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 AMOSTRAGEM DE BORBOLETAS FRUGÍVORAS NO SISTEMA RAPELD

SAMPLING PROTOCOL FOR SURVEYING FRUIT-FEEDING BUTTERFLIES IN RAPELD SYSTEM

Rafael M. Rabelo[1,2], Márlon Breno Graça[3],
& Isabela Freitas Oliveira[4]

Resumo:

As borboletas são animais abundantes nas florestas tropicais e estão fortemente associadas a seus habitats. A guilda de borboletas frugívoras adquire suas necessidades nutricionais se alimentando de frutos apodrecidos, o que permite que sejam facilmente capturadas com armadilhas e iscas atrativas. A amostragem ativa com puçás também é frequentemente utilizada e pode complementar a amostragem de borboletas frugívoras que raramente caem em armadilhas, desde que haja um esforço amostral padronizado. Este protocolo propõe a utilização de dois métodos de amostragem padronizada de borboletas frugívoras no sistema RAPELD: amostragem passiva com armadilhas e iscas atrativas e amostragem ativa com auxílio de redes entomológicas (puçás). Apresentamos aqui, um protocolo adaptado e compatível com a iniciativa do Programa Nacional de Monitoramento da Biodiversidade – Programa Monitora/ICMBio. A implementação deste protocolo permite a coleta padronizada de dados de borboletas frugívoras, que podem ser integrados aos demais tipos de dados biológicos e ambientais coletados no sistema RAPELD (ex., aves, composição florística, estrutura da vegetação). Com isso, esse protocolo permite medir não apenas as mudanças nas populações e comunidades ao longo do tempo, mas também avaliar como essas variações estão associadas com as mudanças ambientais e de outros grupos biológicos associados às borboletas.

Palavras-chave: Insetos, Lepidoptera, Padronização, PPBio, Van Someren-Rydon.

[1] Coordenação de Pesquisa e Monitoramento, Instituto de Desenvolvimento Sustentável Mamirauá, Estrada do Bexiga, 2584, Fonte Boa, CEP 69553-225, Tefé-AM, Brasil. Email: rafael.rabelo@mamiraua.org.br; rmrabelo@gmail.com
[2] Programa de Pós-Graduação em Ecologia, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus, AM, Brasil.
[3] Departamento de Ensino, Pesquisa e Extensão, campus Coari, Instituto Federal do Amazonas, Coari, AM, Brasil.
[4] Centro Nacional de Pesquisa e Conservação em Biodiversidade e Restauração Ecológica, Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade, Brasília, DF, Brasil.

Abstract:

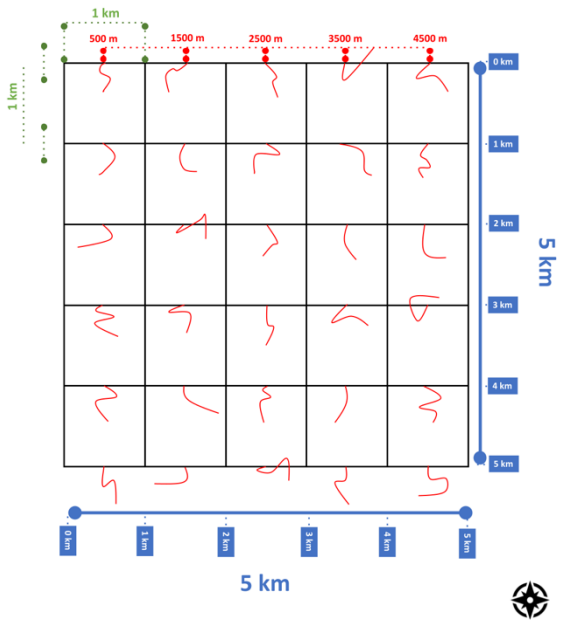
Butterflies are abundant animals in tropical forests and are strongly associated with their habitats. The guild of frugivorous butterflies meets its nutritional needs by feeding on rotting fruits, which makes them easy to capture using traps and attractive baits. Active sampling with entomological nets (sweep nets) is also frequently used and can complement the sampling of frugivorous butterflies that rarely fall into traps, provided that a standardized sampling effort is applied. This protocol proposes the use of two standardized sampling methods for frugivorous butterflies within the RAPELD system: passive sampling with traps and attractive baits, and active sampling with the aid of entomological nets. We present here a protocol adapted to and compatible with the initiative of the National Biodiversity Monitoring Program – Monitora Program/ICMBio. The implementation of this protocol allows for standardized data collection of frugivorous butterflies, which can be integrated with other types of biological and environmental data collected in the RAPELD system (e.g., birds, floristic composition, vegetation structure). In this way, the protocol makes it possible to measure not only changes in populations and communities over time, but also to assess how these variations are associated with environmental changes and with other biological groups associated with butterflies.

Keywords: Insects, Lepidoptera, Standardization, PPBio, Van Someren-Rydon.

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.

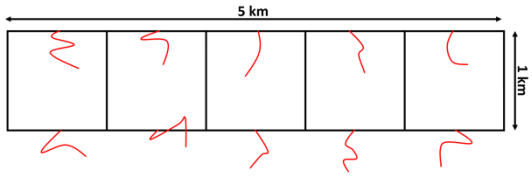
Grid de amostragem com as trilhas principais de 5 km e parcelas dispostas a cada 1 km



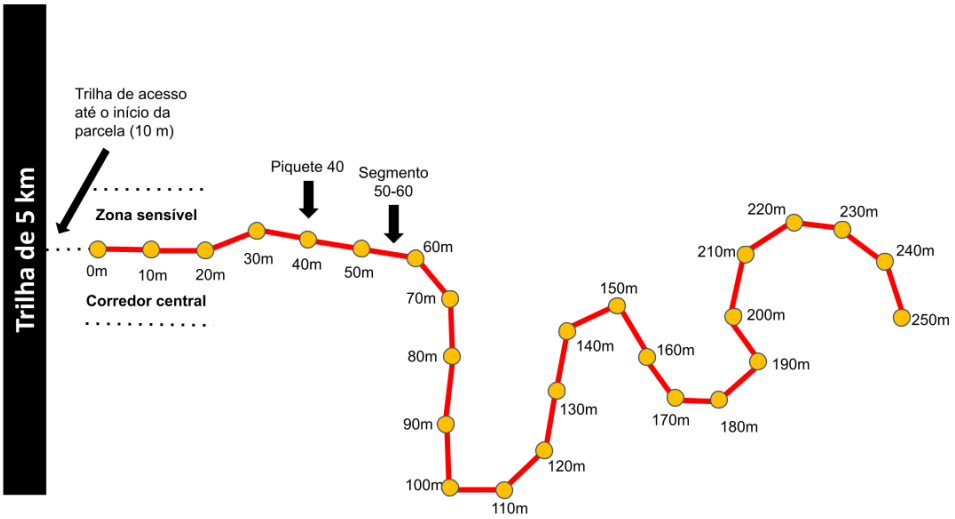
As **parcelas uniformemente distribuídas** são transectos de 250 metros de comprimento posicionados ao longo de curvas de nível, com larguras ajustadas conforme o grupo taxonômico ou variável estudada. Essa disposição minimiza os efeitos da topografia sobre as condições ambientais dentro das parcelas,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

As borboletas são animais abundantes nas florestas tropicais e estão fortemente associadas a seus habitats em todos os estágios da vida (Freitas et al., 2006). A guilda de borboletas frugívoras constitui um grupo não monofilético de quatro subfamílias da família Nymphalidae (i.e., Biblidinae, Charaxinae, Nymphalinae: Coeini e Satyrinae), e compreende até 75% da riqueza dos ninfalídeos neotropicais (Brown, 2005). Esse grupo obtém a maior parte de suas necessidades nutricionais se alimentando de frutos apodrecidos, seiva de plantas e outros materiais em decomposição, o que permite uma amostragem fácil e simultânea com armadilhas de iscas atrativas. Além disso, essa guilda pode funcionar como um bom grupo indicador de qualidade e de mudanças ambientais, uma vez que sua riqueza e diversidade locais estão correlacionadas com a diversidade total de borboletas e de vários artrópodes, vertebrados, árvores e lianas (Brown & Freitas, 2000; Gardner et al., 2008; Graça et al., 2016).

