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 QUELÔNIOS PARA LEVANTAMENTOS RÁPIDOS E MONITORAMENTO DE LONGA DURAÇÃO EM RIACHOS E FLORESTAS DE TERRA FIRME DA AMAZÔNIA

SAMPLING PROTOCOL FOR AMAZONIAN CHELONIANS IN RAPID ASSESSMENTS AND LONG-TERM MONITORING IN STREAMS AND TERRA FIRME FORESTS

Mariel Acácio [1], Camila Ferrara [2], Camila K. Fagundes[3] , Fábio Maffei [4], Fábio Andrew Gomes Cunha [5], Adriano Silveira [6], Thiago Costa Gonçalves Portelinha [7], Aline Tavares[8] & Elizângela S Brito [9]

Resumo:

Apesar dos avanços no conhecimento sobre os quelônios nas últimas duas décadas, ainda existe uma grande lacuna de informações sobre as espécies que habitam florestas e riachos de terra firme. A ausência de descrições detalhadas dos procedimentos de coleta em muitos estudos dificulta sua replicação, enquanto as variações entre métodos de coleta comprometem a comparabilidade dos dados entre diferentes localidades e períodos. Diante disso, tornou-se essencial o desenvolvimento de um protocolo padronizado de coleta de dados sobre quelônios, permitindo a integração e comparação de dados em diferentes escalas espaciais e temporais. Este protocolo pode ser aplicado tanto em sistemas RAPELD quanto em outras localidades que apresentam uma variedade de corpos d'água. O protocolo abrange amostragens nas trilhas de deslocamento, parcelas terrestres, ripárias e aquáticas, utilizando diversos métodos de coleta de dados sobre quelônios e o tipo de habitat investigado, com a finalidade de garantir uma boa representatividade das espécies e dados refinados sobre as características do ambiente.

Palavras-chave: RAPELD, monitoramento da biodiversidade, cágados, jabutis, tartarugas-de-água-doce.

[1] Programa de Pós-Graduação em Ecologia, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia; Centro de Estudos Integrados da Biodiversidade Amazônica - CENBAM/INPA, Manaus-AM, Brasil. Autor para correspondência: mariel.acacio@gmail.com

Abstract:

Despite the advances in knowledge about chelonian species over the past two decades, there remains a significant gap in information regarding the species inhabiting forests and stream habitats. The lack of detailed descriptions of collection procedures in many studies hinders their replication, while variations in collection methods across studies compromise the comparability of data between different locations and time periods. Therefore, the development of a standardized data collection protocol for chelonians is essential, allowing for the integration and comparison of data across different spatial and temporal scales. This protocol is applicable both to RAPELD systems and other locations with a variety of water bodies. The protocol encompasses diverse methods for collecting data on chelonians and their habitats, aiming to ensure a good representation of species and refined data on environmental characteristics.

Keywords: RAPELD, biodiversity monitoring, side-necked turtle, tortoise, freshwater turtle

[2] Wildlife Conservation Society - WCS Brasil, Manaus-AM, Brasil

[3] Universidade Aberta do Brasil, Universidade Federal do Pampa, Santa Maria-RS, Brasil.

[4] FKM Consultoria Ambiental

[5] Instituto de Ciências e Tecnologias das Águas, Universidade Federal do Oeste do Pará, Santarém- PA, Brasil

[6] Biótica Estudos Ambientais: João Pinheiro-MG, Brasil.

[7] Curso de Engenharia Ambiental; Programa de Pós-graduação em Biodiversidade, Ecologia e Conservação (PPGBEC/UFT) e Programa de Pós-graduação em Ciências do Ambiente (PPGCIAMB); Laboratório de Caracterização de Impactos Ambientais (LCIA); Universidade Federal do Tocantins (UFT), Palmas-TO, Brasil.

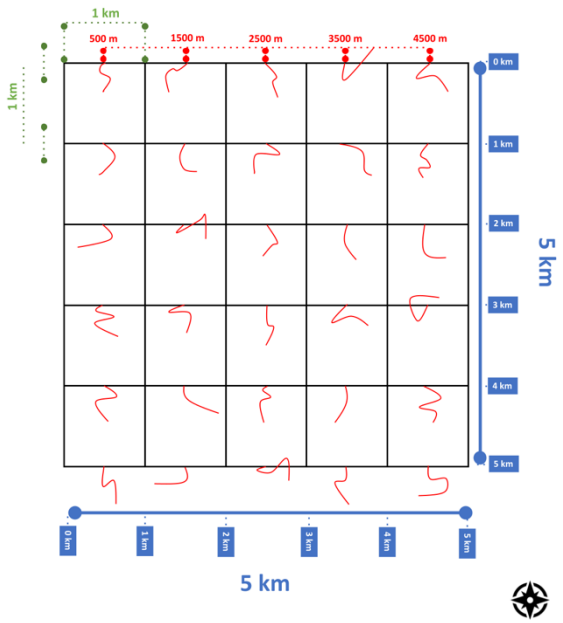
[8] Programa de Pós-Graduação em Ecologia, Conservação e Manejo da Vida Silvestre, Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte-MG, Brasil.

[9] Laboratório de Herpetologia, Centro de Referência da Biodiversidade Regional, Universidade Federal de Mato Grosso, Cuiabá-MT, Brasil.

O que é o RAPELD?

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

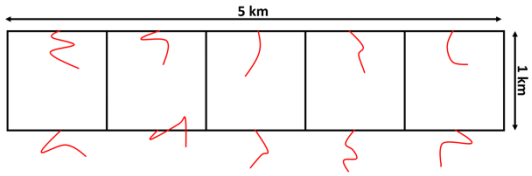
Grid de amostragem com as trilhas principais de 5 km e parcelas dispostas a cada 1 km



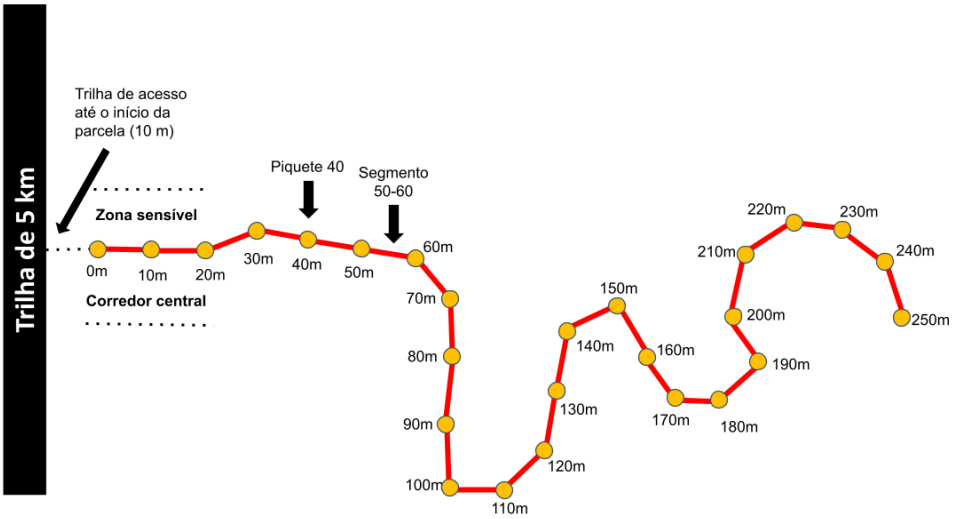
As **parcelas uniformemente distribuídas** são transectos de 250 metros de comprimento posicionados ao longo de curvas de nível, com larguras ajustadas conforme o grupo taxonômico ou variável estudada. Essa disposição minimiza os efeitos da topografia sobre as condições ambientais dentro das parcelas,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

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

1.1 Diversidade de espécies de quelônios

Atualmente, são reconhecidas aproximadamente 366 espécies de quelônios, com mais de 129 subespécies (TTWG, 2021; Uetz, 2025). No Brasil ocorrem 38, das quais 33 são continentais e cinco marinhas, sendo o terceiro país com a maior riqueza no mundo (Guedes et al., 2023). A Amazônia merece destaque, abrigando cerca de 22 espécies (Guedes et al., 2023). Trabalhos recentes trazem novas interpretações acerca da diversidade e sistemática de quelônios brasileiros, de modo especial para os grupos *Mesoclemmys* spp. e *Phrynops* spp. (Carvalho et al., 2022; Gallego-García et al., 2023). Sete espécies brasileiras estão classificadas como vulneráveis na Lista Vermelha global de espécies ameaçadas da IUCN (2025), com destaque para os representantes da família Podocnemididae, amplamente distribuídos na bacia amazônica, incluídos no Anexo II da CITES (CITES, 2025).

1.2 Avanços e lacunas no conhecimento sobre quelônios do Brasil

O conhecimento sobre os quelônios brasileiros avançou nas duas últimas décadas, devido à realização de estudos voltados para diferentes áreas, como biologia reprodutiva (Fagundes & Bager, 2007; Portelinha et al., 2013; Ferrara et al., 2013; Ferrara et al., 2014; Famelli et al., 2014; Cunha et al., 2019; Silva-da-Silva et al., 2021; Simoncini et al., 2022), ecologia de população (Bernhard and Vogt, 2012; Portelinha et al., 2014; Brito et al., 2018; Forero-Medina et al., 2019; Lacava et al., 2024), dieta (Brito et al., 2016; 2021; Pereira et al., 2018; Sanchez et al., 2021; Oliveira et al., 2022), movimentação espacial e temporal (Castro, 2013; Perrone et al., 2014; Carneiro & Pezzuti 2015; Ponce de Leão et al., 2019; Tavares et al., 2019; Cunha & Andrade 2024; Souza et al., 2025), vocalização (Ferrara et al., 2013ab; Jorgewich-Cohen et al., 2022) e taxonomia e sistemática (Cunha et al., 2019; 2021a; 2022).

Os quelônios são amplamente afetados pelo desmatamento e degradação dos ecossistemas causado por atividades humanas como a construção de hidroelétricas (Fagundes et al., 2015, 2018; Norris et al., 2018; Bárcenas-García et al., 2022a, 2022b; Regolin et al., 2023), contaminantes advindos da agricultura e pecuária (Schneider et al., 2010; Pignati et al., 2018; Dos Santos et al., 2021; Borges et al., 2022; Cunha et al., 2024),

caça e o comércio ilegal de indivíduos e ovos, especialmente, nos grandes centros urbanos da Amazônia (Fachin-Téran et al., 2000; Pezzuti et al., 2010; Alcântara et al., 2013; Pantoja-Lima et al., 2014; Forero-Medina et al. 2019; Chaves et al., 2021) além dos efeitos causados pelas mudanças climáticas (Fagundes et al., 2015, 2018; Da Silva et al., 2025). Apesar dos avanços nos últimos anos, ainda existem lacunas importantes no que se refere a dados mais refinados sobre a distribuição e dinâmica populacional das espécies na escala local e da paisagem, dificultando a elaboração de políticas públicas voltadas à proteção das espécies e a avaliação do seu estado de conservação.

Estudos populacionais são, muitas vezes, dificultados pela maturidade sexual tardia, pela longevidade do grupo e hábitos ecológicos que dificultam a detecção de indivíduos. Na Amazônia, a falta de infraestrutura adequada, de recursos humanos capacitados e de acesso aos ambientes de florestas de terra firme, restringem pesquisas às localidades próximas de centros urbanos ou de grandes rios da bacia amazônica, ocasionando vieses ecológicos amostrais (Carvalho et al., 2023). Esses obstáculos comprometem o avanço do conhecimento das áreas de distribuição de muitas espécies de quelônios. Além disso, variações nos métodos de estudos em diferentes localidades e entre épocas de coleta, impedem a comparação dos dados em escalas espaciais e temporais mais amplas. Para quelônios terrestres, por exemplo, o método de amostragem por transecto linear, amplamente utilizado em estudos com vertebrados florestais, tende a subestimar as populações locais devido aos hábitos crípticos dessas espécies, exigindo adaptações metodológicas específicas.

Estudos populacionais sobre diferentes espécies de quelônios já foram realizados em várias regiões do Brasil, contribuindo para o conhecimento desses organismos em distintos contextos ecológicos (Magnusson et al., 1997ab; Fagundes & Bager, 2007; Sánchez, 2008; Barreto et al., 2009; Fagundes et al., 2010; Famelli et al., 2011, 2016; Tavares et al., 2019; Brito et al., 2022ab). Na Amazônia, ainda persistem grandes lacunas de informação sobre espécies inconspícuas, de baixa densidade populacional, que habitam florestas de terra firme, riachos e áreas úmidas. Para esses grupos, o conhecimento permanece limitado, sendo majoritariamente baseado em registros pontuais de novas localidades de ocorrência, ampliações de distribuição geográfica e notas de história natural (Ferrara et al., 2009; Maffei & da Silveira, 2013; Brito et al.,

2019; Vogt et al., 2019; Cunha et al., 2021b). Para muitas espécies, como *Platemys platycephala*, *Mesoclemmys gibba*, *M. raniceps* e *Phrynops tuberosus*, esses registros isolados constituem as únicas fontes de informação disponíveis até o momento.

