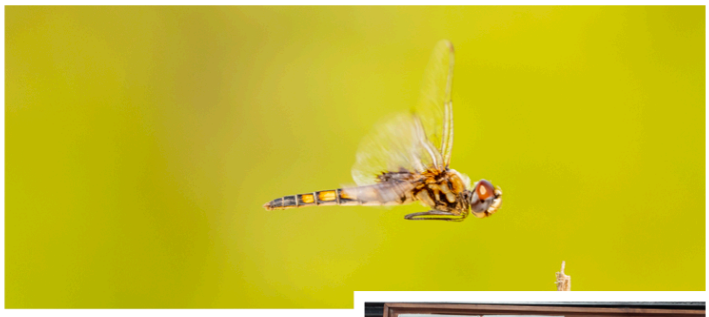
HETAERINA

Boletín de la Sociedad de Odonatología Latinoamericana

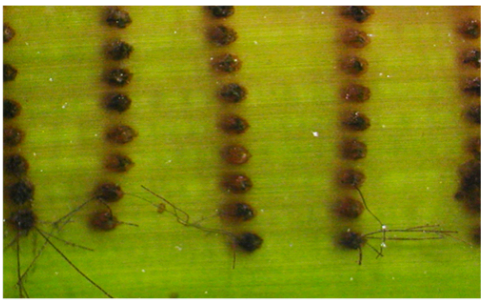



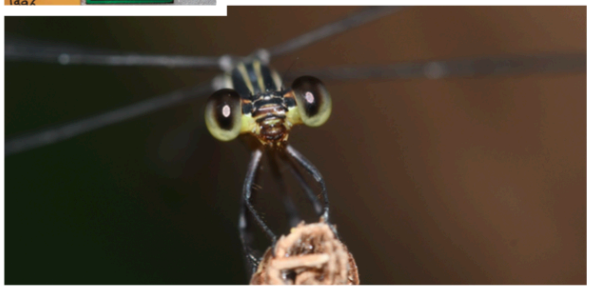




# MÉTODOS DE COLECTA, PRESERVACIÓN Y MANEJO DE ODONATA




ISSN: 2711-2152 (en línea)

Número especial | Marzo 2026

# HETAERINA

Boletín de la Sociedad de Odonatología Latinoamericana

ISSN: 2711-2152 (en línea)
HETAERINA

# HETAERINA

Boletín de la Sociedad de Odonatología Latinoamericana

# MÉTODOS DE COLECTA, PRESERVACIÓN Y MANEJO DE ODONATA



ISSN: 2711-2152 (en línea).
Título: Hetaerina. Boletín de la Sociedad de Odonatología Latinoamericana.
Título abreviado: Hetaerina. Bol. Soc. Odonatología Latinoam.
Editor: Fundación Sociedad de Odonatología Latinoamericana.
Número especial. Marzo 2026.
www.odonatasol.net

CC BY NC SA

**Contacto**
Sociedad de Odonatología Latinoamericana
boletin.sol@gmail.com

ISSN: 2711-2152 (en línea)
HETAERINA

# COMITÉ EDITORIAL

**Cristian Camilo Mendoza-Penagos**
Instituto de Investigación en Recursos Biológicos Alexander von Humboldt. Bogotá, Colombia.

**Diogo Vilela**
Laboratório de Sistemática de Insetos Aquáticos. Universidade Federal do Triângulo Mineiro. Uberaba, Brasil.

**Emmy Fiorella Medina-Espinoza**
Program of Ecology, Evolution and Conservation Biology. University of Illinois Urbana-Champaign. Illinois, EE. UU.

**José Alejandro Cuellar Cardozo**
Laboratorio de Ecologia e Conservação (LABECO). Universidade Federal de Pará. Belém, Brasil.

**Miguel Stand-Pérez**
Red de Biología Evolutiva, Instituto de Ecología A.C. (INECOL). Xalapa, México.

**Yesenia M. Vega-Sánchez**
Instituto de Biología, Departamento de Zoología, Universidad Nacional Autónoma de México. CDMX, México.

## EDITORA EN JEFE

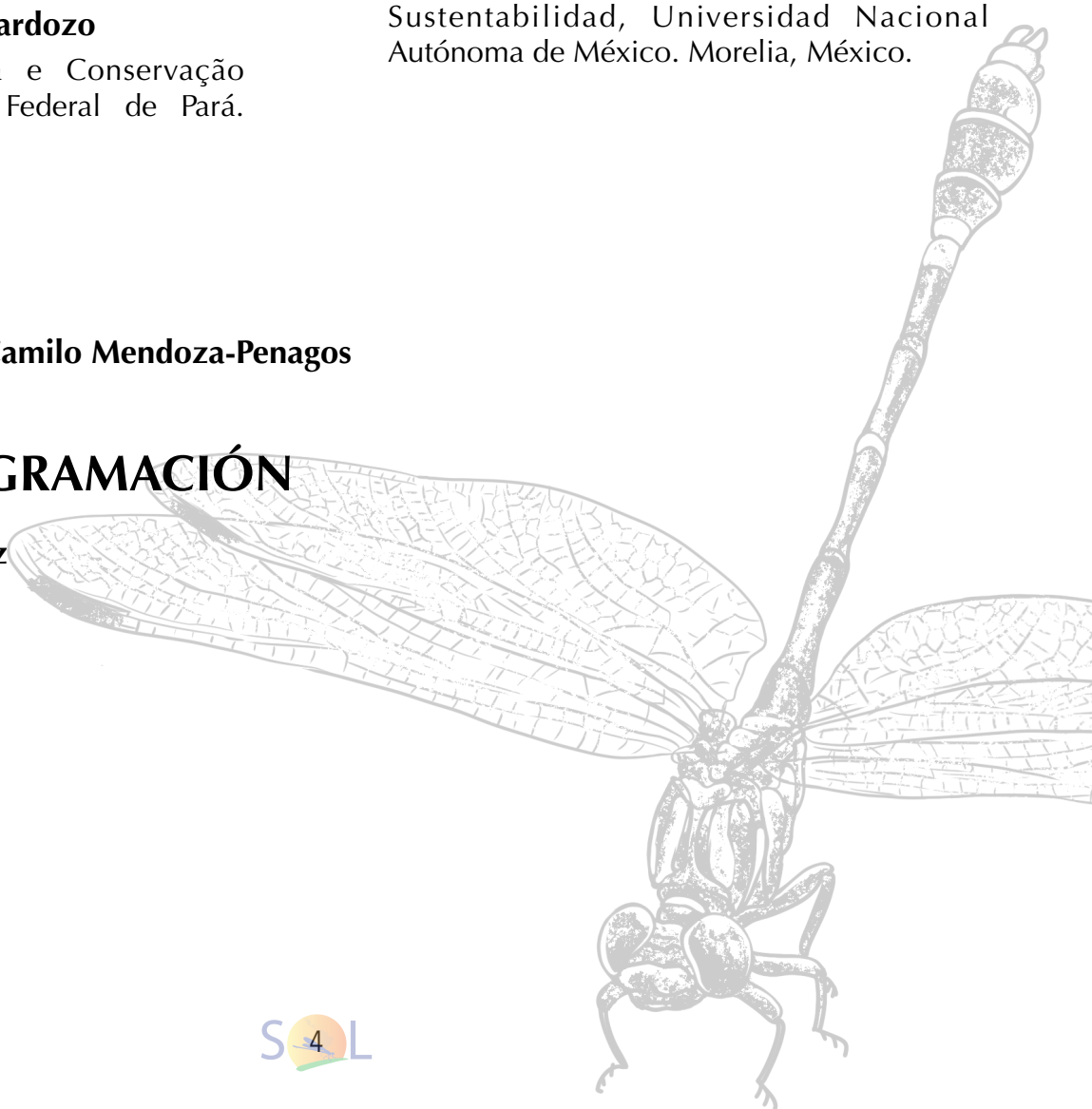
**Catalina María Suárez-Tovar**
Instituto de Investigaciones en Ecosistemas y Sustentabilidad, Universidad Nacional Autónoma de México. Morelia, México.

## TRADUCCIÓN

**Diogo Vilela y Cristian Camilo Mendoza-Penagos**

## DISEÑO Y DIAGRAMACIÓN

**Yesenia M. Vega-Sánchez**



ISSN: 2711-2152 (en línea)
HETAERINA

# LISTA DE AUTORES

**Alejandro Del Palacio**
BioGeA, Universidad Nacional de Avellaneda. Buenos Aires, Argentina.

**Andrea Licet Diago Vargas**
Departamento de Biología, Semillero Diversidad Funcional y Servicios Ecosistémicos, Grupo GEA, Universidad del Cauca. Popayán, Colombia. aldiago@unicauca.edu.co

**Cristian Camilo Mendoza-Penagos**
Laboratório de Ecologia e Conservação (LABECO), Pará, Brasil.
Sección Entomología, Colecciones Biológicas, Centro Colecciones y Gestión de Especies, Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt. Bogotá, Colombia. ccamilomendozap@gmail.com

**Cornelio Bota-Sierra**
Grupo de Entomología Universidad de Antioquia (GEUA). Medellín, Colombia. cornelio.bota@udea.edu.co

**Diogo Vilela**
Instituto Federal Sur de Minas Gerais, Inconfidentes. Minas Gerais, Brasil. deeogoo@gmail.com

**Enrique González-Soriano**
Instituto de Biología, Departamento de Zoología, Universidad Nacional Autónoma de México. CDMX, México. esoriano@ib.unam.mx

**Fredy Palacino Rodríguez**
Sección Etología, Facultad de Ciencias, Universidad de la República, Montevideo, Uruguay.
Grupo de Investigación en Odonatos y otros artrópodos de Colombia y el Neotrópico (GINOCO). odonata107@gmail.com

**Gabriela Caroline Mendes**
Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. Manaus, Brasil. mendaceae@gmail.com

**Jair da Costa Miranda-Filho**
Laboratório de Ecologia e Conservação (LABECO). Pará, Brasil. jairfilho22pa@gmail.com

**Javier Muzón**
BioGeA, Universidad Nacional de Avellaneda. Buenos Aires, Argentina. jmuzon@undav.edu.ar

**Jeane Marcelle Cavalcante do Nascimento**
Universidade Federal do Pará. Belém, Brasil. jeanemarcelle@gmail.com

**Jenilee Montes-Fontalvo**
Sección Entomología, Colecciones Biológicas, Centro Colecciones y Gestión de Especies, Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt. Villa de Leyva, Colombia. jmontes@humboldt.org.co

**Khristian Venegas-Valencia**
Colecciones Biológicas, Centro Colecciones y Gestión de Especies, Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt. Villa de Leyva, Colombia.

**María De Las Mercedes Navarro**
BioGeA, Universidad Nacional de Avellaneda. Buenos Aires, Argentina.

**María Cristina Gallego Ropero**
Departamento de Biología, Colección Entomología Museo de Historia Natural, Universidad del Cauca. Popayán, Colombia. mgallego@unicauca.edu.co



ISSN: 2711-2152 (en línea)
HETAERINA

# LISTA DE AUTORES

**Melissa Sánchez Herrera**

Fundación Mayu Suyana. Bogotá, Colombia.
División de Zoología de Invertebrados. American Museum of Natural History. New York, EE. UU.
Laboratorio de Zoología y Ecología Acuática (LAZOEA). Biological Sciences Department. Universidad de los Andes. Bogotá, Colombia.

**Myckey Gonçalves**

Universidade Federal do Pará. Belém, Brasil. myckey.eco@gmail.com.

**Neusa Hamada**

Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. Manaus, Brasil. neusaha@gmail.com

**Nicol Rueda-M**

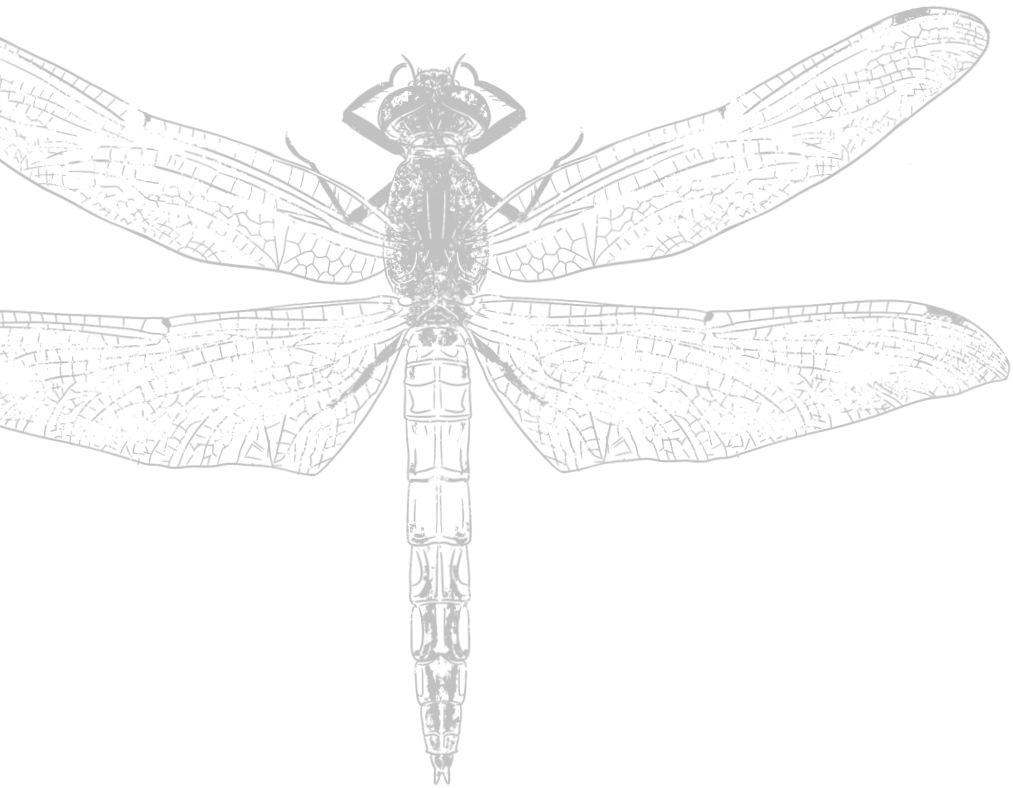
Tree of Life Programme, Wellcome Sanger Institute. Hinxton, Reino Unido.

**Rodolfo Novelo-Gutiérrez**

Red de Biodiversidad y Sistemática, Instituto de Ecología, A.C. Xalapa, México. rodolfo.novelo@inecol.mx

**Yusdiel Torres-Cambas**

Leibniz Institute of Freshwater Ecology and Inland Fisheries, Department of Community and Ecosystem Ecology. Berlin, Alemania.



ISSN: 2711-2152 (en línea)
HETAERINA

# CONTENIDO

**PRESENTACIÓN** 8
Catalina María Suárez-Tovar

**CAPÍTULO I**
**Métodos de colecta y preservación de huevos de Odonata** 10
Neusa Hamada, Gabriela Caroline Mendes, Myckey Gonçalves y Jeane Marcelle Cavalcante do Nascimento

**CAPÍTULO II**
**Métodos de colecta y preservación de larvas y exuvias de Odonata** 24
Rodolfo Novelo-Gutiérrez

**CAPÍTULO III**
**Métodos de colecta y preservación de adultos de Odonata** 31
Cornelio A. Bota-Sierra, Enrique González-Soriano y Rodolfo Novelo-Gutiérrez

**CAPÍTULO IV**
**Preservación de muestras de Odonata para estudios genéticos y genómicos: consideraciones, limitaciones y oportunidades** 36
Melissa Sánchez-Herrera y Nicol Rueda-M

**CAPITULO V**
**Colecciones científicas de odonatos: métodos de conservación y restauración** 47
Javier Muzón, María de las Mercedes Navarro y Alejandro del Palacio

**CAPÍTULO VI**
**Consejos para el mantenimiento de ejemplares en colecciones de Odonata** 58
Andrea Licet Diago Vargas, Fredy Palacino Rodríguez y María Cristina Gallego Ropero

**CAPÍTULO VII**
**Guía para la preparación de imágenes de Odonata para publicaciones científicas** 63
Cristian Camilo Mendoza-Penagos y Jair da Costa Miranda-Filho

**CAPÍTULO VIII**
**Fotografía en ambientes naturales: Odonata** 83
Jenilee Montes-Fontalvo, Yusdiel Torres-Cambas y Khristian Venegas-Valencia

**CAPÍTULO IX**
**¿Dónde buscar odonatos en el Neotrópico?: algunos tips** 96
Enrique González-Soriano, Javier Muzón, Cornelio A. Bota-Sierra, Diogo Vilela y JenileeMontes-Fontalvo

ISSN: 2711-2152 (en línea)
HETAERINA

# PRESENTACIÓN

Tras ocho años de publicación continua del boletín HETAERINA, es muy emocionante presentar ante ustedes nuestro primer número especial "Métodos de colecta, preservación y manejo de Odonata", una compilación de nueve artículos escritos por odonatólogos y odonatólogas de Latinoamérica que nos comparten su experiencia en el campo y en el laboratorio.

El detrás de cámaras de la elaboración de este número especial incluye reuniones del equipo editorial para seleccionar los temas centrales que debía contener el número, la invitación vía correo electrónico a los autores y a las autoras, la convocatoria en redes sociales para recibir aportes adicionales, un proceso riguroso de revisión de cada una de las contribuciones, la traducción de los artículos del español al portugués (o viceversa) y finalmente el diseño y la diagramación del ejemplar que hoy está ante sus ojos.

Este número ha sido concebido como un manual de referencia que podrá acompañarnos y orientarnos en diferentes etapas de nuestro quehacer científico, desde la planeación de nuestras salidas de campo hasta la preparación de manuscritos para su publicación. Es un documento sin precedentes en nuestra región, cuyo objetivo es promover y fortalecer el estudio de las libélulas y caballitos del diablo en los diferentes países de Latinoamérica. En este sentido, incluimos información detallada sobre métodos de colecta y preservación de odonatos en todas las fases de su ciclo de vida, así como recomendaciones prácticas para la búsqueda de distintas familias en campo y consejos para la fotografía de estos insectos en ambientes naturales. Asimismo, se presentan lineamientos para la adecuada preservación de muestras destinadas a estudios genéticos y genómicos, así como métodos de conservación orientados al ingreso y mantenimiento de ejemplares en colecciones entomológicas y, finalmente una guía práctica para elaborar figuras destinadas a publicaciones científicas. Cada capítulo mantiene el estilo propio de sus autores, buscando que la lectura se sienta como una conversación con cada uno de ellos, ojalá acompañada de un buen café o mate.

Tanto para estudiantes —tenerales que comienzan su vuelo en la Odonatología—, como para quienes ya despegamos hace algunos años, es un privilegio tener a la mano consejos de grandes referentes como Javier Muzón, Rodolfo Novelo Gutiérrez, Enrique González Soriano, Neusa Hamada, Cornelio Bota, Melissa Sánchez, Jenilee Montes, Cristian Mendoza y Fredy Palacino. Agradezco a cada uno de ellos, así como a sus coautores, por las contribuciones que hicieron posible que este número especial sea hoy una realidad.

Así mismo, agradezco a Emmy Medina, Miguel Stand, Cristian Mendoza, Diogo Vilela, José Cuéllar y Yesenia Vega quienes, de manera paralela a la revisión de los manuscritos del número ordinario y en el marco de sus labores cotidianas, dedicaron tiempo y esfuerzo a la revisión de las diferentes contribuciones. Gracias a Diogo y a Cristian cuyo aporte con las traducciones de los manuscritos fue fundamental para ampliar el alcance de esta publicación y muchas gracias a Yesenia Vega por su tiempo y creatividad para diseñar y diagramar este hermoso número especial.

ISSN: 2711-2152 (en línea)
HETAERINA

# PRESENTACIÓN

Espero que esta contribución ocupe un lugar privilegiado en sus bibliotecas. Confío en que, a partir del entusiasmo compartido por el estudio de los odonatos, esta publicación contribuya a sostener un diálogo activo y permanente que nos permita profundizar en el conocimiento de estos sorprendentes insectos y de este modo seguir fortaleciendo la comunidad odonatológica en América Latina.

**Catalina María Suárez-Tovar**
*Editora en Jefe*
HETAERINA

ISSN: 2711-2152 (en línea)
HETAERINA

# CAPÍTULO I

# Métodos de colecta y preservación de huevos de Odonata

Neusa Hamada, Gabriela Caroline Mendes, Myckey Gonçalves y Jeane Marcelle Cavalcante do Nascimento

El primer paso para encontrar los huevos de cualquier insecto es obtener información sobre el proceso de oviposición y el hábitat seleccionado por la hembra para depositarlos. En el caso de insectos con larvas acuáticas, como las libélulas, existe un desafío específico: identificar los lugares adecuados para la oviposición en el ambiente acuático o en su proximidad. Los huevos necesitan ser depositados en áreas que ofrezcan protección contra depredadores, que presenten condiciones ambientales favorables para el desarrollo embrionario y que permitan a las larvas recién eclosionadas un acceso fácil al agua y a los recursos alimentarios necesarios (Matushkina & Lambret, 2011).

En Odonata, existen dos estrategias generales de oviposición. Las especies que poseen el ovipositor desarrollado realizan la postura de forma endofítica, es decir, dentro de tejidos vegetales. Este tipo de oviposición se observa en especies de Zygoptera, Anisozygoptera y en la mayoría de los Aeshnidae (Anisoptera). Se estima que cerca del 54% de las especies de libélulas adoptan esta estrategia (Bridges, 1993). La oviposición exofítica es típica de muchas especies de Anisoptera, como aquellas de las familias Corduliidae, Gomphidae y Libellulidae. En estas especies, el ovipositor está adaptado para liberar los huevos directamente en el agua o sobre diferentes tipos de sustrato (Corbet, 1980, 1999). En las especies endofíticas, el ovipositor está formado por tres pares de valvas, dos cortantes y una protectora altamente esclerotizadas y organizadas como sierras, lo que permite perforar tejidos vegetales para insertar los huevos (Matushkina & Gorb, 1997; 2007). En las especies exofíticas, la lámina vulvar generalmente está asociada a dos músculos (M4 y M7) que permiten movimientos antagónicos de la región genital, actuando como una tapa móvil a través de la cual se liberan los huevos (Matushkina, 2011).

En Odonata, la oviposición endofítica es considerada una característica plesiomórfica (Bechly *et al.*, 2001). En este tipo de postura, la hembra utiliza su ovipositor, formado por los apéndices genitales ubicados en el 8º y 9º segmentos abdominales, para cortar el sustrato e insertar los huevos en las hendiduras abiertas. Los huevos pueden disponerse en hileras, formando patrones específicos, o de manera aleatoria. Los estudios indican que el patrón de disposición de los huevos puede representar una característica diagnóstica de determinadas familias (*e.g.*, Hellmund & Hellmund, 1991) o incluso de algunos géneros (*e.g.*, Matushkina & Gorb, 2000). Por su parte, en la oviposición de tipo exofítico, los huevos se depositan directamente en el agua o se fijan en la superficie de plantas acuáticas, así como en otros sustratos como piedras, suelo o

aglomerados de raíces (Corbet, 1980, 1999). Los huevos endofíticos suelen ser alargados, cilíndricos o fusiformes, un formato que facilita su inserción en el tejido vegetal, mientras que los exofíticos varían de elipsoidales a esféricos, aunque también pueden existir huevos alargados (Corbet, 1999). En la región Neotropical, los estudios sobre oviposición aún son escasos y no existen informaciones consolidadas para muchos taxones. Sin embargo, en Coenagrionidae ya se han registrado diferentes modos de postura (*e.g.*, Querino & Hamada, 2009; Bentes *et al.*, 2019). Además, análisis recientes muestran que las estrategias de oviposición están directamente asociadas a la disponibilidad y heterogeneidad de microhábitats, reflejando efectos de la pérdida de cobertura forestal y pudiendo ser utilizadas como importantes indicadores de cambios ambientales (Rodrigues *et al.*, 2018; Calvão *et al.*, 2019).

Pocas especies de Odonata tienen descritos todos los estadios larvales (*e.g.*, Okude *et al.*, 2017; Corbet, 2002), y cuando existen informaciones, estas generalmente se restringen al último estadio o a la exuvia (*e.g.*, Torreias *et al.*, 2008; Neiss & Hamada, 2012; Mendoza-Penagos *et al.*, 2023). Las estimaciones indican que, en el Neotrópico, las larvas permanecen desconocidas para cerca del 25% de los géneros y el 60% de las especies (Pessacq *et al.*, 2018). Análisis recientes para la fauna de Colombia refuerzan este panorama: de las 536 especies registradas en el país, aproximadamente el 60 % no tienen su estadio larval descrito (Bota-Sierra *et al.*, 2024). Colectar los huevos y criar las larvas en condiciones de laboratorio es esencial para permitir la identificación y descripción de todos los estadios de desarrollo. Aunque es posible obtener huevos mediante inducción artificial, estimulando a la hembra para ovipositar (*e.g.*, Bílková *et al.*, 2025), incrementar el conocimiento sobre cómo y dónde se realizan las puestas es importante para agregar información sobre la biología y ecología de las especies. Estos datos son importantes tanto para conocer la historia evolutiva de estos organismos como para fundamentar y definir estrategias de manejo para su conservación (Corbet, 1999; Samways, 2024).

La colecta y mantenimiento de huevos de Odonata en condiciones de laboratorio también es importante para ampliar el conocimiento sobre la diversidad de otros organismos asociados a este orden. En la Amazonia, por ejemplo, la diversidad y el conocimiento sobre hospederos de algunas familias de Hymenoptera parasitoides pudieron ampliarse mediante la colecta en campo y el mantenimiento de esos huevos en laboratorio (Querino & Pinto, 2007; Querino & Hamada, 2009; Feitosa *et al.*, 2016), demostrando la importancia de este conocimiento para subsidiar diferentes estudios sobre insectos acuáticos.

## 1.1. HABITATS PARA LA OVIPOSICIÓN

Odonata ocupa prácticamente todos los tipos de ambientes de agua dulce, desde pequeños hasta grandes cursos de agua, incluyendo tramos con aguas calmas o turbulentas, además de ambientes lénticos como lagos, charcas y fitotelmata. Los fitotelmata son depósitos de agua de lluvia almacenados en cavidades y depresiones de plantas terrestres, por ejemplo, en hojas modificadas, axilas foliares, flores, frutos o incluso en el tallo de la planta (Maguire, 1971) (Fig. 1).

En los hábitats acuáticos (Fig. 2), las larvas están asociadas a diferentes tipos de sustratos, como hojas de macrófitas, hojas deciduas, raíces de árboles (sumergidas o flotantes), troncos sumergidos y sedimento, lugares donde estos animales encuentran refugio y alimento. En general, la oviposición ocurre en esos mismos sustratos (Fig. 3). Sin embargo, algunos grupos realizan la postura en sustratos fuera del agua (Fig. 4), como se observa en *Perilestes attenuatus* Selys, 1886 (Perilestidae) (observación de G. Mendes, en la presente investigación), *Chalcopteryx scintillans* McLachlan, 1870 (Polythoridae) (*e.g.*, Guillermo-Ferreira et al., 2014) y Lestidae (Matushkina &




**Figura 1.** Hábitats fitotelmáticos utilizados como criaderos por Odonata. **A)** Buriti (*Mauritia flexuosa* L.f.). **B)** Agua acumulada en las axilas de las hojas de buriti. **C)** Capemba (bráctea de palmera). **D)** Cáscara del fruto de cupuaçu (*Theobroma grandiflorum* (Willd. ex Spreng.) K. Schum). **E)** Erizo de castaña de Brasil (*Bertholletia excelsa* Bonpl.). **F)** Bromelia arbórea. **G)** Bromelia terrestre. **H, I)** Cavidad en tronco. **J)** Cavidad en la raíz de un árbol.

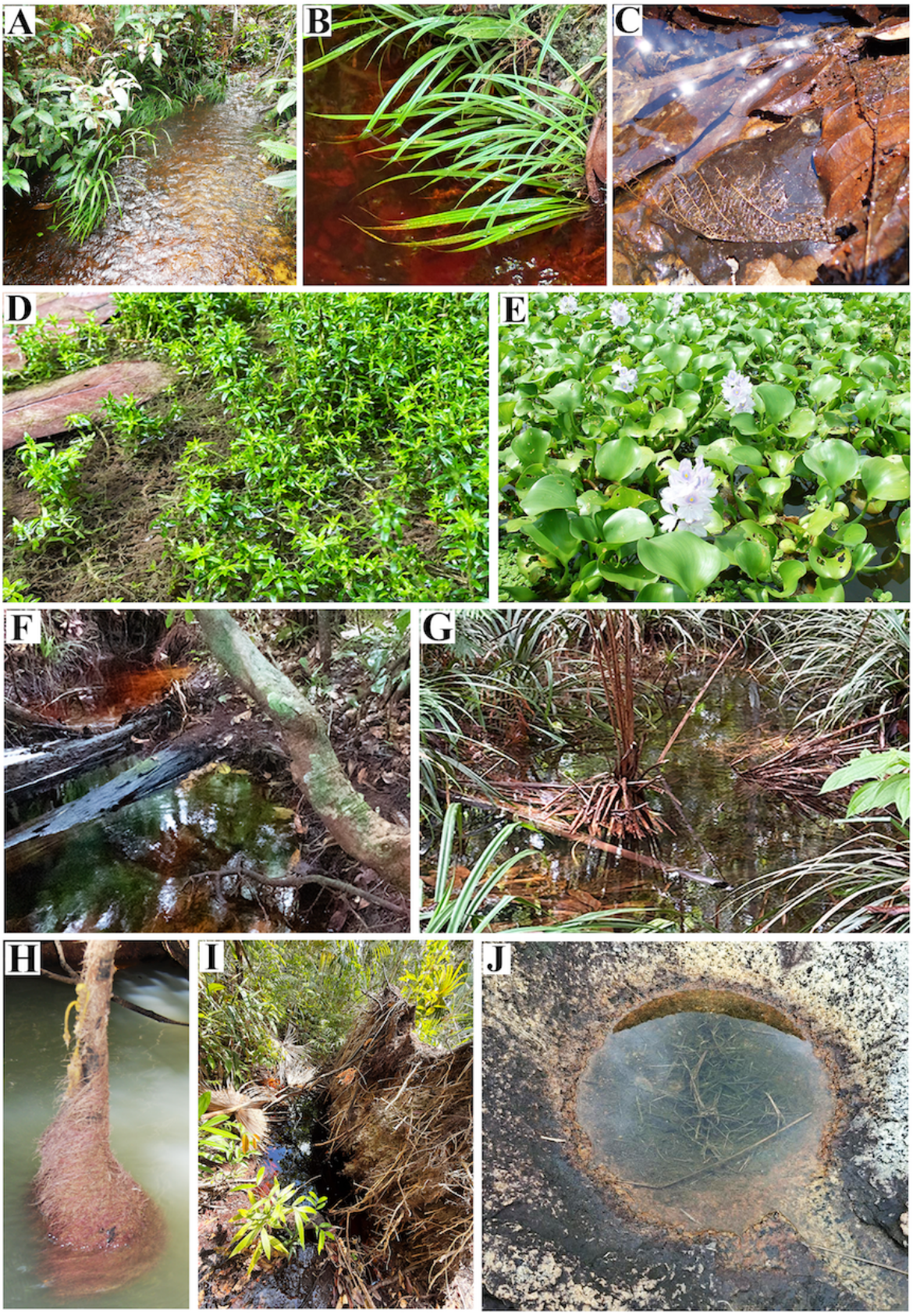



**Figura 2.** Hábitats utilizados como criaderos por Odonata. **A, B)** Macrófitas a orillas de un arroyo. **C)** Banco de hojas de hoja caduca. **D)** *Tonina fluviatilis* Aubl. **E)** *Pontederia crassipes* Mart. **F)** Tronco en descomposición parcialmente sumergido. **G)** Hojas de palma en descomposición. **H)** Raíces flotantes de Araceae. **I)** Raíces de árbol caído). **J)** Sedimento y escombros en cavidad en una roca con agua acumulada.

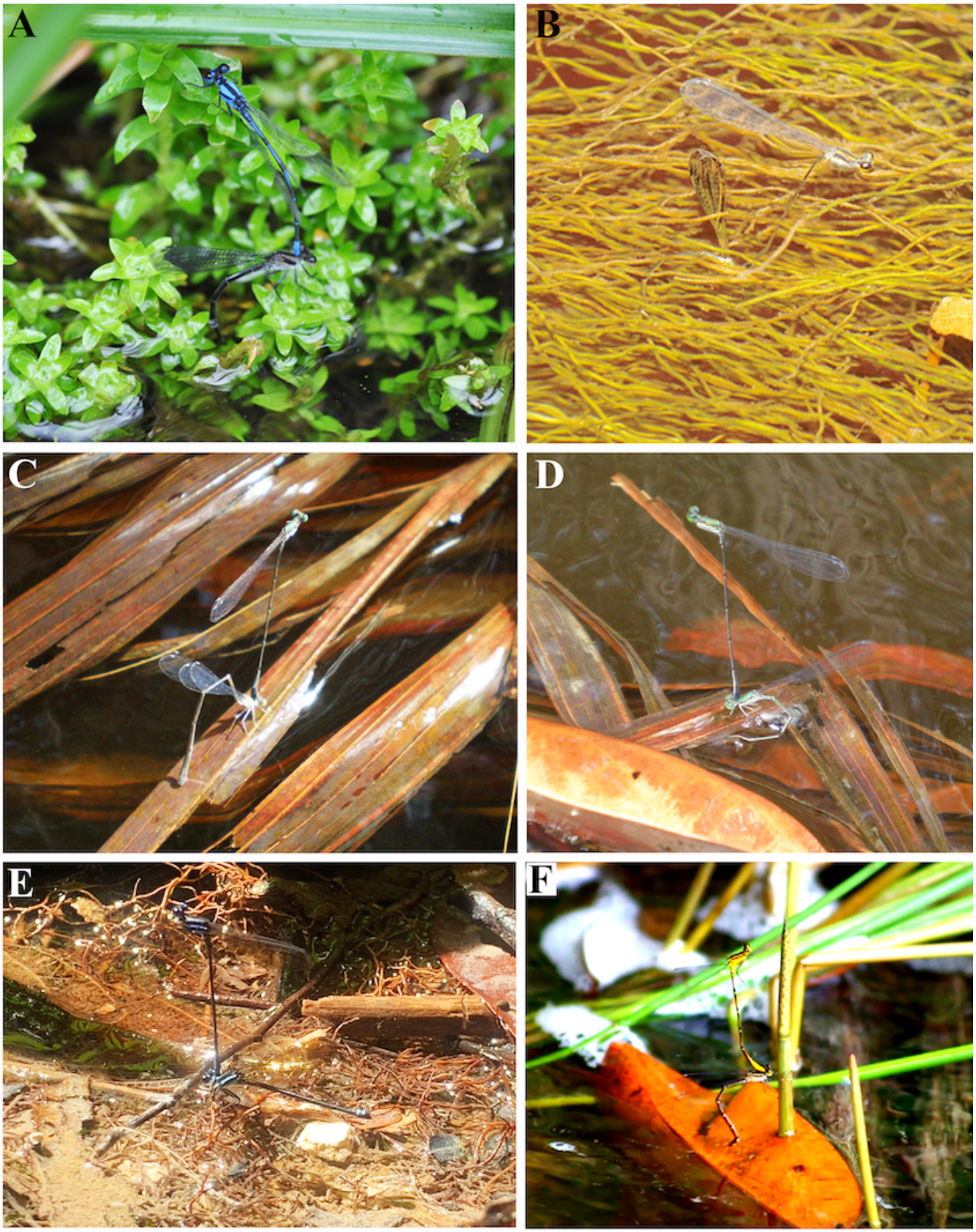



**Figura 3.** Tándems de caballitos del diablo (Odonata: Zygoptera) con hembras en actividad de oviposición endofítica. **A)** *Argia insipida* Hagen en Selys, 1865 ovipositando en *Tonina fluviatilis*. **B)** *Epipleoneura* sp. (Protoneuridae) ovipositando en un banco sumergido de raíces. **C, D)** *Epipleoneura* sp. ovipositando en hojas decíduas. **E)** *Argia* sp. ovipositando en raíces de fondo del arroyo. **F)** *Heteragrion* sp. ovipositando en hoja decídua.

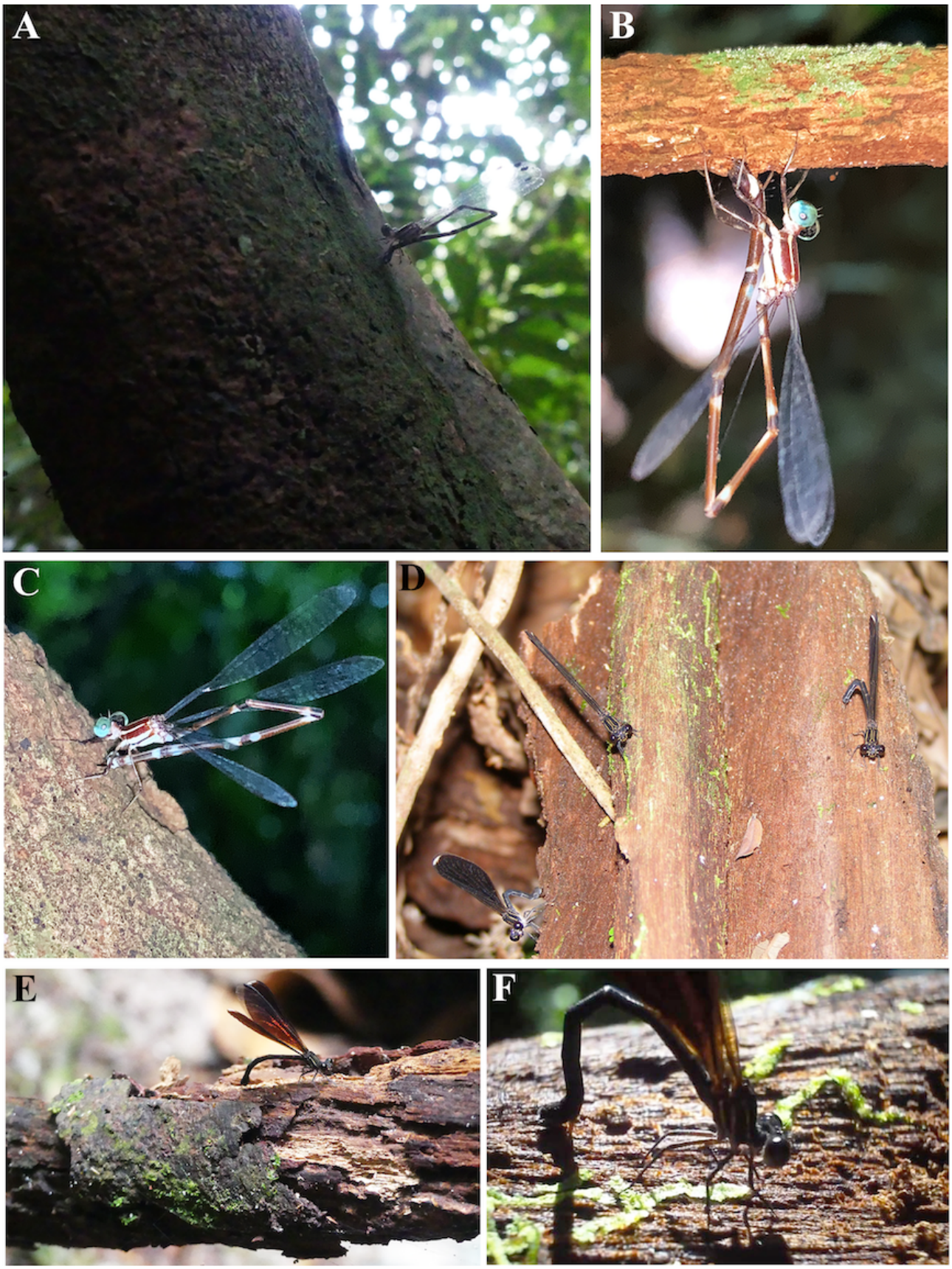



**Figura 4.** Hembras de Zygoptera (Odonata) en actividad de oviposición en troncos y ramas en ambientes terrestres situados sobre cursos de agua. **A-C)** P*erilestes attenuatus* Selys, 1886 (Perilestidae), **D-F)** *Chalcopteryx scintillans* McLachlan, 1870 (Polythoridae).

Lambret, 2011). Estos sustratos fuera del agua pueden incluir partes de plantas semiacuáticas que se proyectan por encima de la superficie, como se describe para algunas especies de Lestidae por Matushkina & Gorb (2000), así como troncos y ramas en descomposición, en el caso de Polythoridae, o incluso troncos y ramas de plantas vivas, como observamos en *P. attenuatus* (Video 1).

### 1.2. OVIPOSICIÓN Y PUESTAS

Durante la oviposición, los machos pueden o no realizar la guardia de las hembras con las que acaban de aparearse. Cuando la realizan, los machos pueden permanecer unidos en tándem o en guardia cercana a ellas (Waage, 1979; Alcock, 1982; Latty, 2006). En algunas especies, las hembras se sumergen completamente para depositar los huevos, muchas veces utilizando al macho aún acoplado como apoyo para regresar a la superficie después de la oviposición (Fig. 3B).

La forma de las puestas varía según el taxón. En Aeshnidae se han observado dos patrones principales de disposición de los huevos: en línea recta y en zigzag (Matushkina, 2007). El patrón lineal es considerado característico de algunos Lestinae, específicamente en especies de *Lestes* (Matushkina & Gorb, 2000). Las puestas en zigzag se observan en muchas familias de Zygoptera, por ejemplo Calopterygidae y Coenagrionidae (Matushkina & Gorb, 2000). Estudios recientes indican que en Coenagrionidae las hembras evitan las venas foliares durante la oviposición, produciendo marcas causadas por las incisiones del ovipositor aun sin insertar huevos; este comportamiento, observado tanto en especies fósiles como actuales, persiste desde hace por lo menos 52 millones de años (Romero-Lebrón et al., 2023). Las figuras 5 y 6 muestran puestas endofíticas con diferentes patrones de disposición observadas en el Amazonas.

La oviposición endofítica en sustratos específicos exige adaptaciones morfológicas, como un ovipositor con propiedades mecánicas adecuadas y equipado con receptores sensoriales para explorar lugares aptos para la oviposición (*e.g.,* Matushkina & Gorb, 2002). No obstante, la relación entre la estructura del ovipositor en libélulas y los diferentes modos de oviposición aún es poco estudiada (Matushkina & Lambret, 2011).

Según Matushkina & Lambret (2011), el grado de curvatura del abdomen en las hembras de algunas especies de *Lestes* durante la oviposición está correlacionado con la rigidez del sustrato. Cuanto más curvado está el abdomen, mayor es la rigidez del material penetrado, indicando una relación directa con la fuerza necesaria para insertar los huevos en tejidos vegetales. Estos autores observaron que en *Lestes macrostigma* (Eversmann, 1836), en Europa, la posición de la punta del ovipositor durante la penetración en la planta variaba: podía estar ubicada entre las patas medias o ligeramente detrás de las patas posteriores. Esa misma posición del ovipositor fue observada por nosotros en *P. attenuatus* en el Amazonas. Esta especie fue registrada ovipositando en ramas y troncos de árboles vivos (Video 1), es decir, en tejidos bastante rígidos. Este comportamiento contrasta con lo observado en *C. scintillans*, cuya hembra dobla poco el abdomen durante la oviposición y utiliza como sustrato troncos y ramas en descomposición (Video 2).

Los huevos exofíticos pueden ser depositados directamente en el agua durante el vuelo o mientras la hembra está posada sobre el sustrato, generalmente vegetación. Pueden ser liberados individualmente, en cordones o pequeños agrupamientos, o incluso en una gran masa de huevos (Fig. 7). La oviposición ocurre sobre o en el agua, en la vegetación o en el suelo (Corbet, 1980). Las hembras de Libellulidae, en general, dispersan sus huevos durante el vuelo o mediante contactos intermitentes con la superficie del agua. En *Micrathyria*, además de los comportamientos mencionados, se han observado hembras depositando huevos sobre o bajo hojas, o directamente sobre el suelo (Förster, 1998). Las

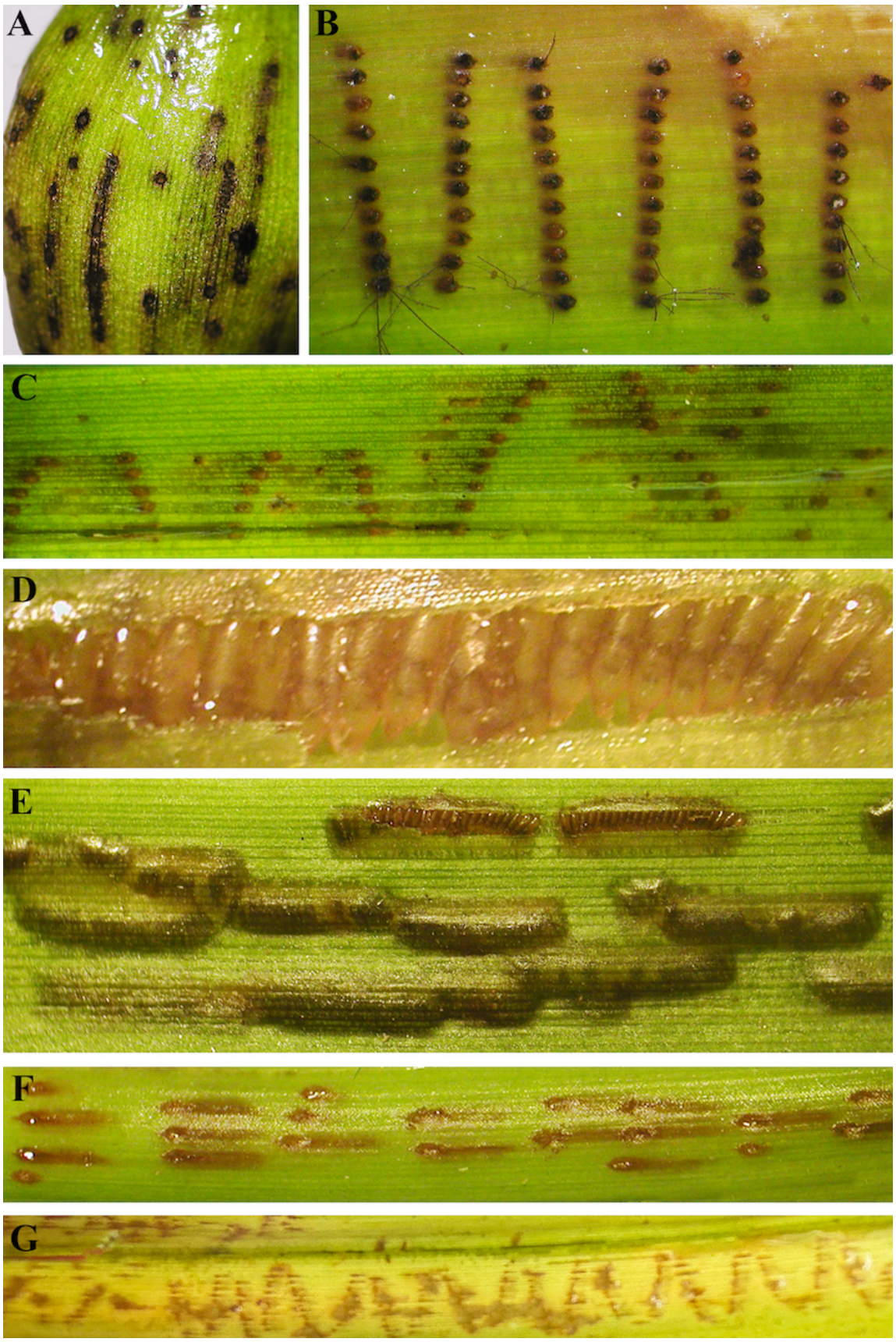



**Figura 5.** Puestas endófitas de Odonata. **A)** Puestas de Aeshnidae (Anisoptera) en bulbo de *Pontederia crassipes* Mart. **B)** Puestas de Dicteriadidae (Zygoptera) en hoja de *Thurnia sphaerocephala* Körn. **C-G)** Puestas de Coenagrionidae (Zygoptera) en hoja de *T. sphaerocephala*.

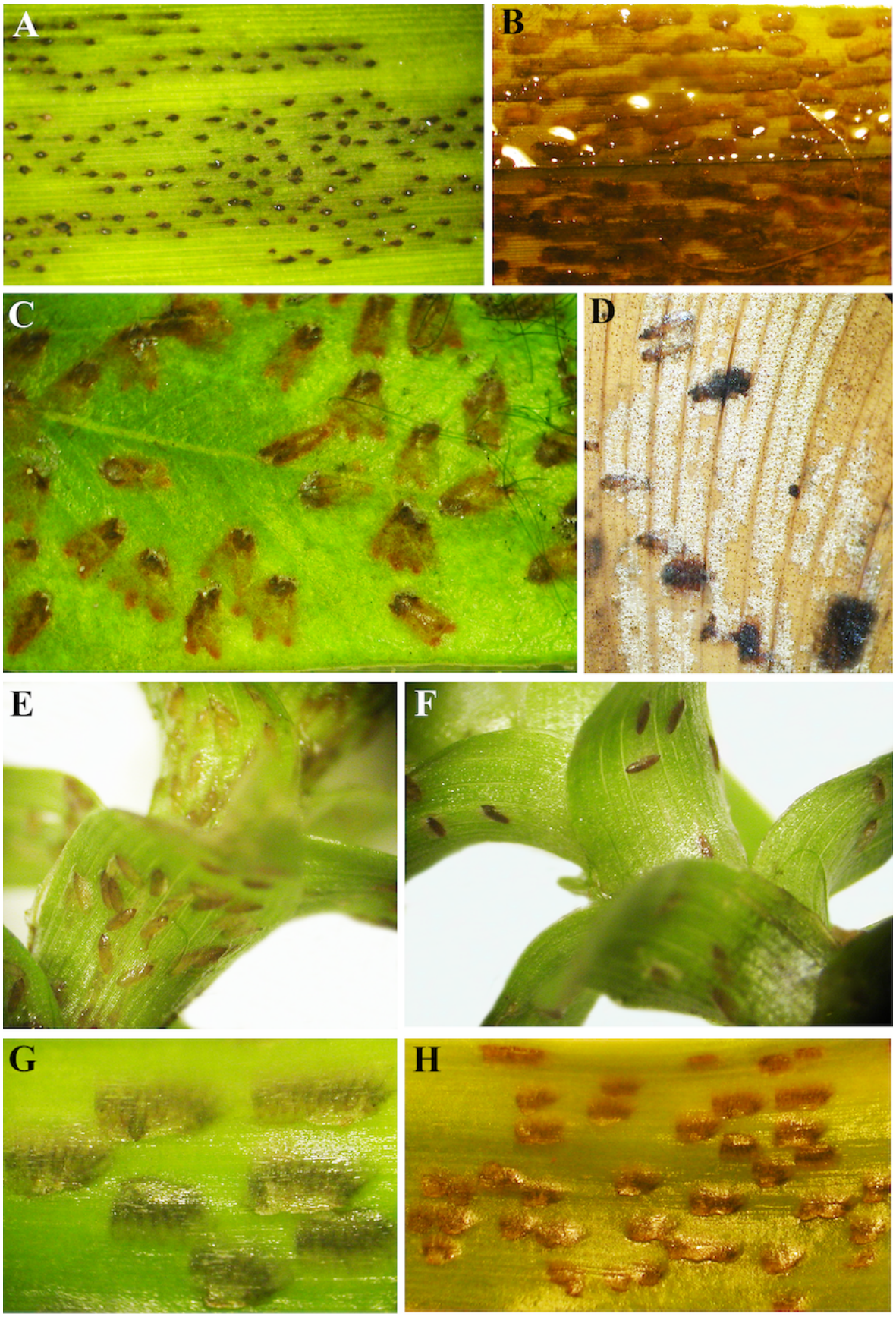



**Figura 6.** Puestas endofíticas de Zygoptera (Odonata) en hojas de *Thurnia sphaerocephala* y *Tonina fluviatilis*. **A, E, F)** Huevos aislados. **B, C, G, H)** Huevos en grupos. **D)** Huevos aislados y en grupo.

hembras de Corduliidae, en general, no entran en contacto con el agua: insertan sus huevos en el suelo, en musgos o en tapetes de vegetación flotante. En algunos Gomphidae, los huevos presentan estructuras de fijación al sustrato, que se vuelven funcionales al entrar en contacto con el agua (Fig. 7).

