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 BESOUROS ESCARABEÍNEOS (SCARABAEIDAE: SCARABAEINAE) EM PARCELAS RAPELD

SAMPLING PROTOCOL FOR DUNG BEETLES (SCARABAEIDAE: SCARABAEINAE) IN RAPELD PLOTS

Taís Helena de Araujo Rodrigues [1], André Luiz Batista Tavares [2] & Clarissa Alves da Rosa[3]

Resumo:

Os besouros escarabeíneos são amplamente utilizados como bioindicadores da qualidade do habitat em estudos da biodiversidade devido à sua sensibilidade ambiental, ampla distribuição geográfica e facilidade de coleta. Além disso, desempenham funções ecológicas essenciais para os ecossistemas, como ciclagem de nutrientes e dispersão secundária de sementes. Diversos métodos de captura são empregados na amostragem desses besouros, sendo crucial a padronização dos protocolos de coleta para garantir uma maior integração de bases de dados e a comparabilidade dos dados entre diferentes áreas. Este trabalho propõe a adoção de um protocolo mínimo de coleta de besouros escarabeíneos em parcelas RAPELD no Programa de Pesquisa em Biodiversidade (PPBio), especialmente para estudos de ecologia de comunidades e populações. O protocolo consiste na instalação de seis armadilhas de queda (pitfall), iscadas com fezes humanas ou uma mistura com fezes suínas nos segmentos 0, 50, 100, 150, 200 e 250 metros de cada parcela. As amostras serão recolhidas após 48 horas, e os besouros rola-bosta capturados serão triados e identificados em laboratório. O uso de pitfall iscados com excrementos de onívoros, como fezes humanas ou mistura deste tipo de excremento com fezes de porco, constitui um método eficaz e consistente na captura de besouros escarabeíneos, permitindo responder a questões em múltiplos níveis de organização ecológica. Além disso, a aplicação padronizada deste protocolo de amostragem de rola-bosta em parcelas RAPELD no PPBio permitirá a integração de bancos de dados, facilitará a comparação de padrões encontrados entre regiões e otimizará a execução de pesquisas em larga escala.

Palavras-chave: Padronização de amostragem, protocolo mínimo de coleta, escarabeíneos.

[1] Grupo de Pesquisa em Ecologia de Vertebrados Terrestres, Instituto de Desenvolvimento Sustentável Mamirauá, Estrada do Bexiga, nº 2584, Fonte Boa, CEP 69553-225, Tefé-AM, Brasil. e-mail: tais.rodrigues@mamiraua.org.br

[2] Centro de Estudos Integrados da Biodiversidade Amazônica – INCT, Manaus, AM, Brasil.

Abstract:

Dung beetles (Scarabaeinae) are widely used as bioindicators of habitat quality in biodiversity studies due to their environmental sensitivity, broad geographic distribution, and ease of collection. In addition, they perform essential ecological functions in ecosystems, such as organic matter decomposition, nutrient cycling, and secondary seed dispersal. Various capture methods are employed for sampling these beetles, and standardizing sampling protocols is crucial to ensure greater integration of databases and comparability of data across different areas. This study proposes the adoption of a minimum sampling protocol for dung beetles in RAPELD plots within the Biodiversity Research Program (PPBio), especially for studies on community and population ecology. The protocol consists of installing six pitfall traps, baited with human feces or a mixture of human and pig feces, at the 0, 50, 100, 150, 200, and 250-meter marks of each plot. Samples should be collected after 48 hours, and the captured dung beetles sorted and identified in the laboratory. The use of baited pitfall traps with omnivore excrement, such as human feces or a mixture with pig feces, is an effective and consistent method for capturing dung beetles, allowing researchers to address questions at multiple levels of ecological organization. Furthermore, the standardized application of this dung beetle sampling protocol in RAPELD plots under PPBio will enable database integration, facilitate the comparison of patterns across regions, and optimize the execution of large-scale research.

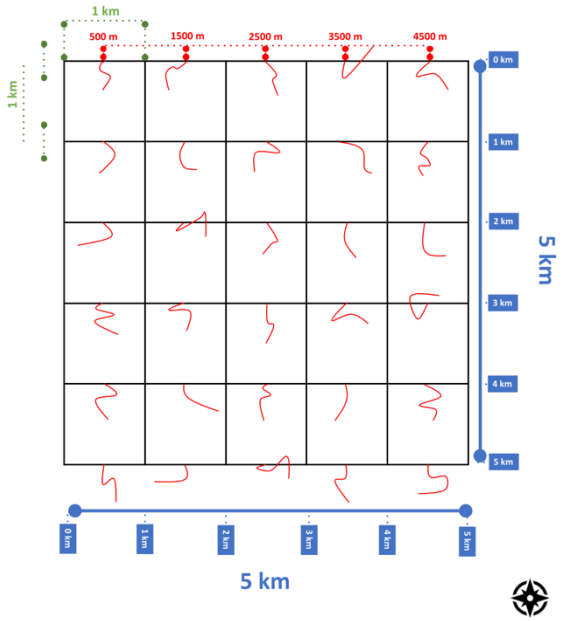
Keywords: Sampling standardization; minimum sampling protocol; Scarabaeinae.

[3] Instituto Nacional de Pesquisa da Amazônia – INPA, Manaus, AM, 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.

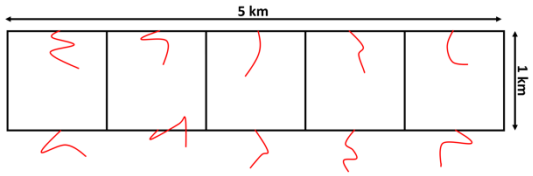
Grid de amostragem com as trilhas principais de 5 km e parcelas dispostas a cada 1 km



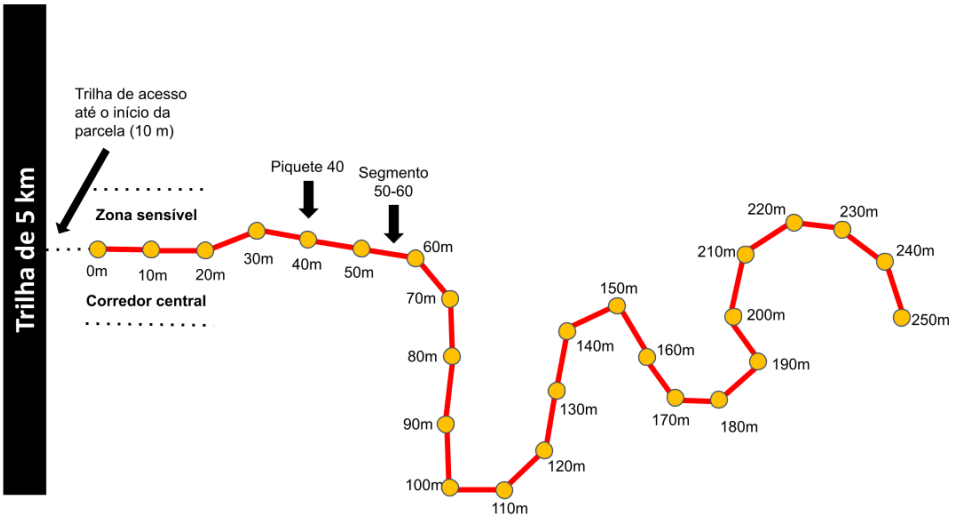
As **parcelas uniformemente distribuídas** são transectos de 250 metros de comprimento posicionados ao longo de curvas de nível, com larguras ajustadas conforme o grupo taxonômico ou variável estudada. Essa disposição minimiza os efeitos da topografia sobre as condições ambientais dentro das parcelas,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

Os Scarabaeinae (Coleoptera: Scarabaeidae) são um grupo de besouros diversos, com cerca de 7.000 espécies descritas atualmente em todo o mundo (Schoolmeesters, 2024). No Brasil, são conhecidas 787 espécies válidas pertencentes a 69 gêneros, das quais 217 são endêmicas do país (Vaz-de-Mello & Bordin, 2024). Popularmente chamados de besouros rola-bosta devido ao hábito alimentar e ao comportamento de realocação de recursos presente em diversas espécies, esses insetos alimentam-se principalmente de fezes e carcaças de vertebrados, especialmente mamíferos. Alguns grupos, chamados de roladores, formam bolotas de fezes de um depósito de recursos, rolando-as a longas distâncias até enterrá-las (Griffiths et al., 2016; Nichols et al., 2013). Outro grupo, denominado escavadores, cava túneis próximos ou abaixo da massa fecal, para onde alocam a bola de recursos. Já os residentes vivem logo abaixo ou dentro do depósito de excrementos, sem se afastarem do recurso fecal (Halffter & Mathews, 1966). Essas estratégias de alocação são essenciais para evitar a competição por recursos efêmeros e, juntamente com outras adaptações a diferentes condições e variações na oferta de recursos, permitem que esse grupo ocorra em uma ampla gama de biomas e habitats (Hanski & Cambeforti, 1991; Schoolmeesters, 2024).

