



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

PROTOCOLO PADRONIZADO PARA A COLETA E MONITORAMENTO DE DÍPTEROS VETORES EM PARCELAS RAPELD

STANDARDIZED PROTOCOL FOR THE SAMPLING AND MONITORING OF VECTOR DIPTERANS IN RAPELD PLOTS

Thiago Junqueira Izzo ¹, Claudia María Ríos-Velásquez ², Deulizangela Serrão
Borborema de Medeiros ³, Willian Schornobay Bochenki ⁴,
& Felipe Arley Costa Pessoa ²

Resumo:

Avaliar a ocorrência e a diversidade de vetores é uma necessidade básica para o entendimento da disseminação e para o planejamento da vigilância e prevenção de doenças e epidemias. Dentre os grupos de vetores mais diversos, destacam-se os dípteros, principalmente das famílias Culicidae, Ceratopogonidae, Psychodidae e Simuliidae, que incluem vetores de diversas doenças que impactam a saúde humana há milênios. Neste artigo, apresentamos uma proposta de protocolo mínimo para avaliação da diversidade de vetores utilizando o sistema RAPELD. Sugerimos o uso de duas armadilhas do tipo CDC por parcela, ativadas por duas noites consecutivas. Descrevemos adequações caso o protocolo seja destinado a todas as quatro famílias mencionadas, ou uma simplificação metodológica que exclui os culicídeos. Além disso, descrevemos brevemente o método para avaliar a infecção, diversidade e parasitemia dos dípteros coletados. Sugerimos que a aplicação deste método em larga escala geográfica permitirá uma melhor compreensão da biodiversidade de vetores e seus fatores determinantes.

Palavras-chave: Entomologia, Vetores, CDC, Epidemiologia, PPBio, Diversidade biológica.

¹ Departamento de Botânica e Ecologia, Instituto de Biologia. Universidade Federal de Mato Grosso (UFMT), Avenida Fernando Correa da Costa, 2367, Boa Esperança, CEP 78060-900, Cuiabá, MT, Brasil. Email: izzothiago@gmail.com

² Laboratório Ecologia de Doenças Transmissíveis na Amazônia, Instituto Leônidas e Maria Deane—Fiocruz Amazônia, Manaus, AM, Brasil.



Abstract:

Assessing the occurrence and diversity of vectors is essential for understanding their dissemination and for planning the surveillance and prevention of diseases and epidemics. Among the most diverse groups of vectors, dipterans stand out, particularly the families Culicidae, Ceratopogonidae, Psychodidae, and Simuliidae, which include vectors of several diseases that have impacted human health for millennia. In this paper, we propose a protocol for assessing vector biodiversity using the RAPELD method. We suggest using two CDC traps per plot, activated for two consecutive nights. We also describe adaptations if the protocol is intended for all four mentioned families or a methodological simplification that excludes Culicidae. In addition, we briefly describe the method for assessing infection, diversity, and parasitemia of the collected dipterans. We suggest that applying this method on a large geographic scale will provide a better understanding of vector biodiversity and its determining factors.

Keywords: Entomology, Vectors, CDC, Epidemiology, PPBio, Biological diversity.

³ Programa de Pós-Graduação em Biologia da Interação Patógeno-Hospedeiro, Instituto Leônidas e Maria Deane—Fiocruz Amazônia, Manaus, AM, Brasil.

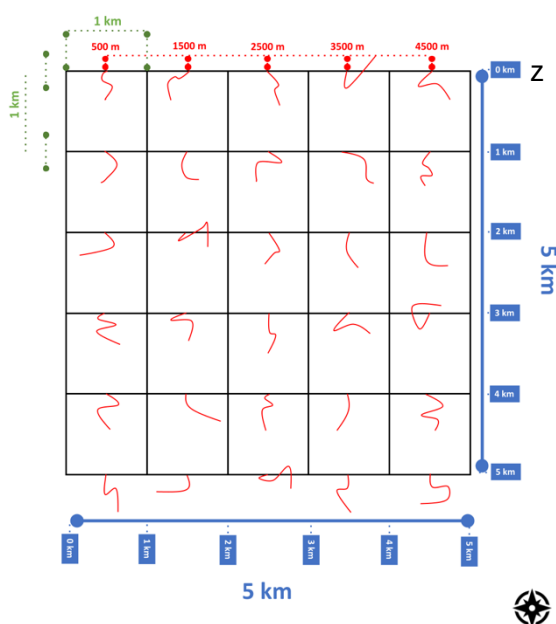
⁴ Programa de Pós Graduação em Ecologia e Conservação da Biodiversidade, Instituto de Biologia, Universidade Federal de Mato Grosso (UFMT), Cuiabá, MT, Brasil.



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



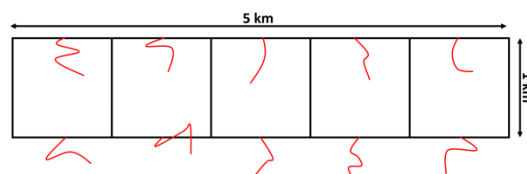
As **parcelas uniformemente distribuídas** são transectos de 250 metros de comprimento posicionados ao longo de curvas de nível, com larguras ajustadas conforme o grupo taxonômico ou variável estudada. Essa disposição minimiza os efeitos da topografia sobre as condições ambientais dentro das parcelas, 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.

