



## **PLANO DE TRABALHO**

**Inventário da Biodiversidade Faunística da Bacia Hidrográfica Contribuinte à Enseada de Jurujuba Como Fator de Preservação Ambiental**

12 de dezembro de 2023

## **DADOS TÉCNICOS**

Piper 3D - Pesquisa, Educação & Consultoria Ambiental

CNPJ: 39.232.155/0001-99

Endereço: Av. Rodrigo Otávio 231, apto 104, Gávea, Rio de Janeiro - RJ

Inscrição Municipal: 1264419-1

CRBio: 3389

CTF: 7753122

Responsável técnica: Dra. Júlia Lins Luz

Contato: (21)2693-4242

(21)99803-3458

[contato@piper3d.com.br](mailto:contato@piper3d.com.br)

[www.piper3d.com.br](http://www.piper3d.com.br)

## SUMÁRIO

1. APRESENTAÇÃO	2
2. LEVANTAMENTO BIBLIOGRÁFICO	2
3. SÍTIOS AMOSTRAIS	2
3.1. Terrestres	2
3.2. Aquáticos	3
4. MÉTODOS	5
4.1. Herpetofauna	5
4.2. Avifauna	6
4.3. Mastofauna	6
4.3.1. Morcegos	7
4.3.2. Pequenos mamíferos não voadores	7
4.3.3. Médios e grandes mamíferos	8
4.4. Entomofauna	8
4.5. Biota aquática	9
4.5.1. Ictiofauna	10
4.5.2. Macroinvertebrados aquáticos	11
5. CRONOGRAMA	12
6. EQUIPE TÉCNICA	13
7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	13

## 1. APRESENTAÇÃO

O presente documento visa apresentar detalhadamente os métodos a serem utilizados no registro de dados primários do levantamento de fauna da Bacia Hidrográfica Contribuinte à Enseada de Jurujuba. Os grupos inventariados serão herpetofauna, avifauna, mastofauna, ictiofauna, entomofauna e macroinvertebrados aquáticos.

O objetivo é inventariar as espécies que habitam a Bacia contribuinte à enseada de Jurujuba, proporcionando conhecimento a fim de apoiar futuras pesquisas e políticas públicas que envolvam a fauna da região, desenvolvendo nos moradores das áreas estudadas o sentimento de pertencimento, através do conhecimento e coabitação com as espécies locais.