1.3 Histórico de criação do protocolo

Nos sítios de pesquisa do Programa de Pesquisa em Biodiversidade - PPBio utliza-se o Sistema RAPELD (RAP: Inventários Rápidos e PELD: Projetos Ecológicos de Longa Duração), estão distribuídos ao longo de todo o Brasil, cobrindo uma grande porção da Amazônia e outros biomas brasileiros, oferecendo infraestrutura e acesso para a coleta padronizada de dados sobre a biodiversidade (Rosa et al., 2021). No entanto, apesar da ampla aplicabilidade desse sistema, seu uso para amostragens de quelônios ainda é limitado. Com exceção dos módulos RAPELD na BR-319 (Keller et al., 2016) e na grade da Reserva Ducke (Magnusson et al., 1997; Sanchez, 2008; Tavares et al., 2019), a infraestrutura de pesquisa existente na Amazônia não tem sido utilizada para o monitoramento desses animais. As principais razões para essa lacuna incluem a escassez de recursos humanos especializados e a falta de diretrizes metodológicas padronizadas voltadas especificamente para os quelônios.

Além do sistema RAPELD, outros esforços relevantes para o monitoramento de quelônios foram desenvolvidos nos últimos anos. Um exemplo é o Programa Monitora, criado pelo Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade - ICMBio em 2014, que conta com um subprograma que envolve comunidades locais no monitoramento de ninhos e parâmetros populacionais de quelônios Podocnemididae em Unidades de Conservação. Em 2016, dois trabalhos sobre métodos de monitoramento de quelônios foram publicados: o manual técnico "Manejo Conservacionista e Monitoramento de Quelônios Amazônicos" (Balestra et al., 2016a), que foca nas espécies da família Podocnemididae, comumente encontradas em grandes rios e lagos da Bacia Amazônica; e o "Roteiro para Inventários e Monitoramentos de Quelônios Continentais" (Balestra et al., 2016b), que apresenta uma variedade de métodos de coleta para inventários e monitoramento populacional.

Apesar desses avanços, os esforços voltados à amostragem de quelônios ainda carecem de padronização metodológica detalhada, especialmente no que se refere a

parâmetros como esforço de coleta, área amostrada, número de armadilhas por ponto e duração da amostragem. Os manuais "Manejo Conservacionista e Monitoramento de Quelônios Amazônicos" (Balestra et al., 2016a) e "Roteiro para Inventários e Monitoramentos de Quelônios Continentais" (Balestra et al., 2016b) oferecem diretrizes importantes e, da mesma forma, o estudo de Silveira et al. (2019), embora proponha um protocolo robusto para levantamentos rápidos e de longa duração com armadilhas do tipo covo, foi desenvolvido para ambientes do Cerrado e da Mata Atlântica, sem considerar os quelônios que habitam ambientes florestais ou de terra firme, como jabutis.

Nesse contexto, a elaboração de um protocolo padronizado de amostragem de quelônios utilizando a infraestrutura do sistema RAPELD na Amazônia representa uma oportunidade estratégica para preencher essa lacuna. Ao propor métodos consistentes e replicáveis, abrangendo tanto espécies aquáticas quanto semi-aquáticas e terrestres, esse protocolo permitirá a coleta sistemática de dados em diferentes tipos de corpos d'água e ambientes florestais. Além de favorecer a integração e a comparação de dados em múltiplas escalas espaciais e temporais, o protocolo poderá ser implementado em outras localidades, contribuindo de forma significativa para o avanço do conhecimento ecológico e para o planejamento de ações de conservação voltadas exclusivamente aos quelônios.

2 MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Informações prévias

Considerando a diversidade de quelônios nos ecossistemas e a variedade de habitats que ocupam, o protocolo abrange todo o gradiente topográfico das florestas de terra firme, incluindo zonas úmidas e corpos d'água como riachos, poças temporárias de diversas dimensões e baixios inundados (açaizais e buritizais) (Figura 1). Ambientes terrestres com vegetação florestal, arbustiva ou herbácea também representam áreas potenciais para a captura de quelônios do gênero *Chelonoidis* (Figura 2). Com o objetivo de garantir uma boa representatividade das espécies e da caracterização dos ambientes, o protocolo propõe métodos variados de coleta de dados de quelônios e do hábitat investigado.

A realização das atividades de campo previstas neste protocolo exige atenção especial à segurança da equipe e ao bem-estar dos animais capturados. Recomenda-se que os trabalhos sejam realizados por mais de uma pessoa, especialmente em ambientes florestais ou aquáticos remotos. Sempre que possível, as equipes devem contar com um integrante com experiência prévia em campo e conhecimento básico sobre primeiros socorros, orientação em áreas naturais e identificação de fauna potencialmente perigosa.

Figura 1 - Diferentes ambientes aquáticos onde pode-se encontrar quelônios aquáticos e semiaquáticos na floresta de terra firme nas parcelas RAPELD. A - Riacho de primeira ordem; B - Riacho de segunda ordem; C - Riacho de terceira ordem; D - Pequeno lago; E - Poça temporária; F - Lagoa marginal à floresta. Fotos: Elizângela S. Brito.

Figura 2 - Ambientes terrestres onde podem ser encontrados indivíduos de *Chelonoidis denticulatus* em parcelas RAPELD de floresta de terra firme. A - Clareira em área de platô; B - Vertente; Fotos: Aline Tavares.

2.1.1 Fase de planejamento

Antes de iniciar as coletas de dados dos quelônios, torna-se fundamental obter autorizações exigidas por órgãos de fiscalização ambiental e realizar os procedimentos metodológicos obedecendo às normas do comitê de ética de uso de animais em pesquisa científica (CEUA). No sistema RAPELD, cada parcela (terrestre, ripária e aquática) costuma ser utilizada como uma unidade amostral (Magnusson et al., 2005; 2013). No entanto, informações sobre o número de parcelas e períodos de amostragem necessários, dependem da pergunta que se pretende responder e não é o objetivo deste protocolo. Propomos, a seguir, um roteiro de amostragem de quelônios e coleta de dados ambientais em sistemas RAPELD, que abrange coleta de dados em parcelas terrestres, ripárias, aquáticas, trilhas e travessões de acesso às parcelas.

As parcelas aquáticas fixas correspondem a 50 m de riacho e são frequentemente utilizadas para amostragens de peixes e outros organismos de pequeno porte. Para amostragens representativas de quelônios, propomos o estabelecimento de parcelas aquáticas com 250 m de extensão. Dessa forma, é imprescindível buscar informações prévias sobre os sítios de pesquisa para verificar se os riachos que margeiam as parcelas ripárias, possuem um trecho suficiente para determinar a parcela aquática de 250 m. Após reconhecimento prévio e com o período ideal de amostragem definido (ver adiante), delineie o número de parcelas terrestres, ripárias, aquáticas e trilhas de acesso de cada sítio RAPELD que será amostrado, pois é importante para obter a quantidade de material necessário para realizar as coletas, o que facilita o planejamento e a logística de campo.

2.2 Material necessário

Na fase de planejamento, deve-se adquirir e organizar o material a ser levado para a coleta de dados e captura de quelônios. Os materiais necessários estão descritos abaixo:

a) Captura de quelônios aquáticos e semiaquáticos

- Armadilhas do tipo Covo - *Hoop nets* ou *funnel traps* (Quadro 1) - Recomenda-se pelo menos 10 armadilhas por parcela aquática.
- Lanternas de cabeça: podem ser 2 ou mais lanternas, vai depender do número de integrantes na equipe de coleta, podem ser usadas durante a busca ativa ou nas revisões das armadilhas.
- Ganchos de contenção e puçás (Quadro 1): pelo menos 2 ganchos.
- Sacos de rede de nylon: 5 ou mais sacos para abrigar os indivíduos capturados até o momento de realizar os procedimentos de biometria. Os sacos devem ter as malhas espaçadas para manter o bem estar dos animais.
- Luvas estéreis: leve número suficiente para todos da equipe utilizarem durante o manuseio dos indivíduos.

b) Captura de quelônios terrestres

1) Instalação das armadilhas de queda:

- Boca de lobo (cavadeira) e pá para perfurar o solo;
- Trena para medir as dimensões da cavidade;
- Facão para cortar as duas forquilhas e a vara que irá sustentar a isca;
- Recipiente poroso para armazenar a isca: sugerimos uma lata de metal (lata de leite em pó ou similares) com várias perfurações pequenas para garantir a difusão do odor.

2) Busca ativa:

- Vara de madeira levemente pontiaguda para vasculhar galhadas;
- Trena para medir a área de 20m ao redor da trilha;
- GPS para marcação de pontos das capturas.

c) Morfometria, pesagem e anotação de dados

- Dinamômetro ou balança comercial: para medir a massa corporal dos quelônios. Recomenda-se unidades com capacidades de medidas variadas (100 g, 1 kg, 10 kg e 50 kg).
- Paquímetro: para mensurar a biometria dos indivíduos. Recomenda-se tamanhos variados (de 15 cm a 50 cm).
- Caneta indelével, hidrográfica ou nanquim: para anotar as informações de coleta
- Fichas de campo ou caderno à prova d'água: para anotar os dados de coleta
- Papel Vegetal: para identificação das amostras biológicas

d) Coleta de material biológico

- Agulhas (geralmente 23-25G para quelônios pequenos e 21G para grandes)
- Seringas (1-5 mL, dependendo da necessidade)
- Pinças e estiletes: coleta de tecidos e ectoparasitos
- Tubos de coleta (EDTA para hematologia, seco para bioquímica)
- Algodão e álcool 70%
- Heparina (se necessário para evitar coagulação)
- Luvas

e) Coleta de dados ambientais

- Termo-higrômetro ou termômetro: mensurar temperatura e umidade
- Disco de Secchi: determinar a transparência da água dos corpos aquáticos
- Trenas de 50 e 100 metros: medir os transectos, distância das armadilhas, etc
- Fita métrica: medir a velocidade da água
- Metro de pedreiro (ou suíço): medir a profundidade da água e da serrapilheira
- Turbidímetro: mensurar a turbidez da água
- Sonda multiparâmetros (ou equipamentos específicos para cada variável: condutivímetro, phmetro, oxímetro, termômetro): medir os parâmetros químicos, físicos e físico-químicos da água
- Bola ou disco de isopor: usada para medir a velocidade da água

Quadro 01: Armadilhas utilizadas na captura de quelônios de floresta de terra firme

Método	Descrição	Observações
Covo (*Hoop nets* ou *funnel traps*)	Armadilhas de formato retangular ou cilíndrico, com uma ou mais aberturas em forma de funil invertido que facilita a entrada e dificulta a saída dos quelônios. São compostas por aros metálicos que sustentam uma rede de náilon, fibra ou de metal em seu entorno.	É recomendável utilizar covos com dimensões de 80 cm a 100 cm de comprimento e de 40 a 50 cm de diâmetro, o qual abrange espécies de diversos tamanhos. Nas poças pode-se usar covos de menor tamanho: 30 cm de diâmetro, 60 cm de comprimento. Uma opção para o covo não afundar e os animais não conseguirem respirar é colocar uma garrafa pet vazia dentro.
Puçá	Composto por um aro metálico envolvido por uma rede de nylon formando um saco. Possui um cabo acoplado no aro que pode ser fixo ou retrátil.	Recomenda-se que o puçá tenha um aro com, pelo menos, 50 cm de diâmetro. O cabo pode ser de 75 cm ou maior.
Armadilhas de queda com isca	Consistem em cavidades de 0,7m de profundidade x 1m de diâmetro. Cada armadilha contém uma estrutura de duas forquilhas sustentando uma vara onde a isca (de carne, frango ou peixe em estado de decomposição) fica	Recomenda-se que as armadilhas sejam perfuradas no final da metragem de cada parcela, garantindo que fiquem distribuídas a uma distância mínima de um quilômetro entre si.

Método	Descrição	Observações
	suspensa em um recipiente poroso.	

2.2 Descrição do protocolo de coleta de dados de quelônios em sistemas RAPELD

2.2.1 Período de captura

Em situações que se pode retornar a área de captura mais de uma vez, o ideal é que as amostragens de quelônios em floresta de terra firme contemplem os períodos seco e chuvoso. Assim, durante o período chuvoso, as amostragens devem ocorrer: no início do regime de chuvas, uma vez que se formam as poças temporárias nas florestas de terra firme utilizadas pelos quelônios; e no final do período de chuvas, ocasião em que as poças temporárias secam e as espécies aumentam suas atividades de movimentação para fins de recursos (alimentação, reprodução e abrigo). Assim, ambientes da zona de transição aquático terrestre (ATTZ: Aquatic-Terrestrial Transition Zone) não são negligenciados.

Os sítios RAPELD podem apresentar riachos de diferentes dimensões, portanto as amostragens devem contemplar os riachos (igarapés) de diferentes tamanhos, seguindo a classificação proposta por Strahler (1957), que determina os cursos d'água com base na hierarquia de ramificações da fonte: (1) as nascentes são consideradas como riachos de primeira ordem; (2) a confluência entre dois canais de primeira ordem, formam os riachos de segunda ordem; (3) riachos de terceira ordem são formados pela confluência de dois canais de segunda ordem. Normalmente, são encontrados riachos de primeira a terceira ordem em floresta de terra firme, onde ocorrem a maior parte dos quelônios aquáticos e semiaquáticos.