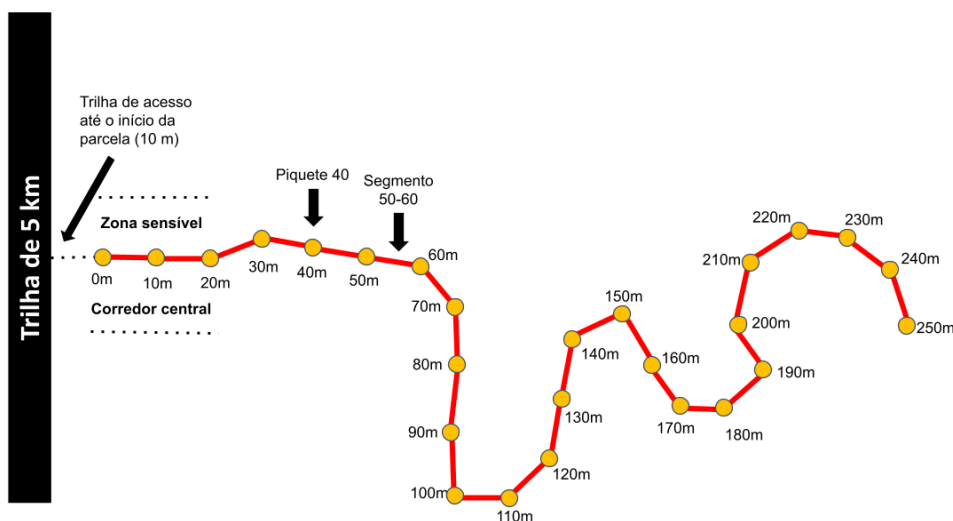


As **parcelas ripárias** estão localizadas às margens de pequenos cursos d'água, também com 250 metros de comprimento. Cada parcela é demarcada ao longo da margem direita do curso d'água, seguindo em direção à nascente (montante), com piquetes a cada 10 metros. Elas sempre começam onde a trilha principal da grade 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 saúde está entre as principais preocupações de qualquer indivíduo e deve ser uma prioridade governamental na formulação de políticas públicas. Epidemias, como a recente pandemia de Covid-19, ou eventos históricos como a gripe espanhola e a peste negra, causaram milhares de mortes e, conseqüentemente, incorreram em problemas para o planejamento socioeconômico de países inteiros (Naseer et al., 2023; Berbenni & Colombo, 2023). Por um lado, o combate às pandemias envolve a rápida ação de pesquisadores na criação e adaptação de fármacos específicos. No entanto é muito mais prudente (e humano) conhecer previamente as fontes potenciais dessas pandemias, visando a elaboração de estratégias de controle e criação de políticas públicas antes que as doenças se espalhem (Forattini, 1998).

Entre as muitas doenças que causam grandes danos à população humana, uma parte significativa necessita de insetos vetores para a transmissão. Dentre estes insetos vetores, destacam-se espécies hematófagas da Ordem Diptera. Os dípteros vetores, conhecidos como maruins (Ceratopogonidae), piuns (Simuliidae), mosquitos-palha (Psychodidae) e pernilongos (Culicidae) se alimentam de sangue de vertebrados e, assim, podem se infectar com patógenos (Consoli & Oliveira, 1994). Em um segundo evento de alimentação (repasto sanguíneo), esses patógenos são inoculados na corrente sanguínea de um hospedeiro saudável, disseminando assim a doença (Consoli & Oliveira, 1994). Os patógenos transmitidos por esses vetores geralmente apresentam algum nível de especificidade (Gutiérrez-López et al., 2020). Algumas doenças, como as leishmanioses, são quase exclusivamente transmitidas por mosquitos-palha (Phlebotominae) (Cecilio et al., 2022). Ao mesmo tempo, há supervetores, como o exótico *Aedes aegypti* (Culicidae), transmissor de diversas doenças, nativas ou exóticas, causadas por diferentes vírus, incluindo a dengue, febre amarela, zika e chikungunya (Lim et al., 2018). Algumas doenças exóticas, trazidas ao Brasil após a colonização, encontraram aqui vetores funcionais. Por exemplo, a oncocercose, é uma doença de origem africana e é conhecida popularmente como cegueira dos rios, exclusivamente transmitida por diversas espécies de piuns (Simuliidae) nativos (Figueiró et al., 2010). Também há doenças nativas, que são exclusivamente transmitidas pela fauna nativa, como a febre Oropouche, causado por *Culicoides paraensis*, antes considerada como arbovirose amazônica, mas que está se espalhando para outras regiões do Brasil e das Américas (Jurado-Cobena, 2024). Em um



último cenário, estão as doenças exóticas que foram introduzidas conjuntamente com seus vetores, como é o caso de *Aedes aegypti* (Paduan & Ribolla, 2008), ou da malária transmitida por *Anopheles gambiae*, o qual foi posteriormente erradicado no Brasil (Oliveira-Ferreira & Lacerda, 2010), em ambos os casos havendo fauna nativa também apta para transmissão. Essa diversidade de situações e especificidades na associação vetor-parasita implica que a ocorrência e transmissão de diversas doenças estejam totalmente associadas à biodiversidade de vetores em uma dada localidade (Gutiérrez-López et al., 2020). Desta forma, para entender as potencialidades regionais na dispersão de epidemias e pandemias, é necessário acessar a diversidade de vetores. Esse conhecimento é imprescindível para modelar e prever a ocorrência e dispersão de doenças em grandes escalas geográficas.