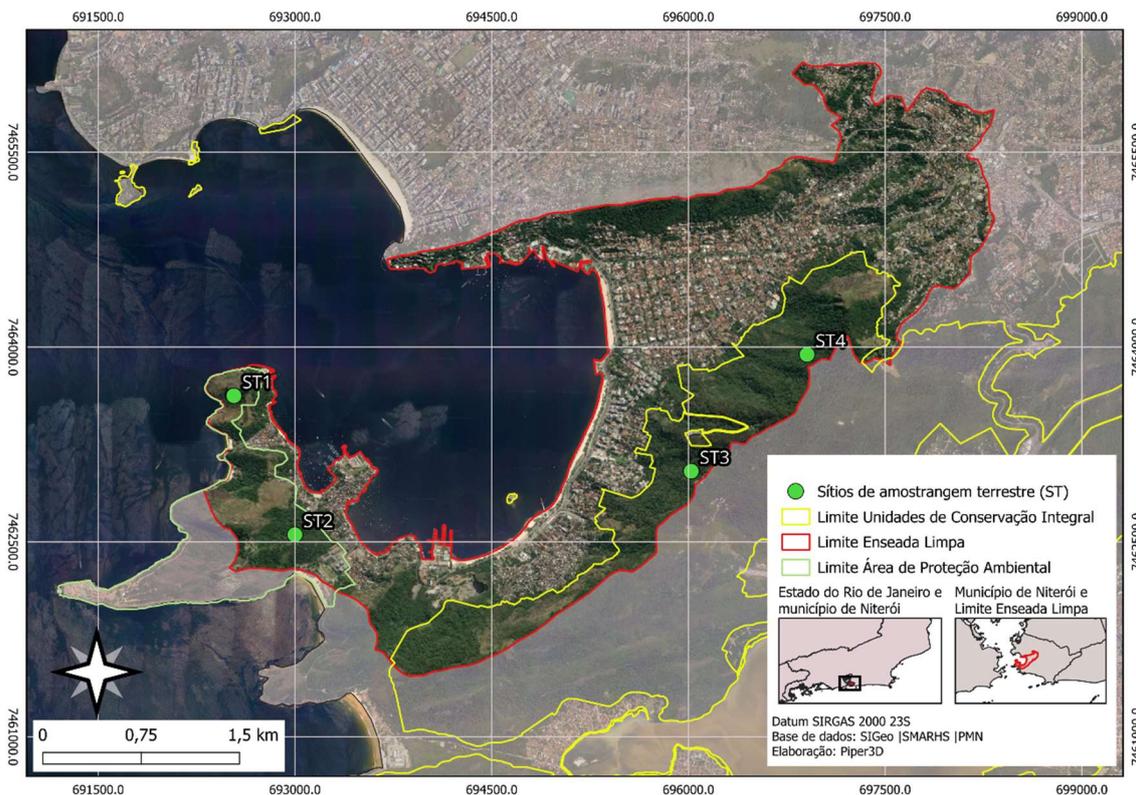
## 2. LEVANTAMENTO BIBLIOGRÁFICO

Ao longo de todo o ano de 2024 será realizado levantamento de dados secundários sistematizado nas principais bases (ex. Scielo, Web of Science) para os seis grupos foco deste inventário. Os dados serão apresentados nos relatórios de campanha e no relatório final consolidado.

## 3. SÍTIOS AMOSTRAIS

### 3.1. Terrestres

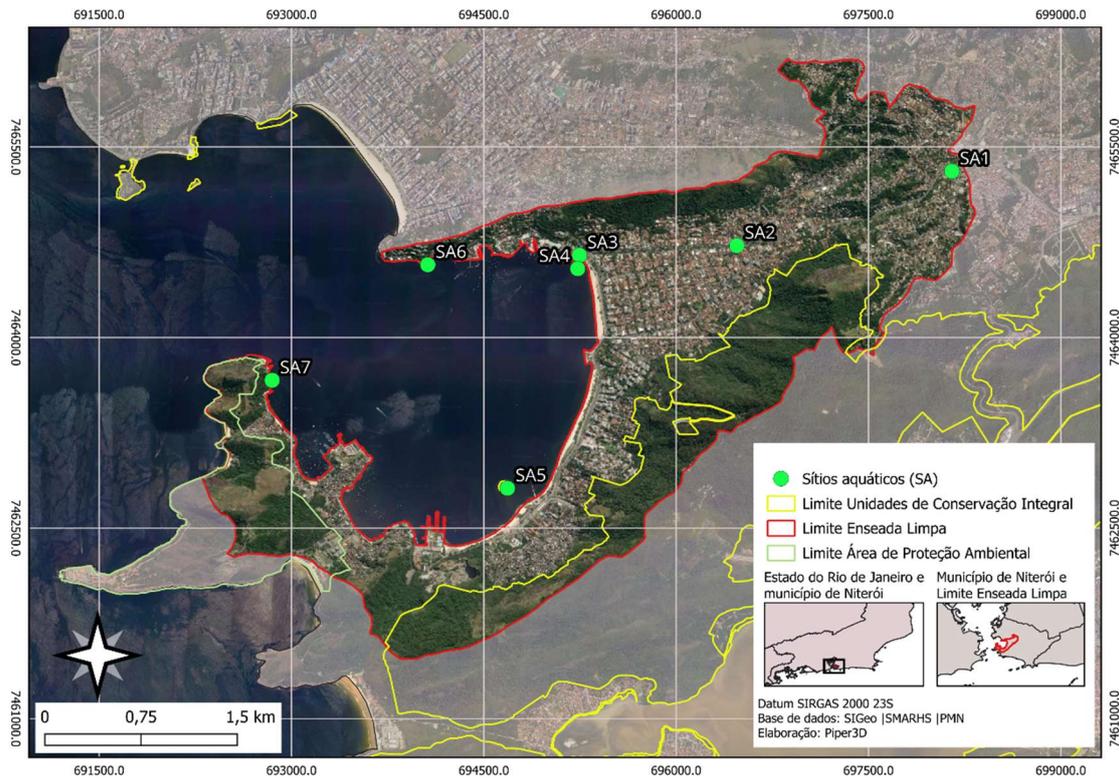
Foram selecionados quatro sítios para amostragem dos organismos terrestres (herpetofauna, avifauna, mastofauna e entomofauna), sendo dois localizados no Parque Natural Municipal de Niterói e dois na Área de Proteção Ambiental do Morro do Morcego, da Fortaleza de Santa Cruz e dos Fortes do Pico e do Rio Branco (Figura 1). A escolha por locais mais preservados aumenta a probabilidade do registro de espécies, objetivo principal do estudo. Serão realizadas quatro campanhas de cinco dias (quatro noites). Deverão ocorrer duas campanhas no período de seca e duas campanhas no período de chuva. Os sítios amostrais delimitados aqui são áreas alvo e poderão ser ajustados mediante a posição do exército, no caso do sítio ST2, e de acordo com cada grupo de fauna. A cada campanha as coordenadas dos locais amostrados serão ser marcadas para cada grupo faunístico.



