Revista EDUCAmazônia

Revista EDUCAmazônia - Educação Sociedade e Meio Ambiente, Humaitá, LAPESAM/GISREA/UFAM/CNPq/
EDUA –ISSN 1983-3423 –IMPRESSA –ISSN 2318 –8766 –CDROOM –ISSN 2358-1468 -DIGITAL ONLINE

UFAM

REESMA, Humaitá - Amazonas, Ano 18, Volume XVIII, nº ESPECIAL, Jul-dez. 2025

PROTOCOLO DE COLETA PARA INVENTÁRIO DE INSETOS AQUÁTICOS NA AMAZÔNIA NO SISTEMA RAPELD COM ÊNFASE EM EPHEMEROPTERA, PLECOPTERA, TRICHOPTERA, ODONATA E HETEROPTERA

COLLECTION PROTOCOL FOR AQUATIC INSECT INVENTORY IN THE AMAZON USING THE RAPELD SYSTEM WITH EMPHASIS ON EPHEMEROPTERA, PLECOPTERA, TRICHOPTERA, ODONATA, AND HETEROPTERA

Leandro Juen[1,2,3], Fábio Santos-Silva[1,3], Francisco Maciel Barbosa-Santos[1,3], Beatriz Luz-Silva[1,3], Juan Mateo Rivera-Pérez[1,3], José Max Barbosa Oliveira-Junior[2,3,4], Ana Luiza-Andrade[1,8], Lenize Batista Calvão Santos[1], Bethânia Oliveira de Resende[1,2,3], Yulie Shimano[1,3,5], Ana Paula J. Faria[11], Paulo Vilela Cruz[8], Fábio Batagini Quinteiro[12], Leandro Schlemmer Brasil[6], Emerson Monteiro dos Santos [9], Daniel Silas Veras[3,10], José Roberto Pereira de Sousa[13,14], Jeane Marcelle Cavalcante do Nascimento[15], Raphael Ligeiro[1], Sheyla Regina Marques Couceiro[16], Ana Karina Moreyra[17], Bruno Spacek Godoy[18], Mariel Acácio de Lima[19], Neusa Hamada[20], Carlos Augusto Silva de Azevedo[21], Rafael Boldrini[22], Lisandro Juno Soares Vieira[23,24] & Karina Dias-Silva[2,3,7]

Resumo:

Insetos aquáticos são amplamente utilizados na avaliação ambiental de ecossistemas de água doce, mas a diversidade de métodos amostrais compromete a comparabilidade dos resultados. A padronização das coletas é essencial para a integração de dados, construção de séries temporais e espaciais e avaliação dos efeitos das mudanças climáticas e atividades antrópicas. Neste artigo, propomos um protocolo de amostragem para o monitoramento da biodiversidade de insetos aquáticos na Amazônia e outros biomas brasileiros, com os grupos-chave Ephemeroptera, Plecoptera, Trichoptera, Odonata e Heteroptera (EPTOH). O protocolo segue diretrizes adotadas pelo Programa de Pesquisas Ecológicas de Longa Duração (PELD) e Programa de Pesquisa em Biodiversidade no Brasil (PPBio) Amazônia Ocidental e Oriental, garantindo a aplicação de métodos padronizados e replicáveis em diferentes contextos de pesquisa, alinhados ao Programa Monitora Aquático do ICMBio. Além da descrição dos materiais e métodos, discutimos as perspectivas da padronização, destacando sua importância para a realização de estudos em grande escala e a integração de dados entre diferentes regiões amazônicas, e em perspectiva mais ampla, com diversas regiões no Brasil. A adoção de um protocolo único facilitará a compilação de séries históricas robustas, essenciais para a formulação de políticas públicas voltadas à conservação da biodiversidade e à gestão sustentável dos recursos hídricos no Brasil. Além disso, destacamos a importância do monitoramento contínuo dos insetos aquáticos como bioindicadores da integridade ambiental, incentivando a colaboração científica e o fortalecimento das redes de pesquisa na Amazônia e no Brasil.

Palavras-chave: Padronização de esforço amostral, RAPELD, biomonitoramento, biodiversidade, Programa Monitora, ICMBio.

[1] Laboratório de Ecologia e Conservação – LABECO, Universidade Federal do Pará UFPA, Rua Augusto Corrêa, 01 - Guamá, CEP 66075-110, Belém, PA, Brasil. email: leandrojuen@ufpa.br

Abstract:

Aquatic insects are widely used in environmental assessments of freshwater ecosystems, but the diversity of sampling methods compromises the comparability of results. Standardizing sampling procedures is essential for data integration, the construction of temporal and spatial series, and the assessment of the effects of climate change and anthropogenic activities. In this article, we present a sampling protocol for monitoring aquatic insect biodiversity in the Amazon and other Brazilian biomes, focusing on the key groups Ephemeroptera, Plecoptera, Trichoptera, Odonata, and Heteroptera (EPTOH). The protocol follows guidelines adopted by the Long-Term Ecological Research Program (PELD) and the Biodiversity Research Program in Western and Eastern Amazonia (PPBio), ensuring the application of standardized and replicable methods across different research contexts, aligned with ICMBio's Aquatic Monitoring Program (Programa Monitora Aquático). In addition to describing materials and methods, we discuss the perspectives of standardization, highlighting its importance for conducting large-scale studies and integrating data across different Amazonian regions, and more broadly, across various regions of Brazil. The adoption of a single protocol will facilitate the compilation of robust historical series, which are essential for formulating public policies aimed at biodiversity conservation and the sustainable management of water resources in Brazil. Furthermore, we emphasize the importance of continuous monitoring of aquatic insects as bioindicators of environmental integrity, encouraging scientific collaboration and strengthening research networks in the Amazon and throughout Brazil.

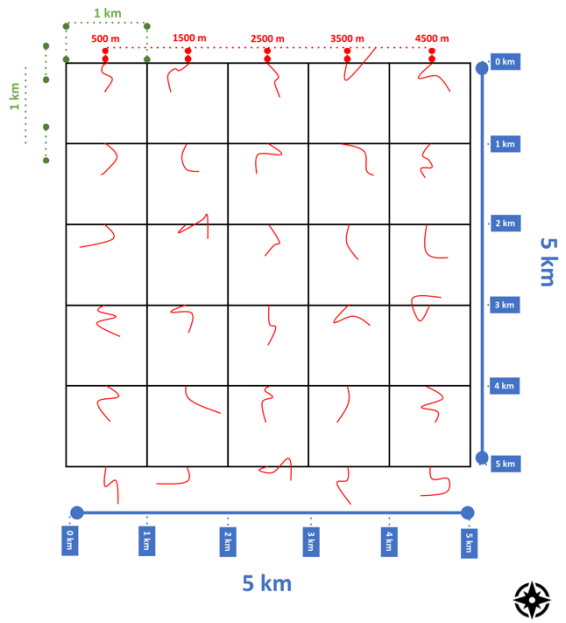
Keywords: Standardization of sampling effort, RAPELD, biomonitoring, biodiversity, Programa Monitora, ICMBio.

[2] Programa de Pesquisa em Biodiversidade da Amazônia Oriental (PPBIO AmOr), Universidade Federal do Pará, Belém, PA, Brasil.
[3] Programa de Pós-Graduação em Ecologia (PPGECO), Universidade Federal do Pará, Belém, PA, Brasil.
[4] Instituto de Ciências e Tecnologia das Águas (ICTA), Universidade Federal do Oeste do Pará (UFOPA), Santarém, PA, Brasil.
[5] Universidade Estadual do Goiás, UEG. Porangatu, GO, Brasil.
[6] Instituto de Ciências Biológicas e da Saúde, Universidade Federal de Mato Grosso. Pontal do Araguaia, MT, Brasil.
[7] Programa de Pós-Graduação em Biodiversidade e Conservação (PPGBC), Universidade Federal do Pará, Altamira, PA, Brasil.
[8] Universidade Federal de Rondônia (UNIR), Departamento de Biologia, Coleção Entomológica, Laboratório de Biologia e Diversidade de Insetos (LaBDIn), Porto Velho, RO, Brasil.
[9] Laboratório Multidisciplinar de Biologia - LabMultBio, Universidade Federal do Amapá, UNIFAP, Oiapoque, AP, Brasil.
[10] Laboratório de Ecologia de Comunidades, Instituto Federal do Maranhão, Campus Caxias, MA, Brasil.
[11] Universidade Estadual do Piauí, Campus Heróis do Jenipapo, Núcleo de Insetos Aquáticos, Campo Maior, PI, Brasil.
[12] Laboratório de Estudos Comparativos em Insetos, Universidade Federal do Pará, Bragança, PA, Brasil.
[13] Laboratório de Ciências Ambientais e Biodiversidade, Universidade Estadual do Maranhão, São Luís, MA, Brasil.
[14] Programa de Pós-Graduação em Ciências Agrárias (PPGCIAG), Universidade Estadual do Maranhão, São Luís, MA, Brasil.
[15] Programa de Pós-Graduação em Zoologia (PPGZOOL), Universidade do Pará, Belém, PA, Brasil.
[16] Laboratório de Ecologia e Taxonomia de Invertebrados Aquáticos, Universidade Federal do Oeste do Pará, Santarém, PA, Brasil.
[17] Programa de Pós-Graduação em Ciências Ambientais (PPGCA), Universidade do Estado do Pará, Belém, PA, Brasil.
[18] Laboratório de Ecologia Aquática e Quantitativa, Universidade Federal do Pará, Belém, PA, Brasil.
[19] Programa de Pós-Graduação em Ecologia do Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia - PPG-ECO/INPA; Centro de Estudos Integrados da Biodiversidade Amazônica CENBAM/INPA, Manaus, AM, Brasil.
[20] Coordenação de biodiversidade - Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus, AM, Brasil.
[21] Laboratório de Insetos Aquáticos - LEAq, Universidade Estadual do Maranhão, Campus Caxias, MA, Brasil.
[22] Laboratório de Entomologia, Centro de Estudos da Biodiversidade, Universidade Federal de Roraima, Boa Vista, RR, Brasil.
[23] Laboratório de Ictiologia e Ecologia Aquática, Universidade Federal do Acre, Campus Sede, Rio Branco, AC, Brasil..
[24] Programa de Pós-Graduação em Ciência, Inovação e Tecnologia para a Amazônia (PPG-CITA), Universidade Federal do Acre, Campus Sede, Rio Branco, AC, Brasil.

O que é o RAPELD?

O RAPELD é um sistema padronizado de infraestrutura de campo voltado ao monitoramento integrado da biodiversidade e de processos ecossistêmicos. Ele combina padronização e flexibilidade, permitindo sua aplicação em diferentes ecossistemas. Seu objetivo é atender à demanda por **levantamentos rápidos de biodiversidade** (RAP) e por uma metodologia padrão para **pesquisas ecológicas de longa duração** (PELD). A infraestrutura consiste em grades (*grids*) ou módulos de pesquisa com trilhas principais de 5 km e parcelas uniformemente distribuídas de 250 metros, instaladas a cada 1 km. Em áreas com cursos d'água, incluem-se parcelas ripárias (250 metros) e aquáticas (50 metros), complementando a amostragem em ambientes específicos. Essa disposição maximiza a representatividade de diferentes grupos taxonômicos e variações ambientais, sendo facilmente replicável em outras localidades, o que permite comparações em diversas escalas espaciais e temporais. Além disso, favorece a integração de dados ecológicos e informações sobre uso sustentável de recursos, sendo amplamente aplicado no Brasil para subsidiar políticas de manejo ambiental.

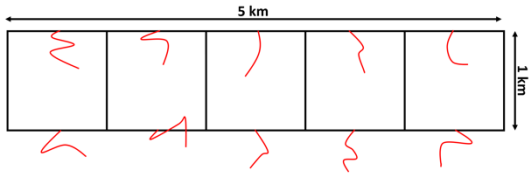
Grid de amostragem com as trilhas principais de 5 km e parcelas dispostas a cada 1 km



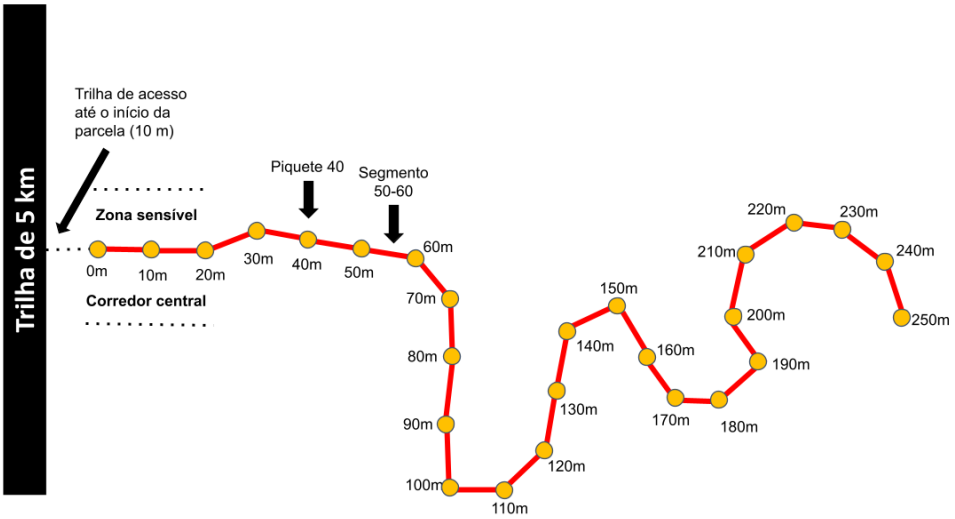
As **parcelas uniformemente distribuídas** são transectos de 250 metros de comprimento posicionados ao longo de curvas de nível, com larguras ajustadas conforme o grupo taxonômico ou variável estudada. Essa disposição minimiza os efeitos da topografia sobre as condições ambientais dentro das parcelas, garantindo que as variações sejam registradas entre parcelas, e não dentro delas, já que cada parcela é a unidade amostral central na maioria dos estudos. Piquetes são instalados a cada 10 metros e conectados por uma linha central marcada com barbante plástico ou fitilho, facilitando a aplicação dos protocolos metodológicos. À esquerda da linha central, localiza-se a **zona sensível**, uma faixa de 1,5 metros dedicada a estudos de regeneração florestal, onde o trânsito de pesquisadores é restrito para evitar pisoteio. À direita, há um **corredor de deslocamento** de 1 metro de largura que permite a movimentação dos pesquisadores.

