



## **RELATÓRIO DE MONITORAMENTO DA FAUNA**

**CGH Santa Jacinta**  
**Rio Marrequinha**  
**Boa Ventura de São Roque e Pitanga - PR**

**Contratante:**  
Santa Jacinta – Geração de Energia Ltda.  
CNPJ 39.490.547/0001-58

Guarapuava - PR, dezembro de 2025.

## SUMÁRIO

<b>1. DOCUMENTAÇÃO.....</b>	<b>3</b>
1.1 DADOS DO EMPREENDEDOR .....	3
1.2 CONSULTORIA ESPECIALIZADA .....	3
1.3 EQUIPE TÉCNICA .....	4
<b>2. MONITORAMENTO DA BIOTA AQUÁTICA .....</b>	<b>5</b>
2.1 DIPLOMAS LEGAIS.....	5
2.2 MATERIAIS E MÉTODOS .....	5
2.2.1 AMOSTRAGEM.....	5
2.2.2 ANÁLISE DOS DADOS .....	8
2.3 RESULTADOS.....	10
2.3.1 ICTIOFAUNA.....	10
2.3.2 INVERTEBRADOS BENTÔNICOS.....	14
2.3.3 PLÂNCTON .....	20
2.4 DISCUSSÃO 25	
<b>3. MONITORAMENTO DA FAUNA TERRESTRE .....</b>	<b>27</b>
3.1 DIPLOMAS LEGAIS.....	27
3.2 MATERIAIS E MÉTODOS .....	27
3.2.1 AMOSTRAGEM DA FAUNA TERRESTRE.....	27
3.2.2 ANÁLISES DOS DADOS.....	36
3.3 RESULTADOS.....	37
3.3.1 AVIFAUNA.....	37
3.3.2 ENTOMOFAUNA COM FOCO EM ABELHAS.....	52
3.3.3 HERPETOFAUNA .....	59
3.3.4 MASTOFAUNA.....	64
3.4 DISCUSSÃO .....	71
<b>4. REFERÊNCIA BIBLIOGRÁFICA .....</b>	<b>73</b>
<b>ANEXO 1 – ARTS .....</b>	<b>84</b>



## 1. DOCUMENTAÇÃO

### 1.1 DADOS DO EMPREENDEDOR

<b>NOME / RAZÃO SOCIAL</b>	<b>Santa Jacinta – Geração de Energia Ltda.</b>
ENDEREÇO	Colônia Boa Ventura – Gleba nº 6 Lote 14-C – Terra Santa Boa Ventura de São Roque – PR CEP 85.225-000
TELEFONES	(44) 3523 2161 (44) 9978-0852
NÚMERO DE REGISTRO LEGAL	39.490.547/0001-58
CONTATO	Luiz Gustavo Chiminácio Gurgel gusgurgel@hotmail.com

### 1.2 CONSULTORIA ESPECIALIZADA

<b>RAZÃO SOCIAL</b>	<b>DELTA S ENGENHARIA LTDA.</b>
ENDEREÇO	Rua Croacia, 925 Distrito de Entre Rios – Colônia Vitória Guarapuava – PR 85.139-400
CONTATO	 <a href="http://www.deltas.eng.br">http://www.deltas.eng.br</a>
NÚMERO DE REGISTRO LEGAL	CNPJ / MF n.º 32.857.791/0001-67
CADASTRO TÉCNICO FEDERAL	CTF n.º 7963092
REGISTRO DE CLASSE	CREA-PR n.º 71.876
REPRESENTANTE LEGAL	Leonardo Rodrigues Minucci Sócio Diretor <a href="mailto:leonardo@deltas.eng.br">leonardo@deltas.eng.br</a> (41) 98501-3902



## 1.3 EQUIPE TÉCNICA

NOME	REGISTRO	TEMÁTICA
<b>Leonardo Rodrigues Minucci</b> Engº Ambiental Mestrado em Recursos Hídricos	CREA-PR 116.570/D CTF/IBAMA 5525756	Coordenador geral
<b>André Cavallari</b> Engº Ambiental Esp. Energias Renováveis	CREA-PR 185.356/D	Auxiliar Técnico
<b>Gabriel Balduino do Nascimento</b> Engº Ambiental MBA em Gestão de Políticas, Projetos e Programas Sociais	CREA-PR 135.189/D CTF/IBAMA 5862736	Auxiliar Técnico
<b>Adriano Hauer</b> Biólogo	CRBIO 50.876/07-D CTF/IBAMA 4122391	Responsável Técnico Biota Aquática
<b>Pedro de Oliveira Calixto</b> Biólogo Doutor em Zoologia	CRBIO 83.279/07-D CTF/IBAMA 5589388	Responsável Técnico Herpetofauna e Mastofauna
<b>Gabriel Massaccesi de la Torre</b> Biólogo Mestrado em Ecologia e Conservação	CRBIO 66.546/07-D CTF/IBAMA 4867764	Responsável Técnico Avifauna e Invertebrados Terrestres



## 2. MONITORAMENTO DA BIOTA AQUÁTICA

### 2.1 DIPLOMAS LEGAIS

- Autorização Ambiental de Levantamento da Fauna nº 56684;
- Autorização Ambiental de Monitoramento de Fauna nº 59992;

### 2.2 MATERIAIS E MÉTODOS

#### 2.2.1 AMOSTRAGEM

A localização das áreas de amostragem e o método de levantamento dos dados para o diagnóstico e acompanhamento de obras e operação foram determinados previamente, em metodologia devidamente aprovada pelo Instituto Água e Terra (Autorização Ambiental nº 56684 e 59992), para que um plano factível e integrado de amostragem pudesse ser realizado, com os objetivos de caracterizar a biota aquática na área de influência do empreendimento e fornecer subsídios para a avaliação dos impactos.

As amostragens da etapa de pré-obra foram realizadas em 19 e 22 de janeiro (Fase 1) e 2 a 5 de agosto de 2022 (Fase 2), a amostragem na primeira fase da etapa de instalação (obra) foi realizada entre os dias 6 e 9 de fevereiro de 2024 (Fase 3), a segunda entre os dias 25 e 27 de julho de 2024 (Fase 4), a terceira entre os dias 10 e 12 de março de 2025 (Fase 5), a sexta campanha se deu durante já a operação, entre os dias 24 e 26 de julho de 2025 (Fase 6), de forma sistematizada e padronizada em quatro pontos amostrais (P1 - Montante, P2 - Reservatório, P3 – Jusante e P4 - Controle) no rio Marrequinha/Pitanga na área de influência do empreendimento (Tabela 1, Figura 2), com a finalidade de comparação de dados de riqueza, diversidade, abundância, esforço e qualidade ambiental.

As amostragens da ictiofauna foram realizadas através dos seguintes métodos:

- Peneira (30 min/ponto amostral).
- Tarrafa (5 arremessos/ponto amostral).
- Puçá (15 min/ponto amostral).
- Redes de espera (malhas entre 1,5 e 8 cm, 14h/ponto amostral).

Tabela 1: Pontos amostrais da biota aquática na área de influência da CGH Santa Jacinta.

Ponto	Local	Latitude (m E)	Longitude (m S)
P1	Região de remanso	445264	7263309
P2	Trecho de vazão reduzida	444019	7264516
P3	Jusante do canal de fuga	445977	7264440
P4	Controle – Jusante do ponto P3	446265	7265143



Figura 1: Localização dos pontos amostrais da biota aquática em relação ao empreendimento.



Os peixes amostrados foram coletados em acordo com procedimentos indicados na Resolução nº 706/2024 do Conselho Federal de Biologia (CFBio), sendo posteriormente fixados em solução de formol 4%, acondicionado em galões plásticos e levado para triagem em laboratório, onde foram identificados através de literatura especializada. Depois de triados os exemplares foram transferidos para uma solução de álcool 70%, sendo posteriormente quantificados e identificados



ao menor nível taxonômico possível, inclusive por consultas on-line no banco de dados ictiofaunísticos do FISHBASE ([www.fishbase.org](http://www.fishbase.org)). A nomenclatura científica utilizada segue BUCKUP et al. (2007).

A coleta dos invertebrados aquáticos foi realizada com o auxílio de redes do tipo puçá (“dip net”) com malha de 250 micrômetros. Os puçás foram submersos contra o fluxo da corrente, sendo então o substrato revolvido (Figura 3). Foram amostrados diversos ambientes marginais e no leito do rio (e.g. macrófitas aquáticas, detritos, corredeiras, remansos, substratos pedregosos, arenosos e lodosos).

O material coletado foi fixado e acondicionado em sacos e potes plásticos etiquetados. Em laboratório, com auxílio de pinças, o material foi triado com jogo de peneiras (malhas de 1 e 0,5 mm) e preservados em uma solução de álcool 70 %. Os organismos foram identificados e contados sob microscópio estereoscópico até a menor categoria taxonômica possível com auxílio de catálogos (PÉREZ, 1988; NEISER & MELO, 1997; COSTA et al., 2006).

Fito e zooplâncton foram coletados por meio de redes de plâncton cônicas de náilon com malha de 20  $\mu$ m, 0,60 m de diâmetro de boca e 1 m de comprimento. Após as coletas, as amostras de fito e zooplâncton foram retiradas do copo coletor, etiquetadas e armazenadas em frascos de polipropileno (300 mL), onde foram fixadas com formol neutro 4% (APHA, 2017). Subamostras do material coletado foram utilizadas para a avaliação quantitativa (CETESB, 2011).

Figura 2: Pontos amostrais da biota aquática na área de influência da CGH Santa Jacinta.

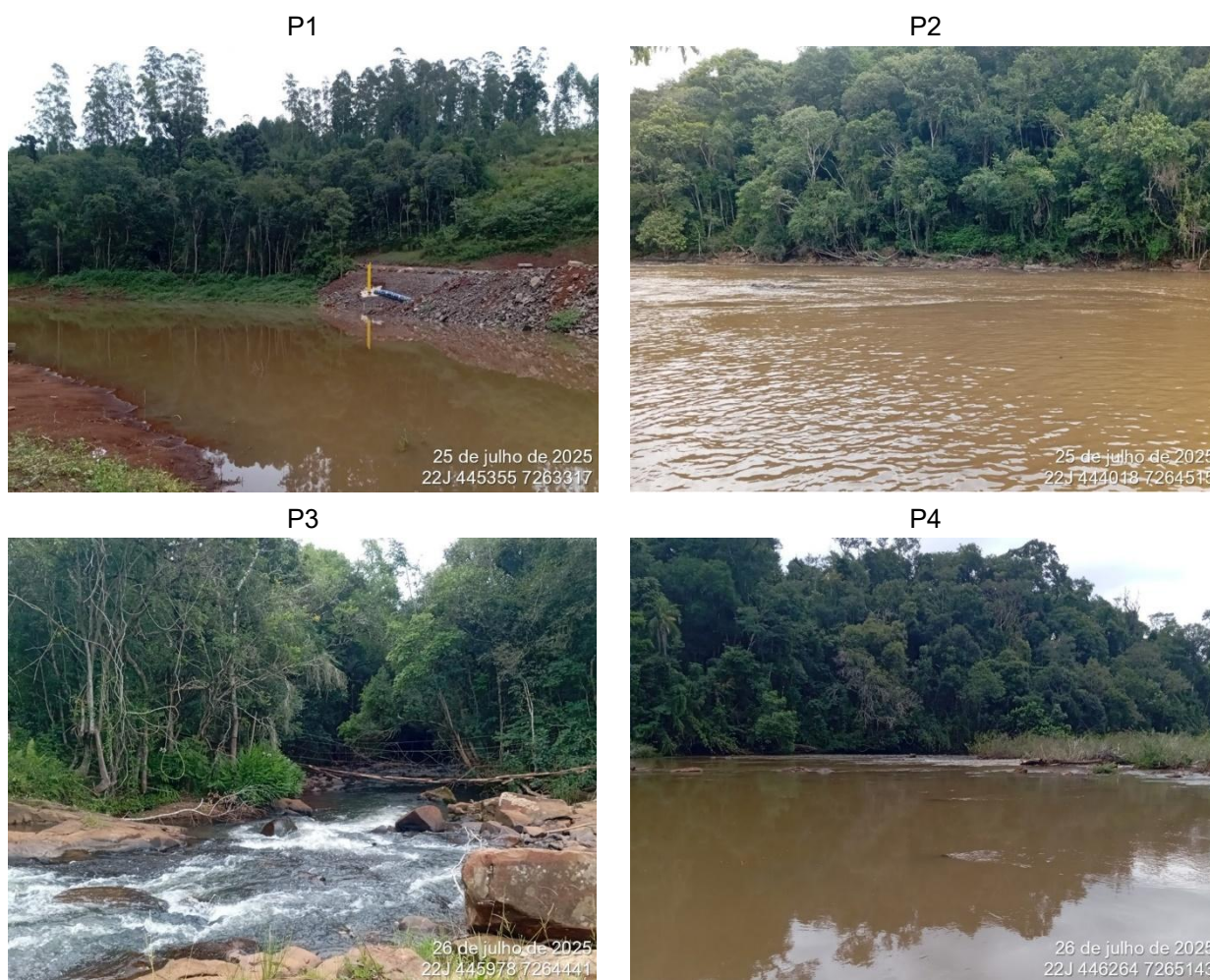


Figura 3: Métodos de coleta utilizados para o monitoramento da biota aquática na área de influência da CGH Santa Jacinta.



## 2.2.2 ANÁLISE DOS DADOS

A partir dos dados levantados, a biota aquática foi descrita em função de sua composição e estrutura, de estimativas de riqueza e diversidade, abundância e dominância entre locais e períodos amostrados.

As estimativas de riqueza em relação ao esforço amostral empregado foram analisadas por meio de curvas de acumulação de espécies construídas a partir de técnicas de reamostragem (rarefação), sendo a riqueza de espécies plotada na abscissa e as amostras (esforço) na ordenada. Esta análise foi realizada com auxílio do programa EstimateS 7.5 (COLWELL, 2016), empregando



o estimador *Bootstrap* e 100 casualizações (COLWELL & CODDINGTON, 1994), o qual utiliza dados de todas as espécies amostradas para estimar a riqueza total, e não somente as espécies raras (SMITH & VAN BELLE, 1984). Algoritmos não-paramétricos foram utilizados para estimar a riqueza de espécies em relação ao esforço amostral empregado, possibilitando a comparação com os valores obtidos.

Para o cálculo da diversidade de táxons foi utilizado o índice de diversidade de Shannon ( $H'$ ), que assume que os indivíduos foram amostrados ao acaso a partir de uma população “indefinidamente grande” e que todas as espécies estão representadas na amostra (PIELOU, 1975). Para o cálculo deste índice serão empregados os dados quantitativos obtidos através das capturas. Tal índice é descrito pela equação:

$$H' = \sum p_i \cdot \log(p_i)$$

onde “pi” é o número de indivíduos da espécie  $i$  dividido pelo número total de indivíduos da amostra; “log” é o logaritmo de base 2. Este índice foi calculado considerando os dados quantitativos.

Também foi calculada a equitabilidade através da fórmula (PIELOU, 1975):

$$E = \frac{H'}{H_{m\acute{a}x}}$$

onde “H” é o índice de Shannon e  $H_{m\acute{a}x}$  é o logaritmo do número total das espécies. Este índice varia de 0 a 1 e avalia a uniformidade do registro das espécies ao longo da amostragem. Este índice foi calculado considerando os dados quantitativos.

Para o cálculo da dominância, o valor obtido pelo índice de Simpson ( $D$ ) foi subtraído de “1”. A dominância calcula a probabilidade de dois indivíduos escolhidos ao acaso na amostra pertencerem à mesma espécie. O índice de Simpson foi obtido pela equação:

$$D = \sum_{i=1}^s p_i^2$$

onde “s” é o número total de espécies; “pi” é a abundância relativa de cada espécie na comunidade.

Os dados de diversidade, dominância e equitabilidade foram obtidos a partir da utilização do software PAST versão 4.09.

A ordenação por Escalonamento Multidimensional não-métrico (NMDS) foi efetuada com o intuito de detectar diferenças no padrão de composição (diversidade  $\beta$ ) das espécies/táxons entre as diferentes campanhas e pontos amostrais. O escalonamento multidimensional é uma técnica para a análise de dados de similaridade (ou dissimilaridade) entre um conjunto de dados, ou seja, o objetivo da análise é rearranjar a distribuição das variáveis em estudo de modo a detectar as menores dimensões significativas para explicar as similaridades (distâncias) entre elas. As matrizes de similaridade foram construídas por meio do coeficiente de Bray-Curtis com os dados de abundância transformados ( $\log x+1$ ) e padronizados. Os cálculos foram realizados por meio do programa PAST 4.0 (HAMMER et al., 2001).

Além das análises taxonômicas e ecológicas tradicionais, para avaliação da qualidade de água e do ambiente utilizando a comunidade de invertebrados aquáticos foi empregado o índice BMWP (Biological Monitoring Working Party System) com suas respectivas adaptações (ALBATERCEDOR & SÁNCHEZ-ORTEGA, 1988; JUNQUEIRA & CAMPOS, 1998).

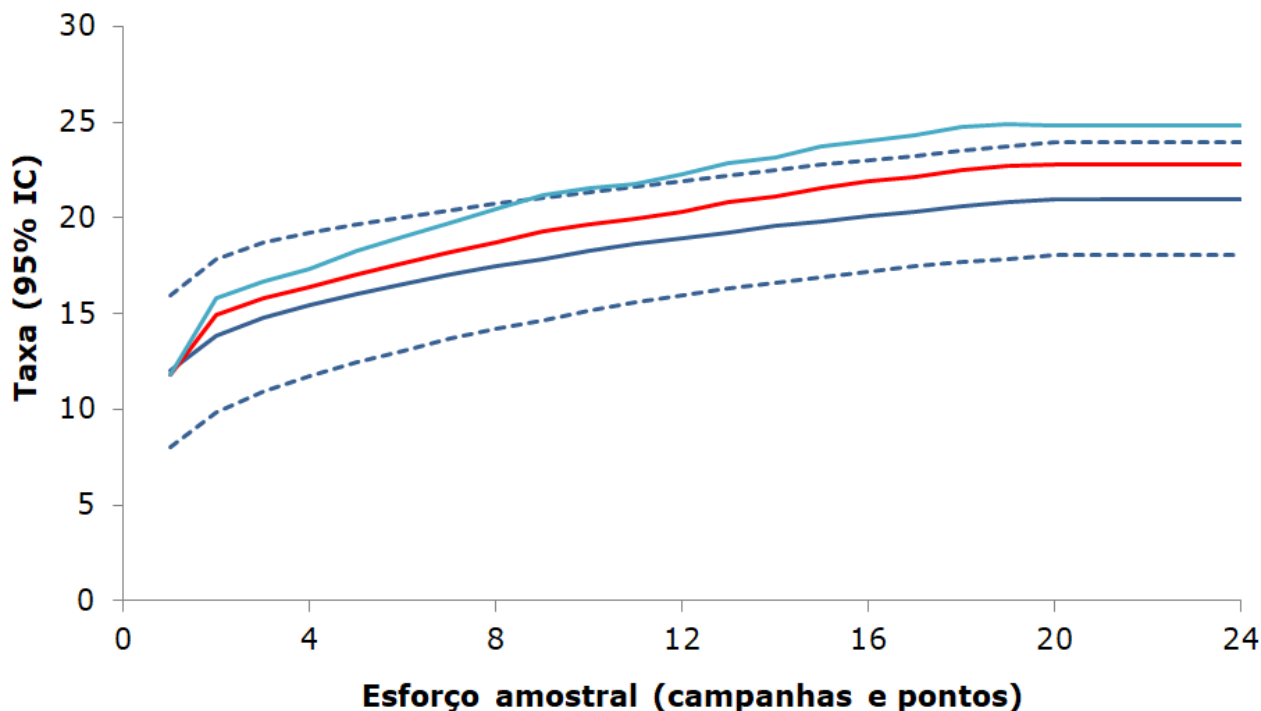
## 2.3 RESULTADOS

### 2.3.1 ICTIOFAUNA

- **Suficiência amostral**

A curva de rarefação para o esforço amostral empregado para a coleta dos peixes apresentou leve tendência à estabilização (Figura 4). A riqueza projetada pelo estimador Jackknife-1 ficou acima do intervalo de confiança calculado para os dados de riqueza obtidos e projetados, indicando que novos registros devem ser incorporados ao monitoramento com o aumento do esforço amostral. A riqueza observada (21 táxons), em comparação com os valores projetados pelos estimadores Bootstrap e Jackknife-1, representa valores de eficiência acima de 90%, indicando que as técnicas de amostragem utilizadas foram apropriadas para a caracterização da ictiofauna na área monitorada.

Figura 4: Curva de rarefação de espécies (linha contínua), intervalo de confiança de 95% (linhas tracejadas) e riqueza total prevista pelo estimador Bootstrap (linha vermelha), considerando o esforço empregado nos ambientes amostrados no Rio Marrequinha (100 aleatorizações).



- **Composição das espécies**

Considerando as amostragens realizadas nas fases de monitoramento de janeiro (Fase 1) e agosto (Fase 2) de 2022 e fevereiro (Fase 3) e julho (Fase 4) de 2024 e março (Fase 5) e julho (Fase 6) de 2025, foram capturados 892 indivíduos, pertencentes a 21 espécies, 9 famílias e quatro ordens. Dentre as ordens, Siluriformes (bagres e cascudos) e Characiformes (lambaris e piaus) foram as mais significativas nas capturas, com dez e nove espécies, respectivamente (Tabela 2).



Tabela 2: Espécies de peixes registradas nas amostragens realizadas na área de influência da CGH Santa Jacinta até o momento.

Nº	Classificação taxonômica	Nome comum	Distribuição	Status	Áreas amostrais	Fase
CHARACIFORMES						
Parodontidae						
1	<i>Parodon nasus</i>	canivete	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4
2	<i>Apareiodon affinis</i>	canivete	Nat	IC	P4	5
Curimatidae						
3	<i>Cyphocharax modestus</i>	saguiru	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
Acestrorhamphidae						
4	<i>Astyanax lacustris</i>	lambari	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
5	<i>Psalidodon fasciatus</i>	lambari	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
6	<i>Psalidodon paranae</i>	lambari	Nat, End	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
7	<i>Psalidodon bifasciatus</i>	lambari	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	4,6
8	<i>Oligosarcus paranensis</i>	lambari	Nat, End	IC	P1	4,6
Erythrinidae						
9	<i>Hoplias malabaricus</i>	traíra	Nat	IC	P1, P2, P3	1,2,3,4,5,6
GYMNOTIFORMES						
Gymnotidae						
10	<i>Gymnotus inaequilabiatus</i>	tuvira	Exot		P1, P2	1
SILURIFORMES						
Heptapteridae						
11	<i>Rhamdia quelen</i>	jundiá	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
12	<i>Pimelodella gracilis</i>	mandi	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,6
Trichomycteridae						
13	<i>Cambeva</i> sp.	Candiru	Nat	IC	P4	4,6
Loricariidae						
14	<i>Hypostomus ancistroides</i>	casculo	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	5
15	<i>Hypostomus topavae</i>	casculo	Nat, End	IC	P1, P2	1,2,3,4,5,6
16	<i>Hypostomus commersoni</i>	casculo	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,6
17	<i>Hypostomus regani</i>	casculo	Nat	IC	P1, P2, P4	1,2,3,4,5,6
18	<i>Hypostomus</i> sp.	casculo	Nat, End	IC	P1, P2	1
19	<i>Ancistrus</i> sp.	casculo-roseta	Nat, End	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
20	<i>Rineloricaria</i> sp.	casculo	Nat, End	IC	P3	4,5,6
BLENNIIFORMES						
Cichlidae						
21	<i>Geophagus iporanguensis</i>	cará	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6

Legenda: Nat (espécie nativa do rio Paraná e de outros sistemas hidrográficos), End (espécie endêmica da Ecorregião do Alto Paraná), Exot (espécie introduzida, exótica), Status: M (hábitos migratórios), IC (interesse científico), VE (valor econômico), B (bioindicador), CITES, PAN (planos de ação nacional), AM (espécie ameaçada de extinção - Portaria MMA nº 148 de 2022; ABILHOA & DUBOC, 2004).

A maior abundância para as amostragens realizadas até o momento foi do lambari *Astyanax lacustris* (19,1%), do lambari *Psalidodon fasciatus* (16,5%), do saguiru *Cyphocharax modestus* (10,4%) e do acará *Geophagus iporanguensis* (9,8%). Os pontos amostrais P1 (montante) e P2 (reservatório) apresentaram as maiores abundâncias (Tabela 3).



Tabela 3: Abundância total e relativa (%) das espécies registradas na área de influência da CGH Santa Jacinta.

ESPÉCIES	P1	P2	P3	P4	Total	%
<i>Astyanax lacustris</i>	51	45	48	26	170	19,1
<i>Psalidodon fasciatus</i>	43	28	47	29	147	16,5
<i>Cyphocharax modestus</i>	28	36	18	11	93	10,4
<i>Geophagus iporanguensis</i>	26	34	11	16	87	9,8
<i>Hypostomus commersoni</i>	30	26	8	5	69	7,7
<i>Pimelodella gracilis</i>	25	12	8	9	54	6,1
<i>Psalidodon paranae</i>	14	6	12	18	50	5,6
<i>Ancistrus sp.</i>	18	12	12	6	48	5,4
<i>Hypostomus regani</i>	6	18		6	30	3,4
<i>Hypostomus topavae</i>	17	12			29	3,3
<i>Hoplias aff. malabaricus</i>	10	15	3		28	3,1
<i>Rhamdia quelen</i>	7	7	6	6	26	2,9
<i>Parodon nasus</i>	5	5	4	4	18	2
<i>Hypostomus ancistroides</i>	4	5	3	1	13	1,5
<i>Psalidodon bifasciatus</i>	5			5	10	1,1
<i>Hypostomus sp.</i>	2	5			7	0,8
<i>Oligosarcus paranensis</i>	4				4	0,4
<i>Rineloricaria sp.</i>			2	2	4	0,4
<i>Cambeva sp.</i>			2		2	0,2
<i>Gymnotus inaequilabiatus</i>	1	1			2	0,2
<i>Apareiodon affinis</i>				1	1	0,1
<b>Total Geral</b>	<b>296</b>	<b>267</b>	<b>184</b>	<b>145</b>	<b>892</b>	<b>100</b>

Nas etapas de pré-obra, os maiores valores de captura por unidade de esforço em número de indivíduos (CPUEind) em janeiro de 2002 (Fase 1) foram registrados para o lambari *Astyanax lacustris* e para o saguiri *Cyphocharax modestus*, enquanto que em biomassa (CPUEpeso) predominaram *Geophagus iporanguensis* e *Hypostomus commersoni*. Em agosto de 2021 (Campanha 2), os maiores valores de CPUE em número de indivíduos foram de *Psalidodon fasciatus* e *Astyanax lacustris*, enquanto que em peso predominaram *Geophagus iporanguensis* e *Hypostomus commersoni*. Nas fases realizadas em fevereiro (Fase 3) e julho (Fase 4) de 2024 e março (Fase 5) e julho (Fase 6) de 2025, etapa de instalação (obra), os maiores valores de CPUE em número de indivíduos foram de *Psalidodon fasciatus* e *Astyanax lacustris*, enquanto que em peso predominaram *Geophagus iporanguensis*, *Hypostomus commersoni*, *Hoplias malabaricus* e *Cyphocharax modestus* (Tabela 4)

Tabela 4: Captura por unidade de esforço em número de indivíduos (CPUEind) e biomassa (CPUEpeso) das espécies registradas na área de influência da CGH Santa Jacinta.

Espécies	Pré-obra				Instalação						Operação	
	Fase 1 CPUEind	Fase 1 CPUEpeso	Fase 2 CPUEind	Fase 2 CPUEpeso	Fase 3 CPUEind	Fase 3 CPUEpeso	Fase 4 CPUEind	Fase 4 CPUEpeso	Fase 5 CPUEind	Fase 5 CPUEpeso	Fase 6 CPUEind	Fase 6 CPUEpeso
<i>Ancistrus sp.</i>	0,213	4,590	0,063	1,350	0,113	2,430	0,050	1,080	0,113	2,430	0,050	1,080
<i>Apareiodon affinis</i>									0,013	0,438		
<i>Astyanax lacustris</i>	0,525	7,928	0,238	3,586	0,563	8,494	0,188	2,831	0,463	6,984	0,150	2,265
<i>Cambeva sp.</i>							0,013	0,085			0,013	0,085
<i>Cyphocharax modestus</i>	0,363	15,914	0,063	2,744	0,325	14,268	0,063	2,744	0,288	12,621	0,063	2,744
<i>Geophagus iporanguensis</i>	0,225	25,268	0,163	18,249	0,238	26,671	0,138	15,441	0,225	25,268	0,100	11,230
<i>Gymnotus inaequilabiatus</i>	0,025	2,053										
<i>Hoplias aff. malabaricus</i>	0,075	14,183	0,063	11,819	0,050	9,455	0,063	11,819	0,050	9,455	0,050	9,455
<i>Hypostomus ancistroides</i>									0,163	14,625		
<i>Hypostomus commersoni</i>	0,238	21,185	0,175	15,610	0,200	17,840	0,138	12,265			0,113	10,035
<i>Hypostomus regani</i>	0,100	9,930	0,050	4,965	0,063	6,206	0,050	4,965	0,063	6,206	0,050	4,965
<i>Hypostomus sp.</i>	0,088	5,898	0,000									
<i>Hypostomus topavae</i>	0,088	4,926	0,050	2,815	0,063	3,519	0,050	2,815	0,063	3,519	0,050	2,815
<i>Oligosarcus paranensis</i>							0,025	2,800			0,025	2,800
<i>Parodon nasus</i>	0,050	1,710	0,050	1,710	0,075	2,565	0,050	1,710				
<i>Pimelodella gracilis</i>	0,288	7,820	0,125	3,400	0,100	2,720	0,088	2,380			0,075	2,040
<i>Psalidodon bifasciatus</i>							0,075	0,825			0,050	0,550
<i>Psalidodon fasciatus</i>	0,313	4,313	0,263	3,623	0,513	7,073	0,188	2,588	0,425	5,865	0,138	1,898
<i>Psalidodon paranae</i>	0,113	1,733	0,113	1,733	0,100	1,540	0,100	1,540	0,100	1,540	0,100	1,540
<i>Rhamdia quelen</i>	0,075	6,608	0,050	4,405	0,050	4,405	0,050	4,405	0,050	4,405	0,050	4,405
<i>Rineloricaria sp.</i>							0,013	0,438	0,025	0,875	0,013	0,438



- **Parâmetros ecológicos**

Os parâmetros ecológicos das comunidades de peixes das campanhas realizadas em janeiro e agosto de 2022, fevereiro e julho de 2024 e março e julho de 2025 indicaram maiores valores de riqueza, diversidade e abundância, e menores valores de dominância, para a campanha de inverno de 2024 (Tabela 5).