Um grande problema para compreender e modelar diversidade de vetores, é a falta de coletas padronizadas repetidas entre estudos. Geralmente, as coletas de vetores são fruto de trabalhos que focam na ecologia de vetores de algum grupo taxonômico específico (Rassmussen & Goodman, 2018) ou que atendem a demandas epidemiológicas em uma dada região (Araújo et al., 2022; Pessoa et al., 2007). Apesar de grande parte destes estudos possuírem métodos e desenho amostral adequado ao grupo-alvo ou à questão investigada, estes tendem a não gerar dados comparáveis em grandes escalas geográficas em termos de diversidade devido a diferenças no método ou no esforço de coleta empregado (Roswell et al., 2021). Os diversos métodos envolvem o uso de armadilhas de luz como as CDC ou Shannon, de interceptação como a Malaise, ovitrampas, larvitampas, de emergência de adultos, aspiração manual ou mecânica, atração com iscas de animais como a Disney, redes entomológicas (Almeida et al., 1998). O método de atração com humano protegido, por vestimentas apropriadas (Ministério da Saúde [MS], 2019) ou por óleos protetores (da Silva et al., 2019) também é eficiente para espécies antropófilas, embora além de depender da perícia do coletor, deve haver conscientização dos riscos por parte dos coletores, sendo necessária a avaliação por Comitês de Ética em Pesquisa (CEP) para sua execução. Logo, justifica-se o emprego de armadilhas sem risco e que não dependem de perícia do coletor para coletar vetores, sendo uma das mais comuns as armadilhas de luz tipo CDC, cuja luz serve como atrativo para uma ampla variedade de famílias de insetos (Marcondes, 2011). Em geral é utilizada luz branca tipo



LED, embora outros espectros de luz, como ultra violeta, incandescente amarela, azul, verde e outras (de Souza et al., 2024)

Nas últimas décadas, protocolos de amostragem rápidos (i.e., sistema RAPELD – Rapid Assessments Program for Long-term Ecological Research / Programa de Avaliação Rápida para Pesquisas Ecológicas de Longa Duração) têm sido sugeridos para estudar a diversidade de diferentes táxons foram empregados em grandes projetos envolvendo muitos pesquisadores (Brito et al., 2013; Franklin-Guimarães et al., 2024). Estes protocolos visam uma amostragem da biodiversidade local dentro de um contexto ambiental, de forma que a repetição desse protocolo em diversos locais independentes em uma dada região permite um bom conhecimento da fauna (Magnusson et al., 2005, 2008). Na Amazônia, o sistema RAPELD tem trazido incremento no conhecimento da diversidade de vários biomas, especialmente na determinação de padrões em larga escala, preenchendo lacunas históricas sobre nosso conhecimento da biodiversidade (Brito et al., 2013; Franklin-Guimarães et al., 2024). A partir da aplicação deste protocolo, previsões de ocorrência de espécies, modelagem de áreas mais diversas e determinação de áreas prioritárias tornaram-se possíveis utilizando métodos padronizados e evitando vieses amostrais. No entanto, ainda não foi proposta uma metodologia padronizada, para ser inserida no sistema RAPELD para a coleta dos dípteros vetores de doenças. Portanto, neste artigo, propomos uma metodologia para a captura de diversos táxons transmissores de doenças na Amazônia pertencentes à ordem Diptera. Sabendo que há especificidades para a coleta e a manutenção dos insetos e acesso aos patógenos transmitidos pelos diferentes grupos de dípteros vetores, propomos adequações específicas incorporando Culicidae em conjunto com todos os vetores ou, de maneira simplificada, excluindo Culicidae e focando apenas em Ceratopogonidae, Simuliidae e Psychodidae.

2 MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Material

Para a coleta dos dípteros vetores de maneira geral, sugerimos usar armadilhas luminosas do tipo CDC (Centers for Disease Control and Prevention). A armadilha CDC é amplamente utilizada na captura de dípteros e funciona com base na atração por luz (Consoli & Oliveira, 1994, Rasmussen & Goodman, 2018) (Figura 1).



Figura 1 - Exemplos de armadilhas CDC instaladas em campo com (A) frasco coletor contendo álcool 100% para captura de Ceratopogonidae, Psychodidae e Simuliidae e, (B) saco de malha fina para captura de todos os vetores incluindo Culicidae.