**Figura 1.** Localização aproximada dos sítios de amostragem terrestres (ST) do inventário de fauna da Baía Hidrográfica Contribuinte à Enseada de Jurujuba, Niterói, estado do Rio de Janeiro.

### 3.2. Aquáticos

Foram selecionados sete sítios para o levantamento de dados primários sobre a biota aquática (ictiofauna e macroinvertebrados aquáticos), sendo três deles em ambientes de água doce (córregos) e quatro em ambientes marinhos. Além desses locais, serão realizadas observações e levantamentos de dados nos pontos de desembarque de pescado indicados pelas associações de pescadores e em toda a orla das praias de Charitas e São Francisco, locais onde ocorre atividade de pesca amadora. Assim como os pontos terrestres, esses poderão ser remanejados após uma primeira visita aos locais mantendo-se o esforço amostral.



**Figura 2.** Localização aproximada dos sítios de amostragem aquáticos (SA) do inventário de fauna da Baía Hidrográfica Contribuinte à Enseada de Jurujuba, Niterói, estado do Rio de Janeiro.

Em cada um desses locais será realizada caracterização das condições físico-químicas da água *in situ*, com a medição dos seguintes parâmetros: transparência da coluna de água (utilizando-se disco de Secchi), temperatura (°C), pH, concentração de oxigênio dissolvido (mg/L), sólidos dissolvidos totais (mg/L) e condutividade (uS/cm). Os parâmetros físico-químicos serão mensurados usando sondas limnológicas dos modelos: Oxímetro AT155 Microprocessado – Alfakit (Oxigênio dissolvido) e Medidor Multiparâmetros Akso (demais parâmetros).

Será realizada ainda caracterização dos sedimentos quanto a sua estrutura física e teor de matéria orgânica. Para isso será utilizado o material coletado nas amostragens de macroinvertebrados aquáticos utilizando draga do tipo ‘Ekman’ (ver seção 4.5.2 – coleta de invertebrados). Após a retirada dos macroinvertebrados presentes no sedimento, o material será lavado em peneiras graduadas de forma a separar o material em pelo menos 3 frações granulométricas: > 1 mm; entre 1 e 0,25 mm; e < 0,25 mm. Para cada uma dessas frações será estimada a porcentagem de matéria orgânica, que será calculada com base na diferença entre o peso seco (peso do material após 72 h secando em estufa à 60° C) e o peso

após combustão completa da matéria orgânica realizada após 2 h de permanência em forno mufla a 550° C.

#### 4. MÉTODOS

A fim de conseguir dados que complementem as informações levantadas em campo sobre a ocorrência da fauna, serão realizadas entrevistas de maneira informal com os principais atores da comunidade de Jurujuba a fim de identificar quais animais eles já avistaram na região.

##### 4.1. Herpetofauna

O levantamento da herpetofauna (répteis e anfíbios) será realizado através da busca ativa limitada por tempo (adaptada de *visual encounter survey*, Crump e Scott Jr., 1994) e monitoramento acústico passivo (Paterson & Docas, 1994). O método de busca ativa consiste na procura visual e auditiva realizadas em conjunto, de forma complementar. O esforço amostral será delimitado por tempo e número de observadores. As buscas em cada um dos quatro sítios amostrais serão realizadas por dois observadores em dois turnos de duas horas, um à tarde outro à noite, para abranger os diferentes períodos de atividade de répteis e anfíbios (8 horas/homem por ponto, 32 horas/homem por campanha).

Nos sítios amostrais serão selecionados pontos de busca priorizando a presença de corpos d'água. A área será percorrida livremente e os indivíduos serão procurados em seus sítios de abrigo e reprodução. Todos os tipos de abrigo serão cuidadosamente examinados, revirando-se pedras, troncos caídos e serrapilheira, observando-se também frestas em rochas ou troncos de árvores. A vegetação próxima a corpos d'água será cuidadosamente examinada à noite, em busca de animais empoleirados. Registros auditivos serão feitos para espécies em atividade de vocalização. Para todas as espécies registradas, pelo menos um indivíduo deve ser capturado manualmente para o registro fotográfico e devolvido ao local de captura. O micro-habitat de todos os indivíduos encontrados será registrado. As amostragens noturnas serão feitas com o auxílio de lanternas cefálicas.