Devido à sua sensibilidade às condições ambientais, os rola-bosta são amplamente utilizados em inventários de biodiversidade e em estudos de relação entre espécies e ambiente (ex. Carvalho et al., 2023; França et al., 2018; Maciel et al., 2023). Com uma taxonomia bem definida, ampla distribuição geográfica, facilidade de amostragem e por refletirem indiretamente o estado de conservação dos mamíferos, são indicadores eficazes das condições e da integridade dos ecossistemas, respondendo a alterações naturais e antrópicas (Carvalho et al., 2020; Davis et al., 2001; Nichols & Gardner, 2011; Noss, 1990). Além disso, esses besouros desempenham funções ecológicas essenciais para a manutenção dos ecossistemas, como decomposição de matéria orgânica, ciclagem de nutrientes, aeração do solo e dispersão secundária de sementes (Griffiths et al., 2016).

Por todas essas características, os escarabeíneos são um grupo de insetos amplamente estudados no mundo, e a variedade de métodos de coleta disponíveis atualmente reflete o esforço contínuo dos pesquisadores em entender a diversidade e ecologia desses besouros (Cupello et al., 2023; Frank et al., 2018; Nichols et al., 2007). Os métodos de coleta de besouros rola-bosta compreendem técnicas de coleta ativa, como

busca ativa e captura manual, e, principalmente, a coleta passiva por meio de armadilhas. Entre as principais armadilhas utilizadas estão a luminosa, de interceptação de voo e a de queda (pitfall) (Iannuzzi et al., 2021). As armadilhas do tipo pitfall possuem destaque na amostragem de rola-bosta, tendo sido empregadas em 85,48% dos estudos que envolvem os Scarabaeinae na região Neotropical entre 1968 e 2021 (Mora-Aguilar et al., 2023). Seu design básico envolve um recipiente enterrado ao nível do solo para capturar organismos que realizam atividades edáficas (Brown & Matthews, 2016).

Desde sua concepção, as armadilhas de queda sofreram modificações e adaptações em seu design básico, no tamanho e material do recipiente, na composição do líquido conservante, entre outros componentes (Brown & Matthews, 2016). No caso da captura de besouros escarabeíneos, uma alteração importante nesse método de coleta foi a inclusão de iscas atrativas, as quais aumentaram significativamente a eficiência de coleta do grupo-alvo (Lobo et al., 1988; Newton & Peck, 1975). Excrementos de mamíferos de diferentes guildas tróficas podem ser usados como iscas atrativas para amostragem de escarabeíneos. Bogoni e Hernández (2014) relataram o uso de excrementos do carnívoro *Puma concolor* (onça-parda), do herbívoro *Tapirus terrestris* (anta) e dos onívoros *Sapajus nigritus* (macaco-prego) e *Cerdocyon thous* (cachorro-do-mato) como atrativos eficientes para a coleta de rola-bosta utilizando pitfall. No entanto, fezes de animais onívoros são as mais utilizadas, especialmente em estudos realizados em florestas tropicais (ex. França et al., 2016; França et al., 2018; Harada et al., 2020). Além disso, podem ser utilizadas iscas com composições nutritivas distintas, como carcaça, peixe, fruta fermentada, diplópodes, entre outras, conforme indicado por Mora-Aguilar (2023). Embora a diversidade de métodos de coleta de besouros escarabeíneos tenha contribuído para o avanço do conhecimento sobre a ecologia do grupo, ela também representa um desafio para estudos comparativos. As diferenças metodológicas dificultam a padronização de bases de dados consistentes, o que torna essencial a adoção de protocolos padronizados para garantir a extrapolação e interpretação coerente dos resultados. O Programa de Pesquisa em Biodiversidade (PPBio), criado em 2004 pelo MCTI, visa integrar atividades de pesquisa e gerar conhecimento em várias escalas, com foco na conservação da biodiversidade brasileira (Rosa et al., 2021). Para alcançar esses objetivos, a padronização dos protocolos de amostragem é necessária para assegurar a comparabilidade espacial e temporal dos dados entre diferentes grupos de pesquisa.

Assim, este trabalho propõe um protocolo mínimo para a coleta de besouros escarabeíneos, com foco em estudos populacionais e de comunidade, incluindo inventários, monitoramentos e estudos ecológicos em parcelas RAPELD (Magnusson et al., 2005). Nosso enfoque será na amostragem de besouros rola-bosta utilizando armadilhas pitfall com iscas, dado que essa metodologia tem sido amplamente utilizada em estudos prévios e é eficaz na captura de espécimes do grupo (Mora-Aguilar, 2023). Além disso, descreveremos os procedimentos de triagem, armazenamento e identificação dos espécimes coletados.

2 MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Material

2.1.1 Material para confecção, instalação e coleta de besouros escarabeíneos utilizando armadilhas de queda (pitfall) iscadas

Como proposta para a padronização do protocolo de coleta de besouros escarabeíneos, sugerimos a utilização de armadilhas de queda (pitfall), iscadas com excrementos de mamíferos onívoros. Os materiais descritos serão essenciais para a confecção e instalação dessas armadilhas, bem como para o recolhimento dos besouros capturados. Além disso, também serão apresentados os materiais, equipamentos e procedimentos necessários para a triagem e identificação das espécies de escarabeíneos (Tabela 1). As quantidades específicas dos materiais não serão detalhadas, pois cada estudo pode adaptar o protocolo de acordo com a disponibilidade de recursos e mão de obra no campo. A seguir, os itens estão descritos em detalhes:

Tabela 1: Lista de materiais e equipamentos necessários para coleta, triagem e identificação de besouros escarabeíneos.

Item	Função	Observação
Cavadeira boca de lobo ou pá de jardim	Abertura do buraco no solo, onde será inserido o recipiente plástico do *pitfall*.	Recomenda-se levar ferramentas reservas, pois é comum, durante a abertura dos buracos em solos mais compactados, que elas quebrem.
Potes plásticos com tampa	Recipiente que será enterrado no solo e será responsável por armazenar a solução	Recomenda-se o uso de um pote plástico preferencialmente com tampa, com um litro de capacidade. Esta tampa do recipiente será utilizada como cobertura da

	mortífera e capturar os escarabeíneos.	armadilha. Caso a tampa não venha com o recipiente, pode-se usar pratos descartáveis. O material do pote plástico deverá ser resistente, a fim de evitar quebras, perfurações e consequente perda do material.
Iscas atrativas	Atração dos besouros para o *pitfall*.	Recomenda-se o uso de fezes humanas ou de uma mistura de fezes suínas e humanas na proporção de 9:1. Neste protocolo, será padronizado o uso de 25 g de fezes por armadilha, o que equivale a aproximadamente metade de um copo plástico de café com capacidade para 50 ml.
Balde plástico	Recipientes onde as iscas serão homogeneizadas.	Poderá ser usado um balde plástico multiuso de tamanho adequado para comportar as iscas e possibilitar a mistura do conteúdo.
Colher de cabo longo	Homogeneização das iscas.	A colher deverá possuir um cabo longo para facilitar a mistura das iscas (ex. colher de pau com cabo de 50 cm).
Balança de cozinha	Pesagem das porções das iscas.	Sugere-se o uso de uma balança digital de cozinha para pesar as iscas, pois ela garante a padronização das porções em cada amostra e facilita o processo de pesagem.
Luvas descartáveis	Item de proteção necessário para a manipulação das iscas e instalação das armadilhas.	As luvas são indispensáveis, pois a preparação das iscas e a instalação dos *pitfall* envolve o manuseio de material biológico humano.
Máscaras descartáveis	Item de proteção necessário para a manipulação das iscas.	Recomendadas para a manipulação segura das iscas.
Recipiente plástico de menor volume	Acondicionar a isca atrativa.	Copos plásticos de café de 50 ml são indicados para acondicionar as iscas, uma vez que são de fácil acesso e possuem baixo custo.

Papel alumínio	Tampar recipiente com a isca após porcionamento.	O papel alumínio será utilizado para tampar o recipiente para evitar o derramamento da isca durante transporte ao campo. Ele deverá ser removido durante a instalação das armadilhas.
Caixa de isopor	Transporte e conservação da isca.	A caixa de isopor deve ter dimensões compactas para facilitar o transporte e suficiente para acomodar os recipientes com as iscas.
Palitos de churrasco	Suporte para a isca e confecção do telhado de proteção da armadilha.	Recomenda-se que os palitos tenham pelo menos 30 cm de altura. Eles serão utilizados para construir os suportes das iscas e sustentar a tampa de proteção das armadilhas.
Arame fino	Suporte para a isca.	Sugere-se que o arame seja galvanizado para evitar o enferrujamento do material.
Alicate	Construção do suporte para isca.	
Sal de cozinha	Componente da solução mortífera e conservante.	O sal de cozinha, a água e o detergente, irão compor a solução mortífera e conservante.
Detergente neutro	Componente da solução mortífera e conservante.	
Água	Componente da solução mortífera e conservante.	
Galões ou garrafas PETS	Armazenamento e transporte da solução mortífera e conservante.	Sugere-se o uso de galões reutilizáveis de 5 litros ou garrafas PETS de 2 litros para acondicionar e transportar em campo a solução mortífera e conservante.
Papel vegetal	Confecção das etiquetas de identificação das amostras.	É necessário que o material vegetal seja de maior gramatura e de boa qualidade para que quando imerso em álcool não sejam perdidas

