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 PEQUENOS MAMÍFEROS PARCELAS RAPELD

SMALL MAMMAL SAMPLING PROTOCOL IN RAPELD PLOTS

Elizabete Captivo Lourenço[1], Adriana Bocchiglieri[2], Ailin Gatica[3], Ana Cecilia Ochoa[3], Clarissa Rosa[4], Hermes Ribeiro Luz[5], Luciano Carramaschi de Alagão Querido[4], Maurício Eduardo Graipel[6] & Helena Godoy Bergallo[7]

Resumo:

Protocolos são documentos base para garantir a padronização de serviços, possuem regras e instruções que permitem replicabilidade, garantindo a qualidade de um serviço ou produto. O sistema RAPELD é um método padronizado para diversas amostragens ecológicas, em diferentes escalas, que permite a comparação entre diversos estudos. No entanto, só o uso dos módulos do sistema não garante padronização suficiente para comparações ou integração de estudos, já que há variação de técnicas utilizadas nas diversas amostragens. Para a síntese de dados de qualidade é desejável que protocolos de amostragens sejam realizados para garantir a padronização mínima da coleta de dados. Para tal, apresentamos o desenho amostral que pode ser utilizado como protocolo de captura de pequenos mamíferos em parcelas RAPELD; apresentamos também planilhas de organização de dados, visando o gerenciamento para a eficiência no processo de integração. Indicamos o uso de 26 armadilhas de captura viva, alternadas entre tipo e estrato de solo e sub-bosque (quando houver), além de uso de armadilhas em dossel, e em parcelas aquáticas, e do uso de armadilhas de queda.

Palavras-chave: Armadilhas de captura; Didelphidae; mastofauna; *pitfall*; PPBio; Rodentia.

[1] Programa de Pós-Graduação em Ecologia e Evolução, Universidade do Estado do Rio de Janeiro, Rua São Francisco Xavier, 524, PHLC sala 220, CEP 20550-900, Rio de Janeiro, RJ, Brasil. Email: beteclouren1205@yahoo.com.br

Abstract:

Protocols are foundational documents to ensure the standardization of services, containing rules and instructions that allow replicability, thus ensuring the quality of a service or product. RAPELD is a standardized method for various ecological samplings at different scales, which allows for comparison between different studies. However, merely using the RAPELD modules does not guarantee sufficient standardization for comparisons or study integration. The variation in techniques used in different samplings makes comparison and integration of studies difficult. For the synthesis of quality data, it is desirable that sampling protocols be implemented to ensure minimal standardization of data collection. To this end, we present a sampling design that can be used as a protocol for capturing small mammals in RAPELD plots; we also present data organization spreadsheets aimed at management efficiency in the integration process. We recommend the use of 26 live capture traps, alternating between type and soil stratum and understory (when available), as well as the use of canopy traps, aquatic plot traps, and pitfalls.

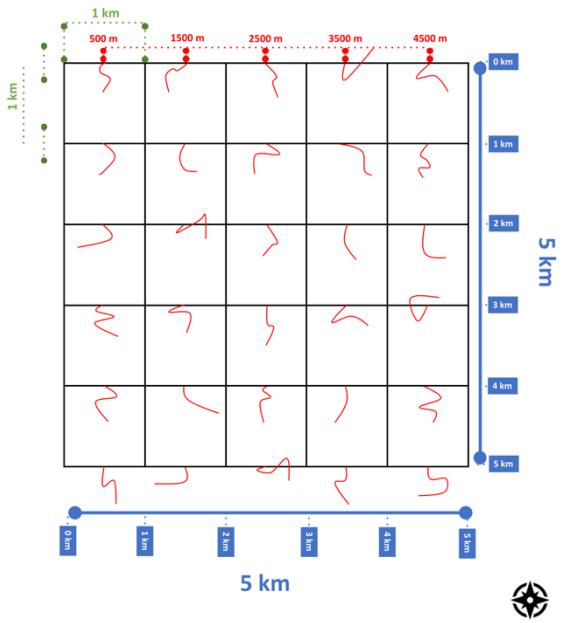
Keywords: Traps; Didelphidae; Mammalia; pitfall; PPBio; Rodentia.

[2] Departamento de Ecologia, Programa de Pós-graduação em Ecologia e Conservação, Universidade Federal de Sergipe, São Cristovão, SE, Brasil.
[3] Facultad de Química, Bioquímica y Farmacia. Universidad Nacional de San Luis (UNSL). San Luis, San Luis, Argentina.
[4] Coordenação da Biodiversidade, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus, AM, Brasil.
[5] Programa de Pós-Graduação em Biodiversidade e Conservação, Saúde e Ambiente, RenorBio, Universidade Federal do Maranhão, São Luis, MA, Brasil.
[6] Departamento de Ecologia e Zoologia, Centro de Ciências Biológicas, Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, SC, Brasil.
[7] Departamento de Ecologia, Universidade do Estado do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, RJ, 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.

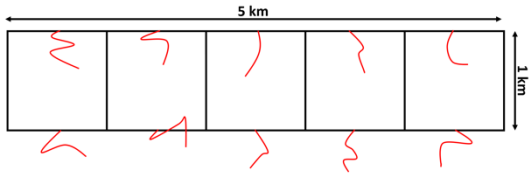
Grid de amostragem com as trilhas principais de 5 km e parcelas dispostas a cada 1 km



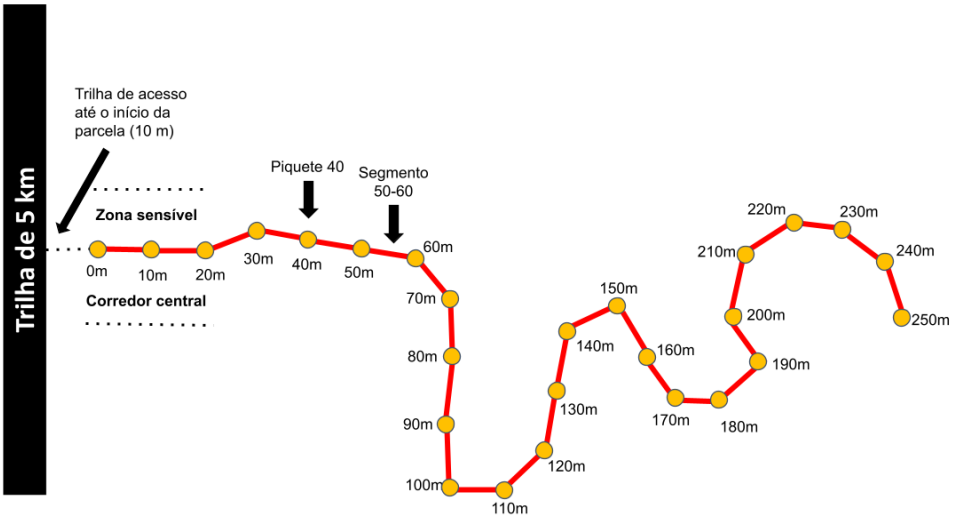
As **parcelas uniformemente distribuídas** são transectos de 250 metros de comprimento posicionados ao longo de curvas de nível, com larguras ajustadas conforme o grupo taxonômico ou variável estudada. Essa disposição minimiza os efeitos da topografia sobre as condições ambientais dentro das parcelas,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

Pequenos mamíferos correspondem a um termo genérico, sem determinação taxonômica e baseado, principalmente, no peso dos animais adultos. Stoddart (2012) discutiu sobre a definição de pequenos mamíferos e concluiu que esse grupo de animais inclui o peso de até 5 kg, o que representa cerca de 90% de todos os mamíferos. No entanto, frequentemente vemos estudos que consideram como pequenos mamíferos as espécies de até 2 kg (ex. Chagas; Costa, 1993; Rosa et al., 2018; Monticelli et al., 2021) e outros apenas até 1 kg (ex. Chiarello, 2000; Cáceres et al., 2010; Faria; Lanes; Bonvicino, 2020). A falta de uma definição precisa dificulta a utilização deste termo. Porém, na prática, os pequenos mamíferos terrestres não voadores estão associados a amostragens que utilizam armadilhas de captura-viva que limitam a entrada dos animais, determinando assim o tamanho dos animais do foco dos estudos (Cáceres; Graipel; Cherem, 2012). Já os pequenos mamíferos voadores restringem-se aos representantes da ordem Chiroptera.

De forma geral, pequenos mamíferos terrestres não-voadores incluem roedores (Rodentia) e marsupiais (Didelphimorphia), embora eventualmente indivíduos de outras ordens também possam ser capturados (Jose et al., 2022). Como em ambas as ordens existem exemplares que atingem mais de 2 kg, nem todas as espécies das ordens se enquadram na definição genérica. Geralmente, as armadilhas capturam espécies das famílias Didelphidae (Didelphimorphia), Cricetidae e Echimiydae (Rodentia) (Faria; Lanes; Bonvicino, 2020), embora roedores das famílias Caviidae, Dasyproctidae e Sciuridae possam eventualmente ser capturados (ex. Bergallo, 1994; Modesto et al., 2008). Por vezes, espécies das famílias Didelphidae e Sciuridae são incluídas na fauna de médios mamíferos por serem facilmente reconhecidas em estudos com armadilhas fotográficas, o que reforça a arbitrariedade da classificação pelo porte. Neste protocolo, de utilização de armadilhas de capturas-vivas e armadilhas de queda, estamos considerando quaisquer espécies destas ordens que sejam amostradas pela utilização dessas armadilhas.

Para amostragem de pequenos mamíferos em estudos de campo, as armadilhas de captura-viva, como Sherman e Tomahawk, são amplamente utilizadas devido à sua eficácia (Palmeirim et al., 2019). Essas armadilhas são projetadas para capturar animais e permitir a liberação após o procedimento de amostragem. As armadilhas do tipo caixa

(ex. Sherman) são pequenas armadilhas confeccionadas com chapas metálicas que possuem uma porta. Ao entrar na armadilha em busca de alimento, o animal aciona um pedal que fecha a porta, prendendo o animal em seu interior. Já as armadilhas do tipo grade (ex. Tomahawk) possuem estrutura semelhante, no entanto são confeccionadas em grade e não em chapas metálicas, e são, frequentemente, maiores, permitindo a captura de pequenos mamíferos de maior porte (ex. *Didelphis*) (Palmeirim et al., 2019). Ambas as armadilhas podem ser instaladas tanto no solo, como no estrato arbóreo, seja no sub-bosque ou dossel (Graipel, 2003a), permitindo a amostragem de animais arborícolas (Hannibal; Cáceres, 2010).