As **parcelas ripárias** estão localizadas às margens de pequenos cursos d'água, também com 250 metros de comprimento. Cada parcela é demarcada ao longo da margem direita do curso d'água, seguindo em direção à nascente (montante), com piquetes a cada 10 metros. Elas sempre começam onde a trilha principal do grid ou módulo cruza o curso d'água

Módulo de amostragem com as trilhas principais de 5 km e parcelas dispostas a cada 1 km



As **parcelas aquáticas fixas** são posicionadas nos canais dos riachos, geralmente a 10 metros da trilha principal. Cada parcela mede 50 metros de comprimento, com piquetes nos pontos 0, 16, 32 e 50 metros, instalados próximos às margens para representar adequadamente o ambiente aquático.



1 INTRODUÇÃO

A biodiversidade desempenha um papel fundamental na manutenção dos serviços ecossistêmicos e na integridade da condição ambiental (Guayasamin et al., 2024). Em ambientes aquáticos de água doce, os principais organismos que colaboram com estes papéis são os insetos, porque são abundantes e realizam funções ecológicas no ecossistema, com sua diversidade podendo diminuir, aumentar ou mudar em relação à condição ambiental do ambiente (Brasil et al., 2020a; Luiza-Andrade et al., 2020). O conjunto destas características torna os insetos aquáticos excelentes organismos chave para analisar e monitorar os ecossistemas aquáticos de água doce naturais que estão sob diferentes intensidades de influência antrópicas (Brasil et al., 2020b; Juen et al., 2024). As funções ecológicas desempenhadas por este grupo estão relacionadas com a decomposição da matéria orgânica, o controle populacional de outros organismos (Shaalan et al., 2009), bem como são elo entre as interações do meio aquático e terrestre (Rosemond et al., 1998). Este elo ocorre porque o ciclo de vida de insetos aquáticos apresenta pelo menos uma fase aquática, geralmente a forma imatura (larvas ou ninfas), enquanto os adultos são predominantemente terrestres e alados (Hamada et al., 2019; Juen et al., 2024). Outros grupos, como os Gerromorpha (Heteroptera) vivem na superfície da água, estabelecendo uma conexão com o ambiente terrestre (Andersen, 1982).

Os insetos aquáticos abrangem uma grande diversidade taxonômica com representantes em 13 Ordens (Hamada et al., 2019), entre as quais se destacam as ordens Ephemeroptera, Plecoptera, Trichoptera, Odonata e Heteroptera. Representantes dessas ordens são amplamente utilizados como bioindicadores da qualidade da água e do habitat, devido à sua sensibilidade ou tolerância às alterações ambientais (Oliveira-Júnior & Juen, 2019; Faria et al., 2021; Cunha et al., 2022; Ribeiro et al., 2023, Santos-Silva et al., 2025). De modo geral, áreas degradadas apresentam uma redução no número de indivíduos e espécies, podendo levar às extinções locais que afetam a estrutura das populações e comunidades (Brito et al., 2021; Cunha & Juen., 2015; Faria et al., 2017; Oliveira-Junior et al., 2015; Shimano & Juen, 2016; Luíza-Andrade et al., 2020). O uso desses organismos em estudos e programas de biomonitoramento é oportuno, porque apresentam características como suficiência taxonômica (uso de níveis taxonômicos mais elevados como gêneros e famílias) e comunidades substitutivas (a possibilidade de usar subconjuntos da comunidade que representam a resposta de toda a comunidade) eficientes

para o diagnóstico da condição do ecossistema (Godoy et al., 2019; Hunter et al., 2016; Mendonza-Penagos et al., 2021; Juen et al., 2024). Para adultos de Odonata e Heteroptera, já é possível a identificação em nível de espécie, o que nos permite selecionar táxons específicos e sua sensibilidade ambiental (Oliveira-Junior et al., 2015; Juen et al., 2024).

Cada uma das ordens mencionadas acima apresenta características ecológicas distintas, sendo estas especificidades que tornam esses grupos tão importantes na avaliação de ecossistemas aquáticos (Juen et al., 2024). Ephemeroptera, conhecidos como efêmera, apresenta ciclo de vida curto (aproximadamente um mês) ou longo (pouco mais de dois anos), a depender da espécie e da temperatura da água. Em ambos os casos, a fase adulta corresponde ao menor tempo de vida (de uma hora a 15 dias), sendo essencialmente dedicada à reprodução (Domínguez et al., 2023). As ninfas de Plecoptera são indicadores de ambientes bem oxigenados e de alta qualidade hídrica (Oliveira et al., 2014). Trichoptera, popularmente conhecida como grumixá ou joão-pedreiro, apresenta uma ampla diversidade de estratégias de alimentação e a maioria de seus representantes possui capacidade de construção de abrigos larvais, utilizando, principalmente, material disponível no substrato dos corpos d'água (Pes et al., 2018; Paprocki & Silva, 2024). Odonata, popularmente conhecida como libélula e jacinta, são predadores eficientes, tanto na fase aquática quanto na terrestre, desempenhando um papel ecológico importante na cadeia trófica (Miguel et al., 2017; Resende et al., 2021). Heteroptera, conhecidos como percevejos aquáticos, são predadores, com adaptações morfológicas e comportamentais que os permitem viver tanto na superfície da água, quanto na coluna d'água ou no fundo de diferentes tipos de ambientes aquáticos (Polhemus & Polhemus, 2008; Dias-Silva et al, 2010). Assim, vistas as particularidades de cada táxon, muitos estudos de avaliação ambiental utilizam os ovos, as ninfas, larvas, pupas e subimagos, que correspondem à fase aquática dos grupos de EPT (Ephemeroptera, Plecoptera e Trichoptera) e os adultos das ordens Odonata e Heteroptera (Shimano et al., 2018; Godoy et al., 2019; Oliveira-Junior et al., 2019) para a avaliação dos ecossistemas aquáticos. O estudo integrado dessas ordens tem permitido uma compreensão mais aprofundada dos impactos e alterações nos ambientes aquáticos, como nas bacias de drenagem (Mendes et al., 2017; Mendoza-Penagos et al., 2021; Juen et al., 2024).

A implementação de protocolos padronizados para a coleta desses grupos taxonômicos permite a obtenção de dados robustos, essenciais para estudos de

monitoramento ambiental e avaliação dos impactos das atividades antrópicas em escalas espaciais e temporais maiores do que as utilizadas atualmente na Amazônia (Juen et al., 2024). A uniformização das metodologias também facilita a colaboração entre diferentes instituições e pesquisadores, permitindo a construção de bases de dados abrangentes para a conservação da biodiversidade aquática dessa região com extensão continental (Giehl et al., 2014; Godoy et al., 2019; Shimano et al., 2018; Juen et al., 2024).

Um delineamento amostral adequado para utilizar os insetos aquáticos como indicadores, deve considerar o número de amostras, os habitats a serem investigados e a sazonalidade climática (Couceiro et al., 2021; Juen et al., 2024). Insetos aquáticos são influenciados por várias variáveis ambientais, incluindo características estruturais como o tipo de substrato (Fidelis et al., 2008). Assim, a quantidade de amostras necessárias para uma boa representação (alta precisão) da fauna local varia conforme a heterogeneidade espacial do ambiente estudado e da região (Juen et al., 2024). Ainda, algumas modificações antrópicas podem ser mascaradas pela sazonalidade climática, que altera as variáveis abióticas relacionadas à fauna (por exemplo, oxigênio dissolvido na água), havendo necessidade de amostragens ao longo do tempo, sendo que sistemas mais dinâmicos exigem um maior esforço amostral para garantir a representatividade dos organismos (Rivera-Pérez et al., 2024; Juen et al., 2024).

A escolha da técnica a ser empregada para a coleta de insetos aquáticos depende do tipo de ambiente (seja aquático ou terrestre), das características dos insetos-alvo e dos objetivos do estudo (Juen et al., 2024). Coletas ativas são aquelas realizadas com redes aquáticas (rapiché e peneiras), redes terrestres (puçá) e amostradores de substratos com áreas delimitadas como o Surber e as dragas (Juen et al., 2024). Por outro lado, coletas passivas são aquelas que fazem uso de armadilhas, por exemplo, luminosa ou de interceptação de voo (e.g., Malaise), instaladas às margens ou sobre o curso d'água (Almeida et al., 2024).

No Brasil, os Programas de Pesquisa em Biodiversidade (PPBio) e os Programas de Pesquisas Ecológicas de Longa Duração (PELD) têm desempenhado um papel fundamental na criação e aplicação de metodologias padronizadas para a amostragem da biodiversidade, permitindo a geração de informações consistentes para subsidiar políticas de conservação e manejo ambiental em nível nacional (Rosa et al., 2021; Bergallo et al., 2023). Esses protocolos passam por atualizações constantes, incorporando os avanços

mais recentes da pesquisa científica. Dessa forma, este documento tem como objetivo propor um protocolo padronizado para a amostragem de insetos aquáticos na Amazônia, contribuindo para o aprimoramento dos métodos de coleta e para a geração de informações essenciais sobre a dinâmica e distribuição desses organismos nos ecossistemas aquáticos da região.

2 MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Equipamentos utilizados na Coleta de Insetos Aquáticos

Para a captura de imaturos de Ephemeroptera, Plecoptera, Trichoptera, Odonata (larva e adulto), Nepomorpha (Heteroptera) grupos foco desse estudo, os equipamentos mais comuns utilizados nos estudos de igarapés amazônicos incluem:

- Rede D – uma estrutura metálica em formato de "D", fixada a um cabo e equipada com uma tela resistente, com área de coleta padronizada em 34x19 cm (Figura 1A). Esse design evita a perda de amostras sob a rede durante a varredura do substrato contra a corrente; ferramenta padrão para a coleta de macroinvertebrados bentônicos em correntezas (Oliveira & Pes, 2019). Na Amazônia, esse tipo de rede é conhecida como rapiché (Oliveira & Pes, 2019).
- Coador ou peneira circular de 18 cm de diâmetro e malha de 0,05 mm, fixada a um cabo e equipada com uma tela resistente, tornou-se amplamente utilizado na Amazônia devido à sua eficiência na coleta de imaturos em substratos complexos, como raízes submersas e margens escavadas (Figura 1B) (Juen et al., 2024). Apesar de ter uma área de amostragem menor que a rede D, sua utilização aumenta a representatividade dos táxons na amostra, pois é realizada duas subamostras por unidade amostral (Shimano et al., 2018). Esse amostrador também é conhecido como rapiché, mudando apenas o formato do aro.
- Peneira de mão ou manual (malha fina, circunferência de 18 cm) – consiste em uma peneira, encontrada facilmente em mercados e geralmente utilizada para fins culinários (Juen et al., 2024). Esse equipamento é utilizado na captura ativa de heterópteros aquáticos (especificamente os Gerromorpha que vivem sobre a superfície da água e geralmente não são amostrados com a metodologia dos bentônicos) (Figura 2A). Tendem a ser efetivas para outros grupos de insetos

aquáticos, mas podem não capturar espécimes muito pequenos, como larvas de alguns tricópteros (e.g., Hydroptilidae) ou ninfas de alguns efêmeros (e.g. Leptohyphidae).

- Amostrador Surber – permite a coleta padronizada em uma área delimitada (geralmente 30 x 30 cm), sendo considerado um método quantitativo (Figura 4C). O equipamento deve ser posicionado contra a corrente, garantindo que todo o material dentro da área de amostragem seja direcionado à rede. Estudos comparativos indicam que tanto a rede D, quanto o Surber, são eficazes na captura de macroinvertebrados, embora o Surber possa reduzir o tempo de triagem e processamento das amostras em laboratório (Cunha et al., 2019).
- Rede entomológica ou puçá (malha de 250 µm) – utilizada na captura de insetos adultos, dentre os aquáticos, especialmente Odonata. Consiste em uma estrutura metálica com um saco de tecido telado branco (geralmente voal) (Juen et al., 2024). As dimensões padrão incluem um cabo de 90 cm de comprimento e um saco de 40 cm de diâmetro e 65 cm de profundidade (Cezário et al., 2021) (Figura 1E).
- Armadilha de emergência - dispositivo que captura insetos adultos que estão emergindo de fases imaturas (ninfas ou pupas) em ambiente aquático, como exemplo Trichoptera, Plecoptera, Odonata.
- Bandeja branca – facilita a triagem do material biológico coletado uma vez que aumenta o contraste (Figura 1D).
- Pinça entomológica – auxilia na manipulação dos organismos durante a triagem (Figura 1F). Na impossibilidade de aquisição de pinças entomológicas especializadas (o que é uma realidade frequente no Brasil), é possível utilizar pinças para extensão de cílios, que são facilmente encontradas e funcionam muito bem para manipulação de praticamente todos os grupos de insetos aquáticos.
- Régua metálica (1 metro) - pode ser de alumínio ou aço inoxidável. Utilizada para medir a profundidade da água em diferentes tipos de corpos hídricos como igarapés em diferentes pontos.
- Potes de armazenamento de 80 ml com álcool etílico 85% – utilizados para fixação e preservação dos espécimes.

- Potes plásticos para fixação de adultos de Odonata em Acetona P.A. ou álcool absoluto; e posteriormente armazenamento do material biológico seco.
- Papel manteiga em formato de envelopes em triângulo para armazenamento de adultos de Odonata em campo.
- Potes plásticos para armazenamento e transporte das Odonata que estão dentro dos envelopes. Esse armazenamento e transporte adequado são essenciais para evitar danos ou perda dos corpos das libélulas adultas. O corpo dos adultos é extremamente delicado, e todas suas partes conferem suporte para uma identificação segura a nível de espécie.
- Pissetas - Frascos plásticos com bico aplicador, utilizados para dispensar líquidos de forma controlada, servem para a lavagem de amostras no campo, facilitando a transferência de pequenos organismos para frascos de armazenamento e umidificação de amostras para evitar o ressecamento.
- Sacos plásticos – de tamanhos variados (20 e 30 kg) e que sejam resistentes para transporte das amostras até o local de triagem.
- Termômetro – para medição da temperatura da água dos riachos
- Oxímetro – para medir a concentração de oxigênio dissolvido na água.
- Medidor de pH (pHmetro) – utilizado para medir o potencial hidrogeniônico (pH) da água dos riachos.
- Densiômetro côncavo – para medidas de abertura/cobertura de dossel. Uma alternativa é o uso de celular com aplicativos específicos (Canopeo; Canopy Cover, etc.) para medir abertura do dossel.
- GPS – para deslocamento nos sítios de pesquisa e para marcação dos pontos de coleta.
- Câmera fotográfica – usada para documentar os habitats amostrados e registrar características dos espécimes em campo. Lentes do tipo “olho de peixe” também podem ser utilizadas para medir abertura/cobertura de dossel, através da análise da quantidade de pixels preenchidas da foto.
- Trenas métricas – utilizadas para delimitar parcelas aquáticas, seções de coleta e largura dos riachos.
- Metro sueco – também conhecido como metro de pedreiro, ele é útil por ser mais firme que a fita métrica nas medições de profundidade do canal do igarapé,

evitando o efeito da correnteza da água na tomada dessas medidas. O metro sueco também é utilizado nas medidas de profundidades necessárias no cálculo de vazão média do riacho.

