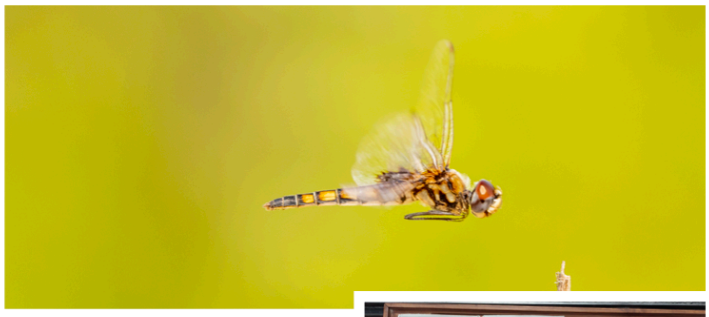
HETAERINA

Boletín de la Sociedad de Odonatología Latinoamericana

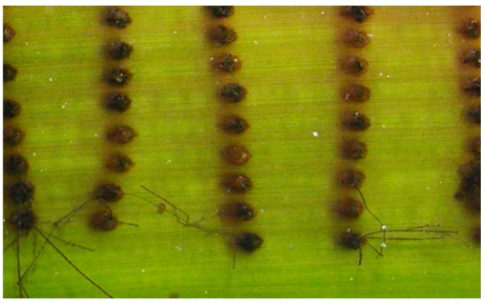



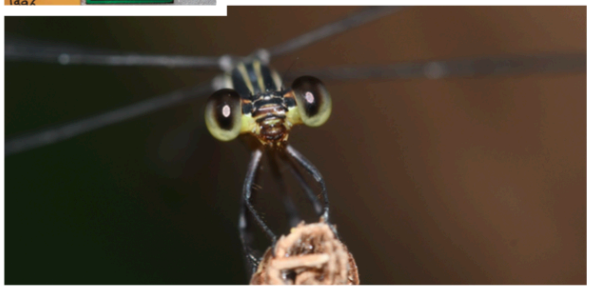




MÉTODOS DE COLETA, PRESERVAÇÃO E MANUSEIO DE ODONATA




ISSN: 2711-2152 (online)

Número especial | Março 2026

HETAERINA

Boletín de la Sociedad de Odonatología Latinoamericana

ISSN: 2711-2152 (online)
HETAERINA

HETAERINA

Boletín de la Sociedad de Odonatología Latinoamericana

MÉTODOS DE COLETA, PRESERVAÇÃO E MANUSEIO DE ODONATA



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

CC BY NC SA

Contato
Sociedad de Odonatología Latinoamericana
boletin.sol@gmail.com

ISSN: 2711-2152 (online)
HETAERINA

COMITÊ EDITORIAL

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

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, EUA.

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 CHEFE

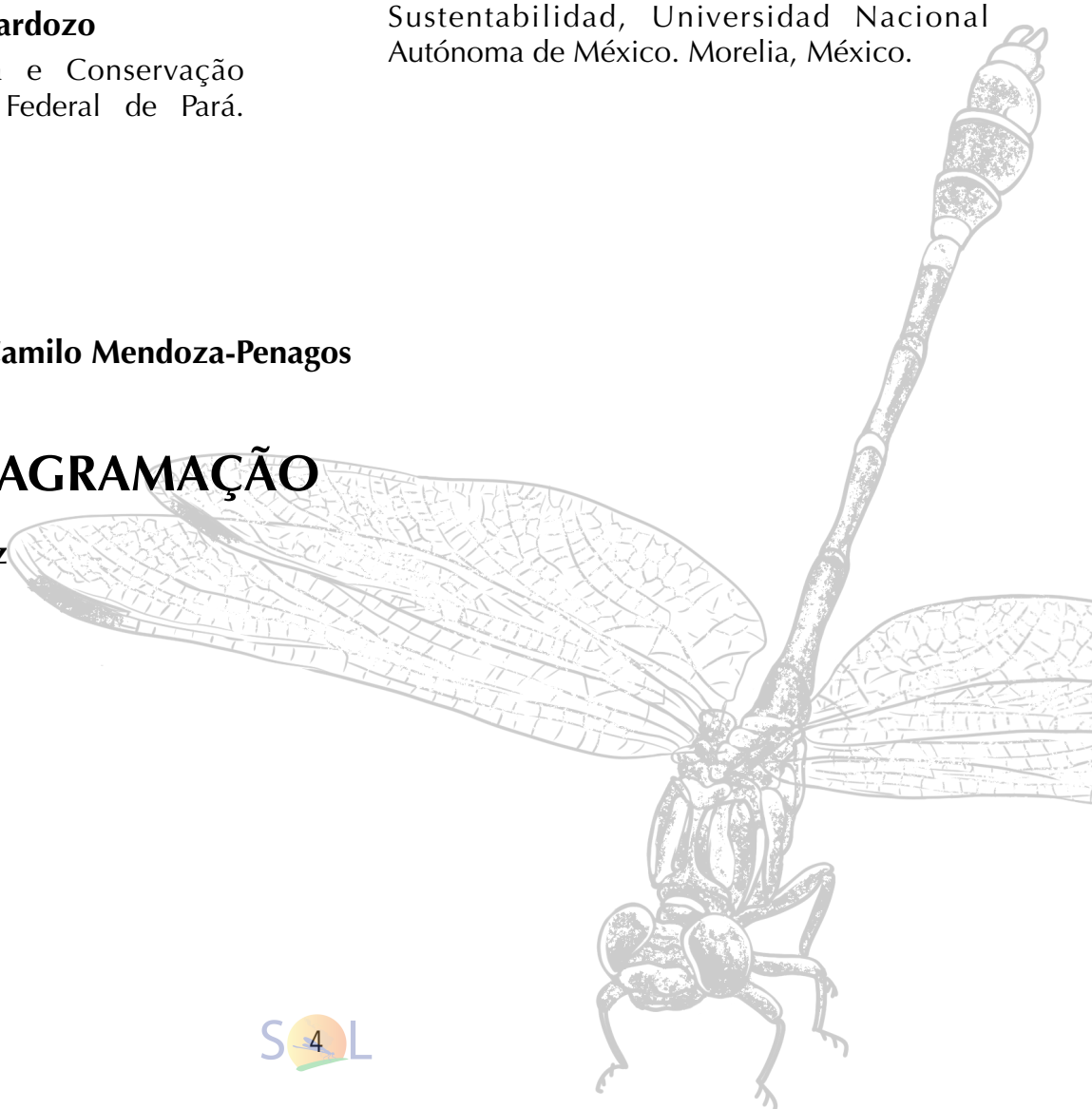
Catalina María Suárez-Tovar
Instituto de Investigaciones en Ecosistemas y Sustentabilidad, Universidad Nacional Autónoma de México. Morelia, México.

TRADUÇÃO

Diogo Vilela y Cristian Camilo Mendoza-Penagos

DESENHO E DIAGRAMAÇÃO

Yesenia M. Vega-Sánchez



ISSN: 2711-2152 (online)
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, Colômbia. 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, Colômbia. ccamilomendozap@gmail.com

Cornelio A. Bota-Sierra
Grupo de Entomología Universidad de Antioquia (GEUA). Medellín, Colômbia. 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, Uruguai.
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, Colômbia. 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, Colômbia.

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, Colômbia. mgallego@unicauca.edu.co

ISSN: 2711-2152 (online)
HETAERINA

LISTA DE AUTORES

Melissa Sánchez Herrera

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

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

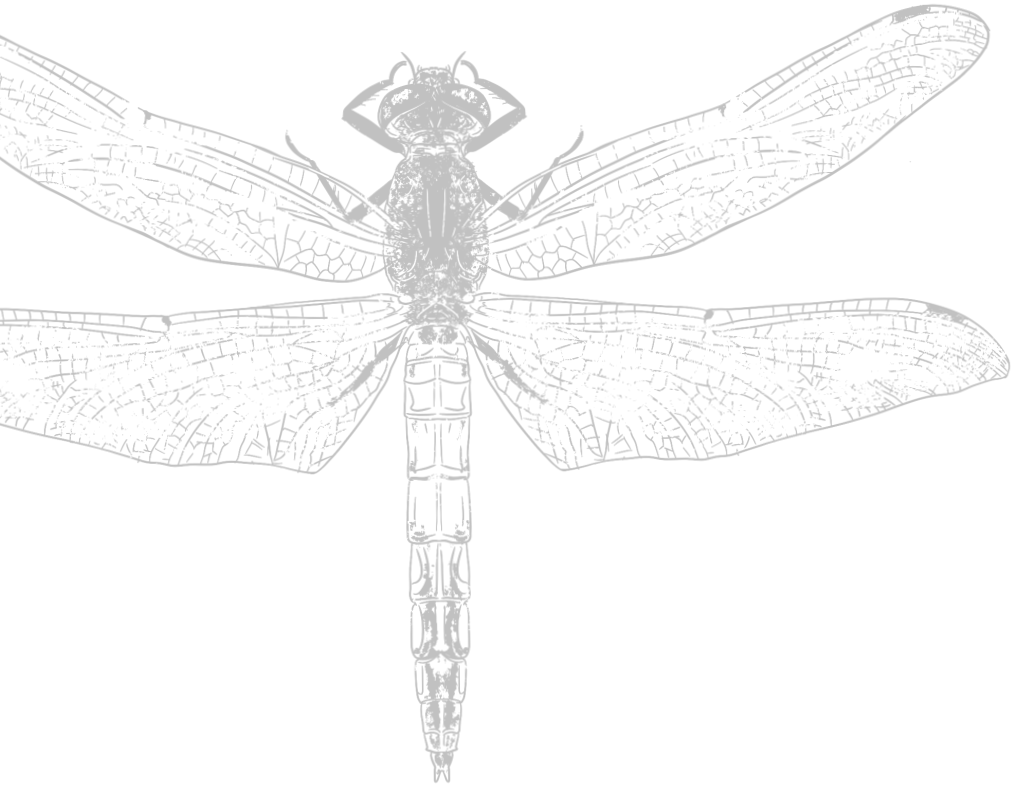
Tree of Life Programme, Wellcome Sanger Institute. Hinxton, Reino Unido.

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, Alemanha.



ISSN: 2711-2152 (online)
HETAERINA

CONTEÚDO

APRESENTAÇÃO
Catalina María Suárez-Tovar — 8

CAPÍTULO I
Métodos de coleta e preservação de ovos de Odonata
Neusa Hamada, Gabriela Caroline Mendes, Myckey Gonçalves e Jeane Marcelle Cavalcante do Nascimento — 10

CAPÍTULO II
Métodos de coleta e preservação de larvas e exúvias de Odonata
Rodolfo Novelo-Gutiérrez — 24

CAPÍTULO III
Métodos de coleta e preservação de adultos da Odonata
Cornelio A. Bota-Sierra, Enrique González-Soriano e Rodolfo Novelo-Gutiérrez — 31

CAPÍTULO IV
Preservação de amostras de Odonata para estudos genéticos e genômicos: considerações, limitações e oportunidades
Melissa Sánchez-Herrera e Nicol Rueda-M — 36

CAPITULO V
Coleções científicas de odonatos: métodos de conservação e restauração
Javier Muzón, María de las Mercedes Navarro e Alejandro del Palacio — 47

CAPÍTULO VI
Dicas para a manutenção de espécimes em coleções de Odonata
Andrea Licet Diago Vargas, Fredy Palacino Rodríguez e María Cristina Gallego Ropero — 58

CAPÍTULO VII
Guia para a preparação de imagens de Odonta para publicações científicas
Cristian Camilo Mendoza-Penagos e Jair da Costa Miranda-Filho — 63

CAPÍTULO VIII
Fotografia em ambientes naturais: Odonata
Jenilee Montes-Fontalvo, Yusdiel Torres-Cambas e Khristian Venegas-Valencia — 83

CAPÍTULO IX
Onde encontrar odonatos na região Neotropical? Algumas dicas
Enrique González-Soriano, Javier Muzón, Cornelio A. Bota-Sierra, Diogo Vilela e JenileeMontes-Fontalvo — 96

ISSN: 2711-2152 (online)
HETAERINA

APRESENTAÇÃO

Após oito anos de publicação contínua do boletim Hetaerina, é muito emocionante apresentar a vocês nosso primeiro número especial "Métodos de coleta, preservação e manejo de Odonata". Esta é uma compilação de nove artigos escritos por odonatólogos e odonatólogas da América Latina, onde compartilham sua experiência no campo e no laboratório.

Os bastidores da elaboração deste número especial incluem reuniões da equipe editorial para selecionar os temas centrais que deveriam compor o número, o convite por e-mail aos autores e às autoras, chamadas nas redes sociais para receber submissões adicionais, um processo rigoroso de revisão de cada uma das contribuições, a tradução dos artigos do espanhol para o português (ou vice-versa) e, finalmente, o design e a diagramação do exemplar que hoje está diante de seus olhos.

Este número foi concebido como um manual de referência que poderá nos acompanhar e orientar em diferentes etapas de nossa atividade científica, desde o planejamento de nossas saídas de campo até a preparação de manuscritos para sua publicação. Trata-se de um documento sem precedentes em nossa região, cujo objetivo é promover e fortalecer o estudo das libélulas nos diferentes países da América Latina. Nesse sentido, incluímos informações detalhadas sobre métodos de coleta e preservação de odonatos em todas as fases de seu ciclo de vida, bem como recomendações práticas para encontrar diferentes famílias em campo e dicas para a fotografia desses insetos em ambientes naturais. Além disso, são apresentadas diretrizes para a adequada preservação de amostras destinadas a estudos genéticos e genômicos, assim como métodos de conservação voltados ao depósito e manutenção de exemplares em coleções entomológicas e, por fim, um guia prático para a elaboração de figuras destinadas a publicações científicas. Cada capítulo mantém o estilo próprio de seus autores, de forma que a leitura se sinta como uma conversa com cada um deles, de preferência acompanhada de um bom café ou mate.

Tanto para estudantes — tenerais que começam seu voo na Odonatologia — quanto para aqueles que já decolaram há alguns anos, é um privilégio ter à mão conselhos de grandes referências como Javier Muzón, Rodolfo Novelo Gutiérrez, Enrique González Soriano, Neusa Hamada, Cornelio Bota, Melissa Sánchez, Jenilee Montes, Cristian Mendoza e Fredy Palacino. Agradeço a cada um deles, assim como a seus coautores, pelas contribuições que tornaram possível que este número especial seja hoje uma realidade.

Da mesma forma, agradeço a Emmy Medina, Miguel Stand, Cristian Mendoza, Yesenia Vega, Diogo Vilela e José Cuéllar, que, paralelamente à revisão dos manuscritos do número regular e no âmbito de suas atividades cotidianas, dedicaram tempo e esforço à revisão das diferentes contribuições. Muito obrigada a Diogo e a Cristian, cujo aporte com as traduções dos manuscritos foi fundamental para ampliar o alcance desta publicação, e a Yesenia Vega por seu tempo e criatividade para desenhar e diagramar este belo número especial.

ISSN: 2711-2152 (online)
HETAERINA

APRESENTAÇÃO

Espero que esta contribuição ocupe um lugar privilegiado em suas bibliotecas. Confio que, a partir do entusiasmo compartilhado pelo estudo dos odonatos, este número contribua para sustentar um diálogo ativo e permanente que nos permita aprofundar o conhecimento desses surpreendentes insetos e, assim, continuar fortalecendo a comunidade odonatológica na América Latina.

Catalina María Suárez-Tovar
Editora-chefe
HETAERINA

ISSN: 2711-2152 (online)
HETAERINA

CAPÍTULO I

Métodos de coleta e preservação de ovos de Odonata

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

O primeiro passo para encontrar ovos de qualquer inseto é obter informações sobre o processo de oviposição e o habitat selecionado pela fêmea para a postura. No caso de insetos com larvas aquáticas, como as libélulas, existe um desafio específico: identificar os locais adequados para a oviposição no ambiente aquático ou em sua proximidade. Os ovos precisam ser depositados em áreas que ofereçam proteção contra predadores, que apresentem condições ambientais favoráveis ao desenvolvimento embrionário e que possibilitem às larvas recém-eclodidas fácil acesso à água e aos recursos alimentares necessários (Matushkina & Lambret, 2011).

Para Odonata, existem duas estratégias gerais de oviposição. As espécies que possuem o ovipositor desenvolvido realizam a postura de forma endofítica, ou seja, dentro de tecidos vegetais. Esse tipo de oviposição é observado em espécies de Zygoptera, Anisozygoptera e na maioria dos Aeshnidae (Anisoptera). Estima-se que cerca de 54% das espécies de libélulas adotem essa estratégia (Bridges, 1993). A oviposição exofítica é típica de muitas espécies de Anisoptera, como aquelas das famílias Corduliidae, Gomphidae e Libellulidae. Nessas espécies, o ovipositor é adaptado para liberar os ovos diretamente na água ou sobre diferentes tipos de substrato (Corbet, 1980, 1999). Nas espécies endofíticas, o ovipositor é formado por três pares de valvas, duas cortantes e uma protetora altamente esclerotizadas e organizadas como serras, o que permite perfurar tecidos vegetais para a inserção dos ovos (Matushkina & Gorb, 1997; 2007). Já nas espécies exofíticas, a lâmina vulvar, geralmente, é associada a dois músculos (M4 e M7) que possibilitam movimentos antagonísticos da região genital, atuando como uma tampa móvel, por meio da qual os ovos são liberados (Matushkina, 2011).

Em Odonata, a oviposição endofítica é considerada uma característica plesiomórfica (Bechly *et al.*, 2001). Nesse tipo de postura, a fêmea utiliza seu ovipositor, formado pelos apêndices genitais localizados nos 8º e 9º segmentos abdominais, para cortar o substrato e inserir os ovos nas fendas abertas. Os ovos podem ser dispostos em fileiras, formando padrões específicos, ou de forma aleatória. Estudos indicam que o padrão de disposição dos ovos pode representar uma característica diagnóstica de determinadas famílias (*e.g.*, Hellmund & Hellmund, 1991) ou até mesmo de alguns gêneros (*e.g.*, Matushkina & Gorb, 2000). Por sua vez, na oviposição do tipo exofítica, os ovos são depositados diretamente na água ou fixados na superfície de plantas aquáticas, bem como em outros substratos, como pedras, solo ou aglomerados de raízes (Corbet, 1980, 1999). Os

ovos endofíticos geralmente são alongados, cilíndricos ou fusiformes, um formato que facilita a inserção no tecido vegetal, enquanto os exofíticos variam de elipsoidal a esféricos, embora também possam existir ovos alongados (Corbet, 1999). Na região Neotropical, os estudos sobre oviposição ainda são escassos e não há informações consolidadas para muitos táxons. No entanto, em Coenagrionidae já foram registrados diferentes modos de postura (*e.g.*, Querino & Hamada, 2009; Bentes *et al.*, 2019). Além disso, análises recentes mostram que as estratégias de oviposição estão diretamente associadas à disponibilidade e heterogeneidade de microhabitats, refletindo efeitos da perda de cobertura florestal e podendo ser utilizadas como importantes indicadores de mudanças ambientais (Rodrigues *et al.*, 2018; Calvão *et al.*, 2019).

Poucas espécies de Odonata têm todos os estágios larvais descritos (*e.g.*, Okude *et al.*, 2017; Corbet, 2002), e quando há informações, estas geralmente se restringem ao último estádio ou à exúvia (*e.g.*, Torreias *et al.*, 2008; Neiss & Hamada, 2012; Mendoza-Penagos *et al.*, 2023). Estimativas indicam que, no Neotrópico, as larvas permanecem desconhecidas para cerca de 25% dos gêneros e 60% das espécies (Pessacq *et al.*, 2018). Análises recentes para a fauna da Colômbia reforçam esse panorama: das 536 espécies registradas no país, aproximadamente 60% não possuem estágio larval descrito (Bota-Sierra *et al.*, 2024). Coletar os ovos e criar as larvas em condições de laboratório é essencial para possibilitar a identificação e descrição de todos os estádios de desenvolvimento. Embora seja possível obter ovos por meio de indução artificial, por meio de estimulação da fêmea para ovipor (*e.g.*, Bílková *et al.*, 2025), incrementar o conhecimento sobre como e onde as posturas são realizadas é importante para agregar informações sobre a biologia e ecologia das espécies. Esses dados são importantes tanto para conhecer a história evolutiva desses organismos, quanto para embasar e definir estratégias de manejo para sua conservação (Corbet, 1999; Samways, 2024).

A coleta e manutenção dos ovos de Odonata em condições de laboratório é importante, também, para ampliar o conhecimento sobre a diversidade de outros organismos associados a essa ordem. Na Amazônia, por exemplo, a diversidade e o conhecimento sobre hospedeiros de algumas famílias de Hymenoptera parasitóides puderam ser ampliados por meio da coleta em campo e manutenção desses ovos em condições de laboratório (Querino & Pinto, 2007; Querino & Hamada, 2009; Feitosa *et al.*, 2016), demonstrando a importância desse conhecimento para subsidiar diferentes estudos sobre insetos aquáticos.

1.1. HABITATS DE OVIPOSIÇÃO

Odonata ocupa praticamente todos os tipos de ambientes de água doce, desde pequenos até grandes cursos d'água, incluindo trechos com águas calmas ou turbulentas, além de ambientes lênticos, como lagos e poças e fitotelmata. Fitotelmata são depósitos de água pluvial armazenados em cavidades e depressões de plantas terrestres, por exemplo, em folhas modificadas, axilas foliares, flores, frutos ou mesmo no caule da planta (Maguire, 1971) (Fig. 1).

Nos habitats aquáticos (Fig. 2), as larvas estão associadas a diferentes tipos de substratos, como folhas de macrófitas, folhas decíduas, raízes de árvores e flutuantes, troncos submersos e sedimento, locais onde esses animais encontram abrigo e alimento. Em geral, a oviposição ocorre nesses mesmos substratos (Fig. 3). No entanto, alguns grupos realizam a postura em substratos fora da água (Fig. 4), como observado em *Perilestes attenuatus* Selys, 1886 (Perilestidae) (observação de G. Mendes, na presente pesquisa), *Chalcopteryx scintillans* McLachlan, 1870 (Polythoridae) (*e.g.*, Guillermo-Ferreira *et al.*, 2014) e Lestidae (Matushkina & Lambret, 2011). Esses substratos fora da água podem incluir partes de plantas semi-aquáticas que se projetam acima da superfície da



Figura 1. Habitats fitotelmáticos utilizados como criadouros por Odonata. **A)** Buriti (*Mauritia flexuosa* L.f.). **B)** Água acumulada nas axilas das folhas de buriti. **C)** Capemba (bráctea de palmeira). **D)** Casca do fruto de cupuaçu (*Theobroma grandiflorum* (Willd. ex Spreng.) K. Schum). **E)** Ouriço de castanha-do-Brasil (*Bertholletia excelsa* Bonpl.). **F)** Bromélia arbórea. **G)** Bromélia terrestre. **H, I)** Cavidade em tronco. **J)** Cavidade na raiz da árvore.

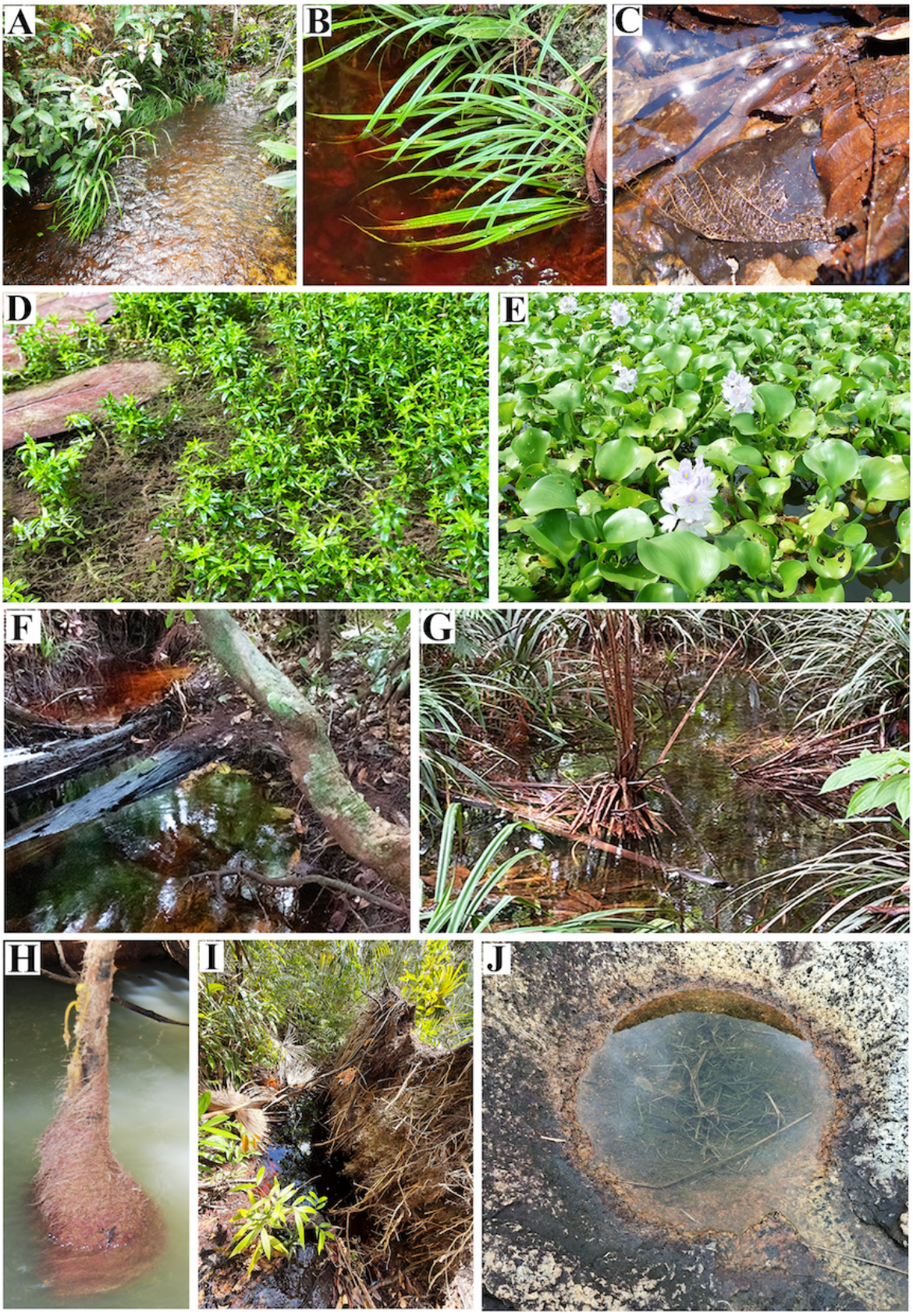


Figura 2. Habitats utilizados como criadouros por Odonata. **A, B)** Macrófitas nas margens do riacho. **C)** Banco de folhas decíduas. **D)** *Tonina fluviatilis* Aubl. **E)** *Pontederia crassipes* Mart. **F)** Tronco em decomposição parcialmente submerso. **G)** Folhas de palmeira em decomposição. **H)** Raízes flutuantes de Araceae. **I)** Raízes de árvore caída. **J)** Sedimento e detritos em cavidade de rocha com água acumulada.

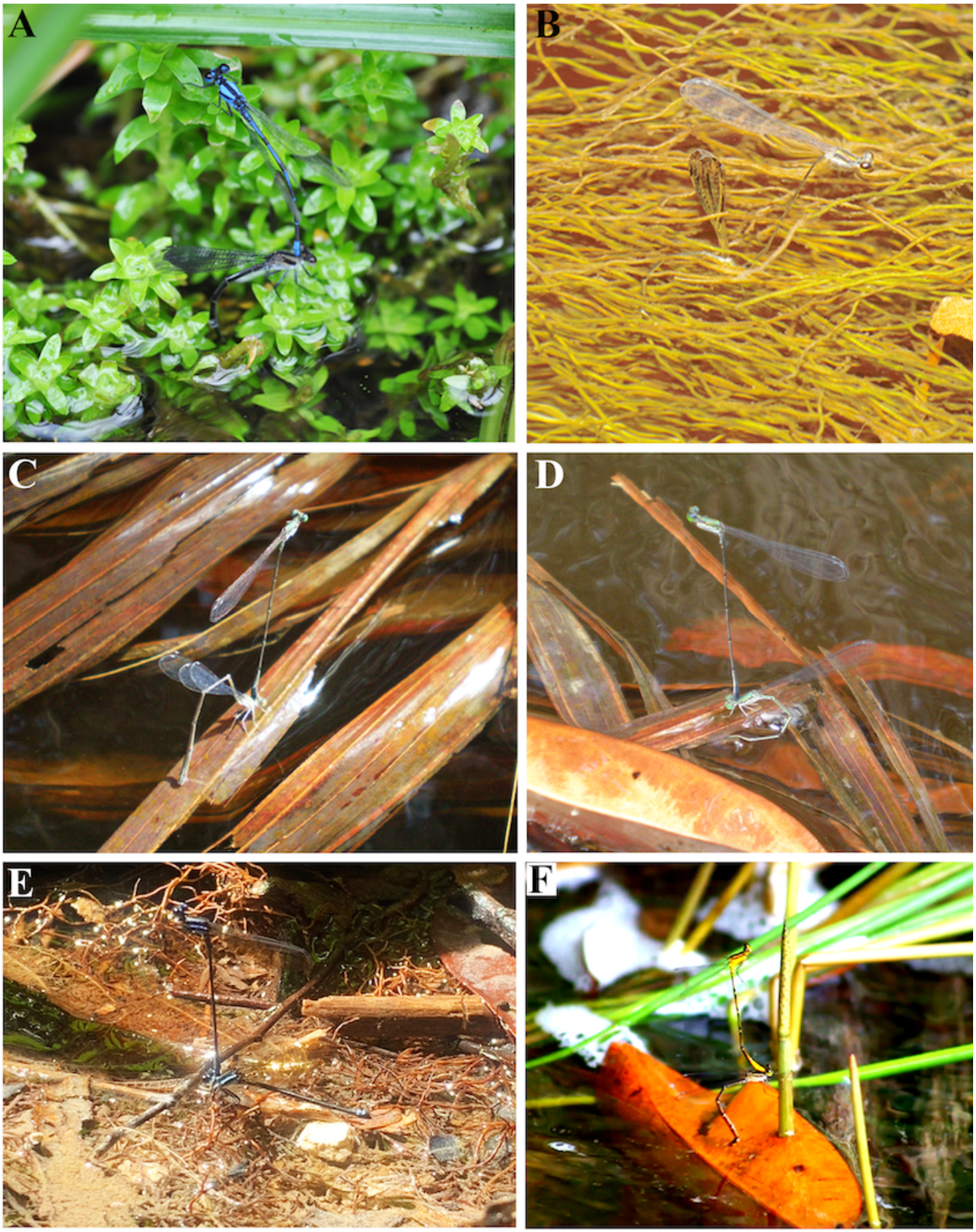


Figura 3. Casais de libélulas (Odonata: Zygoptera) com fêmeas em atividade de oviposição endofítica. **A)** *Argia insipida* Hagen em Selys, 1865 ovipondo em *Tonina fluviatilis*. **B)** *Epipleoneura* sp. (Protoneuridae) ovipondo em banco submerso de raízes. **C, D)** *Epipleoneura* sp. ovipondo em folhas decíduas. **E)** *Argia* sp. ovipondo em raízes de fundo do riacho. **F)** *Heteragrion* sp. ovipondo em folha decídua.

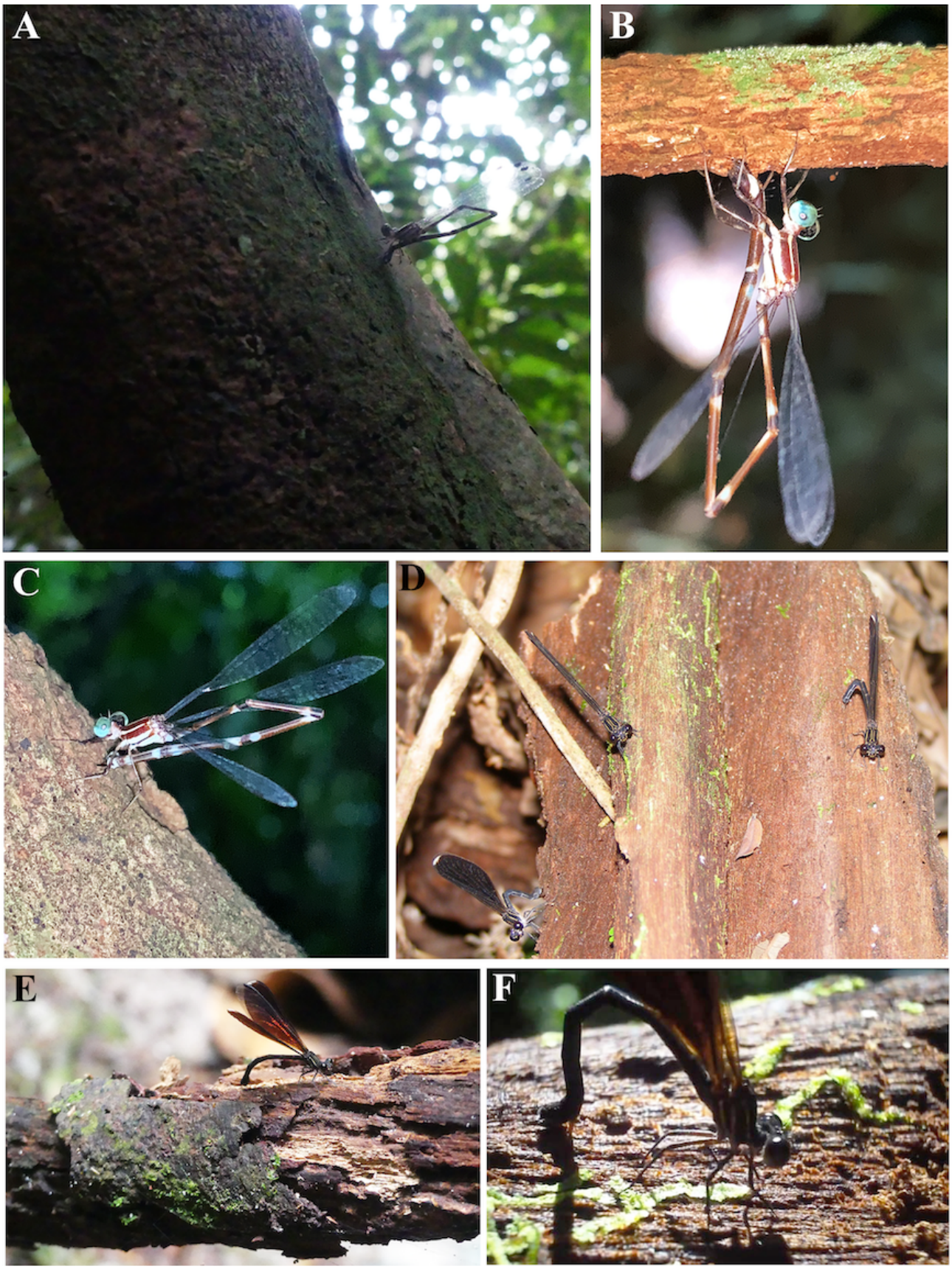


Figura 4. Fêmeas de Zygoptera (Odonata) em atividade de oviposição em troncos e galhos em ambiente terrestre situado sobre cursos d'água. **A-C)** *Perilestes attenuatus* Selys, 1886 (Perilestidae), **D-F)** *Chalcopteryx scintillans* McLachlan, 1870 (Polythoridae).

água, como descrito para algumas espécies de Lestidae por Matushkina & Gorb (2000), bem como troncos e galhos em decomposição, caso de Polythoridae, ou ainda troncos e galhos de plantas vivas, como observado por nós em *P. attenuatus* (Vídeo 1).

1.2. OVIPOSIÇÃO E POSTURAS

Durante a oviposição, os machos podem ou não realizar a guarda das fêmeas com as quais acabaram de acasalar. Quando realizam a guarda os machos podem permanecer ligados em 'tandem' ou em guarda próximo delas (Waage, 1979; Alcock, 1982; Latty, 2006). Em algumas espécies, as fêmeas submergem completamente para depositar os ovos, muitas vezes usando o parceiro ainda acoplado como apoio para retornar à superfície após a oviposição (Fig. 3B).

O formato das posturas varia de acordo com o táxon. Em Aeshnidae, já foram observados dois padrões principais de disposição dos ovos: em linha reta e em ziguezague (Matushkina, 2007). O padrão linear é considerado característico de alguns Lestinae, especificamente em espécies de *Lestes* (Matushkina & Gorb, 2000). Já as posturas de ovos em ziguezague são observadas em muitas famílias de Zygoptera, por exemplo Calopterygidae e Coenagrionidae (Matushkina & Gorb, 2000). Estudos recentes indicam que, em Coenagrionidae, as fêmeas evitam veias foliares durante a oviposição, produzindo marcas causadas por incisões do ovipositor mesmo sem inserção de ovos; esse comportamento, observado tanto em espécies fósseis quanto atuais, persiste há pelo menos 52 milhões de anos (Romero-Lebrón *et al.*, 2023). As figuras 5 e 6, mostram posturas endofíticas com diferentes padrões de disposição de ovos observadas no Amazonas.

A postura endofítica em substratos específicos exige adaptações morfológicas, como um ovipositor com propriedades mecânicas adequadas e equipado com receptores sensoriais para explorar locais adequados para a oviposição (*e.g.*, Matushkina & Gorb, 2002). No entanto, a relação entre a estrutura do ovipositor em libélulas e os diferentes modos de oviposição ainda é pouco estudada (Matushkina & Lambret, 2011).

De acordo com Matushkina & Lambret (2011), o grau de curvatura do abdômen nas fêmeas de algumas espécies de *Lestes* durante a oviposição está correlacionado com a rigidez do substrato. Quanto mais curvado é o abdômen, maior é a rigidez do material penetrado, indicando uma relação direta com a força necessária para a inserção dos ovos em tecidos vegetais. Esses autores observaram que, em *Lestes macrostigma* (Eversmann, 1836), na Europa, a posição da ponta do ovipositor durante a penetração na planta variava: ele podia estar localizado entre as pernas médias ou ligeiramente atrás das pernas posteriores. Esse mesmo posicionamento do ovipositor foi observado por nós em *P. attenuatus*, no Amazonas. Essa espécie foi registrada ovipondo em galhos e troncos de árvores vivas (Vídeo 1), ou seja, em tecidos bastante rígidos. Esse comportamento contrasta com o observado em *C. scintillans*, cuja fêmea dobra pouco o abdômen durante a oviposição e utiliza como substrato tronco e galhos em decomposição (Vídeo 2).

Ovos exofíticos podem ser depositados diretamente na água durante o voo ou enquanto a fêmea está pousada sobre o substrato, geralmente vegetação. Eles podem ser liberados individualmente, em cordões ou pequenos agrupamentos, ou ainda em uma grande massa de ovos (Fig. 7). A oviposição ocorre sobre ou na água, na vegetação ou no solo (Corbet, 1980). Fêmeas de Libellulidae, em geral, dispersam seus ovos durante o voo ou por meio de contatos intermitentes com a superfície da água. Em *Micrathyria*, além dos comportamentos citados acima, foram observadas fêmeas depositando ovos sobre ou sob folhas, ou diretamente sobre o solo (Förster, 1998). Fêmeas de Corduliidae, no geral, não entram em contato com a água: elas inserem seus ovos no solo, em musgos, ou em tapetes de

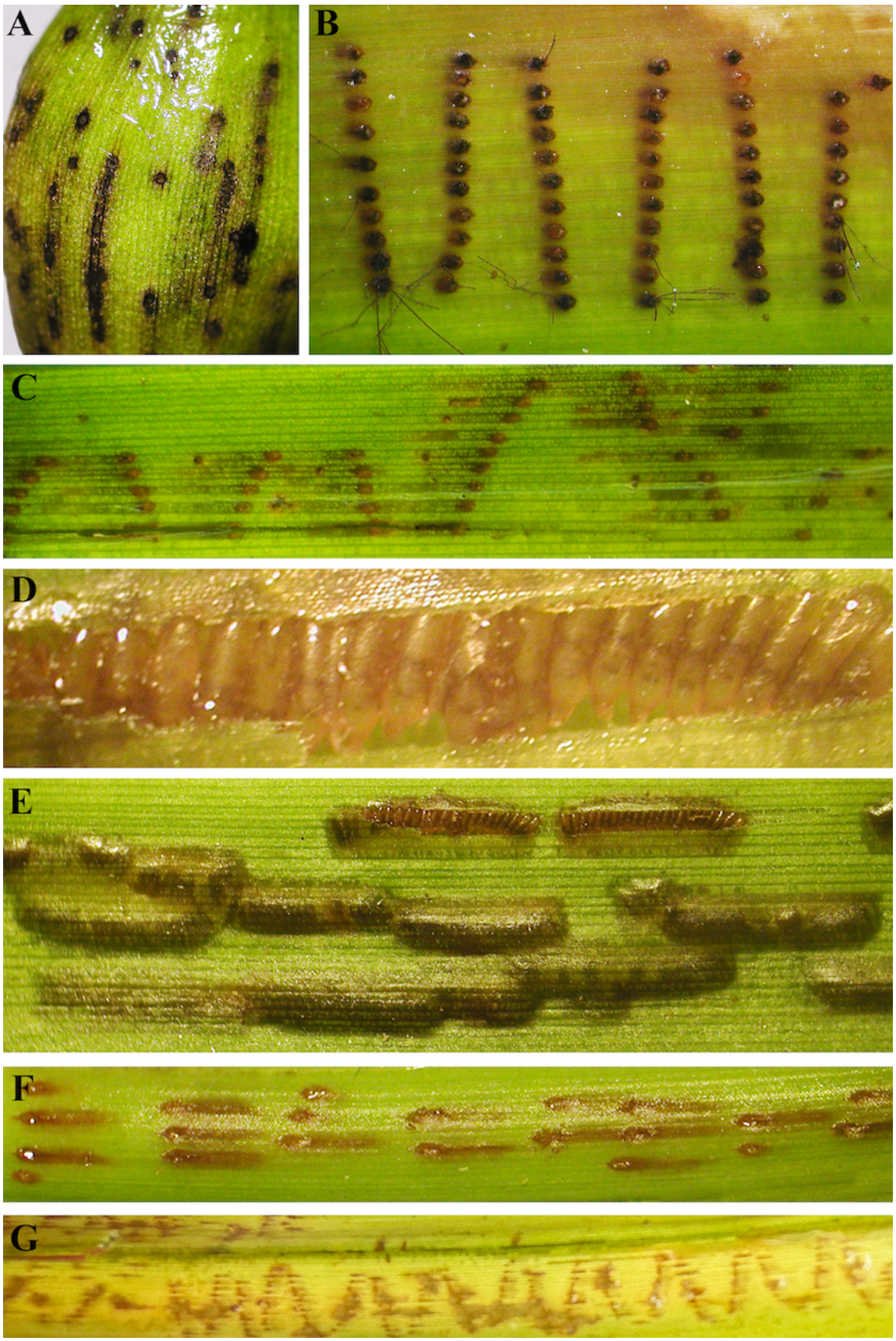


Figura 5. Posturas endofíticas de Odonata. **A)** Postura de Aeshnidae (Anisoptera) em bulbo de *Pontederia crassipes* Mart. **B)** Postura de Dicteriadidae (Zygoptera) em folha de *Thurnia sphaerocephala* Körn. **C-G)** Posturas de Coenagrionidae (Zygoptera) em folha de *T. sphaerocephala*.