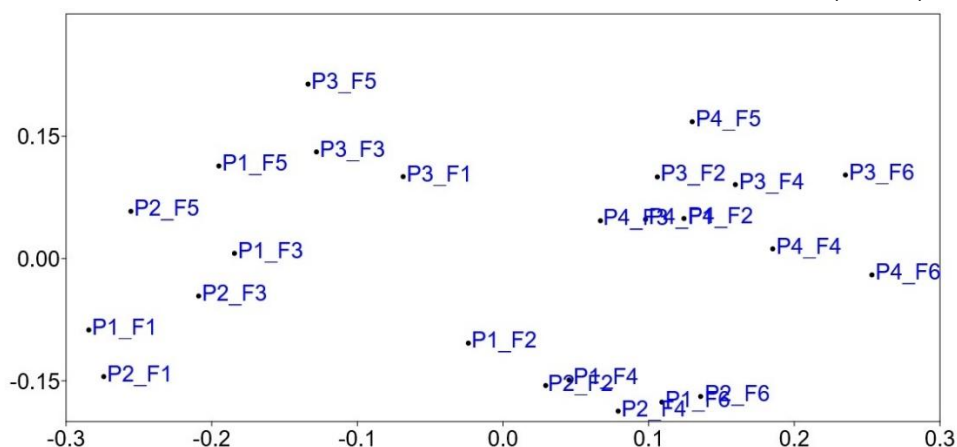
Tabela 5: Comparativo dos parâmetros ecológicos das assembleias de peixes registradas em cada campanha realizada.

Parâmetros	Pré-obra		Obra			Operação
	jan/22	ago/22	fev/24	jul/24	mar/25	jul/25
	VER	INV	VER	INV	VER	INV
Riqueza (espécies)	15	13	13	17	13	16
Abundância (indivíduos)	222	117	196	107	163	87
Dominância	0,103	0,109	0,134	0,076	0,137	0,073
Diversidade de Shannon (H)	2,451	2,375	2,251	2,691	2,211	2,682
Equitabilidade de Pielou (J)	0,905	0,926	0,877	0,949	0,847	0,932

- **Similaridade**

A análise de ordenamento multidimensional não métrico (NMDS) indicou maior nível de similaridade entre as amostragens realizadas nos pontos P1 e P2 nas fases 1, 3 e 5 (verão), e grande sobreposição entre a composição das assembleias para os pontos de jusante P3 e P4 (controle), independentemente da campanha realizada (Figura 5), resultado relacionado provavelmente com a dominância de poucas espécies nas coletas.

Figura 5: Representação gráfica bidimensional de distribuição das amostragens de ictiofauna nos pontos amostrais na área de influência da CGH Santa Jacinta (P1, P2, P3 e P4) nas fases de janeiro (Fase 1) e agosto (Fase 2) de 2022, fevereiro (Fase 3) e julho (Fase 4) de 2024, março (Fase 5) de 2025 efetuada através da análise de escalonamento multidimensional não-métrico (NMDS).



- **Status de conservação e endemismo**

Dentre as 21 espécies de peixes registradas para a região do empreendimento que apresentaram informação disponível na literatura acerca do seu status de ocorrência, seis são consideradas endêmicas da Ecorregião do Alto Paraná, o que representa 28,6% da ictiofauna levantada.

- **Espécies introduzidas**

Apenas uma espécie introduzida (“exóticas”) foi registrada: tujira.



- **Espécies bioindicadoras**

Com relação à ictiofauna da área de estudo que pode ser considerada como bioindicadora, os padrões biológicos e ecológicos do conjunto de espécies de peixes nativos (com destaque para os cascudos da família Loricariidae) pode ser considerado como uma importante ferramenta para a identificação e monitoramento de impactos. Pode se afirmar que toda a comunidade com hábitos bentônicos (associada ao substrato) funciona como um indicador biológico, ou seja, são organismos ou comunidades cujas funções biológicas se correlacionam com determinados fatores e eventos ambientais, como a forte relação com a vegetação ripária, que além de proporcionar uma ampla gama de microambientes, também fornece uma variedade de alimentos de origem vegetal e de animais terrestres que caem na água (VIEIRA & SHIBATTA, 2007).

- **Espécies migratórias**

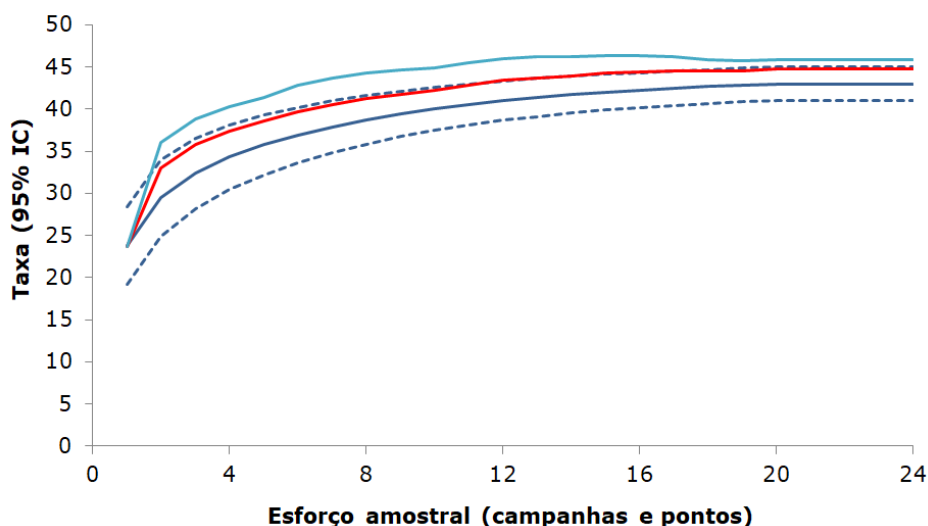
Embora a piracema, movimento pré-desova rio acima, constitua o movimento migratório mais evidente (GODINHO & KYNARD, 2008), os deslocamentos dos peixes migradores também incluem o carreamento de ovos e larvas rio abaixo, o movimento dos jovens e o retorno dos adultos para os sítios de alimentação (CAROSFELD et al., 2003; BRITTO & CARVALHO, 2013). Na área estudada não foram registradas até o momento espécies nativas que apresentam comportamento migrador típico.

### 2.3.2 INVERTEBRADOS BENTÔNICOS

- **Suficiência amostral**

A curva de rarefação para o esforço amostral empregado para a coleta dos invertebrados bentônicos mostrou leve tendência à estabilização, entretanto a riqueza projetada pelo estimador Jackknife-1 foi maior que o limite superior do intervalo de confiança entre os dados obtidos e projetados, indicando que a riqueza de macroinvertebrados aquáticos na região é maior que a registrada até o momento (Figura 6). A riqueza observada (43 táxons), em comparação com os valores projetados pelos estimadores Bootstrap (44,6 táxons) e Jackknife-1 (45,7 táxons) representa valores de eficiência acima de 90%, indicando que as técnicas de amostragem utilizadas foram apropriadas para a caracterização da comunidade zoobentônica na área monitorada.

Figura 6: Curva de rarefação de táxons (linha contínua), intervalo de confiança de 95% (linhas tracejadas) e riqueza total prevista pelo estimador Bootstrap (linha vermelha), considerando o esforço empregado nos ambientes amostrados na CGH Santa Jacinta (100 aleatorizações).



- Composição de espécies**

Foram registrados invertebrados bentônicos de três filos (Annelida, Mollusca e Arthropoda) e 43 grupos taxonômicos (Tabela 6), sendo a classe Insecta a de maior riqueza (Figura 7), com oito ordens: Coleoptera, Hemiptera, Diptera, Megaloptera, Ephemeroptera, Plecoptera, Trichoptera e Odonata.

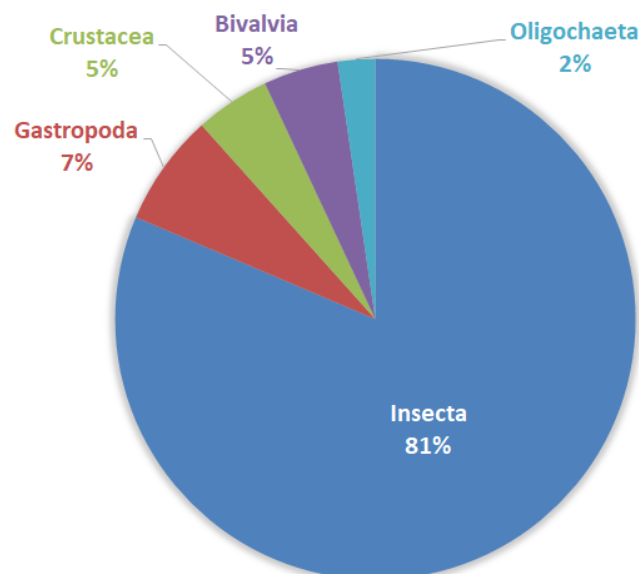
Tabela 6: Composição geral dos invertebrados aquáticos de água doce registrados por meio das amostragens realizadas na área de influência da CGH Santa Jacinta nas fases executadas até o momento.

Nº	Classificação taxonômica	Nome comum	Distribuição	Status	Áreas amostrais	Fase
	ANNELIDA/Clitellata					
1	Oligochaeta	Oligoqueta	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
	MOLLUSCA					
	Bivalvia					
	Corbiculidae					
2	<i>Corbicula fluminea</i>	Ameijoia-asiática	Int		P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
	Hyriidae					
3	<i>Diplodon</i> sp.	Mexilhão	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
	Gastropoda					
	Lymnaeidae					
4	<i>Lymnaea</i> sp.	Caramujo	Nat	IC	P2	2
	Physidae					
5	<i>Physa</i> sp.	Caramujo	Nat	IC	P1	1,2,3,4,5,6
	Planorbidae					
6	<i>Drepanotrema</i> sp.	Caramujo	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,6
	ARTHROPODA					
	CRUSTACEA					
	Amphipoda					
	Hyalellidae					
7	<i>Hyalella</i> sp.	Pulga-d'água	Nat	IC	P1	2
8	Talitridae	Pulga-d'água	Nat	IC	P2, P3, P4	2
	INSECTA					
	Diptera					
	Blephariceridae					
9	<i>Limnocola</i> sp.	Larva de díptera	Nat	IC,B	P1	1
10	Ceratopogonidae	Larva de díptera	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
11	Chironomidae	Larva de díptera	Nat	IC,B	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
	Simuliidae					
12	<i>Simulium</i> sp.	Larva de díptera	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
13	Tipulidae	Larva de díptera	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,5
	Hemiptera					
	Belostomatidae					
14	<i>Belostoma</i> sp.	Barata d'água	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,6
	Naucoridae					
15	<i>Limnocoris</i> sp.	Hemíptera	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
	Mesovellidae					
16	<i>Mesovelia</i> sp.	Pulga d'água	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
	Gerridae					
17	<i>Neogerris</i> sp.	Barbeiro d'água	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
	Notonectidae					
18	<i>Buenoa</i> sp.	Pulga d'água	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
	Coleoptera					
	Elmidae					
19	<i>Heterelmis</i> sp.	Larva de besouro	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
20	<i>Macrelmis</i> sp.	Larva de besouro	Nat	IC	P2, P3, P4	2
	Gyrinidae					
21	<i>Gyretes</i> sp.	Besouro d'água	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	2
	Dytiscidae					



22	<i>Thermonectus</i> sp.	Besouro d'água	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3
23	Hydrophilidae Psephenidae	Besouro d'água	Nat	IC	P1, P2, P3	1
24	<i>Psephenus</i> sp. Odonata	Besouro d'água	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
25	Aeshnidae	Ninfa de libélula	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
26	Calopterygidae	Ninfa de libélula	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,3,4,6
27	Corduliidae	Ninfa de libélula	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,3,5
28	Coenagrionidae	Ninfa de libélula	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,3,4,5,6
29	Dicteriadidae	Ninfa de libélula	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	2,5
30	Gomphidae Libellulidae	Ninfa de libélula	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,6
31	<i>Dythemis</i> sp.	Ninfa de libélula	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,3,4,5,6
32	<i>Elasmothermis</i> sp. Megaloptera	Ninfa de libélula	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	2
33	Corydalidae Plecoptera Perlidae	Lacraia d'água	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,3,5
34	<i>Anacronetia</i> sp. Ephemeroptera Baetidae	Perlário	Nat	IC,B	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
35	<i>Camelobaetidius</i> sp. Caenidae	Siriuia	Nat	IC,B	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5
36	<i>Caenis</i> sp. Leptophlebiidae	Siriuia	Nat	IC,B	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
37	<i>Massartela</i> sp.	Siriuia	Nat	IC,B	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
38	<i>Perissophleboides</i> sp. Leptohiphidae	Siriuia	Nat	IC,B	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
39	<i>Traveryphe</i> sp. Trichoptera	Siriuia	Nat	IC,B	P2, P3, P4	2
40	Helichopsychidae	João-pedreiro	Nat	IC,B	P1	1,3,4,5,6
41	Hydropsychidae	João-pedreiro	Nat	IC,B	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
42	Hydroptilidae	João-pedreiro	Nat	IC,B	P1	1,3,4,5,6
43	Leptoceridae	João-pedreiro	Nat	IC,B	P1, P2	2

Figura 7: Frequência relativa (%) da riqueza dos principais grupos taxonômicos dos invertebrados bentônicos registrados nos ambientes amostrados na CGH Santa Jacinta.



A riqueza de grupos registradas em campo representa grande parcela da biota aquática levantada para a região por meio de dados secundários (*specieslink*), revelando que a comunidade é dominada por estágios imaturos aquáticos e adultos de insetos.

Com relação à abundância, foram registrados 964 organismos. O grupo mais numeroso foi Insecta (791 organismos, 81,6%), sendo a maior riqueza registrada para a ordem Odonata (oito táxons) e as maiores abundâncias para Diptera (266 organismos) e Ephemeroptera (177 organismos) (Tabela 7).

Tabela 7: Abundância total e relativa (%) dos invertebrados bentônicos registrados na área de influência da CGH Santa Jacinta.

Ordem/família	Táxon	P1	P2	P3	P4	Total Geral	%
Arthropoda/Insecta/Diptera	<i>Chironomidae n.i.</i>	48	61	45	39	193	17,47
Mollusca/Bivalvia/Venerida	<i>Corbicula</i>		40	46	43	129	11,67
Arthropoda/Insecta/Ephemeroptera	<i>Caenis</i>	6	35	13	13	67	6,06
Arthropoda/Insecta/Coleoptera	<i>Heterelmis</i>	9	23	16	10	58	5,25
Arthropoda/Insecta/Hemiptera	<i>Neogerris</i>	6	6	33	11	56	5,07
Arthropoda/Insecta/Ephemeroptera	<i>Massartela</i>	46	2	2	2	52	4,71
Arthropoda/Insecta/Diptera	<i>Simulium</i>	33	5	6	6	50	4,52
Arthropoda/Insecta/Hemiptera	<i>Mesovelia</i>	5	11	6	11	33	2,99
Arthropoda/Insecta/Ephemeroptera	<i>Perissophleboides</i>	7	8	8	8	31	2,81
Annelidae/Citellata/Oligochaeta	<i>Oligochaeta n.i.</i>	7	12	5	5	29	2,62
Arthropoda/Insecta/Hemiptera	<i>Buena</i>	9	6	7	7	29	2,62
Arthropoda/Insecta/Hemiptera	<i>Limnocois</i>	6	3	8	12	29	2,62
Arthropoda/Insecta/Trichoptera	<i>Hydropsychidae n.i.</i>	15	14			29	2,62
Mollusca/Bivalvia/Unionida	<i>Diplodon</i>	1		12	12	25	2,26
Arthropoda/Insecta/Ephemeroptera	<i>Camelobaetidius</i>	5	8	5	5	23	2,08
Arthropoda/Insecta/Plecoptera	<i>Acroneuria</i>	2	5	8	8	23	2,08
Arthropoda/Insecta/Odonata	<i>Aeshnidae n.i.</i>	5	6	5	5	21	1,9
Arthropoda/Insecta/Odonata	<i>Gomphidae n.i.</i>	6	5	5	5	21	1,9
Arthropoda/Insecta/Hemiptera	<i>Belostoma</i>	5	5	5	5	20	1,81
Arthropoda/Insecta/Odonata	<i>Coenagrionidae n.i.</i>	5	5	5	5	20	1,81
Arthropoda/Insecta/Odonata	<i>Dythemis</i>	5	5	5	5	20	1,81
Arthropoda/Insecta/Diptera	<i>Tipulidae n.i.</i>	3	4	5	5	17	1,54
Arthropoda/Insecta/Odonata	<i>Calopterygidae n.i.</i>	4	4	4	4	16	1,45
Arthropoda/Insecta/Coleoptera	<i>Hydrophilidae n.i.</i>	5	5	5		15	1,36
Arthropoda/Insecta/Coleoptera	<i>Thermonectus</i>	3	4	3	3	13	1,18
Arthropoda/Insecta/Megaloptera	<i>Corydalidae n.i.</i>	3	3	3	3	12	1,09
Arthropoda/Insecta/Odonata	<i>Corduliidae n.i.</i>	3	3	3	3	12	1,09
Arthropoda/Insecta/Coleoptera	<i>Gyretes</i>	6	1	1	1	9	0,81
Mollusca/Gastropoda/Hygrophila	<i>Physa</i>	6				6	0,54
Mollusca/Gastropoda/Hygrophila	<i>Drepanotrema</i>		5	1		6	0,54
Arthropoda/Insecta/Diptera	<i>Ceratopogonidae n.i.</i>	2	1	1	1	5	0,45
Arthropoda/Insecta/Trichoptera	<i>Helichopsychidae n.i.</i>	5				5	0,45
Arthropoda/Insecta/Trichoptera	<i>Hydroptilidae</i>	5				5	0,45
Arthropoda/Crustacea/Amphipoda	<i>Hyalella</i>	4				4	0,36
Arthropoda/Insecta/Ephemeroptera	<i>Traverypes</i>		2	1	1	4	0,36
Arthropoda/Insecta/Trichoptera	<i>Leptoceridae n.i.</i>	3	1			4	0,36
Arthropoda/Crustacea/Amphipoda	<i>Talitridae n.i.</i>		1	1	1	3	0,27
Arthropoda/Insecta/Coleoptera	<i>Macrelmis</i>		1	1	1	3	0,27
Arthropoda/Insecta/Coleoptera	<i>Psephenus</i>			1	1	2	0,18
Arthropoda/Insecta/Odonata	<i>Dicteriadidae n.i.</i>			1	1	2	0,18
Arthropoda/Insecta/Odonata	<i>Elasmothemis</i>			1	1	2	0,18
Arthropoda/Insecta/Diptera	<i>Limnicola</i>	1				1	0,09
Mollusca/Gastropoda/Hygrophila	<i>Lymnaea</i>		1			1	0,09
<b>Total Geral</b>		<b>284</b>	<b>301</b>	<b>277</b>	<b>243</b>	<b>1105</b>	<b>100</b>



- **Parâmetros Ecológicos**

Os parâmetros ecológicos das comunidades de invertebrados bentônicos das campanhas realizadas em janeiro (F1) e agosto (F2) de 2022 e fevereiro (F3) e julho (Fase 4) de 2024 e março (Fase 5) e julho (Fase 6) de 2025 indicaram maiores valores de riqueza e diversidade para a campanha de inverno (F2) na etapa de pré-obra (Tabela 8).

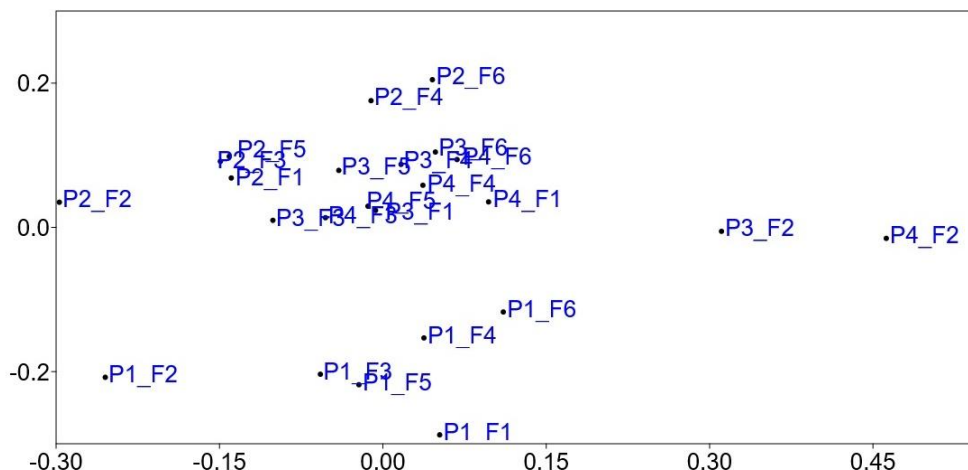
Tabela 8: Comparativo dos parâmetros ecológicos das assembleias de peixes registradas em cada campanha realizada.

Parâmetros	Pré-obra		Obra			Operação
	jan/22	ago/22	fev/24	jul/24	mar/25	jul/25
	VER	INV	VER	INV	VER	INV
Riqueza (espécies)	32	34	31	27	27	26
Abundância (indivíduos)	167	217	227	159	194	141
Dominância	0,059	0,054	0,087	0,066	0,083	0,061
Diversidade de Shannon (H)	3,163	3,187	2,955	3,037	2,907	3,057
Equitabilidade de Pielou (J)	0,912	0,904	0,861	0,921	0,862	0,911

- **Similaridade**

A análise de ordenamento multidimensional não métrico (NMDS) indicou maior nível de similaridade entre as amostragens realizadas nos pontos de montante (P1 e P2) e entre aquelas realizadas nos pontos de jusante (P3 e P4), com influência da sazonalidade (Figura 8).

Figura 8: Representação gráfica bidimensional de distribuição das amostragens dos invertebrados bentônicos nos pontos amostrais na área de influência da CGH Santa Jacinta (P1, P2, P3 e P4) nas fases de janeiro (Fase 1) e agosto (Fase 2) de 2022 e fevereiro (F3) e julho (Fase 4) de 2024 e março (Fase 5) e julho (Fase 6) de 2025 efetuada através da análise de escalonamento multidimensional não-métrico (NMDS).



- **Status de conservação e endemismo**

Não foram levantados táxons/espécies ameaçadas e endêmicas, entretanto foram registrados organismos indicadores de ambientes pouco perturbados, como os invertebrados bentônicos das ordens Ephemeroptera, Plecoptera e Trichoptera, e também organismos tolerantes à poluição orgânica (Chironomidae).

- **Espécies introduzidas**

A espécie introduzida (exótica) *Corbicula fluminea* foi registrada para a região. Este bivalve foi introduzido no Brasil na década de 1970 e atualmente é registrado em diversos rios das regiões sul e sudeste do país (ITUARTE, 1994; CASTILLO et al., 2007; OLIVEIRA et al., 2014),



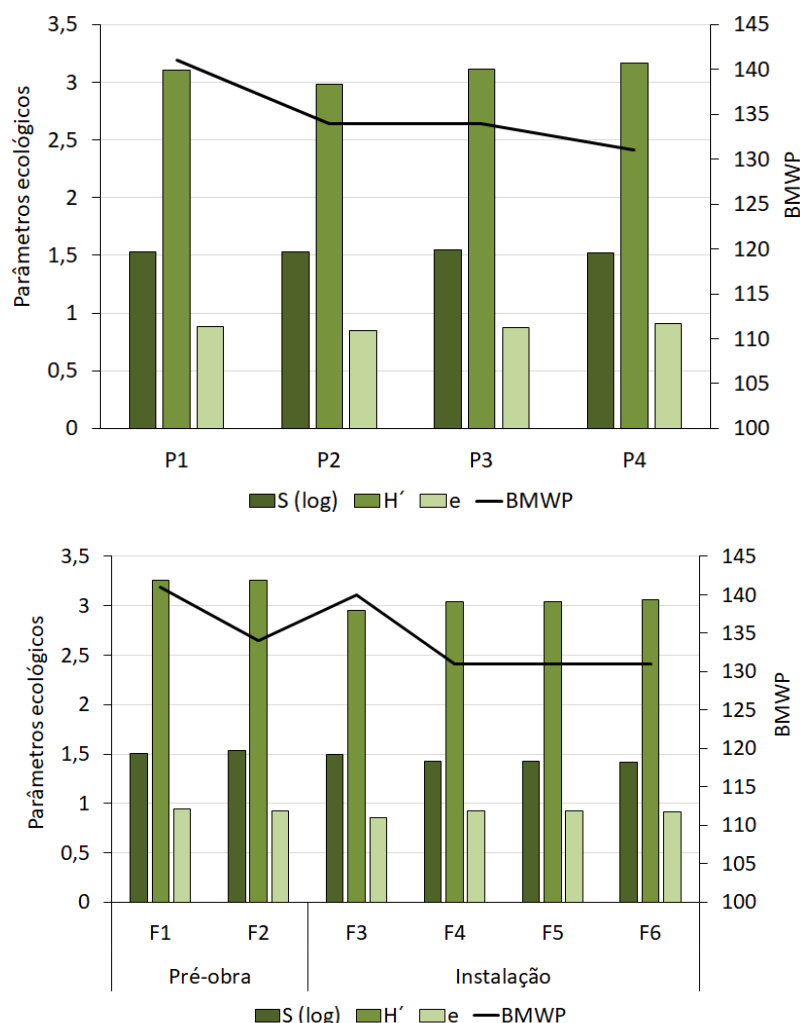
provavelmente devido a sua velocidade de colonização, introdução acidental e/ou deliberada e sucesso reprodutivo. A espécie está no grupo de moluscos invasores reconhecidos atualmente por causar prejuízos a setores industriais e agrícolas, incluindo empreendimentos hidrelétricos, em razão da sua alta taxa de infestação.

- **Espécies bioindicadoras**

Os invertebrados aquáticos são considerados bons indicadores da qualidade da água (CALLISTO et al., 2001), pois vivem em relação íntima com o substrato aquático e refletem as condições atuais e passadas do ambiente estudado (HAUER & RESH, 1996). Vários trabalhos utilizam estes organismos como indicadores biológicos no monitoramento de rios e riachos (ARMITAGE et al., 1983; ALBA-TERCEDOR & ORTEGA, 1998), sendo que diversos autores consideram este grupo faunístico como uma das ferramentas mais indicadas para a avaliação da qualidade ambiental dos cursos hídricos (JUNQUEIRA et al., 2000; HEPP & RESTELLO, 2007).

O conjunto de estimativas de diversidade e do índice de qualidade ambiental BMWP para o conjunto de amostragens realizadas nos quatro pontos amostrais (P1, P2, P3 e P4) e etapas (pré-obra e instalação, fases) realizadas na área de influência da CGH Santa Jacinta indica que os pontos de jusante apresentam maior diversidade, entretanto o maior valor de qualidade ambiental foi observado em P1 (montante) e os maiores valores foram registrados no verão (F1 e F3).

Figura 9: Índice de diversidade de Shannon, de uniformidade de Pielou, riqueza (log) e BMWP obtidos para a comunidade de invertebrados bentônicos registrados nos ambientes amostrados e nas diferentes fases na CGH Santa Jacinta.

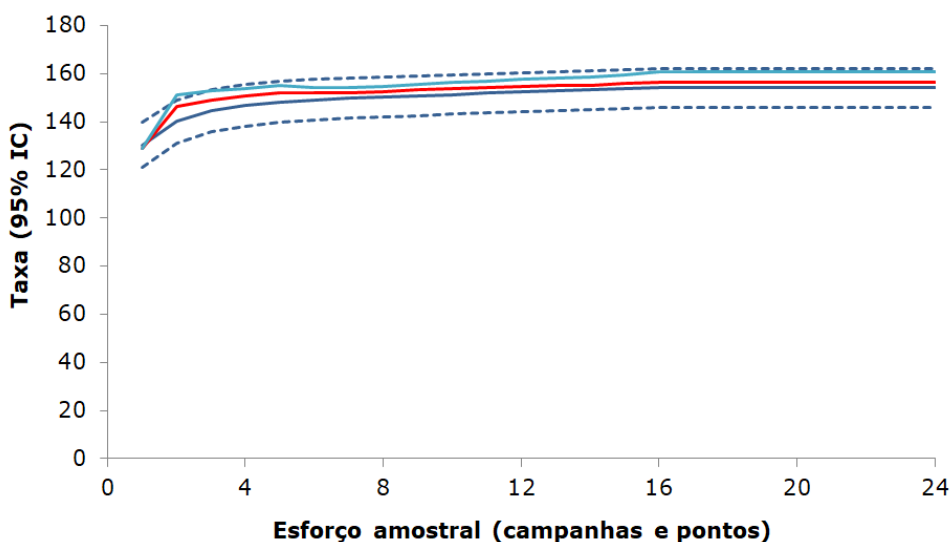


### 2.3.3 PLÂNCTON

- **Suficiência amostral**

A curva de rarefação para o esforço amostral empregado para a coleta do fito e zooplâncton mostrou tendência à estabilização (Figura 9). A riqueza projetada pelos estimadores Bootstrap e Jackknife 1 ficou dentro do intervalo de confiança calculado para os dados de riqueza obtidos e projetados. Os estimadores não-paramétricos alcançaram o valor da riqueza observada após a realização de 30% do número de coletas, acompanhando o padrão de crescimento da curva cumulativa de espécies. A riqueza observada (154 táxons), em comparação com os valores projetados pelos estimadores Bootstrap (156,3 táxons) e Jackknife-1 (160,4 táxons) representa valores de eficiência acima de 90%, indicando que as técnicas de amostragem utilizadas foram apropriadas para a caracterização da comunidade planctônica na área monitorada.