Estudos com borboletas frugívoras frequentemente usam armadilhas atrativas como método de amostragem, devido à facilidade de instalação das armadilhas, à possibilidade de realizar amostragem sincronizada em diferentes locais e à padronização de protocolos de coleta (DeVries et al., 2016; Freitas et al., 2014; Van Swaay et al., 2015). As armadilhas consistem em um cilindro de tecido fechado na parte superior e com abertura na parte inferior, com uma plataforma para apoio da isca atrativa (geralmente constituída de frutos fermentados – ver sessão adiante; Fig. 1A). Ao serem atraídas pela isca, as borboletas entram pelo espaço entre a plataforma e o cilindro de tecido, e tendem a voar para cima, ficando presas no interior da armadilha. A amostragem com essas armadilhas, aliada à relativa facilidade de identificação das espécies, torna esse método bastante útil para estudos ecológicos (Bonebrake et al., 2010). Por ser um método de amostragem passiva, a detecção e sucesso de captura não depende da experiência dos coletores (DeVries et al., 2016).

A utilização de armadilhas atrativas também possibilita amostrar borboletas ao longo do gradiente vertical de florestas, com instalação de armadilhas no sub-bosque e no dossel (DeVries, 1988). Esse método é adequado também para estudos de monitoramento populacional, longevidade de adultos, determinação de área de vida e forrageamento, já que a armadilha atrativa captura e mantém as borboletas vivas e possibilita a marcação e soltura dos indivíduos capturados (Figura 1C; Lourenço et al.

2021; mas veja Marchant et al., 2015). Além disso, as armadilhas também são eficientes na amostragem de espécies de mariposas frugívoras das famílias Noctuidae e Erebidae (Ribeiro & Freitas, 2010; Sussenbach & Fiedler, 1999), podendo ainda, ocasionalmente, atrair algumas borboletas nectarívoras da tribo Ithomiini em algumas regiões (Uehara-Prado & Freitas, 2009). Outros grupos de insetos, incluindo besouros, moscas, baratas, esperanças e vespas, também são frequentemente capturados, embora estudos sobre suficiência amostral desses grupos ainda precisem ser realizados. Ainda que o tipo de armadilha e isca sejam relativamente bem estabelecidos entre estudos com borboletas frugívoras, o esforço de coleta em termos de número de armadilhas por unidade amostral e número de dias de amostragem varia bastante entre estudos no Brasil (ex., Barlow et al. 2007; Beirão et al., 2017; de Brito et al., 2021; Freire Jr et al., 2024; Graça et al., 2016; Graça et al., 2017a; Graça et al., 2017b; Gueratto et al., 2020; Lourenço et al., 2020; Melo et al., 2023; Oliveira et al., 2023; Pereira et al., 2017; Rabelo et al., 2021a; Rabelo et al., 2021b; Ribeiro & Freitas, 2012; Uehara-Prado et al., 2007).

A amostragem ativa com puçás também é frequentemente utilizada na captura de espécies do grupo, podendo ser empregada para complementar a diversidade de borboletas frugívoras que raramente caem em armadilhas. É o caso da tribo Haeterini (Satyrinae), composta por borboletas que voam muito próximo ao chão, quase nunca acima de 50 cm do solo. Como as armadilhas são tradicionalmente instaladas a aproximadamente 1,5 metros do chão, essas espécies não costumam ser capturadas nas armadilhas, acarretando em uma subamostragem desse grupo, apesar de ser bem representativo no sub-bosque das florestas de terra firme da Amazônia (Graça et al., 2016, 2017b; Oliveira et al., 2021). Além disso, algumas espécies de borboletas frugívoras da tribo Satyrini (ex. *Splendeuptychia gera*, *S. nortia*, *Modestia hapyia* e espécies do gênero Euptychia) por vezes são amostradas com maior sucesso com o uso do puçá (Graça et al., 2016; Oliveira et al., 2021). Portanto, este método pode ser utilizado para complementar a amostragem passiva, desde que haja um esforço amostral padronizado (Graça et al., 2017b; Rabelo et al., 2021a; Rabelo et al., 2021b).

Nesse contexto, este protocolo propõe a utilização de dois métodos de amostragem padronizada de borboletas frugívoras no sistema RAPELD: amostragem passiva com armadilhas e iscas atrativas e amostragem ativa com auxílio de redes entomológicas (puçás). Tanto a amostragem com armadilhas atrativas, quanto a amostragem ativa com

puçás, permitem a captura e coleta de indivíduos, possibilitando o acesso a diversos tipos de dados biológicos e ecológicos no nível dos indivíduos (amostras para DNA, características morfológicas e outros traços funcionais), das populações (ocorrência, abundância, flutuação) e das comunidades (riqueza, composição de espécies). Além disso, este protocolo foi pensado e adaptado para ser compatível com o roteiro metodológico de borboletas frugívoras do Programa Nacional de Monitoramento da Biodiversidade – Programa Monitora/ICMBio (Santos et al., 2014). A implementação deste protocolo visa facilitar a coleta padronizada e consistente de dados de borboletas frugívoras de forma integrada aos outros dados biológicos e ambientais coletados no sistema RAPELD (ex., aves, composição florística, estrutura da vegetação, etc.). Dessa forma, será possível medir não apenas as mudanças nas populações e comunidades ao longo do tempo, mas também avaliar como essas variações estão associadas com as mudanças ambientais e de outros grupos biológicos associados às borboletas.

2 MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Material

2.1.2 Para instalação das armadilhas

- Armadilha Van Someren-Rydon (preferencialmente de cores escuras)
- Isca de banana e caldo de cana (ou açúcar mascavo) fermentada por 48 horas
- Copinhos descartáveis de 50 ml
- Fita crepe
- Barbante
- Nylon ou linha de pesca entre 0,40 a 0,80 mm
- Corda Polipropileno trançada de 2,5 mm
- Lona pequena
- Estilingue/baladeira
- Chumbada de pesca n° 5 ou 6 (várias para o caso de perdas)
- Fita colorida
- Canivete
- Graxa/vaselina
- Facão ou terçado

- GPS (caso tenha disponível)

2.1.2 Para checagem das armadilhas

- Rede entomológica (puçá)
- Isca de banana e caldo de cana (ou açúcar mascavo) fermentada por 48 horas
- Copinhos descartáveis de 50 ml (caso algum tenha sido danificado)
- Prancheta, fichas de campo, lápis, apontador e borracha
- Prendedor de roupas
- Pinça entomológica
- Envelopes entomológicos
- Pote para armazenamento dos envelopes com os indivíduos coletados
- Pincel permanente atóxico
- Pote com tampa para o descarte de isca substituída
- Guarda-chuva
- Fita crepe (caso a fita na armadilha perca a cola)
- Saco plástico grande (para armazenamento de fichas e indivíduos coletados em caso de chuva)
- Câmera fotográfica/celular com câmera
- Régua
- Linha e agulha (caso a armadilha rasgue)
- Papel higiênico (para limpeza de isca na base em caso de derramamento)

2.2 Métodos

O protocolo de amostragem de borboletas frugívoras no sistema RAPELD envolve um método de captura passiva e outro de busca ativa. A captura passiva de borboletas utiliza armadilhas com iscas atrativas (Figura 1A). Em cada parcela, coloca-se quatro pares de armadilhas, espaçados por 50 metros, sendo cada par constituído por uma armadilha no sub-bosque e uma no dossel (Figura 2). As armadilhas são iscadas com uma mistura de caldo-de-cana e bananas fermentadas por 48 horas. As armadilhas ficam ativas por seis dias consecutivos, sendo checadas a cada 24 ou 48 horas para verificar as capturas. As iscas devem ser substituídas por uma nova, no máximo, a cada 48 horas. A

busca ativa de borboletas é realizada com auxílio de puçás. Após o término da checagem das armadilhas, duas pessoas realizam a busca ativa de borboletas por 30 minutos. Com isso, são realizados cinco dias de amostragem ativa em cada parcela. A seguir, detalhamos este protocolo, explicando como preparar o material listado para a instalação, checagem e retirada das armadilhas.

