en la superficie o cavar madrigueras. Usualmente se les encuentra debajo de la hojarasca, troncos o piedras. En ocasiones se sumergen en el agua, principalmente en la vegetación acuática, pero prefieren vivir en las orillas. Se alimentan de presas vivas que capturan con sus patas anteriores.

OCHTERIDAE. Esta familia es propia de las playas a las orillas de los cuerpos de agua y son en general más terrestres que las demás familias del suborden. Son corredores rápidos y pueden volar activamente, razón por la cual son difíciles de coleccionar y están poco representados en las colecciones. Existen dos géneros neotropicales, ambos registrados en Colombia.

CORIXIDAE. Son insectos pequeños a medianos, con longitudes entre 3 y 15 mm, que se distinguen de los demás Nepomorpha por su aparato bucal no segmentado y estriado, cuerpo aplanado y patas posteriores aplanadas en forma de remos. Las patas anteriores se encuentran muy modificadas, formando una superficie en ocasiones con una o dos hileras de espinitas o tubérculos que les permiten el raspado de algas y que tienen importancia en la identificación de géneros y especies. Suelen preferir los ambientes lénticos de aguas dulces, especialmente con macrófitas acuáticas, asociados a estas o al sustrato propiamente dicho. Con menor frecuencia se presentan en ambientes lóticos. Algunas especies están en aguas salinas y costeras.

MICRONECTIDAE. Es una familia afín a Corixidae, con hábitos alimentarios similares. Presentan un tamaño más pequeño que la anterior y se encuentran más comúnmente en aguas dulces lólicas de baja corriente.

POTAMOCORIDAE. Esta familia está compuesta por insectos pequeños, entre 2,4 y 3,5 mm, con la cabeza abrazada por el pronoto solo posteriormente, ojos relativamente pequeños y rostro corto. Anteriormente se le consideraba una subfamilia de Naucoridae, de los que se reconocen por tener las antenas visibles dorsalmente.

NAUCORIDAE. Varían entre 5 y 15 mm y son generalmente aplanados y ovalados, con patas anteriores raptoriales, con los fémures ensanchados. Se distinguen de los Belostomatidae por carecer de los apéndices respiratorios en el extremo del abdomen. Viven en aguas dulces, preferiblemente en ambientes lóticos con fondos pedregosos, tanto en corrientes de flujo lento como torrentosas, aunque algunas especies habitan aguas lénticas con abundante vegetación acuática. Hay pocas especies en aguas salobres.

NOTONECTIDAE. Son insectos de tamaño pequeño a mediano (4 a 20 mm), con la cabeza no fusionada con el pronoto, antena con cuatro segmentos y el rostro con tres a cuatro segmentos. Comparte con Pleidae y Helotrephidae la característica de nadar con el vientre hacia arriba. Las patas posteriores son alargadas y están cubiertas de pelos natatorios. Viven preferiblemente en hábitats lénticos de aguas dulces, aunque se les encuentra también en aguas lólicas (principalmente *Martarega* y *Buenoa*), con o sin vegetación acuática asociada. Son cazadores activos y voraces y se alimentan de una amplia gama de invertebrados acuáticos y aun de larvas de peces y renacuajos.

PLEIDAE. Son insectos pequeños, semiglobulares, que raramente exceden los 3 mm de longitud. Se distinguen porque no tienen fusionada la cabeza con el protórax, la antena presenta tres segmentos y el rostro cuatro. Tienen algunas similitudes de talla y forma con la familia Helotrephidae, aunque suelen ser un poco más alargados y se diferencian de estos por tener la cabeza no fusionada con el protórax. Comunes principalmente en ambientes lénticos con vegetación acuática o en ambientes lóticos en las zonas de menor corriente. Se alimentan de pequeños invertebrados acuáticos, incluyendo los primeros estadios de larvas de mosquitos.

HELOTREPHIDAE. Estos organismos son similares a los Pleidae en tamaño y forma, con una longitud máxima de 3 mm, aunque en general son más globulares y pueden ser reconocidos por la fusión de la cabeza con el pronoto, del cual está separada por una sutura poco profunda. Viven en ambientes lóticos, asociados a la vegetación acuática o a las rocas, en arroyos con bosques de galería o en ambientes lénticos con abundante vegetación acuática, y se alimentan de pequeños invertebrados.

Bioindicación

El grupo de los hemípteros acuáticos y semiacuáticos es bastante diverso, con una buena cantidad de géneros y especies, y su uso como bioindicadores de calidad de agua está apenas desarrollándose. Es claro, como lo anota Aristi-

zábal-García (2002), que el grupo de la película superficial -en general, Gerromorpha-, es el indicador más específico de contaminación con detergentes y demás sustancias tensoactivas, ya que son muy sensibles a la depleción de la tensión superficial del agua y también a la contaminación con grasas y aceites, cuya tendencia a formar capas monomoleculares hace que incluso cantidades muy pequeñas ocupen áreas grandes de su hábitat en el néuston.

Caracteres morfológicos de importancia

A continuación, se presenta el esquema morfológico general y solo se hace con mayor detalle la descripción de aquellas estructuras que puedan tener importancia o al menos alguna utilidad en la identificación de los géneros y especies, según el esquema típico de Gerromorpha.

Las antenas, con cuatro segmentos, están dirigidas anteriormente e insertadas medio dorsalmente en los tubérculos anteníferos, por lo que son claramente visibles dorsalmente, excepto en Nepomorpha, que presenta antenas pequeñas, casi nunca visibles dorsalmente (con excepción de Ochteridae). En este grupo se pueden presentar pérdidas o fusiones de segmentos. En Gerromorpha, los tubérculos anteníferos están localizados frente a los ojos, lejos de estos. Hay tres o cuatro pares de trichobotrios (pelos sensoriales), ubicados anteriormente a los ojos, y un tercer par localizado cerca a los ángulos basales de los ojos compuestos, que cumplen una función mecanoreceptora.

El rostro o pico posee tres o cuatro segmentos —con excepción de Corixidae y Micronectidae, cuyo rostro no está segmentado— y reposa en la superficie ventral de la cabeza cuando descansa. En general, el primer segmento es grueso, casi tan largo como ancho. El segundo es corto y el tercero es más largo, con un pequeño lóbulo apical superpuesto en la región basal dorsal del cuarto segmento. Este cuarto segmento está claramente definido por una tenue región membranosa basal. El cuarto segmento presenta alta motilidad, tanto hacia delante y atrás como hacia los lados. La longitud del rostro es variable y se presentan géneros con este muy largo, mientras que en otros géneros es muy corto. El clípeo está basalmente bien definido. Los ojos pueden ser más o menos globosos y su tamaño presenta una amplia variabilidad; pueden ser emarginados o no y tienen alguna utilidad para la separación de géneros y, en algunos casos, aún de especies. En general los ojos compuestos están bien desarrollados y hay una gran variabilidad en cuanto a la presencia o no de ocelos. En la **Figura 2** se presenta una vista lateral de la cabeza de Gerromorpha.

El pronoto está siempre prolongado hacia atrás en todos los ejemplares alados en Gerromorpha, así como en un buen número de formas ápteras, pero no lo está en Nepomorpha. El metanoto en las formas aladas está definido por una carina longitudinalmente elevada, la cual contiene el elemento del primer segmento abdominal, de modo que la carina continúa desde la conexiva abdominal. El primer segmento abdominal está claramente fusionado con el metanoto en todas las especies de Gerridae, lo que es observable en mayor o menor proporción en vista dorsal y ha desaparecido totalmente en vista ventral, excepto en *Rheumatobates* en el Neotrópico.

La conexiva está dorsalmente bien definida por la sutura longitudinal de la región tergal. Siempre está presente en los segmentos abdominales segundo a séptimo, nunca está presente en el octavo y en algunos casos está claramente presente en el primero. Ventralmente aparece definida por una sutura longitudinal que se encuentra localizada más ventral que los espiráculos. Esta sutura es más claramente distinguible en los géneros más primitivos de la familia y desaparece totalmente en algunos grupos altamente especializados. El séptimo segmento conexival puede estar más o menos prolongado, formando espinas conexivales, que pueden ser de gran importancia en la identificación de las especies de algunos grupos. En la **Figura 3** se observa el abdomen dorsal y ventral.

En el aparato genital masculino, el pigóforo cubre ventrolateralmente la cámara genital, incluyendo los órganos fálicos invaginados. El pigóforo está dorsalmente fusionado en su base, formando un estrecho puente esclerotizado. La placa suranal o proctígero se considera usualmente como el noveno segmento abdominal o noveno tergito. La placa basal está apoyada lateralmente al pigóforo sosteniendo la faloteca con la cámara genital. Los parámetros o *claspers* se levantan del punto de conexión de la placa basal al pigóforo. Existe una gran variación en la forma y presencia de los parámetros, lo que les da una gran importancia en la identificación de las especies. En la **Figura 4** se presentan los segmentos genitales del macho y los detalles anatómicos correspondientes.

El aparato genital de la hembra está compuesto de la siguiente manera: el ovipositor está formado por la primera y segunda válvula: la primera externa y ventral y la segunda interna y dorsal. Los primeros valvíferos tienen una posición pleural, debajo del tergo, a los lados del octavo segmento, aunque sus ángulos posteriores pueden estar flexiblemente unidos al noveno tergo. La primera válvula posee dos ramas: la externa está flexiblemente unida al

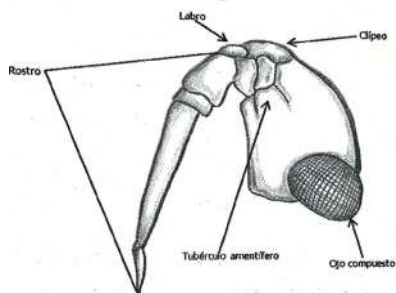


Figura 2. Vista lateral de cabeza de *Geomorpho*. Modificada de Matsuda (1960).

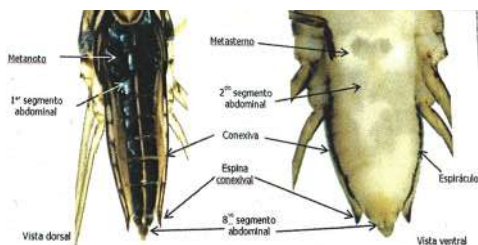


Figura 3. Abdomen dorsal (izquierda) y ventral (derecha). Fotografía: Hernán A. Aristizábal-García.

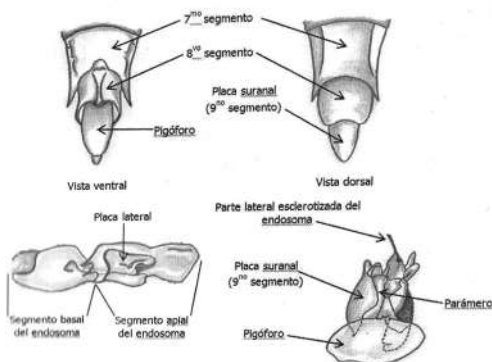


Figura 4. Segmentos genitales del macho. Fuente: Modificada de Matsuda (1965)

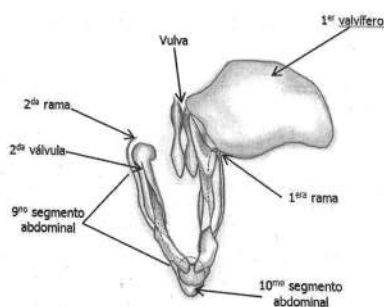


Figura 5. Segmentos genitales de la hembra. Fuente: modificada de Matsuda (1960).

ángulo ventral del primer valvífero y la interna se expande en una pequeña placa sólidamente unida con el ángulo anteroventral del noveno tergo.

El noveno tergo está expuesto y es usualmente largo. Los segundos valvíferos presentan una posición pleural en los lados del noveno segmento. La segunda válvula está unida proximalmente al extremo anterior del segundo valvífero por una rama simple y arqueada. La vulva está localizada entre los lóbulos internos de la primera válvula. En la **figura 5** se presenta el esquema típico del aparato genital femenino.

Las patas presentan una gran variación en las proporciones de los segmentos, lo que reviste importancia para separar algunos grupos de géneros y aun

de especies. En Gerromorpha, todas las patas están cubiertas por unos pelos hidrófugos, que permiten el desplazamiento de los animales por la película superficial del agua. En algunas especies de *Rheumatobates* las patas posteriores pueden presentar grandes modificaciones. Las patas anteriores suelen ser mucho más gruesas que las medias y posteriores, con el fémur engrosado; en algunos casos llevan espinas y pelos largos o hileras de setas. Las patas de Nepomorpha son frecuentemente raptorias, esto es, aptas para capturar las presas. En algunos casos están armadas de espinas. Las patas anteriores de Corixidae y Micronectidae se encuentran modificadas en forma de pala (Figuras 6 a 9).



Figura 6. Pata típica de Gerromorpha. Fotografía: Hernán A. Aristizábal-García.



Figura 7. Pata raptorial de Nepomorpha. Fotografía: Ana María Andade.

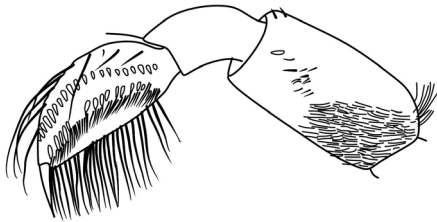


Figura 8. Pata anterior de Corixidae. Fuente: modificada de Padilla-Gi & Nieser, (1994).

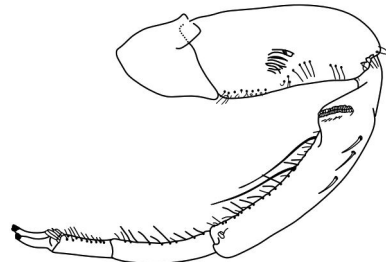


Figura 9. Pata anterior de Notonectidae. Fuente: modificada de Truxal (1953).

Aspectos taxonómicos

A continuación, se muestra una clave dicotómica ilustrada, de utilidad para los grupos principales de los chiches acuáticos y semiacuáticos de Colombia. Para su construcción se toma como referencia el trabajo de Aristizábal-García (2017). Así mismo, las fotografías que ilustran dicha clave son autoría de Hernán A. Aristizábal-García.

Clave para la identificación de infraórdenes y familias de chinches acuáticos y semiacuáticos de Colombia

1. Antenas más cortas que la cabeza y dobladas por debajo de esta, usualmente ocultas en una ranura y, por lo tanto, invisibles en posición dorsal; como máximo, el ápice de la antena está ligeramente expuesto detrás del ojo compuesto, con excepción de Ochteridae, que carece de esta ranura, y en el cual son claramente visibles dorsalmente (**Figura 10**).

Nepomorpha

1'. Antenas más largas que la cabeza y claramente visibles en posición dorsal (**Figura 11**) = 2.



Figura 10. Antenas no visibles dorsalmente en *Nepomorpha*.



Figura 11. Antenas visibles dorsalmente en *Rhagovelia*.

2 (1'). Cabeza con tres o cuatro pares de pelos (trichobothria) ubicados en la margen interna de los ojos compuestos y más anteriores, insertados en un hoyo, no siempre fáciles de observar (**Figura 12**); con o sin alas; en macrópteros, las alas carecen de una comisura claval y no están bien demarcados ni el *corium-clavus* ni la membrana.

Gerromorpha

2'. Sin presencia de los pelos anteriormente descritos; membrana de las alas anteriores presente, con tres, cuatro y cinco celdas cerradas, usualmente visibles, sin venas emergiendo del margen posterior de las celdas (**Figura 13**).

Leptopodomorpha



Figura 12. Vista dorsal de la cabeza de *Ovatametra*; se observan los trichobothria y los puntos de inserción de dichos pelos.

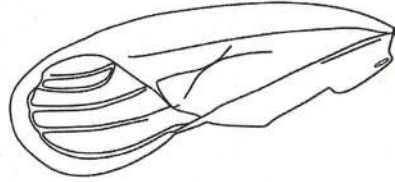


Figura 13. Ala de Saldidae (modificada de Pereira et al., 2007).

Gerromorpha: clave para la separación de familias

La clave para la separación de estas familias ha sido modificada de Polhemus (1996) y Aristizábal-García (2017).

1. Uñas, al menos en el tarso anterior, insertadas antes del ápice (**Figura 14**) = 2.

1'. Uñas en todas las patas, insertadas apicalmente (**Figura 15**) = 4.

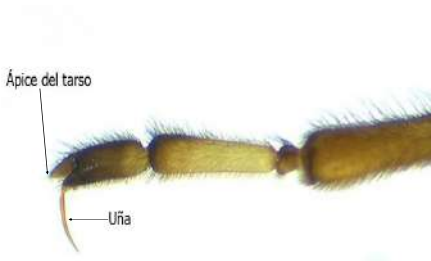


Figura 14. Pata media de *Paravelia* donde se observa la inserción antea-pical de las uñas.



Figura 15. Pata media con la inserción apical de las uña.

2 (1). Dorso de la cabeza, generalmente con una impresión longitudinal glabra (sin pelos) en el vértex (**Figura 16**); fémur posterior corto, que no sobrepasa usualmente el ápice del abdomen o solo lo hace ligeramente; patas medias en general insertadas equidistantemente entre las anteriores y posteriores (con excepción de *Rhagovelia*).

Veliidae



Figura 16. Cabeza de *Microvelia*, con una impresión glabra en el vértex.

2'. Dorso de la cabeza sin dicha impresión longitudinal glabra en el vértex (excepto en *Rheumatobates*); fémur posterior largo, que puede sobrepasar o no el ápice del abdomen = 3.

3 (2'). Patas insertadas equidistantemente (**Figura 17**).

Mesoveliidae (Madeoveliinae)

3'. Patas medias insertadas más cerca de las posteriores que de las anteriores (**Figura 18**).

Gerridae



Figura 17. Patas medias insertadas equidistantemente.

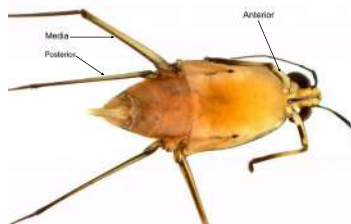


Figura 18. Patas medias insertadas más cerca de las posteriores que de las anteriores.

4 (1'). Cuerpo largo y delgado; cabeza tan larga o más larga que la longitud del pronoto combinada con el escutelo en formas aladas, o más larga que el pronoto en las formas ápteras (sin presencia de alas) (**Figura 19**).

Hydrometridae

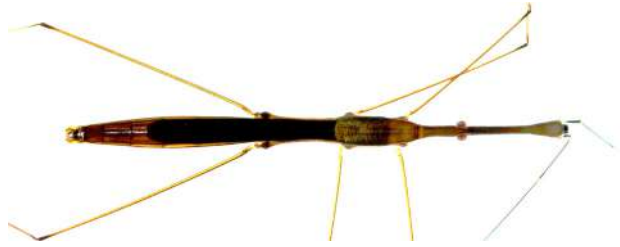


Figura 19. Cuerpo largo y delgado de *Hydrometra*.

4'. Cuerpo más grueso; longitud de la cabeza menor que la del pronoto combinada con el escutelo en formas aladas o menor que el pronoto en las formas ápteras = 5.

5 (4'). Tarsos bisegmentados; el primer segmento puede ser muy corto; cabeza ventralmente con un canal longitudinal profundo para recibir el rostro (**Figura 20**).

Hebridae



Figura 20. Cabeza con un canal profundo para recibir el rostro en *Hebrus*.

5'. Tarsos trisegmentados; cabeza ventralmente sin dicho canal para recibir el rostro = 6.

6 (5'). Las márgenes interiores de los ojos convergen anteriormente; fémures con al menos una o dos espinas negras en el dorso, distalmente (**Figura 21**).

Mesoveliidae (Mesoveliinae)



Figura 21. Ojos convergentes anteriormente y espinas dorsales distales en los fémures de Mesoveliidae.

Familia Mesoveliidae: clave para la separación de subfamilias y géneros

Estos insectos presentan tallas entre 1,2 y 6 mm. La presente clave ha sido construida con base en las de Andersen (1982), Schuh y Slater (1995) y Aristizábal-García (2017).

1. Macrópteros = 2.

1'. Ápteros (Mesoveliinae) = 3.

2 (1). Ocelos ausentes; uñas insertadas antes del ápice (**Figura 22**); ala anterior con dos celdas basales y una celda apical = (Madeoveliinae).

Mesoveloidea

2'. Ocelos presentes; uñas insertadas apicalmente (**Figura 23**); ala anterior con dos o tres celdas basales y ninguna celda apical (Mesoveliinae).