2.2.2 Métodos de captura de quelônios em florestas de terra firme

Existem diversos métodos para amostragens de quelônios aquáticos e semi-aquáticos, variam conforme a espécie de interesse, tamanho e o tipo de habitat. Como esses répteis habitam uma ampla variedade de corpos aquáticos e terrestres, essa diversidade deve ser considerada nas amostragens, garantindo a representatividade máxima das espécies de quelônios na localidade de estudo. Nas amostragens dos

quelônios aquáticos e semi-aquáticos propomos os métodos de busca ativa e de captura com armadilhas do tipo covo (Quadro 01). Os quelônios terrestres serão amostrados a partir de adaptações de técnicas tradicionais de caça difundidas entre populações rurais indígenas e não indígenas na Amazônia, que consiste em armadilhas de queda com isca (Quadro 01) e a busca ativa pelo método de transectos lineares (Tavares et. al., 2019; 2020; Morcatty et al., 2020). Para o primeiro método deve-se selecionar previamente o número e a distribuição das parcelas terrestres onde as armadilhas serão instaladas. Para o segundo, definir as trilhas-base que serão percorridas durante as buscas sistemáticas.

a) Busca ativa de quelônios em parcelas RAPELD

A busca ativa é realizada utilizando os corredores principais para deslocamento dos pesquisadores nas parcelas terrestres e ripárias (Figura 3). Para otimizar o tempo, recomenda-se que o método seja realizado simultaneamente por dois pesquisadores. A busca consiste numa vistoria minuciosa, com auxílio de um gancho para revirar a serrapilheira e galhos, fazendo uma varredura embaixo e nos arredores de troncos caídos à procura de quelônios em abrigos. Os corredores principais das parcelas ripárias também podem ser utilizados para busca de quelônios nas poças temporárias e nas margens dos riachos, onde o substrato do fundo deve ser tateado com o gancho em toda extensão da parcela. Quando forem localizados indivíduos ou ninhos de quelônios é importante marcar a localização com um GPS, medir a distância entre o indivíduo (ou ninho) e o corredor principal da parcela.

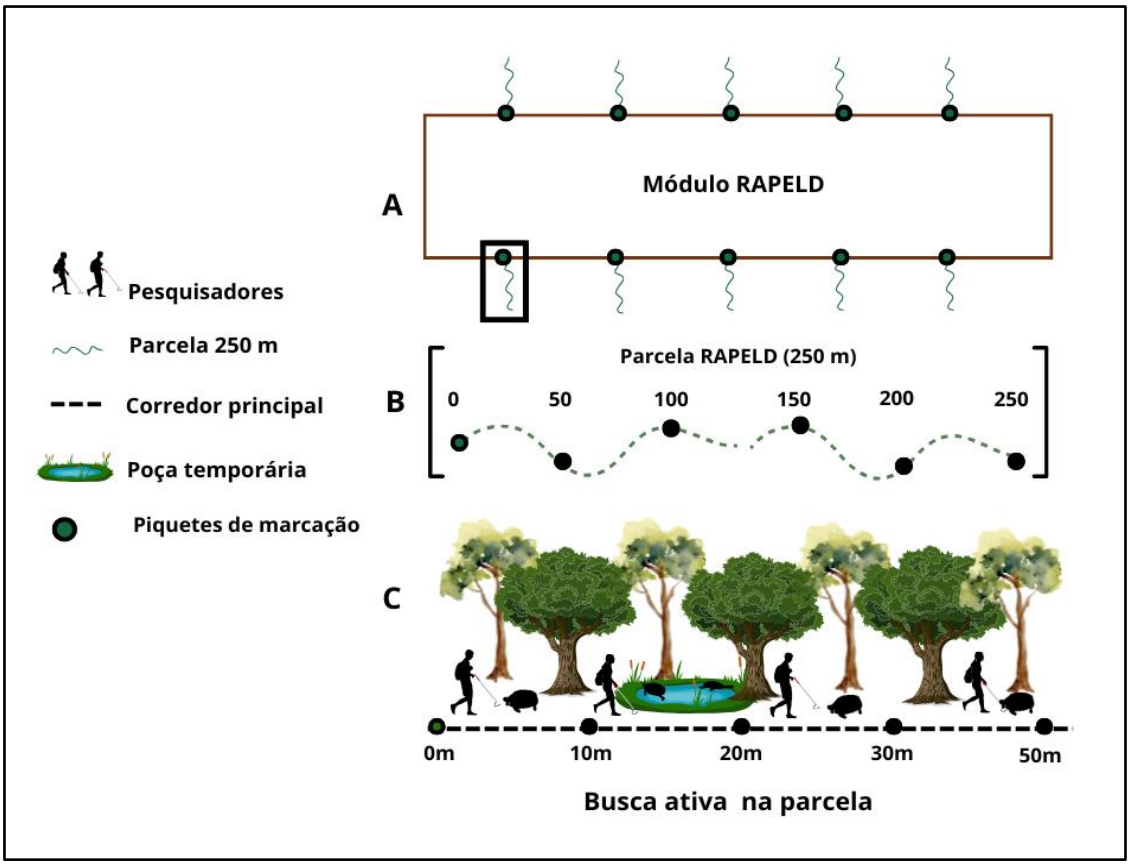


Figura 3 - Método de amostragem conhecido como busca ativa de quelônios nas parcelas RAPELD. A - Esquema de módulo RAPELD, mostrando a localização das duas trilhas principais que dão acesso às dez parcelas; B - Detalhe de uma parcela terrestre de 250 m e a trajetória da busca ativa, os pontos 0m a 250m são segmentos de marcação da parcela; C - Demonstração de busca ativa de quelônios utilizando um gancho em um trecho da parcela.

b) ***Busca ativa de quelônios terrestres (jabutis) nas Trilhas Principais***

A busca ativa aqui proposta, consiste em percorrer uma área de 20 m à esquerda e à direita ao longo das trilhas principais e travessões do sistema RAPELD com foco especial em árvores caídas, ocos de troncos e buracos (Tavares et al., 2019), percorrendo toda a extensão de cada trilha principal e travessão de acesso. As buscas devem ocorrer à luz do dia por quantos dias forem necessários para cobrir a área de estudo. É recomendado que sejam feitas em duplas e com auxílio de uma vara ou gancho herpetológico que pode encostar no chão e nas áreas de árvores e folhas caídas, onde a visibilidade é pequena, removendo ou movendo esses obstáculos para detectar os cascos dos indivíduos que estiverem abrigados (Figura 4).

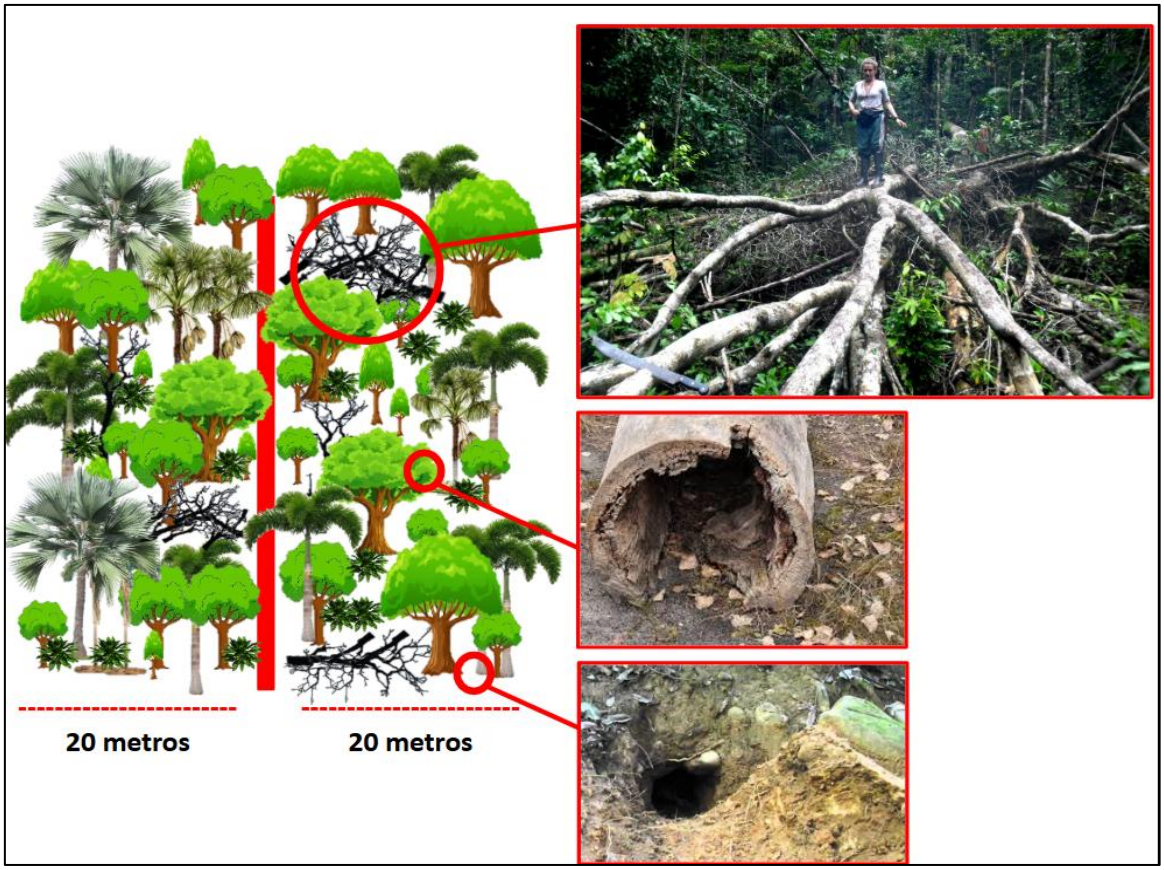


Figura 4 - Demonstração da busca ativa de quelônios terrestres. A área de varredura consiste em 20m à esquerda e à direita da trilha principal representada em vermelho. Em destaque, os ambientes onde as espécies são comumente encontradas: árvores caídas, troncos ocos e buracos. Fotos: Aline Tavares.

c) Instalação de armadilhas em parcelas aquáticas (250 m) e poças temporárias

Parcela aquática (250 m): são instaladas 10 armadilhas do tipo covo (*hoop nets*, Figura 5), distribuídas de forma intercalada na parcela aquática (por exemplo, uma na margem esquerda e a próxima na margem direita). Mantenha uma distância mínima de 25 m entre uma armadilha e outra. Informe nas fichas de campo e planilhas de dados todas as adaptações necessárias durante a execução do protocolo. Esse desenho amostral deve ser repetido em cada parcela aquática. Deve-se dar preferência aos poços ou as áreas com menor correnteza ao longo dos riachos para maximizar a dispersão do odor da isca. Em cada parcela, as armadilhas ficam dispostas por cinco dias, com revisões entre 12 e 24 horas, preferencialmente no período da manhã.

Poças temporárias: deve-se instalar uma armadilha covo (*hoop net*) em poças de até 25 m de comprimento conectadas ou próximas da parcela aquática. Nas poças maiores, deve-se instalar uma armadilha a cada 25 m de poça, seguindo o mesmo padrão de distância entre armadilhas da parcela aquática. Poças pequenas e com pouca profundidade podem ser amostradas apenas com busca ativa.

Uso de Iscas: Dentre a variedade de iscas disponíveis, as armadilhas podem ser iscadas com sardinha enlatada ou peixe fresco, miúdos de frango, carne bovina ou suína (por volta de 400 g de isca), e/ou uma mistura dessas carnes com ração para gato. Sugere-se utilizar os mesmos tipos de iscas em todos os pontos de coleta.

Procedimentos de instalação e revisão das armadilhas:

- Registre a data e o horário de início de instalação das armadilhas;
- Instale as armadilhas com a extremidade de entrada direcionada para água e amarre em galhos da vegetação ou piquetes de madeira. Os covos devem estar com 20% de sua estrutura fora da água para permitir que os animais respirem.
- Fotografe cada local de instalação das armadilhas desde o ponto inicial até o ponto final;
- Anote o tipo de armadilha, o número da armadilha, e as coordenada com GPS (em UTM);
- Realize revisões entre 12 e 24 horas
    - Desamarre a ponta oposta à entrada do funil para remover os animais capturados;
    - Registre o número e o local da armadilha que o animal foi retirado;
    - Inspecione a malha da armadilha e repare eventuais rasgos utilizando laços zip ou barbante;
    - Reabasteça a isca se for necessário;
    - Retorne a armadilha para a mesma posição na água.

Figura 5 - Armadilhas *hoop nets* instaladas na floresta alagada (A), em um pequeno riacho (B), em uma poça temporária (C), em uma lagoa marginal a floresta (D), em um riacho de médio porte (E) e na margem de rio de grande porte (F). Fotos: A, B, C e D - Elizângela S. Brito; E e F - Fábio Maffei.

Cuidados necessários

Durante a instalação e monitoramento das armadilhas de espera (*hoop traps*), é importante considerar que, além dos quelônios, outros animais podem ser atraídos ou acidentalmente capturados, como serpentes, jacarés e poraquês (peixes elétricos). O manuseio de armadilhas deve ser feito com cautela e, preferencialmente, com o uso de ferramentas ou equipamentos de proteção individual, como luvas e ganchos de contenção.

É imprescindível que a equipe esteja atenta à segurança em áreas alagadas ou de difícil acesso, especialmente em condições climáticas adversas.