Figura 1 - Armadilha atrativa do tipo Van Someren-Rydon posicionada com a base a 1–1,5 m do solo (A) Fotografias da parte dorsal (B) e ventral (C) de um indivíduo de *Hamadryas feronia* marcada com caneta permanente com uma numeração única. Fotos: Isabela Oliveira.

2.2.1 Pré-instalação

As armadilhas que recomendamos são as do tipo Van Someren-Rydon (Figura 1A), encontradas em lojas especializadas em materiais de coleta biológica ou confeccionadas por profissionais experientes de costura. Elas consistem em um cilindro de tecido, geralmente voal ou tule escuro, fechado na parte superior com plástico transparente e com um cone de tecido que possui uma abertura de 4 a 5 cm na parte inferior, para a entrada dos insetos. A base, presa abaixo da abertura do cone, consiste em uma placa de material leve, geralmente plástico ou vinil, onde é posicionado o pote com

a isca. Quando as borboletas são atraídas e entram pelo espaço entre a base e o cilindro de tecido, tendem a voar para cima por conta do fototropismo positivo, ficando presas no interior da armadilha.

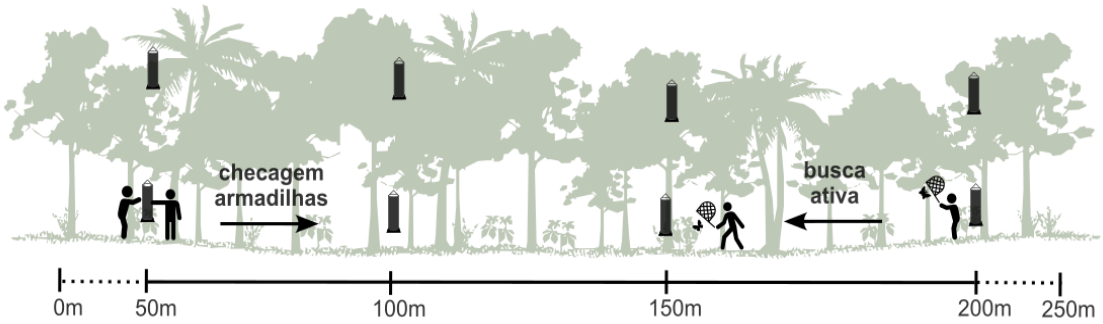


Figura 2 - Desenho esquemático de uma parcela RAPELD para amostragem de borboletas frugívoras.

Dois dias antes da instalação das armadilhas, é necessário preparar a isca. Para isso, use, preferencialmente, variedades de bananas que sejam mais doces e macias (ex., maçã, nanica, prata, etc.), as quais devem sempre estar bem maduras. Amasse e misture as bananas com caldo de cana, na proporção de 3 kg de banana (pesadas com casca) para 1 litro de caldo de cana (Santos et al., 2014). Caso seja possível, pode-se usar um liquidificador para facilitar a mistura. Em alguns lugares ou em alguns períodos do ano pode ser difícil ter acesso ao caldo de cana. Nesses casos, o caldo de cana pode ser substituído por açúcar mascavo (10 colheres de sopa de açúcar dissolvidas em 200 ml de água para cada 3 kg de banana). Após a mistura, coloque a isca dentro de uma garrafa PET, tire o ar apertando a garrafa, tampe e deixe fermentar por, pelo menos, 48h. Recomendamos não encher mais do que a metade do recipiente, pois a mistura vai fermentar e produzir muito gás. Além disso, é necessário que se remova o ar das garrafas com isca fermentando a cada cinco ou seis horas, uma vez que a pressão interna pode estourar a garrafa.

Para dispor a isca na base das armadilhas, pode ser interessante utilizar copinhos descartáveis com uma tampa furada. Essa estratégia ajuda a reduzir a evaporação da água em ambientes muito secos e evita que o vento derrube a isca na armadilha, ao mesmo tempo que permite que o odor do fermentado se dissipe pelos orifícios da tampa. Caso opte por usar os copinhos com tampa, elas podem ser furadas com auxílio de pregos ou facas antes de ir ao campo.

2.2.2 Instalação

No primeiro dia de campo, ocorre a instalação das armadilhas. Idealmente, essa tarefa pode ser feita por três pessoas, especialmente para ajudar a distribuir o peso do material sendo carregado, mas em locais com fácil acesso, é possível fazer com duas pessoas. As armadilhas são instaladas ao longo do corredor central da parcela, sendo o primeiro par de armadilhas é instalado no piquete 50 m da parcela, sendo os demais pares instalados nos piquetes 100 m, 150 m e 200 m. Primeiramente, instala-se a armadilha no dossel e utiliza-se a mesma corda que suspende a armadilha do dossel para prender a armadilha do sub-bosque (Figura 3).

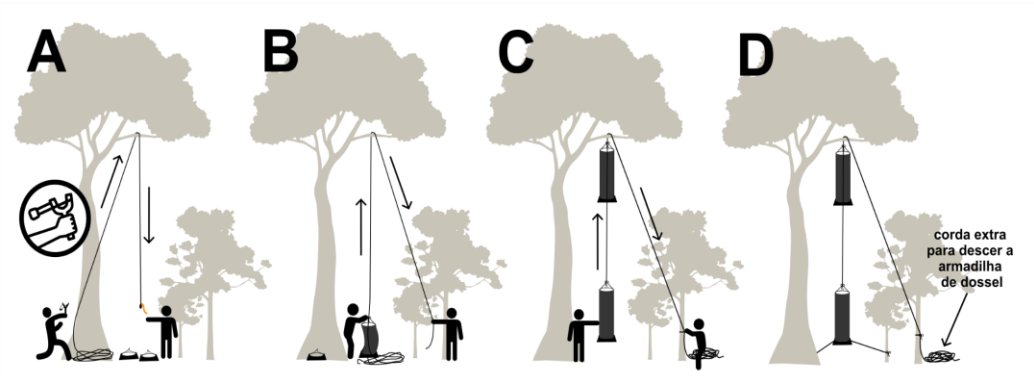


Figura 3 - Etapas de A–D para instalação de um par de armadilhas Van-Someren Rydon no dossel e sub-bosque para captura de borboletas frugívoras.

O primeiro passo é escolher um local adequado para pendurar a armadilha no dossel. Procure por forquilhas que tenham boa visibilidade a partir do chão, com um sub-bosque aberto para conseguir suspender a armadilha sem muitos obstáculos. Após a escolha do local, estenda a lona no chão para separar o material e dispor alguns metros de linha de nylon de forma a facilitar o desenrolar do carretel e evitar que a linha se enrosque em galhos, folhas e plântulas no chão. Amarre a chumbada de pesca e um pedaço da fita colorida (~20–30 cm) na extremidade da linha próxima à chumbada, a qual será arremessada com o auxílio do estilingue na forquilha do galho escolhido. É comum a chumbada ficar presa em galhos ou cair no chão e, quando isso acontece, a fita colorida ajuda a localizá-la no chão. É recomendável levar chumbadas extras para eventual reposição em caso de perdas. Esse passo pode demorar alguns minutos, especialmente nas primeiras tentativas, mas torna-se mais ágil com o ganho de experiência. Além disso, é fundamental manter-se sempre alerta, preferencialmente utilizar capacete de segurança

e permanecer a uma distância segura para evitar acidentes durante o arremesso das chumbadas.