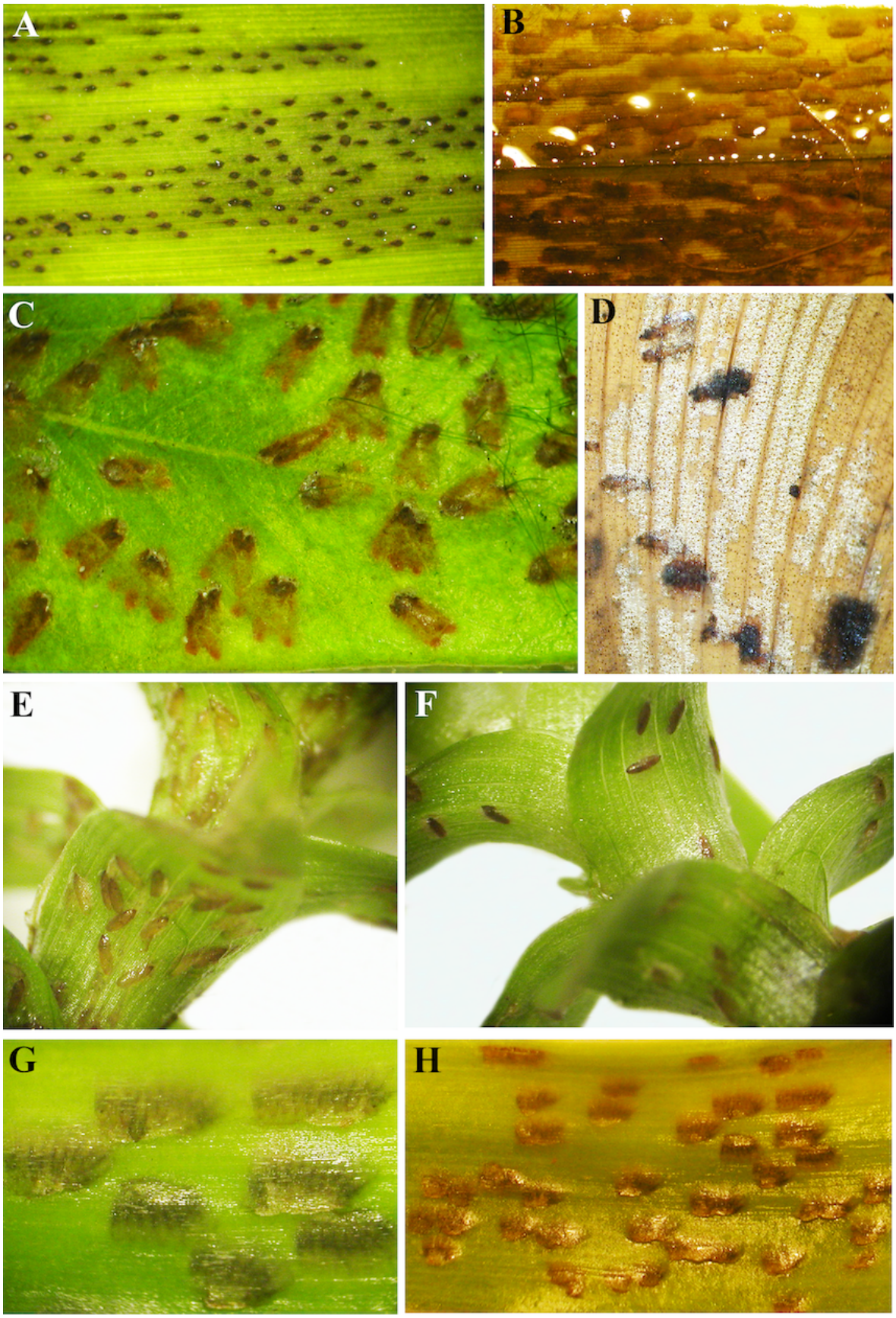


Figura 6. Posturas endofíticas de Zygoptera (Odonata) : ovos isolados **(A, E, F)**, em grupos **(B, C, G, H)** e, isolados e em grupos **(D)** em folha de *Thurnia sphaerocepha* e *Tonina fluviatilis*.

vegetação flutuante. Em alguns Gomphidae, os ovos possuem estruturas de fixação ao substrato, que se tornam funcionais ao entrarem em contato com a água (Fig. 7).

1.3. CRIAÇÃO DOS OVOS EM CONDIÇÕES E LABORATÓRIO

Ovos endofíticos (Fig. 8) podem ser facilmente coletados nos cursos d'água quando se conhece o habitat e o tipo de substrato utilizado para a oviposição (Fig. 5 e 6). Ovos depositados em troncos e galhos, tanto em decomposição (Fig. 8G) como em tecido vivo (Fig. 8A, B), devem ser coletados por meio de raspagem do tecido, nos

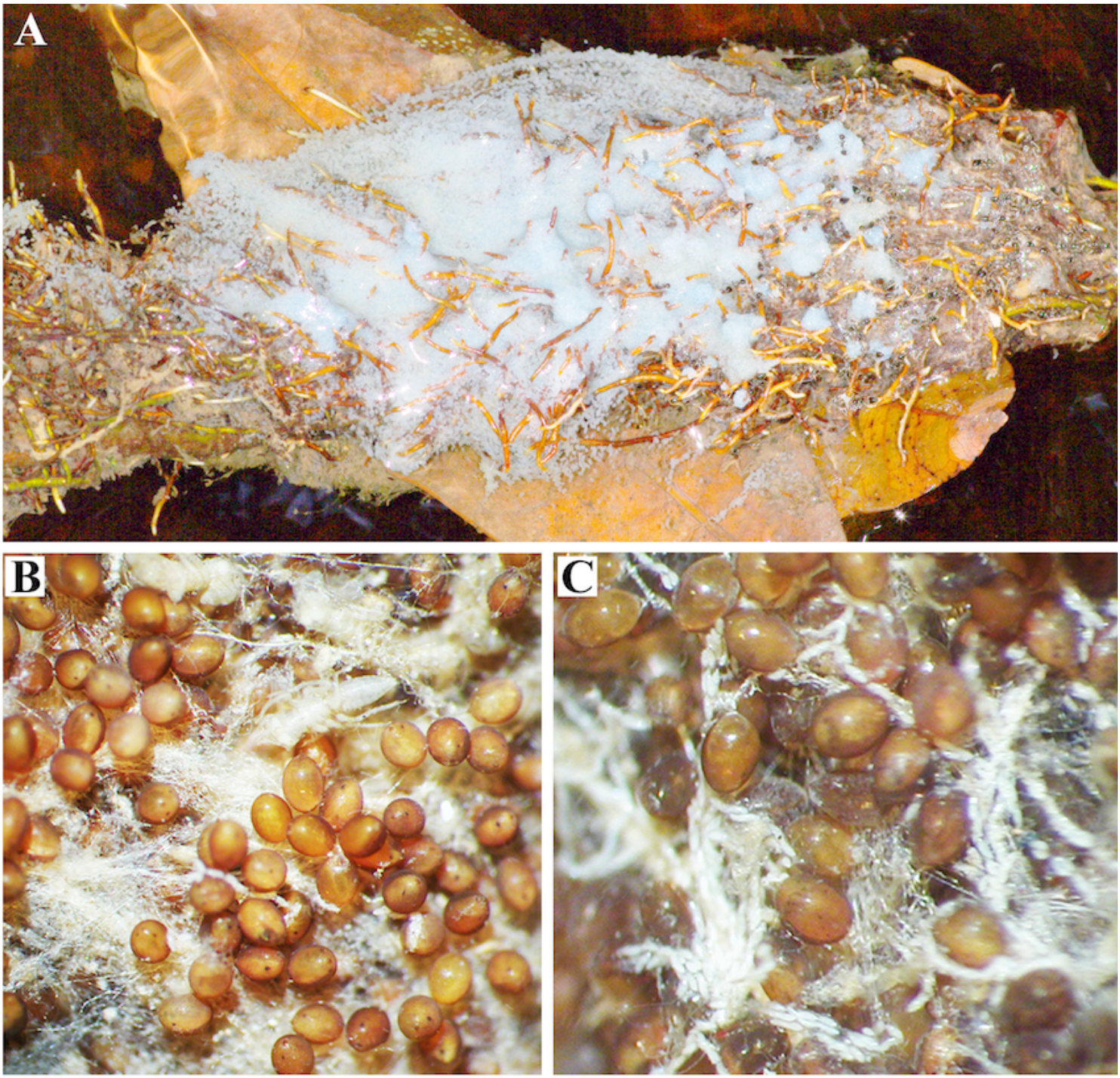


Figura 7. Postura de Gomphidae (Odonata: Anisoptera). **A)** Postura sobre raízes flutuantes. **B, C)** Detalhes dos ovos.

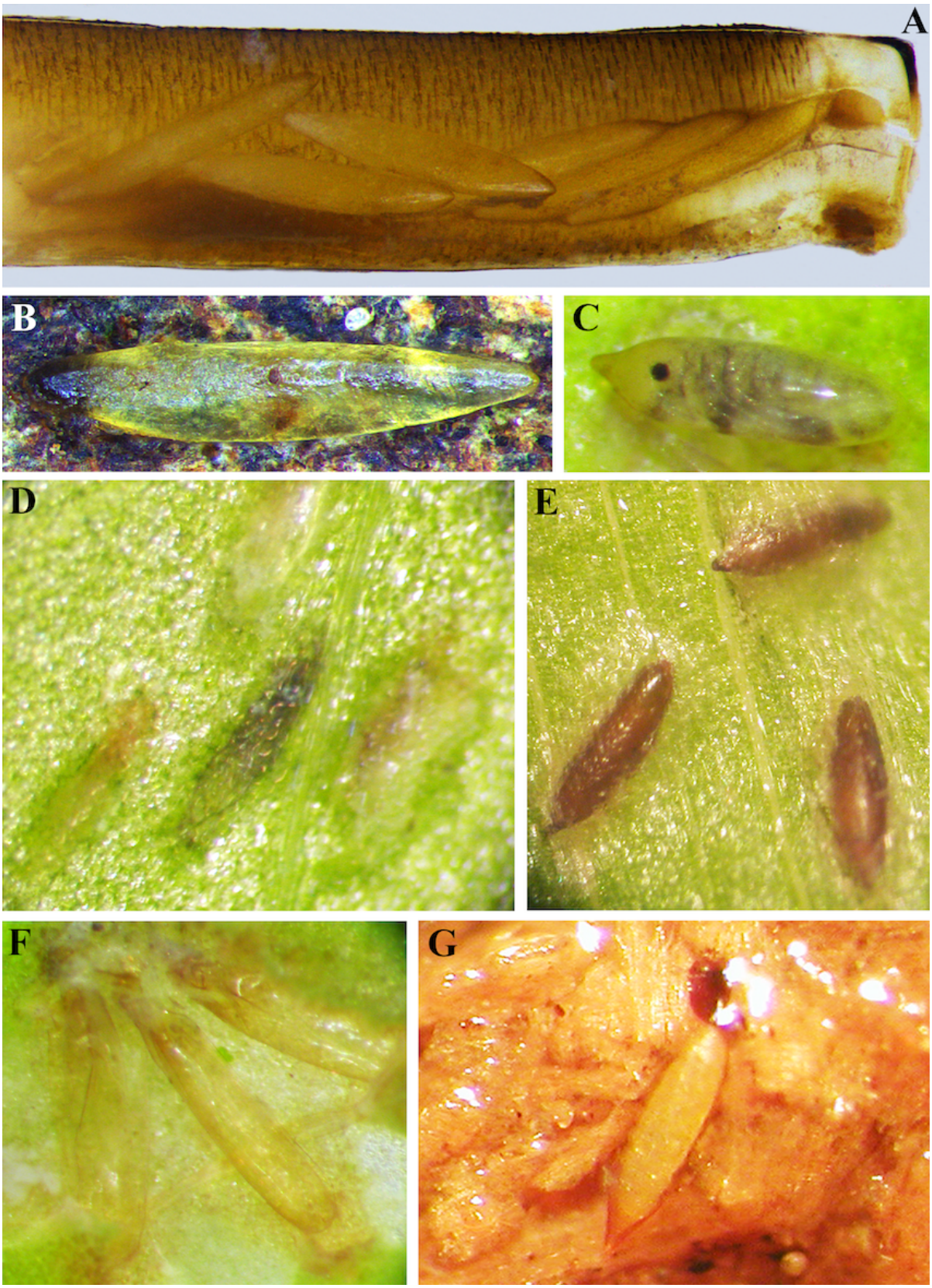


Figura 8. Ovos endofíticos de Zygoptera (Odonata). **A, B)** *Perilestes attenuatus* Selys, 1886 (Perilestidae), ovos recuperados no abdômen da fêmea. **C)** Ovo de Coenagrionidae com embrião apresentando mancha ocular. **D, E)** Ovos de Coenagrionidae inseridos sob o tecido de folhas. **F)** Córion do ovo após a eclosão das larvas. **G)** Ovo de *Chalcopteryx scintillans* McLachlan, 1870 (Polythoridae) recuperado após a raspagem do tronco em decomposição onde fêmeas foram observadas ovipondo.

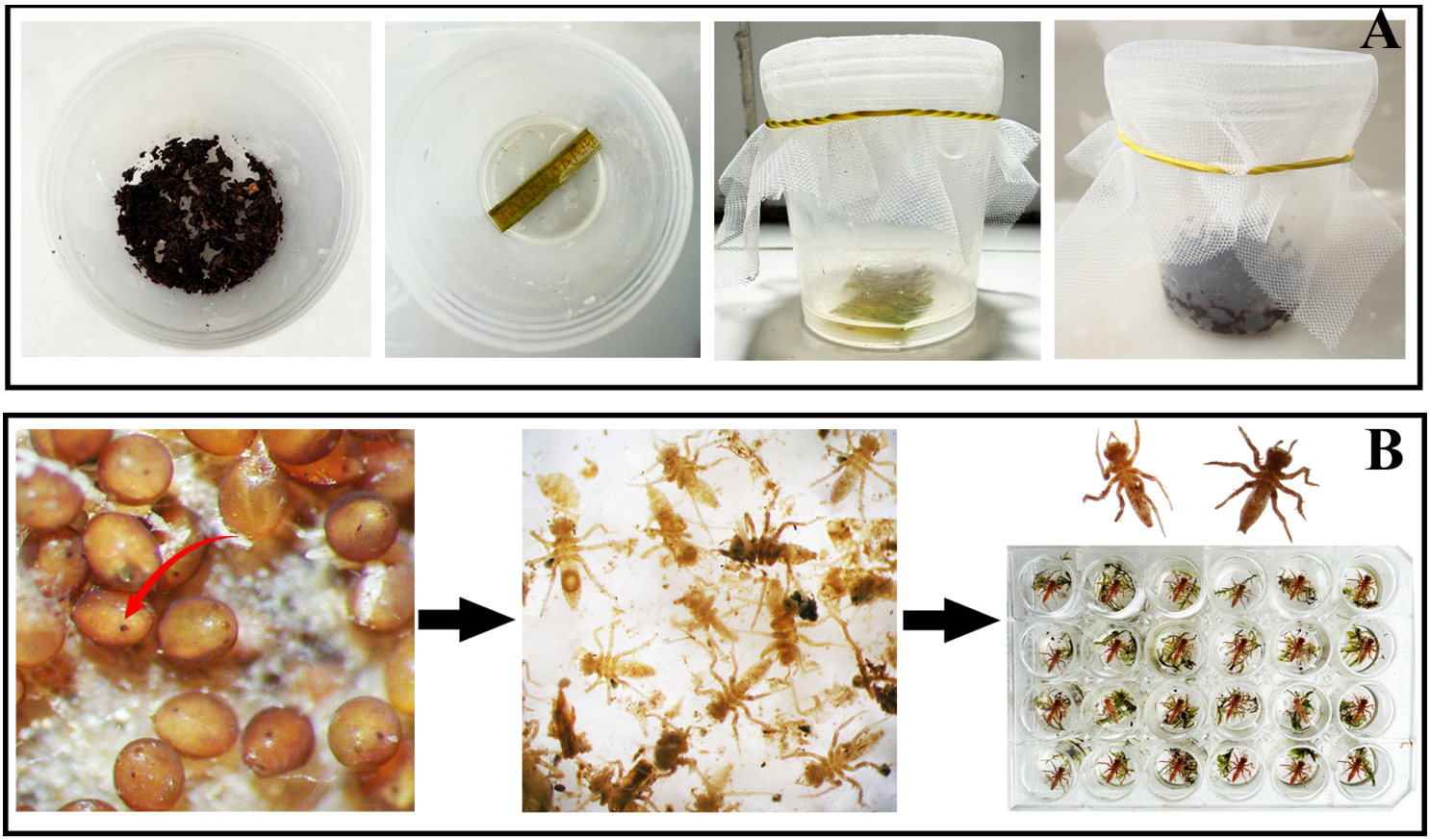


Figura 9. A) Recipientes plásticos cobertos com malha fina presa com elástico utilizados para manter os ovos de Odonata em condições de laboratório. **B)** Ovos de Gomphidae com manchas oculares no final do desenvolvimento embrionário, larvas de primeiro estádio e placas plásticas com cavidades individualizadas contendo musgo e água usadas para manter as larvas isoladas durante o processo de criação em laboratório.

locais onde fêmeas foram observadas ovipondo. Fêmeas de Polythoridae (Fig. 4D) foram observadas utilizando o ovipositor para revolver a superfície de troncos em decomposição, provavelmente para facilitar a inserção dos ovos (Fig. 4F, Vídeo 2). Para grupos com fêmeas que realizam postura exofítica (que colocam ovos diretamente na água), uma alternativa é coletar fêmeas fecundadas para induzir a oviposição em condições de laboratório. Algumas espécies de Libellulidae capturadas durante a oviposição continuam a liberar os ovos, mesmo após a captura (Matushkina, 2011). Outra possibilidade é manter o casal em condições de laboratório, aguardar a cópula e, posteriormente, a oviposição em papel de filtro úmido (*e.g.*, Locklin *et al.*, 2012).

As posturas devem ser mantidas em recipientes plásticos com água suficiente para cobri-las, e vedados com uma tela de malha fina presa com elástico (Fig. 9A), mas se você deseja preservar os ovos em uma coleção, eles podem ser preservados em álcool 80%. Se quiser reproduzi-los para descrever os diferentes estágios do ciclo de vida da espécie, pode-se adicionar à água um antifúngico utilizado em aquariofilia (respeitando a diluição recomendada pelo fabricante) para evitar o desenvolvimento de fungos, um dos principais problemas durante a manutenção de ovos em laboratório. A água com fungicida deve ser trocada a cada dois dias, sempre observando a presença de larvas de primeiro estádio ou de parasitóides antes de remover a tela protetora. No caso de posturas endofíticas, recomenda-se a limpeza com um pincel esterilizado em água sanitária para remover vestígios de fungos, antes de reposicioná-los nos recipientes higienizados.

A duração do período embrionário varia de 9 a 10 dias (*e.g.*, Yoshida, 2014). Ao final desse período, manchas oculares pigmentadas tornam-se visíveis alguns dias antes da eclosão (Fig. 9B). Após a eclosão, as larvas recém-nascidas podem ser transferidas para outros recipientes plásticos ou individualizadas em placas com poços individuais, contendo um pequeno pedaço de musgo (Fig. 9B). Essa manipulação deve ser realizada com pipetas plásticas descartáveis, de modo a evitar possíveis injúrias nas larvas que possuem uma cutícula frágil, permitindo a continuidade e o acompanhamento do ciclo de vida (*e.g.*, Okude *et al.*, 2017).

AGRADECIMENTOS

À Sunny Petiza Bentes pelas fotos de posturas, ao Jeferson O. da Silva pelo auxílio no campo. Ao Sr. Jânio e à Sra. Alindomar por todo o apoio no RDS Rio Negro. Ao CNPq (processo n. 307134/2025-3), FAPEAM/ Edital POSGRAD e STEM – Mulheres na Ciência. CNPq-Universal (403758/2021-1). À Secretaria de Estado do Meio Ambiente (SEMA), Amazonas, pela autorização de coleta na Reserva de Desenvolvimento Sustentável do Rio Negro (PROCESSO SIGED Nº 01.01.030101.001383/2025-85).

REFERÊNCIAS

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 (online)
HETAERINA

CAPÍTULO II

Métodos de coleta e preservação de larvas e exúvias de Odonata

Rodolfo Novelo-Gutiérrez

Coletar insetos aquáticos é, como se diz coloquialmente, "atirar no escuro", já que se enfrenta um mundo no qual não se vê o que se vai coletar. Diferente das coletas de insetos terrestres/aéreos, onde é possível observar o inseto voando ou pousado na vegetação ou em qualquer outro substrato e lançar a rede sobre o alvo desejado, a coleta de insetos aquáticos se faz sobre os substratos do ambiente aquático, com a esperança de que "algo" apareça na rede. Isso é o que acontece toda vez que tentamos coletar larvas de odonatos. No entanto, à medida que se adquire experiência, pode-se saber em que ambiente, substrato ou área do corpo d'água há mais possibilidades de encontrá-las. Em geral, as margens dos corpos d'água, sejam lóticos ou lênticos, são as que abrigam a maior quantidade de larvas de odonatos, embora em grandes lagos e rios seja mais difícil encontrá-las (Tennessen, 2019).

2.1. COLETA DE LARVAS

A melhor época para coletar larvas maduras de odonatos é durante toda a estação seca, já que, além de ser possível entrar nos corpos d'água, principalmente os lóticos, sem perigo de correntes fortes, também é mais fácil visualizar os diferentes substratos e, em geral, muitos organismos tendem a se concentrar em remansos e poças.

Dependendo dos objetivos do projeto, seja para coleta com propósitos qualitativos (*e.g.*, a fauna de odonatos imaturos de algum corpo d'água em particular) ou quantitativos (*e.g.*, a microdistribuição de algum grupo específico, ou a estrutura de uma comunidade), empregam-se diferentes tipos de equipamentos (Tabela 1). Para os primeiros, o mais simples e fácil de adquirir ou construir artesanalmente são as redes aquáticas tipo "D", retangulares ou triangulares (Merritt *et al.* 2008). As redes tipo D recebem esse nome porque possuem uma armação metálica em forma da letra D presa a um cabo de madeira de aproximadamente 70 cm (Fig. 1). A parte do saco que se prende à armação é de tecido de algodão grosso e resistente ao atrito com os substratos. A parte inferior do saco é de malha fina e macia, cuja abertura pode variar entre 0,5 e 0,8 mm segundo os requisitos da coleta, mas quanto mais fina a malha, maior a probabilidade de o poro se saturar com o substrato, sobretudo se este for de areia fina ou lodo. A profundidade do saco é de mais ou menos 20 a 25 cm. Em geral, estão disponíveis comercialmente, já que são amplamente conhecidas e utilizadas por inúmeros coletores em todo o mundo.

Uma variante da rede tipo D, que particularmente me agrada mais, é uma rede retangular com armação de alumínio medindo

Tabela 1. Tipos de redes e amostradores que são usados para diferentes habitats e áreas dos corpos d'água de acordo com o tipo de amostragem.

SISTEMA/HABITAT	ZONA/ COMUNIDADE BIÓTICA	AMOSTRAGEM QUALITATIVA	AMOSTRAGEM QUANTITATIVA
Lótico – Rios, riachos, riachos, quebradas, nascentes, etc.	**A. Corredeiras**		
	1. Bentos	Redes aquáticas (D, retangular); rede de varredura	
	a. Sedimentos		Amostrador Surber y Hess
	b. Vegetação aquática	Redes aquáticas (D, retangular)	Amostrador Surber
	B. Remansos		
	1. Bentos		
	a. Sedimentos	Redes aquáticas (D, retangular)	
	b. Vegetação aquática	Redes aquáticas (D, retangular)	
Lêntico – Zonas húmidas, lagoas, pântanos, charcos, etc.	**A. Com vegetação**		
	1. Bentos		
	a. Sedimentos	Redes aquáticas (D, retangular)	Amostrador Hess
	b. Plantas enraizadas	Redes aquáticas (D, retangular)	Amostrador Hess
	B. Sem vegetação		
	1. Bentos		
	a. Sedimentos	Redes aquáticas (D, retangular)	

40x15 cm e o saco confeccionado em algodão grosso e tela de mosquiteiro (Fig. 2). A profundidade do saco é de 10 a 12 cm e o cabo de tubo de alumínio tem 70 cm de comprimento. Por ser de alumínio, a rede é mais leve tanto para carregar quanto para usar nos corpos d'água. Outra variante que pode ser utilizada é a rede triangular (Fig. 3), recomendada para pequenos riachos ou em espaços reduzidos onde não é possível introduzir as outras redes. Também são úteis peneiras de diferentes tamanhos, para coleta em espaços ainda mais restritos como os fitotelmata (Fig. 4). No caso de bromélias-tanque, como as do gênero *Guzmania*, é necessário esvaziar seu conteúdo de água em bandejas ou bacias, preferencialmente de plástico.

Para amostragens quantitativas de larvas de odonatos pode-se empregar a rede aquática tipo D ou qualquer modificação dela, mas de forma consistente. Para esse fim, é possível padronizar o número de arrastos em um transecto, em uma área determinada, ou por tipo de substrato. Também se podem realizar arrastos por unidade de tempo. Dado que a maioria das larvas de odonatos se encontra nas margens dos corpos d'água, tanto lóticos como lênticos, este último resulta no melhor método de coleta. Além disso, recomenda-se complementar a coleta removendo manualmente pedras grandes e troncos caídos próximos às margens.

Outros equipamentos utilizados com este propósito são os amostradores Surber (Fig. 5) e Hess (Fig. 6). Com eles, realizam-se coletas em pequenas unidades de superfície conhecida. São uma boa opção para amostrar em substratos de seixos pequenos, cascalho e areia. No entanto, têm a desvantagem de só poderem ser usados em ambientes lóticos e em zonas de pouca profundidade e onde a corrente não seja turbulenta. Um método que pode ser considerado semiquantitativo é o uso de uma rede de corrente ou de "pateio" (Fig. 7), composta por dois cabos de madeira de aproximadamente 1,20 m cada, aos quais se prende uma tela de mosquiteiro de 1x1,20 m. O uso dessa rede requer a participação de pelo menos duas pessoas, já que, enquanto uma segura a rede contra a corrente, a outra revolve o substrato à frente da malha, procurando cobrir uma área similar ou menor à superfície da rede. As dimensões dessa rede podem ser ajustadas



Figura 1. Rede aquática tipo "D".



Figura 2. Rede aquática retangular.

segundo as necessidades de cada usuário.

2.2. COLETA DE EXÚVIAS

A coleta de exúvias é empregada principalmente para estudos de populações de odonatos (DuBois, 2015). Trata-se de um método relativamente simples e que não requer equipamentos especializados, apenas uma pinça entomológica plana e um frasco com álcool a 70% caso se queira preservá-las úmidas, ou uma caixinha ou recipiente caso se queira preservá-las secas. O procedimento consiste na busca das mudas do exoesqueleto deixadas pelas larvas do último estádio após emergirem da água para se



Figura 3. Rede aquática triangular.

transformarem em adultos. O local da busca dependerá do grupo em questão. Em ambientes lênticos, como açudes, áreas úmidas, pântanos, lagos e outros, as exúvias podem ser encontradas na vegetação ribeirinha, flutuante ou emergente. Já em ambientes lóticos, as exúvias podem ser encontradas em rochas emergentes, troncos caídos e na vegetação herbácea e arbórea ribeirinha, principalmente. Como as exúvias estão secas,



Figura 4. Peneira ideal para fitotelmata.



Figura 5. Amostrador Surber.

devem ser manipuladas com muito cuidado para evitar que se quebrem. Por isso, recomenda-se umedecê-las antes de desprendê-las do local onde estão fixas, sobretudo quando estão presas a caules delgados da vegetação herbácea, pois costumam "abraçá-los" completamente.

2.3. PRESERVAÇÃO DE LARVAS E EXÚVIAS

Para obter exemplares em boas condições, a primeira coisa a fazer é manipulá-los adequadamente, utilizando para isso pinças suaves e planas que não danifiquem as larvas e as exúvias (Fig. 8), principalmente as de pequenos zigópteros. Se o objetivo é levar as larvas vivas para cultivá-las até a emergência do adulto, deve-se transportá-las em pequenos recipientes ou frascos sem água, apenas umedecidos e com um suporte para que a larva se segure e não morra por estresse. Em geral, uma folha úmida, um graveto ou um pouco de musgo é suficiente para esse propósito. Em casos especiais, como no caso das larvas de gômfidos, recomenda-se colocar um pouco de areia úmida e/ou serapilheira úmida também. É muito importante evitar o superaquecimento dos recipientes, sendo recomendável colocá-los em uma caixa térmica com um pouco de gelo no fundo e isolá-los com uma borracha grossa, evitando o contato direto com o gelo, pois as larvas podem morrer por resfriamento. Uma vez no laboratório, deve-se procurar estabelecer condições ambientais o mais próximas possível das observadas em campo.

Por outro lado, se o objetivo é conservá-las para fins descritivos, elas devem ser sacrificadas em campo em etanol a 96% e depois transferidas para etanol a 75–80%. Isso se faz porque as larvas recém-coletadas contêm muita água, o que vai diluindo o álcool, sobretudo quando várias delas são colocadas em um mesmo frasco. Para melhorar a preservação, as larvas maduras podem ser injetadas com etanol ainda em campo, evitando injetar volume excessivo para que não se distendam muito (Tennessen, 2019). Recomenda-se utilizar um frasco para espécies pequenas de zigópteros (*e.g.,* Coenagrionidae, Heteragrionidae), outro para espécies maiores (*e.g.,* Calopterygidae, Lestidae), um adicional para anisópteros pequenos (*e.g.,* alguns Libellulidae, Gomphidae) e outro para espécies grandes (*e.g.,* Aeshnidae), tudo com a finalidade de evitar que se danifiquem entre si e que as brânquias caudais dos zigópteros se

desprendam. Também é conveniente considerar levar álcool absoluto (100%) para fixar exemplares destinados a estudos moleculares posteriores.

Outra alternativa consiste em transportar as larvas vivas e sacrificá-las em água quase fervente (retirando o recipiente do fogo), deixando-as 45–60 segundos na água quente no caso de larvas grandes, ou 20–30 segundos para larvas pequenas. Depois, retiram-se da água quente e deixam-se esfriar à temperatura ambiente por alguns minutos, tomando cuidado para que não sequem. Uma vez resfriadas, são depositadas em álcool a 75–80% (Tennessen, 2019).

Para o depósito e a guarda final em uma coleção, tanto de larvas quanto de exúvias, os exemplares devem ser colocados em frascos com etanol a 80%, de preferência com tampa de rosca e que vedem o mais hermeticamente possível para evitar ao máximo a evaporação do álcool. É necessário revisar os frascos periodicamente para evitar que sequem. Quando houver várias larvas em um mesmo frasco, recomenda-se trocar o álcool quando este apresentar turbidez ou coloração mais escura. Os dados que devem constar nas etiquetas que acompanham os exemplares coletados são: gênero e espécie; país, estado ou departamento, município, localidade, coordenadas, altitude, corpo d'água (rio, riacho, igarapé, fitotelma, açude, área úmida, lago etc.), substrato, data da coleta, coletor(es), identificador; data da emergência no caso de ter sido cultivada e a hora da emergência, se possível (Fig. 9). O ideal é que as etiquetas sejam feitas em papel livre de ácido e com impressora a laser. Para as emergências que ocorram no laboratório, recomenda-se manter o adulto teneral vivo por pelo menos 3–4 dias, para que se endureça e adquira um pouco da coloração da espécie. Posteriormente, o exemplar adulto pode ser preservado junto com sua exúvia larval no mesmo frasco com etanol a 80%. O mesmo pode ser feito se a emergência ocorrer durante o trabalho de campo.



Figura 6. Amostrador Hess.



Figura 7. Rede de varredura.

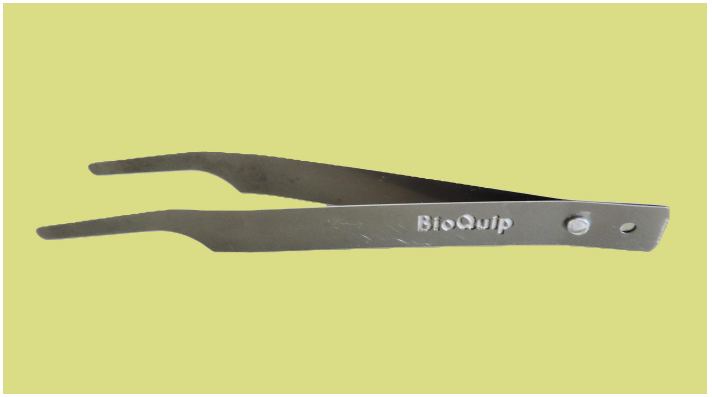


Figura 8. Pinças planas de ponta arredondada.

No meu caso particular, mantenho a coleção de larvas em gabinetes metálicos, dentro de caixas entomológicas sem tampa e em caixinhas de papelão com divisórias (Fig. 10). Os frascos são de vidro, com tampa de rosca e selo de polietileno (Fig. 11). As tampas dos frascos receberam etiquetas de diferentes cores de acordo com a família a que pertencem (*e.g.*, azul para Aeshnidae, verde para Gomphidae e amarelo para Libellulidae, citando apenas alguns exemplos) e estão organizados por gênero e espécie com uma chave alfanumérica (Fig. 12). Dessa forma, é possível localizar fácil e rapidamente os exemplares que se precise consultar. Para isso,

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 com dados para larvas em etanol.



Figura 10. Caixa entomológica para larvas em caixinhas de papelão com divisórias.



Figura 11. Frasco com tampa de rosca e selo interno de polietileno.



Figura 12. Frascos com etiquetas coloridas por família.

organizei um arquivo no Word com a lista do acervo de larvas, indicando as cores, números e letras que correspondem a cada família, gênero e espécie.

REFERÊNCIAS

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 (online)
HETAERINA

CAPÍTULO III

Métodos de coleta e preservação de adultos da Odonata

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

Ao coletar odonatos adultos é importante lembrar que estamos lidando com organismos pertencentes à linhagem que há mais tempo voa no planeta: os Paleópteros inventaram o voo há mais de 400 milhões de anos (Misof *et al.*, 2014) e os odonatos vêm aperfeiçoando-o desde então. Seus reflexos estão entre os mais rápidos da natureza (Combes, 2015). Isso, somado à sua visão aguçada e ao voo ágil, torna libélulas e donzelinhas animais extremamente difíceis de capturar.

ARMADILHAS?

As armadilhas utilizadas para coletar outros grupos de insetos não funcionam ou são pouco efetivas. Como as libélulas são caçadoras ativas, não são atraídas por nenhum tipo de isca ou atrativo. As armadilhas de interceptação são as que apresentam melhores resultados; por exemplo, as armadilhas Malaise montadas sobre o leito dos riachos (Fig. 1) têm mostrado sucesso na captura de espécies que de outra forma seriam raras, especialmente da família Gomphidae (Almeida *et al.*, 2013). Em estudos nos quais essas armadilhas são utilizadas durante anos, foi obtida uma diversidade relativamente alta de libélulas (Flint, 1996). Além disso, as redes de neblina usadas para capturar aves ou morcegos costumam capturar libélulas acidentalmente com certa frequência,



Figura 1. Armadilha Malaise sobre um pequeno riacho na Serrania de Abibe (Colômbia); espécime de *Phyllogomphoides insignatus* capturado nessa armadilha.

particularmente no interior das florestas.

Provavelmente, as armadilhas mais efetivas são as de emergência. Estas são colocadas na zona ripária e conduzem todos os insetos aquáticos que completam sua metamorfose passando à fase adulta terrestre para uma câmara coletora. O problema dessas armadilhas é que só permitem capturar adultos tenerais (Wolf *et al.*, 1988).

ENTÃO, QUAL É O MELHOR MÉTODO?

Levando em conta a biologia das libélulas, o melhor método é a coleta ativa usando *jamas* (redes entomológicas aéreas, Fig. 2). Isso acrescenta muita emoção ao odonatólogo de campo, que deve ser ágil, astuto, rápido, muito paciente e com alta tolerância ao fracasso, pois, como já dissemos, as libélulas voam há 400 milhões de anos, enquanto os odonatólogos têm, no máximo, um par de séculos tentando capturá-las, de modo que muitas libélulas irão escapar.



Figura 2. Jama. A boca larga é útil para capturar com maior facilidade as libélulas, especialmente as voadoras ativas (*e.g.*, Aeshnidae, alguns Libellulidae). Cores opacas e semelhantes às do ambiente natural. O cabo desmontável é recomendável para transportá-la facilmente entre locais.

ONDE PROCURAR ODONATOS ADULTOS

Normalmente, o melhor é procurá-los nos e ao redor dos habitats aquáticos, pelo menos no caso dos machos. As fêmeas podem estar nos arredores, caçando fora do alcance dos machos, enquanto adquirem energia para amadurecer seus ovos (*e.g.*: Bota-Sierra *et al.*, 2024; Frati *et al.*, 2016; Koch, 2006). Recomenda-se explorar todos os possíveis micro-habitats da área: diferentes tipos de vegetação e diferentes tipos de ecossistemas aquáticos. Por exemplo, os afluentes dos rios principais podem abrigar espécies diferentes (ver Capítulo IX deste mesmo número para mais informações).

COMO SER MAIS EFICAZ AO CAPTURÁ-LOS?

Algumas dicas podem ajudar, embora não sejam infalíveis:

- Manter o fator surpresa, aproximando-se o máximo possível da libélula sem fazer movimentos bruscos.
- O primeiro golpe com a *jama* é o mais eficaz. É preciso tentar ser certeiro, pois depois dele o odonato estará em alerta e evitará a aproximação da rede, ou até abandonará o local.
- Observar o comportamento da libélula, manter calma e paciência. Se a espécie pousa, deixe-a pousar tranquila e aproxime-se com cautela. Se a espécie é de voo ativo, geralmente fazem circuitos, o que permite escolher um bom local para emboscá-la e lançar a rede pela parte caudal, e não de frente, já que, com sua excelente visão e agilidade, provavelmente evitará ser capturada.
- Em muitos casos, especialmente nos zigópteros, os indivíduos ficam pousados no solo ou sobre pedras e, portanto, uma tentativa direta

muitas vezes falha. Nesses casos, o melhor é aproximar-se muito lentamente e com muito cuidado, segurar o cone da *jama* com uma das mãos esticando-o para cima e ir se aproximando do inseto por cima até que, ao estar ao alcance, com um movimento rápido, capturá-lo sem deixar de esticar a rede com a outra mão. O inseto provavelmente voará para cima e ficará preso.

- Muitas vezes, os locais sombreados ou a vegetação podem servir de esconderijo para esperar que a libélula se aproxime.
- Se houver um grupo de duas ou mais pessoas, algumas podem atuar como observadoras enquanto a pessoa que tentará capturar a libélula se aproxima. Isso porque, ao avançar em direção ao alvo, é necessário desviar de galhos, pedras, formigueiros, serpentes etc., e é bom ter um observador atento aos movimentos da libélula, já que é comum ela mudar para outro poleiro próximo no momento em que se perde de vista. Além disso, ir acompanhado a campo é sempre recomendável, pois nada nos livra de um acidente.
- Uma boa *jama* é essencial: um cabo de aproximadamente 1,30 m e uma boca de cerca de 40 a 50 cm de diâmetro é recomendável. O cone da rede deve ser profundo para que os espécimes não escapem facilmente de seu interior (Fig. 2). Recomenda-se que a *jama* seja leve e resistente, pois irá bater em todo tipo de objeto em alta velocidade. As cores da rede devem ser discretas para não alertar as libélulas (preto, verde, bege). Dependendo do terreno e das libélulas que se procura, pode-se adaptar um cabo mais longo (útil para libélulas de voo alto, embora seja mais pesado e difícil de manusear, complicando o transporte através da vegetação) ou mais curto (fácil de portar e manusear, embora as libélulas possam escapar ao perceber a proximidade do coletor).
- Se a libélula escapar, muitas vezes é proveitoso esperar tranquilamente no local, sem movimentos bruscos. Em alguns casos, após alguns minutos, a libélula retorna ao mesmo lugar.
- Em casos muito extremos, como no das *Palaemnema* mexicanas, foi observado que esses zigópteros, uma vez que terminam sua atividade reprodutiva na beira dos riachos, tendem a agrupar-se no sub-bosque da floresta, em áreas de vegetação muito densa, o que torna impossível usar a rede. Diversas vezes os pesquisadores tiveram que entrar na vegetação espessa para coletar manualmente os indivíduos (com as consequentes picadas de formigas e outros bichos que isso implica). Parece difícil (e é), mas esse método também pode ser muito eficaz, como mostra o estudo em que cerca de 1500 espécimes foram marcados (Garrison & González-Soriano, 1988).

O QUE FAZER QUANDO AS CAPTURO?

Os insetos tendem a escapar voando para cima, por isso é preciso ter cuidado ao abrir a *jama*. A melhor forma de segurar uma libélula é pelas asas, que são bastante resistentes (é preciso segurar todas ao mesmo tempo e fechá-las com os dedos para evitar que se quebrem quando o odonato tentar escapar, Fig. 3). As pernas são frágeis e se perdem facilmente, portanto devem ser evitadas. É altamente recomendável tirar fotos nas quais se possa observar o padrão completo de coloração (*e.g.,* Fig. 3, geralmente uma foto em vista lateral, uma em vista anterodorsal e uma em vista posterodorsal), já que as cores são difíceis de conservar intactas; esse registro inicial pode ser muito útil no futuro.

Se o objetivo for coletar o inseto depois de capturá-lo, recomenda-se colocá-lo em um envelope de papel encerado. Existem várias referências para esse tipo de papel; o importante é que ele seja repelente à água. O envelope não deve ser muito apertado, para não danificar o odonato, mas deve estar bem fechado para evitar a fuga. A figura 4 mostra uma forma de elaborar os envelopes. Também é possível comprar saquinhos de papel *glassine* de diferentes tamanhos, de acordo com o tamanho do odonato. Uma

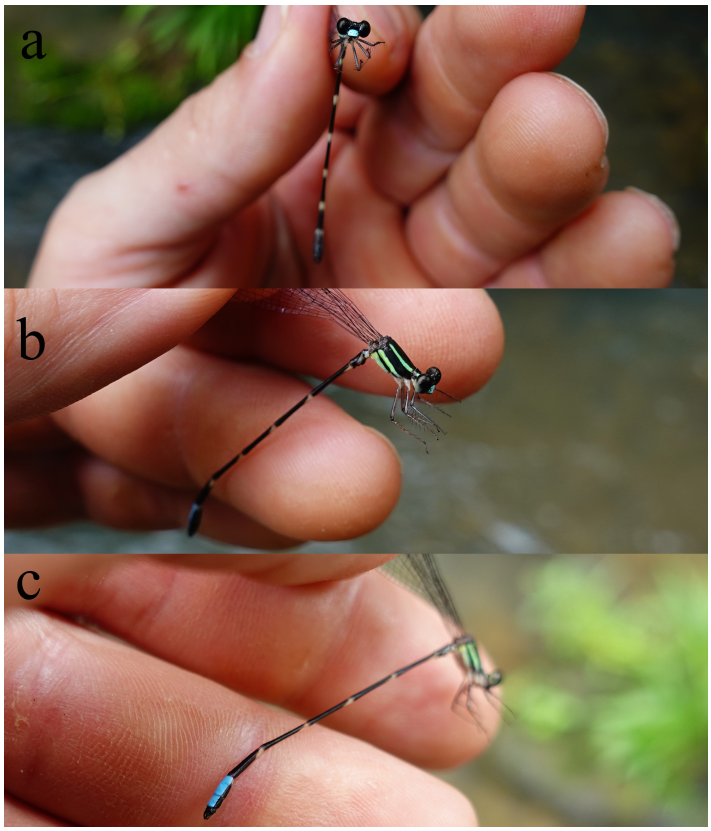


Figura 3. Fotos em campo da espécie *Palaemnema dentata* Donnelly, 1992, nas quais é possível observar o padrão completo de coloração. **a)** Vista anterior. **b)** Vista ântero-lateral. **c)** Vista póstero-lateral.