A disposição das armadilhas de captura no ambiente pode variar dependendo do objetivo do trabalho. Armadilhas dispostas em distâncias uniformes, que formam um padrão espacial em formato de grade, são normalmente utilizadas para estudos populacionais (ex. estimativas de abundância e de área de vida), pois tendem a cobrir uma maior variação de microhabitats e, portanto, um maior número de espécies da comunidade de mamíferos (Moura; Grelle; Bergallo, 2008). Contudo, as armadilhas podem ser seletivas em função do tipo de iscas utilizadas, podendo afetar as estimativas de abundância, composição e riqueza de espécies (Woodman et al., 1996). Assim, formas de amostragens menos seletivas também devem ser consideradas (Cáceres; Graipel; Cherem, 2012).

As armadilhas de queda (também conhecidas como armadilhas de interceptação-e-queda ou *pitfalls*) utilizam baldes plásticos de 20 a 100 litros, enterrados de forma que a boca do balde fique ao nível do solo. Os baldes são conectados por uma cerca de plástico (~80 cm de altura) que direciona os animais que se deparam com ela até a boca do balde. Os baldes tanto podem ser colocados ao longo de uma linha ou em formato de Y, onde um balde é enterrado em cada ponta e um no centro do Y. A distância entre os baldes têm variado de 4 a 10 m (ex. Santos-Filho et al., 2015; Garey et al., 2023). Geralmente, o uso de armadilhas de captura-viva e armadilhas de queda são métodos complementares (ex. Carmignotto; Bezerra; Rodrigues, 2014), mas também podem ser utilizados de forma isolada nas amostragens (ex. Martin et al., 2012).

Vários estudos têm comparado a eficiência desses métodos e, em geral, as armadilhas de queda apresentam maior sucesso, capturando uma maior riqueza e abundância de espécies (Santos-Filho et al., 2015; Bovendorp; McCleery; Galetti, 2017).

Ademais, Santos-Filho et al. (2015) observaram que as armadilhas de queda capturaram um diferente subgrupo de espécies. Contudo, o uso de armadilhas de queda pode ser limitado em alguns ambientes. Em áreas onde os solos são rasos, onde a rocha de origem pode estar a menos de 50 cm de profundidade, como é o caso de alguns ambientes insulares (Graipel et al., 1997; Araújo; Galliez; Bergallo, 2023), é inviável cavar para enterrar baldes. Por outro lado, em solos que retêm mais água, em épocas chuvosas o balde pode ser expelido do buraco devido ao encharcamento do solo, como áreas de Restingas Hidromórficas (Balieiro et al., 2015).

Até onde sabemos, não há padronização de protocolos para estudos com armadilhas de captura-viva e nem com armadilhas de queda. Há diversas marcas e tamanhos de armadilhas, bem como diferentes iscas e padrões espaciais de instalação que podem ser utilizados. Todas essas variáveis podem ou não influenciar no sucesso de captura dos animais, refletindo na eficiência da amostragem e nos dados obtidos. O delineamento amostral é reflexo do objetivo do estudo, o que dificulta a integração de dados. Ao se utilizar dados secundários, a maioria dos estudos não são elegíveis, pois o delineamento amostral e os métodos diferem de acordo com o objetivo do estudo, não sendo comparáveis, inviabilizando análises que considerem, por exemplo, o esforço amostral e a eficiência de captura. Assim, a maioria dos dados coletados acaba sendo analisada com as informações de presença ou ausência das espécies-alvo, gerando perda de informações, além de falsas-ausências computadas como ausências devido a amostragens ineficientes (veja Costa; Magnusson, 2010).

Considerando a grande variabilidade nas formas de disposição, distância e quantidade de armadilhas nos delineamentos amostrais em campo, torna-se difícil comparar e integrar os dados coletados. Sendo assim, a padronização do delineamento amostral é fundamental para que estudos em diferentes escalas espaciais e temporais sejam comparáveis. Nesse sentido, o uso do sistema RAPELD permite responder diferentes questões científicas, que podem ser de curto prazo, mas que podem ser integradas a análises de longo prazo e larga escala espacial (Magnusson et al., 2005).

Para viabilizar a integração de dados é necessário padronizar os protocolos de amostragens, de modo que também possibilite responder diferentes questões e em diferentes escalas temporais e espaciais. O uso do sistema RAPELD agrega valor aos dados de pesquisa, mesmo que para trabalhos de curto prazo (veja Bergallo et al., 2023).

Nesse sentido, os Programas de Pesquisa em Biodiversidade (ex. PPBios da Mata Atlântica e Amazônia Ocidental e Oriental) buscam criar protocolos para que as pesquisas realizadas nas parcelas uniformes dos módulos ou grades do sistema RAPELD possam ser integradas em diversos locais, biomas e também por diferentes pesquisadores.

Por exemplo, há alguns estudos publicados na Mata Atlântica, na Amazônia Brasileira e no semiárido da Argentina usando parcelas RAPELD com armadilhas de captura-viva (ex. Balieiro et al., 2015; Ochoa et al., 2021; Araujo et al., 2023; Araújo; Galliez; Bergallo, 2023; Lourenço et al., 2023). Já em áreas de silvicultura e transição de Mata Atlântica e Cerrado, o levantamento de pequenos mamíferos nas parcelas RAPELD foi realizado com o uso das armadilhas de queda (ex. Martin et al., 2012). Ainda que o PPBio Amazônia Oriental sugira um protocolo de amostragem com armadilhas de queda (Protocolo 11 - Mamíferos | PPBio Amazônia Oriental), percebe-se que não há um protocolo único para a rede PPBio de diferentes biomas referente a amostragem de pequenos mamíferos em parcelas RAPELD

Neste contexto, nosso objetivo foi somar esforços entre pesquisadores do PPBio Amazônia Ocidental, Amazônia Oriental, Mata Atlântica e Argentina para fornecer um protocolo mínimo, porém amplo, para ser usado como método de amostragem de pequenos mamíferos nas parcelas RAPELD uniformes e ripárias, buscando a posterior integração de dados e comparabilidade entre sítios. Além do protocolo, fornecemos modelos de fichas de campo, de planilhas para inserção dos dados brutos e material de apoio para a amostragem.

2 MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Material

Neste tópico são descritos apenas os materiais utilizados para a aplicação do protocolo de amostragem dos pequenos mamíferos, descrições mais detalhadas e fotos dos equipamentos são apresentadas no subtópico dos 2.2 Métodos.

2.1.1 Armadilhagem solo e sub-bosque

13 Armadilhas tipo Tomahawks (Tk) por parcela;

13 Armadilhas tipo Shermans (Sh) por parcela;

13 elásticos ou extensores por parcela, para prender as armadilhas do sub-bosque ou 13 plataformas (L) e 01 rolo de fita adesiva para fixação de plataforma.

2.1.2 Armadilhagem dossel

3 Tomahawks por parcela para dossel;

2 Shermans por parcela para dossel;

5 roldanas;

2.1.3 Armadilhagem aquático-ripária

5 Tomahawks;

5 cabos seda/polipropileno de 3 a 5 mm, com aproximadamente 10 metros para amarrar em uma árvore próxima, evitando que a armadilha seja levada em caso de aumento do fluxo d'água.

2.1.4 Montagem das armadilhas de queda por parcela

1 trena de 10 m para medir a distância entre os baldes;

4 baldes plásticos com tampa de 60 litros;

30 metros de lona plástica de 100 cm de largura por parcela;

15 estacas de 60 cm para prender as lonas;

Grampeador de pressão para fixar lona e fitilho nas estacas;

Pá, cavadeira articulada e enxada para abrir os buracos onde os baldes serão enterrados.

2.1.5 Triagem

Trena, paquímetro ou régua para medir os animais;

Brincos de marcação de orelhas;

Alicate aplicador de brincos;

Lápis 6B, borracha, apontador e caneta de marca permanente;

Ficha de campo para anotação;

Sacos de contenção;

Dinanômetros: 100, 300, 600, 1000, 2500 g.

2.1.6 EPI's e outros

Roupas claras;

Calça grossa;

Camisa com mangas longas;

Calçados adequados bem fechados e confortáveis;

Meias longas;

Luvas de procedimento;

Luvas de borracha grossa;

Luvas de raspa de couro;

Luvas de raspa de couro comprida ou luvas de couro de vaqueta para manusear os animais;

Óculos de proteção transparente;

Perneiras ou botas de borracha de cano longo;

Máscaras PFF2 para uso durante a triagem dos animais;

Luvas de procedimento;

Avental cirúrgico descartável;

Kit básico de primeiros socorros;

Lanternas de cabeça;

Repelentes;

Solução de hipoclorito de sódio a 2,0% para limpeza das armadilhas;

Escova para limpeza das armadilhas;

Coletor perfurocortante para descarte;

Borrifador com etanol 70% para assepsia de materiais.

2.2 Métodos

2.2.1 Armadilhas de captura-viva (tipo Sherman e Tomahawk)

Na amostragem de pequenos mamíferos, cada parcela RAPELD constitui uma unidade amostral, onde são dispostas armadilhas de captura-viva do tipo Sherman e do tipo Tomahawk. Existem variados tamanhos de armadilhas que delimitam o tamanho do animal a ser capturado, no entanto, aqui não sugerimos o tamanho de armadilha a ser usada, mas recomendamos que as medidas das armadilhas sejam discriminadas nos metadados da amostragem.

As armadilhas devem ser posicionadas a partir do piquete 0 (início da parcela) finalizando no piquete 25, totalizando 26 armadilhas dispostas a cada 10 m (Figura 1), do lado oposto à área sensível. Dependendo do ambiente, florestal ou aberto, é possível amostrar de um a três estratos: (1) chão/solo; (2) sub-bosque; (3) arbóreo/dossel. As armadilhas devem ser posicionadas intercalando o substrato e de maneira que os tipos de armadilhas também sejam intercalados em cada estrato, e as armadilhas do estrato arbóreo/dossel devem ser posicionadas a cada 50m (ver Figura 1). A conformação do posicionamento dos estratos pode variar em cada parcela, devido a estrutura da vegetação, e não há implicações na modificação do esquema básico (Figura 1). No entanto, deve-se seguir a mesma proporção de tipos de armadilhas no solo e no sub-bosque (quando houver), sempre que possível. Na ausência de sub-bosque (ex. áreas campestres e savânicas), as armadilhas devem ser instaladas no chão/solo. A disposição das armadilhas deve ser anotada (ver Material Suplementar S1, S2 e S3).