Após acertar a forquilha, desça a chumbada até o nível do solo (Figura 3A). É indicado substituir a linha de pesca por uma corda polipropileno trançada, pois esta é mais resistente e mais fácil de manusear durante a checagem das armadilhas. Para realizar a substituição, retire a chumbada e amarre a corda de polipropileno na extremidade da linha de pesca. Em seguida, recolha a linha de pesca completamente até que a corda de polipropileno chegue à pessoa que está recolhendo a linha. Fique atento para puxar uma quantidade extra suficiente de corda para que seja possível suspender e baixar a armadilha do dossel na hora da checagem, sem perder a corda. Para isso, recomendamos cortar a outra extremidade da corda de polipropileno (ou seja, a que está presa ao carretel) apenas no final da instalação.

Após a substituição da corda, use a extremidade com a ponta da corda de polipropileno para manter as armadilhas penduradas. Na outra extremidade (i.e., do carretel), sem cortar a corda, amarre firmemente a primeira armadilha (que será posicionada no dossel), a qual será suspendida brevemente para o preparo da armadilha e posicionamento da isca (Figura 3B). Passe um pouco de graxa/vaselina na parte superior do barbante que suspende a armadilha para evitar que formigas cheguem nela pela parte superior. Coloque cerca de 30–50 ml de isca no copo descartável – pode-se usar a medida do copinho de café para padronizar a quantidade de isca nas armadilhas. Caso opte por usar o pote com tampa, coloque a tampa sobre o pote e fixe-o na base da armadilha com auxílio da fita crepe. Antes de içar a armadilha, certifique-se que a abertura lateral do tecido esteja fechada e que o espaço entre a base e o cilindro não seja superior a 5 cm. Também recomendamos passar o carretel no espaço entre a base e o cilindro para manter a armadilha presa tanto pela parte superior, por onde ela está suspensa, quanto pela inferior, por onde ela será conectada à armadilha de sub-bosque – isso evita que ventos fortes balancem a armadilha e derrubem a isca. Com tudo pronto, suspenda a armadilha até o dossel, cerca de 1–1,5 m abaixo da altura desejada.

Use a extremidade da corda que desce da armadilha de dossel para amarrar a armadilha do sub-bosque. Depois que esta estiver amarrada, suspenda ambas as armadilhas até que a de sub-bosque fique a cerca de 1,5 m de altura do chão (Figura 3C). Amarre a extremidade com a corda extra que ainda está presa ao carretel a uma árvore

próxima para manter as armadilhas suspensas e, após deixar uma quantidade suficiente para baixar as armadilhas, corte a corda com auxílio do canivete. Com ambas as armadilhas suspensas, amarre a base daquela instalada no sub-bosque com auxílio de dois ou três pedaços de barbante em raízes, troncos ou árvores próximas para evitar que ventos fortes as balancem e derrubem a isca (Figura 3D). Passe graxa em todos barbantes para evitar que as formigas subam para as armadilhas. Use o terçado/facão para tirar qualquer pedaço de galho ou cipó que esteja tocando na armadilha (eles podem facilitar o acesso de formigas). Evite manter as armadilhas muito próximas ao caule ou troncos de árvores, para dificultar o acesso de animais vertebrados, por exemplo, macacos e marsupiais, às armadilhas. Caso isso aconteça, use as cordas presas na base das armadilhas para afastar desses locais. Repita o processo com os outros três pares de armadilhas e siga para a próxima parcela. Havendo disponibilidade de um equipamento de GPS, indicamos que se colete as coordenadas geográficas de cada par de armadilha.

2.2.3 Checagem das armadilhas e busca ativa

No dia seguinte à instalação (segundo dia), inicia-se a checagem das armadilhas para verificar a captura de borboletas e para substituição da isca. A chegada na armadilha deve ser feita com cautela, pois podem haver borboletas se alimentando na isca, entre a base e o cilindro (portanto, não estando presas dentro da armadilha), as quais podem ser afugentadas. Caso isso aconteça, use o puçá ou as mãos para suspender gentilmente a base da armadilha de baixo para cima, de forma a fechar o espaço entre a base e o cilindro e fazer com que a borboleta voe para dentro da armadilha. Com todas as borboletas presas no cilindro, retire o copo de isca da base para evitar derramá-la enquanto manuseia a armadilha. Use os prendedores de roupas para fechar o espaço entre o cilindro e a base, de forma a evitar eventuais fugas de dentro da armadilha. Descarte a isca em um pote específico – jamais despreze a isca no chão, pois isso pode gerar pontos de atração alternativos que não aquele dentro da armadilha. Uma dica que pode evitar a perda de cola da fita crepe usada para manter o copo de isca preso à base é utilizar dois copos descartáveis: um que fica permanentemente preso a base da armadilha e o outro que fica inserido dentro do primeiro e que pode ser retirado para substituição da isca.

Antes de começar a retirar as borboletas, anote os dados do cabeçalho da ficha de campo (Figura 4; Material Suplementar S1) e inspecione a armadilha com cuidado para

verificar a presença de vespas, as quais são frequentemente encontradas nas armadilhas. Em caso de coleta dos indivíduos, indicamos anotar as informações nos envelopes (data, códigos da armadilha e parcela, e identificador do indivíduo) antes de começar a retirar as borboletas para agilizar o processo. Use a pinça entomológica (ou os dedos indicador e médio em formato de pinça) para delicadamente retirar as borboletas da armadilha. Para a coleta dos indivíduos, faça uma gentil, mas firme, compressão torácica no animal, garantindo que ele não seja mais capaz de bater as asas, e o armazene de asas fechadas dentro do envelope identificado. Armazene os envelopes em um pote/pasta exclusivo, para evitar que sejam amassados. Repita o processo com as demais borboletas capturadas. Em caso de captura e soltura, primeiramente, marque o indivíduo capturado com a caneta permanente com um número ou código único e fotografe as faces dorsal (Figura 1B) e ventral (Figura 1C) das asas, preferencialmente com uma régua de escala ao lado. Anote os dados do indivíduo na ficha de campo e solte-o. Em caso de chuva, use o guarda-chuva para manusear as borboletas e um saco plástico grande para armazenar as fichas de campo e envelopes.

Antes de reposicionar a armadilha de sub-bosque e substituir a isca, é preciso checar a armadilha de dossel. Para isso, desça gentilmente a armadilha do dossel e repita o processo de checagem das capturas de borboletas. Ao final do processo, antes de substituir a isca na armadilha, verifique se há furos ou rasgos na armadilha e, caso os encontre, use a linha e agulha para repará-los. Substitua a isca e reposicione a armadilha de dossel para então realizar potenciais reparos em furos e rasgos e recolocar a isca nova na armadilha de sub-bosque. Repita o processo nos demais pares de armadilhas da parcela.

Sítio:	Reserva Ducke	**Data:**	30 / 10 / 2024	**Parcela:**	L01 – 0500
Visita:	1	**Equipe:**	Maria Silva, João Souza		

ID	Armadilha/ segmento	Estrato[1]	Método[2]	Espécie	Observações
001	1	SB	VSR	Bia actorion	–
002	3	DO	VSR	Archaeoprepona demophon	–
003	60	SB	PU	Pierella lena	–

Figura 4 - Modelo de ficha de campo preenchida com dados hipotéticos de borboletas frugívoras. SB e DO

indicam sub-bosque e dossel, enquanto VSR e PU, indicam Van Someren-Rydon e puçá, respectivamente.

Após a checagem de todas as armadilhas da parcela, inicia-se a busca ativa com o auxílio dos puçás. A busca inicia no piquete 250 m e termina no piquete 0 m. Nesse processo, duas pessoas portando puçás e afastadas entre si por 30 a 50 m, realizam a busca ativa por borboletas ao longo do corredor central da parcela durante 30 minutos. A busca é preferencialmente direcionada à guilda de borboletas frugívoras. A cada indivíduo capturado, registre as informações na ficha de campo, incluindo o segmento da parcela em que foi capturado. Em seguida, marque, fotografe e solte o indivíduo ou, dependendo dos objetivos do estudo, colete-o e armazene-o no envelope. Em caso de chuva, a atividade deve ser suspensa. Ao final dos 30 minutos de amostragem, organize o material e siga para as demais parcelas para repetir o processo de checagem das armadilhas e busca ativa.