A estrutura básica da armadilha consiste em:

- Corpo Principal: Composto por um cilindro de plástico ou metal que abriga o motor e a fonte de luz.
- Motor: Um pequeno motor elétrico alimentado por uma bateria, geralmente de 6 volts, o qual aciona um ventilador interno.
- Ventilador: O ventilador cria uma corrente de ar que suga os insetos atraídos pela luz, direcionando-os para dentro de um coletor.
- Fonte de luz: Uma lâmpada de luz branca, normalmente do tipo LED, de baixa potência instalada na parte superior do cilindro. Esta luz é usada para atrair os insetos durante a noite.
- Coletor: Na parte inferior do cilindro, onde o ventilador expelle o ar, há um saco de malha fina (Figura 1B, no caso de coleta de Culicidae) ou um tubo de coleta (Figura 1 A, no caso de todos os outros vetores) onde os insetos são capturados e retidos. A malha é fina o suficiente para evitar que os insetos escapem, mas permite a circulação de ar mantendo-os vivos. O tubo de coleta é preenchido por álcool absoluto, onde os insetos caem e



morrem imediatamente, mantendo suas características e DNA preservados.

2.2 Métodos

Propomos que em cada parcela de um dado módulo ou grade (ver Magnusson et al., 2005), sejam instaladas duas armadilhas CDC em uma altura de 1,2 a 1,7m em relação ao solo. É recomendado que sejam instaladas duas CDC: uma no início da parcela, entre os segmentos 25 e 50m; e outra entre os segmentos 200 e 250m). Cada armadilha ficará ativa por duas noites consecutivas, sendo ligada às 18:00h (ao anoitecer) e retiradas entre 6:00-7:30h (ao amanhecer) de cada dia. Durante cada checagem e retirada do material coletado, é importante atentar-se aos detalhes de coleta e armazenamento, dependendo se a intenção é capturar Culicidae ou o restante da fauna.

2.2.1 Para coleta de todos os vetores (incluindo Culicidae):

Os mosquitos são extremamente frágeis e sua coleta envolve cuidados e métodos específicos. A identificação em nível de espécie demanda a observação das escamas das asas e do corpo, que podem se soltar quando em meio líquido (Marcondes, 2011). Portanto, nesse caso, recomenda-se o uso do coletor de malha (Figura 1B), onde os mosquitos permanecerão vivos no momento de cada checagem. Para retirá-los do coletor, deve-se usar cuidadosamente o aspirador entomológico (Figura 2), removendo-os um por um. Esses espécimes devem ser então transferidos para envelopes ou mantas de algodão e papel filtro, em recipientes com sílica gel para rápida secagem dos espécimes. Todos os espécimes/mantas deverão ser devidamente identificados, onde devem ser conservados secos, protegendo-os da perda de escamas e da umidade. Os espécimes de outras famílias podem ser retirados e preservados em frascos contendo álcool puro (o mais próximo a 100% possível). Todas as amostras devem ser devidamente etiquetadas, colocando dados precisos sobre a coleta (local: coordenadas geográficas, localidade, município, estado, país, data, identificação, coletor, tipo de armadilha, e ambiente), pois informações erradas ou podem levar a erros nas inferências sobre a biologia, distribuição, endemismo ecologia e evolução dos organismos.

Os culicídeos também são vetores de vírus, e caso o objetivo do coletor vá além da taxonomia dos vetores, e vise acessar os possíveis vírus transmitidos, em vez de serem

mantidos secos, os espécimes devem ser preservados congelados em nitrogênio líquido ou em freezer a temperatura inferior a -20°C , ou, alternativamente, preservados em RNAlater® (Maia et al., 2024). Nesses casos, esse método de preservação é indispensável, porque a identificação de vírus é feita exclusivamente por análise genética, sendo necessária a inativação imediata da RNase no momento da morte do vetor para evitar a degradação do RNA. Em ambos os casos, o material deve ser enviado imediatamente ao laboratório para ser mantido em ultra-freezers.

Como pode ser observado, a coleta para conhecimento da diversidade de espécies de culicídeos tem métodos que conflitam com os métodos de acesso aos vírus associados a eles. Neste caso, sugerimos que os dois primeiros dias de coleta sejam usados para a coleta taxonômica, e um terceiro dia, adicional, seja empregado para a coleta de espécimes para análises dos vírus associados. É importante ressaltar que estes métodos de preservação podem causar a perda das escamas dos espécimes amostrados. No entanto, baseando-se nas espécies de Culicidae coletadas nos dois dias anteriores, pode-se inferir as espécies dos indivíduos amostrados para esta finalidade.



Figura 2 - Dois exemplos de aspiradores entomológicos a serem usados para captura de espécimes de culicídeos vivos no saco de malha dos CDCs. No exemplar a esquerda, há um frasco onde os culicídeos são retidos e mantidos até serem transferidos para a manta, envelope entomológico, para o RNAlater ou para o nitrogênio líquido, a depender do objetivo. No exemplar à esquerda, os culicídeos são retirados individualmente e colocados no preservante.