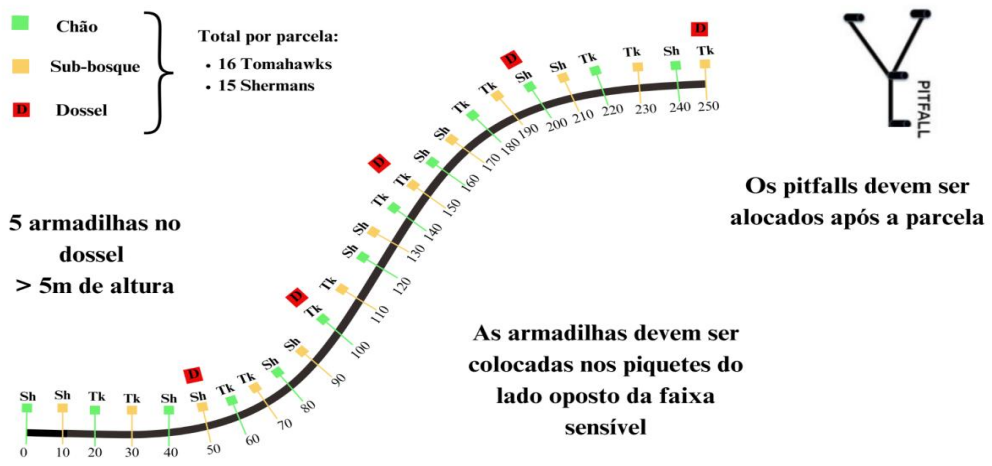


Figura 1 - Desenho esquemático das armadilhas utilizadas para captura de pequenos mamíferos em parcelas RAPELD. Sh = Sherman). Tk = Tomahawk. Em verde as armadilhas devem ser posicionadas no chão/solo, em amarelo as armadilhas devem ser posicionadas no sub-bosque, em vermelho no dossel. Os números representamos pontos dos segmentos da parcela.

As armadilhas de solo devem ser posicionadas utilizando os piquetes da parcela como referência, mas de modo que maximize a eficiência de captura. Por exemplo, as armadilhas podem ser dispostas em possíveis rotas dos mamíferos, e devem ser instaladas em locais abrigados sob ou junto a troncos caídos, raízes de árvores, ervas e arbustos, para minimizar a exposição a condições ambientais adversas que geram insolação e hipotermia nos animais capturados (Figura 2). As armadilhas no sub-bosque podem ser

presas com extensores ou elásticos em galhos, lianas ou tronco das árvores a uma altura de 1,5 a 2 metros (Figura 2), que tenham conexões com o restante da vegetação, ou instaladas sobre plataformas (Figura 3), que facilitam a seleção do ponto de amostragem e altura de instalação das armadilhas no sub-bosque (Graipel et al., 2003). Em parcelas onde existe um estrato arbóreo, sugere-se colocar cinco armadilhas, três do tipo Tomahawk e duas do tipo Sherman por parcela no dossel, em uma altura mínima de 5 m, com o auxílio de cabos de seda/polipropileno, polia e uma plataforma de madeira para suspender a armadilha (veja Graipel, 2003a; Graipel; Moraes, 2004; Vieira, 1998).

Figura 2 - Armadilha do tipo Tomahawk no solo (A) e do tipo Sherman presa com extensores a uma liana (B) no sub-bosque. Note que a armadilha Tomahawk está coberta em um dos lados com plástico para proteger o animal da chuva. Fotos: Elizabete Lourenço.

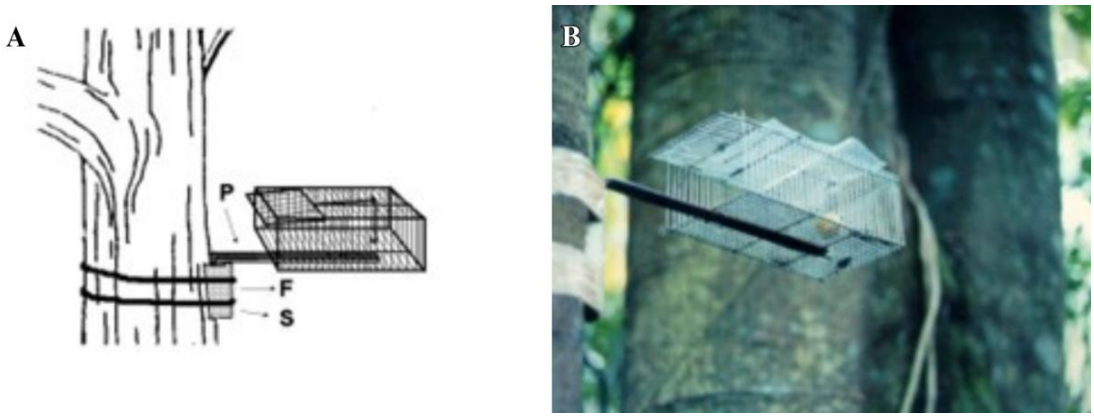


Figura 3 - Esquema da plataforma de encaixe para captura de pequenos mamíferos no sub-bosque (A): P = Plataforma de metal em “L” para encaixe; S = Suporte, uma canaleta de metal ou plástico para encaixe da plataforma; F = Fita adesiva para fixar o suporte na árvore (Fonte: Graipel, 2003b); Imagem de armadilha com suporte em “L” armada e com isca (B). Foto: Maurício Graipel.

A plataforma é montada conectando três peças de madeira (2 x 2 x 30 cm) (Figura 4A) ou duas (2 x 2 x 40 cm) (Figura 4B) por suas extremidades. A armadilha é fixada na extremidade inferior da plataforma com o uso de arames, a entrada única da armadilha fica de frente para a parte interna da estrutura de madeira (Figuras 4A e 4B). Um arame fino com formato de "V" invertido, de onde a armadilha fica pendurada, é preso ao topo da plataforma em sua extremidade mais distante. Dois cabos de seda/polipropileno de 3 a 5 mm de diâmetro são usados na operação de elevação da polia e da plataforma. Em um dos cabos (Cabo A) é amarrado um peso de chumbo na ponta e uma polia na outra ponta. Então, a ponta com o peso de chumbo é arremessada manualmente sobre o galho selecionado ou com o uso de estilingue. Após passar pelo galho retira-se o peso e o cabo A é inserido no suporte da polia (ver detalhe figura 4A) que será erguida até encostar no galho. Antes de elevar a polia, o segundo cabo (Cabo B) é inserido através da polia. O cabo B é quem suspenderá a plataforma. Após a armadilha e a plataforma serem montadas, o cabo B é preso à parte superior da plataforma de forma a manter o equilíbrio da estrutura ao ser pendurada.

A plataforma precisa ser elevada até encostar na polia para que os animais possam chegar à armadilha. Ambos os cabos são presos a uma árvore próxima (Figura 4A). Ao fim do estudo, para retirar a polia do galho, basta soltar o cabo que suspendeu a polia, usando o peso da plataforma ou mesmo puxando o cabo B, que elevou a plataforma com a armadilha. A plataforma tem de ser posicionada a cada 50 metros (Figura 1), ao longo da parcela em um galho que deve ser selecionado o mais próximo possível do piquete.

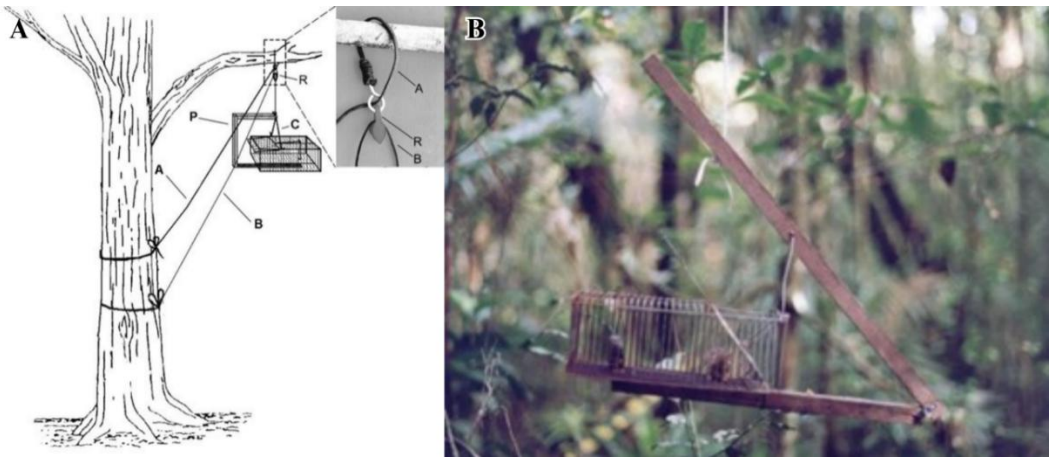


Figura 4 - Técnica para capturar pequenos mamíferos em dossel. Esquema da instalação de armadilha em dossel (A): A polia (em detalhe) e a plataforma não estão totalmente suspensas, devendo ser puxadas até que a polia encoste no galho e a plataforma na polia. A= Cabo para içar a polia; B = Cabo para içar a plataforma; C = Arame com formato de "V" para sustentar a armadilha; P = Plataforma de madeira com

formato de "C"; R = polia/roldana. Desenho modificado de Vieira (1998) (Fonte: Graipel, 2003a). Imagem de plataforma simplificada, com duas madeiras, com um exemplar de *Juliomys pictipes* (B). Foto: Maurício Graipel.