Repita o processo de checagem de armadilhas e busca ativa pelos cinco dias seguintes, período durante o qual as armadilhas permanecem ativas em campo antes da retirada, totalizando sete dias completos de amostragem com as armadilhas, tal como no protocolo do Programa Monitora (Santos et al., 2014), e cinco dias de busca ativa com puçás (2,5 horas/parcela). Idealmente, deve-se intercalar a ordem ou turno de checagem das armadilhas para que a busca ativa de borboletas seja realizada em diferentes horários do dia, contemplando a amostragem de espécies com diferentes padrões de atividades. No sétimo dia, realiza-se a retirada das armadilhas e não é feita a busca ativa com puçás. Antes da retirada, realize todo o processo de checagem das capturas. Após a coleta dos indivíduos, as armadilhas podem ser retiradas. Em caso de monitoramento contínuo, é recomendado deixar as cordas instaladas para reutilização na amostragem seguinte.

2.2.4 Considerações logísticas e esquema de amostragem

A duração das expedições e seus custos financeiros podem variar de acordo com o tamanho da equipe e quantidade de armadilhas disponíveis para realizar as amostragens (Tabela 1). Com 40 armadilhas disponíveis e uma equipe de duas pessoas (um pesquisador e um assistente), é possível fazer a amostragem em uma trilha RAPELD com cinco parcelas simultaneamente. Isso resulta em uma expedição com, pelo menos, 14 dias de campo por módulo (considerando módulos com 10 parcelas), mais dois dias de

deslocamento. Com 80 armadilhas e uma equipe de duas pessoas (um pesquisador e um assistente), é possível amostrar dez parcelas RAPELD (duas trilhas com cinco parcelas cada) de forma simultânea. Nesse esquema, no primeiro dia são instaladas as armadilhas em uma das trilhas e no segundo dia, instala-se as armadilhas na segunda trilha. No terceiro dia, começam as checagens, que ocorrem em dias intercalados em cada trilha, resultando em visitas a cada 48h e totalizando três visitas/parcela. Como a busca ativa ocorre nos dias de checagem das armadilhas, excluindo os dias de instalação e retirada das armadilhas, o esforço amostral é reduzido de 2,5h/parcela para 1h/parcela. No entanto, havendo a possibilidade de montar uma equipe de quatro pessoas (dois pesquisadores e dois assistentes) e a disponibilidade de 80 armadilhas, é possível realizar a amostragem simultânea em 10 parcelas, sem a necessidade de realizar as checagens em dias alternados (as iscas podem ser substituídas a cada 48h). Esse esquema é o que possui a maior eficiência, diminuindo o tempo da expedição e, consequentemente diminuindo os custos financeiros, sem comprometer o esforço amostral da busca ativa. Além disso, a checagem a cada 24h diminui o risco de perdas de borboletas capturadas nas armadilhas e de danos às asas que tragam dificuldades na identificação.

Tabela 1 - Esquemas logísticos potenciais para amostragem de borboletas frugívoras em módulos RAPELD.

Equipe	**2 pessoas (1 pesquisador + 1 assistente)**	**2 pessoas (1 pesquisador + 1 assistente)**	**4 pessoas (2 pesquisadores + 2 assistentes)**
Nº total de armadilhas	40	80	80
Nº parcelas amostradas simultaneamente	5	10	10
Intervalo entre amostragens	24 h	48 h	24 h
Esforço armadilhas (armadilhas*dias)	560	560	560
Esforço busca ativa (horas*parcelas)	25	10	25
Dias de campo	14 dias/módulo	8 dias/módulo	7 dias/módulo
Orçamento* (diárias de assistente + alimentação)	R$ 2,800.00	R$ 1,600.00	R$ 2,800.00
Orçamento* (diárias de assistente e cozinheira + alimentação)	R$ 4,900.00	R$ 2,800.00	R$ 3,850.00

*Orçamento calculado com base em uma diária de assistente de campo no valor hipotético de R$ 100,00 e um custo de alimentação aproximado de R$ 50,00/pessoa/dia. Além destes custos, existem gastos adicionais com deslocamento, que dependem da localização e condições logísticas das equipes de campo até os locais de amostragem.

2.2.5 Recomendações gerais

No sistema RAPELD, diversos outros grupos biológicos, bem como coleta de variáveis abióticas, são amostrados nas mesmas parcelas, o que permite a realização de

estudos integrados, associando os dados de borboletas com outros grupos biológicos de interesse (ex., composição florística de plantas hospedeiras, estrutura da vegetação, aves predadoras, diversidade de demais grupos de insetos). Nesse sentido, em alguns locais mais remotos, é comum que pesquisadores de diferentes grupos biológicos queiram otimizar os recursos, realizando expedições de campo simultâneas para coleta de dados. No entanto, é importante ressaltar que os protocolos de amostragem de alguns grupos biológicos podem comprometer a amostragem de borboletas frugívoras, se realizados simultaneamente. Por exemplo, a amostragem concomitante de borboletas frugívoras e de besouros rola-bostas (Rodrigues et al., nessa edição) deve ser evitada, pois a presença de outros tipos de isca pode comprometer a amostragem de ambos os grupos.

Após a coleta de dados de borboletas em campo, a triagem, montagem e identificação das espécies pode demandar mais ou menos tempo, a depender da experiência dos identificadores. Embora a identificação de borboletas frugívoras seja relativamente fácil, especialmente em comparação a outros invertebrados, alguns grupos podem ser bastante desafiadores (ex., Satyrini: Euptychiina; espécies dos gêneros *Memphis e Zaretis*). Além disso, a taxonomia do grupo, especialmente Euptychiina, vem passando por constantes atualizações (Espeland et al., 2018, 2019, 2023; Marín et al., 2017; Nakahara et al., 2022; Wahlberg et al., 2009; Zacca et al., 2021), sendo fundamental estar atualizado com a literatura. Para ajudar no processo de identificação das espécies, existem muitos guias de campo e páginas na internet, os quais são de livre acesso e podem ser consultados (Garwood & Jaramillo 2023; Oliveira & Baccaro, 2024a, 2024c, 2024d, 2024e, 2024f, 2024b; Santos et al., 2014c, 2014a, 2014b, 2014d; Warren et al., 2024). Após uma identificação prévia das espécies, é fundamental consultar os artigos de descrição das espécies e/ou artigos de revisão do gênero para uma maior confiabilidade na identificação. Além disso, recomendamos que as identificações sejam sempre validadas por especialistas e que, se possível, construa coleções de referência que podem ser depositadas em coleções científicas locais.

Após a identificação das espécies de todos os indivíduos capturados/coletados, é preciso finalizar a construção do banco de dados e seus metadados. Antes de digitar as fichas de campos em planilhas eletrônicas (ex., Excel, Material Suplementar S2), recomendamos que se digitalize as fichas de campo. Isso porque os papéis podem ficar ilegíveis ao longo do tempo e, caso precise realizar eventuais consultas às fichas, é

importante ter cópias digitalizadas.