Figura 4. Passos para a elaboração de um envelope duplo triangular; as linhas tracejadas laranja indicam uma dobra suave, e as linhas tracejadas amarelas indicam uma dobra firme.

recomendação é associar um código a cada envelope, para registrar os dados do espécime no caderno de campo, por exemplo: *Envelope A: Ovipositando em vegetação emergente no interior do espelho d'água da lagoa, 5 fev/2025 – 10:32 h, 560 m a.n.m., N 7.5321° W 75.2764°, Fazenda La Aurora, Fredonia, Antioquia*.

É importante transportar esses envelopes em caixas fáceis de abrir, impermeáveis e rígidas, para proteger os espécimes. Durante o trabalho de campo, essas caixas não devem ficar expostas ao sol direto. A ideia é manter os espécimes vivos nos envelopes por pelo menos 24 horas; isso lhes dá tempo para esvaziar o sistema digestivo, já que toda a matéria orgânica em digestão contém alta carga de microrganismos que podem danificar o espécime uma vez fixado. Assim, é importante que o intestino esteja o mais limpo possível antes da fixação.

Se houver interesse em coletar tecidos para estudos moleculares posteriores, recomenda-se usar pinças de ponta fina e rígida para remover uma das pernas posteriores desde a coxa. Essa parte contém uma boa quantidade de músculo e, portanto, as extrações de DNA costumam ser bem-sucedidas. A perna deve ser armazenada em álcool etílico a 96% ou em outro solvente que preserve o DNA. Recomenda-se usar pequenos frascos, que devem ser mantidos em baixas temperaturas, com etiquetas devidamente preenchidas, para que esses tecidos possam ser facilmente associados aos espécimes dos quais foram retirados.

Para o sacrifício, recomenda-se usar uma seringa para aplicação de insulina, pois sua agulha é muito fina. Entre o protórax e o pterotórax, ventralmente, há um espaço membranoso onde deve ser inserida a agulha para injetar uma pequena quantidade de acetona. Caso não seja possível injetar os

exemplares com acetona, recomenda-se congelá-los para que não percam a coloração nem se decomponham até que seja possível "acetona-los". Após congelá-los, mas antes de injetá-los, deve-se esperar que descongelem para que fiquem flexíveis e possam ser facilmente injetados. Posteriormente, os espécimes devem ser submersos em um banho de acetona por 24 horas, com o objetivo de extrair os lipídios, pois, do contrário, os espécimes serão decompostos por bactérias. Se o organismo permanecer submerso por mais de 24 horas, a acetona pode começar a dissolver os pigmentos responsáveis pela coloração do odonato. Em seguida, é essencial secar muito bem os espécimes, já que a umidade associada à acetona pode favorecer o crescimento de fungos.

Finalmente, os espécimes coletados devem ser transferidos para seus envelopes definitivos e depositados em coleções científicas, onde receberão o manejo adequado para sua conservação (ver Capítulo VI deste número).

REFERÊNCIAS

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 (online)
HETAERINA

CAPÍTULO IV

Preservação de amostras de Odonata para estudos genéticos e genômicos: considerações, limitações e oportunidades

Melissa Sánchez-Herrera e Nicol Rueda-M

A biodiversidade não se limita ao número de espécies visíveis, mas também abrange a diversidade genética, um componente essencial para a evolução e a resiliência dos organismos. Enquanto na diversidade de espécies as variantes correspondem às diferentes espécies que coexistem em um habitat ou ecossistema, na diversidade genética as variantes são os genes, alelos e/ou genótipos dentro de uma única espécie (Futuyma & Kirkpatrick, 2023). Compreender a biodiversidade em seus diferentes níveis não é fundamental apenas para entender os padrões de evolução e diversificação das espécies, mas também para avaliar a perda de biodiversidade em um planeta em constante transformação devido, entre outros fatores, às mudanças climáticas e ao desmatamento. Nesse contexto, os insetos representam um caso preocupante, pois parecem estar passando por um declínio, como tem sido documentado nos últimos anos (Wagner, 2020). Entretanto, nos ecossistemas tropicais, a falta de programas de biomonitoramento tem limitado nossa capacidade de quantificar essa perda (Sánchez-Herrera *et al.*, 2024).

A análise da diversidade genética é uma ferramenta chave para detectar sinais precoces de declínio populacional, pois populações com baixa variabilidade genética são mais vulneráveis à extinção devido a efeitos como depressão endogâmica, redução do potencial adaptativo e menor resiliência frente a perturbações ambientais (Futuyma & Kirkpatrick, 2023). Além disso, estudos genéticos revelam estruturas populacionais ocultas que não são evidentes pela observação morfológica ou distribuição geográfica, o que é essencial para identificar unidades evolutivamente significativas e evitar manejos inadequados (Bickford *et al.*, 2007; Struck *et al.*, 2018). Da mesma forma, permitem reconstruir eventos demográficos passados, como gargalos populacionais ou expansões, associados a mudanças ambientais históricas ou recentes (Lowe *et al.*, 2017). O estudo da diversidade genética também orienta prioridades de conservação, já que populações com maior variabilidade possuem maior capacidade de enfrentar mudanças ambientais futuras (Hedrick, 2001; Kohn *et al.*, 2006). Por outro lado, a análise de DNA é fundamental para estabelecer relações evolutivas entre espécies, permitindo construir filogenias mais robustas e compreender os processos que deram origem à diversidade atual (Yang & Rannala, 2012).

As ferramentas genéticas transformaram profundamente o estudo da biodiversidade, permitindo abordar questões em múltiplas escalas. Uma das aplicações mais utilizadas é o uso de códigos de barras de DNA (*DNA barcoding*), que facilitam a identificação de espécies a partir de um

um fragmento padronizado do DNA, inclusive a partir de organismos imaturos ou de restos corporais. Essa ferramenta tem sido crucial para revelar espécies crípticas (Hajibabaei *et al.*, 2007; Hebert *et al.*, 2004; Hebert & Gregory, 2005). Em genética populacional e filogeografia, empregam-se tradicionalmente marcadores mitocondriais (como o gene COI), microssatélites e, mais recentemente, abordagens genômicas de representação reduzida, como *RADseq* (Davey & Blaxter, 2010), além de análises de re-sequenciamento de genomas completos (Rueda-M *et al.*, 2024; Zhang *et al.*, 2024). Esses métodos permitem avaliar a estrutura genética, o fluxo gênico, a conectividade e padrões históricos de dispersão.

Na sistemática molecular, os primeiros estudos se baseavam em genes codificadores e íntrons nucleares, mas hoje são utilizadas ferramentas mais robustas, como os loci obtidos por técnicas de captura dirigida (A*nchored Hybrid Enrichment* – AHE; Lemmon *et al.*, 2012) ou elementos ultraconservados (*Ultra-Conserved Elements* – UCEs; Faircloth *et al.*, 2012), além de transcriptomas, que permitem resolver relações evolutivas complexas e profundas (Cannon & Kocot, 2016). Já a genômica abriu novas possibilidades para investigar mecanismos genéticos subjacentes à adaptação e evolução dos organismos, especialmente frente às mudanças climáticas (Butlin, 2008; Feder *et al.*, 2012; Stapley *et al.*, 2010; Wellenreuther & Bernatchez, 2018). Finalmente, o DNA ambiental (*environmental DNA* – eDNA; Cristescu & Hebert, 2018; Pawlowski *et al.*, 2021) representa uma ferramenta emergente para o monitoramento não invasivo da biodiversidade, mas sua aplicação efetiva em insetos como Odonata requer validação com bibliotecas de genomas mitocondriais bem curadas ou por meio de técnicas de sequenciamento de genoma de baixa cobertura (*genome skimming*) (Bohmann *et al.*, 2020; Dodsworth, 2015), que permitem obter sequências mitocondriais de maneira eficiente a partir de DNA total. Essas abordagens, combinadas, estão ampliando significativamente nossa capacidade de documentar, compreender e conservar a diversidade biológica.

Embora a qualidade do DNA geralmente dependa do estado de preservação da amostra, avanços recentes em tecnologias genômicas demonstraram que é possível recuperar dados valiosos até mesmo de espécimes de coleções biológicas (Heijden *et al.*, 2024; Tims *et al.*, 2024). Técnicas como o enriquecimento híbrido ancorado (*Anchored Hybrid Enrichment* – AHE) têm permitido gerar filogenias robustas utilizando DNA extraído de exemplares conservados por anos em condições subótimas, ampliando de forma significativa o valor científico das coleções entomológicas (Goodman *et al.*, 2023; Nunes *et al.*, 2022). No entanto, a eficiência da recuperação de informação genética e genômica depende em grande medida das práticas aplicadas durante a coleta e preservação inicial do material. Nesta nota, apresentamos uma série de recomendações voltadas a maximizar a integridade do tecido e a qualidade do DNA, com o objetivo de garantir que os espécimes coletados hoje possam ser úteis para estudos genéticos e genômicos futuros. Adotar boas práticas desde o campo até a curadoria em coleções não apenas aumenta o valor taxonômico e ecológico dos espécimes, mas também os transforma em uma fonte estratégica de informação para abordar questões evolutivas, sistemáticas e de conservação em longo prazo.

Essas ferramentas têm sido particularmente úteis no estudo de insetos como os Odonata. Os estudos genéticos nesse grupo incluem uma variedade de abordagens e técnicas, desde os códigos de barras de DNA (Damm *et al.*, 2010a, 2010b; Damm & Hadrys, 2012; Orr & Dow, 2015b, 2015a; Sanchez Herrera *et al.*, 2010), genética populacional e filogeografia (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), até sistemática molecular (Bybee *et al.*, 2008, 2021; M. Kohli *et al.*, 2021; Sanchez Herrera *et al.*, 2018; Sánchez-Herrera *et al.*, 2020; Standring *et al.*, 2022; Vega-Sánchez *et al.*, 2019, 2024; Ware, 2008), genômica comparada (Futahashi *et al.*, 2015; Sanchez-Guillen *et al.*, 2005; Suvorov *et al.*, 2017; Wellenreuther, Tynkkynen, *et al.*, 2010; Wellenreuther, Vercken, *et al.*, 2010) e aplicações emergentes como o DNA ambiental. Em genética populacional e filogeografia, marcadores mitocondriais e microssatélites foram tradicionalmente empregados, embora atualmente técnicas genômicas de maior resolução, como RADseq e sequenciamento de genomas completos, tenham sido incorporadas (Tolman *et al.*, 2023, 2025).

4.1. CONSIDERAÇÕES SOBRE A PRESERVAÇÃO DE AMOSTRAS

A qualidade do DNA ou RNA extraído para estudos genéticos, genômicos e transcriptômicos depende em grande medida do estado de preservação das amostras. Fatores como o método de fixação, o tipo de tecido, as condições de armazenamento e o tempo decorrido desde a coleta influenciam diretamente a integridade do material genético. A seguir, descrevemos as práticas mais comuns para preservar espécimes de acordo com nossa experiência com Odonata em diferentes estágios de vida, juntamente com suas implicações para estudos moleculares (ver Tabela 1).

4.1.1. Adultos

No estudo da biodiversidade de Odonata, os adultos são comumente coletados com redes entomológicas e sacrificados por congelamento ou imersão em etanol. Para fins taxonômicos, é usual injetá-los e submergi-los em acetona, já que esse solvente permite uma rápida desidratação e preserva bem a coloração, essencial para a identificação morfológica. Se as amostras foram corretamente processadas e armazenadas em condições estáveis em coleções biológicas, é possível extrair DNA de boa qualidade a partir de tecidos como pernas ou músculos do tórax, mesmo após vários anos. Essas amostras podem ser adequadas para amplificação de genes mitocondriais e para técnicas como enriquecimento híbrido ancorado e elementos ultraconservados (*Ultra-Conserved Elements* – UCEs).

No entanto, se forem expostas a condições de degradação — como variações extremas de temperatura, umidade ou frascos mal vedados — o DNA pode ser comprometido. Em contextos onde a acetona não está disponível, tem sido testado o uso de etanol seguindo o mesmo protocolo de desidratação. O etanol absoluto (96–100%) preserva muito bem o DNA, porém pode tornar os espécimes quebradiços. O etanol a 70% representa um bom equilíbrio entre preservação morfológica e genética, sendo útil para código de barras de DNA e para filogenias multilocus. Da mesma forma, conservar amostras em etanol absoluto e armazená-las a –80 °C é ideal para preservar tecidos pequenos com DNA de alta qualidade, especialmente em espécies pequenas como alguns Coenagrionidae (por exemplo *Ischnura* ou Protoneuridae).

Também se recomenda a remoção seletiva de pernas, que podem ser conservadas em etanol ou dimetilsulfóxido (DMSO), especialmente em espécies de maior porte (por exemplo, Polythoridae, Calopterygidae), permitindo conservar o exemplar morfológico sem perder material genético. A solução DMSO–EDTA–sal saturado é útil em contextos sem acesso a congeladores, pois estabiliza o DNA sem necessidade de frio.

Para estudos genômicos, é indispensável obter DNA de alta qualidade. Por isso, recomenda-se congelar a amostra rapidamente em nitrogênio líquido antes da morte do organismo e posteriormente mantê-la a –80 °C. Caso o nitrogênio líquido não esteja disponível, a amostra

Tabela 1. Resumo dos métodos de preservação mais utilizados para amostras de Odonata, detalhando o tipo de amostra, o meio de conservação empregado e suas aplicações em estudos genéticos e genômicos. Incluem-se recomendações para otimizar a qualidade do DNA e RNA de acordo com o tipo de análise, desde estudos filogenéticos e de genética populacional até técnicas avançadas de genômica, como captura de loci específicos, transcriptômica e montagem genômica de novo. Além disso, destacam-se considerações práticas para o manejo e armazenamento das amostras, bem como limitações associadas a cada método. Essas informações servem como guia para pesquisadores que buscam assegurar a integridade molecular das amostras coletadas para análises posteriores.

TIPO DE AMOSTRA	MÉTODO DE PRESERVAÇÃO	PRINCIPAIS APLICAÇÕES	OBSERVAÇÕES/ RECOMENDAÇÕES
Adultos (inteiro)	Acetona ou Etanol 70-96%	Estudos genéticos (mitocondriais, AHE, UCE)	Acetona conserva cor; Etanol 70% melhor equilíbrio preservação/fragilidade; Etanol 96% + -80°C para DNA de alta qualidade
Adultos (tecidos específicos)	Pernas ou músculo abdominal em Etanol 70-96%	Estudos moleculares (genes clássicos mitocondriais e genômicos reduzidos - AHE e UCE-), filogenia, captura de genes	Remover pernas para evitar danos ao exemplar; útil para dúvidas taxonômicas
Larvas	Etanol 70% (imersão em água quente prévia para anisópteros)	Estudos moleculares, filogenia	Recomenda-se obter pata antes do tratamento com água quente para estudos moleculares
Amostras preservadas com DMSO	DMSO (na ausência de congelamento)	Alternativa para preservação de DNA em campo sem frio	Menor qualidade do que congelamento; útil na ausência de acesso ao congelamento
Exúvias	Etanol 70-75%	Identificação morfológica, DNA ambiental	Manter úmido para evitar quebras; DNA degradado depende do tempo e das condições de coleta
Amostras para DNA ambiental (*e.g.*, fezes)	Etanol absoluto ou soluções buffer estabilizadoras	Metabarcoding, análise de dieta e cadeias tróficas	As amostras se degradam rapidamente; manter refrigeradas e processar rapidamente
Tecidos para transcriptômica	Preservação em estabilizador de RNA	Estudos de expressão gênica diferencial, transcriptomas	Conserva proteínas expressas e RNA; requer manuseio cuidadoso
Tecidos para genômica de alta qualidade	Congelamento rápido em nitrogênio líquido e conservação a -80°C (sem conservantes)	Assomblagens genômicas com *long reads* (PacBio, ONT) e Hi-C	DNA de alta qualidade é crítico; evitar ciclos de congelamento-degelo
Tecidos para Hi-C	Reticulação *in situ* antes da extração (*e.g.,* Arima-HiC+ Kit) e congelamento a -80°C	Genomas cromossômicos de referência	Ideal usar tecido do mesmo indivíduo que para genômica *long reads*

deve ser colocada imediatamente a –80 °C. Não se recomenda o uso de qualquer tipo de preservante, como DMSO ou álcool de grau molecular.

4.1.2. Larvas

As larvas geralmente são preservadas em etanol a 70%, o que mantém adequadamente sua morfologia externa. No caso de Anisoptera, alguns pesquisadores recomendam primeiro submergi-las em água quase fervente por menos de um minuto (dependendo do tamanho) para fixar proteínas, eliminar microrganismos e prevenir decomposição interna. Em seguida, devem ser secas em papel e transferidas para etanol a 80% (Tennessen & Garrison, 2022).

Esse tratamento melhora a conservação morfológica interna, mas pode degradar o DNA. Portanto, se forem desejados estudos genéticos, recomenda-se remover uma perna ou tecido antes da escaldagem, ou preservar diretamente a larva em etanol absoluto ou 96%, idealmente com posterior congelamento.

4.2. MATERIAL BIOLÓGICO ALTERNATIVO COMO FONTE DE DNA AMBIENTAL

Exúvias: Os exoesqueletos vazios após a emergência são uma fonte potencial tanto para identificação morfológica quanto para DNA ambiental (eDNA). Sua preservação ideal é em etanol a 70–75%, o que minimiza sua fragilidade e facilita o manejo de estruturas diagnósticas como o lábio e as cerdas prementais.

O valor genético depende do momento da coleta: exúvias coletadas imediatamente após a emergência preservam melhor o DNA, enquanto aquelas expostas por dias ou semanas apresentam maior degradação. Armazená-las em álcool absoluto e mantê-las a –20 °C ou –80 °C aumenta as chances de recuperar DNA para barcoding ou mesmo análises filogenéticas limitadas.

Fezes: Representam uma fonte emergente de DNA ambiental e são úteis em estudos de metabarcoding de dieta, permitindo inferir interações tróficas e cadeias alimentares. Essas amostras devem ser processadas rapidamente após a coleta, pois se degradam com facilidade devido à sua natureza orgânica. É recomendável preservá-las em etanol absoluto ou soluções tampão estabilizadoras, armazenando-as refrigeradas ou congeladas até a análise.

4.3. REQUISITOS ESPECIAIS PARA TRANSCRIPTÔMICA E ESTUDOS DE EXPRESSÃO GÊNICA

Quando se pretende realizar análises transcriptômicas ou estudos de expressão gênica diferencial, é fundamental preservar não apenas o DNA, mas também o RNA e as proteínas expressas. Nesses casos, os tecidos devem ser coletados diretamente em RNAlater® ou soluções similares, que estabilizam o RNA e impedem sua degradação.

Esse método é compatível tanto com adultos quanto com larvas e permite preservar o perfil de expressão gênica no momento exato da coleta. Posteriormente, as amostras devem ser mantidas a –80 °C. Não devem ser expostas a etanol, acetona ou calor prévio, pois esses tratamentos degradam o RNA e alteram os perfis transcriptômicos. Essa estratégia é fundamental para estudos filogenéticos baseados em transcriptomas ou para investigar mecanismos de adaptação, desenvolvimento ou resposta ambiental.

4.4. TÉCNICAS PARA GENÔMICA EM ODONATA

A genômica se concentra em estudar a estrutura e a função do conjunto completo do DNA de um organismo. A sequência completa de DNA é conhecida como genoma. A geração de um genoma de referência *de novo* de alta qualidade envolve o uso de leituras longas (*long reads*) produzidas por plataformas de sequenciamento de terceira geração. Para isso, podem ser empregadas tecnologias como SMRT sequencing (*Single Molecule, Real-Time sequencing*) da empresa

Pacific Biosciences (PacBio) ou Oxford Nanopore Technologies (ONT) (Soto-Serrano *et al.*, 2024). A primeira gera conjuntos de dados altamente precisos com leituras longas, com comprimentos médios entre 10 e 25 kb e precisão superior a 99,9 % (Hon *et al.*, 2020), enquanto a segunda pode gerar leituras >2 Mb, embora com menor precisão (95–99 %, dependendo da química mais recente —R10.4.1, Kit 14— e do uso de leituras duplex) do que as HiFi da PacBio (Logsdon *et al.*, 2020).

É importante contar com uma estimativa do tamanho do genoma antes de solicitar esse tipo de dado de sequenciamento, pois o tamanho genômico determinará a quantidade de dados necessária para um bom assembly. Essa estimativa pode ser obtida por meio de estudos como citometria de fluxo ou, na ausência de dados específicos, consultando o tamanho genômico de espécies próximas que já tenham sido sequenciadas (Dominguez Del Angel *et al.*, 2018). No seguinte link, é possível encontrar informações sobre tamanhos de genomas de animais em geral: https://www.genomesize.com/search.php. Uma forma de confirmar se o conjunto de dados possui cobertura suficiente para gerar o genoma completo é realizar uma análise do perfil genômico e da distribuição de k-mers, conhecida em inglês como *k-mer spectrum* ou *k-mer histogram*. O uso de k-mers também permite determinar características como tamanho do genoma, heterozigosidade ou repetitividade; esse processo é conhecido como modelagem ou perfilamento genômico (Jenike *et al.*, 2025). Mais informações sobre como realizar essa análise podem ser encontradas neste repositório do GitHub: https://github.com/WCSCourses/K-mer_Biodiversity_Genomics_2025. Se o objetivo é obter um genoma de referência em nível cromossômico, é necessário gerar dados Hi-C (*High-throughput Chromosome Conformation Capture*), pois essa técnica permite identificar quais regiões do genoma estão fisicamente próximas entre si no núcleo celular (Lieberman-Aiden *et al.*, 2009). A tecnologia Hi-C é um método de ligação por proximidade que envolve a reticulação do DNA *in situ* com formaldeído, a fim de mapear regiões cromossômicas espacialmente próximas. O DNA reticulado é posteriormente submetido à preparação de bibliotecas para sequenciamento em plataformas Illumina. Esse enfoque permite capturar a organização tridimensional do genoma, possibilitando a geração de *scaffolds* de longo alcance (Burton *et al.*, 2013; Zeng *et al.*, 2024). A etapa inicial de reticulação é realizada no tecido (antes da extração do DNA) e diferentes kits podem ser utilizados dependendo do grupo taxonômico. Para odonatos, recomenda-se o Arima-HiC+ Kit, amplamente utilizado em outros insetos, como borboletas (por exemplo, Heijden *et al.*, 2024).

Esses dois tipos de dados exigem DNA de alta qualidade, portanto recomenda-se seguir as orientações mencionadas anteriormente no item "Considerações sobre a preservação de amostras". Além disso, recomenda-se que ambos os tipos de dados provenham do mesmo indivíduo. Por exemplo, pode-se utilizar a cabeça de uma libélula para gerar os dados Hi-C e o tórax do mesmo exemplar para os dados de PacBio. Ao realizar a extração de DNA, certifique-se de minimizar os ciclos de congelamento-descongelamento, preferencialmente utilizando gelo seco o tempo todo para evitar descongelamento completo, e evite expor o DNA a extremos de pH ou altas temperaturas. Adicionalmente, verifique que a amostra esteja livre de RNA e outros contaminantes.

Finalmente, é importante realizar uma avaliação da qualidade do DNA. Isso inclui medir pureza, comprimento dos fragmentos e concentração (Dominguez Del Angel *et al.*, 2018). Os requisitos específicos devem ser consultados diretamente com a empresa responsável pelo sequenciamento. No entanto, valores gerais podem ser:

- A pureza do DNA (medida, por exemplo, em Nanodrop) deve apresentar: Relação 260/280: >1,8. Relação 260/230: entre 2,0 e 2,2.

•A concentração do DNA deve ser de no mínimo 50 ng/µl em um volume de pelo menos 100 µl.

•O comprimento dos fragmentos (medido, por exemplo, com Femto Pulse) deve ser ≥ 30 kb.

Um dos processos bioinformáticos mais utilizados para o assembly de genomas cromossômicos é o do programa Tree of Life do Instituto Wellcome Sanger (https://www.sanger.ac.uk/programme/tree-of-life/). No repositório do GitHub (https://github.com/sanger-tol/genomeassembly) é possível encontrar o procedimento computacional. Esse fluxo utiliza dados HiFi, com possibilidade de integrar dados Illumina 10x e Hi-C. O fluxo de trabalho está resumido na figura 1.

Mais recursos úteis para esse processo podem ser encontrados em:

•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

Caso se deseje anotar o genoma de referência, pode ser muito útil obter dados de RNA do mesmo indivíduo (se possível) ou de outros indivíduos da mesma espécie. A anotação de um genoma consiste em identificar e caracterizar as regiões funcionais e estruturais do DNA. Geralmente, anotam-se genes codificadores de proteínas, embora também possam ser identificadas outras características, como RNAs não codificadores, sequências regulatórias ou elementos repetitivos (Dominguez Del Angel *et al.*, 2018). Esse processo normalmente combina predições computacionais com evidências experimentais (por exemplo, dados de RNA-seq ou proteínas conhecidas) para atribuir funções biológicas às sequências e gerar um mapa funcional do genoma. Um dos softwares mais utilizados para realizar essa anotação é Braker3 (Gabriel *et al.*, 2024), e todas as instruções sobre como executar o processo podem ser encontradas no GitHub: https://github.com/thebgacademy/B3/

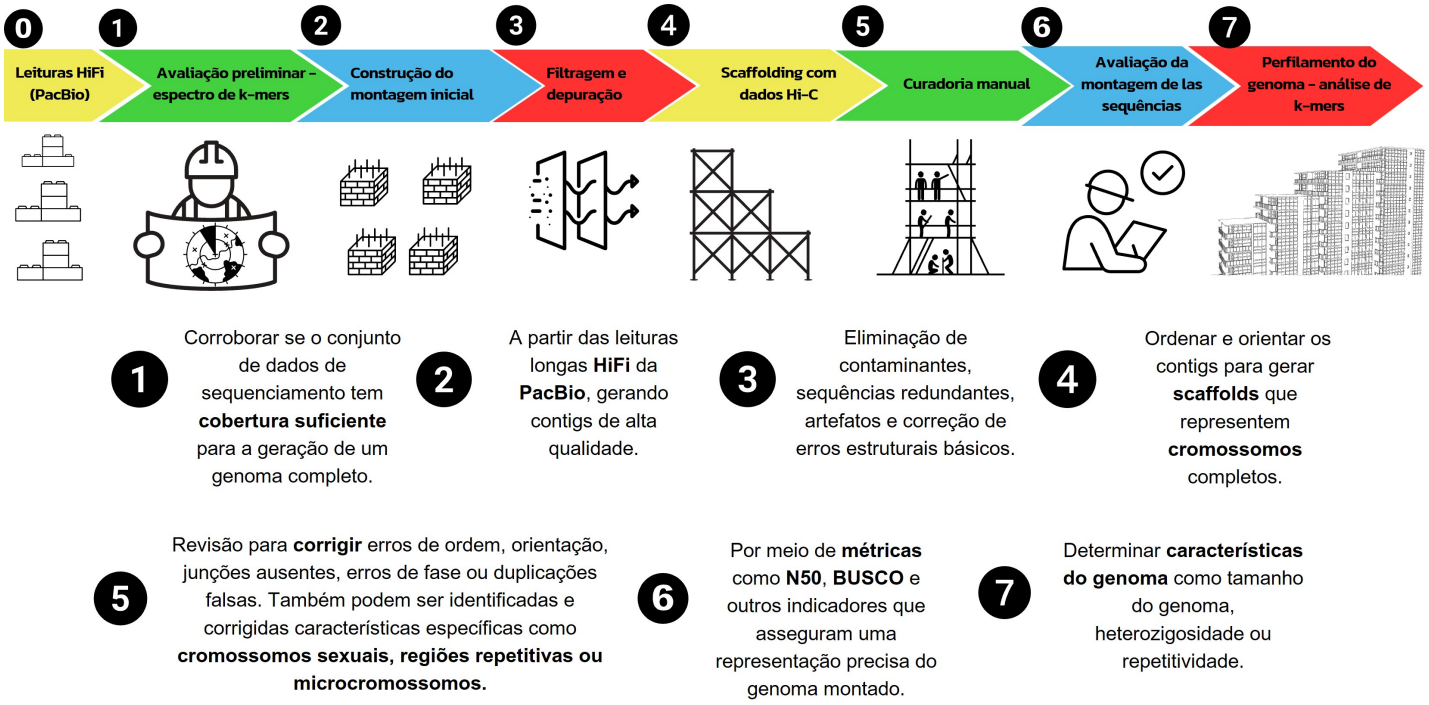


Figura 1. Metáfora de construção para ilustrar o processo de montagem genômica, baseada nos protocolos descritos por The Darwin Tree of Life Project Consortium (2022) e Dominguez Del Angel *et al.* (2018). O fluxo de trabalho inclui: **1)** avaliação preliminar de cobertura por meio do espectro de *k-mers*, **2)** montagem de contigs com leituras HiFi, **3)** filtragem e depuração, **4)** scaffolding com dados Hi-C, **5)** curadoria manual, **6)** avaliação com métricas como N50 e BUSCO e **7)** perfilamento do genoma (tamanho, heterozigosidade, repetitividade) por meio de uma segunda análise de *k-mers*.

Além do *Braker3*, existem outros métodos de anotação que não requerem dados de RNA, como Helixer (https://github.com/weberlab-hhu/Helixer), que realiza a anotação de genomas por meio de modelos de aprendizado profundo capazes de predizer com alta precisão a estrutura gênica diretamente a partir da sequência de DNA (Holst *et al.*, 2023).

REFERÊNCIAS

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.

Sanchez-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.

Sanchez 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 (online)
HETAERINA

CAPÍTULO V

Coleções científicas de odonatos: métodos de conservação e restauração

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

A conservação[1] de odonatos em coleções, tanto larvas quanto adultos, enfrentou historicamente desafios particulares. Ao longo do tempo, múltiplos produtos e métodos foram propostos e utilizados, entre os quais cada especialista, de acordo com suas possibilidades e experiência, testou e escolheu. No entanto, não existe um método universalmente aceito. Algumas características do plano de organização corporal dos odonatos adultos (isto é, grau intermediário de esclerotização geral, pernas delgadas, asas grandes e membranosas, abdômen longo e policromatismo) dificultam sua preservação. Além disso, a fragilidade que as membranas articulares podem adquirir ao secarem, principalmente as intersegmentares abdominais e a do pescoço, contribui para que os exemplares de coleção tendam a se danificar, com a consequente ruptura ou perda de diferentes partes do corpo.

A coloração chamativa dos adultos deve-se à conjunção de vários fatores: pigmentos, dispersão pelo efeito Tyndall em células epidérmicas, pruinosidade, ontogenia e cores estruturais (por exemplo, iridescência) produzidas pela ultraestrutura da cutícula. As cores produzidas por pigmentos (amarelos, vermelhos) e pelo efeito Tyndall (azuis) são instáveis e tendem a se desnaturalizar rapidamente após a morte (Dunkle, 1983; Westfall & May, 1996). Por sua vez, a conservação da pruinosidade sobre o tegumento depende do meio em que os exemplares sejam preservados (Futahashi *et al.*, 2019).

Às dificuldades relacionadas ao plano de organização dos odonatos, soma-se uma série de problemas associados ao contexto regional. Na América Latina, as coleções científicas enfrentam outras dificuldades, como a escassa disponibilidade de espaço e de recursos financeiros que permitam assegurar uma gestão adequada e sustentada ao longo do tempo.

Devemos ter em mente que, uma vez coletados em seu habitat natural, todos os indivíduos, independentemente da espécie a que pertençam, iniciam uma valiosa etapa como exemplares de uma coleção científica. Manter o valor científico desses exemplares é a única justificativa para sua coleta e sacrifício. Por essa razão, uma das maiores responsabilidades de quem está encarregado da gestão e manutenção dessas coleções é garantir que essa nova etapa do indivíduo coletado dure o máximo possível, no melhor estado possível. Esse é um princípio ético básico que devemos respeitar em nossa prática profissional. Os exemplares que integram uma coleção científica devem ser

[1]Devido ao uso confuso de termos como preservação, conservação, cura, etc., nesta contribuição seguimos a terminologia proposta pelo Comitê para a Conservação do International Council of Museums, ICOM (https://www.icom-cc.org/en/terminology-for-conservation).

considerados patrimônio universal e, como tais, nosso dever é envidar esforços máximos para sua preservação. Nesta contribuição, procuraremos descrever os principais desafios e as boas práticas que as características dos odonatos impõem para sua melhor preservação nas coleções.

5.1. LARVAS E EXÚVIAS

As larvas apresentam, ao contrário dos adultos, menos dificuldades no momento de sua preservação. Com exceção de alguns grupos, como por exemplo Petaluridae, a maioria das larvas de odonatos caracteriza-se por apresentar corpo pouco esclerotizado e alto conteúdo de água, que rapidamente entra em decomposição se não for tratado adequadamente. No caso das larvas de Zygoptera, deve-se considerar ainda que suas brânquias caudais (epi e paraproctos quando adultos) podem se desprender facilmente e se perder.

As coleções científicas de imaturos podem ser constituídas tanto por larvas quanto por exúvias. As exúvias, geralmente secas e quebradiças no momento de sua coleta, costumam ser parcialmente hidratadas e conservadas em álcool etílico ou isopropílico a 70–80% para facilitar seu estudo posterior. A preservação de larvas, por sua vez, depende de outros fatores, como seu tamanho e idade. Embora em algumas coleções possam ser encontradas larvas dessecadas, inclusive montadas em alfinetes (Fig. 1a), é mais comum sua conservação em álcool etílico ou isopropílico (os exemplares de maior tamanho podem ser injetados com álcool para acelerar a fixação de seus tecidos). Para o armazenamento, os exemplares são acondicionados em frascos individuais com a cabeça orientada para a boca do frasco, junto a uma ou várias etiquetas com os dados de coleta e identificação (Fig. 1b). Devido à quantidade de água em seu corpo, e para evitar seu deterioramento pela ação de fungos e/ou pela decomposição dos tecidos, é necessário renovar o



Figura 1. a) Larva montada em alfinete (MACN[2]). **b)** Larva em tubo de ensaio (BioGeA[3]). **c)** Frasco-mãe (BioGeA). **d)** Larva com mandíbulas separadas em frasco (BioGeA).

álcool de cada frasco ao menos uma vez após 1–2 meses da coleta. De acordo com o tamanho do exemplar e o volume do frasco em que se encontra, recomenda-se renovar o álcool periodicamente até que os tecidos estejam completamente fixados, o que pode ser observado quando o álcool permanece claro e límpido.

A gestão de uma coleção de larvas pode ainda apresentar um inconveniente importante: as tampas dos frascos utilizados podem se desgastar ou quebrar com o tempo, o que compromete a

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

vedação e obriga a controlar periodicamente o nível de álcool de cada frasco. Uma forma de simplificar sua manutenção, além de reduzir custos, é usar tubos de ensaio em vez de frascos individuais (Navarro *et al.*, 2024). Da mesma forma que nos frascos, nos tubos elas são acondicionadas junto com suas etiquetas, porém são tamponados na extremidade da abertura com algodão ou gaze estéril de uso médico. Esses tubos são então colocados em frascos de boca larga (frascos-mãe), com a extremidade aberta voltada para baixo, e adiciona-se álcool ao frasco (Fig. 1c). Dessa forma, os frascos-mãe permitem controlar simultaneamente o nível de álcool de todos os tubos em seu interior. No caso de larvas de zigópteros, é importante acondicionar os exemplares separadamente para evitar confusões na identificação, caso as brânquias caudais se desprendam.

As coleções de larvas podem estar também associadas a uma coleção de estruturas dissecadas para estudo microscópico (por exemplo, antenas, pernas e brânquias caudais). Essas estruturas podem ser montadas temporariamente em lâminas, em meio aquoso ou em glicerina, ou, após tratamento adequado (potassa, série alcoólica, etc.), podem ser fixadas definitivamente em resinas acrílicas ou bálsamo do Canadá. No caso particular das mandíbulas, que geralmente não são montadas em lâminas, pode ser necessário dissecá-las e depois acondicioná-las em pequenos frascos dentro do tubo ou frasco correspondente (Fig. 1d).

5.2. ADULTOS

Como mencionamos anteriormente, os principais desafios para a preservação de exemplares adultos de odonatos nas coleções são a manutenção de sua integridade física ou estrutural e a preservação dos pigmentos responsáveis por seu padrão de coloração. As deficiências na preservação de odonatos, derivadas de suas características particulares, têm sido agravadas, ainda, pela aplicação de protocolos e métodos de preservação entomológicos de uso geral, não específicos para o grupo. Esse conjunto de inconvenientes e deficiências continua impactando negativamente os exemplares preservados em coleções, muitos dos quais necessitam de um cuidadoso trabalho de restauração.

Embora nenhum desses desafios tenha sido satisfatoriamente superado, o desenvolvimento de novos protocolos de coleta e métodos de conservação específicos melhorou substancialmente o estado geral de conservação, minimizando danos, rupturas e perdas de exemplares. O avanço da Odonatologia, aliado ao surgimento de novas tecnologias e materiais, bem como a uma maior conscientização sobre o grau de toxicidade de substâncias antes de uso cotidiano, como o naftaleno (= naftalina) e o fenol, tem promovido mudanças importantes nas práticas de coleta e conservação de insetos em geral, e de odonatos em particular.

Tratados mais amplos de entomologia, como por exemplo Usinger (1956), McGavin (2001) e Gibb & Oseto (2020), não oferecem métodos específicos para odonatos. Até a segunda metade do século passado, e na ausência do trabalho de um especialista, era comum aplicar aos odonatos as mesmas técnicas de preservação usadas em ordens de insetos com características morfológicas "semelhantes" (isto é, de tamanho médio a grande, medianamente esclerotizados e com asas grandes e membranosas). Os indivíduos eram sacrificados em câmaras mortíferas, geralmente com vapores de cianeto, éter ou acetato de etila e, uma vez secos, eram acondicionados em camas de algodão, em envelopes triangulares de papel ou espetados em caixas entomológicas clássicas (com ou sem tampa de vidro) (Fig. 2 a–c). Nesses casos, eram perfurados com alfinetes entomológicos na região dorsal ou lateral do pterotórax, mantendo as asas em posição horizontal em relação ao eixo anteroposterior do corpo (= "abertas") ou tocando-se sobre o pterotórax (= "fechadas"), respectivamente.

O uso de caixas plásticas herméticas ou de papelão para preservar exemplares acondicionados

em envelopes transparentes ou triângulos de papel apresenta importantes vantagens em comparação com as caixas entomológicas clássicas utilizadas para exemplares montados em alfinetes, comuns em muitas coleções ao redor do mundo (Fig. 2 d–e). Entre essas vantagens, destaca-se a menor necessidade de espaço para armazenamento (isto é, as caixas entomológicas podem acomodar poucos exemplares montados) e o custo reduzido, tanto pela diferença de valor entre os dois tipos de caixas quanto pela necessidade de dispor de grande quantidade de unidades no caso da opção por caixas entomológicas, mais onerosas. Outro efeito indesejado do uso de caixas entomológicas é o acúmulo e a mistura de fragmentos que se desprendem de diferentes exemplares (cabeças, pernas, asas, abdômens), o que em muitas ocasiões impede a atribuição clara e segura de cada fragmento a um exemplar em particular. Em algumas coleções, um grande número de adultos é conservado em álcool dentro de frascos (Fig. 2f); essa é uma prática desaconselhada, pois os exemplares descolorem-se e se desarticulam rapidamente.

Com o avanço dos estudos odonatológicos, desenvolveram-se métodos mais específicos e eficientes para a preservação dos exemplares, em particular da sua coloração corporal. Esses avanços resultaram na modificação de todo o protocolo de coleta e conservação de adultos, desde a forma de sacrificar os exemplares e fixar seus tecidos até o método final de preservação. A partir da segunda metade do século passado, começou a substituir-se o uso de frascos mortíferos por injeção e/ou imersão em acetona (Beatty & Beatty, 1963; Garrison *et al.*, 2006, 2010; Tennessen, 2019; Westfall & May, 1996, 2000; White & Morse, 1973), bem como o uso de caixas e alfinetes entomológicos por contêineres herméticos de plástico ou papelão (Fig. 2 d–e), nos quais cada exemplar é colocado dentro de embalagens plásticas junto a um cartão contendo os dados de



Figura 2. a) Cama de algodão (MLP[4]). **b)** Triângulos de papel (BioGeA). **c)** Caixa entomológica (MACN). **d)** Caixa de cartão para adultos (BioGeA). **e)** Recipiente hermético de plástico (BioGeA). **f)** Frasco com adultos em álcool (FCNyE[5]).

coleta e identificação (Fig. 3a).

O uso da acetona, tanto para sacrificar os exemplares (injeção de acetona pura no tórax de modo que alcance todo o abdome) quanto para a fixação dos tecidos (imersão em acetona pura por aproximadamente 24 horas), melhora significativamente a preservação dos pigmentos e promove uma desidratação mais rápida e eficiente dos exemplares. No entanto, recentemente seu uso apresentou duas grandes desvantagens: por um lado, dificulta a extração de DNA e RNA para estudos moleculares; por outro, sendo uma substância precursora de drogas ilegais, sua

[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) Envoltórios plásticos para adultos em recipientes herméticos de plástico (BioGeA). **b)** Envelope de papel pergaminho vegetal (BioGeA). **c)** Exemplares em envelopes de papel pergaminho vegetal desidratando em saco zip-lock com cristais de sílica (BioGeA).

comercialização e posse começaram a ser fortemente reguladas nos países da região. Isso trouxe grandes dificuldades tanto para a aquisição quanto para o transporte durante viagens de campo. Por esses motivos, nos últimos 10–15 anos, o uso da acetona tem sido gradualmente abandonado. Atualmente, alguns especialistas injetam os exemplares recém-coletados com etanol e os colocam por vários dias em sacos com fechamento tipo zip-lock ou caixas herméticas com sílica-gel granulada (Fig. 3b–c) para sua desidratação em ambiente refrigerado. Em todo caso, a preservação dos pigmentos responsáveis pela coloração sofre diversas alterações devido a uma grande quantidade de variáveis que podem afetar simultaneamente sua estabilidade. Por exemplo: a idade do exemplar, a substância escolhida para conservar/fixar os tecidos, sua qualidade química, grau de diluição, tempo de exposição do exemplar à substância, temperatura, exposição prolongada à luz solar, entre outros fatores. A potencial disparidade de resultados deve ser considerada ao examinar os exemplares, sendo necessário e recomendável adotar cautela na avaliação e descrição dos padrões de coloração.

Uma característica especial que os adultos, machos em maior intensidade, podem apresentar é uma cobertura esbranquiçada e levemente azulada, distribuída em diferentes partes do tegumento, principalmente no pterotórax e abdômen. A pruinosidade, que reflete os raios UV, deve-se à deposição de uma camada de ceras (= pruína) composta principalmente por metilcetonas e aldeídos de cadeia longa, insolúvel em etanol (Futahashi *et al.*, 2019). Como a pruína é secretada gradualmente, sua extensão permite inferir a idade do exemplar.