- Caneta de tinta indelével ou nanquim (ponta 0,3 ou 0,5) ou lápis e papel vegetal – para confecção de etiquetas de identificação das amostras.
- Fitas coloridas - utilizadas para a realização de marcações de pontos de amostragem, amarrada em árvores, arbustos, indicando os locais das coletas ou na identificação de equipamentos e amostras, onde cada cor pode corresponder a um tipo de amostra.

Figura 1 - Coleta com rede D (A) e rapiché coador (B); coleta com amostrador surber (C); triagem de material coletado com auxílio bandeja branca (D); coleta com rede de puçá (E); triagem de material com pinça entomológica (F); coleta com peneira manual ou de mão (G).

2.2 Delineamento Amostral

O sistema RAPELD utiliza linhas (5 km), módulos (5x1 km) ou grades (5x5 km ou 10x10 km), com trilhas que percorrem grandes áreas de florestas que passam por vários igarapés. Esses igarapés podem ser utilizados para estabelecer trechos de 100 ou 150 m de riachos (de acordo com método proposto por Peck et al., 2006) que estejam dentro da parcela RAPELD, observando a independência dos riachos (Figura 4). Quando o módulo intercepta um igarapé, recomenda-se instalar uma parcela de amostragem aquática seguindo o protocolo aqui descrito, integrando-a ao sistema terrestre. Caso o módulo não contenha riachos, é possível utilizar uma abordagem complementar: a rede de drenagem pode ser plotada a partir de bases cartográficas ou imagens de satélite para identificar os cursos d'água mais próximos possíveis. Isso permite selecionar trechos de igarapés em áreas adjacentes que possam ser monitoradas, viabilizando, posteriormente, a integração dos dados terrestres e aquáticos no contexto do sistema RAPELD.

A abordagem metodológica para amostragem dos riachos que é amplamente adotada em estudos de avaliação ambiental na Amazônia, segue em linhas gerais o método proposto por Peck et al. (2006), utilizado pela Agência de Proteção Ambiental dos Estados Unidos (US-EPA) para amostragens em riachos. O método pode ser aplicado em trechos de 150 metros ou 100 metros, utilizamos uma versão de 100 metros quando trabalhamos com mais de cinquenta unidades amostrais e se torna difícil estabelecer 150 metros em todas as unidades amostrais (Juen et al., 2024). A ampliação do transecto para 150 metros é realizada quando há a necessidade de integrar protocolos de condições do habitat físico (Peck et al. 2006).

Primeiro deve-se demarcar um trecho de 150 metros (ou 100 metros na versão simplificada) em cada igarapé amostrado. O trecho é dividido em 10 sessões de 15 metros (ou 10 metros na versão simplificada) por transectos perpendiculares ao canal. Cada seção, por sua vez, é subdividida em três segmentos de cinco metros ou dois segmentos de sete metros e meio dependendo do grupo biológico (dois segmentos na versão simplificada) (Juen et al., 2024). As seções são identificadas de A a K, demarcadas em campo com piquetes de cano PVC ou fitas coloridas/listradas, garantindo que estejam facilmente visíveis pelos coletores (Oliveira-Junior et al., 2015; Shimano & Juen, 2016; Shimano et al., 2018) (Figuras 2 e 3).

Em todas as seções (A-K), sejam em trechos de 100 ou 150 m, o esforço de amostragem final permanece o mesmo, consistindo em 20 segmentos amostrados por igarapé. A amostragem da biota aquática é realizada em cada seção, começando na seção AB nos dois primeiros segmentos, sempre no contrafluxo do igarapé, para não causar destruição do substrato durante o deslocamento transversal, sendo o primeiro segmento da seção subsequente utilizado para deslocamento dentro do igarapé, minimizando interferências no substrato. Esse procedimento reduz a interferência dos coletores sobre as áreas de amostragem, garantindo maior precisão nos dados coletados (Juen et al., 2024).

No local demarcado, devem ser realizadas coletas padronizadas de insetos aquáticos, bem como medições de parâmetros físicos, físico-químicos e de integridade ambiental (Juen et al., 2024), conforme descrito nos tópicos subsequentes.

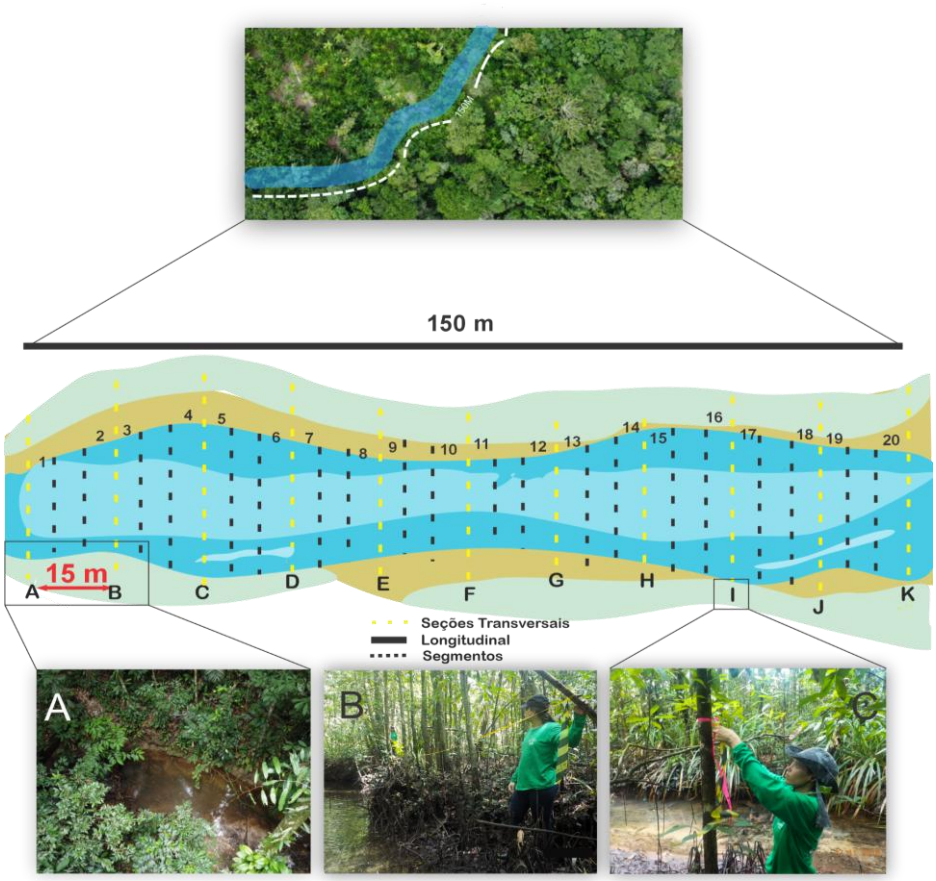


Figura 2 - Ilustração do trecho de amostragem composto pelas seções identificadas com as letras de A à K e os segmentos numerados de 1 a 20. (A) segmento do transecto; (B) delimitação das seções do transecto, a cada 15 metros, com o uso de trena; (C) demarcação das seções com a fita colorida.

Figura 3 - (A) Coleta de Heteroptera; (B) coleta de Odonata; (C) coleta de imaturos de EPT; (D) acondicionamento das amostras de EPT juntamente com o substrato em saco plástico, para triagem posterior.

Insetos adultos, em geral, possuem asas e podem habitar ambientes aquáticos permanecendo na água ou migrando para o ambiente terrestre após a emergência. Devido a sua capacidade de voo, esses organismos podem colonizar novos igarapés. Para evitar redundância na amostragem e garantir a independência dos dados coletados, recomenda-se uma distância mínima de 3 km entre igarapés amostrados (Figura 4) (Juen et al., 2024), seguindo a recomendação do protocolo de monitoramento aquático do ICMBIO do Programa Monitora. Os igarapés selecionados devem ser de primeira a terceira ordem, conforme a classificação de Strahler (1957), uma vez que de acordo com a Teoria do Rio Contínuo, cabeceiras e trechos intermediários tendem a apresentar alta diversidade de organismos.

O número de igarapés a ser amostrado dependerá dos objetivos específicos do estudo. Para estudos que utilizam variáveis preditoras categóricas (por exemplo, diferentes tipos de impacto ambiental), recomenda-se a inclusão de pelo menos cinco

réplicas (igarapés) por categoria de tratamento, sendo a unidade amostral o igarapé ou trechos de diferentes igarapés independentes (Figura 4) (Juen et al., 2024). Já para variáveis preditoras quantitativas (como porcentagem de uso do solo ou índices de qualidade ambiental), o ideal é fazer a amostragem de no mínimo 10 igarapés ou trechos independentes (Figura 4), para garantir robustez estatística (Juen et al., 2024). Como regra geral, recomenda-se 10 unidades amostrais para cada variável preditora a ser incorporada nos modelos finais (Harrell, 2001), embora essa recomendação possa variar significativamente entre os autores (Austin & Steyerberg, 2015).

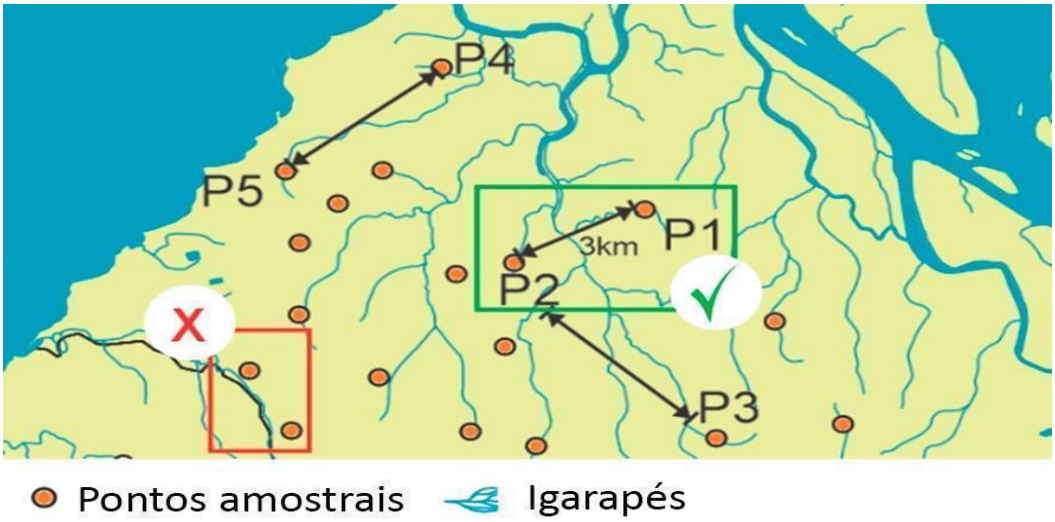


Figura 4 - Ilustração dos pontos amostrais de coleta de insetos aquáticos representando a distância mínima recomendada entre os igarapés dentro de sistemas RAPELD, para garantir independência dos dados. O retângulo verde demonstra distâncias dos igarapés distintos ou trechos de diferentes igarapés ou superiores a 3 km; o retângulo vermelho demonstra pontos amostrados no mesmo igarapé, representando dependência amostral entre eles.

Em relação à sazonalidade climática, a Amazônia é marcada por duas estações bem definidas, uma estação de verão (normalmente entre maio a outubro), com altas temperaturas e uma menor precipitação pluviométrica e uma estação de inverno (normalmente entre novembro e abril), com substancial aumento da precipitação pluviométrica. Caso não seja possível contemplar ambos os períodos, recomenda-se padronizar a coleta durante a estação de menor precipitação, minimizando a influência da sazonalidade sobre os resultados (Couceiro et al., 2021). No entanto, é fundamental considerar o regime de precipitação específico da região estudada, uma vez que, em muitas áreas, os corpos d'água secam rapidamente (Juen et al., 2024). Nesses casos, a coleta deve ser realizada logo após o término da estação chuvosa, pois durante a estação

seca diversos igarapés podem estar secos ou com o fluxo interrompido, dependendo das características locais.

Devido ao pequeno porte desses corpos d'água, recomenda-se evitar coletas no final da estação de estiagem, pois alguns igarapés podem ser intermitentes e estarem completamente secos nesses períodos, inviabilizando a amostragem.

2.3 Coleta de dados de insetos aquáticos

A escolha dos equipamentos e das técnicas de coleta depende de fatores como o tipo de ambiente (riacho pequeno, grandes rios, lagos, lagoas, açudes, cachoeiras, margens de igarapés, áreas abertas ou floresta fechada), a fase de vida dos insetos (imatura ou adulta) e os objetivos do estudo (Juen et al., 2024). Nos estudos ecológicos e de biomonitoramento ainda não há um consenso absoluto sobre o melhor método ou equipamento de coleta (Buss et al., 2003; Cunha et al., 2019). Todos os equipamentos citados neste artigo são utilizados em coletas ativas, que são os métodos mais empregados em estudos com insetos aquáticos no Brasil, nas quais os espécimes são capturados manualmente. Na Amazônia para os imaturos os dois principais métodos utilizados incluem rapiché (coador ou peneira) (Shimano & Juen, 2016) ou rapiché rede D (Oliveira & Pes, 2019), que ao final independentemente do método os dois são facilmente comparáveis. Para adultos de Odonata é utilizada a rede entomológica (Cezário et al., 2021) e para os percevejos peneira manual ou de mão (Cunha et al., 2019). As coletas passivas, que utilizam armadilhas instaladas por um período determinado, são importantes na captura dos estágios adultos, o que permite um refinamento no nível taxonômico dos táxons coletados.