Em situações de chuva intensa ou elevação súbita do nível da água, as armadilhas devem ser monitoradas com maior frequência ou, quando necessário, removidas temporariamente para evitar riscos de afogamento dos animais capturados. A utilização de boias ou flutuadores pode ser uma medida adicional para garantir a oxigenação dos indivíduos dentro das armadilhas. Todas as práticas de campo devem seguir princípios éticos e respeitar a legislação vigente sobre o uso e manejo da fauna silvestre, assegurando que os animais sejam soltos com o mínimo de estresse e em boas condições físicas após o registro das informações necessárias.

d) Instalação de armadilhas de queda com isca nas parcelas terrestres

Sugerimos que as armadilhas sejam instaladas ao final de cada parcela do sistema RAPELD, visando garantir que estejam uniformemente distribuídas na área de estudo e a uma distância de aproximadamente um quilômetro entre si.

Procedimentos para instalação:

1) Cavar um buraco no solo medindo 1 m de diâmetro e 0,7 m de profundidade;

2) Cobrir a superfície do buraco com folhas secas apoiadas em estruturas de varas finas e folhas verdes de palmeira, simulando um piso falso (Figura 6A);

3) Cortar três varas de aproximadamente 1,3 m sendo duas delas com as extremidades em formato Y (forquilha);

4) Perfurar o solo com as duas varas forquilhadas criando uma estrutura para sustentar a terceira vara (Figura 6C);

5) Colocar uma isca de aproximadamente 0,4 kg de carne, frango ou peixe já em estado de decomposição dentro de um recipiente suspenso. Sugerimos uma lata de metal com vários pequenos furos para garantir a difusão do odor. A lata deve ser camuflada com folhas secas presas por uma fibra vegetal ou barbante. As armadilhas ativas devem ser verificadas uma vez por dia e as iscas trocadas, pelo menos, a cada dois dias, o esforço de coleta deve ser de cinco dias para cada armadilha instalada

As características desta armadilha foram otimizadas para evitar que o jabuti escape e, ao mesmo tempo, reduzir o potencial de captura de indivíduos de outras

espécies. A altura e o diâmetro da cova foram projetados para permitir que animais de médio e grande porte saíssem da cova caso fossem capturados, enquanto animais de pequeno porte consigam escalar suas paredes. Estudos de avaliação de métodos de captura de quelônios terrestres, demonstram que a eficiência deste método em detrimento da busca ativa pode variar de acordo com a área (Tavares et al., 2019; Morcatty et al., 2020).

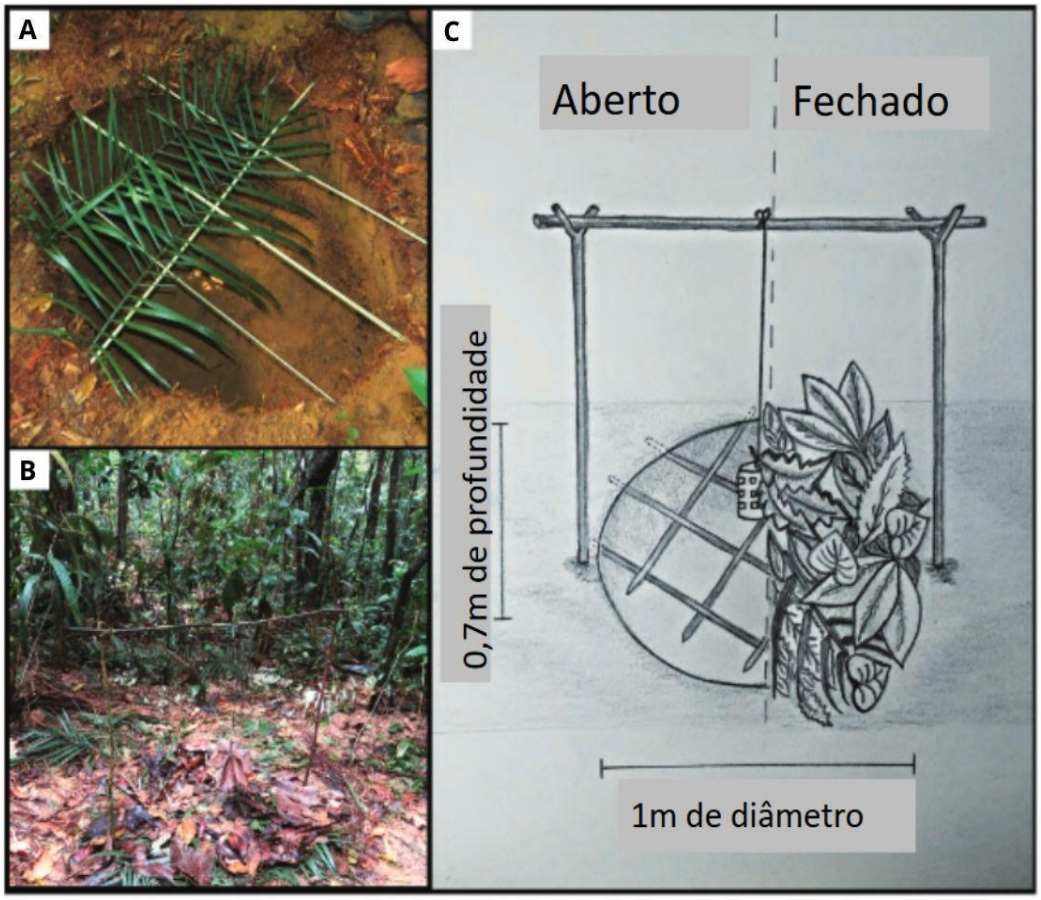


Figura 6 - Imagens da armadilha de queda (A) estrutura da cobertura da armadilha, (B) armadilha instalada e (C) esquema completo da estrutura da armadilha. Fotos: Morcatty et al., 2020

2.2.3 Coleta de dados dos quelônios

a) Morfometria e obtenção da massa dos quelônios

As medidas propostas neste protocolo são comumente utilizadas em estudos com quelônios (veja Balestra et al., 2016; Brito et al., 2022b) (Figura 7). Entretanto, isso não impede que sejam aferidas medidas adicionais, a depender da pergunta e das necessidades

do estudo. As medidas estão elencadas abaixo e devem ser aferidas em milímetros e a massa corporal em gramas:

- **Comprimento retilíneo máximo da carapaça (CRMC):** maior distância linear entre a borda anterior do primeiro escudo nucal/marginal até a borda posterior do escudo supracaudal;
- **Largura retilínea máxima da carapaça (LRMC):** maior distância linear entre as bordas dos escudos marginais, na porção mais larga da carapaça;
- **Altura do casco (AC):** distância linear da porção de maior altura entre o plastrão e a carapaça;
- **Comprimento retilíneo máximo do plastrão CRMP):** maior distância linear entre a a borda anterior do escudo gular até a borda posterior do escudo anal;
- **Largura retilínea máxima do plastrão (LRMP):** maior distância linear entre a sutura do plastrão até os escudos abdominais e peitorais, de um ponto de intersecção entre esses dois escudos;
- **Altura da cabeça (ACB):** maior distância linear entre a porção abaixo da base da mandíbula até a região dos escudos frontais, abrangendo a porção mais alta da cabeça;
- **Comprimento da cauda base-cloaca (CCBC):** maior distância linear entre a porção final do plastrão até a cloaca;
- **Comprimento da cauda cloaca-ponta (CCCP):** maior distância linear entre a abertura cloacal e a ponta da cauda;
- **Massa corporal:** deve ser obtida com uso de dinamômetros de mão (tipo Pesola®) de diferentes precisões ou por balança comercial, a massa pode ser aferida em gramas (g).

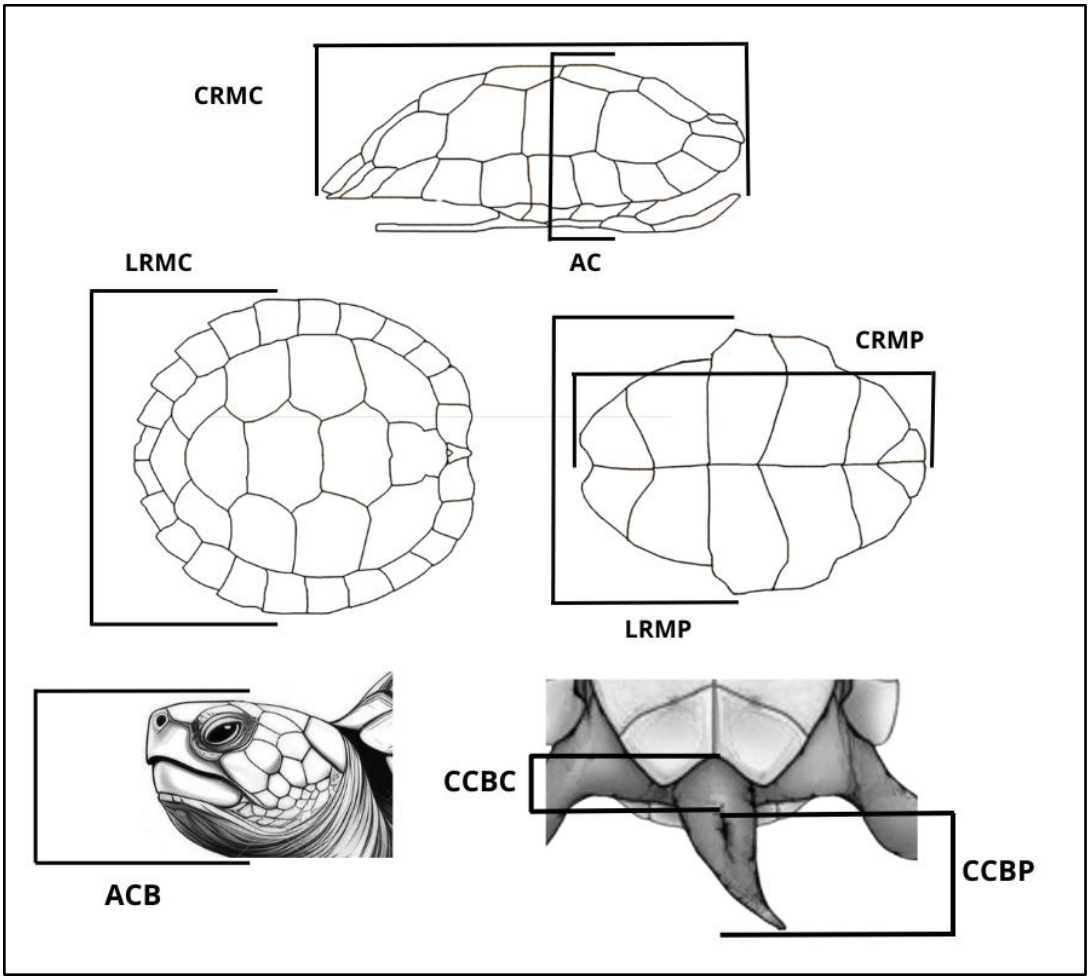


Figura 7 - Ilustração das medidas biométricas da carapaça e do plastrão de quelônios. CRMC: Comprimento retilíneo máximo da carapaça; LRMC: largura retilínea máxima da carapaça; AC: altura da carapaça; CRMP: comprimento retilíneo máximo do plastrão; LRMP: largura máxima do plastrão; ACB: Altura da cabeça; CCBC: comprimento base da cauda até a abertura cloacal; CCCP: comprimento da cloaca até a ponta da cauda.

b) Marcação de quelônios

A escolha do método de marcação deve considerar fatores como a espécie, o objetivo do estudo e o bem-estar do animal. É fundamental que os procedimentos sejam realizados por profissionais treinados e que sigam as diretrizes éticas e legais vigentes em cada localidade (veja Lei Nº 11.794). A marcação é importante para estudos populacionais, pois permite a identificação individual e o monitoramento dos animais a longo prazo. Os principais métodos incluem:

- **Marcação com tinta, esmalte ou resina epóxi:** tintas ou esmaltes atóxicos são aplicados na carapaça em padrões específicos para diferenciar os indivíduos. Esta marcação é temporária, mais aplicada em estudos de comportamento.
- **Microchip (*pittag*):** um microchip tem o tamanho de um grão de arroz, ele é inserido sob a pele ou entre os músculos do animal e a identificação é feita com um leitor eletrônico. Para tartarugas de água doce, o local padrão é na musculatura da coxa posterior (músculo da pata traseira), lado direito ou esquerdo, em posição subcutânea ou intramuscular superficial. Outra opção usada é inserir na cavidade pré-femoral, mas isso depende do protocolo utilizado pelo grupo de pesquisa (Balestra et al., 2016a; Andrade et al., 2017). Conforme Resolução nº 706 de Junho de 2024 do Conselho Federal de Biologia - CFBio, o local indicado para inserção de microchip é na região umeral, localizada na porção anterior do plastrão (próxima a junção dos membros anteriores). Adicionalmente, é importante considerar que o uso de microchips não é recomendado para recém-nascidos, conforme indicado por Balestra et al. (2016a), devido ao risco de eliminação do microchip por reação inflamatória.
- **Marcação com anilhas ou etiquetas:** pequenas etiquetas de metal ou plástico são presas à carapaça do animal, contendo um código individual.

c) Identificação da espécie e sexagem

A identificação taxonômica exige atenção aos detalhes morfológicos, pois várias espécies apresentam características externas semelhantes. Para uma identificação precisa, é necessário observar o formato e a coloração da carapaça e do plastrão, a disposição e contagem dos escudos, a morfologia da cabeça e do bico córneo, além de outras estruturas que distinguem espécies. A etapa de identificação é importante nos estudos de biodiversidade, além de permitir a catalogação das espécies que ocorrem num determinado ambiente, a identificação correta é crucial na avaliação de status de conservação das espécies.