A evolução dos métodos de conservação de odonatos pode ser observada ao visitar coleções científicas mais antigas, nas quais se encontram exemplares sacrificados e preservados de maneiras muito diversas: câmaras mortíferas, etanol, acetona, camas de algodão, envelopes triangulares, espetados em caixas entomológicas ou em embalagens transparentes com cartões de cartolina.

A gestão eficiente de uma coleção científica de odonatos adultos requer considerar, além das questões derivadas da utilização de uma técnica ou protocolo de conservação específico, ações de conservação preventiva, a serem realizadas tanto durante a coleta dos exemplares quanto no local de armazenamento da coleção. Quanto a este último, independentemente do método de preservação utilizado na coleta, é fundamental que a coleção esteja protegida da incidência direta de luz solar, da umidade e da atividade de fungos e outros insetos, como tesourinhas e psocópteros. É altamente recomendável que as caixas para armazenamento dos espécimes sejam herméticos ou, pelo menos, que fiquem guardados em armários fechados, dispondo-se de sílica-gel para reduzir a umidade.

5.2.1. Boas práticas para a conservação de espécimes adultos

Ações de preservação preventiva em exemplares recém-coletados

A) No momento da coleta

1. Guardar cada exemplar em um envelope de papel vegetal (Fig. 3b), etiquetá-lo provisoriamente e mantê-lo vivo em local fresco por várias horas até que evacue o sistema digestivo. Recomenda-se conservar no mesmo envelope os pares coletados em tandem ou em cópula, rotulando o envelope com uma indicação precisa do tipo de condição (tandem ou cópula). Os adultos tenerais (recém-emergidos) devem ser mantidos vivos em câmaras ventiladas até a finalização do processo de esclerotização do tegumento; caso isso não seja possível, recomenda-se conservá-los diretamente em álcool a 70–80%.

2. Injetar cada exemplar (entre as coxas II e III) com acetona, álcool etílico ou isopropílico para reduzir ácidos graxos e promover a desidratação. O líquido injetado deve penetrar no abdome sem danificá-lo; para isso, deve-se proceder com muito cuidado, utilizando seringas de 0,3 a 1 mL.

3. Acomodar as estruturas. Recomenda-se orientar os exemplares sempre da mesma forma para facilitar estudos posteriores. Por exemplo, é aconselhável posicionar a cabeça de lado, esticar as pernas para frente, dispor as asas juntas, tocando-se sobre o tórax, manter o abdome reto, sob as asas, e, no caso dos machos, posicionar a lígula (Zygoptera) ou a vesica spermalis (Anisoptera) fora da fossa genital (sem separá-la do exemplar).

4. Voltar a guardar o espécime no mesmo envelope.

5. Guardar o envelope com o exemplar em uma caixa hermética ou saco com fechamento tipo zip-lock, contendo grânulos de sílica-gel, por vários dias, idealmente em ambiente refrigerado, para retardar os processos de degradação e evitar a decomposição (Fig. 3c). Recomenda-se colocar na mesma caixa os exemplares coletados na mesma localidade. Se, em vez de álcool + sílica-gel, for utilizada acetona pura, os envelopes devem ser armazenados em um frasco de boca larga, totalmente imersos em acetona pura por 24 horas, sendo retirados em seguida e secos ao ar. Quando a acetona começar a apresentar coloração amarelada ou turvação, é hora de renová-la. No caso da sílica, o uso prolongado provoca sua hidratação, sendo necessário renová-la periodicamente. Cristais que mudam de cor ao se hidratar permitem determinar corretamente o momento da substituição.

6. Com o objetivo de facilitar futuros estudos moleculares, recomenda-se separar, no momento da captura (e antes de injetar o exemplar), pernass ou músculo torácico em frascos especiais com álcool absoluto. Esses frascos devem ser mantidos a frio e etiquetados de modo a assegurar sua rastreabilidade, relacionando a amostra de tecido ao exemplar coletado. Os frascos, corretamente rotulados, podem integrar uma coleção voucher conservada em freezers ou ultrafreezers, de forma conexa à coleção principal.

B) No laboratório

1. Transporte dos exemplares para embalagens definitivas: desde a segunda metade do século passado, os odonatos adultos são conservados dentro de embalagens transparentes juntamente com um cartão (papel cartão, cartão fino, ou papel grosso) (Beatty & Beatty, 1963). Tanto o material das embalagens e dos cartões quanto suas dimensões podem variar de acordo com a disponibilidade ou a preferência do especialista.

[6]A acetona é um composto inflamável e tóxico que pode degradar rapidamente certos tipos de plástico. Deve ser usada com cautela em áreas bem ventiladas. É aconselhável testar os plásticos a serem utilizados com uma gota de acetona e observar sua reação.

Embalagens ("envelopes"): antes de escolher as embalagens definitivas, é muito importante considerar o tipo de material, suas dimensões e o tipo de fechamento. Desde os primeiros envelopes de celofane utilizados para a conservação de odonatos adultos (Beatty & Beatty, 1963), foram testados diferentes materiais, como tereftalato de polietileno (PET), papel glassine, polipropileno, polietileno, entre outros, cada um apresentando resultados distintos quanto à estabilidade e à interação com os exemplares (Blades *et al.*, 2017). Por outro lado, embora vários materiais sejam seguros para os exemplares, alguns podem reagir com produtos químicos usados nas coleções, como o poliestireno exposto à naftalina (Simmons, 1999). Plásticos que contêm cloro podem liberar compostos extremamente corrosivos ao envelhecer, como o policloreto de vinila (PVC), sendo seu uso desaconselhado. De modo geral, qualquer plástico que apresente mudanças de cor, superfície rachada ou outra deformação deve ser imediatamente retirado da coleção. Idealmente, podem ser utilizados envelopes de polietileno (sem butil-hidroxitolueno ou BHT) com fechamento tipo zip-lock; porém, considerando que uma coleção pode conter centenas ou milhares de exemplares, seu custo pode ser proibitivo para muitos países da região. A escolha do material e das dimensões da embalagem definitiva geralmente será feita com base na oferta do mercado e nas possibilidades orçamentárias de cada instituição e/ou odonatólogo.

Cartões: o uso de embalagens definitivas requer que os exemplares sejam armazenados junto a um cartão de papelão ou papel mais grosso (como papel-cartão ou cartolina). As dimensões ideais dos cartões a serem colocados junto ao exemplar dependerão do tamanho das embalagens disponíveis. Podem ser utilizados cartões de arquivo de cartolina de 127 x 77 mm disponíveis no mercado, ou outras dimensões caso várias sejam impressas em uma mesma folha.

2. Rotulagem definitiva: o valor científico de um exemplar depende em grande parte dos dados coletados junto a ele. As etiquetas, no caso de exemplares montados ou conservados em álcool, ou os cartões, no caso de exemplares armazenados em embalagens definitivas, devem conter informações precisas e verídicas que facilitem tanto seu armazenamento quanto estudos posteriores.

Durante a coleta, os indivíduos devem ser etiquetados com um mínimo de informações que relacionem inequivocamente o exemplar a um evento de coleta específico (localidade + data + coletor). Essas informações serão posteriormente incluídas nas etiquetas definitivas. Vários autores (González Peña, 1995; Márquez Luna, 2005; Triplehorn *et al.*, 2005) sugerem que a etiqueta/cartão colocado junto aos exemplares conservados deve conter os seguintes dados:

- Identificação taxonômica do exemplar: deve incluir o nome científico, o autor da espécie segundo as normas da Comissão Internacional de Nomenclatura Zoológica, o nome da pessoa que realizou a identificação e a data da determinação.
- Sexo.
- Localidade: deve ser o mais detalhada possível, do geral ao específico. Podem ser incluídos detalhes que facilitem a localização (por exemplo, a X km ao S de XX na rota XX).
- Coordenadas geográficas: registradas via GPS ou carta geográfica.
- Data da coleta: para evitar confusões, recomenda-se utilizar números romanos para os meses e quatro dígitos para o ano.
- Nome da pessoa que coletou: seguido da abreviatura "col."
- Dados adicionais: podem incluir o método de coleta, habitat, se foram coletados em tándem ou cópula, etc.
- Outros dados: etiquetas de tipos; informações de propriedade, indicando o nome da instituição ou pessoa proprietária da coleção. Em geral, as principais coleções científicas depositadas em

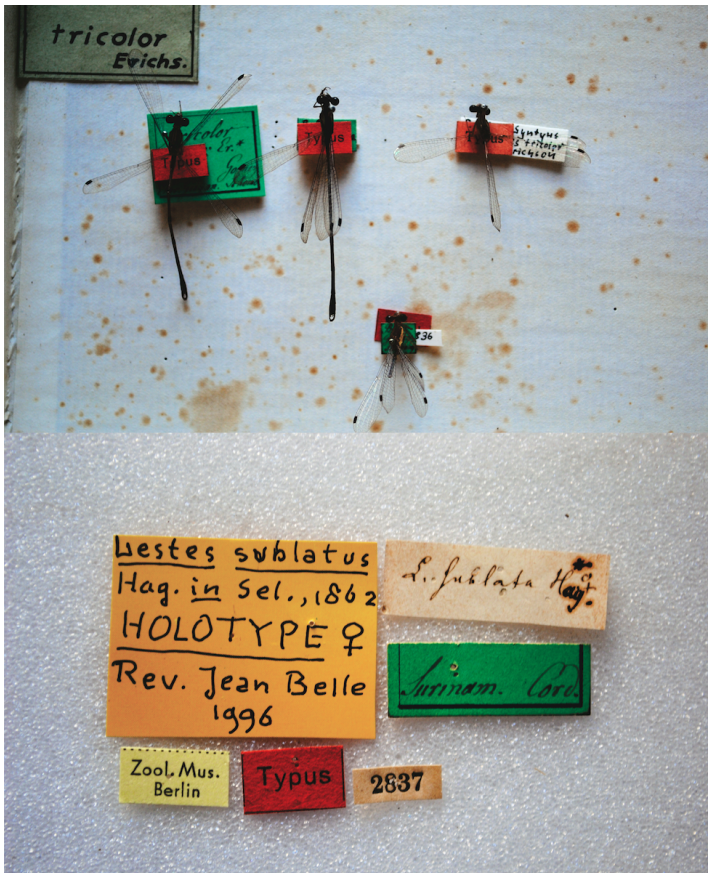


Figura 4. Exemplares-tipo e suas etiquetas (NK[7]).

museus utilizam etiquetas de cores diferentes para identificar exemplares-tipo, sendo comum o uso de etiquetas vermelhas para holótipos (Fig. 4).

•É fundamental que, ao adicionar novas etiquetas/cartões, as originais sejam preservadas.

As etiquetas/cartões podem ser escritas à mão com canetas de traço fino, embora seja recomendável imprimi-las em papéis de alta qualidade, livres de ácidos. No caso de exemplares conservados em líquidos, as etiquetas devem ser escritas em papel de algodão, com tintas indeléveis ou impressas, e colocadas dentro do recipiente do exemplar.

3. Armazenamento em recipientes herméticos definitivos dentro de armários ou sistemas de estantes que garantam escuridão e controle de umidade (Fig. 5a–c): Os envoltórios definitivos são colocados nos recipientes em posição vertical, organizados de acordo com o critério estabelecido



Figura 5. a) Armário metálico com recipientes herméticos (BioGeA). **b)** Armário de madeira com caixas entomológicas (MACN). **c)** Sistema de estantes móveis com assistência mecânica (MACN).

pela pessoa responsável pela curadoria da coleção. O número de identificação deve permanecer visível para facilitar a localização do exemplar.

Uma desvantagem do uso de recipientes plásticos é que certos materiais podem reagir quimicamente com pesticidas utilizados na fumigação das coleções. Por exemplo, o paradiclorobenzeno (PDB), empregado como pesticida em coleções entomológicas por sua capacidade de repelir insetos como os derméstidos, pode interagir negativamente com alguns tipos de plástico, como certos acrílicos ou poliestireno. Essas reações podem causar embaçamento, manchas, deformações e, eventualmente, a degradação do material plástico (Glotzhober, 1993). Para evitar esses

[7]NK - Col. Museum für Naturkunde, Berlim, Alemanha.

inconvenientes, sugere-se o uso de cânfora como repelente alternativo.

4. Inserção de informações: O material que ingressa na coleção deve conter a maior quantidade possível de dados, desde o momento da coleta até seu estudo posterior. Recomenda-se registrar os dados sempre seguindo os mesmos critérios, por exemplo: utilizar o formato dia / mês (em algarismos romanos) / ano para as datas, e registrar os nomes colocando primeiro o sobrenome seguido da inicial do nome. É importante manter essa consistência em todos os registros e estabelecer outros critérios conforme necessário.

5. Catalogação: A cada exemplar deve ser atribuído um número de identificação único e consecutivo, de acordo com os registros existentes. Esse número permite acessar todas as informações disponíveis sobre o exemplar, portanto não deve ser reassinado a outro exemplar.

6. Atualização da base de dados: As bases de dados desempenham um papel fundamental na gestão e no acesso às informações das coleções científicas, já que esses dados podem ser fonte primária para pesquisas. O design da base de dados deve preferencialmente seguir um padrão amplamente aceito (DGRU, 2023). Todo o material deve ser inserido na base de dados, que deve ser atualizada com a maior frequência possível. Recomenda-se realizar cópias de segurança periódicas para evitar perda de informações.

Ações de conservação curativa e/ou restauração em exemplares antigos

A) Exemplares montados em alfinetes em caixas entomológicas[8]

1. Controle de fungos. Se for detectada a presença de fungos nos exemplares, estes podem ser pincelados com álcool ou acetona. Preventivamente, os exemplares podem ser colocados no freezer (-18 °C) por 24 horas para impedir a proliferação de fungos. É importante considerar que a presença de fungos indica excesso de umidade na caixa ou recipiente, devido a algum defeito no mesmo ou à hidratação excessiva da sílica.

2. Amolecimento do exemplar. Em alguns casos, pode ser necessário amolecer o exemplar para expor a genitália secundária masculina, mudar a orientação de cercos, paraproctos ou epiprocto, ou para retirar o alfinete e alterar o modo de armazenamento. Embora cada especialista tenha seu próprio protocolo, é comum o uso do método da câmara úmida. Se houver pouco tempo disponível, costuma-se submergir o exemplar em água quente até que as membranas amoleçam, para depois montá-lo em madeira balsa e ajustar as estruturas a serem estudadas com alfinetes. Recomenda-se um banho de álcool antes da água quente. Depois de acondicionado, o exemplar deve ser desidratado montado em acetona, álcool ou sílica-gel.

3. EEstruturas soltas dentro da caixa entomológica. Se forem observadas estruturas soltas (*e.g.*, cabeça, pernas, asas, segmentos abdominais) e somente se não houver dúvidas sobre a qual exemplar pertencem, elas podem ser coladas com cola plástica em cartões adicionais, que devem ser colocados no mesmo alfinete que sustenta o exemplar (Fig. 6). No caso de peças muito pequenas, como lígulas, vesículas genitais ou cercos, é conveniente guardá-las em pequenos frascos com tampa perfurável de borracha, cortiça ou material similar, fixando-os no mesmo alfinete do exemplar.

4. Estruturas que se separam ou quebram durante o estudo. Nesses casos, deve-se proceder da mesma maneira descrita no ponto anterior (3).

B) Preparação de exemplares para estudos de ultraestrutura com microscopia eletrônica de varredura (MEV)

[8]Em algumas coleções, provavelmente para economizar etiquetas, os espécimes foram agrupados, com apenas o primeiro espécime de cada grupo portando uma etiqueta. Por esse motivo, deve-se ter extremo cuidado ao remover espécimes de caixas entomológicas organizadas dessa maneira.

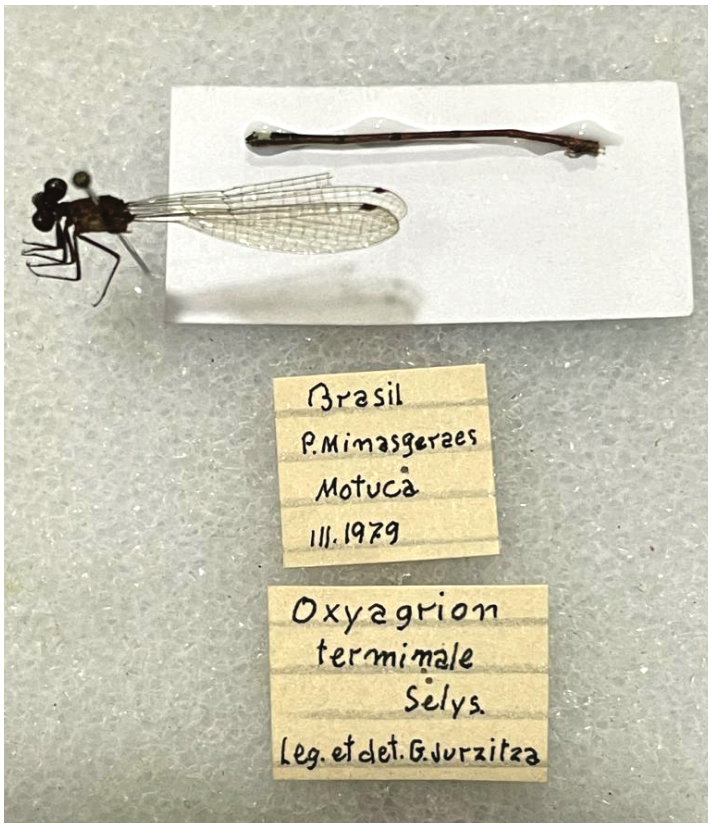


Figura 6. Exemplar restaurado, montado em alfinete (MACN).

O processo começa com o amolecimento inicial da peça a ser estudada, mediante imersão em uma solução de hidróxido de potássio (KOH) a 10% dentro de um tubo de ensaio; isso facilita a extrusão de estruturas membranosas.

Depois, a peça é transferida para um recipiente com água destilada a temperatura constante entre 80 e 90 °C em banho-maria, o que evita artefatos provocados por aquecimento brusco. O tempo de exposição varia entre 5 e 15 minutos, dependendo do grau de esclerotização da peça.

Após atingir o estado adequado de amolecimento e/ou limpeza, a amostra pode ser conservada em frascos com acetona, etanol ou glicerina, conforme os requisitos das técnicas posteriores (microscopia óptica, microscopia eletrônica de varredura e ponto crítico).

Para o estudo de caracteres por MEV utilizando secagem por ponto crítico, recomenda-se seguir o protocolo de del Palacio *et al.* (2017).

Outras boas práticas

A) Exemplares-tipo

Os exemplares-tipo, tanto primários (holótipo, síntipos, lectótipo e neótipo) quanto secundários (parátipos e paralectótipos), são os de maior valor taxonômico em uma coleção científica e, por isso, sua conservação deve ser prioritária. É recomendável que exemplares-tipo, especialmente os primários, sejam depositados em coleções pertencentes a instituições públicas de reconhecida trajetória, para garantir maior continuidade em seu cuidado.

B) Rastreabilidade

Desde o momento da coleta, os exemplares passam por múltiplas situações e tratamentos que podem afetar severamente sua integridade estrutural. É fundamental que os responsáveis pelo cuidado desses exemplares adotem sempre as medidas de segurança necessárias para garantir a rastreabilidade de cada estrutura ou peça.

Por exemplo: o lábio dissecado de uma larva para estudo microscópico, a vesícula genital de um macho dissecada para estudo ultraestrutural, tecidos removidos para estudos moleculares, partes do corpo que se desprendem acidentalmente, etc. Sempre devem ser escolhidas práticas que garantam que qualquer peça possa ser associada de forma inequívoca ao exemplar ao qual pertence.

REFERÊNCIAS

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 (online)
HETAERINA

CAPÍTULO VI

Dicas para a manutenção de exemplares em coleções de Odonata

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

As coleções biológicas são repositórios valiosos de biodiversidade e conhecimento, que fornecem informações cruciais para pesquisas em diversos campos, incluindo saúde pública, mudanças climáticas, conservação, distribuição, comportamento e interações das espécies com seus ambientes (Pyke & Ehrlich, 2010; Suarez & Tsutsui, 2004). Nos últimos anos, os espécimes depositados em coleções biológicas também têm sido uma importante fonte de informação genética e têm sido usados em estudos moleculares para apoiar a identificação de espécies e compreender suas relações evolutivas (Yeates *et al.*, 2016). A preservação das coleções biológicas deve ser prioridade para as instituições que as abrigam, já que guardam a memória da história natural e fazem parte do patrimônio biológico da humanidade (Crisci & Katinas, 2017).

Em países que abrigam fauna megadiversa, as coleções biológicas são cruciais porque também abrigam a história biológica de uma ampla amostra da biodiversidade do planeta. Na Colômbia, por exemplo, as coleções biológicas ajudaram a expandir o conhecimento sobre vários grupos taxonômicos, como a ordem Odonata. A pesquisa nesse grupo tem se mantido em constante crescimento nas últimas décadas (Palacino-Rodríguez *et al.*, 2022), incluindo a descrição de muitas espécies novas e novos registros a partir do trabalho com mais de 12.000 exemplares em diversas coleções do país (Bota-Sierra *et al.*, 2024).

Existem múltiplos métodos para a montagem e preservação de espécimes ou partes de espécimes em coleções biológicas. Por exemplo, nas seções entomológicas dessas coleções, por décadas, seguiu-se uma metodologia padrão de montagem em alfinete (Borror & White, 1970), a qual, com o tempo, se diversificou e até mudou para alguns grupos de insetos, entre eles os Odonata. Atualmente, os espécimes de odonatos são depositados em envelopes plásticos (Murillo & Lezama, 2008; Ramírez, 2010), com uma etiqueta de papel opalina que deve incluir informações taxonômicas e de coleta (Ramírez-Mesa & Bernal, 2006) (ver artigo de Muzón *et al.* neste número especial). No entanto, algumas coleções mais antigas ainda podem incluir odonatos montados em alfinete (Fig. 1), o que representa dois problemas importantes para uma coleção biológica. Por um lado, é uma montagem que ocupa muito espaço; por outro, aumenta a exposição dos indivíduos a danos estruturais durante a manipulação. Levando em conta que as coleções biológicas exigem espaço e preservação da integridade dos espécimes, é recomendável substituir a montagem em alfinete pelos envelopes usados atualmente para Odonata.

Para realizar essa mudança, é necessário relaxar



Figura 1. Odonatos antigos da Coleção de Entomologia do Museu de História Natural da Universidade de Cauca montados em alfinete.

os músculos dos espécimes por 15 a 45 minutos (dependendo do tamanho) em banho-maria. O banho-maria é uma técnica comumente utilizada em entomologia para aquecer insetos de forma suave e controlada, sendo muito útil para relaxá-los durante a montagem. A técnica consiste em depositar vários odonatos de tamanho semelhante, secos, em um recipiente (por exemplo, uma bandeja). Este recipiente é colocado dentro de outro recipiente maior com 2/3 de água. Este último é aquecido para que o calor se transfira de forma indireta, evitando um aquecimento brusco que possa danificar os espécimes. A água deve ser aquecida lentamente, usando um fogão elétrico ou placa aquecedora, para evitar que entre em ebulição violenta (Fig. 2). É ideal manter a temperatura da água entre 40 °C e 50 °C.

O tempo de exposição varia entre 15 e 30 minutos, dependendo do tamanho do odonato. Posteriormente, com cuidado, retira-se o alfinete, dobram-se as asas e deposita-se o espécime em um envelope provisório de papel manteiga. Imediatamente, esses envelopes devem ser colocados em um forno de secagem a 30 °C por 72 a 96 horas. Ao retirar os envelopes do forno, eles devem passar por "quarentena" de duas a quatro semanas, verificando continuamente os espécimes sob o estereoscópio para assegurar que estejam secos e livres de fungos. Após esse período, os espécimes podem ser organizados nos envelopes definitivos para ingresso em "quarentena" por mais um mês. Caso haja algum problema com a secagem, o procedimento deve ser repetido; caso contrário, os exemplares podem retornar à coleção.

Outro aspecto relevante durante a transição do alfinete para o envelope é garantir que a informação original das etiquetas esteja disponível junto aos espécimes. Para isso, no início do processo, deve-se fazer uma cópia fiel das informações em etiquetas provisórias que acompanharão os exemplares durante todo o procedimento. Além disso, deve-se gerar um backup digital das informações, caso ainda não exista, e imprimir os dados nas novas etiquetas de opalina. Adicionalmente, é recomendável que, antes de iniciar o processo, sejam tiradas fotografias incluindo os espécimes com as etiquetas originais. Posteriormente, dependendo do grau de preservação das etiquetas originais, estas podem ser depositadas junto aos espécimes, nos envelopes definitivos que serão armazenados na coleção.

6.1. PRAGAS MAIS COMUNS EM COLEÇÕES DE ODONATA

As coleções devem ser revisadas continuamente em busca de fungos ou outros tipos de pragas (Fig. 3). Caso surjam fungos, eles podem contaminar e deteriorar um grande número de espécimes em pouco tempo (Simmons & Muñoz-Saba, 2005; Arenas-Castro *et al.*, 2016; Carrillo-Chávez *et al.*, 2024). Embora os estudos sobre os fungos que afetam coleções entomológicas sejam escassos, até o momento sabe-se que os gêneros *Aspergillus*, *Mucor* e *Chaetomium* spp. são frequentes em coleções de história natural, afetando a estrutura

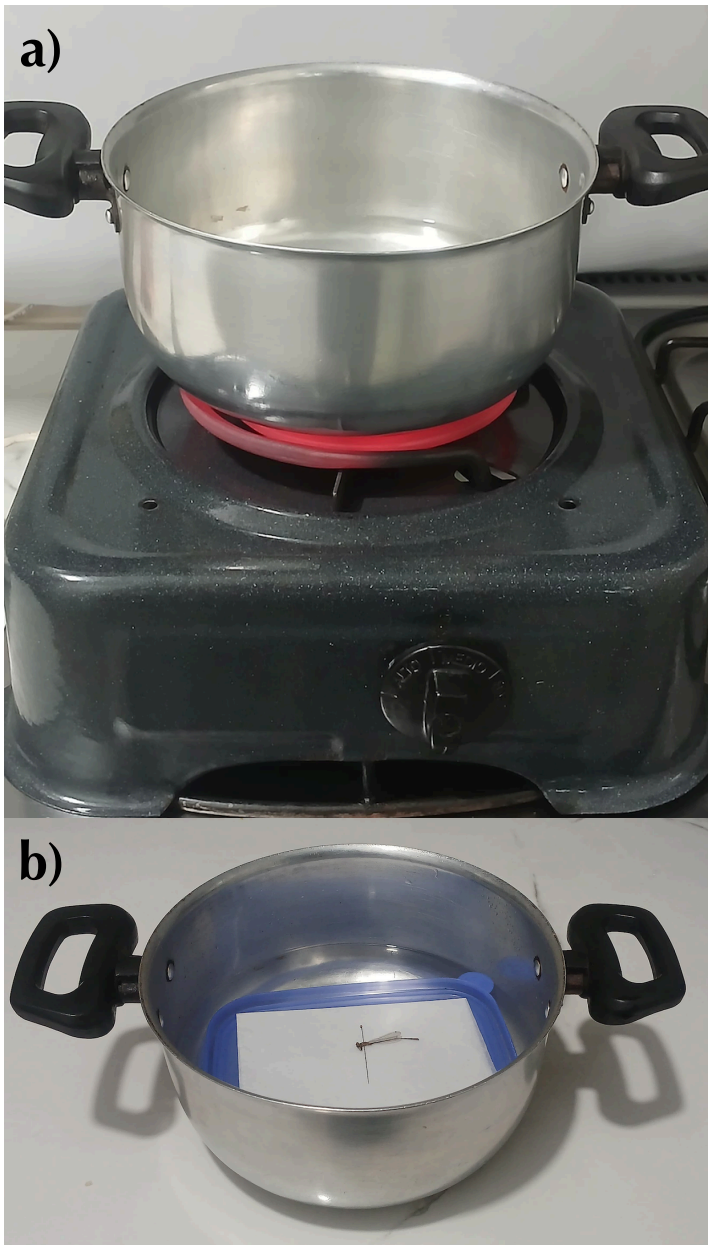


Figura 2. a) Montagem de banho-maria caseiro. **b)** Detalhe do banho-maria usado para relaxar os músculos nos odonatos.

corporal dos indivíduos (Sapaat *et al.*, 2022). Dessa forma, embora não haja informações específicas para odonatos, esses grupos de fungos podem causar deterioração na cabeça, tórax e abdômen.

Em caso de contaminação por fungos, as caixas que contêm esses espécimes devem passar por um processo de limpeza externa, utilizando álcool 96% e Lysol® (ou semelhante). Posteriormente, cada exemplar deve ser examinado no estereoscópio para detectar a presença e a localização dos fungos. O tratamento para indivíduos com fungos inclui submergir os espécimes em álcool 96% por alguns minutos e, em seguida, secá-los em forno de secagem a 30 °C por pelo menos 24 horas. Após a secagem, é importante revisar novamente no estereoscópio por vários dias e aplicar cuidadosamente um antimicótico, como Isoconazol® 1% (Cultid *et al.*, 2012), usando um pincel, depositando uma gota nas áreas afetadas, ou injetando Lysol® (Brown, 2015) com uma seringa de insulina, dependendo do tamanho do indivíduo. Por exemplo, em espécimes grandes, como aqueles das famílias Aeshnidae ou Libellulidae, pode-se aplicar até 0,5 mL de Lysol® distribuídos no tórax e abdômen, enquanto em indivíduos pequenos das famílias Coenagrionidae, Lestidae, Platystictidae, Polythoridae, Calopterygidae, entre outras, pode-se injetar entre 0,1 e 0,2 mL. Posteriormente, os indivíduos devem passar por "quarentena" em local com temperatura ambiente e revisão contínua por pelo menos um mês. Se houver novo aparecimento de fungos, o processo de limpeza deve ser repetido; caso contrário, os espécimes podem retornar à coleção.

Outros organismos que atacam os espécimes de coleção são os psocópteros (ordem Psocoptera), pertencentes à família Liposcelidae (Fig. 4), que podem destruir caracteres taxonômicos importantes para a identificação e, devido ao seu pequeno tamanho, escondem-se em fissuras, dificultando seu controle (Chin, 2010). Podem ser reconhecidos por sua coloração amarela translúcida, podendo ou não ter asas, e movimentarem-se rapidamente sobre a superfície do espécime. São considerados indicadores de áreas com alta umidade, já que sua dieta inclui principalmente mofo, que prolifera nessas condições (Strag, 1998).

Também existem pequenos insetos que perfuram os espécimes, tornando seu exoesqueleto quebradiço (Sapaat *et al.*, 2022), como, por exemplo, coleópteros das famílias Anobiidae,

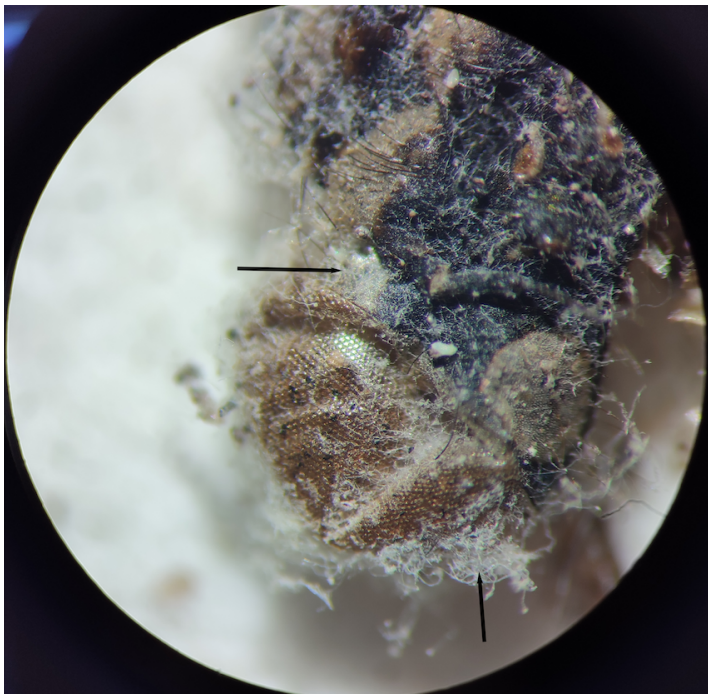


Figura 3. Indivíduo afetado por fungos na região da cabeça.

Lyctidae e Dermestidae (Fig. 5), que se alimentam dos exemplares ou dos materiais utilizados na coleção (Simmons & Muñoz-Saba, 2005). Geralmente, são responsáveis pelos danos nos insetos montados durante sua fase larval (NPS, 2008) e sua presença é notória, pois abaixo dos espécimes encontram-se seus excrementos em forma de aglomerados de pó fino de cor preta, além das pupas (Sapaat *et al.*, 2022). É importante observar essas partículas, pois podem acumular-se dentro dos envelopes dos odonatos ou sob os montagens e indicam que é necessário um processo rápido de limpeza para evitar a propagação dessas pragas.

Dessa forma, se algum desses organismos for encontrado, o controle deve ser feito submetendo a caixa entomológica a –30 °C por um período de 96 a 120 horas, a fim de eliminar ninfas e adultos (Murillo & Lezama, 2008). Em seguida, deve-se usar Paradiclorobenzeno (PDB), comercialmente conhecido como Naftalina®, que deve ser colocado em um pequeno recipiente dentro da caixa entomológica fechada. Os vapores produzidos atuam como inseticida, ajudando a



Figura 4. Psocóptero encontrado em caixas entomológicas de Odonata.

controlar os ovos (Murillo & Lezama, 2008). Posteriormente, é necessário monitorar constantemente a coleção para evitar nova infestação e aplicar mais naftalina quando necessário.

Outro aspecto importante nos espécimes de uma coleção biológica é que os indivíduos estejam completos e em boas condições. Frequentemente, em odonatos, estruturas como o abdômen sofrem rupturas e a cabeça ou as pernas se desprendem, mesmo em indivíduos depositados em envelopes definitivos. É necessário manter essas estruturas no lugar, pois são importantes para a identificação dos exemplares e para a coesão estrutural de cada espécime. Para unir partes ao corpo, podem ser usadas pinças de ponta plana ou aguda, além de cola branca (por exemplo, Gel Shellac®), esmalte incolor e um estereoscópio para posicionar com maior precisão as partes ou estruturas (Murillo & Lezama, 2008).

Os conselhos compartilhados neste documento ajudarão a controlar organismos prejudiciais aos espécimes em coleções biológicas e contribuirão para reduzir o impacto de pragas sobre os exemplares, além de preservar sua integridade.

REFERÊNCIAS

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 (online)
HETAERINA

CAPÍTULO VII

Guia para a preparação de imagens de Odonata para publicações científicas

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

A documentação visual em publicações científicas representa um componente fundamental para a comunicação de resultados em taxonomia (Holzenthal, 2008). As imagens, sejam fotografias ou ilustrações digitais, não só complementam as descrições textuais, como também permitem uma representação precisa de caracteres morfológicos e ajudam a otimizar o espaço em publicações onde as limitações editoriais são frequentes (Bevilaqua, 2020). Essa necessidade é particularmente evidente quando os caracteres diagnósticos são complexos e as descrições textuais parecem insuficientes ou suscetíveis a interpretações subjetivas, fazendo com que ilustrações e fotografias sejam elementos indispensáveis em descrições taxonômicas e chaves de identificação (Coleman, 2006). Inclusive, quando executadas com maestria técnica, essas representações visuais transcendem sua função utilitária para se tornarem expressões simultâneas de valor estético e científico (Vitor & Martins, 2020).

Ao longo da história, as descrições taxonômicas evoluíram paralelamente aos avanços tecnológicos, transformando substancialmente os métodos de ilustração científica (Lomar, 2019). Com a implementação do sistema de classificação proposto por Linneu (1735), as primeiras descrições de seres vivos careciam de suporte visual ou se limitavam a caracterizações textuais lacônicas (Holzenthal, 2008). Posteriormente, foram incorporadas ilustrações manuais de estruturas-chave, inicialmente esquemáticas e depois com maior detalhamento artístico (Coleman, 2003). Atualmente, a crescente sofisticação da fotografia científica tem levado ao substituição de desenhos por fotografias ou desenhos digitais (Riedel *et al.*, 2013). Um grande número de técnicas digitais facilita a documentação de espécimes com uma precisão morfológica sem precedentes e a uma velocidade maior, permitindo o processamento de múltiplas imagens e reduzindo o tempo de criação (Tereshkin, 2013).

Diversas técnicas permitem a obtenção de fotografias digitais, como o uso de estereomicroscópios, o acoplamento de câmeras digitais a estúdios fotográficos, ou mesmo métodos mais avançados, como a microscopia eletrônica (Del Palacio *et al.*, 2017). Independentemente do método escolhido, a produção de imagens digitais requer etapas que garantam resultados de alto impacto (Bevilaqua, 2020), incluindo a preparação prévia do material ou da estrutura a ser analisada.

A preparação do material biológico varia em função do grupo a ser tratado ou da estrutura específica que se deseja documentar (Garrison, 2021; Del Palacio *et al.*, 2017). Portanto, trata-se

de um procedimento particular para cada grupo de estudo e, como tal, devem ser seguidas as recomendações específicas para sua preservação e estudo posterior. Aspectos como estruturas internas, clareamento e dissecação, bem como o posicionamento para captar vistas específicas, fazem parte desta etapa. Para a obtenção de fotografias digitais, recomenda-se assegurar que as imagens sejam registradas em formato RAW, e é sempre necessário realizar ajustes ou tratamentos que melhorem a qualidade final da imagem. Formatos sem perda de informação, como TIFF, preservam a qualidade original, enquanto ferramentas de software especializado facilitam a edição posterior das imagens para publicação (Caruso & Postel, 2002). Modificações de tamanho, resolução, cor, contraste e até limpeza da imagem fazem parte desse pós-processamento, considerado fundamental nos resultados de qualquer pesquisa taxonômica. É importante destacar que esses tratamentos não permitem modificações ou manipulações que alterem o conteúdo original da imagem, pois isso é considerado fraude (Corl *et al.*, 2002; Cromey, 2010; Blatt & Martin, 2013).

A composição de pranchas taxonômicas requer atenção meticulosa a aspectos como escalas, rotulagem e consistência visual (Bevilaqua, 2020). Geralmente, essas pranchas são compostas por um arranjo de fotografias ou ilustrações que, em conjunto, apresentam informações visuais relacionadas às descrições textuais. Portanto, devem mostrar a aparência real dos organismos, incluindo cores, texturas, sulcos ou ornamentações. Além disso, essas figuras são um componente obrigatório na seção de resultados das publicações taxonômicas (Solomon, 2009).

Em Odonata, os caracteres diagnósticos das larvas estão principalmente presentes nas peças bucais, no abdômen e nos seus segmentos apicais, enquanto nos adultos se concentram nas estruturas reprodutivas (como os cercos e a lígula genital dos machos, o pronoto e o ovipositor das fêmeas) e nas asas (Lencioni, 2005, 2006; Garrison *et al.*, 2006, 2010; Hamada *et al.*, 2014). Por isso, é fundamental realizar um registro visual adequado dessas estruturas. Essas imagens não apenas detalham características essenciais para diferenciar espécies, mas também permitem construir bancos de dados que funcionam como ferramentas de estudo para pesquisadores. Dado que, em muitos casos, não há acesso direto aos exemplares-tipo, as imagens adquirem valor ainda maior, especialmente em estudos de morfologia, sistemática ou revisões taxonômicas.

Os métodos de preparação são essenciais para obter imagens publicáveis de alta qualidade. Esses procedimentos incluem processos padronizados de relaxamento e posicionamento que permitem documentar caracteres normalmente ocultos em material preservado, mantendo a integridade do espécime para estudos futuros (Calvert, 1931). Esses protocolos, combinados com técnicas modernas de fotografia digital, garantem que as imagens atendam aos requisitos técnicos das publicações especializadas (Coleman, 2003). Nesse contexto, o objetivo deste documento é fornecer um guia que sirva como base para a obtenção de imagens de qualidade para publicações científicas, a partir de indivíduos previamente coletados, e sua posterior edição no programa Adobe Photoshop (Adobe, 2022).

7.1. MATERIAIS E EQUIPAMENTOS NECESSÁRIOS

Para o acondicionamento das amostras biológicas, tanto em fase adulta quanto larval, recomenda-se o uso dos seguintes materiais: álcool e gel antisséptico a 70%, frascos de vidro, placas de Petri, resistência elétrica, alfinetes entomológicos, lápis, seringas de insulina, pinças de ponta macia, pincéis, pipetas, tubos tipo Falcon e Eppendorf, além de blocos de balsa e poliestireno (Fig. 1 a–l).

As imagens apresentadas neste guia foram obtidas utilizando dois estereomicroscópios com sistemas de captura diferentes. O primeiro, um

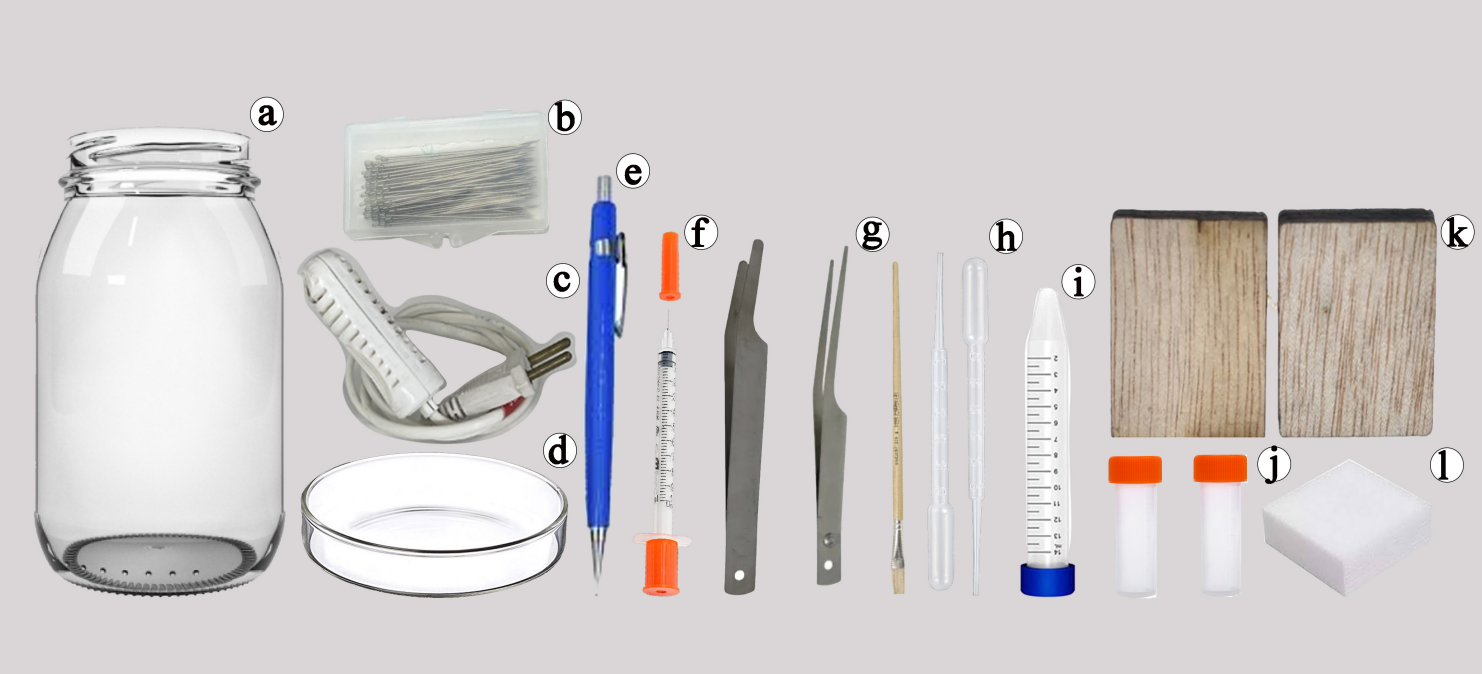


Figura 1. Materiais utilizados para o acondicionamento de amostras biológicas: **a)** frasco de vidro; **b)** alfinetes entomológicos; **c)** resistência elétrica; **d)** cápsula de Petri; **e)** lápis; **f)** seringa de insulina; **g)** pinças de ponta macia; **h)** pincel e pipetas; **i)** tubo tipo Falcon; **j)** tubos tipo Eppendorf; **k)** baldes de balsa; **l)** balde de poliestireno.