2.3.1 Coleta de EPT, Odonata larva e Heteroptera (Nepomorpha)

A coleta deve ser sempre realizada contra o fluxo da água, começando no transecto mais a jusante (A) e progredindo no sentido montante (até o transecto K) (Figura 5). A direção de amostragem evita que a movimentação do coletor no segmento transversal não cause uma movimentação dos sedimentos que possa interferir nas amostras dos segmentos subsequentes, ou na mensuração das variáveis físico-químicas (Juen et al., 2024). O protocolo adotado segue as diretrizes de Shimano e Juen (2016), que utilizam um rapiché para a captura de larvas de insetos aquáticos em ambientes com diferentes

tipos de substratos. O termo rapiché pode se referir tanto ao coador/peneira de malha fina quanto à rede D, conforme explicado no item 2.1. No entanto, é importante destacar que cada campanha de coleta, deve ser utilizada somente um tipo de rapiché, de forma padronizada, para garantir a comparabilidade entre os dados. Quando se utiliza o rapiché (coador ou peneira) a amostragem consiste em duas passagens do coletor por segmento, cada uma correspondendo a um arrasto de aproximadamente um metro de comprimento sobre o substrato alvo em cada segmento. As duas passagens por segmento visam garantir amostragem dos diferentes tipos de substratos. Com isso espera-se que as 20 amostras representem adequadamente os principais tipos de substratos presentes no trecho amostrado do igarapé (i.e. unidade amostral). Para evitar viés na escolha dos substratos recomenda-se aleatorizar os pontos de amostragem dentro de cada segmento, por exemplo alternando os arrastos entre as margens e o centro do igarapé. Essa abordagem permite a captura de uma diversidade representativa de organismos associados a distintos mesos e microhabitats (Juen et al., 2024). Quando é utilizado o rapiché rede D, é realizada apenas uma coleta por segmento. Detalhes específicos sobre esse método podem ser obtidos em Oliveira & Pes (2019).

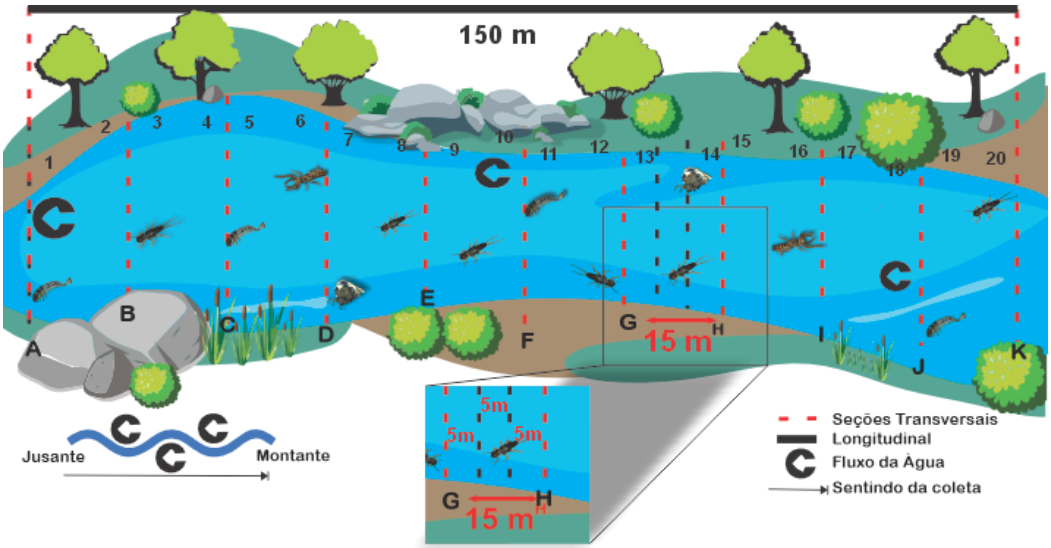


Figura 5 - Metodologia proposta para coleta de insetos bentônicos (Ephemeroptera, Plecoptera, Trichoptera, Odonata larva e Heteroptera - Nepomorpha). O coletor caminha no sentido da Jusante para Montante, contra o fluxo da água.

Inicialmente, o material coletado pode ser colocado em sacos plásticos para facilitar o manuseio e o transporte até o local de triagem (Figura 2D). Após essa coleta, o material em saco é colocado na margem, para que seja levado até o local da triagem. O substrato

coletado deve ser triado em campo utilizando bandejas brancas, pinças e pinceis para manuseio delicado dos espécimes (Figuras 4D e 4F). A triagem dos organismos em campo é facilitada pelo fato dos organismos estarem vivos e se movimentarem na bandeja. Além disso, a triagem em campo favorece a preservação de estruturas morfológicas delicadas e de importância para a taxonomia, tais como brânquias e peças bucais. Os espécimes devem ser fixados em álcool etílico 85% e armazenados em tubos plásticos devidamente rotulados com o nome do riacho e número do segmento (e demais informações de coleta), para posterior confecção de etiqueta completa e análise em laboratório (Figura 6). É importante a troca do álcool após 24 horas, principalmente se houver alteração drástica na coloração do meio de preservação. Esse procedimento impede a degradação dos espécimes, agilizando o processo laboratorial de identificação. Para cada riacho, são necessários 20 tubos plásticos referentes a cada segmento. Em caso de amostras com muitos organismos, ou organismos muito grandes é interessante condicionar esses indivíduos em tubos extras identificados com o segmento. Essa metodologia tem sido amplamente validada e empregada com sucesso em diversos estudos sobre a biodiversidade de insetos aquáticos na Amazônia (Ramírez, 2006; Luiza-Andrade et al., 2017, 2022; Shimano et al., 2010, 2013; Rivera-Pérez et al., 2023; Juen et al., 2024).

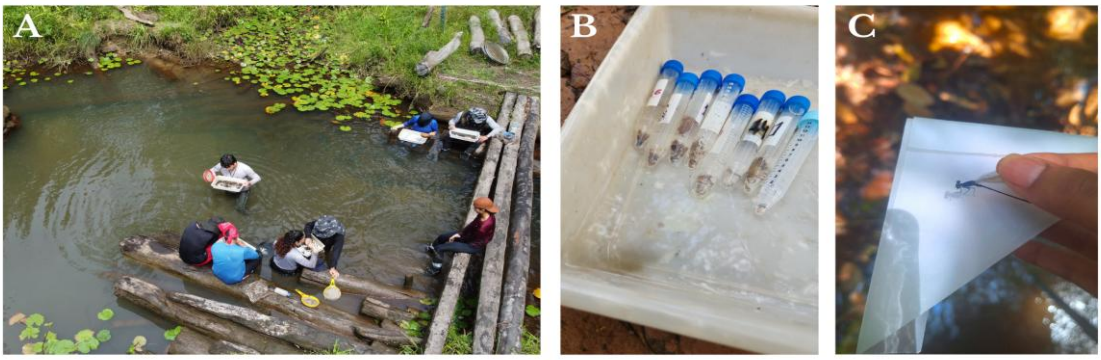


Figura 6 - Triagem de material bentônico (A); armazenamento dos imaturos em tubos com álcool etílico 85% (B); armazenamento de Odonata adulto em envelope de papel manteiga (C).

2.3.2 Coleta de Heteroptera (Gerromorpha)

Os heterópteros aquáticos da infraordem Gerromorpha possuem um estilo de vida distinto, vivendo sobre a lâmina d'água, o que exige uma amostragem específica. Eles são coletados por meio de uma peneira manual ou de mão com malha fina e circunferência de 18 cm (Figura 4G). O coletor deve realizar varreduras sobre a superfície da água, explorando raízes marginais e vegetação aquática onde esses organismos tendem a se

concentrar (Cunha et al., 2019; Cunha & Juen, 2015; Dias-Silva et al., 2010; Godoy et al., 2024; Silva et al., 2024). Para padronizar o tempo e o esforço amostral, a amostragem deve durar em torno de 3 minutos em cada seção, totalizando 1 hora de coleta em cada riacho.

Após a captura com peneira manual ou de mão, os indivíduos devem ser rapidamente transferidos para uma bandeja branca. Com o auxílio de uma pisseta contendo álcool é aplicado o líquido sobre os organismos para reduzir as chances de escape. Em seguida, utilizando uma pinça os exemplares são armazenados em potes de 80 ml com álcool etílico 85%. Todos os potes devem estar identificados com o número de cada segmento (1 a 20). Ainda em campo, após a fixação, os espécimes são transferidos dos frascos de 80 ml para frascos plásticos de 2 ou 3 ml contendo álcool 85% e etiqueta de identificação do local amostrado e data de coleta (Juen et al., 2024).

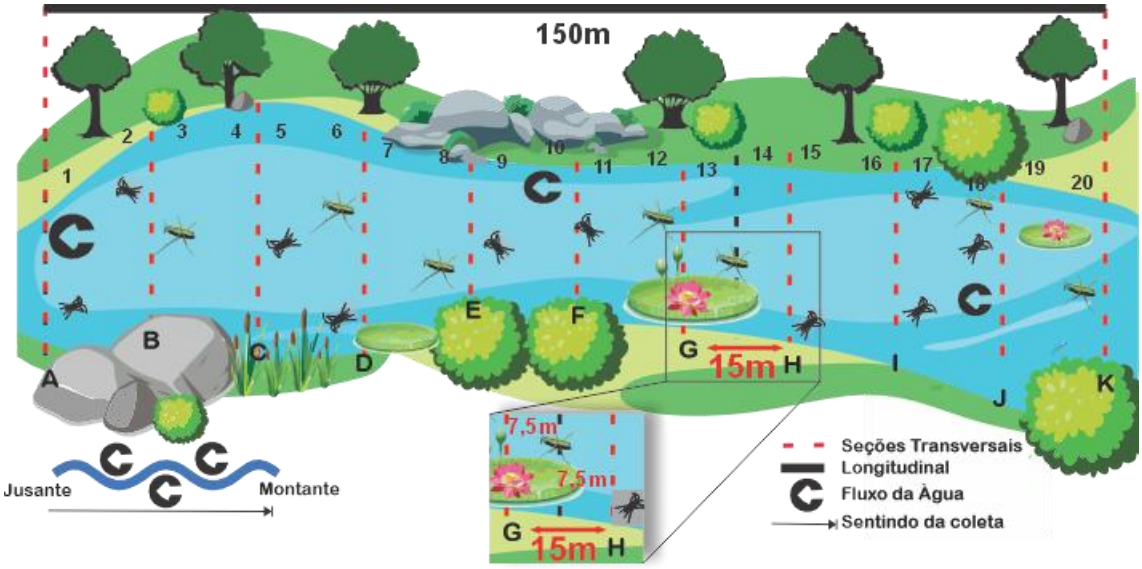


Figura 7 - Metodologia de coleta para Heteroptera com foco em Gerromorpha. O coletor caminha no sentido da Jusante para Montante, contra o fluxo da água.

2.3.3 Coleta de Adultos de Odonata

A metodologia utilizada para a coleta de libélulas (jacintas) adultas (Odonata) segue o método de varredura com áreas fixas, um procedimento amplamente adotado para esse grupo em programas de biomonitoramento (Calvão et al., 2016; Carvalho et al., 2018; Cesário et al., 2021; Juen & De Marco, 2011; Oliveira-Junior et al., 2015, 2019; Barbosa-Santos et al., 2025). A amostragem segue o delineamento estabelecido para os 20 segmentos de cada igarapé (Figura 8), sendo realizada por observação visual e captura

ativa com rede entomológica (puçá) para confirmação taxonômica em laboratório (Fig. 4E) (Cezário et al., 2021).

O esforço de coleta é padronizado, sendo realizado por um coletor durante uma hora de coleta por trecho de riacho, e as amostragens devem ocorrer sob condições de tempo ensolarado, com temperaturas superiores a 19°C, pois essa é a faixa mínima necessária para a atividade do grupo (Oliveira-Junior et al., 2015).

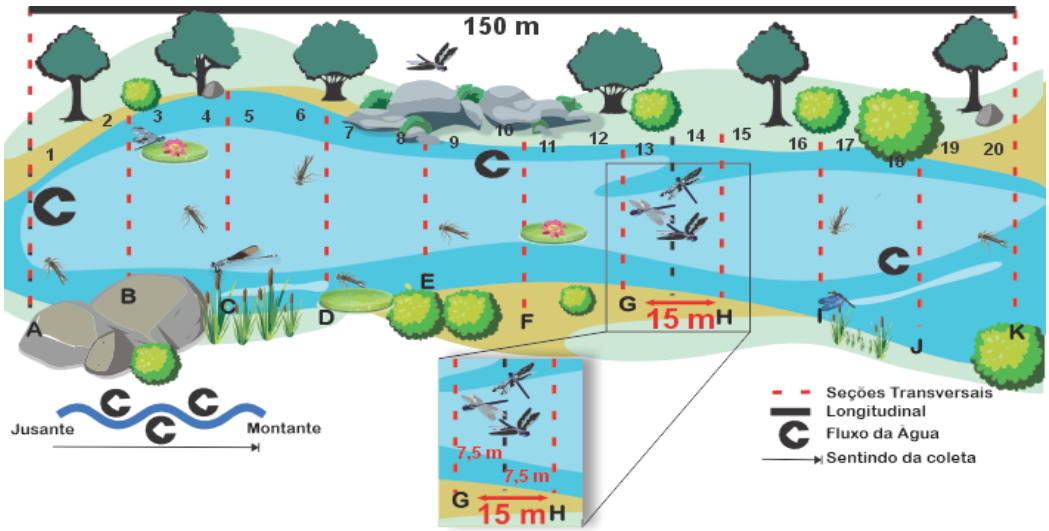


Figura 8 - Metodologia proposta para coleta de Odonata: adulto com uso do puçá e larva com o uso do rapiché ou rede D. O coletor caminha no sentido da Jusante para Montante, contra o fluxo da água.

Os indivíduos capturados são armazenados em envelopes de papel manteiga e permanecem durante um período que pode variar cerca de três a quatro horas para limpeza intestinal. Em seguida, são eutanasiados em acetona PA-ACS 100%, permanecendo na solução por 12 horas (Zygoptera) e 48 a 72 horas (Anisoptera). Esse procedimento remove a gordura corporal, facilitando a conservação dos espécimes para posterior identificação taxonômica. Após a secagem, os indivíduos são armazenados em envelopes plásticos sobre papel cartão, garantindo melhor conservação para posterior análise e identificação em laboratório (Figura 6C).