2.2.1.1 Iscas

A isca utilizada tem por objetivo atrair os pequenos mamíferos da região de estudo. Para atração de animais granívoros, frugívoros, carnívoros e onívoros pode ser utilizado uma mistura com fruta local e cheirosa, como banana e abacaxi, paçoca ou pasta de amendoim e algum tipo de proteína, como pedaços de bacon, sardinha e óleo de fígado de bacalhau para gerar atração olfativa. Aveia e fubá de milho podem ser usados para dar liga na isca, a textura precisa estar firme para facilitar o manuseio e não sujar em demasia as armadilhas (Figura 5). Na região semiárida da Argentina, onde não há espécies frugívoras, as armadilhas são iscadas apenas com aveia (Corbalán; Ojeda, 2005).

Figura 5 - Mistura de banana d'água amassada, com amendoim e farelo de aveia fino e pedaços de bacon utilizada como isca para atração de pequenos mamíferos em armadilhas de captura-viva (A), detalhando a consistência (B), utilizada no sistema RAPELD na Mata Atlântica localizada na Ilha Grande, município de Angra dos Reis, Rio de Janeiro. Foto: Elizabete Lourenço

Iscas frescas devem ser levadas ao campo em todas as vistorias, para colocar nas armadilhas que, porventura, estejam sem as iscas e para colocar naquelas que tenham capturado algum mamífero. Formigas e outros artrópodes podem consumir as iscas também. Caso haja muitas formigas é aconselhável trocar a armadilha de local, mas sem distanciar do piquete do segmento. A isca deve ser reposta nas armadilhas ao longo da

amostragem, geralmente a cada dois dias. O mesmo tipo de isca deve ser colocado em todas as armadilhas, conferindo o posicionamento delas no fundo da armadilha, de modo que o animal acione o gatilho de fechamento da armadilha ao acessar o alimento.

2.2.2 Armadilhas de passagem na água

Para captura de espécie adaptadas à vida aquatica como Cuíca-d'água (i.e. *Chironectes minimus),* nos córregos d'água, pode-se utilizar uma armadilha com dupla entrada (170 x 180 x 710 mm), com ou sem isca (ex. pequenos peixes, camarões-de-água-doce), e parcialmente submersa no leito do córrego (Figura 6). As armadilhas devem ser instaladas a uma distância de 50 m entre si, no leito de córregos ao longo das parcelas RAPELD ripárias. Para formar barreiras que direcionam o animal para uma única passagem, podem ser utilizados materiais encontrados no próprio córrego (ex. rochas, troncos, areia). Apenas uma parte da armadilha deve ser deixada parcialmente submersa (Figura 6), com a entrada voltada na direção do maior fluxo d'água do córrego, de modo que o pedal de desarme da armadilha não seja obstruído por materiais levados pelo fluxo d´água. A armadilha deve ser amarrada com uma corda a uma árvore que esteja na margem, para evitar que ela seja carregada pela correnteza. Para minimizar os riscos de a armadilha ser coberta por água e o animal morrer afogado, não devem ser realizadas amostragens em períodos com previsão de chuva.

Figura 6 - Local de instalação de uma armadilha de dupla entrada utilizando rochas para direcionar a entrada de *Chironectes minimus*. Foto: Maurício Graipel.

2.2.3 Armadilhas de queda (*Pitfall*)

Os *pitfalls* devem ser montados no final de cada parcela, distando ao menos 10 m do último piquete. Em cada parcela deverão ser usados, pelo menos, quatro baldes de 60 litros, dispostos em forma de Y, sendo o balde central distando 10 m de cada um dos três baldes periféricos. Os baldes periféricos estarão conectados com o central por uma cerca de 10 m, de lona ou plástico, com uma altura de, pelo menos, 80 cm, disposta de forma a tocar as bordas de cada balde (Figura 7). As lonas deverão ser estendidas a partir da borda dos baldes periféricos em direção ao balde central e presas em estacas dispostas a cada 2,5 m. Durante o período de amostragem, os baldes deverão ser mantidos abertos (sem a tampa) e vistoriados diariamente duas vezes ao dia, pela manhã e tarde, quando serão coletados os animais retidos, reduzindo assim potenciais predações e condições adversas.

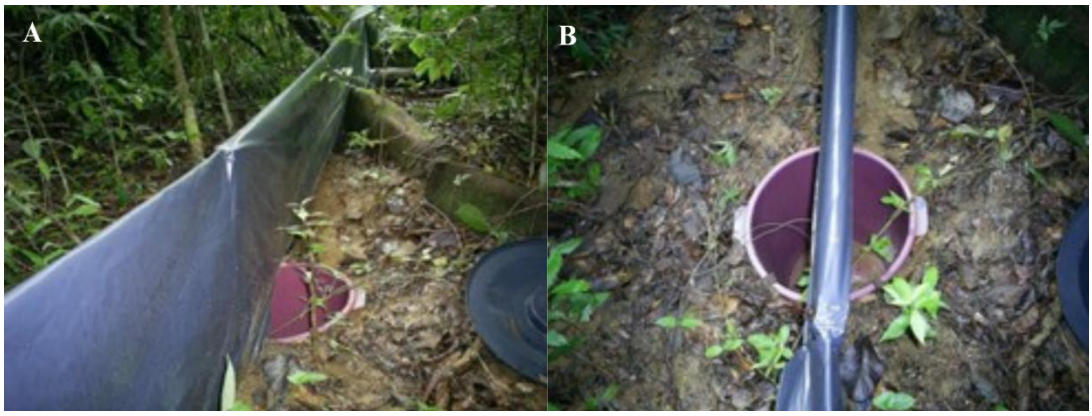


Figura 7 - Armadilhas de queda para captura de pequenos mamíferos. Fotos: Elizabete Lourenço.

Em períodos chuvosos, os baldes podem encher de água, enquanto em períodos secos os animais capturados podem ficar muitas horas expostos às condições climáticas adversas, incluindo exposição ao ar seco. Sendo assim, recomenda-se que no interior de cada balde seja colocada uma plataforma de isopor e um recipiente com água, para servirem como abrigo em períodos quentes ou para flutuação no caso de acúmulo de água, evitando assim a morte dos animais por afogamento ou desidratação. Além disso, os baldes podem ser perfurados no fundo (orifícios de 3-4 mm) para evitar o acúmulo de água em caso de chuva.

Entre os períodos de amostragem, os baldes devem ser tampados e, mesmo fechados, deve-se colocar galhos por cima para evitar que a tampa seja arrastada. No final

da amostragem, os baldes deverão ser tampados e poderão ser deixados no campo, somente se forem reutilizados em um período inferior a seis meses. Se não houver coleta neste período, os baldes deverão ser removidos e os buracos preenchidos com terra novamente. Deve-se sempre avisar aos gestores da área de estudo quanto ao uso e local das armadilhas de queda, além do período no qual ficarão fechadas até serem reutilizadas. Em casos de não retorno do pesquisador no tempo previsto, o gestor poderá solicitar a retirada e fechamento dos buracos.

2.2.4 Período e noites de amostragem

Sugerimos, como protocolo mínimo, que cada parcela seja amostrada ao longo de cinco noites, ao menos duas vezes no período de um ano, ou três noites de amostragem, ao menos, quatro vezes ao ano.

2.2.5 Procedimentos de triagem de animais capturados

Caso haja captura, anotar o ponto de captura, o tipo de armadilha, o estrato e, sempre que possível, fotografar o animal ainda na armadilha no ponto de captura. Quando houver captura nas armadilhas de queda, os animais devem ser retirados do fundo do balde, colocados em sacos de contenção e anotado em qual balde foi encontrado, além de outras informações referente ao animal e ao ponto de amostragem. A retirada dos animais de dentro dos baldes deverá ser realizada com luva de couro para evitar acidentes. Para animais pequenos e ágeis como roedores, o uso de um copo feito do fundo de garrafa PET pode facilitar a retirada. Neste caso, segura-se o copo com a boca virada para o fundo do balde, coloque-o por cima do animal e feche o copo apertando a boca, de forma a impedir a fuga do animal. Depois, o animal deve ser transferido para um saco de contenção e triado conforme procedimento descrito abaixo. Serpentes podem cair ou entrar em armadilhas de queda para se alimentar dos animais capturados. Assim, quando possível, sugere-se trabalhar em conjunto com herpetólogos ou ter à mão um gancho ou pinção para capturar as serpentes e retirá-las do balde. Quaisquer vertebrados capturados na armadilha de queda devem ser fotografados e registrados.

Para o manuseio, os animais devem ser transferidos com cuidado para um saco de contenção (pano ou plástico) e pesados (animal + saco). O saco deve ser pesado posteriormente a retirada do animal de dentro do saco, e anotado seu peso para se obter a

diferença dos pesos que irá indicar o peso final do indivíduo. Os animais capturados devem ser marcados com brincos de identificação ("Ear tags") com o auxílio do alicate aplicador. Os brincos devem ser colocados nas orelhas, bem rentes à cabeça. A numeração do brinco deve estar posicionada no lado externo da orelha (Figura 8). Em seguida, deve-se verificar o sexo (Figura 9), o estado reprodutivo, e fazer as medidas corporais (Figura 10).

Figura 8 – Exemplar de *Trinomys* sp. com brincos de marcação. Foto: Helena Bergallo.

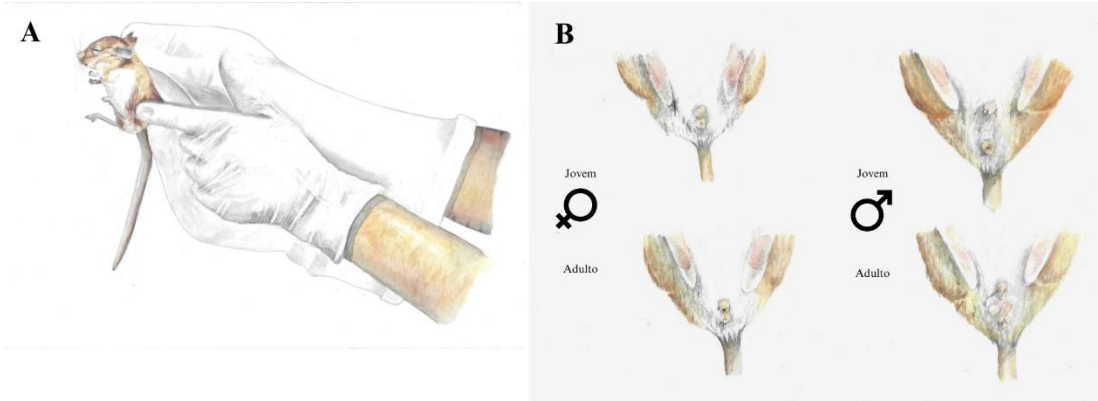


Figura 9- Ilustração indicando como manipular um pequeno mamífero (A), e indicando as diferenças entre machos e fêmeas de roedores (B). Fonte: Emilia Huerta.