		informações importantes da procedência do material.
Lápis ou caneta nanquim	Confecção das etiquetas de identificação das amostras.	É essencial que o lápis ou a caneta nanquim utilizada sejam de boa qualidade, garantindo que as informações nas etiquetas permaneçam legíveis e não se apaguem.
Sacos plásticos	Armazenamento do conteúdo coletado nas armadilhas de queda.	Os sacos plásticos devem ser resistentes para abrigar de forma segura as amostras recolhidas. Recomenda-se que os sacos plásticos tenham capacidade mínima de 3 kg.
Pedaços de tecido voal ou peneira de cozinha	Peneirar o conteúdo coletado pelo *pitfall* em campo.	Recomenda-se que o voal seja previamente cortado em pedaços de 20 x 20 cm. Caso seja utilizada a peneira, esta deverá ter uma malha fina.
Álcool líquido 70%	Armazenamento dos espécimes amostrados nos *pitfall.*	Recomenda-se o uso de, no mínimo, 200 ml de álcool 70% por amostra. Entretanto, pode ser necessária uma quantidade maior em casos de coleta com grande número de espécimes.
Sacos de lixo	Recolhimento e descarte de material.	
Bandeja plástica	Triagem dos besouros escarabeíneos.	Sugere-se o uso de bandejas brancas, pois o fundo claro facilita a localização dos espécimes.
Luminária com luz branca	Triagem dos besouros escarabeíneos.	Ajuda na visualização e triagem do material.
Papel pardo ou jornal	Confecção de mantas entomológicas.	Necessário para armazenamento de material não montado.
Algodão	Confecção de mantas entomológicas.	

		Sugere-se que o algodão a ser utilizado seja o em rolos de 500 gramas, pois estão mais largos.
Estufa	Secagem dos besouros escarabeíneos.	A temperatura da estufa deverá estar entre 40 e 60 graus e os besouros devem ser secos por um período de 48 a 72 horas.
Estereomicroscópio	Triagem e identificação dos besouros escarabeíneos.	

2.2 Métodos

2.2.1 Preparação das iscas e instalação das armadilhas de queda (pitfall)

As iscas representam um componente essencial na amostragem de escarabeíneos por meio de armadilhas de queda (pitfall) e devem ser preparadas previamente à saída para o campo. Sua principal função é atrair os besouros através da liberação de plumas de odor, as quais são percebidas por indivíduos em atividade de forrageamento, que então se deslocam até a armadilha. Ao tentarem acessar a isca, os escarabeíneos caem acidentalmente na solução mortífera e conservante contida no interior do recipiente, sendo então capturados (Perera et al., 2024). Deverão ser utilizadas 25 gramas de isca atrativa em cada um dos pitfall, composta exclusivamente por fezes humanas. Sabe-se que os excrementos humanos atraem uma alta diversidade e abundância de escarabeíneos (Mora-Aguilar et al., 2023). Além disso, são facilmente obtidos até mesmo em regiões remotas tornando-se, portanto, uma opção ideal para coletas padronizadas em estudos ecológicos e de monitoramento da biodiversidade (Ferreira et al., 2020; Salomão et al., 2023). No entanto, devido às limitações logísticas e ao número de armadilhas instaladas, o uso exclusivo desse tipo de excremento pode ser inviável. Nesses casos, recomenda-se a utilização de uma mistura de fezes suínas e humanas na proporção de 9:1, ou seja, 22,5 g de fezes suínas e 2,5 g de fezes humanas por armadilha. Essa proporção mantém a estrutura e a composição da comunidade amostrada, gerando resultados comparáveis àqueles obtidos utilizando apenas fezes humanas puras como isca atrativa (Carvalho et

al., 2023; Estupiñan-Mojica et al., 2022; Marsh et al., 2013). Como os excrementos humanos e de porco podem vir de diferentes fontes, é necessário que as fezes sejam misturadas e homogeneizadas antes de serem porcionadas.

Após a homogeneização e pesagem, as iscas devem ser acondicionadas em copos plásticos de pequenas dimensões (ex. copo de café de 50 ml), e, para evitar que o conteúdo derrame durante o transporte ao campo, recomenda-se que estes recipientes contendo as iscas sejam tampados com papel alumínio. Uma caixa de isopor de tamanho pequeno pode ser utilizada para transportar as iscas e garantindo a conservação do material. Nos casos em que a coleta de fezes precisar ser realizada ao longo de vários dias para atingir o volume necessário à iscagem de todas as armadilhas, recomenda-se o armazenamento prévio do material em congelador a fim de evitar sua degradação. Atualmente, não há estudos que avaliem diretamente a influência do tempo de congelamento das fezes na atratividade para besouros rola-bosta. Sabe-se, entretanto, que, em condições laboratoriais para fins de avaliações clínicas, amostras fecais humanas podem ser preservadas por até seis meses após o congelamento, mantendo inclusive a microbiota associada (Carroll et al., 2012). Dessa forma, recomenda-se que o período de armazenamento, tanto para fezes humanas, quanto para fezes suínas, não ultrapasse esse período. Ainda assim, estudos futuros são necessários para avaliar se o tempo de armazenamento pode influenciar a atratividade e, consequentemente, a eficácia das armadilhas. Posteriormente, as fezes devem ser completamente descongeladas antes do preparo das iscas e da instalação das armadilhas em campo.

Além da preparação das iscas, é necessário realizar previamente a confecção do suporte para sua instalação nas armadilhas. Para isso, são utilizados palitos de churrasco com aproximadamente 30 centímetros de altura e arame galvanizado. Primeiramente, deve-se cortar um pedaço do arame com cerca de 30 centímetros de comprimento e moldar uma de suas extremidades, formando um círculo fechado com diâmetro adequado para acomodar firmemente o copo plástico de café contendo a isca. A outra extremidade do arame será utilizada para fixar a estrutura ao palito de churrasco, devendo ser firmemente enrolada ao seu redor, garantindo que a estrutura permaneça estável e sem movimentação. É importante deixar uma porção de arame entre o palito e o local de encaixe do copo plástico, a fim de que a isca fique afastada do palito e possa ser posicionada adequadamente na armadilha (Figura 1).

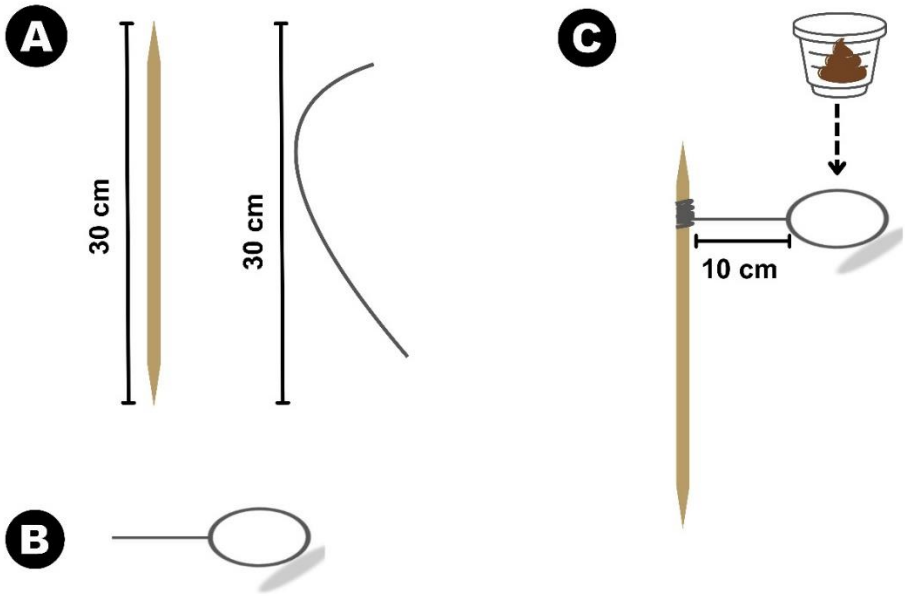


Figura 1 - Esquema ilustrando as etapas de montagem do suporte para a isca atrativa. Em (A), constam os materiais necessários para a confecção: palito de churrasco e arame galvanizado, ambos com 30 cm de comprimento. O arame deve ser moldado conforme demonstrado em (B), de modo a formar um aro em uma das extremidades para acomodar o copo plástico com a isca, deixando um excedente para fixação no palito. Em seguida, o arame moldado deve ser fixado firmemente ao palito, havendo uma distância de 10 cm entre o palito e a base do aro (C).

Neste protocolo mínimo proposto para estudos de inventário e monitoramento de populações e comunidades de besouros escarabeíneos, a unidade amostral é a parcela de amostragem. Sendo assim, os dados coletados podem ser integrados a outros grupos taxonômicos ou conjuntos de variáveis amostradas utilizando o sistema RAPELD, onde a parcela seja a unidade amostral. Em cada parcela RAPELD, devem ser instaladas seis armadilhas de queda iscadas com fezes humanas ou com a mistura de fezes humanas e suínas, com uma distância mínima de 50 metros entre elas (Larsen & Forsyth, 2005).