2.4 Procedimentos de Laboratório

A identificação taxonômica dos insetos aquáticos coletados, deve ser realizada em laboratório utilizando chaves dicotômicas especializadas para cada ordem ou família, literatura específica (artigos de descrição de espécie e/ou revisões do táxon de interesse) e através de consulta a especialistas sempre que necessário. A resolução taxonômica nos

estudos de biomonitoramento pode variar conforme o grupo analisado: adultos de Odonata e Heteroptera (Gerromorpha e Nepomorpha) devem ser identificados até o nível de espécie sempre que possível. Já os imaturos das ordens Ephemeroptera, Trichoptera, Plecoptera e Odonata devem ser identificados até o nível de família ou gênero, conforme a disponibilidade de chaves de identificação, literatura especializada e os objetivos do estudo (Juen et al., 2024).

A variação na resolução taxonômica ocorre devido a diversos fatores, incluindo não apenas limitações bibliográficas, mas também particularidades e dificuldades específicas na identificação de algumas ordens. O estágio do desenvolvimento, ou ausência de estruturas morfológicas como brânquias, aparelho bucal ou reprodutor, podem dificultar a identificação precisa de certos grupos, em especial nos indivíduos ainda na fase imatura (ninfa, larva ou pupa), quando os caracteres genitais não estão completamente formados. A resolução taxonômica é muitas vezes guiada pelo conceito de suficiência taxonômica, que implica em identificar os organismos em um nível suficientemente preciso para responder às perguntas do estudo (Jones, 2008; Giehl et al., 2014; Godoy et al., 2019). A escolha do nível taxonômico a ser utilizado depende dos objetivos do estudo, sendo que, para as ordens EPT (Ephemeroptera, Plecoptera e Trichoptera), a identificação até o nível de gênero é amplamente utilizada em biomonitoramento por fornecer informações detalhadas sobre a composição da comunidade e seus padrões ecológicos (Faria et al., 2017; Luiza-Andrade et al., 2017; Rivera-Pérez et al., 2023). Contudo, a identificação até o nível família também é aceito para EPT (Couceiro et al., 2012), especialmente quando o objetivo é avaliar padrões mais grosseiros ou quando existem limitações práticas, como tempo e recursos.

Estudos comparativos demonstram que a identificação em nível de gênero apresenta alta compatibilidade com a identificação em nível de espécie, garantindo robustez nas análises ecológicas e de biomonitoramento, por isso recomendamos preferencialmente a identificação até essa categoria taxonômica (Giehl et al., 2014; Godoy et al., 2019; Mendes et al., 2017; Mendoza-Penagos et al., 2021; Shimano et al., 2018).

2.5 Métricas Ambientais – Dados Físicos, Físico-Químicos e de Integridade Ambiental

Além da coleta dos insetos aquáticos, é essencial a mensuração de métricas ambientais que permitam avaliar mudanças nas características dos ecossistemas aquáticos e compreender como as mesmas afetam as comunidades biológicas (Juen et al., 2024). Uma revisão recente realizada por Brasil et al. (2020c), destacou a importância de diversos parâmetros físicos e químico-físicos para a caracterização da qualidade ambiental de igarapés amazônicos (Figura 9) (Tabela S1 e S2).

Entre as principais variáveis, incluem-se:

- Para representar as condições físico-químicas da água e do ar, sugere-se medir a temperatura da água e ar (°C), umidade do ar, turbidez (NTU), oxigênio dissolvido (OD) (mg/L), condutividade (µS/cm), sólidos totais dissolvidos (mg/L), potencial de óxido-redução (ORP) e potencial hidrogeniônico (pH). Essas variáveis podem ser mensuradas utilizando uma sonda multiparâmetros (um equipamento que faz leitura de vários destes parâmetros da água simultaneamente) ou podem ser tomadas utilizando equipamentos específicos para cada variável (oxímetro, phmetro, condutivímetro, termômetro, turbidímetro, etc) (Juen et al., 2024). Em cada riacho, os descritores físico-químicos são mensurados em três seções ao longo do transecto (A, F e K), em cada seção são realizadas três medições e depois calculada a média de cada seção (média de A, média de F e média de K), em seguida é feita a média geral para cada riacho, resultado da média das três seções (média de A+ média de F+ média de K/ 3) (Kaufmann et al., 1999). Posteriormente, o valor médio de cada variável é calculado. Todas essas medidas devem ser realizadas antes das amostragens biológicas, já que durante a captura de fauna os substratos são removidos e retirados do corpo d'água, o que interfere momentaneamente nos valores dos descritores. Da mesma forma, mensurar variáveis físico-químicas durante ou imediatamente após chuvas também altera os dados coletados, o que pode enviesar ou mesmo inviabilizar seu uso no estudo (Juen et al., 2024).
- Profundidade e largura molhada do igarapé – A profundidade do igarapé é medida em cinco pontos (esquerda, centro esquerda, centro, centro direita, direita) usando um cano milimetrado, em três sessões distintas início (A), Meio (F) e Final (K) (Figura 9A). A largura molhada é determinada com uma fita métrica, com medições no início (A), meio (F) e fim (K) de cada seção (A - K) (Figura 9B). A

média dessas medições ajuda a caracterizar a morfologia dos cursos d'água e sua influência na distribuição dos habitats.

- Composição do substrato - é determinada nas mesmas localidades de medida das profundidades. No momento que é medida a profundidade, é anotado o tipo de substrato que o cano milimetrado toca no fundo do riacho. Tipos de substratos: rocha lisa ou rugosa (maior a 5 m), asfalto, matacão largo (1 até 4 m), matacão (25 cm até 1 m), seixo (64 cm até 250 mm), cascalho grosso (16 até 64 mm), cascalho fino (2 até 16 mm), areia (0.06 até 2 mm), silte/lama (não arenosa), argila consolidada (substrato fino não consolidado), banco de folhas (e os galhos pequenos), matéria orgânica particulada, macrófitas, algas, raízes finas de mata ciliar e madeira (qualquer tamanho).
- Velocidade da correnteza (m/s) - essa variável pode ser medida utilizando um objeto flutuante (e.g. folha, bola ou disco de isopor), uma fita métrica e um cronômetro. Inicialmente, delimita-se um trecho longitudinal de 1 m dentro da seção com uma fita, em seguida o objeto flutuante é jogado e cronometra-se o tempo que ele leva para percorrer um metro. A velocidade da correnteza é medida três vezes em cada seção, (A, F e K) e por fim considera-se a média, sendo uma medida de velocidade em cada margem (esquerda e direita) e uma no meio do canal do igarapé.
- Vazão média – A estimativa da vazão ou caudal do riacho é realizada a partir dos dados de velocidade da correnteza, profundidade e largura do riacho. Para isso, são utilizadas as mesmas três seções (A, F e K) em que foram feitas medições de profundidade e largura. A partir desse tempo, é possível calcular a velocidade do objeto em função da profundidade (em cada parte do trecho) e das distâncias percorridas (Figura 9C). A vazão média (m^3/s) pode ser obtida a partir dos dados de velocidade média, largura e profundidade, pela fórmula: Q = A .Vm (onde, Q = vazão; Vm = velocidade média da corrente; A = área média na secção transversal do curso de água. Para isso, é calculada a média das seções, A, F e K da parcela aquática pela fórmula: At = ΣniAn, onde, At = área do transecto, dada pela somatória de [(Z1+Z2)/2].l + [(Z2+Z3)/2].l + ...[(Zn+Zn+1)/2].l, e onde, Zn = profundidade medida em cada segmento; l = largura de cada segmento (equivalente a 1/5 da largura do canal). A vazão influencia diretamente a

disponibilidade de oxigênio dissolvido e a deposição de matéria orgânica no ecossistema.

- Abertura do dossel – A abertura do dossel pode ser mensurada de várias formas, uma delas é o uso de celular com aplicativos específicos (e.g. Canopeo, Canopy Cover, etc.). Nesse caso, as medidas podem ser tomadas por meio da câmera do celular, disposta na altura da cintura, fotografando o dossel no meio do canal das seções A, F e K. Outro equipamento comumente utilizado para esse fim é o densiômetro esférico, um dispositivo com lente convexa. A pessoa responsável pela medição deve posicionar-se no meio do canal do riacho, segurando o dispositivo a aproximadamente 30 cm da superfície da água, mantendo-o nivelado e orientado para cima. Os vértices dos quadrados do densiômetro que estiverem cobertos por vegetação são considerados como uma medida de cobertura. O número de vértices cobertos pode variar de zero a 17. Essa medida é repetida seis vezes: no centro direcionado à montante, no centro direcionado à jusante, no centro direcionado à esquerda, no centro direcionado à direita, na margem esquerda e na margem direita. Essas medidas devem ser feitas em três seções - início (A), meio (F) e final (K) do trecho (Figura 9C). A abertura de dossel regula a incidência de luz no ambiente aquático, influenciando processos como a fotossíntese e a temperatura da água.

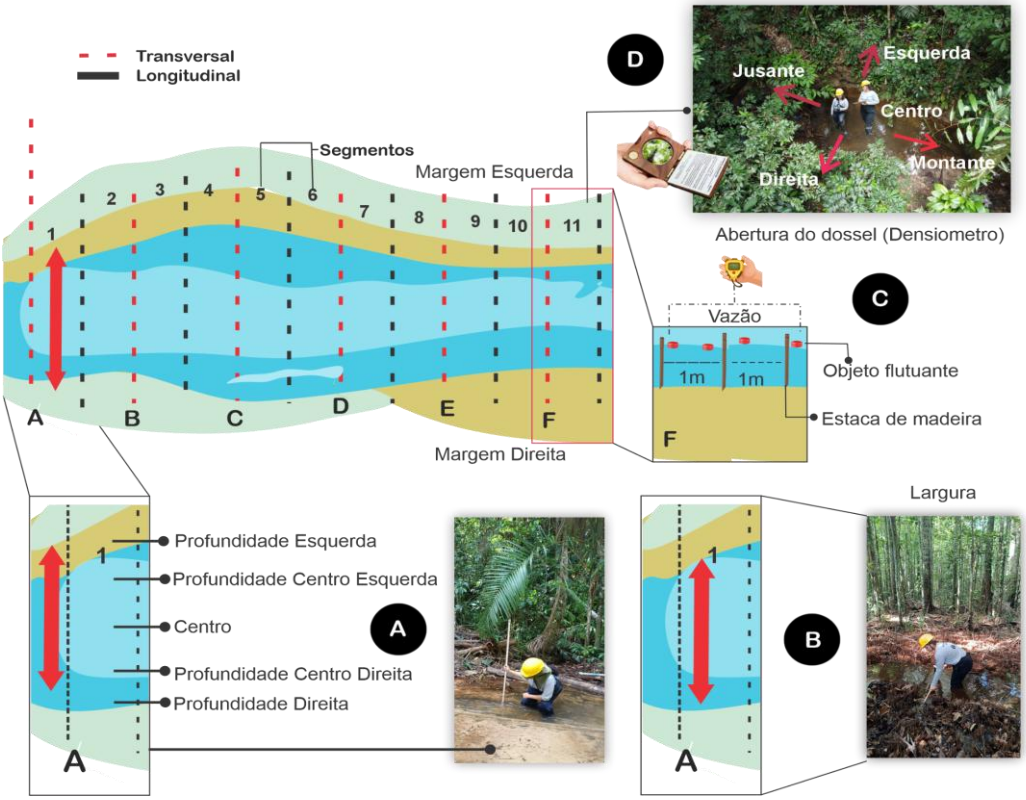


Figura 9 - Ilustração do protocolo proposto para mensurar as métricas ambientais durante o monitoramento (A) profundidade, (B) largura, (C) vazão e (D) abertura do dossel.

2.5.1 Índice de Integridade do Habitat (IIH)

Uma métrica fundamental para avaliação da integridade física do habitat é o Índice de Integridade do Habitat (IIH), desenvolvido por Nessimian et al. (2008). Esse índice é baseado em uma avaliação visual de 12 parâmetros estruturais: A avaliação inclui o padrão de uso do solo adjacente à vegetação ripária largura e o estado de conservação da vegetação ribeirinha (variáveis 1 e 2); o estado da floresta ripária numa margem de 10 m (variáveis 3-4), o estado do canal (sedimentos e presença de barreiras); estrutura e degradação das margens; caraterísticas do leito do curso de água (substrato, vegetação aquática, detritos e presença de rápidos, charcos e meandros) (variáveis 5-12), fornecendo uma análise qualitativa da degradação do ambiente aquático (Tabela S3 e S4). O IIH tem se mostrado altamente eficaz na predição da distribuição de insetos aquáticos na Amazônia (Cunha & Juen, 2017; Mendes et al., 2020; Oliveira-Junior & Juen, 2019; Oliveira-Junior et al., 2019). Apesar de desenvolvido para avaliação na Amazônia, sua aplicabilidade foi validada em diversos biomas brasileiros, sendo um dos principais

índices utilizados para monitoramento ambiental em sistemas lóticos no país (Brasil et al., 2020b).

2.5.2 Métricas de Resposta Biológica

As métricas de resposta mais utilizadas na análise de comunidades de insetos aquáticos incluem:

- Abundância de indivíduos – número total de organismos registrados em uma amostra (riacho ou igarapé).
- Riqueza de espécies (ou táxons) – número de diferentes espécies/ morfotipos identificados em uma amostra (riacho ou igarapé).
- Composição de espécies – estrutura da comunidade do trecho amostral, considerando a identidade e a proporção relativa das espécies/ morfotipos presentes em cada local.
- Distribuição de espécies bioindicadoras – avaliação de grupos taxonômicos sensíveis ou tolerantes a impactos ambientais.
- Índices de integridade biótica – considerando aspectos de sensibilidade, tolerância ou resistência dos organismos a impactos antrópicos.

2.5.3 Índice de Proporção Zygoptera/Anisoptera

Trata-se de um índice proposto por Oliveira-Junior & Juen (2019) para a avaliação da integridade ambiental de igarapés amazônicos, mas que também tem se mostrado eficiente para a avaliação de riachos de outros biomas, como Mata Atlântica e Cerrado (Ribeiro et al., 2021; Silva et al., 2023; Machado et al., 2024). Tem sido adotado pelo ICMBio para o monitoramento de Unidades de Conservação amazônicas (Brasil et al., 2020a).