Para realizar o monitoramento acústico passivo, será instalado um gravador automático Audiomoth a 1m acima do solo. O gravador será configurado para gravar os registros sonoros com frequências entre 16 e 8 kHz, com taxa de amostragem de 48 kHz, resolução de 16 bits. O gravador será colocado por uma noite em cada ponto de amostragem para a gravação das vocalizações emitidas pelos anfíbios. Os aparelhos serão configurados

para iniciar 10 minutos antes do pôr do Sol e terminar 10 minutos depois do nascer do sol, gravando durante todo o período noturno para registrar passivamente a atividade de vocalização dos anfíbios. Caso a capacidade de armazenamento de dados limite este regime de funcionamento, o que será verificado nos primeiros dias de amostragem, os mesmos serão reprogramados para períodos alternados de operação/inatividade, a fim de viabilizar o funcionamento durante toda a noite. As gravações serão analisadas e identificadas ao menor nível taxonômico possível. O esforço amostral será de cerca de 12h por noite, totalizando 48h de gravação por campanha.

#### **4.2. Avifauna**

Serão realizados os métodos de pontos fixo e lista de Mackinnon. A técnica de amostragem de pontos fixos consiste na contagem de todos os indivíduos de avifauna detectados em um raio de 50m, de forma visual ou auditiva. Os levantamentos são executados a pé e com o auxílio de binóculos. Dessa forma, são gerados dados qualitativos e quantitativos (Vielliard et al., 2010). Em cada um dos quatro sítios amostrais, serão selecionados três pontos fixos de amostragem, com distância mínima de 200m entre si. Cada ponto será amostrado por 10 minutos no período vespertino/noturno e no início da manhã, contemplando assim os horários de maior atividade das aves (Vielliard et al., 2010). Desse modo, o esforço amostral total de pontos fixos será de 60 minutos por sítio por campanha.

O método de listas de Mackinnon consiste na elaboração de listas com um número predeterminado de dez espécies (Ribon et al., 2010). As dez primeiras espécies encontradas são registradas e não são repetidas na mesma lista, mas quando uma lista com dez espécies é completada, uma nova lista é iniciada. Em cada sítio será realizado o esforço de 60 minutos no período da manhã e 60 minutos no período da tarde/noite, totalizando 120min por sítio por campanha.

#### **4.3. Mastofauna**

A fim, de abranger a diversidade de mamíferos inventariados são propostos três métodos de amostragens, voltados pra diferentes grupos de mamíferos. Estes grupos são geralmente separados no estudo da mastofauna por requererem diferentes métodos de amostragens e refletem o comportamento, modo de vida e tamanho dos mamíferos. Os morcegos são os únicos mamíferos voadores e todos inclusos na ordem Chiroptera. Os

pequenos mamíferos incluem os mamíferos com até 1kg, geralmente os indivíduos pertencentes a ordem Rodentia e os marsupiais da família Didelphidae, já os mamíferos de médio e grande porte são aqueles com mais de 1kg (Chiarello et al., 2000).

#### 4.3.1. Morcegos

Para a captura de morcegos serão utilizadas redes de neblina, fixadas em varas de alumínio. Essas redes serão posicionadas em locais identificados como atrativos para esses animais, tais como trilhas já existentes, áreas próximas a plantas em frutificação e floração, corpos de água e potenciais refúgios. Cada ponto será amostrado por uma noite e a extensão total das redes a serem usadas será de 120 metros, podendo ser distribuída, por exemplo, em 10 redes de 12 metros de comprimento cada uma. As redes serão armadas antes do pôr do sol e serão desarmadas às 22:00 horas, totalizando aproximadamente quatro horas de amostragem durante cada noite. O esforço amostral será de  $4.800h \cdot m^2$  por campanha (Straube & Bianconi, 2002).

Para evitar fugas da rede de neblina ou possíveis lesões, serão realizadas rondas a intervalos de aproximadamente 20 minutos. Cada morcego capturado será retirado da rede de neblina e acondicionado individualmente em sacos de pano. Os animais serão identificados ao menor nível taxonômico possível seguindo a literatura disponível (Reis et al., 2017). Após a identificação, os morcegos serão soltos no mesmo local de captura para minimizar qualquer interferência na sua área de vida. Antes da soltura os espécimes deverão ser fotografados sempre que possível.

#### 4.3.2. Pequenos mamíferos não voadores

Os pequenos mamíferos serão amostrados por quatro noites consecutivas por campanha, utilizando 60 armadilhas de contenção (tipo Sherman e Tomahawk), sendo 15 em cada sítio. Serão instaladas 10 armadilhas no solo, e 5 no sub-bosque, fixadas em galhos de árvores (entre 1 e 2 m de altura). A amostragem no solo e sub-bosque favorece a captura de uma diversidade maior de espécies por causa da variação da estratificação vertical da comunidade de pequenos mamíferos (Malcolm, 1991; Grelle, 2003; Lambert et al., 2005).