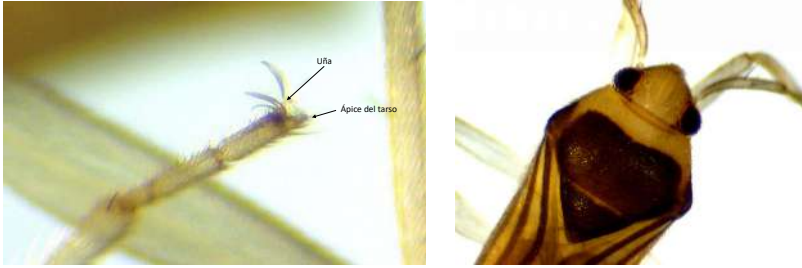


Figura 22. Mesoveloidea. A: uñas anteapicales; B: ocelos ausentes.

Mesovelia



Figura 23. *Mesovelia*: uñas insertadas apicalmente.

4 (3'). Mesonoto prolongado al centro, claramente más largo que el pronoto (**Figura 24**).

Mesovelia

4'. Mesonoto casi igual o de menor longitud que el pronoto (**Figura 25**).

Darwinivelia



Figura 24. Mesonoto prolongado al centro, más largo que el pronoto en la forma áptera de *Mesovelia*.



Figura 25. Mesonoto más corto que el pronoto de *Darwinivelia* (modificada de Polhemus & Manzano, 1992).

Familia Hebridae: clave para la separación de subfamilias y géneros

La clave siguiente es traducida de Polhemus (1996).

1. Antena claramente más corta que la mayor anchura del pronoto; segmentos antenales robustos; cuarto segmento subigual en longitud al primer segmento (**Figura 26**).

Merragata

1'. Antena claramente más larga que la mayor anchura del pronoto; segmentos antenales delgados; cuarto segmento mucho más largo que el primer segmento (**Figura 27**) = 2.

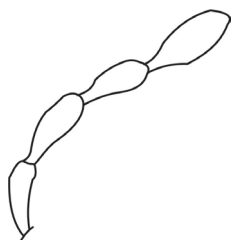


Figura 26. Antena de *Merragata* con segmentos cortos y robustos (modificada de Polhemus, 1996).

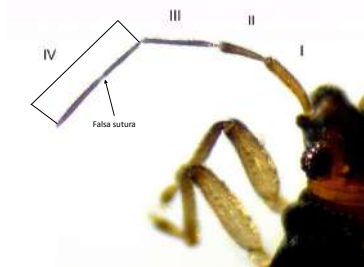


Figura 27. Falsa sutura en el cuarto segmento antenal de *Hebrus*.

2 (1'). Segmento antenal IV con una constricción (falsa sutura) en el centro, dando la apariencia de ser una antena pentasegmentada (**Figura 27**).

Hebrus

2'. Segmento antenal IV sin dicha constricción (falsa sutura) en el centro; antena claramente con cuatro segmentos (**Figura 28**).

Lipogomphus



Figura 28. Antena de *Lipogomphus* larga y delgada.

Familia Hydrometridae: clave para la separación de subfamilias y géneros

La presente clave fue adaptada de Nieser (1970c), Schuh y Slater (1995) y Aristizábal-García (2017).

1. Segmento antenal I subigual o más corto que el segmento II; usualmente apenas excede el ápice de la cabeza (**Figura 29**); longitud del cuerpo: 6 mm o más; el metasterno carece de orificios de glándulas de olor (Hydrometrinae).

Hydrometra

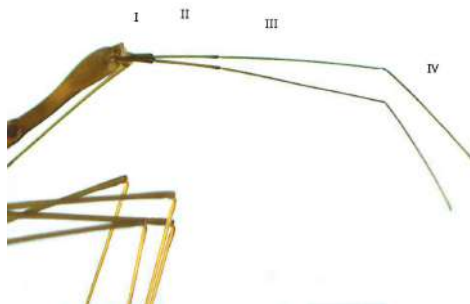


Figura 29. Segmento antenal I más corto que el segmento II de Hydrometrinae

- 1'. Segmento antenal I mucho más largo que el segmento II; sobrepasa el ápice de la cabeza por más de la mitad de su longitud, longitud del cuerpo: 3 a 5 mm; el metasterno presenta aperturas de glándulas de olor (Limnobatodinae).

Limnibatodes

Si bien la única especie de este género, *L. pardosxus* no ha sido registrada aún en Colombia, pero sí en Honduras, Brasil, Guyana Francesa y Perú (Hussey, 1925; Moreira et al., 2011; Schuh y Slater, 1995), por lo que se presenta en la clave.

Familia Gerridae: clave para la separación de subfamilias géneros

La presente clave, modificada de Aristizábal-García (2002), se basa en las claves de Hungerford y Matsuda (1960) y Nieser (1970b).

1. Ojos emarginados en la parte posterior de la margen interna (**Figura 30**) = 2.
- 1'. Ojos no emarginados, margen interna redondeada uniformemente o casi recto (**Figura 31**) = 8.

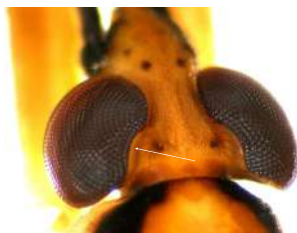


Figura 30. Ojos emarginados.



Figura 31. Ojos no emarginados.

2 (4). Rostro corto, no alcanza la base del prosterno (**Figura 32**) (*Cylindrostethinae*) = 3.

2'. El rostro es más largo y alcanza al menos la base del mesosterno (**Figura 33**) (*Gerrinae*) = 5.



Figura 32. Rostro corto, no alcanza la base del prosterno.



Figura 33. Rostro largo, alcanza al menos el mesosterno.

3 (2'). Cuerpo estrecho, cilíndrico, al menos cuatro veces más largo que ancho (**Figura 34**), antenas muy cortas: su longitud es apenas un poco mayor que la de la cabeza y el pronoto.

Cylindrostethus

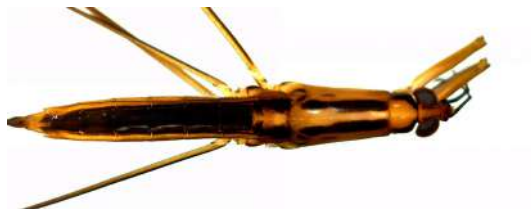


Figura 34. Cuerpo cilíndrico y alargado de *Cylindrostethus*.

3'. Cuerpo menos de cuatro veces más largo que ancho, no cilíndrico; la longitud de las antenas alcanza a la suma de la cabeza, el pronoto y al menos la mitad del mesonoto = 4.

4 (3). Cuerpo dorsoventralmente aplanado (**Figura 35**); patas medias aplanadas (**Figura 36**).

Platygeris



Figura 35. Cuerpo dorsoventralmente aplanado.



Figura 36. Pata media aplanada.

4'. Patas medias cilíndricas; cuerpo subcilíndrico (**Figura 37**).

Potamobates

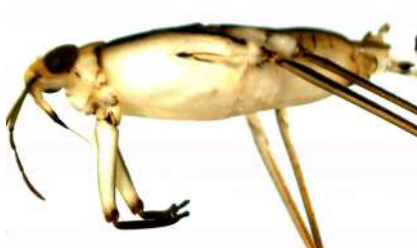


Figura 37. Cuerpo subcilíndrico.

5 (2'). Los segmentos tarsales de la pata anterior tienen aproximadamente la misma longitud (**Figura 38**) (*Tachygerrini*) = 6.

5'. La longitud del primer segmento tarsal de la pata anterior es aproximadamente la mitad o menos que la longitud del segundo (**Figura 39**) (*Gerrini*) = 7.

6 (5). Antena casi tan larga o más larga que el cuerpo; el cuarto segmento antenal es claramente el más largo (**Figura 40**); casi siempre macrópteros, ocasionalmente braquípteros y excepcionalmente ápteros.



Figura 38. Segmentos tarsales de la pata anterior más o menos iguales.



Figura 39. Primer segmento tarsal de la pata anterior corto.



Figura 40. Antena larga de *Tachygerris*.

Tachygerris

6'. Antena más corta que el cuerpo; el cuarto segmento antenal no es el más largo; cuerpo robusto; el pronoto no cubre enteramente el mesonoto; por lo general, en aguas por encima de los 1000 hasta 2600 m s.n.m. o más (**Figura 41**).

Eurygerris



Figura 41. Cuerpo robusto y pronoto parcialmente prolongado hacia atrás en *Eurygerris*.

7 (5'). El lóbulo anterior del pronoto presenta un par de líneas largas pálidas (**Figura 42**); tamaño mayor a 7 mm.

Limnogonus

7'. El lóbulo anterior del pronoto presenta una sola mancha pálida central (**Figura 43**); tamaño menor a 7 mm.

Neogerris



Figura 42. Pronoto de *Limnogonus* con dos líneas claras.



Figura 43. Pronoto de *Neogerris* con una sola mancha clara.

8 (1'). Tibia y primer segmento tarsal de la pata media con una franja de pelos largos erectos (**Figura 44**); especies marinas (Halobatinae, Halobatini).

Halobates

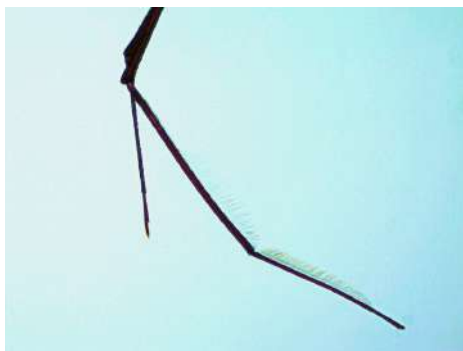


Figura 44. Tibia y tarso de la pata media con una fila de pelos en *Halobates*.

8'. La tibia y primer segmento tarsal de la pata media sin una franja de pelos largos erectos (algunos *Trepobates* presentan pelos erectos en el fémur y tibia intermedias, pero no son especies marinas) = 9.

9 (8'). Pronoto de las formas ápteras, prolongado hacia atrás; cubre completamente el mesonoto (**Figura 45**) (Charmatometrinae) = 10.

9'. El pronoto en las formas ápteras no se prolonga hacia atrás ni cubre el mesonoto (**Figura 46**) = 11.



Figura 45. Pronoto prolongado hacia atrás.



Figura 46. Pronoto no prolongado hacia atrás.

10. Ápice del fémur anterior en ambos sexos, con una espina apical alojada en una depresión (**Figura 47**); el primer segmento tarsal de la pata anterior es más largo que el segundo (**Figura 48**); insectos grandes y acuerpados: sobrepasan los 1,2 cm de longitud corporal.

Charmatometra



Figura 47. Espina en el ápice del fémur anterior.



Figura 48. Tarso con el primer segmento más largo que el segundo.

10'. Sin dicha espina en el fémur; el primer segmento tarsal de la pata anterior más corto que el segundo (**Figura 49**); especies de menor tamaño: no alcanzan los 1,2 cm.

Brachymetra



Figura 49. Tarso anterior con el segmento basal más corto que el apical.

11 (9'). El tercer segmento antenal y las márgenes de los ojos presentan pelos largos; las antenas del macho no son filiformes (pueden estar desde poco a muy modificadas) (**Figura 50**); las hembras presentan ovipositor prolongado (**Figura 51**) (Rhagodotarsinae).

Rheumatobates



Figura 50. Antenas no filiformes del macho, con pelos largos en el tercer segmento.



Figura 51. Hembra con el ovipositor alargado.

11'. El tercer segmento antenal y las márgenes de los ojos sin pelos largos; el macho puede presentar antenas modificadas, pero nunca como la descripción anterior; la hembra no presenta ovipositor largo (Trepobatinae) = 13.

12 (11'). Machos con el segundo y tercer segmento antenal con unos tubérculos distales (**Figura 52**); cuerpo muy aplanado y ancho (**Figura 53**) (Metrobatini).



Figura 52. Tubérculos distales del segundo y tercer segmento antenal.



Figura 53. Cuerpo muy aplanado y ancho.

Metrobates

12' Antena no modificada; cuerpo nunca tan aplanado (Trepobatini) = 13.

13 (12') El tercer segmento antenal tiene más de dos veces la longitud del segundo y es claramente más largo que el primero (**Figura 54**).

Telmatometra



Figura 54. Tercer segmento antenal con más de dos veces la longitud del segundo en *Telmatometra*. Fotografía: Hernán A. Aristizábal-García.

13'. El tercer segmento antenal mide menos de una y media vez la longitud del segundo y claramente es más corto que el primero = 14.

14 (13'). Presenta una seta ocular larga (**Figura 55**); el octavo segmento abdominal del macho con una muesca central en la margen posterior; se encuentran en aguas salobres estuarinas = 15.

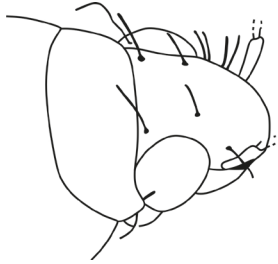


Figura 55. Vista oblicua de la cabeza mostrando una seta ocular larga (modificada de Polhemus y Manzano, 1992).

14'. Seta ocular corta; octavo segmento abdominal del macho sin dicha muesca central = 16.

15 (14'). Tarsos anteriores del macho con el segmento apical fuertemente curvado y aplanado en vista lateral (**Figura 56**).

Telmatometropsis

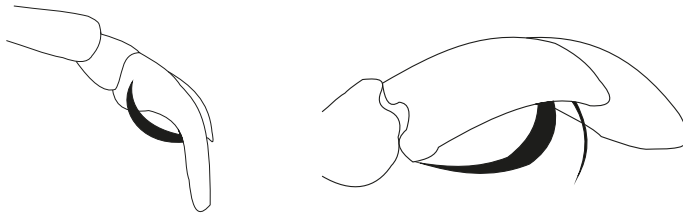


Figura 56. Segmentos tarsales de *Telmatometropsis* fuertemente curvados y aplanados (dibujado de Mondragón et al., 2021).

15'. Tarsos anteriores del macho con el segmento apical sin dichas modificaciones (**Figura 57**).

Telmatometroides

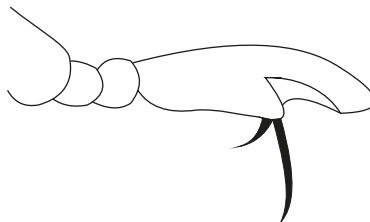


Figura 57. Segmentos tarsales de *Telmatometroides* normales (dibujado de Mondragón et al., 2021).

16 (14'). Tamaño pequeño: máximo alcanza 3,2 mm en algunas hembras (**Figura 58**).

Ovatametra



Figura 58. Vista dorsal de *Ovatametra* hembra.

17'. Tamaño mediano: por lo general sobrepasa los 3,5 m (**Figura 59**).

Trepobates



Figura 59. Cabeza y tórax de *Trepobates*.

Familia Veliidae: clave para la separación de subfamilias y géneros

La presente clave, modificada de Aristizábal-García (2002), se basa en China y Usinger (1949), Andersen (1982) y Aristizábal-García (2017). La subfamilia Microveliinae ha sido transferida a Gerridae por Armisen et al. (2002) en un estudio filogenético basado en transcriptomas. Sólo al cierre de la edición del libro el artículo estuvo disponible para el autor. Por este motivo, la clave no ha sido modificada, pero la separación de géneros sigue siendo válida.

1. Tarsos medios profundamente hendidos, con uñas semejantes a hojas de cuchilla y una estructura de pelos plumosos saliendo de dicha hendidura (**Figura 60**) (Rhagoveliinae).

Rhagovelia



Figura 60. Uñas modificadas y estructura plumosa en la pata media.

1'. Tarsos medios con o sin dicha hendidura; uñas medias normales o si son en forma de chuchilla, no presentan esta estructura de pelos plumosos = 2.

2 (1'). Fórmula tarsal 1:2:2 (Microveliinae)¹ = 3.

2'. Fórmula tarsal 3:3:3 (Veliinae) = 4.

3 (2). Tarsos medios con tres estructuras pretarsales en forma de hojas de cuchilla en (**Figura 61**).

Euvelia



Figura 61. Estructuras pretarsales en forma de hojas de cuchilla.

3'. Tarsos medios con uñas similares a las de los tarsos anteriores (**Figura 62**).

Microvelia



Figura 62. Uñas normales en los tarsos medios.

1 Nota. La subfamilia Microveliinae ha sido transferida a Gerridae por Armisén et al. (2002) en un estudio filogenético basado en transcriptomas. Sólo al cierre de la edición del libro el artículo estuvo disponible para el autor. Por este motivo, la clave no ha sido modificada, pero la separación de géneros sigue siendo válida.

4. (2') Tarsos medios y posteriores con uñas similares a las de los tarsos anteriores (**Figura 62**) = 5.

4'. Tarsos medios y posteriores con cuatro estructuras en forma de hojas de cuchilla conformada por uñas y arolia (estructura generalmente filamentosa entre las uñas) modificadas, que salen de una hendidura estrecha en la mitad del segmento (**Figura 63**); cuerpo robusto: de al menos 8 mm de longitud.

Veloidea



Figura 63. Tarsos medios con cuatro estructuras en forma de cuchilla.

5 (4). Tórax y abdomen con numerosas depresiones glabras (sin pelos) redondeadas o alargadas. Fémur y margen de la conexiva usualmente con dispositivos estridulatorios (estructuras para producir sonidos al frotar una contra otra) (**Figura 64**).

Stridulivelia

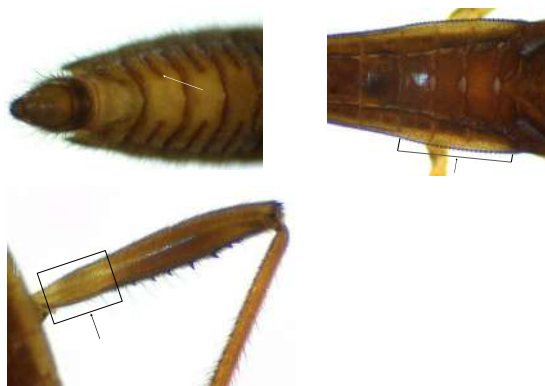


Figura 64. Depresiones glabras y estructuras estridulatorias en *Stridulivelia*.

5'. Sin dichas depresiones en tórax y abdomen y casi siempre sin estructuras estridulatorias = 6.

6 (5'). Último segmento de todos los tarsos lateralmente ensanchados, profundamente hendidos, con el lóbulo interno más o menos de la mitad de la longitud del extremo, con un par de uñas insertadas en el fondo de dicha hendidura (**Figura 65**).

Oiovelia



Figura 65. Tarsos profundamente hendidos en *Oiovelia*.

6'. Último segmento de los tarsos subcilíndrico, sin dichas hendiduras = 7.

7. Metasterno con un par de tubérculos anterolaterales = 9.

7'. Metasterno sin un par de tubérculos anterolaterales (**Figura 66**) = 8.



Figura 66. Metasterno sin tubérculos anterolaterales.

8 (7'). Macho con el proctígero con un par de procesos similares a alas esclerotizadas (muy variables en forma y tamaño) (**Figura 67**); alas anteriores oscuras, sin manchas pálidas; octavo segmento abdominal de la hembra desviado hacia abajo, por lo que no reposa en el mismo plano horizontal de séptimo segmento; desplaza el proctígero de la hembra hacia abajo (más evidente en vista lateral).

Altavelia

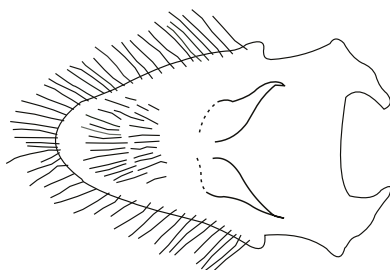


Figura 67. Estructuras esclerotizadas en forma de alas en el proctígero del macho de *Altavelia* (modificada de Polhemus et al., 2019).

8'. Proctígero del macho sin dichas estructuras en forma de alas esclerotizadas; alas anteriores en formas macrópteras, con algunas manchas claras; octavo segmento abdominal de la hembra no desplazado hacia abajo.

Paravelia

9 (7). Tubérculos anterolaterales del metaesterno enfrentados a las coxas medias (**Figura 68**).

Steinovelia



Figura 68. Metasternos con tubérculos cercanos al mesoacetábulo en *Steinovelia*.

9'. Tubérculos anterolaterales del metaesterno enfrentados a sendos tubérculos de los mesoacetábulos (**Figura 69**).

Platyvelia



Figura 69. Tubérculos del metasterno frente a tubérculos en mesoacetábulo en *Platyvelia*. Fotografía:

Infraorden Nepomorpha: clave para la separación de familias

La presente clave para separación de familias ha sido adaptada de Nieser (1975), Pereira et al. (2007), Polhemus (1996) y Aristizábal-García (2017).