## 1.3. CRÍA DE HUEVOS EN CONDICIONES DE LABORATORIO

Los huevos endofíticos (Fig. 8) pueden ser fácilmente recolectados en los cursos de agua cuando se conoce el hábitat y el tipo de sustrato utilizado para la oviposición (Figs. 5, 6). Los huevos depositados en troncos y ramas, tanto en

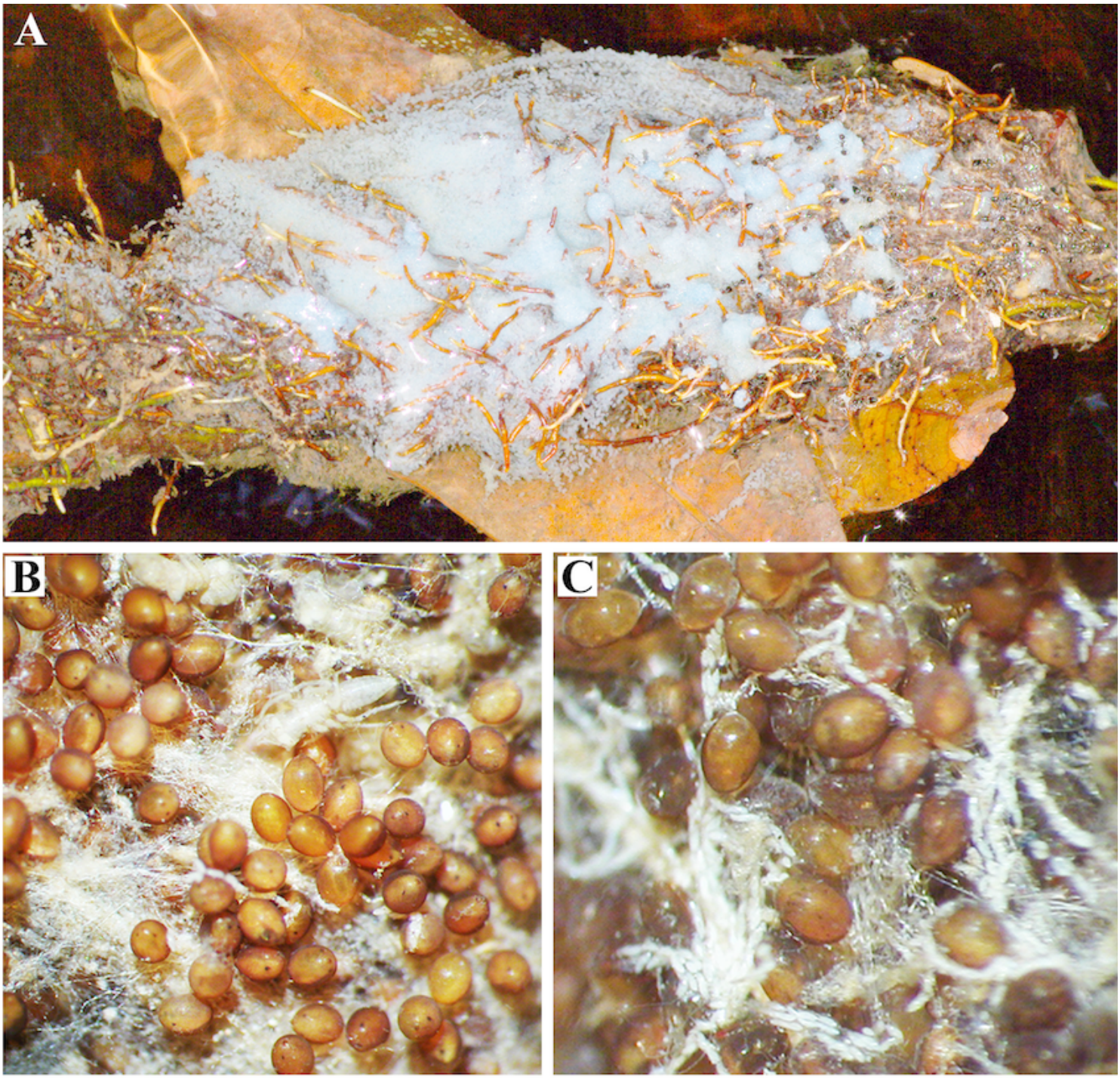



**Figura 7.** Puestas de Gomphidae (Odonata: Anisoptera). **A)** Puesta sobre raíces flotantes. **B, C)** Detalles de los huevos.

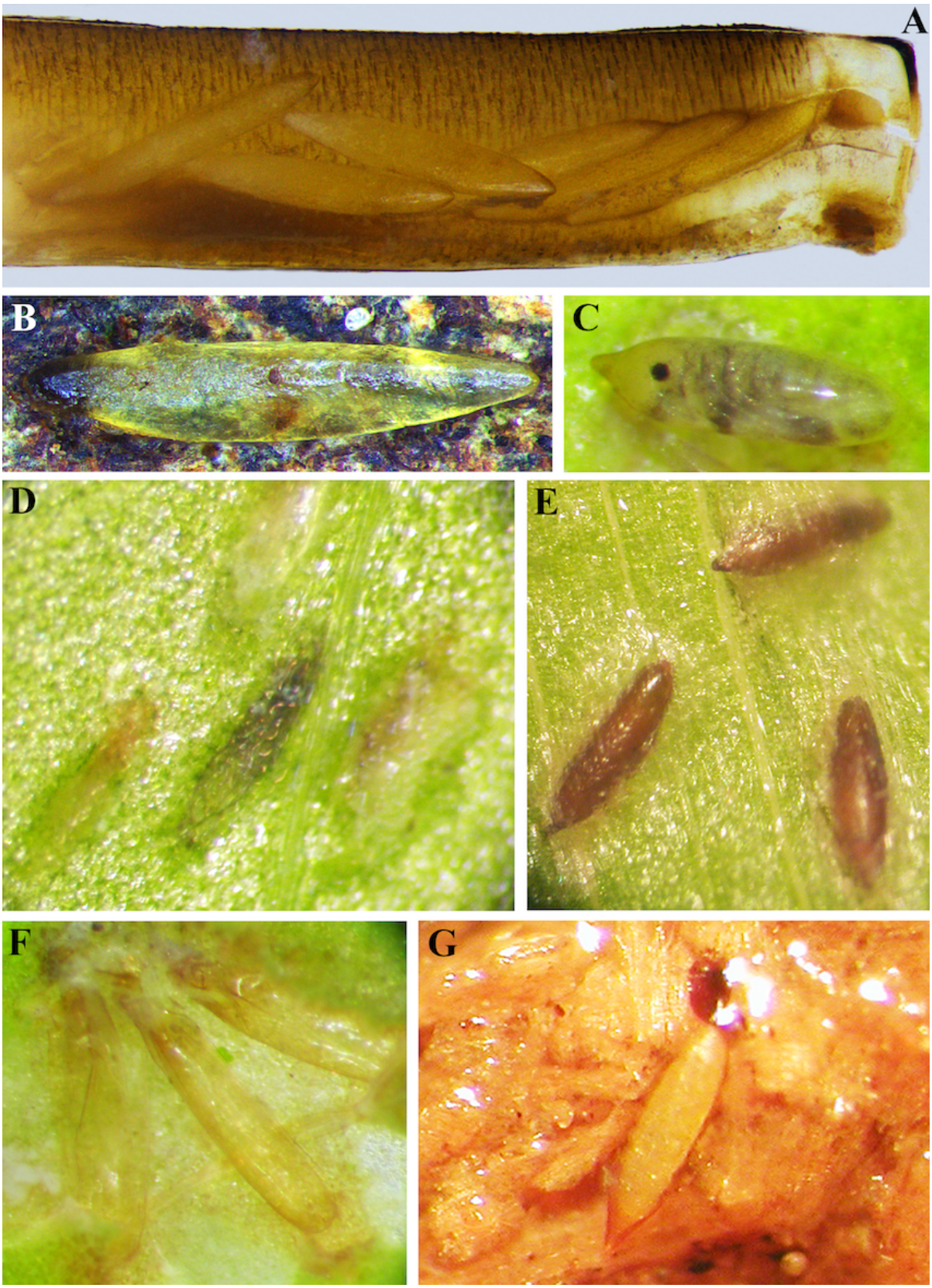



**Figura 8.** Huevos endofíticos de Zygoptera (Odonata). **A, B)** *Perilestes attenuatus* Selys, 1886 (Perilestidae), huevos recuperados del abdomen de la hembra. **C)** Huevo de Coenagrionidae con embrión con mancha ocular. **D, E)** Huevos de Coenagrionidae insertados bajo el tejido de las hojas. **F)** Corión del huevo después de la eclosión de las larvas. **G)** Huevo de *Chalcopteryx scintillans* McLachlan, 1870 (Polythoridae) recuperado después de raspar el tronco en descomposición donde se observaron hembras ovipositando.

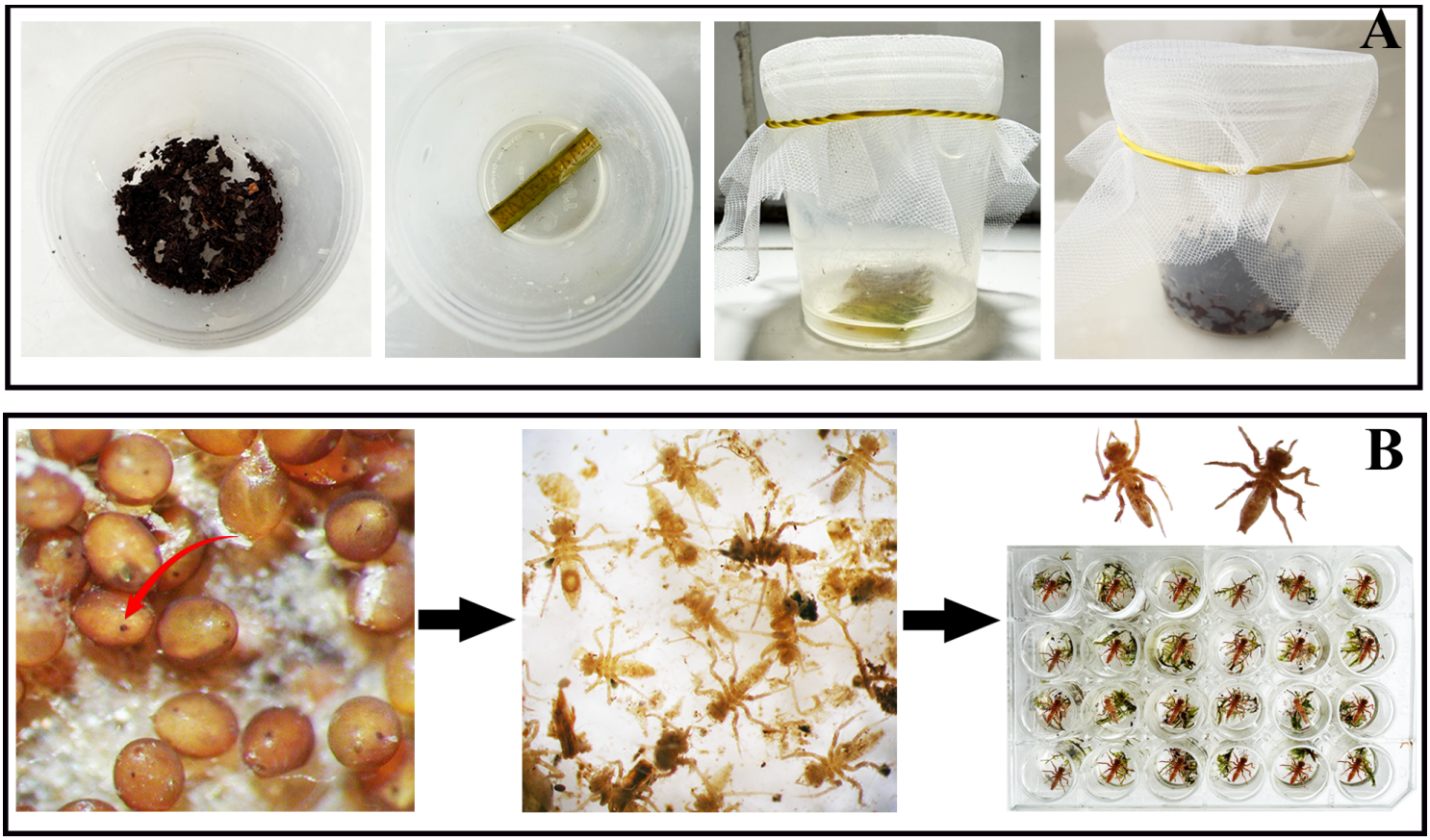



**Figura 9. A)** Recipientes de plástico cubiertos con malla fina sujeta con elástico utilizados para mantener los huevos de Odonata en condiciones de laboratorio. **B)** Huevos de Gomphidae con manchas ocelares al final del desarrollo embrionario, larvas de primera etapa y placas de plástico con cavidades individualizadas que contienen musgo y agua utilizadas para mantener las larvas aisladas durante el proceso de cría en laboratorio.

descomposición (Fig. 8G) como en tejido vivo (Fig. 8A, B), deben ser recolectados raspando el tejido en los sitios donde se observaron hembras ovipositando. Hembras de Polythoridae (Fig. 4D) fueron observadas utilizando el ovipositor para remover la superficie de troncos en descomposición, probablemente para facilitar la inserción de los huevos (Fig. 4F, Video 2). Para grupos cuyas hembras realizan oviposición exofítica (que depositan los huevos directamente en el agua), una alternativa es recolectar hembras fecundadas para inducir la oviposición en condiciones de laboratorio. Algunas especies de Libellulidae capturadas durante la oviposición continúan liberando los huevos incluso después de ser capturadas (Matushkina, 2011). Otra posibilidad es mantener la pareja en condiciones de laboratorio, esperar la cópula y posteriormente la oviposición sobre papel filtro húmedo (*e.g.*, Locklin *et al.*, 2012).

Las puestas deben mantenerse en recipientes plásticos con suficiente agua para cubrirlas, y cerrados con una malla fina sujeta con un elástico (Fig. 9A). Si se desea preservar los huevos en una colección, estos pueden fijarse en alcohol al 80 %. Si se busca reproducirlos para describir los distintos estadios del ciclo de vida de la especie, se puede añadir al agua un antifúngico utilizado en acuariofilia (respetando la dilución recomendada por el fabricante) para evitar el desarrollo de hongos, uno de los principales problemas durante el mantenimiento de huevos en laboratorio. El agua con fungicida debe ser cambiada cada dos días, revisando siempre la presencia de larvas de primer estadio o de parasitoides antes de retirar la malla protectora. En el caso de puestas endofíticas,

se recomienda limpiarlas con un pincel esterilizado en hipoclorito de sodio para eliminar restos de hongos antes de volver a colocarlas en los recipientes higienizados.

La duración del período embrionario varía de 9 a 10 días (*e.g.*, Yoshida, 2014). Al final de este período, las manchas oculares pigmentadas se vuelven visibles algunos días antes de la eclosión (Fig. 9B). Después de la eclosión, las larvas recién nacidas pueden ser transferidas a otros recipientes plásticos o individualizadas en placas con pocillos, conteniendo un pequeño fragmento de musgo (Fig. 9B). Esta manipulación debe realizarse con pipetas plásticas desechables, para evitar posibles lesiones en las larvas, cuya cutícula es frágil, permitiendo así la continuidad y el seguimiento del ciclo de vida (*e.g.*, Okude *et al.*, 2017).

## AGRADECIMIENTOS

A Sunny Petiza Bentes por las fotografías de las puestas, y a Jeferson O. da Silva por el apoyo en campo. Al Sr. Jânio y la Sra. Alindomar por todo el apoyo en RDS Rio Negro. Al CNPq (proceso n. 307134/2025-3), FAPEAM/Edición POSGRAD y STEM – Mujeres en la Ciencia. A la Secretaría de Medio Ambiente del Estado (SEMA), Amazonas, por la autorización de colecta en la Reserva de Desarrollo Sostenible del Río Negro (PROCESO SIGED Nº 01.01.030101.001383/2025-85) CNPq-Universal (403758/2021-1).

## REFERENCIAS

Alcock, J. (1982). Post-copulatory mate guarding by males of the damselfly *Hetaerina vulnerata* Selys (Odonata: Calopterygidae). *Animal Behaviour,* 30(1), 99-107. DOI: 10.1016/S0003-3472(82)80242-X

Bechly, G., Nel, A., Martínez-Delclòs, X., Jarzembowski, E.A., Coram, R., Martill, D., Fleck, G., Escuillié, F., Wisshak, M.M. & Maisch, M. (2001). A revision and phylogenetic study of Mesozoic *Aeshnoptera*, with description of several new families, genera and species (Insecta: Odonata: Anisoptera). *Neue Paläontologische Abhandlungen, 4*, 1–219.

Bentes, S.P.C., Hamada, N. & Ferreira-Keppler, R.L.M. (2019). Caracterização morfológica de ovos de insetos aquáticos e seus habitats na Amazônia central, Brasil. Insetos aquáticos na Amazônia brasileira: taxonomia, biologia e ecologia, pgs. 49–66.

Bílková, E., Kornová, V., Ožana, S., Pyszko, P., Schindlerová, H., Chytilová, R. & Dolný, A. (2025). Dragonfly larvae rearing: experimental insights and best practices. *Environmental Entomology, 54*(2),. DOI: 10.1093/ee/nvaf001

Bota-Sierra, C.A., Álvarez-Álvarez, K., Amaya, V., Carrillo-Camargo, B., Garzón-Salamanca, L.L., Hoyos, A., Mendoza-Penagos, C.C., Montes-Fontalvo, J., Palacino-Rodríguez, F., Pérez-Gutiérrez, L.A., Realpe, E., Sánchez-Herrera, M., Sandoval-H, J., Stand-Pérez, M., Torres-Pachón, M., Velásquez, M.I., & Cano-Cobos, Y. (2024). Commented checklist of the Odonata from Colombia. *International Journal of Odonatology, 27*, 103–150. DOI: 10.48156/1388.2024.1917280

Bridges, C.A. (1993). Catalogue of the family-group, genus-group and species-group names of the Odonata of the world (2nd ed.). Urbana, IL, USA: The Author. 806 pp.

Calvão, L. B., Siqueira, T., Faria, A. P. J., Paiva, C. K., & Juen, L. (2022). Correlates of Odonata species composition in Amazonian streams depend on dissimilarity coefficient and oviposition strategy. *Ecological Entomology, 47*(6), 998-1010. DOI: 10.1111/een.13188

Corbet, P. S. (1980). Biology of Odonata. Annual Review of Entomology, 25(1), 189–217.

Corbet, P.S. (1999). Dragonflies: behaviour and ecology of Odonata. Colchester: Harley Books.

Corbet, P.S. (2002). Stadia and growth ratios of Odonata: a review. *International Journal of Odonatology, 5*(1), 45–73. DOI: 10.1080/13887890.2002.9748176

Feitosa, M.C.B., Querino, R.B. & Hamada, N. (2016). Association of *Anagrus amazonensis* Triapitsyn, Querino & Feitosa (Hymenoptera, Mymaridae) with aquatic insects in upland streams and floodplain lakes in central Amazonia, Brazil. *Revista Brasileira de Entomologia, 60*(3), 267–269. DOI: 10.1016/j.rbe.2016.04.002

Förster, S. (1998). Oviposition high above water in *Micrathyria dictynna* Ris (Anisoptera: Libellulidae). *Odonatologica, 27*(3), 365–369.

Guillermo-Ferreira, R., Neiss, U.G., Hamada, N. & Bispo, P.C. (2014). Behavior of the Amazonian damselfly *Chalcopteryx scintillans* McLachlan (Zygoptera: Polythoridae) and comments on its morphological distinction from *C. rutilans* (Rambur). *International Journal of Odonatology, 17*(4), 251–258. DOI: 10.1080/13887890.2014.983189

Hellmund, M. & Hellmund, W. (1991). Eiablageverhalten fossiler Kleinlibellen (Odonata, Zygoptera) aus dem Oberoligozän von Rott im Siebengebirge. *Staatliches Museum für Naturkunde*.

Latty, T.M. (2006). Flexible mate guarding tactics in the dragonfly *Sympelrum internum* (Odonata: Libellulidae). *Journal of insect behavior, 19*, 469-477.

DOI: 10.1007/s10905-006-9037-0
Locklin, J.L., Huckabee, J.S. & Gering, E.J. (2012). A method for rearing large quantities of the damselfly, *Ischnura ramburii* (Odonata: Coenagrionidae), in the laboratory. *Florida Entomologist*, 95(2), 273-277. DOI: 10.1653/024.095.0205
Maguire, B. (1971). Phytotelmata: biota and community structure determination in plant-held waters. *Annual review of ecology and systematics*, 439–464.
Matushkina, N.A. (2007). Regular egg-positioning by an aeshnid species (Odonata: Aeshnidae) with comments on its phylogenetic value. *Vestnik zoologii, 41*(5): 457–462.
Matushkina, N.A. (2011). Morphology of exophytic ovipositors in dragonflies (Odonata: Gomphidae, Corduliidae, Libellulidae), with particular reference to ovipositor muscles and sensilla. *International Journal of Odonatology, 14*(3), 233-248. DOI: 10.1080/13887890.2011.613736
Matushkina, N.A., & Gorb, S.N. (1997). Skeleton-muscle organisation of the endophytic ovipositor in Odonata. *Vestnik zoologii*, *31*, 57-70.
Matushkina, N.A. & Gorb, S.N. (2000). Patterns of endophytic egg-sets in damselflies (Odonata, Zygoptera). *Vestnik zoologii Supplement, 14*(2), 152–159.
Matushkina, N.A. & Gorb, S. (2002). Stylus of the odonate endophytic ovipositor: a mechanosensory organ controlling egg positioning. Journal of Insect Physiology, 48(2), 213-219. DOI: 10.1016/S0022-1910(01)00166-4
Matushkina, N. A. & Gorb, S. (2007). Mechanical properties of the endophytic ovipositor in damselflies (Zygoptera, Odonata) and their oviposition substrates. *Zoology, 110*(3), 167-175. DOI: 10.1016/j.zool.2006.11.003
Matushkina, N.A. & Lambret, P. H. (2011). Ovipositor morphology and egg laying behaviour in the dragonfly *Lestes macrostigma* (Zygoptera: Lestidae). *International Journal of Odonatology, 14*(1), 69-82. DOI: 10.1080/13887890.2011.568190
Mendoza-Penagos, C., Juen, L., Neiss, U.G., Hamada, N. & Muzón, J. (2023). Description of the final-instar larva of *Psaironeura tenuissima* (Odonata: Zygoptera: Coenagrionidae) from Amazonia. *International Journal of Odonatology, 26*(2), 197–204. DOI: 10.48156/1388.2023.1917238
Neiss, U.G. & Hamada, N. (2012). Larvae of *Epipleoneura manauensis* Santos and *Roppaneura beckeri* Santos with a key to the genera of known Neotropical Protoneuridae larvae (Odonata: Zygoptera). *International Journal of Odonatology, 15*(1), 31–43. DOI: 10.1080/13887890.2012.664102
Okude, G., Futahashi, R., Tanahashi, M. & Fukatsu, T. (2017). Laboratory rearing system for *Ischnura senegalensis* (Insecta: Odonata) enables detailed description of larval development and morphogenesis in dragonfly. *Zoological science, 34*(5), 386-397. DOI: 10.2108/zs170051
Pessacq, P., Muzon, J., & Neiss, U.G. (2018). Order Odonata. In *Thorp and Covich's Freshwater Invertebrates* (pp. 355-366). Academic Press. DOI: 10.1016/B978-0-12-804223-6.00014-7
Querino, R.B. & Hamada, N. (2009). An aquatic microhymenopterous egg-parasitoid of *Argia insipida* Hagen in Selys (Odonata: Coenagrionidae) and biological observations in the Central Amazon, Brazil. *Neotropical entomology, 38*, 346-351. DOI: 10.1590/S1519-566X2009000300008
Querino, R.B. & Pinto, J.D. (2007). A new *Hydrophylita* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) from the Neotropics, with a key to species. *Zootaxa, 1437*(1), 47-54. DOI: 10.11646/zootaxa.1437.1.3
Rodrigues, M. E., Roque, F. D. O., Guillermo-Ferreira, R., Saito, V. S. & Samways, M. J. (2019). Egg-laying traits reflect shifts in dragonfly assemblages in response to different amount of tropical forest cover. *Insect Conservation and Diversity*, *12*(3), 231-240. DOI: 10.1111/icad.12319
Romero-Lebrón, E., Fernández-Monescillo, M., Matushkina, N., Delclòs, X. & Gleiser, R. M. (2023). Damselflies (Coenagrionidae) have been avoiding leaf veins during oviposition for at least 52 million years. *Iscience*, *26*(6). DOI: 10.1016/j.isci. 2023.106865
Samways, M. J. (2024). Conservation of Dragonflies: Sentinels for Freshwater Conservation.. DOI: 10.1079/9781789248395.00
Torreias, S. R. D. S., Neiss, U. G., Hamada, N., Ferreira-Keppler, R. L. & Lencioni, F. A. (2008). Description of the larva of *Bromeliagrion rehni* (Odonata: Coenagrionidae) with bionomic notes concerning its phytotelmic habitat in central Amazonas, Brazil. *Revista Brasileira de Zoologia, 25*, 479-486. DOI: 10.1590/S0101-81752008000300012
Waage, J.K. (1979). Adaptive significance of postcopulatory guarding of mates and nonmates by male *Calopteryx maculata* (Odonata). *Behavioral Ecology and Sociobiology, 6*, 147-154. DOI: 10.1007/BF00292561
Yoshida, M. (2014). Durations of egg and larval stages on breeding of Japanese dragonflies. *Aeschna, 50*: 1–12

ISSN: 2711-2152 (en línea)
HETAERINA

# CAPÍTULO II

# Métodos de colecta y preservación de larvas y exuvias de Odonata

Rodolfo Novelo-Gutiérrez

Colectar insectos acuáticos es, como se dice coloquialmente, "dar palos de ciego", ya que uno se enfrenta a un mundo en el que no se ve lo que se va a colectar. A diferencia de las colectas de insectos terrestres/aéreos donde uno puede mirar al insecto volando o posado en la vegetación o en cualquier otro sustrato y lanzar el redazo sobre el objetivo deseado, la colecta de insectos acuáticos se hace sobre los sustratos del ambiente acuático, con la esperanza de que "algo" aparezca en la red. Esto es lo que nos sucede cada vez que intentamos la colecta de larvas de odonatos. Sin embargo, conforme se adquiere experiencia, uno puede saber en qué ambiente, sustrato o área del cuerpo de agua hay más posibilidades de encontrarlas. Por lo regular, las orillas de los cuerpos de agua ya sean lóticos o lénticos, son los que albergan una mayor cantidad de larvas de odonatos, aunque en los grandes lagos y ríos se vuelve más difícil hallarlas (Tennessen, 2019).

## 2.1. COLECTA DE LARVAS

La mejor época para colectar larvas maduras de odonatos es durante toda la temporada seca, ya que, además de que puede uno meterse a los cuerpos de agua, principalmente los lóticos, sin peligro de corrientes fuertes, también es más fácil visualizar los diferentes sustratos y, por lo general, muchos organismos tienden a concentrarse en los remansos y pozas.

Dependiendo de los objetivos del proyecto, ya sea para colecta con propósitos cualitativos (*e.g.*, la fauna de odonatos inmaduros de algún cuerpo de agua en particular) o cuantitativos (*e.g.*, la microdistribución de algún grupo en particular, o la estructura de una comunidad), se emplean diferentes tipos de equipos (Tabla 1). Para los primeros, lo más simple y fácil de adquirir o construir por propia mano son las redes acuáticas tipo "D", rectangulares o triangulares (Merritt *et al.*, 2008). Las redes tipo D se llaman así porque llevan un marco de varilla metálica en forma de letra D sujeto a un mango de madera de aproximadamente 70 cm (Fig. 1). La parte de la bolsa que se sujeta al marco es de tela de manta, que es un tipo de algodón grueso y resistente al golpeteo con los sustratos. La parte inferior de la bolsa es de tela de malla fina y suave cuya abertura puede variar entre 0.5 a 0.8 mm según los requerimientos de la colecta, pero entre más fina sea la malla es más probable que se sature el poro con el sustrato, sobre todo si éste es de arena fina o lodo. La profundidad de la bolsa es de más o menos 20 a 25 cm. Por lo general, se encuentran disponibles a la venta en compañías comerciales, ya que son ampliamente conocidas y empleadas por numerosos colectores en todo el mundo.

Una variante de la red tipo D, que en lo particular a mí me acomoda más, es una red

Tabla 1. Tipos de redes y muestreadores que se emplean para distintos hábitats y zonas de los cuerpos de agua de acuerdo con el tipo de muestreo.

| SISTEMA/HÁBITAT | ZONA/ COMUNIDAD BIÓTICA | MUESTREO CUALITATIVO | MUESTREO CUANTITATIVO |
|---|---|---|---|
| **Lótico** – Ríos, arroyos, quebradas, manantiales, etc. | **A. Rápidos** | | |
| | 1. Bentos | Redes acuáticas (D, rectangular); red de pateo | |
| | a. Sedimentos | | Muestreadores Surber y Hess |
| | b. Vegetación acuática | Redes acuáticas (D, rectangular) | Muestreador Surber |
| | **B. Remansos** | | |
| | 1. Bentos | | |
| | a. Sedimentos | Redes acuáticas (D, rectangular) | |
| | b. Vegetación acuática | Redes acuáticas (D, rectangular) | |
| **Léntico** – Humedales, estanques, pantanos, marismas, etc. | **A. Con vegetación** | | |
| | 1. Bentos | | |
| | a. Sedimentos | Redes acuáticas (D, rectangular) | Muestreador Hess |
| | b. Plantas enraizadas | Redes acuáticas (D, rectangular) | Muestreador Hess |
| | **B. Sin vegetación** | | |
| | 1. Bentos | | |
| | a. Sedimentos | Redes acuáticas (D, rectangular) | |

rectangular con el marco de varilla de aluminio con medidas de 40x15 cm y la bolsa con tela de manta y malla de mosquitero (Fig. 2). La profundidad de la bolsa es de 10 a 12 cm y el mango de tubo de aluminio es de 70 cm de largo. Al ser de aluminio, la red es más ligera tanto para cargarla como para usarla en los cuerpos de agua. Otra variante que se puede emplear es la red triangular (Fig. 3), recomendable para pequeños arroyos o en espacios reducidos donde no es posible introducir las otras redes. También resultan útiles los coladores de distintos tamaños, para la recolecta en espacios mucho más reducidos como los fitotelma (Fig. 4). Si se trata de colectar en bromelias "tanque" como las del género *Guzmania*, se requerirá vaciar su contenido de agua en charolas o palanganas, preferentemente de plástico.

Para hacer muestreos cuantitativos de larvas de odonatos se puede emplear la red acuática tipo D o cualquier modificación, pero de manera consistente. Para este fin, se puede estandarizar el número de redazos en un transecto, en un área determinada, o por tipo de sustrato. También se pueden dar redazos por unidad de tiempo. Dado que la mayoría de las larvas de odonatos se encuentran en las orillas de los cuerpos de agua, tanto lóticos como lénticos, este último resulta el mejor método para colectar. Asimismo, es recomendable complementar las colectas removiendo manualmente piedras grandes y troncos caídos cercanos a las orillas.

Otros equipos que se utilizan con este propósito son los muestreadores Surber (Fig. 5) y Hess (Fig. 6). Con ellos, se hacen muestreos por pequeñas unidades de una superficie conocida. Son una buena opción para muestrear en sustratos de pequeños cantos rodados, grava y arena. Sin embargo, tienen la desventaja de que solo se pueden emplear en ambientes lóticos y en zonas de poca profundidad y donde la corriente no sea turbulenta. Un método que puede considerarse más bien como semicuantitativo es el empleo de una red de corriente o de "pateo" (Fig. 7), la cual está compuesta por dos varillas o palos de madera de aproximadamente 1.20 m cada uno a los cuales se sujeta una malla de mosquitero de 1x1.20 m. El empleo de esta red requiere la participación de al menos dos personas, ya que, mientras una sostiene la red contracorriente, la otra remueve el sustrato



**Figura 1.** Red acuática tipo "D".



**Figura 2.** Red acuática rectangular.

frente a la malla procurando un área similar o menor a la superficie de la red. Las dimensiones de esta red de corriente se pueden ajustar a las necesidades de cada usuario.



**Figura 3.** Red acuática triangular.

## 2.2. COLECTA DE EXUVIAS

La colecta de exuvias se emplea principalmente para estudios de poblaciones de odonatos (DuBois, 2015). Es un método relativamente fácil y que no requiere de equipo especializado, solamente unas pinzas entomológicas planas y un frasco con alcohol al 70% si se quieren preservar húmedas o una cajita o recipiente si se quieren preservar en seco. El procedimiento consiste en la búsqueda de las mudas del exoesqueleto que dejan las larvas de último estadio después de emerger del agua para transformarse en adultos. Dependiendo del grupo del que se trate dependerá el lugar de la búsqueda. En los ambientes lénticos tales como estanques, humedales, pantanos, lagos y otros, las exuvias se pueden encontrar en la vegetación ribereña, flotante o emergente. En ambientes lóticos, las exuvias se pueden hallar en las rocas emergentes,



**Figura 4.** Colador ideal para fitotelmata.



**Figura 5.** Muestreador Surber.

sobre troncos caídos y en la vegetación herbácea y arbórea ribereña, principalmente. Dado que las exuvias están secas se deben manipular con mucho cuidado para evitar romperlas. Por ello, se recomienda humedecerlas antes de desprenderlas del sitio donde están sujetas, sobre todo cuando están sujetas a los tallos delgados de la vegetación herbácea, ya que suelen "abrazarlos" completamente.

## 2.3.PRESERVACIÓN DE LARVAS Y EXUVIAS

Para obtener ejemplares en una buena condición, lo primero que hay que hacer es manipularlos adecuadamente, para lo cual se deben utilizar pinzas suaves y planas que no dañen a las larvas y exuvias (Fig. 8), principalmente las de pequeños zigópteros. Si el propósito es llevar las larvas vivas para cultivarlas hasta la emergencia del adulto, hay que transportarlas en pequeños recipientes o viales sin agua, únicamente humedecidos y con un soporte para que la larva se sujete y no muera por estrés. Por lo general, una hoja húmeda, un palito o un poco de musgo es suficiente para este propósito. En casos especiales como el de las larvas de gónfidos, se recomienda colocar un poco de arena húmeda y/o hojarasca húmeda también. Es muy importante evitar el sobrecalentamiento de los recipientes, por lo que se recomienda colocarlos en una hielera con un poco de hielo en el fondo y aislarlo con un hule grueso, evitando el contacto directo con el hielo ya que las larvas pueden morir por enfriamiento. Una vez en el laboratorio, se procurará establecerlas con las condiciones ambientales lo más cercanas posible a las observadas en el campo.

Por otra parte, si el propósito es conservarlas con fines descriptivos, se deberán sacrificar en campo en etanol al 96% y luego cambiarlas a etanol al 75-80%. Esto se hace porque las larvas recién capturadas contienen mucha agua que va diluyendo el alcohol, sobre todo cuando se depositan varias de ellas en un mismo frasco. Para mejorar la preservación, las larvas maduras se pueden inyectar con etanol en el campo, evitando inyectar demasiado volumen para que no se distiendan mucho (Tennessen, 2019). Hay que procurar usar un frasco para especies pequeñas de zigópteros (*e.g.*, Coenagrionidae, Heteragrionidae), otro para especies más grandes (*e.g.*,

Calopterygidae, Lestidae), uno más para anisópteros pequeños (*e.g.*, algunos Libellulidae, Gomphidae) y otro para especies grandes (*e.g.*, Aeshnidae), todo ello con la finalidad de evitar que se dañen ellas mismas y que se desprendan las branquias caudales de los zigópteros. También es conveniente considerar llevar alcohol absoluto (al 100%) para fijar ejemplares para posteriores estudios moleculares.

Otra alternativa consiste en transportar a las larvas vivas y sacrificarlas en agua a punto de hervir (retirando el recipiente del fuego), dejándolas 45-60 segundos en el agua caliente si se trata de larvas grandes, o de 20-30 segundos para larvas pequeñas. Después, se sacan del agua caliente y se dejan enfriar a temperatura ambiente por unos minutos, teniendo cuidado de que no se sequen. Una vez enfriadas, se depositan en alcohol al 75-80% (Tennessen, 2019).

Para el depósito y resguardo final en una colección, tanto de larvas como de exuvias, los ejemplares deben colocarse en viales con etanol al 80%, de preferencia con tapón de rosca y que sellen lo más herméticamente posible para evitar al máximo la evaporación del alcohol. Es necesario revisar los viales periódicamente para evitar que se sequen. Cuando haya varias larvas en un mismo vial, se recomienda cambiarles el alcohol cuando se perciba turbio o de coloración más oscura. Los datos que deberán contener las etiquetas que acompañan a los ejemplares colectados son: género y especie; país, estado o departamento, municipio, localidad, coordenadas, elevación, cuerpo de agua (río, arroyo, quebrada, fitotelma, estanque, humedal, lago, etc.), sustrato, fecha de colecta, colector(es), determinador, fecha de emergencia en caso de que haya sido cultivada y la hora de emergencia si es posible (Fig. 9). Lo ideal es que las etiquetas se elaboren en papel libre de ácido y con impresora láser. Para las emergencias que ocurran en el laboratorio, se recomienda mantener al teneral adulto vivo por al menos 3-4 días para que se endurezca y adquiera un poco la



**Figura 6.** Muestreador Hess.



**Figura 7.** Red de pateo.

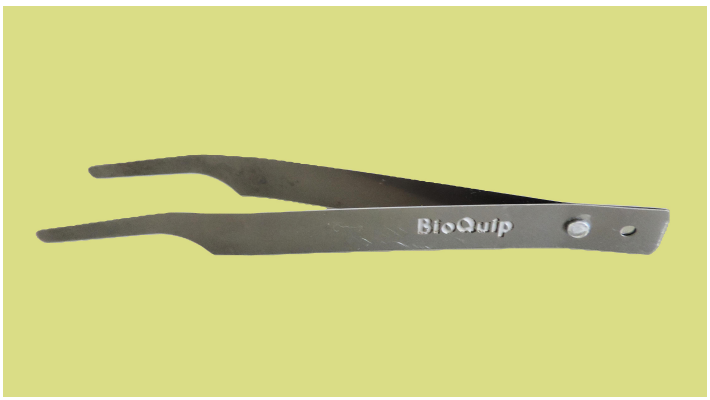



**Figura 8.** Pinzas planas de punta redondeada.

coloración de la especie. Posteriormente, el ejemplar adulto puede preservarse junto con su exuvia larval en el mismo vial con etanol al 80%. Lo mismo puede hacerse si la emergencia ocurre durante el trabajo de campo.

En mi caso particular, yo mantengo la colección de larvas en gabinetes metálicos, dentro de cajas entomológicas sin tapa y en cajitas de cartón con separadores (Fig. 10). Los viales son de vidrio con tapa de rosca y sello de polietileno (Fig. 11). A las tapas de los viales se les ha colocado etiquetas de diferentes colores de acuerdo con la familia de que se trate (*e.g.*, azul para Aeshnidae, verde para Gomphidae y amarillo para Libellulidae, por citar

***PROGOMPHUS ZONATUS*** Hagen in Selys
MÉXICO: Michoacán; Chinicuila, La Nuez, Cañada El Colorín, arroyo 1050 m; 18° 39.548 N, 103° 24.950 W, 5 julio 2005, J.A. Gómez, R. Novelo cols. Emergió 9-VII-05, 11:45 h. R. Novelo det. julio 2005. ♀

**Figura 9.** Etiqueta con datos para larvas en etanol.



**Figura 10.** Caja entomológica para larvas en cajitas de cartón con separadores.



**Figura 11.** Vial con tapa de rosca y sello interno de polietileno.



**Figura 12.** Viales con etiquetas de colores por familia.

solo algunos ejemplos) y organizados por género y especie con una clave alfanumérica (Fig. 12). De este modo, se pueden localizar fácil y rápidamenteos los ejemplares que uno necesite consultar. Para esto, he organizado un archivo en Word con la lista del acervo de larvas, indicando los colores, números y letras que corresponden a cada familia, género y especie.

## REFERENCIAS

DuBois, R.B. (2015). Detection probabilities and sampling rates for Anisoptera exuviae along riverbanks: influences of bank vegetation type, prior precipitation, and exuviae size. *International Journal of Odonatology* 18: 205-215.
https://doi.org/10.1080/13887890.2015.1045560

Merritt, R.W, Cummins, R.W. & Berg, M.B. (2008). An introduction of the aquatic insects of North America, 4th ed. Kendall Hunt, Dubuque. 1158 pp.

Tennessen, K.J. (2019). Dragonfly nymphs of North America. An identification guide. Springer Nature Switzerland AG, Cham. 620 pp.

ISSN: 2711-2152 (en línea)
HETAERINA

# CAPÍTULO III

# Métodos de colecta y preservación de adultos de Odonata

Cornelio A. Bota-Sierra, Enrique González-Soriano y Rodolfo Novelo-Gutiérrez

A la hora de recolectar odonatos adultos es importante recordar que nos enfrentamos a organismos pertenecientes al linaje que lleva más tiempo volando en el planeta: los Paleópteros inventaron el vuelo hace más de 400 millones de años (Misof *et al.*, 2014) y los odonatos lo han venido perfeccionando desde entonces. Sus reflejos se encuentran entre los más rápidos de la naturaleza (Combes, 2015). Esto sumado a su visión aguda y su vuelo ágil, convierten a libélulas y caballitos del diablo en animales sumamente difíciles de capturar.

## ¿TRAMPAS?

Las trampas utilizadas para recolectar otros grupos de insectos no funcionan o son poco efectivas. Dado que las libélulas son cazadoras activas no son atraídas hacia ningún tipo de cebo o señuelo. Las trampas de intercepción son las que mejores resultados presentan, por ejemplo, las trampas Malaise atravesadas sobre el lecho de los arroyos (Fig. 1) han reportado éxito en la captura de especies que de otra forma serían raras, especialmente en la familia Gomphidae (Almeida *et al.*, 2013). En estudios donde estas trampas se usan durante años, se ha obtenido una diversidad relativamente alta de libélulas (Flint, 1996). Además, las redes de niebla usadas para capturar aves o murciélagos suelen capturar



**Figura 1.** Trampa Malaise sobre un pequeño arroyo en la Serranía de Abibe (Colombia); espécimen de *Phyllogomphoides insignatus* capturado en esta trampa.

accidentalmente libélulas con cierta frecuencia, particularmente al interior de los bosques. Probablemente, las trampas más efectivas son las de emergencia. Éstas se sitúan sobre la zona ribereña y conducen a todos los insectos acuáticos que completan su metamorfosis pasando a su fase adulta terrestre a una cámara colectora, el problema de estas trampas es que solo nos permiten atrapar adutos tenerales (Wolf *et al.*, 1988).

## ¿CUÁL ES EL MEJOR MÉTODO?

Tomando en cuenta la biología de las libélulas, el mejor método es la colecta activa usando jamas (redes entomológicas aéreas, Fig. 2). Esto añade mucha emoción al odonatólogo de campo que debe ser ágil, astuto, rápido, muy paciente y con una alta tolerancia al fracaso, pues como ya dijimos las libélulas llevan 400 millones de años volando mientras que los odonatólogos escasamente llevamos un par de siglos tratando de capturarlas, así que muchas libélulas se escaparán.



**Figura 2.** Jama o red aérea. La boca ancha es útil para atrapar con mayor facilidad las libélulas, especialmente útil para voladoras activas (*e.g.*, Aeshnidae, algunos Libellulidae). Colores opacos y similares a los del entorno natural. El mango desarmable es recomendable para transportarla fácilmente entre sitios.

## ¿DÓNDE BUSCAR ODONATOS ADULTOS?

Usualmente lo mejor es buscarlos en y alrededor de los hábitats acuáticos, al menos en el caso de los machos. Las hembras pueden estar en los alrededores cazando fuera del alcance de los machos mientras adquieren la energía para madurar sus huevos (*e.g.*, Bota-Sierra *et al.*, 2024; Frati *et al.*, 2016; Koch, 2006). Se recomienda explorar todos los posibles microhábitats en el área: diferentes tipos de vegetación y diferentes tipos de ecosistemas acuáticos, por ejemplo, los tributarios de los ríos principales pueden tener especies diferentes, (ver el Capítulo IX en este mismo número para más información).

## ¿CÓMO SER MÁS EFECTIVO ATRAPÁNDOLOS?

Algunos consejos pueden ayudar, aunque no son infalibles:

- Mantener el factor sorpresa, acercarse lo máximo posible a la libélula sin hacer movimientos bruscos.
- El primer golpe de jama es el más efectivo. Hay que tratar de ser certero, pues después de éste el odonato estará alerta y evitará la cercanía a la jama si es que no abandona el sitio.
- Observar el comportamiento de la libélula, tener calma y paciencia. Si la especie percha, dejarla perchar tranquila y aproximarse con sigilo. Si la especie es voladora activa, usualmente hacen circuitos, lo que permite escoger un buen lugar para emboscarla y tirar el redazo por la parte caudal y no de frente, ya que, con su excelente visión y agilidad, seguramente evitarán ser capturadas.

•En muchos casos, y en especial zigópteros, los individuos se encuentran perchados en el suelo o en las rocas y, por lo tanto, un redazo muchas veces falla. En estos casos lo mejor es aproximarse muy lentamente y con mucho sigilo, tomar el cono de la jama con una mano estirándolo hacia arriba y lentamente irse acercando al bicho por arriba hasta que, una vez al alcance, con un movimiento rápido, atraparlo sin dejar de estirar la jama con la otra mano. El insecto probablemente volará hacia arriba y quedará atrapado.

•Muchas veces los lugares sombreados o la vegetación pueden servir para esconderse y esperar que la libélula se aproxime.

•Si hay un grupo de dos o más personas, algunos pueden actuar como observadores mientras la persona que va a intentar atrapar la libélula se aproxima. Esto porque mientras se avanza hacia el objetivo hay que esquivar, palos, huecos, piedras, hormigueros, serpientes, etcétera, y es bueno que haya un observador atento a los movimientos de la libélula, pues es común que se mueva a otra percha cercana en el momento en que uno las pierde de vista. Además, ir acompañado a campo siempre es recomendable, pues nada nos libra de un accidente.

•Una buena jama es esencial, un mango de aproximadamente 1.30 metros y una boca de unos 40 a 50 cm de diámetro es recomendable. El cono de la red debe ser profundo para que los especímenes no escapen fácilmente de su interior (Fig. 2). Es recomendable que la jama sea liviana y resistente, pues va a golpear todo tipo de objetos a gran velocidad. Los colores de la jama deben ser poco llamativos para no alertar a las libélulas (negro, verde, beige). Dependiendo del terreno y las libélulas que se estén buscando, puede adaptarse un mango más largo (útil para libélulas de vuelo alto, aunque es más pesada y difícil de maniobrar, complicando portarla a través de la vegetación) o más corto (fácil de portar y maniobrar, aunque las libélulas pueden escapar al percibir la proximidad del colector).

•Si la libélula escapa, muchas veces es redituable esperar tranquilamente en el sitio, sin hacer movimientos bruscos. En algunos casos después de un par de minutos, la libélula vuelve al mismo lugar.

•En casos muy extremos como el de las palaemnemas mexicanas, se ha observado que estos zigópteros una vez que terminan su actividad reproductiva a la orilla de los arroyos, tienden a agruparse en el sotobosque de la selva, en zonas con vegetación muy espesa lo que hace imposible utilizar la jama. Varias veces los investigadores tuvieron que meterse entre la espesa vegetación para recolectar manualmente los individuos (con las consiguientes mordeduras de hormigas y otros bichos que esto implica). Parece difícil (lo es), pero también este método puede ser muy efectivo como muestra el estudio en el que se marcaron alrededor de 1500 especímenes (Garrison & González-Soriano, 1988).

## ¿QUÉ HACER CUANDO LOS ATRAPO?

Los insectos tienden a escapar yendo hacia arriba, así que tengan cuidado al abrir la jama. La mejor forma de agarrar una libélula es por las alas, que son bastante resistentes (hay que agarrarlas todas a la vez y cerrarlas con los dedos para evitar que se rompan cuando el odonato intente escapar, Fig. 3), las patas son frágiles y se pierden fácilmente entonces hay que tratar de evitarlas. Es muy recomendable tomar fotos en las que se pueda observar el patrón de coloración completo (*e.g.*, Fig. 3, usualmente una foto en vista lateral, una en vista anterodorsal y una en vista posterodorsal), pues los colores son difíciles de conservar intactos, entonces este registro inicial puede ser muy útil en el futuro.

Si nuestro objetivo es recolectar el insecto después de atraparlo, es recomendable meterlo en un sobre de papel ceroso. Hay varias referencias para este tipo de papel, lo importante es que repela el agua. El sobre no debe ser muy apretado pues puede dañar al odonato, pero debe estar bien

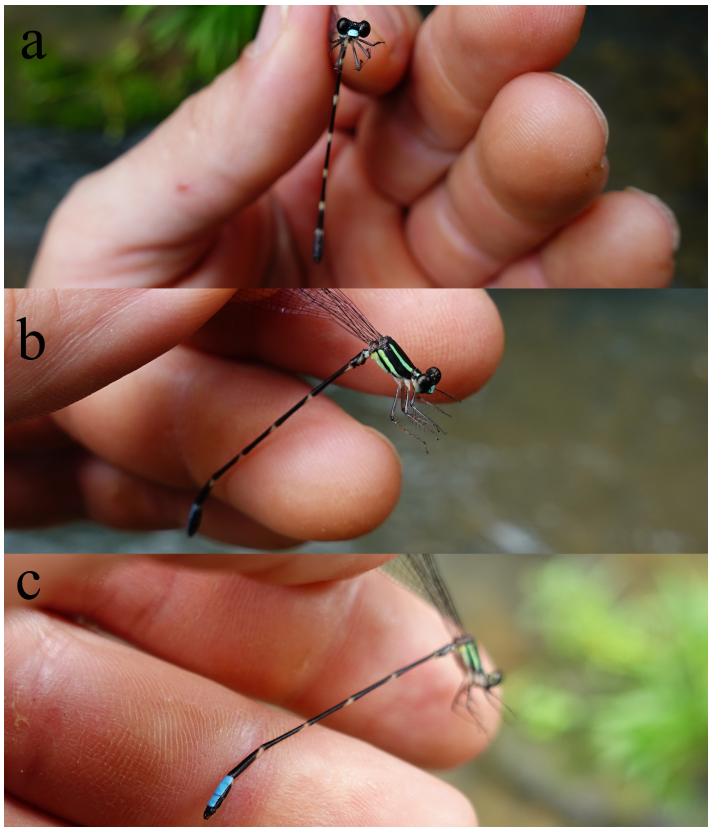



**Figura 3.** Fotos en campo de la especie *Palaemnema dentata* Donnelly, 1992 en las cuales se puede apreciar el patrón de coloración completo: **a)** Vista anterior; **b)** Vista anterolateral; **c)** Vista posterolateral.



**Figura 4.** Pasos para la elaboración de un sobre doble triangular, las líneas punteadas naranja indican un doblez suave, las líneas punteadas amarillas indican un doblez fuerte.

cerrado para que no escape. En la figura 4 se muestra una forma de elaborar los sobres. También se pueden comprar bolsitas de papel glassine de diferentes tamaños para usarlas según el tamaño del odonato. Una recomendación es asociar un código a cada sobre, para tomar los datos asociados al espécimen en la libreta de campo, por ejemplo: *Sobre A: Ovipositando en vegetación emergente al interior del espejo de agua de la laguna, feb 5/2025 - 10:32 am, 560 m s.n.m., N 7.5321° W 75.2764°, Finca La Aurora, Fredonia, Antioquia*.

Es importante transportar estos sobres en cajas fáciles de abrir, impermeables y duras, para proteger a los especímenes. Durante el trabajo de campo, estas cajas no deben quedar expuestas al sol directo. La idea es mantener los especímenes vivos en los sobres durante al menos 24 horas, esto les da tiempo de desocupar su sistema digestivo, pues toda la materia orgánica en proceso de digestión tiene una alta carga de microorganismos que pueden dañar el espécimen una vez sea fijado, así que hay que tratar que el intestino esté tan limpio como sea posible antes de fijarlos.

Si usted está interesado en colectar tejidos para posteriores estudios moleculares, se recomienda usar pinzas de punta fina y dura para arrancar una de las patas posteriores desde la coxa. Esta parte presenta una buena cantidad de músculo y, por lo tanto, las extracciones de ADN suelen ser exitosas. La pata debe ser almacenada en alcohol etílico al 96% u otro solvente que preserve el ADN. Se recomienda usar pequeños viales, que se deben almacenar a bajas temperaturas, con las etiquetas debidamente diligenciadas para que se puedan asociar fácilmente estos tejidos con los especímenes de los cuales fueron tomados.