Esse índice considera a proporção relativa entre as subordens Zygoptera (donzelinhas) e Anisoptera (libélulas), utilizando a seguinte referência:

- Igarapés com proporção ≥ 54% de Zygoptera → indicam alta integridade ambiental e conservação do habitat.
- Igarapés com proporção ≥ 59% de Anisoptera → são considerados ambientes alterados, possivelmente afetados por impactos antrópicos.

Esse indicador baseia-se na sensibilidade ecológica de Zygoptera, cujos valores na proporção ≥ 54% indicam áreas mais preservadas, com maior cobertura vegetal e menor degradação do habitat (Carvalho et al., 2013), enquanto que os anisópteros são geralmente mais tolerantes a modificações ambientais e são encontrados em locais com valores do índice mais altos, com proporção de ≥ 59% que indicam menor qualidade ambiental (Oliveira-Junior et al., 2019).

3 PERSPECTIVAS

A padronização dos protocolos de coleta de insetos aquáticos representa um avanço fundamental para a conservação e o manejo sustentável dos ecossistemas aquáticos na Amazônia (Carvalho et al., 2023; Stegmann et al., 2024; Juen et al., 2024). Com a adoção de metodologias unificadas, será possível gerar séries históricas confiáveis, permitindo análises robustas sobre a biodiversidade e os impactos ambientais ao longo do tempo (Hufft et al., 2019; Brasil et al., 2020c; Santos et al., 2024). A implementação desse protocolo em toda a região amazônica possibilitará a realização de estudos em grande escala, promovendo uma visão integrada da estrutura e do funcionamento das comunidades de insetos aquáticos em diferentes ecossistemas (Bonada et al., 2006; Shen et al., 2024; Juen et al., 2024).

A compreensão dos impactos antropogênicos sobre os insetos aquáticos e seu papel como bioindicadores é essencial para orientar estratégias de conservação eficazes (Carvalho et al., 2023; Shen et al., 2024; Stegmann et al., 2024). A poluição da água, a degradação de habitats e as mudanças climáticas são ameaças crescentes, exigindo monitoramento contínuo e abordagens baseadas em evidências (Guayasamin et al., 2024). Nesse contexto, a padronização dos protocolos permitirá comparações entre diferentes áreas da Amazônia, auxiliando na formulação de políticas públicas e estratégias para a mitigação de impactos ambientais (Mendes et al., 2017; Mendoza-Penagos et al., 2021). Além dos benefícios científicos, a adoção de protocolos padronizados contribuirá para o fortalecimento da capacitação profissional e a criação de redes colaborativas entre pesquisadores, gestores ambientais e comunidades locais (Bini et al., 2004; Juen et l., 2024). A integração desses esforços facilitará a implementação de programas de monitoramento de longo prazo, permitindo ações mais eficazes para a preservação da biodiversidade e dos recursos hídricos (Bonada et al., 2006; Shen et al., 2024).

A utilização de delineamentos adequados com número suficiente de amostras e aplicação de métodos estatísticos rigorosos, garantirá maior reprodutibilidade e confiabilidade dos dados obtidos (Brasil et al., 2020c). Esse avanço permitirá o desenvolvimento de modelos preditivos mais robustos sobre a qualidade dos ecossistemas aquáticos, viabilizando a antecipação de cenários futuros e a tomada de decisões baseadas em ciência (Hamada et al., 2019; Shen et al., 2024). Outro aspecto crucial da padronização amostral é o fortalecimento das coleções científicas regionais, assegurando a identificação precisa dos táxons e a preservação do material biológico para futuras análises (Ramirez et al., 2006; Santos et al., 2024). O estabelecimento de convênios com instituições de ensino e pesquisa possibilitará a formação de recursos humanos qualificados, além de fomentar publicações científicas e a democratização do conhecimento (Stegmann et al., 2024; Juen et al., 2024).

Ao consolidar uma abordagem integrada, a Amazônia poderá se tornar um modelo global para o monitoramento ambiental de biomas megadiversos, promovendo a sustentabilidade e a conservação da biodiversidade em larga escala (Juen et al., 2024). A padronização dos protocolos de coleta não apenas impulsionará o avanço da ciência, mas também contribuirá para a proteção efetiva dos ecossistemas aquáticos amazônicos, garantindo um futuro mais resiliente para essa região estratégica.

4 MATERIAL SUPLEMENTAR

Tabela S1. Ficha de campo para coleta de dados de cobertura de dossel, vazão, largura e profundidade nos transectos A, F e K.

Tabela S2. Ficha para coleta das variáveis abióticas da água utilizando sonda multiparâmetros.

Tabela S3. Ficha do índice de integridade ambiental (IIA) proposto por Nessimian et al. 2008.

Tabela S4. Modelo de planilha no excel para inserção dos dados de HII e para execução do cálculo final para cada localidade amostrada.

Tabela S5- Modelo de planilha ecológica (dados ambientais) dos locais amostrados.

Material disponível em:
https://github.com/ProtocolosRAPELD/EducAmazonia_VolumeXVIII_N.ESPECIAL_2025/tree/main/MS_Protocolo_InsetosAquaticos

5 AGRADECIMENTOS

Agradecemos ao suporte dos projetos Programa de Pesquisa em Biodiversidade da Amazônia Oriental - PPBIO AmOr (CNPq/MCTI/FNDCT No. 07/2023 processo 441257/2023 –2), Monitoramento dos Padrões sócioEcológicos em Longo prazo nos ecossistemas Da Amazônia Oriental - PELD-AmOr (CNPq processo 445970/2024-3) e do Instituto Nacional de Ciência e Tecnologia Sínteses da Biodiversidade Amazônica - INCT SinBiAm (CNPq/MCTIC/INCT-2022 58/2022 processo 406767/2022–0). Agradecemos também ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) pelo apoio contínuo à pesquisa, por meio da bolsa de fundo setorial a ALA (Processo 351164/2025-1) e bolsas produtividade concedidas aos pesquisadores JMBOJ (Processo 307808/2022-0), KDS (processo 311550/2023-1), LJ (Processo 304710/2019-9), MC (Processo 304060/2020-8), PCB (Processo 306400/2022-7) e MSM (Processo 316372/2021-8). Também agradecemos à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - Brasil (CAPES) pelas bolsas de mestrados e de doutorado para os autores FSS, FMBS, BLS e JMRP. Este artigo integra uma edição especial financiada pelos projetos PPBio Amazônia Ocidental (CNPq, processos nº 441260/2023-3 e 441228/2023-2), INCT-CENBAM (CNPq, processo nº 406474/2022-2) e CAPACREAM (CNPq, processo nº 444350/2024-1).

6 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Almeida, L. M., Marinoni, L., & Clarkson, B. (2024). Coleta, montagem, preservação e métodos para estudos. In JA Rafael, AG Melo, CJ Carvalho, S. Casari, & R. Constantino (Eds.), *Insetos do Brasil: Diversidade e Taxonomia* (2ª ed., pp. 120–136). Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. https://doi.org/10.61818/56330464

Andersen, N. M. (1982). *The semiaquatic bugs. Phylogeny, adaptations, biogeography and classification*. (Entomonograph 3). Klampenborg, Denmark: Scandinavian Science Press

Austin, P. C., & Steyerberg, E. W. (2015). The number of subjects per variable required in linear regression analyses. *Journal of Clinical Epidemiology, 68*(6), 627–636. https://doi.org/10.1016/j.jclinepi.2014.12.014

Barbosa-Santos, F. M., Juen, L., Cajaiba, R. L., & Sousa, J. R. P. (2025). Effects of a Habitat Integrity Gradient on the Diversity of Odonates in the Legal Amazonia Zone of the Brazilian State of Maranhão. *Neotropical Entomology, 54*(1), 24. https://doi.org/10.1007/s13744-024-01240-8

Bergallo, H. G., Rosa, C., Ochoa, A. C., Manzatto, A. G., Guimarães, A. F., Banhos, A., Castilho, C., Barros, C., Norris, D., Drucker D, Rodrigues, D. J., Baccarro, F., Loyrenço, I., Zuanon, J., Stegmann, L., Anjos, M., Silveira, M., Araújo, P., Brobrowiec, P., Fadini, D., Neckel-Oliveira, S., Emilio, T., Santorelli, S., & Magnusson, W. E. (2023). Long-term Ecological Research: Chasing fashions or being prepared for fashion changes?. *Anais da Academia Brasileira de Ciências, 95*(3), e20230051. https://doi.org/10.1590/0001-3765202320230051

Bini, L. M., Bicudo, C. E. M., & Bicudo, D. C. (2004). Análises multivariadas e limnologia: Exploração, síntese e inferência de um mundo aquático complexo. In L. M. Bini, C. E. M. Bicudo, & D. C. Bicudo (Eds.), *Amostragem em Limnologia* (pp. 73–108). RIMA.

Bonacina, L., Fasano, F., Mezzanotte, V., & Fornaroli, R. (2023). Effects of water temperature on freshwater macroinvertebrates: a systematic review. *Biological Reviews, 98*(1), 191-221. https://doi.org/10.1111/brv.12903

Bonada, N., Prat, N., Resh, V. H., & Statzner, B. (2006). Developments in aquatic insect biomonitoring: a comparative analysis of recent approaches. *Annual review of entomology, 51*(1), 495-523. https://doi.org/10.1146/annurev.ento.51.110104.151124

Brasil, L. S., Dantas, D. D. F., Polaz, C. N. M. Raseira, M. B. & Juen, L. (2020a). Monitoreo participativo de igarapés en Unidades de Conservación de la Amazonía brasileña utilizando Odonata. *Hetaerina, Boletín de la Sociedad de Odonatología Latinoamericana, 2*(1), 8–13.

Brasil, L. S., Lima, E. L., Spigoloni, Z. A., Ribeiro-Brasil, D. G., & Juen, L. (2020b). The habitat integrity index and aquatic insect communities in tropical streams: A meta-analysis. *Ecological Indicators, 116*(1), 106495. https://doi.org/10.1016/j.ecolond.2020.106495

Brasil, L. S., Luiza-Andrade, A., Calvão, L. B., Dias-Silva, K., Faria, A. P. J., Shimano, Y., Oliveira-Junior, J., Cardoso, M. & Juen, L. (2020c). Aquatic insects and their environmental predictors: a scientometric study focused on environmental monitoring in lotic environmental. *Environmental Monitoring and Assessment, 192*(3), 194. https://doi.org/10.1007/s10661-020-8147-z

Brasil, L. S., Oliveira-Junior, J. M. B., Dias-Silva, K., Shimano, Y., & Juen, L. (2022). Insetos aquáticos bioindicadores de mudanças de uso da terra no Pará, Brasil: evidências e perspectivas. *Oecologia Australis, 26*(3), 424-444. https://doi.org/10.4257/oeco.2022.2603.03

Brito, J., Calvão, L., Cunha, E., Maioli, L., Barbirato, M., Rolim, S., & Juen, L. (2021). Environmental variables affect the diversity of adult damselflies (Odonata: Zygoptera) in western Amazonia. *International Journal of Odonatology, 24*(1), 108-121. https://doi.org/10.23797/2159-6719_24_8

Buss, D. F., Baptista, D. F., & Nessimian, J. L. (2003). Bases conceituais para a aplicação de biomonitoramento em programas de avaliação da qualidade da água de rios. *Cadernos de Saúde Pública, 19*(1), 465-473. https://doi.org/10.1590/S0102-311X2003000200013

Calvão, L. B., Nogueira, D. S., Montag, L. F., Lopes, M. A., & Juen, L. (2016). Are Odonata communities impacted by conventional or reduced impact logging?. *Forest Ecology and Management, 382*(1), 143-150. https://doi.org/10.1016/J.FORECO.2016.10.013

Carter, J. L., & Resh, V. H. (2001). After site selection and before data analysis: sampling, sorting, and laboratory procedures used in stream benthic macroinvertebrate monitoring programs by USA state agencies. *Journal of the North American Benthological Society, 20*(4), 658-682. https://doi.org/10.2307/1468095

Carvalho, A. L. & Nessimian, J. L. (1998). Odonata do Estado do Rio de Janeiro, Brasil: hábitats e hábitos das larvas. *Oecologia brasiliensis, 5*(1), 1.

Carvalho, F. G. D., Pinto, N. S., Oliveira Júnior, J. M. B. D., & Juen, L. (2013). Effects of marginal vegetation removal on Odonata communities. *Acta Limnologica Brasiliensia, 25* (1), 10-18. https://doi.org/10.1590/S2179-975X2013005000013

Carvalho, F. G., Oliveira-Roque, F., Barbosa, L., Montag, L. F., & Juen, L. (2018). Oil palm plantation is not a suitable environment for most forest specialist species of Odonata in Amazonia. *Animal Conservation, 21*(6), 526-533. https://doi.org/10.1111/acv.12427

Carvalho, R. L., Resende, A. F., Barlow, J., França, F. M., Moura, M. R., Maciel, R., Alves-Martins, F., Shutt, J., Nunes, C.A., Elias, F., Silveira, J.M., Stegmann, L., Baccaro, F.B., Juen, L., Schietti, J., Aragão, L., Berenguer, E., Castello, L., Costa, F.R.C, Guedes, M.L., Leal, C.G., Lees, A.C., Isaac, V., Nascimento, R.O, Phillips, O.L., Schmidt, F.A., Steege, H., Vas-de-Mello, F., Venticinque, E.M, Vieira, I.C.G., Zuanon, J., Ferreira, J... & Daly, D. (2023). Pervasive gaps in Amazonian ecological research. *Current Biology, 33*(16), 3495-3504. https://doi.org/10.1016/j.cub.2023.06.077

Cezário, R. R., Pena Firme, P., Pestana, G. C., Vilela, D. S., Juen, L., Cordero-Rivera, A., & Guillermo, R. (2021). Sampling methods for dragonflies and damselflies.In JC Santos, & G.W. Fernandes .(Orgs.), *Measuring arthropod biodiversity: A handbook of sampling methods* (pp. 223-240). Springer. https://doi.org/10.1007/978-3-030-53226-0_9

Couceiro, S. R., Dias-Silva, K., & Hamada, N. (2021). Influence of climate seasonality on the effectiveness of the use of aquatic macroinvertebrates in urban impact evaluation in central Amazonia. *Limnology, 22*(2), 237-244. https://doi.org/10.1007/s10201-020-00648-6