1. Rostro aparentemente no segmentado, siempre con arrugas transversales; tarso anterior siempre espatulado (**Figura 70**) = 2.

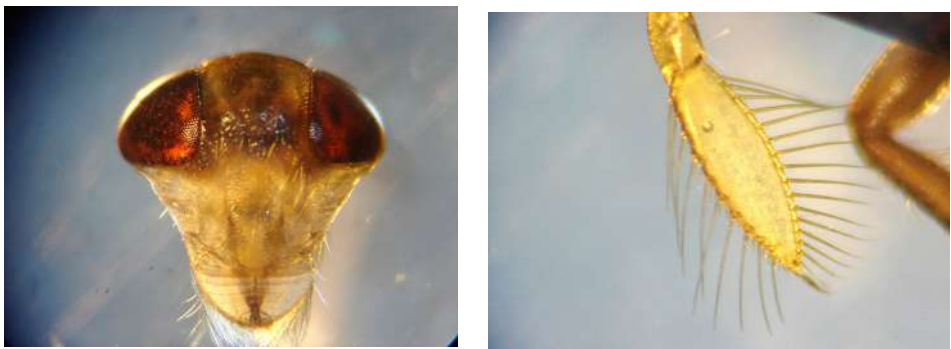


Figura 70. Rostro corto con arrugas transversales; tarso anterior espatulado. Fotografías: Hernán A. Aristizábal-García.

1'. Rostro claramente dividido en tres o cuatro segmentos (**Figura 71**); tarso anterior nunca espatulado = 3.



Figura 71. Rostro segmentado.

2 (1). Escutelo expuesto en su mayor parte (**Figura 72**).

Micronectidae



Figura 72. Escutelo cubierto por el pronoto.

2'. Escutelo cubierto por el pronoto (**Figura 73**).

Corixidae



Figura 73. Escutelo cubierto por el pronoto.

3 (1'). Cabeza completamente fusionada con el protórax; solo se presenta una impresión poco profunda en el límite (**Figura 74**); especies pequeñas.

Helotrephidae

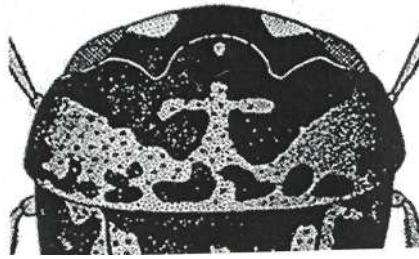


Figura 74. Cabeza fusionada con el tórax en Helotrephidae (tomada de Schuh & Slater, 1995).

3'. Cabeza libre o como máximo parcialmente fusionada con el protórax = 4.

4 (3'). Con ocelos = 5.

4'. Sin ocelos = 6.

5 (4). Patas anteriores con el fémur muy aplanado, casi siempre con una hendidura en la cual entran la tibia y tarso, como adaptación para capturar la presa (raptoriales) (**Figura 75**); antena corta, oculta dorsalmente; rostro corto.

Gelastocoridae



Figura 75. Patas raptoriales de Gelastocoridae, vista ventral.

5'. Patas anteriores no raptorales; antenas largas, por lo general visibles dorsalmente; rostro largo (**Figura 76**).

Ochteridae



Figura 76. Patas no raptorales; antenas y rostro largos en Ochteridae (la flecha señala una de las antenas).

6 (4'). Siempre con uno o dos bandas o tubos respiratorios, los cuales pueden estar más o menos ocultos en Belostomatidae = 7.

6'. Sin bandas o tubos respiratorios (**Figura 77**) = 8.



Figura 77. Abdomen sin tubos respiratorios.

Fotografía: Hernán A. Aristizábal-García.

7 (6). Tubos respiratorios cortos, consistentes en dos bandas separadas y retráctiles (**Figura 78**); tibia posterior aplanada y con una o dos franjas de pelos para nadar.

Belostomatidae

7'. Ápice del abdomen con un tubo respiratorio cilíndrico compuesto de dos filamentos no retráctiles (**Figura 79**); tibia posterior no aplanada y sin franja de pelos para nadar.

Nepidae

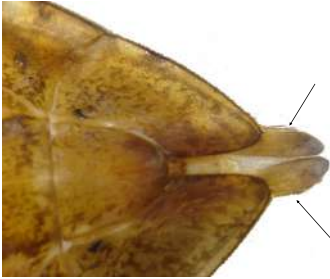


Figura 78. Tubos respiratorios del ápice del abdomen de Belostomatidae.



Figura 79. Apéndices respiratorios de Nepidae.

8 (6'). Dorso del cuerpo usualmente convexo; patas anteriores nunca raptoriales = 9.

8'. Dorso del cuerpo aplanado o muy poco convexo; patas anteriores más o menos raptoriales = 10.

9 (8). Insectos muy pequeños: de menos de 3 mm, ovoides; hemélitra gruesa (parte esclerotizada del ala); todas las patas son similares; las patas posteriores con dos o tres segmentos (**Figura 80**).

Pleidae

9'. Insectos de mayor tamaño, por lo general superior a los 3 mm; alargados; patas posteriores mucho más largas que las anteriores y las medias, con pelos para nadar y uñas poco conspicuas (**Figura 81**).

Notonectidae



Figura 80. Vista lateral de Pleidae.



Figura 81. Vista dorsal de Notonectidae.

10 (8'). Rostro largo y delgado, casi tan largo como el fémur anterior; chinches pequeños, con una longitud cercana a los 3 mm (**Figura 82**).

Potamocoridae

10'. Rostro corto y ancho en la base, mucho más corto que el fémur anterior; la longitud por lo general excede los 4 mm (**Figura 83**).

Naucoridae

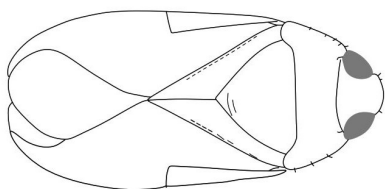


Figura 82. Vista dorsal de Potamocoridae (Schuh & Slater, 1995).



Figura 83. Vista dorsal de Naucoridae.

Familia Belostomatidae: clave para la separación de subfamilias y géneros

La siguiente clave ha sido traducida de Nieser (1975).

1. Segmentos abdominales 5 y 6 subdivididos lateralmente por un doblez en forma de sutura (**Figura 84**); espiráculos localizados en las márgenes mesales de los laterotergitos (segmentos laterales abdominales) o adyacentes a estos = 2.

1'. Esternitos no subdivididos por esta sutura; espiráculos localizados cerca al centro de los laterotergitos ventrales (**Figura 85**) (Belostomatinae) = 3.

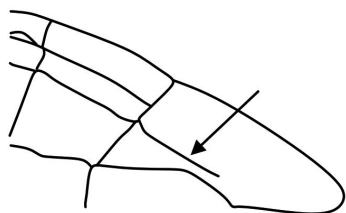


Figura 84. Esternitos abdominales con un doblez en forma de sutura (modificada de Pereira et al., 2007).



Figura 85. Esternitos abdominales no divididos (modificada de Pereira et al., 2007).

2 (1). Las márgenes mesales de los laterotergitos se encuentran en la placa genital cerca de su ápice; segmentos antenales 2-3 con una proyección de pelos largos, algunas veces angulares; tibia y tarso de la pata posterior comprimidos, mucho más dilatados que la tibia y el tarso medios (**Figura 86**); tarso anterior con dos segmentos y con una uña bien desarrollada (Lethocerinae).

Lethocerus

2'. Las márgenes mesales de los laterotergitos terminan en los ángulos basales de la placa genital; segmento antenal 3 con una placa expandida y un lóbulo dorsal aplanado; tibia y tarso de la pata posterior y media similares, estrechas, aplanadas, pero no ampliamente dilatadas; tarso anterior con un segmento con uñas vestigiales (**Figura 87**) (Horvathiniinae).

Horvathinia

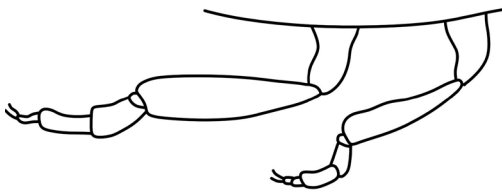


Figura 86. Tibia y tarsos de *Lethocerus* (modificada de Polhemus, 1996).

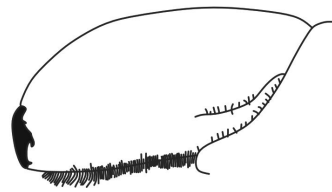


Figura 87. Tarso anterior de *Horvathinia* (modificada de Mazzucconi et al., 2009).

3 (1'). Membrana del ala bien desarrollada; su mayor anchura es mayor que el clavus (área triangular al interior del hemélitra) (**Figura 88**); la mayoría de las celdas son iguales en longitud, formando rectángulos estrechos.

Belostoma

3'. Membrana del ala muy reducida: su mayor anchura es menor o, como mucho, igual al clavus (**Figura 89**); sus celdas son usualmente pequeñas, débilmente desarrolladas, formando rectángulos cortos, de longitud variable.

Abedus



Figura 88. Membrana del ala ancha en *Belostoma*. Fotografía: Hernán A. Aristizábal-García.



Figura 89. Membrana del ala reducida en *Abedus*. Fotografía: Hernán A. Aristizábal-García.

Familia Nepidae: clave para la separación de subfamilias y géneros

La siguiente clave ha sido adaptada de Nieser (1975).

1. Especies aplanadas; parasternitos del abdomen (área lateral ventral de los segmentos abdominales) visibles; cabeza claramente más estrecha que el pronoto y parcialmente encerrada por sus ángulos anterolaterales (**Figura 90**) (Nepinae) = 2.



Figura 90. Abdomen y cabeza de Nepinae; parasternitos visibles; cabeza más estrecha que el pronoto, parcialmente encerrada por este.

1'. Especies subcilíndricas; parasternitos del abdomen no visibles; cabeza libre del pronoto y de anchura similar a este (**Figura 91**) = Ranatrinae.

Ranatra



Figura 91. Cabeza más ancha y no encerrada en el pronoto.

2 (1). Cuerpo alargado, cinco a seis veces mayor que la anchura máxima; longitud media del sexto esternito más o menos igual a la del quinto.

Curicta

2'. Cuerpo ovoide, de longitud tres o menos veces que la anchura máxima (**Figura 92**).

Telmatotrephes



Figura 92. Vista dorsal de *Telmatotrephes* (modificada de Heckman, 2011).

Familia Gelastocoridae: clave para la separación de subfamilias y géneros

La siguiente clave ha sido adaptada de Nieser (1975).

1. Tarso anterior no fusionado con la tibia; adultos con dos uñas tarsales bien desarrolladas en la pata anterior (**Figura 93**) (Gelastocorinae).

Gelastocoris

1'. Tarso anterior fusionado con la tibia; adultos con una uña tarsal bien desarrollada en la pata anterior (**Figura 94**) = Nerthrinae.

Nerthra



Figura 93. Tarso de la pata anterior de *Gelastocoris*.



Figura 94. Tarso anterior de *Nerthra* (modificada de Pereira et al., 2007).

Familia Ochtheridae: clave para la separación de géneros

La siguiente clave ha sido traducida de Nieser (1975).

1. Lados del pronoto fuertemente aplanados; la parte plana es tan ancha como la anchura de un ojo; membrana del hemélitro (parte membranosa del ala) con doce o más celdas; longitud mayor a 6,5 mm.

Ocyochterus

- 1'. Lados del pronoto no fuertemente aplanados; la parte plana es claramente menor que la anchura de un ojo; membrana del hemélitro con siete celdas; longitud de las especies usualmente menor a 6,5 m (**Figura 95**).

Ocyochterus



Figura 95. Vista dorsal de *Ocyochterus*.

Familia Corixidae: clave para la separación de subfamilias y géneros T3

La presente clave se ha modificado de Hungerford (1948), Mazzucconi et al. (2009), Polhemus (1996) y Nieser (1970a; 1975).

1. Ojos prolongados hacia la zona ventral, en un ángulo agudo; la sutura infraocular toca el ojo cerca de ese ángulo (**Figura 96**); por lo general, son insectos cortos y gruesos (Heterocorixinae).

Heterocorixa

1'. Ojos no prolongados hacia la zona ventral en un ángulo agudo; la sutura infraocular toca el ojo cerca del borde ventral (**Figura 97**); forma usualmente más larga y estrecha = 2.

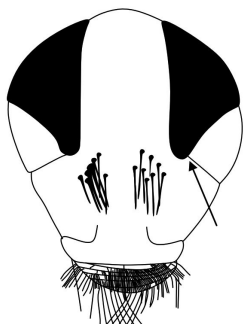


Figura 96. Ojos prolongados ventralmente en ángulo agudo (modificada de Mazzucconi et al., 2009).

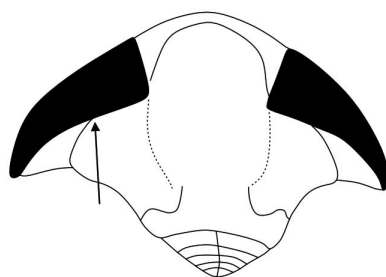


Figura 97. Vista frontal de cabeza de Sigara (modificada de Mazzucconi et al., 2009).

2 (1'). Tarso anterior con una uña delgada bien desarrollada; pala en ambos sexos, estrecha y digitiforme (**Figura 98**) (Graptocorixinae).

Graptocorixa

2'. Tarso anterior con uña en forma de espina; usualmente se parece a las espinas presentes en la margen inferior de la palma; pala no digitiforme (**Figura 99**) (Corixinae) = 3.

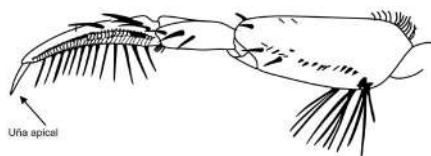


Figura 98. Pata anterior del macho de Graptocorixa (modificada de Polhemus, 1996).

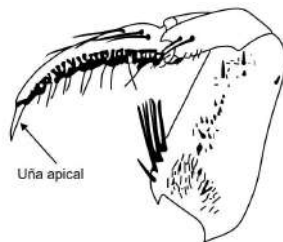


Figura 99. Pata anterior de Corixinae (modificada de Polhemus, 1996).

3 (2). La pilosidad hidrófuga (que repele el agua) del fémur posterior, en la cara ventral del mismo, no se extiende más allá del tercio basal (**Figura 100**) = 4.

3'. La pilosidad hidrófuga del fémur posterior cubre por lo menos 2/5 de la cara ventral del mismo (**Figura 101**) = 5.



Figura 100. Pulosidad hidrófuga estrecha en el fémur posterior.



Figura 101. Pulosidad hidrófuga amplia en fémur posterior.

4 (3). Tamaño pequeño y estrecho: usualmente menor de 5,5 mm; asimetría izquierda en los machos; tibias anteriores de los machos con una gran cresta que se proyecta sobre la base del tarso (**Figura 102**); clavos de los hemiélitros: en las hembras no llegan hasta una línea que una los nodos; en los machos sobrepasan muy poco de esa línea.

Trichocorixa

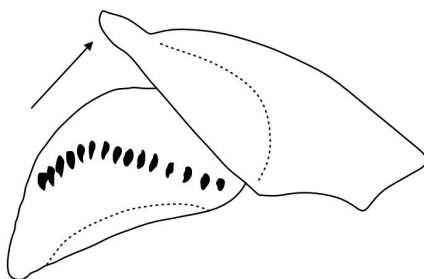


Figura 102. Pala del macho de *Trichocorixa* (modificada de Polhemus, 1996).

4'. Tamaño por lo general mayor: casi siempre 5,5-9 mm; asimetría abdominal de los machos derecha; tibias anteriores en los machos no producidas como cresta sobre la base de la pala; los clavos de los hemiélitros, en ambos sexos, sobrepasan una línea imaginaria que uniría los nodos.

Ectemnostega

5 (4'). Cuerpo corto y ancho; anchura de más de un tercio de la longitud; tamaño usualmente entre 5,5 y 8 mm; tibias anteriores del macho expandidas distalmente en una cresta triangular (**Figura 103**); machos sin estrígilo; prolongación posterior del metasterno (metaxifo) muy alargada.

Centrocorisa

5'. Cuerpo elongado, de anchura claramente menos de un tercio de la longitud; tarsos anteriores del macho no expandidos distalmente; metaxifo raramente alargado = 6.

6. Lóbulo protorácico cuadrado o trapezoidal; tibia anterior del macho con una brocha de pelos espiniformes cerca al ápice (**Figura 104**); asimetría izquierda en los machos.

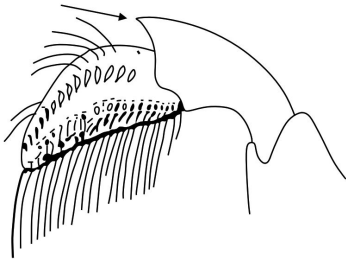


Figura 103. Tarso anterior del macho de *Centrocorisa* (modificada de Polhemus, 1996).

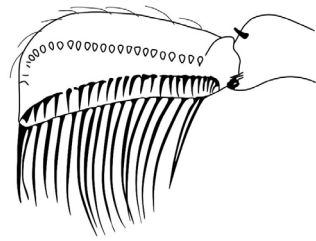


Figura 104. Pala de *Hesperocorixa* (modificada de Hungerford, 1948).

Hesperocorixa

6'. No se ajusta a dicha descripción = 7.

7 (6'). Tarsos anteriores de los machos con una hilera de púas (**Figura 105**); asimetría abdominal derecha en los machos.

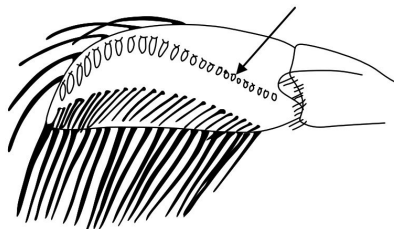
Sigara

Figura 105. Tarso anterior del macho de *Sigara* (modificada de Heckman, 2011).

7'. Tarsos anteriores de los machos con dos hileras de púas; asimetría abdominal de los machos derecha o izquierda = 8.

8 (7'). Tamaño menor a 7 mm; tarsos anteriores de los machos con la hilera inferior de púas con una breve interrupción próxima al centro (las espinas basales pueden ser menos robustas que las distales) (**Figura 106**); asimetría abdominal de los machos derecha o izquierda.

Neosigara

8'. Tamaño casi siempre mayor a 7 mm; tarsos anteriores de los machos con la hilera inferior de púas corta y ubicada basalmente (**Figura 107**); asimetría abdominal derecha en los machos.

Orocorixa

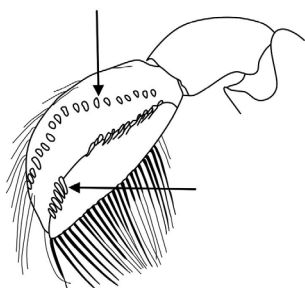


Figura 106. Tarso anterior del macho con dos hileras de púas de *Neosigara* (modificada de Mazzucconi et al., 2029)



Figura 107. Tarso anterior del macho de *Orocorixa* (modificada de Mazzucconi et al., 2009).

Familia Micronectidae

Esta familia está compuesta por insectos pequeños, todos menores de 5 mm de longitud. Se caracteriza por presentar el escutelo expuesto, rostro con surcos transversales, la sutura hipococular en posición lateral; antena con tres segmentos; hemiélitros con la estría embolar poco profunda; pala con una palma bien desarrollada, en los machos sin hilera de ganchos palares y con una uña tarsal grande, altamente modificada, y en el metatarso la uña es trífida.

Dado que a la fecha del cierre solo ha sido registrado el género *Tenagobia* en Colombia, no se presentan claves para esta familia, muy cercana a Corixidae.

Se diferencia de esta en que presenta el escutelo expuesto. Está conformada por insectos pequeños, siempre menores de 5 mm. Tienden a encontrarse más en sistemas lóticos que los coríxidos, más propios de sistemas lénticos. En la figura 108 se presenta una vista dorsal de *Tenagobia*.



Figura 108. Vista dorsal de *Tenagobia*.

Familia Potamocoridae

Existe un solo género en la familia: *Potamocoris*. En la **Figura 109** se presenta una vista dorsal y una ventral de este género.

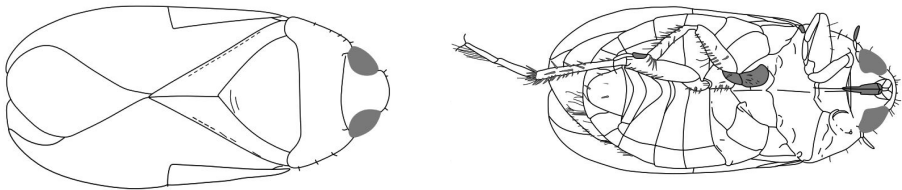


Figura 109. Vistas dorsal y ventral del macho de *Potamocoris* (modificadas de Van Doesburg, 1983).