Especificamente, as armadilhas devem ser instaladas no lado direito do corredor central, a aproximadamente 1-2 metros, de modo a evitar a perturbação da zona sensível das parcelas, nos piquetes 0, 50, 100, 150, 200 e 250 (Figura 2). Primeiramente, deve-se abrir um orifício no solo de tamanho similar ao pote plástico, o qual será enterrado no solo, utilizando uma cavadeira tipo boca de lobo e uma pá de jardim. A borda do recipiente deve estar alinhada à superfície do solo para evitar que os besouros desviem da armadilha e para assegurar a captura eficiente dos indivíduos que se deslocam no chão. É importante ressaltar que o pote plástico deve ter tamanho suficiente para abrigar a solução mortífera e os besouros capturados sem que haja perda de material. Recomenda-se o uso de um pote

plástico com capacidade de um litro, pois, especialmente em florestas tropicais e savanas, grandes quantidades de besouros rola-bosta podem ser amostradas (Hanski & Cambefort, 1991). Além disso, um recipiente com essa capacidade possui espaço suficiente para comportar um volume adicional de líquido, caso chova.

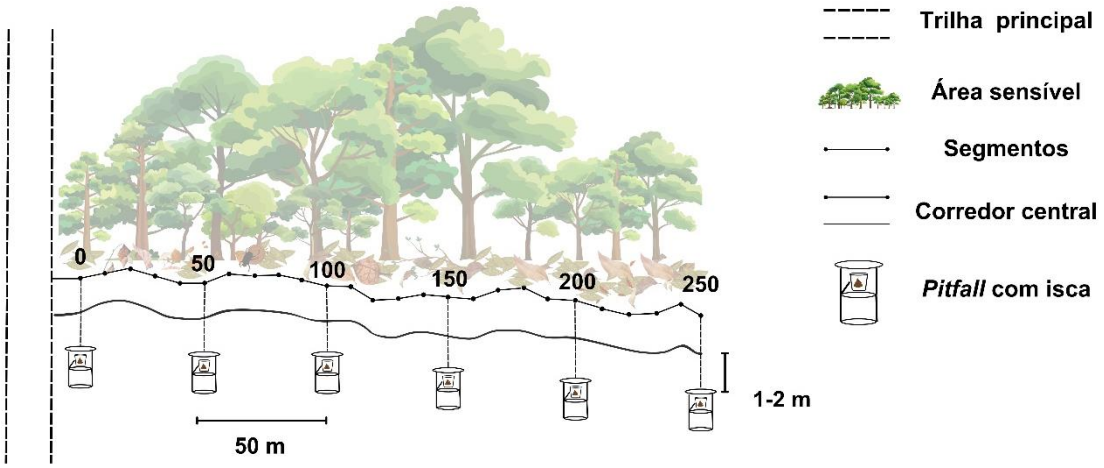


Figura 2 - Esquema da distribuição das armadilhas de queda (pitfall) iscadas com fezes humanas ou uma mistura de fezes humanas e suínas, instaladas nas parcelas RAPELD para amostragem de besouros rola-bosta. As armadilhas devem ser posicionadas a 1-2 metros à direita do corredor central, na zona não sensível. Em cada parcela, devem ser instaladas 6 armadilhas de queda, espaçadas a intervalos de 50 metros, começando no segmento 0 e finalizando no segmento 250.

O líquido mortífero, composto por água, detergente neutro e sal em contração de 0,1%, deve ser adicionado até preencher 1/3 do volume do pote plástico (Mora-Aguilar et al., 2023). Esse líquido tem como função, além de sacrificar os besouros, conservar os espécimes coletados nas armadilhas. O detergente é responsável por quebrar a tensão superficial da água, enquanto o sal ajuda a conservar os espécimes até a retirada da armadilha. Após o preenchimento do pote plástico com a solução mencionada, parte-se para a instalação das iscas atrativas, que já devem estar devidamente porcionadas (25 g/armadilha) e acondicionadas em copos plásticos de 50 ml. Neste momento, o papel alumínio que recobre este copo plástico deverá ser retirado. Em seguida, o recipiente contendo a isca precisa ser posicionado acima da armadilha de queda, preferencialmente, no centro. Para isso, será utilizado um suporte confeccionado com palitos de madeira e arame galvanizado previamente produzido. Uma tampa plástica será instalada para cobrir toda a armadilha, com o objetivo de protegê-la da chuva e evitar a dessecação da isca atrativa. Esse telhado de proteção pode ser confeccionado usando a própria tampa do recipiente plástico ou um prato descartável e palitos de madeira longos. A distância entre

a cobertura da armadilha e a borda do recipiente deve ser suficiente para permitir a passagem de espécies de escarabeíneos de maior tamanho, como Coprophanaeus lancifer (Amazônia) e Coprophanaeus ensifer (Cerrado), que chegam a ultrapassar 5,5 centímetros de comprimento (Edmonds, 1972) (Figura 3).

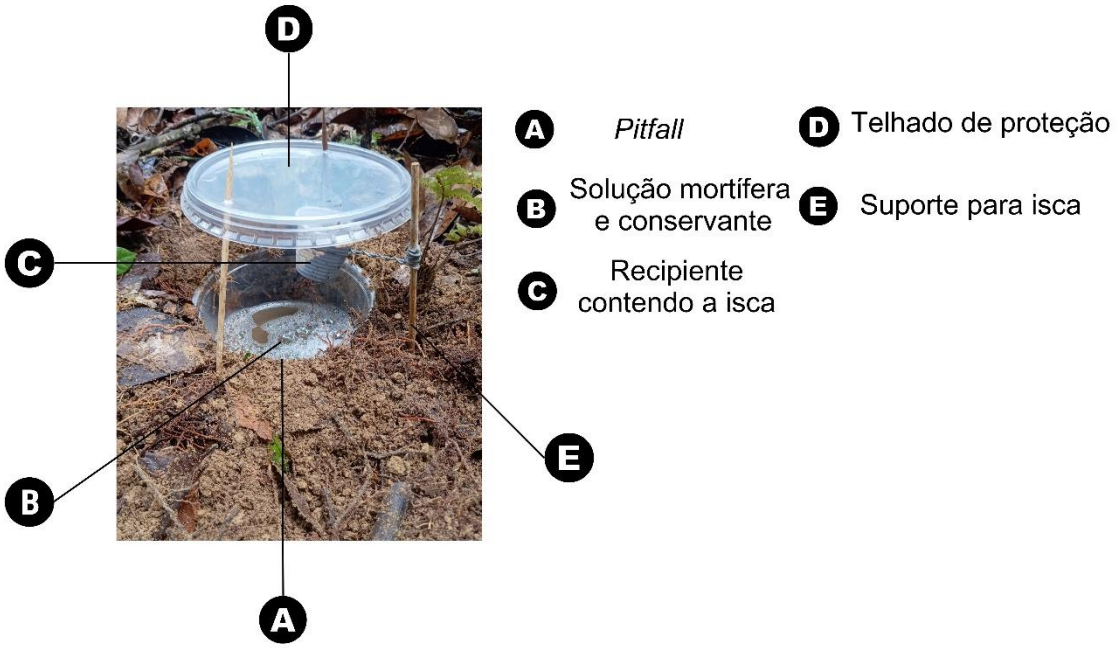


Figura 3 - Armadilha de queda (pitfall) iscada com excrementos de mamíferos onívoros e seus componentes. Em (A) encontra-se o recipiente plástico enterrado ao nível do solo, que abriga a solução mortífera e conservante composta por sal, água e detergente neutro, indicada por (B), e é responsável pela captura dos besouros escarabeíneos. (C) indica o recipiente plástico menor que contém a isca atrativa, o qual é posicionado em um suporte (E) no centro da armadilha. A isca atrativa consiste em 25 gramas de fezes humanas ou de uma mistura de fezes suínas e humanas na proporção de 9:1. Um telhado protetor (D) cobre a estrutura para evitar a dessecação da isca e a entrada de chuva no recipiente plástico enterrado.

2.2.2 Recolhimento e identificação das amostras coletadas nas armadilhas de queda (pitfall)

As armadilhas de queda devem ficar expostas em campo por 48 horas, e, após esse período, os espécimes amostrados devem ser recolhidos para serem levados ao laboratório e triados. Esse período de exposição é considerado ideal, especialmente em florestas tropicais, pois a isca ainda permanece atrativa, favorecendo uma alta colonização pelos besouros rola-bosta (Mora-Aguilar et al., 2023; Sullivan et al., 2017). Para o recolhimento dos espécimes capturados, o conteúdo do pitfall, que inclui o líquido mortífero e conservante, bem como os artrópodes amostrados, deve ser passado por uma peneira fina ou um pedaço de voal. O objetivo desse procedimento é reter os espécimes capturados,

inclusive os de tamanho diminuto, e eliminar a solução composta por água, detergente e sal. Em seguida, os espécimes retidos na peneira ou no voal devem ser colocados em um saco plástico ou outro recipiente resistente e cobertos com álcool 70%, o qual garantirá a conservação dos espécimes e de suas características morfológicas durante o transporte do material ou até mesmo por décadas (Krogmann & Holstein, 2010; Martin, 1977).