Para el sacrificio se recomienda usar una jeringa

para aplicar insulina, pues su aguja es muy delgada. Entre el protórax y el pterotórax ventralmente hay un espacio membranoso, ahí se debe insertar la aguja e inyectar una pequeña cantidad de acetona. En el caso de que no fuera posible inyectarlos con acetona, se recomienda congelar a los ejemplares para que no pierdan la coloración ni se descompongan hasta que sea posible "acetonarlos". Después de congelarlos, pero antes de inyectarlos, hay que esperar a que se descongelen para que estén flexibles y se puedan inyectar fácilmente. Posterior a esto, los especímenes se deben sumergir en un baño de acetona durante 24 horas, con el objetivo de extraer los lípidos pues, de lo contrario, los especímenes serán descompuestos por bacterias. Si el organismo se deja por más de 24 horas sumergido en acetona, es posible que la acetona empiece a disolver los pigmentos que dan la coloración al odonato. Luego, es importantísimo secar muy bien los especímenes pues la humedad asociada a la acetona puede favorecer la llegada de hongos. Finalmente, los especímenes colectados se deben pasar a sus sobres definitivos y depositarlos en colecciones científicas, donde deben recibir el manejo adecuado para su conservación (ver el Capítulo V de este número).

## REFERENCIAS


Almeida, M. V. O. D., Pinto, Â. P., Carvalho, A. D. L., & Takiya, D. M. (2013). When rare is just a matter of sampling: Unexpected dominance of clubtail dragonflies (Odonata, Gomphidae) through different collecting methods at Parque Nacional da Serra do Cipó, Minas Gerais State, Brazil. *Revista Brasileira de Entomologia*, *57*(4), 417-423. https://doi.org/10.1590/S0085-56262013005000042

Bota-Sierra, C. A., Cordero-Rivera, A., Novelo-Gutiérrez, R., Sánchez-Herrera, M., & Londoño, G. A. (2024). Can High Temperatures Affect Body Size in Insects? The Case of Rubyspot Damselflies in the Colombian Western Andes. *Diversity*, *16*(12), 743.

Combes, S. A. (2015). Dragonflies predict and plan their hunts. *Nature*, *517*(7534), 279-280. https://doi.org/10.1038/nature14078

Flint, O. S. (1996). Odonata Taken in Malaise Traps, with Special Reference to Virginia. 8.

Frati, F., Piersanti, S., Rebora, M., & Salerno, G. (2016). Volatile cues can drive the oviposition behavior in Odonata. *Journal of Insect Physiology*, *91*, 34-38.

Garrison, R. W., & González-Soriano, E. (1988). Population dynamics of two sibling species of neotropical damselflies, *Palaemnema desiderata* Selys and *P. paulitoyaca* Calvert (Odonata:Platystictidae). *Folia Entomológica Mexicana*, 76, 5-24.

Koch, K. (2006). Effects of male harassment on females' oviposition behaviour in Libellulidae (Odonata). *International Journal of Odonatology*, *9*(1), 71-80. https://doi.org/10.1080/13887890.2006.9748264

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., … Zhou, X. (2014). Phylogenomics resolves the timing and pattern of insect evolution. *Science*, *346*(6210), 763-767. https://doi.org/10.1126/science.1257570

Wolf, M., Matthias, U., & Roldán, G. (1988). Estudio del desarrollo de los insectos acuáticos, su emergencia y ecología en tres ecosistemas diferentes en el departamento de Antioquia. *Actualidades Biológicas*, *17*(63), 2-27.

ISSN: 2711-2152 (en línea)
HETAERINA

# CAPÍTULO IV

# Preservación de muestras de Odonata para estudios genéticos y genómicos: consideraciones, limitaciones y oportunidades

Melissa Sánchez-Herrera y Nicol Rueda-M

La biodiversidad no se limita al número de especies visibles, sino que también abarca la diversidad genética, un componente esencial para la evolución y la resiliencia de los organismos. Mientras que en la diversidad de especies las variantes corresponden a las distintas especies que coexisten dentro de un hábitat o ecosistema, en la diversidad genética las variantes son los genes, alelos y/o genotipos dentro de una sola especie (Futuyma & Kirkpatrick, 2023). Comprender la biodiversidad en sus diferentes niveles no solo es fundamental para entender los patrones de evolución y diversificación de las especies, sino también para evaluar la pérdida de biodiversidad en un planeta en constante cambio debido, entre otras cosas, al cambio climático y la deforestación. En este contexto, los insectos representan un caso preocupante, pues parecen estar experimentando un declive, como se ha documentado en los últimos años (Wagner, 2020). Sin embargo, en los ecosistemas tropicales, la falta de programas de biomonitoreo ha limitado nuestra capacidad para cuantificar esta pérdida (Sánchez Herrera *et al.*, 2024).

El análisis de la diversidad genética es una herramienta clave para detectar señales tempranas de declive poblacional, ya que las poblaciones con baja variabilidad genética son más vulnerables a la extinción por efectos como la depresión por endogamia, la reducción del potencial adaptativo y una menor resiliencia frente a perturbaciones ambientales (Futuyma & Kirkpatrick, 2023). Además, los estudios genéticos revelan estructuras poblacionales ocultas que no son evidentes mediante la observación morfológica o la distribución geográfica, lo cual es esencial para identificar unidades evolutivamente significativas y evitar una gestión inadecuada (Bickford *et al.*, 2007; Struck *et al.*, 2018). Asimismo, permiten reconstruir eventos demográficos pasados como cuellos de botella o expansiones poblacionales, asociados a cambios ambientales históricos o recientes (Lowe *et al.*, 2017). El estudio de la diversidad genética también orienta prioridades de conservación, ya que las poblaciones con mayor variabilidad tienen mayor capacidad para enfrentar futuros cambios ambientales (Hedrick, 2001; Kohn *et al.*, 2006). Por otra parte, el análisis del ADN es fundamental para establecer relaciones evolutivas entre especies, lo cual permite construir filogenias más robustas y comprender los procesos que han dado origen a la diversidad actual (Yang & Rannala, 2012).

Las herramientas genéticas han transformado profundamente el estudio de la biodiversidad, permitiendo abordar preguntas desde múltiples escalas. Una de las aplicaciones más utilizadas es la implementación de códigos de barras de ADN

(*DNA barcoding*), que facilitan la identificación de especies a partir de un fragmento estandarizado del ADN, incluso a partir de muestras de organismos en etapas inmaduras o de restos corporales. Esta herramienta ha sido clave para revelar especies crípticas (Hajibabaei *et al.*, 2007; Hebert *et al.*, 2004; Hebert & Gregory, 2005). En genética poblacional y filogeografía, se emplean tradicionalmente marcadores mitocondriales (como el gen COI), microsatélites y, más recientemente, enfoques genómicos de representación reducida, como por ejemplo, *RADseq* (Davey & Blaxter, 2010), e incluso análisis con re-secuenciación del genoma completo (Rueda-M *et al.,* 2024; Zhang *et al.*, 2024). Estos métodos permiten evaluar la estructura genética, el flujo génico, la conectividad y los patrones históricos de dispersión. En sistemática molecular, los primeros estudios se basaron en genes codificantes e intrones nucleares, pero hoy en día se utilizan herramientas más robustas como los loci obtenidos mediante técnicas de captura dirigida (*Anchored Hybrid Enrichment* – AHE; Lemmon *et al.*, 2012) o elementos ultraconservados (*Ultra-Conserved Elements* – UCEs; Faircloth *et al.*, 2012), así como transcriptomas, que permiten resolver relaciones evolutivas complejas y profundas (Cannon & Kocot, 2016). Por su parte, la genómica ha abierto nuevas posibilidades para investigar los mecanismos genéticos que subyacen a la adaptación y evolución de los organismos, especialmente frente al cambio climático (Butlin, 2008; Feder *et al.*, 2012; Stapley *et al.*, 2010; Wellenreuther & Bernatchez, 2018). Finalmente, el ADN ambiental (*environmental DNA* – eDNA; Cristescu & Hebert, 2018; Pawlowski *et al.*, 2021) representa una herramienta emergente para el monitoreo no invasivo de la biodiversidad, pero su aplicación efectiva en insectos como los Odonata requiere validación con bibliotecas de genomas mitocondriales bien curadas o mediante técnicas de secuenciación de genoma de baja cobertura (*genome skimming*) (Bohmann *et al.,* 2020; Dodsworth, 2015), que permiten obtener de manera eficiente secuencias mitocondriales a partir de ADN total. Estas aproximaciones, combinadas, están ampliando de forma significativa nuestra capacidad para documentar, entender y conservar la diversidad biológica.

Si bien la calidad del ADN suele estar condicionada por el estado de preservación de la muestra, avances recientes en tecnologías genómicas han demostrado que es posible recuperar datos valiosos incluso a partir de especímenes de colecciones biológicas (Heijden *et al.,* 2024; Tims *et al.*, 2024). Técnicas como el enriquecimiento híbrido anclado (*Anchored Hybrid Enrichment* – AHE) han permitido generar filogenias robustas utilizando ADN extraído de ejemplares conservados durante años en condiciones subóptimas, lo cual amplía significativamente el valor científico de las colecciones entomológicas (Goodman *et al.*, 2023; Nunes *et al.,* 2022). No obstante, la eficiencia en la recuperación de información genética y genómica depende en gran medida de las prácticas aplicadas durante la colecta y preservación inicial del material. En esta nota, presentamos una serie de recomendaciones orientadas a maximizar la integridad del tejido y la calidad del ADN, con el objetivo de asegurar que los especímenes recolectados hoy puedan ser útiles para estudios genéticos y genómicos futuros. Adoptar buenas prácticas desde el campo hasta la curaduría en colecciones no solo incrementa el valor taxonómico y ecológico de los especímenes, sino que también los convierte en una fuente estratégica de información para abordar preguntas evolutivas, sistemáticas y de conservación a largo plazo.

Estas herramientas han sido particularmente útiles en el estudio de insectos como los Odonata. Los estudios genéticos en este grupo incluyen una variedad de enfoques y técnicas, desde los códigos de barras de ADN (Damm *et al.*, 2010a, 2010b;

Damm & Hadrys, 2012; Orr & Dow, 2015b, 2015a; Sánchez-Herrera *et al.*, 2010), la genética poblacional y la filogeografía (Alvial *et al.*, 2017; Feindt *et al.*, 2014; M. K. Kohli *et al.*, 2018; Sánchez-Herrera *et al.,* 2015; Sánchez-Guillen *et al.*, 2005; Troast *et al.,* 2016), hasta la sistemática molecular (Bybee *et al.*, 2008, 2021; M. Kohli *et al.*, 2021; Sánchez-Herrera *et al.*, 2018; Sánchez-Herrera *et al.,* 2020; Standring *et al.*, 2022; Vega-Sánchez *et al.,* 2019, 2024; Ware, 2008), la genómica comparada (Futahashi *et al.,* 2015; Sánchez-Guillen *et al.*, 2005; Suvorov *et al.*, 2017; Wellenreuther, Tynkkynen, *et al.*, 2010; Wellenreuther, Vercken, *et al.,* 2010) y aplicaciones emergentes como el ADN ambiental. En genética poblacional y filogeografía, se han empleado tradicionalmente marcadores mitocondriales y microsatélites, aunque en la actualidad se han incorporado técnicas genómicas de mayor resolución como *RADseq* y la secuenciación de genomas completos (Tolman *et al.*, 2023, 2025).

## 4.1. CONSIDERACIONES SOBRE LA PRESERVACIÓN DE MUESTRAS

La calidad del ADN o ARN extraído para estudios genéticos, genómicos y transcriptómicos depende en gran medida del estado de preservación de las muestras. Factores como el método de fijación, el tipo de tejido, las condiciones de almacenamiento y el tiempo transcurrido desde la recolección, influyen directamente en la integridad del material genético. A continuación, describimos las prácticas más comunes para preservar ejemplares de acuerdo a nuestra experiencia con Odonata en sus diferentes etapas de vida, junto con sus implicaciones para estudios moleculares (ver Tabla 1).

### 4.1.1. Adultos

En el estudio de la biodiversidad de Odonata, los adultos se recolectan comúnmente con redes entomológicas y se sacrifican por congelación o inmersión en etanol. Para fines taxonómicos, es usual inyectarlos y sumergirlos en acetona, ya que este solvente permite una rápida deshidratación y preserva bien la coloración, esencial para la identificación morfológica. Si las muestras han sido correctamente procesadas y almacenadas en condiciones estables en colecciones biológicas, es posible extraer ADN de buena calidad a partir de tejidos como patas o músculos del tórax incluso después de varios años. Estas muestras pueden ser adecuadas para la amplificación de genes mitocondriales y la implementación de técnicas como el enriquecimiento híbrido anclado y elementos ultraconservados (*Ultra-Conserved Elements* – UCEs). Sin embargo, si han estado expuestas a condiciones de degradación —como cambios extremos de temperatura, humedad o mal sellado—, el ADN puede verse comprometido. En contextos donde la acetona no está disponible, se ha probado el uso de etanol siguiendo el mismo protocolo de deshidratación. El etanol absoluto (96–100%) preserva muy bien el ADN, pero puede tornar los ejemplares quebradizos. El etanol al 70% representa un buen equilibrio entre preservación morfológica y genética, útil para estudios como de código de barras o para la construcción de filogenias multilocus. Asimismo, guardar muestras en etanol absoluto y almacenarlas a –80 °C es ideal para conservar tejidos pequeños con ADN de alta calidad, especialmente en especies pequeñas como algunos Coenagrionidae (*e.g.*, *Ischnura*) o Protoneuridae.

También se recomienda la remoción selectiva de patas, que pueden conservarse en etanol o dimetilsulfóxido (DMSO), especialmente en especies de mayor tamaño (*e.g.*, Polythoridae, Calopterygidae), lo que permite conservar el ejemplar morfológico sin perder material genético. El DMSO–EDTA–sal saturada es útil en contextos sin acceso a congelación, ya que estabiliza el ADN sin necesidad de frío.

Para el caso de estudios genómicos, necesariamente, se requiere ADN de alta calidad.

Tabla 1. Resumen de los métodos de preservación más utilizados para muestras de Odonata, detallando el tipo de muestra, el medio de conservación empleado y sus aplicaciones en estudios genéticos y genómicos. Se incluyen recomendaciones para optimizar la calidad del ADN y ARN según el tipo de análisis, desde estudios filogenéticos y de genética poblacional hasta técnicas avanzadas de genómica como captura de loci específicos, transcriptómica y ensamblaje genómico de novo. Además, se destacan consideraciones prácticas para el manejo y almacenamiento de las muestras, así como limitaciones asociadas a cada método. Esta información sirve como guía para investigadores que buscan asegurar la integridad molecular de las muestras colectadas para análisis posteriores.

| TIPO DE MUESTRA | MÉTODO DE PRESERVACIÓN | APLICACIONES PRINCIPALES | OBSERVACIONES/ RECOMENDACIONES |
|---|---|---|---|
| Adultos (entero) | Acetona o Etanol 70-96% | Estudios genéticos (mitocondriales, AHE, UCE) | Acetona conserva color; Etanol 70% mejor balance preservación/fragilidad; Etanol 96% + -80°C para alta calidad ADN |
| Adultos (tejidos específicos) | Patas o músculo abdominal en Etanol 70-96% | Estudios moleculares (genes clásicos mitocondriales y genómicos reducidos - AHE y UCE-) , filogenia, captura de genes | Remover patas para evitar daños al ejemplar; útil para dudas taxonómicas |
| Larvas | Etanol 70 % (inmersión en agua caliente previa para anisópteros) | Estudios moleculares, filogenia | Se recomienda obtener pata antes del tratamiento con agua caliente para estudios moleculares |
| Muestras preservadas con DMSO | DMSO (en ausencia de congelación) | Alternativa para preservación de ADN en campo sin frío | Menor calidad que congelación; útil en ausencia de acceso a congelación |
| Exuvias | Etanol 70-75% | Identificación morfológica, ADN ambiental | Mantener húmedas para evitar roturas; ADN degradado depende del tiempo y condiciones de recolección |
| Muestras para ADN ambiental (*e.g.*, heces) | Etanol absoluto o soluciones buffer estabilizadoras | Metabarcoding, análisis de dieta y cadenas tróficas | Las muestras se degradan rápido; conservar refrigeradas y procesar rápido |
| Tejidos para transcriptómica | Preservación en estabilizador de ARN | Estudios de expresión génica diferencial, transcriptomas | Conserva proteínas expresadas y ARN; requiere manejo cuidadoso |
| Tejidos para genómica de alta calidad | Congelación rápida en nitrógeno líquido y conservación a -80°C (sin preservantes) | Ensamblajes genómicos con *long reads* (PacBio, ONT) y Hi-C | ADN de alta calidad es crítico; evitar ciclos congelación-descongelación |
| Tejidos para Hi-C | Reticulación *in situ* antes de extracción (*e.g.*, Arima-HiC+ Kit) y congelación a -80°C | Genomas cromosómicos de referencia | Ideal usar tejido del mismo individuo que para genómica *long reads* |

Por ello, se recomienda congelar la muestra rápidamente en nitrógeno líquido antes de la muerte del organismo y posteriormente conservar a -80 °C. En el caso de no contar con nitrógeno líquido, se debe guardar la muestra inmediatamente en -80 °C. No se aconseja el uso de ningún tipo de preservante, como DMSO o alcohol de grado molecular.

### 4.1.2. Larvas

Las larvas suelen preservarse en etanol al 70 %, lo que mantiene adecuadamente su morfología externa. En el caso de Anisoptera, algunos investigadores recomiendan primero sumergirlas en agua casi hirviendo por menos de un minuto (dependiendo del tamaño) para fijar proteínas, eliminar microbios y prevenir la descomposición interna. Luego, se secan sobre papel y se transfieren a etanol al 80% (Tennessen & Garrison, 2022).

Este tratamiento mejora la conservación morfológica interna, pero puede degradar el ADN. Por lo tanto, si se desean realizar estudios genéticos, se recomienda extraer una pata o tejido antes del escaldado o preservar directamente la larva en etanol absoluto o al 96%, idealmente con posterior congelación.

## 4.2. MATERIAL BIOLÓGICO ALTERNATIVO COMO FUENTE DE ADN AMBIENTAL

*Exuvias:* Los exoesqueletos vacíos tras la emergencia son una fuente potencial tanto de identificación morfológica como de ADN ambiental (eDNA). Su preservación ideal es en etanol al 70–75%, lo que minimiza su fragilidad y facilita la manipulación de estructuras diagnósticas como el labio y las setas prementales.

Su valor genético depende del momento de recolección: exuvias recolectadas inmediatamente después de la emergencia conservan mejor el ADN, mientras que aquellas expuestas por días o semanas al ambiente presentan mayor degradación. Guardarlas en alcohol absoluto y mantenerlas a –20 °C o –80 °C incrementa las posibilidades de recuperación de ADN para barcoding o incluso análisis filogenéticos limitados.

*Heces:* Estas representan una fuente emergente de ADN ambiental y son útiles en estudios de metabarcoding de dieta, lo que permite inferir interacciones tróficas y cadenas alimenticias. Estas muestras deben ser procesadas con rapidez tras la recolección, ya que tienden a degradarse fácilmente debido a su naturaleza orgánica. Es recomendable preservarlas en etanol absoluto o soluciones buffer estabilizadoras y almacenarlas refrigeradas o congeladas hasta su análisis.

## 4.3. REQUERIMIENTOS ESPECIALES PARA TRANSCRIPTÓMICA Y ESTUDIOS DE EXPRESIÓN GÉNICA

Cuando se desea realizar análisis transcriptómicos o estudios de expresión génica diferencial, es fundamental preservar no solo el ADN, sino también el ARN y las proteínas expresadas. En estos casos, los tejidos deben ser colectados directamente en RNAlater® o soluciones similares que estabilicen el ARN y prevengan su degradación.

Este método es compatible tanto con adultos como con larvas, y permite preservar el perfil de expresión génica en el momento exacto de recolección. Posteriormente, las muestras deben mantenerse a –80 °C. No se deben exponer a etanol, acetona ni calor previo, ya que estos tratamientos destruyen las moléculas de ARN y alteran los perfiles transcriptómicos. Esta estrategia es clave para estudios filogenéticos basados en transcriptomas o para evaluar mecanismos de adaptación, desarrollo o respuesta ambiental.

## 4.4. TÉCNICAS PARA GENÓMICA EN ODONATA

La genómica se enfoca en estudiar la estructura y función del conjunto completo del ADN de un organismo. A la secuencia completa de ADN se le

conoce como genoma. La generación de un genoma de referencia *de novo* de alta calidad implica la utilización de lecturas de secuenciación largas (*long reads*) producidas por plataformas de secuenciación de tercera generación. Para ello, se pueden emplear tecnologías de secuenciación como SMRT sequencing (*Single Molecule, Real-Time sequencing*) de la compañía Pacific Biosciences (PacBio), u Oxford Nanopore Technologies (ONT) (Soto-Serrano *et al.,* 2024). La primera genera conjuntos de datos de lecturas largas altamente precisas, con longitudes promedio de entre 10 y 25 kb y una precisión superior al 99.9 % (Hon *et al.,* 2020), mientras que la segunda puede generar lecturas >2 Mb, aunque con menor precisión (95-99 %, dependiendo de la química más reciente —R10.4.1, Kit 14— y del uso de lecturas dúplex) que las HiFi de PacBio (Logsdon *et al.,* 2020).

Es importante contar con una estimación del tamaño del genoma antes de encargar esta clase de datos de secuenciación, ya que el tamaño del genoma determinará la cantidad de datos necesarios para un ensamblaje adecuado. Esta estimación puede obtenerse mediante estudios como la citometría de flujo o, en ausencia de datos específicos, consultando el tamaño genómico de especies cercanas que ya hayan sido secuenciadas (Dominguez Del Angel *et al.*, 2018). En el siguiente enlace,se puede encontrar información sobre los tamaños de genomas de animales en general: https://www.genomesize.com/search.php. Una forma de corroborar si el conjunto de datos de secuenciación tienen la cobertura suficiente para la generación del genoma completo, es hacer un análisis del perfil genómico y de la distribución de k-mers, conocido en comunmente en inglés como *k-mer spectrum* o *k-mer histogram*. Usando k-mers es posible también determinar características del genoma como tamaño del genoma, heterocigosidad, o repetitividad, esto es conocido como modelamiento o perfil del genoma (Jenike *et al.*, 2025). Más información sobre cómo llevar a cabo este análisis, se puede encontrar en este repositorio de GitHub: https://github.com/WCSCourses/K-mer_Biodiversity_Genomics_2025. Si se desea obtener un genoma de referencia a nivel cromosomal, es necesario generar datos Hi-C (*High-throughput Chromosome Conformation Capture*), ya que esta técnica genómica permite identificar qué regiones del genoma se encuentran físicamente próximas entre sí dentro del núcleo celular (Lieberman-Aiden *et al.*, 2009). La tecnología Hi-C es un método de ligación por proximidad que implica la reticulación del ADN *in situ* mediante formaldehído, con el fin de generar un mapeo genómico de regiones cromosómicas espacialmente próximas. El ADN reticulado se somete posteriormente a la preparación de bibliotecas para su secuenciación en plataformas Illumina. Este enfoque permite capturar la organización tridimensional del genoma, lo que posibilita la generación de *scaffolds* de largo alcance (Burton *et al.*, 2013; Zeng *et al.*, 2024). El paso inicial de reticulación se realiza sobre el tejido (antes de la extracción del ADN) y pueden utilizarse diferentes kits según el grupo taxonómico. Para los odonatos, se recomienda utilizar el Arima-HiC+ Kit, el cual ha sido ampliamente usado en otros insectos, como las mariposas (por ejemplo Heijden *et al.*, 2024).

Estos dos tipos de datos requieren de ADN de alta calidad, por lo que se recomienda seguir las recomendaciones mencionadas previamente en el apartado: "Consideraciones sobre la preservación de muestras". Además, se recomienda que ambos tipos de datos provengan del mismo individuo. Por ejemplo, se puede utilizar la cabeza de una libélula para generar los datos Hi-C, y el tórax del mismo ejemplar para los datos de PacBio. Cuando lleve a cabo la extracción de ADN, asegúrese de tener el mínimo número de ciclos de congelación-descongelación, preferiblemente usando hielo seco todo el tiempo para evitar la descongelación completa, y no haber expuesto el ADN a extremos de pH o altas temperaturas. Adicionalmente, debe

asegurarse de que la muestra esté libre de ARN y otros contaminantes.

Finalmente, es importante llevar a cabo una evaluación de la calidad del ADN. Esto incluye evaluar medidas de pureza, longitud de los fragmentos y concentración (Dominguez Del Angel *et al.*, 2018). Los requerimientos específicos deben ser consultados con la compañía en la que desea hacer la secuenciación. Sin embargo, unas medidas generales pueden ser:

- La pureza del ADN (medida, por ejemplo, en Nanodrop) debe estar dentro de los siguientes valores: Relación 260/280: >1.8; Relación 260/230: entre 2.0 y 2.2.
- La concentración del ADN debe ser mínimo 50 ng/µl en un volumen de al menos 100 µl.
- La longitud de los fragmentos (medida, por ejemplo, en sistema Femto Pulse) debe ser ≥30 kb.

Uno de los procesos bioinformáticos para el ensamblaje del genoma cromosómico más utilizado es el del programa Tree of life del Instituto Wellcome Sanger (https://www.sanger.ac.uk/programme/tree-of-life/). En el repositorio de GitHub (https://github.com/sanger-tol/genomeassembly) se puede encontrar el procedimiento computacional. En esta fuente de información se utilizan datos de secuenciación HiFi, con la opción de integrar datos de Illumina 10x y Hi-C. El flujo de trabajo se resume en la figura 1.

Más recursos en línea útiles para llevar a cabo este proceso pueden encontrarse en:

- https://github.com/sanger-tol/rapid-curation
- https://pipelines.tol.sanger.ac.uk/curationpretext
- https://github.com/sanger-tol/agp-tpf-utils
- https://pipelines.tol.sanger.ac.uk/pipelines
- https://github.com/thebgacademy

En caso de que se desee anotar el genoma de referencia, podría ser muy útil obtener datos de ARN del mismo individuo (en lo posible), o de otros individuos de la misma especie. La anotación de un genoma consiste en identificar y caracterizar las regiones funcionales y estructurales del ADN.

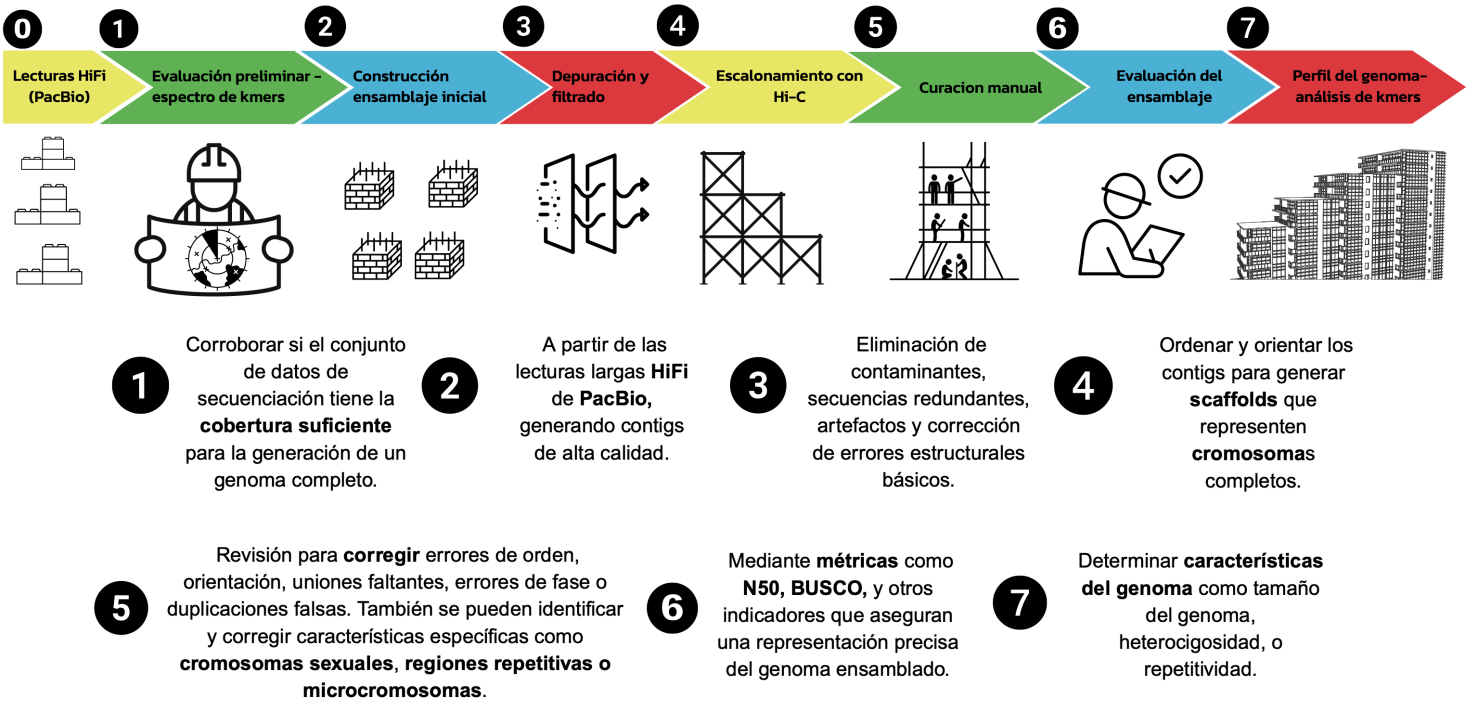



**Figura 1.** Metáfora de construcción para ilustrar el proceso de ensamblaje genómico basada en los protocolos descritos por The Darwin Tree of Life Project Consortium (2022) y Dominguez Del Angel *et al.* (2018). El flujo de trabajo incluye: **1)** evaluación preliminar de cobertura mediante espectro de *k-mers*, **2)** ensamblaje de *contigs* con lecturas HiFi, **3)** filtrado y depuración, **4)** escalonamiento con datos Hi-C, **5)** curación manual, **6)** evaluación con métricas como N50 y BUSCO, y **7)** perfil del genoma (tamaño, heterocigosidad, repetitividad) mediante un segundo análisis de *k-mers*.

Generalmente, se anotan los genes codificantes de proteínas, aunque también pueden identificarse otras características, como ARN no codificantes, secuencias regulatorias o elementos repetitivos (Dominguez Del Angel *et al.*, 2018). Este proceso suele combinar predicciones computacionales con evidencia experimental (por ejemplo, datos de *RNA-seq* o proteínas conocidas) para asignar funciones biológicas a las secuencias y generar un mapa funcional del genoma. Uno de los softwares más utilizado para llevar a cabo esta anotación es *Braker3* (Gabriel *et al.,* 2024) y puede encontrarse toda la información sobre cómo llevar a cabo este proceso en el repositorio de GitHub: https://github.com/thebgacademy/B3/blob/main/tutorial.md. Además de *Braker3*, existen otros métodos de anotación de genomas de referencia que no requieren datos de ARN, como por ejemplo Helixer (https://github.com/weberlab-hhu/Helixer), este software realiza la anotación de genomas mediante modelos de aprendizaje profundo que predicen con alta precisión la estructura génica directamente a partir de la secuencia de ADN (Holst *et al.,* 2023).

## REFERENCIAS


Alvial, I., Veliz, D., Vargas, H., Esquivel, C., & Vila, I. (2017). Lack of genetic structure in Pantala flavescens among Central and South American localities (Odonata: Libellulidae). *Odonatologica*, *46*(1/2), 67–82.

Bickford, D., Lohman, D. J., Sodhi, N. S., Ng, P. K. L., Meier, R., Winker, K., Ingram, K. K., & Das, I. (2007). Cryptic species as a window on diversity and conservation. *Trends in Ecology & Evolution*, *22*(3), 148–155.

Bohmann, K., Mirarab, S., Bafna, V., & Gilbert, M. T. P. (2020). Beyond DNA barcoding: The unrealized potential of genome skim data in sample identification. *Molecular Ecology*, *29*(14), 2521–2534. https://doi.org/10.1111/mec.15507

Burton, J. N., Adey, A., Patwardhan, R. P., Qiu, R., Kitzman, J. O., & Shendure, J. (2013). Chromosome-scale scaffolding of de novo genome assemblies based on chromatin interactions. *Nature Biotechnology*, *31*(12), 1119–1125. https://doi.org/10.1038/nbt.2727

Butlin, R. K. (2008). Population genomics and speciation. *Genetica*, *138*, 409–418.

Bybee, S. M., Kalkman, V. J., Erickson, R. J., Frandsen, P. B., Breinholt, J. W., Suvorov, A., Dijkstra, K.-D. B., Cordero-Rivera, A., Skevington, J. H., Abbott, J. C., Sanchez Herrera, M., Lemmon, A. R., Moriarty Lemmon, E., & Ware, J. L. (2021). Phylogeny and classification of Odonata using targeted genomics. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, *160*, 107115. https://doi.org/10.1016/j.ympev.2021.107115

Bybee, S. M., Ogden, T. H., Branham, M. A., & Whiting, M. F. (2008). Molecules, morphology and fossils: A comprehensive approach to odonate phylogeny and the evolution of the odonate wing. *Cladistics*, *24*(4), 477–514.

Cannon, J. T., & Kocot, K. M. (2016). Phylogenomics Using Transcriptome Data. In S. J. Bourlat (Ed.), *Marine Genomics: Methods and Protocols* (pp. 65–80). Springer. https://doi.org/10.1007/978-1-4939-3774-5_4

Cristescu, M. E., & Hebert, P. D. N. (2018). Uses and Misuses of Environmental DNA in Biodiversity Science and Conservation. *Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics*, *49*(Volume 49, 2018), 209–230. https://doi.org/10.1146/annurev-ecolsys-110617-062306

Damm, S., Dijkstra, K. D. B., & Hadrys, H. (2010a). Red drifters and dark residents: The phylogeny and ecology of a Plio-Pleistocene dragonfly radiation reflects Africa's changing environment (Odonata, Libellulidae, Trithemis). *Molecular Phylogenetics and Evolution*, *54*(3), 870–882. https://doi.org/10.1016/j.ympev.2009.12.006

Damm, S., & Hadrys, H. (2012). A dragonfly in the desert: Genetic pathways of the widespread Trithemis arteriosa (Odonata: Libellulidae) suggest male-biased dispersal. *Organisms Diversity & Evolution*, *12*(3), 267–279. https://doi.org/10.1007/s13127-012-0079-1

Damm, S., Schierwater, B., & Hadrys, H. (2010b). An integrative approach to species discovery in odonates: From character-based DNA barcoding to ecology. *Molecular ecology*, *19*(18), 3881-3893.

Davey, J. W., & Blaxter, M. L. (2010). RADSeq: Next-generation population genetics. *Briefings in Functional Genomics*, *9* (5–6), 416–423. https://doi.org/10.1093/bfgp/elq031

Dodsworth, S. (2015). Genome skimming for next-generation biodiversity analysis. *Trends in Plant Science*, *20*(9), 525–527. https://doi.org/10.1016/j.tplants.2015.06.012

Dominguez Del Angel, V., Hjerde, E., Sterck, L., Capella-Gutierrez, S., Notredame, C., Vinnere Pettersson, O., Amselem, J., Bouri, L., Bocs, S., Klopp, C., Gibrat, J.-F., Vlasova, A., Leskosek, B. L., Soler, L., Binzer-Panchal, M., & Lantz, H. (2018). Ten steps to get started in Genome Assembly and Annotation. *F1000Research*, *7*, ELIXIR-148. https://doi.org/10.12688/f1000research.13598.1

Faircloth, B. C., McCormack, J. E., Crawford, N. G., Harvey, M. G., Brumfield, R. T., & Glenn, T. C. (2012). Ultraconserved Elements Anchor Thousands of Genetic Markers Spanning Multiple Evolutionary Timescales. *Systematic Biology*, *61*(5), 717–726. https://doi.org/10.1093/sysbio/sys004

Feder, J. L., Egan, S. P., & Nosil, P. (2012). The genomics of

speciation-with-gene-flow. *Trends in Genetics*, *28*(7), 342–350. https://doi.org/10.1016/j.tig.2012.03.009

Feindt, W., Fincke, O., & Hadrys, H. (2014). Still a one species genus? Strong genetic diversification in the world's largest living odonate, the Neotropical damselfly *Megaloprepus caerulatus*. *Conservation Genetics*, *15*(2), 469–481. https://doi.org/10.1007/s10592-013-0554-z

Futahashi, R., Kawahara-Miki, R., Kinoshita, M., Yoshitake, K., Yajima, S., Arikawa, K., & Fukatsu, T. (2015). Extraordinary diversity of visual opsin genes in dragonflies. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, *112*(11), E1247–E1256. https://doi.org/10.1073/pnas.1424670112

Futuyma, D., & Kirkpatrick, M. (2023). *Evolution* (Fifth Edition, New to this Edition:, Fifth Edition, New to this Edition:). Oxford University Press.

Gabriel, L., Brůna, T., Hoff, K. J., Ebel, M., Lomsadze, A., Borodovsky, M., & Stanke, M. (2024). BRAKER3: Fully automated genome annotation using RNA-seq and protein evidence with GeneMark-ETP, AUGUSTUS and TSEBRA. *bioRxiv: The Preprint Server for Biology*, 2023.06.10.544449. https://doi.org/10.1101/2023.06.10.544449

Goodman, A., Tolman, E., Uche-Dike, R., Abbott, J., Breinholt, J. W., Bybee, S., Frandsen, P. B., Gosnell, J. S., Guralnick, R., Kalkman, V. J., Kohli, M., Lontchi, J. F., Lupiyaningdyah, P., Newton, L., & Ware, J. L. (2023). Assessment of targeted enrichment locus capture across time and museums using odonate specimens. *Insect Systematics and Diversity*, *7*(3), 5. https://doi.org/10.1093/isd/ixad011

Hajibabaei, M., Singer, G. A. C., Hebert, P. D. N., & Hickey, D. A. (2007). DNA barcoding: How it complements taxonomy, molecular phylogenetics and population genetics. *Trends in Genetics*, *23*(4), 167–172.

Hebert, P. D. N., & Gregory, T. R. (2005). The promise of DNA barcoding for taxonomy. *Systematic Biology*, *54*(5), 852–859.

Hebert, P. D. N., Penton, E. H., Burns, J. M., Janzen, D. H., & Hallwachs, W. (2004). Ten species in one: DNA barcoding reveals cryptic species in the neotropical skipper butterfly *Astraptes fulgerator*. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, *101*(41), 14812–14817.

Hedrick, P. W. (2001). Conservation genetics: Where are we now? *Trends in Ecology & Evolution*, *16*(11), 629–636. https://doi.org/10.1016/S0169-5347(01)02282-0

Heijden, E. S. van der, Näsvall, K., Seixas, F. A., Nobre, C. E. B., Maia, A. C. D., Salazar-Carrión, P., Walker, J. M., Szczerbowski, D., Schulz, S., Warren, I. A., Córdova, K. G. G., Sánchez-Carvajal, M. J., Chandi, F., Arias-Cruz, A. P., Rueda-M, N., Salazar, C., Dasmahapatra, K. K., Montgomery, S. H., McClure, M., … Meier, J. I. (2024). *Genomics of Neotropical biodiversity indicators: Two butterfly radiations with rampant chromosomal rearrangements and hybridisation* (p. 2024.07.07.602206). bioRxiv. https://doi.org/10.1101/2024.07.07.602206

Holst, F., Bolger, A., Günther, C., Maß, J., Triesch, S., Kindel, F., Kiel, N., Saadat, N., Ebenhöh, O., Usadel, B., Schwacke, R., Bolger, M., Weber, A. P. M., & Denton, A. (2023). *Helixer*–de novo*Prediction of Primary Eukaryotic Gene Models Combining Deep Learning and a Hidden Markov Mode*. https://doi.org/10.1101/2023.02.06.527280

Hon, T., Mars, K., Young, G., Tsai, Y.-C., Karalius, J. W., Landolin, J. M., Maurer, N., Kudrna, D., Hardigan, M. A., Steiner, C. C., Knapp, S. J., Ware, D., Shapiro, B., Peluso, P., & Rank, D. R. (2020). Highly accurate long-read HiFi sequencing data for five complex genomes. *Scientific Data*, *7*(1), 399. https://doi.org/10.1038/s41597-020-00743-4

Jenike, K. M., Campos-Domínguez, L., Boddé, M., Cerca, J., Hodson, C. N., Schatz, M. C., & Jaron, K. S. (2025). K-mer approaches for biodiversity genomics. *Genome Research*, *35*(2), 219–230. https://doi.org/10.1101/gr.279452.124

Kohli, M. K., Sahlén, G., Kuhn, W. R., & Ware, J. L. (2018). Extremely low genetic diversity in a circumpolar dragonfly species, *Somatochlora sahlbergi* (Insecta: Odonata: Anisoptera). *Scientific Reports*, *8*(1), Article 1. https://doi.org/10.1038/s41598-018-32365-7

Kohli, M., Letsch, H., Greve, C., Béthoux, O., Deregnaucourt, I., Liu, S., Zhou, X., Donath, A., Mayer, C., Podsiadlowski, L., Gunkel, S., Machida, R., Niehuis, O., Rust, J., Wappler, T., Yu, X., Misof, B., & Ware, J. (2021). Evolutionary history and divergence times of Odonata (dragonflies and damselflies) revealed through transcriptomics. *iScience*, *24*(11), 103324. https://doi.org/10.1016/j.isci.2021.103324

Kohn, M. H., Murphy, W. J., Ostrander, E. A., & Wayne, R. K. (2006). Genomics and conservation genetics. *Trends in Ecology & Evolution*, *21*(11), 629–637. https://doi.org/10.1016/j.tree.2006.08.001

Lemmon, A. R., Emme, S. A., & Lemmon, E. M. (2012). Anchored Hybrid Enrichment for Massively High-Throughput Phylogenomics. *Systematic Biology*, *61*(5), 727–744. https://doi.org/10.1093/sysbio/sys049

Lieberman-Aiden, E., van Berkum, N. L., Williams, L., Imakaev, M., Ragoczy, T., Telling, A., Amit, I., Lajoie, B. R., Sabo, P. J., Dorschner, M. O., Sandstrom, R., Bernstein, B., Bender, M. A., Groudine, M., Gnirke, A., Stamatoyannopoulos, J., Mirny, L. A., Lander, E. S., & Dekker, J. (2009). Comprehensive Mapping of Long-Range Interactions Reveals Folding Principles of the Human Genome. *Science*, *326*(5950), 289–293. https://doi.org/10.1126/science.1181369

Logsdon, G. A., Vollger, M. R., & Eichler, E. E. (2020). Long-read human genome sequencing and its applications. *Nature Reviews Genetics*, *21*(10), 597–614. https://doi.org/10.1038/s41576-020-0236-x

Lowe, W. H., Kovach, R. P., & Allendorf, F. W. (2017). Population Genetics and Demography Unite Ecology and

Evolution. *Trends in Ecology & Evolution*, *32*(2), 141–152. https://doi.org/10.1016/j.tree.2016.12.002

Nunes, R., Storer, C., Doleck, T., Kawahara, A. Y., Pierce, N. E., & Lohman, D. J. (2022). Predictors of sequence capture in a large-scale anchored phylogenomics project. *Frontiers in Ecology and Evolution*, *10*. https://doi.org/10.3389/fevo.2022.943361

Orr, A. G., & Dow, R. A. (2015a). Description of the final stadium larvae of Onychargia atrocyana Selys, 1865 from Sarawak, identified using DNA barcoding (Odonata: Zygoptera: Platycnemididae), with an overview of larval characters in the Platycnemididae. *Zootaxa*, *4040*(3), 384–392.

Orr, A. G., & Dow, R. A. (2015b). Description of two final stadium platystictid larvae from Borneo, including that of *Drepanosticta*? Attala Lieftinck, identified using DNA barcoding (Odonata: Zygoptera: Platystictidae) (vol 3985, pg 565, 2015). *Zootaxa*, *4013*(4), 600–600.

Pawlowski, J., Bonin, A., Boyer, F., Cordier, T., & Taberlet, P. (2021). Environmental DNA for biomonitoring. *Molecular Ecology*, *30*(13), 2931–2936. https://doi.org/10.1111/mec.16023

Rueda-M, N., Pardo-Diaz, C., Montejo-Kovacevich, G., McMillan, W. O., Kozak, K. M., Arias, C. F., Ready, J., McCarthy, S., Durbin, R., Jiggins, C. D., Meier, J. I., & Salazar, C. (2024). Genomic evidence reveals three W-autosome fusions in *Heliconius* butterflies. *PLOS Genetics*, *20*(7), e1011318. https://doi.org/10.1371/journal.pgen.1011318

Sánchez-Guillen, R. A., Van Gossum, H., & Cordero Rivera, A. (2005). Hybridization and the inheritance of female colour polymorphism in two ischnurid damselflies (Odonata: Coenagrionidae). *Biological Journal of the Linnean Society*, *85*(4), 471–482.

Sánchez-Herrera, M., Beatty, C., Nunes, R., Realpe, E., Salazar, C., & Ware, J. L. (2018). A molecular systematic analysis of the Neotropical banner winged damselflies (Polythoridae: Odonata): Phylogenetic relationships of Polythoridae. *Syst. Entomol.*, *43*(1), 56–67.

Sánchez-Herrera, M., Forero, D., Calor, A. R., Romero, G. Q., Riyaz, M., Callisto, M., de Oliveira Roque, F., Elme-Tumpay, A., Khan, M. K., Justino de Faria, A. P., Pires, M. M., Silva de Azevêdo, C. A., Juen, L., Zakka, U., Samaila, A. E., Hussaini, S., Kemabonta, K., Guillermo-Ferreira, R., Ríos-Touma, B., & Maharaj, G. (2024). Systematic challenges and opportunities in insect monitoring: A Global South perspective. *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences*, *379*(1904), 20230102. https://doi.org/10.1098/rstb.2023.0102

Sánchez-Herrera, M., Kuhn, W. R., Lorenzo-Carballa, M. O., Harding, K. M., Ankrom, N., Sherratt, T. N., Hoffmann, J., Van Gossum, H., Ware, J. L., Cordero-Rivera, A., & Beatty, C. D. (2015). Mixed signals? Morphological and molecular evidence suggest a color polymorphism in some neotropical polythore damselflies. *PLoS One*, *10*(4), e0125074.

Sánchez-Herrera, M., Realpe, E., & Salazar, C. (2010). A neotropical polymorphic damselfly shows poor congruence between genetic and traditional morphological characters in Odonata. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, *57*(2), 912–917. https://doi.org/10.1016/j.ympev.2010.08.016

Sánchez-Herrera, M., Beatty, C. D., Nunes, R., Salazar, C., & Ware, J. L. (2020). An exploration of the complex biogeographical history of the Neotropical banner-wing damselflies (Odonata: Polythoridae). *BMC Evolutionary Biology*, *20*(1), 74. https://doi.org/10.1186/s12862-020-01638-z

Soto-Serrano, A., Li, W., Panah, F. M., Hui, Y., Atienza, P., Fomenkov, A., Roberts, R. J., Deptula, P., & Krych, L. (2024). Matching excellence: Oxford Nanopore Technologies' rise to parity with Pacific Biosciences in genome reconstruction of non-model bacterium with high G+C content. *Microbial Genomics*, *10*(11), 001316. https://doi.org/10.1099/mgen.0.001316

Standring, S., Sánchez-Herrera, M., Guillermo-Ferreira, R., Ware, J. L., Vega-Sánchez, Y. M., Clement, R., Drury, J. P., Grether, G. F., González-Rodríguez, A., Mendoza-Cuenca, L., Bota-Sierra, C. A., & Bybee, S. (2022). Evolution and Biogeographic History of Rubyspot Damselflies (Hetaerininae: Calopterygidae: Odonata). *Diversity*, *14*(9), Article 9. https://doi.org/10.3390/d14090757

Stapley, J., Reger, J., Feulner, P. G. D., Smadja, C., Galindo, J., Ekblom, R., Bennison, C., Ball, A. D., Beckerman, A. P., & Slate, J. (2010). Adaptation genomics: The next generation. *Trends in Ecology & Evolution*, *25*(12), 705–712. https://doi.org/10.1016/j.tree.2010.09.002

Struck, T. H., Feder, J. L., Bendiksby, M., Birkeland, S., Cerca, J., Gusarov, V. I., Kistenich, S., Larsson, K.-H., Liow, L. H., Nowak, M. D., Stedje, B., Bachmann, L., & Dimitrov, D. (2018). Finding Evolutionary Processes Hidden in Cryptic Species. *Trends in Ecology & Evolution*, *33*(3), 153–163. https://doi.org/10.1016/j.tree.2017.11.007

Suvorov, A., Jensen, N. O., Sharkey, C. R., Fujimoto, M. S., Bodily, P., Wightman, H. M. C., Ogden, T. H., Clement, M. J., & Bybee, S. M. (2017). Opsins have evolved under the permanent heterozygote model: Insights from phylotranscriptomics of Odonata. *Molecular Ecology*, *26*(5), 1306–1322. https://doi.org/10.1111/mec.13884

The Darwin Tree of Life Project Consortium. (2022). Sequence locally, think globally: The Darwin Tree of Life Project. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, *119*(4), e2115642118. https://doi.org/10.1073/pnas.2115642118

Tims, A. R., Unmack, P. J., Hammer, M. P., Brown, C., Adams, M., & McGee, M. D. (2024). Museum Genomics Reveals the Hybrid Origin of an Extinct Crater Lake Endemic. *Systematic Biology*, *73*(3), 506–520. https://doi.org/10.1093/sysbio/syae017

Tolman, E. R., Beatty, C. D., Bush, J., Kohli, M. K., Frandsen, P. B., Gosnell, J. S., & Ware, J. L. (2023). Exploring chromosome evolution in 250 million year old groups of dragonflies and damselflies (Insecta: Odonata). *Molecular Ecology*, *32*(21), 5785–5797. https://doi.org/10.1111/mec.17147

Tolman, E. R., Beatty, C. D., Frandsen, P. B., Bush, J., Bruchim, O. R., Driever, E. S., Harding, K. M., Jordan, D., Kohli, M. K., Park, J., Park, S., Reyes, K., Rosario, M., Ryu, J. L., Wade, V., Suvorov, A., & Ware, J. L. (2025). *Newly Sequenced Genomes Reveal Patterns of Gene Family Expansion in Select Dragonflies (Odonata: Anisoptera)* (p. 2023.12.11.569651). bioRxiv. https://doi.org/10.1101/2023.12.11.569651

Troast, D., Suhling, F., Jinguji, H., Sahlén, G., & Ware, J. (2016). A Global Population Genetic Study of *Pantala flavescens*. *PLoS ONE*, *11*(3), e0148949. https://doi.org/10.1371/journal.pone.0148949

Vega-Sánchez, Y. M., Mendoza-Cuenca, L. F., & González-Rodríguez, A. (2019). Complex evolutionary history of the American Rubyspot damselfly, *Hetaerina americana* (Odonata): Evidence of cryptic speciation. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, *139*, 106536. https://doi.org/10.1016/j.ympev.2019.106536

Vega-Sánchez, Y. M., Oyama, K., Mendoza-Cuenca, L. F., Gaytán-Legaria, R., & González-Rodríguez, A. (2024). Genomic differentiation and niche divergence in the *Hetaerina americana* (Odonata) cryptic species complex. *Molecular Ecology*, *33*(2), e17207. https://doi.org/10.1111/mec.17207

Wagner, D. L. (2020). Insect Declines in the Anthropocene. *Annual Review of Entomology*, *65*(Volume 65, 2020), 457–480. https://doi.org/10.1146/annurev-ento-011019-025151

Ware, J. L. (2008). Molecular and morphological systematics of Libelluloidea (Odonata: Anisoptera) and Dictyoptera. Rutgers.