Leica M205A equipado com uma câmera Leica DFC450, permite a captura de imagens individuais, exigindo ajustes manuais de foco entre cada tomada. Essas imagens foram posteriormente combinadas por meio do software livre CombineZP para gerar um único arquivo com foco estendido, que finalmente foi editado no Adobe Photoshop CC 2022.

O segundo equipamento, um Nikon SMZ25 acoplado a uma câmera DS-Fi3, possui um sistema automatizado de captura multifocal que permite obter imagens em diferentes profundidades e gerar automaticamente um arquivo final com foco composto. A aquisição das imagens foi gerenciada pelo software correspondente a cada equipamento. No entanto, na ausência de um equipamento tão específico, um bom estereomicroscópio com câmera acoplada — mesmo sem capacidade de foco múltiplo — pode ser altamente eficaz.

O pós-processamento das imagens — que incluiu ajustes de nitidez, cor, limpeza do fundo e montagem das pranchas finais — foi realizado no Adobe Photoshop CC 2022. Todas as edições foram feitas em um notebook Asus Vivobook, com sistema operacional Windows 10, 16 GB de RAM, placa gráfica NVIDIA GeForce RTX3050 e processador Intel Core i7.

7.2. ACONDICIONAMENTO DO MATERIAL BIOLÓGICO

7.2.1. Fase adulta

A preparação do material adulto difere significativamente daquela requerida para larvas ou exúvias. No caso dos adultos, que geralmente são preservados secos, é comum que os exemplares apresentem posturas inadequadas ou estruturas comprimidas devido ao processo de coleta e secagem. Essas condições dificultam a observação e documentação de caracteres morfológicos essenciais.

Adultos secos requerem procedimentos específicos de reidratação e amolecimento das articulações, a fim de permitir seu reposicionamento e facilitar o acesso visual a estruturas diagnósticas, como a genitália ou os

cercos. Por essa razão, antes de iniciar qualquer sessão fotográfica, é indispensável acondicionar cuidadosamente o material, garantindo que as estruturas relevantes estejam visíveis e em posições anatomicamente corretas.

A seguir, descrevem-se os passos recomendados para o acondicionamento de exemplares adultos preservados secos, com ênfase em técnicas de amolecimento, manipulação controlada e fixação temporária das estruturas, tudo orientado para maximizar a qualidade e a utilidade das imagens obtidas.

Passo 1. Limpeza do espécime. Com a ajuda de um pincel fino, limpar cuidadosamente todo o indivíduo com o objetivo de remover qualquer resíduo proveniente de procedimentos anteriores (Fig. 2). Este procedimento deve ser realizado com extrema precaução, utilizando um pincel de ponta arredondada com calibre inferior a 0,5. Deve-se ter cuidado especial ao passar pelas pernas e pela cabeça, pois são as estruturas mais frágeis e suscetíveis a se desprender.

Passo 2. Amolecimento das estruturas. Amolecer as estruturas é essencial para posicionar corretamente o espécime. Para isso, podem ser utilizados diferentes métodos:

• *Câmara úmida (sem aquecimento):* coloca-se uma camada de papel absorvente no fundo de um recipiente hermético, como uma caixa plástica (por exemplo, as utilizadas para armazenar sorvete)

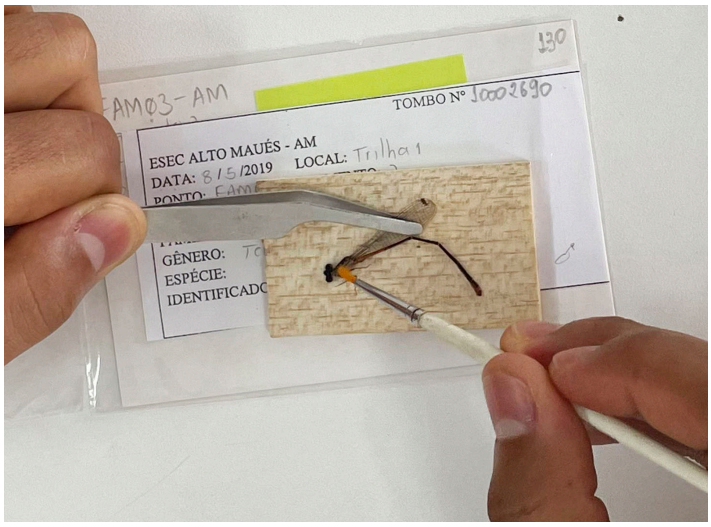


Figura 2. Limpeza do indivíduo com pincel.

ou uma caixa de Petri. O papel deve estar bem umedecido, mas sem excesso de água. Sobre esse fundo úmido, posiciona-se o exemplar, preferencialmente sobre uma base de balsa ou poliestireno expandido, e fecha-se o recipiente para manter um ambiente úmido. O tempo necessário varia conforme o estado de conservação da amostra, seu tamanho e a rigidez do exoesqueleto. Caso o inseto permaneça por mais de 24 horas, é necessário adicionar algumas gotas de fenol para evitar a proliferação de fungos (Hamada et., 2014). Esta técnica é uma das mais utilizadas, pois é pouco invasiva e evita danos estruturais ao espécime.

• *Câmara com resistência elétrica ("rabo quente")*: outra opção consiste em utilizar uma resistência elétrica de imersão dentro de um recipiente profundo com água, sem deixá-la ferver. Após aquecer a água, retira-se o equipamento (Fig. 3, passo 1). O exemplar é colocado sobre uma base de madeira tipo balsa, que pode ser sustentada por uma estrutura flutuante de poliestireno expandido (Fig. 3, passo 2). O conjunto deve permanecer equilibrado dentro do recipiente e ser coberto com uma caixa de Petri, formando uma câmara de ar quente (Fig. 3, passos 3–5). Após alguns minutos, o exemplar apresentará articulações suficientemente flexíveis. Com o auxílio de alfinetes entomológicos, as estruturas podem ser fixadas na posição desejada para secagem posterior.

• *Aplicação direta com amoníaco ou óleo de banana:* método útil quando não é necessário amolecer todo o espécime, mas apenas uma estrutura específica, como os cercos ou a lígula genital. Com uma seringa de insulina, aplica-se uma pequena alíquota de amoníaco ou óleo de banana diretamente sobre a estrutura. Aguarda-se entre três e cinco minutos, verificando periodicamente — com a ponta de um alfinete e extrema cautela — se a estrutura já está suficientemente mole para manipulação. Após o procedimento, é necessário lavar a estrutura com

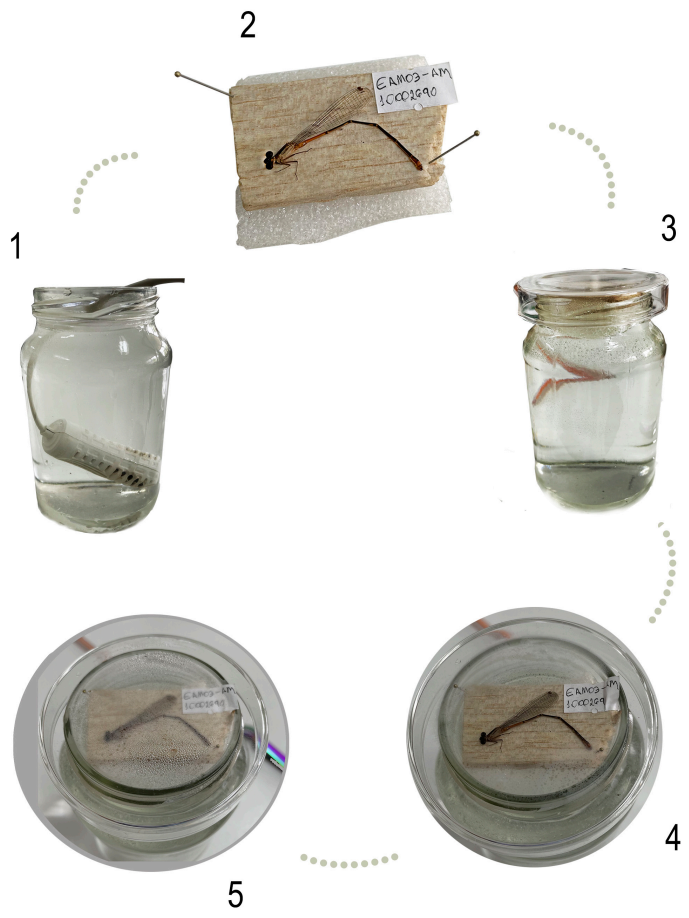


Figura 3. Etapas para o amolecimento por câmara úmida usando uma placa de Petri.

álcool e, em seguida, realizar um banho em acetona ou álcool acima de 70%.

Passo 3. Posicionamento anatômico. Com a ajuda de alfinetes entomológicos, posicionar cuidadosamente todas as estruturas do espécime, especialmente aquelas relevantes para a determinação taxonômica (Fig. 4). Como regra geral e por segurança, recomenda-se capturar primeiramente uma imagem do hábito completo com escala, pois o espécime pode sofrer danos durante o processo. Em seguida, devem ser fotografadas as principais regiões e estruturas: cabeça em vista dorsal e frontal, pronoto em vista lateral e dorsal, pterotórax, asas, cercos, lâmina vulvar (fêmeas) e hamuli (machos).

Passo 4. Projeção de estruturas internas. Para projetar estruturas internas, como a genitália dos machos, é necessário que as áreas adjacentes tenham sido previamente amolecidas com um dos métodos citados (câmara úmida, aquecimento, amoníaco/óleo de banana). Uma vez que a flexibilidade adequada seja alcançada, procede-se à extrusão cuidadosa da estrutura.

Com um alfinete entomológico de ponta fina, ligeiramente angulado, realiza-se um movimento de pressão e arraste desde a base interna da abertura genital para fora. O alfinete deve ser colocado logo abaixo ou ao lado da estrutura, exercendo pressão suave e orientada no sentido anteroposterior, acompanhando a linha natural de dobramento da vesícula ou da lígula (Fig. 5). É fundamental evitar movimentos bruscos ou muito verticais, que podem causar rupturas.

Depois que a estrutura estiver parcialmente projetada, pode-se utilizar um segundo alfinete para fixá-la na posição estendida, garantindo visibilidade total para secagem (Fig. 5 a–c). É importante verificar simetria e naturalidade antes da fixação final.

Passo 5. Secagem e fixação. Uma vez que as estruturas tenham sido corretamente posicionadas e fixadas com alfinetes entomológicos, procede-se à secagem do espécime para garantir que mantenha a forma desejada durante as sessões fotográficas. Esse processo pode ser realizado de duas formas:

- *Secagem em temperatura ambiente:* colocar o exemplar dentro de um recipiente hermético com algumas pérolas de sílica gel. Deixar repousar por pelo menos 24 horas, permitindo que a umidade seja absorvida gradualmente, sem alterar o posicionamento das estruturas.
- *Secagem em estufa:* caso se disponha do equipamento, colocar o espécime em uma estufa a uma temperatura de 40 °C, durante um período de 8–12 horas. Essa opção permite uma fixação mais rápida, mas deve ser monitorada com atenção para evitar danos causados pelo excesso de calor.

Passo 6. Revisão do espécime e registro fotográfico. Uma vez seco o espécime e retirados

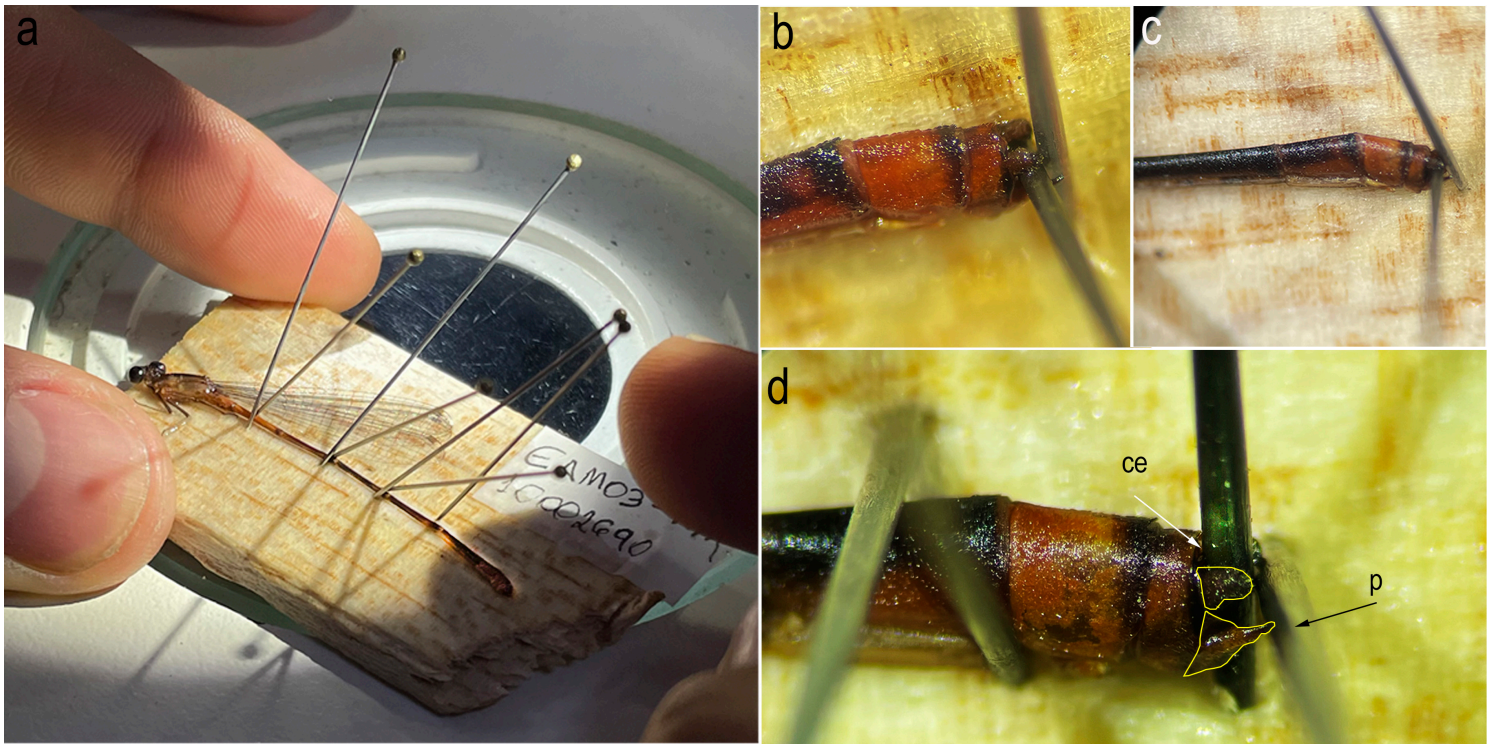


Figura 4. a) Posicionamento anatômico com ajuda de alfinetes. **b-d)** Separação do cerco e do paraprocto (ce: cerco; p: paraprocto).

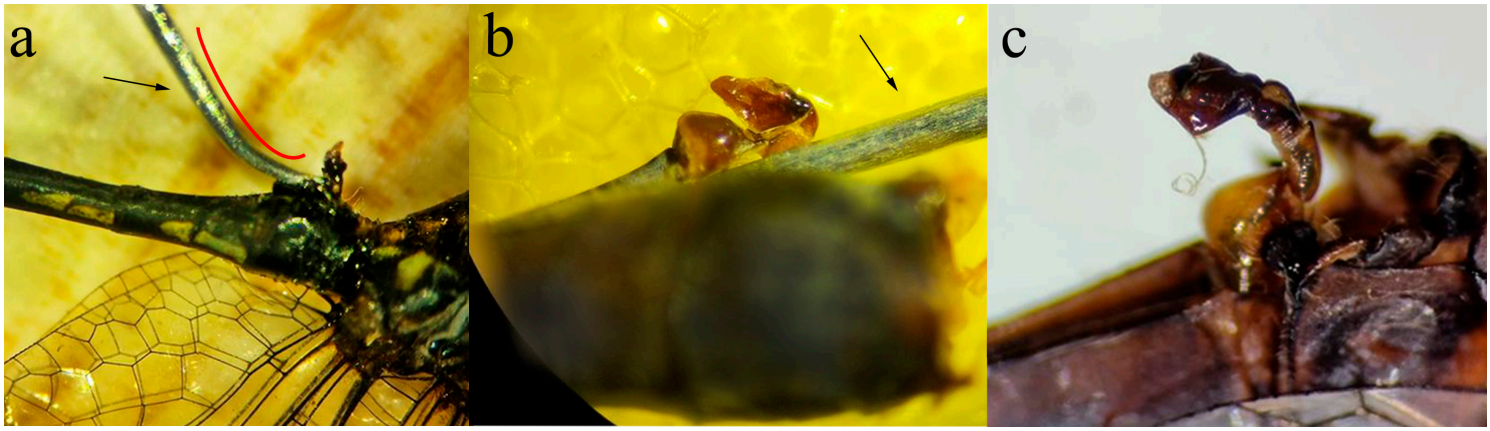


Figura 5. Extração da genitália masculina. **a)** Alfinete entomológico com a ponta angulada para facilitar a projeção; **b)** alfinete reto fixando a estrutura projetada; **c)** estrutura fixada após a secagem.

os alfinetes, considera-se que o preparo está pronto para a etapa de revisão e obtenção da imagem. Esta etapa consiste em observar cuidadosamente as estruturas posicionadas com o auxílio de uma lupa multifocal ou de um estereomicroscópio com câmera acoplada.

Nesta fase, realiza-se uma verificação final do posicionamento morfológico, seguida da captura fotográfica das estruturas relevantes sob critérios taxonômicos. As imagens obtidas devem refletir com clareza os caracteres diagnósticos previamente definidos, permitindo sua correta interpretação e documentação científica (Fig. 6 a–d).

7.2.2. Fase larval

A preparação do material em fase larval apresenta algumas diferenças em comparação com a dos adultos. A conservação em álcool é vantajosa para os estágios larvais, com exceção das exúvias

(exoesqueleto), que são mais frágeis e suscetíveis a danos. Em ambos os casos, é necessária cautela na manipulação.

As características diagnósticas das larvas encontram-se principalmente nas peças bucais, o que eventualmente exige a realização de dissecações que podem danificar o espécime se não forem executadas com cuidado. Por essa razão, recomenda-se iniciar a documentação fotográfica com imagens do hábito, tanto em vista dorsal quanto ventral, seguidas pelos apêndices caudais — particularmente delicados em Zygoptera devido à sua forma laminar —, pelas ornamentações laterais ou dorsais do corpo e, por último, pelas peças bucais.

A seguir, descrevem-se os passos recomendados para o acondicionamento de larvas ou exúvias, com ênfase na manipulação cuidadosa, na estabilização do espécime e na documentação morfológica prévia à dissecação.

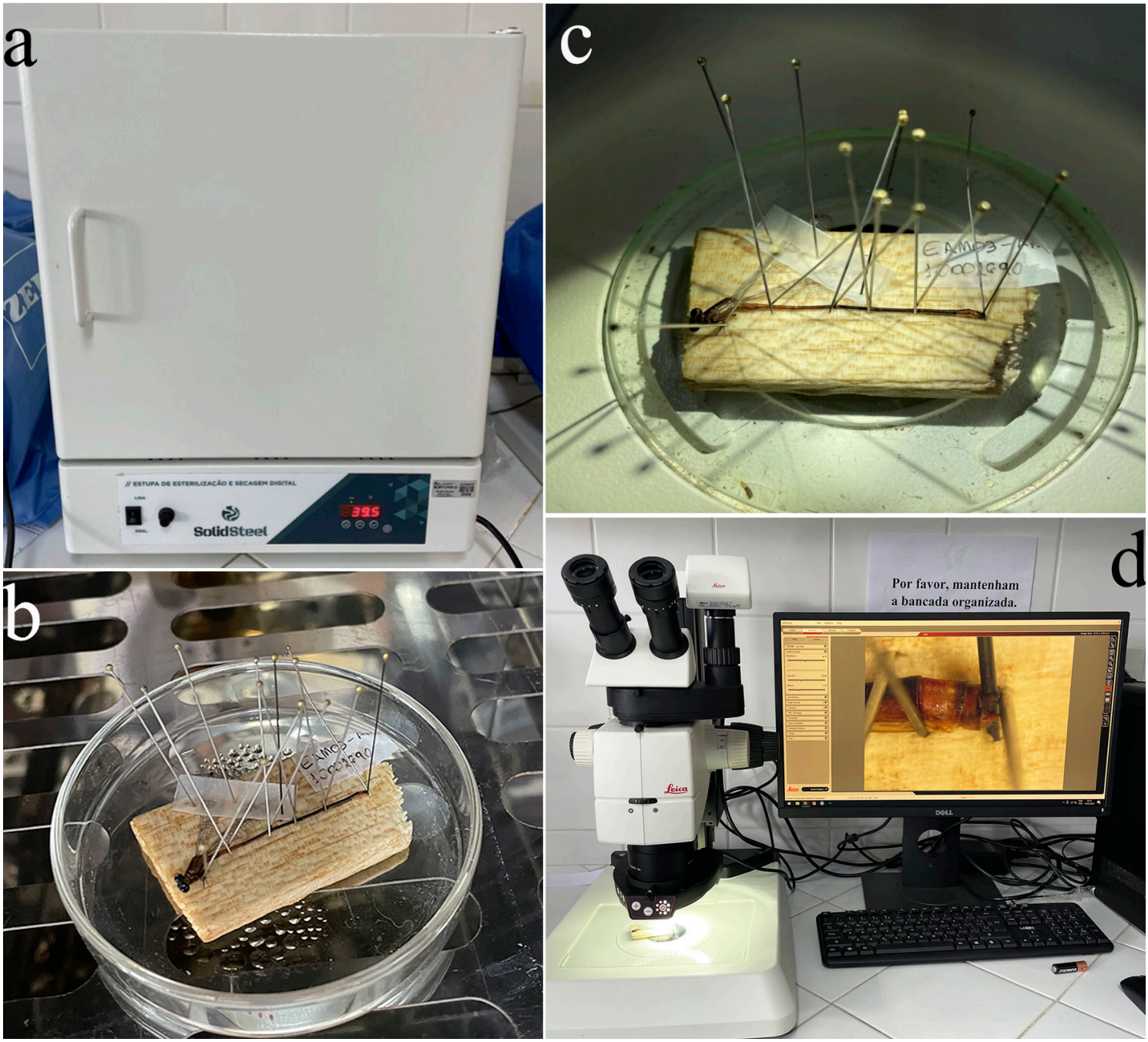


Figura 6. Processo de secagem e análise fotográfica. **a)** Estuda; **b)** espécime em secagem; **c, d)** posicionamento e análise fotográfica.

Passo 1. Transferência do espécime para a placa de Petri. Retirar a larva ou exúvia com extremo cuidado do tubo Eppendorf, utilizando pinças de ponta macia ou, preferencialmente, a ponta de um pincel fino (Fig. 7, passo 1). O conteúdo do tubo (incluindo o álcool) deve ser vertido juntamente com o exemplar em uma cápsula de Petri para evitar a desidratação.

Passo 2. Aplicação do meio de estabilização. Cobrir o espécime com uma pequena quantidade de gel antisséptico (pode-se utilizar gel desinfetante comercial para as mãos, desde que seja transparente), em quantidade suficiente para formar uma matriz semissólida que facilite sua manipulação (Fig. 7, passo 2–3). Esse meio permite fixar o corpo sem exercer pressão sobre a amostra, facilita a projeção tridimensional de estruturas como pernas, abdômen e peças bucais, e reduz o reflexo nas imagens.

Passo 3. Posicionamento e fotografia do hábito. Utilizando alfinetes entomológicos ou estiletes de ponta fina, orientar cuidadosamente o exemplar em vista dorsal e centralizá-lo dentro da placa de Petri (Fig. 7, passo 4). Esse posicionamento permite registrar uma imagem geral do hábito, que serve como referência morfológica antes de realizar qualquer dissecação. Recomenda-se capturar primeiro as vistas dorsal e ventral do hábito, pois as manobras de dissecação posteriores podem danificar estruturas delicadas (Fig. 7, passo 5).

Passo 4. Imersão em álcool líquido. É importante cobrir completamente o gel com álcool líquido, de modo que o meio gelatinoso se torne praticamente imperceptível. Recomenda-se que a concentração do álcool seja a mesma do gel previamente utilizado, para evitar reações químicas ou alterações no espécime (Fig. 7, passo 4).

Passo 5. Documentação morfológica detalhada. Com a ajuda de uma lupa multifocal ou estereomicroscópio com câmera acoplada, observar e fotografar as estruturas dissecadas de acordo com os critérios taxonômicos estabelecidos (Fig. 7, passo 5).

Passo 6. Dissecação das estruturas bucais e caudais. Com o espécime já estabilizado, proceder à dissecação e separação das peças anatômicas menores, começando pelas estruturas bucais: mento, pré-mento, mandíbulas, galeolacíneas. Em seguida, separar as lâminas caudais (uma lateral — preferencialmente a esquerda — e a mediana), cuidando para não alterar a posição do restante do corpo (Fig. 7, passo 6).

7.3. AQUISIÇÃO DE FOTOGRAFIAS DIGITAIS

Esta seção oferece recomendações para a captura eficiente de imagens digitais de espécimes, com o objetivo de otimizar a qualidade da documentação morfológica e reduzir o tempo de edição posterior. São descritas as vistas e estruturas essenciais que devem ser registradas (hábito, cabeça, protórax, tórax, lígula genital e cercos), bem como considerações práticas sobre iluminação, foco e enquadramento.

Dependendo do equipamento óptico disponível, existem duas estratégias principais para obter imagens completamente nítidas e de alta resolução: **a composição multifocal** (*focus stacking*), recomendada quando o sistema óptico não possui módulo de foco automático e a captura deve ser feita plano por plano; e o montagem por seções do hábito, útil quando o tamanho do exemplar excede o campo de visão disponível e é necessário unir várias imagens parciais.

A seguir, são descritos os passos detalhados para cada um desses procedimentos.

7.3.1Composição multifocal

A menos que o estereomicroscópio possua configurações específicas para capturar múltiplos planos de foco e combiná-los automaticamente em uma única imagem final, este procedimento deve ser realizado por meio de programas externos que permitam a técnica conhecida como focus stacking. Essa técnica é empregada para gerar

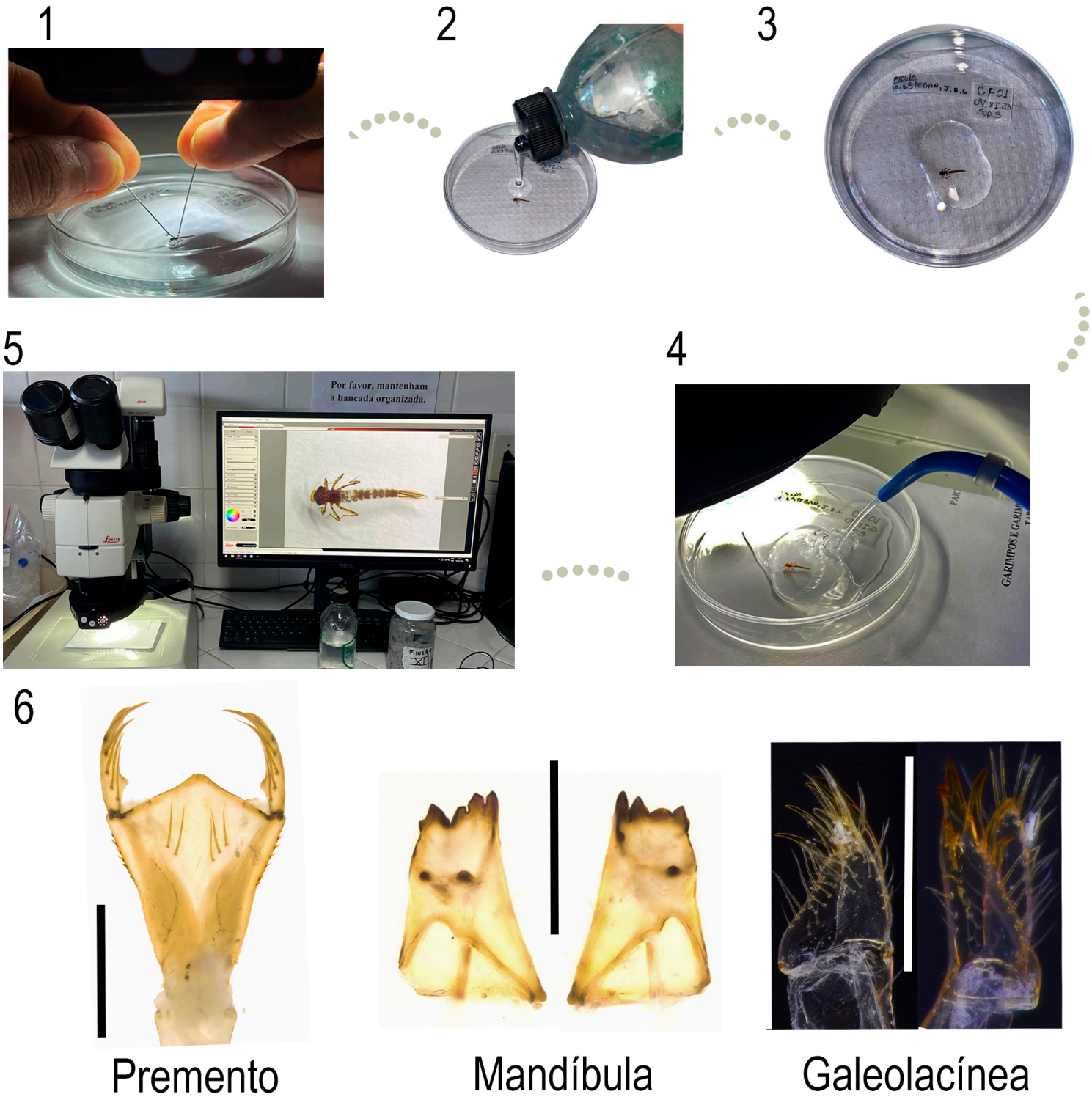


Figura 7. Preparação de larvas ou exuvias antes da fotografia: **1)** transferência; **2)** aplicação de gel; **3)** posicionamento; **4)** aplicação de álcool líquido; **5)** registro com estereomicroscópio; **6)** peças bucais.

imagens completamente nítidas mediante a combinação de várias fotografias feitas em diferentes profundidades de campo. Para ilustrar esse procedimento, pode-se utilizar o software livre *CombineZP*, disponível para download no seguinte link: https://combinezp.software.informer.com/. A seguir, descrevem-se os passos necessários para realizar a composição multifocal com esse programa.

Passo 1. Iniciar um novo projeto. Clicar no menu localizado na parte superior esquerda da janela ***New*** (Fig. 8a).

Passo 2. Abrir-se-á uma janela na qual será necessário navegar pelo computador até encontrar a pasta que contém as imagens a serem empilhadas. Em seguida, selecionar todas as imagens de interesse, clicando com o botão esquerdo do mouse ou mantendo pressionada a tecla ***Ctrl*** enquanto se selecionam os arquivos desejados. Por fim, clicar no botão ***Abrir*** (Fig. 8b).

Passo 3. Uma vez carregadas as imagens, selecionar o método de empilhamento. O CombineZP oferece vários métodos, cada um com algoritmos distintos que geram resultados específicos. Também existe uma opção que aplica automaticamente todos os métodos disponíveis. Para isso, clicar na segunda caixa de opções localizada no menu superior esquerdo. No menu suspenso, selecionar ***All methods*** (Fig. 8c) e, em seguida, clicar no botão verde ***GO*** (Fig. 8d). O processo iniciará automaticamente.

Passo 4. Salvar a imagem resultante: Clicar no menu Save (Fig. 8e), indicar o nome do arquivo final e salvar (Fig. 8f). A imagem pode ser salva em diferentes formatos; recomenda-se utilizar o formato JPG. Após esse passo, abrir-se-á uma janela para selecionar a qualidade de salvamento; recomenda-se escolher 100%.

7.3.2. Montagem por seções do hábito

Los casos em que não seja possível capturar o hábito completo do espécime em uma única imagem, seja por limitações de aumento, enquadramento ou distância de trabalho do equipamento, recomenda-se fazer uma série de fotografias por regiões, assegurando uma leve sobreposição entre cada segmento.

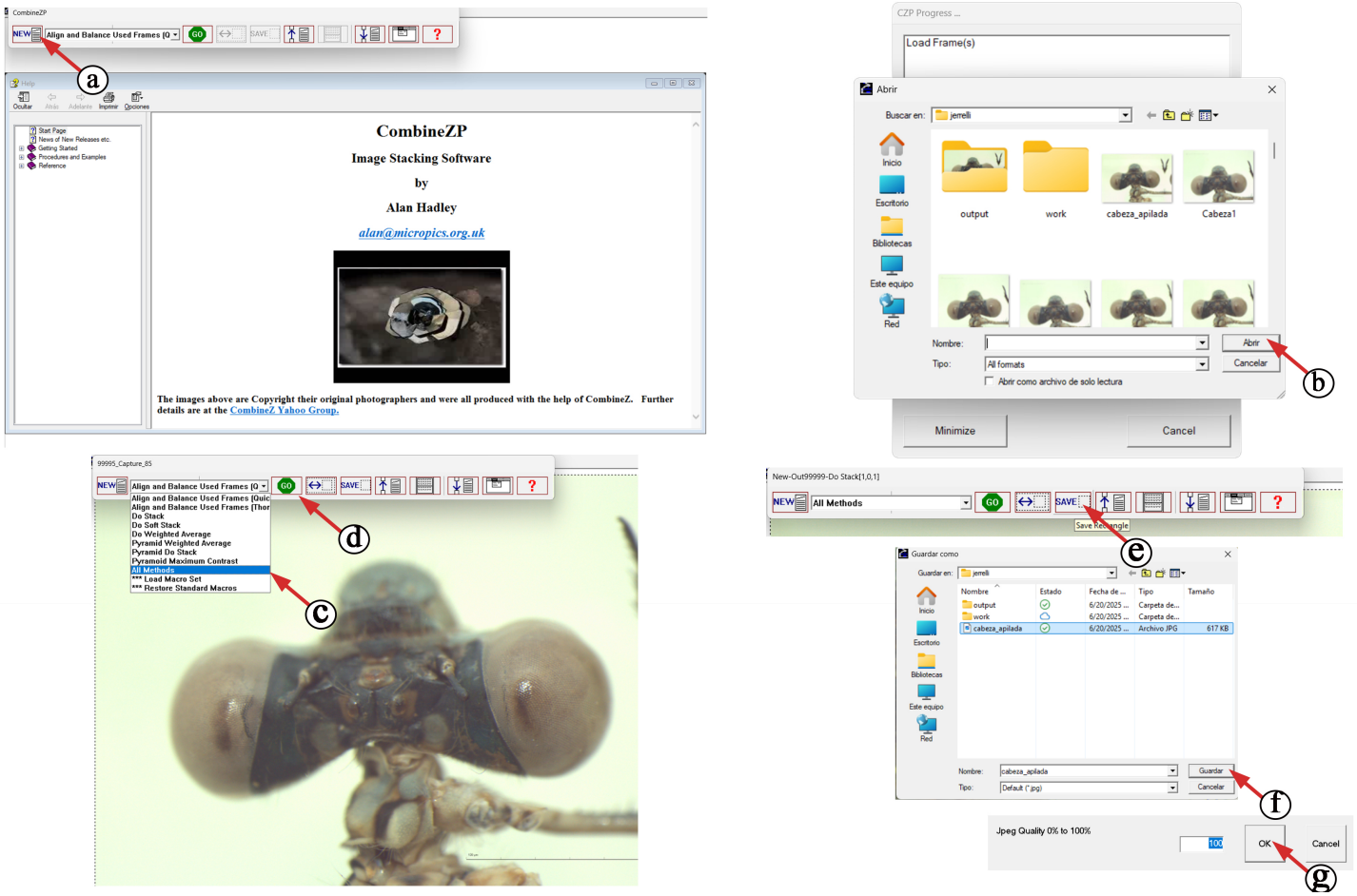


Figura 8. Composição multifocal em CombineZP no Photoshop.

Essa abordagem é aplicável tanto a adultos como a larvas, permitindo obter uma imagem composta do corpo inteiro com boa resolução. As imagens parciais devem ser posteriormente unidas em um software de edição, como o Photoshop.

A seguir, descrevem-se os passos para montar corretamente essas regiões, mantendo proporções e continuidade visual.

Passo 1. Abrir o Adobe Photoshop e acessar o menu superior. Selecionar o caminho: **Arquivo** > **Automatizar** > ***Photomerge*** (Fig. 9a-c).

Passo 2. Na janela emergente do *Photomerge*, clicar em *Explorar* (Fig. 9d) e localizar no computador a pasta que contém as imagens do hábito previamente capturadas. Selecionar os arquivos e clicar em **Aceitar** (Fig. 9e).

Passo 3. Depois de carregar as imagens, verificar se a opção "**Disposição: Automática**" está marcada (por padrão) e garantir que as caixas **"Mesclar imagens"** e **"Corrigir distorção geométrica"** estejam desativadas, para evitar alterações na estrutura do exemplar. Em seguida, clicar em **OK** para iniciar a montagem automática (Fig. 9f).

Passo 4. O programa alinhará e distribuirá as imagens em camadas independentes, de acordo com as coincidências encontradas entre as áreas sobrepostas (Fig. 9g).

7.4. PÓS-PROCESSAMENTO DE FOTOGRAFIAS

Nesta seção, são explicadas as etapas posteriores à captura das imagens, com foco na melhoria da qualidade visual, padronização do formato e preparação das lâminas finais para sua inclusão em publicações científicas. Para isso, será utilizado o software Adobe Photoshop como ferramenta principal. Para aqueles que não estão Famíliarizados com seu uso, a interface pode parecer intimidadora devido à grande quantidade de menus e ferramentas disponíveis. No entanto, ao posicionar o cursor do mouse sobre cada ferramenta, o software exibe uma breve descrição de sua função e, em alguns casos, até exemplos ilustrativos.

Aparência geral do software e configurações iniciais

Ao iniciar o Photoshop, a tela principal apresenta os seguintes elementos (Fig. 10): uma barra de menus na parte superior (a), seguida pelo painel de controle (b). No lado esquerdo encontra-se a barra de ferramentas (c), enquanto no lado direito estão os painéis de funções relacionados à edição, ajustes e camadas (d).

A. Edição e ajustes básicos

Passo 1. A imagem deve ser importada pelo menu **Arquivo** > **Abrir** > **OK** (Fig. 11a-b). Recomenda-se trabalhar com arquivos em alta

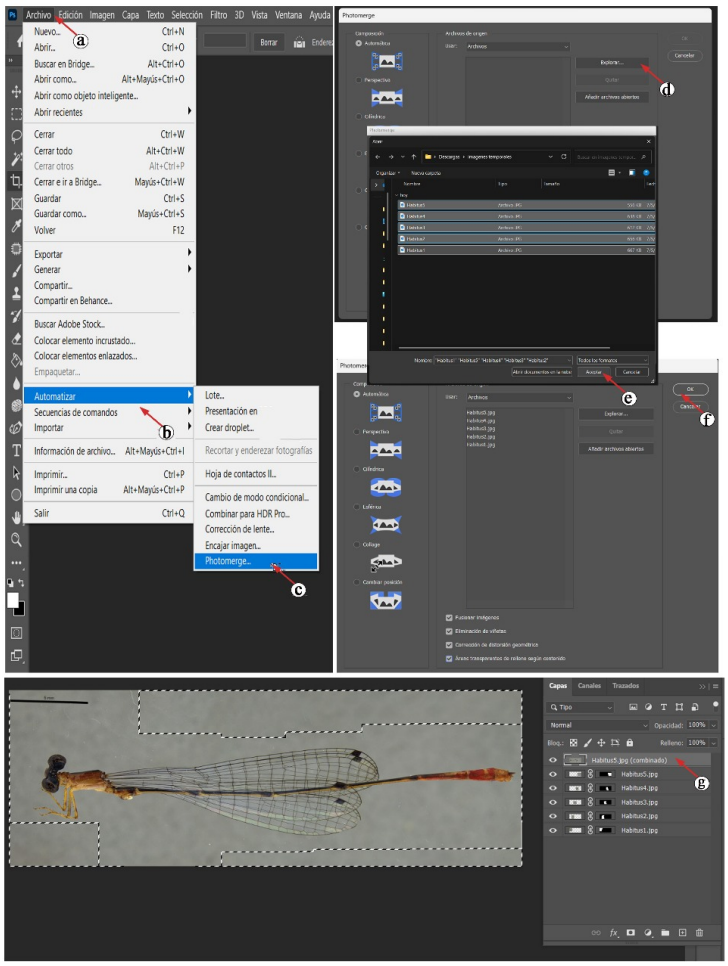


Figura 9. Montagem de imagens com Photomerge no Photoshop.

resolução (preferencialmente em formato TIFF ou PNG) para conservar o máximo nível de detalhe possível.

Passo 2. Inclui correções de cor, brilho, contraste e nitidez para melhorar a visibilidade dos detalhes morfológicos. Aqui, apresentam-se duas formas de realizar essas correções.

•*Primeiro método*. Por meio dos ajustes da janela de opções, após selecionar a imagem. Antes de aplicar qualquer modificação, recomenda-se duplicar a camada original para não trabalhar diretamente sobre ela. Para isso, selecionar a camada a ser duplicada (Fig. 12a-b) e arrastá-la até o ícone de nova camada (Fig. 12c). Uma vez selecionada a nova camada, acessar o painel **Ajustes** (Fig. 12d), onde serão exibidas várias opções de edição. Ao selecionar **Brilho/Contraste** (Fig. 12e), abrir-se-á um painel de propriedades que permite ajustar esses parâmetros manualmente (Fig. 12f).

•*Segundo método*. Utilizando o filtro Camera Raw. Com a camada duplicada selecionada (Fig. 13a-b), ir ao menu Filtro (Fig. 13c) e selecionar a opção Filtro Camera Raw (Fig. 13d). Isso abrirá um novo painel onde é possível acessar múltiplos parâmetros de edição. Neste caso, selecionar a aba Básico (Fig. 13e), que habilita controles de exposição, contraste, altas luzes, sombras, brancos, pretos, textura e claridade, entre outros (Fig. 13f).

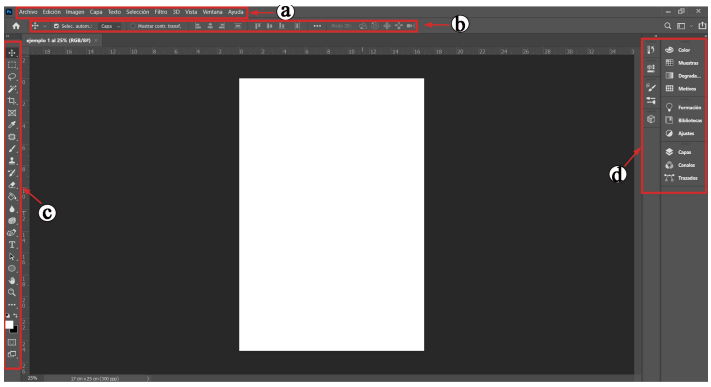


Figura 10. Tela principal do Photoshop.