O uso de guias, livros ilustrados com fotografias de indivíduos é recomendado para auxiliar no reconhecimento em campo (e.g. Rueda-Almonacid et al., 2007; Vogt, 2008; Ernst e Barbour, 1989; Ferrara et al., 2017; Brito et al., *in press*). A identificação

definitiva deve ser feita com uso de chaves taxonômicas (e.g. Garbin e Cunha, 2023) ou literatura de revisão taxonômica e descrição de novas espécies (e.g. Cunha et al., 2021; 2022) e, sempre que possível, recomendamos consultar especialistas com experiência na fauna regional. Os exemplares que forem coletados como material testemunho, podem ser depositados em coleções científicas de referência (e.g. Coleção Herpetológica do Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Museu Emílio Goeldi).

A determinação do sexo em indivíduos adultos pode ser feita pela verificação de caracteres morfológicos secundários/externos, como cor e o tamanho da cauda. Machos adultos apresentam o CCBC maior que o CCCP. Indivíduos que não apresentam características sexuais secundárias devem ser caracterizados como jovens.

d) Coleta de sangue e tecido

A coleta de amostras de sangue e de tecido de quelônios são importantes para estudos filogenéticos, toxicológicos e parasitológicos. Deve-se levar em consideração o tamanho do animal e a quantidade necessária de acordo com a finalidade do estudo. O sangue pode ser coletado seguindo a metodologia proposta em Tavares-Dias et al. (2012). O local de coleta deve ser higienizado com álcool 70%, recomenda-se que a coleta seja feita por punção do vaso femoral. As seringas frequentemente utilizadas são de até 3 mL e agulhas de 27 x 8 mm contendo heparina 5000 UI. O volume de sangue em répteis é de 5% a 8% da massa corporal, e a quantidade de sangue a ser coletada é de até 3 mL por quilograma de peso, não devendo ultrapassar 10% do volume total (veja Thrall et al., 2004). As amostras devem ser acondicionadas em tubos específicos e mantidas a temperatura de -4 °C durante todo o procedimento.

A coleta de tecido pode ser feita utilizando tesoura esterilizada, inicialmente a área que será coletada deve ser lavada com solução de álcool 70%, após a coleta do tecido, deve-se passar iodo para evitar infecção na área afetada. As amostras podem ser conservadas em álcool etílico absoluto ou em álcool comercial (96%). Para mais informações sobre coleta de tecidos em quelônios veja Agostini et al. (2022).

e) Biometria de ovos e ninhos

Os ninhos de espécies de quelônios que vivem em florestas de terra firme são difíceis de localizar, mas é importante incluí-los quando são detectados durante as amostragens. Caso seja encontrado algum ninho durante a execução do protocolo, sugere-se a tomada dos dados listados abaixo. É necessário cuidado no manejo dos ovos durante a coleta dos dados, evitando girar os ovos ou expô-los ao sol, isso impede que inviabilize os ovos do ninho durante o manuseio.

A mensuração é feita tanto nos ninhos quanto nos ovos. Para medir o ninho, poderá utilizar uma trena, já para a biometria dos ovos, deve-se utilizar um paquímetro de 150 mm. Para obter a massa dos ovos deverá utilizar um dinamômetro de mão (precisão < 1g; tipo Pesola@), deve-se colocar o ovo em um saco plástico e depois medir a massa.

- **Localização do ninho:** os ninhos devem ser mapeados com auxílio de GPS, marcando os pontos dos ninhos e suas respectivas coordenadas geográficas (em UTM);
- **Profundidade máxima do ninho:** após a retirada de todos os ovos, mede-se a distância da superfície do ninho até o fundo do ninho;
- **Profundidade do 1º ovo:** distância mensurada da superfície do ninho até o primeiro ovo encontrado;
- **Largura máxima do ninho:** deve ser medida na porção de maior largura da câmara do ninho;
- **Número de ovos:** número total de ovos presentes em cada ninho;
- **Comprimento do ovo:** distância entre as duas porções de maior eixo de cada ovo; todos os ovos presentes no ninho devem ser medidos.
- **Largura do ovo**: distância na maior largura do ovo; todos os ovos presentes no ninho devem ser medidos.
- **Massa dos ovos:** medida da massa corporal de cada ovo (em gramas).

2.4 Caracterização do hábitat

Em estudos de biodiversidade, a coleta de dados sobre variáveis ambientais é importante para verificar quais fatores influenciam na distribuição, abundância e nas características biológicas das espécies, permitindo também a caracterização dos habitats

terrestres e aquáticos (perenes e intermitentes). Por isso, propõe-se aqui, a coleta de dados que são frequentemente tomados no monitoramento de outros organismos aquáticos e terrestres, otimizando esforços de coleta de variáveis que também podem ser importantes para determinar a distribuição e abundância de quelônios.

2.4.1 Coleta de dados ambientais nas parcelas terrestres e ripárias

Todas as variáveis listadas abaixo são medidas ao longo do corredor principal de cada parcela terrestre e ripária, obtendo esses dados nos pontos 0, 50, 100, 150, 200 e 250 m, totalizando seis subamostras coletadas nos pontos correspondentes às marcações dos piquetes do corredor principal. Nas áreas de busca ativa ao longo das trilhas principais, os parâmetros ambientais devem ser coletados no transecto de 20x20 m de cada linha transectual delimitada ao longo da trilha. Nesse caso, os parâmetros são medidos no centro de cada transecto 20x20.

- **Temperatura e Umidade do Ar:** são medidas nos pontos 0, 50, 100, 150, 200 e 250 m de cada parcela
- **Cobertura de Dossel:** esse dado pode ser obtido por meio de um densiômetro côncavo (veja Protocolo Densiômetro), câmera fotográfica digital ou com aplicativo de celular específico para medir a cobertura de dossel (e.g. app Canopy). No caso do aplicativo celular, as medidas são feitas nos pontos 0, 50, 100, 150, 200 e 250 de cada parcela, sempre em posição para o final da parcela (250m), a câmera deve focar o céu e estar posicionada na altura do cotovelo de quem estiver fotografando. O aplicativo Canopy já fornece a informação de cobertura do dossel em porcentagem. Deve-se dar atenção às configurações dos aplicativos e verificar se eles fornecem de informação a abertura de dossel (área não coberta pela copa das árvores) ou a cobertura de dossel (área coberta pela copa das árvores). A cobertura do dossel é representada pela média das leituras nos seis pontos de medidas de cada parcela (0, 50, 100, 150, 200 e 250).
- **Profundidade de serrapilheira:** medida utilizando um metro suíço ou um cabo de madeira, o valor de profundidade equivale à distância que o cabo de madeira toca o solo até a superfície da serrapilheira. As medidas devem ser realizadas nos pontos 0, 50, 100, 150, 200 e 250 m de cada parcela

- **Elevação do terreno:** pode ser medida utilizando um GPS com altímetro ou apps que usam Modelos Digitais de Elevação, e registrar a elevação. As medidas devem ser realizadas nos pontos 0, 50, 100, 150, 200 e 250 m de cada parcela.

Outras variáveis ambientais medidas nos sítios PPBio podem, eventualmente, ser testadas com os dados de quelônios (por exemplo, estrutura do solo, composição de nutrientes dos solos, profundidade do lençol freático e estrutura da vegetação). Esses dados podem ser obtidos em repositório públicos (DataOne, SiBBr) ou diretamente com os pesquisadores que realizaram as coletas.

2.4.2 Dados ambientais dos riachos e poças temporárias

Os dados ambientais dos riachos foram adaptados do Protocolo Igarapés, disponível nesta Edição Especial Protocolos RAPELD (veja Acácio et al., 2025). Já a coleta de dados ambientais nas poças temporárias foi adaptada de Pazin et al. (2006) e Espírito-Santo et al. (2013). Para evitar influência nos dados físico-químicos da água, recomenda-se que esse procedimento seja feito antes da instalação das armadilhas.

a) Riachos (parcela aquática de 250 m)

No caso das parcelas aquáticas de 250 m, todas as medidas são coletadas nos pontos 0, 50, 100, 150, 200 e 250, correspondente às marcações dos piquetes da parcela (Figura 8). Os dados de pH, oxigênio dissolvido, condutividade e temperatura podem ser obtidos utilizando uma sonda multiparâmetros, isso evita que a equipe carregue muitos equipamentos durante as atividades de campo. Por outro lado, esses dados podem ser tomados com uso de equipamentos específicos (pHmetro, oxímetro, condutivímetro, termómetro, etc) ou com coleta de amostras de água para analisá-las em laboratório.

- **Oxigênio Dissolvido (OD):** coletado no meio do canal do riacho, utilizando uma sonda multiparâmetros, oxímetro ou amostra de água para posterior análise em laboratório. Cada medida de OD é coletada nos seis pontos da parcela aquática (0, 50, 100, 150, 200 e 250).

- **Potencial hidrogeniônico (pH):** coletado no meio do canal do riacho, com sonda multiparâmetros, pHmetro ou amostra de água para posterior análise em laboratório. Cada medida de pH é coletada nos seis pontos da parcela aquática (0, 50, 100, 150, 200 e 250).
- **Temperatura da água (ºC):** medida obtida no meio do canal, com sonda multiparâmetros ou termômetro. A temperatura é medida nos seis pontos da parcela aquática (0, 50, 100, 150, 200 e 250).
- **Condutividade:** coletado no meio do canal do riacho, nos seis pontos da parcela aquática (0, 50, 100, 150, 200 e 250), com sonda multiparâmetros ou condutivímetro.
- **Turbidez**: pode ser medida com turbidímetro ou com amostras de água para análise em laboratório. Algumas sondas multiparâmetros fazem a medição de turbidez da água;
- **Transparência (%)**: medida com auxílio de um disco de Secchi, colocado na água e deixando-o afundar até uma distância que seja possível enxergá-lo dentro d'água. A transparência equivale à distância da superfície da água até a profundidade que o disco é enxergado;
- **Cobertura do dossel (%):** assim como nas parcelas terrestres, a cobertura de dossel pode ser medida utilizando um aplicativo de celular, densiômetro ou câmera fotográfica (segue o mesmo procedimento das parcelas terrestres);
- **Largura do canal (cm):** com uma trena, mede-se a distância entre as margens esquerda e direita do canal do riacho, ou seja, até onde tem água do canal. A medida de largura é realizada nos seis pontos da parcela aquática (0, 50, 100, 150, 200 e 250);
- **Vazão média (m3/s):** calculada a partir dos dados de largura, profundidade e velocidade da correnteza. Portanto, após medir a largura do canal, divide-se o valor da largura por dez (10) para se determinar a posição das nove (9) seções onde a profundidade e o substrato serão aferidos (Figura 8). As aferições de profundidade e tipo de substrato começam da margem esquerda em direção à margem direita. Logo, a vazão média (m^3/s) pode ser obtida relacionando-se velocidade média, largura e profundidade, pela fórmula: Q = A .Vm (onde, Q =

vazão; Vm = velocidade média da corrente; A = área média na secção transversal do curso de água. Para isso, é calculada a média da área seccional dos seis pontos de amostragem em cada parcela aquática, pela fórmula: At = ΣniAn, onde, At = área do transecto, dada pela somatória de [(Z1+Z2)/2].l + [(Z2+Z3)/2].l + ...[(Zn+Zn+1)/2].l, e onde, Zn = profundidade medida em cada segmento; l = largura de cada segmento (equivalente a 1/10 da largura do canal);

- **Profundidade do canal (cm):** medida no meio do canal do igarapé nos seis pontos de cada parcela aquática (0, 50, 100, 150, 200 e 250);
- **Velocidade da correnteza (m/s):** em cada ponto (0, 50, 100, 150, 200 e 250) a velocidade da correnteza é calculada três vezes, uma na margem esquerda, uma no centro do canal e outra na margem direita, sempre buscando áreas mais correntes. Para calcular a velocidade, utiliza-se um objeto flutuante (por exemplo, uma bola ou disco de isopor) e um cronômetro para medir o tempo que o objeto leva para percorrer 1 metro na superfície da água; A velocidade da correnteza é obtida pela média dos três valores medidos ao longo de cada largura do canal;
- **Composição do substrato:** a determinação da composição do substrato é feita simultaneamente à tomada da medida de profundidade. Em cada uma das nove seções é anotado o tipo de substrato tocado pelo bastão, gerando nove registros de tipos de substrato para cada uma das quatro medidas de largura do canal. O tipo de substrato é classificado em categorias, por exemplo: areia, argila, tronco (diâmetro acima de 10 cm), liteira grossa (folhas e pequenos galhos), liteira fina (material particulado fino), raiz e macrófita.