Ao digitar os dados nas planilhas, recomendamos algumas práticas para facilitar a curadoria e o uso dos dados. A primeira e mais importante é registrar os metadados, que são basicamente informações sobre os dados (Material Suplementar S3). Os metadados incluem a descrição de todas as informações relevantes para se compreender o banco de dados, tal como o nome e contato dos responsáveis pelos dados, a abrangência espacial e temporal em que os dados foram coletados e os métodos utilizados (com descrição de detalhes como tipo de isca ou adaptações realizadas nos métodos, por exemplo). Essas informações podem ser registradas, inclusive, antes e durante a coleta de dados, quando os detalhes metodológicos estão frescos na memória. Além disso, os metadados incluem a descrição detalhada das informações contidas em cada coluna (atributos) da planilha, informando se o tipo de dado contido em cada coluna é de texto ou numérico, se é uma lista, quais são as unidades de medida, etc. (Material Suplementar S2 e S3). Essas informações auxiliam os futuros usuários do banco de dados e, eventualmente, até mesmo os coletores a entenderem o banco de dados que estão trabalhando. Ao digitar os dados em uma planilha (Material Suplementar S2), é importante que cada indivíduo seja registrado em uma linha diferente, pois isso facilita o uso dos dados para uma variedade maior de objetivos. Outra boa prática na digitação dos bancos de dados, é evitar o uso de caracteres especiais (!, #, $, %, <, ç, &, etc.) e palavras com acentos gráficos. Isso porque o uso desses caracteres comumente prejudica a importação das planilhas de dados para softwares de análise de dados.

Por fim, uma prática que é definitivamente importante, é depositar os dados em um repositório de acesso público, especialmente se a coleta dos dados for financiada com recursos públicos. Essa prática facilita a disponibilidade de informações para a sociedade, permite que os dados possam ser utilizados por tomadores de decisão, além de ampliar a possibilidade de participação em estudos integrados ou em amplas escalas espaciais. Existem alguns repositórios que podem ser utilizados para armazenamento e disponibilização dos dados como, por exemplo, o próprio repositório de dados do PPBio (https://ppbio.inpa.gov.br/repositorio/dados), ou o repositório do Sistema de Informação sobre a Biodiversidade Brasileira (SiBBr – https://www.sibbr.gov.br/) ambos integrado à iniciativa global de repositórios de dados ambientais, o DataOne.

3 PERSPECTIVAS

Esse protocolo representa um esforço de pesquisadores que trabalham com a amostragem de borboletas frugívoras para estudos ecológicos e que já utilizaram diferentes protocolos de amostragem dentro do sistema RAPELD na Amazônia brasileira. O sistema RAPELD, implantado há duas décadas na Amazônia brasileira, tem contribuído para o registro e coleta de dados de diversos táxons, incluindo plantas, invertebrados e vertebrados, e para a medição de variáveis abióticas em vários tipos de ambientes amazônicos, como florestas de terra firme, florestas de areia branca (campinas e campinaranas), matas de igapó e várzea, e igarapés e rios (ver outras contribuições deste volume). No entanto, ainda que estudos com borboletas frugívoras já tenham sido realizados no sistema RAPELD ou semelhante (e.g., Graça et al., 2016; Graça et al., 2017a; Graça et al., 2017b; Rabelo et al., 2021a; Rabelo et al., 2021b), observamos uma falta de padronização da amostragem, que dificulta ou inviabiliza comparações acuradas e a integração entre dados para estudos em maiores escalas espaciais e temporais. Por exemplo, dependendo da abordagem a ser feita, os dados de borboletas frugívoras da Reserva Ducke em Manaus, coletados em 2013, não são comparáveis com os dados do Parque Nacional de Viruá, em Roraima, ou com aqueles do Parque Estadual Chandless, no Acre, ambos coletados em 2015. As principais incongruências estão na quantidade de métodos aplicados, no número de armadilhas ativas por parcela, na disposição das armadilhas entre sub-bosque e dossel, no tipo de isca usado na armadilha e no tempo de atividade da armadilha instalada em campo.

Em caso de limitação de recursos para compra de armadilhas ou praticidade, recomendamos como o protocolo mínimo apenas a amostragem com armadilhas no sub-bosque, sem a instalação de armadilhas no dossel e sem a busca ativa, tal como é realizado no protocolo do Programa Monitora. No entanto, havendo a possibilidade de amostrar os demais estratos (dossel e estratos mais baixos da floresta, próximo ao chão), incentivamos que seja realizado, pois este incremento no método é capaz de complementar a amostragem de borboletas.

O protocolo aqui apresentado busca padronizar os métodos de amostragem de borboletas frugívoras, de forma a medir a variação das populações e comunidades deste grupo no tempo e no espaço. Além disso, a coleta desses insetos, no geral, é uma etapa que demanda tempo e recursos financeiros, além das tarefas laboratoriais como

processamento e identificação dos organismos. Portanto, esse protocolo visa, ainda, a otimização desses recursos, especialmente considerando a realidade de certas localidades amazônicas. Com essa contribuição, nossa perspectiva futura é que o estudo de borboletas frugívoras possa ser feito de maneira padronizada, o que permitirá a integração de dados, de pesquisas de curto, médio e longo prazo, possibilitando a replicação e integração de estudos em escalas espaciais mais amplas. Por fim, esperamos que o uso de um protocolo padronizado, o qual é completamente compatível com a iniciativa nacional de monitoramento de biodiversidade, seja uma oportunidade para fortalecimento de parcerias entre instituições e pesquisadores, promovendo um avanço nas pesquisas com a ordem Lepidoptera.

4 MATERIAL SUPLEMENTAR

S1. Modelo de ficha de campo;

S2. Modelo de planilha para digitação e armazenamento de dados;

S3. Modelo de ficha de metadados.

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

5 AGRADECIMENTOS

Ao PPBio Amazônia Ocidental e INCT-CENBAM, Instituto Mamirauá e Laboratório de Ecologia de Comunidades/UFAM pelo apoio. Agradecemos a Fabricio Baccaro e Taís Rodrigues pelas revisões que melhoraram o manuscrito original. 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

Barlow, J. O. S., Overal, W. L., Araujo, I. S., Gardner, T. A., & Peres, C. A. (2007). The value of primary, secondary and plantation forests for fruit-feeding butterflies in the Brazilian Amazon. *Journal of Applied Ecology, 44*(5), 1001-1012.

Beirão, M. V., Neves, F. S., Penz, C. M., DeVries, P. J., & Fernandes, G. W. (2017). High butterfly beta diversity between Brazilian cerrado and cerrado–caatinga transition zones. *Journal of Insect Conservation, 21*(5–6), 849–860. https://doi.org/10.1007/s10841-017-0024-x

Bonebrake, T. C., Ponisio, L. C., Boggs, C. L., & Ehrlich, P. R. (2010). More than just indicators: a review of tropical butterfly ecology and conservation. *Biological Conservation, 143*(8), 1831–1841. https://doi.org/10.1016/j.biocon.2010.04.044

Brown Jr, K. S. (2005). Geologic, evolutionary, and ecological bases of the diversification of neotropical butterflies: Implications for conservation. Em E. Bermingham, C. Dickand, & C. Moritz (Orgs.), Tropical rainforests: Past, present, and future (p. 166–201). The University of Chigado Press.

Brown Jr, K. S., & Freitas, A. V. L. (2000). Atlantic Forest butterflies: Indicators for landscape conservation. *Biotropica, 32*(4b), 934–956.

de Brito, M. R. M., Lion, M. B., Oliveira, I. F., & Cardoso, M. Z. (2021). Butterflies on the dry edge of the Atlantic Forest: water availability determines community structure at the Northern limit of Atlantic Forest. *Insect Conservation and Diversity, 14*(4), 476–491. https://doi.org/10.1111/icad.12474

DeVries, P. (1988). Stratification of fruit-feeding nymphalid butterflies in a Costa Rican rainforest. *Journal of Research on the Lepidoptera, 26*(1–4), 98–108. http://lepidopteraresearchfoundation.org/journals/26/PDF26/26-098.pdf

DeVries, P. J., Hamm, C. A., & Fordyce, J. A. (2016). A standardized sampling protocol for fruit-feeding butterflies (Nymphalidae). Em T. H. Larsen (Org.), Core Standardized Methods for Rapid Biological Field Assessment (p. 140–148). Conservation International.