Todas as armadilhas serão mantidas abertas ininterruptamente durante os dias de amostragem, sendo checadas diariamente para reposição das iscas e triagem dos animais capturados. O esforço de amostragem será de 240 armadilhas-noite por campanha.

A isca para a captura dos pequenos mamíferos será composta por bacon, e uma mistura de banana, paçoca e farinha de aveia. As armadilhas serão iscadas todos os dias para aumentar sua atratividade. A utilização de produtos de origem animal e de origem vegetal tem por objetivo atrair animais granívoros, frugívoros e carnívoros.

Os animais serão identificados ao menor nível taxonômico possível e liberados no local da captura para não haver interferência sobre sua área de vida. A bibliografia utilizada para determinação das espécies seguirá a literatura disponível (e.g. Bonvincino et al., 2008; Farias et al., 2019).

#### 4.3.3. Médios e grandes mamíferos

Esses mamíferos serão amostrados através de armadilhas fotográficas que serão instaladas nos quatro sítios amostrais (priorizando localidades como trilhas, cursos d'água e áreas com vestígios de presença de mamíferos). O equipamento será programado para monitorar 24 horas durante 15 dias por ponto em cada campanha, totalizando esforço amostral de 60 armadilhas/dia por campanha. As câmeras serão fixadas em árvores, de 30 a 60 cm acima do solo, e o som do vídeo permanecerá ligado. A sensibilidade do sensor será definida como média. A armadilha será ativada no modo foto e vídeo e programada para tirar 3 fotos consecutivas e gravar um vídeo de 5 segundos a cada disparo. O intervalo entre disparos será de 5 segundos. A utilização de fotos é mais indicada para realização de inventários faunísticos (Rovero et al., 2013), no entanto a produção de vídeos para divulgação e educação ambiental é de grande valia. No primeiro e quinto dia as armadilhas serão cevas com banana e bacon, visto que essas iscas atraem mamíferos frugívoros, carnívoros e onívoros (Pardini et al., 2004). Caso a capacidade de armazenamento de dados limite este regime de funcionamento, o que será verificado nos primeiros dias de amostragem, este será reprogramado a fim de viabilizar o funcionamento durante todo o período de amostragem.

#### 4.4. Entomofauna

A amostragem da entomofauna seguirá duas técnicas, uma ativa e uma passiva (De Camargo et al., 2015), e ocorrerá nos quatro sítios amostrais. Em cada ponto, em cada campanha será realizada uma busca ativa diurna com auxílio de rede entomológica por quatro horas e uma armadilha luminosa de pano, que permanecerá ativa a partir do pôr do sol por um período de três horas durante uma noite, para registro das espécies noturnas.

O método de busca ativa consistirá na procura visual de indivíduos em seus sítios de abrigo, forrageamento e reprodução, sendo o esforço amostral delimitado pelo número de observadores e pelo tempo empreendido na busca. Em cada campanha, a área de cada um dos quatro sítios amostrais será percorrida livremente por um ou dois observadores durante quatro horas no total, sendo 2 horas focadas nos insetos alados e duas nos terrestres fitófagos. Diversos tipos de ambiente serão cuidadosamente examinados, como a serapilheira, a vegetação do sub-bosque e os troncos de árvores (incluindo caídos) próximos às trilhas, e a busca por insetos alados contará com o auxílio de redes entomológicas (Camargo et al., 2015). Os animais serão identificados ao menor nível taxonômico possível, fotografados quando possível e liberados no local da captura. A determinação das espécies seguirá a literatura disponível.

O método de armadilha luminosa é bastante utilizado, especialmente em estudos ecológicos e de taxonomia (Robinson et al., 1995). Entre as vantagens dessa técnica, destaca-se a possibilidade de manter os espécimes em excelentes condições estruturais, sendo uma excelente técnica para fotografia e determinação das espécies no próprio local, sem prejuízo do animal. O especialista permanecerá durante todo o período de coleta, visto que essa armadilha apenas atrai os insetos.

A armadilha será composta por tecido da cor branca de 3x3m, que será fixado por hastes de alumínio, e a fonte luminosa deverá ser acoplada na parte superior próximo ao tecido buscando atrair o maior número de insetos (De Camargo et al., 2015). Os espécimes deverão ser fotografados sempre que possível. Todos os indivíduos serão identificados ao menor nível taxonômico possível. O esforço amostral será de 16 h para a busca ativa, e 12h para armadilha luminosa, totalizando 28 h de esforço por campanha.