Wellenreuther, M., & Bernatchez, L. (2018). Eco-Evolutionary Genomics of Chromosomal Inversions. *Trends in Ecology & Evolution*, *33*(6), 427–440. https://doi.org/10.1016/j.tree.2018.04.002

Wellenreuther, M., Tynkkynen, K., & Svensson, E. I. (2010). Simulating range expansion: Male species recognition and loss of premating isolation in damselflies. *Evolution*, *64*(1), 242–252. https://doi.org/10.1111/j.1558-5646.2009.00815.x

Wellenreuther, M., Vercken, E., & Svensson, E. I. (2010). A role for ecology in male mate discrimination of immigrant females in *Calopteryx* damselflies? *Biological Journal of the Linnean Society*, *100*(3), 506–518. https://doi.org/10.1111/j.1095-8312.2010.01464.x

Yang, Z., & Rannala, B. (2012). Molecular phylogenetics: Principles and practice. *Nature Reviews Genetics*, *13*(5), 303–314. https://doi.org/10.1038/nrg3186

Zeng, X., Yi, Z., Zhang, X., Du, Y., Li, Y., Zhou, Z., Chen, S., Zhao, H., Yang, S., Wang, Y., & Chen, G. (2024). Chromosome-level scaffolding of haplotype-resolved assemblies using Hi-C data without reference genomes. *Nature Plants*, *10*(8), 1184–1200. https://doi.org/10.1038/s41477-024-01755-3

Zhang, D., Yang, R.-F., Chen, J.-H., Pan, L.-B., Duan, W., Xia, G.-H., Zhang, Q.-X., & Huang, Y.-J. (2024). Whole genome resequencing reveals the evolutionary history and geographic isolation of the eastern Asian Hickory (Carya). *PLANTS, PEOPLE, PLANET*, *6*(6), 1425–1436. https://doi.org/10.1002/ppp3.10564

ISSN: 2711-2152 (en línea)
HETAERINA

# CAPÍTULO V

# Colecciones científicas de odonatos: métodos de conservación y restauración

Javier Muzón, María de las Mercedes Navarro y Alejandro del Palacio

La conservación[1] de odonatos, tanto larvas como adultos, ha enfrentado históricamente desafíos particulares. A lo largo del tiempo, se han propuesto y utilizado múltiples productos y métodos entre los cuales cada especialista, de acuerdo a sus posibilidades y experiencia, ha testeado y elegido. Sin embargo, no existe un método universalmente aceptado. Algunas características del plan de organización corporal de los odonatos adultos (*i.e.*, grado intermedio de esclerotización general, patas delgadas, alas grandes y membranosas, abdomen largo y policromatismo) dificultan su preservación. Además, la fragilidad que pueden adquirir las membranas articulares al secarse, principalmente las intersegmentales abdominales y la del cuello, contribuye a que los ejemplares de colección tiendan a dañarse, con la consiguiente rotura o pérdida de distintas partes del cuerpo.

La llamativa coloración de los adultos se debe a la conjunción de varios factores: pigmentos, dispersión por efecto Tyndall en células epidérmicas, pruinosidad, envejecimiento y colores estructurales (*e.g.*, iridiscencia) producidos por la ultraestructura de la cutícula. Los colores producidos por pigmentos (amarillos, rojos) y por el efecto Tyndall (azules) son inestables y tienden a desnaturalizarse rápidamente *post-mortem* (Dunkle, 1983; Westfall & May, 1996). Por su parte, la conservación de la pruinosidad sobre el tegumento depende del medio en que se conserven los ejemplares (Futahashi et al., 2019).

A las dificultades relacionadas con el plan de organización de los odonatos, se suma una serie de problemas asociados al contexto regional. En Latinoamérica, las colecciones científicas enfrentan otras dificultades como la escasa disponibilidad de espacio y recursos financieros que permitan asegurar una gestión adecuada sostenida en el tiempo. Debemos tener presente que, una vez que son colectados en su hábitat natural, todos los individuos, sin importar a la especie que pertenezcan, inician una valiosa etapa como ejemplares de una colección científica. Sostener el valor científico de estos ejemplares es la única justificación para su colecta y sacrificio. Por esta razón, una de las mayores responsabilidades de quienes están a cargo de la gestión y mantenimiento de estas colecciones es que esta nueva etapa del individuo colectado dure el mayor tiempo posible, en el mejor estado posible. Este es un principio ético básico que

[1]Debido al uso confuso de términos tales como preservación, conservación, curación, etc. En esta contribución nos ajustamos a la terminología propuesta por el Comité para la Conservación del *International Council of Museums*, ICOM (https://www.icom-cc.org/en/terminology-for-conservation).

debemos respetar y hacer respetar en nuestra práctica profesional. Los ejemplares que integran una colección científica deben considerarse patrimonio universal y como tales nuestro deber es extremar los esfuerzos para su conservación. En esta contribución trataremos de describir los principales desafíos y buenas prácticas que imponen las características de los odonatos para su mejor conservación.

## 5.1. LARVAS Y EXUVIAS

Las larvas presentan, al contrario del estado adulto, menos dificultades relativas al momento de su conservación. Con excepción de algunos grupos, como por ejemplo Petaluridae, la mayoría de las larvas de odonatos se caracterizan por presentar un cuerpo poco esclerotizado y alto contenido de agua que rápidamente entra en descomposición si no se lo trata adecuadamente. En el caso de las larvas de Zygoptera, deberá considerarse además que sus laminillas caudales (epi y paraproctos) pueden desprenderse fácilmente y perderse.

Las colecciones científicas del estado larval pueden estar integradas tanto por larvas como por exuvias. Las exuvias, por lo general secas y quebradizas al momento de su colecta, suelen hidratarse parcialmente y conservarse en alcohol etílico o isopropílico al 70-80% para facilitar su estudio posterior. La conservación de larvas, en cambio, depende de otros factores como su tamaño y antigüedad. Si bien en algunas colecciones pueden encontrarse larvas desecadas, incluso montadas en alfileres (Fig. 1a), es habitual su conservación en alcohol etílico o isopropílico (los ejemplares de gran tamaño pueden inyectarse con alcohol para acelerar la fijación de sus tejidos). Para su guardado, los ejemplares se acondicionan en frascos individuales con la cabeza orientada hacia la boca del frasco junto con una o varias etiquetas con los datos de colección e identificación (Fig. 1b). Debido a la




**Figura 1. a)** Larva montada en alfiler (MACN[2]). **b)** Larva en tubo de ensayo (BioGeA[3]). **c)** Frasco madre (BioGeA). **d)** Larva con mandíbulas separadas en vial (BioGeA).

cantidad de agua en su cuerpo, y para evitar su deterioro por la acción de hongos y/o la descomposición de sus tejidos, es necesario renovar el alcohol de cada frasco, al menos una vez luego de 1-2 meses de haber sido colectadas. De acuerdo al tamaño del ejemplar y el volumen del frasco donde se encuentra, es aconsejable renovar el alcohol periódicamente hasta que se hayan fijado completamente los tejidos, lo que puede observarse cuando el alcohol permanece claro y límpido.

[2] MACN - Col. Museo Argentino de Ciencias Naturales, Buenos Aires, Argentina. [3]BioGeA - Col. Laboratorio de Biodiversidad y Genética Ambiental, Avellaneda, Argentina.

La gestión de una colección de larvas puede presentar un inconveniente importante: las tapas de los frascos utilizados pueden desgastarse o quebrarse con el tiempo, por lo que no aseguran hermeticidad constante y obliga a controlar periódicamente el nivel de alcohol de cada frasco. Un modo de simplificar su mantenimiento, y además ahorrar costos, es usar tubos de ensayo en frascos madre en lugar de frascos individuales (Navarro *et al.,* 2024). En lugar de colocar las larvas en frascos individuales, se colocan junto con sus etiquetas en tubos de ensayo con alcohol y taponados en su extremo abierto con algodón o gasa estéril de uso médico, los tubos se colocan luego en frascos de boca ancha con su extremo abierto hacia abajo y se agrega alcohol al frasco (Fig. 1c). De esta forma, los frascos madres permiten controlar simultáneamente el nivel de alcohol de todos los tubos en su interior. En el caso de larvas de zygópteros es importante disponer los ejemplares separadamente para evitar asignaciones confusas si se desprenden las laminillas caudales.

Las colecciones de larvas pueden tener asociadas una colección de estructuras disecadas para su estudio microscópico (*e.g.*, antenas, patas y laminillas caudales). Estas estructuras se montan en portaobjetos de manera temporal, por ejemplo, en un medio acuoso o en glicerina, o luego de un tratamiento adecuado (potasa, serie de alcoholes, etc.) se fijan definitivamente en resinas acrílicas o bálsamo de Canadá. En el caso particular de las mandíbulas, que generalmente no se montan en portaobjetos, puede ser necesario disecarlas y luego acondicionarlas en pequeños viales dentro del tubo o frasco correspondiente (Fig. 1d).

### 5.2. ADULTOS

Como mencionamos anteriormente, los desafíos más importantes para la conservación de ejemplares adultos de odonatos es el mantenimiento de su integridad física o estructural y la preservación de los pigmentos responsables de su patrón de coloración. Las deficiencias en la conservación de odonatos derivadas de sus características particulares se han agravado, además, por la aplicación de protocolos y métodos de preservación entomológicos de uso general, no específicos para el grupo. Este conjunto de inconvenientes y deficiencias siguen impactando negativamente en los ejemplares preservados en colecciones, muchos de los cuales requieren de un cuidadoso trabajo de restauración.

Si bien ninguno de estos desafíos se ha superado satisfactoriamente, el desarrollo de nuevos protocolos de colecta y métodos de conservación específicos han mejorado sustancialmente el estado de conservación general, minimizando daños, roturas y pérdidas de ejemplares. El avance de la Odonatología, junto a la aparición de nuevas tecnologías y materiales, así como una mayor toma de conciencia del grado de toxicidad de sustancias de uso antes cotidiano, como por ejemplo naftaleno (= naftalina) y fenol, han generado importantes cambios en las prácticas de colecta y conservación de insectos en general, y de odonatos en particular.

Los textos entomológicos generales, como por ejemplo Usinger (1956), McGavin (2001) y Gibb & Oseto (2020), no ofrecen métodos particulares para odonatos. Hasta pasada la primera mitad del siglo pasado, y de no mediar el trabajo de un especialista, era habitual aplicar a los odonatos las mismas técnicas de conservación usadas en órdenes de insectos de características morfológicas "similares" (*i.e.*, tamaño mediano a grande, medianamente esclerotizados y con alas grandes y membranosas). Los individuos se sacrificaban con frascos mortíferos, generalmente con vapores de cianuro, éter o acetato de etilo y, una vez secos, se los acondicionaba en camas de algodón, sobres triangulares de papel o pinchados en cajas entomológicas clásicas (con o sin tapa de vidrio) (Figs. 2a-c). En estos casos, se los perforaba con alfileres entomológicos en la región dorsal o lateral del pterotórax, manteniendo las alas en posición horizontal respecto al eje anteroposterior del cuerpo (= "abiertas") o tocándose por sobre el pterotórax (= "cerradas") respectivamente.

El uso de cajas plásticas herméticas o de cartón para preservar ejemplares colocados en sobres transparentes o triángulos de papel presenta importantes ventajas en comparación con las cajas entomológicas clásicas utilizadas para ejemplares montados en alfileres, habituales en muchas colecciones de todo el mundo (Figs. 2d-e). Entre ellas se destaca una menor necesidad de espacio de guardado (*i.e.*, las cajas entomológicas pueden alojar pocos ejemplares montados) y la necesidad de un presupuesto menor, tanto por la diferencia de valor entre ambos tipos de contenedores como por la necesidad de contar con gran cantidad de unidades en el caso de preferir cajas entomológicas, más onerosas. Otro efecto no deseado del uso de las cajas entomológicas es la acumulación y mezcla de fragmentos que se van desprendiendo de distintos ejemplares (cabezas, patas, alas, abdómenes) que en muchas ocasiones impide una asignación clara y segura de cada fragmento a un ejemplar en particular. En algunas colecciones, gran cantidad de adultos son conservados en alcohol dentro de frascos (Fig. 2f), esta es una práctica desaconsejable debido a que los ejemplares se decoloran y desarticulan rápidamente.

Con el avance de los estudios odonatológicos se han desarrollado métodos más específicos y eficientes para su conservación, en particular de los pigmentos. Estos avances derivaron en la modificación de todo el protocolo de colecta y conservación de adultos, desde el modo en que se sacrifican los ejemplares y se fijan sus tejidos, hasta el método final de conservación. A partir de la segunda mitad del siglo pasado, comenzó a reemplazarse el uso de frascos mortíferos por inyección y/o sumersión en acetona (Beatty & Beatty, 1963; Garrison *et al.*, 2006, 2010; Tennessen, 2019; Westfall & May 1996, 2000; White & Morse, 1973), y el uso de cajas y alfileres entomológicos por contenedores herméticos de plástico o cartón (Fig. 2d-e) donde cada ejemplar




**Figura 2. a)** Cama de algodón (MLP[4]). **b)** Triángulos de papel (BioGeA). **c)** Caja entomológica (MACN). **d)** Caja de cartón para adultos (BioGeA). **e)** Contenedor hermético de plástico (BioGeA). **f)** Frasco con adultos en alcohol (FCNyE[5]).

se coloca dentro de envoltorios plásticos junto a una tarjeta de cartulina que porta los datos de colección e identificación (Fig. 3a).

El uso de la acetona, tanto para sacrificar a los ejemplares (inyección de acetona pura en el tórax de modo que alcance todo el abdomen) como para la fijación de sus tejidos (inmersión en acetona pura por aproximadamente 24 horas), mejora notablemente la preservación de los pigmentos y provoca una deshidratación más rápida y eficiente de los ejemplares. Sin embargo, su uso ha presentado recientemente dos grandes desventajas: por un lado, dificulta la extracción de ADN y ARN

[4]MLP - Col. Museo de La Plata, La Plata, Argentina. [5]FCEyN - Col. Facultad de Ciencias Exactas y Naturales, UBA, Buenos Aires, Argentina.



**Figura 3. a)** Envoltorios plásticos para adultos en contenedores herméticos de plástico (BioGeA). **b)** Sobre de papel pergamino vegetal (BioGeA). **c)** Ejemplares en sobres de papel pergamino vegetal deshidratándose en bolsa zip-lock con cristales de sílica (BioGeA).

para estudios moleculares y por otro, al ser una sustancia precursora de drogas ilegales, su comercialización y tenencia comenzó a ser fuertemente regulada en los países de la región. Esto supuso grandes inconvenientes tanto para su adquisición, como para su transporte durante los viajes de campaña. Por estos motivos, en los últimos 10-15 años, el uso de acetona ha sido paulatinamente abandonado. Actualmente, algunos especialistas inyectan los ejemplares recién colectados con etanol y los colocan por varios días en bolsas con cierre zip-lock o cajas herméticas con sílica-gel granulado (Fig. 3b-c) para su deshidratación en un ambiente refrigerado. En cualquier caso, la conservación de los pigmentos responsables de la coloración sufre diversas alteraciones debido a una gran cantidad de variables que pueden afectar simultáneamente su estabilidad. Por ejemplo, la edad del ejemplar, cuál es la sustancia elegida para conservar/fijar los tejidos, su calidad química, su grado de dilución, cuánto tiempo fue expuesto el ejemplar a la misma, a qué temperatura, si hubo exposición prolongada del ejemplar a la luz del sol, etc. La potencial disparidad de resultados debe ser tenida en cuenta al momento de examinar los ejemplares y es necesario y conveniente ser cautos al evaluar y describir los patrones de coloración.

Una característica especial que pueden presentar los adultos, principalmente los machos, es una cubierta pruinosa blanquecina, levemente azulada, que se distribuye en distintas partes del tegumento, mayoritariamente pterotórax y abdomen. La pruinosidad, que refleja los rayos UV, se debe al depósito de una capa de ceras (= pruina) compuesta principalmente de metilcetonas y aldehídos de cadena larga, insoluble en etanol (Futahashi *et al.*, 2019). Dado que la pruina es secretada paulatinamente su extensión permite inferir la edad del ejemplar.

La evolución de los métodos de conservación de los odonatos puede observarse al visitar colecciones científicas de cierta antigüedad, en las cuales se encuentran depositados ejemplares sacrificados y conservados de muy diferente modo: frascos mortíferos, etanol, acetona, camas de algodón, sobres triangulares, pinchados en cajas entomológicas o en envoltorios transparentes con tarjetas de cartulina.

La gestión eficiente de una colección científica de odonatos adultos requiere considerar, además de las cuestiones derivadas de la utilización de una técnica o protocolo de conservación en particular, acciones de conservación preventiva, a realizar tanto durante la colecta de los ejemplares como en el sitio de resguardo de la colección. Con respecto a este último, independientemente del método de conservación utilizado al colectar los ejemplares, es fundamental que la colección esté protegida de la luz del sol, la humedad, y la actividad de hongos y otros insectos, como derméstidos y psocópteros. Es altamente recomendable que las cajas o contenedores donde se colocan los

ejemplares sean herméticos o, en su defecto, que estén guardados en armarios herméticos, y se disponga sílica-gel para reducir la humedad.

### 5.2.1. Buenas prácticas para la conservación de adultos

***Acciones de conservación preventiva y curativa en ejemplares nuevos***

**A) Al momento de la captura**

**1.** Guardar cada ejemplar en un sobre de papel pergamino vegetal (Fig. 3b), etiquetar provisoriamente y dejarlo vivo en un lugar fresco por varias horas hasta que evacue el sistema digestivo. Es aconsejable conservar en el mismo sobre a las parejas colectadas en tándem o en cópula. Se sugiere rotular el sobre con una indicación precisa del tipo de condición (tándem o cópula). Los adultos recién metamorfoseados deben mantenerse vivos en cámaras ventiladas hasta que finalice el proceso de esclerotización de su tegumento, de no ser posible se aconseja conservarlos directamente en alcohol 70-80%.

**2.** Inyectar cada ejemplar (entre las coxas II y III) con acetona/alcohol etílico o isopropílico para reducir ácidos grasos y deshidratar. El líquido inyectado debe penetrar en el abdomen sin dañarlo, para esto se debe proceder con mucho cuidado utilizando jeringas de 0.3 a 1 ml.

**3.** Acomodar estructuras. Se recomienda orientar los ejemplares siempre del mismo modo para facilitar estudios posteriores. Por ejemplo, es recomendable orientar la cabeza de costado, estirar las patas hacia delante, ubicar las alas juntas, tocándose por encima del tórax, el abdomen recto, debajo de las alas, y, en el caso de machos, disponer la lígula (Zygoptera) o vesícula genital (Anisoptera) fuera de la foseta genital (sin separarla del ejemplar).

**4.** Volver a guardar el ejemplar en el mismo sobre.

**5.** Guardar el sobre con el ejemplar en un contenedor hermético o bolsa con cierre zip-lock con cristales o granulado de sílica-gel durante varios días, idealmente en un ambiente refrigerado para ralentizar los procesos de degradación y evitar la descomposición (Fig. 3c). Se recomienda poner en el mismo contenedor los ejemplares colectados en una misma localidad. Si, en lugar de alcohol + sílica-gel, se usa acetona[6] pura se deben guardar los sobres en un frasco de boca ancha sumergidos completamente en acetona pura por 24 h, luego retirarlos y secarlos al aire. Cuando la acetona comienza a tener coloración amarillenta o turbidez, es momento de renovarla. En el caso de sílica, el uso prolongado provoca su hidratación, por lo que es necesario renovarla periódicamente. Los cristales que cambian de color al hidratarse, permiten determinar correctamente cuando hacerlo.

**6.** Con el objetivo de facilitar futuros estudios moleculares, es aconsejable separar, al momento de la captura (y antes de inyectar al ejemplar), patas o músculo torácico en viales especiales con alcohol absoluto. Estos viales deben mantenerse en frío y ser rotulados de modo tal que se asegure su trazabilidad, relacionando la muestra de tejidos con el ejemplar colectado. Los viales, correctamente rotulados, pueden integrar una colección *voucher* conservada en freezers o ultrafreezers, de manera conexa a la colección principal.

**B) En el laboratorio**

**1.** Traslado de ejemplares a envoltorios definitivos: desde la segunda mitad del siglo pasado los odonatos adultos son conservados dentro de envoltorios transparentes junto con una tarjeta de cartulina (= cartón, cartón delgado, papel grueso) (Beatty & Beatty, 1963). Tanto el

[6]La acetona es un compuesto inflamable, tóxico y capaz de degradar rápidamente ciertos tipos de plásticos. Se debe usar con precaución, en ambientes bien aireados. Es recomendable testear los plásticos a usar con una gota de acetona y observar su reacción.

material de los envoltorios y las tarjetas como sus dimensiones pueden variar de acuerdo a la disponibilidad o la preferencia del especialista.

Envoltorios ("sobres"): antes de elegir los envoltorios definitivos es muy importante considerar el tipo de material, sus dimensiones y el tipo de cierre. Desde los primeros envoltorios de celofán utilizados para la conservación de odonatos adultos (Beatty & Beatty, 1963), se han probado diferentes materiales como tereftalato de polietileno (PET), papel glassine, polipropileno, polietileno, etc, cada uno de ellos con diferentes resultados respecto a su estabilidad e interacción con los ejemplares (Blades *et al.*, 2017). Por otra parte, si bien varios materiales son seguros para los ejemplares, algunos pueden reaccionar con los productos químicos usados en las colecciones, como por ejemplo el poliestireno expuesto a la naftalina (Simmons, 1999). Los plásticos que contienen cloro pueden liberar compuestos extremadamente corrosivos cuando envejecen, como por ejemplo el policloruro de polivinilo (PVC), por lo que debe evitarse su uso. En general, cualquier plástico que muestre cambios de color, cuya superficie se resquebraje o presente otra desfiguración, debe ser retirado de la colección inmediatamente. Idealmente pueden utilizarse envoltorios de polietileno (sin butilhidroxitolueno o BTH) con cierre zip-lock pero, considerando que una colección puede estar formada por cientos o miles de ejemplares, su costo llega a ser prohibitivo para muchos países de la región. La elección del material y las dimensiones del envoltorio definitivo por lo general se realizará en función de la oferta del mercado y las posibilidades presupuestarias de cada institución y/u odonatólogo.

Tarjetas: el uso de envoltorios definitivos requiere que los ejemplares sean guardados junto a una tarjeta de cartulina, cartón o papel grueso. Las dimensiones óptimas de las tarjetas a disponer junto al ejemplar dependerán de las dimensiones de los envoltorios que se disponga. Pueden utilizarse fichas o tarjetas de fichero de cartulina de 127 x 77 mm disponibles en el mercado, u otras dimensiones si se imprimen varias en una misma hoja.

**2.** Etiquetado definitivo: El valor científico de un ejemplar depende en gran medida de los datos recolectados junto al mismo. Las etiquetas, ya sea en el caso de ejemplares montados o en alcohol, o las tarjetas, en el caso de ejemplares guardados en envoltorios definitivos, deberán contener información precisa y veraz que facilite tanto su almacenamiento como el estudio posterior.

Durante la colecta se deben etiquetar los individuos con un mínimo de información que relacione inequívocamente el ejemplar con un evento de colecta específico (localidad + fecha + colector). Esta información luego será volcada, junto con otros datos, en las etiquetas definitivas. Varios autores (González Peña, 1995; Márquez Luna, 2005; Triplehorn *et al.*, 2005) sugieren que la etiqueta/tarjeta, que se coloca junto con los ejemplares conservados debe incluir los siguientes datos:

- Identificación taxonómica del ejemplar: debe incluir el nombre científico, nombre del autor de la especie según las normas de la Comisión Internacional de Nomenclatura Zoológica, nombre de la persona que realizó la identificación y la fecha de determinación.
- Sexo.
- Localidad: debe ser lo más detallada posible, desde lo más general a lo más específico. Pueden incluirse detalles que faciliten la ubicación (*e.g.*, a X km al S de XX en ruta XX).
- Coordenadas geográficas: registrada con GPS o carta geográfica.
- Fecha de colecta: para evitar confusiones se recomienda utilizar números romanos para los meses y cuatro dígitos para el año.
- Nombre de la persona que colectó: seguido de la abreviatura "col."
- Datos adicionales: se pueden incluir el método

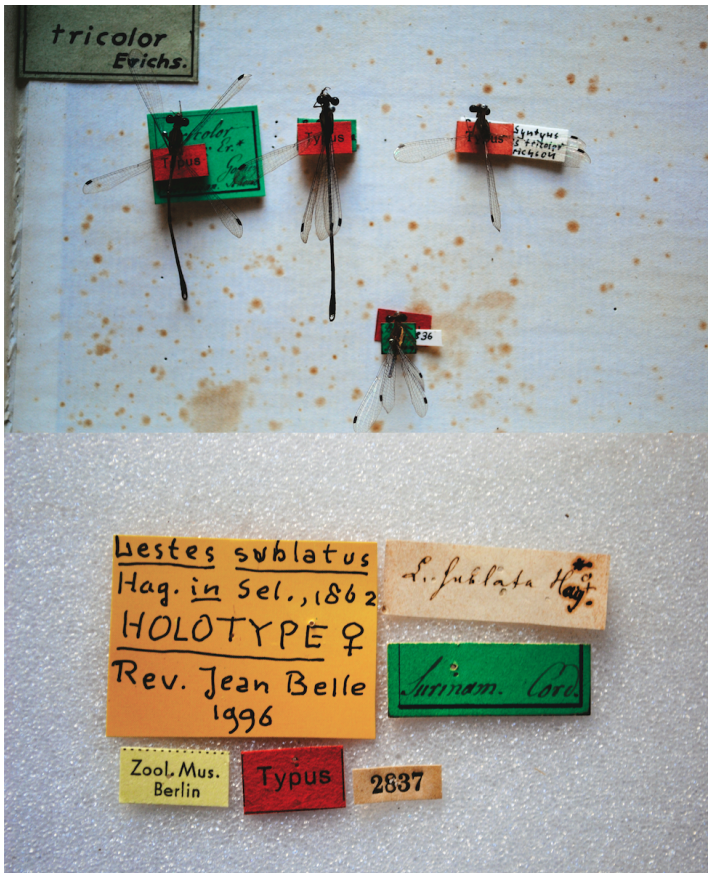



**Figura 4.** Ejemplares tipo y sus etiquetas (NK[7]).




**Figura 5. a)** Armario metálico con contendores herméticos (BioGeA). **b)** Armario de madera con cajas entomológicas (MACN). **c)** Sistema de estanterías móviles con asistencia mecánica (MACN).

de colecta, hábitat, si fueron colectados en tándem o cópula, etc.

•Otros datos: etiquetas de Tipos; datos de propiedad, donde figura el nombre de la institución o persona propietaria de la colección. En general, las principales colecciones científicas depositadas en Museos utilizan etiquetas de diferentes colores para identificar ejemplares tipo, es usual el uso de etiquetas rojas para holotipos (Fig. 4).

•Es fundamental que, al añadir nuevas etiquetas/tarjetas, se conserven las originales.

Las etiquetas/tarjetas pueden escribirse a mano con lapiceras de trazo fino, aunque se recomienda imprimirlas en papeles de alta calidad, libres de ácidos. En el caso de ejemplares conservados en líquidos, las etiquetas deben escribirse en papel de algodón, con tintas indelebles o impresas, y ubicarlas dentro del contenedor del ejemplar.

**3.** Almacenamiento en contenedores herméticos definitivos dentro de armarios o sistemas de estanterías que aseguren oscuridad y control de humedad (Fig. 5a-c): Los envoltorios definitivos se colocan en los recipientes en posición vertical, ordenados según el criterio considerado por la persona encargada de la curaduría de la colección. El número de identificación debe estar visible para facilitar la localización del ejemplar.

Una desventaja del uso de contenedores plásticos es que ciertos materiales pueden reaccionar químicamente con pesticidas utilizados para fumigar las colecciones. Por ejemplo, el paradiclorobenceno (PDB), empleado como pesticida en colecciones entomológicas por su

[7]NK - Col. Museum für Naturkunde, Berlín, Alemania.

capacidad para repeler insectos como los derméstidos, puede interactuar negativamente con algunos tipos de plástico, como ciertos acrílicos o poliestireno. Estas reacciones pueden producir empañamiento, manchas, deformaciones y, eventualmente, la degradación del material plástico (Glotzhober, 1993). Para evitar estos inconvenientes, se sugiere el uso de alcanfor como repelente alternativo.

4. Ingreso de información: El material que ingresa a la colección debe contar con la mayor cantidad de datos posibles, desde el momento de la colecta hasta su estudio posterior. Se recomienda ingresar los datos siguiendo siempre los mismos criterios, por ejemplo: utilizar el formato día/mes (en números romanos)/año para las fechas, y consignar los nombres colocando primero el apellido seguido de la inicial del nombre. Es importante mantener esta consistencia en todos los registros y establecer otros criterios según sea necesario.

5. Catalogación: A cada ejemplar se le debe asignar un número de identificación único y consecutivo, de acuerdo a los registros existentes. Este número permite acceder a toda la información disponible del ejemplar, por lo que no debe ser reasignado a otro ejemplar.

6. Actualización de la base de datos: Las bases de datos desempeñan un papel fundamental en la gestión y acceso a los datos de las colecciones científicas, ya que estos datos pueden ser la fuente primaria para investigaciones. El diseño de la base de datos debe basarse preferentemente en un estándar ampliamente aceptado (DGRU, 2023). Todo el material debe ser ingresado en la base de datos, la cual debe ser actualizada con la mayor frecuencia posible. Se recomienda realizar copias de seguridad periódicas para evitar la pérdida de información.

### *Acciones de conservación curativa y/o restauración en ejemplares antiguos*

**A) Ejemplares montados en alfileres en cajas entomológicas[8]**

1. Control de hongos. De advertirse la presencia de hongos en los ejemplares, estos pueden ser pincelados con alcohol o acetona. Preventivamente, los ejemplares pueden colocarse en freezer (-18 °C) por 24 h para evitar la proliferación de hongos. Tener en cuenta que la presencia de hongos es indicativa de un exceso de humedad en la caja o contenedor debido a algún defecto del mismo o a la hidratación excesiva de la sílica.

2. En algunos casos puede ser necesario ablandar el ejemplar para exponer la genitalia secundaria masculina, cambiar la orientación de cercos, paraproctos o epiprocto, o para retirar el alfiler y cambiar el modo de guardado. Si bien en estos casos cada especialista tiene su propio protocolo, es habitual que se utilice el método de cámara húmeda. Si se dispone de poco tiempo, es usual sumergir el ejemplar en agua caliente hasta ablandar las membranas para luego montarlo sobre madera balsa y acomodar las estructuras a estudiar mediante alfileres. Es conveniente un baño de alcohol antes del agua caliente. Una vez acondicionado, el ejemplar deberá deshidratarse montado en acetona, alcohol o sílica-gel.

3. Estructuras sueltas dentro de la caja entomológica. Si se observan estructuras sueltas (*e.g.*, cabeza, patas, alas, segmentos abdominales), y solo si no existen dudas al asignar cada estructura a un ejemplar determinado, pueden pegarse con cola plástica en tarjetas adicionales que deberán ser dispuestas en el mismo alfiler que porta al ejemplar (Fig. 6). En el caso de piezas muy pequeñas, como por ejemplo lígulas, vesículas genitales o cercos, es conveniente guardar las mismas en viales pequeños con tapa perforable de goma, corcho o similar, para disponer en el mismo alfiler que porta el ejemplar.

[8]En ciertas colecciones, probablemente con el fin de ahorrar etiquetas, los ejemplares se colocaban en grupos, portando etiqueta solo el primer ejemplar de cada grupo. Por este motivo, se deberá extremar el cuidado al retirar ejemplares de las cajas entomológicas con esta disposición.

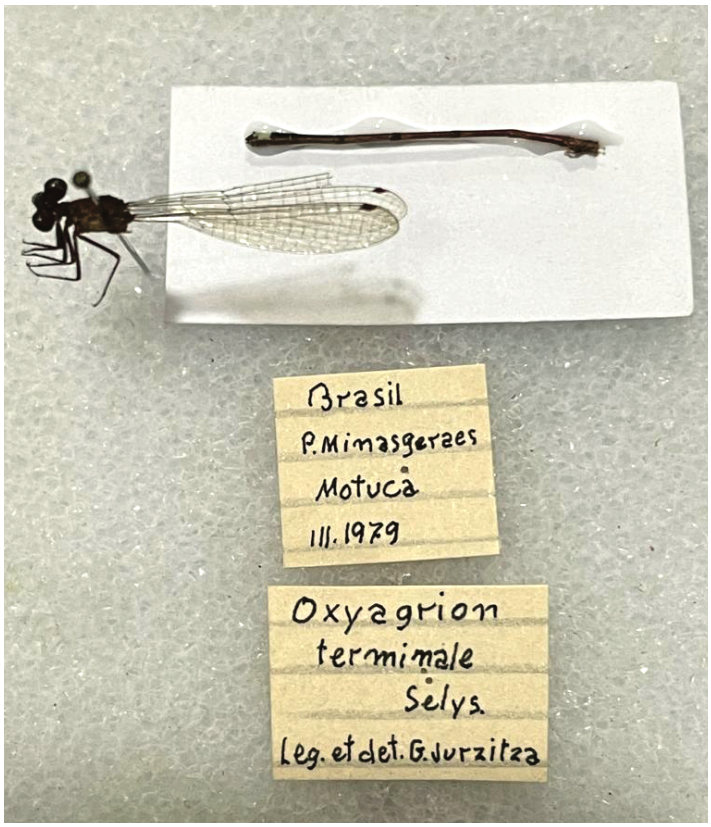



**Figura 6.** Ejemplar restaurado, montado en alfiler (MACN).

**4.** Estructuras que se separan o rompen durante el estudio del ejemplar. Se deberá proceder del mismo modo que en el punto anterior (3).

### B) Preparación de ejemplares para estudios de ultraestructura con microscopios electrónicos de barrido

El proceso comienza con un ablandamiento inicial de la pieza a estudiar mediante su inmersión en una solución de hidróxido de potasio (KOH) al 10% dentro de un tubo de ensayo; este proceso facilita la extrusión de estructuras membranosas.

Luego, se transfiere la pieza a un recipiente con agua destilada a una temperatura constante entre 80 y 90 °C mediante baño María, lo que permite evitar artefactos generados por un calentamiento brusco. El tiempo de exposición en esta etapa varía entre 5 y 15 minutos, según el grado de esclerotización de la pieza.

Una vez alcanzado el estado deseado de ablandamiento y/o limpieza, la muestra puede conservarse en viales con acetona, etanol o glicerina, según los requerimientos de las técnicas posteriores, por ejemplo, microscopía óptica, microscopía electrónica de barrido (MEB) y punto crítico.

Para el estudio de caracteres mediante MEB utilizando secado por punto crítico, se recomienda seguir el protocolo descrito por del Palacio *et al.* (2017).

## *Otras buenas prácticas*

### A) Ejemplares tipo

Los ejemplares tipo, tanto primarios (*i.e.*, holotipo, sintipos, lectotipo y neotipo) como secundarios (*i.e.*, paratipos y paralectotipos), son los ejemplares de mayor valor taxonómico en una colección científica, y por tal razón su conservación debe ser prioritaria. Es aconsejable que los ejemplares tipo, particularmente los primarios, sean depositados para una mayor continuidad en su cuidado en colecciones pertenecientes a instituciones públicas de trayectoria.

### B) Trazabilidad

Desde el momento en que son colectados, los ejemplares pasan por múltiples circunstancias y tratamientos que pueden afectar severamente su integridad estructural. Es fundamental que los responsables del cuidado de estos ejemplares extremen en todo momento las medidas de seguridad que aseguren la trazabilidad de cada estructura o pieza de un ejemplar. Por ejemplo, el labio disecado de una larva para su estudio microscópico, la vesícula genital de un macho disecada para el estudio de su ultraestructura, los tejidos extraídos para estudios moleculares, las partes del cuerpo que se separan accidentalmente, etc. Siempre se deberán elegir aquellas prácticas que aseguren que una pieza cualquiera de un ejemplar pueda asociarse inequívocamente con el ejemplar al cual pertenece.

## REFERENCIAS


Beatty, G.H. & Beatty, A.F. (1963). Efficiency in caring for large Odonata Collections. *Proc. North Cent. Branch Entomol. Soc. Am*. 18, 149-153.

Blades, D. C., Copley, C., & Lee, K. (2017). An efficient storage system for adult odonata specimens, with application for other museum collection. *Collection Forum*, *3*(1), 15-22.

del Palacio, A., Sarmiento, P. & Muzón, J. (2017). A new method using Scanning Electron Microscopy (SEM) for preparation of anisopterous odonates. *Microsc Res Tech*. 2017;00:1–4. DOI: 10.1002/jemt.22903

DGRU (Dirección Genral de Repositorios Universitarios). (2023). Manual de control de calidad de datos de colecciones de biodiversidad. SDI-UNAM. https://dgru.unam.mx/wp-content/uploads/2023/10/Manual_Control_Calidad_Datos_Colecciones_Biodiversidad_2023.pdf

Dunkle, S. W. (1983). Polychromatism in female Aeshnidae. *Selysia* 12 (1): 3-4.

Futahashi, R. Y. Yamahama, M. Kawaguchi, N. Mori, D. Ishii, G. Okude, Y. Hirai, R. Kawahara-Miki, K. Yoshitake, S. Yajima, T. Hariyama, & T. Fukatsu (2019). Molecular basis of wax-based color change and UV reflection in dragonflies. *eLife* 2019;8:e43045. DOI: https://doi.org/10.7554/eLife.43045

Garrison, R. W., Ellenrieder, N. v., & Louton, J. A. (2006). Dragonfly Genera of the New World: An Illustrated and Annotated Key to the Anisoptera. Johns Hopkins University Press. 384 pp.

Garrison, R. W., Ellenrieder, N. v., & Louton, J. A. (2010). Damselfly Genera of the New World: An Illustrated and Annotated Key to the Zygoptera. Johns Hopkins University Press. 490 pp.

Gibb, T.J. & Oseto, C. (2020). Insect Collection and Identification. Techniques for the Field and Laboratory. 2° Ed. Academic Press. 339 pp.

Glotzhober, B. (1993). Avoid plastic boxes! *Argia*, 5(3), 11-12. https://www.dragonflysocietyamericas.org/s/Argia_1993_5_3.pdf

González Peña, C. (1995). El etiquetado de insectos. B*oletín Sociedad Entomológica Aragonesa,* 9, 49-51. http://sea-entomologia.org/PDF/BOLETIN_9/B09-019-049.pdf

Márquez Luna, J. (2005). Técnicas de colecta y preservación de insectos. *Boletín Sociedad Entomológica Aragonesa* 37, 385-408. https://repository.uaeh.edu.mx/bitstream/handle/123456789/7510

McGavin, G. (2001). Essential Entomology: An order by order Introduction. Oxford University Press. 318 pp.

Navarro, M.M., del Palacio, A., Lozano, F., Muzón, J. & Ramos, L. (2024). La colección de Odonata del Laboratorio de Biodiversidad y Genética Ambiental (BioGeA), Avellaneda, Argentina. *Hetaerina* 6 (1): 15-17.

Simmons, J. E. (1999). Colecciones de Historia Natural: Almacenamiento de colecciones y datos a largo plazo. Boletín APOYO, 9(2), 3-6. http://apoyonline.org/wp-content/uploads/2015/11/1999-Bolet%C3%ADn-9-2.compressed.pdf

Tennessen, K.J. (2019). Dragonfly Nymphs of North America. An Identification Guide. Springer Cham. Pp. 620.

Triplehorn, C. A., Johnson, N. F., & Borror, D. J. (2005). Borror and De Long's introduction to the study of insects. Thompson Brooks/Cole. 864 pp.

Usinger, R. L. (Ed.). (1956). Aquatic insects of California, with keys to North American genera and California species. University of California Press. 497 pp.

Westfall, M. J., & May, M. L. (1996). Damselflies of North America. Scientific Publishers. 649 pp.

Westfall, M. J., & May, M. L. (2000). Dragonflies of North America. Scientific Publishers. 940 pp.

White III, H.B. & Morse W.J. (1973). Odonata (Dragonflies) of New Hampshire: An annotated list. NH Agricucultural Experiment Station Research Report 30, Durham, NH. 46 pp.

ISSN: 2711-2152 (en línea)
HETAERINA

# CAPÍTULO VI

# Consejos para el mantenimiento de ejemplares en colecciones de Odonata

Andrea Licet Diago Vargas, Fredy Palacino Rodríguez y María Cristina Gallego Ropero

Las colecciones biológicas son valiosos repositorios de biodiversidad y conocimiento que aportan información crucial para investigaciones en diversos ámbitos, incluyendo salud pública, cambio climático, conservación, distribución, comportamiento e interacciones de las especies con sus ambientes (Pyke & Ehrlich, 2010; Suarez & Tsutsui, 2004). En los últimos años, los especímenes depositados en colecciones biológicas también han sido fuente importante de información genética y se han usado en estudios moleculares para apoyar la identificación de especies y conocer sus relaciones evolutivas (Yeates *et al.,* 2016). La preservación de las colecciones biológicas debe ser prioridad para las instituciones que las albergan dado que guardan la memoria de la historia natural y hacen parte del patrimonio biológico de la humanidad (Crisci & Katinas, 2017).

En países megadiversos, las colecciones biológicas son cruciales porque albergan la historia biológica de una amplia muestra de biodiversidad del planeta. En Colombia, por ejemplo, las colecciones biológicas han ayudado a incrementar el conocimiento de varios grupos taxonómicos como Odonata. La investigación en este orden se ha mantenido en constante crecimiento en las últimas décadas (Palacino-Rodríguez *et al.,* 2022), incluyendo la descripción de muchas nuevas especies y nuevos registros a partir del trabajo con más de 12 000 ejemplares en varias colecciones del país (Bota-Sierra *et al.,* 2024).

Existen múltiples métodos para el montaje y preservación de ejemplares o partes de ejemplares en las colecciones biológicas. Por ejemplo, en las secciones entomológicas de estas colecciones, por décadas se ha seguido una metodología estándar de montaje en alfiler (Borror & White, 1970), la cual, con el tiempo, se ha diversificado e incluso ha cambiado para algunos grupos de insectos, entre ellos, Odonata. Actualmente, los especímenes de odonatos son depositados en sobres plásticos (Murillo & Lezama, 2008; Ramírez, 2010), con una etiqueta de opalina que debe incluir información taxonómica y de recolección (Ramírez-Mesa & Bernal, 2006) (ver el Capítulo VI de este número). Sin embargo, algunas colecciones más antiguas pueden incluir odonatos montados en alfiler (Fig. 1), lo que representa dos importantes problemas para una colección biológica. Por un lado, es un montaje que ocupa mucho espacio y por otro, incrementa la exposición de los individuos a daños estructurales durante la manipulación. Teniendo en cuenta que las colecciones biológicas requieren espacio y mantener la integridad de los ejemplares, es recomendable cambiar el montaje en alfiler por los sobres usados actualmente para Odonata.



**Figura 1.** Odonatos antiguos de la Colección de Entomología del Museo de Historia Natural de la Universidad del Cauca montados en alfiler.

Para lograr esto, es necesario relajar los músculos de los especímenes durante 15 a 45 minutos (dependiendo del tamaño) en baño maría. El baño maría es una técnica comúnmente utilizada en entomología para calentar insectos de forma suave y controlada, y es muy útil para relajarlos durante el montaje. Esta técnica consiste en depositar varios odonatos de tamaño similar en seco en un recipiente (por ejemplo, una bandeja). Este recipiente se deposita dentro de otro recipiente más grande con 2/3 de agua. Este último, se calienta para que el calor se transfiera de forma indirecta, evitando un calentamiento brusco que dañe los ejemplares. El agua se calienta lentamente usando una estufa eléctrica o una placa calefactora, para evitar que el agua llegue a hervir de forma violenta (Fig. 2). Es ideal mantener la temperatura del agua entre 40 °C y 50 °C.

El tiempo de exposición varía entre 15 y 30 minutos, según el tamaño del odonato. Posteriormente, con cuidado se retira el alfiler, se pliegan las alas, y se deposita el espécimen en un sobre provisional de papel mantequilla. Inmediatamente, estos sobres deben ubicarse en un horno de secado a 30 °C por 72 a 96 horas. Al retirar los sobres del horno, estos deben dejarse en cuarentena de dos a cuatro semanas, revisando continuamente los especímenes al estereoscopio para comprobar el secado y que no existan hongos. Después, los especímenes pueden ser organizados en los sobres definitivos para ingresarlos a cuarentena por un mes. Si se presenta algún problema con el secado, el procedimiento debe repetirse. De lo contrario, los ejemplares pueden regresar a la colección.

Otro aspecto relevante durante la transición alfiler – sobre, es que la información original de las etiquetas esté disponible junto con los especímenes. Para esto, al inicio del proceso, se debe hacer copia estricta de la información en etiquetas provisionales que acompañarán a los ejemplares durante el resto del proceso. Además, se debe generar un respaldo digital de la información si no existe y se debe imprimir la información en las nuevas etiquetas de opalina. Además, es aconsejable que antes de iniciar el proceso, se tomen fotografías que incluyan a los especímenes con las etiquetas originales. Posteriormente, y dependiendo del grado de preservación de las etiquetas originales, estas pueden ser depositadas junto con los ejemplares, en los sobres definitivos que se guardarán en la colección.

## 6.1. PLAGAS MÁS COMUNES EN COLECCIONES DE ODONATA

Las colecciones deben revisarse continuamente en busca de algún tipo de hongo u otros tipos de plagas (Fig. 3). Si aparecen hongos, estos pueden contaminar y deteriorar un alto número de ejemplares en corto tiempo (Simmons & Muñoz-Saba, 2005; Arenas-Castro *et al.*, 2016; Carrillo-Chávez *et al.*, 2024). Aunque los estudios sobre los hongos que afectan colecciones entomológicas son escasos, hasta el momento se conoce que los géneros *Aspergillus*, *Mucor* y *Chaetomium* spp. son frecuentes en colecciones de historia natural

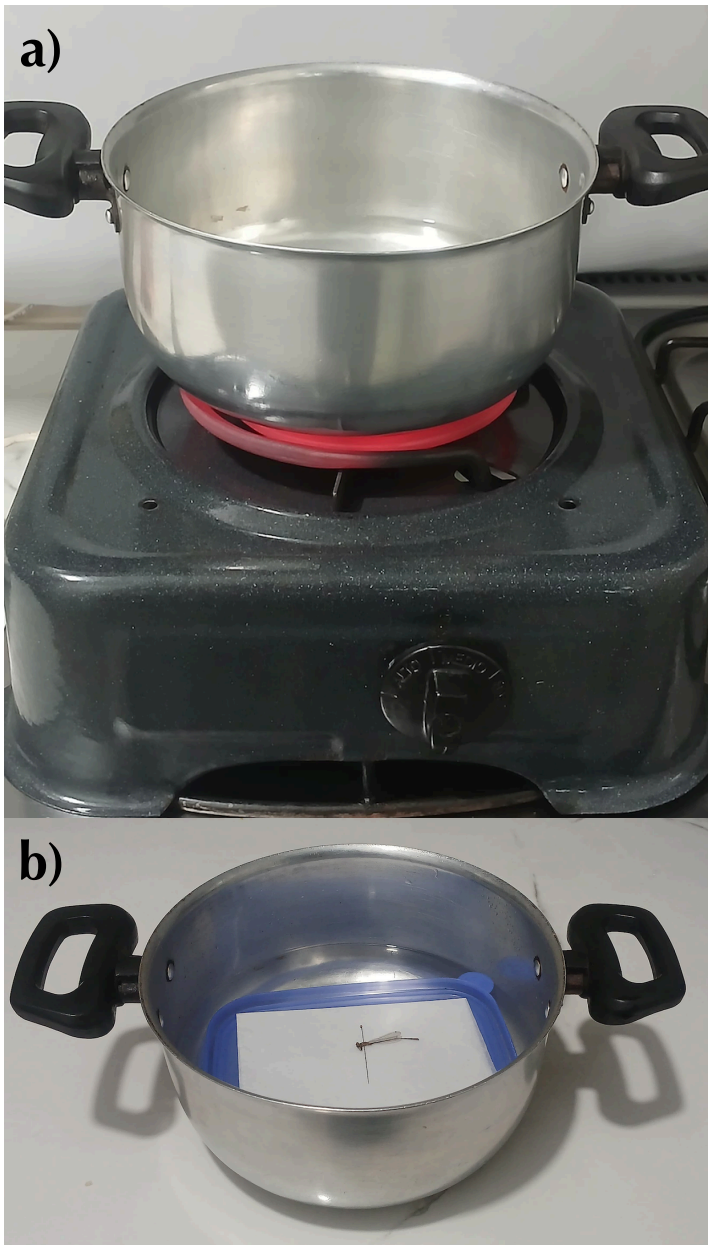



**Figura 2. a)** Montaje de Baño María casero **b)** Detalle del baño de María usado para relajar músculos en los odonatos.

afectando la estructura corporal de los individuos (Sapaat *et al.*, 2022). De manera que, aunque no existe información específica para odonatos, estos grupos de hongos pueden causar biodeterioro en su cabeza, tórax y abdomen.

En caso de contaminación por hongos, las cajas que contienen estos especímenes deben pasar por un proceso de limpieza externa, usando alcohol 96% y Lysol®. Posteriormente, cada ejemplar debe ser examinado en el estereoscopio para detectar la presencia y ubicación de hongos. El tratamiento para aquellos individuos con hongos, incluye sumergir los especímenes en alcohol al 96% por unos pocos minutos y después secarlos en horno de secado a 30 °C por al menos 24 horas. Después del secado, es importante revisar nuevamente en el estereoscopio por varios días y aplicar cuidadosamente un antimicótico como Isoconazol® 1% (Cultid *et al.*, 2012) usando un pincel, depositando una gota en las zonas afectadas o inyectando Lysol® (Brown, 2015) con una jeringa para insulina, según el tamaño del individuo. Por ejemplo, en especímenes grandes como aquellos de familia Aeshnidae y Libellulidae, puede aplicarse hasta 0.5 mL de Lysol® repartidos en el tórax y abdomen, mientras que para individuos pequeños de las familias Coenagrionidae, Lestidae, Platystictidae, Polythoridae, Calopterygidae, entre otras, se puede inyectar entre 0.1 y 0.2 mL. Posteriormente, los individuos deben someterse a cuarentena en un lugar con temperatura ambiente y revisión continua al menos por un mes. Si se observan hongos de nuevo, el proceso de limpieza debe repetirse, de lo contrario, los especímenes pueden regresar a la colección.

Otros organismos que atacan a los especímenes de colección son los psocópteros o piojos pertenecientes a la familia Liposcelidae (Fig. 4), que pueden destruir caracteres taxonómicos importantes para su identificación, y por su pequeño tamaño se esconden en grietas dificultando su control (Chin *et al.*, 2010). Pueden reconocerse porque son de color amarillo traslúcido, son alados o no, y se mueven rápido sobre la superficie, se consideran indicadores de zonas con una humedad alta, ya que en su dieta incluyen principalmente moho que prolifera bajo estas condiciones (Strang, 1998).

También existen pequeños insectos que perforan los especímenes haciendo que su exoesqueleto sea quebradizo (Sapaat *et al.*, 2022), como por ejemplo los coleópteros de las Familias Anobidae,

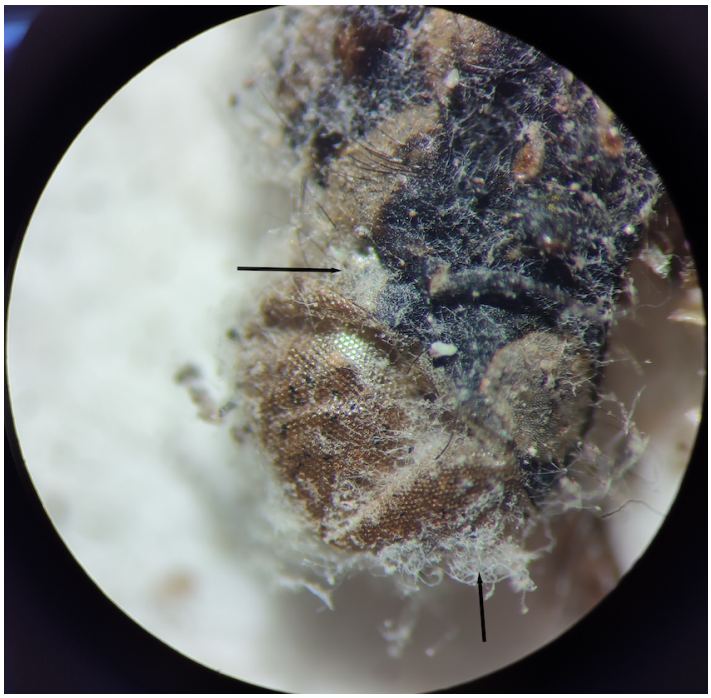


**Figura 3.** Individuo afectado por hongos en la región de la cabeza.

Lyctidae y Dermestidae, que se alimentan de los ejemplares o de los materiales empleados en la colección (Simmons & Muñoz-Saba, 2005). Mayormente, son causantes de los daños de los insectos montados durante su etapa de vida larvaria (National Park Service [NPS], 2008) y su presencia es notoria ya que debajo de los especímenes se encuentra su excremento en forma de cúmulos de polvo fino color negro, además de pupas (Sapaat *et al.,* 2022). Es importante observar estas partículas, pueden acumularse dentro de los sobres de los odonatos o debajo de los montajes y son indicadoras de que se requiere un proceso rápido de limpieza para evitar la propagación de estas plagas.