Passo 3. Remover o fundo da imagem, preservando a escala de medida como uma camada independente. A seguir, detalham-se os

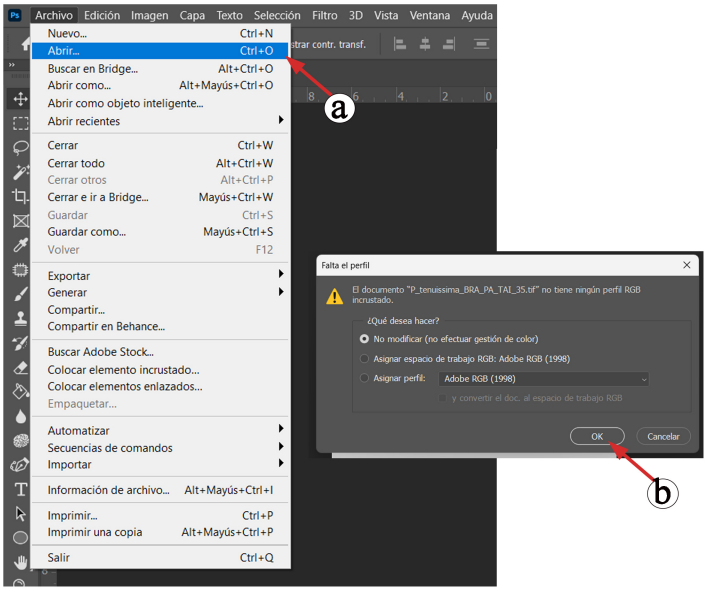


Figura 11. Abertura de arquivo e mapeamento de perfil de cor no Photoshop.

subpassos recomendados:

•**Passo 3.1.** Duplicar a camada original e isolar a escala (Fig. 14). Selecionar a camada original e duplicá-la (Fig. 14a–b). Com a ferramenta **Marco Retângular** (Fig. 14c), delimitar a área da escala (Fig. 14d). Cortar a seleção com **Ctrl + X** e colá-la com **Ctrl + V**; isso criará uma nova camada contendo apenas a escala.

•**Passo 3.2.** Remover o fundo da escala. Com a nova camada selecionada (Fig. 15e), usar a ferramenta **Varinha Mágica** (Fig. 15f) para selecionar a escala. Em seguida, ir ao menu **Selecionar** e escolher **Inverter** (Fig. 15g). Pressionar **Delete** para remover o fundo, deixando a escala com fundo transparente (Fig. 15h).

•**Passo 3.3.** Selecionar e isolar o exemplar. Voltar à camada duplicada original (Fig. 16i). Ativar a **Varinha Mágica** (Fig. 16j) e usar a opção **Selecionar Sujeito** (Fig. 16k). Depois, no menu **Selecionar**, escolher Inverter (Fig. 16l) para selecionar o fundo e pressionar **Delete**.

•**Passo 3.4.** Combinar camadas e adicionar fundo branco. Selecionar ambas as camadas (escala e exemplar) mantendo a tecla **Ctrl** pressionada, clicar com o botão direito e escolher **Combinar Camadas** (Fig. 17m-n). Por fim, criar

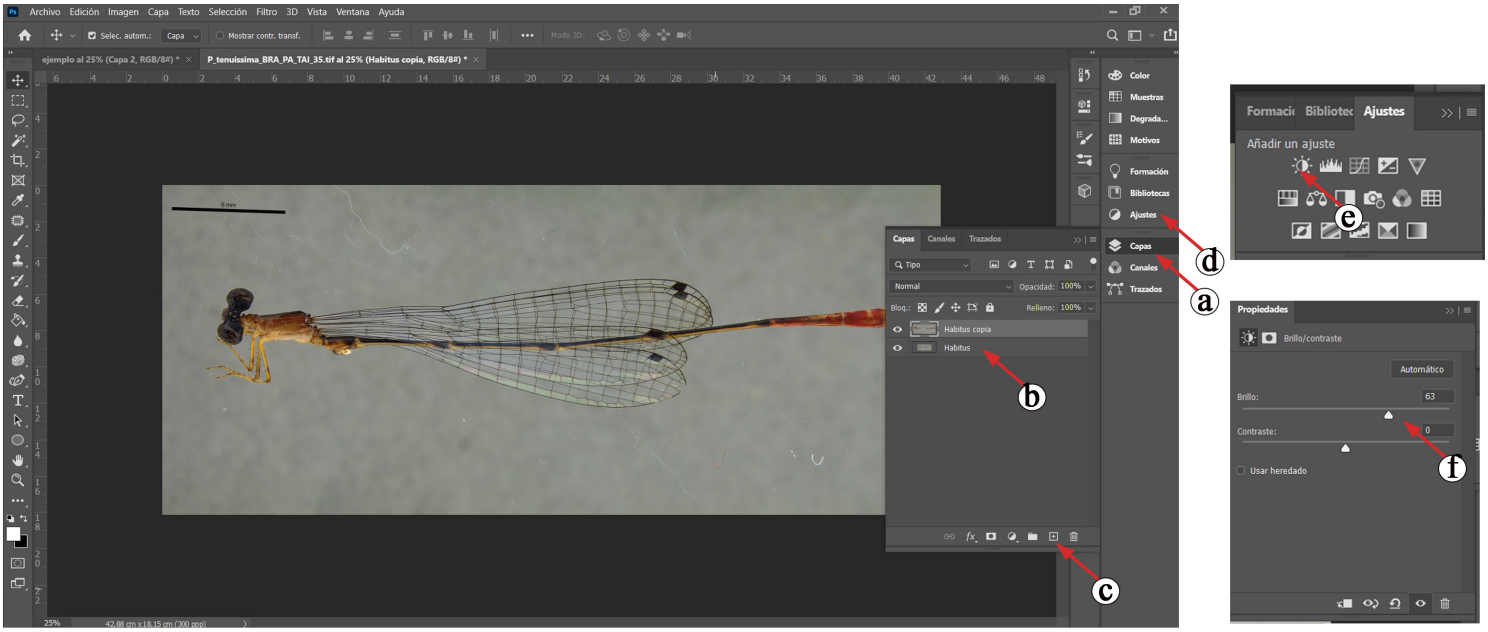


Figura 12. Ajuste de brilho e contraste usando o painel de configurações no Photoshop.

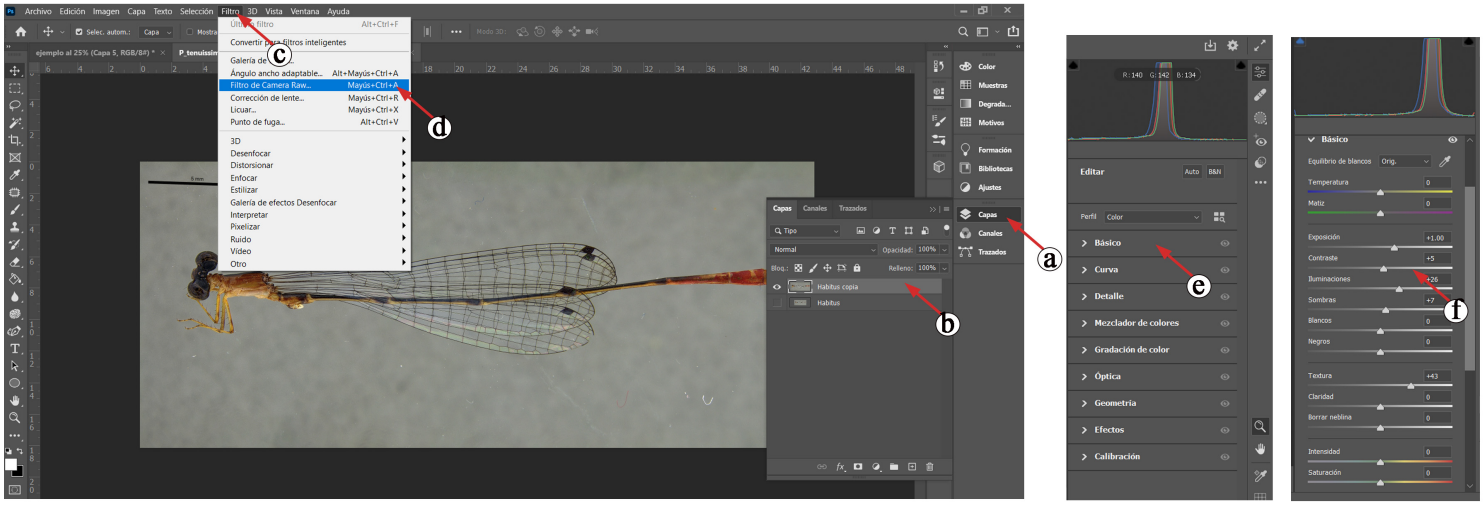


Figura 13. Correção de imagem com o filtro Camera Raw no Photoshop.

uma nova camada na parte inferior (Fig. 17o) e preenchê-la com a cor desejada (por exemplo, branco) como fundo base para a imagem editada.

B. Construção da composição final

Nesta seção, descreve-se o procedimento para criar uma prancha final desde o início e exportá-la no formato adequado. Os passos detalhados na seção anterior podem ser repetidos para preparar cada uma das imagens que serão incluídas. Recomenda-se organizar as imagens em pastas independentes e atribuir um nome claro a cada arquivo, de acordo com a estrutura representada. Esse tipo de organização facilita o processo de edição e montagem da prancha.

Passo 1. Configuração inicial do documento. Para começar, deve-se criar um novo arquivo no Photoshop. Ir ao menu superior **Arquivo** > **Novo** (Fig. 18a). Na janela que se abre, definir o nome do arquivo (Fig. 18b), o tamanho da tela (neste exemplo, 17 × 25 cm; Fig. 18c-d), a resolução (300 ppp; Fig. 18e-f), o modo de cor (CMYK ou RGB, conforme as especificações editoriais; Fig. 18g) e o fundo personalizado da tela (branco ou

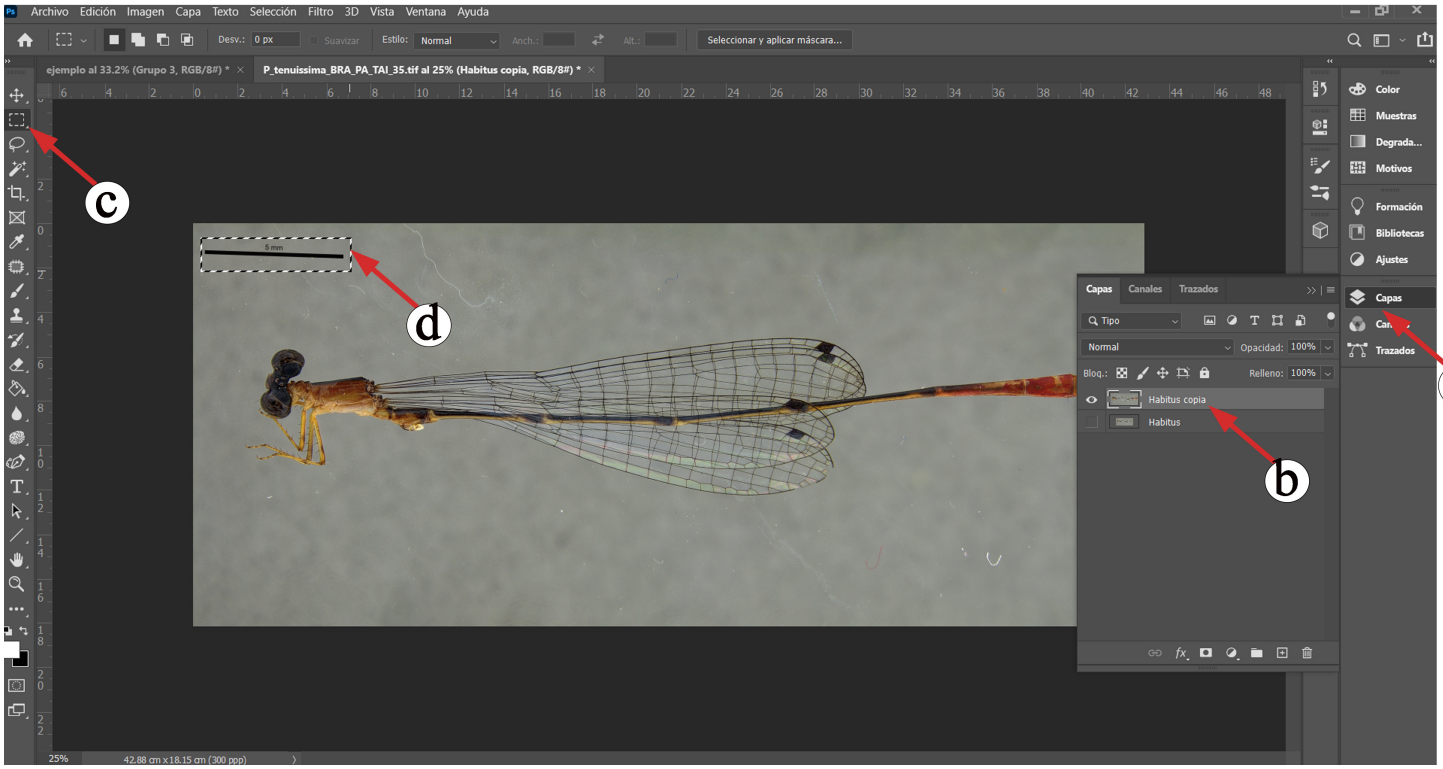


Figura 14. Duplicação de camada e isolamento de escala no Photoshop.

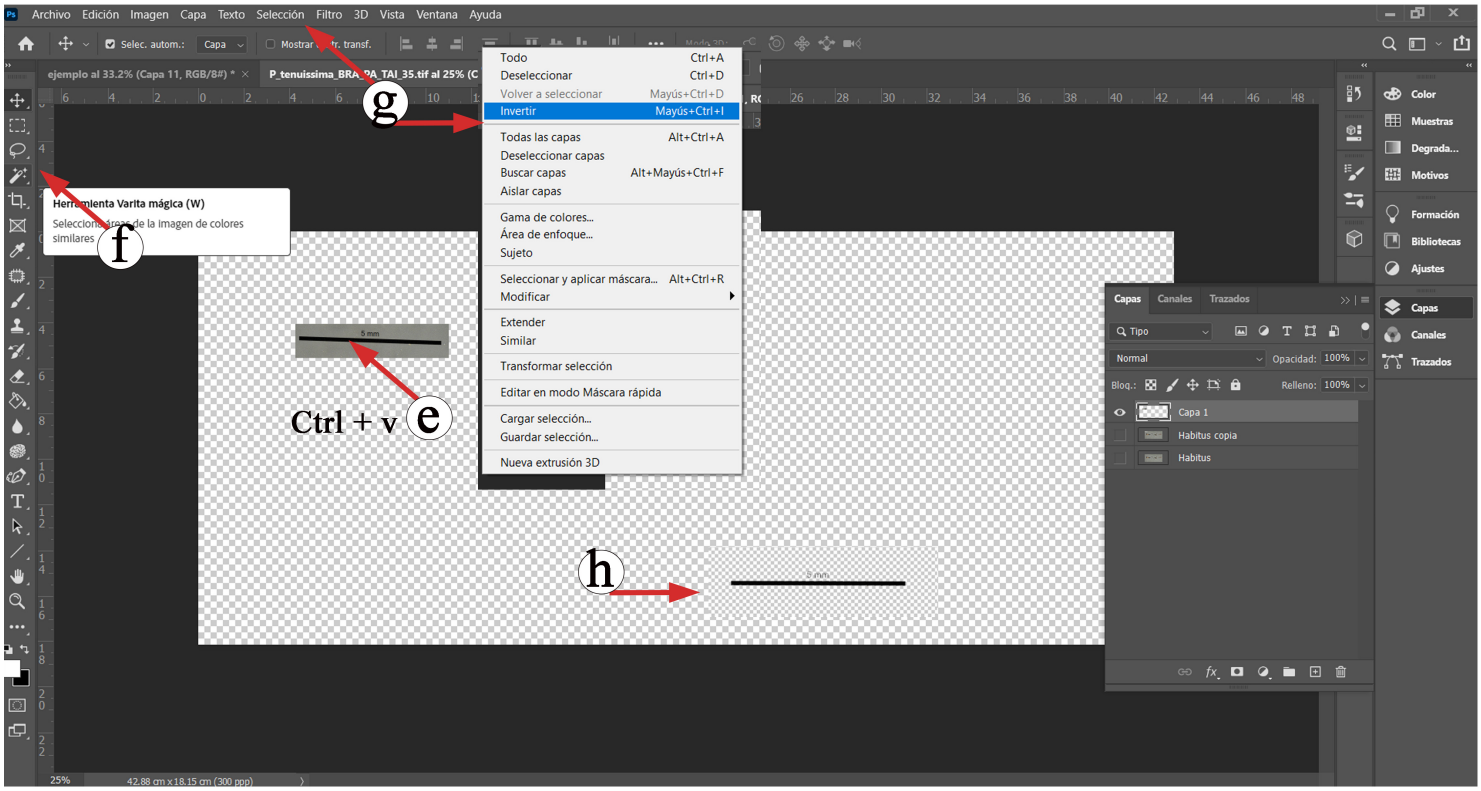


Figura 15. Remoção do fundo da camada da escala no Photoshop.

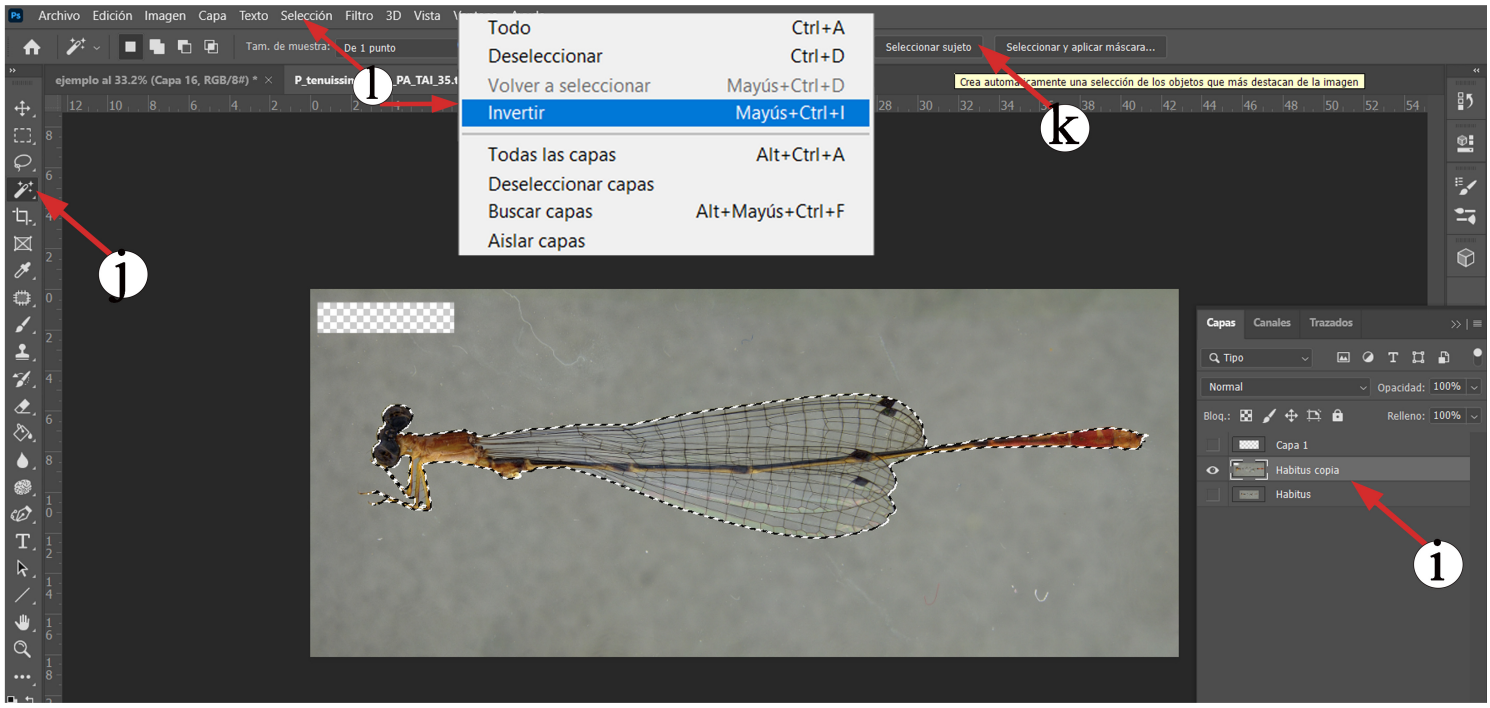


Figura 16. Seleção e isolamento da cópia principal no Photoshop.

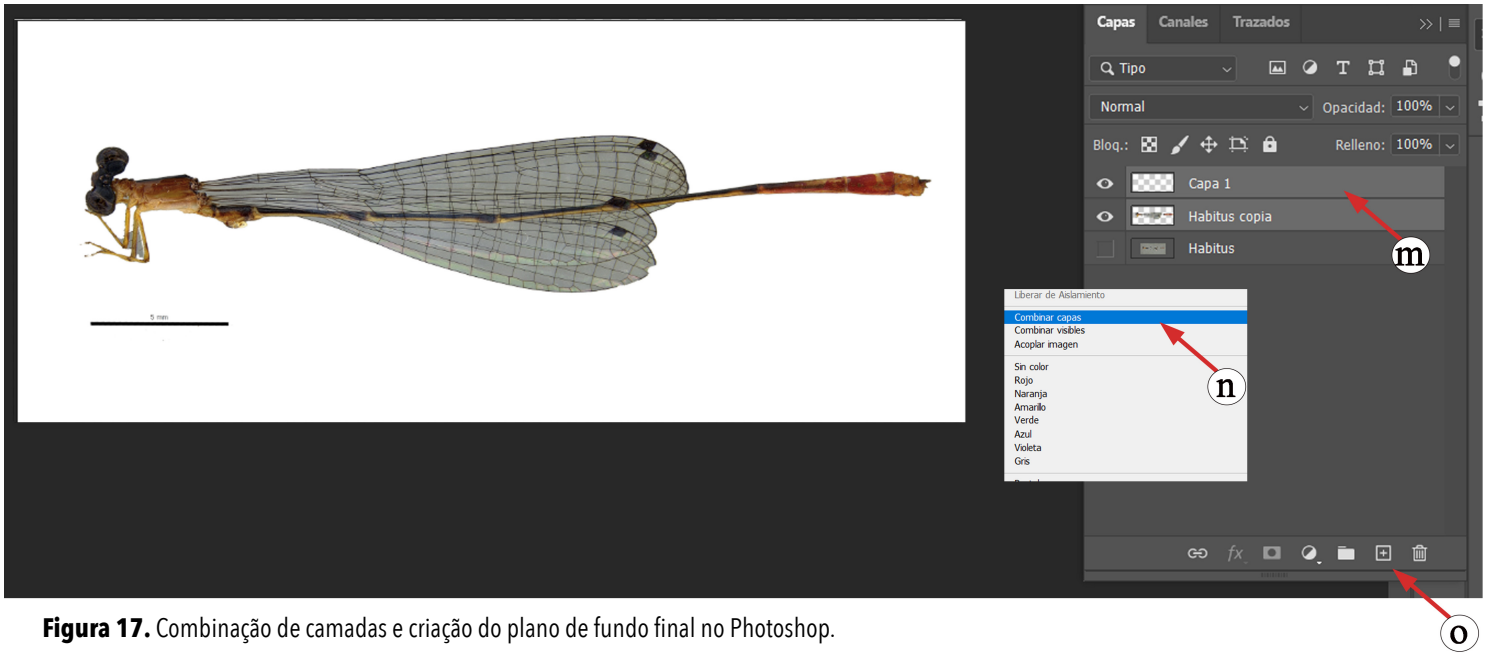


Figura 17. Combinação de camadas e criação do plano de fundo final no Photoshop.

transparente; Fig. 18h). Em seguida, clicar em **Criar** (Fig. 18i). Esses parâmetros devem ser ajustados de acordo com as normas da revista para a qual o trabalho será enviado.

Passo 2. Importação de imagens. Com o documento aberto, importar todas as imagens previamente editadas que se deseja incluir na prancha. Recomenda-se organizar cada imagem em pastas ou grupos no painel de camadas (lado direito; Fig. 19a), o que permite trabalhar de forma ordenada.

Passo 3. Ajuste de guias de composição. Para facilitar o alinhamento de imagens e textos, ir ao menu **Visualizar** e ativar a opção **Réguas**. Em seguida, clicar sobre as réguas (localizadas nas bordas superior e esquerda da interface) e arrastar

para a tela para criar guias horizontais ou verticais. Isso permite manter uma disposição limpa, proporcional e estruturada na prancha final (Fig. 20).

Passo 4. Incorporação de elementos gráficos e texto. Com todas as imagens posicionadas, podem-se adicionar anotações como setas ou letras de identificação (Fig. 21a). Para isso, utilizar a ferramenta **Linha** para os indicadores e a ferramenta **Texto horizontal** para as letras ou números (Fig. 21b). É importante usar uma tipografia clara (como Arial ou Times New Roman), em tamanho adequado e com cor de alto contraste (preto ou branco, conforme o fundo) (Fig. 21c).

Passo 5. Salvamento no formato adequado. Após finalizar a composição da prancha, recomenda-se salvar o arquivo em duas versões pelo menu **Arquivo** > **Salvar como** (Fig. 22a–b): primeiro, selecionar o local desejado. Em seguida, escolher o formato .PSD (Fig. 22c) para conservar as camadas e permitir edições futuras, ou selecionar o formato .TIF (Fig. 22d) para gerar a versão final de alta qualidade, seguindo as especificações editoriais. Prancha finalizada.

7.5. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Este guia é uma proposta orientadora e de forma alguma deve ser interpretado como uma norma obrigatória. Seu propósito é servir como uma ferramenta útil, especialmente para aqueles que estão dando seus primeiros passos na edição de imagens para publicações científicas de caráter taxonômico. Embora existam características diagnósticas essenciais que devem ser representadas com precisão, o produto final também reflete a criatividade e o estilo de cada pessoa e, como resultado do processo, podemos obter figuras completas e organizadas (*e.g.*, Fig. 23). Tenham paciência e confiem no processo: a habilidade melhora com a prática. O mais importante é começar. Além disso, existem inúmeros recursos online (como vídeos e fóruns especializados) que podem complementar e enriquecer essa experiência.

Sabemos que existem diversas formas de gerar ilustrações que acompanham descrições

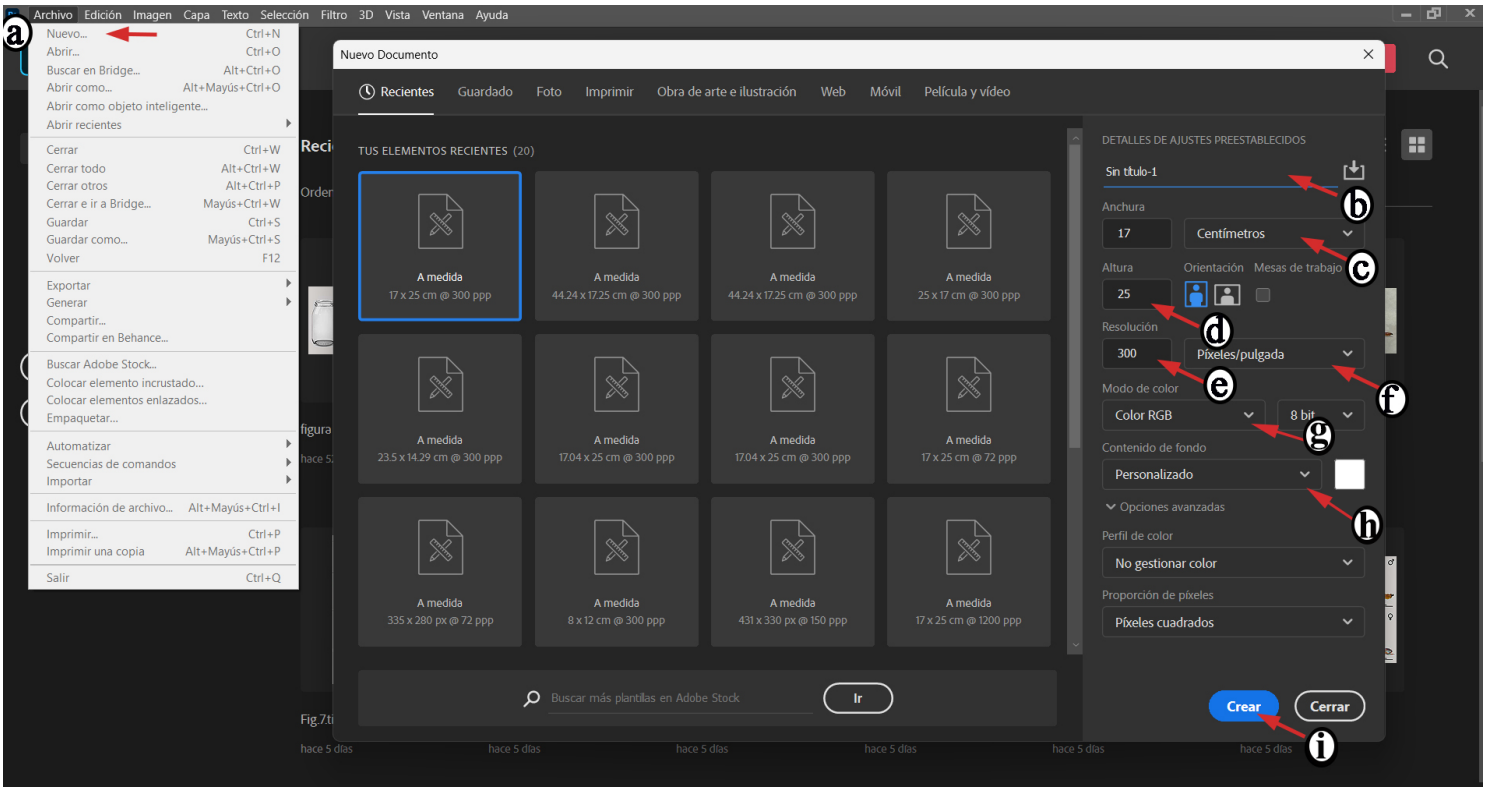


Figura 18. Criação de um novo documento com os parâmetros de tamanho, resolução, modo de cor e plano de fundo no Photoshop.

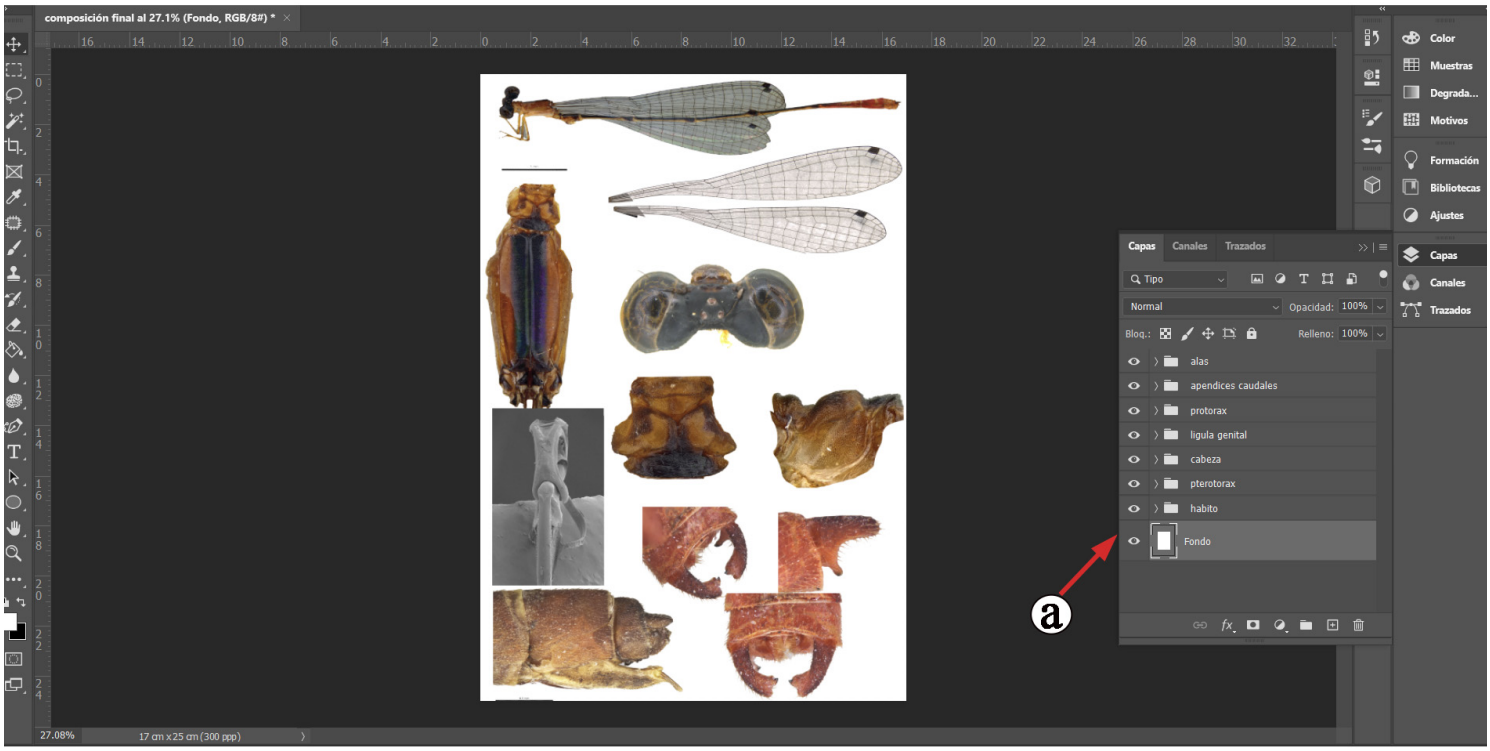


Figura 19. Importação e organização das imagens editadas no painel de camadas no Photoshop.

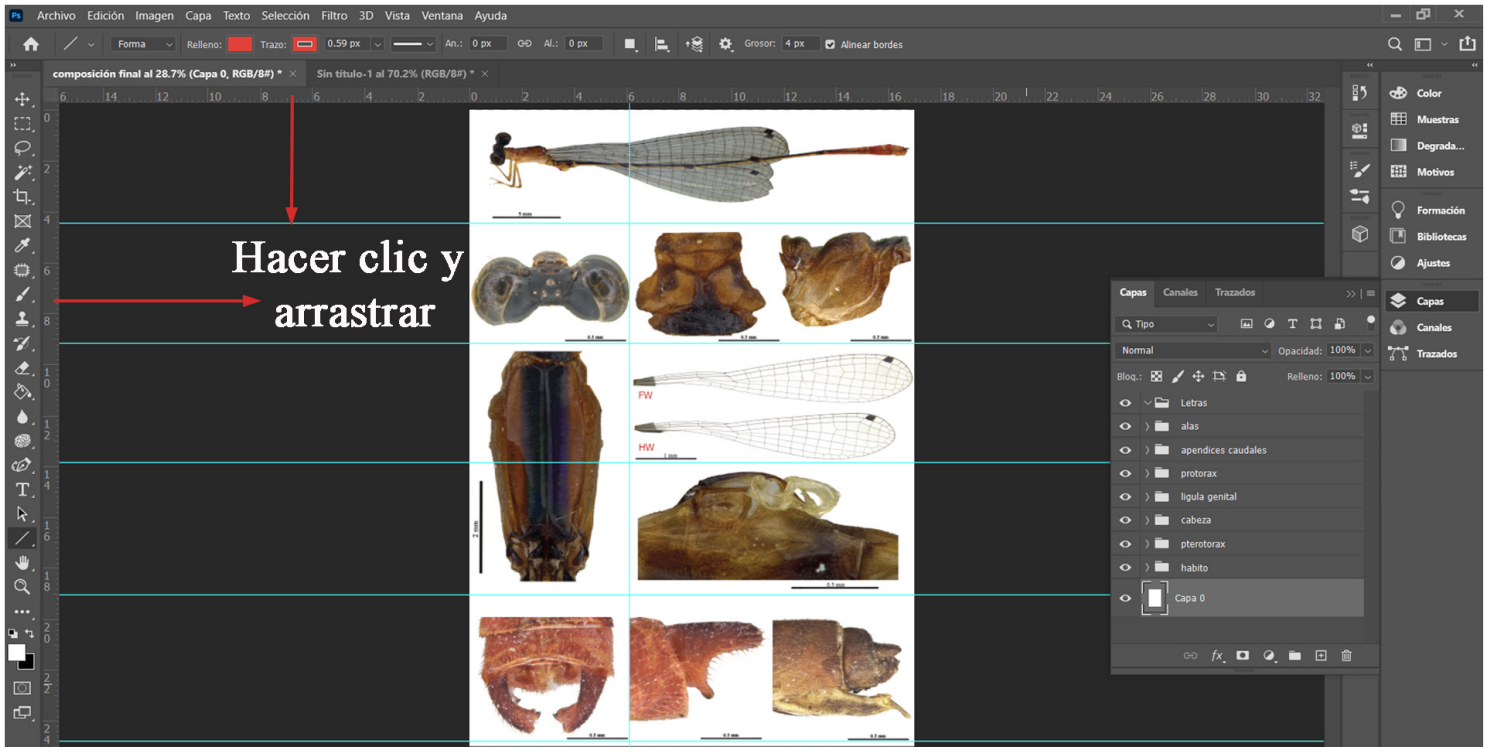


Figura 20. Criação de guias para alinhar os elementos na tela no Photoshop.

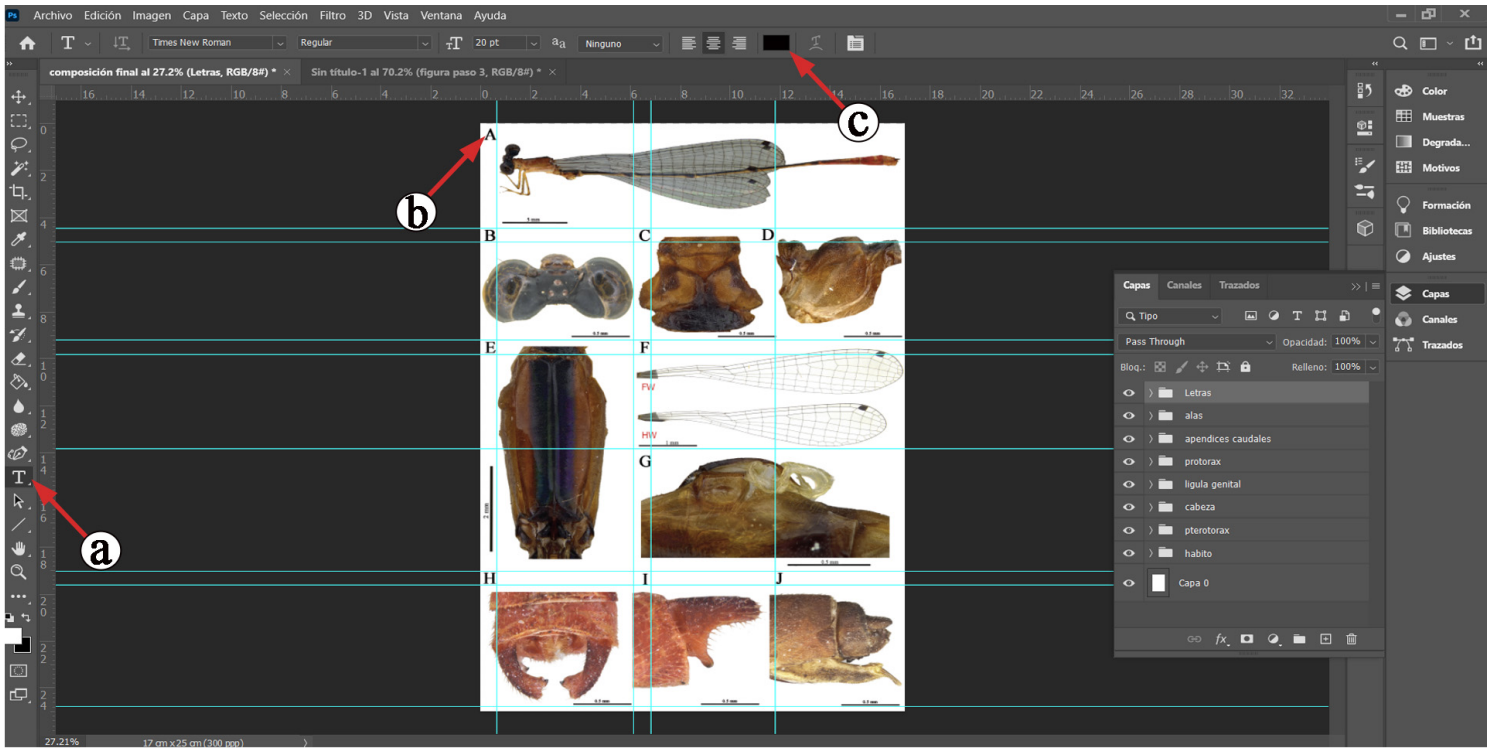


Figura 21. Adição de elementos gráficos e texto na composição no Photoshop.

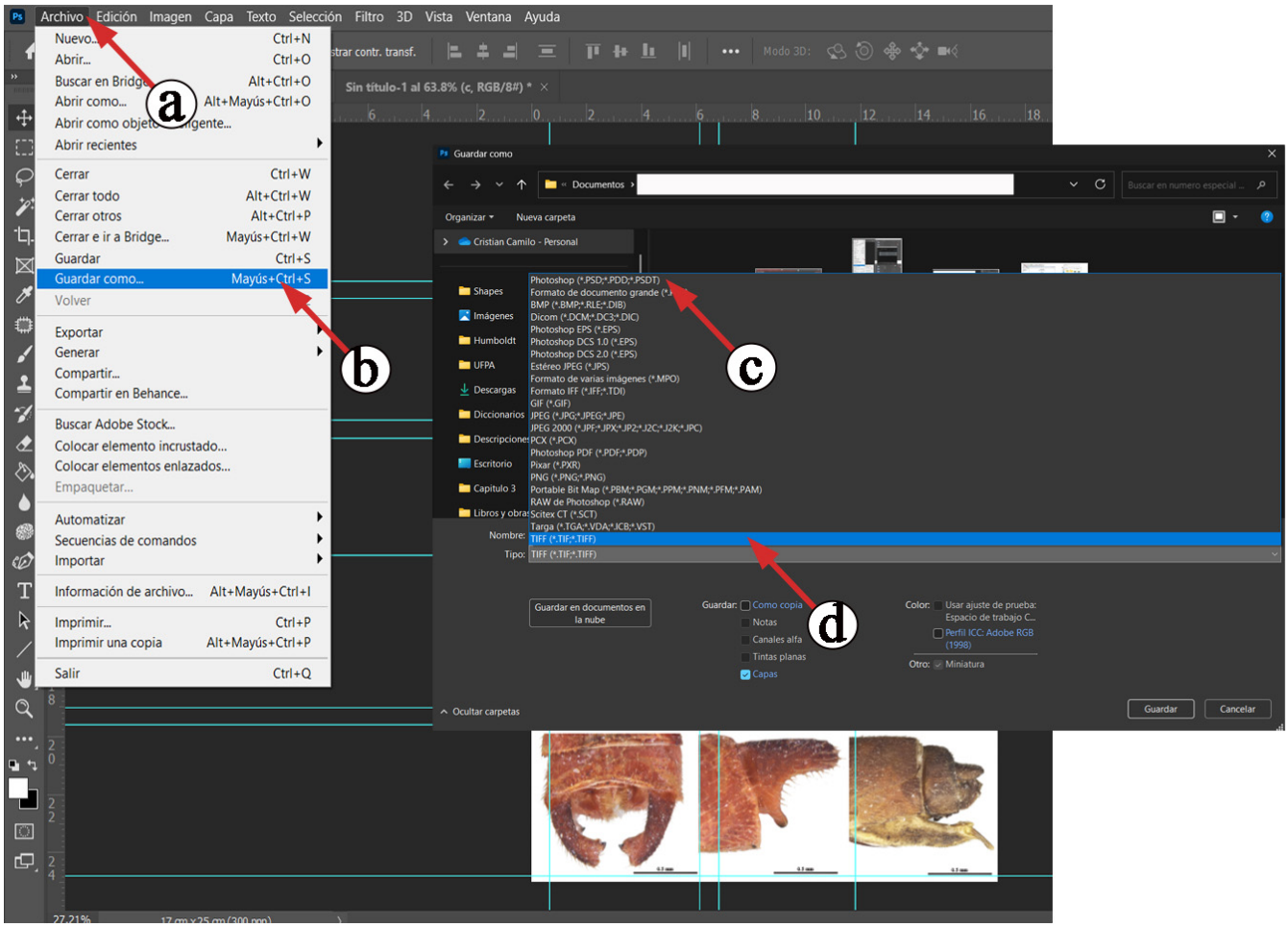


Figura 22. Salvamento do arquivo em formatos editáveis e de alta qualidade no Photoshop.

taxonômicas. Neste guia, optamos por focar na fotografia, devido à sua praticidade e acessibilidade. Ilustrações realizadas por meio de técnicas de desenho ou representação gráfica exigem conhecimentos e habilidades específicas que merecem ser abordadas em profundidade. Um passo a passo dessas técnicas ultrapassaria o propósito deste guia e poderia causar confusão. Acreditamos firmemente que essas técnicas merecem um guia especializado próprio.