#### **4.5. Biota aquática**

O levantamento de dados sobre a biota aquática incluirá tanto ambientes marinhos como ambientes de córregos e terá o objetivo de inventariar a ictiofauna e os invertebrados bentônicos presentes na área de estudo. A ictiofauna, apesar da diversidade de nichos que ocupa, corresponde a um grupo bem definido de vertebrados. Por outro lado, os macroinvertebrados bentônicos compõem um grupo muito variado de organismos, compostos por diversos filos, e com grandes diferenças taxonômicas entre a fauna de ambientes marinhos e de água doce.

Macroinvertebrados aquáticos são aqueles invertebrados cujo tamanho, no final do estado larvar ou na fase imaginal, é raramente inferior a um milímetro, sendo definidos pela Agência de Proteção Ambiental dos EUA, como aqueles invertebrados aquáticos retidos em redes de malha 0,595 mm (Mugnai et al., 2010). Como muitos indivíduos em instares iniciais são ainda menores, a grande maioria dos estudos é padronizada com a utilização de redes de coleta com malhas de 0,25 mm ou 0,5 mm. Os macroinvertebrados são classificados com base no habitat ocupado, e recebem a denominação de “bentônicos” por estarem associados ao fundo do ambiente aquático, no sedimento e substratos adjacentes (Mugnai et al., 2010).

Neste estudo o objetivo será inventariar a fauna de macroinvertebrados bentônicos, tanto em ambientes marinhos quanto de água doce com foco nos seguintes *taxa*: insetos aquáticos, moluscos e crustáceos (água doce); crustáceos; moluscos; equinodermos; cnidários e poríferas (ambientes marinhos).

#### 4.5.1. Ictiofauna

O inventário da ictiofauna será feito utilizando um conjunto de métodos de observação/captura ativa e passiva, incluindo: uso de armadilhas do tipo covó; observação por mergulho livre; uso de redes de mão (passaguá) e arrasto de mão (picaré); entrevista com pescadores e observação da atividade de pesca comercial e amadora. Essas técnicas são caracterizadas pelo poder de captura da ictiofauna em ambientes marinhos e de água doce (King, 2013; Ribeiro & Zuanon, 2006).

Em ambientes marinhos (SA 4, 5, 6, 7), a amostragem da ictiofauna será baseada no protocolo Reef Check, adotado pelo ICMBio como protocolo padrão para o Programa Monitora, e pelo MMA no programa PROBIO (MMA, 2018). Nesses locais a meta é pesquisar faixas de profundidade entre 0 e 10 m, escolhendo ambientes com maior diversidade estrutural. Em cada sítio amostral serão delimitados quatro transectos de 20 m de comprimento e 5 m de largura, nos quais serão identificados e contabilizados visualmente de todos os indivíduos da ictiofauna. Sempre que possível os espécimes serão fotografados em seu ambiente natural.

Em ambientes de praias arenosas (e.g. SA 5 e 7) serão utilizadas redes de arrasto manual (picaré), técnica que também poderá ser usada nos sítios de córregos caso a equipe de campo considere que a técnica será eficiente e de reduzido impacto. As capturas com rede de arrasto cobrirão um trecho mínimo de 10 m lineares, utilizando-se de rede malha 8

mm. Nos pontos de córregos (SA 1, 2 e 3) também serão realizadas amostragens com passaguá em áreas de vegetação marginal e ambientes característicos de abrigo de peixes, sendo o esforço padronizado em 30 tentativas em cada ponto amostral.

Em todos os pontos amostrais, independentemente do tipo de ambiente, serão usadas cinco armadilhas tipo covo radial com 1 m de diâmetro e seis entradas de 12 cm, contendo vísceras de peixe frescas como isca, que serão submersas na água por um período de 6h. Em ambientes de água doce de baixa profundidade as armadilhas radiais serão substituídas por covos tubulares feitos com reaproveitamento de garrafas PET de 2L. Este tipo de armadilha é eficiente na captura tanto de peixes quanto de invertebrados, em especial crustáceos (caranguejos e camarões).

O monitoramento da ictiofauna deverá ser realizado por meio do acompanhamento da captura de pescados pela comunidade pesqueira local incluindo atividade profissional e amadora. Esse levantamento será realizado preferencialmente no local de desembarque de pescado indicado pelos membros da associação de pescadores locais (pesca profissional - Colônia de pescadores Z8) e ao longo das praias de Charitas e São Francisco (pesca amadora). Durante os levantamentos serão utilizados questionários com perguntas básicas sobre as espécies capturadas, épocas de captura e quantidades/tamanhos normalmente pescadas, e os espécimes capturados serão fotografados em campo para posterior identificação a nível específico.