Cada amostra deve ser devidamente identificada com etiquetas de papel vegetal que contenham informações sobre a procedência do material, como estado, localidade, módulo ou grade de coleta, trilha, parcela e segmento ao qual a amostra corresponde, nome do coletor, além da data exata da amostragem. Para padronização, a data de amostragem que deve constar na etiqueta é a de retirada do pitfall. A etiquetagem adequada é essencial para garantir a rastreabilidade das amostras e a precisão dos dados, permitindo associar as amostras ao contexto ambiental e temporal exato em que os besouros foram coletados, proporcionando uma base de dados sólida para comparações espaciais e temporais. Recomenda-se que as etiquetas sejam previamente preparadas em papel vegetal e escritas com lápis ou caneta nanquim de boa qualidade, para evitar erros e perda de informações, além de otimizar o trabalho em campo. Sugere-se testar previamente a durabilidade das etiquetas em álcool para assegurar sua resistência. Além disso, é recomendável que o pesquisador registre observações de campo sobre eventuais perdas de amostras, a fim de documentar quaisquer imprevistos que possam afetar a representatividade dos dados coletados e permitir ajustes nas análises subsequentes (ver Ficha de Campo Material Suplementar S1).

Após o recolhimento das amostras, os demais materiais utilizados, como os potes de pitfall, palitos e eventuais resíduos gerados, devem ser acondicionados em sacos de lixo e removidos do campo. Os recipientes plásticos, tampas protetoras e suportes para isca podem ser higienizados e reutilizados. Materiais que tenham entrado em contato com fezes humanas devem ser descartados de forma adequada, conforme normas de biossegurança. As fezes utilizadas como isca atrativa podem ser enterradas no próprio orifício de onde o pitfall foi retirado, assim como os palitos de madeira eventualmente contaminados. Já os copos plásticos utilizados para acondicionar as iscas devem ser destinados ao descarte apropriado de resíduos contaminados com material biológico.

2.2.3 Triagem, armazenamento e identificação de espécies

Após a finalização da coleta em campo, as amostras obtidas devem ser levadas ao laboratório, onde os besouros escarabeíneos serão separados dos demais espécimes capturados nas armadilhas durante o processo de triagem. Para isso, o conteúdo das amostras deve ser despejado em bandejas brancas, que contrastam com os espécimes coletados e facilitam sua separação, sendo inspecionado minuciosamente em busca dos rola-bosta com o uso de um estereomicroscópio e uma luminária, preferencialmente com luz branca. É importante notar que alguns besouros escarabeíneos possuem tamanhos diminutoscomo o grupo Trichillum - Pedaridium (Vaz-de-Mello et al., 2011). Para visualizar os espécimes menores, é necessário um estereomicroscópio de boa qualidade e uma inspeção cuidadosa das amostras. O responsável pela triagem deve ter conhecimento prévio das características que definem os besouros da família Scarabaeinae, para assegurar a correta identificação dos espécimes e a triagem adequada (ver Vaz-de-Mello et al., 2011).

Após a triagem, os besouros devem ser armazenados em álcool 70%, preferencialmente sob refrigeração (freezer), ou em mantas entomológicas (Almeida et al., 2012). As mantas entomológicas são estruturas compostas principalmente por papel e algodão, utilizadas para o armazenamento de insetos secos (ver Figura 4 para confecção). Para esse tipo de armazenamento, os espécimes devem ser secos em estufa, a temperaturas entre 40 °C e 60 °C, por um período de 48 a 72 horas (Griffiths et al., 2015; Hasan et al., 2024). As amostras devem estar sempre acompanhadas de informações de procedência, devendo-se confeccionar uma nova etiqueta para a amostra dos besouros triados, enquanto a original permanece com o restante do material coletado pela armadilha pitfall.

Após a triagem de todas as amostras, os espécimes de rola-bosta capturados deverão ser identificados até o nível de espécie ou classificados como morfoespécies. Para a identificação dos gêneros de Scarabaeinae neotropicais, existe uma chave multilíngue desenvolvida por Vaz-de-Mello e colaboradores (2011). Para a identificação em nível de espécie, de alguns gêneros e/ou subgêneros de escarabeíneos, há revisões e chaves dicotômicas (ex.: Génier, 2009; Mota et al., 2023; Pacheco & Vaz-de-Mello, 2015). A identificação específica deve ser feita cautelosamente, uma vez que a subfamília Scarabaeinae é extremamente diversa, e muitas espécies têm morfologia semelhante (Cupello et al., 2023; Vaz-de-Mello et al., 2011). Recomenda-se que o pesquisador monte

uma coleção de referência com as espécies ou morfoespécies determinadas e que amostras de cada uma sejam enviadas a um taxonomista para confirmação das identificações.

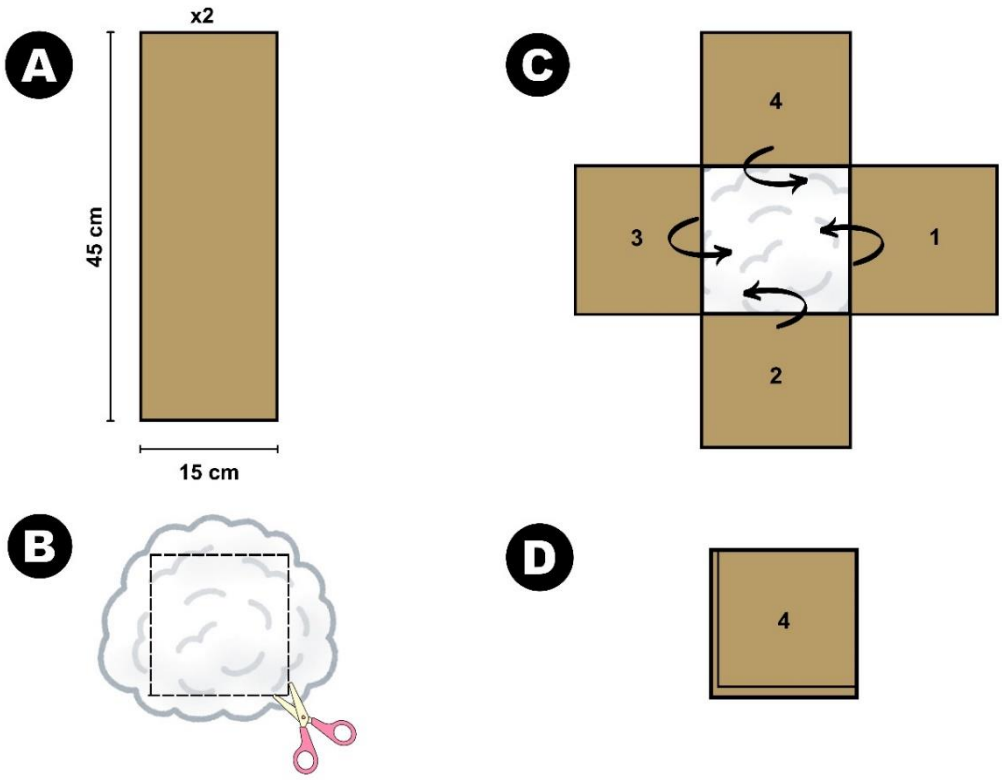


Figura 4 - Esquema ilustrando as etapas de montagem da manta entomológica. Em (A), é apresentado o primeiro passo, que consiste em cortar duas tiras de papel resistente, como o papel pardo, com dimensões de 45 × 15 cm, e em (B), um quadrado de 15 × 15 cm de uma lâmina de algodão. As tiras de papel devem ser sobrepostas em forma de cruz, e a manta de algodão fixada no centro dessa estrutura, conforme indicado em (C). Após a deposição dos besouros sobre o algodão, as abas de papel devem ser dobradas e fechadas seguindo a sequência 1 → 2 → 3 → 4, de modo a envolver completamente a manta e garantir a proteção e a estabilidade do material armazenado. Em (D), observa-se o resultado final da manta entomológica devidamente dobrada.

Após a identificação e contabilização dos indivíduos amostrados, juntamente com as informações de procedência e outras informações relevantes, é possível elaborar a planilha geral, que servirá como fonte de dados e para a criação de outras tabelas para análises estatísticas específicas (Material Suplementar S2). A planilha deve ser acompanhada pela ficha de metadados, que fornece uma descrição detalhada e estruturada dos dados coletados, incluindo seu contexto geográfico e ambiental, desenho amostral e informações sobre a equipe responsável pelos dados (Material Suplementar S3). Essa documentação é essencial para assegurar a compreensão e usabilidade dos dados, além

de permitir que outros pesquisadores avaliem e integrem as informações em seus próprios estudos.

3 PERSPECTIVAS

As armadilhas de queda iscadas com fezes de mamíferos onívoros, especialmente excrementos humanos e suínos, são amplamente empregadas na captura de besouros escarabeíneos ao redor do mundo, e aqui propomos a adoção deste método como protocolo mínimo de coleta pelos pesquisadores do PPBio nas parcelas RAPELD (Mora-Aguilar et al., 2023). Os pitfall iscados se destacam pela sua eficiência, baixo custo e facilidade de montagem, sendo aplicados em estudos que buscam compreender dinâmicas populacionais, interações ecológicas e mudanças nas comunidades de rola-bosta, especialmente frente a alterações ambientais (Alves et al., 2020; França et al., 2016; Lyra et al., 2024).