Figura 10: Curva de rarefação de táxons (linha contínua), intervalo de confiança de 95% (linhas tracejadas) e riqueza total prevista pelo estimador Bootstrap (linha vermelha), considerando o esforço empregado nos ambientes amostrados na CGH Santa Jacinta (100 aleatorizações).



- **Composição de espécies**

As amostragens realizadas resultaram no registro de 154 representantes do plâncton. Para o fitoplâncton foram registrados nove grupos taxonômicos: Bacillariophyceae (64 táxons), Zygnemaphyceae (20 táxons), Cyanophyceae (24 táxons), Chlorophyceae (16 táxons), Euglenophyceae (6 táxons), Dinophyceae (2 táxons), Xanthophyceae (1 táxon), Chrysophyceae (1 táxon) e Oedogoniophyceae (1 táxon). Para o zooplâncton foram registrados 19 táxons pertencentes a Amoebozoa, Rotifera e Arthropoda.

Tabela 9: Composição geral do fito e zooplâncton registrado por meio das amostragens realizadas na área de influência da CGH Santa Jacinta nas campanhas realizadas.

Nº	Classe	Espécies	Nome comum	Distribuição	Status	Áreas amostrais	Fase
1	Cyanophyceae	<i>Dolichospermum circinalis</i>	Cianobactérias	Nat	IC,B	P1, P2, P3, P4	1,3,4,5,6
2	Cyanophyceae	<i>Dolichospermum solitarium</i>	Cianobactérias	Nat	IC,B	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
3	Cyanophyceae	<i>Heteroleibleinia sp.</i>	Cianobactérias	Nat	IC,B	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
4	Cyanophyceae	<i>Geitlerinema sp.</i>	Cianobactérias	Nat	IC,B	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
5	Cyanophyceae	<i>Komvophoron sp.</i>	Cianobactérias	Nat	IC,B	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
6	Cyanophyceae	<i>Limnothirx sp.</i>	Cianobactérias	Nat	IC,B	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
7	Cyanophyceae	<i>Lymnoraphis sp.</i>	Cianobactérias	Nat	IC,B	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,6
8	Cyanophyceae	<i>Merismopedia convoluta</i>	Cianobactérias	Nat	IC,B	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6



Nº	Classe	Espécies	Nome comum	Distribuição	Status	Áreas amostrais	Fase
9	Cyanophyceae	<i>Merismopedia tenuissima</i>	Cianobactérias	Nat	IC,B	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
10	Cyanophyceae	<i>Merismopedia glauca</i>	Cianobactérias	Nat	IC,B	P1, P2, P3, P4	1,3,4,5,6
11	Cyanophyceae	<i>Merismopedia punctata</i>	Cianobactérias	Nat	IC,B	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
12	Cyanophyceae	<i>Merismopedia minima</i>	Cianobactérias	Nat	IC,B	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
13	Cyanophyceae	<i>Oscillatoria</i> sp.	Cianobactérias	Nat	IC,B	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,6
14	Cyanophyceae	<i>Phormidium granulatum</i>	Cianobactérias	Nat	IC,B	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
15	Cyanophyceae	<i>Phormidium formosum</i>	Cianobactérias	Nat	IC,B	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
16	Cyanophyceae	<i>Phormidium</i> sp.	Cianobactérias	Nat	IC,B	P1, P2, P3, P4	1,3,4,5,6
17	Cyanophyceae	<i>Planktolylnbya contorta</i>	Cianobactérias	Nat	IC,B	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
18	Cyanophyceae	<i>Planktothrix agardhii</i>	Cianobactérias	Nat	IC,B	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
19	Cyanophyceae	<i>Planktothrix</i> sp.	Cianobactérias	Nat	IC,B	P1, P2, P3, P4	1,3,4,6
20	Cyanophyceae	<i>Pseudanabaena catenata</i>	Cianobactérias	Nat	IC,B	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
21	Cyanophyceae	<i>Pseudanabaena</i> sp.	Cianobactérias	Nat	IC,B	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
22	Cyanophyceae	<i>Rhabdoderma lineare</i>	Cianobactérias	Nat	IC,B	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
23	Cyanophyceae	<i>Woronichinia naegeliana</i>	Cianobactérias	Nat	IC,B	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
24	Cyanophyceae	<i>Snowella lacustris</i>	Cianobactérias	Nat	IC,B	P2	3,5
25	Chlorophyceae	<i>Acutodesmus acuminatus</i>	Algas-verdes	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,5
26	Chlorophyceae	<i>Actinastrum aciculare</i>	Algas-verdes		IC	P2	3,4,5,6
27	Chlorophyceae	<i>Coelastrum astroideum</i>	Algas-verdes	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
28	Chlorophyceae	<i>Desmodesmus abundans</i>	Algas-verdes	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
29	Chlorophyceae	<i>Desmodesmus armatus</i> var. <i>bicaudatus</i>	Algas-verdes	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
30	Chlorophyceae	<i>Desmodesmus intermedius</i>	Algas-verdes	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
31	Chlorophyceae	<i>Desmodesmus serratus</i>	Algas-verdes	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,3,4,5,6
32	Chlorophyceae	<i>Dictyosphaerium</i> sp.	Algas-verdes	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
33	Chlorophyceae	<i>Elakatothrix gelatinosa</i>	Algas-verdes	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
34	Chlorophyceae	<i>Lemmermannia triangularis</i>	Algas-verdes	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
35	Chlorophyceae	<i>Monoraphidium contortum</i>	Algas-verdes	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
36	Chlorophyceae	<i>Monoraphidium griffithii</i>	Algas-verdes	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
37	Chlorophyceae	<i>Steinodesmus graevenitzii</i>	Algas-verdes	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
38	Chlorophyceae	<i>Stigeoclonium</i> sp.	Algas-verdes	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
39	Chlorophyceae	<i>Tetradismus acuminatus</i>	Algas-verdes	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
40	Chlorophyceae	<i>Westella botryoides</i>	Algas-verdes	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
41	Zygnemaphyceae	<i>Closterium moniliforme</i>	Microalgas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
42	Zygnemaphyceae	<i>Closterium incurvum</i>	Microalgas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
43	Zygnemaphyceae	<i>Closterium macilentum</i>	Microalgas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
44	Zygnemaphyceae	<i>Closterium turgidum</i>	Microalgas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5
45	Zygnemaphyceae	<i>Cosmarium dispersum</i>	Microalgas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
46	Zygnemaphyceae	<i>Cosmarium laeve</i>	Microalgas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
47	Zygnemaphyceae	<i>Cosmarium pseudoconnatum</i>	Microalgas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
48	Zygnemaphyceae	<i>Cosmarium tenue</i>	Microalgas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
49	Zygnemaphyceae	<i>Cosmarium trilobulatum</i>	Microalgas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
50	Zygnemaphyceae	<i>Euastrum divaricatum</i>	Microalgas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
51	Zygnemaphyceae	<i>Euastrum elegans</i>	Microalgas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
52	Zygnemaphyceae	<i>Euastrum evolutum</i> var. <i>integrius</i>	Microalgas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
53	Zygnemaphyceae	<i>Gonatozygon pilosum</i>	Microalgas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
54	Zygnemaphyceae	<i>Mougeotia</i> sp.	Microalgas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,3,4,5,6
55	Zygnemaphyceae	<i>Staurastrum claviferum</i>	Microalgas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
56	Zygnemaphyceae	<i>Staurastrum trifidum</i> var. <i>inflexum</i>	Microalgas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
57	Zygnemaphyceae	<i>Staurastrum punctulatum</i>	Microalgas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
58	Zygnemaphyceae	<i>Staurastrum margaritaceum</i>	Microalgas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,3,4,5,6
59	Zygnemaphyceae	<i>Staurodesmus convergens</i>	Microalgas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
60	Zygnemaphyceae	<i>Teilingia granulata</i>	Microalgas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
61	Bacillariophyceae	<i>Achnantheidium exiguum</i> var. <i>constrictum</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
62	Bacillariophyceae	<i>Amphipleura lindheimerii</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
63	Bacillariophyceae	<i>Amphipleura chiapasensis</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,6
64	Bacillariophyceae	<i>Aulacoseira ambigua</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
65	Bacillariophyceae	<i>Aulacoseira granulata</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
66	Bacillariophyceae	<i>Aulacoseira tenella</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
67	Bacillariophyceae	<i>Cocconeis lineata</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
68	Bacillariophyceae	<i>Cyclotella atomus</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
69	Bacillariophyceae	<i>Cymbella loescheriae</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
70	Bacillariophyceae	<i>Cymbella tumida</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6



Nº	Classe	Espécies	Nome comum	Distribuição	Status	Áreas amostrais	Fase
71	Bacillariophyceae	<i>Cymboplectra naviculiformis</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
72	Bacillariophyceae	<i>Cyclotella cryptica</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
73	Bacillariophyceae	<i>Diademesma confervacea</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P3	3,5
74	Bacillariophyceae	<i>Diploneis</i> sp.	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,3,4,5,6
75	Bacillariophyceae	<i>Eucyonema exuberans</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
76	Bacillariophyceae	<i>Encyonema neogracile</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5
77	Bacillariophyceae	<i>Encyonema perpusillum</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
78	Bacillariophyceae	<i>Encyonema silesiacum</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
79	Bacillariophyceae	<i>Eucyonema</i> sp.	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
80	Bacillariophyceae	<i>Eunotina</i> sp.	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,3,4,5,6
81	Bacillariophyceae	<i>Eunotioforma mattogrossiana</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
82	Bacillariophyceae	<i>Fragilaria gracilis</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
83	Bacillariophyceae	<i>Fragilaria longifusiformis</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
84	Bacillariophyceae	<i>Frustulia saxonica</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
85	Bacillariophyceae	<i>Gomphonema brasiliense</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
86	Bacillariophyceae	<i>Gomphonema lagenula</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
87	Bacillariophyceae	<i>Gomphonema parvulum</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
88	Bacillariophyceae	<i>Gomphonema</i> sp.	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
89	Bacillariophyceae	<i>Iconella angusta</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
90	Bacillariophyceae	<i>Iconella guatimalensis</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
91	Bacillariophyceae	<i>Iconella splendida</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
92	Bacillariophyceae	<i>Melosira varians</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
93	Bacillariophyceae	<i>Navicula capitatoradiata</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
94	Bacillariophyceae	<i>Navicula cryptocephala</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
95	Bacillariophyceae	<i>Navicula cryptotenella</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
96	Bacillariophyceae	<i>Navicula rostellata</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
97	Bacillariophyceae	<i>Navicula simulata</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
98	Bacillariophyceae	<i>Navicula viridis</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
99	Bacillariophyceae	<i>Navicula</i> sp.	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1
100	Bacillariophyceae	<i>Navigeia aikenensis</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5
101	Bacillariophyceae	<i>Navigeia ignota</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
102	Bacillariophyceae	<i>Navigeia lateropunctata</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
103	Bacillariophyceae	<i>Nitzschia clausii</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
104	Bacillariophyceae	<i>Nitzschia linearis</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
105	Bacillariophyceae	<i>Nitzschia palea</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
106	Bacillariophyceae	<i>Nitzschia</i> sp.	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,3,4,5,6
107	Bacillariophyceae	<i>Orthoseira roeseana</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
108	Bacillariophyceae	<i>Pinnularia acrosphaeria</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
109	Bacillariophyceae	<i>Pinnularia</i> sp.1	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
110	Bacillariophyceae	<i>Pinnularia</i> sp.2	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,3,4,5,6
111	Bacillariophyceae	<i>Pinnularia</i> sp.3	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,3,4,6
112	Bacillariophyceae	<i>Pinnularia</i> sp.4	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,3,4,6
113	Bacillariophyceae	<i>Pinnularia</i> sp.5	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1
114	Bacillariophyceae	<i>Sellaphora</i> sp.	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,3,4,5,6
115	Bacillariophyceae	<i>Stenopterobia delicatissima</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
116	Bacillariophyceae	<i>Stenopterobia schweickerdtii</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
117	Bacillariophyceae	<i>Surirella grunowii</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
118	Bacillariophyceae	<i>Surirella tenuissima</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
119	Bacillariophyceae	<i>Surirella</i> sp.1	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
120	Bacillariophyceae	<i>Surirella</i> sp.2	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,3,4,5,6
121	Bacillariophyceae	<i>Surirella</i> sp.3	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,3,4,5,6
122	Bacillariophyceae	<i>Surirella</i> sp.4	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1
123	Bacillariophyceae	<i>Ulnaria ulna</i>	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
124	Bacillariophyceae	<i>Ulnaria</i> sp.1	Diatomáceas	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,3,4,6
125	Euglenophyceae	<i>Cryptoglenas kujae</i>	Flagelados	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
126	Euglenophyceae	<i>Euglena</i> sp.	Flagelados	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
127	Euglenophyceae	<i>Lepocinclis fusiformis</i>	Flagelados	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
128	Euglenophyceae	<i>Phacus tortus</i>	Flagelados	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
129	Euglenophyceae	<i>Trachelomonas volvocinopsis</i>	Flagelados	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
130	Euglenophyceae	<i>Trachelomonas</i> sp.	Flagelados	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
131	Dinophyceae	<i>Ceratium furcoides</i>	Flagelados	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
132	Dinophyceae	<i>Parvodinium umbonatum</i>	Flagelados	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6



Nº	Classe	Espécies	Nome comum	Distribuição	Status	Áreas amostrais	Fase
133	Xanthophyceae	<i>Tribonema minor</i>	Flagelados	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
134	Chrysophyceae	<i>Mallomonas</i> sp.	Flagelados	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,6
135	Oedogoniophyceae	<i>Oedogonium</i> sp.	Filamentosa	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,3,4,5,6
136	Rotifera	<i>Brachionus angularis</i>	Rotífero	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
137	Rotifera	<i>Brachionus quadridentatus</i>	Rotífero	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2
138	Rotifera	<i>Cephalodella exigua</i>	Rotífero	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
139	Rotifera	<i>Keratella cochlearis</i>	Rotífero	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
140	Rotifera	<i>Keratella valga</i>	Rotífero	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5
141	Rotifera	<i>Lecane luna</i>	Rotífero	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
142	Rotifera	<i>Lecane pyriformis</i>	Rotífero	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,3,4,5,6
143	Rotifera	<i>Lecane sygnifera</i>	Rotífero	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,3,4,5,6
144	Rotifera	<i>Plationus patulus</i>	Rotífero	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
145	Rotifera	<i>Rotaria rotaria</i>	Rotífero	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
146	Rotifera	<i>Trichocerca bicristata</i>	Rotífero	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
147	Rotifera	<i>Trichocerca</i> sp.	Rotífero	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,3,4,5,6
148	Rotifera	<i>Trichocerca vernalis</i>	Rotífero	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,3,4,5,6
149	Cladocera	<i>Alona pulchella</i>	Microcrustáceo	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5
150	Copepoda	Náuplio	Microcrustáceo	Nat	IC	P1, P2, P3, P4	1,2,3,4,5,6
151	Amoebozoa	<i>Arcella</i> sp.	Tecameba	Nat	IC	P2	3,5
152	Amoebozoa	<i>Cyclopyxis</i>	Tecameba	Nat	IC	P2	3,5
153	Insecta	Orthocladiinae n.i.	Larva díptera	Nat	IC	P4	3,5
154	Insecta	<i>Chaoborus</i> sp.	Larva díptera	Nat	IC	P4	3,5

Legenda: Nat (espécie nativa do rio Paraná e de outros sistemas hidrográficos), End (espécie endêmica da Ecorregião do Alto Paraná), Exot (espécie introduzida, exótica), B (bioindicador), IC (interesse científico).

Considerando as cinco fases realizadas, as diatomáceas (Bacillariophyceae, 46,8% da densidade total registrada) e cianobactérias (Cyanophyceae, 19,3% da densidade total registrada) apresentaram a maior riqueza e densidade em todos os pontos amostrados, com menores valores para o inverno de 2024 (Fase 4), etapa de instalação (Figura 11). Larvas de insetos dípteros e protozoários foram registrados apenas no ponto Reservatório (P2), nas Fases 3 e 5.

Figura 11: Abundância total e relativa (%) dos principais grupos do fito e zooplâncton registrados na área de influência da CGH Santa Jacinta.

Grupo	Classes/Ordens	Pré-obra		Obra			Operação	Total	%
		jan/22	ago/22	fev/24	jul/24	mar/25	jul/25		
Fitoplâncton	<i>Bacillariophyceae</i>	16.905	16.377	14.323	10.241	12.711	9.264	79.821	47
Fitoplâncton	<i>Cyanophyceae</i>	6.417	8.507	5.676	3.995	4.346	3.873	32.814	19
Fitoplâncton	<i>Zygnemaphyceae</i>	4.523	7.139	3.838	2.607	3.578	2.328	24.013	14
Fitoplâncton	<i>Chlorophyceae</i>	3.774	3.659	3.357	2.434	3.149	2.284	18.657	11
Fitoplâncton	<i>Euglenophyceae</i>	1.393	1.100	1.213	972	1.135	912	6.725	4
Zooplâncton	<i>Rotifera</i>	1.345	1.379	1.188	607	1.072	336	5.927	3
Fitoplâncton	<i>Chrysophyceae</i>	184	881	149	120	0	110	1.444	1
Fitoplâncton	<i>Dinophyceae</i>	88	57	56	44	30	24	299	0
Fitoplâncton	<i>Xanthophyceae</i>	60	82	40	32	27	22	263	0
Fitoplâncton	<i>Oedogoniophyceae</i>	71	0	35	14	22	4	146	0
Zooplâncton	<i>Copepoda</i>	15	16	12	10	1	0	54	0
Zooplâncton	<i>Cladocera</i>	10	16	7	3	1	0	37	0
Zooplâncton	<i>Lobosa</i>	0	0	9	0	2	0	11	0
Zooplâncton	<i>Diptera</i>	0	0	5	0	3	0	8	0
<b>Fitoplâncton</b>		<b>33.415</b>	<b>37.802</b>	<b>28.687</b>	<b>20.459</b>	<b>24.998</b>	<b>18.821</b>	<b>164.182</b>	<b>96,45</b>
<b>Zooplâncton</b>		<b>1.370</b>	<b>1.411</b>	<b>1.221</b>	<b>620</b>	<b>1.079</b>	<b>336</b>	<b>6.037</b>	<b>3,55</b>
<b>Total Geral</b>		<b>34.785</b>	<b>39.213</b>	<b>29.908</b>	<b>21.079</b>	<b>26.077</b>	<b>19.157</b>	<b>170.219</b>	<b>100</b>



- **Parâmetros Ecológicos**

Os parâmetros ecológicos do fito e zooplâncton das campanhas realizadas em janeiro (F1) e agosto (F2) de 2022 e fevereiro (F3) e julho (F4) de 2024, e março (Fase 5) e julho (Fase 6) de 2025 indicaram maiores valores de diversidade para a fase de verão (F1) na etapa de pré-obra e maior riqueza na fase de verão (F3) na etapa de instalação (obra) (Tabela 10).

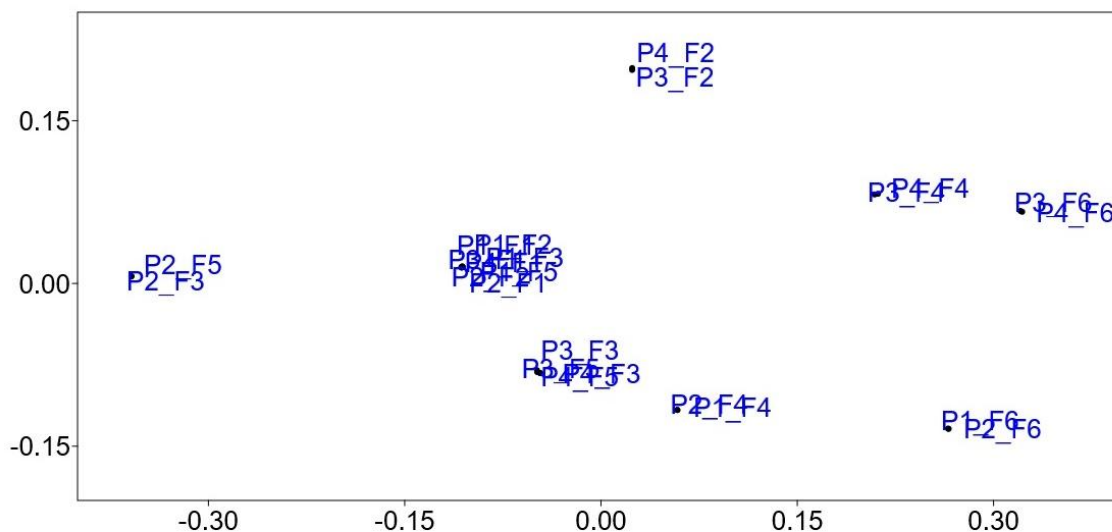
Tabela 10: Comparativo dos parâmetros ecológicos do plâncton registrado em cada campanha realizada.

Parâmetros	Pré-obra		Obra			Operação
	jan/22	ago/22	fev/24	jul/24	mar/25	jul/25
	VER	INV	VER	INV	VER	INV
Riqueza (espécies)	147	121	150	143	144	136
Abundância (indivíduos)	34.785	39.213	29.908	21.079	26.077	19.162
Dominância	0,013	0,013	0,0155	0,0158	0,0182	0,0178
Diversidade de Shannon (H)	4,608	4,466	4,508	4,472	4,369	4,358
Equitabilidade de Pielou (J)	0,923	0,931	0,895	0,901	0,878	0,886

- **Similaridade**

A análise de ordenamento multidimensional não métrico (NMDS) indicou maior nível de similaridade entre as amostragens realizadas nos pontos de montante (P1 e P2) e entre aquelas realizadas nos pontos de jusante (P3 e P4), com influência da sazonalidade (Figura 12).

Figura 12: Representação gráfica bidimensional de distribuição das amostragens do plâncton nos pontos amostrais na área de influência da CGH Santa Jacinta (P1, P2, P3 e P4) nas fases de janeiro (Fase 1) e agosto (Fase 2) de 2022 e fevereiro (F3) e julho (F4) de 2024 e março (F5) e julho (F6) de 2025 efetuada através da análise de escalonamento multidimensional não-métrico (NMDS).



- **Status de conservação e endemismo**

Não foram levantados táxons/espécies ameaçadas e endêmicas.

- **Espécies introduzidas**

Não foram levantados táxons/espécies exóticos.

- **Espécies bioindicadoras**



O plâncton, de forma geral, pode ser utilizado como bioindicador pelo fato de seus componentes apresentarem ciclo de vida curto e refletirem rapidamente as mudanças no meio, apresentarem grande diversidade e indicarem o estado trófico o ambiente (CHELLAPPA et al., 2009). O plâncton é representado por grupos filogeneticamente diversos, com diferentes características funcionais relacionadas à produtividade, ciclo de vida, sensibilidade ao ambiente e produção de toxinas, características indicadoras de mudanças ambientais em diferentes escalas (KRUK et al. 2017). Dentro os grupos registrados, as diatomáceas são bons indicadores biológicos da qualidade da água (WENGRAT et al. 2007), pois respondem prontamente às alterações ambientais (STEVENSON & PAN, 1999).

## 2.4 DISCUSSÃO

As coletas realizadas na fase de pré-obra, no verão (F1) e inverno (F2) de 2022, e na fase de instalação, no verão (F3) e inverno (F4) de 2024 e no verão (F5) e inverno (F6) de 2025 registraram 21 espécies de peixes pertencentes a nove famílias e quatro ordens. Dentre as ordens, as que apresentaram maiores riquezas foram Characiformes e Siluriformes e este padrão também foi observado para a bacia do rio Ivaí (VIANA et al. 2013). A participação desses grupos nas amostragens reflete a situação descrita para o Alto Paraná (LANGEANI et al. 2007; DAGOSTA et al., 2024) e para os rios Neotropicais (LOWE-McCONNELL 1999).

A riqueza obtida até o presente momento 4,7% da ictiofauna de toda a bacia do Alto Paraná (341 espécies de peixes, segundo DAGOSTA et al., 2024) e 17 % da ictiofauna da bacia do rio Ivaí. A ictiofauna amostrada apresentou predominância de espécies de ocorrência generalizada na bacia, como o lambari *Astyanax lacustris*, o lambari *Psalidodon fascitatus*, o saguiru *Cyphocharax modestus* e o cascudo *Hypostomus commersoni*. Apenas uma espécie exótica foi registrada, a tucuna *Gymnotus inaequilabiatus*.

Apesar da predominância de poucas espécies em toda a área de influência da CGH Santa Jacinta, a diversidade e a abundância da ictiofauna diferiram entre os pontos amostrais de montante (P1, P2) e jusante (P3, P4), fato relacionado com as preferências de cada espécie (características específicas do habitat), além da disponibilidade de alimento, sítios de reprodução e locais de refúgio (LOWE-McCONNELL, 1999). Além disso, como a vazão, temperatura e precipitação apresentam variações sazonais na região (DESTEFANI, 2005; BALDO, 2006), a composição e estrutura da ictiofauna apresentou diferenças entre as campanhas amostrais e etapas do empreendimento.

A amostragem da comunidade de macroinvertebrados bentônicos na área de estudo indicou a ocorrência de vários grupos taxonômicos, com elevada representatividade de insetos aquáticos, resultados frequentemente citados na literatura (ALLAN, 1995; MUGNAI et al., 2010). Foram registradas espécies indicadoras de ambientes pouco perturbados, entretanto a frequência e abundância do molusco exótico *Corbicula fluminea* foi significativa.

A riqueza registrada, mesmo que subestimada em razão da impossibilidade de identificação específica de grande parte das larvas e ninfas capturadas, representa uma parcela significativa dos macroinvertebrados bentônicos levantados com base em dados secundários para a região hidrográfica estudada.

A distribuição dos organismos ao longo das unidades amostrais estudadas de montante e jusante não foi homogênea, ou seja, foram observadas pequenas diferenças na riqueza e abundância de macroinvertebrados entre os ambientes lóticos de montante (P1, P2) e jusante (P3, P4)



amostrados. Estas diferenças indicam provavelmente a influência de fatores locais (características ambientais de cada local amostrado) e sazonais sobre a estruturação dessas comunidades.

Com relação ao fitoplâncton, os organismos da classe Bacillariophyceae foram dominantes nas amostragens. Esses organismos são chamados de diatomáceas e constituem um importante componente da biota dos ecossistemas aquáticos, apresentando ampla distribuição geográfica (cosmopolitas), ocorrendo tanto em ambientes dulcícolas como marinhos (BOLD & WYNNE, 1985). As diatomáceas se destacam entre os grupos de algas perifíticas encontradas em riachos, seja em relação à riqueza de espécies ou à abundância das populações (ALLAN, 2001).

Com relação ao zooplâncton, embora poucos organismos tenham sido coletados, este grupo foi representado principalmente por rotíferos, cladóceros e copépodos, protozoários e larvas de dípteros, com grande riqueza de Rotifera, padrão recorrente em ambientes aquáticos tropicais. As variações sazonais observadas na distribuição dos organismos podem ter relação com o regime pluviométrico, tendo em vista que este parâmetro parece ser um dos mais importantes fatores que controlam a distribuição, a abundância e a dinâmica sazonal do plâncton (TUNDISI, 1970).

De forma geral, embora as mudanças hidrodinâmicas na estrutura do habitat sejam responsáveis por alterações na composição da biota, a primeira (Fase 3), segunda (Fase 4), terceira (Fase 5) e quarta (Fase 6) fases realizadas na etapa de instalação do empreendimento (obra) não apresentaram diferenças marcantes na composição e estrutura das comunidades, considerando as fases da Etapa de pré-obra realizadas em 2022. Por outro lado, a composição da biota aquática apresentou variações entre os pontos amostrais de montante e jusante, indicando certa heterogeneidade entre os ambientes amostrados. As diferenças indicam a influência de fatores locais (vazão, tipo de substrato predominante, presença de vegetação marginal) sobre a estruturação dessas comunidades, incluindo a integridade ambiental dos ambientes.

As informações apresentadas neste relatório incrementam o atual conhecimento da biota aquática da região e indicam a necessidade de monitoramento das comunidades aquáticas em função da complexa estruturação espacial e temporal e da influência desses fatores sobre os parâmetros demográficos locais ao longo da implantação do empreendimento.



### 3. MONITORAMENTO DA FAUNA TERRESTRE

#### 3.1 DIPLOMAS LEGAIS

- Autorização Ambiental de Levantamento da Fauna nº 56684;
- Autorização Ambiental de Monitoramento de Fauna nº 59992;

#### 3.2 MATERIAIS E MÉTODOS

##### 3.2.1 AMOSTRAGEM DA FAUNA TERRESTRE

Conforme determinado pelas portarias/instruções normativas vigentes e considerando o porte do empreendimento, foram estabelecidas quatro áreas amostrais influenciadas pelo empreendimento para o monitoramento da fauna terrestre, a saber: uma área diretamente afetada pelo enchimento do reservatório do empreendimento (unidade amostral T01); uma área de influência direta no entorno da casa de força (unidade amostral T03); uma área de influência direta, correspondente ao trecho do rio com vazão reduzida (TVR; unidade amostral T02); e uma área de influência indireta, definida como área amostral controle (unidade amostral TCo).

Considerando os tamanhos dos remanescentes de vegetação nativa na área de influência do empreendimento, as áreas amostrais foram compostas por transectos com, no mínimo, 300 metros de extensão, utilizando-se trilhas já estabelecidas, com o objetivo de evitar novas interferências no meio natural. Essas trilhas foram compartilhadas por todos os grupos temáticos contemplados neste levantamento.

Cabe destacar que os transectos das unidades TCo e T01 foram alterados em relação ao plano original, em virtude da dificuldade de acesso a essas áreas e para que fossem compatíveis com as características ambientais observadas em T03. Além disso, foi adicionada uma nova área amostral (TVR ou T02) com o objetivo de avaliar uma potencial interferência da redução da vazão do rio, decorrente da instalação do empreendimento, sobre a fauna terrestre (Figura 13; Tabela 11).

Tabela 11: Coordenadas geográficas das áreas amostrais do monitoramento de fauna terrestre da CGH Santa Jacinta.