Familia Naucoridae: clave para la separación de subfamilias y géneros

La siguiente clave ha sido modificada de Aristizábal García (2017) y se basa en Nieser (1975), Mazzucconi et al. (2009) y Pereira et al. (2007).

1. Margen anterior del pronoto profundamente cóncavo por detrás del espacio intraocular (**Figura 110**); cabeza mucho más larga que ancha, claramente proyectada delante de los ojos (Cryphocricinae) = 2.



Figura 110. Cabeza proyectada hacia delante de los ojos.

1'. Cabeza más ancha que larga; no se proyecta delante de los ojos o solo lo hace ligeramente; ojos no globulares; márgenes laterales del pronoto lisos o como máximo ligeramente cóncavo; superficie dorsal lisa (**Figura 111**) = 5.



Figura 111. Cabeza no proyectada hacia adelante; margen anterior del pronoto casi recto.

2. Bordes laterales del pronoto crenulados (**Figura 112**); terguitos abdominales distinguibles en los machos; cara ventral del abdomen sin pelos largos; fémures medios y posteriores con tubérculos y espinas; segmento antenal III muy corto y segmento antenal IV largo.

Cryphocricos



Figura 112. Borde del pronoto crenulado en *Cryphocricos*.

2'. Bordes laterales del pronoto lisos = 3.

3 (2'). Bordes laterales del pronoto con pelos cortos y rígidos; terguitos abdominales fusionados en los machos; cara ventral del abdomen con pelos largos y dispersos; fémures medios y posteriores sin tubérculos ni espinas; segmentos antenales III y IV largos y subiguales.

Procryphocricos

3'. Margen anterior del pronoto profundamente cóncavo por detrás del espacio intraocular (**Figuras 113-114**) = 4.

4 (3') Extensa maculación marrón como franjas longitudinales irregulares, puntos en el pronoto, manchas marrones sólidas y puntos marrones en los fémures anteriores (**Figura 113**).

*Maculambrysus*²

4' Pueden presentarse manchas, pero no con estas características (**Figura 114**).

Australambrysus



Figura 113. Coloración característica de *Maculambrysus* (tomado de Reynoso-Velasco & Sites, 2021).



Figura 114. Coloración más uniforme de *Australambrysus*.

5 (1'). Meso y metasterno con una amplia carina longitudinal media, que la mayoría de las veces muestra una cavidad apicalmente (**Figura 115**); margen anterior del pronoto ligeramente cóncava (Limnecorinae).

2 Reynoso-Velasco y Sites (2021) dividieron el género *Ambrysus* en tres, del cual se separaron las especies centro y suramericanas en *Australambrysus* y otras especies mayoritariamente suramericanas en *Maculambrysus*.

Limnocoris

5'. Meso y metasterno como máximo, con una carina delgada en forma de lámina (**Figura 116**) = 6.



Figura 115. Meso y metasterno con carina amplia y foveada.



Figura 116. Meso y metasterno ligeramente carinados.

6 (5'). Tarsos anteriores bisegmentados, con dos uñas que pueden ser poco conspicuas (**Figura 117**); ángulos anteriores del pronoto no puntudos; hemiélitros con las membranas completamente desarrolladas, las cuales cubren totalmente el abdomen o, como máximo, dejan al descubierto el extremo del mismo (**Figura 118**) (Laccocorinae).

Ctenipocoris



Figura 117. Tarsos anteriores bisegmentados.



Figura 118. Vista dorsal de *Ctenipocoris spinipes*.

6'. Tarsos anteriores con un segmento, con o sin una uña diminuta, poco distinguible (**Figura 119**); fémur intermedio estrecho; tibia media más larga que el fémur medio, con espinas ordenadas en hileras (**Figura 120**) (Naucorinae).

Pelocoris



Figura 119. Tarsos anteriores con un segmento.



Figura 120. Fémur y tibia media de *Pelocoris*.

Familia Notonectidae: clave para la separación de subfamilias y géneros

La presente clave ha sido modificada de Aristizábal-García (2017).

1. Comisura hemielitral (zona de unión de los hemielitros) con una línea de pelos definida en una concavidad en el extremo anterior (**Figura 121**) (Anisopinae).

Buenoa

1'. Comisura hemielitral sin línea de pelos definida en una concavidad en el extremo anterior (**Figura 122**) (Notonectinae) = 2'.



Figura 121. Comisura hemielitral con una concavidad de *Buenoa*.



Figura 122. Comisura hemielitral sin concavidad definida, ojos holópticos de *Martarega*.

2 (1'). 2' Los ojos no son continuos dorsalmente fémures medios con una espina subapical en la cara posterior (**Figura 123**).

Notonecta



Figura 123. Espina subapical en el fémur medio de *Notonecta*.

2'. Los ojos se tocan en buena parte de las márgenes dorsales (holópticos), como en la **Figura 122**.

Martarega

Familia Pleidae: clave para la separación de géneros

La presente clave se modifica de Polhemus (1996) y Cook (2011).

1. Tarsos anteriores con dos segmentos (**Figura 124**).

Paraplea

1'. Tarsos anteriores con tres segmentos (**Figura 125**); fórmula tarsal 3, 2, 3.

Neoplea

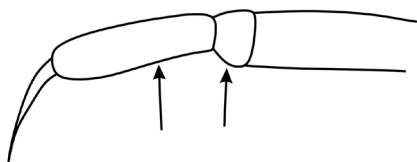


Figura 124. Tarso anterior bisegmentado de *Paraplea* (modificada de Polhemus, 1996).

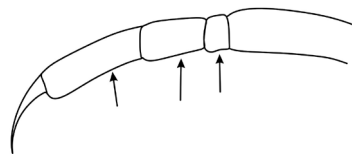


Figura 125. Tarso anterior con tres segmentos de *Neoplea* (modificada de Polhemus, 1996).

Familia Helotrephidae: clave para la separación de los géneros

La clave para la separación de estos géneros ha sido traducida de Nieser (1975).

1. Márgenes laterales de la cabeza y pronoto claramente sinuosos, ojos globosos; sutura cefalonotal (la que separa la cabeza del pronoto) sinuosa; hemiélitros con una cresta longitudinal lateral, cerca de la margen costal; rostro relativamente corto y alcanza, como máximo, la coxa media (**Figura 126**).

*Neotrephes*³

1'. Márgenes laterales de la cabeza y pronoto fuertemente sinuosos; ojos no globosos; sutura cefalonotal recta; hemiélitros sin cresta longitudinal lateral cerca de la margen costal; el rostro es largo y alcanza la coxa posterior (**Figura 127**).

Paratrephes

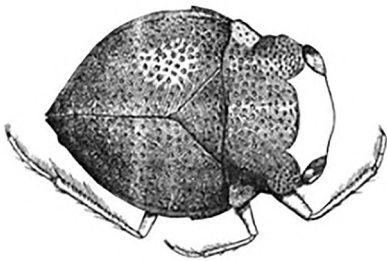


Figura 126. Vista dorsal de *Neotrephes* (tomada de Mazzucconi et al., 2009).

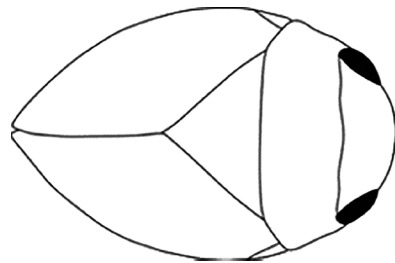


Figura 127. Vista dorsal de *Paratrephes* (modificada de Mazzucconi et al., 2009).

Conclusiones

Hay un avance importante en el conocimiento de los hemípteros acuáticos y semiacuáticos en Colombia y, en general, en buena parte de Centroamérica y Suramérica, con descripción de nuevas especies en los últimos años. Estos trabajos muestran una distribución disyunta de muchos géneros y especies. Existen regiones mejor estudiadas que otras, bien sea por el interés particular de algunos investigadores o porque algunas universidades han estudiado las faunas de su región. En ese sentido, por ejemplo, el conocimiento disponible de los macroinvertebrados acuáticos de la Amazonia colombiana es pobre, especialmente en la llanura amazónica. Lo mismo ocurre con el departamento del Chocó (Chocó biogeográfico), aunque en menor escala. Es también im-

3 Este género aún no se ha registrado en Colombia.

portante señalar que, independientemente de la región, hay hábitats poco explorados, como los cavernícolas y la fitotelmata, que deberían ser estudiados sistemáticamente, ya que se han encontrado numerosas especies entre las aguas contenidas en las brácteas de las bromeliáceas. También se debería estudiar con mayor detalle los hábitats riparios, ya que presentan especies que le son propias.

Referencias

- Amarilla, L. R., & Armúa, A. C. (2004). Estudio de la preferencia alimentaria de *Belostoma elegans* (Heteroptera: Belostomatidae) y su importancia sanitaria. Universidad Nacional del Nordeste, Comunicaciones Científicas y Tecnológicas. [Resumen B-045].
- Amato, S. B., & Amato, J. F. R. (2006). *Belostoma dilatatum* (Dufour) (Hemiptera Belostomatidae) hosting Metacercariae of *Stomylotrema vicarium* Braun (Digenea, Stomylotrematidae) in southern of Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*, 23(1), 307-310.
- Andersen, N. M. (1982). *The semiaquatic bugs. (Hemiptera Gerromorpha) Phylogeny, adaptations, biogeography and classification*. Scandinavian Science Press.
- Aristizábal-García, H. (2002). *Los hemípteros de la película superficial del agua en Colombia*. Parte 1: Familia Gerridae. Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales.
- Aristizábal-García, H. (2017). *Hemípteros acuáticos y semiacuáticos del Neotrópico*. Gente Nueva.
- Aristizábal-García, H., Floriano, C., Moreira, F. F., F. & Bispo, P. d C. (2015). New species and notes on Microveliinae from Northern South America (Hemiptera: Heteroptera: Veliidae). *Zootaxa*, 3980(4), 591-596.
- Aristizábal-García, H., Herreño-Castellanos, N., & Lasso, C. A. (2018). Primer registro del hemíptero *Stridulivelia cinctipes* Champion, 1898 (Hemiptera: Veliidae) para ambientes cavernícolas en Colombia. *Biota Colombiana*, 19(1), 205-209.
- Aristizábal-García, H., Salazar-Hurtado, E. & Lasso, C. A. (2024). Chinchas acuáticos ponzoñosos (Hemiptera), Sanguijuelas (Hirudinea) y salud pública. EN: Lasso, C. A., Machado-Allison, A. Pérez -Díaz C. E. & Faccini-Martínez A. S. (Eds). Guía biomédica. Exposición con animales acuáticos en el norte de Sudamérica y el Caribe. primera Ed., Grupo SOUL, Bogotá D. C., Colombia.
- Armúa, C., & Estévez, A. L. (2005). Diversidad de heterópteros acuáticos, con especial referencia a las Belostoma (Heteróptera: Belostomatidae). *Insugeto*, 14, 281-292.

- Armisen, D., Viala, S., Silva-Cordeiro, I., Crumière, J., Hendaoui, E., Le Bouquin, Duchemin, W., Santos E., Toubiana, W., Vargas-Lowman, A., Burguez-Floriano, C. F., Polhemus, D. A., Wang, W., Rowe, L., Moreira, F. F. F. & Khila, A., 2002. *Transcriptome-based Phylogeny of the Semi-aquatic Bugs (Hemiptera: Heteroptera: Gerromorpha) Reveals Patterns of Lineage Expansion in a Series of New Adaptive Zones*. *Mol. Biol. Evol.* 39 (11): 1- 19.
- Armisen, D., Viala, S., Silva-Cordeiro, I., Crumière, J., Hendaoui, E., Le Bouquin, Duchemin, W., Santos E., Toubiana, W., Vargas-Lowman, A., Burguez-Floriano, C. F., Polhemus, D. A., Wang, W., Rowe, L., Moreira, F. F. F. & Khila, A., 2002. *Transcriptome-based Phylogeny of the Semi-aquatic Bugs (Hemiptera: Heteroptera: Gerromorpha) Reveals Patterns of Lineage Expansion in a Series of New Adaptive Zones*. *Mol. Biol. Evol.* 39 (11): 1- 19.
- Bachmann, A. O. (1981). *Fauna de agua dulce de la República Argentina. Insecta, Hemiptera, Corixidae*. FECIC.
- Bacon, J. (1956). A taxonomic study of the Genus *Rhagovelia* (Hemiptera Veliidae) of the Western Hemisphere. *The University of Kansas Science Bulletin*, 38(10), 691-911.
- Bernal-Z, J. T., Llano-A., C. A., Morales, I., & Dias, L. G. (2022). Ampliación en la distribución biogeográfica de la familia Pleidae (Hemiptera: Nepomorpha) en Colombia. *Boletín Científico Centro de Museos Museo de Historia Natural*, 26(1), 203-214.
- China, W. E., & Usinger, R. L. (1949). Classification of Veliidae with a new genus from South America. *Annals and Magazine of Natural History*, 12(2), 343-345.
- Cook, J. L. (2011). A new genus and species of Pleidae (Hemiptera) from Venezuela, with notes on the genera of Pleidae. *Zootaxa*, 3067, 26-34.
- Digiani, M. C. (2002). Belostomatidae (Insecta: Heteroptera) as Intermediate Hosts of Digenetic Trematodes. *Parasitology*, 69(1), 89-92.
- Dodson, V. E. (1975). Life histories of three species of Corixidae (Hemiptera: Heteroptera) from western Colorado. *The American Midland Naturalist*, 94(2), 257-266.
- Gittleman, S. H. (1974). *Martarega hondurensis* and *Buenoa antigone* as predators of mosquito Larvae in Costa Rica. *The Pan-Pacific Entomologist*, 59, 84-85.
- Heckman, C. W. (2011). *Encyclopedia of South American Aquatic Insects: Hemiptera -Heteroptera. Illustrated Keys to Known Families, Genera, and Species in South America*. Springer.
- Hungerford, H. B. (1948). The Corixidae of the Western Hemisphere (Hemiptera). *The University of Kansas Science Bulletin*, 32, 1-827.
- Hungerford, H., & Matsuda, R. (1960). Keys to subfamilies, tribes, genera and subgenera of the Gerridae of the world. *The University of Kansas Science Bulletin*, 41(1), 3-24.
- Hussey, R. F. (1925). A new Hydrometrid genus from Honduras. *Bulletin of the Brooklyn Entomological Society*, 20, 115-119.

- Ito, S. G. (1981). El arroz. *Boletín del Ministerio de Agricultura*, 23(1), 3-123.
- López, M., López, D., Espinoza, P., Valle, S., & García, I. (1996). Valoración de la capacidad depredadora de los chinches acuáticos nicaragüenses en condiciones de laboratorio. [Memorias II Encuentro Científico en Salud, Resúmenes, Centro Nacional de Diagnóstico y Referencia, MINSA, Managua, 12-12-96].
- Maes, J. M. (1989). Catálogo de los insectos controladores biológicos en Nicaragua. Volumen I. Insectos depredadores (primera parte). *Revista Nicaragüense de Entomología*, 8, 1-106.
- Margalef, R. (1980). *Limnología*. Omega.
- Matsuda, R., 1960. Morphology, evolution and a classification of the Gerridae (Hemiptera Heteroptera). *Univ. Kansas Sci. Bull.* 41 (2): 25-632.
- Mazzucconi, S. A., López Ruf, M. L., & Bachmann, A. O. (2009). Hemiptera Heteroptera: Gerromorpha y Nepomorpha. En Domínguez, E., & Fernández, H. (Eds.), *Macroinvertebrados bentónicos sudamericanos: sistemática y biología* (pp. 167-231). Fundación Miguel Lillo.
- Molano-Rendón, F., Morales-Castaño, I. T., & Serrato-Hurtado, Y. C. (2008). Clasificación y hábitats de Gerridae (Heteroptera - Gerromorpha) en Colombia. *Acta Biológica Colombiana*, 13(2).
- Molina Jiménez, W. (2018). Hemiptera (Heteroptera) en un tramo de los arroyos Pechilín y Bobo, Municipio Toluviejo, departamento de Sucre. [Tesis de grado en Biología, Universidad de Sucre].
- Morales-Castaño, I., & Molano-Rendón, F. (2008). Heterópteros acuáticos del Quindío (Colombia): Los infraórdenes Gerromorpha y Nepomorpha. *Revista Colombiana de Entomología*, 34(1), 121-128.
- Moreira, F. F. F., Barbosa, J. F., Ribeiro, J. R. I., & Alecrim, V. P. (2011). Checklist and distribution of semiaquatic and aquatic Heteroptera (Gerromorpha and Nepomorpha) occurring in Brazil. *Zootaxa*, 2958, 1-74
- Mondragón, S. P., Morales, I., & Moreira, F. F. F. (2021). *Telmatometropsis fredyi* gen. nov., sp. nov.: a new water strider from the Colombian Pacific region (Insecta, Hemiptera, Gerridae). *ZooKeys*, 1043, 87-102.
- Nieser, N. (1970a). Corixidae of Surinam and the Amazon, with additional records of other neotropical species. *Studies on the Fauna of Surinam and Other Guyanas*, 45, 43-70.
- Nieser, N. (1970b). Gerridae of Surinam and the Amazon, with additional records of other neotropical species. *Studies on the Fauna of Surinam and Other Guyanas*, 47, 94-138.
- Nieser, N. (1970c). Hydrometridae of Surinam and the Amazon, with additional records of other neotropical species. *Studies on the Fauna of Surinam and Other Guyanas*, 47, 139-151.

- Nieser, N. (1975). The water bugs (Heteroptera Nepomorpha) of the Guyana Region. *Studies on the Fauna of Surinam and Other Guyanas*, 59, 1-325.
- Niesser, N., & Padilla-Gil, D. N. (1992). Three new species of Corixidae from Colombia. (Heteroptera). *Entomologische Berichten Amsterdam*, 52, 38-46.
- Orr, B. K., Murdock, W. W., & Bence, J. R. (1990). Polpulation regulation, convergence, and cannibalism in Notonecta (Hemiptera). *Ecology*, 71(1), 68-82
- Pereira, L. V., & Melo, A. L. (2007). Aquatic and semiaquatic Heteroptera (Insecta) From Pitinga, Amazonas, Brasil. *Acta Amazonica*, 37(4), 643-648.
- Pereira, L. V., Melo, A. L., & Hamada, N. (2007). Chavesde identificação para famílias e gêneros de Gerromorpha e Nepomorpha (Insecta: Heteroptera) na Amazônia central. *Neotropical Entomology*, 36(2), 201-228.
- Padilla-Gil, D. N., & Nieser, N., 1994. A new Neosigara from Colombia with a key to species and ecological notes (Heteroptera: Corixidae). *Aquatic Insects*, 16 (1): 37-54.
- Polhemus, D., Molano, F., Morales, I., Moreira, F. F. F., & Floriano, C. F. B. (2019). *Altavelia*, a new genus of Neotropical Veliinae (Heteroptera: Gerromorpha: Veliidae), with a key to species and descriptions of four new species from Colombia. *Zootaxa*, 4585(2), 295-314.
- Polhemus, J. T. (1996). Aquatic and semiaquatic Hemiptera. En Merrit, R. W., & Cummins, K. W. (Eds.), *Aquatic insects of North America*. Kendall/Hunt.
- Polhemus, J. T., & Manzano, M. A. (1992). Marine Heteroptera of the Eastern Tropical Pacific (Gelastocoridae, Gerridae, Mesoveliidae, Saldidae, Veliidae). En Quintero, D., & Arevo, A., (Eds.), *Selected studies: Insects of Panama and Mesoamerica*. Oxford University Press.
- Reynoso-Velasco, D., & Sites, R. (2021). Molecular phylogeny and revised classification of the New World subfamily Cryphocricinae, including the reinstatement of Ambrysinae (Insecta: Heteroptera: Nepomorpha: Naucoridae). *Systematic Entomology*, 1-34.
- Roldán-Pérez, G. (2020). Revisión histórica de la limnología en Colombia. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales*, 44(171), 303-328
- Schuh, R. T., & Slater, J. A. (1995). *True bugs of the world (Hemiptera: Heteroptera). Classification and natural history*. Cornell University Press.
- Truxal, F. S. (1953). A Revision of the Genus Buenoa (Hemiptera: Notonectidae). *The University of Kansas Science Bulletin*, 11, 1351-1523.
- Van Doesburg, P. (1983). A New species of Potamocoris Hungerford, 1941 from Suriname (Heteroptera: Naucoridae). *Zoologische Mededelingen*, 59(2), 19-26.
- Yano, K., Miyamoto, S., & Gabriel, P. (1981). Faunal and Biological Studies on the Insects of Paddy Fields in Asia. IV: Aquatic and semiaquatic Heteroptera from the Philippines. *Esakia*, 16, 5-32.