Os métodos de amostragem citados acima causam baixo impacto ambiental e tem risco mínimo de mortalidade para a ictiofauna. Dessa forma a identificação taxonômica dos espécimes será realizada em campo, sem coleta de material, utilizando-se manuais específicos, sendo os animais devolvidos ao ambiente após a captura e registro fotográfico.

#### *4.5.2. Macroinvertebrados aquáticos*

Assim, como descrito para a ictiofauna, em ambientes marinhos (SA 4, 5, 6, 7) será realizada amostragem baseada no protocolo Reef Check, adotado pelo ICMBio como protocolo padrão para o Programa Monitora, e pelo MMA no programa PROBIO (MMA, 2018). Sendo essa técnica utilizada principalmente em áreas de substratos consolidados como afloramentos rochosos e costões.

O monitoramento da biota bentônica de substrato não consolidado será realizado por meio de draga do tipo “Ekman”, ou outra que permita a qualidade das amostras conforme as condições locais, e procurando-se evitar os locais com afloramentos rochosos,

onde esse equipamento não é eficiente. Serão realizadas amostras em triplicata (3 réplicas) em cada estação amostral, considerando às características naturais das comunidades bentônicas (distribuição em manchas). O sedimento coletado no lançamento será colocado em uma bandeja (com as mesmas dimensões da draga aberta) para o registro da fauna encontrada. Para amostragem em ambientes de córregos serão realizadas coletas com redes do tipo “Surber” e passaguá em formato de “D” (D-nets) com malha de 200 micra, que serão utilizados em áreas de substratos rochosos, arenosos e em locais de acúmulo de folhiço no leito dos rios. Os animais capturados serão identificados ao menor nível taxonômico possível, fotografados e liberados no próprio local de captura.

Os macroinvertebrados deverão ser amostrados em uma única campanha, no período de inverno. No entanto, registros pontuais poderão ser realizados ao longo das demais campanhas pela equipe de ictiofauna.

### 5. CRONOGRAMA

ATIVIDADES	Out	Nov	Dez	Jan	Fev	Mar	Abr	Mai	Jun	Jul	Ago	Set	Out	Nov	Dez	Jan	Fev
Contratação consultoria inventário faunístico	X																
Plano de trabalho do inventário faunístico		X															
Pedido de licença			X														
Execução do inventário				X			X	X			X	X			X	X	
Entrega dos relatórios					X				X				X				X

Previsão de realização das campanhas:

- 1ª campanha – primeira quinzena de janeiro de 2024
- 2ª campanha – primeira quinzena de abril de 2024
- 3ª campanha – primeira quinzena de agosto de 2024
- 4ª campanha – primeira quinzena de dezembro de 2024

## 6. EQUIPE TÉCNICA

Coordenadora/Responsável técnica: Dra. Elizabete Captivo Lourenço

Herpetofauna: Dra. Luciana Ardenghi Fusinato

Avifauna: Me. Liliane de Souza Seixas

Mastofauna: Dra. Júlia Lins Luz

Ictiofauna: Dr. Eduardo Francisco da Silva-Junior

Entomofauna: Me. Elisa Vieira Herkenhoff

Macroinvertebrados aquáticos: Dr. Leonardo Kleba Lisboa

Suporte: Dra. Luciana de Moraes Costa

Fotógrafo: Caio Nagib Salles

## 7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALBUQUERQUE, A. A. & BARTHEM, R. B. 2008. A pesca do tamoatá *Hoplosternum littorale* (Hancock, 1828) (Siluriformes: Callichthyidae) na ilha de Marajó. *Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi. Ciências Humanas*, 3: 359-372.
- BONVICINO, C. R., OLIVEIRA, J. D. & D'ANDREA, P. S. 2008. Guia dos roedores do Brasil, com chaves para gêneros baseadas em caracteres externos. *Série de Manuais Técnicos* 11.
- BRASIL. 1999. Instruções para confecção de armadilha luminosa para captura de insetos noturnos. *Comunicado técnico: Embrapa*, 2: 1-7.
- CHIARELLO, A. G. 2000. Density and Population Size of Mammals in Remnants of Brazilian Atlantic Forest. *Conservation Biology* 14(6): 1649-1657.
- CRUMP, M. L., SCOTT JR., NORMAN J. 1994. Visual encounter surveys. In: Heyer, W. Ronald., Donnelly, Maureen A., McDiarmin, Roy W., Hayek, Lee-Ann; Foster, Mercedes S. *Measuring and monitoring biological diversity: standards methods for amphibians*. Washington and London: Smithsonian Institution Press.
- DE CAMARGO, A. J. A., DE OLIVEIRA, C. M., FRIZZAS, M. R., SONODA, K. C. & CORRÊA, D. 2015. Coleções entomológicas: legislação brasileira, coleta, curadoria e taxonomias para as principais ordens.
- ESTEVES, F. A. 2011. *Fundamentos de Limnologia*. Rio de Janeiro: Interciência. 826p.
- FARIA, M. B., LANES, R. O., BONVICINO, C. R. 2019. *Marsupiais do Brasil: Guia de identificação com base em caracteres morfológicos externos e cranianos*. Amélie editorial.
- GRELLE, C. E. V. 2003. Forest Structure and Vertical Stratification of Small Mammals in a Secondary Atlantic Forest, Southeastern Brazil. *Studies on Neotropical Fauna and Environment*, 38: 81-85.
- KING, M. 2013. *Fisheries biology, assessment and management*. John Wiley & Sons.
- LAMBERT, T. D., MALCOLM, J.R. & ZIMMERMAN, B.L. 2005. Variation in small mammal species richness by trap height and trap type in southeastern Amazonia. *Journal of Mammalogy*, 86: 982-990.
- MALCOLM, J.R. 1991. Comparative abundances of neotropical small mammals by trap height. *Journal of Mammalogy*, 72: 188-192.