Couceiro, S. R., Hamada, N., Forsberg, B. R., Pimentel, T. P., & Luz, S. L. B. (2012). A macroinvertebrate multimetric index to evaluate the biological condition of streams in the Central Amazon region of Brazil. *Ecological Indicators, 18*, 118-125. https://doi.org/10.1016/j.ecolond.2011.11.001

Cruz, G. M., Faria, A. P. J., & Juen, L. (2022). Patterns and metacommunity structure of aquatic insects (Trichoptera) in Amazonian streams depend on the environmental conditions. *Hydrobiologia, 849*(12), 2831-2843. https://doi.org/10.1007/s10750-022-04901-0

Cunha, E. J., & Juen, L. (2017). Impacts of oil palm plantations on changes in environmental heterogeneity and Heteroptera (Gerromorpha and Nepomorpha) diversity. *Journal of Insect Conservation, 21*(1), 111-119. https://doi.org/10.1007/s10841-017-9959-1

Cunha, E. J., Cruz, G. M., Faria, A. P. J., De Oliveira, J. N., & Juen, L. (2022). Urban development and industrialization impacts on semiaquatic bugs diversity: A case study in eastern Amazonian streams. *Water Biology and Security, 1*(4), 100061. https://doi.org/10.1016/j.watbs.2022.100061

Cunha, E. J., de Assis Montag, L. F., & Juen, L. (2015). Oil palm crops effects on environmental integrity of Amazonian streams and Heteropteran (Hemiptera) species diversity. *Ecological Indicators, 52*, 422-429. https://doi.org/10.1016/j.ecolond.2014.12.024

Cunha, L. L. D., Alves, M. I. B., Ono, E. R., & Uieda, V. S. (2019). Methods of sampling benthic invertebrates in lotic habitats: a spatial and temporal evaluation. *Acta Limnologica Brasiliensia, 31* (1), e4. https://doi.org/10.1590/S2179-975X3917

Dias-Silva, K., Cabette, H. S., & Juen, L. (2010). The influence of habitat integrity and physical-chemical water variables on the structure of aquatic and semi-aquatic Heteroptera. *Zoologia (Curitiba), 27*(1), 918-930. https://doi.org/10.1590/S1984-46702010000600013

Dominguez, E., Emmerich, D. E., Molineri, C., & Nieto Peñalver, M. C. (2023). Ephemeroptera. In LE Claps, SA Roig-Juñent, & JJ Morrone (Eds.), *Biodiversidad de artrópodos argentinos* (1ª ed., Vol. 2, pp. 62-73). San Miguel de Tucumán: Universidad Nacional de Tucumán. http://hdl.handle.net/11336/250696

Esbensen, K. H., Guyot, D., Westad, F., & Houmoller, L. P. (2002). *Multivariate data analysis: in practice: an introduction to multivariate data analysis and experimental design*. Camo Process AS.

Faria, A. P. J., Ligeiro, R., Callisto, M., & Juen, L. (2017). Response of aquatic insect assemblages to the activities of traditional populations in eastern Amazonia. *Hydrobiologia, 802* (1), 39-51. https://doi.org/10.1007/s10750-017-3238-8

Faria, A. P. J., Paiva, C. K. S., Calvão, L. B., Cruz, G. M., & Juen, L. (2021). Response of aquatic insects to an environmental gradient in Amazonian streams. *Environmental Monitoring and* Assessment, *193* (1), 1-12. https://doi.org/10.1007/s10661-021-09553-6

Fidelis, L., Nessimian, J. L., & Hamada, N. (2008). Distribuição espacial de insetos aquáticos em igarapés de pequena ordem na Amazônia Central. *Acta Amazonica, 38*, 127-134. https://doi.org/10.1590/S0044-59672008000100014

Giehl, N. F. D. S., Dias-Silva, K., Juen, L., Batista, J. D., & Cabette, H. S. R. (2014). Taxonomic and numerical resolutions of Nepomorpha (Insecta: Heteroptera) in cerrado streams. *PLoS One, 9*(8), e103623. https://doi.org/10.1371/journal.pone.0103623

Godoy, B. S., Cunha, E. J., & Hamada, N. (2024). Local factors and bionomic characteristics determining the occurrence of semiaquatic bugs in streams of Central Amazonia. *Ecological Entomology, 49*(3), 329-337. https://doi.org/10.1111/een.13307

Godoy, B. S., Faria, A. P. J., Juen, L., Sara, L., & Oliveira, L. G. (2019). Taxonomic sufficiency and effects of environmental and spatial drivers on aquatic insect community. *Ecological Indicators, 107* (1), 105624. https://doi.org/10.1016/j.ecolond.2019.105624

Guayasamin, J. M., Ribas, C. C., Carnaval, A. C., Carrillo, J. D., Hoorn, C., Lohmann, L. G., Riff, D., Ulloa, C. & Albert, J. S. (2024). Evolution of Amazonian biodiversity: A review. *Acta Amazonica, 54*(spe1), e54bc21360. https://doi.org/10.1590/1809-4392202103601

Hamada, N.; Nessimian, J. L.; Querino, R. B. (Eds.). (2019). *Insetos aquáticos na Amazônia brasileira: taxonomia, biologia e ecologia*(2da ed. digital).Manaus: Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. https://repositorio.inpa.gov.br/handle/1/36169

Harrell, F. E. (2001). *Regression modeling strategies: with applications to linear models, logistic regression, and survival analysis* (1ª ed.). New York, NY: Springer. https://doi.org/10.1007/978-1-4757-3462-1

Hufft, R., Paces, M., McGill, M., & Levy, R. A. (2019). *Aquatic Monitoring Protocol for measuring and collecting ecological data.* Denver Botanic Gardens. https://dx.doi.org/10.17504/protocols.io.9j3h4qn

Hunter Jr, M., Westgate, M., Barton, P., Calhoun, A., Pierson, J., Tulloch, A. & Lindenmayer, D. (2016). Two roles for ecological surrogacy: Indicator surrogates and management surrogates. *Ecological Indicators, 63*, 121-125. https://doi.org/10.1016/j.ecolond.2015.11.049

Jones, F. C. (2008). Taxonomic sufficiency: the influence of taxonomic resolution on freshwater bioassessments using benthic macroinvertebrates. *Environmental Reviews, 16*(NA), 45-69. https://doi.org/10.1139/A07-01

Juen, L., & De Marco Jr, P. (2011). Odonate biodiversity in terra-firme forest streamlets in Central Amazonia: on the relative effects of neutral and niche drivers at small geographical extents. *Insect Conservation and Diversity*, *4*(4), 265-274. https://doi.org/10.1111/j.1752-4598.2010.00130.x

Juen, L., Cunha, E. J., Carvalho, F. G., Ferreira, M. C., Begot, T. O., Andrade, A. L., Shimano, Y., Leão, H., Pompeu, P.S. & Montag, L. F. A. (2016). Effects of oil palm

plantations on the habitat structure and biota of streams in Eastern Amazon. *River Research and Applications, 32*(10), 2081-2094. https://doi.org/10.1002/rra.3050

Juen, L., Luiza-Andrade, A., Dias-Silva, K., Shimano, Y. Oliveira-Júnior, J. M. B. & Brito, J. S. (2024). O uso e a importância dos insetos aquáticos nos estudos de Licenciamento Ambiental. In: Belúcio, L. F.; Costa, M. R. P. & Ferreira, C. P. (Orgs.). *Monitorando a biota Aquática na Amazônia: No contexto do Licenciamento Ambiental* (pp. 239–266). Belém, PA: Editora Innovare Projetos Sustentáveis. https://zenodo.org/records/13963706

Legendre, P.; Legendre, L. (2012). *Numerical Ecology* (3ª Ed., Vol. 24). Elsevier.

Luiza-Andrade, A., Brasil, L. S., Benone, N. L., Shimano, Y., Farias, A. P. J., Montag, L. F., Dolédec, S. & Juen, L. (2017). Influence of oil palm monoculture on the taxonomic and functional composition of aquatic insect communities in eastern Brazilian Amazonia. *Ecological Indicators, 82*, 478-483. https://doi.org/10.1016/j.ecolond.2017.07.006

Luiza-Andrade, A., Brasil, L. S., Torres, N. R., Brito, J., Silva, R. R., Maioli, L. U., Barbirato, M. F., Rolim, S.G. & Juen, L. (2020). Effects of local environmental and landscape variables on the taxonomic and trophic composition of aquatic insects in a rare forest formation of the Brazilian Amazon. *Neotropical Entomology*, *49*, 821-831. https://doi.org/10.1007/s13744-020-00814-6

Luiza-Andrade, A., Silva, R. R., Shimano, Y., Faria, A. P. J., Cardoso, M. N., Brasil, L. S., Ligeiro, R., Martins, R.T., Hamada, N. & Juen, L. (2022). Niche breadth and habitat preference of Ephemeroptera, Plecoptera, and Trichoptera (Insecta) in streams in the Brazilian Amazon. *Hydrobiologia, 849*(19), 4287-4306. https://doi.org/10.1007/s10750-022-04987-6

Machado, A. K., Silas Veras, D., Juen, L., & Silva, C. A. (2024). Zygoptera/Anisoptera (Insecta: Odonata) ratio as a tool to assess anthropogenic changes in Brazilian Cerrado streams. *Environmental Monitoring and Assessment, 196*(8), 737. https://doi.org/10.1007/s10661-024-12870-1

Mendes, T. P., Amado, L. L., Ribeiro, R. A. B., & Juen, L. (2020). Morphological diversity of Odonata larvae (Insecta) and abiotic variables in oil palm plantation areas in the Eastern Amazon. *Hydrobiologia, 847*(1), 161-175. 10.1007/s10750-019-04079-y

Mendes, T. P., Oliveira-Junior, J. M. B., Cabette, H. S. R., Batista, J. D., & Juen, L. (2017). Congruence and the biomonitoring of aquatic ecosystems: are odonate larvae or adults the most effective for the evaluation of impacts. *Neotropical Entomology, 46*, 631-641. 10.1007/s13744-017-0503-5

Mendoza-Penagos, C. C., Calvão, L. B., & Juen, L. (2021). A new biomonitoring method using taxonomic families as substitutes for the suborders of the Odonata (Insecta) in Amazonian streams. *Ecological Indicators, 124*, 107388. https://doi.org/10.1016/j.ecolond.2021.107388

Miguel, T. B., Oliveira-Junior, J. M. B., Ligeiro, R., & Juen, L. (2017). Odonata (Insecta) as a tool for the biomonitoring of environmental quality. *Ecological Indicators, 81*, 555-566. https://doi.org/10.1016/j.ecolond.2017.06.010

Nessimian, J. L., Venticinque, E. M., Zuanon, J., De Marco, P., Gordo, M., Fidelis, L., Joana, D., & Juen, L. (2008). Land use, habitat integrity, and aquatic insect assemblages in Central Amazonian streams. *Hydrobiologia, 614*, 117-131. https://doi.org/10.1007/s10750-008-9441-x

Oliveira, V. D., & Pes, A. O. (2019). Inventário da fauna de insetos aquáticos: coleta, preservação e criação. In N. Hamada, JL Nessimian, & R.B. Querino (Eds.), *Insetos aquáticos na Amazônia brasileira: taxonomia, biologia e ecologia* (2da ed. digital, pp. 151-167). Manaus:Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. https://repositorio.inpa.gov.br/handle/1/36169

Oliveira-Junior, J. M. B., & Juen, L. (2019). The Zygoptera/Anisoptera ratio (Insecta: Odonata): a new tool for habitat alterations assessment in Amazonian streams. *Neotropical Entomology, 48*, 552-560. https://doi.org/10.1007/s13744-019-00672-x

Paprocki, H. & Silva, L.M. (2024).Trichoptera Kirby, 1813. In JA Rafael, AG Melo, CJ Carvalho, S. Casari , & R. Constantino (Eds.), *Insetos do Brasil: Diversidade e Taxonomia* (2ª ed., pp. 699-709). Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. https://doi.org/10.61818/56330464c32

Peck, A. M., & Hornbuckle, K. C. (2006). Aquatic processes and systems in perspective environmental sources, occurrence, and effects of synthetic musk fragrances. *Journal of Environmental Monitoring, 8*(9), 874. https://doi.org/10.1039/B608170N

Pes, A. M., Holzenthal, R. W., Sganga, J. V., Santos, A. P. M., Barcelos-Silva, P., & Camargos, L. M. (2018). Order Trichoptera. In N.Hamada, JD Thorp, & C. Rogers (Eds.), *Thorp and Covich's Freshwater Invertebrates: Vol. 3. Keys to Neotropical Hexapoda* (pp. 237-324). San Diego: Academic Press. http://dx.doi.org/10.1016/B978-0-12-804223-6.00010-X

Polhemus, J. T. & Polhemus, D. A. (2008). Global diversity of true bugs (Heteroptera; Insecta) in freshwater. *Freshwater Animal Diversity Assessment*, *595*,379-391. https://doi.org/10.1007/s10750-007-9033-1

Ramírez, D. P. & Bernal, A. A. (2006). Protocolos para la preservación y manejo de colecciones biológicas. *Boletín Científico Centro de Museos Museo de Historia Natural, 10*, 117–148. https://revistasojs.ucaldas.edu.co/index.php/boletincientifico/article/view/5954

Resende, B. O., Ferreira, V. R. S., Brasil, L. S., Calvão, L. B., Mendes, T. P., de Carvalho, F. G., ... & Juen, L. (2021). Impact of environmental changes on the behavioral diversity of the Odonata (Insecta) in the Amazon. *Scientific Reports, 11*(1), 9742. https://doi.org/10.1038/s41598-021-88999-7

Ribeiro, C., Juen, L., & Rodrigues, M. E. (2021). The Zygoptera/Anisoptera ratio as a tool to assess anthropogenic changes in Atlantic Forest streams. *Biodiversity and Conservation, 30*(5), 1315-1329. https://doi.org/10.1007/s10531-021-02143-5

Rivera-Pérez, J. M., Shimano, Y., Luiza-Andrade, A., Cunha, E. J., Carvalho, F. G., Brasil, L. S., Ferreira, K. S., Rolim, S. & Juen, L. (2024). Spatio-temporal beta diversity of specialist and generalist aquatic insects in streams altered by mining activities in

eastern Amazonia. *Journal of Insect Conservation, 28*(1), 1-13. https://doi.org/10.1007/s10841-024-00615-x