De esta forma, si se encuentra alguno de estos organismos, el control debe hacerse sometiendo la caja entomológica a – 30 °C por entre 96 y 120 horas para eliminar ninfas y adultos (Murillo & Lezama, 2008). Luego debe usarse Paradiclorobenceno (PDB), conocido comercialmente como esferas o escamas de Nafatalina®, el cual se debe depositar en un recipiente pequeño dentro de la caja entomológica



**Figura 4.** Psocóptero encontrado en cajas entomológicas de Odonata.

cerrada. Los vapores producidos funcionan como un insecticida que ayuda a controlar los huevos (Murillo & Lezama, 2008). Posteriormente, es necesario monitorear constantemente la colección para evitar reinfestación y aplicar más PDB cuando sea necesario.

Otro aspecto importante en los especímenes en una colección biológica es que los individuos estén completos y en buenas condiciones. Regularmente, en odonatos, estructuras como el abdomen sufren rupturas y la cabeza o las patas se desprenden incluso en aquellos individuos depositados en sobres definitivos. Es necesario mantener estas estructuras en su lugar, debido a que son importantes para la identificación de los ejemplares y la cohesión estructural de cada espécimen. Para unir partes al cuerpo, se pueden usar pinzas de punta plana o aguda, además de goma blanca (por ejemplo, Gel Shellac®), barniz para uñas y un estereoscopio para ubicar con mayor precisión las partes o estructuras (Murillo & Lezama, 2008).

Los consejos compartidos en este documento, ayudarán a controlar organismos dañinos para los ejemplares en las colecciones biológicas y ayudarán a reducir el impacto de plagas sobre los especímenes, además de mantener su integridad.

## REFERENCIAS

Arenas-Castro, H., Muñoz-Gómez, S. A., Castaño-Castaño, L., Uribe-Acosta, M., & Lizarazo-Medina, P. X. (2016). Richness, cellulolytic activity, and fungicide susceptibility

of fungi from a bird biological collection. *Acta Biológica Colombiana*, *21*(1), 167–173.

Borror, D. J., & White, R. E. (1970). A field guide to insects: America north of Mexico (Vol. 19). Houghton Mifflin Harcourt.

Bota-Sierra, C. A., Álvarez Álvarez, K., Amaya, V., Carrillo Camargo, B., Garzón Salamanca, L. L., Hoyos, A., Mendoza Penagos, C. C., Montes Fontalvo, J., Palacino Rodríguez, F., & Pérez Gutiérrez, L. A. (2024). *Commented checklist of the Odonata from Colombia*.

Brown, C. G. (2015). Effective Use of Disinfectant Spray to Combat Fungal Growth on Preserved Insects. *American Entomologist*, *61*(3), 149–150. https://doi.org/10.1093/ae/tmv048

Carrillo-Chavez, L. M., Arias-Bermúdez, N., Nieto-Venegas, M. J., & Patiño, M. C. (2024). Estudio del biodeterioro y evaluación de actividad proteolítica causada por microorganismos en especímenes de una colección zoológica en Colombia. *Conservar Património*, *45*, 7–20.

Chin, H. C., Jeffery, J. O. H. N., Ahmad, N. W., Kiang, H. S., Omar, B., Othman, H., & Lim, L. H. (2010). First report of Liposcelis bostrychophila Badonnel (Psocoptera: Liposcelidae) as a museum insect pest in Malaysia. *Sains Malaysiana*, *39*(2), 329-331.

Crisci, J., & Katinas, L. (2017). Las colecciones de historia natural: memoria colectiva de la humanidad. *Museo*, 23–30.

Cultid, C., Medina, C., Constantino, L., Martinez, B., & Escobar, A. (2012). Escarabajos coprófagos (Scarabaeinae) del eje cafetero: Guia para el estudio ecológico (Field Guide). https://doi.org/10.13140/RG.2.1.1013.9049

Murillo, L., & Lezama, H. (2008). Materiales y técnicas para la confección y preservación de colecciones entomológicas. *Congreso Nacional de Museos. Museos y Comunidades*, 1–25.

National Park Service. (2008). *Identifying museum insect pest damage* (Conserve O Gram, 3/7). U.S. Department of the Interior.

Palacino-Rodríguez, F., Martínez-Falcón, A. P., & Córdoba-Aguilar, A. (2022). A country-scale species richness assessment suggests that the inventory of Colombian Odonata species is far from being complete. *International Journal of Tropical Insect Science*, *42*(2), 2035–2039. https://doi.org/10.1007/s42690-021-00706-1

Pyke, G. H., & Ehrlich, P. R. (2010). Biological collections and ecological/environmental research: a review, some observations and a look to the future. *Biological Reviews*, *85*(2), 247–266. https://doi.org/10.1111/j.1469-185X.2009.00098.x

Ramírez, A. (2010). Capítulo 5: Odonata. *Revista de Biología Tropical*, *58*, 97–136.

Ramírez-Mesa, D. P., & Bernal, A. A. (2006). Protocolos para la preservación y manejo de colecciones biológicas.

Sapaat, A., Sabran, S. F., & Mohamed, M. (2022, May). Occurrence of Pest, the Management of Zoological Museum Specimens Collection and Climate Change. In 7th International Conference on Biological Science (ICBS 2021) (pp. 193-200). Atlantis Press

Simmons, J. E., & Muñoz-Saba, Y. (2005). Cuidado, manejo y conservación de las colecciones biológicas. Univesidad Nacional de Colombia Bogotá DC, Colombia.

Strang, T. J. K. (1998). *Psocids or "booklice": A warning of dampness* (CCI Notes 3/3). Canadian Conservation Institute, Ottawa

Suarez, A. V, & Tsutsui, N. D. (2004). The Value of Museum Collections for Research and Society. *BioScience*, *54*(1), 66–74. https://doi.org/10.1641/0006-3568(2004)054[0066:TVOMCF]2.0.CO;2

Yeates, D. K., Zwick, A., & Mikheyev, A. S. (2016). Museums are biobanks: unlocking the genetic potential of the three billion specimens in the world's biological collections. *Current Opinion in Insect Science*, *18*, 83–88. https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.cois.2016.09.009.

ISSN: 2711-2152 (en línea)
HETAERINA

# CAPÍTULO VII

# Guía para la preparación de imágenes de Odonata para publicaciones científicas

Cristian Camilo Mendoza-Penagos y Jair da Costa Miranda-Filho

La documentación visual en publicaciones científicas representa un componente fundamental para la comunicación de resultados en taxonomía (Holzenthal, 2008). Las imágenes, ya sean fotografías o ilustraciones digitales no solo complementan las descripciones textuales, sino que permiten una representación precisa de caracteres morfológicos y ayudan a optimizar el espacio en publicaciones donde las limitaciones editoriales son frecuentes (Bevilaqua, 2020). Esta necesidad es particularmente evidente cuando los caracteres diagnósticos son complejos y las descripciones textuales parecen insuficientes o susceptibles de interpretación subjetiva, haciendo que ilustraciones y fotografías sean elementos indispensables en descripciones taxonómicas y claves de identificación (Coleman, 2006). Inclusive, cuando se ejecutan con maestría técnica, estas representaciones visuales trascienden su función utilitaria para convertirse en expresiones de valor estético y científico simultáneo (Vitor & Martins, 2020).

A lo largo de la historia, las descripciones taxonómicas han evolucionado paralelamente a los avances tecnológicos, transformando sustancialmente los métodos de ilustración científica (Lomar, 2019). Con la implementación del sistema de clasificación propuesto por Linneo (1735), las primeras descripciones de seres vivos carecían de soporte visual o se limitaban a caracterizaciones textuales lacónicas (Holzenthal, 2008). Posteriormente, se incorporaron ilustraciones manuales de estructuras clave, inicialmente esquemáticas y luego con mayor detalle artístico (Coleman, 2003). Actualmente, la creciente sofisticación de la fotografía científica está llevando a un reemplazo de dibujos por fotografías o dibujos digitales (Riedel *et al.*, 2013). Un alto número de técnicas digitales facilita la documentación de especímenes con una precisión morfológica sin precedentes y a una velocidad mayor que permite el procesamiento de múltiples imágenes, reduciendo el tiempo de creación (Tereshkin, 2013).

Son varias las técnicas para la obtención de fotografías digitales, como por ejemplo el uso de estereoscopios, el acople de estudios con cámaras digitales o inclusive técnicas más avanzadas como la microscopía electrónica (Del Palacio *et al.*, 2017). Independientemente del método escogido, la obtención de imágenes digitales requiere de ciertas etapas que garanticen resultados de alto impacto (Bevilaqua, 2020), entre ellos, la preparación previa del material o estructura a ser analizada.

La preparación del material biológico varía en función del grupo a tratar o de la estructura en particular que se quiera documentar (Garrison,

2021; Del Palaino, *et al*., 2017). Por lo tanto, es algo específico para cada grupo de estudio y como tal, se deben seguir las recomendaciones propias para su debida preservación y posterior estudio. Aspectos como estructuras internas, clareamiento y disección, así como la ubicación para captar vistas específicas caben dentro de esta sección. En cuanto a la obtención de las fotografías digitales, es recomendable asegurarse de tomarlas en formato *RAW*, y es siempre necesario realizar algunos ajustes o tratamientos que permitan mejorar la calidad de la imagen. Formatos sin pérdida de información como el formato TIFF preservan la calidad original, mientras que herramientas de software especializado facilitan la modificación posterior de las imágenes para su publicación (Caruso & Postel, 2002). Modificaciones en tamaño, resolución, color, contraste e incluso la limpieza de la imagen hacen parte de este posprocesamiento que se considera una parte fundamental de los resultados de cualquier investigación taxonómica. Es necesario resaltar que dentro de estos tratamientos no es permitida la modificación o alteración de la imagen y esta debe mantener el contenido original intacto, de lo contrario es considerado un fraude (Corl *et al*., 2002; Cromey 2010, Blatt & Martin, 2013).

La composición de láminas taxonómicas requiere una atención meticulosa a aspectos como escalas, etiquetado y consistencia visual (Bevilaqua, 2020). Usualmente, estas láminas están conformadas por un arreglo de fotografías o ilustraciones que en conjunto contienen informaciones visuales que están relacionadas con las descripciones presentadas en el texto. Por lo tanto, deben mostrar la real apariencia de los organismos, como los colores, las texturas, surcos u ornamentaciones. Además, estas figuras son un componente obligatorio en la sección de resultados dentro de las publicaciones taxonómicas (Solomon, 2009).

En Odonata, los caracteres diagnósticos de las larvas se encuentran principalmente en las piezas bucales, el abdomen y sus segmentos apicales, mientras que en adultos se encuentran en las estructuras reproductivas (como los cercos y la lígula genital de los machos, el pronoto y el ovipositor de las hembras) y en las alas (Lencioni, 2005, 2006; Garrison *et al*., 2006, 2010; Hamada *et al.,* 2014). Por ello, es fundamental realizar un registro visual adecuado de estas estructuras. Estas imágenes permiten no solo detallar sus características particulares para diferenciar especies, sino que además permiten construir un banco de datos que sirva como herramienta de estudio para investigadores. Dado que en muchos casos no se tiene acceso directo a los ejemplares tipo, las imágenes adquieren un valor aún mayor, especialmente en trabajos de morfología, sistemática o revisiones taxonómicas.

Los métodos de preparación son esenciales para obtener imágenes publicables de alta calidad. Estos procedimientos incluyen procesos estandarizados de relajación y posicionamiento que permiten documentar caracteres normalmente ocultos en material preservado, manteniendo la integridad del espécimen para estudios futuros (Calvert, 1931). Estos protocolos, combinados con técnicas modernas de fotografía digital, aseguran que las imágenes cumplan con los requisitos técnicos de las publicaciones especializadas (Coleman, 2003). En este contexto, el objetivo de este documento es proporcionar una guía que sirva como base para la obtención de imágenes de calidad para publicaciones científicas a partir de individuos previamente colectados y su posterior edición con el programa Adobe Photoshop (Adobe, 2022).

## 7.1. MATERIALES Y EQUIPO REQUERIDO

Para el acondicionamiento de las muestras biológicas, tanto en fase adulta como larval, se recomienda el uso de los siguientes materiales: alcohol y gel antibacterial al 70%, frascos de vidrio, cajas de Petri, resistencia eléctrica, alfileres entomológicos, lápiz, jeringas de insulina, pinzas

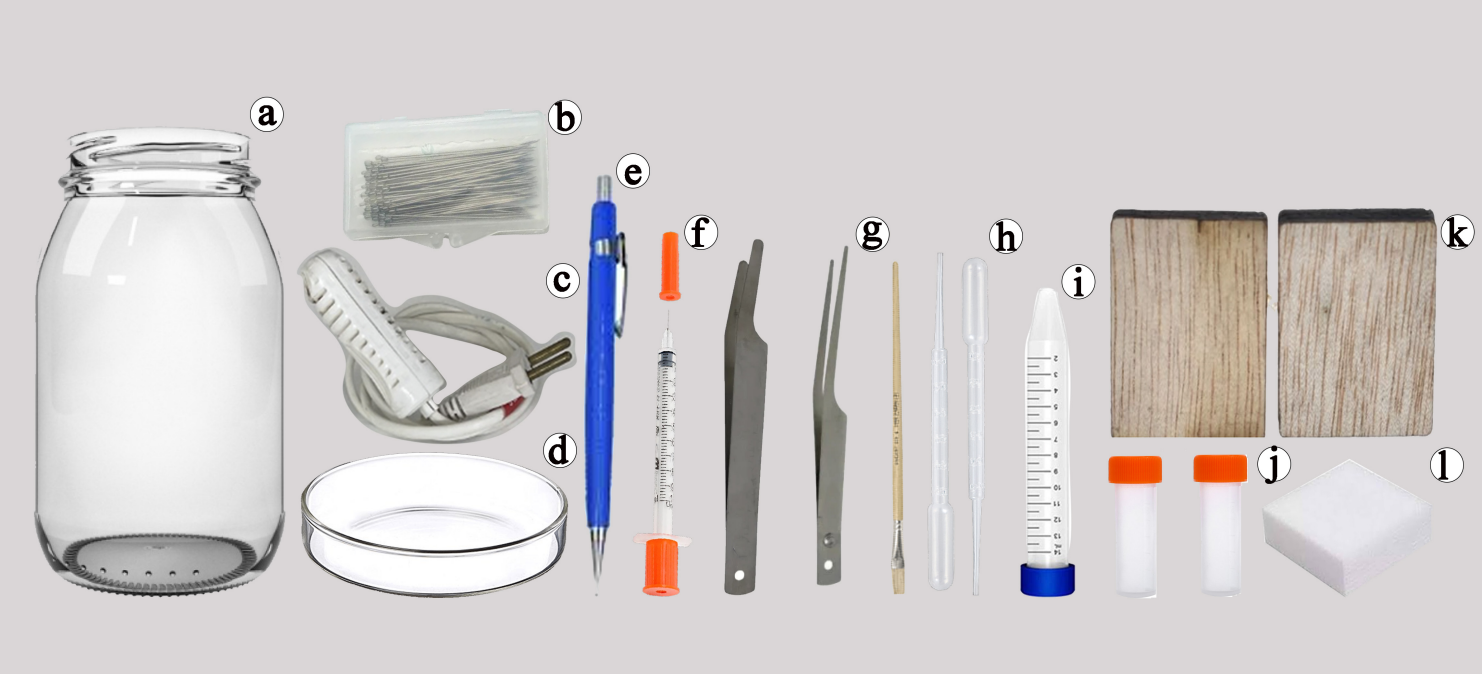



**Figura 1.** Materiales utilizados para el acondicionamiento de muestras biológicas: **a)** frasco de vidrio; **b)** alfileres entomológicos; **c)** resistencia eléctrica; **d)** caja de Petri; **e)** lápiz; **f)** jeringa de insulina; **g)** pinzas de punta blanda; **h)** pincel y pipetas; **i)** tubo tipo Falcon; **j)** tubos tipo Eppendorf; **k)** cubos de balsa; **l)** cubo de poliestireno

de punta blanda, pinceles, pipetas, tubos tipo Falcon y Eppendorf, así como cubos de balsa y poliestireno (Fig. 1a-l).

Las imágenes presentadas en esta guía fueron obtenidas utilizando dos estereomicroscopios con sistemas de captura diferentes. El primero, un Leica M205A equipado con una cámara Leica DFC450, que permite la captura de imágenes individuales, requiriendo ajustes de enfoque manual entre cada toma. Estas imágenes fueron posteriormente combinadas mediante el software libre CombineZP, para generar un único archivo con enfoque extendido, que finalmente fue editado en Adobe Photoshop CC 2022. El segundo equipo, un Nikon SMZ25 con una cámara DS-Fi3 acoplada, cuenta con un sistema automatizado de captura multifocal que permite obtener imágenes a diferentes profundidades y generar automáticamente un archivo final con enfoque compuesto. La adquisición de imágenes fue gestionada mediante el software correspondiente a cada equipo. Sin embargo, en ausencia de un equipamiento tan específico, un buen estereoscopio con una cámara acoplada, aunque no permita el enfoque múltiple, puede resultar muy eficaz.

El posprocesamiento de las imágenes —que incluyó ajustes de nitidez, color, limpieza del fondo y armado de las láminas finales— se realizó en Adobe Photoshop CC 2022. Todas las ediciones se llevaron a cabo en un equipo portátil Asus Vivobook, con sistema operativo Windows 10, 16 GB de RAM, tarjeta gráfica NVIDIA GeForce RTX3050 y procesador Intel Core i7.

## 7.2. ACONDICIONAMIENTO DEL MATERIAL BIOLÓGICO

### 7.2.1. Fase adulta

La preparación del material adulto difiere notablemente de la requerida para larvas o exuvias. En el caso de los adultos, que suelen conservarse en seco, es frecuente que los ejemplares presenten posturas inadecuadas o estructuras comprimidas debido al proceso de colecta y secado. Estas condiciones dificultan la

observación y documentación de caracteres morfológicos esenciales.

Los adultos secos requieren procedimientos específicos de rehidratación y ablandamiento de las articulaciones, con el fin de permitir su reposicionamiento y facilitar el acceso visual a estructuras diagnósticas como la genitalia o los cercos. Por esta razón, antes de iniciar cualquier sesión fotográfica, es indispensable acondicionar cuidadosamente el material, asegurando que las estructuras relevantes estén visibles y en posiciones anatómicamente correctas.

A continuación, se describen los pasos recomendados para el acondicionamiento de ejemplares adultos conservados en seco, con énfasis en técnicas de ablandamiento, manipulación controlada y fijación temporal de estructuras, todo ello orientado a maximizar la calidad y utilidad de las imágenes obtenidas.

**Paso 1. Limpieza del espécimen.** Con la ayuda de un pincel fino, limpiar cuidadosamente al individuo en toda su extensión, con el objetivo de eliminar cualquier residuo derivado de procedimientos previos (Fig. 2). Este procedimiento debe realizarse con extrema precaución, utilizando un pincel de punta redonda con calibre inferior a 0.5. Es necesario tener especial cuidado al pasar por las patas y la cabeza, ya que suelen ser las estructuras más frágiles y susceptibles a desprenderse.

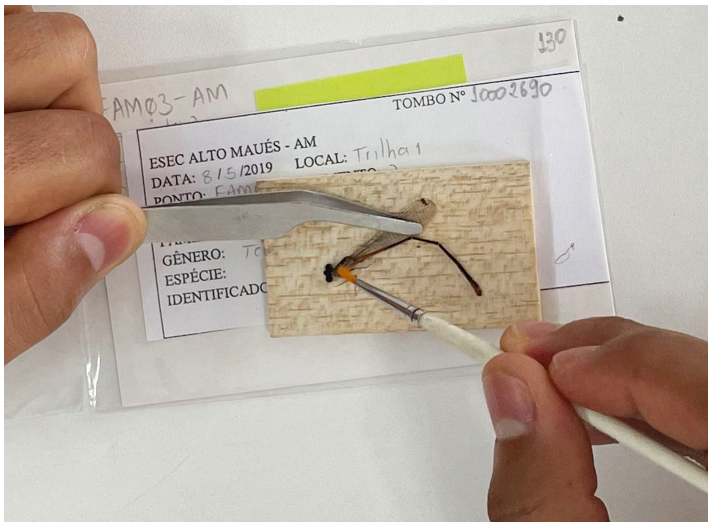



**Figura 2.** Limpieza del individuo con pincel.

**Paso 2. Ablandamiento de las estructuras.** Ablandar las estructuras es esencial para posicionar correctamente el espécimen. Para ello, pueden emplearse distintos métodos, tales como:

•*Cámara húmeda (sin calentamiento):* se coloca una capa de papel absorbente (preferiblemente papel toalla) en el fondo de un recipiente hermético, como una caja plástica; por ejemplo, las utilizadas para almacenar helado, o una caja de Petri. El papel debe humedecerse bien, sin llegar a encharcarse. Sobre este fondo húmedo, se posiciona el ejemplar, idealmente sobre una base de balsa o poliestireno expandido, y se cierra el recipiente para mantener un ambiente húmedo. El tiempo que la muestra permanece dentro de la cámara varía según su estado de conservación, su tamaño y la firmeza del exoesqueleto. Se sugiere que esta estimación se fundamente en las características del material analizado, lo que permite, en este paso del protocolo, una apreciación más personal. En caso de que de que el insecto permanezca por más de 24 horas, es necesario colocar algunas gotas de fenol, para evitar la proliferación de hongos (Hamada *et al.*, 2014). Esta técnica es una de las más utilizadas, ya que es poco invasiva y evita daños estructurales al espécimen.

•*Cámara con calentador eléctrico ("rabo caliente"):* otra opción consiste en utilizar un calentador eléctrico de inmersión dentro de un recipiente profundo con agua, sin llegar al punto de ebullición, Después de calentar el agua, retire el equipo (Fig. 3, paso 1). El ejemplar se coloca sobre una base de madera tipo balsa. Esta base puede estar acompañada por una estructura flotante de poliestireno expandido (Fig. 3, paso 2). Debe mantenerse equilibrada dentro del recipiente, dejando espacio para cubrirla posteriormente con una caja de Petri, formando así una cámara de aire caliente (Fig. 3, pasos 3-5). Después de algunos minutos (siguiendo el razonamiento de la sesión anterior) en la cámara, el ejemplar presentará articulaciones

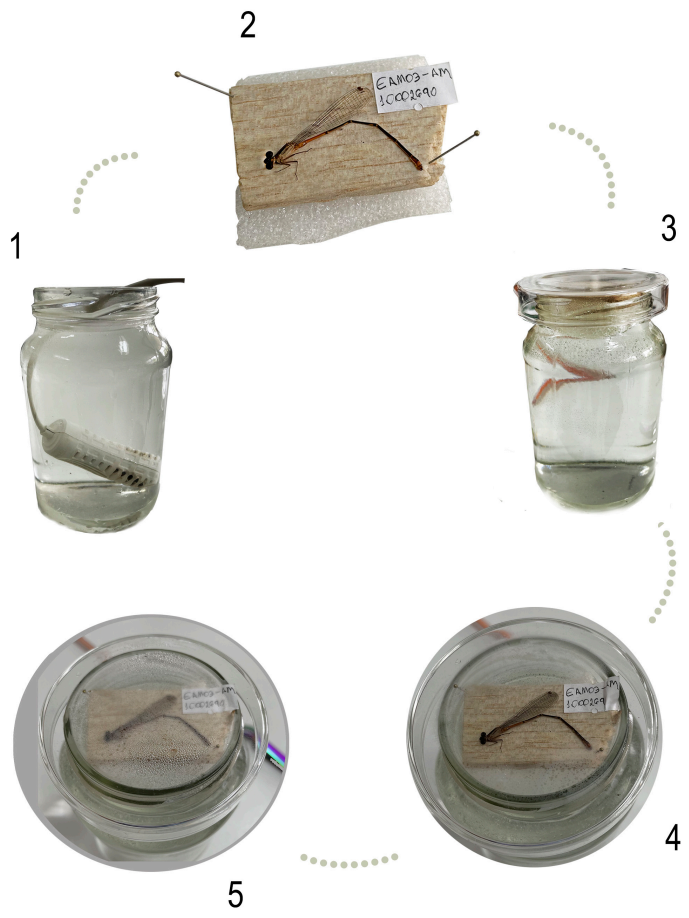



**Figura 3.** Pasos para el ablandamiento por cámara húmeda usando una placa de Petri.

suficientemente flexibles para su manipulación. Con la ayuda de alfileres entomológicos, las estructuras pueden ser fijadas en la posición deseada para su posterior secado.

•*Aplicación directa con amoníaco o aceite de banana:* este método es una alternativa útil cuando no es necesario ablandar todo el espécimen, sino únicamente una estructura específica, como los cercos o la lígula genital. Para ello, se utiliza una jeringa de insulina para tomar una pequeña alícuota de amoníaco o aceite de banana. Con mucho cuidado, se aplican unas gotas directamente sobre la estructura de interés. Luego, se espera entre tres y cinco minutos, verificando periódicamente —con la punta de un alfiler y extrema precaución— si la estructura ya se encuentra lo suficientemente blanda para su manipulación. Una vez finalizado el procedimiento, es necesario realizar un lavado con alcohol sobre la estructura y luego un baño en acetona o alcohol con una concentración superior al 70%.

**Paso 3. Posicionamiento anatómico.** Con la ayuda de alfileres entomológicos, posicionar cuidadosamente todas las estructuras del espécimen, especialmente aquellas que presentan características relevantes para la determinación taxonómica (Fig. 4). Como regla general y medida de precaución, se recomienda realizar en primer lugar la captura de una imagen del hábito completo del ejemplar con escala, ya que durante el proceso el individuo podría sufrir algún daño. A continuación, deben tomarse fotografías detalladas de las principales regiones o estructuras: cabeza en vista dorsal y frontal, pronoto en vista lateral y dorsal, pterotórax, alas, cercos, lámina vulvar (en hembras) y hamuli (en machos).

**Paso 4. Proyección de estructuras internas.** Para proyectar estructuras internas, como la genitalia de los machos, es necesario que las áreas circundantes hayan sido previamente ablandadas mediante alguno de los métodos descritos anteriormente (cámara húmeda, calentador eléctrico o aplicación directa de amoníaco/aceite de banana). Una vez alcanzada la flexibilidad adecuada, se procede con la extrusión cuidadosa de la estructura.

Con la ayuda de un alfiler entomológico de punta fina y ligeramente angulado, se realiza un movimiento de presión y arrastre desde la base interna de la abertura genital hacia afuera. El alfiler debe colocarse justo por debajo o al lado de la estructura a extruir, ejerciendo una presión muy suave y dirigida en sentido anteroposterior, para acompañar la línea natural de plegamiento de la vesícula o la lígula (Fig. 5). Es fundamental evitar movimientos bruscos o excesivamente verticales, ya que pueden causar desgarros o separaciones.

Una vez proyectada parcialmente, se puede utilizar un segundo alfiler recto para fijar la

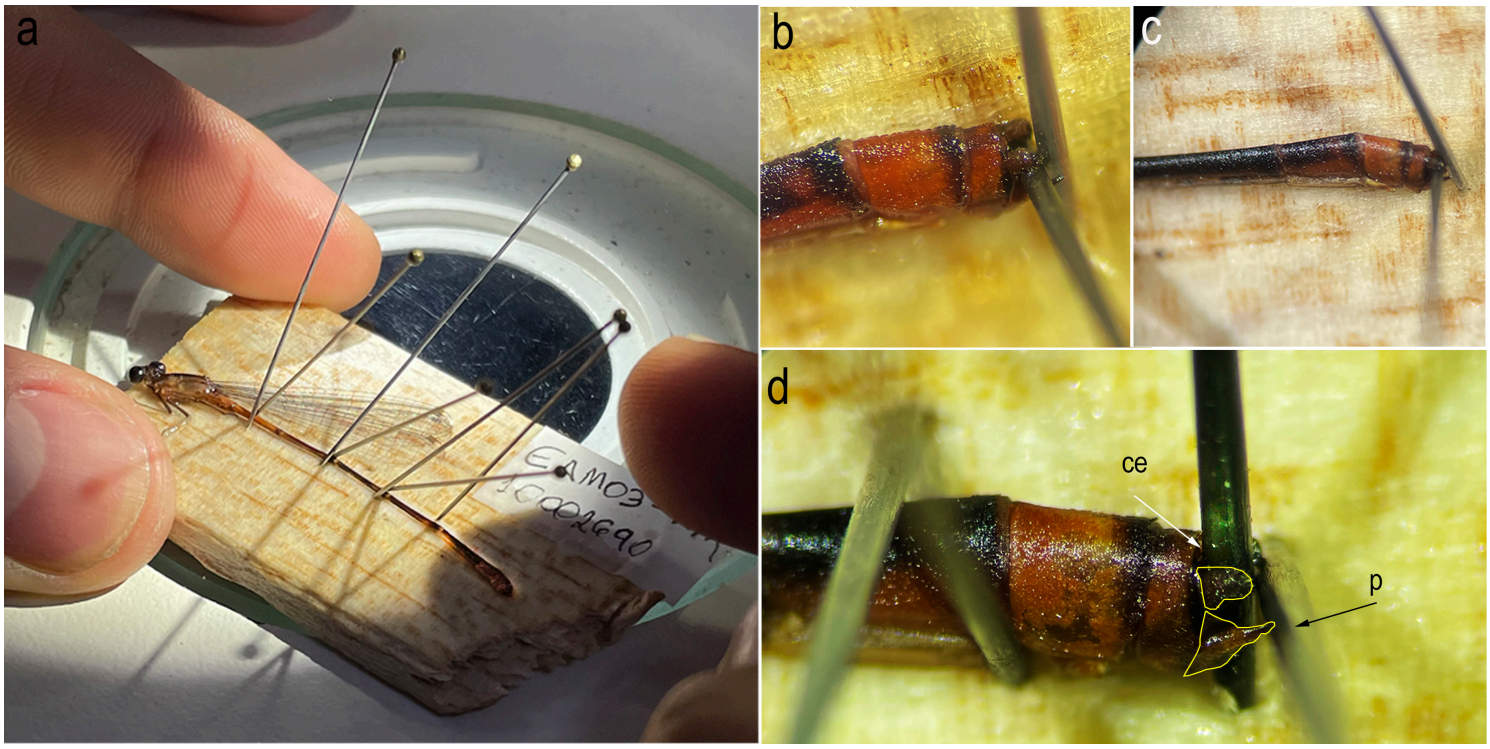



**Figura 4. a)** Posicionamiento anatómico con ayuda de alfileres. **b-d)** Separación del cerco y el paraprocto (ce: cerco; p: paraprocto).

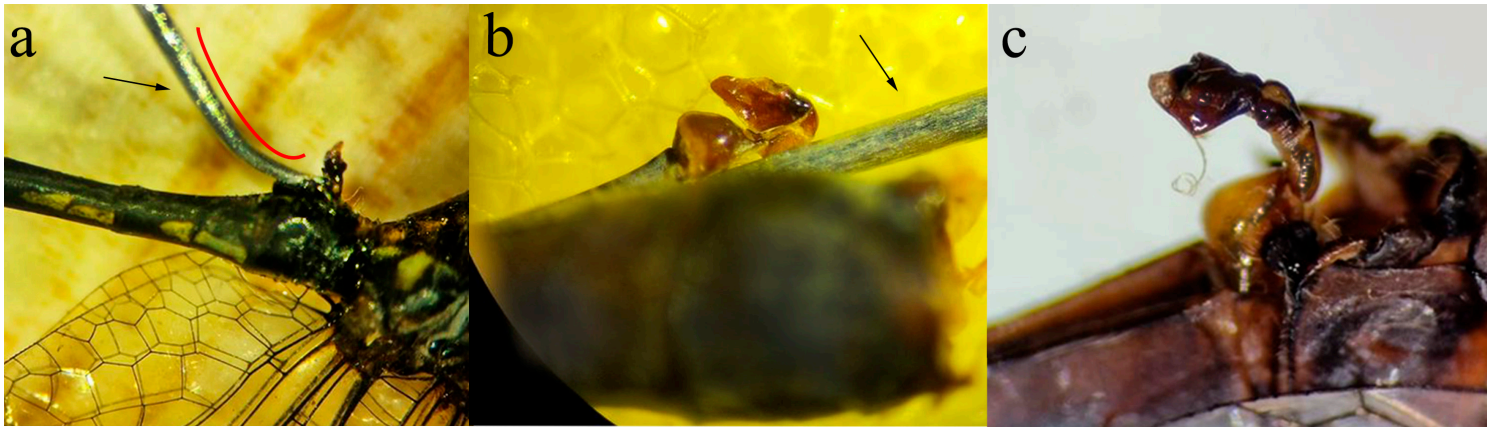



**Figura 5.** Extracción de la genitalia masculina. **a)** Alfiler entomológico con la punta angulada para facilitar la proyección; **b)** alfiler recto fijando la estructura proyectada; **c)** estructura fijada tras el secado.

estructura en posición extendida, asegurando que quede completamente visible para su secado posterior (Fig. 5a-c). Es recomendable verificar la simetría y naturalidad de la postura antes de proceder a la fijación final.

**Paso 5. Secado y fijación.** Una vez que las estructuras han sido correctamente posicionadas y fijadas con alfileres entomológicos, se procede al secado del espécimen para asegurar que mantenga la forma deseada durante las sesiones fotográficas. Este proceso puede realizarse de dos formas:

- *Secado a temperatura ambiente:* colocar el ejemplar dentro de un recipiente hermético con algunas perlas de sílica gel. Dejar reposar durante al menos 24 horas, permitiendo que la humedad se absorba gradualmente sin alterar la posición de las estructuras.
- *Secado en estufa:* si se dispone del equipo, colocar el espécimen en una estufa a una temperatura de 40 °C, durante un periodo de 8–12

horas. Esta opción permite una fijación más rápida, pero debe vigilarse con precaución para evitar daños por exceso de calor.

**Paso 6. Revisión del espécimen y registro fotográfico.** Una vez seco el espécimen y retirados los alfileres, se considera que el montaje está listo para la etapa de revisión y toma de la imagen. Este paso consiste en observar cuidadosamente las estructuras posicionadas con la ayuda de una lupa multifocal o un estereomicroscopio con cámara acoplada.

En esta fase, se realiza una verificación final del posicionamiento morfológico, seguida por la captura fotográfica de las estructuras relevantes bajo criterios taxonómicos. Las imágenes obtenidas deben reflejar con claridad los caracteres diagnósticos previamente proyectados, permitiendo su correcta interpretación y documentación científica (Fig. 6a-d).

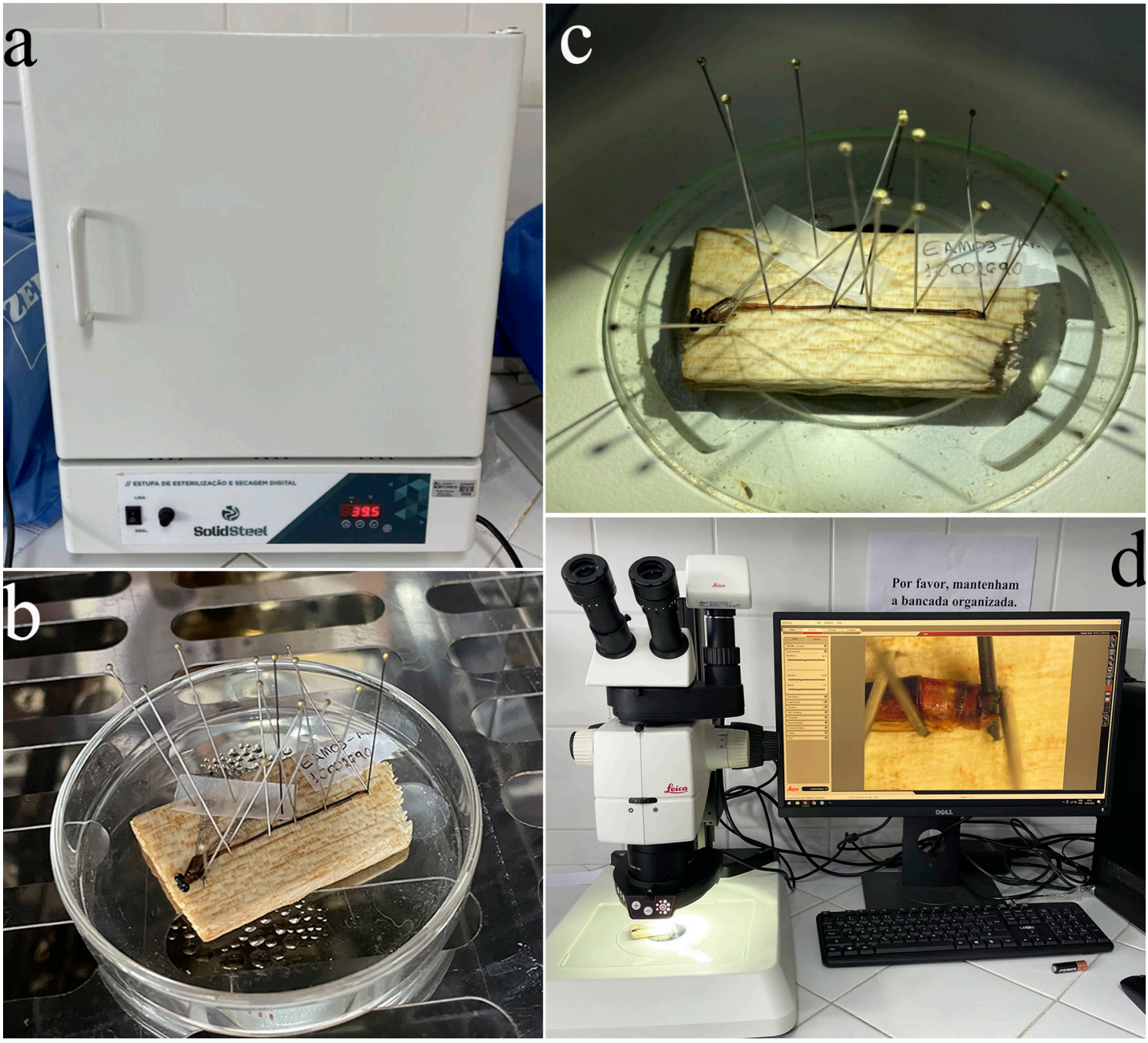



**Figura 6.** Proceso de secado y análisis fotográfico. **a)** Estufa; **b)** espécimen en secado; **c, d)** posicionamiento y análisis fotográfico.

### 7.2.2. Fase larval

La preparación del material en fase larval presenta algunas diferencias en comparación con la de los adultos. La conservación en alcohol resulta ser ventajosa para los estadios larvales, con excepción de las exuvias (exoesqueleto), que son más frágiles y susceptibles a daños. En ambos casos, se requiere precaución en la manipulación.

Las características diagnósticas en las larvas se encuentran principalmente en las piezas bucales, lo que eventualmente exige la realización de disecciones que pueden dañar el espécimen si no se ejecutan con cuidado. Por esta razón, se recomienda iniciar la documentación fotográfica con imágenes del hábito, tanto en vista dorsal como ventral, seguidas por los apéndices caudales —particularmente delicados en los Zygoptera, debido a su forma laminar—, las ornamentaciones laterales o dorsales del cuerpo y por último, las piezas bucales.

A continuación, se describen los pasos recomendados para el acondicionamiento de larvas o exuvias, con énfasis en la manipulación cuidadosa, la estabilización del espécimen y la documentación morfológica previa a la disección.

**Paso 1. Transferencia del espécimen a la caja de Petri.** Retirar la larva o exuvia con sumo cuidado del tubo Eppendorf, utilizando pinzas de punta blanda o, preferiblemente, la punta de un pincel fino (Fig. 7, paso 1). El contenido del tubo (incluyendo el alcohol) debe ser vertido junto con el ejemplar en una cápsula de Petri para evitar la deshidratación.

**Paso 2. Aplicación del medio de estabilización.** Cubrir el espécimen con una pequeña cantidad de gel antibacterial (puede emplearse gel desinfectante comercial de manos, siempre que sea transparente), lo suficiente para formar una matriz semisólida que facilite su manipulación (Fig. 7, pasos 2-3). Este medio permite fijar el cuerpo sin ejercer presión sobre la muestra, facilita la proyección tridimensional de estructuras como patas, abdomen y piezas bucales, y reduce el reflejo en las imágenes.

**Paso 3. Posicionamiento y fotografía del hábito.** Utilizando alfileres entomológicos o estiletes de punta fina, orientar cuidadosamente el ejemplar en vista dorsal y centrarlo dentro de la caja de petri (Fig. 7, paso 4). Esta disposición permite registrar una imagen general del hábito, que sirve como referencia morfológica antes de realizar cualquier disección. Se recomienda capturar primero las vistas dorsal y ventral del hábito, ya que las maniobras de disección posteriores podrían dañar estructuras delicadas (Fig. 7, paso 5).

**Paso 4. Inmersión en alcohol líquido.** Importante cubrir completamente el gel con alcohol líquido, de forma que el medio gelatinoso se vuelva prácticamente imperceptible. Se recomienda que la concentración de alcohol sea la misma que la del gel previamente utilizado, para evitar reacciones químicas o alteraciones en la muestra (Fig. 7, paso 4).

**Paso 5. Documentación morfológica detallada.** Con la ayuda de una lupa multifocal o un estereomicroscopio con cámara acoplada, observar y fotografiar las estructuras disecadas según los criterios taxonómicos establecidos (Fig. 7, paso 5).

**Paso 6. Disección de estructuras bucales y caudales.** Con el espécimen ya estabilizado, proceder a la disección y separación de las piezas anatómicas menores, comenzando por las estructuras bucales: mento, premento, mandíbulas, galeolacíneas. Posteriormente, separar las láminas caudales (una lateral —preferiblemente la izquierda— y la mediana), cuidando de no alterar la posición del resto del cuerpo (Fig. 7, paso 6).

## 7.3. ADQUISICIÓN DE FOTOGRAFÍAS DIGITALES

Esta sección ofrece recomendaciones para la captura eficiente de imágenes digitales de especímenes, con el objetivo de optimizar la calidad de la documentación morfológica y reducir el tiempo de edición posterior. Se describen las vistas y estructuras esenciales que deben registrarse

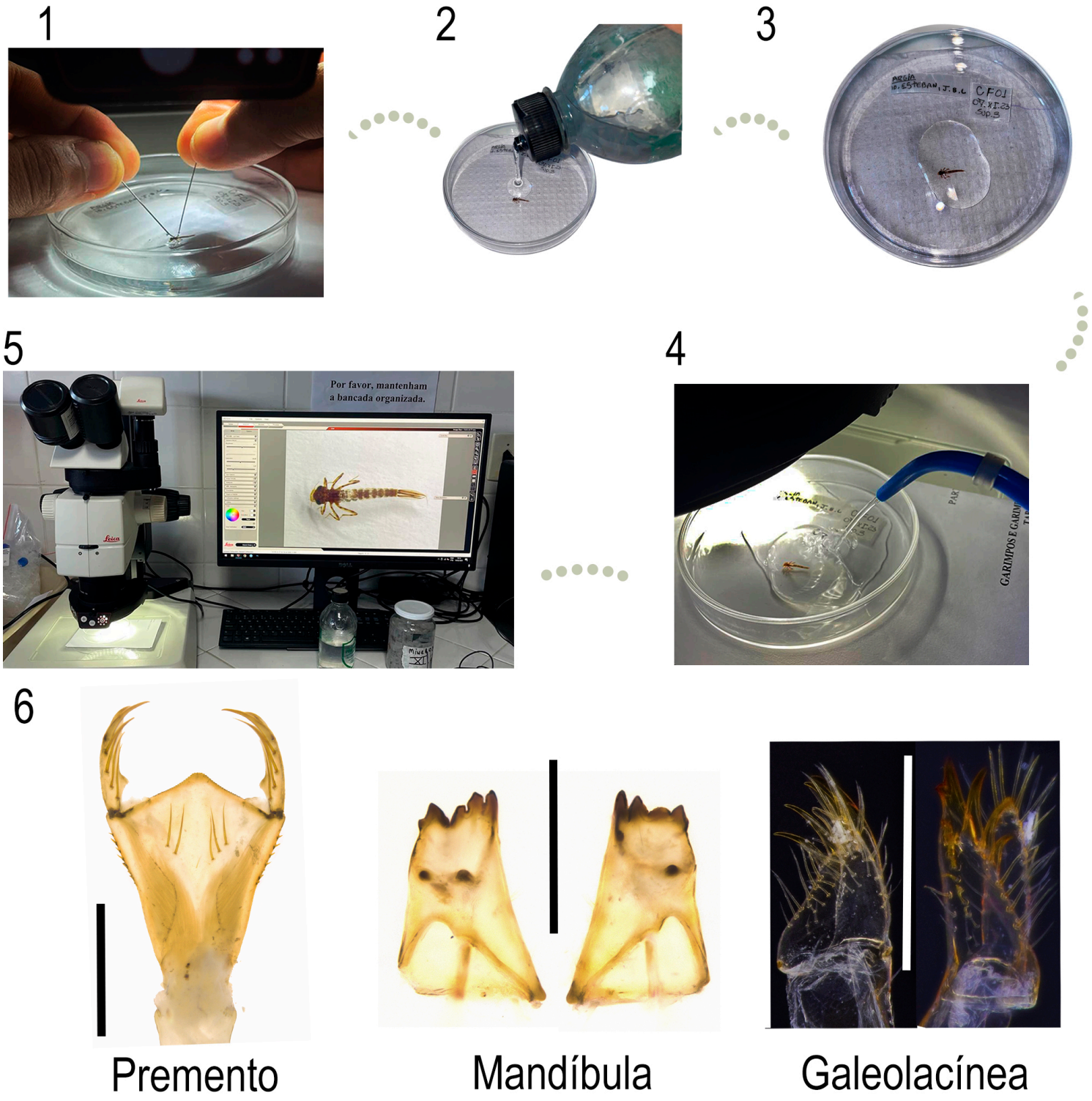



**Figura 7.** Preparación de larvas o exuvias antes de la fotografía: **1)** transferencia; **2)** aplicación de gel; **3)** posicionamiento; **4)** aplicación de alcohol líquido; **5)** registro con estereomicroscopio; **6)** piezas bucales.

(hábito, cabeza, protórax, tórax, lígula genital y cercos), así como consideraciones prácticas sobre iluminación, enfoque y encuadre.

Dependiendo del equipo óptico disponible, existen dos estrategias principales para obtener imágenes completamente nítidas y de alta resolución: la **composición multifocal** (*focus stacking*), recomendada cuando el sistema óptico

no posee un módulo de enfoque automático y la captura debe hacerse plano por plano; y el **ensamblaje por secciones del hábito**, útil cuando el tamaño del ejemplar supera el campo de visión disponible y es necesario unir varias imágenes parciales.

A continuación, se describen los pasos detallados para cada uno de estos procedimientos.

### 7.3.1. Composición multifocal

A menos que el microscopio estereoscópico cuente con configuraciones específicas para capturar múltiples planos de enfoque y combinarlos automáticamente en una única imagen de salida, este procedimiento debe realizarse mediante programas externos que permitan la técnica conocida como *focus stacking*. Esta técnica se emplea para generar imágenes completamente nítidas mediante la combinación de múltiples fotografías tomadas a diferentes profundidades de campo. Para ilustrar este procedimiento, se puede utilizar el software libre *CombineZP*, disponible para descarga en el siguiente enlace: https://combinezp.software.informer.com/. A continuación, se describen los pasos necesarios para realizar la composición multifocal con dicho programa.

**Paso 1. Iniciar un nuevo proyecto.** Para ello, se debe hacer clic en el menú ubicado en la parte superior izquierda de la ventana ***New*** (Fig. 8a).

**Paso 2.** Se abrirá una ventana desde la cual se debe navegar en el equipo hasta ubicar la carpeta que contiene las imágenes a apilar. Posteriormente, se deben seleccionar todas las imágenes de interés, lo cual se puede hacer haciendo clic con el botón izquierdo del ratón o manteniendo presionada la tecla ***Ctrl*** mientras se seleccionan los archivos

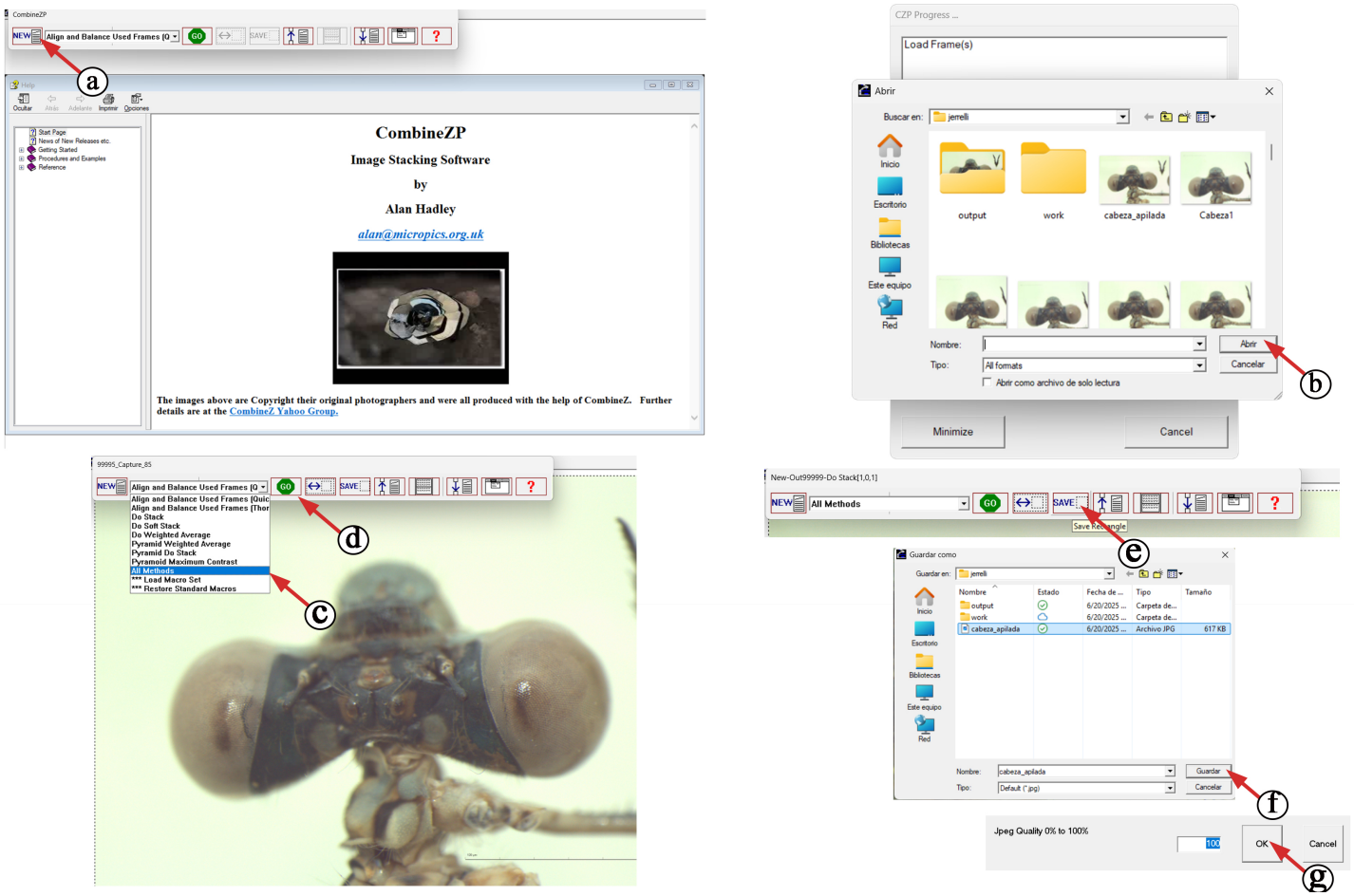



**Figura 8.** Composición multifocal en CombineZP en Photoshop.

deseados. Finalmente, se debe presionar el botón ***Abrir*** (Fig. 8b).

**Paso 3.** Una vez cargadas las imágenes, se debe seleccionar el método de apilado. CombineZP ofrece varios métodos, cada uno con algoritmos distintos que generan resultados específicos. También existe una opción que aplica todos los métodos disponibles de manera automática. Para ello, se debe hacer clic en la segunda caja de opciones ubicada en el menú superior izquierdo. En el menú desplegable, se debe seleccionar la opción ***All methods*** (Fig. 8c), y a continuación hacer clic en el botón verde ***GO*** (Fig. 8d). El proceso se iniciará automáticamente.