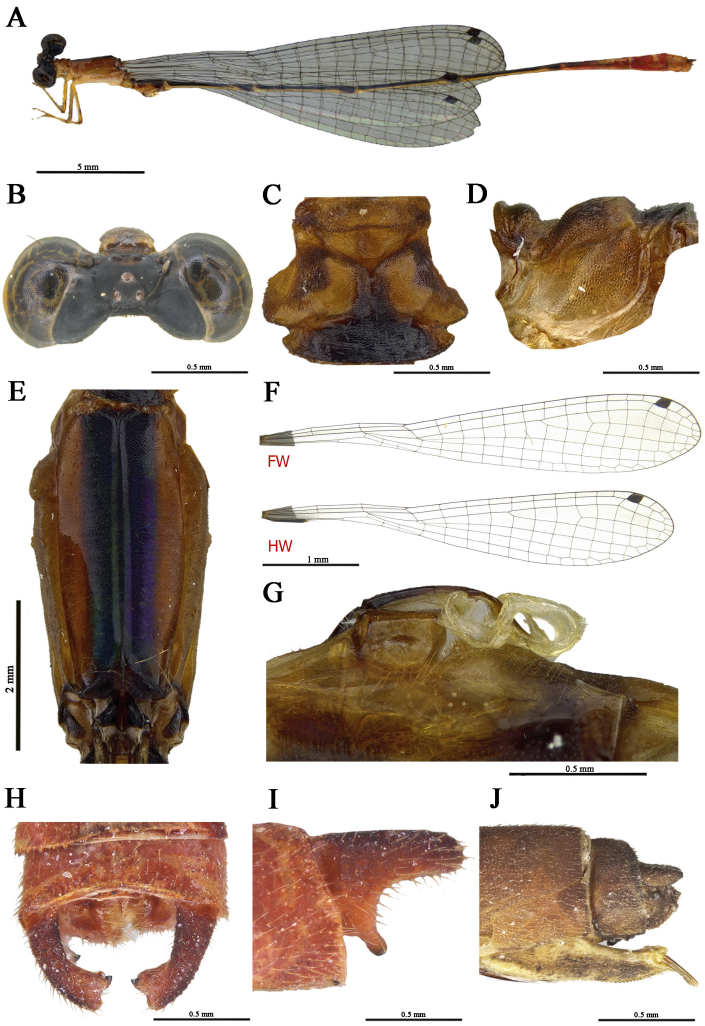


Figura 19. Prancha com composição final.

REFERÊNCIAS

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 (online)
HETAERINA

CAPÍTULO VIII

Fotografia em ambientes naturais: Odonata

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

A fotografia, entendida como a arte e a técnica de capturar um instante no tempo, constitui uma ferramenta de grande valor no estudo da biodiversidade. Além de sua função estética ou comunicativa, permite registrar eventos biológicos, apoiar processos de identificação taxonômica e facilitar a análise comportamental, especialmente em grupos de fauna de difícil observação direta. Nesse sentido, a fotografia de natureza pode cumprir duas funções: o avanço do conhecimento científico e a divulgação da ciência.

No caso particular das libélulas, sua diversidade morfológica, seus intensos padrões de coloração e suas complexas interações ecológicas as tornam um grupo atraente para fotógrafos de vida selvagem. Ao longo do tempo, tem sido possível documentar comportamentos reprodutivos, padrões de voo interessantes e estruturas diagnósticas de alta relevância taxonômica graças ao uso sistemático de imagens em campo.

O crescente interesse pelo estudo das libélulas em diferentes regiões, especialmente em contextos tropicais, onde ainda existe um alto número de espécies pouco conhecidas, evidencia a necessidade de aprimorar e padronizar o uso da fotografia como ferramenta complementar em trabalhos de campo. No entanto, muitas espécies de libélulas representam desafios técnicos importantes devido à velocidade de seu voo. Ainda assim, com planejamento adequado e a aplicação de certos princípios logísticos, é possível obter imagens úteis tanto para fins científicos quanto educativos.

Esta nota pretende ser um ponto de partida para pesquisadores, estudantes e naturalistas interessados em iniciar-se na fotografia de libélulas. Com base na experiência de biólogos em trabalho de campo, apresentam-se aqui recomendações voltadas a maximizar o aproveitamento das saídas fotográficas, com o objetivo de gerar materiais valiosos para o estudo, conservação e divulgação deste grupo de insetos tão representativo dos ecossistemas aquáticos.

8.1. TIPOS DE FOTOGRAFIA DE NATUREZA

O desenvolvimento de técnicas fotográficas especializadas para o estudo da fauna requer considerar as particularidades de cada grupo taxonômico, seus padrões comportamentais e os objetivos específicos de cada pesquisa. Essa consideração sugere a necessidade de estabelecer marcos metodológicos claros que orientem a seleção de técnicas fotográficas de acordo com o propósito do estudo. Enquanto alguns trabalhos priorizam a documentação de comportamentos e contextos ecológicos, outros exigem a captura precisa de características morfológicas para fins

taxonômicos. Nesse sentido, deve-se considerar uma diferenciação conceitual que reconheça a diversidade de propósitos e públicos que possam se beneficiar do registro fotográfico de espécies silvestres, abordando dois enfoques que contribuem de maneira complementar para o conhecimento integral do grupo biológico de interesse, neste caso os odonatos. Esses dois enfoques são: a fotografia documental-artística e a fotografia técnico-taxonômica. A primeira contribui para a compreensão, apropriação e conservação biológica a partir da divulgação, enquanto a segunda fornece ferramentas visuais necessárias para complementar uma pesquisa científica rigorosa. Na fotografia **documental-artística**, a composição deve alcançar um equilíbrio entre o apelo visual e o valor informativo. Mais do que um simples retrato do inseto, busca-se capturar momentos que contem uma história: voos em andamento (Fig. 1 e 2), interações como tandem, acasalamento ou oviposição (Fig. 3, 4 e 5A-B), ou comportamentos singulares em seu ambiente natural (Fig. 6). Fundos atraentes e cores contrastantes destacam o animal e dão dinamismo à imagem (Fig. 1 e 2), enquanto elementos do habitat, como vegetação aquática ou superfícies de



Figura 1. Macho de *Scapanea frontalis* (Libellulidae) em voo. Foto tirada em um riacho de montanha do Parque Nacional Alejandro de Humboldt, no nordeste de Cuba. Os machos dessa espécie são territoriais e realizam voos repetidos ao longo dos riachos, elemento comportamental que facilita a captura de fotos de libélulas em voo. A imagem aplica a regra dos terços ao posicionar o sujeito principal no terço superior direito, o que reforça a direção do movimento e adiciona dinamismo à composição. O fundo desfocado (bokeh) contribui para isolar visualmente o indivíduo e destacar os detalhes de sua morfologia. Autor: Yusdiel Torres-Cambas | Equipamento utilizado: câmera Canon EOS R5, lente Canon RF 100–500mm f/4.5–7.1L IS USM | Distância focal: 500 mm, abertura: f/7.1, velocidade do obturador: 1/2000 s, ISO 3200. Imagem original processada no Adobe Lightroom para reduzir ruído. Instagram: @ytcambas, @libelulasdecuba.



Figura 2. Macho de *Macrodiplax balteata* (Libellulidae) chegando a um poleiro às margens de uma lagoa costeira no norte de Cuba. A imagem foi capturada no instante do pouso, após ter focado previamente o poleiro e em seguida fotografado em rajada. O espécime costuma abandonar e retornar ao mesmo poleiro repetidamente, o que permite antecipar sua trajetória. A leve falta de nitidez no corpo, causada pelo movimento, contribui para transmitir a sensação de dinamismo. A composição da imagem destaca o contraste cromático entre o fundo verde-amarelado e o corpo do inseto, o que reforça sua presença no enquadramento. Autor: Yusdiel Torres-Cambas | Equipamento utilizado: câmera Canon EOS R5, lente Canon RF 100–500mm f/4.5–7.1L IS USM | Distância focal: 500 mm, abertura: f/6.7, velocidade do obturador: 1/1000 s, ISO: 800. Imagem processada no Adobe Lightroom. Instagram: @ytcambas, @libelulasdecuba.

de água (Fig. 4), ajudam a contextualizar a cena. A regra dos terços é frequentemente aplicada para posicionar o espécime em pontos de tensão visual, por exemplo, sugerindo a direção do voo (Fig. 1), permitindo ao mesmo tempo que o ambiente forneça significado e profundidade à composição.

A iluminação natural é preferível. Como aponta Nieto (2015), a luz natural proporciona a qualidade tonal mais adequada para revelar texturas e cores sem alterar o contexto natural do animal. Em situações de luz insuficiente, pode-se utilizar flash de preenchimento difuso, mantendo uma potência baixa para não modificar excessivamente o ambiente natural.

Por sua vez, a **fotografia técnico-taxonômica** constitui uma ferramenta fundamental para a identificação e classificação científica de espécies. Esse enfoque fotográfico prioriza a precisão documental sobre a estética, buscando capturar com máxima clareza as características morfológicas diagnósticas necessárias para a determinação taxonômica. O objetivo principal é gerar registros visuais que permitam a identificação precisa das espécies. A identificação de odonatos requer a observação detalhada de características morfológicas, como a coloração do corpo, a forma dos olhos e a conformação de certas estruturas abdominais. Essas imagens devem servir como



Figura 3. Casal de *Heteragrion breweri* (Heteragrionidae) em tandem. A fotografia foi tirada na localidade de Remanso, departamento de Guainía, Colômbia. Autora: Jenilee Montes | Equipamento utilizado: Câmera Nikon 7500. Lente macro Sigma 105 mm | Distância focal: 105 mm, abertura: f/5.6, velocidade do obturador: 1/60 s, ISO 250. Sem edição. Instagram: @jenileemontes.

material de referência para pesquisadores, facilitando a comparação morfológica e a construção de chaves taxonômicas.

A fotografia com enfoque técnico apresenta, portanto, uma série de parâmetros a serem seguidos, derivados dos caracteres taxonômicos mais importantes para identificar uma libélula. É necessária uma profundidade de campo ampla (f/11–f/16) para garantir que todas as estruturas relevantes estejam em foco simultaneamente. A iluminação deve ser uniforme e controlada, utilizando frequentemente sistemas de flash múltiplo ou softboxes para eliminar sombras que possam ocultar detalhes morfológicos importantes. A distância focal deve ser selecionada de acordo com a estrutura a ser documentada; por exemplo, objetivas macro de 60–100 mm são úteis para detalhes em estruturas como cabeça e tórax. No entanto, quanto maior for a abertura (> f/11), é possível obter vistas completas. Uma boa fotografia requer precisão no foco e a eliminação de qualquer elemento que possa distrair da informação relevante do espécime (Nieto, 2015), aspecto fundamental na fotografia taxonômica, onde são necessários detalhes morfológicos minuciosos.

Antes de iniciar uma saída de campo para fotografar, deve-se definir qual será o nosso objetivo. Isso determinará quais elementos técnicos devem ser considerados e, consequentemente, qual será o equipamento necessário para alcançar tal objetivo. Uma fotografia técnico-taxonômica ideal para odonatos seria aquela que incluísse as seguintes vistas:



Figura 4. Casal de *Ischnura ramburii* (Coenagrionidae) em cópula sobre a vegetação da margem de uma poça localizada na região centro-leste de Cuba. A imagem documenta um comportamento reprodutivo característico dos zigópteros, no qual o macho segura a fêmea pelo tórax e ela curva o abdômen para formar a "roda copulatória". A fotografia foi realizada com luz natural abundante, o que permitiu selecionar uma abertura intermediária (f/5.6) em vez da máxima abertura da lente (f/2.8), alcançando assim uma maior profundidade de campo que favorece o foco simultâneo de ambas as libélulas. Autor: Yusdiel Torres-Cambas | Equipamento utilizado: câmera Canon EOS R5, lente macro Canon RF 100 mm f/2.8L IS USM | Abertura: f/5.6, velocidade do obturador: 1/1000 s, ISO: 640. Imagem processada no Adobe Lightroom. Instagram: @ytcambas, @libelulasdecuba.

- **Vista dorsal:** captura a coloração e os padrões do tórax e abdômen, sendo essencial para a identificação de muitas espécies. O espécime deve ser posicionado de forma que o plano dorsal fique paralelo ao sensor, minimizando a distorção da perspectiva (Fig. 7A).
- **Vista lateral:** fundamental para documentar o perfil da cabeça, a forma do tórax e do abdômen. Essa vista é particularmente importante para distinguir espécies com diferenças sutis na coloração do tórax e abdômen, bem como nas proporções dos cercos (Fig. 7B).
- **Vista frontal:** essencial para capturar a forma e a separação dos olhos compostos, assim como outros caracteres em estruturas da cabeça importantes, como peças bucais, fronte, entre outras (Fig. 7C).

Adicionalmente, cada série fotográfica técnica deve ser acompanhada de metadados completos: coordenadas GPS, data, hora, condições ambientais e observações sobre comportamento. Essas informações contextuais são fundamentais para a validade científica do registro fotográfico e sua utilidade em estudos posteriores de distribuição e ecologia. Também é imprescindível considerar o dimorfismo sexual e as diferentes variações morfológicas das espécies a serem fotografadas, além de incluir uma foto do tipo de habitat onde o espécime foi encontrado (Fig. 7D).

8.2. O EQUIPAMENTO

A fotografia de libélulas em seu ambiente natural exige um equilíbrio entre conhecimento técnico e sensibilidade estética. Escolher o equipamento adequado é o primeiro passo para obter imagens nítidas, bem expostas e que capturem a beleza e o comportamento desses insetos fascinantes. A seguir, exploram-se os tipos de câmeras, lentes e acessórios mais recomendáveis, assim como alguns conceitos fundamentais de fotografia aplicados à natureza.

8.2.1. TIPOS DE CÂMERA E TAMANHO DO SENSOR

O tamanho do sensor de uma câmera tem impacto direto na qualidade da imagem e na forma como funcionam outros elementos, como o foco e a profundidade de campo. Os sensores mais comuns são:

- *Full frame* ou formato completo (35 mm de largura): oferecem maior qualidade de imagem, melhor desempenho em condições de pouca luz e menor profundidade de campo para a mesma abertura (Fig. 8 e 9A). São ideais para capturar detalhes sutis e desfoques suaves do fundo (*bokeh*)



Figura 5. A) Fêmea de *Coryphaeschna adnexa* (Aeshnidae) em processo de oviposição em uma poça temporária localizada na região centro-leste de Cuba. A imagem documenta o momento em que ela insere os ovos na vegetação aquática flutuante, claramente visível no entorno. Autor: Yusdiel Torres-Cambas | Equipamento utilizado: câmera Canon EOS R5, lente Canon RF 100–500 mm f/4.5–7.1L IS USM | Distância focal: 500 mm, abertura: f/7.1, velocidade do obturador: 1/1000 s, ISO: 800. Imagem processada no Adobe Lightroom. Instagram:@ytcambas, @libelulasdecuba. **B)** Casal de *Neoneura confundens* (Protoneuridae) em processo de oviposição; o macho segura a fêmea pelo protórax durante todo o processo, enquanto ela deposita os ovos em um tronco que sobressai de uma poça. Fotografia tirada no departamento de Córdoba, Colômbia. Autora: Jenilee Montes | Equipamento utilizado: Câmera Nikon 7500. Lente macro Sigma 105 mm | Distância focal: 105 mm, abertura: f/3.5, velocidade do obturador: 1/80 s, ISO 800. Sem edição. Instagram: @jenileemontes.

(*e.g.*, Fig. 1 e 2), mas os equipamentos costumam ser mais caros e pesados.

- APS-C: mais compactos e leves, com um "fator de corte" que amplia o campo efetivo das lentes (Fig. 8). Isso pode ser útil em fotografia macro, pois permite aproximar-se mais do animal sem perder qualidade. É uma excelente opção para quem busca um bom equilíbrio entre qualidade, tamanho e preço.
- Micro 4/3: sensores ainda menores, mas integrados em corpos muito compactos. Embora tenham menor capacidade de captar luz em condições de baixa luminosidade, oferecem maior profundidade de campo e dobram o alcance efetivo das lentes em comparação ao formato completo, o que é especialmente útil em fotografia macro (Fig. 9B). Na prática, isso significa que uma lente de 90 mm (Fig. 9D) se comporta como uma de 180 mm em formato completo, permitindo aproximações mais extremas sem sacrificar conforto ou portabilidade.

8.3. O TRIÂNGULO DE EXPOSIÇÃO: ABERTURA, VELOCIDADE E SENSIBILIDADE ISO

Capturar uma imagem corretamente exposta envolve dominar o triângulo de exposição (Fig. 10), composto por três variáveis:



Figura 6. Macho de *Telebasis dominicana* (Coenagrionidae) predando uma mosca em um riacho de montanha no sudeste de Cuba. A foto foi feita em vista frontal, focando exclusivamente a cabeça do indivíduo para destacar o comportamento de predação. Como a cena ocorreu em um ambiente sombreado dentro de uma floresta tropical úmida, utilizou-se iluminação artificial com flash e difusor, o que permitiu obter uma imagem nítida (apesar da baixa velocidade do obturador) e bem iluminada. Essa técnica contribuiu para ressaltar os detalhes morfológicos e documentar com clareza o comportamento observado. Autor: Yusdiel Torres-Cambas | Equipamento utilizado: câmera Canon EOS R5, lente Canon RF 100 mm f/2.8L MACRO IS USM | Abertura: f/5.6, velocidade do obturador: 1/125 s, ISO: 800 | Iluminação: Flash Godox V860III-C com difusor AK. Imagem processada no Adobe Lightroom. Instagram:@ytcambas, @libelulasdecuba.

• Abertura (f/): determina quanta luz entra pela lente. Uma abertura ampla (número f/ pequeno, como f/2,8) deixa passar mais luz e produz menor profundidade de campo, isolando o animal do fundo (*e.g.*, Fig. 6). Uma abertura fechada (f/11 ou mais) aumenta a profundidade de campo, útil quando é necessário manter todo o animal em foco, especialmente em fotografias macro.

• Velocidade do obturador: controla o tempo que o sensor recebe luz. Para congelar o voo de uma libélula ou evitar o desfoque causado pelo movimento do animal ou do fotógrafo, recomenda-se uma velocidade rápida (1/1000 s ou mais) (*e.g.*, Fig. 1 e 2). Em condições de pouca luz ou para animais estáticos (*e.g.*, Fig. 6), a velocidade pode ser reduzida se se utilizar tripé ou flash (Fig. 9F e 9H).

• ISO: é a sensibilidade do sensor à luz. ISOs baixos (100–400) produzem imagens mais limpas, mas exigem mais luz. Aumentar o ISO permite fotografar em sombra ou com velocidades mais altas, embora possa introduzir ruído digital. Em softwares como Adobe Lightroom, Topaz DeNoise AI ou DxO PureRAW, esse ruído pode ser corrigido eficazmente com algoritmos de redução que preservam os detalhes da imagem, permitindo

resultados limpos mesmo em condições de luz desfavoráveis.

A reprodução cromática precisa é fundamental na fotografia técnico-taxonômica. Deve-se empregar um balanço de brancos calibrado e, preferencialmente, incluir cartões de cores padrão nas tomadas de referência (Fig. 9G). A exposição deve ser conservadora, priorizando a retenção de detalhes em altas luzes em vez de contraste dramático, já que a informação morfológica em estruturas claras, como asas e padrões de coloração, é essencial para a identificação.

8.4. DISTÂNCIA FOCAL, FOCO E PROFUNDIDADE DE CAMPO

A **distância focal** das lentes macro típicas varia de 60 mm a 180 mm (Fig. 9D). Para que uma lente seja considerada macro, deve ser capaz de alcançar uma ampliação de pelo menos 1:1; ou seja, projetar no sensor uma imagem do animal em tamanho real. Lentes mais longas, como teleobjetivas, permitem fotografar a maior distância, algo fundamental quando os odonatos são tímidos (Fig. 9B). No entanto, isso também pode reduzir a profundidade de campo, tornando

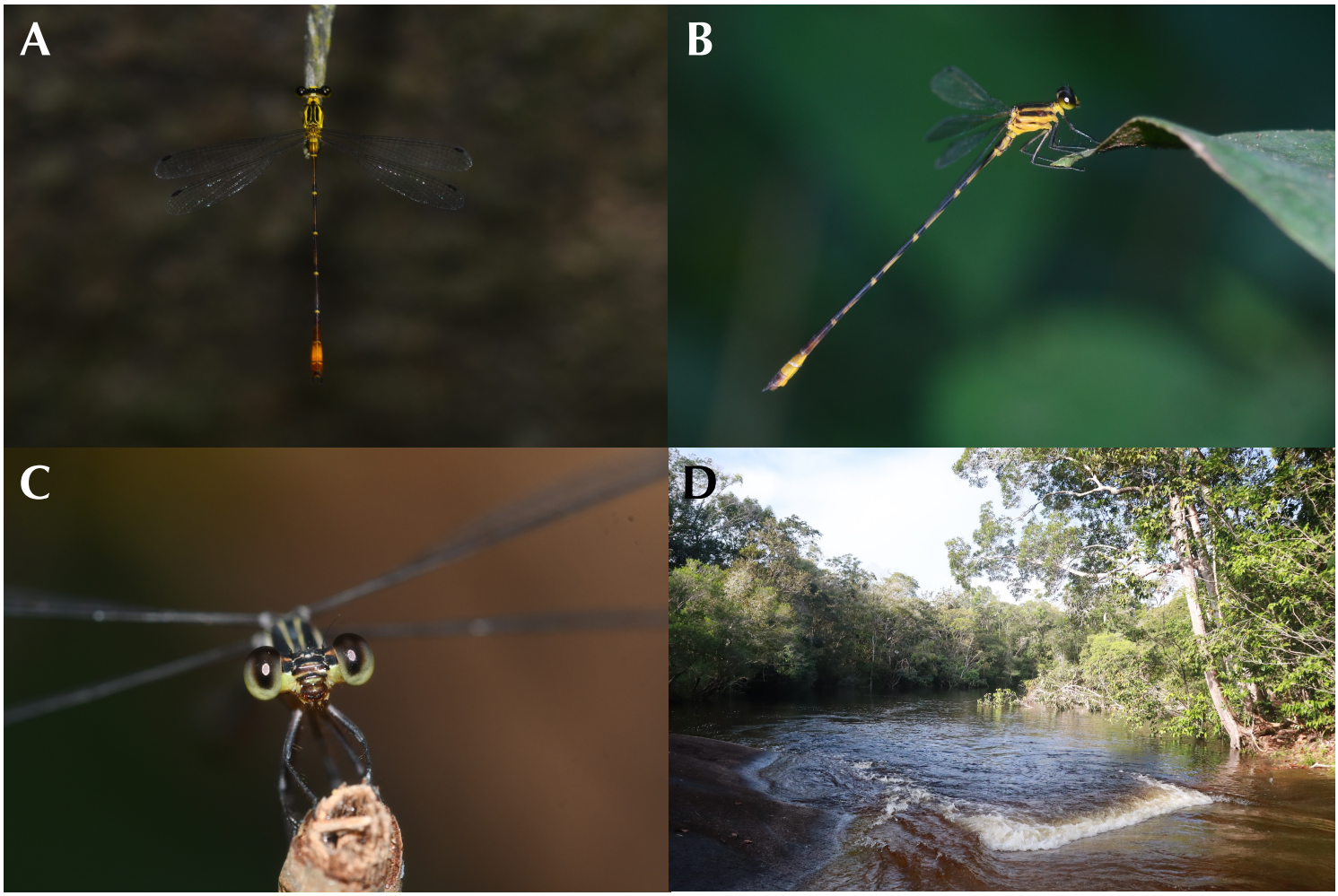


Figura 7. A) Vista dorsal de *Heteragrion* sp. (Heteragrionidae) macho tirada no departamento de Guainía, Colômbia. Autora: Jenilee Montes | Equipamento utilizado: Câmera Nikon 7500. Lente macro Sigma 105 mm | Distância focal: 105 mm, abertura: f/3.6, velocidade do obturador: 1/40 s, ISO 400. Sem edição. Instagram: @jenileemontes. **B)** Vista lateral de *Heteragrion* sp. macho tirada no departamento de Guainía, Colômbia. Autora: Jenilee Montes | Equipamento utilizado: Câmera Nikon 7500. Lente macro Sigma 105 mm | Distância focal: 105 mm, abertura: f/3.6, velocidade do obturador: 1/25 s, ISO 640. Sem edição. Instagram: @jenileemontes. **C)** Vista frontal de *Heteragrion* sp. fêmea tirada no departamento de Guainía, Colômbia. Autora: Jenilee Montes | Equipamento utilizado: Câmera Nikon 7500. Lente macro Sigma 105 mm | Distância focal: 105 mm, abertura: f/4.9, velocidade do obturador: 1/30 s, ISO 640. Sem edição. Instagram: @jenileemontes. **D)** Exemplo de fotografia de paisagem. Foto tirada na localidade de Remanso, departamento de Guainía, Colômbia. Nicolas Latorre @nofakoguainia.

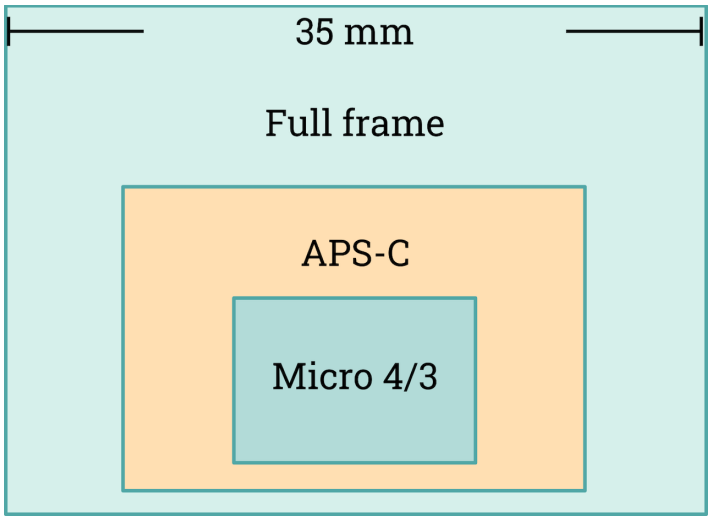


Figura 8. Comparação relativa do tamanho de sensores em câmeras digitais: Full frame (35 mm), APS-C e Micro 4/3. O sensor Full frame equivale ao tamanho do fotograma de filme tradicional de 35 mm, enquanto os sensores APS-C e Micro 4/3 são progressivamente menores. Essa diferença influencia fatores como a profundidade de campo, o desempenho em condições de pouca luz e o alcance efetivo das objetivas.

mais difícil manter todo o corpo do animal em foco. Nesses casos, é necessário um controle preciso do foco, além do uso de aberturas mais fechadas e boa iluminação para compensar a perda de luz e manter a nitidez desejada.

A **profundidade de campo** (a faixa da imagem que aparece nítida) é particularmente reduzida na fotografia macro. É essencial aprender a focar com precisão nos olhos ou em pontos-chave do animal e decidir se se prefere um fundo suave ou maior nitidez em todo o corpo.

8.5. EQUIPAMENTO ESPECIALIZADO PARA FOTOGRAFIA MACRO

Para obter imagens de alta qualidade na fotografia de odonatos, recomenda-se o seguinte equipamento especializado:

- Lentes macro reais (1:1): permitem focar a curtas distâncias e capturar detalhes minuciosos. As lentes de 90–105 mm oferecem um excelente equilíbrio entre distância de trabalho e facilidade de uso (Fig. 9D).
- Teleobjetivas (300–500 mm): embora não sejam macro reais, permitem fotografar odonatos em voo ou a distância sem perturbá-los, especialmente útil com espécies tímidas ou em ambientes abertos (Fig. 9C). Combinadas com câmeras de sensor recortado ou Micro 4/3 (Fig. 9B), proporcionam maior alcance efetivo, embora com menor capacidade de foco a curtas distâncias.
- Flash externo e difusores: o flash é essencial na fotografia macro para compensar a pouca luz ao usar aberturas pequenas ou velocidades altas. No entanto, o uso direto pode produzir reflexos e sombras. Difusores (Fig. 9E) suavizam a luz do flash, imitando condições naturais e melhorando a modelagem de formas e texturas (*e.g.*, Fig. 6).
- Tripés: embora limitem a mobilidade, os tripés (Fig. 9H) são úteis para fotografar odonatos pousados, especialmente nas horas mais frescas do dia, quando os insetos estão menos ativos. Ajudam a estabilizar a câmera, permitem trabalhar com velocidades mais lentas e facilitam o foco preciso.
- Câmeras sem espelho (*mirrorless*): essas câmeras modernas oferecem vantagens como menor peso, foco preciso em modo manual e telas articuladas que facilitam composições em ângulos baixos, muito úteis ao trabalhar próximo ao solo ou sobre corpos d'água (Fig. 9A e 9B).

8.6. QUANDO FOTOGRAFAR LIBÉLULAS?

O conhecimento da história natural dos odonatos é fundamental para obter boas fotografias. Fotografamos melhor aquilo que conhecemos bem, por isso, antes de sair para o campo, é recomendável revisar a lista de espécies possíveis na localidade de estudo e consultar a literatura sobre seus hábitos e habitats. Isso ajuda a planejar de maneira mais eficiente as jornadas de coleta e fotografia.

As libélulas apresentam regulação sazonal e dependem da luz solar para se movimentar (Corbet 1999). Dependendo da região, é necessário considerar a estação do ano e as condições climáticas antes de planejar a saída. Em regiões tropicais, o ciclo de vida é influenciado principalmente pela variação sazonal das chuvas,

enquanto em regiões temperadas as variações de temperatura desempenham papel mais importante. A sazonalidade também varia com latitude e altitude. Na América Central e no Caribe, por exemplo, o clima é predominantemente tropical, com estação seca aproximadamente de novembro a abril e estação chuvosa de maio a outubro. Na região Andina, os climas são variados conforme a altitude, com estações menos marcadas em áreas equatoriais e, em altiplanos, alternância de estação seca e chuvosa semelhante à do Caribe. Na zona tropical da América do Sul, incluindo Amazônia e partes da Colômbia, Brasil e Venezuela, ocorrem estações secas e chuvosas, com precipitações abundantes quase durante todo o ano na bacia amazônica. Já nas regiões temperadas, como o Chile central, sul do Brasil, Uruguai e norte da Argentina, as estações são mais definidas, sendo primavera de setembro a novembro, verão de dezembro a fevereiro, outono de março a maio e inverno de junho a agosto. Na região sul do continente, incluindo a Patagônia e o sul do Chile e Argentina, o clima varia entre frio temperado e subpolar, com estações bem marcadas. Essas informações são importantes, pois indicam os períodos do ano e do dia com maior atividade de libélulas e ajudam a organizar o cronograma de trabalho em campo. É igualmente relevante ter em mente que o equipamento fotográfico pode superaquecer, devendo-se controlar a exposição direta ao sol.

8.7. ONDE FOTOGRAFAR LIBÉLULAS?

Como sabemos, as libélulas habitam diferentes tipos de ambientes, lênticos, lóticos e fitotelmatas, sendo por isso importante, para a fotografia, a busca por esses microhabitats. Nesses locais, os adultos geralmente exibem padrões de voo e não se afastam muito dos lugares de oviposição ou reprodução. Observar sua atividade por algum tempo ajuda a identificar se a libélula segue um trajeto definido, o que permite prever seus pontos de pouso e se antecipar à sua rotina, aumentando

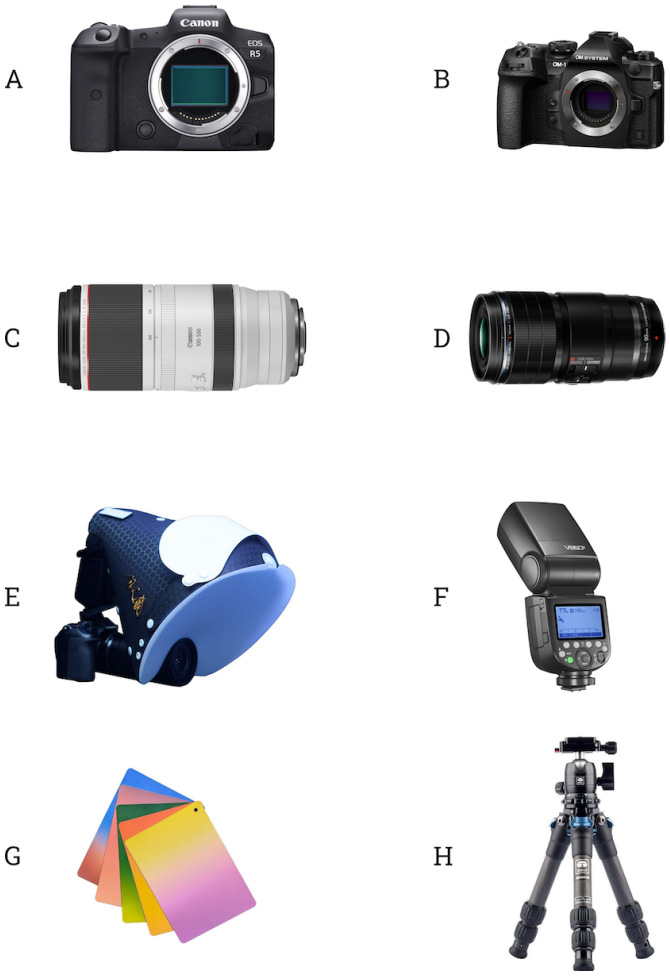


Figura 9. Exemplo de equipamentos utilizados na fotografia de libélulas. **A)** Câmera Canon EOS R5 de formato completo (full frame), útil para capturar imagens com alta resolução e bom desempenho em baixa luz. **B)** Câmera OM System OM-1 Mark II com sensor Micro 4/3, ideal por sua leveza e aumento efetivo na fotografia de fauna. **C)** Teleobjetiva Canon 100–500 mm, útil para captar libélulas em voo ou à distância. **D)** Objetiva macro 90 mm f/3.5, adequada para capturar detalhes finos de indivíduos pousados. **E)** Difusor para macrofotografia, que suaviza a luz do flash. **F)** Flash externo, essencial para iluminar sujeitos pequenos. **G)** Cartões de cores que permitem criar fundos estéticos e controlados. **H)** Tripé robusto, útil para estabilizar o equipamento em tomadas de alta precisão.

as chances de capturá-la no momento mais adequado.

8.8. FOTOGRAFAR LIBÉLULAS EM VOO

Fotografar libélulas em voo requer paciência, observação e preparação técnica cuidadosa, pois sua velocidade, pequeno tamanho e trajetórias imprevisíveis tornam a tarefa um grande desafio. Para aumentar as chances de sucesso, é importante

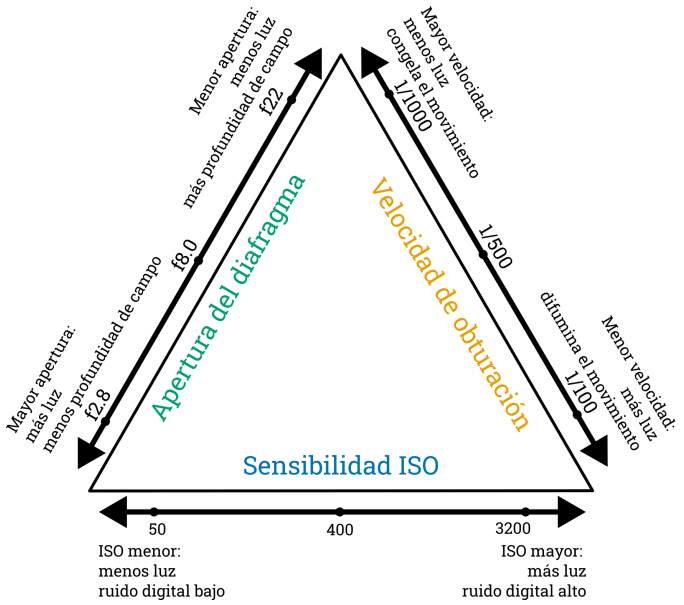


Figura 10. Triângulo de exposição fotográfica, que representa a relação entre os três parâmetros fundamentais: abertura do diafragma, velocidade do obturador e sensibilidade ISO. Cada um influencia a quantidade de luz que chega ao sensor, mas também afeta outras características da imagem: a abertura modifica a profundidade de campo, a velocidade do obturador controla a nitidez do movimento e o ISO influencia o nível de ruído digital. O equilíbrio entre esses três elementos é essencial para obter imagens corretamente expostas e com o efeito visual desejado.

estudar seu comportamento, identificar áreas de patrulha frequentes e posicionar-se à altura do inseto, aproveitando a luz suave da manhã ou da tarde para evitar sombras duras e realçar detalhes. É fundamental, ainda, usar velocidades de obturação rápidas (mais de 1/2500 s), aberturas amplas e foco contínuo para congelar o movimento, ajustando o ISO conforme a luz disponível. Câmeras sem espelho (*mirrorless*) oferecem vantagens importantes graças ao autofoco rápido e disparo contínuo, embora tanto sensores recortados quanto full frame possam ser úteis dependendo das condições e do estilo almejado.

8.9. COMO CONSEGUIR FOTOS MAIS ARTÍSTICAS E PROFISSIONAIS?

O componente artístico de uma imagem depende muito da forma como se escolhe compor a cena. Um ângulo baixo, alinhado ao plano de voo ou repouso da libélula, gera um efeito mais imersivo e respeitoso com o animal. O fundo também é fundamental: cores suaves, uniformes ou contrastantes com o corpo do inseto o destacam sem distrair. Além disso, deixar espaço na direção para onde a libélula se move ou olha cria equilíbrio visual e tensão narrativa na imagem. O uso deliberado do desfoque (*bokeh*) pode transformar uma fotografia técnica em uma obra com valor estético.

Para obter imagens nítidas, é essencial controlar os fatores técnicos mencionados anteriormente. Usar uma velocidade de obturação suficientemente alta evita o desfoque causado pelo movimento. O ISO deve ser mantido o mais baixo possível para reduzir o ruído, embora em condições de sombra ou céu nublado possa ser aumentado moderadamente, especialmente com câmeras de bom desempenho em sensibilidades altas. Uma boa iluminação natural, difusa ou lateral, ajuda a destacar detalhes sem superexpor as asas ou o corpo do animal. Além disso, escolher um fundo com cores uniformes e afastadas do animal facilita o foco e permite que a libélula se destaque com maior nitidez na composição.

8.10. OUTROS ASPECTOS IMPORTANTES

Com base em nossa experiência em campo, listamos uma série de aspectos importantes a serem considerados para otimizar a experiência fotográfica.

1. Coletar e fotografar? Se a jornada fotográfica também incluir a coleta de espécimes, deve-se ser prático quanto à quantidade de equipamento a carregar. As libélulas exigem agilidade para captura, sendo recomendável uma seleção ótima dos acessórios realmente úteis.

2. Companhia! É importante, tanto para a coleta quanto para a fotografia, ter um companheiro de apoio. Durante a fotografia macro é fácil que os espécimes saiam do campo de visão, por isso ter alguém atento ao deslocamento dos indivíduos pode ser de grande ajuda. Um companheiro também pode detectar qualquer

perigo.

3. Cor da roupa: a cor das roupas usadas em campo pode influenciar na aproximação de alguns insetos. Recomenda-se usar cores neutras ao fotografar libélulas. O branco, por refletir a luz, pode dificultar chegar perto o suficiente para fazer uma boa fotografia macro.

4. Proteger a câmera: equipamentos eletrônicos podem ser afetados pelo clima. É indispensável ter um kit de limpeza e proteção contendo panos, líquidos para limpeza óptica, pincéis e sopradores para evitar que a poeira prejudique o sistema. Em ambientes de alta umidade, usar bolsas secas ou caixas herméticas com sílica gel ou arroz ajuda a controlar a umidade.

5. Um disparo não é suficiente: o modo contínuo é um dos melhores aliados na fotografia de libélulas, tanto pela velocidade de voo quanto para focar todas as estruturas. Para isso, existe a técnica de stacking (empilhamento de fotografias), que consiste em formar uma única imagem a partir de várias, usando programas como Helicon Focus e Zerene Stacker.

6. Fazer backups: ao final de cada campanha, é recomendável baixar as fotos dos cartões das câmeras. Organizar pastas por dia facilita o trabalho de edição posterior. Se possível, subir as fotos para armazenamento digital ou fazer cópias em diferentes discos rígidos, evitando a perda de informações. Em campo, os equipamentos estão constantemente expostos a riscos.

7. A fotografia de campo não deve ser considerada apenas para lugares inóspitos, preservados ou distantes. A experiência fotográfica pode ser realizada até próximo de casa. Cada fotografia pode ser interessante e valiosa para o reconhecimento da diversidade desses e de outros insetos.

CONSIDERAÇÕES ÉTICAS ANTES DE FAZER FOTOGRAFIAS

Tudo vale quando se trata de conseguir uma foto "incrível"? Quando a edição se torna excessiva? Justifica-se causar um dano irreparável a um animal apenas para fotografá-lo? Quando se ultrapassa o limite eticamente correto?

A primeira consideração ética está relacionada com o impacto que a fotografia pode ter sobre os indivíduos e seu ambiente. Mover um animal, alterar seu habitat ou provocar comportamentos antinaturais contradiz a própria essência da fotografia de natureza: documentar a realidade como ela é.

Por outro lado, embora a edição digital seja uma ferramenta útil para otimizar aspectos técnicos como luz ou contraste, o limite ético é ultrapassado quando a verdade é distorcida. Eliminar ou adicionar elementos, exagerar cores ou modificar o contexto pode transformar uma fotografia documental em uma imagem enganosa.