Anexo 1

Distribución conocida, riqueza de especies por género del orden Hemiptera en Colombia.

Familia	Género	Distribución	Hábitat	Riqueza		
				Neotrópico	Colombia	Probable
Mesoveliidae	<i>Mesoveloidea</i>	México a Brasil. En Colombia: Antioquia, Nariño, Quindío, Sucre.	Propio de aguas dulces.	2	1	-
	<i>Mesovelia</i>	Cosmopolita. En Colombia: Antioquia, Atlántico, Cauca, Cesar, Cundinamarca, Meta, Nariño, Quindío, Sucre, Valle del Cauca.	En charcas de agua dulce con vegetación acuática; dos especies en ambientes marinos o estuarinos.	9	4	1
	<i>Darwinivelia</i>	Ecuador (Islas Galápagos), Colombia en el Pacífico, Brasil.	Marino; para Colombia, en manglares.	3	1	-
Hebridae	<i>Merragata</i>	Canadá a Argentina y Brasil. En Colombia ¿Magdalena?	Principalmente de aguas dulces, aunque pueden tolerar aguas salobres y aún marinas. Se podría considerar que su hábitat es terrestre húmedo.	6	1	-
	<i>Hebrus</i>	Canadá hasta Argentina y Brasil y Antillas. En Colombia: Antioquia, Caldas, Cesar, Chocó, Cundinamarca, Nariño, Quindío, Sucre.	Acuático marginal.	24	4	2
	<i>Lipogomphus</i>	Centro y Suramérica. En Colombia ¿Antioquia?		3	1	-

Familia	Género	Distribución	Hábitat	Riqueza		
				Neotrópico	Colombia	Probable
Hydrometridae	<i>Hydrometra</i>	Canadá a Argentina y Brasil y Antillas. En Colombia: Antioquia, Atlántico, Cundinamarca, Magdalena, Meta, Nariño, Quindío, Sucre, Valle del Cauca.	Se encuentran en zonas de vegetación acuática de ambientes tanto lénticos como lóticos. Prefieren aguas dulces, pero se pueden presentar en aguas salinas y costeras.	41	8	1
	<i>Limnobatodes</i>	Honduras, Guyana Francesa, Perú, Brasil. Probable en Colombia.	Desconocido.	1	-	1
Gerridae	<i>Charmatometra</i>	Venezuela, Ecuador. En Colombia: Antioquia, Boyacá, Cundinamarca,	De aguas dulces torrentosas.	1	1	-
	<i>Brachymetra</i>	Meta, Huila, Nariño y Valle del Cauca. En Centroamérica, desde Honduras y Guatemala y Suramérica en general. En Colombia: Amazonas, Antioquia, Caldas, Casanare, Caquetá, Córdoba, Chocó, Cundinamarca, Guajira, Huila, Magdalena, Meta, Nariño., Norte de Santander, Putumayo, Risaralda, Santander, Tolima, Quindío, Valle del Cauca, Vaupés.	Propio de ambientes lóticos y, en menor medida, lénticos.	8	4	-
	<i>Cylindrostethus</i>	Región Oriental (Ceilán, Filipinas, Sumatra) y de la Región Etiópica (Liberia). En Suramérica: Guyana; Surinam, Venezuela, Ecuador, Perú, Bolivia, Brasil y Argentina. En Colombia: Amazonia y Orinoquia: Caquetá, Amazonas.	Propio de aguas dulces; en general, caños de baja corriente.	10	2	-

Familia	Género	Distribución	Hábitat	Riqueza		
				Neotrópico	Colombia	Probable
Gerridae	<i>Platygeris</i>	México, Costa Rica. En Colombia: Cesar, Chocó, Magdalena, Nariño, Norte de Santander y Valle del Cauca.	Principalmente en ríos andinos, hasta 1900 m s.n.m..	3	1	-
	<i>Potamobates</i>	México, Costa Rica, Panamá, Venezuela, Ecuador, Perú. En Colombia: Antioquia, Caldas, Casanare, Cauca Caquetá, Cesar, Chocó, Córdoba, Cundinamarca, Guajira, Huila, Magdalena, Meta, Nariño, Putumayo, Santander, Santander del Norte, Tolima, Quindío, Valle del Cauca.	Principalmente en aguas dulces de ríos y quebradas, hasta 1700 m s.n.m.; algunas especies son estuarinas en el Pacífico colombiano.	17	10	1
	<i>Eurygeris</i>	México, Guatemala, Costa Rica, Cuba, Jamaica, Haití, República Dominicana, Puerto Rico, Venezuela, Ecuador, Perú, Chile, Paraguay, Argentina. En Colombia: Antioquia, Boyacá, Cundinamarca, Nariño, Putumayo, Quindío, Valle del Cauca	Principalmente en quebradas y ríos de alta montaña.	9	4	2
	<i>Limnogonus</i>	Amplia distribución en el mundo. Estados Unidos, México, Belice, Costa Rica, Cuba, Jamaica, Haití, República Dominicana, Antillas Menores, México, Costa Rica, Panamá, Venezuela, Venezuela, Guyana, Surinam, Guyana Francesa, Ecuador,	Colectado tanto en aguas dulces como salobres, hasta 2200 m s.n.m..	7	4	1

Familia	Género	Distribución	Hábitat	Riqueza		
				Neotrópico	Colombia	Probable
Gerridae		Perú, Bolivia, Paraguay, Argentina, Brasil. En Colombia: Amazonas, Bolívar, Cauca, Cesar, Chocó, Córdoba, Magdalena, Meta, Quindío, Sucre, Valle del Cauca, Vaupés.				
	<i>Neogerris</i>	Amplia distribución en el mundo. Norteamérica, Costa Rica, Cuba, Trinidad y Tobago, en Guyana, Surinam, Guyana Francesa, Ecuador, Perú, Bolivia, Argentina, Brasil. En Colombia: Bolívar, Casanare, Cesar, Magdalena, Meta, Santander, Vaupés.	Propio de ríos de aguas dulces.	8	4	-
	<i>Tachygerris</i>	México, Belice, Guatemala, Nicaragua, Honduras, Costa Rica, Panamá, Puerto Rico, Trinidad y Tobago, Guyana, Ecuador, Perú, Bolivia, Paraguay, Brasil. En Colombia: Cauca, Casanare, Cauca, Cesar, Córdoba, Cundinamarca, Huila, Meta, Nariño, Tolima, Quindío, Sucre, Valle del Cauca y Vaupés.	Propio de ríos de aguas dulces, hasta los 2000 m s.n.m..	11	6	1
	<i>Halobates</i>	Género cosmopolita. Estados Unidos a Perú, Cuba, Trinidad y Tobago, Ecuador, Perú, Brasil. En Colombia: Valle del Cauca en el Pacífico (Malpelo).	Marinos pelágicos.	5	4	-

Familia	Género	Distribución	Hábitat	Riqueza		
				Neotrópico	Colombia	Probable
Gerridae	<i>Rheumatobates</i>	Estados Unidos, México, Belice, El Salvador, Guatemala, Honduras, Nicaragua, Costa Rica, Panamá, Islas Vírgenes, Cuba, Jamaica, Haití, República Dominicana, Grenada, Trinidad y Tobago, Venezuela, Surinam, Guyana Francesa, Ecuador, Perú, Bolivia, Paraguay, Uruguay, Argentina, Brasil. En Colombia: Amazonas, Antioquia, Arauca, Bolívar, Caquetá, Casanare, Cauca, Chocó, Córdoba, Cundinamarca, Magdalena, Meta, Nariño, Santander, Tolima, Quindío, Sucre, Valle del Cauca, Vichada.	Cuentan con especies de aguas dulces de tipo léntico. principalmente y de aguas salobres, estuarinas y lagunas de manglares.	28	9	1
	<i>Metrobates</i>	Canadá, Estados Unidos, México, Guatemala, Cuba, Haití, Venezuela, Perú, Bolivia, Bolivia, Uruguay, Argentina, Brasil. En Colombia: Amazonas, Antioquia, Casanare, Córdoba, Norte de Santander, Putumayo, Quindío, Valle del Cauca, Vichada.	Especies de agua dulce.	12	1	-
	<i>Telmatometra</i>	Estados Unidos, México, Guatemala, Costa Rica, Panamá, Cuba, Jamaica, Puerto Rico, Trinidad y Tobago, Venezuela, Surinam, Perú, Bolivia. En Colombia:	Se encuentra en aguas dulces, principalmente en ríos.	7	4	-

Familia	Género	Distribución	Hábitat	Riqueza		
				Neotrópico	Colombia	Probable
Gerridae		Amazonas, Antioquia, Boyacá, Casanare, Caldas, Cauca, Cesar, Chocó, Córdoba, Cundinamarca, Guajira, Magdalena, Meta, Nariño, Norte de Santander, Putumayo, Quindío, Risaralda, Santander, Sucre, Tolima, Valle del Cauca.				
	<i>Telamtometropsis</i>	Hasta el momento, endémico del Pacífico colombiano, en Buenaventura y Valle del Cauca.	Se encuentra en lagunas de manglar.	1	1	-
	<i>Telmatometroides</i>	Costa Rica hasta Ecuador en el litoral Pacífico. Registros específicos en Colombia: Chocó, Valle del Cauca, Cauca, Nariño.	Habita marismas, áreas de manglares y aguas desde casi dulces hasta con salinidades de 27 ppm.	1	1	-
	<i>Ovatametra</i>	Panamá, Perú, Bolivia, Argentina, Brasil. En Colombia: Bolívar, Córdoba, Magdalena, Santander, Sucre, Norte de Santander.	Se encuentran en aguas dulces, principalmente lénticas.	8	2	-
	<i>Trepobates</i>	Estados Unidos, México, Guatemala, Costa Rica, Panamá, Las Antillas, Venezuela, Ecuador, Perú, Brasil. En Colombia: Antioquia, Bolívar, Boyacá, Casanare, Cauca, Caldas, Cesar, Chocó, Córdoba, Cundinamarca, Guajira, Huila, Magdalena, Meta, Norte de Santander, Putumayo,	Propio de aguas dulces.	8	3	1

Familia	Género	Distribución	Hábitat	Riqueza		
				Neotrópico	Colombia	Probable
		Risaralda, Santander, Sucre, Tolima, Quindío y Valle del Cauca.				
Velidae	<i>Euvelia</i>	Ecuador, Perú, Bolivia, Brasil. En Colombia: Arauca y Meta. El registro en Antioquia por Aristizábal-García (2015) probablemente se trate de un error de etiquetado.	En caños lentos de Orinoquia y Amazonia.	5	2	-
	<i>Microvelia</i>	Canadá a Argentina y Chile, y Antillas. En Colombia: todo el país.	Aguas lénticas y en remansos de corrientes; unas pocas especies son estuarinas.	90	10	3
	<i>Veloidea</i>	México, Belice, Guatemala, Honduras, Venezuela, Ecuador. En Colombia: Cesar, Magdalena.	Aguas dulces en ambientes lóticos.	4	1	-
	<i>Stridulivelia</i>	México a Argentina. En Colombia: Antioquia, Magdalena, Meta, Norte de Santander, Santander, Valle del Cauca y Vaupés.	Aguas dulces en ambientes lóticos; Aristizábal-García et al. (2018) la registran en ambientes cavernícolas.	15	3	-
	<i>Oiovelia</i>	Suramérica, específicamente en Colombia, Venezuela, Brasil, Perú, Paraguay, Argentina.	Habita en espumas orgánicas, en la película superficial del agua.	8	1	-
	<i>Altavelia</i>	Venezuela, Ecuador, Perú, Bolivia. En Colombia: Antioquia, Boyacá, Caldas, Norte de Santander, Quindío, Risaralda, Tolima.	Se han colectado en trampas de caída <i>Pitfall</i> cebadas con excremento, en áreas cubiertas de musgos y en vegetación al borde de quebradas, en bos-	11	7	-

Familia	Género	Distribución	Hábitat	Riqueza		
				Neotrópico	Colombia	Probable
Veliidae			ques bien conservados, interceptados en vuelo y en corrientes muy pequeñas (Polhemus, et al., 2019), por lo que parecen ser menos acuáticas que los demás géneros de la familia Veliidae. Se han colectado entre 2300 y 3251 m s.n.m..			
	<i>Paravelia</i>	Una especie de Belice, Honduras, Panamá, Trinidad y Tobago; las demás, de Suramérica. En Colombia: sin datos de localidad.	En algunos casos en corrientes de aguas dulce; principalmente registrados en fitotelmata (aguas contenidas en brácteas de bromelias e internodos de bambú); unas pocas especies son estuarinas, en lagunas de manglar.	59	2	1
	<i>Steinovelia</i>	Rara. Registros en Canadá, Estados Unidos, Cuba, Trinidad y Tobago, Brasil, Argentina. En Colombia: Sucre y primer registro para el Atlántico, en Sabanalarga.	En aguas dulces; poco se conoce de su hábitat.	4	1	-
	<i>Platyvelia</i>	Estados Unidos a Argentina. En Colombia: Antioquia, Sucre, Valle del Cauca.	En aguas corrientes y en estuarios; una especie registrada como marina.	8	3	-
	<i>Rhagovelia</i>	Cosmopolita. En todo el territorio colombiano.	Principalmente aguas dulces lólicas; hay un grupo de especies de hábitats estuarinos salobres.	186	53	4
	<i>Veloidea</i>	México, Belice, Honduras, Nicaragua, Guatemala, Venezuela, Ecuador. En Colombia: Cesar y Magdalena.	Poco se conoce de su hábitat; el autor la colectó en una corriente lenta de aguas dulces.	6	1	-

Familia	Género	Distribución	Hábitat	Riqueza		
				Neotrópico	Colombia	Probable
Belostomatidae	<i>Abedus</i>	Estados Unidos, México, Guatemala, Honduras, Nicaragua, Costa Rica, Panamá, Colombia: Antioquia, Caldas, Huila, Norte de Santander, Tolima, Valle del Cauca.	Habitan en ambientes lenticos y son buenos nadadores.	11	1	-
	<i>Lethocerus</i>	Estados Unidos, México, Belice, Guatemala, Honduras, El Salvador, Nicaragua, Costa Rica, Panamá, Cuba, Española, Jamaica, Puerto Rico, Trinidad y Tobago, Venezuela, Guyana, Surinam, Guyana Francesa, Ecuador, Argentina, Paraguay, Uruguay, Brasil. En Colombia: Amazonas, Antioquia, Arauca, Boyacá, Caquetá, Casanare, Cauca, Chocó, Cundinamarca, Guajira, Huila, Meta, Santander, Sucre, Tolima, Valle del Cauca.	Propios de aguas dulces, más comúnmente en aguas lénticas, pero también en aguas corrientes; se los encuentra ocasionalmente en piscinas de natación con aguas cloradas.	16	5	2
	<i>Horvathinia</i>	Genéricamente: Centroamérica y Suramérica.	Habitan en ambientes lenticos.	2		-
	<i>Belostoma</i>	Canadá, Estados Unidos, México, Belice, Guatemala, Nicaragua, Costa Rica, Panamá, las Antillas, Venezuela, Surinam, Guyana, Guyana Francesa, Ecuador, Perú, Chile, Argentina, Paraguay, Uruguay, Brasil. En Colombia: Amazonas, Antioquia,	Principalmente de aguas dulces lólicas y ocasional en aguas lénticas; se ha encontrado en piscinas; son muy voladores y activos y se ven atraídos por trampas de luz.	79	18	4

Familia	Género	Distribución	Hábitat	Riqueza		
				Neotrópico	Colombia	Probable
		Atlántico, Bolívar, Boyacá, Caldas, Casanare, Caquetá, Cauca, Cesar, Cundinamarca, Magdalena, Meta, Santander, Sucre, Tolima, Quindío, Sucre, Valle del Cauca, Vaupés.				
Nepidae	<i>Ranatra</i>	Cosmopolita. De Estados Unidos a Argentina. En Colombia: Antioquia, Casanare, Meta.	Propias de ambientes lóticos.	58	4	2
	<i>Curicta</i>	De Estados Unidos a Argentina. En Colombia: Antioquia, Meta.		18	3	-
	<i>Telmatotrephes</i>	Raro. De Estados Unidos a Argentina. En Colombia: Santander, primer registro en el departamento.	De aguas dulces lóaticas; en Colombia, una especie por identificar en un río subterráneo.	4	2	-
Gelastocoridae	<i>Gelastocoris</i>	De Estados Unidos a Argentina. En Colombia: Antioquia, Cundinamarca, Huila, Magdalena, Nariño Quindío Sucre y Tolima.	Normalmente en playones arenosos de aguas lóaticas o lénticas.	18	5	3
	<i>Nerthra</i>	De Estados Unidos a Argentina. En Colombia: Antioquia, Cundinamarca, Magdalena, Sucre, Valle del Cauca.		33	11	-
Ochteridae	<i>Ochterus</i>	Cosmopolita. En América, de Estados Unidos a Argentina. En Colombia: Bolívar, Cauca, Magdalena y Quindío.	Litorales, en rocas húmedas y vegetación riparia.	12	1	2

Familia	Género	Distribución	Hábitat	Riqueza		
				Neotrópico	Colombia	Probable
Corixidae	<i>Trichocorixa</i>	De Estados Unidos a Argentina. En Colombia: Atlántico.	Por lo general, en aguas salobres estuáricas.	13	2	1
	<i>Centrocorixa</i>	Centroamérica y el Caribe, Venezuela, Ecuador, Perú, Brasil, Bolivia, Paraguay, Argentina. En Colombia: Cundinamarca, Huila, Nariño, Tolima, Quindío y Valle del Cauca.	Suelen preferir los ambientes léticos de aguas dulces.	2	1	1
	<i>Heterocorixa</i>	Suramérica. En Colombia: Meta.	Preferiblemente con macrófitas acuáticas, asociados a estas o al sustrato propiamente dicho.	20	1	-
	<i>Sigara</i>	Cosmopolita. En América, de Estados Unidos a Argentina. Aparentemente falta entre Honduras y El Salvador. Tampoco se ha registrado en Colombia.	Con menor frecuencia se presentan en ambientes léticos; algunas especies se presentan en aguas salinas y costeras.	28	0	0
	<i>Neosigara</i>	Ecuador, Perú. En Colombia: Cundinamarca.	Lagunas de alta montaña.	7	6	-
	<i>Orocorixa</i>	Colombia: Cundinamarca.	Lagunas de páramo; endémica.	1	1	-
Micronectidae	<i>Tenagobia</i>	De Estados Unidos a Argentina. En Colombia: Antioquia, Cesar, Meta, Santander, Quindío Sucre y Valle del Cauca.	Usualmente en aguas tranquilas de sistemas léticos; a veces se les encuentra en grandes cantidades.	29	8	1
Potamocoridae	<i>Potamocoris</i>	De México a Argentina. En Colombia: Antioquia.	En arroyos de baja velocidad.	11	1	1

Familia	Género	Distribución	Hábitat	Riqueza		
				Neotrópico	Colombia	Probable
Naucoridae	<i>Cryphocricos</i>	De Estados Unidos a Argentina. En Colombia: Nariño y Quindío.	Vive en aguas dulces lénticas con vegetación acuática y en rápidos con corrientes turbulentas y altamente oxigenadas.	13	2	-
	<i>Procryphocricos</i>	Estados Unidos, México. En Colombia: Antioquia.	Principalmente en tapetes de raíces en los márgenes de los arroyos y ocasionalmente en rápidos de grava.	2	1	-
	<i>Australambrysus</i>	México a Argentina. En Colombia: Antioquia, Caquetá, Chocó, Meta, Sucre, Tolima, Valle del Cauca.	En general, en cuerpos lóticos de fondos pedregosos y aguas limpias.	24	6	2
	<i>Maculambrysus</i>	Neotropical: Colombia.	Comparte el hábitat con el género anterior.	5		-
	<i>Limnocoris</i>	De Estados Unidos a Argentina, e Indias Occidentales. En Colombia: Antioquia, Boyacá, Cauca, Cesar, Córdoba, Cundinamarca, Guajira, Magdalena, Meta, Norte de Santander, Quindío, Sucre y Valle del Cauca.	Se presenta en ríos bien oxigenados, con fondo de piedras y en sectores arenosos.	68	19	-
	<i>Ctenipocoris</i>	Paraguay, Brasil, Argentina. En Colombia: Antioquia, Magdalena, Sucre.	De aguas dulces lénticas con macrófitas acuáticas y en ocasiones en ambientes lóticos.	4	1	-
	<i>Pelocoris</i>	De Canadá a Argentina. En Colombia: Antioquia, Meta, Quindío.	Vive en aguas dulces lénticas con vegetación acuática.	13	3	3
Notonectidae	<i>Buenoa</i>	De Canadá a Argentina, y Antillas. En Colombia: Antioquia, Cauca, Cundinamarca, Meta, Nariño, Putumayo, Quindío, Valle del Cauca.	Se registra en aguas dulces lóticas, pero también en charcas pequeñas de aguas estancadas y en aguas salobres.	68	16	4

Familia	Género	Distribución	Hábitat	Riqueza		
				Neotrópico	Colombia	Probable
Notonectidae	<i>Notonecta</i>	De Canadá a Argentina. En Colombia: Antioquia, Cauca, Cundinamarca, Caquetá, Meta, Nariño, Putumayo, Quindío, Santander, Sucre, Tolima, Valle del Cauca, Vaupés.	En aguas corrientes y lénticas; soporta niveles altos de contaminación orgánica.	32	5	2
	<i>Martarega</i>	De Estados Unidos a Argentina. En Colombia: Caquetá, Meta, Nariño, Sucre, Vaupés.	Se presentan en aguas dulces y en ambientes lóticos.	18	6	
Pleidae	<i>Paraplea</i>	Una especie de Norteamérica, Centroamérica y las Antillas; las restantes, de Suramérica. En Colombia: Antioquia, Boyacá, Córdoba, Meta, Nariño, Tolima, Quindío.	Se encuentran en ambientes tanto lóticos como lóticos, entre las plantas sumergidas y flotantes, generalmente en aguas transparentes, bien oxigenadas y en cuerpos de agua temporales, permanentes, naturales y artificiales (Bernal et al., 2022).	2	1	-
	<i>Neoplea</i>	Estados Unidos, México, Guatemala, St. Vincent, Grenada, Brasil, Bolivia, Paraguay, Argentina. En Colombia: Arauca, Caldas, Córdoba, Magdalena, Meta, Nariño, Quindío, Santander, Tolima.		10	8	-
Helotrephidae	<i>Neotrephes</i>	Brasil. Una especie probable por identificar en Colombia.	Parecen vivir en huecos entre las rozas, en zonas ribereñas húmedas.	9		-
	<i>Paratrephes</i>	Guyana, Surinam, Guyana Francesa. En Colombia: Meta.		1	1	-



Larva de Crambridae: *Petrophila*.