Espeland, M., Breinholt, J. W., Barbosa, E. P., Casagrande, M. M., Huertas, B., Lamas, G., Marín, M. A., Mielke, O. H. H., Miller, J. Y., Nakahara, S., Tan, D., Warren, A. D., Zacca, T., Kawahara, A. Y., Freitas, A. V. L., & Willmott, K. R. (2019). Four hundred shades of brown: Higher level phylogeny of the problematic Euptychiina (Lepidoptera, Nymphalidae, Satyrinae) based on hybrid enrichment data. *Molecular Phylogenetics and Evolution, 131*, 116–124. https://doi.org/10.1016/j.ympev.2018.10.039

Espeland, M., Breinholt, J., Willmott, K. R., Warren, A. D., Vila, R., Toussaint, E. F. A., Maunsell, S. C., Aduse-Poku, K., Talavera, G., Eastwood, R., Jarzyna, M. A., Guralnick, R., Lohman, D. J., Pierce, N. E., & Kawahara, A. Y. (2018). A comprehensive and dated phylogenomic analysis of butterflies. *Current Biology, 28*(5), 770-778.e5. https://doi.org/10.1016/j.cub.2018.01.061

Espeland, M., Nakahara, S., Zacca, T., Barbosa, E. P., Huertas, B., Marín, M. A., Lamas, G., Benmesbah, M., Brévignon, C., Casagrande, M. M., Fåhraeus, C., Grishin, N., Kawahara, A. Y., Mielke, O. H. H., Miller, J. Y., Nakamura, I., Navas, V., Patrusky, B., Pyrcz, T. W., … Willmott, K. R. (2023). Combining target enrichment and Sanger sequencing data to clarify the systematics of the diverse Neotropical butterfly subtribe Euptychiina (Nymphalidae, Satyrinae). *Systematic Entomology, 48*(4), 498–570. https://doi.org/10.1111/syen.12590

Freire Jr, G. de B., Diniz, I. R., Salcido, D. M., Oliveira, H. F. M., Sudta, C., Silva, T., Rodrigues, H., Dias, J. P., Dyer, L. A., & Domingos, F. M. C. B. (2024). Habitat heterogeneity shapes multiple diversity dimensions of fruit-feeding butterflies in an environmental gradient in the Brazilian Cerrado. *Forest Ecology and Management, 558*(January), 121747. https://doi.org/10.1016/j.foreco.2024.121747

Freitas, A. V. L., Iserhard, C. A., Santos, J. P., Carreira, J. Y. O., Ribeiro, D. B., Melo, D. H. A., Rosa, A. H. B., Marini-filho, O. J., Accacio, G. M., & Uehara-Prado, M. (2014). Studies with butterfly bait traps: an overview. *Revista Colombiana de Entomología, 40*(2), 203–212. http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0120-04882014000200013&lng=en&nrm=iso&tlng=en

Freitas, A. V. L., Leal, I. R., Uehara-Prado, M., & Iannuzzi, L. (2006). Insetos como Indicadores de Conservação da Paisagem. *Em Biologia da Conservação e Manejo da Vida Silvestre*, *1977*, p. 357–384). Disponível em http://scholar.google.es/scholar?q=Insetos+como+indicadores+ambientais+(em)+L.+CULLEN,+E.+RUDRAN+&+C.+VALLADARES-PÁDUA+(eds.)+Manual+Brasileiro+em+Biologia+da+Conservação,+in+press.+Washington,+D.C.:+Smithsonian+Institutio

Gardner, T. A., Barlow, J., Araujo, I. S., Ávila-Pires, T. C., Bonaldo, A. B., Costa, J. E., Esposito, M. C., Ferreira, L. V., Hawes, J., Hernandez, M. I. M., Hoogmoed, M. S., Leite, R. N., Lo-Man-Hung, N. F., Malcolm, J. R., Martins, M. B., Mestre, L. A. M., Miranda-Santos, R., Overal, W. L., Parry, L., … Peres, C. A. (2008). *The cost-effectiveness of biodiversity surveys in tropical forests. Ecology Letters, 11*, 139–150. https://doi.org/10.1111/j.1461-0248.2007.01133.x

Garwood, K., & Jaramillo, J. G. (2023). Foto guía de Mariposas de Colombia. In Congreso Colombiano de Lepidopterología. http://www.butterflycatalogs.com

Graça, M. B., Morais, J. W., Franklin, E., Pequeno, P. A. C. L., Souza, J. L. P., & Bueno, A. S. (2016). Combining taxonomic and functional approaches to unravel the spatial distribution of an Amazonian butterfly community. *Environmental Entomology, 45*, 301–309. https://doi.org/10.1093/ee/nvv183

Graça, M. B., Pequeno, P. A. C. L., Franklin, E., Souza, J. L. P., & Morais, J. W. (2017a). Taxonomic, functional, and phylogenetic perspectives on butterfly spatial assembly in northern Amazonia. *Ecological Entomology, 42*, 816–826. https://doi.org/10.1111/een.12454

Graça, M. B., Souza, J. L. P., Franklin, E., Morais, J. W., & Pequeno, P. A. C. L. (2017b). Sampling effort and common species: Optimizing surveys of understorey fruit-feeding butterflies in the Central Amazon. *Ecological Indicators, 73*, 181–188. https://doi.org/10.1016/j.ecolind.2016.09.040

Gueratto, P. E., Carreira, J. Y., Santos, J. P., Tacioli, A., & Freitas, A. V. (2020). Effects of forest trails on the community structure of tropical butterflies. *Journal of Insect Conservation, 24*, 309-319.

Lourenco, G.M., Dattilo, W., Ribeiro, S.P. & Freitas, A.V. (2022). Biological aspects and movements of Neotropical fruit-feeding butterflies. *Neotropical Entomology, 51*(1), 43–53.

Lourenço, G. M., Luna, P., Guevara, R., Dáttilo, W., Freitas, A. V. L., & Ribeiro, S. P. (2020). Temporal shifts in butterfly diversity: responses to natural and anthropic forest transitions. *Journal of Insect Conservation, 24*(2), 353–363. https://doi.org/10.1007/s10841-019-00207-0

Marchant, N. C., Purwanto, A., Harsanto, F. A., Boyd, N. S., Harrison, M. E., & Houlihan, P. R. (2015). "Random-flight" dispersal in tropical fruit-feeding butterflies? High mobility, long lifespans and no home ranges. *Ecological Entomology, 40*(6), 696–706. https://doi.org/10.1111/een.12239

Marín, M. A., Peña, C., Uribe, S. I., & Freitas, A. V. L. (2017). Morphology agrees with molecular data: phylogenetic affinities of Euptychiina butterflies (Nymphalidae: Satyrinae). *Systematic Entomology, 42*(4), 768–785. https://doi.org/10.1111/syen.12245

Melo, D. H. A., Freitas, A. V. L., Tabarelli, M., Leal, I. R., & Filgueiras, B. K. C. (2023). Resilient fruit-feeding butterfly assemblages across a Caatinga dry forest chronosequence submitted to chronic anthropogenic disturbance. *Journal of Insect Conservation, 27*(3), 467–477. https://doi.org/10.1007/s10841-023-00470-2

Nakahara, S., Rodríguez-Melgarejo, M., Kleckner, K., Corahua-Espinoza, T., Tejeira, R., Espeland, M., ... & Willmott, K. R. (2022). Systematic revision of a new butterfly genus, Cisandina Nakahara & Espeland, n. gen., with descriptions of three new taxa (Lepidoptera: Nymphalidae: Satyrinae). *Insect Systematics and Diversity, 6*(1), 2.

Oliveira, I. F., & Baccaro, F. B. (2024a). *Borboletas frugívoras da REBIO do Uatumã*. EDUA.

Oliveira, I. F., & Baccaro, F. B. (2024b). *Borboletas frugívoras da RESEX Arapixi*. EDUA.