2.2.2 Para coletas de Ceratopogonidae, Psychodidae, Simuliidae (excetuando Culicidae):

Nos casos em que o intuito é amostrar Ceratopogonidae, Psychodidae, Simuliidae e não Culicidae, é possível realizar uma simplificação nas armadilhas, a qual permite o uso de um frasco coletor diretamente associado à CDC (Figura 1A). Esse frasco deve ser preenchido com pelo menos 25-30 ml de álcool absoluto, garantindo que este conservante não evapore totalmente durante o período de funcionamento da armadilha, o que assegura a preservação adequada dos dípteros capturados. Durante a checagem matinal, o pesquisador deverá recolher os dípteros, mantendo-os em álcool absoluto para preservação até serem levados ao laboratório para triagem. A preservação do trato digestivo dos exemplares armazenados em álcool permite a determinação dos patógenos presentes, uma vez que estes são vetores principalmente de protozoários ou nematódeos.

3 PERSPECTIVAS

O sistema RAPELD já foi empregado para coleta de Phlebotominae (Senden et al., 2024), mas não houve descrição formal da adequação de métodos padronizados para a coleta de vetores. Esse protocolo e metodologia proposta para avaliação rápida da diversidade de dípteros vetores de doenças tem um alto potencial para permitir o desenvolvimento de pesquisas em larga escala geográfica. Pontualmente, a coleta pode ser repetida periodicamente, em pesquisas de longa duração, permitindo observação de parâmetros de mudanças temporais da diversidade. É importante salientar que esse protocolo não visa a coleta extensiva de todas as espécies de uma localidade, mas sim das principais delas ou das espécies dominantes na localidade, acessar, assim, a diversidade local e regional. No entanto, a metodologia pode ser replicada temporalmente, de modo a capturar a variação sazonal da diversidade de dípteros vetores, além de maximizar o número de espécies coletadas.

Para estimar a diversidade local, sugerimos o uso de duas armadilhas ativas por dia, ao longo de dois dias consecutivos em cada uma das 10 parcelas, totalizando um esforço total de 40 armadilhas/dia (2 armadilhas $\times$ 2 dias $\times$ 10 parcelas). Esse número de armadilhas, ou até mesmo um número inferior, vem sendo bastante empregado em diversos estudos na Amazônia, obtendo resultados satisfatórios quanto a diversidade de diferentes vetores (e.g. Pereira-Júnior et al., 2015, Farias et al., 2015, Pereira-Silva et al.,



2021). Esse esforço amostral tem se mostrado adequado para descrever a diversidade local e fornece uma base comparável para estudos futuros entre e diferentes áreas biogeográficas.

Até então, não havia uma proposta padronizada para amostragem de insetos vetores que possa ser replicada e comparada em ampla escala geográfica utilizando o sistema RAPELD, e que facilite a integração de dados de diferentes locais. Com isso, de modo geral, os dados obtidos tem tido baixa representatividade espacial, não gerando bancos de dados que podem ser integrados a outros estudos ou para tomadores de decisão (Rosa et al., 2021), o que representa uma perda dos recursos financeiros destinados a ciências (Bergallo et al., 2023, Rosa et al., 2021; Franklin-Guimarães et al., 2024).

Os poucos estudos envolvendo vetores que abrangem uma grande escala espacial, normalmente focam em catálogos ou listas de espécies presentes, por exemplo, estados da federação, se baseando em revisões bibliográficas, bancos de dados e em coleções biológicas. Embora esses catálogos sejam suficientes para se descrever poucos aspectos sobre a diversidade, podem falhar justamente por algumas áreas apresentarem esforço de coleta desigual ou vieses amostrais. Nesse caso, a utilização desse protocolo padronizado permitiria a comparação da diversidade e abundância de vetores em uma escala biogeográfica mais ampla, assim como avaliar os fatores ecológicos determinantes dessa diversidade. A perspectiva de uma amostragem dessa amplitude nos permite entender os efeitos da mudança de uso da terra e do clima sobre a prevalência de alguns vetores, bem como a dispersão das doenças por eles transmitidas.

Este protocolo também abre o potencial para a investigação da diversidade dos parasitas associados a esses vetores também em escala biogeográfica. Os dípteros preservados em álcool 100%, conforme descrito, podem ser avaliados quanto a presença e diversidade de tripassomatídeos, plasmódios, filárias, que tem especial interesse médico e *Hepatozoon* e outros Apicomplexa, assim como demais parasitos de interesse veterinário, utilizando técnicas de microscopia e de biologia molecular. A avaliação dos vírus associados a Culicidae é mais complexa, mas também pode ser realizada a partir de dípteros coletados com este protocolo, pois os métodos de preservação descritos não levam à degradação do RNA viral (Pereira-Silva et al., 2021). Porém a metodologia de dissecação do vetor, montagem de lâminas de microscopia, avaliação e identificação dos



parasitas, ou mesmo identificação dos parasitas via DNA, demandam métodos específicos, não descritos aqui.