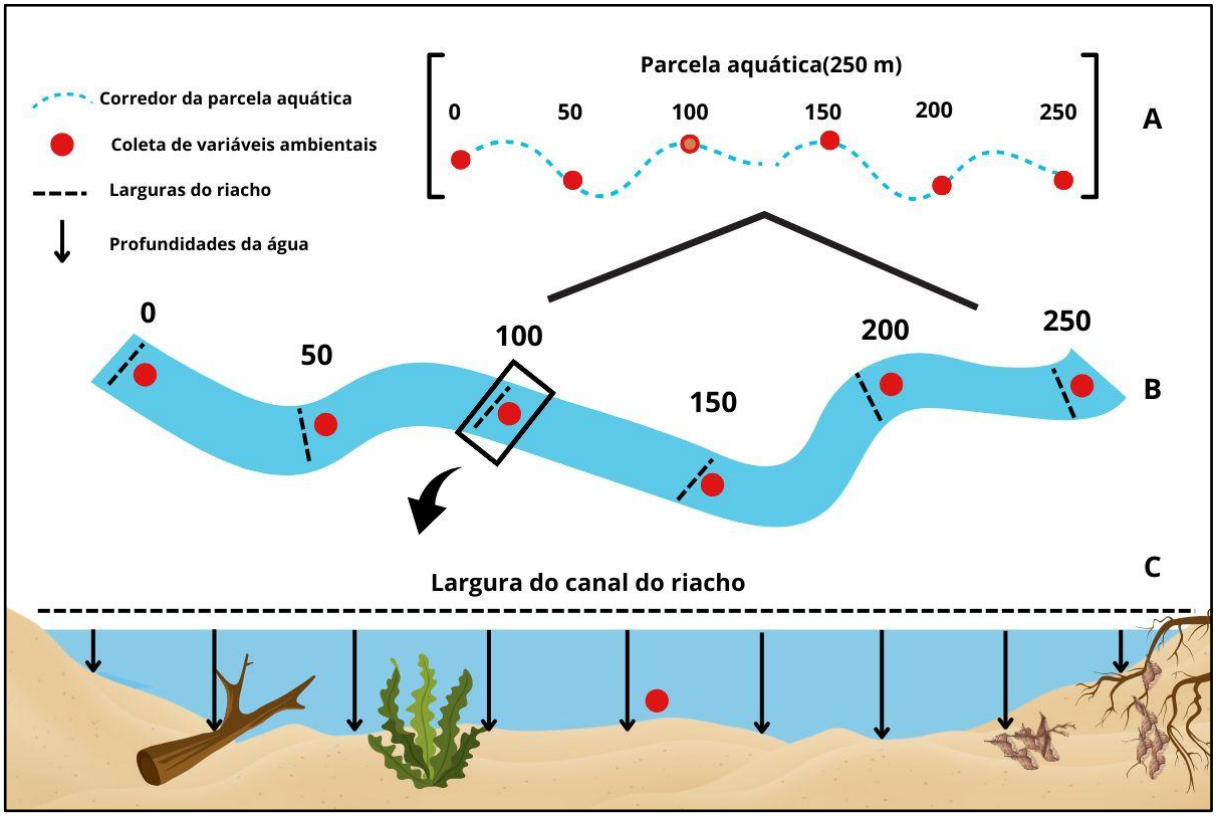


Figura 8 - Métodos de coleta de variáveis ambientais nas parcelas aquáticas do sistema RAPELD; (A) Esquema demonstrando os pontos de coleta de dados ambientais na parcela ripária de 250 m; (B) Esquema em maior aumento demonstrando a coleta de dados ambientais ao longo da parcela aquática de 250 m; (C) Recorte transversal do riacho, apresentando as medições de largura do canal do riacho em linha tracejada, das variáveis ambientais da água (pH, oxigênio, temperatura, etc.) e as subseções para coleta de profundidade da água e substrato.

b) Poças temporárias associadas às parcelas aquáticas de 250 m

A caracterização das poças segue um procedimento semelhante ao do riacho, portanto é utilizado o mesmo material na caracterização dos riachos. As formas de obtenção dos dados estão ilustradas na Figura 9.

- **Comprimento máximo (C):** como as poças possuem tamanho e formas variadas, o comprimento é determinado com uma trena, medindo a maior distância entre as margens da poça, ou seja, o eixo de maior tamanho da poça, conforme ilustrado na Figura 9.
- **Larguras** (L_1, L_2, L_3): A largura de cada poça deve ser aferida em três pontos (início, meio e fim da poça) ao longo do comprimento máximo da poça. Cada largura é medida com uma trena tomando a distância entre as margens da poça, ou seja até os limites que possuem água nas margens.

- **Profundidade** (P_1, P_2, P_3): As profundidades são medidas no centro de cada largura do início, do meio e do fim, totalizando três pontos mensurados em relação ao comprimento da poça. Cada profundidade é medida com um metro de pedreiro, mensurada da superfície da água até o leito da poça.
- **Volume de água (V)**: estimado pela fórmula:

$$V = (C / 3) \times (L_1 \times P_1) + (L_2 \times P_2) + (L_3 \times P_3)$$

- **V** = volume de água da poça
- **C** = comprimento máximo da poça.
- **L_1, L_2, L_3** = larguras medidas em três pontos (início, meio, fim).
- **P_1, P_2, P_3** = profundidades medidas nos mesmos três pontos de largura da poça.

- **Distância do canal principal do igarapé**: medida com trena ou GPS, tomando a menor distância em linha reta entre a poça e o canal do riacho, esse procedimento é feito apenas nas poças que não estiverem conectadas ao canal principal.
- **Mapeamento das poças temporárias**: as poças temporárias presentes próximas das trilhas e dos corredores principais das parcelas RAPELD, devem ser quantificadas e as coordenadas geográficas registradas com GPS. Esse mapeamento pode ser realizado durante a instalação das armadilhas ou após a busca ativa;
- **Parâmetros ambientais da água das poças**: as medidas de pH, oxigênio dissolvido, temperatura, turbidez, composição do substrato e condutividade, são feitas no centro das poças.

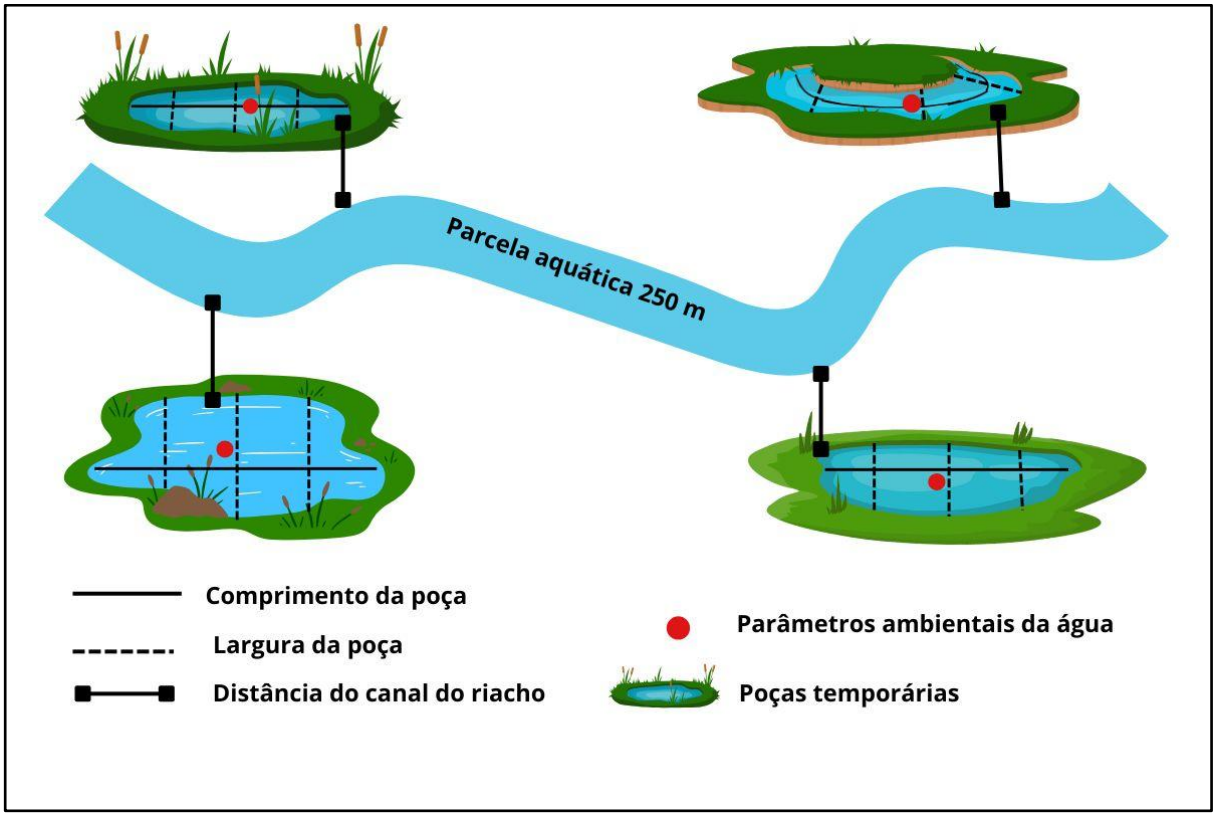


Figura 9 - Ilustração da caracterização ambiental em diferentes tipos de poças temporárias, demonstrando as formas de medir o comprimento, largura e as variáveis ambientais das poças temporárias (pH, oxigênio, condutividade, temperatura, etc.).

2.3.5 Compartilhamento de dados

É fundamental disponibilizar as informações de coleta e dos metadados em repositórios de dados online. As informações sobre coletas realizadas em sítios PPBio, podem ser depositadas no repositório online como o *DataOne* ou o Sistema de Informação sobre a Biodiversidade Brasileira (SiBBr).

3 PERSPECTIVAS

O protocolo de amostragem de quelônios em sistemas RAPELD foi elaborado com base na expertise de especialistas na biologia e ecologia do grupo, considerando a diversidade de ambientes ocupados por esses animais na Amazônia, incluindo riachos, poças temporárias e florestas de terra firme. Além da experiência prática dos autores, o protocolo também se fundamenta em estudos já publicados na literatura científica, como os de Balestra et al. (2016), Silveira et al. (2019), Tavares et al. (2019), Tavares et al.

(2020) e Morcatty et.al (2020) que contribuíram com subsídios metodológicos importantes para a definição dos procedimentos de amostragem. A partir dos métodos propostos, como a instalação de armadilhas de espera em ambientes aquáticos e a busca ativa em áreas terrestres, será possível gerar informações fundamentais sobre ocorrência, distribuição espacial, sazonalidade, abundância relativa, estrutura populacional e uso do habitat por diferentes espécies. Esses dados são especialmente valiosos diante da escassez de informações ecológicas para a maioria das espécies amazônicas de quelônios.

A padronização metodológica utilizada em sistemas RAPELD permite a comparação de dados entre diferentes localidades, épocas e contextos ecológicos (Rosa et al., 2021; Bergallo et al., 2023), o que é essencial para preencher lacunas de conhecimento sobre a biodiversidade amazônica. Além disso, o protocolo fornece uma base técnica sólida que pode subsidiar estudos de impacto ambiental (EIA-RIMA), oferecendo métodos replicáveis e comparáveis para avaliar a presença, atividade e vulnerabilidade de quelônios frente a grandes empreendimentos e mudanças ambientais. Com isso, torna-se possível identificar áreas prioritárias para conservação e propor medidas mitigadoras mais eficazes.

A adoção deste protocolo em redes de monitoramento integrados, unidades de conservação e grupos de pesquisa de diferentes localidades, contribuirá diretamente para o fortalecimento de políticas públicas voltadas para um grupo taxonômico frequentemente negligenciado nas avaliações ambientais, principalmente os quelônios de florestas de terra firme. A consistência dos dados gerados permitirá a construção de séries temporais robustas, a detecção de mudanças populacionais ao longo do tempo e a integração com outros grupos biológicos monitorados em sistemas RAPELD. Dessa forma, o protocolo promove avanços no conhecimento científico e pode ser útil em estudos que exigem decisões estratégicas para a gestão ambiental e conservação da biodiversidade.

4 MATERIAL SUPLEMENTAR

S1. Ficha de campo I - Variáveis Ambientais dos riachos;

S2. Ficha de campo II - composição do substrato e dados de profundidade e velocidade da correnteza para cálculo de vazão.

Material disponível em: https://github.com/ProtocolosRAPELD/EducAmazonia_VolumeXVIII_N.ESPECIAL_2025/tree/main/MS_Protocolo_Quel%C3%B4nios

5 AGRADECIMENTOS

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). Fábio Maffei agradece Viafauna e RUMO.

6 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Alcântara, A. S., Félix-Silva, D., & Pezzuti, J. C. B. (2013). Effects of the hydrological cycle and human settlements on the population status of *Podocnemis unifilis* Testudines: Podocnemididae) in the Xingu River, Brazil. *Chelonian Conservation and Biology, 12*, 134–142. https://doi.org/10.2744/CCB-0954.1

Agostini, M. A. P., de Sousa Rocha, B. B., Balestra, R. A. M., & Paiva, S. R. (2022). Marcador de DNA mitocondrial para estudos genético-populacionais de tartaruga-da-amazônia (*Podocnemis expansa*, Schweigger, 1812). *Biodiversidade Brasileira*, *12*(1), 328-341.

Balestra, R. A. M. (2016). Manejo conservacionista e monitoramento populacional de quelônios amazônicos. *Brasília: Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (Ibama)*, *136*.

Balestra, R. A. M. (2016). Roteiro para inventários e monitoramentos de quelônios continentais. *Biodiversidade Brasileira, 6*(1): 114-152.

Bárcenas-García, A., Michalski, F., Morgan, W. H., Smith, R. K., Sutherland, W. J., Gibbs, J. P., & Norris, D. (2022a). Impacts of dams on freshwater turtles: a global review to identify conservation solutions. *Tropical Conservation Science*, *15*, 19400829221103709.