**Paso 4.** Guardar la imagen resultante. Para ello, se debe hacer clic en el menú ***Save*** (Fig. 8e) e indicar el nombre del archivo final y guardar (Fig. 8f). La imagen puede guardarse en diferentes formatos; se recomienda utilizar el formato JPG. Luego de este paso, se abrirá una ventana en la que se podrá seleccionar la calidad de guardado; se sugiere optar por el 100%.

### 7.3.2. Ensamblaje por secciones del hábito

En casos donde no sea posible capturar el hábito completo del espécimen en una sola imagen, ya sea por limitaciones de aumento, encuadre o distancia de trabajo del equipo, se recomienda tomar una serie de fotografías por regiones, asegurando una ligera superposición entre cada segmento. Esto aplica tanto para adultos como para larvas, y permite obtener una imagen compuesta del cuerpo entero con buena resolución. Estas imágenes parciales deben ser unidas posteriormente en un software de edición como Photoshop. A continuación, se describen los pasos para ensamblar correctamente estas regiones, manteniendo proporciones y continuidad visual.

**Paso 1.** Abrir Adobe Photoshop y dirigirse al menú superior. Seleccionar la ruta: **Archivo** > **Automatizar** > **Photomerge** (Fig. 9a-c).

**Paso 2.** En la ventana emergente de Photomerge, seleccionar la opción Explorar (Fig. 9d) y buscar en el equipo la carpeta que contiene las imágenes del hábito previamente capturadas. Seleccionar los archivos y hacer clic en Aceptar (Fig. 9e).

**Paso 3.** Una vez cargadas las imágenes, verificar que esté marcada la opción "Disposición: Automática" (por defecto) y asegurarse de desactivar las casillas "Mezclar imágenes" y "Corregir distorsión geométrica", para evitar alteraciones en la estructura del ejemplar, después haga clic en **OK** para iniciar el ensamblaje automático (Fig. 9f).

**Paso 4.** El programa alineará y distribuirá las imágenes en capas independientes según las coincidencias encontradas entre las zonas superpuestas (Fig. 9g).

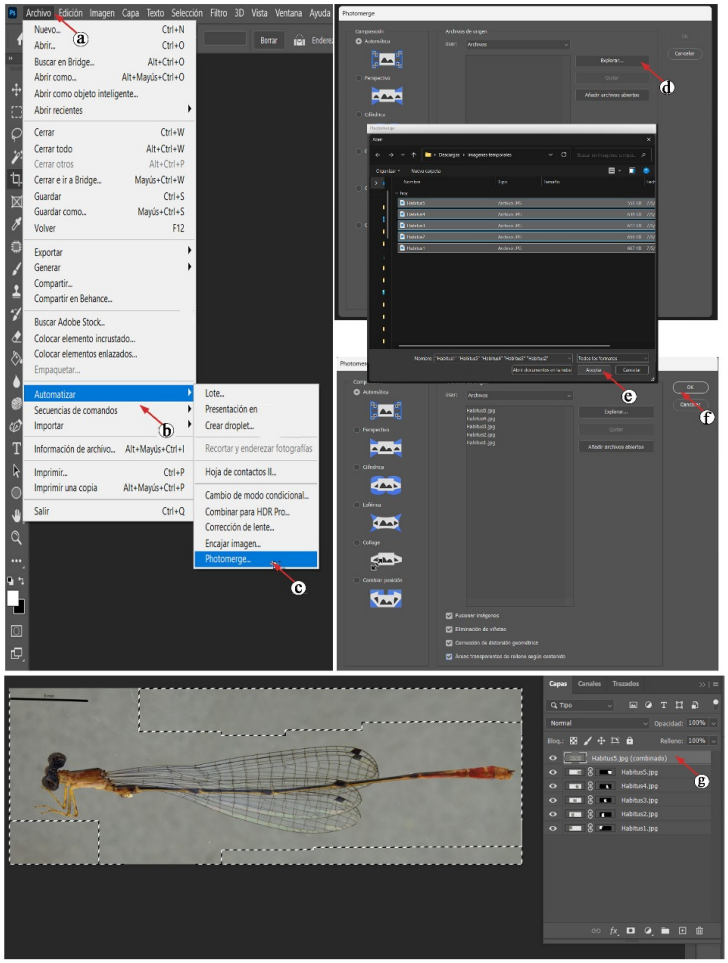



**Figura 9.** Ensamblaje de imágenes con Photomerge en Photoshop.

## 7.4. POSTPROCESAMIENTO DE FOTOGRAFÍAS

En esta sección, se explican las etapas posteriores a la captura de imágenes, enfocadas en mejorar la calidad visual, estandarizar el formato y preparar las láminas finales para su inclusión en publicaciones científicas. Para ello, se utilizará el software Adobe Photoshop como herramienta base. Para quienes no están familiarizados con su uso, su interfaz puede parecer intimidante debido a la gran cantidad de menús y herramientas disponibles. No obstante, al posicionar el puntero del ratón sobre cada una de ellas, el software muestra una breve descripción de su función, e incluso puede desplegar ejemplos ilustrativos.

### Apariencia general del software y configuraciones iniciales

Al iniciar Photoshop, se presenta la pantalla principal, la cual incluye los siguientes elementos (Fig. 10): una barra de menús en la parte superior (a), seguida por el panel de control (b). En el lado izquierdo se encuentra la barra de herramientas (c), mientras que en el lado derecho se ubican los paneles de funciones relacionados con edición, ajustes y capas (d).

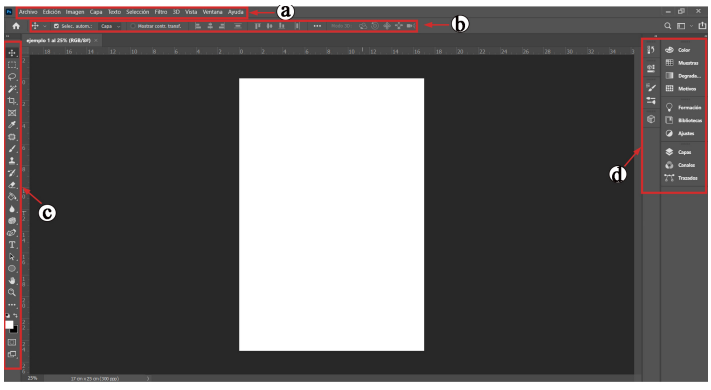



**Figura 10.** Pantalla principal de Photoshop.

### A. Edición y ajustes básicos

**Paso 1**. Se debe importar la imagen desde el menú **Archivo** > **Abrir** > **OK** (Fig. 11a-b). Se recomienda trabajar con archivos en alta resolución (preferiblemente en formato TIFF o

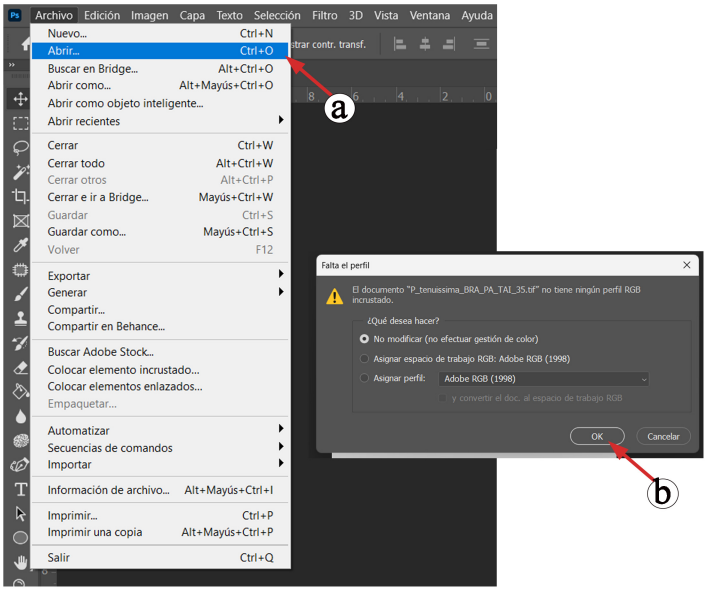



**Figura 11.** Apertura de archivo y asignación de perfil de color en Photoshop.

PNG) para conservar el mayor nivel de detalle posible.

**Paso 2.** Incluye correcciones de color, brillo, contraste y nitidez para mejorar la visibilidad de los detalles morfológicos. Aquí, se ilustran dos formas de hacer estas correcciones.

• *Primer método*. Mediante los ajustes de la ventana de opciones, una vez seleccionada la imagen. Antes de aplicar cualquier modificación, se recomienda duplicar la capa original para no trabajar directamente sobre ella. Para ello, seleccionar la capa a duplicar (Fig. 12a-b) y arrastrarla hasta el ícono de nueva capa (Fig. 12c). Una vez seleccionada la nueva capa, dirigirse al panel de **Ajustes** (Fig. 12d), donde se desplegarán varias opciones de edición. Al seleccionar **Brillo/ Contraste** (Fig. 12e), se abrirá un panel de propiedades que permite ajustar dichos parámetros de forma manual (Fig. 12f).

• *Segundo método*. Mediante el uso del filtro **Camera Raw**. Con la capa duplicada seleccionada (Fig. 13a-b), ir al menú Filtro (Fig. 13c) y seleccionar la opción **Filtro de Camera Raw** (Fig. 13d). Esto abrirá un nuevo panel donde se puede acceder a múltiples parámetros de edición. En este

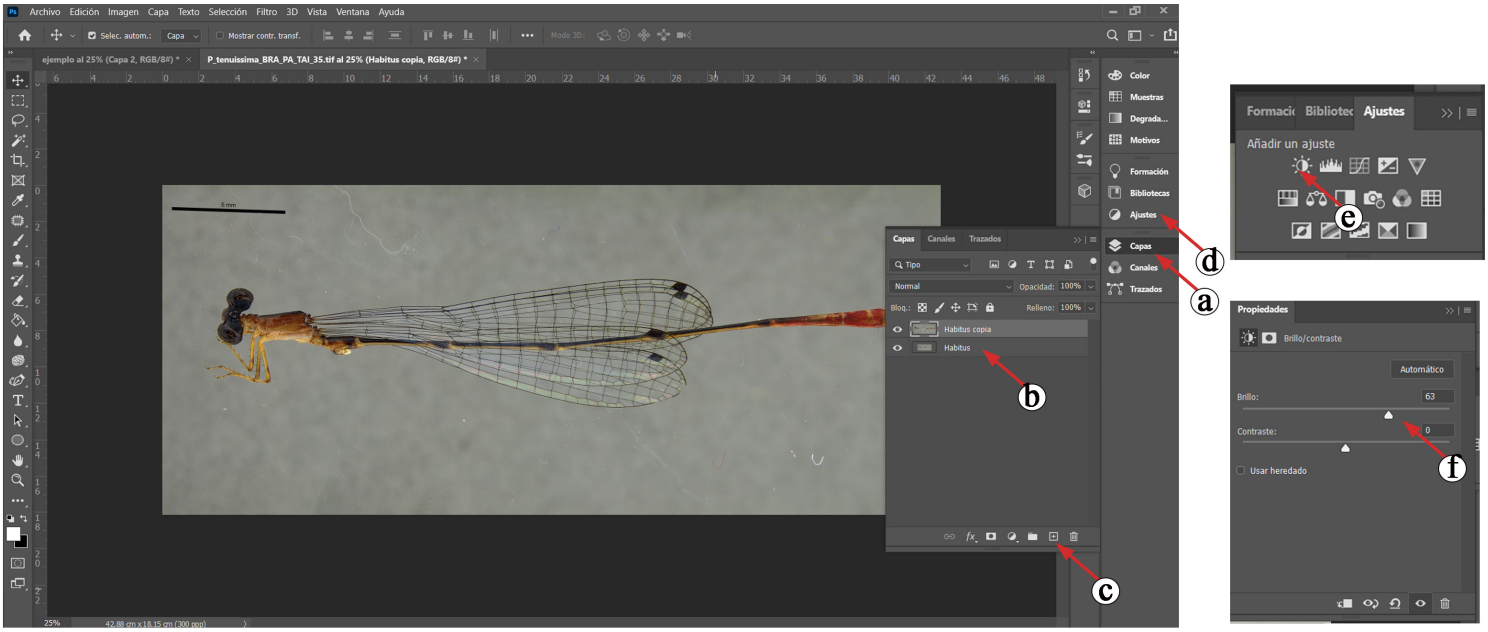



**Figura 12**. Ajuste de brillo y contraste mediante el panel de ajustes en Photoshop.

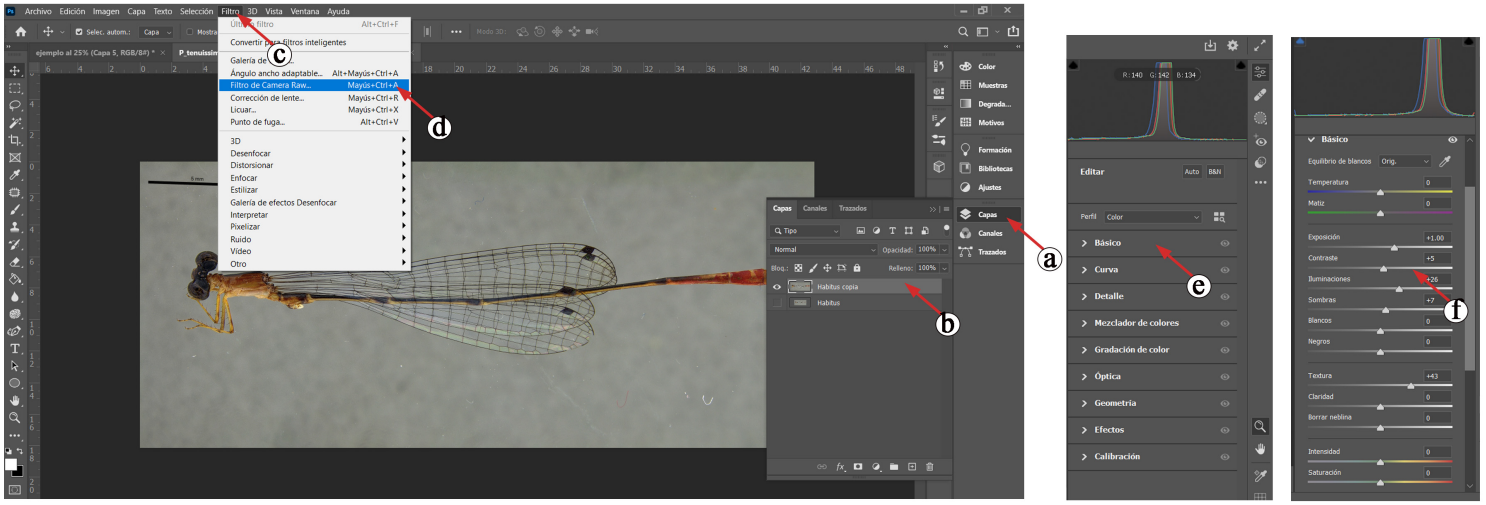



**Figura 13.** Corrección de imagen con el filtro Camera Raw en Photoshop.

caso, seleccionar la pestaña **Básico** (Fig. 13e), la cual habilita controles para exposición, contraste, altas luces, sombras, blancos, negros, textura y claridad, entre otros (Fig. 13f).

**Paso 3.** Eliminar el fondo de la imagen conservando la escala de medida como una capa independiente. A continuación, se detallan los sub-pasos recomendados:

- **Paso 3.1.** duplicar la capa original y aislar la escala (Fig. 14). Seleccionar la capa original y duplicarla (Fig. 14a-b). Con la herramienta **Marco rectangular** (Fig. 14c), delimitar el área de la escala (Fig. 14d). Cortar la selección con **Ctrl + X** y pegarla con **Ctrl + V**; esto generará una nueva capa que contiene únicamente la escala.
- **Paso 3.2.** Eliminar el fondo de la escala. Con la nueva capa seleccionada (Fig. 15e), usar la herramienta **Varita mágica** (Fig. 15f) para seleccionar la escala. Luego, ir al menú **Selección** y elegir **Invertir** (Fig. 15g). Presionar **Supr** para eliminar el fondo, dejando la escala con fondo transparente (Fig. 15h).
- **Paso 3.3.** Seleccionar y aislar el ejemplar. Volver a la capa duplicada original (Fig. 16i).

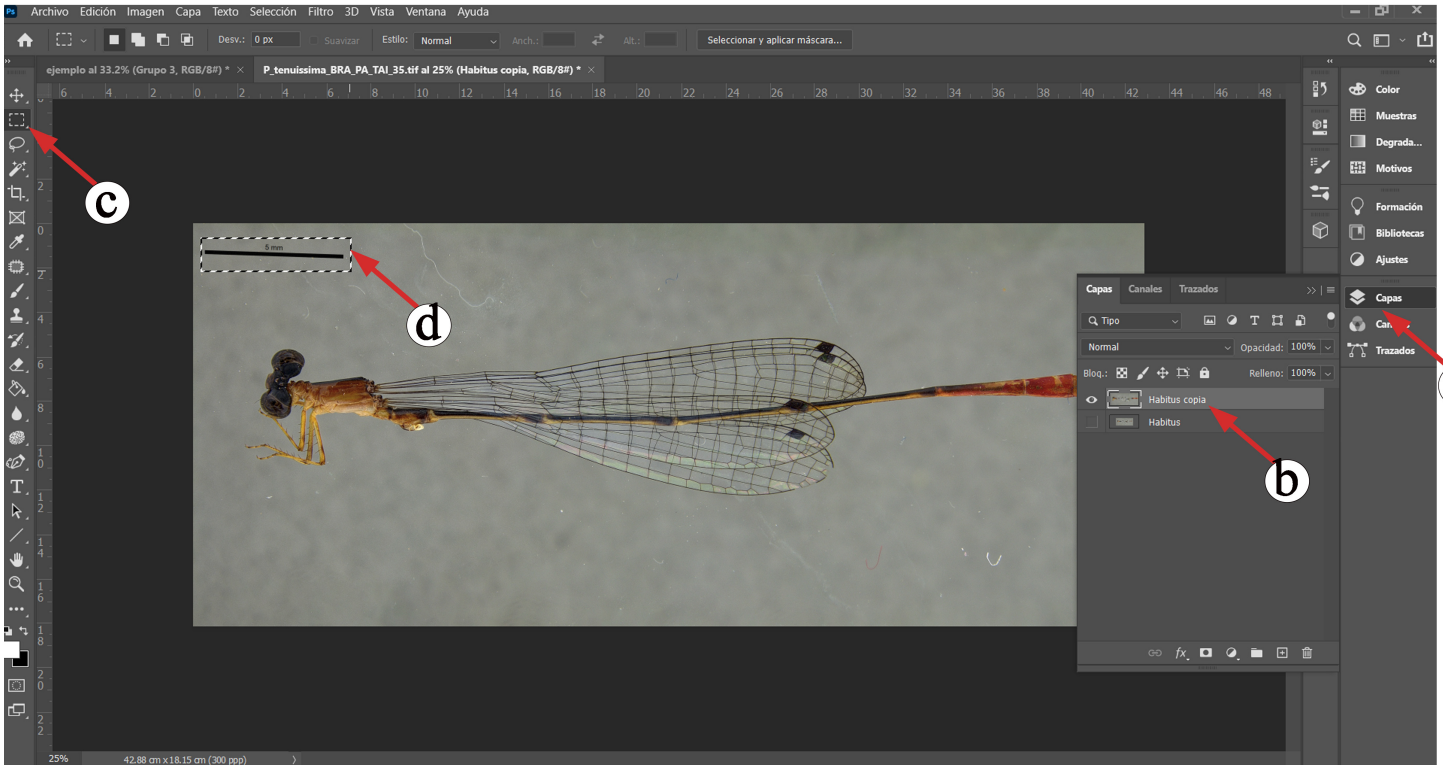



**Figura 14.** Duplicación de capa y aislamiento de la escala en Photoshop.

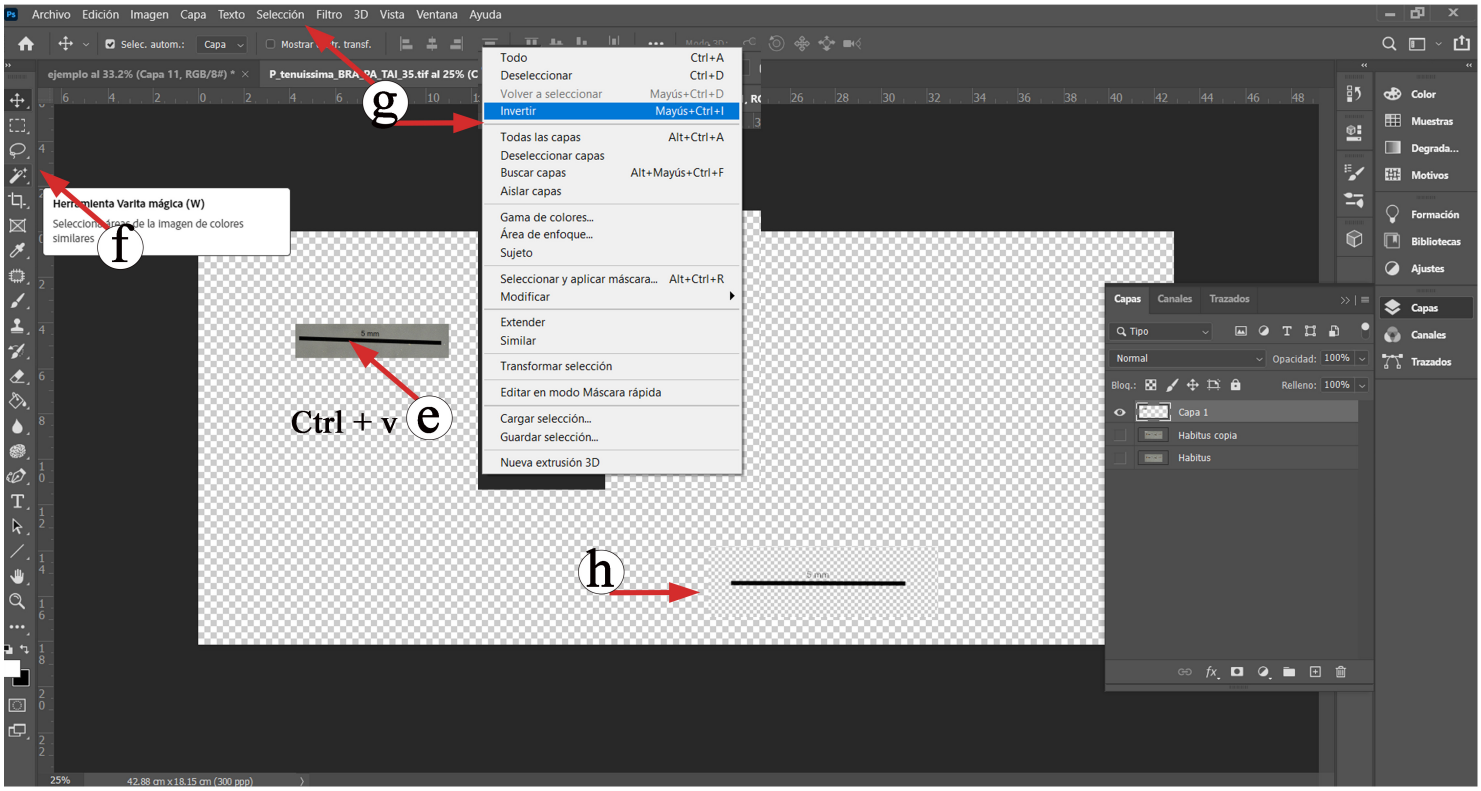



**Figura 15.** Eliminación del fondo de la capa de la escala en Photoshop.

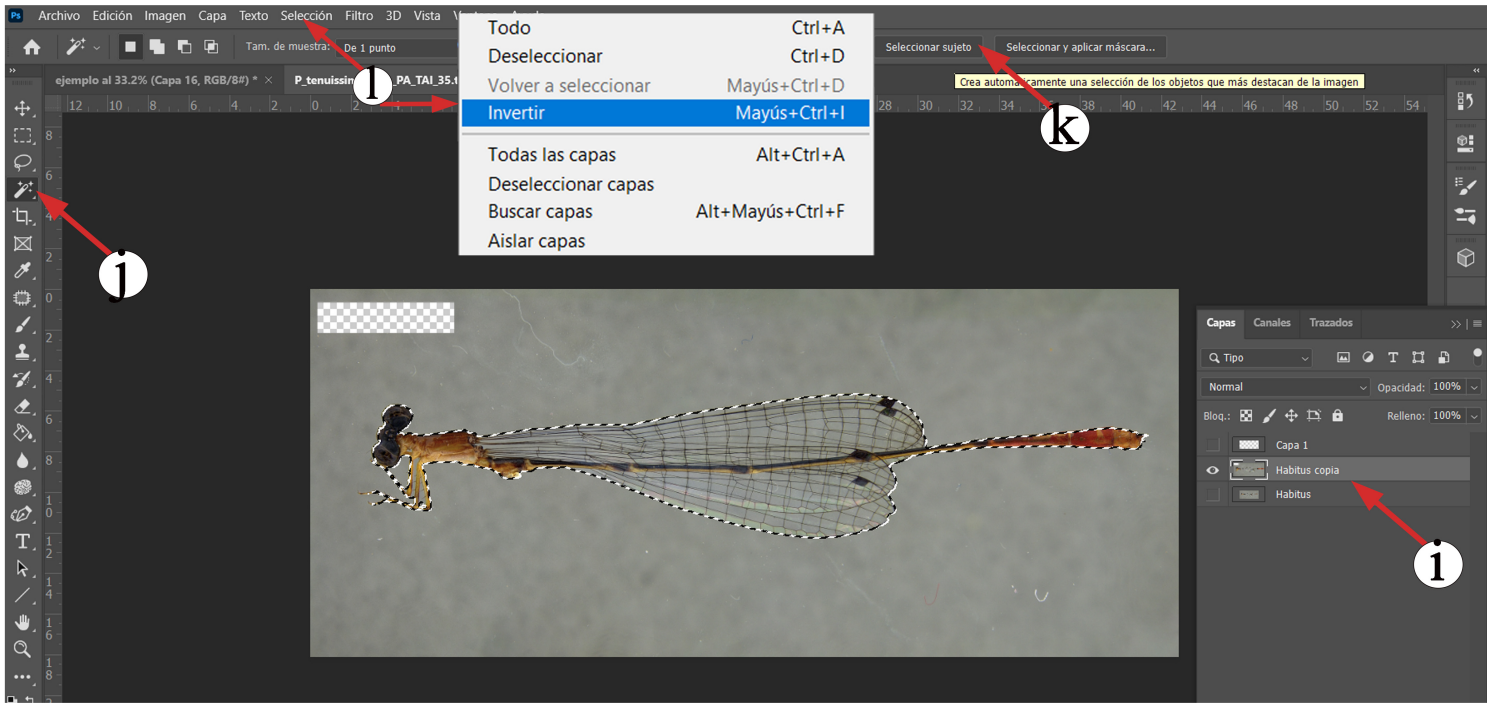



**Figura 16.** Selección y aislamiento del ejemplar principal en Photoshop.

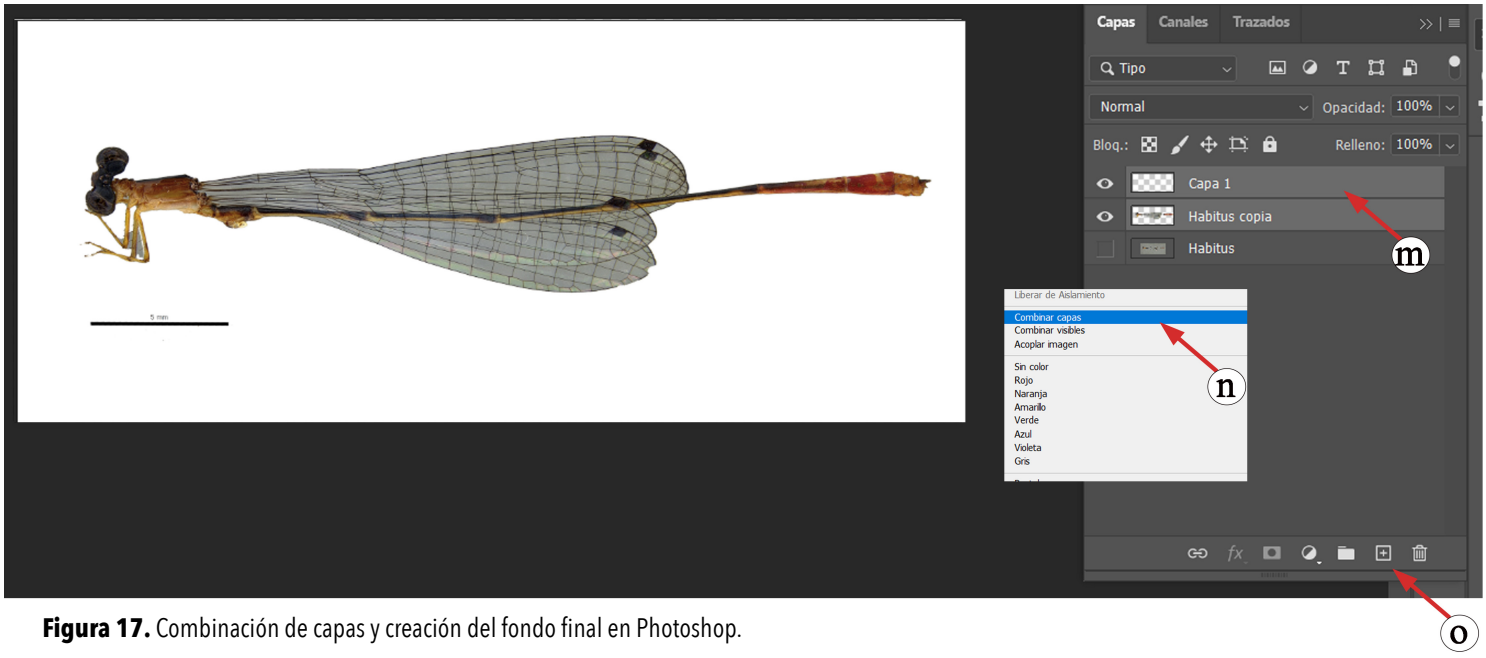



**Figura 17.** Combinación de capas y creación del fondo final en Photoshop.

**Seleccionar sujeto** (Fig. 16k). Luego, desde el menú **Selección**, elegir Invertir (Fig. 16l) para seleccionar el fondo y presionar **Supr**.

• **Paso 3.4** Combinar capas y añadir fondo blanco. Seleccionar ambas capas (escala y ejemplar) manteniendo presionada la tecla **Ctrl**, hacer clic derecho y elegir **Combinar capas** (Fig. 17m-n). Finalmente, crear una nueva capa en la parte inferior (Fig. 17o) y rellenarla con el color deseado (por ejemplo, blanco) como fondo base para la imagen editada.

## B. Construcción de la composición final

En esta sección, se describe el procedimiento para crear una lámina final desde cero y exportarla en el formato adecuado. Los pasos detallados en el

apartado anterior pueden repetirse para preparar cada una de las imágenes que se incluirán. Se recomienda organizar las imágenes en carpetas independientes y asignar un nombre claro a cada archivo, según la estructura representada. Este tipo de orden facilita el proceso de edición y armado de la lámina.

**Paso 1. Configuración inicial del documento.** Para comenzar, se debe crear un nuevo archivo en Photoshop. Ir al menú superior **Archivo > Nuevo** (Fig. 18a). En la ventana emergente, definir el nombre del archivo (Fig. 18b), el tamaño del lienzo (en este ejemplo, 17 × 25 cm; Fig. 18c-d), la resolución (300 ppp; Fig. 18e-f), el modo de color (CMYK o RGB, según las especificaciones editoriales; Fig. 18g) y el fondo del lienzo personalizado (blanco o transparente, Fig. 18h). Luego hacer clic en **Crear** (Fig. 18i). Estos parámetros deben ajustarse de acuerdo con las normas de la revista a la cual se enviará el trabajo.

**Paso 2. Importación de imágenes.** Con el documento abierto, importar todas las imágenes editadas que desee incluir en la lámina. Se recomienda organizar cada imagen en carpetas o grupos en el panel de capas (lado derecho; Fig. 19a), lo cual permite trabajar de manera ordenada.

**Paso 3. Ajuste de guías de composición.** Para facilitar el alineamiento de imágenes y textos, ir al menú **Vista** y activar la opción **Reglas**. A continuación, hacer clic sobre las reglas (ubicadas en los bordes superior e izquierdo de la interfaz) y arrastrar hacia el lienzo para crear guías horizontales o verticales. Esto permite mantener una disposición limpia, proporcionada y estructurada en la lámina final (Fig. 20).

**Paso 4. Incorporación de elementos gráficos y texto.** Con todas las imágenes posicionadas, se pueden agregar anotaciones como flechas o letras de identificación (Fig. 21a). Para ello, usar la herramienta **Línea** para los indicadores y la herramienta **Texto horizontal** para las letras o números (Fig. 21b). Es importante usar una tipografía clara (como Arial o Times New Roman), en tamaño adecuado y con color de alto contraste (negro o blanco según el fondo) (Fig. 21c).

**Paso 5. Guardado en formato adecuado.** Una

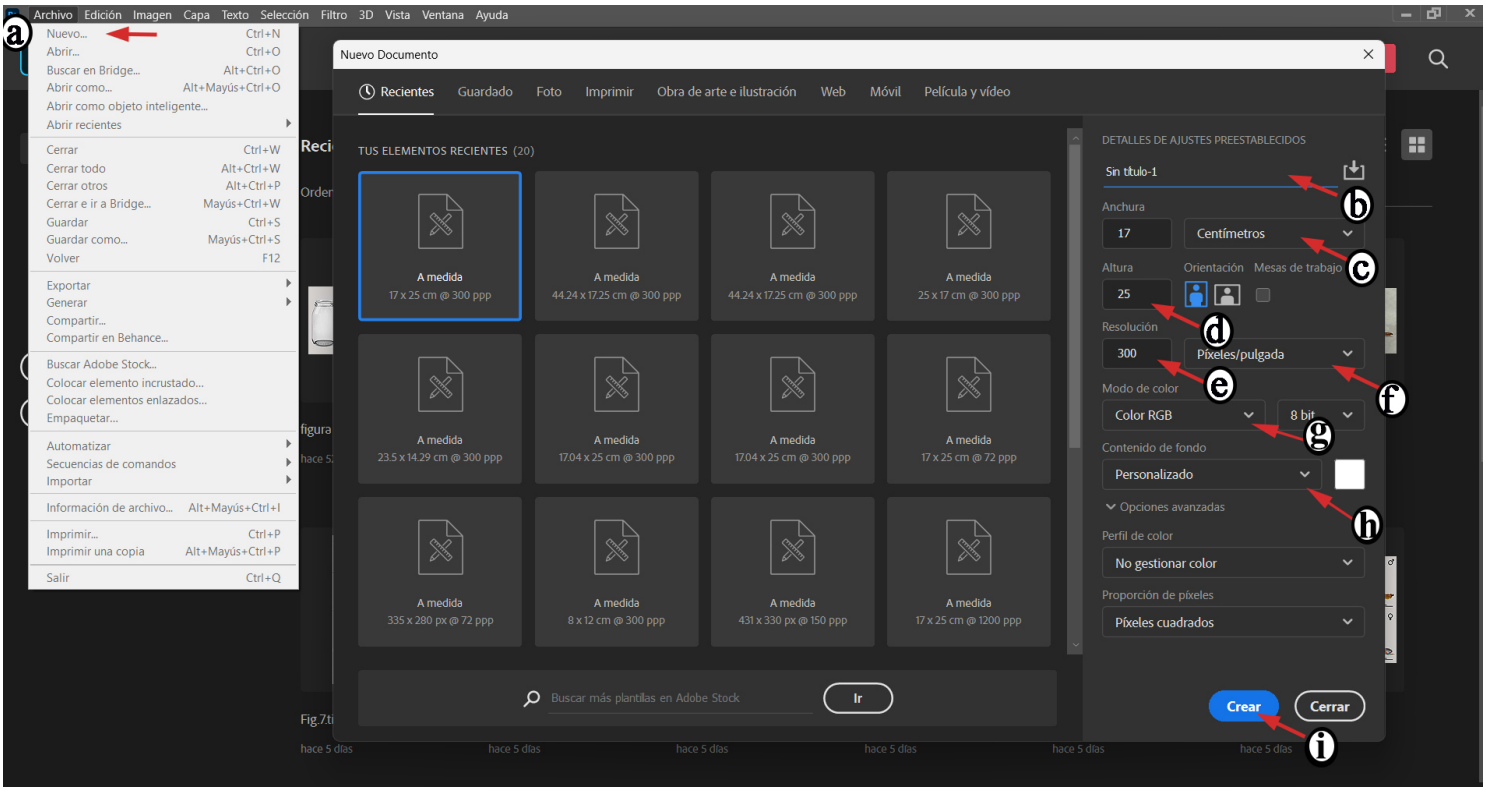



**Figura 18.** Creación de un nuevo documento con los parámetros de tamaño, resolución, modo de color y fondo en Photoshop.

vez finalizada la composición de la lámina, se recomienda guardar el archivo en dos versiones desde el menú **Archivo > Guardar como** (Fig. 22a-b): primero, seleccionar la ubicación deseada. Luego, elegir el formato .PSD (Fig. 22c) para conservar las capas y permitir futuras ediciones, o seleccionar el formato .TIF (Fig. 22d) para generar la versión final de alta calidad, siguiendo las especificaciones editoriales. Lámina finalizada.

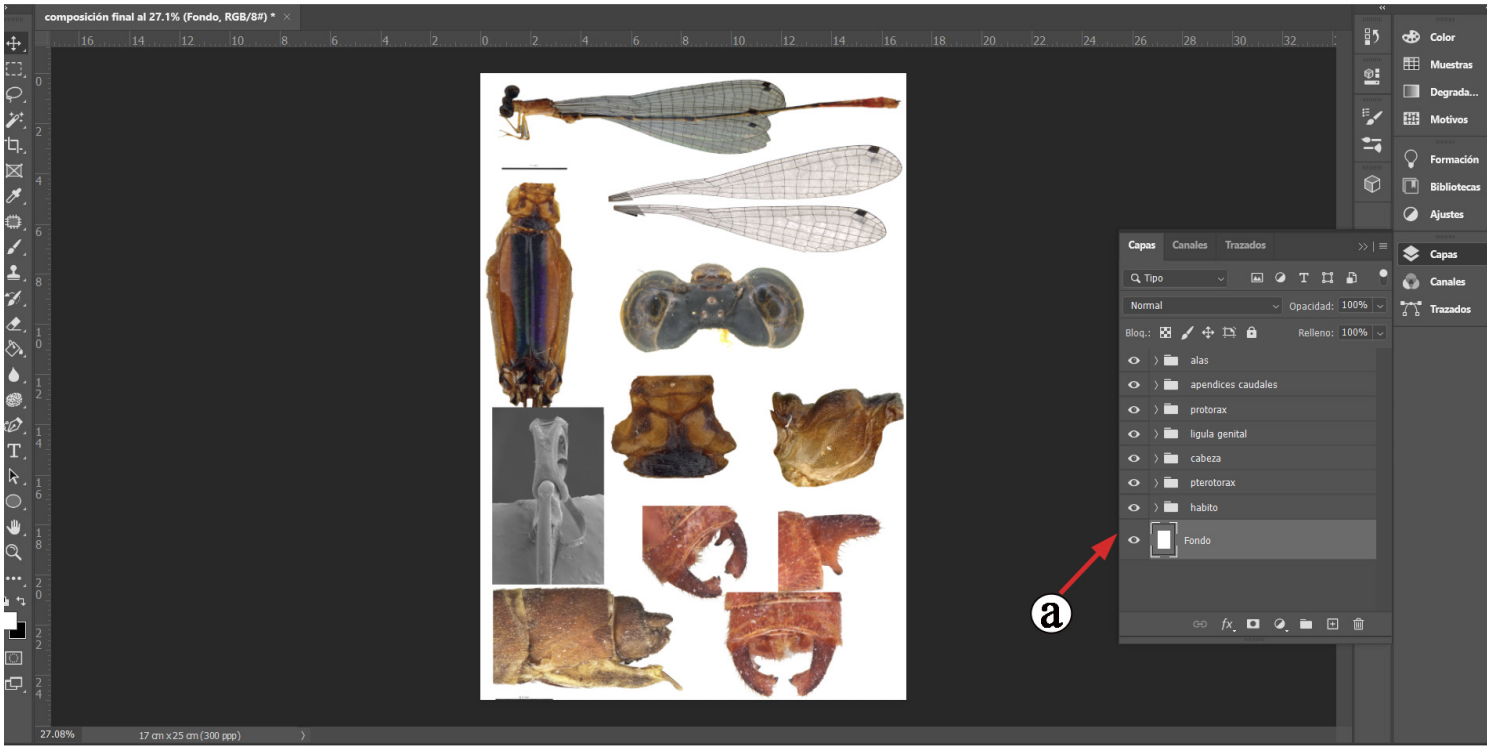



**Figura 19.** Importación y organización de las imágenes editadas en el panel de capas en Photoshop.

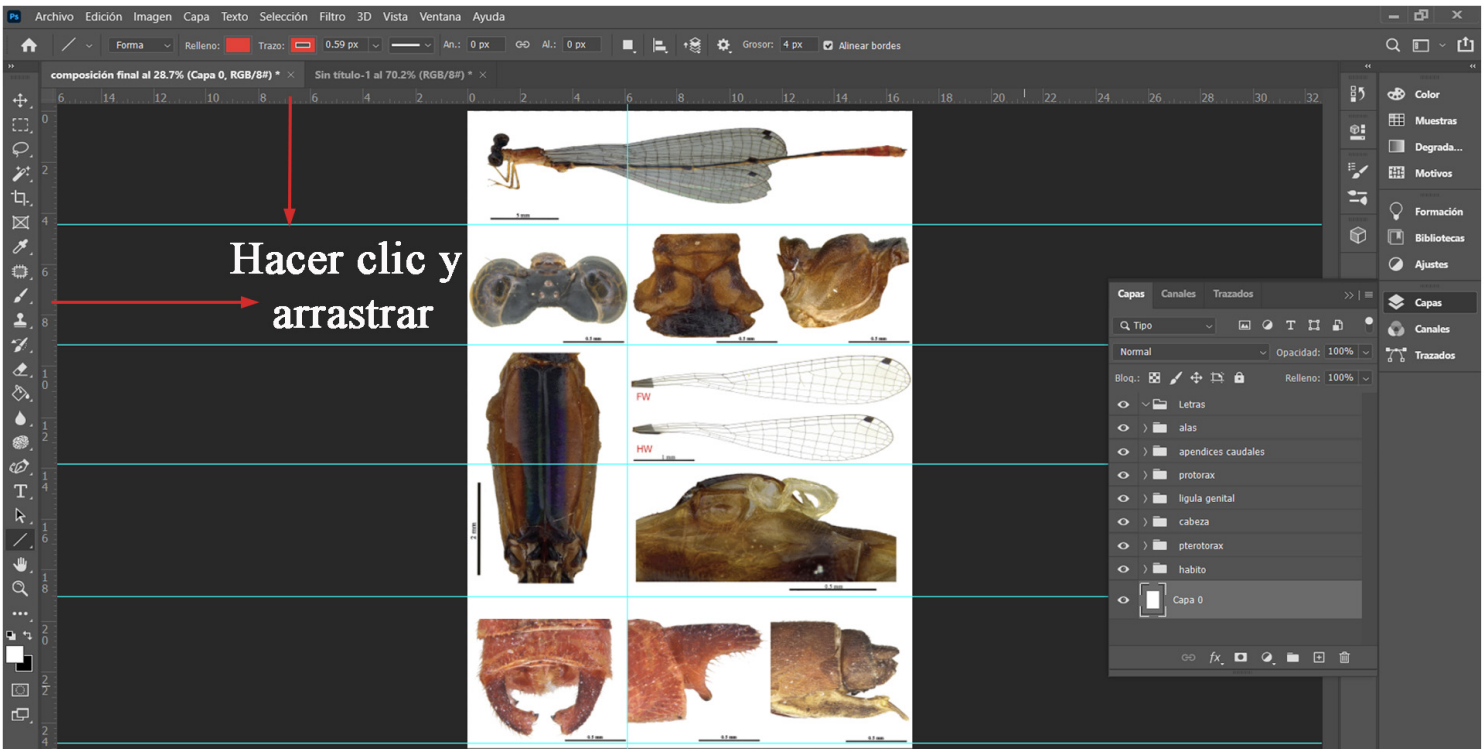



**Figura 20.** Creación de guías para alinear los elementos en el lienzo en Photoshop.

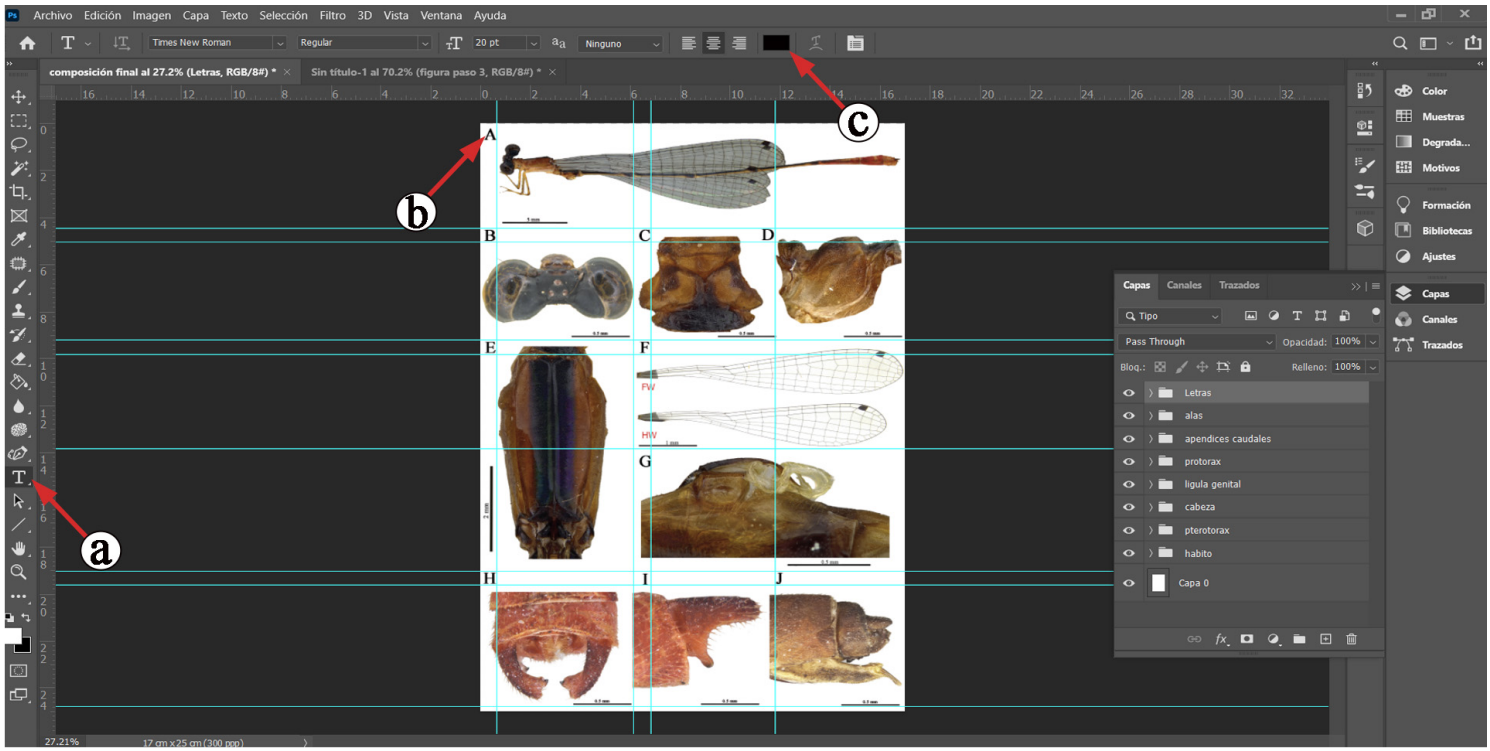



**Figura 21.** Añadido de elementos gráficos y texto sobre la composición en Photoshop.

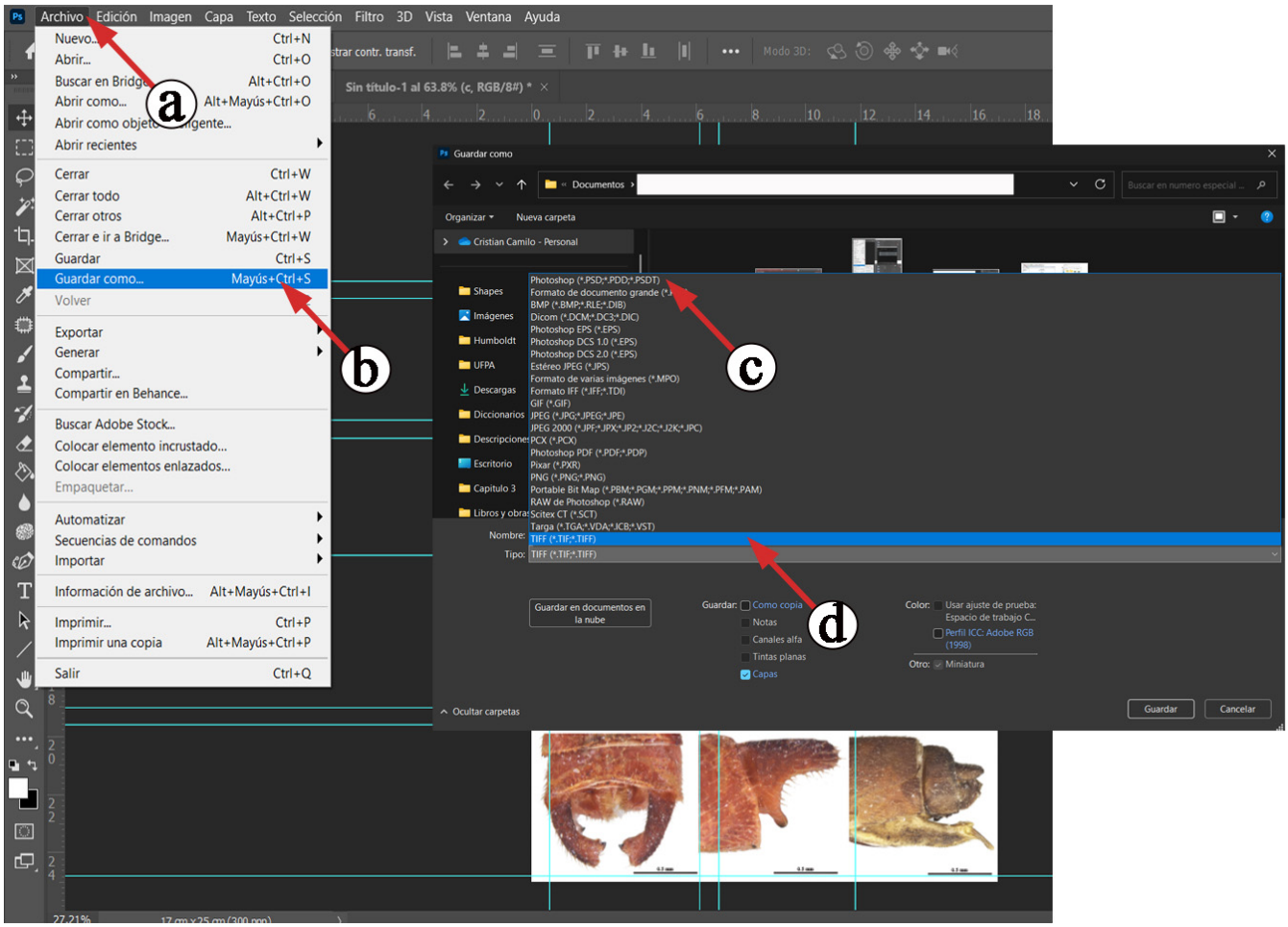



**Figura 22.** Guardado del archivo en formatos editables y de alta calidad en Photoshop.

## 7.5. CONSIDERACIONES FINALES

Esta guía es una propuesta orientativa y de ninguna manera debe interpretarse como una norma obligatoria. Su propósito es servir como una herramienta útil, especialmente para quienes están dando sus primeros pasos en la edición de imágenes para publicaciones científicas de índole taxonómica. Aunque existen características diagnósticas clave que deben representarse con precisión, el producto final también refleja la creatividad y estilo de cada persona y el resultado final del proceso podemos obtener figuras completas y organizadas (*e.g.*, Fig. 23). Tengan paciencia y confíen en el proceso: la habilidad mejora con la práctica. Lo más importante es empezar. Además, existen numerosos recursos en línea (como videos y foros especializados) que pueden complementar y enriquecer esta experiencia.