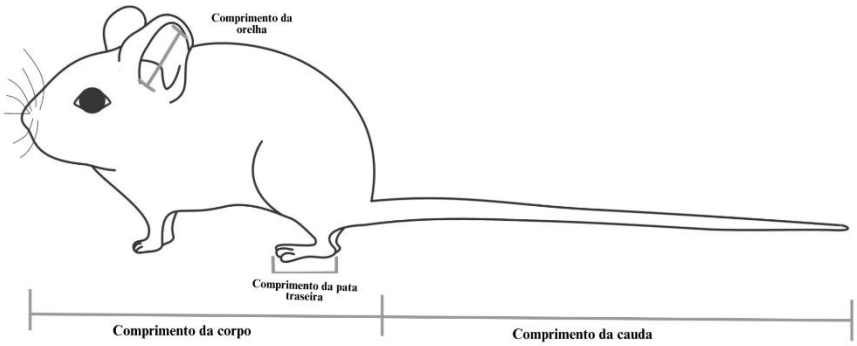


Figura 10 - Esquema ilustrando as medidas a serem tomadas. Fonte: Lucía Martinez Retta.

Para a condição reprodutiva, os roedores são classificados como machos anotando a informação de testículo escrotado (quando visíveis a olho nu) ou não escrotado (quando não há observação direta) (Figura 9). Fêmeas são classificadas em vulva aberta ou fechada, prenhez, com tetas aparentes sem leite, com tetas aparentes com leite, com tetas empedradas (duras), ou sem tetas aparentes. As tetas devem ser espremidas para verificar a presença de leite. A detecção da gravidez é feita através de apalpamento e geralmente só é percebida no final da gestação.

Os marsupiais podem ser classificados em faixas etárias de acordo com o padrão de erupção dentária, segundo Macedo et al. (2006). É possível contar os pré-molares e molares dos marsupiais durante o manuseio. Ao abrir a boca, com pinça, pedaço de madeira ou plástico, pode ser colocado transversalmente (de fora a fora) na boca do animal para que ele não a feche totalmente. Importante que o objeto seja higienizado com etanol 70% para que não contamine outros animais. A seguir, com cuidado, pode-se levantar ligeiramente os lábios superiores para melhor permitir a visualização lateral dos dentes. Após o registro do terceiro pré-molar (P3) e molares, retirar o objeto para diminuir o estresse do animal. A descrição dos dentes e suas posições podem ser consultadas no Material Suplementar S4. As fêmeas dos marsupiais geralmente são classificadas em lactantes, quando os filhotes estão no marsúpio, e com ou sem tetas entumecidas (contar o número de tetas). Quando os filhotes estão no marsúpio, estes devem ser fotografados, contados, sexados e mensurados quanto ao tamanho do corpo.

Todos os dados devem ser anotados na ficha de campo (Material Suplementar S1, S2): nome da equipe que triou os animais, espécie, data, número do brinco, seguimento, coordenada geográfica, estrato em que foi coletado (solo, sub-bosque, dossel), modelo e

tamanho da armadilha (tipo Sherman ou Tomahawk), peso, sexo, condição reprodutiva, dentição (para marsupiais), medidas morfológicas (corpo, cabeça, cauda, orelha, pé sem unha e testículos; Figuras 9 e 10), e, caso haja qualquer tipo de coleta de amostras, como amostras de sangue, ectoparasitos, pelo e outros, indicar a ocorrência de coleta em observações. O modelo de ficha de campo no Material Suplementar S1 contempla animais que serão soltos após a coleta de dados e de amostras.

Após finalizar a coleta de informações (veja sobre coleta de amostras na seção 2.2.12), os animais devem ser conduzidos até o local de captura e soltos.

2.2.6 Limpeza das armadilhas

A cada captura de qualquer espécime, as armadilhas devem ser substituídas, ou lavadas com uma solução de hipoclorito de sódio a 2%, sempre que possível. A solução poderá ser levada para campo e aplicada com auxílio de um borrifador.

2.2.7 Cuidados com bem-estar

Nas armadilhas tipo Tomahawk deve ser colocado uma proteção sobre a armadilha, protegendo o animal em caso de chuva. Também, é recomendado colocar folhas da serapilheira e galhos sobre a proteção nas armadilhas, para proteger os animais do calor e sol intenso. Em locais de temperaturas extremas, as armadilhas devem ser cobertas com material isolante (borracha ou espuma) e coloca-se algodão no interior para proteção ao frio.

Após a instalação das armadilhas, as checagens devem ser realizadas diariamente até o último dia, preferencialmente no período da manhã até o meio-dia, de forma a evitar que animais capturados fiquem presos no horário mais quente do dia (à tarde) e diminuir as chances de predação dentro da armadilha. Ao chegar perto do animal capturado e durante o manuseio, recomendamos falar baixo, fazer pouco barulho e tentar otimizar ao máximo o tempo de manuseio. Estudos mostram que a sensibilidade desses animais é similar à humana no que se refere à dor, memória, angústia e instinto de sobrevivência (SBCAL, 2012). Assim, os procedimentos devem ser realizados de maneira ética e justificada, utilizando de todos os meios possíveis para minimizar a dor e o estresse nos indivíduos (NIH, 2011; Sikes et al., 2016; Lemos; D'Andrea, 2014). Em caso de fêmeas grávidas ou com filhotes no marsúpio, esses cuidados devem ser maximizados.

Os pesquisadores devem ser cuidadosos com o lixo produzido. Todo o lixo, como algodão, luvas descartáveis, material plástico, fitas, entre outros, devem ser recolhidos e dispensados em local adequado. As armadilhas de captura-viva devem ser recolhidas no último dia de amostragem, contadas e recontadas para se ter certeza de que todas foram removidas do campo e que nenhuma permaneceu aberta sem ser vistoriada, evitando capturar algum animal fora do período de amostragem, levando-o ao óbito. O mesmo procedimento de contagem e recontagem de armadilhas vistoriadas em cada parcela, deve ser feito durante os dias de amostragem, pois algumas horas a mais que o animal passe dentro da armadilha, pode levá-lo ao óbito. Já se os baldes das armadilhas de queda não forem utilizados em um período máximo de seis meses, devem ser retirados e os buracos fechados, para evitar queda de animais. Troncos e galhos protegendo os baldes podem apodrecer e os animais que caírem não conseguirão sair.

2.2.8 Licenças e autorizações

A amostragem em campo com os pequenos mamíferos deverá seguir os requisitos da legislação de bem-estar animal e exigências locais quanto às amostragens. As informações sobre licenças e autorizações necessárias aqui reportadas são para pesquisadores que trabalham no Brasil. No entanto, cada país tem suas próprias normas e legislações pertinentes, que devem ser consultadas e cumpridas antes de iniciar a pesquisa.

No Brasil, a pesquisa só poderá ser iniciada após a obtenção de licença junto ao ICMBio na plataforma SISBIO (2024) e órgãos reguladores estadual ou municipal. A autorização do Comitê de Ética no Uso de Animais (CEUA) também é necessária, mesmo que o estudo não envolva eutanásia dos animais. De acordo com a Normativa do CONCEA/MCTI nº 49/2021, é necessária a capacitação para todos aqueles envolvidos em atividades de pesquisa que utilizam animais. As pesquisas envolvendo o patrimônio genético brasileiro devem ser cadastradas na plataforma SisGen (2017). Antes de iniciar sua pesquisa consulte a legislação pertinente e os órgãos ambientais da sua região.

Na Argentina, a licença de pesquisa é outorgada pelos órgãos estaduais de gestão do meio ambiente, com requerimentos e normas específicas para cada região ou pela Administração de Parques Nacionais (plataforma GEPIN do Sistema de Informação de Biodiversidade, https://sib.gob.ar/institucional/permisos-de-investigacion). As pesquisas

devem seguir as normas básicas de tratamento dos animais (Lei Nacional da Argentina 14.346 de penalização do maltrato animal) e o guia para pesquisas com animais de Gianonni; Brengio (2003).

2.2.9 Cuidados de biossegurança

Para o trabalho de campo é primordial que toda a equipe conheça as principais diretrizes do manejo de animais silvestres e os riscos inerentes ao trabalho, bem como que toda a equipe esteja imunizada com antitetânica, antirábica e contra febre amarela e outras vacinas segundo as necessidades de cada região. É importante a utilização de equipamento de proteção individual (EPI's), uso de roupas claras, calça grossa e camisa com mangas longas, calçados adequados bem fechados e confortáveis e meias longas. Proteção contra vetores artrópodes com o uso de repelentes à base de DEET (N-N-dietilmetatoluamida) em áreas expostas da pele, além de protetor solar. Durante o manuseio direto dos animais é importante o uso de óculos de proteção, máscara de proteção respiratória, luvas de procedimento e avental cirúrgico descartável. Além disso, é importante a organização e higienização do local em que os animais serão manipulados. Todos os materiais utilizados devem ser descontaminados e descartados em local adequado (Brasil, 2006; Texeira; Valle, 2010; Lemos; D'Andrea, 2014). Os resíduos biológicos e químicos devem ser segregados e/ou inativados, antes do seu destino, atendendo à legislação pertinente.

No intuito de aumentar a eficiência e segurança durante o trabalho, é recomendado a divisão da equipe por tarefas como a anestesia, pesagem/medição (biometria), coleta de sangue, coleta de amostras para estudos citogenéticos, necropsia e coleta de vísceras, conservação do espécime, registro de dados e descontaminação das armadilhas e outros materiais permanentes. O tamanho da equipe ideal dependerá dos processos e coleta de amostras a serem realizados. Informações detalhadas de biossegurança no manuseio de animais silvestres, coleta e transporte de amostras biológicas podem ser acessadas em Lemos; D'Andrea (2014).