Ponto	Descrição	Área	Coordenadas UTM
Transecto 1 (T01)	Fauna Terrestre – Amostra 1 500 m	ADA	445449.75 m E 7263318.65 m S
Transecto 2 (T02)	Fauna Terrestre – Amostra 2 500 m TVR	AID	443672.00 m E 7264147.00 m S
Transecto 3 (T03)	Fauna Terrestre – Amostra 3 500 m Jusante da casa de força	AID	445801.00 m E 7264040.00 m S
Transecto Controle (TCo)	Fauna Terrestre – Controle 500 m Jusante (trecho lótico)	All	446171.00 m E 7264563.00 m S
Área de Soltura	Área de Soltura	-	445906.00 m E 7263704.00 m S



Figura 13: Áreas amostrais do monitoramento de faun terrestre ao longo da CGH Santa Jacinta.

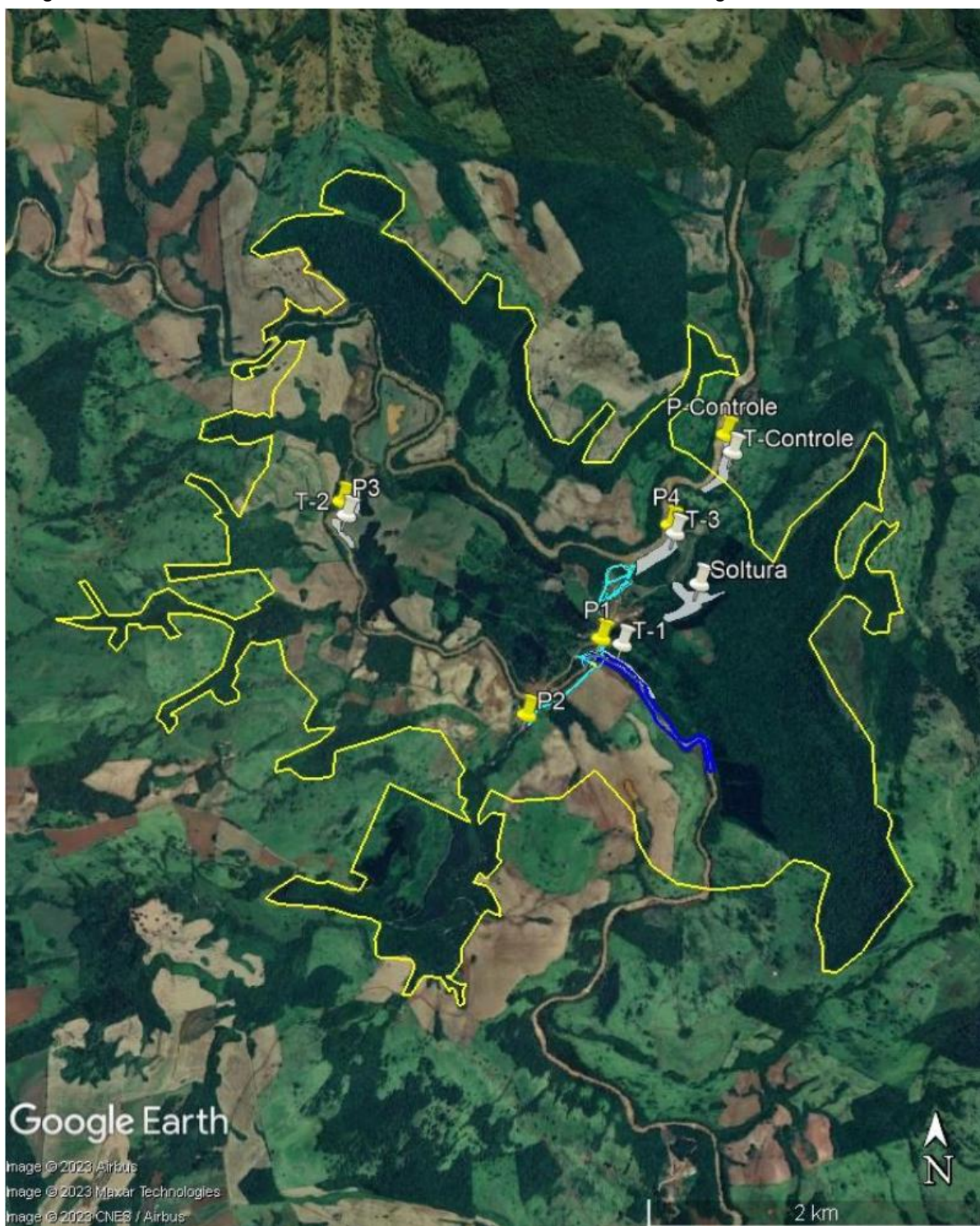


Figura 14. Ambiente nas áreas amostrais (T-1) da CGH Santa Jacinta.



Figura 15. Ambiente nas áreas amostrais (T-2) CGH Santa Jacinta.



Figura 16. Ambiente nas áreas amostrais (T-3) da CGH Santa Jacinta.



Figura 17. Ambiente nas áreas amostrais (T-Control) da CGH Santa Jacinta



### 3.2.1.1 AVIFAUNA

Foi utilizado o censo com lista MacKinnon e o censo por ponto fixo para o monitoramento das aves na área do empreendimento. O primeiro método é baseado em registros visuais e auditivos realizados de forma não sistematizada quanto ao traçado ou esforço de tempo, permitindo ao técnico explorar diversos ambientes dentro da área de estudo. As listas são formadas consecutivamente a cada 10 espécies registradas, sendo que cada lista representa uma amostra, podendo repetir espécies já registradas em outras listas (RIBON, 2010). Dessa forma, este método resulta em um alto número de amostras quando comparado a outros, possibilitando a geração de uma curva de acúmulo de espécies (O'DEA et al., 2004) e a estimativa da riqueza por meio de análises não paramétricas (MAGURRAN, 2013).

Já o censo por ponto fixo permite a obtenção de dados quantitativos (BIBBY, 1993), possibilitando análises de diversidade que consideram a abundância de indivíduos, além de caracterizar a composição taxonômica do local por meio do Índice Pontual de Abundância (IPA). Foram realizados cinco pontos de contagem em cada sítio amostral, sendo ao menos um deles localizado na margem do rio para análise da comunidade de aves aquáticas. Os pontos fixos apresentavam uma distância mínima aproximada de 200 metros entre si, e, em cada ponto, o ornitólogo permaneceu por 12 minutos consecutivos registrando todas as aves que se manifestavam vocalmente ou que se expunham visualmente dentro de um raio pré-estipulado de 50 metros. Cada ponto fixo foi amostrado em uma ocasião por campanha. O número de indivíduos de cada espécie também foi anotado.

Para auxiliar a aplicação dos métodos, foi utilizado o recurso de **playback** como forma de atrair espécies esperadas para o local avaliado. Para isso, foram utilizados arquivos sonoros e um amplificador portátil para reproduzir vocalizações características da espécie-alvo, permitindo avaliar a presença ou ausência da espécie no ambiente. Além disso, sempre que possível, foram realizados registros fotográficos das espécies observadas, servindo também como apoio à identificação taxonômica em casos de dúvidas.

Figura 18: Amostragem da avifauna na Área Diretamente Afetada da CGH Santa Jacinta.



As amostragens foram realizadas em trilhas pré-existentes ao longo de três dias consecutivos, no período matutino, entre 5h30 e 11h00, e no período vespertino, entre 14h00 e 18h00. Para auxílio na identificação, foram utilizados binóculos, gravador digital e equipamento fotográfico.



A nomenclatura taxonômica, o endemismo em nível nacional e o comportamento migratório seguiram como referência Pacheco et al. (2021). Como fontes de consulta, foi utilizada literatura especializada (SICK, 1997; LA PEÑA & RUMBOLL, 1998; NAROSKY & YZURIETA, 2003; MATA et al., 2006; RIDGELY & TUDOR, 2009; VAN PERLO, 2009). A avaliação das espécies ameaçadas ou quase ameaçadas de extinção será realizada em nível estadual, conforme o Decreto nº 6040/2024 do estado do Paraná, e em nível nacional, conforme ICMBio (2018).

### 3.2.1.2 ENTOMOFAUNA COM FOCO EM ABELHAS

No plano original, os métodos propostos englobavam os Hymenoptera como um todo (formigas e abelhas). No entanto, foram aplicadas metodologias específicas de coleta ativa com rede entomológica, pratos-armadilha e iscas aromáticas, técnicas comumente utilizadas para a amostragem de abelhas. Dessa forma, o plano de trabalho proposto para o monitoramento da entomofauna foi adaptado para focar exclusivamente nas abelhas, uma vez que esse grupo, além de apresentar maior disponibilidade de informações taxonômicas, desempenha um papel relevante na prestação de serviços ecossistêmicos e apresenta elevada sensibilidade a pequenas alterações ambientais. Portanto, os possíveis impactos decorrentes do empreendimento são melhor avaliados utilizando este grupo como bioindicador.

A coleta ativa de abelhas foi realizada com o auxílio de uma rede entomológica, com tempo de amostragem determinado, conforme protocolo proposto por Sakagami et al. (1967) e mantido por diversos autores (CARDOSO & GONÇALVES, 2018; MARTINS et al., 2013). A amostragem foi conduzida a passos lentos em áreas com vegetação herbáceo-arbustiva, habitat ideal para a coleta de abelhas em flores. As coletas ocorreram entre 09h00 e 16h00, período correspondente ao pico de atividade das abelhas. Cada área foi amostrada por três horas ao longo da campanha, sendo uma hora por unidade amostral por dia. Em cada planta florida, foram realizadas observações focais e coletas com duração entre um e dez minutos, dependendo da intensidade de forrageamento das abelhas (adaptado de SAKAGAMI et al., 1967). As abelhas capturadas foram sacrificadas em frascos mortíferos com acetato de etila e acondicionadas em sacos de papel. Posteriormente, os espécimes foram montados, etiquetados e identificados em laboratório. Indivíduos de *Apis mellifera* foram apenas contabilizados, dada a facilidade de identificação em campo (KRUG & ALVES-DOS-SANTOS, 2008).

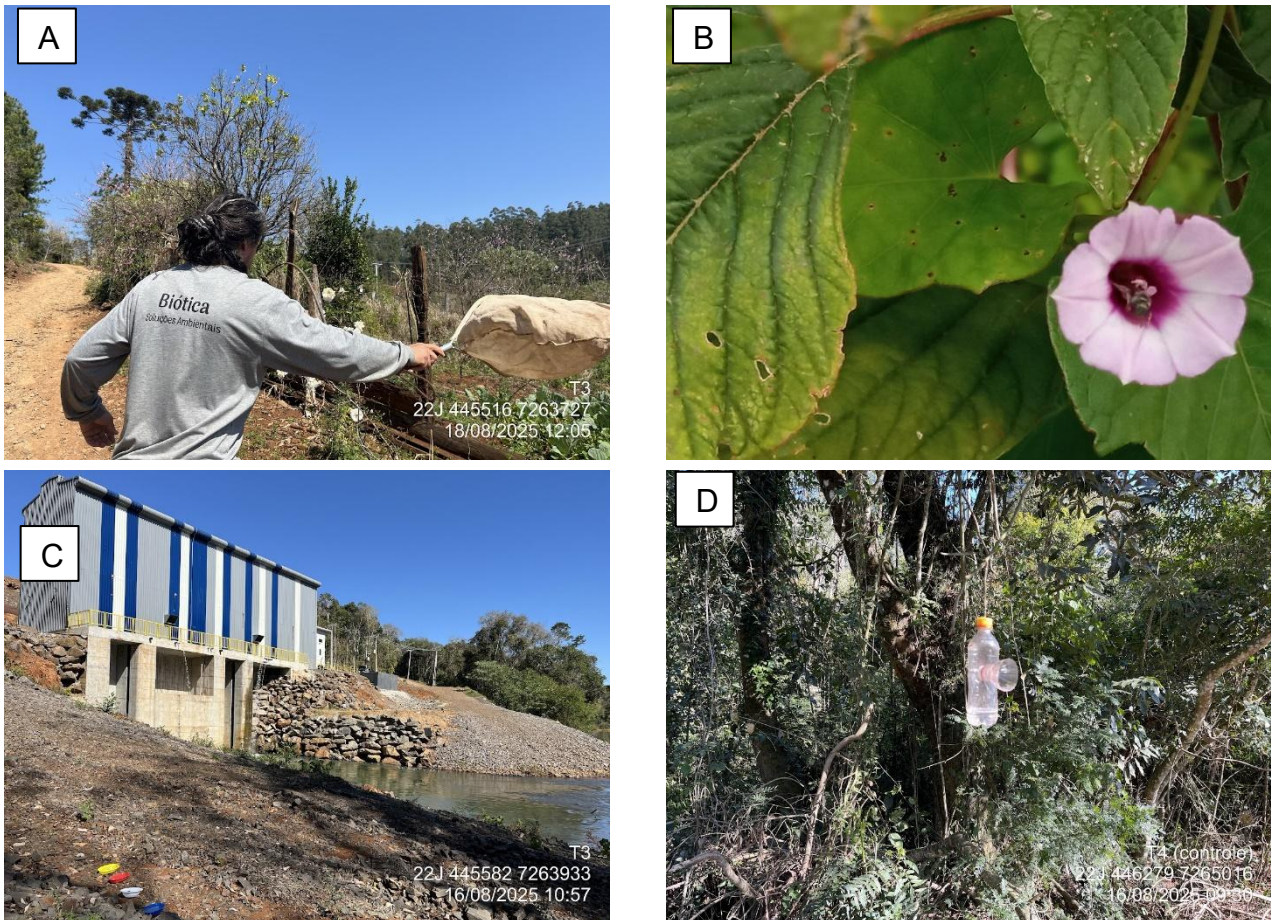
Os pratos-armadilha, também conhecidos como *pan traps* ou armadilhas de Moericke, consistem em pratos plásticos coloridos preenchidos com água e uma gota de detergente (KRUG & ALVES-DOS-SANTOS, 2008). Para cada área amostral, foram instaladas três linhas com quatro pratos coloridos, totalizando 12 pratos-armadilha por unidade amostral. As armadilhas foram posicionadas ao nível do solo, em áreas abertas ou bordas de mata, com espaçamento de um metro entre elas. Permaneceram em campo por três dias consecutivos. As abelhas capturadas foram acondicionadas em sacos de papel até sua montagem, etiquetagem e identificação em laboratório.

A isca aromática é um método de coleta passiva, originalmente proposto por Campos et al. (1989) e posteriormente testado por Sydney e Gonçalves (2015). Esse método consiste na captura de abelhas da tribo Euglossini, por meio de armadilhas confeccionadas com garrafas PET contendo uma ou duas aberturas laterais com cones invertidos, os quais facilitam a entrada e dificultam a saída das abelhas atraídas. No interior da armadilha, foi colocado um chumaço de algodão embebido em essências atrativas. Foram utilizadas três garrafas PET pequenas com uma abertura em cada área amostral. As essências utilizadas foram eugenol, eucaliptol e vanilina, diluídas em aproximadamente 150 ml de água com uma gota de detergente. As armadilhas foram instaladas



em áreas florestais, espaçadas cerca de 50 metros entre si e a uma altura de 1,5 a 2 metros do solo. Estas armadilhas permaneceram em campo por três dias consecutivos nas áreas amostrais.

Figura 19: Métodos de amostragem empregados no monitoramento da entomofauna, foco em abelhas, da CGH Santa Jacinta.



Legenda: Coleta ativa (A, B), pratos-armadilha (C) e isca de cheiro (D).

### 3.2.1.3 HERPETOFAUNA

A amostragem da herpetofauna constitui-se de dois métodos sistematizados, sendo eles a procura limitada por tempo (PLT) e amostragem em sítio de reprodução (ASR). A PLT foi realizada ao longo dos transectos bem como nas áreas de entorno das unidades amostrais. O esforço amostral foi de 1h no período diurno e noturno durante três dias através de caminhamentos com inspeção de diferentes ambientes como folhíço, tocas, troncos e pedras (CAMPBELL & CHRISTMAN, 1982). Desta maneira, o esforço amostral por área foi de 6h/área por campanha.

A amostragem em sítio de reprodução consiste na localização destes ambientes e identificação dos espécimes seja pelo registro visual ou através da vocalização dos anuros. Deste modo, foram contabilizados todos os indivíduos visualizados ou escutados durante a aplicação do método. Importante destacar que os horários de visita aos sítios de vocalização foram realizados de forma alternada, uma vez que algumas espécies vocalizam ou mais cedo ou mais tarde. As visitas ocorreram entre às 19 – 22h ao longo de três dias por campanha.

Além dos métodos acima, foram considerados aqueles não sistematizados em que não é seguido um padrão de amostragem, como por exemplo, os registros ocasionais de espécimes



atropelados durante os deslocamentos em campo, os registros realizados por terceiros e as entrevistas com moradores da região de estudo. Esses encontros ocasionais fora das áreas de amostragem ou os relatos de ocorrência de espécies, quando possível confirmação de identificação, auxiliam na confecção da lista de espécies para a região, porém não são considerados para fins de parâmetros entre as áreas amostrais.

Por fim, foi seguida a nomenclatura taxonômica de acordo com as listas propostas pela “Sociedade Brasileira de Herpetologia 2021” (ver SEGALLA et al., 2021 e COSTA et al., 2022). Para a categorização do nível de ameaçada para as espécies registradas, foram consultadas as listas publicadas no Decreto nº 6040/2024 do estado do Paraná e a Resolução nº 8, de 8 de dezembro de 2021 (MMA, 2021). Para a consulta das espécies endêmicas foram utilizadas as bibliografias de Haddad et al. (2013) e Rossa-Feres et al. (2017) para anfíbios e Monteiro Filho e Conte (2017) para herpetofauna como um todo.

Figura 20: Sítios de reprodução de anuros amostrados nas áreas diretamente (esquerda) e indiretamente (direita) afetadas no monitoramento da herpetofauna da CGH Santa Jacinta.



### 3.2.1.4 MASTOFAUNA

A mastofauna é dividida em três grupos (alados, pequenos mamíferos e médios e grandes mamíferos) para os quais foram utilizadas diferentes metodologias de captura e coleta de dados. Deste modo, foram utilizados os métodos de redes de neblina, armadilhas fotográficas, Sherman, Tomahawk, busca ativa bem como registros ocasionais.

Para a execução do método de estudo da mastofauna de médio e grande porte, foi utilizado a busca ativa ao longo de transectos e trilhas pré-existentes nas unidades amostrais com fim de realizar registros indiretos e diretos. Para registros indiretos foram considerados a presença de vestígios de fezes, pelagens e rastros. Enquanto registros diretos foram através de avistamentos. O trajeto foi percorrido de forma lenta para evitar espantar os indivíduos da mastofauna com uma pausa de 10 minutos ao longo do transecto. A busca ativa ocorreu no período diurno (08h às 12h) e noturno (18h às 22h) durante 3 dias, perfazendo 6 horas/campanha por área amostral. Registros ocasionais foram considerados apenas para compor a lista de espécies da região, estes foram considerados durante o deslocamento entre as áreas ou em estradas e rodovias.

Também foram utilizadas armadilhas fotográficas como método adicional. No total, foram utilizadas quatro armadilhas fotográficas. De forma a atrair os espécimes da região nos locais onde as câmeras foram instaladas foi ceivado com sal grosso, pedaços de bacon e paçoca. Este



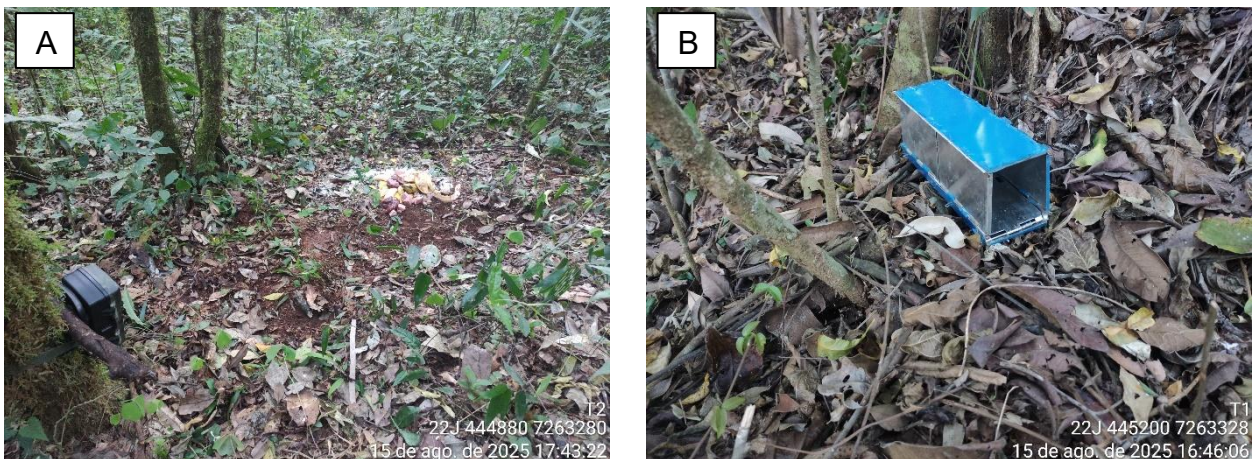
método levanta a imagem do animal que passar no raio de sua atuação, facilitando a identificação do animal, além de não causar o estresse da captura do mesmo (THOMAS & MIRANDA, 2004). As armadilhas foram instaladas em áreas que constituem rotas potenciais de deslocamentos dos animais como trilhas e ambientes próximos a cursos d'água (Figura 12), sendo fixadas nos troncos de árvores em altura média de 60 cm do chão (AURICCHIO & SALOMÃO, 2002). O equipamento foi mantido em funcionamento por 24 horas/dia, durante três dias em cada ponto de amostragem.

Para os pequenos mamíferos foram instaladas armadilhas Tomahawk e Sherman ao longo dos transectos. Foram utilizadas 20 armadilhas de aço galvanizado por área, sendo 10 armadilhas no modelo Sherman (31 x 08 x 09 cm) para mamíferos de pequeno porte e 10 armadilhas no modelo Tomahawk (50 x 21,5 x 20,5 cm) para mamíferos de pequeno e médio porte. As armadilhas foram armadas por um período 24 horas/dia durante 3 dias, totalizando 1.440 horas de amostragem por área. As armadilhas foram revisadas duas vezes ao dia, uma no amanhecer e outra no período noturno. A instalação das armadilhas foi feita em locais estratégicos de passagem de animais, com o objetivo de capturar as espécies com ocorrência na área do empreendimento. Para atrair os animais para perto da armadilha, foram utilizadas iscas variadas (sardinha, bacon, banana e paçoca).

Para amostragem de morcegos (mamíferos alados) foi usado redes de neblina de 6x3 metros em cada área amostral (PEDRO & TADDEI, 1997; STRAUBE & BIANCONI, 2007). As redes de neblinas foram fixadas por meio de cordas presas em hastes de alumínio. As redes foram instaladas durante o entardecer (noturno), permanecendo abertas por um período de 5 horas/dia, durante três dias, tendo um esforço amostral de 15 horas/rede para cada área e campanha ou, considerando a área de rede, o esforço amostral foi de 270m<sup>2</sup>h (6m x 3m x 5h x 3 dias) por área amostral (STRAUBE & BIANCONI, 2007). As redes foram revisadas a cada 30 minutos. Após o término, as redes eram fechadas e abertas no dia seguinte.

Por fim, foi seguida a nomenclatura proposta em Abreu-Jr et al. (2020). Com relação a categoria de ameaça, foi consultada a Resolução nº 8, de 8 de dezembro de 2021 (MMA, 2021) para nível nacional. Para nível estadual, foi consultado o Decreto nº 6040/2024 do estado do Paraná. As espécies foram classificadas em nove grupos: LC (*Least Concern*) - segura ou pouco preocupante; NT (*Near Threatened*) - quase ameaçada; VU (*Vulnerable*) - vulnerável; EN (*Endangered*) - em perigo; CR (*Critically Endangered*) - criticamente em perigo; EW (*Extinct in the Wild*) - extinta da natureza; EX (*Extinct*) - extinta; DD (*Data Deficient*) - dados insuficientes; NC (não consta); e NE (não avaliada).

Figura 21: Métodos de amostragem empregados no monitoramento da mastofauna da CGH Santa Jacinta.





Legenda: Armadilhas fotográfica (A), armadilhas tipo Sherman (B), Tomahawk (C) e rede de neblina (D).

### 3.2.2 ANÁLISES DOS DADOS

Foram utilizados os índices de diversidade de Shannon-Wiener, Dominância de Simpson, Equitabilidade de Pielou, para todos os grupos de fauna para quando se atingiu amostragem suficiente (MAGURRAN, 2013). Para avaliar a suficiência amostral, utilizou-se a curva do coletor. A curva do coletor, ou curva de acumulação de espécies, demonstra se esforço amostral é representativo o suficiente para apontar todas as espécies de determinada área com a partir de amostras (hora; dias; ambientes; listas de Mackinon; indivíduos e etc.) que sejam relativamente homogêneos no tempo e no espaço (COLWELL & CODDINGTON, 1994). O índice de Shannon-Wiener ( $H'$ ) é baseado na teoria da informação e é uma medida de heterogeneidade. Suas premissas partem de que em uma amostra (comunidade) infinitamente grande os indivíduos são amostrados de forma aleatória bem como todas as espécies são representadas. Sua fórmula é:

$$H' = - \sum p_i \ln p_i$$

onde  $p_i$  é a proporção de indivíduos encontrados na  $i$ -ésima espécie.

Já a Equitabilidade de Pielou ( $J'$ ) é um índice de uniformidade e se baseia em derivações do índice de Shannon-Wiener, uma vez que é possível derivar a diversidade máxima a partir deste último índice ( $H_{\max}$ ), onde considera-se que todas as espécies tivessem igual abundância. A partir disso, obtém-se a fórmula que deriva a Equitabilidade de Pielou:

$$J = H' / H'_{MAX}$$

A Dominância de Simpson ( $D$ ) é considerada uma das medidas de diversidade robustas, uma vez que captura a variância da distribuição da abundância das espécies. Assim, o índice não é afetado drasticamente pela riqueza, porém conforme  $D$  aumenta a diversidade diminui, uma vez que é fortemente afetado pela espécie mais abundante (dominante). Inicialmente temos equação:

$$D_s = 1 - \frac{\sum n_i(n_i - 1)}{N(N - 1)}$$

onde:  $n_i$  é o número de indivíduos de cada espécie e  $N$  é o número de indivíduos. Posteriormente para representar este índice usa-se a expressão  $1 - D$  ou  $1 / D$ .

Para aves, além das métricas acima, podemos calcular o índice pontual de abundância, que determina a proporção do número de indivíduos em que a espécie foi observada em relação



ao número total de pontos amostrados durante o levantamento, o que permite concluir se uma espécie tende a ser abundante ou rara (BIBBY, 1993).

$$IPA = \left( \frac{N_{ob}}{N_p} \right) \times 100$$

onde: IPA é o índice pontual de abundância,  $N_{ob}$  é o número de observações de cada espécie e  $N_p$  é o número total de pontos-fixos amostrados.

Por fim, também será utilizado o índice de Similaridade (Sorensen, 1948), quando cabível. A fórmula é:

$$I_s = \frac{2S_{ab}}{S_a + S_b}$$

onde  $S_{ab}$  é o número de espécies comuns aos locais a e b,  $S_a$  é o número de espécies do local a e  $S_b$  é o número de espécies do local b.

### 3.3 RESULTADOS

Até o presente momento já foram realizadas 6 campanhas de monitoramento de fauna na região, sendo 2 de levantamento, no pré-obra (janeiro e agosto de 2022), e 3 durante a instalação do empreendimento (janeiro e agosto de 2024 e fevereiro e agosto de 2025).

Dessa forma, o que se apresenta na sequência são os resultados das seis campanhas executadas, sendo duas no pré-obra, três durante as obras da CGH Santa Jacinta e uma durante a operação, denominadas por PO1 e PO2 as pré-obra, e LI1, LI2 e LI3 as durante as obras e LO1 a durante a operação.

#### 3.3.1 AVIFAUNA

Durante as seis campanhas de monitoramento — duas de pré-obra, três durante a fase de instalação e uma na fase de operação — foram identificadas 205 espécies de aves, distribuídas em 50 famílias e 23 ordens (Tabela 12).

Esses valores representam cerca de 24% das espécies registradas para o estado do Paraná (SHERER-NETO et al., 2011) e 8% da avifauna brasileira (PACHECO et al., 2021).

As famílias com maior número de representantes foram Tyrannidae e Thraupidae, com 25 e 22 espécies, respectivamente. Ambas pertencem à ordem Passeriformes, cujo total registrado corresponde a aproximadamente dois terços das espécies observadas no presente estudo (123 espécies). Esses resultados são comuns em levantamentos ecológicos no Neotrópico, sendo Tyrannidae a família com maior número de táxons nessa ecorregião (BILLERMAN et al., 2020).

Foram registrados quatro novos táxons na terceira campanha de LI e 16 novos registros na primeira campanha de LO, com destaque para *Spizaetus tyrannus* (gavião-pega-macaco) e *Tigrisoma lineatum* (socó-boi). A primeira é uma espécie florestal de grande porte, enquanto a segunda possui hábitos aquáticos e é considerada rara em ambientes de Floresta Ombrófila Mista (BILLERMAN et al., 2020)



Tabela 12: Lista de espécies de aves registradas nas campanhas do monitoramento de fauna e os respectivos status de conservação (a nível estadual, nacional e global) da CGH Santa Jacinta.