Comumente, pesquisas que investigam os efeitos das mudanças ambientais, sejam naturais ou antrópicas, nos besouros escarabeíneos focam em parâmetros relacionados à estrutura da comunidade em diferentes contextos ambientais (França et al., 2016; Nunes et al., 2021; Saleh et al., 2014). Métricas como riqueza, abundância e composição de espécies são amplamente utilizadas, uma vez que podem ser facilmente obtidas a partir de amostragens com armadilhas de queda iscadas. Além disso, essas métricas constituem indicadores importantes sobre a qualidade e a resiliência dos ecossistemas (Audino et al., 2014; França et al., 2017; Tavares et al., 2019). Por exemplo, em parcelas RAPELD, armadilhas do tipo pitfall iscadas com fezes humanas foram utilizadas como método de captura para comparar a estrutura da comunidade e a composição de espécies de rola-bosta entre fitofisionomias de savana e florestais no Mato Grosso (Silva et al., 2020). No contexto dos impactos antrópicos sobre ecossistemas naturais, esse método de coleta é empregado em estudos que investigam as implicações da mudança de uso do solo e da degradação de ecossistemas naturais na estrutura da comunidade de besouros escarabeíneos (por exemplo, França et al., 2017). Adicionalmente, essas armadilhas têm aplicação em projetos de restauração de ecossistemas degradados, sendo um método eficaz para monitorar a recolonização e a reestruturação das comunidades de besouros rola-bosta (Audino et al., 2014).

Embora amplamente utilizado na captura de besouros rola-bosta, o uso de armadilhas de queda iscadas ainda enfrenta limitações significativas relacionadas à falta de padronização das amostragens. Embora o uso de fezes humanas seja bastante comum, ainda há uma grande variação no tipo de isca utilizado e em outros aspectos metodológicos igualmente importantes, como o espaçamento entre as armadilhas, a quantidade de isca utilizada e a duração do período de coleta (Mora-Aguilar et al., 2023). Essa falta de consistência nos protocolos gera desafios para a integração de bancos de dados e comparabilidade de resultados, dificultando o avanço de pesquisas em larga escala e a formação de bancos de dados robustos (Carvalho et al., 2023; Mora-Aguilar et al., 2023). Tais variações metodológicas podem influenciar diretamente a eficácia da amostragem e a observação de padrões de distribuição e resposta das comunidades de besouros às mudanças ambientais (Andrade et al., 2011; Bach et al., 2023; Marsh et al., 2013). Nesse sentido, a padronização dos métodos de coleta de besouros rola-bosta é essencial para a produção de conhecimento em larga escala (Mora-Aguilar et al., 2023).

Outro desafio importante da utilização de armadilhas de queda iscadas na amostragem de escarabeíneos é o viés amostral relacionado à seletividade das espécies. Embora as iscas atrativas aumentem a eficiência de coleta de rola-bosta, elas tendem a favorecer a captura de determinados grupos de escarabeíneos, de acordo com suas preferências alimentares (Gimenez-Gomez et al., 2021; Salomão et al., 2023). Sendo assim, o uso de fezes de mamíferos onívoros atrai com maior frequência espécies coprófagas ou generalistas, o que pode enviesar os padrões de diversidade e abundância observados (Marsh et al., 2013). Nesse contexto, Bach e colaboradores (2023) identificaram que armadilhas iscadas com fezes humanas resultaram em comunidades menos diversas e com maior dominância de grupos atraídos especificamente por esse recurso, ao serem comparadas com armadilhas de interceptação de voo (FIT), que dispensam o uso de iscas. Apesar de as FIT serem vistas como mais representativas dos parâmetros reais das comunidades, seu uso também implica desafios práticos, como custos elevados e maior tempo de operação, limitando a replicabilidade em estudos de larga escala (Bach et al., 2023; González et al., 2019). Assim, enquanto o uso de pitfall iscados permanece uma ferramenta central no monitoramento de rola-bosta, é fundamental que os pesquisadores estejam cientes dos vieses relativos à abundância das espécies. Esses vieses podem influenciar a interpretação dos resultados, sendo essencial

que as conclusões sejam cuidadosamente avaliadas considerando os padrões específicos de atração e captura gerados pelas iscas utilizadas (Marsh et al., 2023).

A identificação das espécies de besouros rola-bosta é outro ponto crítico que necessita de maior padronização. A inconsistência nas identificações taxonômicas de morfoespécies dificulta a integração de dados coletados por diferentes pesquisadores. Por exemplo, uma espécie identificada como *Canthidium* sp.1 pode não corresponder à *Canthidium* sp.1 identificada por outro pesquisador. Essa falta de uniformidade nas identificações taxonômicas limita a comparabilidade dos resultados entre diferentes regiões e contextos ecológicos, tornando desafiador o estabelecimento de padrões regionais, nacionais e globais sobre a diversidade e a forma como as comunidades de besouros escarabeíneos respondem a mudanças ambientais. Assim, é fundamental que estudos futuros priorizem a padronização taxonômica e desenvolvam técnicas que visem garantir maior acurácia e integração na identificação das espécies em larga escala.

Considerando que armadilhas de queda iscadas com fezes de onívoros representam um método de coleta acessível, eficaz para capturar espécies coprófagas e generalistas, e que favorecem a replicabilidade das amostragens. Seu uso é indicado como um método padrão mínimo para captura de escarabeíneos em estudos de ecologia de comunidades e de populações, bem como de conservação (Mora-Aguilar et al., 2023). A padronização dos protocolos de coleta em parcelas RAPELD do PPBio, incluindo o tipo de isca, o espaçamento entre as armadilhas e a quantidade de isca utilizada, é fundamental para o avanço do conhecimento sobre a biodiversidade e a ecologia dos besouros rola-bosta, especialmente em regiões tropicais. Além de permitir a integração entre estudos realizados em diferentes áreas, uma metodologia padronizada facilitará a criação de bancos de dados regionais e nacionais mais robustos, possibilitando estudos comparativos em larga escala (Alves et al., 2020; Carvalho et al., 2023; Noble et al., 2023).

4 MATERIAL SUPLEMENTAR

S1. Tabela exemplo de ficha de campo para registro de intercorrências com armadilhas de queda (*pitfall*) durante as amostragens de besouros escarabeíneos;

S2. Modelo de Planilha de organização dos dados;

S3. Ficha de Metadados;

S4. Planilha geral_BesourosEscarabeíneos.

Material disponível em:
https://github.com/ProtocolosRAPELD/EducAmazonia_VolumeXVIII_N.ESPECIAL_2025/tree/main/MS_Protocolo_Besouros_Escarabe%C3%ADneos

5 AGRADECIMENTOS

Os autores agradecem ao CNPq pelo financiamento do PPBio Amazônia Ocidental (Processos 441260/2023-3 e 441228/2023-2), INCT CENBAM (406474/2022-2) e IDSM-OS/MCTI. Clarissa Rosa agradece a bolsa PDPG/CAPES (Edital N. 038/2022) e Taís Rodrigues agradece a bolsa ao CNPq (MCTI/PCI-DB). Este artigo integra uma edição especial financiada pelos projetos PPBio Amazônia Ocidental (CNPq, processos nº 441260/2023-3 e 41228/2023-2), INCT-CENBAM (CNPq, processo nº 406474/2022-2) e CAPACREAM (CNPq, processo nº 444350/2024-1).

6 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Almeida, L. D., Ribeiro-Costa, C. S., & Marinoni, L. (2012). Coleta, montagem, preservação e métodos para estudo. In: Rafael, J. A., Melo, G. A. R., Carvalho, C. B. A, Casari, S. A., & Constantino, R. (Orgs.), *Insetos do Brasil: Diversidade e taxonomia* (pp. 175-190). Holos Editora.

Alves, V. M., Giehl, E. L. H., Lovato, P. E., Vaz-de-Mello, F. Z., Agudelo, M. B., & Hernández, M. I. M. (2020). Dung beetles and the conservation of diversity in an agricultural landscape with maize fields and Atlantic Forest remnants. *Acta Oecologica*, *107*, 103598. https://doi.org/10.1016/j.actao.2020.103598.

Andrade, R. B. D., Barlow, J., Louzada, J., Vaz-de-Mello, F. Z., Souza, M., Silveira, J. M., & Cochrane, M. A. (2011). Quantifying responses of dung beetles to fire disturbance in tropical forests: the importance of trapping method and seasonality. *PloS one*, *6*(10), e26208. https://doi.org/10.1371/journal.pone.0026208.

Audino, L. D., Louzada, J., & Comita, L. (2014). Dung beetles as indicators of tropical forest restoration success: is it possible to recover species and functional diversity?. *Biological Conservation*, *169*, 248-257. https://doi.org/10.1016/j.biocon.2013.11.023.