2.2.10 Dados

As fichas devem ser digitadas na planilha logo que possível, bem como os metadados (veja Material Suplementar S1 e S2). Caso seja um projeto integrante da rede

PPBio, os dados e metadados das amostragens devem ser enviados aos gerentes de dados da rede, e publicados no Sistema de Informação de Biodiversidade Brasileira, o SiBBr. Para aqueles que não integram a rede PPBio, ainda assim, sugerimos a publicação dos metadados e dados brutos em repositórios. Nesta mesma edição da revista é possível encontrar mais detalhes sobre o assunto.

2.2.11 Anestesia, eutanásia e coleta de amostras biológicas

Os protocolos utilizados para a contenção química e eutanásia devem estar de acordo com a literatura especializada e as Diretrizes do CONCEA (Resolução Normativa CONCEA nº 37, de 15.02.2018). Os pequenos mamíferos são animais ágeis, principalmente os pequenos roedores, portanto é necessária uma contenção física eficaz para que seja realizada a aplicação dos fármacos.

Para coleta de ectoparasitos há disponível o trabalho de Lourenço et al. (2023), que relatou o protocolo de coleta de ectoparasitos para o RAPELD no sítio Ilha Grande. Para a amostragem de pelos para tricotomia recomendamos Quadros; Monteiro-Filho (2006); Martin; Gheler-Costa; Verdade (2009), Miranda; Rodrigues; Paglia (2014).

3 PERSPECTIVAS

O protocolo apresentado é um produto da colaboração entre diversos grupos de pesquisa da rede PPBio e foi concebido para oferecer um guia mínimo e padronizado, mas adaptável, para inventário e monitoramento de pequenos mamíferos em parcelas RAPELD. O protocolo apresentado busca atender diversas questões científicas, incluindo o mínimo necessário para levantamentos de espécies, e sugestões para coleta de amostras e de espécimes, ainda que um maior detalhamento não tenha sido apresentado aqui.

Estudos conduzidos em diferentes sítios RAPELD, em diferentes biomas reforçam a importância de um protocolo mínimo, já que apresentam diversas técnicas e desenhos amostrais. Por exemplo, na região Amazônica, Araujo et al. (2023) avaliaram o potencial efeito imediato da inundação de áreas baixas pelo reservatório da Usina Hidrelétrica de Santo Antônio, no sudeste da Amazônia, Brasil, nas assembleias de pequenos mamíferos não-voadores. Utilizando iscas de abacaxi e uma solução adoçada de óleo de fígado de bacalhau, por cinco noites consecutivas por parcela em cinco campanhas, totalizando 350 noites de captura e 45.500 noites-armadilha. Os autores

encontraram 649 indivíduos de 20 espécies de três famílias de pequenos mamíferos, com diferenças nas assembleias de pequenos mamíferos não-voadores que diferiram entre as áreas que seriam inundadas e aquelas que permaneceriam associadas às características edáficas e pela estrutura da vegetação.

Candelária et al. (2015) realizaram amostragem no Parque Estadual Cristalino, Mato Grosso, Brasil, em doze parcelas e 120 armadilhas Sherman (25 x 8 x 9 cm) e 60 Tomahawk (30 x 16 x 16 cm). Em cada parcela de 250 m de comprimento foram dispostas 10 armadilhas Sherman no solo e sub-bosque (1,5 a 2 m) e cinco Tomahawk apenas no solo, distantes 15 m entre si. Utilizaram como isca uma mistura de paçoca, essência de baunilha, fubá e óleo de fígado de bacalhau. Além das armadilhas de captura viva, foram instaladas armadilhas de interceptação e queda. Essas armadilhas consistiram em quatro baldes de 60 l dispostos em forma de "Y", interligados por uma lona de 0,5 m de altura e 10 m de comprimento. As armadilhas foram mantidas abertas por oito dias consecutivos. O esforço total foi de 1.440 com armadilhas-noite do tipo Sherman e Tomahawk e 320 com armadilhas de interceptação e queda. Nas parcelas foram coletados 21 indivíduos, pertencentes a sete espécies, sendo quatro da ordem Didelphimorphia e três da ordem Rodentia, com sucesso de 1,19%.

Ribeiro (2015) amostrou três áreas distintas do Cerrado em Goiás e Brasília. Em cada parcela, utilizou oito baldes de 60 litros como armadilhas de interceptação e queda e armadilhas de captura-viva do tipo Tomahawk (5) e Sherman (25 pequenas – 9 x 9,5 x 23 cm e 5 grandes – 11 x 12,5 x 37 cm). Essas armadilhas foram instaladas no solo, dispostas alternadamente a 10 m cada. Para a instalação das armadilhas de queda, uma cerca de condução (cerca guia) de 25 m foi implementada, composta por quatro baldes distantes 5 m interligados. As amostragens em cada parcela foram de oito noites, totalizaram 1.376 armadilhas-noite por parcela e 17.888 armadilhas-noite por módulo. O esforço total do estudo foi de 53.644 armadilhas-noite. Como isca utilizaram mistura de banana, óleo de bacalhau, fubá e essência de baunilha. Esse trabalho obteve 816 capturas de 735 indivíduos, o sucesso de captura foi maior nos *pitfalls* com 2,19%, seguido pelo modelo Tomahawk com 1,78%, depois modelo Sherman grande com 1,28% e Sherman pequena com 1,03%. Registraram 26 espécies de pequenos mamíferos nas três áreas amostradas, seis eram Didelphimorphia e 20 Rodentia.

Na Mata Atlântica, no módulo leste do sítio Ilha Grande, diversos estudos foram realizados utilizando 25 armadilhas dispostas conforme apresentado neste protocolo. A isca utilizada foi uma mistura de banana d'água, paçoca e aveia com cubos de bacon. Araújo; Galliez; Bergallo (2023) analisaram ambientes ripários e não ripários para identificar diferenças em riqueza, composição e abundância de espécies de pequenos mamíferos. Nesse estudo, os autores amostraram três noites consecutivas, sem distinção de sazonalidade, somando 5.100 armadilhas-noite e resultando em 267 indivíduos capturados em 393 eventos de captura, um sucesso de amostragem de 7,7%. Dez espécies diferentes foram registradas, sete na ordem Rodentia e três em Didelphimorphia. Não encontraram um padrão de separação claro para pequenos mamíferos em termos de composição e abundância entre ambientes ripários e não ripários. Lourenço et al. (2023) relata o protocolo de armadilhagem, captura de pequenos mamíferos e coleta de ectoparasitos realizadas nos módulos leste e oeste do sítio Ilha Grande. Para esse estudo foram realizadas várias campanhas com cinco noites de amostragem entre 2013 e 2016. Araújo (2020) apresentou tese sobre diversidade funcional dos pequenos mamíferos capturados nesse mesmo período no módulo leste do sítio Ilha Grande.

Em florestas de restinga do Parque Estadual Acaraí, que se localiza na planície litorânea da ilha de São Francisco do Sul, no nordeste de Santa Catarina, Balieiro et al. (2015) caracterizaram a riqueza de pequenos mamíferos não voadores em diferentes ambientes. Em cada parcela foram estabelecidos 25 pontos de captura, distanciadas 10 metros entre si, compostas por uma ou duas armadilhas no solo, e uma em árvores do sub-bosque, a cerca de 1,5 metros de altura. Cada parcela recebeu 25 armadilhas do tipo Sherman (10 x 11 x 25 cm) e 25 do tipo Tomahawk (30 x 10 x 11 cm), alterando os modelos entre o sub-bosque e o solo. No intervalo de cinco estações (uma a cada 50 m) também foi instalada uma armadilha tipo Tomahawk maior (45 x 16 x 16 cm) no solo, totalizando 55 armadilhas por parcela. As armadilhas permaneceram abertas por cinco noites consecutivas em cada campanha. As iscas foram compostas por uma mistura de amendoim triturado ou creme de amendoim, banana e farinha de milho, além de pedaços de bacon. Nas armadilhas tipo Tomahawk a isca foi colocada sobre uma rodela de milho verde. O esforço amostral total foi de cerca de 6.462 armadilhas-noite, e o sucesso total de captura foi de 2,78%. Foram realizadas 186 capturas de 126 indivíduos, sendo uma espécie da ordem Didelphimorphia e quatro espécies da ordem Rodentia.

Correia (2015) também realizou estudo no Parque Estadual Acaraí, além do Parque Nacional de São Joaquim. Num total de 17 parcelas, em cada parcela foram colocadas 25 armadilhas do tipo Sherman (10 x 11 x 25 cm) e 25 armadilhas do tipo Tomahawk (30 x 10 x 11 cm), alternadas entre os pontos. A cada 50 metros também foi instalada uma armadilha do tipo Tomahawk de dimensões maiores (45 x 16 x 16 cm) no solo, totalizando assim 55 armadilhas por parcela. As armadilhas foram amostradas durante cinco dias consecutivos e iscadas com uma mistura de amendoim, banana, fubá e bacon. Nas armadilhas do tipo Tomahawk também foram iscadas rodelas de milho com essa mistura. Durante o estudo foram capturados 118 pequenos mamíferos silvestres, sendo 103 roedores e 15 marsupiais.

Já Martin et al. (2012) mostraram os pequenos mamíferos nas parcelas RAPELD utilizando *pitfalls* em área de silvicultura e transição de Mata Atlântica e Cerrado com o uso de quatro baldes de 100 l por parcela, que foram instalados em formato de "Y", em intervalos de 15 m. Assim, amostraram 10 espécies de roedores e quatro de marsupiais, totalizando 1.640 capturas.

Para além do Brasil, Ochoa et al. (2021) realizaram um estudo em 10 parcelas RAPELD de duas áreas no Parque Nacional Sierra de las Quijadas, San Luis, Argentina, no ecótono Chaco-Monte Argentino, com 26 armadilhas colocadas no solo cada parcela. Os autores usaram aveia como isca. Foram realizadas quatro amostragens sazonais (a cada 6 meses) entre 2015 e 2017, com armadilhas abertas durante cinco noites consecutivas em cada amostragem. O esforço total foi de 5.200 armadilhas-noite. Nas parcelas foram coletados 300 indivíduos pertencentes a nove espécies, sendo uma da ordem Didelphimorphia e oito da ordem Rodentia. O sucesso total de captura foi de 5,8%

Cabe destacar a replicabilidade temporal do protocolo aqui apresentado. Em Alter do Chão no Pará, populações de *Necromys lasiurus* são monitoradas anualmente desde 2000 em parcelas do PPBio com um protocolo muito similar ao aqui apresentado, com objetivo de compreender como a população dessa espécie responde às variações em seu habitat, ajudando a identificar possíveis mudanças na dinâmica ecológica da região (Rosa et al., 2021). As populações de *Necromys lasiurus* também têm ajudado a entender os efeitos das mudanças climáticas sobre a biodiversidade, oferecendo *insights* sobre a resiliência e a vulnerabilidade das espécies (Magnusson et al., 2021). Resultados esses

que só são possíveis de alcançar em estudos de monitoramento contínuo com protocolos padronizados (Rosa et al., 2021).