Esperamos que parcerias entre pesquisadores visando a diversidade entomológica possam se associar com parasitologistas para estudos de amplo aspecto de diversidade vetor-parasita. Por fim, a ampliação do esforço em áreas de floresta, não focais para as epidemias atuais, pode não apenas trazer à luz diversas espécies novas de vetores, mas também nos indicar a existência de agentes epidemiológicos ainda não descritos ou ainda não expressivos nas atuais condições, mas com potencial epidemiológico.

4 MATERIAL SUPLEMENTAR

S1 – Fichas de campo;

S2 - Planilha geral de dados dos vetores.

Material disponível em:

https://github.com/ProtocolosRAPELD/EducAmazonia_VolumeXVIII_N.ESPECIAL_2025/tree/main/MS_Protocolo_Vetores

5 AGRADECIMENTOS

TJI e FACP agradecem ao CNPq pela bolsa de produtividade. DSBM recebe bolsa de mestrado CAPES. WSB recebe bolsa de fixação de recursos humanos nível F- CNPQ. 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., Ribeiro-Costa, C.S., & Marinoni, L. (1998). *Manual de coleta, conservação, montagem e identificação de insetos*. Ribeirão Preto, Brasil: Holos ed.
- Araújo, A.R., Ebbers, W. B.H., Feitosa, A.P.S., da Silva, D. A., Bandeira, R.A.M., Ríos-Velásquez, C. M., Pessoa, F. A.C., Alvez, L.C., & Brayner, F.A. (2022). Definition of the main vector of Cutaneous Leishmaniasis: ecology and mapping in endemic area of northeast Brazil. *Acta Tropica*, 233, 106572. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2022.106572>



- Berbenni, E., & Colombo, S. (2023). The impact of pandemics on labour organization: insights from an Italian company archive during the Spanish Flu. *Letters in Spatial and Resource Sciences*, 16(1), <https://doi.org/10.1007/s12076-023-00335-x>
- Bergallo, H.G., Rosa, C., Ochoa, A.C., Manzatto, A.G., Guimaraes, A.F., Banhos, A., Castilho, C.V., Barros, C.F., Norris, D., Drucker, D.P., Rodrigues, D.J., Baccaro, F.B., Lourenço, I.H., Zuanon, J., Stegmann, L.F., Anjos, M.R., Silveira, M., Araújo, P.S.G., Bobrowiec, P.E.D., Fadini, R., Neckel-Oliveira, S., Emilio, T., Santorelli-Junior, S., & Manguson, W.E. (2023). Long-term Ecological Research: Chasing fashions or being prepared for fashion changes? *Anais da Academia Brasileira de Ciências*, 95, e20230051. doi: 10.1590/0001-3765202320230051
- Brito, M.A., Oliveira, D., Mamede, M.A., Randig, O., & Lacerda, F.S. (2020). Programa de pesquisa ecológica de longa duração–PELD/CNPq–desafios da gestão, avanços e perspectivas. *Oecologia Australis*, 24(2):259-265. <https://doi.org/10.4257/oeco.2020.2402.02>
- Cecílio, P., Cordeiro-da-Silva, A., & Oliveira, F. (2022). Sand flies: Basic information on the vectors of leishmaniasis and their interactions with *Leishmania* parasites. *Communications Biology*, 5, 305. <https://doi.org/10.1038/s42003-022-03240-z>
- Chakraborty, U. (2018). Effects of different phases of the lunar month on living organisms. *Biological Rhythm Research*, 51(2), 254–282. <https://doi.org/10.1080/09291016.2018.1526502>
- Christophers, S. R. (1911). The development of the egg follicle in Anophelines. *Paludism*, 2, 73-78. .
- Christensen, H., & Herrer, A. (1979). Susceptibility of sandflies (Diptera: Psychodidae) to Trypanosomatidae from two-toed sloths (Edentata: Bradypodidae). *Journal of Medical Entomology*, 16, 424-427.
- Consoli, R.A.G.B., & Oliveira, R.L. (1994). *Principais mosquitos de importância sanitária no Brasil*. Rio de Janeiro, Brasil: Editora Fiocruz.
- daSilva, T.R.R., Crainey, J.L., Pessoa, F.A.C., dos Santos Y. V. S., Pereira-Silva, J.W., Leles, F.S.O., Vicente, A.C, & Luz, F.S.B. (2019). Blackflies in the ointment: O. volvulus vector biting can be significantly reduced by the skin-application of mineral oil during human landing catches. *PLOS Neglected Tropical Diseases* 13(4): e0007234. doi: 10.1371/journal.pntd.0007234
- Farias, E.S., Pereira Júnior, A.M., Feijó, J.A., Pessoa, F.A.C., & Medeiros, J. (2015). Hematophagous biting midges (Diptera: Ceratopogonidae) from Tefé municipality, Amazonas state, Brazil. *Check List* 11(4): 1-7. <https://doi.org/10.15560/11.4.1676>
- Figueiró, R., & Gil-azevedo L.H. (2010). The role of Neotropical blackflies (Diptera : Simuliidae) as vectors of the onchocerciasis: a short overview of the ecology behind the disease. *Oecologia Australis*, 14(3):745-755. doi:10.4257/oeco.2010.1403.10
- Forattini, O. P. (1998). Mosquitos Culicidae como vetores emergentes de infecções. *Revista de Saúde Pública*, 32 (6), 497-502. <https://doi.org/10.1590/S0034-89101998000600001>
- Franklin-Guimarães A., Querido, L.C.A., Rocha, T., Rodrigues, D.J., Viana, P.L.,