Fotografar implica interagir com o ambiente e, portanto, exige respeito. Cada imagem deveria nascer da admiração, não da exploração.

ALGUNS FOTÓGRAFOS DE LIBÉLULAS E OUTROS INSETOS QUE PODEM SERVIR DE INSPIRAÇÃO:

Instagram

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

Facebook

- Dennis Paulson
- Erland Refling Nielsen.

REFERÊNCIAS

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 (online)
HETAERINA

CAPÍTULO IX

Onde encontrar odonatos na região Neotropical? Algumas dicas

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

Ao tomarmos conhecimento dessa convocatória da SOL para o número especial, nos pareceu uma excelente ideia que a próxima edição do nosso boletim Hetaerina fosse dedicado a compartilhar experiências sobre os diferentes métodos de coleta e preservação de Odonata. Entretanto, alguns de nós pensamos que, embora a coleta e a preservação de libélulas sejam aspectos importantes, um ponto que talvez pudesse ser igualmente relevante e útil é: "E onde diabos tenho que ir procurar meus exemplares se eu quiser ter um inventário odonatofaunístico mais ou menos completo?"

Por esse motivo, nos propusemos a compartilhar em conjunto nossas experiências adquiridas ao longo de anos durante nossas atividades de coleta. A ideia central é que, baseados em algumas das recomendações compartilhadas, outros colegas que estejam iniciando no campo da odonatologia possam maximizar seus próprios esforços para que, ao final, resultem em uma coleta mais bem-sucedida. Por razões óbvias de espaço e da experiência dos autores, não esperamos cobrir todos os táxons do Neotrópico (que aqui tratamos em nível de famílias), mas sim alguns daqueles que consideramos de maior interesse por sua posição taxonômica ou por seu papel ecológico.

Acreditamos que, com certa experiência de campo, pode-se chegar inclusive a "prever" quais grupos de odonatos podemos esperar encontrar a priori em um determinado micro-habitat. Para dar um exemplo: se decidirmos coletar em algum lago ou açude localizado em um ambiente aberto, com pouca vegetação nas margens e flutuante, de início, não esperaríamos encontrar exemplares de Calopterygidae, nem de Heteragrionidae, nem de Polythoridae. Em contrapartida, a experiência nos levaria a pensar que, predominantemente, deveríamos esperar encontrar algumas espécies de Libellulidae de afinidade lêntica (*Erythrodiplax*, *Micrathyria*, *Dythemis*, *Orthemis*, *Perithemis*, entre outros), ou Coenagrionidae como *Ischnura* ou *Acanthagrion*, ou até mesmo Lestidae nas margens desses corpos d'água.

Enfim, esperamos que essas recomendações sejam úteis aos jovens que iniciam no campo da Odonatologia para que possam tirar o maior proveito de seus esforços de coleta. As famílias estão organizadas de acordo com a lista mais recente de Paulson *et al.* (2025) sobre a Lista Mundial de Odonata, embora com pequenas modificações nessa ordenação feitas pelos autores do texto.

Atenciosamente e com carinho: Jenilee Montes, Cornelio Bota, Diogo Vilela, Javier Muzón e Enrique González.

LISTA DE TÁXONS

9.1. SUPERFAMÍLIA LESTOIDEA

9.1.1. Família Lestidae

É uma família grande que, no Neotrópico, está representada por dois gêneros e cerca de 53 espécies (Garrison *et al.*, 2010); sendo um deles (*Archilestes* Rambur, 1842) restrito ao continente americano.

Onde procurar por eles? Os Lestidae são organismos fundamentalmente de águas lênticas. Entretanto, o gênero *Archilestes* inclui espécies que vivem em águas correntes, principalmente em zonas de remanso (*e.g.*, *Archilestes grandis* (Rambur, 1842) ou até mesmo em trechos de corrente mais rápida, como *Archilestes latialatus* Donnelly, 1961. As espécies de *Lestes* Leach in Brewster, 1815 vivem, em sua maioria, nas margens de lagoas e açudes, tanto temporárias quanto permanentes, bem como em lagos e lagunas. Os adultos costumam pousar na vegetação que se projeta a partir das margens desses corpos d'água e, em alguns locais, podem ser muito abundantes nesse tipo de hábitat.

9.1.2. Família Perilestidae

Os representantes dessa família exclusivamente americana possuem abdômens longos, que medem até o dobro do comprimento das asas, o que os diferencia de outros representantes com abdômens longos, como os Protoneuridae. Estão representados pelos gêneros *Perilestes* Hagen in Selys, 1862 e *Perissolestes* Kennedy, 1941, com 21 espécies, distribuídas do México até a Bolívia e o Brasil.

Onde procurar por eles? Os Perilestidae não são fáceis de visualizar em campo porque, além de habitarem zonas sombreadas das florestas neotropicais, também podem se confundir com a vegetação pela forma como se penduram na ponta das folhas, com o abdômen levemente curvado dorsalmente a partir do segmento 7. Não são voadores muito ágeis e preferem riachos pequenos, embora também possam ser encontrados em córregos mais caudalosos. Algumas espécies são muito boas em se camuflar, por isso é recomendável explorar paredes cobertas de musgo próximas a cachoeiras ou barrancos próximos a riachos. Foi assim que encontramos alguns exemplares de *Perilestes solutus* Williamson & Williamson, 1924 no Parque Nacional da Chapada dos Guimarães, no estado de Mato Grosso, Brasil (Vilela *et al.*, 2024).

9.2. SUPERFAMÍLIA PLATYSTICTOIDEA

9.2.1. Família Platystictidae

Os Platystictidae são um grupo de zigópteros tropicais representados na América pelo gênero *Palaemnema* Selys, 1860 e 43 espécies. Geralmente são encontrados associados a florestas tropicais úmidas. No entanto, poucas espécies, como *Palaemnema domina* Calvert, 1903, também invadiram as florestas tropicais secas estacionais.

Onde procurar por eles? Os adultos são encontrados ao longo de riachos e rios, pousados na vegetação das margens e em locais sombreados (daí o seu nome comum em inglês: *shadow damselflies*). *Palaemnema paulicaxa* Calvert, 1931, ao que parece, também se reproduz em pequenos fios d'água, assim como *Paraphlebia* Selys &



Figura 1. *Palaemnema paulicaxa*. Espécie endêmica do México. Barranca de Metlac, Veracruz, México. Foto: Enrique González.

Hagen, 1861 (Fig. 1). Um traço peculiar de algumas espécies desse gênero refere-se ao fato de que sua atividade reprodutiva ocorre nas primeiras horas da manhã, chegando a começar antes mesmo do nascer do sol (González-Soriano *et al.*, 1982). Por isso, a busca por adultos pode ser bem-sucedida já no início do dia: as primeiras cópulas ocorrem entre 05:50 e 06:00 h. Após o meio-dia, os adultos se refugiam no sub-bosque da floresta, onde permanecem imóveis pelo resto do dia — e é nesse ambiente que podem ser encontrados. No entanto, muitas vezes a vegetação herbácea torna difícil sua captura com puçás, de modo que, com muita paciência e alguma destreza, eles podem até ser coletados com a mão.

9.3. SUPERFAMÍLIA CALOPTERYGOIDEA

9.3.1. Família Philogeniidae

Esta família é endêmica do Neotrópico e é formada pelos gêneros *Archaeopodagrion* Kennedy, 1939 e *Philogenia* Selys, 1862, que juntos reúnem cerca de 45 espécies (Bota-Sierra *et al.*, 2019). Os *Archaeopodagrion* tem distribuição restritamente andina e ocorrem na Colômbia e no Equador. Por sua vez, o gênero *Philogenia* possui uma distribuição mais ampla, ocorrendo desde a América Central até a Amazônia (Dunkle, 1986).

Onde procurar por eles? Estão sempre associados a florestas bem conservadas, onde habitam riachos, geralmente em nascentes e, às vezes, em pequenos córregos. Embora a maioria das espécies de *Philogenia* seja andina e igualmente especializada em ambientes florestais, diferentemente de *Archaeopodagrion*, os indivíduos desse gênero podem ser encontrados no sub-bosque, não necessariamente próximos aos corpos d'água. Já foram observados, inclusive, depositando ovos em áreas de pouca correnteza de riachos e córregos. Os indivíduos de *Philogenia*, apesar de apresentarem tamanhos relativamente grandes (cerca de 6 cm), podem ser difíceis de observar devido à sua coloração escura, que os ajuda a se camuflar no sub-bosque, onde permanecem quase imóveis. Geralmente, as populações de *Philogenia* são abundantes — se avistar um espécime e ele escapar, não se desespere: é altamente provável que encontre outros.

9.3.2. Família Dicteriadidae

Composta por apenas dois gêneros monotípicos, com distribuição principalmente amazônica: *Dicterias atrosanguinea* Selys, 1853 e *Heliocharis amazona* Selys, 1853 — esta última estendendo-se até Misiones, na Argentina (Bybee *et al.*, 2021).

Onde procurar por eles? Os adultos de *H. amazona* pousam horizontalmente e com as asas abertas, de maneira semelhante aos anisópteros ou aos Megapodagrionidae. Preferem clareiras ensolaradas na vegetação da floresta, próximas às margens de riachos, sendo comum vê-los pousados em folhas relativamente altas, a cerca de quatro metros do solo (Dunkle, 1991). Em observações realizadas no estado do Pará (Brasil), machos de *D. atrosanguinea* foram encontrados pousados na vegetação marginal de riachos, onde



Figura 2. *Dicterias atrosanguinea* macho em seu habitat, em um riacho no estado do Pará, Brasil. Foto: Adolfo Cordero-Rivera.



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

permaneceram imóveis por longos períodos (Fig. 2 e 3). Alguns estavam a menos de 50 cm de distância uns dos outros, sem interagir, exceto quando iniciavam interações agonísticas, voando em círculos até as copas das árvores. Também interagiam brevemente com machos de outras espécies. As fêmeas foram observadas em diferentes contextos: uma pousada em um local ensolarado da floresta e outra capturada em tandem com um macho. Os machos apareciam nos riachos apenas em dias ensolarados; em dias nublados, desciam do dossel brevemente ou pousavam em árvores da floresta, mantendo-se alertas a qualquer aproximação. Não foi observado comportamento de cópula e oviposição, exceto por um casal em tandem (Vilela *et al.*, 2018).

9.3.3. Família Heteragrionidae

Família muito diversa, de distribuição neotropical, que compreende quatro gêneros e cerca de 76 espécies. Os Heteragrionidae habitam florestas tropicais úmidas, incluindo florestas mesófilas de montanha.

Onde procurar por eles? *Heteropodagrion* Selys, 1885 é pouco conhecido e apresenta hábitos especiais. Pode ser encontrado na floresta tropical ao longo de pequenos riachos com cascatas. É comum observá-lo voando no sub-bosque próximo ao solo, o que, aliado à sua coloração escura, torna sua detecção extremamente difícil (Pérez-Gutiérrez & Montes-Fontalvo, 2011). De modo geral, os indivíduos desse gênero se camuflam na vegetação e só são vistos quando mudam de um pouso para outro, sendo necessário caminhar lentamente para registrá-los. Fêmeas foram observadas ovipositando em musgo aderido a troncos próximos aos corpos d'água. Experiências com *Heteragrion alienum* Williamson, 1919 no México mostram que os machos se posicionam na vegetação que cresce às margens de riachos e pequenos rios florestados, aguardando a chegada das fêmeas. Seu pico reprodutivo ocorre à tarde, após as 14:00 h, estendendo-se até as 17:00 h (González-Soriano & Verdugo-Garza, 1982). O local preferido pelas fêmeas para depositar os ovos são folhas caídas que flutuam e se acumulam em pequenas poças formadas em riachos de corrente lenta. *Heteragrion albifrons* Ris, 1918 é comumente encontrado pousado no sub-bosque, sobre herbáceas próximas a riachos sombreados e até mesmo em locais com escorrimentos de água (*González-Soriano, 1997*) (Fig. 4). A recém descrita *Dimeragrion baniwa* Mendoza-Penagos *et al.*, 2023 foi encontrada em áreas sombreadas da vegetação marginal de riachos de primeira ordem. Sua coloração escura dificulta a observação em campo, mas nas populações observadas, os machos eram



Figura 4. *Heteragrion mantiqueirae* pousado sobre uma folha de *Dicksonia* sp. na Mata Atlântica brasileira. Foto: Frederico Lencioni.

mais visíveis em áreas ensolaradas devido ao brilho da pruinescência pterotorácica e à faixa cremosa na face. Os machos se posicionavam sobre folhas e arbustos com as asas abertas e apresentavam comportamento territorial pronunciado. Não foi observada conduta reprodutiva nem oviposição, mas eles eram mais ativos patrulhando áreas com águas lentas e pequenos açudes, onde o substrato consistia principalmente de raízes e pouca matéria orgânica. A presença de fêmeas próximas a esses locais sugere que esse é o micro-hábitat propício para reprodução e oviposição (Mendoza-Penagos *et al.*, 2023).

9.3.4. Família Polythoridae

São zigópteros que variam de corpo pequeno (22–34 mm) (*Chalcopteryx* Selys, 1853) a muito robusto (39–65 mm) (*e.g., Polythore* Calvert, 1917). Na América Latina, estão distribuídos em sete gêneros, totalizando cerca de 58 espécies (Sánchez-Herrera *et al.*, 2020).

Onde procurar por eles? São habitantes de pequenos riachos e rios no interior de florestas tropicais. A maioria das espécies ocorre em riachos de corrente rápida em áreas montanhosas, embora algumas também possam ser encontradas em riachos de corrente mais lenta (igarapés) na região amazônica. Experiências com *Cora marina* Selys, 1868 mostram que as fêmeas ovipositam em madeira podre de troncos caídos que se projetam da água, em locais sombreados. Os machos se concentram ao redor desses locais, porém em baixas densidades (González-Soriano & Verdugo-Garza, 1984). Em *Chalcopteryx scintillans* McLachlan, 1870, o comportamento territorial inclui disputas aéreas, nas quais os machos realizam exibições de ameaça e perseguições mútuas em voos ascendentes e oscilantes. Durante o cortejo, o macho exibe suas asas para a fêmea, que responde "flutuando" à sua frente. Após a cópula, o macho realiza novamente o voo de cortejo sobre um tronco caído no riacho, enquanto a fêmea deposita os ovos e ele permanece atento, pousando nas proximidades e voando ao redor dela (Guillermo-Ferreira *et al.*, 2014) (Fig. 5 e 6). É comum que os Polythoridae voem em direção ao dossel ao perceberem a presença humana; às vezes, a melhor estratégia é encontrar um esconderijo e esperar calmamente até que eles retornem.



Figura 5. Macho e fêmea de *Chalcopteryx scintillans* em seu hábitat na Chapada dos Guimarães, Brasil. O macho realiza comportamento de guarda enquanto a fêmea oviposita no tecido do tronco. Foto: Adolfo Cordero-Rivera.



Figura 6. Hábitat de *Chalcopteryx scintillans* em um riacho de correnteza rápida na Chapada dos Guimarães, Brasil. Foto: Adolfo Cordero-Rivera.

9.3.5. Família Amphipterygidae

Os Amphipterygidae são representados na América pelo gênero *Amphipteryx* Selys, 1853. São zigópteros de distribuição restrita ao sul do México e a alguns países do norte da América Central. Estão associados a florestas úmidas, como bosques de neblina ou florestas altas perenifólias.

Onde procurar por eles? Os adultos ocorrem geralmente nas laterais de pequenas cascatas, pousados na vegetação que se projeta próxima a paredes verticais umedecidas pelo orvalho da queda d'água ou ao longo de pequenos riachos. São zigópteros que se movimentam pouco, sendo encontrados pousados na vegetação às margens desses corpos d'água.

9.3.6. Família Thaumatoneuridae

Os Thaumatoneuridae, ou "cavalinhos das cascatas", são zigópteros neotropicais habitantes de florestas úmidas (bosques de neblina, florestas altas e médias sempre-verdes). Os indivíduos dessa família ocorrem em habitats pouco usuais, já que, ao contrário de outros zigópteros, vivem exclusivamente em zonas de orvalho de cascatas e em pequenos escorrimentos de água. A família é composta por dois gêneros e 16 espécies, com distribuição mesoamericana.

Onde procurar por eles? Os adultos de *Thaumatoneura* McLachlan, 1897 estão associados a zonas de orvalho próximas a cascatas (Calvert, 1915); os adultos de *Paraphlebia* vivem próximos aos fios de água e pequenos riachos (Fig. 7). Os adultos geralmente se movimentam muito pouco e passam a maior parte do dia pousados na vegetação do sub-bosque. Uma peculiaridade de várias espécies de *Paraphlebia* e *Thaumatoneura* é que os machos apresentam dois morfotipos de coloração, fenômeno pouco comum dentro da ordem Odonata, sendo mais comum em fêmeas (González-Soriano & Córdoba-Aguilar, 2003).

9.3.7. Família Megapodagrionidae

Inclui atualmente os gêneros *Megapodagrion* Selys, 1885, *Allopodagrion* Förster, 1910 e *Teinopodagrion* De Marmels, 2001, que juntos reúnem 29 espécies restritas aos trópicos da América. *Teinopodagrion* conta com 25 espécies conhecidas e está bem distribuído ao longo da Cordilheira dos Andes (De Marmels, 2002). Seu limite austral de distribuição ocorre na selva da província de Misiones e nas últimas porções de yungas das províncias de Salta e Jujuy, na Argentina (Muzón *et al.*, 2023).

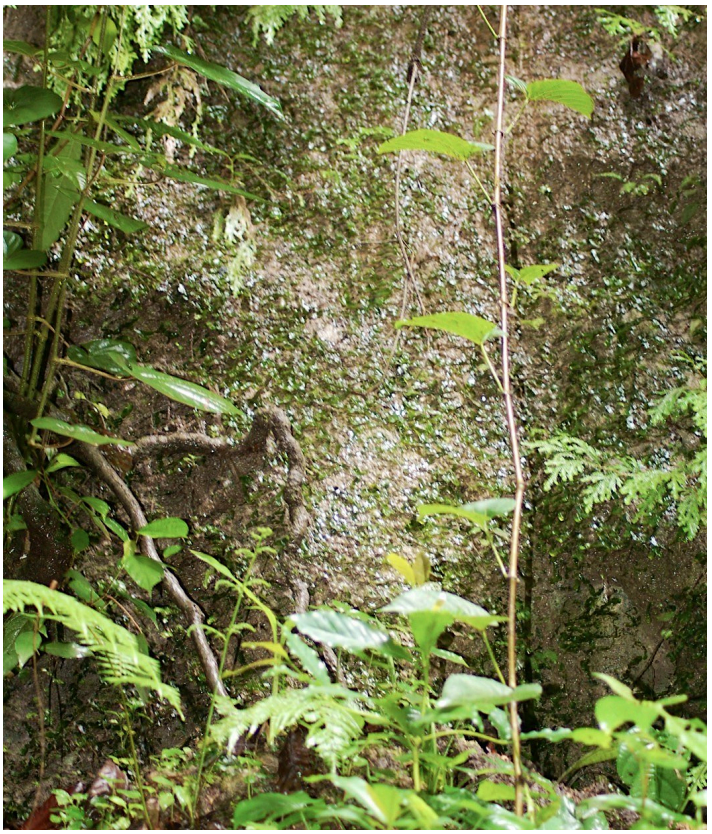


Figura 7. Habitat característico de *Paraphlebia hyalina* e *Palaemnema paulicaxa*. Barranca de Metlac, Veracruz, México. Foto: Enrique González.

Onde procurar por eles? Algumas espécies, como *T. oscillans* (Selys, 1862), apresentam alta fidelidade aos territórios e concentram-se próximas aos riachos, sendo encontradas em média a menos de três metros da água, pousadas em galhos altos (entre 10 e 12 metros de altura) (Palacino-Rodríguez *et al.*, 2024). Quanto aos locais de oviposição, foram registradas fêmeas de *T. curtum* (Selys, 1886) realizando oviposição endofítica na face superior das folhas, próximas a corpos de

água corrente. Uma particularidade dos *Teinopodagrion* é o hábito de pousar sobre pedras em corredeiras, com as asas abertas, comportamento semelhante ao de alguns *Progomphus* Selys, 1854 (Gomphidae). Eles tendem a ser mais abundantes em dias ensolarados, sendo de difícil observação em dias nublados. Embora os adultos de *Teinopodagrion* geralmente não sejam muito avistados, suas populações podem ser localmente numerosas, de modo que ao registrar um indivíduo é provável encontrar vários outros nas proximidades. Em relação às larvas, algumas espécies, como *T. caquetanum* De Marmels, 2001 (Pérez, 2007), desenvolvem-se em pequenos riachos com leitos arenosos que apresentam compostos ferrosos, conferindo-lhes uma coloração semelhante à terracota.

9.3.8. Família Mesagrionidae

Esta família, recentemente proposta com base em evidências moleculares, inclui apenas a espécie *Mesagrion leucorrhinum* Selys, 1885 (Bybee *et al.*, 2021).

Onde procurar por eles? Os Mesagrionidae ocorrem no sub-bosque, principalmente próximos a cascatas (Fig. 8). Embora ainda seja necessário esclarecer os detalhes de sua biologia reprodutiva, presume-se que a oviposição aconteça sobre superfícies rochosas molhadas pelo respingo das quedas-d'água. As larvas apresentam camuflagem eficiente graças à coloração semelhante à das rochas, musgos e detritos onde se encontram (Pérez-Gutiérrez & Montes-Fontalvo, 2011). Os adultos possuem voo muito suave e suas populações costumam ser abundantes.

9.3.9. Família Calopterygidae

É uma família com ampla distribuição mundial. No Neotrópico, está representada por cinco gêneros e 68 espécies (Bota-Sierra *et al.*, 2019). O gênero *Hetaerina* Hagen in Selys, 1853 é um representante emblemático na América Latina,



Figura 8. Habitat utilizado por *Mesagrion*, *Heteropodagrion*, *Heteragrion*, *Polythore* e *Cora*, entre outros (Anorí, Antioquia, Colômbia). Foto: Cornelio Bota.

caracterizado pela mancha de cor vermelho-carmim na base das asas dos machos.

Onde procurar por eles? São habitantes de águas lóticas (Fig. 9), algumas espécies especializadas em florestas, outras em áreas abertas. Os machos costumam ser facilmente detectáveis sobre o leito de rios ou riachos. No caso de espécies de áreas abertas, como *H. occisa* Hagen in Selys, 1853 e *H. cruentata* (Rambur, 1842), as fêmeas também são facilmente observáveis. Já em espécies de floresta, como *H. duplex* Selys, 1869, *H. caja* (Drury, 1773) e *H. capitalis* Selys, 1873, as fêmeas podem ser mais difíceis de encontrar, pois costumam forragear dentro da mata, afastadas dos corpos d'água (Bota-Sierra *et al.*, 2024). Sua espécie de distribuição mais austral é *H. rosea* Selys, 1853, que alcança o limite sul de distribuição nos riachos da região da Pampa ondulada, na província de Buenos Aires



Figura 9. Habitat de *Hetaerina* sp. e *Mnesarete* sp. na Chapada dos Guimarães, Brasil. Foto: Adolfo Cordero-Rivera.

(Argentina). Em *H. rosea*, evidências indicam que os machos com asas mais pigmentadas vencem mais disputas territoriais, independentemente do tamanho corporal. Diferentemente de outras espécies de *Hetaerina*, os machos de *H. rosea* não exibem comportamento de "lek" (em que os machos se agrupam em um local específico para se exibir e competir entre si, a fim de atrair as fêmeas para o acasalamento). Em vez disso, defendem recursos importantes para as fêmeas, como locais com substrato adequado para o desenvolvimento das larvas (Guillermo-Ferreira & Del Claro, 2011). O gênero *Ormenophlebia* Garrison, 2006 é bastante difícil de coletar, pois exige florestas muito bem conservadas, preferencialmente em rios pequenos e de correnteza rápida. Os adultos são voadores velozes e extremamente ariscos, geralmente pousam a quatro ou cinco metros de altura e, ao menor distúrbio, fogem para o dossel. O gênero *Mnesarete* Cowley, 1934 é comum em riachos dentro das florestas amazônicas, apresentando comportamento semelhante ao de *Hetaerina*. De fato, algumas hipóteses filogenéticas sugerem que ambos constituem um único gênero (Standring *et al.*, 2022).

9.4. SUPERFAMÍLIA COENAGRIONOIDEA

9.4.1. Família Protoneuridae

Os membros desta família correspondem a zigópteros de corpo delicado e asas estreitas. Sua classificação é considerada controversa, mas aparentemente a maioria dos protoneurídeos está estreitamente relacionada, formando um grupo monofilético (Pessacq *et al.*, 2025). No Neotrópico existem aproximadamente 13 gêneros e 121 espécies (Pessacq, 2025 com. pess.). A maioria das espécies está associada a florestas, embora algumas, de ampla distribuição, tenham se adaptado bem a condições de áreas abertas e muito ensolaradas, como a amplamente distribuída *Protoneura cara* Calvert, 1903. O representante mais austral é *Peristicta forceps* Hagen in Selys, 1860, encontrado nas margens sombreadas dos riachos que formam o delta do rio Paraná, na Argentina e no Uruguai (Muzón *et al.*, 2015). Pode-se dizer que os protoneurídeos são os campeões em manter voos sustentados dentro dos zigópteros, pois os machos permanecem por longos períodos batendo as asas vigorosamente enquanto patrulham os corpos d'água. Quando pousam, geralmente o fazem na ponta de pequenas folhas, com a cabeça voltada para a margem.

Onde procurar por eles? Em muitas espécies, os machos podem ser observados patrulhando rios e riachos em áreas de remanso e até mesmo em lagoas (*Protoneura aurantiaca* Selys, 1886; *Epipleoneura* Williamson, 1915), onde são muito abundantes. Em algumas espécies de *Protoneura* e *Neoneura* Selys, 1860 (*e.g., P. cara* e *N. amelia* Calvert, 1903), já foi registrado que os machos formam "agregações", aéreas de acasalamento semelhantes a alguns dípteros — um fenômeno único dentro de Odonata (González-Soriano, 2001). Também é comum observar oviposições comunais, com vários pares em tandem, depositando ovos no mesmo galho. Muitas espécies apresentam colorações escuras que, somadas ao hábito de voar rente à água em ambientes florestais, tornam sua detecção bastante

difícil. Por exemplo, *Psaironeura angeloi* Tennessen, 2016, que possui uma pequena mancha branca na extremidade do abdome, pode ser confundida com um pequeno díptero ou até mesmo com um fragmento de detrito preso em uma teia de aranha. As *Drepanoneura* voam muito próximas à superfície da água e podem lembrar insetos aquáticos patinadores (Gerridae). Durante o período de cheia das florestas amazônicas, algumas das espécies mais raras do grupo foram observadas voando entre o dossel inundado (*e.g., Proneura prolongata* Selys, 1889, Fig. 10). Por isso, sempre que houver a oportunidade, vale a pena explorar esses ambientes singulares de canoa.



Figura 10. Floresta inundada na Amazônia colombiana, habitat de *Proneura prolongata*. Foto: Cornelio Bota.

9.4.2. Família Coenagrionidae

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

Onde procurar por eles? Esta enorme família colonizou praticamente todos os corpos de água doce, embora sua origem esteja aparentemente ligada às águas lênticas (Willink *et al.*, 2022). Na região Neotropical, vários gêneros muito diversos, como *Argia* Rambur, 1842, vivem fundamentalmente em águas lóticas. Outros, como *Leptagrion* Selys, 1876, *Bromelagrion* De Marmels, 2005, e membros da subfamília Pseudostigmatinae (que reúne as chamadas "libélulas helicóptero" e inclui algumas das maiores espécies de odonatos do mundo, dos gêneros *Megaloprepus* Rambur, 1842, *Mecistogaster* Rambur, 1842 e *Pseudostigma* Selys, 1860), possuem habitats larvais muito especializados e se desenvolvem em fitotelmata, como bromélias (Fig. 11), umbelíferas, entrenós de taquaras e ocos de árvores. Por isso, para registrar essas espécies não devemos esquecer de levantar a cabeça e explorar o dossel. Os Coenagrionidae ocupam a maioria dos ambientes, sendo mais diversos em terras baixas, mas com alguns grupos especializados nos topos das montanhas, como os gêneros *Mesamphiagrion* Kennedy, 1920, *Oreiallagma* von Ellenrieder & Garrison, 2008, *Oxyallagma* Kennedy, 1920 e *Protallagma* Kennedy, 1920, que podem ser encontrados em altitudes superiores a 3000m. (Bota-Sierra, 2014; Fig. 12). Alguns Coenagrionidae, como *Ischnura* Charpentier, 1840 e *Telebasis* Selys, 1865, tendem a ocorrer de forma bastante previsível, pois habitam principalmente ecossistemas aquáticos lênticos (Fig. 13). São componentes importantes dessas comunidades, utilizando esses ambientes para se alimentar, copular e ovipositar. Diferentemente de muitas libélulas, os Ischnurinae são espécies **não territoriais** e frequentemente são encontrados em grandes populações,



Figura 11. Bromélia terrestre do gênero *Guzmania*, habitat de *Oreiallagma oreas*. Detalhe das exúvias. Fotos: Cornelio Bota.

especialmente os machos, que voam em torno da vegetação herbácea nas margens de poças e brejos. São espécies obrigatórias em ecossistemas lênticos, inclusive naqueles que sofreram antropização. Hynes (1970) encontrou que espécies de "*Agrion*" e *Ischnura* podem sobreviver em águas bastante anóxicas, já que escalam a vegetação aquática onde a saturação de oxigênio é maior (Osborn, 2005).



Figura 12. Turfeiras de *Sphagnum* nos páramos colombianos, habitat de *Mesamphiagrion*, *Oxyallagma*, *Sympetrum*, *Rhionaeschna* e *Erythrodiplax*. Foto: Cornelio Bota.



Figura 13. Áreas úmidas da Orinoquia colombiana, habitat de múltiplas espécies de Libellulidae e Coenagrionidae, como *Telebasis* e *Ischnura*. Foto: Cornelio Bota.

9.5. SUPERFAMÍLIA AESHNOIDEA

9.5.1. Família Austropetaliidae

EEsta família reúne anisópteros de tamanho médio a grande (57–86 mm), que se distinguem por apresentar de cinco a sete manchas vermelhas na margem anterior das asas. Embora também estejam presentes na região australiana, nas Américas estão representadas por oito espécies: sete delas agrupadas no gênero *Phyllopetalia* Selys, 1858, e a restante no gênero monotípico *Hypopetalia* McLachlan, 1870.

Onde procurar por eles? Todas são endêmicas das florestas temperadas de *Nothofagus* e da mata valdiviana da Argentina e do Chile. As larvas vivem em habitats semiterrestres, bem como em pequenos riachos sombreados, com abundante cascalho e matéria orgânica no interior das florestas, além de fendas em pequenas cachoeiras. Seu período de voo é curto, sendo mais provável a sua observação na primavera. São espécies pouco frequentes, cuja coleta exige paciência. Os adultos são velozes e podem voar alto no dossel da floresta. Há registros de sua captura em armadilhas Malaise instaladas em corredores naturais dentro da mata, próximos a riachos.

9.5.2. Família Aeshnidae

Trata-se de uma grande família com distribuição mundial, habitando diferentes tipos de corpos d'água. Nas Américas estão representados 20 gêneros e cerca de 152 espécies (Garrison *et al.*, 2006).

Onde procurar por eles? Podem ser encontrados em praticamente todos os tipos de habitats aquáticos, desde o nível do mar até o topo das montanhas. Geralmente, são mais comuns em corpos d'água lênticos, embora algumas espécies, como certas *Rhionaeschna* Forster, 1909 e *Oplonaeschna* Selys, 1883, ocorram em habitats lóticos. Poucas espécies vivem em riachos ou rios estreitos e encachoeirados, como o gigantesco *Anax walsinghami* McLachlan, 1883. São

excelentes voadoras e costumam pousar apenas em condições climáticas adversas, geralmente em rochas ou barrancos, onde algumas espécies se camuflam entre os líquenes e musgos. Algumas são crepusculares, como as *Triacanthagyna* e as *Gynacantha*. É um dos grupos mais difíceis de capturar devido ao voo rápido e à ampla área que percorrem. Por isso, recomenda-se planejar uma emboscada: prever o trajeto provável do indivíduo, esconder-se e aguardar para lançar a rede no momento certo. Alguns Aeshnidae, como *Coryphaeschna* Williamson, 1903, podem ser coletados longe da água, em áreas abertas onde aparentemente há concentração de presas — por exemplo, árvores em floração que atraem polinizadores. Nesses locais, podem ser observados caçando em grupo e voando como "falcões" (González-Soriano, 1997). Sua captura é difícil e requer paciência.

9.6. SUPERFAMÍLIA PETALUROIDEA

9.6.1. Família Petaluridae

Esta família está representada na região Neotropical apenas por *Phenes raptor* Rambur, 1842 (*Phenes* é um gênero monotípico), uma das poucas espécies da ordem Odonata com larvas terrestres (Garrison & Muzón, 1995; Baird, 2013). Trata-se de uma das maiores espécies de odonatos neotropicais, sendo a de maior tamanho que habita a Patagônia. Os machos distinguem-se facilmente pela morfologia de seus apêndices anais, onde cercos e epiprocto são de grande tamanho e formam um sistema de acoplamento infalível, que impede as fêmeas de se libertarem com facilidade — característica da qual provavelmente deriva seu nome.

Onde procurar por eles? Esta espécie é endêmica das florestas temperadas de *Nothofagus* e da mata valdiviana da região austral do Chile e da Argentina, aproximadamente até os 44°S. Suas larvas já foram encontradas sob troncos, a vários metros de distância de algum tipo de ambiente úmido (como riachos, filetes d'água, lagos, poças, vegas, turfeiras ou *mallines*). Embora outras espécies da família tenham sido registradas em turfeiras ou áreas encharcadas com musgos, as larvas de *P. raptor* foram encontradas em habitats estritamente terrestres e em ambientes saturados de água. Os adultos possuem voo rápido, não são comuns, e podem ser observados em clareiras no interior da floresta, às vezes também no dossel (Fig. 14–15).



Figura 14. Córrego em uma clareira de floresta temperada de *Nothofagus* (Puerto Ramírez, Palena, Região dos Lagos, Chile). Foto: Javier Muzón.

9.7. SUPERFAMÍLIA GOMPHOIDEA

9.7.1. Família Gomphidae

Esta é uma família muito diversa. No continente americano habitam cerca de 34 gêneros e 355 espécies (Garrison *et al.*, 2006), e na região neotropical existem pouco mais de 286 espécies



Figura 15. Floresta temperada de *Nothofagus* e *Alerce* (*Fitzroya cupressoides*) (Puerto Ramírez, Palena, Região dos Lagos, Chile). Foto: Javier Muzón.

(Novelo *et al.*, 2018).

Onde procurar por eles? Nossa experiência geral indica que, no Neotrópico, a maioria das espécies de Gomphidae habita águas lóticas. Entretanto, certos gêneros, como *Aphylla* Selys, 1854, parecem ser exclusivos de águas lênticas, onde podem ser encontrados desde lagoas temporárias com vegetação marginal até nas margens de alguns lagos. Podemos encontrar Gomphidae pousados nas margens de riachos e rios, sobre vegetação pendente junto às bordas dos corpos d'água (*e.g. Phyllogomphoides* Belle, 1970), ou ainda sobre rochas expostas que emergem do curso d'água (*Erpetogomphus* Hagen in Selys, 1858; *Progomphus* Selys, 1854) em áreas abertas. Em locais mais sombreados, alguns *Epigomphus* Hagen en Selys, 1854 podem ser encontrados pousados próximos a pequenos riachos de fluxo lento que percorrem o sub-bosque da floresta. Em todos os casos, não são organismos fáceis de coletar, a menos que se tenha certa experiência. Em alguns casos, também é recomendável procurá-los nas primeiras horas da manhã, na vegetação herbácea próxima a rios e riachos em áreas abertas. Para informações mais específicas sobre os diferentes habitats larvais das espécies neotropicais, sugerimos consultar Novelo *et al.* (2018).

9.8. SUPERFAMÍLIA CORDULEGASTROIDEA

9.8.1. Família Neopetaliidae

Esta família monotípica inclui *Neopetalia punctata* (Hagen in Selys, 1854), espécie endêmica da região austral do Chile e da Argentina, que se distingue por apresentar cinco manchas vermelhas na margem anterior das asas. As fêmeas apresentam o esterno do 10º segmento abdominal expandido em uma placa semicircular, provavelmente associada a um modo de oviposição no substrato.

Onde procurar por eles? *Neopetalia punctata* habita florestas temperadas de *Nothofagus* e a mata valdiviana da Argentina e do Chile, até aproximadamente os 43°S (Fig. 14). Suas larvas vivem em riachos de pouca correnteza e rica presença de matéria orgânica, em remansos e áreas encharcadas dentro de ambientes florestais. Os adultos podem ser encontrados voando sobre riachos ou pousados na vegetação ribeirinha.

9.8.2. Família Cordulegastridae

Esta é uma família de afinidade neártica, embora uma espécie pareça se estender até a América Central: *Cordulegaster diadema* Selys, 1868.

Onde procurar por eles? Os Cordulegastridae restringem-se a zonas elevadas na região neotropical; no México, podem ser encontrados entre aproximadamente 1.000 e 3.000 m de altitude, vivendo em pequenos riachos

sombreados, de pouca profundidade e, preferencialmente, com fundo arenoso. Os adultos podem ser observados voando nas bordas de florestas, em áreas relativamente abertas, durante atividades de forrageio.

9.9. SUPERFAMÍLIA LIBELLULOIDEA

9.9.1. Família Synthemistidae

O gênero *Gomphomacromia* Brauer, 1864 (anteriormente considerado integrante de *Corduliidae* ou como gênero *incertae sedis* dentro de *Libelluloidea*) é o único representante da família *Synthemistidae* na região Neotropical. É composto por quatro espécies de anisópteros pequenos (35–42 mm), distribuídos ao longo dos Andes, desde a Colômbia até a Patagônia. As fêmeas se caracterizam por apresentar o ovipositor com a lâmina vulvar expandida e dividida em dois lóbulos, associados ao modo de oviposição no substrato.

Onde procurar por eles? Na Patagônia, ocorrem *G. paradoxa* Brauer, 1864 e *G. chilensis* Martin, 1921, que habitam florestas de *Nothofagus* e mata valdiviana até aproximadamente os 45°30'S, em áreas encharcadas e com abundância de musgos. Suas larvas são difíceis de observar, pois costumam se esconder em zonas lamacentas, ou entre a camada de musgo e o leito de cascalho por onde corre a água. Os adultos geralmente voam e pousam próximos a esses ambientes úmidos (Figs. 16–17). Na Colômbia, populações de *Gomphomacromia fallax* McLachlan, 1881 apresentam picos sazonais e podem ser abundantes em clareiras de florestas alto-andinas durante a estação seca.

9.9.2. Família Libellulidae

A segunda família mais diversa de Odonata a nível mundial. No Neotrópico, existem cerca de 400 espécies distribuídas em 50 gêneros. Habitam praticamente qualquer corpo de água doce do mundo e até mesmo águas com alguma salinidade.

Onde procurar por eles? A maioria das espécies



Figura 16. Área alagada em uma clareira de floresta temperada de *Nothofagus* (Puerto Ramírez, Palena, Região dos Lagos, Chile). Foto: Javier Muzón.



Figura 17. Área alagada em uma clareira de floresta temperada de *Nothofagus*, onde a camada de musgo foi retirada para expor o cascalho abaixo. Foto: Javier Muzón.

Tabela 1. Resumo das famílias, micro-hábitats e abundância de odonatos no Neotrópico.

Família	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

Habitat – Ln1: lêntico (poças e/ou lagoas rasas); Ln2: lêntico (lagos); LnT: lêntico temporal; Lo1: lótico (rios); Lo2: lótico (riachos e/ou córregos em áreas abertas); Lo3: lótico (riachos e/ou córregos em áreas florestadas); LoT: lótico temporal; Fi: fitotelmata; C: cachoeiras; AE: áreas encharcadas (geralmente associadas a riachos ou ribeiros); **Tr:** terrestre (larvas); **S:** ambientes salobros e manguezais; **Cr:** hábitos crepusculares. **Coleta** – F: fácil; M: moderadamente difícil; D: difícil. **Raridade** – C: comum; R: rara; A: abundante; OA: ocasionalmente abundante; E: escassa ou pouco abundante.

neotropicais habita corpos d'água lênticos, incluindo algumas poucas em fitotelmata, como *Erythrodiplax bromelicola* Westfall, 2000 e *E. laselva* Haber, Wagner & de la Rosa, 2015, em bromélias. No entanto, gêneros como *Brechmorhoga* Kirby, 1894, *Macrothemis* Hagen, 1868, *Elasmothemis* Westfall, 1988 e *Oligoclada* Karsch, 1890 ocorrem em ambientes lóticos. Entre os Libellulidae de ambiente lótico, destaca-se *Elasmothemis cannacrioides* (Calvert, 1906), que apresenta um comportamento de oviposição único dentro da família: as fêmeas depositam filamentos de ovos aderidos a raízes flutuantes, de forma semelhante a alguns *Corduliidae* (González-Soriano, 1987). Embora, em geral, sejam mais ativos por volta do meio-dia, algumas espécies, como *Tholymis citrina* Hagen, 1867, são crepusculares — sendo necessário procurá-las nas primeiras horas da manhã ou ao entardecer. Certos gêneros, como *Diastatops* Rambur, 1842 e *Zenithoptera* Selys, 1869, podem ser observados frequentemente voando ou patrulhando a vegetação de lagoas; são fáceis de localizar pelo colorido particular das asas, mas possuem voo ágil. Sua maior atividade ocorre ao meio-dia, quando pousam voltados para o corpo d'água, recebendo radiação direta e utilizando as asas como "painéis solares". Os Libellulidae costumam ser difíceis de coletar, pois são voadores ágeis e possuem altíssima capacidade de perceber movimentos no entorno. Algumas espécies formam enxames de caça em áreas abertas e voam alto, como *Macrothemis*, *Tramea* Hagen, 1861, *Tauriphila* Kirby, 1889, *Miathyria* Kirby, 1889 e *Pantala* Hagen, 1861, entre outros (González-Soriano, 1997). Para capturá-los, recomenda-se o uso de um puçá de cabo mais longo e muita paciência. Por outro lado, em diversas espécies de Libellulidae

territoriais, os machos preferem realizar voos curtos, retornando sempre ao mesmo poleiro. Esse comportamento é especialmente comum em gêneros como *Micrathyria* Kirby, 1889, *Erythrodiplax* Brauer, 1868, *Erythemis* Hagen, 1861, *Orthemis* Hagen, 1861, *Libellula* Linnaeus, 1758, *Cannaphila* Kirby, 1889 e *Perithemis* Hagen, 1861, entre outros.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Este trabalho reúne experiências de campo e conhecimentos acumulados por diversos especialistas, com o objetivo de oferecer um guia prático sobre os habitats mais adequados para a coleta de Odonata no Neotrópico. Ao integrar informações ecológicas, comportamentais e taxonômicas, busca-se otimizar os esforços de amostragem, especialmente para pesquisadores que estão iniciando no estudo desta ordem. As recomendações aqui apresentadas não apenas facilitam a localização de exemplares das diferentes famílias e gêneros em seus respectivos micro-hábitats, como também promovem uma abordagem mais estratégica e eficiente para o estudo da biodiversidade odonatológica da região, incentivando, ao mesmo tempo, sua pesquisa e conservação.

REFERÊNCIAS

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 - Colômbia, 2016-2026.