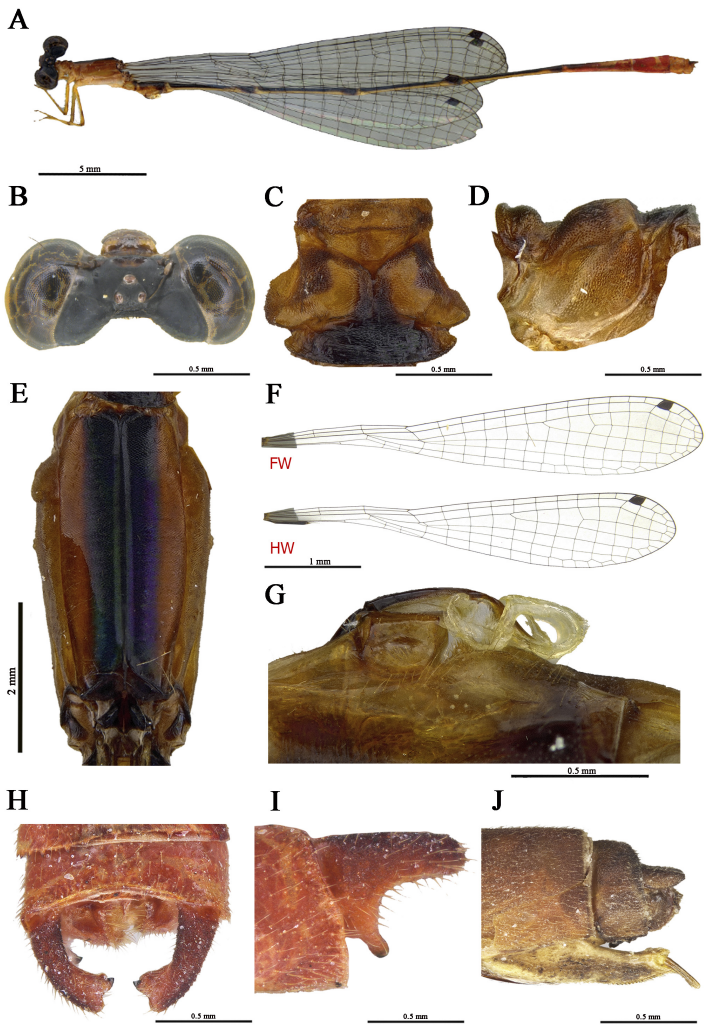



**Figura 19.** Lámina con composición final.

Sabemos que existen muchas formas de generar ilustraciones que acompañen las descripciones taxonómicas. En esta guía, optamos por enfocarnos en la fotografía, debido a su practicidad y accesibilidad. Las ilustraciones realizadas mediante técnicas de dibujo o representación gráfica requieren conocimientos y habilidades específicas que merecen ser abordadas en profundidad. Un paso a paso de esas técnicas habría excedido el propósito de esta guía y podría inducir a confusión. Creemos firmemente que estas técnicas merecen su propia guía especializada.

## REFERENCIAS

Adobe Inc. (2022). Adobe Photoshop (versión 23.0) [Software de edición de imágenes]. https://www.adobe.com/photoshop

Bevilaqua, M. (2020). Guide to image editing and production of figures for scientific publications with an emphasis on taxonomy. *Zoosystematics and Evolution*, 96(1), 139-158. https://doi.org/10.3897/zse.96.49225

Blatt, M., & Martin, C. (2013). Manipulation and misconduct in the handling of image data. *Plant Physiology,* Volume 163, Issue 1, September 2013, Pages 3–4. https://doi.org/10.1104/pp.113.900471

Calvert, P.P. (1931). The generic characters and the species of *Palaemnema* (Odonata: Agrionidae). *Transactions of the American Entomological Society* (1890-), 57(1), 1-111.

Caruso, R. D., & Postel, G. C. (2002). Image editing with adobe photoshop 6.0. Radiographics, 22(4), 993-1002.

Coleman, C.O. (2003). "Digital inking": How to make perfect line drawings on computers. *Organisms Diversity and Evolution* 3(4): 1–303. https://doi.org/10.1078/1439-6092-00081

Coleman, C.O. (2006) Substituting time-consuming pencil drawings in arthropod taxonomy using stacks of digital photographs. *Zootaxa*, 1360 (1), 61–68. https://doi.org/10.11646/zootaxa.1360.1.4

Corl, F.M., Garland, M.R., Lawler, L.P. & Fishman, E.K. (2002). A five-step approach to digital image manipulation for the radiologist. *Radiographics* 22(4): 981–992. https://doi.org/10.1148/radiographics.22.4.g02jl33981

Cromey, D.W. (2010). Avoiding Twisted Pixels: Ethical Guidelines for the Appropriate Use and Manipulation of Scientific Digital Images. *Sci Eng Ethics* 16, 639–667. https://doi.org/10.1007/s11948-010-9201-y

Del Palacio, A., Sarmiento, P. L., & Javier, M. (2017). A new method using Scanning Electron Microscopy (SEM) for

preparation of anisopterous odonates. *Microscopy Research and Technique,* 80(10), 1085-1088. https://doi.org/10.1002/jemt.22903

Garrison, R. W. (2021). Preparation of preserved field collected dried damselfly specimens for character illustrations; Imaging preserved damselflies for scientific publications. *International Dragonfly Fund*: Report, 2021(166), 1-20.

Garrison, R. W., von Ellenrieder, N., & Louton, J. A. (2006). Dragonfly genera of the New World: an illustrated and annotated key to the Anisoptera. JHU Press.

Garrison, R. W., von Ellenrieder, N., & Louton, J. A. (2010). Damselfly genera of the New World: an illustrated and annotated key to the Zygoptera. Johns Hopkins University Press.

Hamada, N., Nessimian, J. & Barbosa, R. (2014). Insetos aquáticos na Amazônia brasileira: taxonomia, biologia e ecologia. Editora do INPA. Manaus.

Holzenthal, R. W. (2008). Digital illustration of insects. *American Entomologist,* 54(4), 218-221. https://doi.org/10.1093/ae/54.4.218

Lencioni, F.A.A 2005. Damselflies of Brazil, an illustrated indentification guide: I - The non-Coenagrionidae families. São Paulo: All Print. 324 pp.

Lencioni, F.A.A 2006. Damselflies of Brazil, an illustrated indentification guide: II - Coenagrionidae families. São Paulo: All Print. 419 pp.

Linnaeus, C. (1735). Systema Naturae per regna tria naturae, secundum classes, ordines, genera, species; cum characteribus, differentiis, synonymis, locis (Vol. 1). apud JB Delamolliere.

Lomar, P. F. (2019). Entre o Antigo e o Novo: Os Avanços Na Taxonomia Integrativa Possibilitados Pelas Novas Tecnologias. Avanços da Zoologia no Século XXI, 6.

Solomon, R. W. (2009). Free and open source software for the manipulation of digital images. *American Journal of Roentgenology,* 192(6), W330-W334. https://doi.org/10.2214/AJR.08.2190

Tereshkin, A. M. (2013). Guide to preparing scientific illustrations in Entomology on an example of Ichneumonidae (Hymenoptera). *Linzer biologische beiträge*, 45(2), 1047-1277.

Riedel A, Sagata K, Surbakti S, Tänzler R, Balke M (2013) One hundred and one new species of Trigonopterus weevils from New Guinea. *ZooKeys* 280: 1–150. https://doi.org/10.3897/zookeys.280.3906

Vitor, F. C. & Martins, A. F. P. (2020). Ilustrações científicas no ensino de ciências: um panorama a partir de periódicos brasileiros. Alexandria: R. Educ. Ci. Tec., Florianópolis, v. 13, n. 2, p. 99-121. https://doi.org/10.5007/1982-5153.2020v13n2p99

ISSN: 2711-2152 (en línea)
HETAERINA

# CAPÍTULO VIII

# Fotografía en ambientes naturales: Odonata

Jenilee Montes-Fontalvo, Yusdiel Torres-Cambas y Khristian Venegas-Valencia

La fotografía, entendida como el arte y la técnica de capturar un instante en el tiempo, constituye una herramienta de gran valor en el estudio de la biodiversidad. Más allá de su función estética o comunicativa, permite registrar eventos biológicos, apoyar procesos de identificación taxonómica y facilitar el análisis comportamental, especialmente en grupos de fauna de difícil observación directa. En este sentido, la fotografía de naturaleza puede cumplir con dos funciones: el avance del conocimiento científico y la divulgación de la ciencia.

En el caso particular de las libélulas, su diversidad morfológica, sus intensos patrones de coloración y sus complejas interacciones ecológicas, las han convertido en un grupo atractivo para fotógrafos de vida silvestre. A lo largo del tiempo, se han logrado documentar comportamientos reproductivos, patrones de vuelo interesantes y estructuras diagnósticas de alta relevancia taxonómica gracias al uso sistemático de imágenes en campo.

El creciente interés por el estudio de las libélulas en distintas regiones —especialmente en contextos tropicales donde aún persiste un alto número de especies poco conocidas— pone en manifiesto la necesidad de mejorar y estandarizar el uso de la fotografía como herramienta complementaria en trabajos de campo. No obstante, muchas especies de libélulas representan retos técnicos importantes por la velocidad de su vuelo. Sin embargo, con una planificación adecuada y la aplicación de ciertos principios logísticos, es posible obtener imágenes útiles tanto para propósitos científicos como educativos.

Esta nota pretende ser un punto de partida para investigadores, estudiantes y naturalistas interesados en iniciarse en la fotografía de libélulas. A partir de la experiencia de biólogos en trabajo de campo, se presentan aquí recomendaciones orientadas a maximizar el aprovechamiento de las salidas fotográficas, con el objetivo de generar insumos valiosos para el estudio, conservación y divulgación de este grupo de insectos tan representativo de los ecosistemas acuáticos.

## 8.1. TIPOS DE FOTOGRAFÍA DE LA NATURALEZA

El desarrollo de técnicas fotográficas especializadas para el estudio de fauna requiere considerar las particularidades de cada grupo taxonómico, sus patrones comportamentales y los objetivos específicos de cada investigación. Esta consideración sugiere la necesidad de establecer marcos metodológicos claros que orienten la selección de técnicas fotográficas según el propósito del estudio. Mientras algunos estudios

priorizan la documentación de comportamientos y contextos ecológicos, otros requieren la captura precisa de características morfológicas para fines taxonómicos. En este sentido, se debe considerar una diferenciación conceptual que reconozca la diversidad de propósitos y audiencias que puedan beneficiarse del registro fotográfico de especies silvestres y abordar dos enfoques que contribuyen de manera complementaria al conocimiento integral del grupo biológico de interés, en este caso los odonatos. Estos dos enfoques son: la fotografía documental-artística y la fotografía técnica-taxonómica. La primera, contribuye a la comprensión, apropiación y la conservación biológica desde la divulgación, mientras que la segunda, proporciona herramientas visuales necesarias para complementar una investigación científica rigurosa.

En la fotografía **documental-artística**, la composición debe lograr un equilibrio entre el atractivo visual y el valor informativo. Más allá del simple retrato del insecto, se busca capturar momentos que cuenten una historia: vuelos en curso (Fig. 1 y 2), interacciones como tándem, apareamiento u oviposición (Fig. 3, 4 y 5A-B), o comportamientos singulares en su entorno natural



**Figura 1.** Macho de *Scapanea frontalis* (Libellulidae) en vuelo. Foto tomada en un arroyo de montaña del Parque Nacional Alejandro de Humboldt al noreste de Cuba. Los machos de esta especie son territoriales y realizan vuelos repetidos a lo largo de los arroyos, elemento conductual que facilita la captura de fotos de libélulas volando. La imagen aplica la regla de los tercios al ubicar al sujeto principal en el tercio superior derecho, lo cual refuerza la dirección del movimiento y aporta dinamismo a la composición. El fondo desenfocado (bokeh) contribuye a aislar visualmente al individuo y a resaltar los detalles de su morfología. Autor: Yusdiel Torres-Cambas | Equipo utilizado: cámara Canon EOS R5, lente Canon RF 100–500mm f/4.5–7.1L IS USM | Distancia focal: 500 mm, apertura: f/7.1 valor, velocidad de obturación: 1/2000 s, ISO 3200. Imagen original procesada en Adobe Lightroom para reducir ruido. Instagram: @ytcambas, @libelulasdecuba.



**Figura 2.** Macho de *Macrodiplax balteata* (Libellulidae) llegando a una percha a orillas de una laguna costera al norte de Cuba. La imagen fue capturada en el instante del aterrizaje, tras haber enfocado previamente la percha y disparo en ráfaga. El sujeto suele abandonar y retornar al mismo punto repetidamente, lo que permite anticipar su trayectoria. La leve falta de nitidez en el cuerpo, causada por el movimiento, contribuye a transmitir la sensación de dinamismo. La composición de la imagen resalta el contraste cromático entre el fondo verde-amarillento y el cuerpo del insecto, lo que realza su presencia en el encuadre. Autor: Yusdiel Torres-Cambas | Equipo utilizado: cámara Canon EOS R5, lente Canon RF 100–500mm f/4.5–7.1L IS USM | Distancia focal: 500 mm, apertura: f/6.7, velocidad de obturación: 1/1000 s, ISO: 800. Imagen procesada en Adobe Lightroom. Instagram: @ytcambas, @libelulasdecuba.

(Fig. 6). Los fondos atractivos y los colores contrastantes realzan al sujeto y aportan dinamismo a la imagen (Fig. 1 y 2), mientras que elementos del hábitat, como la vegetación acuática o las superficies de agua (Fig. 4), ayudan a contextualizar la escena. La regla de los tercios se aplica con frecuencia para ubicar al sujeto en puntos de tensión visual por ejemplo sugiriendo dirección del vuelo (Fig. 1), permitiendo al mismo tiempo que el entorno aporte significado y profundidad a la composición.

La iluminación natural es preferible. Como señala Nieto (2015), la luz natural proporciona la calidad tonal más adecuada para revelar texturas y colores sin alterar el contexto natural del sujeto. En situaciones de luz insuficiente, se puede emplear flash de relleno difuso, manteniendo una potencia baja para no alterar demasiado el entorno natural.

Por su parte, la **fotografía técnica-taxonómica** constituye una herramienta fundamental para la identificación y clasificación científica de especies. Este enfoque fotográfico prioriza la precisión documental sobre la estética, buscando capturar con máxima claridad las características morfológicas diagnósticas necesarias para la determinación taxonómica. El objetivo primordial es generar registros visuales que permitan la identificación precisa de las especies. La



**Figura 3.** Pareja de *Heteragrion breweri* (Heteragrionidae) en tándem, la imagen fué tomada en la localidad de Remanso, departamento de Guainía, Colombia. Autora: Jenilee Montes | Equipo utilizado Cámara Nikon 7500. Lente macro Sigma 105 mm | Distancia focal: 105 mm, apertura: f/5.6 valor, velocidad de obturación: 1/60s, ISO 250. Sin edición. Instagram: @jenileemontes.

identificación de odonatos requiere la observación detallada de características morfológicas como la coloración del cuerpo, la forma de los ojos y la forma de ciertas estructuras abdominales. Estas imágenes deben servir como material de referencia para investigadores, facilitando la comparación morfológica y la construcción de claves taxonómicas.

La fotografía con enfoque técnico, presenta entonces una serie de parámetros a seguir, derivados de cuáles son los caracteres taxonómicos más importantes para identificar una libélula. Se requiere una profundidad de campo extensa (f/11-f/16) para asegurar que todas las estructuras relevantes estén en foco simultáneamente. La iluminación debe ser uniforme y controlada, empleando frecuentemente sistemas de flash múltiple o *softboxes* para eliminar sombras que puedan ocultar detalles morfológicos importantes. La distancia focal debe seleccionarse según la estructura a documentar, por ejemplo, objetivos macro de 60-100 mm son útiles para detalles en estructuras como la cabeza y el tórax. Sin embargo, mientras mayor sea la apertura (> f/11), se pueden obtener vistas completas. Una buena fotografía requiere precisión en el enfoque y la eliminación de cualquier elemento que pueda distraer de la información relevante del ejemplar objetivo (Nieto, 2015), aspecto fundamental en fotografía taxonómica, donde se requieren detalles morfológicos.

Antes de emprender una jornada de campo fotográfica se debe definir cuál será nuestro objetivo, este definirá cuáles serán los elementos



**Figura 4.** Pareja de *Ischnura ramburii* (Coenagrionidae) en cópula sobre la vegetación de orilla de una charca localizada en la región centro-este de Cuba. La imagen documenta una conducta reproductiva característica de los zigópteros, en la que el macho sujeta a la hembra por el tórax y ella curva su abdomen para formar la "rueda copulatoria". La fotografía fue realizada con luz natural abundante, lo que permitió seleccionar una apertura intermedia (f/5.6) en lugar de la máxima apertura del objetivo (f/2.8), logrando así una mayor profundidad de campo que favorece el enfoque simultáneo de ambas libélulas. Autor: Yusdiel Torres-Cambas | Equipo utilizado: cámara Canon EOS R5, lente macro Canon RF 100 mm f/2.8L IS USM | Apertura: f/5.6, velocidad de obturación: 1/1000s, ISO: 640. Imagen procesada en Adobe Lightroom. Instagram: @ytcambas, @libelulasdecuba.

técnicos a tener en cuenta y por consiguiente, cuál será el equipo necesario para alcanzar dicho objetivo. Una fotografía técnica-taxonómica ideal para odonatos sería la que comprendiera las siguientes vistas:

- **Vista dorsal.** Captura la coloración y patrones del tórax y abdomen, esencial para la identificación de muchas especies. El sujeto debe posicionarse de manera que el plano dorsal sea paralelo al sensor, minimizando la distorsión de perspectiva (Fig. 7A).
- **Vista lateral.** Fundamental para documentar el perfil de la cabeza, la forma del tórax y la forma del abdomen. Esta vista es particularmente importante para distinguir entre especies con diferencias sutiles en la coloración de tórax y abdomen, así como también proporciones de los cercos (Fig. 7B).
- **Vista frontal.** Esencial para capturar la forma y separación de los ojos compuestos, así como otros caracteres en otras estructuras de la cabeza importantes como piezas bucales, frente entre otras (Fig. 7C).

Adicionalmente, cada serie fotográfica técnica debe acompañarse de metadatos completos: coordenadas GPS, fecha, hora, condiciones ambientales, y observaciones sobre comportamiento. Esta información contextual es fundamental para la validez científica del registro fotográfico y su utilidad en estudios posteriores de distribución y ecología. También es imprescindible tener en cuenta el dimorfismo sexual y las diferentes variaciones morfológicas de las especies a fotografiar e incluir una foto del tipo de hábitat donde se halló el espécimen (Fig. 7D).

## 8.2. EL EQUIPO

La fotografía de libélulas en su entorno natural exige un equilibrio entre conocimiento técnico y sensibilidad estética. Elegir el equipo adecuado es el primer paso para lograr imágenes nítidas, bien expuestas y que capturen la belleza y el comportamiento de estos insectos fascinantes. A continuación, exploramos los tipos de cámaras, lentes y accesorios más recomendables, así como algunos conceptos fundamentales de fotografía aplicados a la naturaleza.

### 8.2.1. Tipos de cámara y tamaño del sensor

El tamaño del sensor de una cámara tiene un impacto directo en la calidad de la imagen y en la forma en que funcionan otros elementos como el enfoque y la profundidad de campo. Los sensores más comunes son:




**Figura 5. A)** Hembra de *Coryphaeschna adnexa* (Aeshnidae) en proceso de oviposición en una charca temporal localizada en la región centro-este de Cuba. La imagen documenta el momento en que inserta los huevos en vegetación acuática flotante, claramente visible en el entorno. Autor: Yusdiel Torres-Cambas | Equipo utilizado: cámara Canon EOS R5, lente Canon RF 100–500 mm f/4.5–7.1L IS USM | Distancia focal: 500 mm, apertura: f/7.1, velocidad de obturación: 1/1000 s, ISO: 800. Imagen procesada en Adobe Lightroom. Instagram:@ytcambas, @libelulasdecuba. **B)** Pareja de *Neoneura confundens* (Coenagrionidae), en proceso de oviposición, el macho sostiene a la hembra por el protórax durante todo el proceso, la hembra pone los huevos en un tronco que sobresale de una charca, imagen tomada en el departamento de Córdoba, Colombia. Autora: Jenilee Montes | Equipo utilizado Cámara Nikon 7500. Lente macro sigma 105mm | Distancia focal: 105 mm, apertura: f/3.5 valor, velocidad de obturación: 1/80s, ISO 800. Sin edición. Instagram: @jenileemontes.

•*Full frame* o formato completo (35 mm de ancho): ofrecen mayor calidad de imagen, mejor rendimiento en condiciones de poca luz y una menor profundidad de campo a una misma apertura (Fig. 8 y 9A). Son ideales para capturar detalles sutiles y desenfoques suaves del fondo (*bokeh*) (*e.g.,* Fig. 1 y 2), pero los equipos suelen ser más costosos y pesados.

•APS-C: más compactos y ligeros, con un "factor de recorte" que amplía el campo efectivo de los objetivos (Fig. 8). Esto puede ser útil en fotografía macro, ya que permite acercarse más al sujeto sin perder calidad. Es una excelente opción para quienes buscan un buen balance entre calidad, tamaño y precio.

•Micro 4-3: sensores aún más pequeños, integrados en cuerpos muy compactos. Aunque tienen una menor capacidad para captar luz en condiciones oscuras, ofrecen una mayor profundidad de campo y duplican el alcance efectivo de los objetivos en comparación con el formato completo, lo que resulta especialmente útil en fotografía macro (Fig. 9B). En la práctica, esto significa que un objetivo de 90 mm (Fig. 9D) se comporta como uno de 180 mm en formato completo, permitiendo acercamientos más extremos sin sacrificar comodidad ni portabilidad.



**Figura 6.** Macho de *Telebasis dominicana* (Coenagrionidae) depredando una mosca en un arroyo de montaña al sureste de Cuba. La imagen fue tomada en vista frontal, enfocando exclusivamente la cabeza del individuo para resaltar el comportamiento de depredación. Dado que la escena tuvo lugar en un entorno sombrío dentro de un bosque lluvioso tropical, se utilizó iluminación artificial con flash y difusor, lo que permitió obtener una imagen nítida (a pesar de la baja velocidad de obturación) e iluminada. Esta técnica contribuyó a resaltar los detalles morfológicos y documentar con claridad la conducta observada. Autor: Yusdiel Torres-Cambas | Equipo utilizado: cámara Canon EOS R5, lente Canon RF 100 mm f/2.8L MACRO IS USM | Apertura: f/5.6, velocidad de obturación: 1/125 s, ISO: 800 | Iluminación: Flash Godox V860III-C con difusor AK. Imagen procesada en Adobe Lightroom. Instagram: @ytcambas, @libelulasdecuba.

## 8.3. EL TRIÁNGULO DE EXPOSICIÓN: APERTURA, VELOCIDAD Y SENSIBILIDAD ISO

Capturar una imagen correctamente expuesta implica dominar el triángulo de exposición (Fig. 10), compuesto por tres variables:

- Apertura (f/): determina cuánta luz entra por el lente. Una apertura amplia (número f/ pequeño, como f/2.8) deja pasar más luz y produce menor profundidad de campo, aislando al insecto del fondo (*e.g.,* Fig. 6). Una apertura cerrada (f/11 o más) aumenta la profundidad de campo, útil cuando se necesita mantener todo el insecto en foco, especialmente en tomas macro.
- Velocidad de obturación: controla el tiempo durante el cual el sensor recibe luz. Para congelar el vuelo de una libélula o evitar el desenfoque por movimiento del insecto o del fotógrafo, se recomienda una velocidad rápida (1/1000s o más) (*e.g.*, Fig. 1 y 2). En condiciones de luz baja o para sujetos estáticos (*e.g.*, Fig. 6), se puede bajar la velocidad si se usa trípode o flash (Fig. 9F y 9H).
- ISO: es la sensibilidad del sensor a la luz. ISO bajos (100–400) producen imágenes más limpias, pero requieren más luz. Aumentar el ISO permite

disparar a velocidades más altas aunque puede introducir ruido digital. En softwares como Adobe Lightroom, Topaz DeNoise AI o DxO PureRAW, este ruido puede corregirse eficazmente mediante algoritmos de reducción que preservan los detalles de la imagen, permitiendo obtener resultados limpios incluso en condiciones de luz desfavorables.

•La reproducción cromática precisa es fundamental en la fotografía técnica-taxonómica. Se debe emplear un balance de blancos calibrado y, preferiblemente, incluir tarjetas de color estándar en las tomas de referencia (Fig. 9G). La exposición debe ser conservadora, priorizando la retención de detalle en altas luces sobre el contraste dramático, ya que la información morfológica en estructuras claras como alas y patrones de coloración es clave para la identificación.

## 8.4. DISTANCIA FOCAL, ENFOQUE Y PROFUNDIDAD DE CAMPO

La **distancia focal** de los objetivos macro típicos va desde los 60 mm hasta los 180 mm (Fig. 9D). Para que un lente se considere macro, debe ser

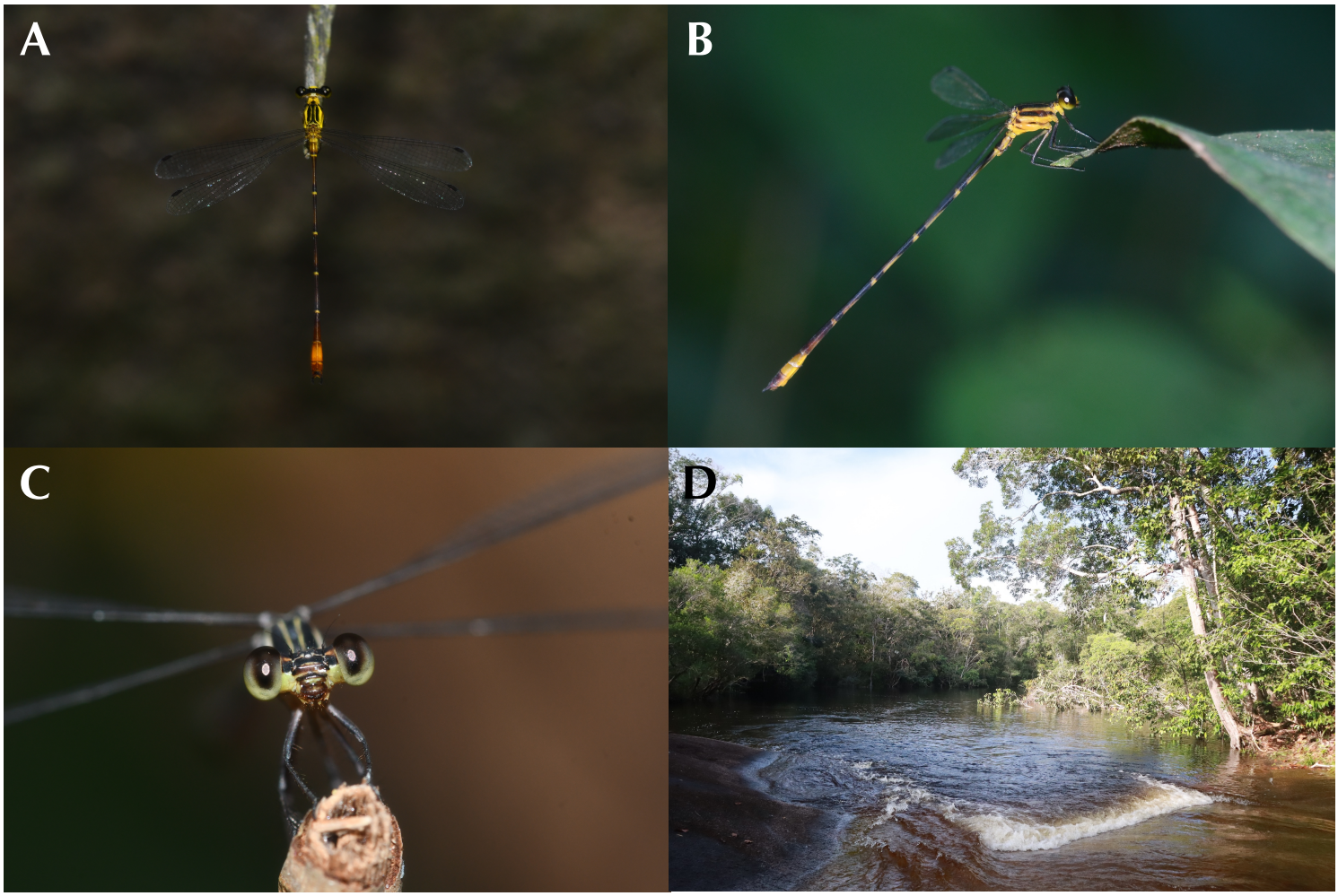



**Figura 7. A)** Vista dorsal *Heteragrion* sp. macho tomada en el departamento de Guainía, Colombia. Autora: Jenilee Montes | Equipo utilizado Cámara Nikon 7500. Lente macro sigma 105mm | Distancia focal: 105 mm, apertura: f/3.6 valor, velocidad de obturación: 1/40s, ISO 400. Sin edición. Instagram: @jenileemontes. **B)** Vista lateral *Heteragrion* sp. macho tomada en el departamento de Guainía, Colombia. Autora: Jenilee Montes | Equipo utilizado Cámara Nikon 7500. Lente macro Sigma 105mm | Distancia focal: 105 mm, apertura: f/3.6 valor, velocidad de obturación: 1/25s, ISO 640. Sin edición. Instagram: @jenileemontes. **C)** Vista frontal *Heteragrion* sp. hembra tomada en el departamento de Guainía, Colombia. Autora: Jenilee Montes | Equipo utilizado Cámara Nikon 7500. Lente macro sigma 105mm | Distancia focal: 105 mm, apertura: f/4.9 valor, velocidad de obturación: 1/30s, ISO 640. Sin edición. Instagram: @jenileemontes. **D)** Ejemplo de fotografía de paisaje, la imagen fue realizada en la localidad de Remanso, departamento de Guainía, Colombia. Nicolas Latorre @nofakoguainia.

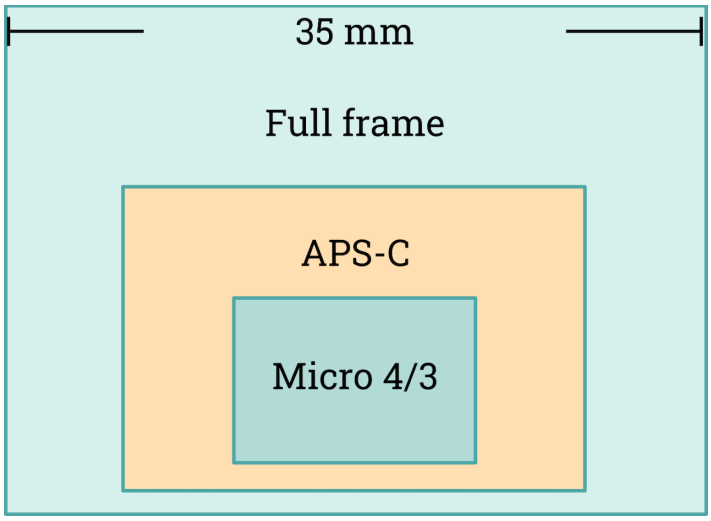



**Figura 8.** Comparación relativa del tamaño de sensores en cámaras digitales: Full frame (35 mm), APS-C y Micro 4/3. El sensor Full frame equivale al tamaño del fotograma de película tradicional de 35 mm, mientras que los sensores APS-C y Micro 4/3 son progresivamente más pequeños. Esta diferencia influye en factores como la profundidad de campo, el rendimiento en condiciones de poca luz y el alcance efectivo de los objetivos.

capaz de alcanzar magnificación de al menos 1:1; es decir, proyectar sobre el sensor una imagen del sujeto a tamaño real. Lentes más largos, como los teleobjetivos, permiten fotografiar a mayor distancia, algo fundamental cuando los odonatos son tímidos (Fig. 9B). Sin embargo, esto también puede reducir la profundidad de campo, haciendo más difícil mantener enfocado todo el cuerpo del insecto. En estos casos, se requiere un control preciso del enfoque, así como el uso de aperturas más cerradas y buena iluminación para compensar la pérdida de luz y mantener la nitidez deseada.

La **profundidad de campo** (la franja de la imagen que aparece nítida) es particularmente reducida en fotografía macro. Es esencial aprender a enfocar con precisión en los ojos o en puntos clave del insecto y decidir si se prefiere un fondo suave o mayor nitidez en todo el cuerpo.

## 8.5. EQUIPO ESPECIALIZADO PARA FOTOGRAFÍA MACRO

Para lograr imágenes de alta calidad en fotografía de odonatos, se recomienda el siguiente equipo especializado:

- Objetivos macro reales (1:1): permiten enfocar a distancias muy cortas y capturar detalles minuciosos. Los objetivos de 90–105 mm son un excelente compromiso entre distancia de trabajo y facilidad de uso (Fig. 9D).
- Teleobjetivos (300–500 mm): aunque no son macro reales, permiten capturar odonatos en vuelo o a distancia sin molestarlos, lo cual es especialmente útil con especies tímidas o en ambientes abiertos (Fig. 9C). Combinados con cámaras de sensor recortado o Micro 4/3 (Fig. 9B), ofrecen un mayor alcance efectivo, aunque con menor capacidad para enfocar a distancias muy cortas.
- Flash externo y difusores: el flash es esencial en fotografía macro para compensar la escasa luz al cerrar la apertura o usar velocidades altas. Sin embargo, el uso directo puede producir reflejos y sombras duras. Los difusores (Fig. 9E) suavizan la luz del flash, imitando condiciones naturales y mejorando el modelado de formas y texturas (*e.g.*, Fig. 6).
- Trípodes: aunque limitan la movilidad, los trípodes (Fig. 9H) son útiles para fotografiar odonatos posados, especialmente en las horas más frescas del día cuando los insectos están menos activos . Ayudan a estabilizar la cámara, permiten trabajar a velocidades más lentas y facilitan el enfoque preciso.
- Cámaras sin espejo (*mirrorless*): Estas cámaras modernas ofrecen ventajas como menor peso, enfoque preciso en modo manual y pantallas abatibles que facilitan composiciones desde ángulos bajos, muy útiles al trabajar a nivel del suelo o sobre cuerpos de agua (Fig. 9A y 9B).

## 8.6. ¿CUÁNDO FOTOGRAFIAR LIBÉLULAS?

El conocimiento de la historia natural de los odonatos es vital para obtener una buena fotografía. Se fotografía mejor lo que más se conoce, es por esto que antes de salir a campo, es bueno primero revisar el listado de las posibles

especies que podemos hallar en la localidad de trabajo y buscar literatura que exista sobre sus hábitos y hábitats, esto nos ayudará a planificar mejor nuestras jornadas de colecta y fotografía.

Las libélulas tienen regulación estacional (Corbet, 1999) y necesitan de la luz del sol para moverse. Dependiendo del lugar de trabajo, se debe considerar las estaciones del año y el clima antes de salir de viaje. En zonas tropicales, el ciclo de vida está influenciado por la variación estacional de las precipitaciones (Batista *et al.*, 2021; De Marco & Resende, 2002); mientras que en zonas templadas, las variaciones de temperatura desempeñan un papel más importante (Norling ,2021). La estacionalidad varía con la latitud y la altitud en nuestra región. En América Central y el Caribe (*e.g.*, Cuba, República Dominicana, Costa Rica, Panamá), el clima es predominantemente tropical con estaciones secas aproximadamente de noviembre a abril y lluviosas de mayo a octubre. En la región Andina (*e.g.*, Ecuador, Perú, Bolivia, Colombia, norte de Chile y Argentina), los climas son variados según la altitud con estaciones menos marcadas en zonas ecuatoriales. En altiplanos, suele haber estación seca y lluviosa como en el Caribe. Para la zona tropical de Sudamérica (*e.g.*, Amazonas, parte de Colombia, Brasil, Venezuela), se tienen estaciones secas y lluviosas, presentándose lluvias abundantes en la cuenca amazónica casi todo el año. Por su parte, en la zona templada (*e.g.*, Chile central, sur de Brasil, Uruguay, norte de Argentina), hay estaciones más definidas (primavera: septiembre–noviembre, verano: diciembre–febrero, otoño: marzo – mayo, invierno: junio–agosto). Finalmente, para la región sur del continente (Patagonia, sur de Chile y Argentina), el clima suele ser entre frío templado o subpolar con estaciones marcadas. Esta información es relevante ya que nos indica cuales pueden ser los momentos del año y del día con mayor actividad de libélulas y gestionar el cronograma de trabajo en campo. Es importante también tener en cuenta que el equipo fotográfico

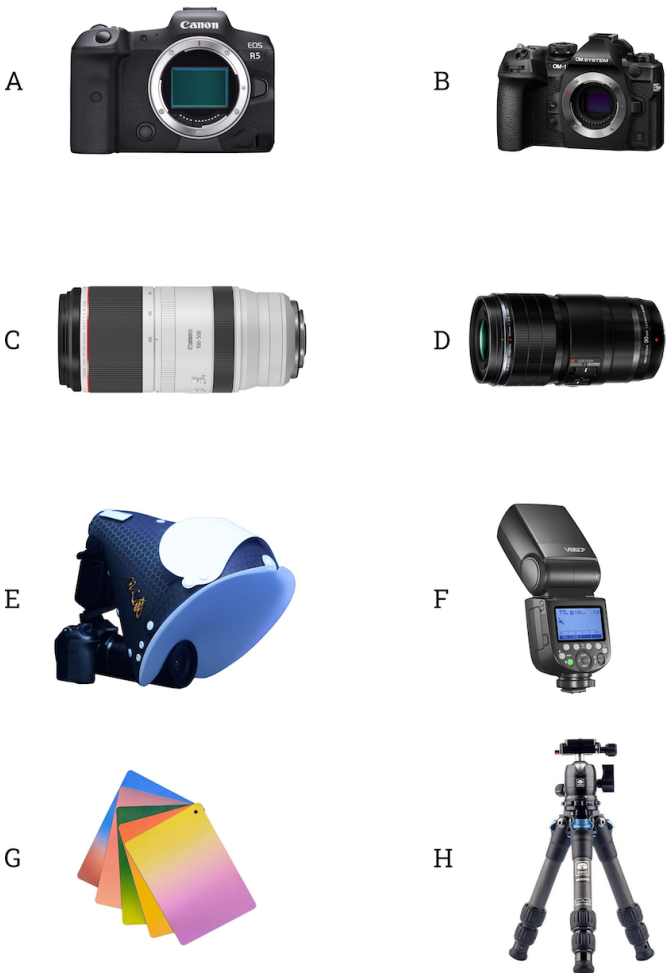



**Figura 9.** Ejemplo de equipos utilizados en fotografía de libélulas. **A)** Cámara Canon EOS R5 de formato completo (full frame), útil para capturar imágenes con alta resolución y buen rendimiento en baja luz. **B)** Cámara OM System OM-1 Mark II con sensor Micro 4/3, ideal por su ligereza y aumento efectivo en fotografía de fauna. **C)** Teleobjetivo Canon 100–500 mm, útil para captar libélulas en vuelo o a distancia. **D)** Objetivo macro 90 mm f/3.5, adecuado para capturar detalles finos de individuos posados. **E)** Difusor para macrofotografía, que suaviza la luz del flash. **F)** Flash externo, esencial para iluminar sujetos pequeños. **G)** Tarjetas de colores que permiten crear fondos estéticos y controlados. **H)** Trípode robusto, útil para estabilizar el equipo en tomas de alta precisión.

puede sobrecalentarse, por lo que la exposición directa al sol debe ser controlada.

## 8.7. ¿DÓNDE FOTOGRAFIAR LIBÉLULAS?

Como sabemos, las libélulas habitan diferentes tipos de ambientes, lénticos, lóticos y fitotelmata, por lo que para hacer fotografía es importante la búsqueda de estos microhábitats. Allí, usualmente las libélulas adultas ostentan patrones de vuelo y

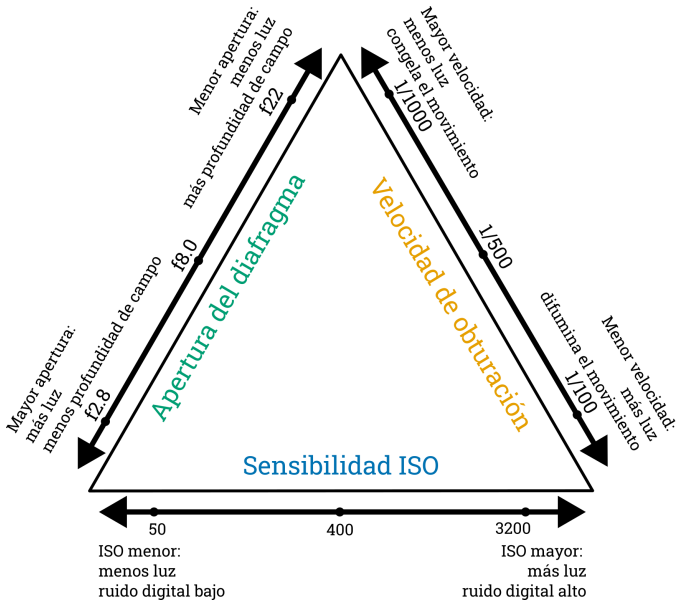



**Figura 10.** Triángulo de exposición fotográfica, que representa la relación entre los tres parámetros fundamentales: apertura del diafragma, velocidad de obturación y sensibilidad ISO. Cada uno influye en la cantidad de luz que llega al sensor, pero también afecta otras características de la imagen: la apertura modifica la profundidad de campo, la velocidad de obturación controla la nitidez del movimiento, y el ISO influye en el nivel de ruido digital. El equilibrio entre estos tres elementos es esencial para lograr imágenes correctamente expuestas y con el efecto visual deseado.

no se alejan mucho de los lugares de oviposición oreproducción. La observación de su actividad durante un tiempo nos ayudará a encontrar si la libélula sigue un trayecto establecido, esto nos permitirá predecir sus lugares de percha para poder anticiparnos a su rutina e intentar capturarla en el momento más adecuado.

## 8.8. FOTOGRAFIAR LIBÉLULAS EN VUELO

Fotografiar libélulas en vuelo requiere paciencia, observación y una preparación técnica cuidadosa, ya que su velocidad, tamaño pequeño y trayectorias impredecibles lo convierten en un desafío considerable. Para aumentar las probabilidades de éxito, conviene estudiar su comportamiento, buscar zonas de patrullaje repetidas y posicionarse a nivel del insecto, aprovechando la luz suave de la mañana o la tarde para evitar sombras duras y resaltar detalles. Es fundamental usar velocidades de obturación rápidas (más de 1/2500 s), diafragmas abiertos y enfoque continuo para congelar el movimiento, ajustando el ISO según la luz disponible. Las cámaras sin espejo ofrecen ventajas clave por su enfoque veloz y disparo continuo, aunque tanto sensores recortados como de formato completo pueden ser útiles según las condiciones y el estilo buscado.

## 8.9. ¿CÓMO LOGRAR FOTOS MÁS ARTÍSTICAS Y PROFESIONALES?

El componente artístico de una imagen depende en gran medida de cómo se elige componer la escena. Un ángulo bajo, alineado con el plano de vuelo o reposo de la libélula, genera un efecto más inmersivo y respetuoso con el sujeto. El fondo también es crucial: un color suave, uniforme o contrastante con el cuerpo del insecto realza la figura sin distraer. Además, dejar espacio en la dirección hacia donde se mueve o mira la libélula ayuda a crear equilibrio visual y tensión narrativa en la imagen. El uso deliberado del desenfoque (bokeh) puede transformar una fotografía técnica en una obra con valor estético.

Para lograr imágenes nítidas, es fundamental controlar los factores técnicos mencionados previamente. Utilizar una velocidad de obturación lo suficientemente alta evitará el desenfoque por movimiento. El ISO debe mantenerse lo más bajo posible para minimizar el ruido, aunque en condiciones de sombra o nubladas se puede elevar moderadamente si se trabaja con cámaras de buen rendimiento en altas sensibilidades. Una buena iluminación natural, difusa o lateral, ayuda a destacar detalles sin sobreexponer las alas o el cuerpo del insecto. Además, seleccionar un fondo con colores uniformes y alejados del sujeto facilita el enfoque y permite que la libélula resalte con mayor nitidez en la composición.

## 8.10. OTROS ASPECTOS IMPORTANTES

Basados en nuestra experiencia en campo, enlistamos una serie de aspectos importantes a tener en cuenta para optimizar la experiencia fotográfica.

**1.** ¿Colectar y fotografiar? Si la jornada fotográfica incluye también la colecta de especímenes, se debe ser práctico en la cantidad de equipo para cargar. Se necesita agilidad para capturar a las libélulas, así que es recomendable una selección óptima de los accesorios que pueden ser realmente útiles.

**2.** ¡Compañía! Es importante, no solo para muestrear sino para hacer fotografía, tener un compañero de apoyo. Mientras se hace fotografía macro es fácil que los especímenes salgan del rango de visión, por lo que tener un acompañante que esté alerta al desplazamiento de los individuos puede ser de gran ayuda. Un compañero también puede detectar cualquier peligro.

**3.** Color de ropa: el color de la ropa que usamos en campo puede ser importante para ahuyentar o atraer algunos insectos. Es recomendable mantener colores neutros para fotografiar libélulas. Los blancos podrían estar reflejando la luz y hacer más difícil acercarse lo suficiente para hacer una buena fotografía macro.

**4.** Proteger tu cámara: los equipos electrónicos en campo pueden sufrir afectaciones debido al clima. Es indispensable tener un kit de limpieza y protección que contenga paños limpiadores, líquidos para limpieza de óptica, brochas y sopladores para evitar que el polvo afecte el sistema, así como también en ambientes de alta humedad, usar bolsas secas o cajas de cierre hermético, que pueden contener silicagel o arroz. Esto ayudará a mantener la humedad controlada.

**5.** Un disparo no es suficiente: el modo ráfaga es uno de los mejores aliados para la fotografía de libélulas, tanto por la velocidad de vuelo como para lograr realizar un enfoque en cada uno de las estructuras. Para esto, existe la técnica de stacking (apilado de fotografía) esta técnica se basa en la formación de una sola imagen a partir de varias imágenes usando programas como Helicon Focus y Zerene Stacker.

**6.** Hacer copias de seguridad: al terminar cada jornada de trabajo es recomendable descargar las fotografías de las memorias de las cámaras. Organizar las carpetas por día puede facilitar el trabajo para la edición posterior. Si es posible, recomendamos subir a almacenamiento digital o hacer diferentes copias en discos duros, esto evitará la pérdida de información. En campo se está expuesto a daños exteriores todo el tiempo.

**7.** La fotografía de campo no debe ser considerada solo para los lugares más inhóspitos, conservados o lejanos. La experiencia fotográfica puede ser incluso cerca de nuestros hogares. Cada fotografía puede ser interesante y es valiosa para el reconocimiento de la diversidad de estos y otros insectos.

### CONSIDERACIONES ÉTICAS ANTES DE HACER FOTOGRAFÍA

¿Todo vale cuando se trata de lograr una foto "increíble"? ¿Cuándo es excesiva la edición? ¿Se justifica causar un daño irreparable a un animal con tal de tomarle una foto? ¿Cuándo se traspasa lo éticamente correcto?

La primera consideración ética se relaciona con el impacto que puede tener la fotografía sobre los individuos y su entorno. Mover un animal, alterar su hábitat o provocar comportamientos antinaturales contradice la esencia misma de la fotografía de naturaleza: documentar la realidad tal como es.

Por otro lado, aunque la edición digital es una herramienta útil para optimizar aspectos técnicos como la luz o el contraste, el límite ético se cruza cuando se distorsiona la verdad. Eliminar o añadir elementos, exagerar los colores o modificar el contexto puede transformar una fotografía documental en una imagen engañosa.

Fotografiar implica interactuar con el entorno y, por tanto, exige respeto. Cada imagen debería nacer de la admiración, no de la explotación.

## ALGUNOS FOTÓGRAFOS DE LIBÉLULAS Y OTROS INSECTOS QUE PUEDEN SER INSPIRACIÓN:

**Instagram**

- John y Kendra Abbott: @abbott.nature
- Adolfo Cordero: @adolfo_cordero
- Filip Van Boven: @filip_vanboven

**Facebook**

- Dennis Paulson
- Erland Refling Nielsen.

## REFERENCIAS

Batista, J. D., Ferreira, V. R. S., Cabette, H. S. R., de Castro, L. A., De Marco, P., & Juen, L. (2021). Sampling efficiency of a protocol to measure Odonata diversity in tropical streams. *PLoS ONE, 16*(3), e0248216. https://doi.org/10.1371/journal.pone.0248216

Corbet, P. S. (1999). Dragonflies: Behaviour and ecology of Odonata. Colchester, UK: Harley Books.

De Marco, P., & Resende, D. C. (2002). Activity patterns and thermoregulation in two tropical dragonflies (Anisoptera: Libellulidae). Odonatologica, 31(3), 307–315.

Nieto, F. (2015). *Fotografía macro*. JdeJ Editores.

Norling, U. (2021). Growth and emergence in temperate Odonata. *International Journal of Odonatology, 24*, 1–36. https://doi.org/10.23797/2159-6719_24_1

ISSN: 2711-2152 (en línea)
HETAERINA

# CAPÍTULO IX

# ¿Dónde buscar odonatos en el Neotrópico?: algunos tips

Enrique González-Soriano, Javier Muzón, Cornelio A. Bota-Sierra, Diogo S. Vilela y Jenilee Montes-Fontalvo

Al enterarnos de la convocatoria de la mesa directiva de la SOL, nos pareció una idea excelente que el próximo número de nuestro boletín HETAERINA estuviese dedicado a compartir e intercambiar experiencias sobre los diferentes métodos de colecta y preservación de Odonata. Sin embargo, algunos de nosotros pensamos que, aunque la colecta y la preservación de libélulas son aspectos importantes, un punto que quizás pudiera ser igual de importante y de utilidad es: "¿Y dónde rayos tengo que ir a buscar mis ejemplares si es que quiero tener un inventario odonatofaunístico más o menos completo?"

Por este motivo, nos propusimos compartir de manera conjunta, nuestras experiencias adquiridas a través de años durante nuestras actividades de muestreo. La idea central es que, basados en algunas de las recomendaciones compartidas, otros colegas que se estén iniciando en el campo de la odonatología, puedan maximizar sus propios esfuerzos para que, finalmente, redunden en una colecta más exitosa. Por razones obvias de espacio y experiencia de los autores, no esperamos cubrir a todos los taxones del Neotrópico (que aquí manejamos a nivel de familias), pero sí quizás, algunos de los que consideramos puedan ser de mayor interés por su posición taxonómica o por su papel ecológico.

Creemos que, con cierta experiencia de campo, se puede llegar incluso a "predecir" qué grupos de odonatos podemos esperar encontrar a priori en un determinado microhábitat. Para dar un ejemplo: si decidimos colectar en algún estanque que se encuentre en un sitio abierto, que tenga poca vegetación litoral y flotante, de entrada, no esperaríamos encontrar ejemplares de calopterígidos, ni heteragriónidos, ni politóridos. En cambio, la experiencia nos llevaría a pensar que, predominantemente, deberíamos esperar encontrar algunas especies de Libellulidae de afinidad léntica (*Erythrodiplax*, *Micrathyria*, *Dythemis*, *Orthemis*, *Perithemis*, entre otros), o coenagriónidos como *Ischnura* o *Acanthagrion* o quizás, léstidos en los márgenes de dichos estanques.

En fin, esperamos que estas recomendaciones, sean de utilidad a los jóvenes que se inician en el campo de la Odonatología para sacar el mayor provecho de sus esfuerzos de colecta. Las familias están agrupadas de acuerdo con la lista más reciente de Paulson et al. (2025) sobre los Odonata del Mundo, aunque con ligeras modificaciones a este ordenamiento por parte de los autores del texto.

Atentamente y con afecto: Jenilee Montes, Cornelio Bota, Diogo Vilela, Javier Muzón y Enrique González.

## LISTADO DE TAXONES

### 9.1. SUPERFAMILIA LESTOIDEA

#### 9.1.1. Familia Lestidae

Es una familia grande que en el Neotrópico está representada por dos géneros y alrededor de 53 especies (Garrison *et al.*, 2010); uno de ellos (*Archilestes* Rambur, 1842) restringido al continente Americano.