Bárcenas-García, A., Michalski, F., Gibbs, J. P., & Norris, D. (2022b). Amazonian run-of-river dam reservoir impacts underestimated: Evidence from a before–after control–impact study of freshwater turtle nesting areas. *Aquatic Conservation: Marine and Freshwater Ecosystems*, *32*(3), 508-522.

Barreto, L.; Lima, L.C.; Barbosa, S. 2009. Observations on the Ecology of *Trachemys adiutrix* and *Kinosternon scorpioides* on Curupu Island, Brazil. *Herpetological Review, 40*(3): 283-286.

Bergallo, H.G., Cronemberger, C., Hipólito, J., Magnusson, W.E., Rocha, C.F.D., 2021. *Integrating researchers for understanding biodiversity in Atlantic Forest.* In:

Marques, M.C.M., Grelle, C.E.V. (eds) The Atlantic Forest. Springer, Cham. https://doi.org/10.1007/978-3-030-55322-7_22

Bernhard, R., & Vogt, R. C. (2012). Population structure of the turtle *Podocnemis erythrocephala* in the Rio Negro Basin, Brazil. *Herpetologica*, *68*(4), 491-504.

Brito, E., Souza, F., & Strüssmann, C. (2016). Feeding habits of *Mesoclemmys vanderhaegei* (Testudines: Chelidae). *Acta Herpetologica*, *11*(1), 1-13.

Brito, E. S., Vogt, R. C., Valadao, R. M., Franca, L. F., Penha, J., & Strüssmann, C. (2018). Population ecology of the freshwater turtle *Mesoclemmys vanderhaegei* (Testudines: Chelidae). *Herpetological Conservation and Biology*, *13*(2), 355-365.

Brito, E. S., Valadão, R. M., Cunha, F. A. G., Araújo, C. G. D., Viana, P. F., & Médice, I. F. (2019). New records of Mesoclemmys raniceps (Testudines, Chelidae) for the states of Amazonas, Pará and Rondônia, North Brazil, including the Tocantins basin. *Herpetology Notes*, *12*, 283-289.

Brito, E.S., Martins, F. I., Pavan, D., Ataídes, A.G., Prado, T.R.L., Barreirinha, J.P., Malvasio, A. 2021. *Podocnemis unifilis* (Yellow-spotted River Turtle). DIET. *Herpetological Review 52*(2): 396.

Brito, E. S., Martins, F. I., Fernandes, I. M., Pavan, D., & Strüssmann, C. (2022a). Ecological aspects of *Rhinoclemmys punctularia* punctularia (Testudines: Geoemydidae) in two localities in northern Brazil. *Acta Amazonica*, *52*(4), 307-314.

Brito, E. S., Vogt, R. C., Ferraz, R. H. S., Strüssmann, C., Valadão, R. M., & Fernandes, I. M. (2022b). Sexual dimorphism and morphometrics in two populations of the Neotropical freshwater turtle *Mesoclemmys vanderhaegei* (Testudines, Chelidae). *Iheringia. Série Zoologia*, *112*, e2022004.

Brito, E. S., Valadão, R. M., Malvásio, A., Freitas, A. F. F., Muniz, F. L., Molina, F. B., Souza, F. L., Moura, G. J. B., Costa, H. C., Bassetti, L. A. B., Friol, N. R., Bressan, R. F., Rocha, S. B., Gomides, S. C., Marques, T. S., & Portelinha, T. (*in press*). *Quelônios Continentais e Crocodilianos do Brasil.*

Borges, Â. O., Erickson, J., Silva, L. A. D., Fantin, C., & Domingos-Moreira, F. X. (2022). Mercury bioaccumulation, genotoxic and biochemical biomarkers reveal the health status of yellow-spotted Amazon River turtles (*Podocnemis unifilis*) in an environmental protection area in the Amazon. *Acta Amazonica, 52*(3), 254-263.

Carvalho, V. T., Vogt, R. C., Rojas, R. R.; Nunes, M. D. S., de Fraga, R., Ávila, R. W., Rhodin, A. G. J., Mittermeier, R. A., Hrbek, T., Farias, I. P. (2022). Four in One: Cryptic Diversity in Geoffroy's Side-Necked Turtle *Phrynops geoffroanus* (Schweigger 1812) (Testudines: Pleurodira: Chelidae) in Brazil. *Diversity*, *14*: 360.

Carvalho, R. L., Resende, A. F., Barlow, J., França, F. M., Moura, M. R., Maciel, R., ... & Daly, D. (2023). Pervasive gaps in Amazonian ecological research. *Current Biology*, *33*(16), 3495-3504.

Chaves, W.A., Valle, D., Tavares, A.S., Morcatty, T.Q. and Wilcove, D.S. (2021), Impacts of rural to urban migration, urbanization, and generational change on

consumption of wild animals in the Amazon. *Conservation Biology, 35*: 1186-1197. https://doi.org/10.1111/cobi.13663

CITES. Convention on International Trade in Endangered Species of Wild Fauna and Flora. *Checklist of CITES Species*. https://checklist.cites.org/#/en

Cunha, F. A., Fernandes, T., Franco, J., & Vogt, R. C. (2019). Reproductive biology and hatchling morphology of the Amazon toad-headed turtle (*Mesoclemmys raniceps*) (Testudines: Chelidae), with notes on species morphology and taxonomy of the Mesoclemmys group. *Chelonian Conservation and Biology: Celebrating 25 Years as the World's Turtle and Tortoise Journal, 18*(2), 195-209.

Cunha, F. A. G., Forsberg, B. R., Vogt, R. C., Domingos, F. X., Marshall, B. G., Brito, B. C., ... & Ândrade, M. (2024). Mercury biomagnification in the food chain of a piscivorous turtle species (Testudines: Chelidae: *Chelus fimbriata*) in the Central Amazon, Brazil. *Ecotoxicology, 33*(4), 425-439.

Da Silva, I.B.; Fagundes, C. K.; Oliveira, G.L. de; Gonçalves, G.; Silva, D. de P.; Machio, G.F. 2025. Drifting survival: Impacts of climate change on the distribution of continental chelonians in the Amazon. *Journal for Nature Conservation 84*(5): 126850.

Dos Santos, R. L., de Sousa Correia, J. M., & Dos Santos, E. M. (2021). Freshwater aquatic reptiles (Testudines and Crocodylia) as biomonitor models in assessing environmental contamination by inorganic elements and the main analytical techniques used: a review. *Environmental Monitoring and Assessment, 193*, 1-23.

Eisemberg, C. C., Balestra, R. A. M., Famelli, S., Pereira, F. F., Bernardes, V. C. D., &

Vogt, R. C. (2016). Vulnerability of Giant South American Turtle (*Podocnemis expansa*) nesting habitat to climate-change-induced alterations to fluvial cycles. T*ropical Conservation Science, 9,* 1–12.

Ernst, C.H.; Barbour, RW.(1989). *Turtles of the World*. Washington: Smithsonian Institution Press. 313 p.

Fachín-Terán, A., Vogt, R. C., & Thorbjarnarson, J. B. (2000). *Padrões de caça e uso de quelônios na Reserva de Desenvolvimento Sustentável Mamirauá, Amazonas, Brasil*. In E. Cabrera, C. Mercolli, & R. Resquin (Eds.), Manejo de Fauna Silvestre en Amazonia y Latinoamérica (pp. 323–337). Asunción, Paraguay.

Fagundes, C.K. & Bager, A. (2007) Ecologia reprodutiva de *Hydromedusa tectifera* no sul do Brasil. *Biota Neotropica. 7*(2), 179-184.

Fagundes, C. K., Bager, A., & Cechin, S. T. Z. (2010). *Trachemys dorbigni* in an anthropic environment in southern Brazil: I) Sexual size dimorphism and population estimates. *The Herpetological Journal*, *20*(3), 185-193.

Fagundes, C. K., Vogt, R. C., & De Marco Junior, P. (2016). Testing the efficiency of protected areas in the Amazon for conserving freshwater turtles. *Diversity and Distributions*, *22*(2), 123-135.

Fagundes, C. K., Vogt, R. C., de Souza, R. A., & De Marco Jr, P. (2018). Vulnerability of turtles to deforestation in the Brazilian Amazon: Indicating priority areas for conservation. *Biological Conservation*, *226*, 300-310.

Famelli, S., Bertoluci, J., Molina, F. B., & Matarazzo-Neuberger, W. M. (2011). Structure of a population of *Hydromedusa maximiliani* (Testudines, Chelidae) from Parque Estadual da Serra do Mar, an Atlantic rainforest preserve in southeastern Brazil. *Chelonian Conservation and Biology*, *10*(1), 132-137.

Famelli, S., Adriano, L. R., Pinheiro, S. C., Souza, F. L., & Bertoluci, J. (2014). Reproductive biology of the freshwater turtle *Hydromedusa maximiliani* (Chelidae) from southeastern Brazil. *Chelonian Conservation and Biology, 13*(1), 81-88.

Famelli, S., Souza, F. L., Georges, A., & Bertoluci, J. (2016). Movement patterns and activity of the Brazilian snake-necked turtle *Hydromedusa maximiliani* (Testudines: Chelidae) in southeastern Brazil. *Amphibia-Reptilia*, *37*(2), 215-228.

Ferrara, C.R, Schneider, L., Vogt, R.C., Santos Junior, L. B. (2009). Platemys platycephala (Twist-necked turtle). *Herpetological Review, 40*(2), 236-236.

Ferrara, C.R., Vogt, R.C. & Sousa-Lima, R.S. (2013a) Turtle vocalizations as the first evidence of posthatching parental care in chelonians. *Journal of Comparative Psychology. Advance online publication, 127*(1),24.

Ferrara, C.R., Vogt, R.C., Giles, J.C., & Kuchling, G. (2013b). *Chelonian vocal communication. In: Biocommunication of animals* (pp. 261-274). Dordrecht: Springer Netherlands.

Ferrara, C.R., Vogt, R.C., Sousa-Lima, R.S., Tardio, B.M.R. & Bernardes, V.C.D. (2014) Sound Communication and Social Behavior in the Amazonian River Turtle (*Podocnemis expansa*). *Herpetologica*. 70 (2), 149–156.

Forero-Medina, G., Ferrara, C.R., Vogt, R.C., Fagundes, C.K., Balestra, R.A.M., Andrade, P.C.M., Lacava, R., Bernhard, R., Lipman, A.J., Lenz, A.J., Ferrer, A., Calle, A., Aponte, A.F., Calle-Rendón, B.R., Santos, C.C., Perrone, E., Miraña, E., Cunha, F.A.G., Loja, E., Del-Rio, J., Vera, F.J.L., Hermández, O.E., Del, A.R., Pino, R., Cueva, R., Martinez, S., Diniz, B.V.C., Sainz, L. & Horne, B.D. (2019) On the future of the giant South American river turtle Podocnemis expansa. *Oryx. 55* (1), 73-80

Gallego-Garcia, N.; Ihlow, F.; Ettmar, S.; Iverson, J. B.; Fritz, U. 2023. Where to set the bar? Recent descriptions inflate species number in South American toad-headed turtles (*Mesoclemmys*). *Zootaxa. 5263*, 566-574.

Garbin, R.C.; Cunha, F.A.G. 2023. *Chave taxonômica de identificação de quelônios continentais brasileiros*. In Silva-Soares, T., Monjardim, M., Figueiredo, R.G. (Eds.). Herpetologia para todos. Editora Instituto Biodiversidade Neotropical. p.117-129.

Guedes, T. B.; Entiauspi-Neto, O. M.;Costa, H. C. (2023). Lista de répteis do Brasil: atualização de 2022. *Herpetologia Brasileira 12* (1), 55-161.

IUCN. International Union for Conservation of Nature and Natural Resources. 2025. *The IUCN Red List of Threatened Species*. Version 2025-1. <https://www.iucnredlist.org>

Jorgewich-Cohen, G., Townsend, S. W., Padovese, L. R., Klein, N., Praschag, P., Ferrara, C. R., ... & Sánchez-Villagra, M. R. (2022). Common evolutionary origin of acoustic communication in choanate vertebrates. *Nature Communications, 13*(1), 6089.

Lacava, R. V., Carvalho, D. C. D. O., Pezzuti, J. C. B., da Silva, L. C. F., Miorando, P. S., & Fonseca, R. A. (2025). Recovery of the Giant South American River Turtle in four decades of a network-based conservation program in the Brazilian Amazon. *Biodiversity and Conservation*, *34*(1), 283-297.

Lyson, T. R., & Bever, G. S. (2020). Origin and evolution of the turtle body plan. *Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics*, *51*(1), 143-166.

Maffei, F., & da Silveira, R. (2013). Primeiro relato de desovas múltiplas de tracajá (*Podocnemis unifilis*) em ninho de jacaré-açu (*Melanosuchus niger*) na Amazônia. Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi - *Ciências Naturais, 8*(3), 461-465. https://doi.org/10.46357/bcnaturais.v8i3.559

Magnusson, W.E., Lima, A.C., Costa, V.L., and Vogt, R.C. 1997a. Home range of the turtle, *Phrynops rufipes*, in an isolated reserve in central Amazônia, Brazil. *Chelonian Conservation and Biology 2*(4):494–499.