Táxon	Nome-comum	Dist	UA	Camp	PR	B R
<b>Accipitriformes</b>						
<b>Accipitridae</b>						
<i>Accipiter striatus</i>	tauató-miúdo	BR	T-3;T-Co	LI1;LO1		
<i>Elanoides forficatus</i>	gavião-tesoura	BR, VA (N)	T-1;T-3	PO1;LI3		
<i>Geranospiza caerulescens</i>	gavião-pernilongo	BR	T-3	LI3		
<i>Leptodon cayanensis</i>	gavião-gato	BR	T-1;T-3	PO2;LI2;LO1		
<i>Rupornis magnirostris</i>	gavião-carijó	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<i>Spizaetus tyrannus</i>	gavião-pega-macaco	BR	T-1	LO1		VU
<b>Anseriformes</b>						
<b>Anatidae</b>						
<i>Amazonetta brasiliensis</i>	marreca-ananaí	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LO1		
<i>Cairina moschata</i>	pato-do-mato	BR	T-3;T-Co	LI2;LO1		
<b>Apodiformes</b>						
<b>Apodidae</b>						
<i>Chaetura meridionalis</i>	andorinhão-do-temporal	BR	T-2	LO1		
<b>Trochilidae</b>						
<i>Anthracothorax nigricollis</i>	beija-flor-de-veste-preta	BR	T-2	LI1		
<i>Chlorostilbon lucidus</i>	besourinho-de-bico-vermelho	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;LI1;LI3		
<i>Chrysuronia versicolor</i>	beija-flor-de-banda-branca	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	LI1;LI2;LO1		
<i>Florisuga fusca</i>	beija-flor-preto	BR	T-1;T-2	LI1		
<i>Leucochloris albicollis</i>	beija-flor-de-papo-branco	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI3;LO1		
<i>Phaethornis eurynome</i>	rabo-branco-de-garganta-rajada	BR	T-2	LI1		
<i>Stephanoxis loddigesii</i>	beija-flor-de-topete-azul	BR	T-1;T-Co	LI1;LI3		
<i>Thalurania glaucopsis</i>	beija-flor-de-fronte-violeta	BR	T-1;T-3;T-Co	PO2;LI2		
<b>Caprimulgiformes</b>						
<b>Caprimulgidae</b>						
<i>Lurocalis semitorquatus</i>	tuju	BR	T-1	PO1		
<i>Nyctidromus albicollis</i>	bacurau	BR	T-1;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<b>Cathartiformes</b>						
<b>Cathartidae</b>						
<i>Cathartes aura</i>	urubu-de-cabeça-vermelha	BR, VA (N)	T-1;T-3	LI3;LO1		
<i>Coragyps atratus</i>	urubu-preto	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI2;LI3;LO1		
<b>Charadriiformes</b>						
<b>Charadriidae</b>						
<i>Vanellus chilensis</i>	quero-quero	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<b>Columbiformes</b>						
<b>Columbidae</b>						
<i>Columbina squammata</i>	rolinha-fogo-apagou	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<i>Columbina talpacoti</i>	rolinha-roxa	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<i>Leptotila rufaxilla</i>	juritide-testa-branca	BR	T-2;T-Co	LI1;LI2		
<i>Leptotila verreauxi</i>	juritide-pupu	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<i>Patagioenas cayennensis</i>	pomba-galega	BR	T-1;T-2;T-Co	PO2;LI1;LI3		
<i>Patagioenas picazuro</i>	pomba-asa-branca	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<i>Zenaida auriculata</i>	avoante	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;LI1;LI2;LI3;LO1		
<b>Coraciiformes</b>						
<b>Alcedinidae</b>						
<i>Chloroceryle amazona</i>	martim-pescador-verde	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<i>Chloroceryle americana</i>	martim-pescador-pequeno	BR	T-1;T-2	LO1		
<i>Megaceryle torquata</i>	martim-pescador-grande	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<b>Momotidae</b>						
<i>Baryphthengus ruficapillus</i>	juruva	BR	T-3;T-Co	PO1;PO2;LI2		
<b>Cuculiformes</b>						
<b>Cuculidae</b>						
<i>Crotophaga ani</i>	anu-preto	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;LI1;LI3;LO1		
<i>Crotophaga major</i>	anu-coroca	BR	T-3;T-Co	LI1;LI3		
<i>Dromococcyx phasianellus</i>	peixe-frito	BR	T-1	PO1		
<i>Guira guira</i>	anu-branco	BR	T-1;T-3	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		



Táxon	Nome-comum	Dist	UA	Camp	PR	B R
<i>Playa cayana</i>	alma-de-gato	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO2;LI1;LI2;LO1		
<i>Tapera naevia</i>	saci	BR	T-1;T-3	PO1;PO2		
<b>Falconiformes</b>						
<b>Falconidae</b>						
<i>Caracara plancus</i>	carcará	BR	T-1;T-3;T-Co	PO2;LI2;LI3;LO1		
<i>Falco femoralis</i>	falcão-de-coleira	BR	T-2	LI1		
<i>Falco sparverius</i>	quiriquiri	BR	T-1	LI3		
<i>Micrastur semitorquatus</i>	falcão-relógio	BR	T-1;T-3	LI2;LI3;LO1		
<i>Milvago chimachima</i>	carrapateiro	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<b>Galbuliformes</b>						
<b>Bucconidae</b>						
<i>Nystalus chacuru</i>	joão-bobo	BR	T-3;T-Co	LI1;LI3;LO1		
<b>Galliformes</b>						
<b>Cracidae</b>						
<i>Penelope obscura</i>	jacuguacu	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<b>Gruiformes</b>						
<b>Rallidae</b>						
<i>Aramides saracura</i>	saracura-do-mato	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI3;LO1		
<i>Pardirallus nigricans</i>	saracura-sanã	BR	T-1	LI2		
<b>Nyctibiiformes</b>						
<b>Nyctibiidae</b>						
<i>Nyctibius griseus</i>	urutau	BR	T-1;T-3;T-Co	PO1;LI3		
<b>Passeriformes</b>						
<b>Cardinalidae</b>						
<i>Cyanoloxia brissonii</i>	azulão	BR	T-2;T-Co	PO1;LI1		
<i>Cyanoloxia glaucocerulea</i>	azulinho	BR	T-2	LO1		
<b>Conopophagidae</b>						
<i>Conopophaga lineata</i>	chupa-dente	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<b>Corvidae</b>						
<i>Cyanocorax chrysops</i>	gralha-piçaca	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<b>Dendrocolaptidae</b>						
<i>Campylorhamphus falcularius</i>	arapaçu-de-bico-torto	BR	T-2	LI2		
<i>Dendrocolaptes platyrostris</i>	arapaçu-grande	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO2;LI1;LI2;LO1		
<i>Sittasomus griseicapillus</i>	arapaçu-verde	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<i>Xiphorhynchus fuscus</i>	arapaçu-rajado	BR	T-2;T-3;T-Co	LI1;LI3;LO1		
<b>Formicariidae</b>						
<i>Chamaeza campanisona</i>	tovaca-campainha	BR	T-3	LO1		
<b>Fringillidae</b>						
<i>Euphonia chalybea</i>	cais-cais	BR	T-1;T-2;T-3	LI1;LI2;LI3;LO1		
<i>Euphonia chlorotica</i>	fim-fim	BR	T-1;T-3;T-Co	PO1;PO2;LO1		
<i>Euphonia pectoralis</i>	ferro-velho	BR	T-3	LI1		
<i>Spinus magellanicus</i>	pintassilgo	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<b>Furnariidae</b>						
<i>Clibanornis dendrocolaptoides</i>	cisqueiro	BR	T-2	LI1	n.c	LC
<i>Cranioleuca obsoleta</i>	arredio-oliváceo	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<i>Cranioleuca pallida</i>	arredio-pálido	BR, En	T-2	LI2		
<i>Dendroma rufa</i>	limpa-folha-de-testa-baia	BR	T-2;T-3;T-Co	PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<i>Furnarius rufus</i>	joão-de-barro	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<i>Heliobletus contaminatus</i>	trepadorzinho	BR	T-3;T-Co	PO1;PO2;LI2		
<i>Leptasthenura setaria</i>	grimpeiro	BR	T-1;T-2	LI1;LI2		
<i>Lochmias nematura</i>	joão-porca	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	LI1;LI2;LI3;LO1		
<i>Synallaxis cinerascens</i>	pi-puí	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<i>Synallaxis ruficapilla</i>	pichororé	BR	T-1;T-2;T-3	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		



Táxon	Nome-comum	Dist	UA	Camp	PR	B R
<i>Synallaxis spixi</i>	joão-teneném	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<i>Syndactyla rufosuperciliata</i>	trepador-quiete	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO2;LI1;LI2;LI3		
<b>Hirundinidae</b>						
<i>Progne chalybea</i>	andorinha-grande	BR	T-3	PO1;LI1;LO1		
<i>Pygochelidon cyanoleuca</i>	andorinha-pequena-de-casa	BR, VI (S)	T-1;T-3	LI1;LI2;LI3;LO1		
<i>Stelgidopteryx ruficollis</i>	andorinha-serradora	BR	T-1;T-2;T-3	LI1;LI2;LO1		
<i>Tachycineta albiventer</i>	andorinha-do-rio	BR	T-1;T-3	LO1		
<i>Tachycineta leucorrhoa</i>	andorinha-de-sobre-branco	BR	T-3	LI1;LI3		
<b>Icteridae</b>						
<i>Agelaioides badius</i>	asa-de-telha	BR	T-1;T-3	PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<i>Cacicus chrysopterus</i>	tecelão	BR	T-1;T-2;T-3	PO1;PO2;LI1;LI2;LO1		
<i>Cacicus haemorrhous</i>	guaxe	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<i>Gnorimopsar chopi</i>	pássaro-preto	BR	T-2;T-3	PO1;PO2;LI2;LO1		
<i>Molothrus bonariensis</i>	chupim	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI2;LI3;LO1		
<i>Pseudoleistes guirahuro</i>	chupim-do-brejo	BR	T-1;T-3	PO1;LI3		
<b>Mimidae</b>						
<i>Mimus saturninus</i>	sabiá-do-campo	BR	T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<b>Parulidae</b>						
<i>Basileuterus culicivorus</i>	pula-pula	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<i>Geothlypis aequinoctialis</i>	pia-cobra	BR	T-1;T-2;T-Co	PO1;LI1		
<i>Myiothlypis leucoblephara</i>	pula-pula-assobiador	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<i>Setophaga pitaiyumi</i>	mariquita	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<b>Passerellidae</b>						
<i>Ammodramus humeralis</i>	tico-tico-do-campo	BR	T-1	LO1		
<i>Zonotrichia capensis</i>	tico-tico	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<b>Pipridae</b>						
<i>Chiroxiphia caudata</i>	tangará	BR	T-1;T-3	PO1;PO2;LI2		
<b>Platyrinchidae</b>						
<i>Platyrinchus mystaceus</i>	patinho	BR	T-1;T-2	LI1;LO1		
<b>Rhynchocyclidae</b>						
<i>Corythopsis delalandi</i>	estalador	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI3;LO1		
<i>Hemitriccus obsoletus</i>	catraca	BR	T-2	LO1		
<i>Leptopogon amaurocephalus</i>	cabeçudo	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<i>Mionectes rufiventris</i>	abre-asa-de-cabeça-cinza	BR	T-3	PO1		
<i>Phylloscartes ventralis</i>	borboletinha-do-mato	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO2;LI2;LI3;LO1		
<i>Poecilotriccus plumbeiceps</i>	tororó	BR	T-1;T-2	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<i>Todirostrum cinereum</i>	ferreirinho-relógio	BR	T-3;T-Co	PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<i>Tolmomyias sulphurescens</i>	bico-chato-de-orelha-preta	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<b>Thamnophilidae</b>						
<i>Drymophila malura</i>	choquinha-carijó	BR	T-1;T-2;T-Co	LI2;LI3;LO1		
<i>Drymophila rubricollis</i>	choquinha-dublê	BR	T-1;T-2	PO2;LO1		
<i>Dysithamnus mentalis</i>	choquinha-lisa	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO2;LI1;LI2;LO1		
<i>Hypoedaleus guttatus</i>	chocão-carijó	BR	T-1;T-3;T-Co	PO2;LI1;LI3;LO1		
<i>Mackenziaena leachii</i>	borralhara-assobiadora	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	LI3;LO1		
<i>Mackenziaena severa</i>	borralhara	BR	T-1;T-2	PO2;LI1;LI2		
<i>Pyriglena leucoptera</i>	papa-taoca-do-sul	BR	T-3;T-Co	LI2;LO1		
<i>Thamnophilus caerulescens</i>	choca-da-mata	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		



Táxon	Nome-comum	Dist	UA	Camp	PR	B R
<i>Thamnophilus ruficapillus</i>	choca-de-chapéu-vermelho	BR	T-1;T-3	PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<b>Thraupidae</b>						
<i>Cissopis leverianus</i>	tietinga	BR	T-3	LI2;LO1		
<i>Coereba flaveola</i>	cambacica	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<i>Conirostrum speciosum</i>	figuinha-de-rabo-castanho	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<i>Coryphospingus cucullatus</i>	tico-tico-rei	BR	T-1;T-3;T-Co	PO2;LI1;LI3		
<i>Dacnis cayana</i>	saí-azul	BR	T-1;T-3;T-Co	LI1;LI3;LO1		
<i>Hemithraupis guira</i>	saíra-de-papo-preto	BR	T-1;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<i>Microspingus cabanisi</i>	quiete-do-sul	BR	T-1;T-2;T-Co	PO2;LI1;LI2;LO1		
<i>Pipraeidea melanonota</i>	saíra-viúva	BR	T-1;T-3	PO2;LI1;LI2		
<i>Rauenia bonariensis</i>	sanhaço-papa-laranja	BR	T-3;T-Co	PO1;PO2;LI2		
<i>Saltator fuliginosus</i>	bico-de-pimenta	BR	T-1;T-3;T-Co	PO2;LI1;LO1		
<i>Saltator similis</i>	trinca-ferro	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<i>Sicalis flaveola</i>	canário-da-terra	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<i>Sporophila caerulescens</i>	coleirinho	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;LI1;LI3		
<i>Sporophila lineola</i>	bigodinho	BR	T-1;T-2;T-3	LI1;LI3		
<i>Stilpnia preciosa</i>	saíra-preciosa	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI2		
<i>Tachyphonus coronatus</i>	tiê-preto	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<i>Tersina viridis</i>	saí-andorinha	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;LI1;LI2;LI3		
<i>Thlypopsis pyrrhocomma</i>	cabecinha-castanha	BR	T-2	LI2;LO1	n.c	LC
<i>Thlypopsis sordida</i>	saí-canário	BR	T-2	LO1	.	LC
<i>Thraupis sayaca</i>	sanhaço-cinzento	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<i>Trichothraupis melanops</i>	tiê-de-topete	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;LI2;LI3;LO1		
<i>Volatinia jacarina</i>	tiziu	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;LI1;LI3		
<b>Tityridae</b>						
<i>Pachyramphus castaneus</i>	caneleiro	BR	T-1;T-2;T-3	PO2;LI2		
<i>Pachyramphus polychopterus</i>	caneleiro-preto	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;LI1;LI3		
<i>Pachyramphus validus</i>	caneleiro-de-chapéu-preto	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;LI1;LI3		
<i>Pachyramphus viridis</i>	caneleiro-verde	BR	T-1;T-2;T-Co	PO2;LI2		
<i>Schiffornis virescens</i>	flautim	BR	T-1;T-2	LI1;LI3		
<b>Troglodytidae</b>						
<i>Troglodytes musculus</i>	corruíra	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<b>Turdidae</b>						
<i>Turdus albicollis</i>	sabiá-coleira	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;LI1;LI2;LO1		
<i>Turdus amaurochalinus</i>	sabiá-poca	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;LI1;LI3		
<i>Turdus flavipes</i>	sabiá-una	BR	T-1	LI2		
<i>Turdus leucomelas</i>	sabiá-barranco	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<i>Turdus rufiventris</i>	sabiá-laranjeira	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<b>Tyrannidae</b>						
<i>Camptostoma obsoletum</i>	risadinha	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<i>Capsiempis flaveola</i>	marianinha-amarela	BR	T-2	LI1		
<i>Colonia colonus</i>	viuvinha	BR	T-1	PO2		
<i>Elaenia mesoleuca</i>	tuque	BR	T-1	PO1;LI1		
<i>Elaenia obscura</i>	tucão	BR	T-3;T-Co	PO1		



Táxon	Nome-comum	Dist	UA	Camp	PR	B R
<i>Elaenia parvirostris</i>	tuque-pium	BR	T-1;T-2;T-3	PO1;LI1;LI3		
<i>Empidonomus varius</i>	peitica	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;LI1;LI3		
<i>Hirundinea ferruginea</i>	gibão-de-couro	BR	T-3	LO1		LC
<i>Lathrotriccus euleri</i>	enferrujado	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;LI1;LI2;LI3		
<i>Legatus leucophaeus</i>	bem-te-vi-pirata	BR	T-3;T-Co	PO1;LI1		
<i>Machetornis rixosa</i>	suiriri-cavaleiro	BR	T-1;T-3	PO1;PO2		
<i>Megarynchus pitangua</i>	neinei	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;LI1;LI3		
<i>Myiarchus ferox</i>	maria-cavaleira	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	LI1;LI2;LI3		
<i>Myiarchus swainsoni</i>	irré	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;LI1;LI3;LO1		
<i>Myiodynastes maculatus</i>	bem-te-vi-rajado	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;LI1;LI3		
<i>Myiopagis caniceps</i>	guaracava-cinzenta	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<i>Myiopagis viridicata</i>	guaracava-de-crista-alaranjada	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;LI1;LI3		
<i>Myiophobus fasciatus</i>	filipe	BR	T-1;T-2	PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<i>Myiozetetes similis</i>	bentevizinho-de-penacho-vermelho	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO2;LI1;LI2;LO1		
<i>Phyllomyias virescens</i>	piolhinho-verdoso	BR	T-1;T-2;T-3	PO2;LI2		
<i>Pitangus sulphuratus</i>	bem-te-vi	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<i>Serpophaga nigricans</i>	joão-pobre	BR	T-Co	PO2		
<i>Serpophaga subcristata</i>	alegrinho	BR, VI (W)	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO2;LI2;LO1		
<i>Tyrannus melancholicus</i>	suiriri	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;LI1;LI3;LO1		
<i>Tyrannus savana</i>	tesourinha	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;LI1		
<b>Vireonidae</b>						
<i>Cyclarhis gujanensis</i>	pitiguari	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<i>Vireo chivi</i>	juruvicara	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;LI1;LI3		
<b>Xenopidae</b>						
<i>Xenops rutilans</i>	bico-virado-carijó	BR	T-2	LO1		
<b>Pelecaniformes</b>						
<b>Ardeidae</b>						
<i>Ardea alba</i>	garça-branca-grande	BR	T-3	LO1		
<i>Ardea cocoi</i>	garça-moura	BR	T-3;T-Co	LO1		
<i>Butorides striata</i>	socozinho	BR	T-1;T-3;T-Co	LI1		
<i>Nycticorax nycticorax</i>	socó-dorminhoco	BR	T-1	LO1		
<i>Syrigma sibilatrix</i>	maria-faceira	BR	T-1	PO1		
<i>Tigrisoma lineatum</i>	socó-boi	BR	T-2	LO1		
<b>Threskiornithidae</b>						
<i>Mesembrinibis cayennensis</i>	coró-coró	BR	T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI2;LI3;LO1		
<i>Theristicus caudatus</i>	curicaca	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<b>Piciformes</b>						
<b>Picidae</b>						
<i>Campephilus robustus</i>	pica-pau-rei	BR	T-1	PO2		
<i>Colaptes campestris</i>	pica-pau-do-campo	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<i>Colaptes melanochloros</i>	pica-pau-verde-barrado	BR	T-1	LI2;LO1		
<i>Dryocopus lineatus</i>	pica-pau-de-banda-branca	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO2;LI1;LI2;LO1		
<i>Melanerpes candidus</i>	pica-pau-branco	BR	T-2;T-Co	LI1;LO1		
<i>Melanerpes flavifrons</i>	benedito-de-testa-amarela	BR	T-3	PO1		
<i>Piculus aurulentus</i>	pica-pau-dourado	BR	T-1;T-2;T-3	PO1;PO2;LI2;LO1		



Táxon	Nome-comum	Dist	UA	Camp	PR	B R
<i>Picumnus temminckii</i>	picapauzinho-de-coleira	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;LI1;LI2;LI3		
<i>Veniliornis spilogaster</i>	pica-pau-verde-carijó	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<b>Ramphastidae</b>						
<i>Ramphastos dicolorus</i>	tucano-de-bico-verde	BR	T-3;T-Co	LI1;LI2;LO1		
<b>Podicipediformes</b>						
<b>Podicipedidae</b>						
<i>Podilymbus podiceps</i>	mergulhão-caçador	BR	T-1	LO1	LC	LC
<b>Psittaciformes</b>						
<b>Psittacidae</b>						
<i>Aratinga auricapillus</i>	jandaia-de-testa-vermelha	BR, En	T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI3;LO1	NT	LC
<i>Forpus xanthopterygius</i>	tuim	BR	T-1;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<i>Pionus maximiliani</i>	maitaca-verde	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;LI2;LO1		
<i>Psittacara leucophthalmus</i>	periquitão	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<i>Pyrrhura frontalis</i>	tiriba-de-testa-vermelha	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<b>Strigiformes</b>						
<b>Strigidae</b>						
<i>Athene cunicularia</i>	coruja-buraqueira	BR	T-1	LI3		
<i>Megascops choliba</i>	corujinha-do-mato	BR	T-1;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI2;LO1		
<b>Tytonidae</b>						
<i>Tyto furcata</i>	suindara	BR	T-3	PO2;LI2;LI3		
<b>Suliformes</b>						
<b>Phalacrocoracidae</b>						
<i>Nannopterum brasilianum</i>	biguá	BR	T-1;T-2;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3		
<b>Tinamiformes</b>						
<b>Tinamidae</b>						
<i>Crypturellus obsoletus</i>	inhambu-guaçu	BR	T-2;T-3	PO1;PO2;LI3;LO1		
<i>Crypturellus tataupa</i>	inhambu-chintã	BR	T-3	PO1		
<i>Rhynchotus rufescens</i>	perdiz	BR	T-1;T-2	PO2;LI2	n.c	LC
<b>Trogoniformes</b>						
<b>Trogonidae</b>						
<i>Trogon chrysochloros</i>	surucuá-dourado	BR	T-2;T-Co	LI1;LI2;LO1		
<i>Trogon surrucura</i>	surucuá-variado	BR	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		

Legenda: Oc – Ocorrência; Campanha: C01 – Campanha de verão; C02 – Campanha de inverno; Unidade: T01 – Área Diretamente Afetada; T02 – Área de influência Direta; TCo – Área de Influência Indireta (Controle). Nível de ameaça: PR – Paraná; BR – Brasil; Categoria de ameaça: - - não consta; LC – pouco preocupante; NT – quase ameaçado.

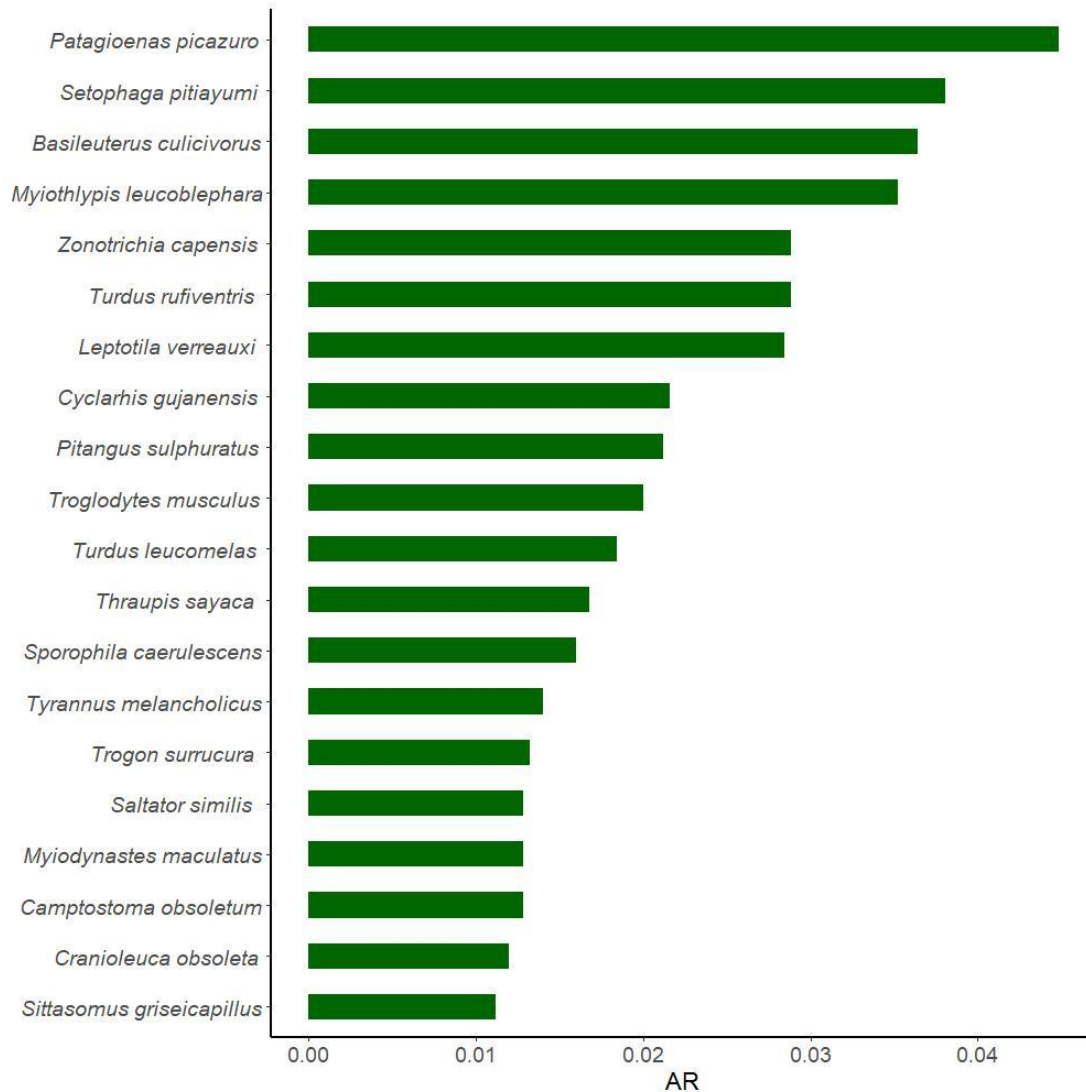
Com base no método de censo por ponto fixo, é possível estimar a abundância das espécies que ocorrem na área do empreendimento. O padrão de abundância relativa observado no presente monitoramento segue o padrão comum dessa métrica, com poucas espécies muito frequentes e muitas espécies pouco frequentes (Figura 22).

As espécies mais abundantes foram *Patagioenas picazuro* (pombão), com IPA de 0,045, seguida por *Setophaga pitiayumi* (mariquita) e *Basileuterus culicivorus* (pula-pula), com valores de IPA de 0,038 e 0,036, respectivamente — padrão também registrado nas campanhas anteriores, realizadas durante a pré-obra e a fase de instalação. Essas três espécies são frequentemente observadas em ambientes alterados: a primeira é um pombo granívoro em processo de expansão em áreas agrícolas com remanescentes florestais (RIDGELY et al., 2015), enquanto as outras duas são aves conspícuas (vocalizam ao longo de todo o dia) registradas com frequência em pequenos fragmentos florestais, inclusive em ambientes urbanos (como reservas legais de condomínios na região de Curitiba, por exemplo).



Em contrapartida, a maioria das espécies apresentou duas observações ou menos ao longo das quatro campanhas de monitoramento, evidenciando uma elevada presença de espécies raras e/ou inconspícuas. Entre elas destacam-se aves especialistas em florestas, como os papa-formigas *Hypoedalius guttatus* (chocão-carijó), *Mackenziaena severa* (borralhara) e *M. leachii*.

Figura 22: Abundância relativa da avifauna amostrada durante as campanhas de monitoramento de fauna da CGH Santa Jacinta. Foram apresentadas somente as 20 espécies mais representativas.

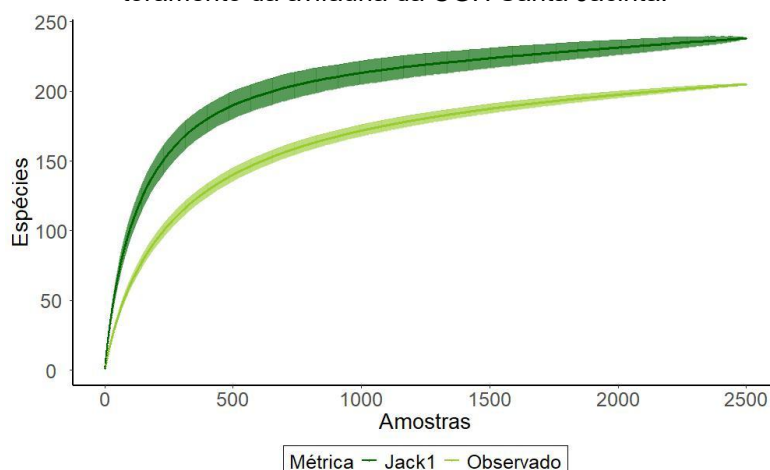


A curva do coletor, elaborada com base no número de registros obtidos pelos dois métodos sistematizados, apresentou redução na inclinação a partir do registro de número 200, com diminuição gradativa na adição de novas espécies até os últimos registros (Figura 23), momento em que o aparecimento de espécies inéditas tornou-se mais raro.

Embora a curva não tenha atingido uma assíntota completa, o esforço amostral destinado ao grupo das aves pode ser considerado satisfatório, representando 86% do número de espécies esperadas para a área de estudo, conforme o estimador de riqueza Jackknife 1 (Jack1).



Figura 23: Modelo de Curva de acúmulo de espécies considerando os resultados das campanhas de monitoramento da avifauna da CGH Santa Jacinta.



Ao analisar as métricas de diversidade com base nos dados coletados por meio do censo por ponto fixo, observa-se que os valores de riqueza de espécies e abundância de indivíduos tenderam a aumentar a partir da primeira campanha da fase de instalação (LI), atingindo seus maiores valores em LI1 e LO1, com 131 e 130 espécies, respectivamente. Esse padrão deve-se, muito provavelmente, à inclusão de uma nova área amostral, o ponto T02 (TVR).

Considerando as comparações entre as áreas amostrais, verifica-se maior riqueza nas áreas T-1 e T-3, ambas com 154 espécies, enquanto a área T-Co apresentou o menor número de registros (Tabela 13).

Em relação às demais métricas de diversidade, nota-se um equilíbrio nos valores, indicando estabilidade espacial e temporal na comunidade de aves.