Bach, A., Mateus, L. A., Peres, C. A., Haugaasen, T., Louzada, J., Hawes, J. E., ... & Vaz-de-Mello, F. Z. (2023). Bait attractiveness changes community metrics in dung beetles (Coleoptera: Scarabaeidae: Scarabaeinae). *Ecology and Evolution*, *13*(4), e9975. https://doi.org/10.1002/ece3.9975.

Bogoni, J. A., & Hernández, M. I. M. (2014). Attractiveness of native mammal's feces of different trophic guilds to dung beetles (Coleoptera: Scarabaeinae). *Journal of Insect Science*, 14(1), 299. https://doi.org/10.1093/jisesa/ieu161.

Brown, G. R., & Matthews, I. M. (2016). A review of extensive variation in the design of *pitfall* traps and a proposal for a standard *pitfall* trap design for monitoring ground-active arthropod biodiversity. *Ecology and evolution*, *6*(12), 3953-3964. https://doi.org/10.1002/ece3.2176.

Carroll, I. M., Ringel-Kulka, T., Siddle, J. P., Klaenhammer, T. R., & Ringel, Y. (2012). Characterization of the fecal microbiota using high-throughput sequencing reveals a stable microbial community during storage. PloS One 7 (10), e46953. https://doi.org/10.1371/journal.pone.0046953.

Carvalho, E. C., Maldaner, M. E., Costa-Silva, V., Sehn, H., Franquini, C., Campos, V. O., ... & França, F. M. (2023). Dung beetles from two sustainable-use protected forests in the Brazilian Amazon. *Biodiversity Data Journal*, *11*. https://doi.org/10.3897/BDJ.11.e96101.

Carvalho, R. L., Andersen, A. N., Anjos, D. V., Pacheco, R., Chagas, L., & Vasconcelos, H. L. (2020). Understanding what bioindicators are actually indicating: Linking disturbance responses to ecological traits of dung beetles and ants. *Ecological Indicators*, *108*, 105764. https://doi.org/10.1016/j.ecolind.2019.105764.

Cupello, M., Silva, F. A., & Vaz-De-Mello, F. Z. (2023). Corrigendum: The Taxonomic Revolution of New World dung beetles (Coleoptera: Scarabaeidae: Scarabaeinae). *Frontiers in Ecology and Evolution*, *12*, 1369318. https://doi.org/10.3389/fevo.2023.1168754.

Davis, A. J., Holloway, J. D., Huijbregts, H., Krikken, J., Kirk-Spriggs, A. H., & Sutton, S. L. (2001). Dung beetles as indicators of change in the forests of northern Borneo. *Journal of applied ecology*, *38*(3), 593-616. https://doi.org/10.1046/j.1365-2664.2001.00619.x.

Edmonds, W. D. (1972). Comparative skeletal morphology, systematics and evolution of the phanaeine dung beetles (Coleoptera: Scarabaeidae). *Kans Univ Sci Bull*.

Estupiñan-Mojica, A., Portela-Salomão, R., Liberal, C. N., Santos, B. A., Machado, C. C., de Araujo, H. F., ... & Alvarado, F. (2022). Landscape attributes shape dung beetle diversity at multiple spatial scales in agricultural drylands. *Basic and Applied Ecology*, *63*, 139-151. https://doi.org/10.1016/j.baae.2022.06.002.

Ferreira, K. R., Puker, A. e Correa, C. M. (2020). The attraction of Amazonian dung beetles (Coleoptera: Scarabaeidae: Scarabaeinae) to the feces of omnivorous mammals is dependent on their diet: implications for ecological monitoring. *Environmental Entomology*, *49*(6), 1383-1392. https://doi.org/10.1093/ee/nvaa106.

França, F. M., Frazão, F. S., Korasaki, V., Louzada, J., & Barlow, J. (2017). Identifying thresholds of logging intensity on dung beetle communities to improve the sustainable management of Amazonian tropical forests. *Biological Conservation*, *216*, 115-122. https://doi.org/10.1016/j.biocon.2017.10.014.

França, F., Louzada, J., & Barlow, J. (2018). Selective logging effects on 'brown world'faecal-detritus pathway in tropical forests: A case study from Amazonia using dung beetles. *Forest Ecology and Management*, *410*, 136-143. https://doi.org/10.1016/j.foreco.2017.12.027.

França, F., Louzada, J., Korasaki, V., Griffiths, H., Silveira, J. M., & Barlow, J. (2016). Do space-for-time assessments underestimate the impacts of logging on tropical biodiversity? An Amazonian case study using dung beetles. *Journal of Applied Ecology*, *53*(4), 1098-1105. https://doi.org/10.1111/1365-2664.12657.

Frank, K., Krell, F. T., Slade, E. M., Raine, E. H., Chiew, L. Y., Schmitt, T., ... & Blüthgen, N. (2018). Global dung webs: high trophic generalism of dung beetles along the latitudinal diversity gradient. *Ecology Letters*, *21*(8), 1229-1236. https://doi.org/10.1111/ele.13095.

Génier, F. (2009). *Le genre Eurysternus Dalman, 1824 (Scarabaeidae: Scarabaeinae: Oniticellini): Révision taxonomique et clés de détermination illustrées* (Vol. 85, pp. 1-432). Sofia: Pensoft.

Gimenez-Gomez, V. C., Verdú, J. R., Velazco, S. J., & Zurita, G. A. (2021). Dung beetle trophic ecology: are we misunderstanding resources attraction?. *Ecological Entomology*, *46*(3), 552-561. https://doi.org/10.1111/een.13001.

González, E., Salvo, A., & Valladares, G. (2020). Insects moving through forest-crop edges: a comparison among sampling methods. *Journal of insect conservation*, *24*(2), 249-258. https://doi.org/10.1007/s10841-019-00201-6.

Griffiths, H. M., Louzada, J., Bardgett, R. D., Beiroz, W., França, F., Tregidgo, D., & Barlow, J. (2015). Biodiversity and environmental context predict dung beetle-mediated seed dispersal in a tropical forest field experiment. *Ecology*, *96*(6), 1607-1619. https://doi.org/10.1890/14-1211.1.

Griffiths, H. M., Bardgett, R. D., Louzada, J., & Barlow, J. (2016). The value of trophic interactions for ecosystem function: dung beetle communities influence seed burial and seedling recruitment in tropical forests. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, *283*(1844), 20161634. https://doi.org/10.1098/rspb.2016.1634.

Halffter, G., & Matthews, E. G. (1966). The natural history of dung beetles of the subfamily Scarabaeinae. *Folia Entomológica Mexicana*, *12*(14), p. 1-302, 1966.

Hanski, I., & Cambefort, Y. (1991). *Dung Beetle Ecology*. Princeton: Princeton University Press.

Harada, L. M., Araújo, I. S., Overal, W. L., & Silva, F. A. B. (2020). Comparison of dung beetle communities (Coleoptera: Scarabaeidae: Scarabaeinae) in oil palm plantations and native forest in the eastern Amazon, Brazil. *Revista Brasileira de Entomologia*, *64*(1), e2019102. https://doi.org/10.1590/1806-9665-RBENT-2019-102.

Hasan, F., Wallace, K. J., Fowler, S. V., Schipper, L. A., Hemmings, Z., Berson, J. D., & Barnes, A. D. (2024). Dung beetles drive direct and indirect changes in ecosystem multifunctionality. *Functional Ecology*, *38*(9), 1971-1983. https://doi.org/10.1111/1365-2435.14607.

Iannuzzi, L., Liberal, C. N., de Souza, T. B., Pellegrini, T. G., da Cunha, J. C. S., Koroiva, R., ... & Leivas, F. W. T. (2021). Sampling methods for beetles (Coleoptera). In: Santos, J.C., & Fernandes, G.W. (Eds), *Measuring arthropod biodiversity: a*

handbook of sampling methods, Springer, Cham. 125-185. https://doi.org/10.1007/978-3-030-53226-0_6.

Krogmann, L., & Holstein, J. (2010). Preserving and specimen handling: Insects and other invertebrates. In J. Eymann, J. Degreef, C. Häuser, J. C. Monje, Y. Samyn, & D. Vanden Spiegel (Eds.), *Manual on field recording techniques and protocols for all taxa biodiversity inventories*, (pp. 463–481). Belgian National Focal Point to the Global Taxonomy Initiative (GTI), Royal Belgian Institute of Natural Sciences.

Larsen, T. H., & Forsyth, A. (2005). Trap spacing and transect design for dung beetle biodiversity studies 1. *Biotropica: The Journal of Biology and Conservation*, *37*(2), 322-325. https://doi.org/10.1111/j.1744-7429.2005.00042.x.

Lobo, J. M., Martín-Piera, F., & Veiga, CM (1988). Las trampas *pitfall* con cebo, sus posibilidades en el estudio de las comunidades coprófagas de Scarabaeioidea(Coleoptera). I Características determinantes de su capacidad de captura. *Revue d'Ecologie et de Biologie du Sol*, 77-100.

Lyra, R. R., Rodrigues, T. H. A., da Costa, C. M. Q., Correa, C. M., Louzada, J. N. C., & Bernardi, L. F. O. (2024). Does Restinga degradation impact the association between mites and dung beetles?. *Austral Ecology*, *49*(2), e13463. https://doi.org/10.1111/aec.13463.