Rivera-Pérez, J. M., Shimano, Y., Luiza-Andrade, A., Silva Pinto, N., Dias, L. G., Ferreira, K. S., Rolim, S. & Juen, L. (2023). Effect of mining on the EPT (Ephemeroptera, Plecoptera and Trichoptera) assemblage of Amazonian streams based on their environmental specificity. *Hydrobiologia, 850*(3), 645-664. https://doi.org/10.1007/s10750-022-05111-4

Rosa, C., Baccaro, F., Cronemberger, C., Hipolito, J., Barros, C., Rodrigues, D. D. J. & Magnusson, W. E. (2021). The Program for Biodiversity Research in Brazil: The role of regional networks for biodiversity knowledge, dissemination, and conservation. *Anais da Academia Brasileira de Ciências, 93*, e20201604. https://doi.org/10.1590/0001-3765202120201604

Rosemond, A. D., Pringle, C. M., & Ramírez, A. (1998). Macroconsumer effects on insect detritivores and detritus processing in a tropical stream. *Freshwater Biology, 39*(3), 515-523. https://doi.org/10.1046/j.1365-2427.1998.00301.x

Santos, N. B. B., Cruz, G. M., Monteles, J. S., de Faria, A. P. J., Firmino, V. C., Shimano, Y., Ferreira, V. R. S., Luiza-Andrade, A., Salles, F. F., Castro, D. M. P., Quinteiro, F. B., Lima, L. R. C., Dias, L. G., Pes, A. M. O., Hamada, N. & Juen, L. (2024). Database of immature stage traits of Ephemeroptera, Plecoptera, and Trichoptera (EPT) genera for the Amazon. *Aquatic Sciences, 86*(2), 35. https://doi.org/10.1007/s00027-024-01051-4

Santos-Silva, F., Cunha, E. J., Oliveira-Júnior, J. M. B., Oliveira, P., Juen, L., & Dias-Silva, K. (2025). Environmental thresholds of semiaquatic bugs (Heteroptera, Gerromorpha) as an indicator of environmental change in Amazon streams. *Environmental Monitoring and Assessment*, *197*(2), 1-12. https://doi.org/10.1007/s10661-024-13591-1

Shaalan, E. A. S., & Canyon, D. V. (2009). Aquatic insect predators and mosquito control. *Tropical biomedicine, 26*, 223-261.

Shen, M., Van Klink, R., Sagouis, A., Petsch, D. K., Abong'o, D. A., Alahuhta, J., Al-Shami, S. A., Armendáriz, L. C., Bae, M., Begot, T. O., Belliard, J., Benstead, J. P., Bomfim, F. F., Bredenhand, E. & Chase, J. M. (2024). FreshLanDiv: a global database of freshwater biodiversity across different land uses. *Global Ecology and Biogeography, 33*(12), e13917. https://doi.org/10.1111/geb.13917

Silva Junior, W.F., Calvão, L.B., Carvalho, F.G., Medina-Espinoza, E.F., & Brasil, L. S. (2023). Use of the Zygoptera/Anisoptera Ratio (Insecta: Odonata) for Habitat Alteration Assessment in Cerrado Streams. *International Journal of Odonatology*, *26* (1), 124-131. https://doi.org/10.48156/1388.2023.1917214

Silva, B. L., Guterres, A. P., Santana, S. S., Cunha, E. J., & Juen, L. (2024). The loss of riparian vegetation along streams causes morphological divergences in functional traits of semiaquatic insects (Heteropteran: Gerromorpha) in the eastern Amazon. *Environmental Monitoring and Assessment, 196*(10), 914. https://doi.org/10.1007/s10661-024-13056-5

Stegmann, L. F., Franca, F. M., Carvalho, R. L., Barlow, J., Berenguer, E., Castello, L., Juen, L., Baccaro, F. B., Vieira, I. C., Nunes, C. A., Oliveira, R., Venticinque, E. M., Schietti, J. & Ferreira, J. (2024). Brazilian public funding for biodiversity research in the Amazon. *Perspectives in Ecology and Conservation, 22*(1), 1-7. https://doi.org/10.1016/j.pecon.2024.01.003

Strahler, A. N. (1957). Quantitative analysis of watershed geomorphology. *Eos, Transactions American Geophysical Union, 38*(6), 913-920. https://doi.org/10.1029/TR038i006p00913

Submetido em: **30 de outubro de 2024**
Aprovado em: **22 de maio de 2025**
Publicado em: **15 de julho de 2025**

AUTORIA

Autor 1
Nome: Leandro Juen
Breve currículo, Instituição: Laboratório de Ecologia e Conservação – LABECO, Instituto de Ciência biológicas (ICB), Universidade Federal do Pará (UFPA)
E-mail: leandrojuen@ufpa.br
Orcid: https://orcid.org/0000-0002-6188-4386
País: Brasil

Autor 2
Nome: Fábio Santos-Silva
Breve currículo, Instituição: Laboratório de Ecologia e Conservação – LABECO, Universidade Federal do Pará (UFPA)
E-mail: fabio.silva.icb22@gmail.com
Orcid: https://orcid.org/0009-0006-8734-5598
País: Brasil

Autor 3
Nome: Francisco Maciel Barbosa-Santos
Breve currículo, Instituição: Laboratório de Ecologia e Conservação – LABECO, Universidade Federal do Pará (UFPA)
E-mail: franciscomacielbs10@gmail.com
Orcid: https://orcid.org/0000-0002-3457-1341
País: Brasil

Autor 4
Nome: Beatriz Luz-Silva
Breve currículo, Instituição: Laboratório de Ecologia e Conservação – LABECO, Universidade Federal do Pará (UFPA)
E-mail: beatriz_daluz@hotmail.com
Orcid: https://orcid.org/0000-0002-1825-2359
País: Brasil

Autor 5
Nome: Juan Mateo Rivera-Pérez

Breve currículo, Instituição: Laboratório de Ecologia e Conservação – LABECO, Universidade Federal do Pará (UFPA)
E-mail: jumaripe123@gmail.com
Orcid: https://orcid.org/0000-0003-3515-7297
País: Colômbia

Autor 6
Nome: José Max Barbosa Oliveira-Junior
Breve currículo, Instituição: Laboratório de Ecologia e Conservação – LABECO, Instituto de Ciências e Tecnologia das Águas (ICTA), Universidade Federal do Oeste do Pará (UFOPA)
E-mail: josemaxoliveira@gmail.com
Orcid: https://orcid.org/0000-0002-0689-205X
País: Brasil

Autor 7
Nome: Ana Luiza-Andrade
Breve currículo: Bióloga Pesquisadora do Centro Avançado de Pesquisa-Ação da Conservação e Recuperação Ecossistêmica da Amazônia (CAPACREAM).
Instituição: Universidade Federal do Pará (UFPA), Universidade Federal de Rondônia (UNIR).
E-mail: andradeanaluiz@gmail.com
Orcid: https://orcid.org/0000-0001-7748-067X
País: Brasil

Autor 8
Nome: Lenize Batista Calvão Santos
Breve currículo, Instituição: Laboratório de Ecologia e Conservação – LABECO, Universidade Federal do Pará (UFPA)
E-mail: lenizecalvao@gmail.com
Orcid: https://orcid.org/0000-0003-3428-8754
País: Brasil

Autor 9
Nome: Bethânia Resende
Breve currículo, Instituição: Laboratório de Ecologia e Conservação – LABECO, Universidade Federal do Pará (UFPA)
E-mail: bethania-nx@hotmail.com
Orcid: https://orcid.org/0000-0002-3489-0481
País: Brasil

Autor 10
Nome: Yulie Shimano
Breve currículo, Instituição: Laboratório de Ecologia e Conservação – LABECO, Universidade Estadual do Goiás, UEG. Porangatu, GO.
E-mail: shimano.yulie@gmail.com
Orcid: https://orcid.org/0000-0003-2931-4719
País: Brasil

Autor 11
Nome: Ana Paula J. Faria
Breve currículo, Instituição: Universidade Estadual do Piauí, Campus Heróis do Jenipapo, Núcleo de Insetos Aquáticos, Campo Maior
E-mail: anafariaecol@gmail.com
Orcid: https://orcid.org/0000-0003-2729-5358
País: Brasil

Autor 12
Nome: Paulo Vilela Cruz
Breve currículo, Instituição: Professor e pesquisador na Universidade Federal de Rondônia (UNIR) - Laboratório de Biologia e Diversidade de Insetos LaBDIn
E-mail: pvilelacruz@gmail.com
Orcid: https://orcid.org/0000-0003-2426-4628
País: Brasil

Autor 13
Nome: Fábio Batagini Quinteiro
Breve currículo, Instituição: Laboratório de Estudos Comparativos em Insetos, Instituto de Estudos Costeiros, Universidade Federal do Pará, Bragança (UFPA).
E-mail: fabiobquinteiro@gmail.com
Orcid: https://orcid.org/0000-0002-5968-6532
País: Brasil

Autor 14
Nome: Leandro Schlemmer Brasil
Breve currículo, Instituição: Instituto de Ciências Biológicas e da Saúde da Universidade Federal de Mato Grosso, Campus do Araguaia
E-mail: leandrobrasilecologia@gmail.com
Orcid: https://orcid.org/0000-0002-2725-9181
País: Brasil

Autor 15
Nome: Emerson Monteiro dos Santos
Breve currículo, Instituição: Laboratório Multidisciplinar de Biologia - LabMultBio, campus Binacional, Universidade Federal do Amapá, UNIFAP, Oiapoque, AP.
E-mail: emerson@unifap.br
Orcid: https://orcid.org/0000-0003-3676-5462
País: Brasil

Autor 16
Nome: Daniel Silas Veras
Breve currículo, Instituição: Laboratório de Ecologia de Comunidades, Instituto Federal do Maranhão, Campus Caxias
E-mail: daniel12veras@gmail.com
Orcid: https://orcid.org/0000-0002-3317-7721
País: Brasil

Autor 17
Nome: José Roberto Pereira de Sousa
Breve currículo, Instituição: Laboratório de Ciências Ambientais e Biodiversidade, Centro de Ciências Agrárias, Programa de Pós-Graduação em Ciências Agrárias (PPGCIAG), Universidade Estadual do Maranhão, São Luís , Maranhão.
E-mail: jrszoo@hotmail.com
Orcid: https://orcid.org/0000-0002-9212-1103
País: Brasil

Autor 18
Nome: Jeane Marcelle Cavalcante do Nascimento
Breve currículo, Instituição: Coordenação de biodiversidade - Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA)
E-mail: jeanemarcelle@gmail.com
Orcid: https://orcid.org/0000-0001-9717-5461
País: Brasil

Autor 19
Nome: Raphael Ligeiro
Breve currículo, Instituição: Laboratório de Ecologia e Conservação – LABECO, Universidade Federal do Pará (UFPA)
E-mail: ligeirobio@gmail.com
Orcid: https://orcid.org/0000-0001-9717-5461

País: Brasil

Autor 20
Nome: Sheyla Regina Marques Couceiro
Breve currículo, Instituição: Laboratório de Ecologia e Taxonomia de Invertebrados Aquáticos, Universidade Federal do Oeste do Pará (UFOPA), Santarém, Pará
E-mail: sheylacouceiro@yahoo.com.br
Orcid: https://orcid.org/0000-0001-8186-4203
País: Brasil

Autor 21
Nome: Ana Karina Moreyra
Breve currículo, Instituição: Programa de Pós-Graduação em Ciências Ambientais (PPGCA), Universidade do Estado do Pará (UEPA), Campus IX Altamira.
E-mail: karina.moreyra@uepa.br
Orcid: https://orcid.org/0000-0002-0588-7419
País: Brasil

Autor 22
Nome: Bruno Spacek Godoy
Mestre em Entomologia e Doutor em Ecologia e Evolução, Instituição: Laboratório de Ecologia Aquática e Quantitativa, Universidade Federal do Pará (UFPA)
E-mail: bspacek@ufpa.br
Orcid: https://orcid.org/0000-0001-9751-9885
País: Brasil

Autor 23
Nome: Mariel Acácio de Lima
Breve currículo, Instituição: Programa de Pós-Graduação em Ecologia do Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia - PPG-ECO/INPA; Centro de Estudos Integrados da Biodiversidade Amazônica CENBAM/INPA.
E-mail: mariel.acacio@gmail.com
Orcid: https://orcid.org/0000-0001-6949-3315
País: Brasil

Autor 24
Nome: Neusa Hamada
Breve currículo, Instituição: Coordenação de biodiversidade - Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA), Manaus, Amazonas.
E-mail: neusaha@gmail.com

Orcid: https://orcid.org/0000-0002-3526-5426
País: Brasil

Autor 25
Nome: Carlos Augusto Silva de Azevedo
Breve currículo, Instituição: Laboratório de Insetos Aquáticos - LEAq, Universidade Estadual do Maranhão, Campus Caxias, Maranhão
E-mail: casazevedo08@gmail.com
Orcid: https://orcid.org/0000-0002-0503-3843
País: Brasil

Autor 26
Nome: Rafael Boldrini
Breve currículo, Instituição: Licenciado e Bacharelado em Ciências Biológicas pela Universidade Federal do Espírito Santo (2007), Mestrado e Doutorado em Ciências Biológicas - Entomologia, Laboratório de Entomologia, Centro de Estudos da Biodiversidade, Universidade Federal de Roraima (UFRR), Boa Vista, Roraima.
E-mail: rafaelboldrini.2@gmail.com
Orcid: https://orcid.org/0000-0003-1119-7577
País: Brasil

Autor 27
Nome: Lisandro Juno Soares Vieira
Breve currículo: Bacharel em Ciências Biológicas (UFRN), mestre e doutor em Ecologia e Recursos Naturais (UFSCar), desde 2018 atua como Diretor de Pós-Graduação da Universidade Federal do Acre.
Instituição: Laboratório de Ictiologia e Ecologia Aquática, Universidade Federal do Acre (UFAC).
E-mail: lisandro.vieira@ufac.br
Orcid: https://orcid.org/0000-0002-2470-5684
País: Brasil

Autor 28
Nome: Karina Dias-Silva
Breve currículo, Instituição: Laboratório de Ecologia e Conservação – LABECO, Programa de Pós-Graduação em Biodiversidade e Conservação (PPGBC), Universidade Federal do Pará (UFPA), Altamira, Pará.
E-mail: diassilvakarina@gmail.com
Orcid: https://orcid.org/0000-0001-5548-4995
País: Brasil