Tabela 13: Índices de diversidade das espécies da avifauna registradas durante as campanhas do monitoramento de fauna da CGH Santa Jacinta.

Fases/Campanhas	RIQUEZA	ABUNDÂNCIA	DIVERSIDADE (H')	EQUITABILIDADE (J')	DOMINÂNCIA (D)
LI1	131	465	4.485	0.920	0.015
LI2	119	410	4.391	0.919	0.017
LI3	115	491	4.311	0.909	0.018
LO1	130	498	4.408	0.906	0.019
PO1	102	269	4.343	0.939	0.017
PO2	106	365	4.210	0.903	0.022
T-1	154	693	4.524	0.898	0.016
T-2	135	516	4.479	0.913	0.017
T-3	154	673	4.642	0.922	0.014
T-Co	129	616	4.361	0.897	0.019

É possível observar alta similaridade entre as campanhas, com valores de dissimilaridade inferiores a 0,5 (Figura 24). No entanto, nota-se um agrupamento relacionado à sazonalidade, em que as amostragens realizadas no inverno apresentaram composições de espécies mais próximas entre si (LO1, PO2 e LI1), assim como as campanhas realizadas no verão (LI3 e LI1).

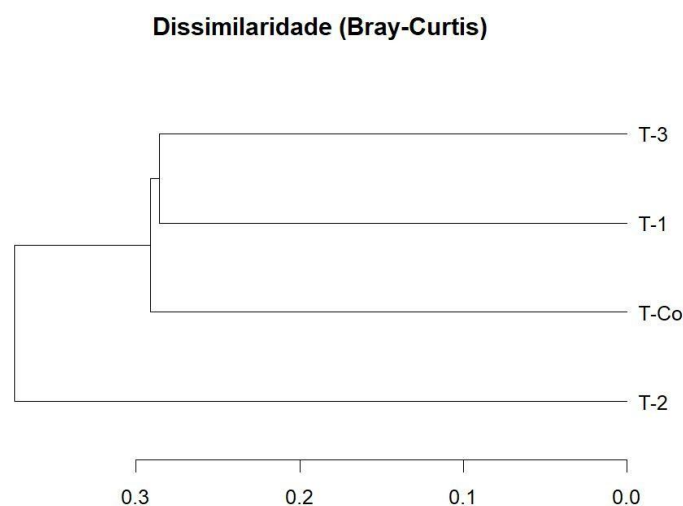
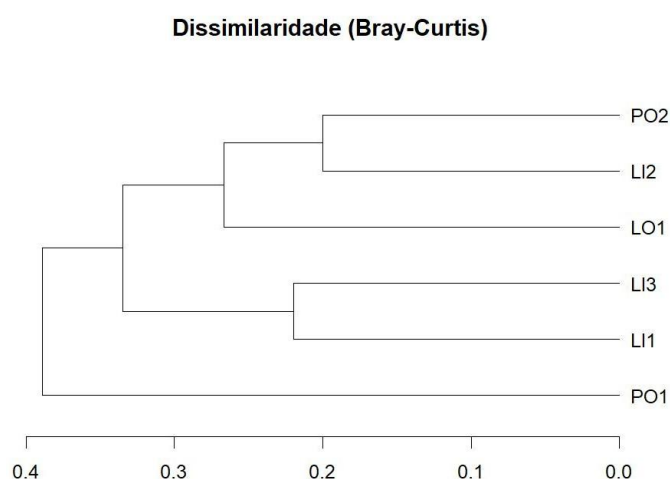
Esse padrão deve-se, principalmente, à presença de espécies que realizam deslocamentos sazonais dentro do território nacional, como *Vireo chivi* (juruviara), registrada no verão, e *Serpophaga subcristata* (alegrinho), registrada no inverno.



Ainda, ao se considerar a dissimilaridade entre as áreas amostrais, observa-se também uma composição semelhante de espécies, com valores de distância de Bray-Curtis inferiores a 0,4. Nota-se que as áreas T-3 e T-1 apresentam maior similaridade entre si, enquanto a área T-2 se mostra a mais dissimilar em relação às demais.

As semelhanças entre T-3 e T-Co podem refletir as condições ambientais compartilhadas por essas áreas, ambas caracterizadas por paisagens semelhantes, compostas por trechos alterados e presença de floresta ciliar.

Figura 24: Cladograma representando a similaridade de abelhas entre as campanhas e unidades amostrais do empreendimento CGH Santa Jacinta.



Com relação às espécies de interesse conservacionista, foi registrada uma espécie ameaçada na área de estudo: *Spizaetus tyrannus* (gavião-pega-macaco). Adicionalmente, foram registradas duas espécies quase ameaçadas (NT) em nível estadual: *Dromococcyx phasianellus* (peixe-frito) e *Aratinga auricapillus* (jandaia-de-testa-vermelha). A primeira apresenta ocorrência localizada e está associada a ambientes florestais; já a segunda é um psitacídeo com população reduzida no Paraná, restrita à região centro-norte, sendo seu registro no município considerado inédito.

O uso de aves como fonte de proteína ainda é comum em áreas rurais do Brasil; por isso, alguns grupos são tradicionalmente visados pela caça devido ao porte e à qualidade da carne. É o caso de espécies das famílias Anatidae e Cracidae. Até o momento, foram registradas duas



espécies de Anatidae — *Amazonetta brasiliensis* (ananaí) e *Cairina moschata* (pato-do-mato). Para os Cracídeos, ocorre *Peneleope obscura* (jacuaçu), espécie historicamente utilizada como alimento em algumas regiões do país, mas que atualmente apresenta tendência de aumento populacional devido ao declínio da cultura de caça.

Além dessas famílias, observa-se também a perseguição de pombas e rolas (Columbidae), especialmente as de maior porte, como *Patagioenas picazuro* (pombão), registrada em diversos pontos do presente estudo.

Outras espécies são capturadas para o comércio ilegal e criação em cativeiro, incluindo psitacídeos (papagaios, periquitos e maracanãs), aves da família Turdidae (sabiás), alguns Icteridae (chopins e pássaro-preto) e grande parte dos Thraupidae (sanhaços, saíras, caboclinhos, azulão e trinca-ferro), além dos Fringillidae (gaturamos e pintassilgos). Entre as espécies registradas em campo, merecem destaque *Spinus magellanicus* (pintassilgo), *Saltator similis* (trinca-ferro), *S. fuliginosus* (bico-de-pimenta) e *Gnorimopsar chopi* (pássaro-preto).

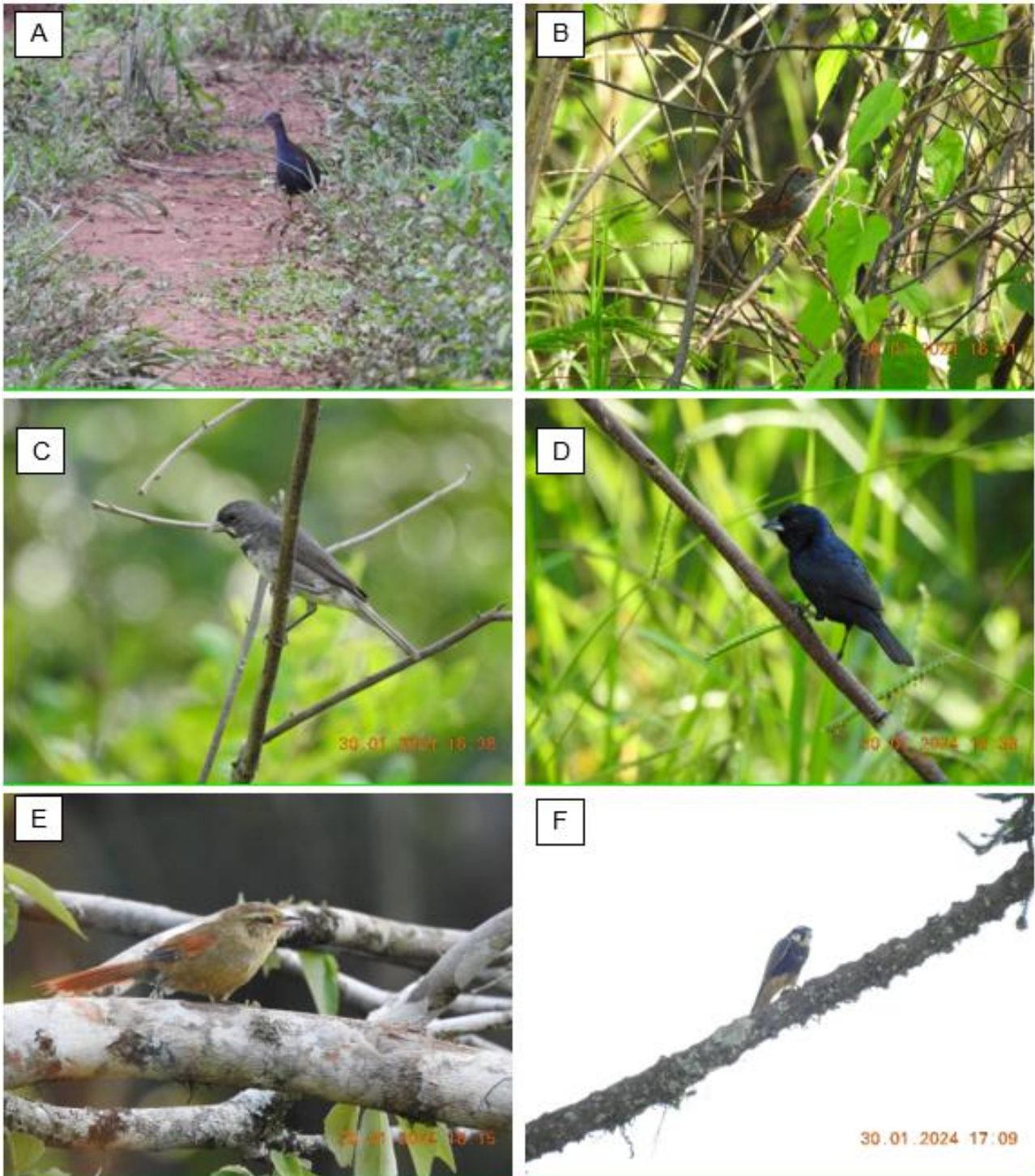
Algumas aves aquáticas apresentam potencial para portar zoonoses capazes de desencadear surtos de doenças infecciosas, como gripe aviária e febre do Nilo — esta última já confirmada em aves infectadas no Brasil (OMETTO et al., 2013). Nesse contexto, *Amazonetta brasiliensis* (ananaí) e *Cairina moschata* (pato-do-mato) podem ser consideradas agentes de risco epidemiológico.

É possível que, ao longo da continuidade do monitoramento, ocorram novos registros, potencialmente relevantes para a sociedade e capazes de alterar o contexto ecológico discutido neste relatório.

Abaixo, segue o registro de alguns espécimes observados durante as campanhas.



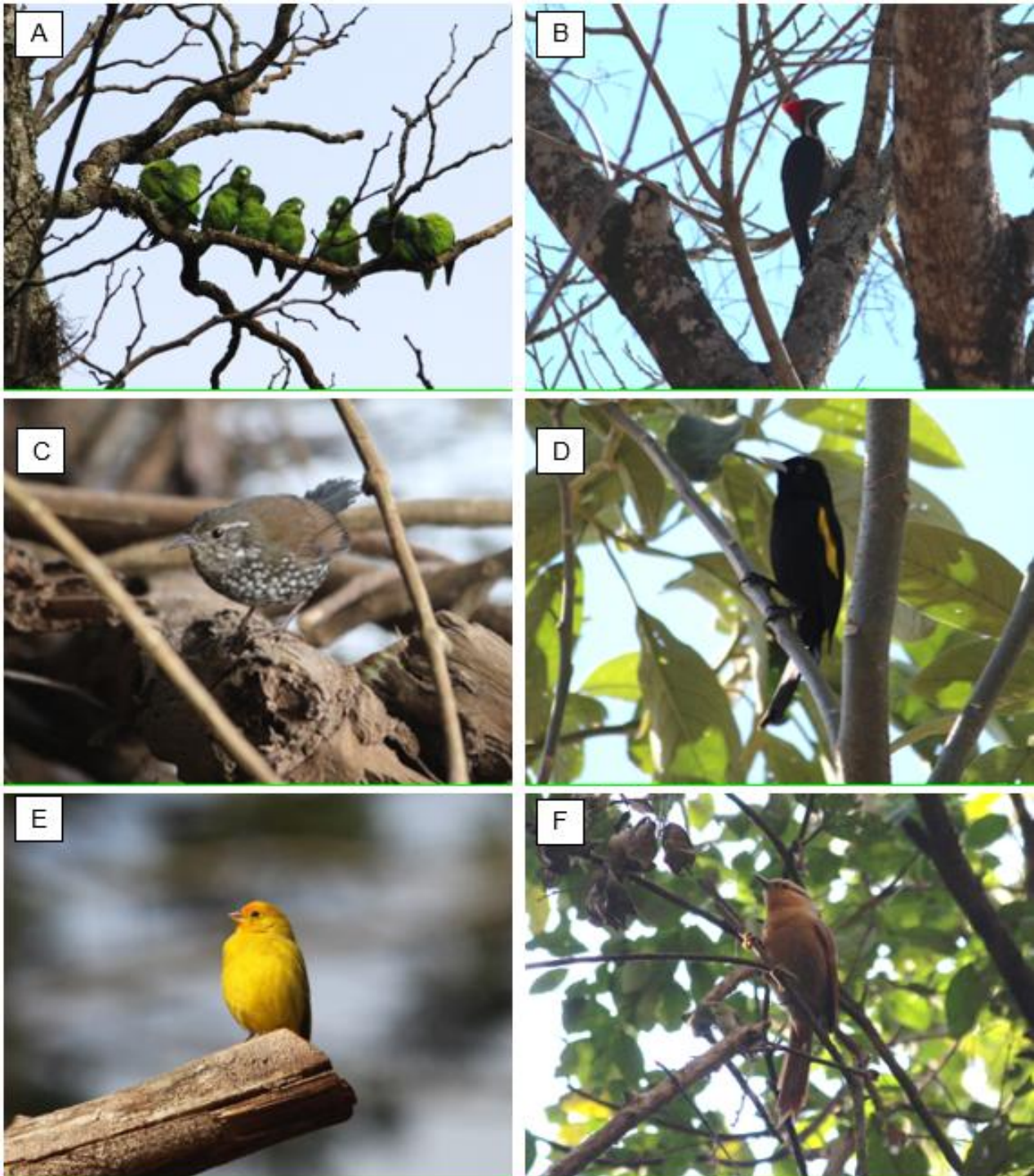
Figura 25: Registros fotográficos da avifauna realizados durante monitoramento de fauna da CGH Santa Jacinta.



Legenda: *Aramides saracura* (saracura-do-mato) (A), *Synallaxis spixii* (joão-teneném) (B), *Sporophila caerulea* (coleirinho) (C), *Volatinia jacarina* (tiziu) (D), *Cranioleuca obsolata* (arredio-olivaceo) (E) e *Falco femoralis* (falcão-de-coleira) (F).



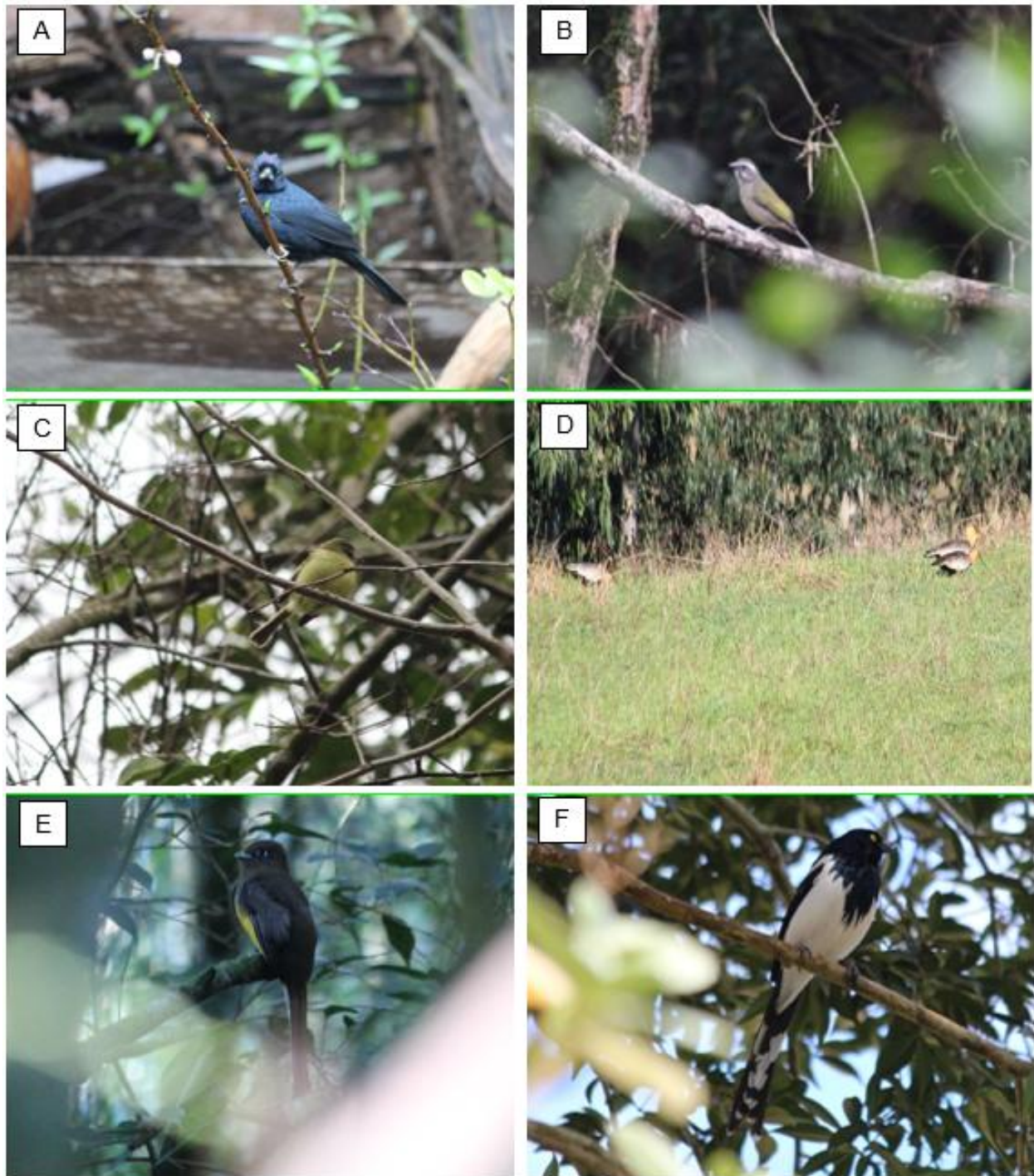
Figura 26: Registros fotográficos da avifauna realizados durante monitoramento de fauna da CGH Santa Jacinta.



Legenda: *Forpus xanthopterygius* (tuim) (A), *Dryocopus lineatus* (pica-pau-de-banda-branca) (B), *Lochmias nematura* (joão-porca) (C), *Sucalis flaveola* (canário-da-terra) (D), *Cranioleuca obsoleta* (arredio-olivaceo) (E) e *Dendroma rufa* (limpa-folha-de-testa-baia) (F).



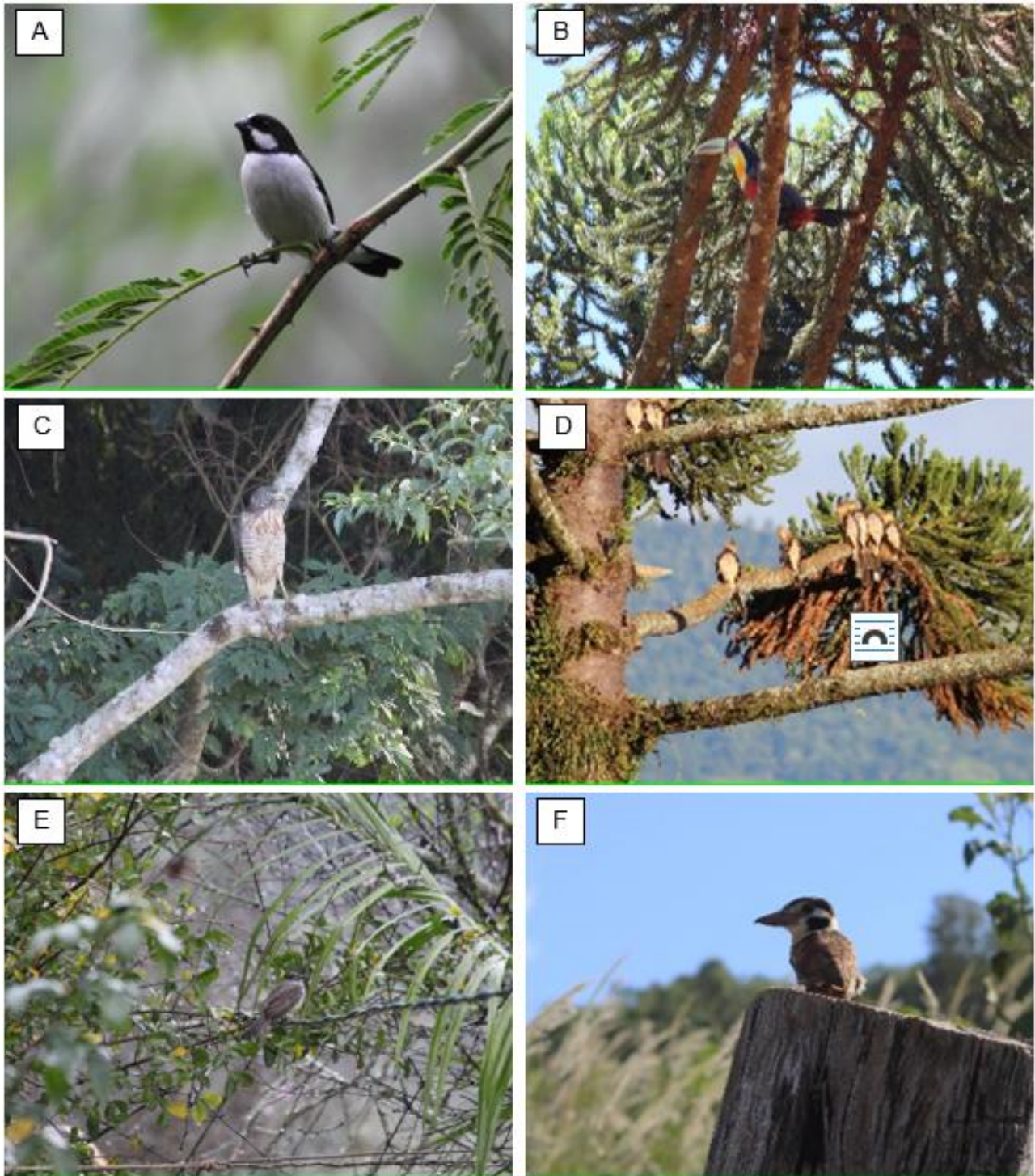
Figura 27: Registros fotográficos da avifauna realizados durante monitoramento de fauna da CGH Santa Jacinta.



Legenda: *Tachyphonus coronatus* (tiê-preto) (A), *Saltator similis* (tringa-ferro) (B), *Phylloscartes ventralis* (borboletinha-do-mato) (C), *Trogon chrysochloros* (surucuá-dourado) (D), *Dysithamnus mentalis* (choquinha-lisa) (E) e *Cissops leverianus* (tietinga) (F).



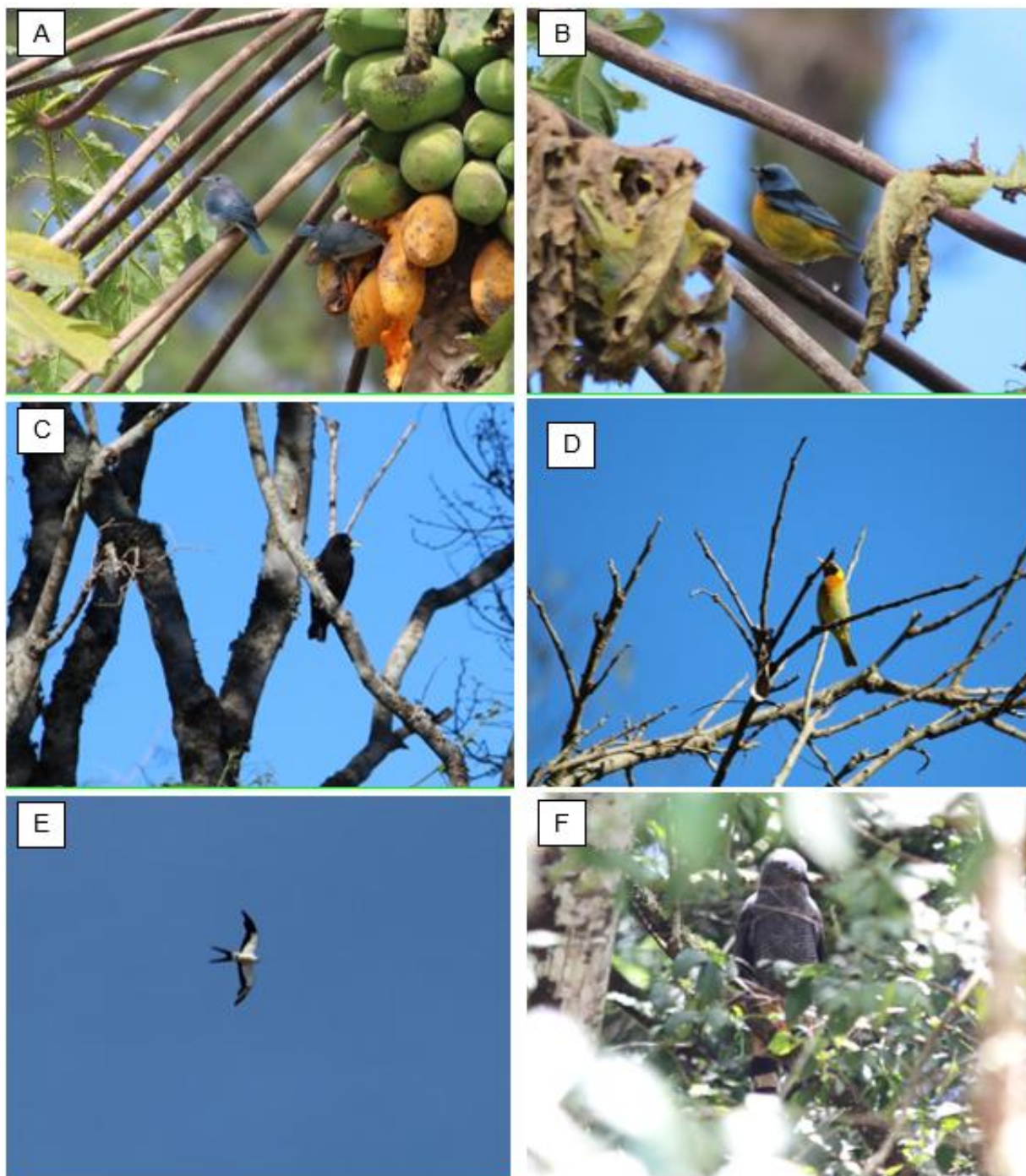
Figura 28. Registros fotográficos da avifauna realizados durante monitoramento de fauna da CGH Santa Jacinta.



Legenda: *Sporophila lineola* (bigodinho) (A), *Ramphastos dicolorus* (tucano-de-bico-preto) (B), *Rupornis magnirostris* (gavião-carijó) (C), *Guira guira* (anu-branco) (D), *Myiarchus swainsoni* (irré) (E) e *Nystalus chacuru* (joão-bobo) (F).



Figura 29: Registros fotográficos da avifauna realizados durante monitoramento de fauna da CGH Santa Jacinta.



Legenda: *Thraupis sayaca* (sanhaço-cinzento) (A), *Pipraeidea bonariensis* (sanhaço-papa-laranja) (B), *Cacicus haemorrhous* (guaxe) (C), *Hemithraupis guira* (saíra-de-papo-preto) (D), *Elanoides forficatus* (gavião-tesoura) (D), gavião-pernilongo (*Geranospiza caerulescens*) (F).

### 3.3.2 ENTOMOFAUNA COM FOCO EM ABELHAS

Até o momento, foram identificadas 107 morfoespécies de abelhas, distribuídas em 22 tribos e cinco subfamílias (Tabela 14). As tribos com maior riqueza de espécies foram Augochlorini, com 33 morfoespécies, seguido por Halictini e Meliponini, com 12 e 10 morfoespécies, respectivamente. As duas primeiras compõem a subfamília Halictinae, cujo o número de morfoespécies registradas ( $n = 55$ ) equivale a 51% das espécies ocorrentes no presente relatório.



Tabela 14: Lista de espécies de abelhas registradas nas campanhas do monitoramento de fauna e os respectivos status de conservação (a nível estadual, nacional e global) da CGH Santa Jacinta.