Foto: Jorge E. García Melo.

Capítulo 10

Lepidoptera: polillas acuáticas y semiacuáticas de Colombia

Cristian Granados-Martínez¹ y Emilio Bruges²

Resumen

Los lepidópteros acuáticos son quizás el grupo de insectos menos estudiado del Neotrópico, contrastando con sus homólogos terrestres, que suelen considerarse especies más carismáticas y mejor estudiadas. La falta de información, la sinonimia y las dificultades para la preservación de los especímenes adultos han sido limitantes para el avance en su estudio. Este grupo de insectos acuáticos se agrupan dentro de los neópteros y endopterigotos, caracterizados por tener alas membranosas, metamorfosis completa y una espiritrompa o probóscide. Actualmente, se estiman unas 180 000 especies reconocidas, de las cuales solo 740 son consideradas acuáticas. A pesar de esto, las investigaciones, aunque muy dispersas, han permitido identificar dos superfamilias, tres familias, siete subfamilias y 21 géneros de lepidópteros acuáticos en Colombia, siendo Crambidae la familia con más representantes acuáticos. Un dato relevante para considerar en los lepidópteros acuáticos y semiacuáticos es que están asociados al control de especies de plantas invasoras; su estudio y comprensión son fundamentales para la conservación y el manejo adecuado de los ecosistemas acuáticos. Por último, este capítulo presenta vectorizados, fotografías y claves con algunas de las familias más representativas para la región.

Palabras clave: larvas acuáticas, macroinvertebrados, Neotrópico, polilla acuática.

-
1. Universidad de la Guajira, Grupo de Investigación de Ecología-Biodiversidad en Ecosistemas Tropicales (EBET). biolocristiam@gmail.com
 2. Universidad del Magdalena, Grupo de Investigación en Ecología Neotropical (GIEN). emiliobruigesiglesias@gmail.com

Abstract

Aquatic lepidopterans are perhaps the least studied group of insects in the Neotropics, contrasting with their terrestrial counterparts, which are usually considered more charismatic and so, are better studied species. The lack of information, synonymy and difficulties in preserving adult specimens have been limitations to progress in their study. This group of aquatic insects is grouped within the neopterans and endopterygotes, characterized by having membranous wings, complete metamorphosis and a spiritromp or proboscis. Currently, there are an estimated 180,000 recognized species, of which only 740 are considered aquatic. Despite this, research, although very dispersed, has allowed the identification of 2 superfamilies, 3 families, 7 subfamilies and 21 genera of aquatic lepidopterans in Colombia, with Crambidae being the family with the most aquatic representatives. A relevant fact to consider in aquatic and semi-aquatic lepidoptera is that they are associated with the control of invasive plant species. Their study and understanding are essential for the conservation and proper management of aquatic ecosystems. Finally, this chapter presents vectors, photographs and keys with some of the most representative families for the region.

Keywords: aquatic larvae, Caterpillar, macroinvertebrates, Neotropics.

Introducción

Los lepidópteros (*lepis*: escama; *pteron*: ala) agrupan a las mariposas y polillas y son ampliamente conocidos en ambientes terrestres. No obstante, los lepidópteros acuáticos son quizás el grupo de insectos menos estudiado del Neotrópico (Roldán, 1996; Mey & Speidel, 2008), aun cuando se han venido realizando inventarios de la fauna bentónica en el país durante muchos años. Se agrupan dentro de los neópteros y endopterygotes, caracterizados por la presencia de alas membranosas, metamorfosis completa y presencia de espiritrompa o probóscide. Actualmente, el orden Lepidoptera es uno de los grupos más diversos de insectos del mundo, con alrededor de 126 familias y 46 superfamilias, con 15 578 géneros y 180 000 especies reconocidas (Van Nieuwerkerken et al., 2011; Khan et al., 2022), de las cuales solo 740 son acuáticas (Mey & Speidel, 2008).

Los lepidópteros son unos de los pocos grupos de insectos carismáticos para el humano debido a su diversa y peculiar apariencia, como se menciona en textos bíblicos, en teorías de la física y en muchas culturas indígenas. Este grupo presenta una agrupación parafilética, con comportamiento constructor

similar a los observados en los órdenes Trichoptera y Diptera (Bouchard, 2004; Wiggins, 2004). Los insectos neópteros usualmente son reconocidos por ser terrestres; sin embargo, existen algunas familias con forma de vida acuática y semiacuática, ya sea en su fase inmadura o en su fase adulta (Hinton, 1963; Graca & Solís, 2018) (**Figura 1**). Por otro lado, las especies semiacuáticas suelen estar asociadas con la vegetación sumergida o emergente de los ambientes acuáticos (Romero y Navarro, 2009).

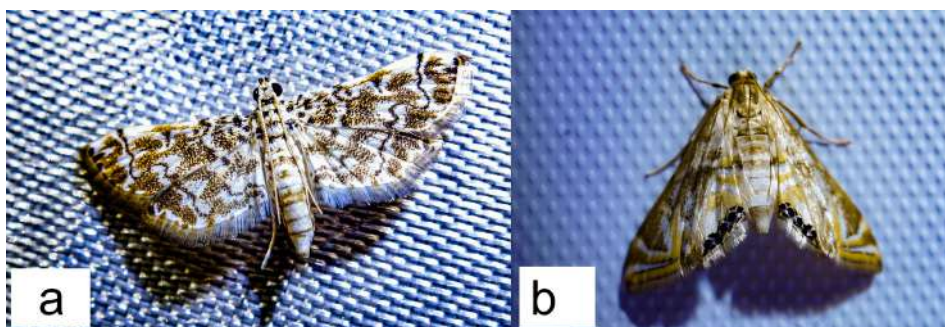


Figura 1. Adultos de Lepidoptera. a: *Metoecca* (Crambidae: Spilomelinae). b: *Petrophila* (Crambidae: Acentropinae). Fotos: Cristian Granados-Martínez.

Los lepidópteros y tricópteros son grupos hermanos que forman el superorden Amphiesmenoptera, con diversas características morfológicas distintivas (Kristensen, 1997), que respaldan con datos moleculares de la monofilia de este superorden (Kjer, 2004; Misof et al., 2014). Un rasgo distintivo de los Lepidópteros es la modificación de la glándula salival, que les permite producir seda al abrir el labio. Es importante destacar que las orugas de los lepidópteros utilizan la seda principalmente para construir capullos, a diferencia de los tricópteros, que fabrican estuches portátiles compuestos por materiales como granos, minerales, hojas y ramas, o redes de seda para capturar alimentos. Tras su notoria radiación evolutiva durante el período Cretácico, los lepidópteros han logrado colonizar una gran diversidad de hábitats. Aunque prevalece su predominio terrestre, se ha documentado la presencia de ciertas especies que exhiben estadios larvales vinculados a entornos acuáticos, incluso en su fase adulta, como es el caso de *Acentria ephemerella* (Denis & Schiffermüller, 1775); sin embargo, esta especie solo se encuentra en Europa central (Berg, 1942; Buckingham & Ross, 1981; De-Freitas et al., 2019).

Se ha demostrado que la relación entre la diversidad de mariposas y la diversidad de plantas es positiva (Soga et al., 2015; Liu et al., 2015), lo que deriva

de su estrecha relación con la cubierta forestal y la conectividad del hábitat (Topp & Loos, 2019), siendo este grupo sensible a factores ambientales y climáticos, ya que su diversidad varía con la temperatura y la humedad (Beirão et al., 2021). Los lepidópteros se alimentan de una variedad de plantas acuáticas, incluyendo *Myriophyllum*, *Elodea*, *Hydrilla*, *Potamogeton* y *Ceratophyllum*, entre otras especies (Berg, 1942; Batra, 1977; Buckingham, 1994; Wichard et al., 2002). Esto hace suponer que, a lo largo del tiempo, los insectos terrestres han seguido a sus plantas huésped a medida que estas han colonizado gradualmente el medio acuático, hasta convertirse en verdaderas hidrófitas. Este proceso también ha implicado que los parasitoides asociados a estos insectos hayan seguido a sus hospederos, como se ha observado en los Hymenoptera, que actualmente parasitan a los lepidópteros acuáticos (Barbosa et al., 2016).

Conforme las larvas de los primeros linajes de lepidópteros empezaron a utilizar partes de plantas verdes (Gimnospermas) como fuente de alimento, es probable que la radiación de las Angiospermas haya impulsado la coevolución y el desarrollo de estrategias adaptativas para aprovechar plantas hospedadoras, incluyendo aquellas que se encuentran en hábitats acuáticos y semiacuáticos (Mey & Speidel, 2008; Chandra et al., 2017), lo que permitió a este grupo explorar la transición hacia ecosistemas acuáticos y semiacuáticos; de allí la variación en los diferentes modos de respiración de las larvas.

A pesar de que la investigación sobre polillas acuáticas y semiacuáticas en el Neotrópico es limitada, se estima que esta región alberga una diversidad considerable de lepidópteros de agua dulce en comparación con otras regiones zoogeográficas (Mey & Speidel, 2008). Estos insectos muestran una preferencia por los ecosistemas lénticos, seguidos de los lóticos, y para asombro de muchos existen especies reportadas en aguas salobres (Jansen, 2005; Thorp & Covich, 2010; Solis, 2019), lo que permite inferir que aún queda un mundo por explorar.

Biología

Huevos

Los lepidópteros muestran una variedad de estrategias para la colocación de sus huevos, que pueden ser individuales, en grupos o en racimos. Los huevos exhiben una amplia diversidad de formas y pueden ser elípticos, esféricos, semiesféricos, aplanados, ligeramente cuboides y asimétricos (Peterson, 1963; Costa et al., 2006). Es importante mencionar que están rodeados de la mem-

brana vitelina, el corion, la mucosa y la cutícula serosa (Barbier & Chauvin, 1974). En el caso del género *Petrophila*, suele ponerlos sobre rocas y para las especies *Petrophila cofusalis* y *P. bifascialis* se ha documentado que una hembra puede depositar entre 85 a 550 huevos en un solo racimo (Tuskes, 1977). En cuanto a la capa externa del huevo, denominada corion, puede presentar una superficie lisa o estriada, con puntuaciones, proyecciones transversales o longitudinales. Barbier y Chauvin (1974) mencionan que la superficie del corion suele tener un moco espeso, el cual debe retirarse para poder observarlo en el microscopio.

Larvas

La larva (**Figura 2**) presenta una serie de características distintivas que las diferencian de otros insectos; el crecimiento larval se compone generalmente de cinco a siete estadios (muda) en algunas especies, aunque esto no es una característica definitiva para este grupo en particular. La cabeza suele ser hipognata o prognata y está esclerotizada, con el borde posterior ocasionalmente retraído en el protórax (Lange, 1956; Romero & Navarro, 2009; Nessimian et al., 2019). Poseen ojos simples y piezas bucales masticadoras. En el tórax presentan un par de patas en los segmentos 3, 4, 5 y 6, además del 9 y 10, que conforman lo que se denomina patas torácicas (estructuras adaptativas no homologas). También cuentan con las denominadas patas anales, que incluyen los espiráculos protorácicos y se encuentran en los segmentos abdominales (Stehr, 1987; Lange, 1996).



Figura 2. Vista dorsal de la larva de *Petrophila*. Foto: Felipe Villegas.

La cabeza se divide en tres segmentos, principales mediante una sutura epicraneal con una forma similar a una Y invertida: dos regiones epicraneales laterales y una región frontal central. Cada región epicraneal cuenta con seis ojos simples laterales, denominados *stemmata*, cinco de los cuales se disponen en forma de semicírculo, mientras que uno se sitúa en posición ventral, cerca de la cavidad antenal. Las antenas están compuestas por tres segmentos. Las piezas bucales pueden orientarse hacia abajo (cabeza hipognata) o hacia adelante (cabeza prognata, en larvas minadoras). Las mandíbulas secretan la seda, a la cual se le denomina hilera, que sirve para construir capullo y refugios (Serrano & Zepeda, 2010; Solis, 2019).

El tórax de los lepidópteros está compuesto por tres segmentos distintos: el protórax (T1), el mesotórax (T2) y el metatórax (T3). Cada segmento lleva un par de patas segmentadas que terminan en una garra tarsal. En el protórax se encuentra una placa dorsal esclerotizada, conocida como escudo protorácico, junto con un par de espiráculos laterales (Figura 3). En ciertos grupos, como los Crambidae, es posible encontrar branquias filamentosas en el mesotórax y metatórax, las cuales se comunican directamente con el hemocoele (Welch, 1922; Solis, 2019; De-Freitas et al., 2019), aunque en algunas especies pueden estar ausentes (Bouchard, 2004). La disposición de las setas en el cuerpo de las larvas es un rasgo utilizado para identificar a los lepidópteros (Heinrich, 1916; Hinton, 1946; Common, 1970; Stehr, 1987).

El abdomen está formado por diez segmentos (A1 a A10). Los espiráculos se encuentran en los segmentos A1 a A8, siendo posible que el último par sea de mayor tamaño que los demás, debido a que los segmentos A9 y A10 se fusionan para formar el segmento anal, que carece de espiráculos y presenta una placa dorsal esclerotizada, conocida como escudo anal. El abdomen puede o no contar con apéndices abdominales, llamados propatas, los cuales son protuberancias ventrales flexibles que contribuyen a la locomoción. Un dato curioso es que la locomoción se asemeja a un movimiento de látigo, donde la larva se retrae hacia un lado y luego se impulsa con un movimiento rápido que le permite nadar (De-Freitas et al., 2019). Por lo general, las propatas se desarrollan entre los segmentos A3-A6 y A9-A10 y suelen presentar ganchos terminales (patas ventrales o “crochets”), cuyo tamaño y disposición son de gran relevancia sistemática (Thorp & Covich, 2010).

En la **figura 3** se muestra el esquema corporal de una larva lepidóptera acuática típica.

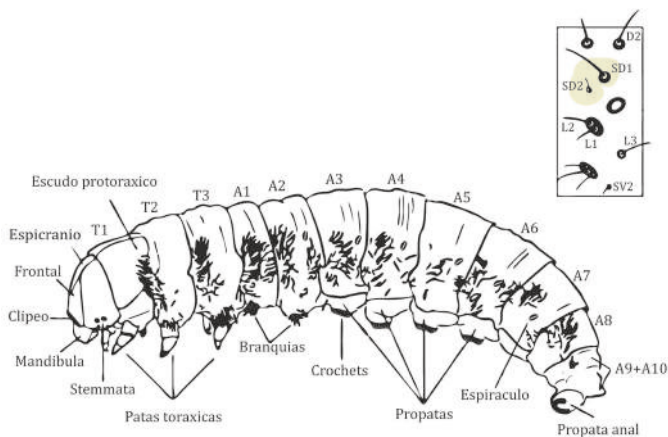


Figura 3. Esquema corporal de larva lepidóptera acuática con notación de la quetotaxia. Fuente: adaptado y modificado de Graca y Solis (2018).

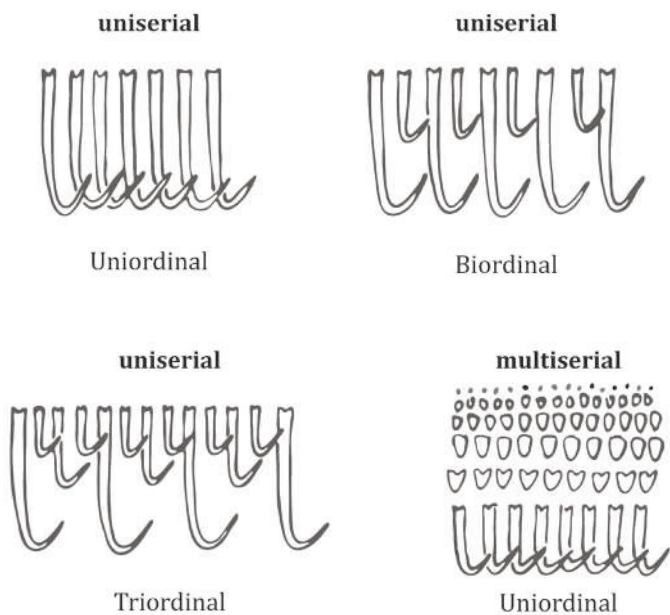


Figura 4. Organización de los “crochets”. Fuente: adaptado de Stehr et al. (1987).

En la mayoría de los lepidópteros, los crochets o ganchos de las propatas (**Figura 4**) se organizan en una única serie (uniserial) y pueden tener un tama-

ño uniforme (uniordinales), alternar entre dos tamaños (biordinales) o tres tamaños (triordinales). Estos *crochets* pueden distribuirse en forma de círculo completo, elipse interrumpida interna o externa (penelipse mesal y lateral) o elipse interrumpida en ambos márgenes (bandas transversales). También es posible que se dispongan en series longitudinales: si los ganchos medios son más largos que los de los bordes, se trata de una mesoserie heteroidea; en caso de tener el mismo tamaño (uniordinales) o alternar entre largos y pequeños (biordinales), se trata de una mesoserie homoidea (Costa et al., 2006). Algunos grupos de lepidópteros presentan estructuras diferenciadas en el abdomen, como las protuberancias en forma de cuerno o lóbulo en las polillas esfinge, y el peine anal en los Tortricidae (Common, 1990). Los espiráculos suelen localizarse en el protórax y entre los segmentos abdominales del 1 al 8. Un rasgo a tener presente son el número, la disposición y las características de las sedas en la cabeza y los segmentos del cuerpo de la larva, denominado quetotaxia (Costa et al., 2006).

Pupa

La etapa de pupa dura un mes más o menos en los lepidópteros, que generalmente siguen un patrón de desarrollo conocido como de pupa obtecta (**Figura 5**), en la cual los apéndices están fuertemente adheridos, y de pupa adéctica, lo que significa que la pupa carece de mandíbulas funcionales (Chu, 1949; Romero & Navarro, 2009). Durante esta fase, las pupas pueden encontrarse dentro de un capullo, el cual está compuesto principalmente por seda producida por el propio insecto y se encuentra rodeado de materiales circundantes, como hojas o fragmentos de corteza. La forma general del cuerpo de la pupa suele ser cilíndrica y algunas estructuras imaginales, como piezas bucales, antenas, alas y patas, que pueden ser visibles a través de la cutícula pupal (Solis, 2019).