- Bergallo, H. G., Fernandes, G.W., Toma, T.S.P., Streit, H., Overbeck, G.E., de Souza, A.Q.S., Lima, A.P., da Rosa, C.A., de Viveiros-Grelle, C.E., Lopes, A.M., Curcino, A., de Paula, A.S., Andriolo, A., dos Santos-Dias, A. ... Magnuson, W.E. (2024). Disentangling the veil line for Brazilian biodiversity: An overview from two long-term research programs reveals huge gaps in ecological data reporting. *Science of Total Environment*, 950, 174880. doi:10.1016/j.scitotenv.2024.174880
- Gebresilassie, A., Yared, S., Aklilu, E., Kirstein, O.D., Moncaz, A., Tekie, H., Balkew, M., Warburg, A., Hailu, A., & Gebre-Michael, T. (2015). The influence of moonlight and lunar periodicity on the efficacy of CDC light trap in sampling *Phlebotomus* (Larrousius) *orientalis* Parrot, 1936 and other *Phlebotomus* sandflies (Diptera: Psychodidae) in Ethiopia. *Parasites & Vectors* 8, 106. doi:10.1186/s13071-015-0723-7
- Gutiérrez-López, R., Bourret, V., & Loiseau, C. (2020). Is host selection by mosquitoes driving vector specificity of parasites? A Review on the avian malaria model. *Frontiers in Ecology and Evolution*, 8, 569230. <https://doi.org/10.3389/fevo.2020.569230>
- Jurado-Cobena, E. (2024). Oropouche Virus: More questions than answers. *Zoonoses*, 4(1), 2. doi: 10.15212/zoonoses-2024-0006
- Lim, E., Lee, W., Madzokere, E., & Herrero, L. (2018). Mosquitoes as suitable vectors for Alphaviruses. *Viruses*, 10(2), 84. doi: 10.3390/v10020084
- Magnusson, W.E., Costa, F., Lima, A., Baccaro, F., Braga-Neto, R., Romero, R. L., Menin, M., Penha, J.M., Hero, J., & Lawson, B.E. (2008). A program for monitoring biological diversity in the Amazon: an alternative perspective to threat-based monitoring. *Biotropica*, 40, 409–411. <https://doi.org/10.1111/j.1744-7429.2008.00427.x>
- Magnusson, W.E., Lima, A.P., Luizão, R., Luizão, F. J., Costa, F., Castilho, C.V., & Kinupp, V. (2005). RAPELD: A modification of the gentry method for biodiversity surveys in long-term ecological research sites. *Biota Neotropica*, 2, 1-6. <https://doi.org/10.1590/S1676-06032005000300002>.
- Maia, L.J., Oliveira, C.H., Silva, A.B., Souza, P.A.A., Müller, N.F.D., Cardoso, J.D.C., Ribeiro, B.M., Abreu, F.V.S., & Campos, F.S. (2023). Arbovirus surveillance in mosquitoes: Historical methods, emerging technologies, and challenges ahead. *Experimental Biology and Medicine*, 248(22), 2072-2082. doi: 10.1177/15353702231209415
- Marcondes, C.B. (2011) *Entomologia médica e veterinária*. (2ª ed.). Editora Atheneu.
- Ministério da Saúde, 2019. *Guia para o Planejamento das Ações de Captura de Anofelinos pela Técnica de Atração por Humano Protegido (TAHP) e Acompanhamento dos Riscos à Saúde do Profissional Capturador*. Ministério da Saúde. https://bvsms.saude.gov.br/bvs/publicacoes/guia_planejamento_acoes_captura_anofelinos_tecnica_atracao_humano_protegido.pdf
- Naseer, S., Khalid, S., Parveen, S., Abbass, K., Song, H., & Achim, M.V. (2023). COVID-19 outbreak: Impact on global economy. *Frontiers in Public Health*, 10:1009393.



doi.org/10.3389/fpubh.2022.1009393.