Táxon	Nome-comum	Dist	UA	Camp	PR	BR
<b>Andreninae</b>						
<b>Calliopsini</b>						
<i>Acamptopoeum prinii</i>		Nativa	T-1;T-Co	PO1;LI3	NC	NC
<i>Callonychium petuniae</i>		Nativa	T-1;T-2	LI1;LI3	NC	NC
<b>Oxaeini</b>						
<i>Oxaea flavescens</i>		Nativa	T-3	LI2	NC	NC
<i>Oxaea sp.1</i>		Nativa	T-1	PO1	NA	NA
<b>Protandrenini</b>						
<i>Anthrenoides meridionalis</i>		Nativa	T-2;T-Co	LI1;LI3	NC	NC
<i>Anthrenoides sp.1</i>		Nativa	T-3	LO1	NC	NC
<i>Parapsaenythia sp.1</i>		Nativa	T-1	LI1	NC	NC
<i>Psaenythia bergii</i>		Nativa	T-1;T-2;T-Co	LI3	NC	NC
<i>Psaenythia sp.1</i>		Nativa	T-1;T-Co	PO1;PO2	NC	NC
<i>Rhophitulus sp.1</i>		Nativa	T-1;T-2;T-3	LI1;LI3	NC	NC
<i>Rhophitulus sp.2</i>		Nativa	T-1	LI3	NC	NC
<b>Apinae</b>						
<b>Apini</b>						
<i>Apis mellifera</i>	Abelha-do-mel	Exótica	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO2;LI1;LI2;LI3;LO1	NA	NA
<b>Bombini</b>						
<i>Bombus (Fervidobombus) morio</i>	Mamangava-de-solo	Nativa	T-1;T-2;T-3	PO1;LI3;LO1	LC	NC
<i>Bombus (Fervidobombus) pauloensis</i>	Mamangava-de-solo	Nativa	T-2;T-3	PO2;LI1;LI3	LC	NC
<b>Ceratinini</b>						
<i>Ceratina (Calloceratina) sp.1</i>		Nativa	T-Co	LO1	NA	NA
<i>Ceratina (Ceratinula) sp.1</i>		Nativa	T-1	LI3	NA	NA
<i>Ceratina (Crewella) sp.1</i>		Nativa	T-2;T-Co	LI3;LO1	NA	NA
<i>Ceratina (Neoclavicera) richardsoniae</i>		Nativa	T-3	LO1	NC	NC
<i>Ceratina sp.1</i>		Nativa	T-1;T-3;T-Co	PO1;PO2	NA	NA
<i>Ceratina sp.2</i>		Nativa	T-Co	PO1	NA	NA
<i>Ceratina sp.3</i>		Nativa	T-Co	PO2	NA	NA
<i>Ceratina sp.4</i>		Nativa	T-Co	PO2	NA	NA
<i>Ceratina stilbonota</i>		Nativa	T-Co	PO1	NC	NC
<b>Coelioxoidini</b>						
<i>Coelioxoides waltheriae</i>		Nativa	T-3	LI3	NC	NC
<b>Emphorini</b>						
<i>Melitoma segmentaria</i>	Abelha-das-convolvuláceas	Nativa	T-2	LI3	NC	NC
<i>Ptilothrix relata</i>		Nativa	T-1;T-2	LI1;LI3	NC	NC
<b>Epicharitini</b>						
<i>Epicharis sp.1</i>		Nativa	T-Co	LI1	NA	NA
<b>Eucerini</b>						
<i>Eucerini sp.1</i>		Nativa	T-3	PO1	NA	NA
<i>Melissoptila sp.1</i>		Nativa	T-1;T-2;T-3;T-Co	LI1;LI3	NA	NA
<i>Melissoptila thoracica</i>		Nativa	T-2;T-3;T-Co	LI1;LI3	NA	NA
<i>Thygater analis</i>		Nativa	T-2;T-Co	LI1	NA	NA
<b>Euglossini</b>						
<i>Euglossa sp.1</i>		Nativa	T-Co	LI1	NA	NA
<b>Exomalopsini</b>						
<i>Exomalopsis sp.1</i>		Nativa	T-1; T-2	PO1;LI1;LO1	NA	NA
<i>Exomalopsis sp.2</i>		Nativa	T-1;T-3	PO2	NA	NA
<b>Meliponini</b>						
<i>Friesella schrottkyi</i>	mirim-preguiça	Nativa	T-3	LI3	LC	NC
<i>Paratrigona sp.1</i>		Nativa	T-3	PO2	NA	NA
<i>Plebeia droryana</i>	mirim-droryana	Nativa	T-1;T-3;T-Co	LI1;LI3;LO1	LC	NC
<i>Plebeia emerina</i>	Mirim-emerina	Nativa	T-Co	PO2	LC	NC
<i>Plebeia remota</i>	Abelha-mirim	Nativa	T-Co	PO2	LC	NC
<i>Plebeia sp.1</i>		Nativa	T-3;T-Co	PO1;LO1	NA	NA
<i>Schwarziana quadripunctata</i>	Guiruçu	Nativa	T-3;T-Co	PO2;LO1	LC	NC
<i>Tetragona clavipes</i>	Abelha-borá	Nativa	T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI3;LO1	LC	NC
<i>Tetragonisca angustula</i>	Jataí	Nativa	T-1;T-2;T-3;T-Co	LI1;LI3;LO1	LC	NC
<i>Trigona spinipes</i>	Arapuá	Nativa	T-1;T-2;T-3;T-Co	LI1;LO1	LC	NC
<b>Tapinotaspedini</b>						
<i>Arhysoceble sp.1</i>		Nativa	T-1	LI1	NA	NA
<i>Arhysoceble picta</i>		Nativa	T-1	LI3	NC	NC
<i>Lophopedia nigrispinis</i>		Nativa	T-1	LI1	NC	NC
<i>Monoeca sp.1</i>		Nativa	T-3;T-Co	PO1	NA	NA
<i>Monoeca sp.2</i>		Nativa	T-3	PO2	NA	NA
<i>Monoeca sp.3</i>		Nativa	T-1	PO2	NA	NA



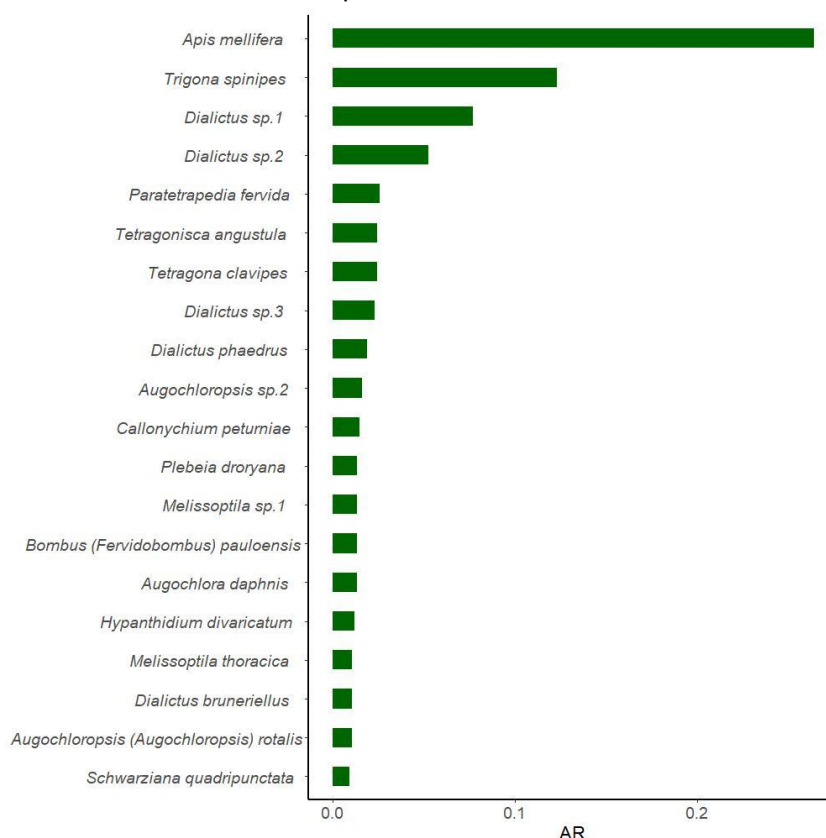
Táxon	Nome-comum	Dist	UA	Camp	PR	BR
<i>Paratetrapedia fervida</i>		Nativa	T-1;T-2;T-3	LI1;LI3	NC	NC
<b>Tetrapediini</b>						
<i>Tetrapedia diversipes</i>		Nativa	T-1;T-3	PO1;LI3	NC	NC
<b>Colletinae</b>						
<b>Hylaeini</b>						
<i>Hylaeus sp.1</i>		Nativa	T-Co	PO1	NA	NA
<b>Halictinae</b>						
<b>Augochlorini</b>						
<i>Augochlora (Augochlora) caerulior</i>		Nativa	T-3;T-Co	LI3	NC	NC
<i>Augochlora (Augochlora) daphnis</i>		Nativa	T-2	LI3	NC	NC
<i>Augochlora (Augochlora) esox</i>		Nativa	T-2;T-3	LO1	NC	NC
<i>Augochlora (Augochlora) hirsuta</i>		Nativa	T-2	LI3	NC	NC
<i>Augochlora (Oxystoglossella) aurinasis</i>		Nativa	T-2;T-Co	LI3;LO1	NC	NC
<i>Augochlora (Oxystoglossella) iphigenia</i>		Nativa	T-Co	LI3	NC	NC
<i>Augochlora (Oxystoglossella) morrae</i>		Nativa	T-2;T-3;T-Co	LI1;LI3	NC	NC
<i>Augochlora daphnis</i>		Nativa	T-1;T-2;T-3	PO1;PO2;LI1;LI2	NC	NC
<i>Augochlora sp.1</i>		Nativa	T-1;T-Co	PO1;LO1	NA	NA
<i>Augochlora sp.2</i>		Nativa	T-3	PO1	NA	NA
<i>Augochlora sp.3</i>		Nativa	T-1;T-3;T-Co	PO1	NA	NA
<i>Augochlora sp.4</i>		Nativa	T-Co	PO2	NA	NA
<i>Augochlora sp.5</i>		Nativa	T-Co	PO2	NA	NA
<i>Augochlarella ephyra</i>		Nativa	T-3	LI1	NC	NC
<i>Augochlarella sp.1</i>		Nativa	T-Co	PO1	NA	NA
<i>Augochlarella sp.2</i>		Nativa	T-1;T-3	PO1	NA	NA
<i>Augochlarella sp.3</i>		Nativa	T-Co	PO1	NA	NA
<i>Augochloropsis (Augochloropsis) rotalis</i>		Nativa	T-Co	LI3	NC	NC
<i>Augochloropsis (Paraugochloropsis) sp.3</i>		Nativa	T-1;T-Co	PO1;LI3	NA	NA
<i>Augochloropsis (Paraugochloropsis) sp.4</i>		Nativa	T-1;T-2;T-3	PO1;LI3	NA	NA
<i>Augochloropsis (Paraugochloropsis) sp.5</i>		Nativa	T-Co	PO1;LI3	NA	NA
<i>Augochloropsis sp.1</i>		Nativa	T-1;T-3;T-Co	PO1;LI1	NA	NA
<i>Augochloropsis sp.2</i>		Nativa	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1	NA	NA
<i>Ceratalictus sp.1</i>		Nativa	T-2	LI3	NA	NA
<i>Neocorynura aurantia</i>		Nativa	T-Co	LI1	NC	NC
<i>Neocorynura codion</i>		Nativa	T-1;T-2	LI1	NC	NC
<i>Neocorynura sp.1</i>		Nativa	T-2;T-Co	LI1;LI3;LO1	NA	NA
<i>Paroxystoglossa sp.1</i>		Nativa	T-Co	LI1	NA	NA
<i>Pereirapis sp.1</i>		Nativa	T-2;T-Co	LI3;LO1	NA	NA
<i>Pseudaugochlora callaina</i>		Nativa	T-3	LO1	NC	NC
<i>Pseudaugochlora indistincta</i>		Nativa	T-2	LO1	NC	NC
<i>Pseudogochlora sp.1</i>		Nativa	T-1	PO2	NA	NA
<i>Rhynocorynura vermoniae</i>		Nativa	T-1	LI1	NC	NC
<b>Caenohalictini</b>						
<i>Agapostemon (Notagapostemon) semimelleus</i>		Nativa	T-Co	LI3	NC	NC
<i>Agapostemon (Notagapostemon) sp.1</i>		Nativa	T-3	LI3	NA	NA
<i>Pseudagapostemon sp.1</i>		Nativa	T-1	LI1	NA	NA
<b>Ceratinini</b>						
<i>Ceratina sp.2</i>		Nativa	T-Co	PO1	NA	NA
<b>Halictini</b>						
<i>Agapostemon sp.1</i>		Nativa	T-Co	PO2	NA	NA
<i>Augochlarella ephyra</i>		Nativa	T-Co	PO2	NA	NA
<i>Caenohalictus sp.1</i>		Nativa	T-1;T-Co	PO2	NA	NA
<i>Dialictus anitisianus</i>		Nativa	T-Co	LI1	NC	NC
<i>Dialictus bruneriellus</i>		Nativa	T-1;T-Co	PO2	NC	NC
<i>Dialictus phaedrus</i>		Nativa	T-2;T-3;T-Co	LI3;LO1	NC	NC
<i>Dialictus sp.1</i>		Nativa	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1	NA	NA
<i>Dialictus sp.2</i>		Nativa	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1	NA	NA
<i>Dialictus sp.3</i>		Nativa	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;LI3;LO1	NA	NA
<i>Dialictus sp.4</i>		Nativa	T-Co	LI3;LO1	NA	NA
<i>Dialictus sp.5</i>		Nativa	T-1;T-3	LO1	NA	NA
<i>Halictini sp.1</i>		Nativa	T-1	PO2	NA	NA
<b>Megachilinae</b>						
<b>Anthidiini</b>						
<i>Anthidium manicatum</i>		Exótica	T-3	PO1	NA	NA
<i>Hypanthidium divaricatum</i>		Nativa	T-2;T-Co	LI3	NC	NC
<b>Megachilini</b>						
<i>Coelioxys sp.1</i>		Nativa	T-1;T-Co	PO1; LI3	NA	NA
<i>Megachile (Austromegachile) sp.2</i>		Nativa	T-1	PO1;LI3	NA	NA
<i>Megachile (Chelostomoides) sp.1</i>		Nativa	T-1	PO1;LI3	NA	NA



Legenda: Ocor.: ocorrência, AD – ampla distribuição, Ex – exótica, S – região sul, SE – região sudeste; Nac.: *Status* de ameaça a nível nacional. Est.: *Status* de ameaça a nível estadual.

Dentre os taxa de maior relevância, observa-se a espécie exótica *Apis mellifera*, proveniente do continente africano (IUCN, 2019). Está espécie apresentou o maior valor de abundância relativa (Figura 30), sendo uma espécie com distribuição global devido à produção de mel e cera. A importância desta espécie, além do fator econômico, deve-se principalmente ao seu impacto ecológico nas comunidades de abelhas nativas, alterando as dinâmicas de interação polinizador-planta no Paraná (GRAF et al., 2020).

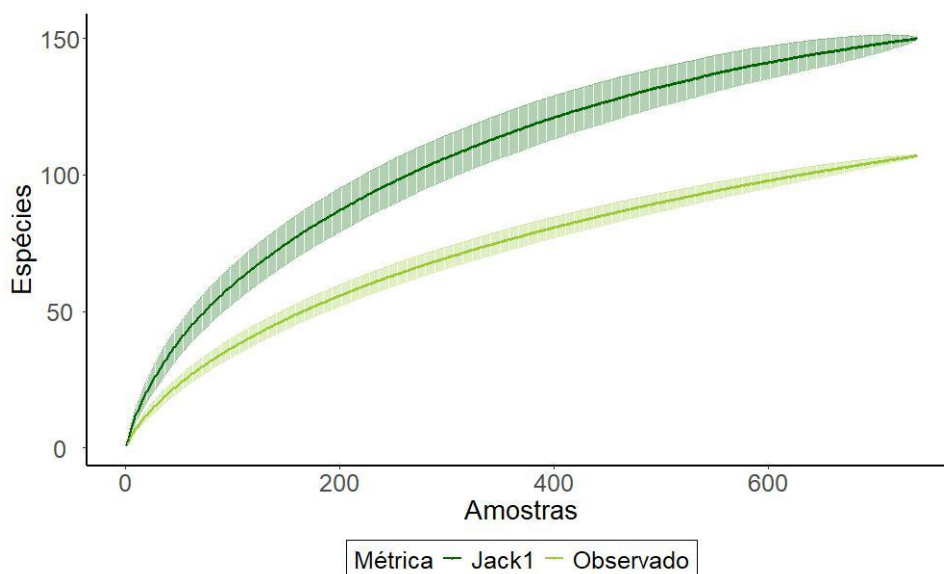
Figura 30: Abundância relativa das abelhas amostradas em cada Unidade Amostral durante as campanhas do monitoramento de fauna da CGH Santa Jacinta. Foram apresentadas somente as 20 espécies mais representativas.



Com base no esforço amostral, considerando somente as amostragens com ocorrência de abelhas nos métodos utilizados (busca ativa com rede entomológica, pratos-armadilhas e iscas de cheiro), a curva do coletor apresenta uma diminuição na ascensão a partir do trigésimo quinto indivíduo amostrado (Figura 31), no entanto ainda há uma adição de espécies relativamente alta ao longo das campanhas, denotando a necessidade de amostragens na área do empreendimento. Com a realização de novas campanhas, a probabilidade de observar novas ocorrências diminui gradativamente, podendo chegar na assíntota ao final do monitoramento.



Figura 31: Modelo de Curva de acúmulo de espécies considerando os resultados das campanhas de monitoramento das abelhas da CGH Santa Jacinta.



Quando analisado os índices de diversidade das áreas amostrais, é possível observar uma variação entre as campanhas nos índices de riqueza de espécie assim como de diversidade de Shannon, principalmente considerando a campanha de inverno realizada na fase de LI (LI2; Tabela 15). Neste período, a área de estudo apresentou um baixo número de espécies vegetais floridas, resultando em uma diminuição no número de indivíduos coletados, além de uma menor riqueza. Nas campanhas subsequentes (LI3 e LO1), houve um aumento significativo tanto na riqueza de espécies quanto na abundância, demonstrando a influência temporal e das estações do ano na diversidade de abelhas.

Tabela 15: Índices de diversidade das espécies de abelhas registradas durante as campanhas da CGH Santa Jacinta.

	RIQUEZA	ABUNDÂNCIA	DIVERSIDADE (H')	EQUITABILIDADE (J')	DOMINÂNCIA (D)
<b>LI1</b>	34	176	2.19	0.62	0.27
<b>LI2</b>	5	41	0.95	0.59	0.50
<b>LI3</b>	47	136	3.43	0.89	0.04
<b>LO1</b>	26	255	2.17	0.66	0.18
<b>PO1</b>	33	50	3.33	0.95	0.04
<b>PO2</b>	26	80	2.84	0.87	0.08
<b>T-1</b>	47	152	2.79	0.72	0.16
<b>T-2</b>	37	147	2.88	0.80	0.10
<b>T-3</b>	44	237	2.59	0.68	0.15
<b>T-Co</b>	59	202	3.36	0.82	0.07

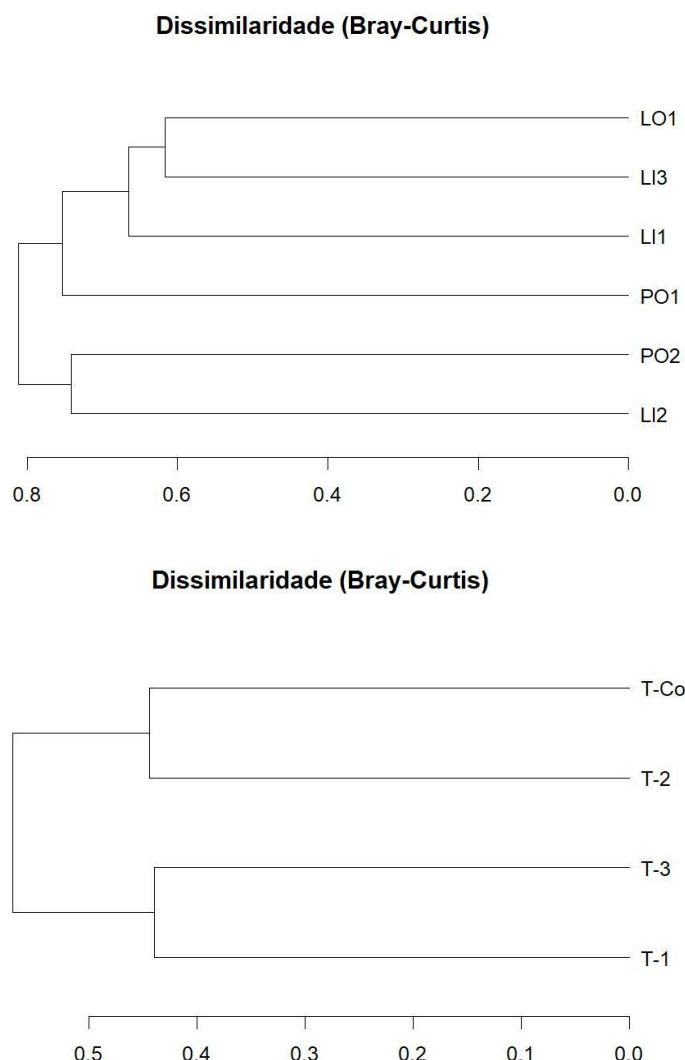
Considerando a variação na composição de morfoespécies entre campanhas, observa-se um agrupamento de similaridade entre campanhas de diferentes fases (Figura 32), fator que pode ser explicado pelas condições climáticas e variação na composição de recursos florais. Tal variação pode afetar diretamente a composição da comunidade de abelhas, onde muitos taxa tendem a apresentar interações com um baixo número de espécies vegetais, ocasionando uma substituição de morfoespécies de acordo com o recurso ofertado. Além disso, a presença da espécie



dominante *A. mellifera* também é capaz de afetar esses valores, considerando que seu comportamento social e agressivo resulta no registro de muitas visitas desta abelha, principalmente quando há pouco recurso floral, afastando muitas espécies de abelhas nativas.

Por sua vez, ao considerar a similaridade entre as áreas amostrais, é possível observar um agrupamento entre as áreas amostrais T-1 e T-3, e entre as unidades T-2 e T-Co (Figura 32). Considerando o agrupamento das unidades T-1 e T-3, é possível interpretar este resultado sabendo que ambas as áreas estão situadas de forma adjacente, ou seja, é muito provável que essas áreas compartilhem grande parte das morfoespécies de abelhas registradas. Já o agrupamento entre as unidades amostrais T-2 (TVR) e T-Co (Controle) pode ser interpretado considerando que ambas as áreas são compostas por fragmentos florestais e, portanto, apresentam uma maior diversidade na composição de abelhas e uma menor dominância de *A. mellifera*.

Figura 32: Cladograma representando a similaridade de abelhas entre as campanhas e unidades amostrais do empreendimento CGH Santa Jacinta.



Com relação aos aspectos ecológicos e socioambientais, cabe destacar que essas espécies são imprescindíveis para a reprodução e fluxo gênico das plantas nativas, assim como para a produção e/ou incremento de cultivos agrícolas, ambos os fatores ocorrem por meio da polinização. A maioria das espécies de abelhas apresenta baixo ou nenhum grau de sociabilidade (ou seja,



são solitárias), possuem uma grande diversidade de formas e ninhos, e, geralmente, não apresentam comportamento agressivo em relação à espécie humana. Desta forma, é possível destacar que a maioria das espécies registradas durante as campanhas são de abelhas solitárias (ou tribos que apresentam grande parte de suas espécies com essa característica, como Augochlorini). Entretanto, há muitas lacunas de conhecimento sobre essas espécies, como pode ser observado na ausência de uma atribuição taxonômica específica para uma parte relevante das morfoespécies apresentadas neste relatório e, conseqüentemente, o *status* de ameaça para a grande maioria das espécies.

É importante destacar o registro de abelhas de grande porte, como duas espécies sociais de mamangavas, a saber: *Bombus pauloensis* e *B. morio*; que, além da sua importância ecológica na polinização de plantas nativas, também possuem um importante papel na polinização de cultivos agrícolas (GARÓFALO et al., 2012), principalmente por serem capazes de realizar a polinização por vibração e pela constância floral. Além dessas espécies, também se destacam pelo tamanho corpóreo as abelhas do gênero *Oxaea*, que também são capazes de realizar a polinização por vibração.

Quanto às espécies sociais, merece menção a alta ocorrência de *Apis mellifera*, que, mesmo não sendo identificadas áreas de apicultura dentro das unidades amostrais, esta atividade é recorrente na região segundo moradores. *Apis mellifera* é uma espécie exótica e invasora, podendo causar um impacto negativo na comunidade de Hymenoptera local, principalmente por meio da competição por recursos e pela transmissão de doenças. Além desta espécie exótica, houve também o registro de *Anthidium manicatum*, espécie proveniente do velho mundo. Esta espécie embora seja exótica, não é considerada uma ameaça aos ecossistemas brasileiros principalmente por ter hábitos solitários (GIBBS & SHEFFIELD, 2009). Adicionalmente, houve o registro de uma espécie endêmica para o bioma Floresta Atlântica, a saber, *Plebeia emerina* cuja distribuição está restrita a porção sul deste bioma (CAMARGO & PEDRO, 2013).

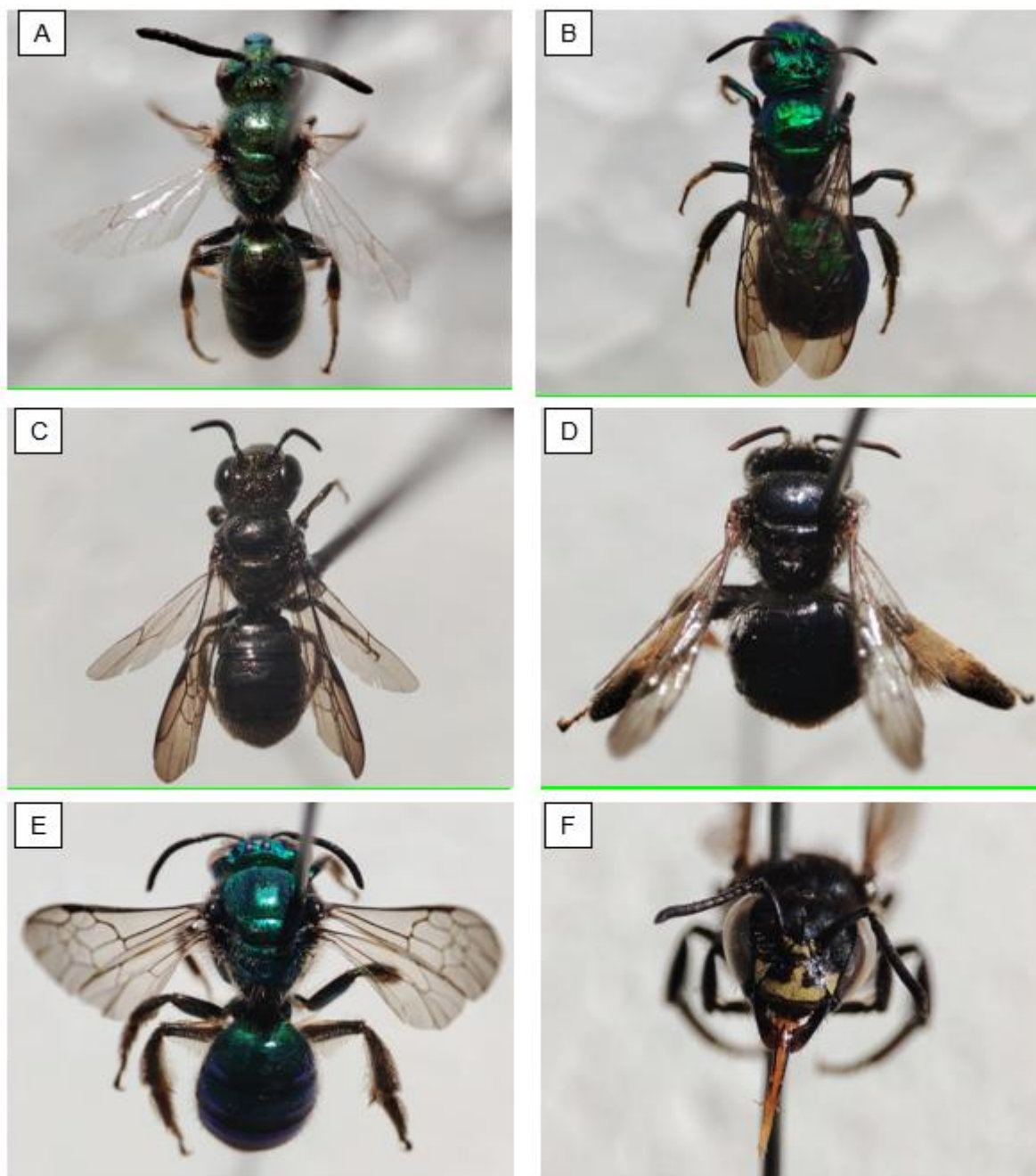
Ainda, cabe destacar a presença de outras espécies da tribo Meliponini com grande interesse para a Meliponicultura. Uma das espécies é a *Tetragonisca angustula* (jataí), abelha com algumas características que denotam sua importância para a Meliponicultura, como a inofensividade, fácil adaptação a diversos ambientes (incluindo ao ambiente urbano) e o mel de alto valor econômico. Durante uma das campanhas foi registrado a enxameação de uma colônia próximo ao alojamento, localizado as margens da Área Diretamente Afetada. Além da jataí, foi registrado a espécie *Tetragona clavipes* (abelha-borá) que também produz mel que pode ser comercializado.

Durante as futuras campanhas de monitoramento de fauna poderão existir registros de novas espécies, inclusive de espécies raras que, juntamente com os presentes dados, poderão auxiliar na identificação de possíveis impactos ecológicos do presente empreendimento.

Abaixo segue alguns registros fotográficos realizados durante as campanhas de monitoramento (Figura 33).



Figura 33: Registros fotográficos das abelhas realizados durante monitoramento de fauna da CGH Santa Jacinta.



Legenda: *Augochlora (Oxystoglossella) aurinasis* (A); *Ceratina (Calloceratina) sp.1* (B); *Ceratina (Neoclavicera) richardsoniae* (C); *Exomalopsis sp.1* (D); *Pseudaugochlora callaina* (E); *Schwarziana quadripunctata* (F).

### 3.3.3 HERPETOFAUNA

Foram registradas 18 espécies da herpetofauna, sendo 11 espécies de anuros, um lagarto (*Salvator merianae*) e um registro ocasional de serpente (*Erythrolamprus miliaris*; Tabela 16). Foi registrado um total de cinco famílias de anuros. A família com maior riqueza foi Hylidae (n = 7 espécies), seguida por Leptodactylidae (n = 5 espécies), Bufonidae com duas espécies e as demais com uma espécie registrada cada. A maior riqueza de Hylidae para a região tropical é um padrão comum (ZUG et al., 2001). Nas últimas campanhas (LI3 e LO1), houve dois registros inéditos, sendo eles *Rhinella henseli* e *Trachycephalus mesophaeus*.