- MARGALEF, R. 1983. *Limnologia*. Barcelona, Ediciones Omega, S. A. 1010pp.
- MMA, 2018. Manual de monitoramento Reef Check Brasil 2018 [recurso eletrônico] /Autoras: Beatrice Padovani Ferreira, Ana Lídia Bertoldi Gaspar, Mariana Sofia Coxey, Ana Carolina Grillo Monteiro – Brasília, DF: MMA, 2018. 108 p.
- MUGNAI, R., NESSIMIAN, J. L. & BAPTISTA, D. F. 2010. Manual de identificação de macroinvertebrados aquáticos do Estado do Rio de Janeiro. Rio de Janeiro: Technical Books. 176 p.
- PARDINI, R., DITT, E. H., CULLEN, JR. L., BASSI, C., RUDRAN, R. 2004. Levantamento rápido de mamíferos terrestres de médio e grande porte. In: Métodos de estudos em biologia da conservação e manejo da vida silvestre. Curitiba: Ed. UFPR.
- PETERSON, C. R. & DORCAS, M. E. 1994. Automated data acquisition. In W. Heyer, R. McDairmid, M. Donnelly, and L. Hayek (eds), *Measuring and Monitoring Biological Diversity. Standard Methods for Amphibians*, pp. 47–57. Smithsonian Institution Press, Washington DC.
- REIS, N. R., FREGONEZI, M. N., PERACCHI, A. L. & SHIBATTA, O. A. 2013. *Morcegos do Brasil – Guia de Campo*. Rio de Janeiro, Technical Books.
- RIBEIRO, O. M., ZUANON, J. 2006. Comparação da eficiência de dois métodos de coleta de peixes em igarapés de terra firme da Amazônia Central. *Acta Amazonica*, 36: 389-394.
- RIBON, R. 2010. Amostragem de aves pelo método de listas de Mackinnon. In: S.V. Matter, F.C. Straube, I. Accordi, V. Piacentini & J.F. Cândido-Jr (Eds.). *Ornitologia e conservação: ciência aplicada, técnicas de pesquisa e levantamento*. Technical Books, Rio de Janeiro. pp 33-44.
- ROBINSON, G. S., TUCK, K. R. & INTACHAT, J. 1995. Faunal composition and diversity of smaller moths in lowland tropical rainforest at Temengor, Hulu Perak, Mlaysia. *Malayan Nature Journal*, 48:307-317.
- ROVERO, F., ZIMMERMANN, F., BERZI, D. & MEEK, P. 2013. “Which camera trap type and how many do I need?” A review of camera features and study designs for a range of wildlife research applications. *Hystrix, the Italian Journal of Mammalogy*, 24(2): 148-156.
- STRAUBE, F. C. & BIANCONI, G. V. 2002. Sobre a grandeza e a unidade utilizada para estimar esforço de captura com utilização de rede-de-neblina. *Chiroptera Neotropical*, 8(1-2): 150-152.
- TUNDISI, J. G. & MATSUMURA-TUNDISI, T. 2008. *Limnologia*. São Paulo: Oficina de Textos. 631p.
- VIELLIARD, J. M. E., ALMEIDA, M. E. C., ANJOS, L. & SILVA, W. R. 2010. Levantamento quantitativo por pontos de escuta e o Índice Pontual de Abundância (IPA). In: S.V. Matter, F.C. Straube, I. Accordi, V. Piacentini & J.F. Cândido-Jr (Eds.). *Ornitologia e conservação: ciência aplicada, técnicas de pesquisa e levantamento*. Technical Books, Rio de Janeiro. pp 45-60.