**¿Dónde buscarlos?** Los léstidos son organismos fundamentalmente de aguas lénticas. Sin embargo, el género *Archilestes* contiene especies que viven en aguas corrientes, principalmente en zonas de remansos (*e.g.*, *Archilestes grandis* (Rambur, 1842)) o incluso en zonas de corriente más rápida como *Archilestes latialatus* Donnelly, 1961. Las especies de *Lestes* Leach *in* Brewster, 1815 viven en su mayoría en la orilla de estanques temporales y permanentes y de lagos y lagunas. Los adultos suelen posarse en la vegetación que sobresale de las orillas de estos cuerpos de agua y en algunos lugares son muy abundantes en ese tipo de hábitats.

#### 9.1.2. Familia Perilestidae

Los representantes de esta familia americana poseen abdómenes largos, que miden hasta el doble de la longitud de sus alas, lo que la diferencia de otros representantes con largos abdómenes como los protonéuridos. Están representados por los géneros *Perilestes* Hagen en Selys, 1862 y *Perissolestes* Kennedy, 1941 y 21 especies, con presencia desde México hasta Bolivia y Brasil.

**¿Dónde buscarlos?** Los periléstidos no son fáciles de visualizar en el campo porque además de habitar zonas sombrías de los bosques neotropicales, también pueden confundirse con la vegetación por la forma en que cuelgan de la punta de las hojas con el abdomen levemente doblado dorsalmente a partir del segmento 7; no son voladores muy ágiles prefieren arroyos pequeños, aunque se pueden encontrar en quebradas caudalosas. Algunas especies son muy buenas camuflándose, por eso es bueno explorar en paredes musgosas cerca de cascadas o barrancos cercanos a arroyos. Así es como descubrimos algunos ejemplares de *Perilestes solutus* Williamson & Williamson, 1924 en el Parque Nacional de Chapada dos Guimarães, en el estado de Mato Grosso, Brasil (Vilela *et al.*, 2024).

### 9.2. SUPERFAMILIA PLATYSTICTOIDEA

#### 9.2.1. Familia Platystictidae

Los platistíctidos son un grupo de zigópteros tropicales representados en América por el género *Palaemnema* Selys, 1860 y 43 especies. Se les encuentra generalmente asociados a bosques tropicales húmedos. Sin embargo, pocas especies, como *Palaemnema domina* Calvert, 1903, han invadido también los bosques tropicales secos estacionales.

**¿Dónde buscarlos?** Los adultos se encuentran a lo largo de arroyos y ríos, posados en la vegetación de las orillas y en sitios sombreados (de allí toman su nombre común en inglés de "shadow damselflies"). *Palaemnema paulicaxa* Calvert, 1931, al parecer, también se reproduce en escurrideros al igual que *Paraphlebia* Selys & Hagen, 1861 (Fig. 1). Un rasgo peculiar de algunas



**Figura 1.** *Palaemnema paulicaxa*. Especie endémica de México. Barranca de Metlac, Veracruz, México. Foto: Enrique González.

especies de este género se refiere a que su actividad reproductiva ocurre a primeras horas de la mañana, incluso, aún antes de la salida del sol (González-Soriano *et al.*, 1982), por lo que la búsqueda de adultos puede ser exitosa desde temprana hora, las primeras copulas ocurren entre las 05:50-06:00 h. Después del mediodía, los adultos se refugian en el sotobosque de la selva donde permanecen inmóviles por el resto del día y allí es donde se pueden encontrar. Sin embargo, la vegetación herbácea los hace difíciles de atrapar con las redes, por lo que incluso, con mucha paciencia y alguna destreza se les puede recolectar con la mano.

## 9.3. SUPERFAMILIA CALOPTERYGOIDEA

### 9.3.1. Familia Philogeniidae

Esta familia es endémica del Neotrópico y está conformada por los géneros *Archaeopodagrion* Kennedy, 1939 y *Philogenia* Selys, 1862 conteniendo entre ambos alrededor de 45 especies (Bota-Sierra *et al.*, 2019). Los arqueopodagriónidos son completamente andinos, y tienen distribuciones muy restringidas en Colombia y Ecuador.

**¿Dónde buscarlos?** Siempre están asociados a bosques muy conservados en donde habitan en arroyos, usualmente en nacimientos de agua y algunas veces en pequeños arroyuelos. El género *Philogenia* tiene una distribución más amplia desde América Central hasta el Amazonas (Dunkle, 1986); aunque la mayoría de las especies son andinas, también es especialista de bosques, pero a diferencia de *Archaeopodagrion* sus individuos se pueden encontrar a lo largo del sotobosque, no necesariamente cerca a los cuerpos de agua. Se han visto en riachuelos y quebradas ovipositando en zonas de poca corriente. Los individuos de este género a pesar de tener tamaños relativamente grandes (cerca de 6 cm) pueden ser difíciles de observar debido a sus colores oscuros que les ayudan a camuflarse en el sotobosque, donde perchan casi inmóviles. Usualmente, las poblaciones de *Philogenia* son abundantes (si ven un espécimen y escapa, no se desesperen, es altamente probable que encuentren más).

### 9.3.2. Familia Dicteriadidae

Compuesta únicamente por dos géneros monotípicos y dos especies con distribución principalmente amazónica, *Dicterias atrosanguinea* Selys, 1853 y *Heliocharis amazona* Selys, 1853, esta última extendiéndose hasta Misiones, Argentina (Bybee *et al.*, 2021).

**¿Dónde buscarlos?** Los adultos de *H. amazona* se posan horizontalmente y con las alas abiertas similar a los anisópteros o a los megapodagriónidos. Les gustan parches soleados en la vegetación del bosque a la orillas de arroyos, es común verlos perchar en las hojas relativamente altas a unos cuatro metros del suelo (Dunkle, 1991). En observaciones hechas en el estado de Pará (Brasil), machos de *D. atrosanguinea* fueron encontrados posados en la vegetación marginal de arroyos, donde permanecían inmóviles por largos períodos (Figs. 2 y 3). Algunos estaban a menos de



**Figura 2.** *Dicterias atrosanguinea* macho en su hábitat en un arroyo en el estado de Pará, Brasil. Foto: Adolfo Cordero-Rivera.



**Figura 3.** *Dicterias atrosanguinea* macho. Foto: Adolfo Cordero-Rivera.

50 cm de distancia sin interactuar, excepto cuando iniciaban interacciones agonísticas, volando en círculos hasta las copas de los árboles. También interactuaban brevemente con machos de otras especies. Las hembras fueron observadas en distintos contextos: una posada en un lugar soleado en el bosque y otra capturada en tándem con un macho. Los machos solo aparecían en el arroyo en días soleados, mientras que en días nublados descendían del dosel brevemente o se posaban en árboles del bosque, alertas ante cualquier acercamiento. No se observó comportamiento de cópula y oviposición, excepto por una pareja en tándem (Vilela *et al.*, 2018).

### 9.3.3. Familia Heteragrionidae

Familia muy diversa de distribución neotropical y que comprende cuatro géneros y alrededor de 76 especies. Los heteragriónidos son habitantes de bosques tropicales húmedos incluyendo los bosques mesófilos de montaña (Fig. 4).

**¿Dónde buscarlos?** *Heteropodagrion* Selys, 1885 es poco conocido y presenta hábitos especiales. Se encuentra en la selva tropical a lo largo de pequeños arroyos con cascadas, es común encontrarlo volando en el sotobosque cerca del suelo, lo que, aunado a su coloración oscura, lo hace sumamente difícil de detectar (Pérez-Gutiérrez & Montes-Fontalvo, 2011). En general, los individuos de este género suelen camuflarse con la vegetación y solo se observan cuando cambian de una percha a otra, por lo que es necesario caminar lentamente para poder registrarlos. Se han observado hembras ovipositando en el musgo adherido a troncos en la vegetación cercana a los cuerpos de agua.

Experiencias con *Heteragrion alienum* Williamson, 1919 en México, nos muestran que los machos se posan en la vegetación que crece a la orilla de arroyos y pequeños ríos forestados, esperando la llegada de las hembras. Su pico reproductivo es en la tarde, después de las 14:00 horas y se extiende hasta las 17:00 h (González-Soriano & Verdugo-Garza, 1982). El sitio preferido de las hembras para colocar sus huevecillos son hojas caídas que flotan y que se acumulan en pequeñas pozas que se forman en arroyos de aguas con poca corriente. *Heteragrion albifrons* Ris, 1918 es común encontrarlas posando en el sotobosque, en herbáceas cerca de arroyos sombreados e incluso en sitios con escurrideros de agua (González-Soriano, 1997). La recién descrita *Dimeragrion baniwa* Mendoza-Penagos *et al.*, 2023 fue encontrada en áreas sombreadas de la vegetación marginal en arroyos de primer orden. Su coloración oscura dificulta la observación en campo, pero en las poblaciones observadas, los



**Figura 4.** *Heteragrion mantiqueirae* posado sobre una hoja de *Dicksonia* sp., en la Mata Atlántica brasileña. Foto: Frederico Lencioni.

machos eran más visibles en zonas soleadas debido al brillo de su pruinescencia pterotorácica y la banda cremosa en la cara. Los machos se posaban en hojas y arbustos con las alas abiertas y mostraban un comportamiento territorial marcado. No se observó conducta reproductiva ni oviposición, pero eran más activos patrullando zonas con aguas lentas y pequeños estanques, donde el sustrato consistía principalmente en raíces y poca materia orgánica. La presencia de hembras cerca de estos sitios sugiere que este es el microhábitat propicio para la reproducción y oviposición (Mendoza-Penagos *et al.*, 2023).

### 9.3.4. Familia Polythoridae

Son zigópteros de cuerpo pequeño (22-34 mm) (*e.g.*, *Chalcopteryx* Selys, 1853) a muy robusto (39-65 mm) (*e.g.*, *Polythore* Calvert, 1917). En Latinoamérica se distribuyen siete géneros con alrededor de 58 especies (Sánchez-Herrera *et al.*, 2020).

**¿Dónde buscarlos?** Son habitantes de pequeños arroyos y ríos del interior de bosques tropicales. La mayoría de las especies se encuentran en arroyos de corriente rápida en zonas montañosas, aunque otros también en arroyos de corriente más lenta en la región amazónica. Alguna experiencia con *Cora marina* Selys, 1868, muestra que las hembras ovipositan en madera podrida de troncos caídos y que sobresalen del agua, en sitios sombreados. Los machos se congregan alrededor de dichos sitios pero a bajas densidades (González-Soriano & Verdugo-Garza, 1984). En *Chalcopteryx scintillans* McLachlan, 1870, el comportamiento territorial incluye disputas aéreas, donde los machos realizan exhibiciones de amenaza y persecuciones mutuas en vuelos ascendentes y oscilantes. Durante el cortejo, el macho exhibe sus alas a la hembra, que responde "flotando" frente a él. Después de la cópula, el macho realiza nuevamente el vuelo de cortejo sobre un tronco caído en el arroyo, donde la hembra deposita sus huevos mientras él permanece atento, posándose en las cercanías y volando alrededor de ella (Guillermo-Ferreira *et al.*, 2014) (Fig. 5 y 6). Es común que los Polythoridae vuelen hacia el dosel cuando perciben la presencia del humano; a veces la mejor estrategia es buscar un escondite y esperar con calma a que vuelvan a bajar.



**Figura 5.** Macho y hembra de *Chalcopteryx scintillans* en su hábitat en Chapada dos Guimarães, Brasil. El macho realiza una conducta de guardia mientras la hembra pone huevos en el tejido del tronco. Foto: Adolfo Cordero-Rivera.



**Figura 6.** Hábitat de *Chalcopteryx scintillans* en un arroyo de corriente rápida en Chapada dos Guimarães, Brasil. Foto: Adolfo Cordero-Rivera.

### 9.3.5. Familia Amphipterygidae

Los amfipterígidos están representados en América por el género *Amphipteryx* Selys, 1853. Son zigópteros de distribución restringida al sur de México y algunos países del norte de América Central. Se encuentran asociados a bosques húmedos como bosques de niebla o selvas altas perennifolias.

**¿Dónde buscarlos?** Los adultos ocurren generalmente a los lados de pequeñas cascadas, se posan en la vegetación que cuelga cerca de paredes verticales humedecidas por el rocío de la caída de agua o a lo largo de pequeños arroyos. Son zigópteros que se mueven poco, a los adultos se les encuentra posados a los lados de la vegetación a la orilla de dichos cuerpos de agua.

### 9.3.6. Familia Thaumatoneuridae

Los taumatonéuridos o "caballitos de las cascadas", son zigópteros neotropicales habitantes de bosques húmedos (bosques de niebla, selvas altas y medianas siempre-verdes). Los individuos de esta familia ocurren en hábitats poco usuales, ya que a diferencia de otros zigopteros, viven exclusivamente en zonas de rocío en cascadas y en pequeños escurrideros de agua. La familia está compuesta por dos géneros y 16 especies. Su distribución es mesoamericana.

**¿Dónde buscarlos?** Los adultos de *Thaumatoneura* McLachlan, 1897 se encuentran asociados a zonas de rocío al lado de cascadas (Calvert, 1915); los de *Paraphlebia*, viven en escurrideros de agua y pequeños riachuelos (Fig. 7). Los adultos por lo general se mueven muy poco y la mayor parte de su actividad diurna permanecen posados en la vegetación del sotobosque. Una peculiaridad de varias especies de *Paraphlebia* y *Thaumatoneura* es que los machos presentan dos morfotipos de coloración, fenómeno poco común dentro del orden Odonata (González-Soriano & Córdoba-Aguilar, 2003).

### 9.3.7. Familia Megapodagrionidae

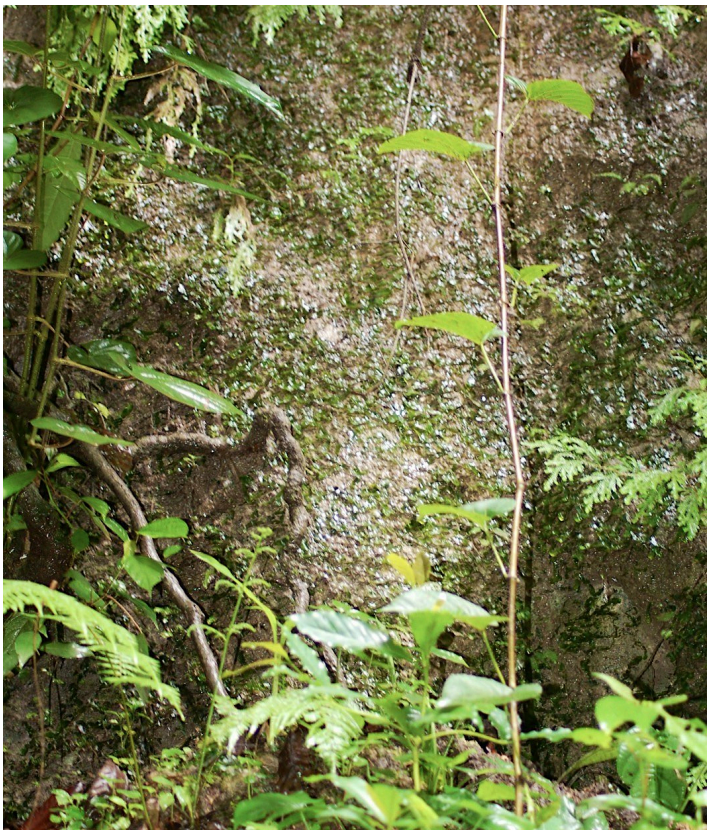


**Figura 7.** Hábitat característico de *Paraphlebia hyalina* y *Palaemema paulicaxa*. Barranca de Metlac, Veracruz, México. Foto Enrique González.

Incluye los géneros *Megapodagrion* Selys, 1885, *Allopodagrion* Forster, 1910 y *Teinopodagrion* De Marmels, 2001, que en conjunto agrupan 29 especies restringidas a los trópicos de América. *Teinopodagrion* cuenta con 25 especies conocidas y está bien distribuido a lo largo de la cordillera de los Andes (de Marmels, 2002). Alcanzan su límite austral en la selva de la provincia de Misiones y las últimas porciones de yungas en las provincias de Salta y Jujuy de Argentina (Muzón *et al.*, 2023).

**¿Dónde buscarlos?** Algunas especies, como *T. oscillans* (Selys, 1862), muestran alta fidelidad al sitio y se concentran cerca de los arroyos, encontrándose en promedio a menos de tres metros del agua, posadas en ramas altas (entre 10 y 12 metros de altura) (Palacino-Rodríguez *et al.*, 2024). En cuanto a los sitios de oviposición, hemos registrado a hembras de *T. curtum* (Selys, 1886) realizando oviposición endofítica en el haz de las hojas, cerca de cuerpos de agua corriente. Una

particularidad de los teinopodagriónidos es que les gusta pararse en las piedras de las quebradas, con las alas abiertas, similar a algunos *Progomphus* Selys, 1854 (Gomphidae). Suelen necesitar días muy soleados para verse en abundancia, de lo contrario son difíciles de encontrar. Si bien los adultos de *Teinopodagrion* no suelen ser tan comunes, localmente sus poblaciones pueden ser grandes. Por ello, es probable que al registrar un individuo se puedan encontrar más de ellos muy cerca. Respecto a las larvas, algunas especies como *T. caquetanum* De Marmels, 2001 (Pérez, 2007) se desarrollan en pequeños arroyos de piedemonte con lechos arenosos que presentan compuestos ferrosos, lo que les da a las larvas un color semejante a terracota.

### 9.3.8. Familia Mesagrionidae

Esta familia recientemente erigida con base en evidencia molecular solo incluye a la especie *Mesagrion leucorrhinum* Selys, 1885 (Bybee *et al.*, 2021).

**¿Dónde buscarlos?** Los mesagriónidos se encuentran en el sotobosque, principalmente cerca de las cascadas (Fig. 8), aunque es necesario esclarecer los detalles de su biología reproductiva, se presume que la oviposición ocurre sobre superficies rocosas bañadas por el rocío de las cascadas  Las larvas están camufladas gracias a su coloración, similar a la de las rocas, musgo y detritos sobre los que se encuentran (Pérez-Gutiérrez & Montes-Fontalvo, 2011). Los adultos tienen un vuelo muy suave y sus poblaciones suelen ser abundantes.

### 9.3.9. Familia Calopterygidae

Es una familia con amplia distribución a nivel mundial. En el Neotrópico, se encuentra representada por cinco géneros y 68 especies (Bota-Sierra *et al.*, 2019). El género *Hetaerina* Hagen en Selys, 1853 es un representante emblemático en America Latina que se caracteriza por la mancha de color rojo carmín en la base de las alas de los machos.



**Figura 8.** Hábitat usado por *Mesagrion, Heteropodagrion, Heteragrion, Polythore* y *Cora* entre otros (Anorí, Antioquia, Colombia). Foto: Cornelio Bota.

**¿Dónde buscarlos?** Son habitantes de aguas lóticas (Fig. 9), algunas especializadas en bosques, otras en áreas abiertas. Los machos suelen ser fácilmente detectables sobre el cauce del río o arroyo y en el caso de especies de áreas abiertas como *H. occisa* Hagen en Selys, 1853 o *H. cruentata* (Rambur, 1842), las hembras suelen ser fácilmente observables, pero en las especies de bosque como *H. duplex* Selys, 1869, *H. caja* (Drury, 1773) o *H. capitalis* Selys, 1873 las hembras pueden ser más difíciles de encontrar pues se encuentran forrajeando en el bosque lejos del cuerpo de agua (Bota-Sierra et al., 2024). Su especie más austral, *H. rosea* Selys, 1853, alcanza su límite sur de distribución en los arroyos de la región de la Pampa ondulada, en la provincia de Buenos Aires (Argentina). En *H. rosea*, la evidencia muestra que los machos con alas más pigmentadas



**Figura 9.** Hábitat de *Hetaerina* sp. y *Mnesarete* sp. en Chapada dos Guimarães, Brasil. Foto: Adolfo Cordero-Rivera.

ganan más disputas territoriales, independientemente del tamaño corporal. A diferencia de otras especies de *Hetaerina*, los machos de *H. rosea* no exhiben comportamiento "lek" (donde los machos se agrupan en un lugar específico [lek] para exhibirse y competir entre sí, con el fin de atraer a las hembras para aparearse), sino que defienden recursos importantes para las hembras, como sitios con sustrato ideal para el desarrollo de las larvas (Guillermo-Ferreira & Del Claro, 2011).

El género *Ormenophlebia* Garrison, 2006 es bastante difícil de colectar, requiere bosques muy bien conservados, preferentemente en ríos pequeños y de corriente rápida; los adultos son veloces voladores y sumamente nerviosos, perchan (aproximadamente a cuatro o cinco metros) y con el mínimo disturbio se van al dosel. El género *Mnesarete* Cowley, 1934 es común en las quebradas al interior de los bosques Amazónicos, su comportamiento es similar a *Hetaerina*, de hecho algunas hipótesis filogenéticas muestran que son un solo género (Standring *et al.*, 2022).

## 9.4. SUPERFAMILIA COENAGRIONOIDEA

### 9.4.1. Familia Protoneuridae

Los miembros de esta familia, corresponden a zigópteros de cuerpo delicado y alas angostas, su clasificación es controversial pero al parecer la mayoría de los protonéuridos están estrechamente relacionados y forman un grupo monofilético (Pessacq et al., 2025). En el Neotrópico existen aproximadamente 13 géneros y 121 especies (Pessaq, 2025 com. pers) La mayoría de las especies se encuentran asociadas a bosques, aunque otras, de amplia distribución, se han adaptado bien a condiciones de lugares abiertos y con mucha insolación como la ampliamente distribuída *Protoneura cara* Calvert, 1903. El representante más austral es *Peristicta forceps* Hagen en Selys, 1860, que puede encontrarse en las orillas sombrías de los arroyos que forman el delta del río Paraná en Argentina y Uruguay (Muzón et al., 2015). Se puede decir que los protonéuridos son los campeones en mantener vuelos sostenidos dentro de los zigópteros, pues los machos permanecen por mucho tiempo batiendo sus alas de manera vigorosa, mientras patrullan los cuerpos de agua. Cuando se posan, lo hacen en la punta de hojitas y con la cabeza dirigida hacia la orilla.

**¿Dónde buscarlos?** En muchas especies de protonéuridos a los machos se les observa patrullando ríos y arroyos en zonas de remansos e incluso en lagunas (*Protoneura aurantiaca* Selys, 1886, *Epipleoneura* Williamson, 1915), en donde son muy abundantes. Se ha observado en algunas especies de *Protoneura* y *Neoneura* Selys, 1860 (e.g., *P. cara* y *N. amelia* Calvert, 1903) que los machos forman "agregaciones" aéreas de apareamiento similares a las que hacen algunos dípteros, fenómeno que es único en Odonata (González-Soriano, 2001). Además, es común observarlos en oviposiciones comunales con agregaciones de parejas en tándem sobre la misma rama. Varias especies exhiben coloraciones oscuras, que junto con su hábito de volar cerca al agua en el interior del bosque las hace sumamente difíciles de detectar. Por ejemplo, *Psaironeura angeloi* Tennessen, 2016, que cuenta con una

pequeña mancha blanca al final del abdomen, parece un pequeño díptero o un pedazo de basura enredado en una telaraña. Las drepanoneuras vuelan muy cerca de la superficie del agua y pueden parecer una chinche patinadora (Gerridae). En el periodo de inundación de los bosques amazónicos, se han observado algunas de las especies más raras de este grupo volando entre el dosel inundado (e.g., *Proneura prolongata* Selys, 1889, Fig. 10), por eso siempre que tengan la oportunidad tomen una canoa y exploren estos maravillosos hábitats.



**Figura 10.** Bosque inundado en la Amazonía colombiana hábitat de *Proneura prolongata*. Foto: Cornelio Bota.

### 9.4.2. Familia Coenagrionidae

La familia más diversa de Odonata a nivel mundial. En el Neotrópico se encuentran 68 géneros y 556 especies (Bota-Sierra *et al.*, 2019).

**¿Dónde buscarlos?** Esta enorme familia ha colonizado prácticamente todos los cuerpos de agua dulce, aunque su origen está ligado al parecer a las aguas lénticas (Willink *et al.*, 2022). En el Neotrópico, varios géneros muy diversos como *Argia* Rambur, 1842 viven fundamentalmente en aguas lóticas. Otros como *Leptagrion* Selys, 1876, *Bromelagrion* De Marmels, 2005, y miembros de la subfamilia Pseudostigmatinae (que agrupa a las llamadas libélulas helicóptero y comprende entre sus miembros a algunas de las especies de odonatos de mayor tamaño del mundo de los géneros *Megaloprepus* Rambur, 1842, *Mecistogaster* Rambur, 1842 y *Pseudostigma* Selys, 1860), tienen hábitats larvales muy especializados y se desarrollan en fitotelmata como bromelias (Fig. 11), umbelíferas, internudos de cañas y huecos de árboles, es por esto que para registrar estas especies no debemos olvidar levantar nuestras cabezas para escanear el dosel. Los coenagriónidos ocupan todos los pisos térmicos siendo más diversos en tierras bajas, pero con algunos grupos especializados en las cimas de las montañas como los géneros *Mesamphiagrion* Kennedy, 1920, *Oreiallagma* von Ellenrieder & Garrison, 2008, *Oxyallagma* Kennedy, 1920 y *Protallagma* Kennedy, 1920, que se pueden encontrar en alturas superiores a 3000 m s.n.m (Bota-Sierra, 2014; Fig. 12).



**Figura 11.** Bromelia terrestre del género *Guzmania*, hábitat de *Oreiallagma oreas*. Detalle de las exuvias. Fotos: Cornelio Bota.

Algunos coenagriónidos, como *Ischnura* Charpentier, 1840 y *Telebasis* Selys, 1865, suelen ser fáciles de predecir en cuanto a su ocurrencia, ya que habitan principalmente ecosistemas acuáticos lénticos (Fig. 13). Son componentes importantes de estas comunidades, utilizando estos ambientes para alimentarse, copular y ovipositar. A diferencia de muchas libélulas, los ischnuroideos

son especies no territoriales y a menudo se encuentran en grandes poblaciones, especialmente los machos, que vuelan alrededor de la vegetación herbácea emergente en charcas y pantanos. Son especies obligatorias en ecosistemas lénticos, incluso en aquellos que han sido antropizados. Hynes (1970) encontró que especies de "*Agrion*" e *Ischnura* pueden sobrevivir en aguas bastante anóxicas, ya que sus larvas trepan sobre la vegetación acuática donde la saturación de oxígeno es mayor (Osborn, 2005).



**Figura 12.** Turberas de Sphagnum en los páramos colombianos hábitat de *Mesamphiagrion*, *Oxyallagma*, *Sympetrum*, *Rhionaeschna* y *Erythrodiplax*. Foto: Cornelio Bota.



**Figura 13.** Humedales en la Orinoquía colombiana hábitat de múltiples especies de Libellulidae y Coenagrionidae como *Telebasis* e *Ischnura*. Foto: Cornelio Bota.

## 9.5. SUPERFAMILIA AESHNOIDEA

### 9.5.1. Familia Austropetaliidae

Esta familia reúne a anisópteros medianos a grandes (57-86 mm), que se distinguen por presentar de cinco a siete manchas rojas en el margen anterior de las alas. Si bien también están presentes en la región australiana, en América están representadas por ocho especies, siete de ellas agrupadas en el género *Phyllopetalia* Selys, 1858 y la restante en el género monotípico *Hypopetalia* McLachlan, 1870.

**¿Dónde buscarlos?** Todas son endémicas de los bosques templados de *Nothofagus* y la selva valdiviana de Argentina y Chile. Las larvas viven en hábitats semiterrestres así como en pequeños arroyos sombríos con abundante grava y materia orgánica dentro de los bosques y también en grietas de pequeñas cascadas. Su época de vuelo es corta, siendo más probable su observación en la primavera. Son especies poco frecuentes, su colecta requiere paciencia. Los adultos son rápidos y pueden volar alto en el dosel del bosque. Se ha registrado su captura en trampas Malaise ubicadas en corredores naturales dentro del bosque, cercano a arroyos.

### 9.5.2. Familia Aeshnidae

Esta es una gran familia con distribución mundial y habitante de varios tipos de cuerpos de agua. América cuenta con 20 géneros y alrededor de 152 especies (Garrison *et al.*, 2006).

**¿Dónde buscarlos?** Se pueden encontrar en todo tipo de hábitats de cuerpos de agua desde el nivel del mar hasta las cumbres de las montañas. Usualmente, son más comunes en cuerpos de agua lénticos, aunque algunas especies se pueden encontrar en hábitats lóticos como algunas *Rhionaeschna* Forster, 1909 y *Oplonaeschna* Selys,

1883. Pocas viven en arroyos o ríos pequeños "encañonados" como el gigantesco *Anax walsinghami* McLachlan, 1883. Son grandes voladoras y suelen perchar solo si el clima es adverso, usualmente se cuelgan de las rocas o los barrancos donde en algunas especies se camuflan entre los líquenes y musgos. Algunas especies son crepusculares como las triacantagynas o las gynancantas. Es uno de los grupos más difícil de capturar por su vuelo rápido y el área amplia que cubren, por lo que es recomendable planear una emboscada, si es posible predecir un lugar por donde el individuo va a pasar volando, esconderse y esperar para mandar un redazo certero. Algunos aéshnidos como *Coryphaeschna* Williamson,1903 se pueden recolectar lejos del agua en sitios abiertos en donde al parecer existen presas "concentradas" y que forrajean en grupos (*e.g.* árboles en floración que atraen polinizadores), allí se les observa volando como "halcones" (González-Soriano, 1997). Su captura es difícil y hay que tener paciencia.

## 9.6. SUPERFAMILIA PETALUROIDEA

### 9.6.1. Familia Petaluridae

Esta familia se encuentra representada en la región Neotropical solo por *Phenes raptor* Rambur, 1842 (*Phenes* es un género monotípico), una de las pocas especies del orden Odonata con larvas terrestres (Garrison & Muzón,1995; Baird, 2013). Es una de las especies de odonatos neotropicales de mayor tamaño, y la de mayor tamaño que habita en la Patagonia. Los machos se distinguen fácilmente por la conformación de su terminalia, donde cercos y epiprocto son de gran tamaño y conforman un sistema de enganche infalible que le impide a las hembras liberarse fácilmente, característica de la cual probablemente deriva su nombre.

**¿Dónde buscarlos?** Esta especie es endémica de los bosques templados de *Nothofagus* y la selva valdiviana de la región austral de Chile y Argentina, aproximadamente hasta los 44°S. Sus larvas han sido encontradas bajo troncos a varios metros de distancia de algún tipo de humedal (como por ejemplo arroyos, chorrillos, lagos, charcas, vegas, turberas o mallines). Si bien otras especies de la familia han sido registradas habitando turberas o áreas encharcadas con musgos, las larvas de *P. raptor* han sido registradas en hábitats estrictamente terrestres y en ambientes saturados de agua. Los adultos tienen un vuelo rápido, no es una especie común, y es posible encontrarlos en medio de claros del bosque, a veces en el dosel (Fig. 14 y 15).



**Figura 14.** Chorrillo en un claro de bosque templado de *Nothofagus* (Puerto Ramirez, Palena, Región de los Lagos, Chile). Foto: Javier Muzón.

## 9.7. SUPERFAMILIA GOMPHOIDEA

### 9.7.1. Familia Gomphidae

Esta es una familia muy diversa. En el continente



**Figura 15.** Bosque templado de *Nothofagus* y Alerces (*Fitzroya cupressoides*) (Puerto Ramirez, Palena, Región de los Lagos, Chile). Foto: Javier Muzón.

americano habitan alrededor de 34 géneros y 355 especies (Garrison *et al.*, 2006), y en la región Neotropical tendría una representación un poco mayor de las 286 especies (Novelo *et al.*, 2018).

**¿Dónde encontrarlos?** Nuestra experiencia general nos indica que en el Neotrópico la mayoría de las especies de gónfidos, son habitantes de aguas lóticas. Sin embargo, ciertos géneros como *Aphylla* Selys, 1854, parecen ser habitantes exclusivos de aguas lénticas en donde se le puede hallar en sitios que van desde un estanque temporal con cierta vegetación litoral hasta la orilla de algunos lagos. Podemos encontrar gónfidos reofílicos a la orilla de arroyos y ríos, posados en ramas delgadas y vegetación que cuelga a la orilla de los cuerpos de agua (*e.g.*, *Phyllogomphoides* Belle, 1970), o en rocas emergentes que sobresalen del cuerpo de agua (*Erpetogomphus* Hagen en Selys, 1858; *Progomphus* Selys, 1854) en sitios abiertos. En lugares mas sombríos, algunos *Epigomphus* Hagen en Selys, 1854 pueden encontrarse posados en las cercanías de pequeños arroyuelos que corren lentamente por el sotobosque de la selva. En todos los casos, son organismos que no son fáciles de recolectar, al menos que se cuente con cierta experiencia. En algunos casos, es recomendable también buscarlos por las primeras horas de la mañana en la vegetación herbácea aledaña a ríos y arroyos en sitios abiertos. Para el caso más específico de los diferentes hábitats larvales de las especies del Neotrópico sugerimos consultar a Novelo *et al.* (2018).

## 9.8. SUPERFAMILIA CORDULEGASTROIDEA

### 9.8.1. Familia Neopetaliidae

Esta familia monotípica incluye a *Neopetalia punctata* (Hagen en Selys, 1854), especie endémica de la región austral de Chile y Argentina que se distingue por presentar cinco manchas rojas en el margen anterior de las alas. Las hembras presentan el esterno del segmento abdominal 10 expandido en una placa semicircular, probablemente asociada a un modo de oviposición en el substrato.

**¿Dónde buscarlos?** *Neopetalia punctata* habita bosques templados de *Nothofagus* y la selva valdiviana de Argentina y Chile hasta aproximadamente los 43°S (Fig. 14). Sus larvas habitan arroyos de escasa corriente y abundante materia orgánica, remansos y zonas encharcadas dentro de zonas boscosas. Los adultos pueden encontrarse volando sobre los arroyos o posados en la vegetación ribereña.

### 9.8.2. Familia Cordulegastridae

Esta es una familia de afinidad neártica, aunque una especie parece extenderse hasta Centroamérica: *Cordulagaster diadema* Selys, 1868.

**¿Dónde buscarlos?** Los cordulegástridos en la región Neotropical, se restringen a zonas elevadas, en México se le encuentran desde alrededor de los 1,000 a 3,000 m de altitud en donde viven en pequeños arroyos sombreados y que tienen como característica, ser de poca profundidad y preferentemente con fondos arenosos. Asimismo, a los adultos se les puede observar volando en los márgenes de los bosques, en sitios relativamente abiertos en actividades de forrajeo.

## 9.9. SUPERFAMILIA LIBELLULOIDEA

### 9.9.1. Familia Synthemistidae

El género *Gomphomacromia* Brauer, 1864 (anteriormente considerado integrante de Corduliidae o como género *insertae sedis* dentro de Libelluloidea) es el único representante de la familia Synthemistidae en la región Neotropical. Está integrado por cuatro especies de anisópteros pequeños (35-42 mm) distribuidas a lo largo de los Andes desde Colombia hasta la Patagonia. Sus hembras se caracterizan por presentar el ovipositor con la lámina vulvar expandida y dividida en dos lóbulos asociados a un modo de oviposición en el substrato.

**¿Dónde buscarlos?** En Patagonia, se encuentran *G. paradoxa* Brauer, 1864 y *G.chilensis* Martin, 1921, donde habitan bosques de *Nothofagus* y selva valdiviana hasta aproximadamente los 45° 30'S, en donde existen áreas encharcadas, con abundantes musgos. Sus larvas son difíciles de observar ya que acostumbran ubicarse en áreas barrosas, o entre la capa de musgo y el lecho de grava por donde corre el agua. Los adultos suelen volar y posarse cerca de estos humedales (Figs. 16 y 17). En Colombia, las poblaciones de *Gomphomacromia fallax* McLachlan, 1881 tienen picos estacionales y pueden llegar a ser abundantes en los claros de bosque altoandino en las temporadas secas.

### 9.9.2. Familia Libellulidae



**Figura 16.** Área encharcada en un claro de bosque templado de *Nothofagus* (Puerto Ramirez, Palena, Región de los Lagos, Chile). Foto: Javier Muzón.



**Figura 17.** Área encharcada en un claro de bosque templado de *Nothofagus*, donde se retiró la capa de musgo para exponer la grava que está por debajo. Foto: Javier Muzón.

Tabla 1. Resumen de familias, microhábitats y abundancia de odonatos en el Neotrópico.

| FAMILIA | HÁBITAT | COLECCIÓN | RAREZA |
|---|---|---|---|
| Lestidae | Ln1, LnT, Lo2, Lo3 | F | R, A, OA |
| Perilestidae | Lo3 | F | R y OA |
| Platystictidae | Lo2, Lo3 | M, D | R y OA |
| Philogeniidae | Lo3 | F, M | R y OA |
| Dicteriadidae | Lo3 | F | R y E |
| Heteragrionidae | Lo3 | F, M | R y OA |
| Polythoridae | Lo3 | M | R y OA |
| Amphipterygidae | Lo3 | M | R y E |
| Thaumatoneuridae | C, AE | F | R y E |
| Megapodagrionidae | Lo3 | F | R y E |
| Mesagrionidae | Lo3 | F, M | R y OA |
| Calopterygidae | Lo1, Lo2 Lo3, | Variable | Variable |
| Protoneuridae | Ln2, Lo1, Lo2, Lo3, Ph | Variable | Variable |
| Coenagrionidae | Ln1, Ln2, LnT, Lo1, Lo2, Lo3, Ph | Variable | Variable |
| Austropetaliidae | Lo3, C | M, D | R y E |
| Aeshnidae | Ln1, Lo2, Ph, Cr | Variable | Variable |
| Petaluridae | Tr, AE | M, D | R y E |
| Gomphidae | Ln1, Ln2, Lo1, Lo3 | M, D | Variable |
| Neopetaliidae | Lo3, AE | F | R y E |
| Cordulegastridae | Lo2, Lo3 | D | E |
| Synthemistidae | Lo3, AE | F | R y OA |
| Libellulidae | Ln1, Ln2, LnT, Lo1, Lo2, Lo3, Ph, S, Cr, AE | Variable | Variable |

**Hábitat** - Ln1: léntico (charcas y/o lagunas poco profundas), Ln2: léntico (lagos), LnT: lentico temporal; Lo1: lótico (ríos), Lo2: lótico (arroyos y/o arroyuelos en áreas abiertas), Lo3: lótico (arroyos y/o arroyuelos en áreas boscosas o selváticas), LoT: lótico temporal, Ph: fitotelmata, C: cascadas, AE: áreas encharcadas (generalmente asociadas a arroyos o arroyuelos), Tr: terrestre, S: ambientes salobres y manglares, Cr: hábitos crepusculares. **Colección** - F: fácil, M: moderadamente difícil, D: difícil. **Rareza** - C: común, R: rara, A: abundante, OA: ocasionalmente abundante, E: escasa o poco abundante.

La segunda más diversa a nivel mundial. En el Neotrópico existe alrededor de 400 especies en 50 géneros. Habitan en casi cualquier cuerpo de agua dulca en el mundo e incluso en aguas salobres.

**¿Dónde buscarlos?** La mayoría de las especies en el Neotrópico son habitantes de cuerpos de agua de tipo léntico, incluyendo algunos pocos de fitotelmata, como por ejemplo *Erythrodiplax bromelicola* Westfall, 2000 y *E. laselva* Haber, Wagner & de la Rosa, 2015, en bromelias. Sin embargo, géneros como *Brechmorhoga* Kirby, 1894, *Macrothemis* Hagen, 1868, *Elasmothemis* Westfall, 1988 y *Oligoclada* Karsch, 1890 son habitantes de cuerpos de agua lóticos. Dentro del grupo de libelúlidos reofílicos destaca *Elasmothemis cannacrioides* (Calvert, 1906), el cual tiene un comportamiento de oviposición único dentro de los Libellulidae en donde las hembras ponen filamentos de huevos adheridos a raíces flotantes, similar a algunos Corduliidae (Gonzalez-Soriano, 1987). Aunque en general son más activos alrededor del mediodía, algunas especies como *Tholymis citrina* Hagen, 1867 son crepusculares. Algunos géneros como *Diastatops* Rambur, 1842 y *Zenithoptera* Selys, 1869 se observan en la vegetación ribereña de cañadas, suelen ser fáciles de ver por el color particular de sus alas pero son muy ágiles al vuelo, su mayor actividad es a mediodía donde se les ve posadas de cara al cuerpo de agua recibiendo radiación directa usando sus alas a modo de paneles solares. Los libelúlidos suelen ser difíciles de colectar pues son fuertes voladores y su capacidad para percibir movimientos en su entorno cercano es altísima. Hay algunos que forman enjambres de cacería en áreas abiertas y vuelan alto como *Macrothemis, Tramea* Hagen, 1861, *Tauriphila* Kirby, 1889, *Miathyria* Kirby, 1889 y *Pantala* Hagen, 1861, entre

Otros (González-Soriano, 1997). Para capturarlos es recomendable una red larga y mucha paciencia. Por otro lado, en varios libelúlidos territoriales los machos prefieren hacer vuelos cortos y de vuelta a la percha, especialmente aquellos como *Micrathyria* Kirby, 1889, *Erythrodiplax, Erythemis* Hagen, 1861, *Orthemis* Hagen, 1861, *Libellula* Linnaeus, 1758, *Cannaphila* Kirby, 1889 y *Perithemis* Hagen, 1861, entre otros.

## CONSIDERACIONES FINALES

Este trabajo sintetiza experiencias de campo y conocimientos acumulados por diversos especialistas para ofrecer una guía práctica sobre los hábitats más adecuados para la colecta de Odonata en el Neotrópico (Tabla 1). Al integrar información ecológica, comportamental y taxonómica, se busca optimizar los esfuerzos de recolección, especialmente para investigadores que inician en el estudio de este orden. Las recomendaciones aquí presentadas no solo facilitan la localización de ejemplares de las distintas familias y géneros en sus respectivos microhábitats, sino que también promueven una aproximación más estratégica y eficiente a la biodiversidad odonatológica de la región, fomentando al mismo tiempo su estudio y conservación.

## REFERENCIAS


Baird, I.R. (2013). Larval habitat and behaviour of *Phenes raptor* (Odonata: Petaluridae): a review of current knowledge, with new observations. International Journal of *Odonatology*, 16(1), 79-91. https://doi.org/10.1080/13887890.2012.757723

Bota-Sierra, C.A. (2014). A brief look at the Odonata from the páramo ecosystems in Colombia, with the Descriptions of *Oxyallagma colombianum* sp. nov. and *Rhionaeschna caligo* sp. nov. (Odonata: Coenagrionidae, Aeshnidae, Libellulidae). *Zootaxa*, 3856(2), 192-210. https://doi.org/10.11646/zootaxa.3856.2.2

Bota-Sierra, C.A., Cordero-Rivera, A., Novelo-Gutiérrez, R., Sánchez-Herrera, M. & Londoño, G.A. (2024). Can High Temperatures Affect Body Size in Insects? The Case of Rubyspot Damselflies in the Colombian Western Andes. *Diversity*, 16(12), 743. https://doi.org/10.3390/d16120743

Bota-Sierra, C.A., Sandoval-H.J., Ayala-Sánchez, D. & Novelo-Guitiérrez, R. (2019). Libélulas de la Cordillera Occidental colombiana, una mirada desde el Tatamá / Dragonflies of the Colombian Cordillera Occidental, a look from Tatamá. Colombia, Bogotá: Panamericana S.A.

Bybee S., Kalkman V., Erickson R., Frandsen P., Breinholt J., Suvorov A., Dijkstra K., Cordero-Rivera A., Skevington J., Abbott J., Sanchez Herrera M., Lemmon A., Moriarty Lemmon E. & Ware J. (2021). Phylogeny and classification of Odonata using targeted genomics. *Molecular Phylogenetics and Evolution*. https://doi.org/10.1016/j.ympev.2021.107115

Calvert, P.P. (1915). Studies on Costa Rican Odonata. VI. The waterfall-dwellers: the transformation, external features and attached diatoms of *Thaumatoneura* larva. *Entomological News*, 26, 295-305.

De Marmels, J. (2001). Revision of *Megapodagrion* Selys, 1886 (Insecta, Odonata: Megapodagrionidae). Dissertation zur Erlangung der naturwissenschaftlichen Doktorwürde (Dr. Sc. Nat.) vorgelegt der Mathematisch – Naturwissenschaftlichen Fakultät der Universität Zürich, 218 pp.

De Marmels, J. (2002). Phylogenetic relationships of Priscagrion Zhou & Wilson, 2001, with a description of *Teinopodagrion croizati* spec. nov. from Ecuador (Zygoptera: Megapodagrionidae). *Odonatologica*, 31(4), 389-394.

Dunkle, S.W. (1986). Four new species of *Philogenia* damselflies from Ecuador and Colombia (Zygoptera: Megapodagrionidae). *Odonatologica*, 15(1), 43-50.

Dunkle, S.W. (1991). Review of the neotropical damselfly family Dicteriadidae (new spelling), with an annotated bibliography (Zygoptera). *Odonatologica*, 20(4), 401-416.

Garrison, R.W. & Muzón, J. (1995). Collecting down at the other "down under". *Argia*, 7, 23–26.

Garrison, R.W., von Ellenrieder, N. & Louton, J. A. (2006). Dragonfly genera of the New World: an illustrated and annotated key to the Anisoptera. JHU Press.

González-Soriano, E. (1987). *Dythemis cannacrioides* Calvert, a libellulid with an unusual ovipositing behaviour (Anisoptera). *Odonatologica*, 16(2):175-182.

González-Soriano, E. (1997). Odonata. En: González-Soriano E., R. Dirzo & R. C. Vogt (Eds.). Historia natural de Los Tuxtlas. UNAM, México, D. F., pp. 245-255.

González-Soriano, E. (2001). An unusual male aggregation in the Odonata: an aerial mating swarm in *Protoneura cara* Calvert and notes on other mexican Protoneuridae (Zygoptera). *Odonatologica*, 30(3):335-340.

González-Soriano, E. & Verdugo-Garza, M. (1982). Studies on neotropical Odonata: The adult behavior of *Heteragrion alienum* Williamson (Odonata:Megapodagionidae). *Folia Entomológica Mexicana*, 52:3-15.

González-Soriano, E. & Verdugo-Garza, M. (1984). Estudios en odonatos neotropicales II. Notas sobre el comportamiento reproductivo de *Cora marina* Selys

(Odonata:Polythoridae). *Folia Entomológica Mexicana*, 62:3-15.

González-Soriano, E. & Córdoba-Aguilar, A. (2003). Sexual behaviour in *Paraphlebia quinta* Calvert: Male dimorphism and a possible example of odonate female control (Zygoptera:Megapodagrionidae). *Odonatologica*, 32(4):345-353.

González-Soriano, E., Novelo-Gutiérrez, R. & Verdugo-Garza, M. (1982). Reproductive behaviour of *Palaemnema desiderata* Selys (Odonata:Platystictidae). *Advances in Odonatology,* 1:55-62.

Guillermo-Ferreira, R. & Del-Claro, K. (2011). Resource defense polygyny by *Hetaerina rosea* Selys (Odonata: Calopterygidae): influence of age and wing pigmentation. *Neotropical entomology,* 40, 78-84. https://doi.org/10.1590/S1519-566X2011000100011

Guillermo-Ferreira, R., Neiss, U.G., Hamada, N. & Bispo, P.C. (2014). Behavior of the Amazonian damselfly *Chalcopteryx scintillans* McLachlan (Zygoptera: Polythoridae) and comments on its morphological distinction from *C. rutilans* (Rambur). *International Journal of Odonatology,* 17(4), 251-258. https://doi.org/10.1080/13887890.2014.983189

Hynes, H.B.N. (1970). The ecology of stream insects. *Annual review of entomology*, *15*(1), 25-42.

Mendoza-Penagos, C.C., Goncalves, M.K.E.S. & Vilela, D.S. (2023). A new species of *Dimeragrion* Calvert, 1913 (Odonata: Zygoptera: Heteragrionidae) from Northwestern Brazil. *Zootaxa*, 5318(3), 411-420. https://doi.org/10.11646/zootaxa.5318.3.6

Muzón, J., Lozano, F., del Palacio, A. & Ramos, L. (2023). Odonata. En Biodiversidad de Artrópodos argentinos, Volumen 5 Eds. L.E. Claps, JJ Morrone & S. Roig Juñent.

Muzón, J., Lozano, F., del Palacio, A., Ramos, L. & Lutz, A. (2015). Odonata from the Lower Delta of the Paraná River, Argentina. *Agrion*, 20: 68-72.

Novelo-Gutiérrez, R., Ramírez, A. & González-Soriano, E. (2018). Superfamily Gomphoidea (Chapter 14.2). pp. 377–397. In: Hamada, N.; J.H. Thorp & D.C. Rogers (orgs). *Keys to Neotropical Hexapoda*. Thorp and Covich's Freshwater Invertebrates - Vol. III, 4 ed. Londres: Academic Press, Elsevier, xxiii + 811 pp.

Osborn, R. (2005). Odonata as indicators of habitat quality at lakes in Louisiana, United States. *Odonatologica* 34, 259–270.

Paulson D., Schorr, M., Abbott, J., Bota-Sierra, C. Deliry, C., Dijkstra, K.-D. & Lozano, F. (2025). World Odonata List. Odonata Central, University of Alabama. Available at: https://www.odonatacentral.org/app/#/wol/. (Accessed: 04/22/2025).

Palacino-Rodríguez, F., Palacino, D.A., Penagos Arevalo, A., Cordero-Rivera, A. (2024). Demography and Behaviour of *Teinopodagrion oscillans* (Odonata: Megapodagrionidae) in a Protected Area of the Colombian Andean Region. *Insects*, 15, 125. https://doi.org/10.3390/insects15020125

Pérez-Gutiérrez, L.A. (2007). The larvae of *Teinopodagrion caquetanum* De Marmels and *T*. vallenatum De Marmels (Zygoptera: Megapodagrionidae). *Odonatologica*, 36(3), 307–313.

Pérez-Gutiérrez, L. A., Montes-Fontalvo, J. (2011). Rediscovery of *Mesagrion leucorrhinum* (Zygoptera: Megapodagrionidae): a "formal" description of female and ultimate stadium of larva with notes on habits', *International Journal of Odonatology*, 14: 1, 91-100.

Pessacq, P., Anjos-Santos, D., Cordero-Rivera, A. Lorenzo-Carballa, M.A. (2025). A reappraisal of the family status of Neotropical Protoneuridae (Odonata: Zygoptera) using morphological and molecular information, Zoological *Journal of the Linnean Society*, 203(3), zlaf012. https://doi.org/10.1093/zoolinnean/zlaf012

Sánchez-Herrera, M., Beatty, C.D., Nunes, R., Salazar, C. & Ware, J.L. (2020). An exploration of the complex biogeographical history of the Neotropical banner-wing damselflies (Odonata: Polythoridae). *BMC Evolutionary Biology*, 20, 1-14. https://doi.org/10.1186/s12862-020-01638-z

Standring, S., Sánchez-Herrera, M., Guillermo-Ferreira, R., Ware, J.L., Vega-Sánchez, Y. M., Clement, R. & Bybee, S. (2022). Evolution and biogeographic history of rubyspot damselflies (Hetaerininae: Calopterygidae: Odonata). *Diversity*, 14(9), 757. https://doi.org/10.3390/d14090757

Vilela, D.S., Guillermo-Ferreira, R. & Cordero-Rivera, A. (2018). Description of the female of *Dicterias atrosanguinea* Selys 1853, with notes on male genital ligula and male behavior (Odonata: Dicteriadidae). *Zootaxa*, 4374(3), 441-450. https://doi.org/10.11646/zootaxa.4374.3.7

Vilela, D.S., Cordero-Rivera, A. & Guillermo-Ferreira, R. (2024). The Odonata of the Chapada dos Guimarães National Park, Mato Grosso state, Brazil, with an updated species list for the state. *Odonatologica*, 53(3-4), 265-296. https://doi.org/10.60024/odon.v53i3-4.a2

Willink, B., Ware, J., & Svensson, E. I. (2022). Tropical origin, global diversification and dispersal in the pond damselflies (Coenagrionoidea) revealed by a new molecular phylogeny. *Systematic Biology,* 73 (2), 290–307. https://doi.org/10.1093/sysbio/syae004




© Fundación Sociedad de Odonatología Latinoamericana. Barranquilla - Colombia, 2016-2026.