Oliveira, I. F., & Baccaro, F. B. (2024c). *Borboletas frugívoras do PARNA do JAÚ*. EDUA.

Oliveira, I. F., & Baccaro, F. B. (2024d). *Borboletas Frugívoras do PARNA dos Campos Amazônicos*. EDUA.

Oliveira, I. F., & Baccaro, F. B. (2024e). *Borboletas frugívoras do PARNA Mapinguari*. EDUA.

Oliveira, I. F., & Baccaro, F. B. (2024f). *Borboletas frugívoras do PARNA Nascentes do Lago Jari*. EDUA.

Oliveira, I. F., Baccaro, F. B., Werneck, F. P., & Haugaasen, T. (2023). Seasonal flooding decreases fruit-feeding butterfly species dominance and increases spatial turnover in floodplain forests of central Amazonia. *Ecology and Evolution, 13*(1), 1–13. https://doi.org/10.1002/ece3.9718

Oliveira, I. F., Baccaro, F. B., Werneck, F. P., Zacca, T., & Haugaasen, T. (2021). Marked differences in butterfly assemblage composition between forest types in central Amazonia, Brazil. *Forests, 12*(7), 942. https://doi.org/10.3390/f12070942

Pereira, G. C. N., Coelho, M. S., Beirão, M. do V., Braga, R. F., & Fernandes, G. W. (2017). Diversity of fruit-feeding butterflies in a mountaintop archipelago of rainforest. *PLoS ONE, 12*(6), 1–20. https://doi.org/10.1371/journal.pone.0180007

Rabelo, R. M., Oliveira, I. F., & Magnusson, W. E. (2021a). Finding a lost species in the 'Lost World': predicted habitat occupancy by an endemic butterfly in a Neotropical sky-island archipelago. *Insect Conservation and Diversity*. https://doi.org/10.1111/icad.12521

Rabelo, R. M., Pereira, G. C. N., Valsecchi, J., & Magnusson, W. E. (2021b). The role of river flooding as an environmental filter for Amazonian butterfly assemblages. *Frontiers in Ecology and Evolution, 9*, 693178. https://doi.org/10.3389/fevo.2021.693178

Ribeiro, D. B., & Freitas, A. V. L. (2010). Differences in thermal responses in a fragmented landscape: temperature affects the sampling of diurnal, but not nocturnal fruit-feeding Lepidoptera. *The Journal of Research on the Lepidoptera, 42*, 1–4.

Ribeiro, D. B., & Freitas, A. V. L. (2012). The effect of reduced-impact logging on fruit-feeding butterflies in Central Amazon, Brazil. *Journal of Insect Conservation, 16*, 733–744. https://doi.org/10.1007/s10841-012-9458-3

Santos, J. P. dos, Lucci-Freitas, A. V., Constantino, P. de A. L., & Uehara-Prado, M. (2014a). *Guia de Identificação de tribos de borboletas frugívoras: Amazônia*. ICMBio, January, 13.

Santos, J. P. dos, Lucci-Freitas, A. V., Constantino, P. de A. L., & Uehara-Prado, M. (2014b). *Guia de Identificação de tribos de borboletas frugívoras: Cerrado*. ICMBio, January, 13.

Santos, J. P. dos, Lucci-Freitas, A. V., Constantino, P. de A. L., & Uehara-Prado, M. (2014c). *Guia de Identificação de tribos de borboletas frugívoras: Mata Atlântica Norte*. Em ICMBio (Número January).

Santos, J. P. dos, Lucci-Freitas, A. V., Constantino, P. de A. L., & Uehara-Prado, M. (2014d). *Guia de Identificação de tribos de borboletas frugívoras: Mata Atlântica Sul*. Em ICMBio (Número January).

Santos, J. P., Herkenhoff, E., Nobre, R. de A., Constantino, P. de A. L., & Uehara-Prado, M. (2014). Protocolo de amostragem de borboletas frugívoras. Em P. de A. L. Constantino, M. R. Kinouchi, & A. A. Arantes (Orgs.). *Ciclo de Capacitação em Monitoramento da Biodiversidade: aplicação dos protocolos mínimos de monitoramento da biodiversidade.* Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade – ICMBio / Ministério do Meio Ambiente.

Sussenbach, D., & Fiedler, K. (1999). Noctuid moths attracted to fruit baits: Testing models and methods of estimating species diversity. *Nota Lepidopterologica, 22*(2), 115–154.

Uehara-Prado, M., Brown, K. S., & Freitas, A. V. L. (2007). Species richness, composition and abundance of fruit-feeding butterflies in the Brazilian Atlantic Forest: Comparison between a fragmented and a continuous landscape. *Global Ecology and Biogeography, 16*(1), 43–54. https://doi.org/10.1111/j.1466-8238.2006.00267.x

Uehara-Prado, M., & Freitas, A. V. L. (2009). The effect of rainforest fragmentation on species diversity and mimicry ring composition of ithomiine butterflies. *Insect Conservation and Diversity, 2*(1), 23–28. https://doi.org/10.1111/j.1752-4598.2008.00025.x

Van Swaay, C., Regan, E., Ling, M., Bozhinovska, E., Fernandez, M., Marini-Filho, O. J., Huertas, B., Phon, C.-K., K"orösi, A., Meerman, J., Pe'er, G., Uehara-Prado, M., Sáfián, S., Sam, L., Shuey, J., Taron, D., Terblanche, R., & Underhill, L. (2015). *Guidelines for Standardised Global Butterfly Monitoring*. GEO BON Technical Series.

Wahlberg, N., Leneveu, J., Kodandaramaiah, U., Pena, C., Nylin, S., Freitas, A. V. L., & Brower, A. V. Z. (2009). Nymphalid butterflies diversify following near demise at the Cretaceous/Tertiary boundary. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences, 276*(1677), 4295–4302. https://doi.org/10.1098/rspb.2009.1303

Warren, A. D., Davis, K. J., Stangeland, E. M., Pelham, J. P., Willmott, K. R., & Grishin, N. V. (2024). *Illustrated Lists of American Butterflies (North and South America)*. http://www.butterfliesofamerica.com

Zacca, T., Casagrande, M. M., Mielke, O. H., Huertas, B., Freitas, A. V., Marn, M. A., ... & Willmott, K. R. (2021). A new euptychiine butterfly species from south Brazil and taxonomic rearrangements for Taydebis Freitas, 2013 and Hermeuptychia Forster, 1964 (Lepidoptera: Nymphalidae: Satyrinae). *Zootaxa, 5023*(4), 555-57.

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: Rafael M. Rabelo

Breve currículo: Doutor em Ecologia pelo Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Pesquisador Titular do Instituto de Desenvolvimento Sustentável Mamirauá.

Instituição: Coordenação de Pesquisa e Monitoramento, Instituto de Desenvolvimento Sustentável Mamirauá (IDSM-OS/MCTI), Tefé-AM; Programa de Pós-Graduação em Ecologia do Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA), Manaus-AM.

E-mail: rafael.rabelo@mamiraua.org.br / rmrabelo@gmail.com

ORCID: https://orcid.org/0000-0001-5290-7024

País: Brasil

Autor 2

Nome: Márlon Breno Graça

Breve currículo: Doutor em Entomologia pelo Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Professor do Instituto Federal do Amazonas, campus Coari.

Instituição: Departamento de Ensino, Pesquisa e Extensão, campus Coari, Instituto Federal do Amazonas, Coari-AM.

E-mail: marlon.breno@ifam.edu.br

ORCID: 0000-0002-8091-4114

País: Brasil

Autor 3

Nome: Isabela Freitas Oliveira

Breve currículo: Doutora em Ecologia pelo Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Pesquisadora do Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade.

Instituição: Centro Nacional de Pesquisa e Conservação em Biodiversidade e Restauração Ecológica, Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio/MMA), Brasília-DF.

E-mail: isabela.biologia@gmail.com

ORCID: https://orcid.org/0000-0001-6205-1370

País: Brasil