Magnusson, W.E., Lima, A.C., Costa, V.L., and Lima, O.P. 1997b. Growth of the turtle, *Phrynops rufipes*, in central Amazônia, Brazil. Chelonian *Conservation and Biology 2*(4):576–581.

Morcatty, T. Q., & Valsecchi, J. (2015). Social, biological, and environmental drivers of the hunting and trade of the endangered yellow-footed tortoise in the Amazon. *Ecology and Society*, *20*(3).

Morcatty, T. Q., Tavares, A. S., Nijman, V., & Valsecchi, J. (2020). Adapting a traditional hunting technique to improve capture rates for the endangered yellow-footed tortoise (*Chelonoidis denticulatus*) during ecological surveys in Amazonia. *Journal of Ethnobiology*, *40*(2), 252-267.

Norris, D., Michalski, F., & Gibbs, J. P. (2018). Beyond harm's reach? Submersion of river

turtle nesting areas and implications for restoration actions after Amazon hydropower development. *PeerJ, 6,* e4228.

Oliveira, P. H. G., da Silva, J. F., Andrade, P. C. M., de Arruda, J. C., & de Lima, A. C. (2022). O conhecimento ribeirinho que vêm do igapó: Plantas consumidas por quelônios (*Podocnemis* spp.) no rio Andirá, Amazonas, Brasil. *Revista Agroecossistemas*, *14*(2), 105-133.

Pantoja-Lima, J., Aride, P. H. R., de Oliveira, A. T., Félix-Silva, D., Pezzuti, J. C. B., & Rebêlo, G. H. (2014). Chain of commercialization of Podocnemis spp. Turtles

(Testudines: Podocnemididae) in the Purus River, Amazon basin, Brazil: Current status and perspectives. *Journal of Ethnobiology and Ethnomedicine, 10*, 1–10.

Pereira, A. M. A., Brito, S. V., Araujo Filho, J. A., Teixeira, A. A. M., Teles, D. A., Santana, D. O., ... & Almeida, W. O. (2018). Diet and helminth parasites of freshwater turtles Mesoclemmys tuberculata, Phrynops geoffroanus (Pleurodira: Chelidae) and Kinosternon scorpioides (Criptodyra: Kinosternidae) in a semiarid region, Northeast of Brazil. *Acta Herpetologica*, *13*(1), 21-32.

Perrone, E. L., de Souza, M. M., da Silva Rodrigues, F., Duarte de Castro, N. G., Bernardes, V. C. D., LEA O, S. E., ... & Vogt, R. C. (2014). *Podocnemis sextuberculata* (Six-tubercled Amazon River Turtle). Movement. *Herpetological Review*, *45*, 486-487.

Petts, G.E. 1994. *Rivers: Dynamic components of catchment ecosystem*. In: Calow, P.; Petts, G.E. (Ed.). The River Handbook. Blackwell Scientific, Oxford, p.3-22.

Pezzuti, J. C. B., Lima, J. P., F´elix-Silva, D., & Begossi, A. (2010). Uses and taboos of turtles and tortoises along Rio Negro, Amazon Basin. *Journal of Ethnobiology, 30*, 153–168.

Pignati, M. T., Pezzuti, J. C. B., Souza, L. C. D., Lima, M. D. O., Pignati, W. A., & Mendes, R. D. A. (2018). Assessment of mercury concentration in turtles (Podocnemis unifilis) in the Xingu River Basin, Brazil. *International Journal of Environmental Research and Public Health, 15*(6), 1185.

Portelinha, T. C., Malvasio, A., Piña, C. I., & Bertoluci, J. (2014). Population structure of *Podocnemis expansa* (Testudines: Podocnemididae) in Southern Brazilian amazon. *Copeia*, *2014*(4), 707-715.

Regolin, A. L., Bressan, R., Kunz, T. S., Martello, F., Ghizoni-Jr, I. R., Cherem, J. J., ... & Sobral-Souza, T. (2023). Integrating ecological niche and hydrological connectivity models to assess the impacts of hydropower plants on an endemic and imperilled freshwater turtle. *Journal of Applied Ecology*, *60*(8), 1734-1748.

Rhodin, A. G., Stanford, C. B., Van Dijk, P. P., Eisemberg, C., Luiselli, L., Mittermeier, R. A., ... & Vogt, R. C. (2018). Global conservation status of turtles and tortoises (order Testudines). *Chelonian conservation and biology*, *17*(2), 135-161.

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.

Rueda-Almonacid, J.V.; Carr, J.L.; Mittermeier, R.A.; Rodríguez-Mahecha, J.V.; Mast, R.B.; Vogt, R.C.; Rhodin, A.G.J.; de La Ossa-Velásquez, J.; Rueda, J.N.; Mittermeier, C.G. 2007. *Las Tortugas y los Cocodrilianos de los Países Andinos del Trópico*; Editorial Panamericana, Formas e Impressos: Bogota, Colombia; Volume 6.

Sanchez, D. E. A. (2008). *Abundância e padrão de distribuição de Rhinemys rufipes (SPIX, 1824), Chelidae, em uma floresta de terra firme na Amazônia Central.* 36 p. Tese (Mestrado). Ecologia, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus.

Sanchez, R. M., Semeñiuk, M. B., Cassano, M. J., & Alcalde, L. (2021). Diet variation of the South American snake-necked turtle (Hydromedusa tectifera) from two different urban neighboring streams.

Schneider, L., Belger, L., Burger, J., Vogt, R. C., & Ferrara, C. R. (2010). Mercury levels in muscle of six species of turtles eaten by people along the Rio Negro of the Amazon basin. *Archives of environmental contamination and toxicology*, *58*, 444-450.

Shaffer, H. B., McCartney-Melstad, E., Near, T. J., Mount, G. G., & Spinks, P. Q. (2017). Phylogenomic analyses of 539 highly informative loci dates a fully resolved time tree for the major clades of living turtles (Testudines). *Molecular Phylogenetics and Evolution*, *115*, 7-15.

Silva-da-Silva, J., dos-Santos-Braga, B. S., Da-Silva-Costa, J., Schlemmer-Brasil, L., Lobato-de-Oliveira-Bahia, V. R., Pimentel-Leal, R., ... & de-Araújo-Guimarães, D. A. (2021). Sexual dimorphism in the turtle *Kinosternon scorpioides* (Testudines: Kinosternidae) from Marajó Island, Brazilian Amazon. *Revista de Biología Tropical, 69*(2), 601-614.

Souza, F. L., & Abe, A. S. (2001). Population structure and reproductive aspects of the freshwater turtle, *Phrynops geoffroanus*, inhabiting an urban river in southeastern Brazil. *Studies on Neotropical Fauna and Environment, 36*(1), 57-62.

Souza, M. M., Famelli, S., Fagundes, C. K., Ferrara, C., Acácio, M., Perrone, E. L., Castro, N. G. D. de, Vogt, R. C., & Silveira, R. da. (2025). Movement and habitat use of female subadults of *Podocnemis expansa* (Testudines: Podocnemididae) in northern Brazil. Phyllomedusa: *Journal of Herpetology, 24*(1), 25-44. https://doi.org/10.11606/issn.2316-9079.v24i1p25-44

Tavares, A. S., Morcatty, T. Q., Zuanon, J., & Magnusson, W. E. (2019). Influence of body size, topography, food availability and tree-fall gaps on space use by yellow-footed tortoises (*Chelonoidis denticulatus*) in Central Amazonia. *PloS one*, *14*(2), e0211869.

Tavares, A. S., Mayor, P., Loureiro, L. F., Gilmore, M. P., Perez-Peña, P., Bowler, M., ... & Morcatty, T. Q. (2020). Widespread use of traditional techniques by local people for hunting the yellow-footed tortoise (*Chelonoidis denticulatus*) across the Amazon. *Journal of Ethnobiology*, *40*(2), 268-280.

Tavares-Dias, M.; Silva, M. G.; Oliveira, A. T.; Oliveira-Júnior, A. A.; Marcon, J. L. 2012. *Propriedades do sangue de três espécies de quelônios do gênero Podocnemis de vida livre da Reserva Biológica do Abufari, baixo rio Purus, Estado do Amazonas, Brasil.* 1º. Ed. Maringá:Massoni In: Silva-Souza, A. T.; Lizama, P. A. de los M. e Takemoto, R. M. Patologia e sanidade de organismos aquáticos. 195-220p

Thomson, R. C., Spinks, P. Q., & Shaffer, H. B. (2021). A global phylogeny of turtles reveals a burst of climate-associated diversification on continental margins. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, *118*(7), e2012215118.

Thrall, M. A. 2004. *Veterinary Hematology and Clinical Chemistry* 1. ed. Fort Collins Lippincott Willan e Wikins 582p.

TTWG [Turtle Taxonomy Working Group] (2021) Turtles of the world. *Annotated checklist and atlas of taxonomy, synonymy, distribution, and conservation status* (9th edition). In: Rhodin AGJ, Iverson JB, van Dijk PP, Stanford CB, Goode EV, Buhlmann KA, Mittermeier RA (Eds) Conservation Biology of Freshwater Turtles and Tortoises: A Compilation Project of the IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group. Chelonian Research Foundation and Turtle Conservancy (Chelonian Research Monographs 8), Arlington, VT, 1–472. https://doi.org/10.3854/crm.8.checklist.atlas.v9.2021

Vogt, R. (2008). *Tartarugas da Amazônia.* Manaus: Editora INPA. 104pp

Vogt, R.C., Acácio, M., Souza, M.B., Fagundes, C.K. (2019) Geographic distribution: *Kinosternon scorpioides* (Red-cheeked Mud turtle) Brazil: Acre: Municipality of Rio Branco. *Herpetological Review, 50*(3), 523

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

AUTORIA

Autor 01

Nome: Mariel Acácio

Breve currículo: Mestre em Biologia de Água Doce e Pesca Interior pelo Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Pesquisador Colaborador do Centro de Estudos Integrados da Biodiversidade Amazônica - CENBAM/INPA, Aluno de Doutorado no Programa de Pós-graduação em Ecologia - PPG-Eco/INPA

ORCID: https://orcid.org/0000-0001-6949-3315

Instituição: Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia

E-mail: mariel.acacio@gmail.com

País: Brasil

Autor 02:

Nome: Camila Rudge Ferrara

Breve currículo: Mestra e Doutora em Biologia de Água Doce e Pesca Interior pelo Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. Especialista em quelônios da WCS Brasil.

ORCID: https://orcid.org/0000-0003-2042-0224

Instituição: Wildlife Conservation Society - WCS Brasil

E-mail: cferrara@wcs.org

País: Brasil

Autor 03:

Nome: Camila Kurzmann Fagundes

Breve currículo: Mestra em Biodiversidade Animal pela Universidade Federal de Santa Maria, Doutora em Biologia de Água Doce e Pesca Interior pelo Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia.

ORCID: https://orcid.org/0000-0002-6856-0990

Instituição: Universidade Aberta do Brasil e Universidade Federal do Pampa
E-mail: camila.fagundesk@gmail.com
País: Brasil

Autor 04
Nome: Fábio Maffei
Breve currículo: Mestre e Doutor em Biologia pela Universidade Estadual Paulista.
ORCID: https://orcid.org/0000-0001-7320-1602
Instituição: FKM Consultoria Ambiental
E-mail: maffei.fabio@gmail.com
País: Brasil

Autor 05:
Nome: Fábio Andrew Gomes Cunha
Breve currículo: Mestre em Biologia de Água Doce e Pesca Interior pelo Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Doutor em Ecologia Aquática e Pesca pela Universidade Federal do Pará, UFPA, Brasil.
ORCID: https://orcid.org/0000-0002-2979-9296
Instituição: Universidade Federal do Oeste do Pará - UFOPA
E-mail: fabioagcunha@gmail.com
País: Brasil

Autor 06:
Nome: Adriano Silveira
Breve currículo: Mestre e Doutor em Ciências Biológicas (Zoologia)
ORCID: https://orcid.org/0000-0001-8572-3627
Instituição: Biótica Estudos Ambientais: João Pinheiro, Minas Gerais
E-mail: biosilveira@yahoo.com.br
País: Brasil

Autor 07:
Nome: Thiago Costa Gonçalves Portelinha
Breve currículo: Mestre em Ecologia Aplicada pela Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Universidade de São Paulo e Doutor em Ciências Biológicas pela Universidad Nacional de Córdoba, Argentina. Professor Adjunto da Universidade Federal do Tocantins.
ORCID: https://orcid.org/0000-0003-2489-9113
Instituição: Universidade Federal do Tocantins - UFT
E-mail: thiagoportelinha@uft.edu.br
País: Brasil

Autor 08:
Nome: Aline Tavares
Breve currículo: Mestra em Ecologia pelo Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Aluna de Doutorado no Programa de Pós-Graduação em Ecologia, Conservação e Manejo da Fauna Silvestre, Universidade Federal de Minas Gerais.
ORCID:https://orcid.org/0000-0002-5413-9070
Instituição: Universidade Federal de Minas Gerais
E-mail: tavaressantos.aline@gmail.com
País: Brasil

Autor 09:
Nome: Elizângela S. Brito
Breve currículo: Mestra em Ecologia e Conservação pela Universidade Federal do Mato Grosso e Doutora em Biologia de Água Doce e Pesca Interior pelo Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia.
ORCID: https://orcid.org/0000-0002-5630-8173
Instituição: Universidade Federal de Mato Grosso - UFMT
E-mail: eliz.chelidae@gmail.com
País: Brasil