- Oliveira-Ferreira, J., Lacerda, M.V., Brasil, P., Ladislau, J.L.B., Tauil, P.L., & Daniel-Ribeiro, C.T. (2010). Malaria in Brazil: an overview. *Malaria Journal*, 9: 115. <https://doi.org/10.1186/1475-2875-9-115>.
- Paduan, K.D.S., & Ribolla, P.E.M. (2008). Mitochondrial DNA polymorphism and heteroplasmy in populations of *Aedes aegypti* in Brazil. *Journal of Medical Entomology*, 45(1), 59–67. doi:10.1093/jmedent/45.1.59
- Pereira-Júnior, A.M., Teles, C.B.G., dos Santos, A.P.A., Rodrigues, M. S., Marialva, E.F., Pessoa, F.A.C., & Medeiros, J.F. (2015). Ecological aspects and molecular detection of *Leishmania* DNA Ross (Kinetoplastida: Trypanosomatidae) in phlebotomine sandflies (Diptera: Psychodidae) in terra firme and várzea environments in the Middle Solimões Region, Amazonas State, Brazil. *Parasites & Vectors* 8, 180 . <https://doi.org/10.1186/s13071-015-0789-2>
- Pereira-Silva, J.W., Ríos-Velásquez, C.M., Lima, G.R., Marialva, E.F., Belchior, H.C.M., Luz, S.L.B., Naveca, F.G., & Pessoa, F.A.C. (2021). Distribution and diversity of mosquitoes and Oropouche-like virus infection rates in an Amazonian rural settlement. *PLoS ONE* 16(2): e0246932. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0246932>
- Pessoa, F.A.C., Medeiros, J.F., & Barrett, T.V. (2007). Effects of timber harvest on phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) in a production forest: abundance of species on tree trunks and prevalence of trypanosomatids. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 102, 593-599. <https://doi.org/10.1590/S0074-02762007005000075>.
- Rasmussen, S., & Goodman, R. (2018). *The CDC field epidemiology manual*. Oxford University Press. <https://www.cdc.gov/field-epi-manual/php/about/index.html>
- Rosa, C., Baccaro, F., Cronemberger, C., Hipólito, J., Barros, C.F., Rodrigues, D.J., Neckel-Oliveira, S., Overbeck, G.E., Drechsler-Santos, E.R., Anjos, M.R.D., Ferregueti, Á.C., Akama, A., Martins, M.B., Tomas, W.M., Santos, S.A., Ferreira, V.L., Cunha, C.N.D., Penha, J., Pinho, J.B. ... 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(2): e20201604. doi: 10.1590/0001-3765202120201604.
- Roswell, M., Dushoff, J., & Winfree, R. (2021). A conceptual guide to measuring species diversity. *Oikos*, 130, 321-338. doi: 10.1111/oik.07202.
- Senden, R., Farias, J.L., Aikins, J.W., Soares, M.R., Ferreira, M. X. M., Martins, E.J.S., da Silva, A.F.A., Oliveira, J. A. A., Costa, L. M., Lourenço, E.C., Diniz, P., & Bergallo, H. G. (2024). Implementação da metodologia RAPELD no Parque Natural Municipal de Nova Iguaçu (RJ) e suas implicações no plano de manejo da Unidade de Conservação. *Ineana*, 12(1): 88-98. <https://www.researchgate.net/publication/380629055>.
- Souza, R.N.C., delValle, S.U.Y., Silveira, F.T., & dos Santos, T.V. (2024). Assessment of light-emitting diodes for sampling phlebotomines (Diptera: Psychodidae) from an urban park of the Brazilian Amazon. *Journal of Medical Entomology*, 61 (2), 498-503. doi: 10.1093/jme/tjad165



Submetido em: 30 de outubro de 2024

Aprovado em: 22 de maio de 2025

Publicado em: 31 de julho de 2025

AUTORIA

Autor 1

Nome: Thiago Junqueira Izzo

Doutor em Ciências Biológicas cpm ênfase em Ecologia (INPA), professor associado IV na UFMT.

E-mail: izzothiago@gmail.com

ID lattes: <http://lattes.cnpq.br/7106236848048146>

ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-4613-3787>

País: Brasil

Autor 2

Nome: Claudia María Ríos-Velásquez

Doutora em Ciências Biológicas, com ênfase em Entomologia (INPA), pesquisadora efetiva na Fiocruz-Amazônia.

E-mail: criosvelasquez@gmail.com

ID lattes: <http://lattes.cnpq.br/7584006210682322>

ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-2684-2981>

País: Brasil

Autor 3

Nome: Deulizangela Serrão Borborema de Medeiros

Mestranda do Programa de Pós-Graduação em Biologia da Interação Patógeno Hospedeiro no (Fiocruz-Amazônia)

E-mail: angelaborborema79@gmail.com

ID lattes: <http://lattes.cnpq.br/2166534921787959>

ORCID: <https://orcid.org/0009-0003-1467-1710>

País: Brasil

Autor 4

Nome: Willian Schornobay Bochenski

Mestre em Ecologia e conservação da Biodiversidade (UFMT), Bolsista de Fixação de Recursos Humanos do CNPq (PPbio-UFMT)

E-mail: willian.bochenski@gmail.com

ID lattes: <http://lattes.cnpq.br/5295226853230963>



ORCID: <https://orcid.org/0009-0000-9412-7560>

País: Brasil

Autor 5

Nome: Felipe Arley Costa Pessoa

Doutor em Ciências Biológicas, com ênfase em Entomologia (INPA), pesquisador titular na Fiocruz-Amazônia.

Email: felipe.pessoa@fiocruz.br

ID lattes: <http://lattes.cnpq.br/2166534921787959>

ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-6318-1887>

País: Brasil