Maciel, R., Braga, R. F., Carvalho, R. L., Louzada, J., & Slade, E. M. (2023). Tropical savanna conversion to exotic pastures negatively affects taxonomic and functional diversity of dung beetle assemblages, but not dung removal. *Insect Conservation and Diversity*, *16*(5), 588-599. https:// doi.org/10.1111/icad.12656.

Martin, J. E. H. (1977). The insects and arachnids of Canada. Part 1: Collecting, preparing, and preserving insects, mites, and spiders. Hull: Publication 1643, Research Branch, Canada Department of Agriculture.

Magnusson, W. E., Lima, A. P., Luizão, R., Luizão, F., Costa, F. R., Castilho, C. V. D., & Kinupp, V. F. (2005). RAPELD: a modification of the Gentry method for biodiversity surveys in long-term ecological research sites. *Biota Neotropica*, *5*, 19-24. https://doi.org/10.1590/S1676-06032005000300002.

Marsh, C. J., Louzada, J., Beiroz, W., & Ewers, R. M. (2013). Optimising bait for *pitfall* trapping of Amazonian dung beetles (Coleoptera: Scarabaeinae). *PLoS one*, *8*(8), e73147. https://doi.org/10.1371/journal.pone.0073147.

Mora-Aguilar, E. F., Arriaga-Jiménez, A., Correa, C. M., da Silva, P. G., Korasaki, V., López-Bedoya, P. A., ... & Noriega, J. A. (2023). Toward a standardized methodology for sampling dung beetles (Coleoptera: Scarabaeinae) in the Neotropics: A critical review. *Frontiers in Ecology and Evolution*, *11*, 1096208. https://doi.org/10.3389/fevo.2023.1096208.

Mota, A. A., Carvalho, E., Correa, C., & Vaz-de-Mello, F. Z. (2023). Identification guide of dung beetle species (Coleoptera: Scarabaeidae: Scarabaeinae) of the Brazilian Pantanal. *Biota Neotropica*, *23*, e20221443. https://doi.org/10.1590/1676-0611-BN-2022-1443.

Newton, A., & Peck, S. B. (1975). Baited *pitfall* traps for beetles. *Coleopterists' bulletin*.

Nichols E. S., & Gardner T. A. (2011). Dung beetles as a candidate study taxon in applied biodiversity conservation research. In: Simmons, L. W., & Ridsdill-Smith, T. J. (Eds.), *Ecology and evolution of dung beetles* (pp. 267-293). John Wiley & Sons. https://doi.org/10.1002/9781444342000.ch13.

Nichols, E., Larsen, T., Spector, S., Davis, A. L., Escobar, F., Favila, M., ... & Network, T. S. R. (2007). Global dung beetle response to tropical forest modification and fragmentation: a quantitative literature review and meta-analysis. Biological conservation, *137*(1), 1-19. https://doi.org/10.1016/j.biocon.2007.01.023.

Nichols, E., Uriarte, M., Peres, C. A., Louzada, J., Braga, R. F., Schiffler, G., ... & Spector, S. H. (2013). Human-induced trophic cascades along the fecal detritus pathway. *PloS one*, *8*(10), e75819. https://doi.org/10.1371/journal.pone.0075819.

Noble, C. D., Gilroy, J. J., Berenguer, E., Vaz-de-Mello, F. Z., & Peres, C. A. (2023). Many losers and few winners in dung beetle responses to Amazonian forest fragmentation. *Biological Conservation*, *281*, 110024. https://doi.org/10.1016/j.biocon.2023.110024.

Noss, R. F. (1990). Indicators for monitoring biodiversity: A hier-archical approach. *Conservation Biology, 4*, 355-364. https://doi.org/10.1111/j.1523-1739.1990.tb00309.x.

Nunes, C. A., Barlow, J., França, F., Berenguer, E., Solar, R. R., Louzada, J., ... & Sayer, E. J. (2021). Functional redundancy of Amazonian dung beetles confers community-level resistance to primary forest disturbance. *Biotropica*, *53*(6), 1510-1521. https://doi.org/10.1111/btp.12998.

Pacheco, T. L., & Vaz-de-Mello, F. Z. (2015). Dung beetles of the tribe Phanaeini (Coleoptera: Scarabaeidade: Scarabaeinae) from Roraima state, Northern Brazil: checklist and key to species. *Biota Neotropica*, *15*, e20140145. https://doi.org/10.1590/1676-06032015014514.

Perera, N. N., Barrow, R. A., Weston, P. A., Weston, L. A., & Gurr, G. M. (2024). Field evaluation of electrophysiologically-active dung volatiles as chemical lures for trapping of dung beetles. *Scientific Reports*, *14*(1), 584. https://doi.org/10.1038/s41598-023-50079-3.

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

Saleh, S., Hasanah, U., & Elijonnahdi, E. (2014). Effectiveness of dung beetles as bioindicators of environmental changes in land-use gradient in Sulawesi, Indonesia. *Biotropia*, *21*(1), 48-58.

Salomão, R. P., Correa, C. M. D. A., Santorelli Junior, S., Lima, A. P., Magnusson, W. E., Arruda, E. F., ... & Cabral, R. C. C. (2023). Species diet and the effect of different spatial bait distribution on assemblage of dung beetles in Amazonian white-sand forest. *International Journal of Tropical Insect Science*, *43*(3), 1153-1162. https://doi.org/10.1007/s42690-023-01012-8.

Schoolmeesters, P. (2024). World Scarabaeidae Database (version 2024-10-09). In O. Bánki, Y. Roskov, M. Döring, G. Ower, D. R. Hernández Robles, C. A. Plata Corredor, T. Stjernegaard Jeppesen, A. Örn, L. Vandepitte, T. Pape, D. Hobern, S. Garnett, H. Little, R. E. DeWalt, K. Ma, J. Miller, T. Orrell, R. Aalbu, J. Abbott, et al., *Catalogue of Life* (Versão 2024-10-22). Catalogue of Life, Amsterdam, Holanda. Disponível em: https://doi.org/10.48580/dgjc7-38g (Acesso em out. 2024).

Silva, J. L. D., Silva, R. J. D., Fernandes, I. M., Sousa, W. O. D., & Vaz-de-Mello, F. Z. (2020). Species composition and community structure of dung beetles (Coleoptera: Scarabaeidae: Scarabaeinae) compared among savanna and forest formations in the southwestern Brazilian Cerrado. *Zoologia (Curitiba)*, *37*, e58960. https://doi.org/10.3897/zoologia.37.e58960.

Sullivan, G. T., Ozman-Sullivan, S. K., Lumaret, J. P., Bourne, A., Zeybekoglu, U., Zalucki, M. P., & Baxter, G. (2017). How guilds build success; aspects of temporal resource partitioning in a warm, temperate climate assemblage of dung beetles (Coleoptera: Scarabaeidae). *Environmental entomology*, *46*(5), 1060-1069. https://doi.org/10.1093/ee/nvx117.

Tavares, A., Beiroz, W., Fialho, A., Frazão, F., Macedo, R., Louzada, J., & Audino, L. (2019). Eucalyptus plantations as hybrid ecosystems: Implications for species conservation in the Brazilian Atlantic forest. *Forest Ecology and Management*, *433*, 131-139. https://doi.org/10.1016/j.foreco.2018.10.063.

Vaz-de-Mello, F. Z., & Bordin, B. R. (2024) Scarabaeidae. In: Catálogo Taxonômico da Fauna do Brasil. Disponível em: http://fauna.jbrj.gov.br/fauna/faunadobrasil/127498 (Acesso em out. 2024).

Vaz-de-Mello, F. Z., Edmonds, W. D., Ocampo, F. C., & Schoolmeesters, P. (2011). A multilingual key to the genera and subgenera of the subfamily Scarabaeinae of the New World (Coleoptera: Scarabaeidae). *Biotaxa*, *2854*(1:29). https://doi.org/10.11646/zootaxa.2854.1.1.

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

AUTORIA

Autor 1
Taís Helena de Araujo Rodrigues
Breve currículo: Doutora em Entomologia pela Universidade Federal de Lavras, Pesquisadora do Instituto de Desenvolvimento Sustentável Mamirauá
Instituição: Instituto de Desenvolvimento Sustentável Mamirauá – Instituto Mamirauá
E-mail: tais-helena-araujo@hotmail.com
Orcid: https://orcid.org/0000-0001-9196-9041
País: Brasil

Autor 2
André Luiz Batista Tavares
Breve currículo: Doutor em Entomologia pela Universidade Federal de Lavras, Pesquisador do Centro de Estudos Integrados da Biodiversidade Amazônica
Instituição: Centro de Estudos Integrados da Biodiversidade Amazônica - INCT
E-mail: andtavares.bio@gmail.com
Orcid: https://orcid.org/0000-0002-7527-6744
País: Brasil

Autor 3
Clarissa Rosa
Breve currículo: Doutora em Ecologia Aplicada pela Universidade Federal de Lavras, Pesquisadora do Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia
Instituição: Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia – INPA
E-mail: rosacla.eco@gmail.com
Orcid: https://orcid.org/0000-0001-7462-1991
País: Brasil