A menção dos diversos produtos de pesquisas aqui relatados, busca apresentar a exemplos do método RAPELD para diversos tipos de estudos, e demonstrar a variação recorrente nas amostragens que dificultam a integração dos dados. O protocolo apresentado busca ser completo, apresentando e detalhando diversos tipos de amostragem visando o melhor entendimento da comunidade de pequenos mamíferos. Indicando técnicas para amostragens em dossel e em parcelas ripárias-aquáticas e *pitfalls*. Embora, nem todos os métodos precisem ser utilizados, seu uso deverá promover esse melhor entendimento. O protocolo poderá ser ajustado a fim de se adequar a capacidade de trabalho de campo e ao objetivo da pesquisa. Esse adequamento se dará, por exemplo, nos dias de amostragem, ou no número de campanhas por ano, considerando pelo menos três noites de amostragem com quatro visitas anuais, ou cinco noites de amostragem com apenas duas visitas por ano. A importância dos detalhes metodológicos deve ser anotada para que os dados ao serem disponibilizados sejam úteis.

Visando a integração futura das amostragens de pequenos mamíferos nos sítios das diferentes redes do PPBio, apresentamos uma planilha base que deve ser utilizada e permitirá facilmente a integração dos dados (Material suplementar S3) e uma lista de referências para determinação taxonômica (Material Suplementar S5). Esses materiais permitirão a harmonização dos dados coletados, promovendo comparações robustas ao longo de gradientes ambientais e em diferentes escalas espaciais e temporais. Essa abordagem integrada também contribuirá para a construção de uma base de dados unificada, útil para estudos de biodiversidade, monitoramento ambiental e avaliação de mudanças ecológicas nas redes PPBio.

4 MATERIAL SUPLEMENTAR

S1. Ficha de Campo – Triagem de Pequenos Mamíferos e Coleta de Amostras;

S2. Ficha de dados das armadilhas;

S3. Modelo de planilha de organização dos dados;

S4. Dentição dos marsupiais;

S5. Lista de literatura para determinação taxonômica.

Material suplementar disponível em: https://github.com/ProtocolosRAPELD/EducAmazonia_VolumeXVIII_N.ESPECIAL_2025/upload/main/MS_PROTOCOLO_Pequenos_Mamiferos

5 AGRADECIMENTOS

Agradecemos aos integrantes do projeto Biodiversidad desde el Sur (UNSL, San Luis, Argentina) e Rufford Foundation; ECL agradece à Fundação Carlos Chagas Filho de Amparo à Pesquisa do Estado do Rio de Janeiro pela bolsa de pesquisa (E-26/200.501/2025); HGB agradece ao CNPq pelo financiamento da Rede de Pesquisa em Biodiversidade da Mata Atlântica (PPBio.MA) (Processos 441157/2023-8 e 457458/2012-7) e as bolsas CNE da Faperj (E-26/200.913/2021), CNPq (307495/2022-1) e Prociência-UERJ. 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

ARAUJO, R. D. S.; BOBROWIEC, P. E. D.; DE MOURA, R. T.; MAGNUSSON, W. E. The impact of a run-of-the-river hydroelectric dam on a non-volant small-mammal assemblage in Brazilian Amazonia. **Austral Ecology**, v. 48, n. 1, p. 143-157, 2023.

ARAÚJO, R. P. D. C.; GALLIEZ, M.; BERGALLO, H. G. Are riparian habitats always more diverse than nonriparian? A case study with small mammals in a rainforest environment. **Canadian Journal of Zoology**, v. 101, n. 7, p. 569-578, 2023.

ARAUJO, V. P. G. D. **Variação nas diversidades funcional e filogenética em comunidades de pequenos mamíferos da Mata Atlântica**. 2020. Tese. (Doutorado em Ecologia e Evolução) – Instituto de Biologia, Universidade do Estado do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, 2020.

BALIEIRO, P., et al. Riqueza de pequenos mamíferos não voadores em florestas de restinga do sul do Brasil. **Mastozoología Neotropical**, v. 22, n. 2, p. 367-373, 2015.

BERGALLO, H. G. Ecology of a small mammal community in an Atlantic Forest area in southeastern Brazil. **Studies on Neotropical Fauna and Environment**, v. 29, n. 4, p. 197-217, 1994.

BERGALLO, H. G., et al. Long-term Ecological Research: Chasing fashions or being prepared for fashion changes? **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 95, n. 3, p. e20230051, 2023.

BOVENDORP, R. S.; MCCLEERY, R. A.; GALETTI, M. Optimising sampling methods for small mammal communities in Neotropical rainforests. **Mammal Review**, v. 47, n. 2, p. 148-158, 2017.

BRASIL. **Biossegurança em Laboratórios Biomédicos e Microbiologia.** Secretaria de Vigilância Sanitária. Brasília, DF: Ministério da Saúde, 2006.

CÁCERES, N. C.; GRAIPEL, M. E.; CHEREM, J. J. Amostragem de marsupiais. *In*: CÁCERES, N. C. (org). **Os marsupiais do Brasil**: biologia, ecologia e conservação. Campo Grande: Editora UFMS, 2012. p. 113-128.

CÁCERES, N. C.; NÁPOLI, R. P.; CASELLA, J.; HANNIBAL, W. Mammals in a fragmented savannah landscape in south-western Brazil. **Journal of Natural History**, v. 44, n. 7-8, p. 491-512; 2010.

CANDELÁRIA, L. P., et al. Pequenos mamíferos não voadores. *In*: RODRIGUES, D. J.; NORONHA, J. C.; VINDICA, V. F.; BARBOSA, F. R. **Biodiversidade do Parque Estadual do Cristalino**. Sinop: Attema Editorial, 2015. p. 245-257.

CARMIGNOTTO, A. P.; BEZERRA, A. M.; RODRIGUES, F. H. Nonvolant small mammals from a southwestern area of Brazilian Cerrado: diversity, habitat use, seasonality, and biogeography. **Therya**, v. 5, n. 2, p. 535-558, 2014.

CHIARELLO, A. G. Density and population size of mammals in remnants of Brazilian Atlantic Forest. **Conservation Biology**, v. 14, n. 6, p. 1649-1657, 2000.

CORBALÁN, V. E.; OJEDA R. A. Áreas de acción en un ensamble de roedores del Desierto del Monte (Mendoza, Argentina). **Mastozoología Neotropical,** v. 12, n. 2, p. 145-152, 2005.

CORREIA, A. P. **Levantamento de ectoparasitos de pequenos mamíferos não voadores em duas unidades de conservação no estado de Santa Catarina**. 2015. Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Ciências Biológicas/Licenciatura) – Ciências Biológicas, Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, 2015.

COSTA, F. R. C.; MAGNUSSON, W. E. The need for large-scale, integrated studies of biodiversity-the experience of the Program for Biodiversity Research in Brazilian Amazonia. **Natureza & Conservação**, v. 8, n. 1, p. 3-12. 2010.

FARIA, M. B.; LANES, R. O.; BONVICINO, C. R. Non-volant small mammals (Rodentia and Didelphimorphia) diversity in an isolated area of the Serra da Mantiqueira, Minas Gerais state, Brazil. **Boletim do Museu Para Emílio Goeldi. Ciências Naturais**, v. 15, n. 3, p. 643-662, 2020.

GAREY, M. V.; STURARO, M. J.; FERREIRA, G. S. V.; SILVA, V. X. Pitfall trap efficiency in sampling small vertebrates (Anura, Squamata, and Mammalia) in fragments of the Southeastern Atlantic Forest, Brazil. **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi. Ciências Naturais**, v. 18, n. 3, p. e2023-e893, 2023.

GIANONNI, S. M.; BRENGIO, S. **Guía para el uso de animales en investigaciones de campo y en cautiverio, Comisión de Ética de la SAREM,** 2003. Disponível em:https://test.sarem.org.ar/wp-content/uploads/SAREM_Guia-para-el-uso-de-

animales-en-investigaciones-de-campo-y-en-cautiverio_Giannoni-et-al._2003.pdf. Acesso em: 09 nov. 2024

GRAIPEL, M. E. A simple ground-based method for trapping small mammals in the forest canopy. **Mastozoología Neotropical**, v. 10, n. 1, p. 177-181, 2003a.

GRAIPEL, M. E. **Contribuição ao estudo da mastofauna do estado de Santa Catarina, sul do Brasil.** 2003. Tese (Doutorado em Biociências) - Faculdade de Biociências, Pontifícia Universidade Católica do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2003b.

GRAIPEL, M. E.; MORAES, D. A. Capturando pequenos mamíferos arborícolas. **Boletim da Sociedade Brasileira de Mastozoologia**, v. 39, n. 2, 2004.

GRAIPEL, M. E., et al. Vertebrados da Ilha de Ratones Grande, Santa Catarina, Brasil. **Biotemas**, v. 10, n. 2, p. 105-122, 1997.

GRAIPEL, M. E.; CHEREM, J. J.; MILLER, P. R. M.; GLOCK, L. Trapping small mammals in the forest understory: a comparison of three methods. **Mammalia**, v. 67, n. 4, p. 551-558, 2003.

HANNIBAL, W.; CACERES, N. C. Use of vertical space by small mammals in gallery forest and woodland savannah in South-Western Brazil. **Mammalia**, v. 74, n. 3, p. 247-255, 2010.

JOSÉ, H., et al. Non-flying small mammals survey at the mouth of the Doce River, southeastern Brazil. **Revista Biociências**, v. 28, n. 1, p. 29-49, 2022.

LEMOS, E. R. S.; D'ANDREA, P. S. **Trabalho de campo com animais**: procedimentos, riscos e biossegurança. Rio de Janeiro: Editora FIOCRUZ, 2014.