En la pupa se pueden encontrar pares de espiráculos en el mesotórax y en los segmentos abdominales A10 y A8 (Yen, 2004). En ciertas formas acuáticas, los espiráculos de los segmentos A3 y A4 es posible que tengan un tamaño notablemente más grande que en otros grupos. En el borde posterior del segmento A10 se haya una estructura especializada, conocida como cremáster, compuesta por una serie de ganchos o espinas que facilitan la fijación de la pupa al sustrato (Mosher, 1916; Lange, 1996). Sin embargo, en aquellos grupos en los que las pupas no se encuentran sujetas dentro de un capullo o refugio, el cremáster carece de estos dispositivos de fijación.

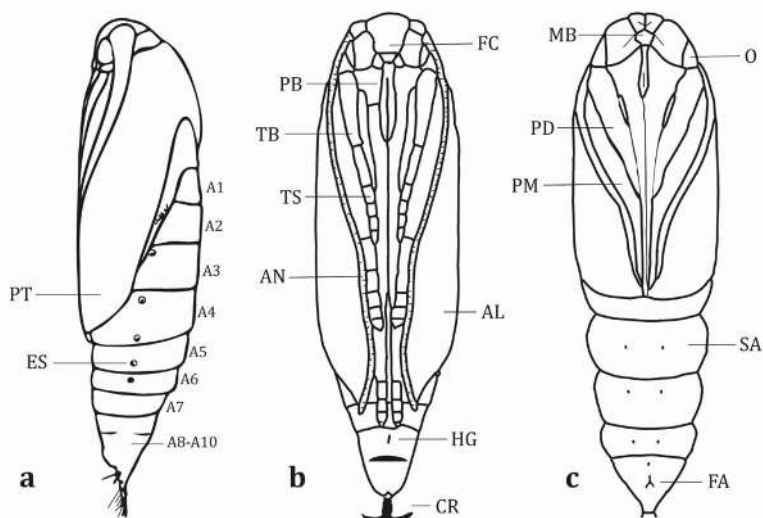


Figura 5. Pupa de lepidóptera acuática. a: Esquema lateral con segmentos abdominales de A1-A7 los cuales permite el movimiento de la pupa hacia adelante en el momento de la emergencia; b-c: esquema dorsal ejemplificado para Noctuidae donde todos los segmentos permanecen inmóviles. PT: pteroteca; ES: espiráculo; A1-A10: segmentos abdominales; PB: probóscide; TB: tibia; TS: tarso; AN: antena; FC: clípeo frontal; AL: alas; HG: hendidura genital; CR: cremáster variable en las tres pupas; MB: mandíbula; PD: pata delantera; PM: pata media; O: ojos; SA: segmentos abdominales; FA: fosa anal. Fuente: modificada de Monteith (1975) y Yule y Sen (2004).

Adulto

Los adultos se destacan por su probóscide y la presencia de escamas superpuestas, denominadas setas modificadas, dispuestas en los dos pares de alas, el cuerpo y las patas (Scoble, 1992). Las antenas suelen ser multiarticuladas y pueden tener formas filiformes, pectinadas o capitadas. Sus piezas bucales se transforman en un órgano succionador, conocido como probóscide. Las escamas estriadas son especialmente relevantes en los adultos, ya que forman un plastrón que les permite emerger del agua sin dañarse, y a las hembras, ingresar parcial o completamente para poner sus huevos (Tuskes, 1977). En los Lepidoptera, los colores y patrones de las alas son útiles para la identificación de especies. Las estructuras genitales en el extremo terminal del abdomen, compuestas por 10 segmentos, son utilizadas para la clasificación a nivel genérico y de especies. En la mayoría de los grupos de lepidópteros,

los genitales masculinos, que incluyen las valvas, el falo, el yuxta, el tegumen y el uncus, presentan variaciones significativas y resultan muy útiles para la identificación. Por otro lado, la genitalia femenina muestra una notable variación en el *ostium bursae* (abertura copulatoria), el *ductus bursae* (canal del huevo) y, especialmente, el *corpus bursae*, donde se observa una amplia diversidad en los patrones de espinas, los cuales pueden ser diagnósticos para las especies (Habeck & Solis, 1994). Además, los adultos pueden ser recolectados mediante trampas de luz cerca de cuerpos de agua o durante el día a través de redes entomológicas (Romero & Navarro, 2009).

Ecología

Unas de las primeras descripciones que involucra el ciclo de vida, refugio y alimentación provienen de Réaumur (1736), un físico francés con gran pasión por la entomología, el cual podría considerarse como uno de los lepidopterólogos acuáticos pioneros. En la actualidad, se ha dedicado considerable atención al estudio de la biología y ecología de los lepidópteros acuáticos y semiacuáticos que se alimentan de plantas, especialmente en lo que respecta a la importancia del control de las especies invasoras o malezas acuáticas, gracias a sus hábitos herbívoros, que incluyen la perforación, el minado y la defoliación (Center et al., 1999; Julien et al., 2001; Harms & Grodowitz, 2009), hasta la ingesta de flores o semillas, entre otros comportamientos alimentarios (Lange, 1996; Romero & Navarro, 2009; Solis, 2019). Estos hábitos pueden ser perjudiciales cuando los lepidópteros se convierten en plagas que atacan, por ejemplos, a los cultivos de arroz (Berg, 1950; Kiritani, 1988), aunque también han ayudado al control de la *Elodea*, *Hydrilla* y otras plantas (Buckingham, 1994; Mey & Speidel, 2008).

La identificación correcta de las especies acuáticas de lepidópteros presenta desafíos debido a su estrecha asociación con plantas acuáticas y su recolección en muestras de ecosistemas lénticos. Algunos géneros muestran una preferencia por alimentarse de partes sumergidas de plantas adheridas a otros sustratos o de perifiton, presente alrededor de una capa tensa de seda depositada sobre sustratos duros en el agua (Álvarez-Arango et al., 2006). Es interesante destacar que los insectos raspadores-trituradores como Ephemeroptera, Trichoptera y Lepidoptera, tienen una notable preferencia por el consumo de algas (Alba-Tercedor, 2006; Solis, 2019). Estos insectos, clasificados como herbívoros, suelen poseer mecanismos complejos para eliminar el perifiton, que incluye algas, microbios y materia orgánica asociada (Lamberti et al., 1987; Dodds & Whiles, 2020; Roldán-Pérez & Ramírez-Restrepo, 2020).

De igual forma, utilizan los mismos materiales vegetales para construir sus estuches o refugios, lo que sugiere que son oligófagos, es decir, presentan una dieta especializada (Solis, 2019).

La adopción de hábitos acuáticos ha permitido a las larvas de lepidópteros desarrollar un enorme potencial adaptativo. Esto se ve en la diversidad de modos de respiración, entre los cuales se destacan el sistema traqueal abierto, las branquias traqueales, el plastrón y los espiráculos cerrados (Chandra et al., 2017). El sistema de respiración traqueal define el hábito semiacuático de las larvas, lo que les permite permanecer por más tiempo fuera del medio acuático. Asimismo, la presencia de numerosas branquias filamentosas está asociada a larvas que habitan en las rocas de los arroyos, así como a algunas larvas que construyen estuches en ambientes lénticos. En el caso de al menos una especie, las larvas poseen pelos hidrófugos que les permiten mantener un plastrón, el cual funciona como una estructura branquial física (Solis, 2019). Es interesante destacar que los primeros estadios de las larvas suelen ser hidrófilos, mientras que en etapas posteriores estas suelen ser hidrófobas (Welch, 1922; Solis, 2019). Este cambio a la hidrofobicidad podría estar relacionado con las adaptaciones necesarias para desenvolverse en diferentes ambientes acuáticos. Estas características juegan un papel fundamental en la supervivencia y éxito de estas especies en ambientes acuáticos y semiacuáticos.

La superfamilia Pyraloidea, que abarca las familias Pyralidae y Crambidae, constituye una de las ramas evolutivas más importantes de los lepidópteros, con la mayoría de los estados inmaduros adaptados a hábitats acuáticos (Regier et al., 2012). En el caso de los lepidópteros acuáticos, generalmente son univoltinos, pero se han identificado diferentes patrones en especies de la familia Crambidae (bivoltina o multivoltina), dependiendo de las condiciones del sistema (lótico o léntico) (Merritt et al., 2019).

Bioindicación

Aunque en Colombia se ha avanzado en la identificación de nuevos grupos, la complejidad geográfica, la variabilidad climática, la diversidad de ecosistemas y los diferentes patrones topográficos han sido obstáculos para una mayor investigación en este campo. Además, es crucial considerar el impacto de la contaminación continua de los ecosistemas acuáticos debido a actividades humanas, como el vertido de aguas residuales urbanas y el flujo de nutrientes agrícolas, lo que amenaza la supervivencia de especies que aún ni siquiera conocemos. A pesar de estas limitaciones, los lepidópteros acuáticos

cos han demostrado su utilidad como indicadores de la calidad ecológica del agua (Serrano & Zepeda, 2010). Muchas especies de lepidópteros acuáticos y semiacuáticos se encuentran asociadas a fuentes hídricas libres de contaminación y ricas en oxígeno, lo que sugiere su potencial como bioindicadores en programas de monitoreo ambiental y evaluación ecosistémica.

Aunque en las últimas décadas se han realizado esfuerzos para listar los macroinvertebrados acuáticos y estudiar la calidad del agua (Roldán et al., 2014), el papel ecológico de los lepidópteros en este contexto aún no ha sido completamente explorado (Mey & Speidel, 2008; Romero & Navarro, 2009; Barba-Álvarez et al., 2013; Bentancur-Viglione & Morelli, 2013; Chandra et al., 2017). Esto sugiere que existe un vasto campo de investigación por delante para comprender mejor este grupo poco estudiado en el Neotrópico.

Taxonomía y distribución geográfica

Los estudios sistemáticos y moleculares sugieren que los lepidópteros acuáticos y semiacuáticos representan el 0,5 %, concentrado principalmente en las familias Crambidae, Erebididae y Cosmoterigidae (Mey & Speidel, 2008; Pabis, 2018). De acuerdo con Van Nieukerken et al. (2011), 15 familias de las 126 que integran Lepidoptera cuentan con representante acuáticos y semiacuáticos en uno o más géneros (Pabis, 2018).

El primer reporte para Suramérica (Argentina) fue realizado por Berg (1871), quien describió un grupo de especies de la familia Pyralidae. Hasta el momento, para Suramérica se han identificado 13 familias, que presentan interacciones acuáticas y semiacuáticas dentro de los lepidópteros: Coleophoridae, Cosmoterigidae, Cossidae, Crambidae, Erebididae, Gracillariidae, Momphidae, Nepticulidae, Noctuidae, Pterophoridae, Pyralidae, Sphingidae, Tortricidae (Lange, 1984; Mey & Speidel, 2008; Romero & Navarro, 2009; Chen et al., 2017; Nessimian et al., 2019; Romero, 2022), siendo Crambidae la familia con más representantes acuáticos (Graca & Solis, 2018).

Panorama taxonómico de los géneros de Lepidoptera acuáticos y semiacuáticos reportados para Colombia

Para Colombia, Lloyd (1914) registra el género *Elophila* sp., que podría considerarse como el primer registro de lepidópteros acuáticos para el país. Sin embargo, poco o nada han avanzado en las investigaciones de este orden, debido a la poca información que se encuentran para la región, la geografía limitada de muchas especies, una recolecta poco apropiada de los especíme-

nes y el desconocimiento de las etapas inmaduras. Las investigaciones en el país nos sugieren un complejo desafío en la búsqueda de nuevas especies de lepidópteros acuáticos, por la complejidad social, geográfica, cultural y el poco interés que denotan especies poco carismáticas. Sin embargo, podemos destacar de la información recopilada dos superfamilias, tres familias, siete subfamilias y 21 géneros.

Reconociendo, de acuerdo con Diez (2016), que el género *Paracles* posee la mayor abundancia de especies (*P. tolimensis*, *P. palmeri*, *P. obscurior*, *P. honora*, *P. bogotensis*, *P. antennata*, *P. lehmanni*, *P. surgens*, *P. minuta*, *P. medinata*), se adiciona una más al listado de especies (*P. tenuis*) (Romero, 2022). Con respecto a los géneros que se reportan para Colombia, se destacan *Argyractoides*, *Chrysendeton*, *Cataclysta*, *Elophila*, *Neargyractis*, *Niphograptia*, *Oligostigmoides*, *Paracles*, *Parapoyinx*, *Petrophila*, *Rupela*, *Samea*, *Usingeriessa*, *Xubida* (Álvarez-Aranzo et al., 2006; Romero & Navarro, 2009; Diez, 2016; Bentancur-Viglione et al., 2020; Romero, 2022), siendo *Petrophila* el género que más se destaca. Como complemento, se aportan nuevos hallazgos, enriqueciendo el conocimiento sobre la diversidad de lepidópteros acuáticos y semiacuáticos en Colombia. Por ello, se han identificado especies pertenecientes a los géneros *Argyractis*, *Bellura*, *Crambus*, *Herpetogramma*, *Nomophila*, *Ostrinia* y *Siga*, con lo que se amplía el registro de géneros presentes en el país.

Claves de las larvas de lepidópteros neotropicales

(Adaptado de Graca & Solis, 2018). Ver **anexo 1** para la terminología.

- 1 a. Presencia de *crochets*; A8 sin protuberancia lobiforme dorsal; cuerpo sin anuletos (anillos o subdivisiones)..... 2
- 1 b. *Crochets* A3 a A6: en mesoserias biordinales (**Figura 6**); A8: con protuberancia lobiforme dorsal que a veces contiene una pequeña mancha ocular; normalmente 6-8 anuletos por segmento; asociados a plantas de la familia de las onagras (Onagraceae)..... Sphingidae
- 2 a. Ocho espiráculos situados dorsal o lateralmente; A8, si los espiráculos son laterales entonces las setas subdorsales (SD1) son dorsales al espiráculo; A9, las setas dorsales (D2) en pináculos separados; A10 nunca con peine anal (**Figura 7**)..... 3
- 2 b. Ocho espiráculos situados lateralmente; A8: setas subdorsales (SD1) anteriores al espiráculo; A9, la setas dorsales (D2) en un solo pináculo; A10 contiene un peine anal en algunos casos (**Figura 7**)..... Tortricidae

- 3 a. Metatórax (T3), distancia entre las coxas (x) más ancha que la anchura de la coxa (y) (**Figura 8**)..... 4
- 3 b. Metatórax (T3), distancia entre las coxas menor que la anchura de la coxa 5
- 4 a. *Crochet* A3-A6: en círculo uniordinal; asociado a la Onagraceae Momphidae
- 4 b. *Crochets* A3-A6: en círculo biordinal; asociado a Cyperaceae (Juncos acuáticos).....Cosmopterigide
- 5 a. Cuerpo no cubierto de verrugas protuberantes..... 6
- 5 b. Cuerpo cubierto de verrugas protuberantes, con racimos de setas (**Figura 9**)..... Erebidæ
- 6 a. *Crochets* A3-A6 bi o triordinal; larvas maduras <20 mm de largo..... 7
- 6 b. *Crochets* A3-A6 uniordinal; las larvas maduras suelen medir 50-70 mm.... Noctuidæ
- 7 a. Mesotórax y A8, base de las setas subdorsales (SD1) rodeada por un anillo esclerotizado; A9, grupo lateral (L) con tres setas (Figura 10)..... Pyralidæ
- 7 b. Mesotórax y A8, base de las setas subdorsales (SD1) no rodeada por un anillo esclerotizado; A9, grupo lateral (L) con una seta (Figura 11) Crambidæ

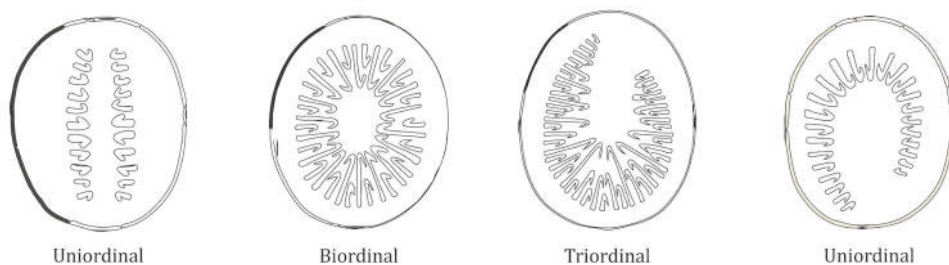


Figura 6. *Crochet* variables. De izquierda a derecha, se organizan las formas más comunes y sus variables. Fuente: adaptado de Stehr et al. (1987).

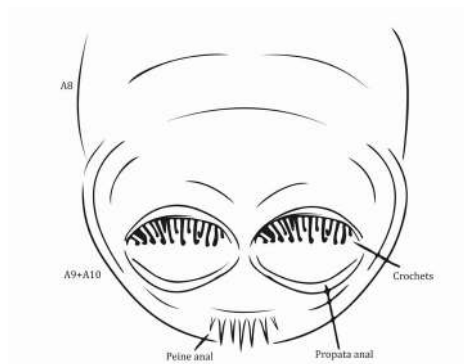


Figura 7. Vista ventral esquemática de larva: familia Tortricidae. Se observa el peine anal en el segmento A10. Fuente: adaptado de Solis (2019).

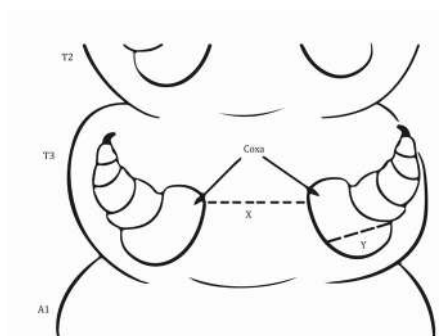


Figura 8. Vista ventral de larva, familia Cosmopterigidae: *Cosmopterix pulchrimella* Chambers, 1875. Se muestra en T3 (metatórax) la distancia entre las coxas metatorácicas (x) contrastada con la anchura de la coxa (y). Fuente: adaptado de Solis (2019).



Figura 9. Larva de Paracles (Erebidae). Fuente: adaptado de Diez (2016).

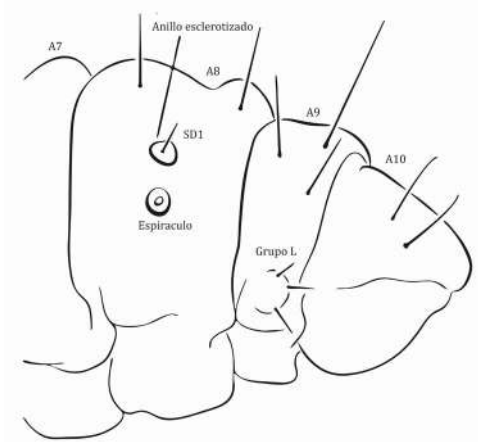


Figura 10. Larva de Pyralidae (Phycitinae). Vista lateral de los segmentos terminales, con el anillo esclerotizado alrededor de la seta SD1 de A8 y el grupo lateral de A9 evidenciado. Fuente: adaptado de Graca y Solis (2018).

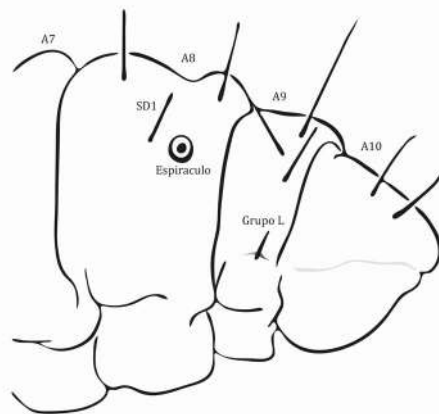


Figura 11. Larva de Crambidae. Vista lateral de los segmentos terminales, mostrando que la seta SD1 en A8 no está rodeada por un anillo esclerotizado y el grupo lateral A9 contiene una sola seta. Fuente: adaptado de Graca y Solis (2018).

Referencias

- Alba-Tercedor, J. (2006). Aquatic macroinvertebrates. En Ziglio, G., Siligardi, M., & Flaim, G. (Eds.), *Biological monitoring of rivers: Applications and perspectives* (pp. 71-87). John Wiley & Sons.