LOURENÇO, E. C.; PEREIRA, M.; H. G. BERGALLO. Protocolo de coleta, armazenamento e preparação de ectoparasitos de pequenos mamíferos terrestres em estudos de monitoramento nos módulos RAPELD Ilha Grande, estado do Rio de Janeiro. **Brazilian Journal of Mammalogy**, (e92), e922023105-e922023105, 2023.

MACEDO, J.; LORETTO, D.; VIERA, M. V.; CERQUEIRA, R. Classes de desenvolvimento em marsupiais: um método para animais vivos. **Mastozoología Neotropical**, v. 13, n. 1, p. 133-136, 2006.

MAGNUSSON, W. E., et al. RAPELD: a modification of the Gentry method for biodiversity surveys in long-term ecological research sites. **Biota Neotropica**, v. 5, n. 2, p. 19-24, 2005.

MAGNUSSON, W.; ROSA, C.; LAYME, V. M. G.; GHIZONI Jr., I. R.; LIMA, A. P. Local effects of global climate on a small rodent *Necromys lasiurus*. **Journal of Mammalogy**, v. 102, n. 1, p. 188-194, 2021.

MARTIN, P. S.; GHELER-COSTA, C.; VERDADE, L. M. Microestruturas de pêlos de pequenos mamíferos não-voadores: chave para identificação de espécies de agroecossistemas do estado de São Paulo, Brasil. **Biota Neotropica**, v. 9, n. 1, p. 233-241, 2009.

MARTIN, P. S. GHELER-COSTA, C.; LOPES, P. C.; ROSALINO, L. M.; VERDADE, L. M. Terrestrial non-volant small mammals in agro-silvicultural landscapes of Southeastern Brazil. **Forest Ecology and Managment**, v. 282, p. 185-195, 2012.

MIRANDA, G. H. B.; RODRIGUES, F. H. G.; PAGLIA, A. P. **Guia de identificação de pelos de mamíferos brasileiros**. 1ª. ed. Brasília: Ciências Forenses, 2014.

MODESTO, T. C., et al. Mamíferos do Parque Estadual do Desengano, Rio de Janeiro, Brasil. **Biota Neotropica**, v. 8, p. 153-159, 2008.

MONTICELLI, C.; ANTUNES, T. C.; MORAES, K. S. D.; MORAIS, L. H.; MORAES, A. A. D. Species composition of small non-volant mammals in the Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, São Paulo, Brasil. **Biota Neotropica**, v. 21, n. 2, p. e20201128, 2021.

MOURA, M. C.; GRELLE, C. E. V.; BERGALLO, H. G. How does sampling protocol affect the richness and abundance of small mammals recorded in tropical forest? An example from the Atlantic Forest, Brazil. **Biological Conservation**, v. 3, n. 2, p. 51-58, 2008.

NIH - NATIONAL INSTITUTES OF HEALTH. **Guide for the care and use of laboratory animals**. 8th ed. Washington: The National Academies Press, 2011. Disponível em:_https://grants.nih.gov/grants/olaw/guide-for-the-care-and-use-of-laboratory-animals_prepub.pdf. Acesso em: 10 out. 2024.

OCHOA, A. C., et al. Nuevos registros de mamíferos pequeños para el Parque Nacional Sierra de las Quijadas, San Luis, República Argentina. **Notas sobre Mamíferos Sudamericanos**, v. 3, n. 1, 2021.

PALMEIRIM, A. F.; BENCHIMOL, M.; PERES, C. A.; VIEIRA, M. V. Moving forward on the sampling efficiency of neotropical small mammals: insights from pitfall and camera trapping over traditional live trapping. **Mammal Research**, v. 64, n. 3, p. 445-454, 2019.

PEREIRA, L. A.; CHAGAS, W. A.; COSTA, J. E. D. Ecologia de pequenos mamíferos silvestres da Mata Atlântica, Brasil: I. ciclos reprodutivos de *Akodon cursor*, *Nectomys squamipes* e *Oryzomys nigripes* (Rodentia, Cricetinae). **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 10, n. 3, p. 389-398, 1993.

QUADROS, J.; MONTEIRO-FILHO, E. L. D. A. Revisão conceitual, padrões microestruturais e proposta nomenclatória para os pêlos-guarda de mamíferos brasileiros. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 23, n. 1, p. 279-292, 2006.

RIBEIRO, J. F. **Uso de hábitat em diferentes escalas, distribuição da diversidade e nicho isotópico de comunidades de pequenos mamíferos do Cerrado central**. 2015. 189 p. Tese (Doutorado em Ecologia) – Instituto de Biociências, Universidade de Brasília, 2015.

ROSA, C. A.; SECCO, H.; CARVALHO, N.; MAIA, A. C.; BAGER, A. Edge effects on small mammals: differences between arboreal and ground-dwelling species living near roads in Brazilian fragmented landscapes. **Austral Ecology**, v. 43, n. 1, p. 117-126, 2018.

ROSA, C. A.; GANANÇA, P. H. S.; LIMA, A. P.; MAGNUSSON, W. E. *Necromys lasiurus*: Lessons from a 38-year study in an Amazonian Savanna. **Frontiers in Ecology and Evolution**, v. 9, p. 716384, 2021.

SANTOS-FILHO, M. D.; LÁZARI, P. R. D.; SOUSA, C. P. F. D.; CANALE, G. R. Trap efficiency evaluation for small mammals in the southern Amazon. **Acta Amazonica**, v. 45, n. 2, p. 187-194, 2015.

SBCAL - Sociedade Brasileira de Ciências em Animais de Laboratório. **Guiding Principles for Biomedical Research Involving Animals**. Disponível em: https://www.sbcal.org.br/conteudo/view?ID_CONTEUDO=65. Acesso em: 10 out. 2024.

SIKES, R. S.; GANNON, W.; THE ANIMAL CARE AND USE COMMITTEE OF THE AMERICAN SOCIETY OF MAMMALOGISTS. Guidelines of the American Society of Mammalogists for the use of wild mammals in research and education. **Journal of Mammalogy**, v. 97, n. 3, p. 663-688, 2016.

SISBIO. **Autorização de Pesquisa nas Unidades de Conservação Federal**. 2024. Disponível em: https://www.gov.br/icmbio/pt-br/servicos/servicos-do-icmbio-no-gov.br/autorizacoes/pesquisa-nas-ucs-sisbio. Acesso em: 02 out. 2024.

SisGen. **Manual do Usuário**. 2017. Disponível em: https://sisgen.gov.br /download /Manual_SisGen.pdf. Acesso em: 02 out. 2024.

STODDART, D. M. (Ed.). **Ecology of small mammals**. London: Springer Science & Business Media, 2012.

TEIXEIRA, P.; VALLE, S. **Biossegurança**: uma abordagem multidisciplinar. 2ª. ed. Rio de Janeiro: Editora Fiocruz, 2010.

VIEIRA, E. M. A technique for trapping small mammals in the forest canopy. **Mammalia**, v. 62, n. 2, p. 306-310, 1998.

WOODMAN, N.; TIMM, R. M.; SLADE, N. A.; DOONAN, T. J. Comparison of traps and baits for censusing small mammals in Neotropical lowlands. **Journal of Mammalogy**, v. 77, n. 1, p. 274-281, 1996.

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: Elizabete Captivo Lourenço
Breve currículo: Doutora em Ciências Veterinárias pela Universidade Federal do Rio de Janeiros, Pesquisadora da Universidade do Estado do Rio de Janeiro
Instituição: Universidade do Estado do Rio de Janeiro - UERJ
E-mail: beteclouren1205@yahoo.com.br
ORCID: https://orcid.org/0000-0002-6136-708X
País: Brasil

Autor 2
Nome: Adriana Bocchiglieri
Breve currículo: Doutora em Ecologia pela Universidade de Brasília, Pesquisadora da Universidade Federal de Sergipe
Instituição: Universidade Federal de Sergipe - UFS
E-mail: adriblue@hotmail.com
ORCID: https://orcid.org/0000-0002-6911-1070
País: Brasil

Autor 3
Nome: Ailin Gatica
Breve currículo: Doutora em Biologia, Pesquisadora da Universidad Nacional de San Luis
Instituição: Facultad de Química, Bioquímica y Farmacia. Universidad Nacional de San Luis (UNSL) E-mail: gaticaailin@gmail.com
ORCID: https://orcid.org/0000-0002-4303-5903
País: Argentina

Autor 4
Nome: Ana Cecilia Ochoa
Breve currículo: Doutora em Biologia, Pesquisadora da Universidad Nacional de San Luis
Instituição: Facultad de Química, Bioquímica y Farmacia. Universidad Nacional de San Luis (UNSL) E-mail: anaochoaporcel@gmail.com

ORCID: https://orcid.org/0000-0002-2063-3521
País: Argentina

Autor 5:
Nome: 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

Autor 6
Nome: Hermes Ribeiro Luz
Breve currículo: Doutor em Ciências Veterinárias pela Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro.
Instituição: PPG Biodiversidade e Conservação, Saúde e Ambiente, RenorBio, Universidade Federal do Maranhão
E-mail: hermes.luz@ufma.br
ORCID: https://orcid.org/0000-0002-8200-6427
País: Brasil

Autor 7
Nome: Luciano Carramaschi de Alagão Querido
Breve currículo: Doutor em Ecologia Aplicada pela Universidade Federal de Lavras.
Instituição: Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Coordenação de Biodiversidade
E-mail: luciano_querido@hotmail.com
ORCID: https://orcid.org/0000-0002-7687-8413
País: Brasil

Autor 8
Nome: Maurício Eduardo Graipel
Breve currículo: Doutor em Biociências
Instituição: Departamento de Ecologia e Zoologia, Centro de Ciências Biológicas, Universidade Federal de Santa Catarina
E-mail: graipel.me@gmail.com
ORCID https://orcid.org/0000-0001-5059-1919
País: Brasil

Autor 9
Nome: Helena Godoy Bergallo
Breve currículo: Professora titular do Departamento de Ecologia da Universidade do Estado do Rio de Janeiro
Instituição: Universidade do Estado do Rio de Janeiro - UERJ
E-mail: nena.bergallo@gmail.com
ORCID: https://orcid.org/0000-0001-9771-965X
País: Brasil