- Álvarez-Arango, L., Arango-Jaramillo, M., & Roldán-Pérez, G. (2006). Diversidad de los macroinvertebrados dulceacuícolas en Colombia. En Chaves, M. E., & Santamaría, M. (Eds.), *Informe sobre el avance en el conocimiento y la información de la biodiversidad 1998-2004* (t. II, pp. 261-287). Instituto Humboldt.
- Barba-Álvarez, R., De la Lanza-Espino, G., Contreras-Ramos, A., & González-Mora, I. (2013). Insectos acuáticos indicadores de calidad del agua en México: casos de estudio, ríos Copalita, Zimatán y Coyula, Oaxaca. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 84, 381-383. <https://doi.org/10.7550/rmb.31037>
- Barbier, R., & Chauvin, G. (1974). The aquatic egg of *Nymphula nymphaeata* (Lepidoptera: Pyralidae). *Cell Tissue Research*, 149, 473-479. <https://doi.org/10.1007/BF00223026>
- Barbosa Feitosa, M., Barbosa Querino, R., & Hamada, N. (2016). Association of *Anargus amazonensis* Triapitsyn, Querino y Feitosa (Hymenoptera, Mymaridae) with aquatic insects in upland streams and floodplain lakes in central Amazonia, Brazil. *Revista Brasileira de Entomologia*, 60(3), 267-269. <https://doi.org/10.1016/j.rbe.2016.04.002>
- Batra, S. W. T. (1977). Bionomics of the aquatic moth *Acentropus niveus* (Olivier) a potential biological control agent for Eurasian watermilfoil and Hydrilla. *Journal of the New York Entomological Society*, 85, 143-152.
- Beirão, M.V., Neves, F.S., & Fernandes, G. W. (2021). Climate and plant structure determine the spatiotemporal butterfly distribution on a tropical mountain. *Biotropica*, 53, 191-200.
- Bentancur-Viglione, G., Castro, M., & Morelli, E. (2020). Lista preliminar de las mariposas acuáticas y semiacuáticas (Insecta: Lepidoptera) presentes en el Uruguay. *Boletín de la Sociedad Zoológica del Uruguay*, 29(2), 141-149. <https://doi.org/10.26462/29.2.11>
- Bentancur-Viglione, G., & Morelli, E. (2013). Lepidopterofauna acuática de Uruguay. ResearchGate. <https://n9.cl/55gxhk>
- Berg, C. O. (1950). Biology of Certain Aquatic Caterpillars (Pyralidae: *Nymphula* spp.) Which Feed on Potamogeton. *Transactions of the American Microscopical Society*, 69(3), 254-266. <https://doi.org/10.2307/3223096>
- Berg, C. (1871). Beitrage zu den Pyralidinen Sudamerikas. *Entomologische Zeitung. Entomologischer Verein Stettin*, 37, 342-355.
- Berg, K. (1942). Contributions to the biology of the aquatic moth *Acentropus niveus* (Oliv.). *Videnskabelige Meddelelser fra Dansk Naturhistorisk Forening i Kjøbenhavn*, 105, 59-139.
- Bouchard, R.W. Jr. (2004). *Guide to aquatic macroinvertebrates of the Upper Midwest*. Water Resources Center, University of Minnesota.

- Buckingham, G. R., & Ross, B. M. (1981). Notes on the biology and host specificity of *Acentria nivea*. *Journal of Aquatic Plant Management*, 19, 32-36.
- Buckingham, G. R. (1994). Biological control of aquatic weeds. En Rosen, D., Bennett, F. D., & Capinera, J. L. (Eds.), *Pest management in the Subtropics: Biological control – a Florida Perspective*. Intercept.
- Center, T. D., Dray, F. A., Jubinsky, G. P., & Grodowitz, M. J. (1999). Insects and other arthropods that feed on aquatic and wetland plants. *United States Department of Agriculture. Agricultural Research Service Technical Bulletin*, 1970.
- Chandra, K., Gopi, K. C., Rao, D. V., Valarmathi, K., & Alfred, J. R. B. (2017). *Current status of freshwater faunal diversity in India*. Zoological Survey of India.
- Chen, Q., Chen, Z., Ma, L., Huang, G., Wang, X., & Gu, X. (2017). The complete mitogenome of *Parapolyx crisonalis* (Walker, 1859) (Lepidoptera: Crambidae), with phylogenetic relationships amongst three acentropine larval forms. *Aquatic Insects*, 38, 79-91. <https://doi.org/10.1080/01650424.2017.1330481>
- Chu, H. F. (1949). *The immature insects*. Wm. C. Brown.
- Common, I. F. B. (1970). Lepidoptera. En *The insects of Australia* (pp. 765-866). CSIRO, Melbourne University Press.
- Common, I. F. B. (1990). *Moths of Australia*. Melbourne University Press.
- Costa, C., Ide S., & Simonka, C. E. (2006). *Insectos inmaduros: metamorfosis e identificación*. Sociedad Entomológica Aragonesa.
- De-Freitas, I., De Agostini, J., & Stefani, V. (2019). The aquatic lepidopterans: a mysterious and unknown fauna. En *Aquatic insects* (pp. 341-354). Springer.
- Diez, A. (2016). Descripción de la larva *Paracles azollae* Berg, 1877 (Lepidoptera: Pyralidae) y aportes a la diversidad de lepidópteros acuáticos en el Uruguay. [Tesis de Licenciatura en Ciencias Biológicas, Universidad de la República, Uruguay].
- Dodds, W., & Whiles, M. (2020). Freshwater ecology: Concepts and environmental applications of limnology. En *Multicellular Animals* (3 ed., pp. 251-293). Academic Press. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-813255-5.00010-7>
- Graca, M. B., & Solis, M. A. (2018). Order Lepidoptera. En Hamada, N., Thorp, J. H., & Rogers, D. C. (Eds.), *Keys to Neotropical Hexapoda, Thorp and Covich's Freshwater Invertebrates* (vol. 3, pp. 325-338). Academic Press.
- Habeck, D. H., & Solis, M. A. (1994). Transfer of *Petrophila drumalis* (Dyar) to *Argymctis* based on immature and adult characters with a larval description of *Argymctis suhornata* (Hampson) (Lepidoptera: Crambidae: Nymphulinae). *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, 96, 726-734.
- Harms, N. E., & Gordowitz, M. J. (2009). Insect herbivores of aquatic and wetland plants in the United States: a checklist from the literature. *Journal of Aquatic Plant Management*, 47, 73-96.

- Heinrich, C. (1916). On the taxonomic value of some larval characters in the Lepidoptera. *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, 18, 154-164.
- Hinton, H. E. (1946). On the homology and nomenclature of the setae of lepidopterous larvae, with some notes on the phylogeny of the Lepidoptera. *Transactions of the Royal Entomological Society of London*, 97, 1-37.
- Hinton, H. E. (1963). The origin and function of the pupal stage. *Proceedings of the Royal Entomological Society of London (A)*, 38, 77-85.
- Jansen, M. G. M. (2005). The Lepidoptera fauna of three brackish salt marshes including two species new for the Belgian fauna (Lepidoptera). *Phegea*, 33, 59-68.
- Julien, M. H., Griffiths, M. W., & Stanley, J. N. (2001). *Biological control of water hyacinth 2: The moths Niphograpta alboguttalis and Xubida infusellus: Biologies, host ranges, and rearing, releasing and monitoring techniques for biological control of Eichhornia crassipes*. The Australian Centre for International Agricultural Research.
- Kjer, K. M. (2004). Aligned 18S and Insect Phylogeny. *Systematic Biology*, 53(3), 506-514. <https://doi.org/10.1080/10635150490445922>
- Khan, A. U., Poly, N. Y., Dutta, S., & Alam, F. (2022). Lepidopteran insects status and diversity: A review. *Journal of Multidisciplinary Applied Natural Science*, 3(1), 55-80. <https://doi.org/10.47352/jmans.2774-3047.140>
- Kiritani, K. (1988). What has happened to the rice borers during the past 40 years in Japan. *Japan Agricultural Research Quarterly*, 21(4), 264-268.
- Kristensen, N. P. (1997). Early evolution of the Trichoptera + Lepidoptera lineage: phylogeny and the ecological scenario. *Memoires Museum National Histoire Naturelle*, 173, 253-271.
- Lamberti, G. A., Ashkenas, L. R., Gregory, S. V., & Steinman, A. D. (1987). Effects of three herbivores on periphyton communities in laboratory streams. *Journal of the North American Benthological Society*, 6, 92-104.
- Lange, W. H. (1956). Aquatic Lepidoptera. En Usinger, R. L. (Ed.), *Aquatic insects of California, with keys to North American genera and California species*. University of California Press.
- Lange, W. H. (1984). Aquatic and semiaquatic Lepidoptera. En Merritt, R. W., & Cummins, K. W. (Eds.), *An introduction to aquatic insects of North America* (2 ed., pp. 348-360). Kendall/Hunt.
- Lange, W. H. (1996). Aquatic and semiaquatic Lepidoptera. En Merritt, R. W., & Cummins, K. W. (Eds.), *An introduction to the aquatic insects of North America* (3 ed., pp. 387-398). Kendall/Hunt.
- Liu, X., Hayashi, F., & Yang, D. (2015). Phylogeny of the family Sialidae (Insecta: Megaloptera) inferred from morphological data, with implications for generic classification and historical biogeography. *Cladistics*, 31, 18-49.

- Lloyd, J. T. (1914). Lepidopterous larvae from rapid streams. *Journal of the New York Entomological Society*, 22, 145-152.
- Mey, W., & Speidel, W. (2008). Global diversity of butterflies (Lepidoptera) in freshwater. *Hydrobiologia*, 595, 521-528. https://doi.org/10.1007/978-1-4020-8259-7_50
- Merritt, R. W., Cummins, K. W., & Berg, M. B. (Eds.) (2019). *An introduction to the aquatic insects of North America* (5 ed.). Kendall/Hunt.
- Misof, B., Liu, S., Meusemann, K., Peters, R. S., Donath, A., Mayer, C., Frandsen, P. B., Ware, J., Flouri, T., Beutel, R. G., Niehuis, O., Petersen, M., Izquierdo-Carrasco, F., Wappler, T., Rust, J., Aberer, A. J., Aspöck, U., Aspöck, H., Bartel, D., Blanke, A., Berger, S., ..., & Zhou, X. (2014). Phylogenomics resolves the timing and pattern of insect evolution. *Science*, 346, 763. <https://doi.org/10.1126/science.1257570>
- Monteith, G. B. (1975). The insects of Australia. A Textbook for Students and research Workers. *Australian Journal of Entomology*, 14(2), 817-915. <https://doi.org/10.1111/j.1440-6055.1975.tb02025.x>
- Mosher, E. (1916). A classification of the Lepidoptera based on characters of the pupae. [Ph.D. Thesis in Entomology, University of Illinois]. <https://www.biodiversitylibrary.org/item/141351#page/3/mode/1up>
- Nessimian, J. L., Da-Silva, E. R., & Coelho, L. B. N. (2019). Ordem Lepidoptera. En Hamada, N., Nessimian, J. L., & Querino, R. B. (Eds.), *Insetos aquáticos na Amazônia brasileira: taxonomia, biologia e ecologia* (pp. 431-442). INPA.
- Pabis, K. (2018). What is a moth doing under water? Ecology of aquatic and semi-aquatic Lepidoptera. *Knowledge and Management of Aquatic Ecosystems*, 419, art. 42. <https://doi.org/10.1051/kmae/2018030>
- Peterson, A. (1963). Egg types among moths of the Pyralidae and Phycitidae-Lepidoptera. *Florida Entomologist*, 46(82), Supp. 1, 1-11.
- Réaumur, R. A. F. (1736). *Mémoires pour servir à l'histoire des insectes* (t. II). De l'Imprimerie royale.
- Regier, J. C., Mitter, C., Solis, M. A., Hayden, J. E., Landry, B., Nuss, M., Simonsen, T. J., Yen, S.-H., Zwick, A., & Cummings, M. P. (2012). A molecular phylogeny for the pyraloid moths (Lepidoptera: Pyraloidea) and its implications for higher-level classification. *Systematic Entomology*, 37(4), 635-656. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3113.2012.00641.x>
- Roldán, G., Zúñiga, M. del C., Zamora, H., Álvarez, L. F., Reinoso, G., y Longo, M. (2014). Capítulo de Colombia. En Alonso-Eguíalis, P., Mora, J. M., Campbell, B., & Springer, M. (Eds.), *Diversidad, conservación y uso de los macroinvertebrados dulceacuícolas de México, Centroamérica, Colombia, Cuba y Puerto Rico* (pp. 63-118). IMTA.

- Roldán, G. (1996). *Guía para el estudio de los macroinvertebrados acuáticos del Departamento de Antioquia*. Fondo FEN Colombia, Conciencias, Universidad de Antioquia, Editorial Presencia.
- Roldán-Pérez, G., & Ramírez-Restrepo, J. (2020). *Fundamentos de limnología neotropical* (3 ed.). Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales.
- Romero, F. (2022). Lepidópteros acuáticos y semiacuáticos en Argentina: lista actualizada, distribución y hábitos de vida. *Acta Zoológica Lilloana*, 66(2), 121-148. <https://doi.org/10.30550/j.azl/2022.66.2/2022-07-25>
- Romero, F., & Navarro, F. (2009). Lepidoptera. En Domínguez, E., & Fernández, H. (Eds.), *Macroinvertebrados bentónicos sudamericanos: Sistemática y biología* (pp. 309-340). Fundación Miguel Lillo.
- Serrano, L., & Zepeda, A. (2010). Guía ilustrada para el estudio ecológico y taxonómico de los insectos acuáticos inmaduros del orden Lepidoptera en El Salvador. En Springer M., & Sermeño Chicas, J. M. (Eds.), *Formulación de una guía metodológica estandarizada para determinar la calidad ambiental de las aguas de los ríos en El Salvador, utilizando insectos acuáticos*. Universidad de El Salvador, Organización de los Estados Americanos.
- Soga, M., Kawahara, T., Fukuyama, K., Sayama, K., Kato, T., Shimomura, M., Itoh, T., Yoshida, T., & Ozaki, K. (2015). Landscape versus local factors shaping butterfly communities in fragmented landscapes: Does host plant diversity matter? *Journal of Insect Conservation*, 19(4), 781-790. <https://doi.org/10.1007/s10841-015-9799-9>
- Solis, M. A. (2019). Aquatic and Semiaquatic Lepidoptera. En Merritt, R. W., Cummins, K. W., & Berg, M. B. (Eds.), *An introduction to the aquatic insects of North America* (5 ed., pp. 765-790). Kendall/Hunt.
- Stehr, F. W. (Ed.) (1987). *Immature insects* (vol. 1). Kendall/Hunt.
- Scoble, N. J. (1992). *The Lepidoptera: Form, function and diversity*. Oxford University Press, Natural History Museum.
- Thorp, J. H., & Covich, A. P. (Eds.) (2010). *Ecology and classification of North American freshwater invertebrates* (3 ed.). Academic Press. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-374855-3.00024-8>
- Topp, E. N., & Loos, J. (2019). Local and landscape level variables influence butterfly diversity in critically endangered South African renosterveld. *Journal of Insect Conservation*, 23, 225-237.
- Tuskes, P. (1977). Observations on the biology of *Parargyactis confusalis*, an aquatic Pyralid (Lepidoptera: Pyralidae). *The Canadian Entomologist*, 109(5), 695-699. <https://doi.org/10.4039/Ent109695-5>
- Van Nieuwerkerken, E. J., L. Kaila, I. J. Kitching, N. P. Kristensen, D. C. Lees, J. Minet, C. Mitter, M. Mutanen, J. C. Regier, T. J. Simonsen, N. Wahlberg, S.-H. Yen, R.

- Zahiri, D. Adamski, J. Baixeras, D. Bartsch, B. A. Bengtsson, J. W. Brown, S. R. Bucheli, D. R. Davis, ... & y A. Zwick (2011). Order Lepidoptera Linnaeus, 1758. *Zootaxa*, 3148, 212-221.
- Welch, P. S. (1922). The respiratory mechanism in certain aquatic Lepidoptera. *Transactions of the American Microscopical Society*, 41(1), 29-50. <https://doi.org/10.2307/3221934>
- Wichard, W., Arens, W., & Eisenbeis, G. (2002). *Biological atlas of aquatic insects*. Apollo Books.
- Wiggins, G. B. (2004). *Caddisflies: The underwater architects*. University of Toronto Press.
- Yen, S. H. (2004). Insecta: Lepidoptera, Crambidae, Acentropinae. En Yule, C. M. y Seng, Y. H. (Eds.), *Freshwater invertebrates of the Malaysian region* (pp. 445-465). Academy of Sciences Malaysia.
- Yule, C. M., & Sen, Y. H. (2004). *Freshwater invertebrates of the Malaysian region*. Academy of Sciences Malaysia, 545-554.

Anexo 1

Glosario

Anuleto. Anillo o división ubicada entre los segmentos del cuerpo de las larvas de lepidóptera.

Cremáster. Estructura en el extremo del abdomen de la pupa de los Lepidoptera, provista o no de ganchos fijadores.

Crochet (gancho). Pequeños ganchos dispuestos en grupos de forma variada, en posición distal en las patas abdominales y anales, típicos de las larvas de los Lepidoptera.

Eruciforme. Tipo de larva, generalmente con cabeza bien diferenciada, cuerpo largo y cilíndrico, tres pares de patas torácicas y espuripedios o patas abdominales (en A3-6 y A10, en los Lepidoptera).

Escudo protorácico. Placa mediodorsal esclerotizada en el protórax de las larvas, de color marrón pardo oscuro.

Espiráculo. Orificio circular u ovalado con abertura que permite el intercambio gaseoso en los insectos.

Minador. Larva de insecto que vive en túneles que abren en el tejido de las hojas.

Ocelo. Lente solo bajo el cual hay muchas unidades ópticas. Se encarga de captar cambios en la intensidad de luz y posiblemente no forman imágenes. Suele estar presentes en ninfas o adultos, variando de 1 a 3.

Ojo compuesto. Ojos formados por un conjunto de lentes, llamadas facetas, presentes en los insectos adultos.

Pata torácica. (Espuripedios o patas abdominales). Lóbulo carnoso de las larvas implantado en el protórax de ciertos Diptera o en los segmentos abdominales intermediarios en Lepidoptera (generalmente en los segmentos III-VI) o en el último segmento abdominal, denominado (A10) pata anal.

Pináculo. Área esclerosada y plana del tegumento de la larva de los Lepidoptera, con una o más sedas.

Plastrón. Serie de pelos (estigmas) o protuberancias en la superficie de un insecto acuático, adaptados a la respiración en las especies acuáticas.

Pupa adéctica. Con mandíbulas presentes o ausentes no funcionales.

Pupa déctica. Con mandíbulas funcionales para cortar el capullo o cámara pupal en la eclosión.

Pupa obtect. Con las alas y apéndices parciales adheridos al cuerpo; la cutícula es más esclerotizada y oscura.

Stemmata. Grupo de manchas oculares, similares a los ocelos, ubicados lateralmente. Sin embargo, los *stemmata* posiblemente sí representan ojos compuestos modificados en estado inmaduro, en algunos adultos que no poseen ojos compuestos.

Los macroinvertebrados acuáticos son organismos de 5 mm a unos pocos centímetros, pertenecientes a varios grupos taxonómicos pero unidos por sus hábitos y su papel como parte de la biodiversidad continental. Habitan prácticamente en todo el planeta, desde las aguas subterráneas hasta los ambientes salobres continentales y la región insular. Son el segundo eslabón en la cadena trófica en los ecosistemas acuáticos y, por ende, fundamentales para mantener la funcionalidad de los ecosistemas. Además, tienen un gran potencial para los estudios ecológicos y de bioindicación frente a la contaminación y otras intervenciones antrópicas. Este primer libro recoge ocho grupos de ellos: esponjas, moluscos, crustáceos decápodos, coleópteros, tricópteros, megalópteros, hemípteros y lepidópteros. Acompañada de datos biológicos, ecológicos, claves taxonómicas e ilustraciones para su identificación, así como la metodología para su recolección y estudio, esta guía constituye una valiosa herramienta para biólogos, ecólogos, limnólogos y tomadores de decisiones en la conservación de la vida dulceacuícola.

ISBN: 978-628-96942-4-6





MACROINVERTEBRADOS
ACUÁTICOS DE COLOMBIA

Carlos A. Lasso,
María I. Ríos-Pulgarín
y Gabriel Roldán-Pérez
(Editores)

MACROINVERTEBRADOS ACUÁTICOS DE COLOMBIA

Parte I



Porifera, Mollusca,
Malacostraca, Coleoptera,
Trichoptera, Megaloptera,
Hemiptera y Lepidoptera

Carlos A. Lasso,
María I. Ríos-Pulgarín
y Gabriel Roldán-Pérez
(Editores)

ACADEMIA COLOMBIANA DE CIENCIAS EXACTAS, FÍSICAS Y NATURALES
COLECCIÓN JORGE ÁLVAREZ LLERAS No. 50