As espécies *Aplastodiscus albosignatus* e *Phyllomedusa tetraploidea* foram registradas nas quatro áreas amostrais, sendo que a primeira foi observada apenas na campanha de verão da fase de LI. Além de *A. albosignatus*, outras quatro espécies foram registradas apenas durante a fase de LI, enquanto outras quatro espécies foram registradas somente na fase de PO.

As espécies mais abundantes foram *Dendropsophus minutus* (n = 49), *Boana prasina* (n = 35), *Phyllomedusa tetraploidea* (n = 29) e *Leptodactylus mystacinus* (n = 23). Estas são espécies que apresentam alta tolerância às modificações no ambiente. Em específico, *L. mystacinus* pode se beneficiar de terrenos pisoteados por gado, uma vez que se formam pequenas poças em áreas alagadas – locais propícios para vocalização e reprodução.

A diversidade de anfíbios observada na CGH Santa Jacinta representa cerca de 70% do que é esperado para a região de Boa Ventura de São Roque (HIERT & MOURA, 2007) e 26% da riqueza esperada pelo PCA da CGH Santa Jacinta. Cabe destacar que este último estudo considerou espécies com potencial de ocorrência, o que, de certa forma, eleva a diversidade esperada.

Quanto ao grau de ameaça, nenhuma espécie da herpetofauna registrada é considerada ameaçada, sendo que nenhuma delas consta na lista nacional de espécies ameaçadas. As espécies registradas apresentam ampla distribuição pelo bioma Mata Atlântica e são consideradas como espécies que possuem maior tolerância a alterações no ambiente. A única exceção é a espécie *Vitreorana uranoscopa*, a qual é associada a pequenos riachos no interior de fragmentos florestais em estágio médio e avançado

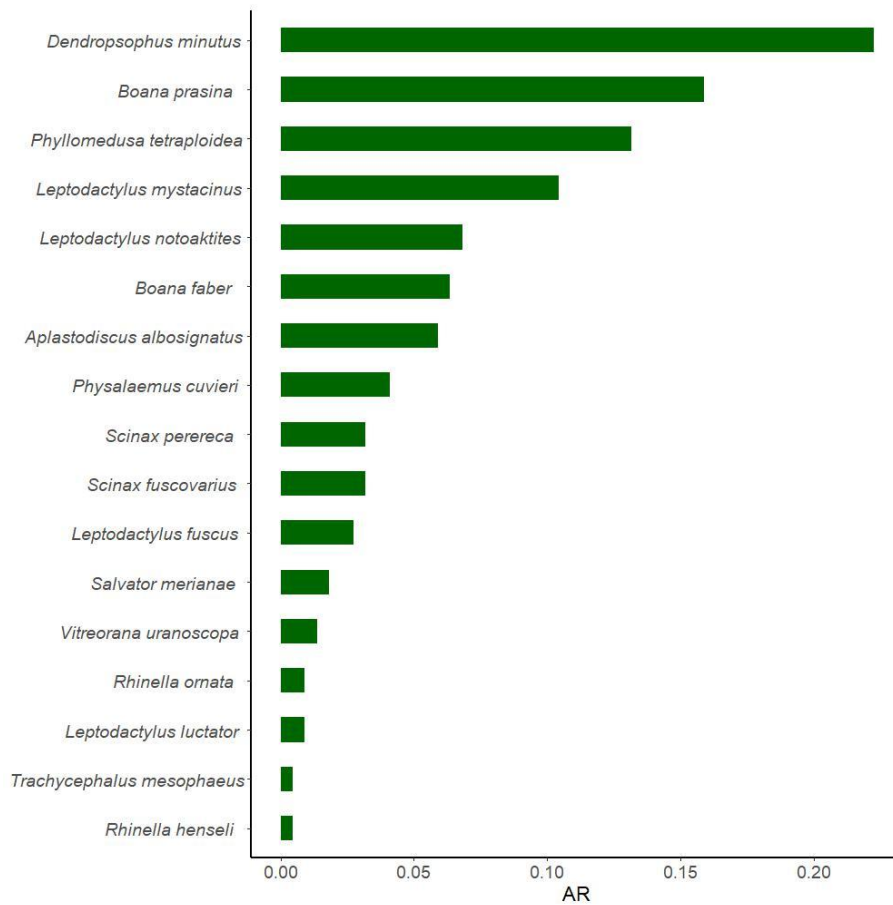
Tabela 16: Lista de espécies da herpetofauna registradas nas campanhas do monitoramento de fauna e os respectivos status de conservação (a nível estadual, nacional) da CGH Santa Jacinta.

Táxon	Nome-comum	Dist	UA	Camp	PR	BR
<b>Anura</b>						
<b>Bufonidae</b>						
<i>Rhinella henseli</i>	cururu	nativa	T-3	LO1	LC	n.c
<i>Rhinella ornata</i>	sapo cururu	nativa	T-1	LI2	LC	LC
<b>Centrolenidae</b>						
<i>Vitreorana uranoscopa</i>	perereca-de-vidro	nativa	T-2;T-3	LI1;LI3	LC	LC
<b>Hylidae</b>						
<i>Aplastodiscus albosignatus</i>	sapo-flautinha	nativa	T-1;T-2;T-3;T-Co	LI1	LC	LC
<i>Boana faber</i>	sapo-ferreiro	nativa	T-1;T-3;T-Co	PO1;LI1;LI3	LC	LC
<i>Boana prasina</i>	sapo-verde	nativa	T-1;T-2;T-3	LI2;LI3;LO1	LC	LC
<i>Dendropsophus minutus</i>	perereca-ampulheta	nativa	T-1;T-3;T-Co	PO1;LI1;LI2;LI3	LC	LC
<i>Scinax fuscovarius</i>	perereca	nativa	T-3	PO1	LC	LC
<i>Scinax perereca</i>	perereca	nativa	T-3	LI3	LC	n.c
<i>Trachycephalus mesophaeus</i>	sapo-leite	nativa	T-2	LI3	LC	n.c
<b>Leptodactylidae</b>						
<i>Leptodactylus fuscus</i>	rã-assoviadora	nativa	T-2;T-Co	LI1	LC	LC
<i>Leptodactylus luctator</i>	rã-manteiga	nativa	T-3	PO1	LC	LC
<i>Leptodactylus mystacinus</i>	rã	nativa	T-1;T-2;T-3	LI3;LO1	LC	n.c
<i>Leptodactylus notoaktites</i>	rã-assoviadora	nativa	T-3	PO1	LC	LC
<i>Physalaemus cuvieri</i>	rã-cachorro	nativa	T-3	LI3	LC	n.c
<b>Phyllomedusidae</b>						
<i>Phyllomedusa tetraploidea</i>	perereca-macaco	nativa	T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;LI1	LC	LC
<b>Squamata - Lagartos</b>						
<b>Teiidae</b>						
<i>Salvator merianae</i>	teiu	nativa	T-2	PO1	LC	LC
<b>Dipsadidae</b>						
<i>Erythrolamprus miliaris*</i>	Cobra-da-água	nativa	T-2	PO2	LC	LC

Legenda: Método: ASR – Amostragem em sítio de reprodução; PLT – Procura limitada por tempo. Nível de Ameaça: PR – Paraná; BR – Brasil; Categorias de ameaças: n.c. – Não consta.



Figura 34. Abundância relativa da herpetofauna amostrada durante as campanhas de monitoramento de fauna do empreendimento CGH Santa Jacinta.



Quando analisados os índices de diversidade das áreas amostrais, é possível observar que as campanhas de inverno, em ambas as fases, apresentam uma drástica redução na riqueza e na abundância de espécies da herpetofauna, sendo que, na campanha de inverno de PO (PO2), não foi registrado nenhum indivíduo (Tabela 17). A menor diversidade observada nas campanhas de inverno está associada aos aspectos fisiológicos e de história de vida deste grupo, os quais afetam as atividades de reprodução e forrageamento (ZUG et al., 2001; WELLS, 2010). Portanto, a ausência de registros para este grupo durante o inverno é esperada e até mesmo comum (CRIVELLARI et al., 2014).

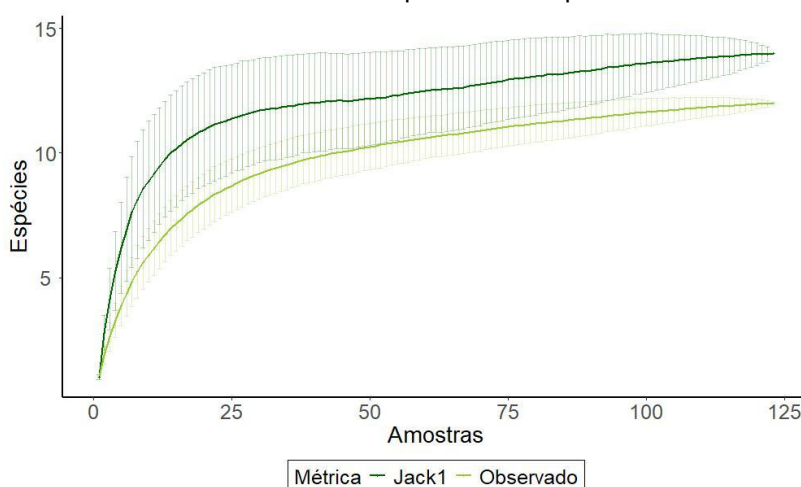
Com relação ao esforço amostral, este pode ser considerado satisfatório para o grupo, bem como para a região, na medida em que se observa a estabilização da curva do coletor (assíntota) e a aproximação do estimador de diversidade (Figura 35). No entanto, cabe destacar que há outras espécies que podem ocorrer na região, conforme registrado no diagnóstico do empreendimento. Uma delas trata-se de uma espécie críptica e fossorial (*Elachistocleis bicolor*). Além disso, nessas últimas campanhas foram registradas duas novas espécies. Dessa forma, com novas campanhas de monitoramento, outras espécies poderão ser registradas nas diferentes áreas amostrais.



Tabela 17: Índices de diversidade da herpetofauna registrada durante as campanhas de monitoramento de fauna do empreendimento CGH Santa Jacinta

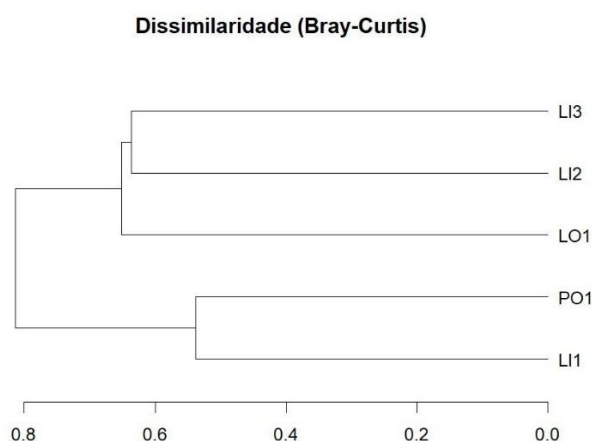
	RIQUEZA	ABUNDÂNCIA	DIVERSIDADE (H')	EQUITABILIDADE (J')	DOMINÂNCIA (D)
<b>LI1</b>	6	56	1.51	0.84	0.26
<b>LI2</b>	3	19	0.92	0.84	0.45
<b>LI3</b>	8	71	1.80	0.87	0.19
<b>LO1</b>	3	24	0.84	0.76	0.46
<b>PO1</b>	7	50	1.79	0.92	0.19
<b>T-1</b>	7	25	1.64	0.84	0.24
<b>T-2</b>	8	20	1.92	0.92	0.17
<b>T-3</b>	13	127	2.22	0.87	0.13
<b>T-CO</b>	5	48	1.26	0.78	0.34

Figura 35: Modelo de Curva de acúmulo de espécies da herpetofauna da CGH Santa Jacinta.



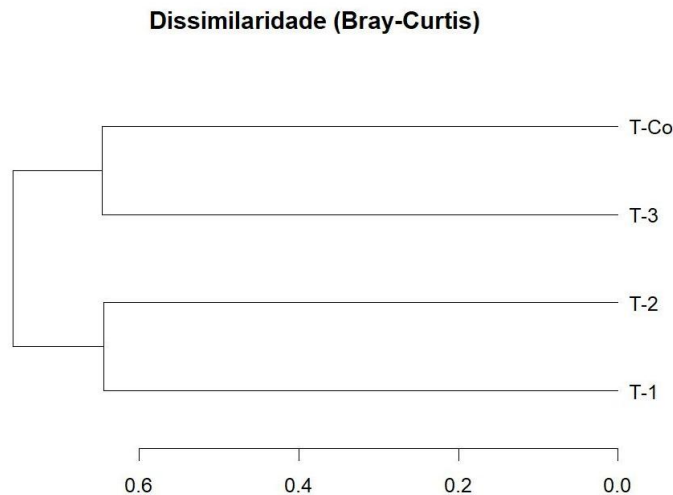
Quando é considerada a variação na composição de espécies entre as campanhas, observa-se uma média semelhante de 0,7, com dois agrupamentos principais (Figura 36). Um dos agrupamentos está associado às campanhas PO1 e LI1, enquanto o outro corresponde às campanhas LI2, LI3 e LO1. Essa diferenciação pode estar relacionada à influência do empreendimento, principalmente nas áreas T-1 e T-3, que se encontram mais próximas dos impactos do empreendimento. Outro aspecto importante é que, durante a fase de PO, havia apenas três unidades amostrais, enquanto na LI foi considerada uma unidade amostral adicional.

Figura 36. Cladograma representando a similaridade de herpetofauna entre as campanhas de monitoramento de fauna do empreendimento CGH Santa Jacinta.



Ao considerar a similaridade entre as áreas amostrais (Figura 37), é possível notar a formação de um agrupamento entre as áreas T-1 e T-2. Esse resultado está associado ao maior compartilhamento de espécies entre essas unidades amostrais (cerca de 40% do total de espécies da herpetofauna). As áreas T-3 e T-Co, por sua vez, apresentam um valor similar de similaridade com o outro agrupamento (=60%). Esse resultado indica um aninhamento entre essas unidades amostrais.

Figura 37. Cladograma representando a similaridade de herpetofauna entre as áreas amostrais de monitoramento de fauna do empreendimento CGH Santa Jacinta.



Por fim, avaliando os impactos, destaca-se o desaparecimento dos lagos artificiais no local em que o túnel se aproxima da casa de força. Nesse local, era possível observar a presença de espécies da herpetofauna, principalmente anuros, que foram registradas no RAS e nas campanhas de pré-obra. Contudo, essas espécies podem ser consideradas generalistas. De fato, tais espécies foram observadas em áreas próximas a esse local, principalmente nas campanhas realizadas em períodos mais quentes. Portanto, esse impacto pode ser destacado como pontual.

A seguir alguns registros das campanhas de monitoramento da herpetofauna.

Figura 38: Registros fotográficos da herpetofauna realizados durante monitoramento de fauna da CGH Santa Jacinta.





Legenda: *Boana faber* (A), *Leptodactylus lucaetor* (B), *Scinax fuscovarius* (C), *Erythrolamprus miliaris* (D); (E) *Rhinella henseli*; (F) *Trachycephalus mesophaeus*

### 3.3.4 MASTOFAUNA

Foram registradas 23 espécies de mastofauna, distribuídas em 13 famílias pertencentes a seis ordens distintas (Tabela 18). A riqueza observada corresponde a cerca de 26% da mastofauna esperada para a CGH Santa Jacinta, com base no Relatório Ambiental Simplificado. A ordem com maior diversidade foi Carnívora (n = 10 táxons), seguida por Rodentia (n = 4) e Chiroptera (n = 4). A espécie mais abundante foi *Didelphis albiventris* (n = 58), seguida por *Cerdocyon thous* (n = 21) e por *Desmodus rotundus* e *Hydrochoerus hydrochaeris* (n = 10 cada; Figura 39).

Quatro espécies foram registradas em todas as campanhas: *Cerdocyon thous*, *Didelphis albiventris*, *Hydrochoerus hydrochaeris* e uma morfoespécie pertencente ao gênero *Leopardus* sp.

Com relação às unidades amostrais, a área T-1 apresentou o maior número de registros (n = 49), seguida por T-2 (n = 40), T-Co (n = 36) e, por fim, T-3 (n = 19). Os menores valores de registros na área T-3 podem estar associados ao início das obras do empreendimento. O método mais eficiente de detecção de espécies foi o uso de armadilhas fotográficas, seguido pela busca ativa por vestígios.

No que se refere ao grau de ameaça, *Puma concolor* (puma) é classificada como Vulnerável (VU) tanto na lista nacional quanto na lista estadual. Trata-se do segundo maior felino das Américas, ocupando ampla variedade de ecossistemas, inclusive todos os biomas brasileiros. É um



predador de topo essencialmente carnívoro, alimentando-se de grande diversidade de presas, incluindo animais domesticados e de criação. Esse comportamento frequentemente gera conflitos com seres humanos, resultando em perseguição e caça retaliatória. Soma-se a isso a acelerada destruição de habitats, que reduz áreas de cobertura vegetal e a disponibilidade de recursos, contribuindo para o declínio da espécie.

Também merecem destaque os registros de *Mazama* sp. e *Leopardus* sp. No caso de *Mazama*, a espécie *M. bororo* é considerada Vulnerável (VU) na lista nacional e é potencialmente ocorrente na área. No âmbito estadual, três espécies do gênero são classificadas como VU, enquanto *M. gouazoubira* é considerada de Menor Preocupação (LC); portanto, não se pode descartar a presença de táxons ameaçados no empreendimento.

Para *Leopardus* sp., duas espécies passíveis de ocorrência local são classificadas como Vulneráveis (VU) na lista nacional. Na lista do Paraná, três espécies são VU e uma (*L. geoffroyi*) é considerada Quase Ameaçada (NT). Assim, os registros do gênero são relevantes para fins de conservação e gestão ambiental.

Tabela 18: Lista de espécies da mastofauna registradas nas campanhas do monitoramento de fauna e os respectivos status de conservação (a nível estadual, nacional e global) da CGH Santa Jacinta.

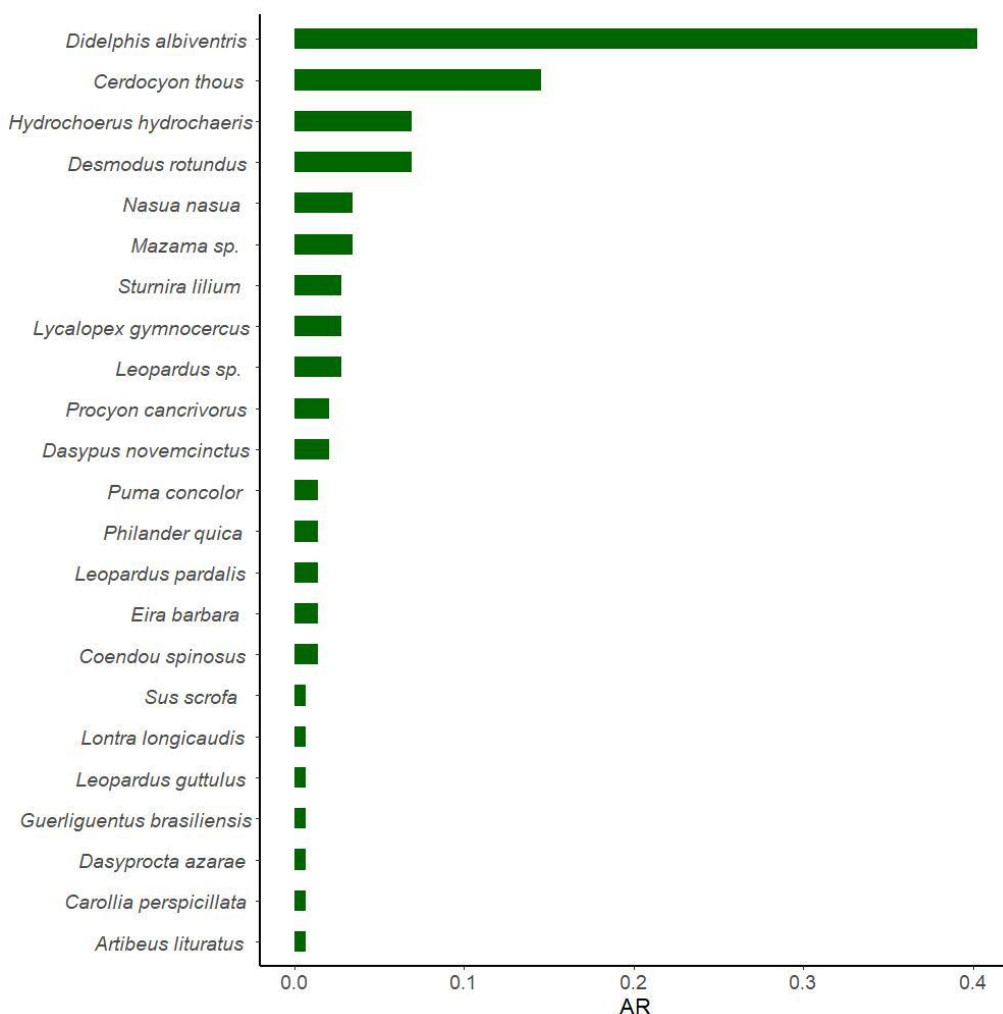
Táxon	Nome-comum	Dist	UA	Camp	PR	BR
<b>Artiodactyla</b>						
<b>Cervidae</b>						
<i>Mazama</i> sp.	veado		T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI2;LI3		
<b>Suidae</b>						
<i>Sus scrofa</i>	java-porco	exótico	T-2	LO1	-	-
<b>Carnivora</b>						
<b>Canidae</b>						
<i>Cerdocyon thous</i>	Cachorro do mato		T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI2;LI3;LO1		
<i>Lycalopex gymnocercus</i>	graxaim		T-Co	LI2		
<b>Felidae</b>						
<i>Leopardus guttulus</i>	gato-do-mato-do-sul		T-2	LI3	VU	n.c
<i>Leopardus pardalis</i>	jaguaritica		T-2;T-3	LI3;LO1	VU	n.c
<i>Leopardus</i> sp.	-		T-1;T-2	PO2;LI3;LO1		
<i>Puma concolor</i>	puma		T-2	LI2;LI3		
<b>Mustelidae</b>						
<i>Eira barbara</i>	irara		T-2	LI3	LC	n.c
<i>Lontra longicaudis</i>	lontra	nativo	T-2	LO1	VU	n.c
<b>Procyonidae</b>						
<i>Nasua nasua</i>	Quati		T-1;T-2;T-3;T-Co	LI1;LI3;LO1		
<i>Procyon cancrivorus</i>	mão pelada		T-2	LI2;LI3;LO1		
<b>Chiroptera</b>						
<b>Phyllostomidae</b>						
<i>Artibeus lituratus</i>	morcego	nativo	T-Co	LO1	LC	n.c
<i>Carollia perspicillata</i>	Cachorro do mato		T-2	PO1		
<i>Desmodus rotundus</i>	Morcego-vampiro		T-1;T-2	LI1;LI2;LO1		
<i>Sturnira lilium</i>	Morcego		T-2;T-Co	LI1;LO1		
<b>Cingulata</b>						
<b>Dasyopodidae</b>						
<i>Dasyopus novemcinctus</i>	Tatu-galinha		T-1;T-2;T-3	LI1;LO1		
<b>Didelphimorphia</b>						



Táxon	Nome-comum	Dist	UA	Camp	PR	BR
<b>Didelphidae</b>						
<i>Didelphis albiventris</i>	Cachorro do mato		T-1;T-2;T-3;T-Co	PO1;PO2;LI1;LI2;LI3;LO1		
<i>Philander quica</i>	cuica-quatro-olhos		T-Co	LI3	LC	n.c.
<b>Rodentia</b>						
<b>Caviidae</b>						
<i>Hydrochoerus hydrochaeris</i>	Capivara		T-1;T-3;T-Co	PO2;LI2;LI3;LO1		
<b>Dasyproctidae</b>						
<i>Dasyprocta azarae</i>	cotia		T-2	LI2		
<b>Erethizontidae</b>						
<i>Coendou spinosus</i>	Ouriço		T-Co	LI1;LI3		
<b>Sciuridae</b>						
<i>Guerliguentus brasiliensis</i>	serelepe		T-3	LI2		

Legenda: Método: BA – Busca Ativa; RN – Rede de Neblina; AF – Armadilha Fotográfica; OC – Encontro Ocasional. Registro: CAP – Captura; FE – Fezes; FO – Fotografia; PG – Pegada; VI – Visual. Nível de Ameaça: PR – Paraná; BR – Brasil; IUCN – Mundial. Categorias de ameaças: n.c. – Não consta; DD – dados insuficientes; LC – Pouco preocupante; NT – próxima de ameaça; VU – Vulnerável.

Figura 39. Abundância relativa da mastofauna amostrada durante as campanhas de monitoramento de fauna do empreendimento CGH Santa Jacinta.



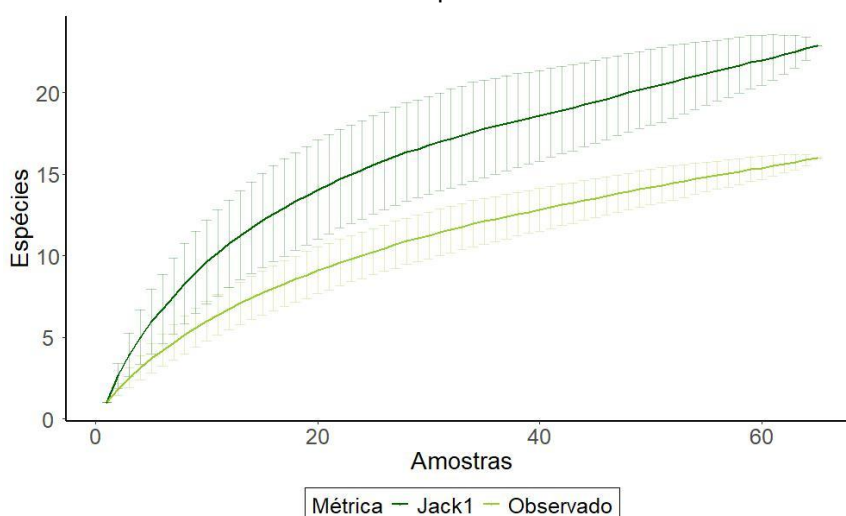
Com relação ao esforço amostral, considerando todas as campanhas, observa-se que tanto os valores observados quanto os estimados apresentam tendência ascendente, com leve indicação de estabilização (Figura 40). Portanto, é possível que novas espécies ainda venham a ser registradas na área do empreendimento. Ressalta-se que a mastofauna é um dos grupos de fauna



com maior dificuldade de detecção, seja por métodos diretos ou indiretos, o que influencia diretamente os resultados desta análise. Com a continuidade das campanhas e o acúmulo de registros, é esperado que as curvas finalmente atinjam a assíntota.

Os registros de *Mazama* sp., *Leopardus* sp. e, especialmente, *Puma concolor* indicam que a região do empreendimento ainda oferece condições ambientais e ecológicas favoráveis à presença desses mamíferos de grande porte. Apesar do intenso uso do solo para plantios de espécies exóticas e da presença de animais domésticos, o relevo montanhoso favorece a existência de grandes remanescentes florestais em estágio sucessional secundário, principalmente ao longo dos cursos d'água da região.

Figura 40: Modelo de Curva de acúmulo de espécies da mastofauna da CGH Santa Jacinta.



Considerando os índices de diversidade, as campanhas LO1 e LI2 apresentaram os maiores valores de riqueza e abundância quando comparadas às demais, ambas realizadas no inverno (Tabela 19). Esse padrão pode refletir a adição da nova área amostral (T-2 ou TVR), que apresentou valores elevados para essas métricas.

Tabela 19: Índices de diversidade das espécies da mastofauna registradas durante as quatro campanhas do monitoramento de fauna do empreendimento CGH Santa Jacinta.

	Riqueza	Abundância	Diversidade (H')	Equitabilidade (J')	Dominância (D)
LI1	6	21	1.433	0.800	0.324
LI2	10	30	2.038	0.885	0.158
LI3	13	35	1.784	0.695	0.316
LO1	13	44	2.017	0.786	0.193
PO1	4	6	1.242	0.896	0.333
PO2	5	8	1.386	0.861	0.313
T-1	8	49	1.556	0.748	0.296
T-2	17	40	2.504	0.884	0.110
T-3	8	19	1.657	0.797	0.274
T-Co	10	36	1.836	0.797	0.241

Além disso, observa-se que a composição da mastofauna nas campanhas de PO é mais semelhante à campanha LI2 (Figura 41), o que pode estar relacionado ao aninhamento das comunidades em função da composição de espécies.

Devido à distância entre as unidades amostrais e à relativa homogeneidade dos ambientes, ainda não é possível identificar com precisão quais fatores determinam a composição das comunidades de mastofauna na região.



Figura 41. Cladograma representando a similaridade de mastofauna entre as campanhas de monitoramento de fauna do empreendimento CGH Santa Jacinta.

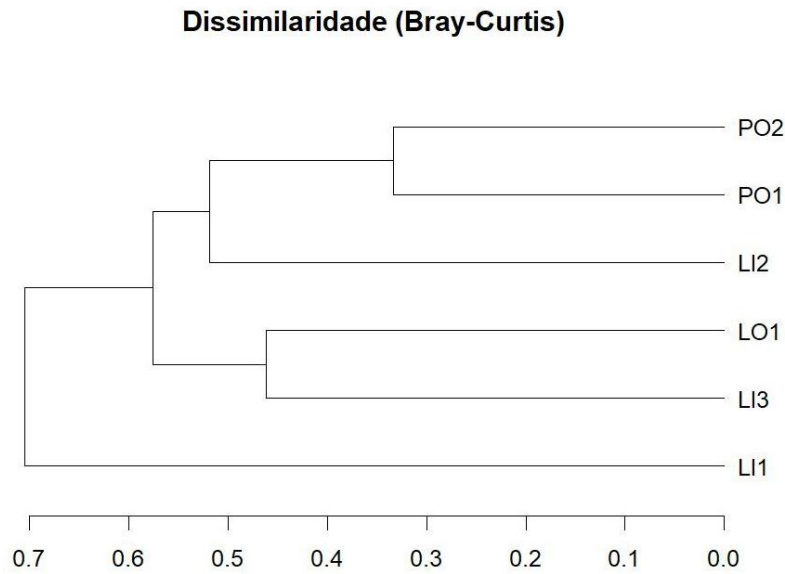
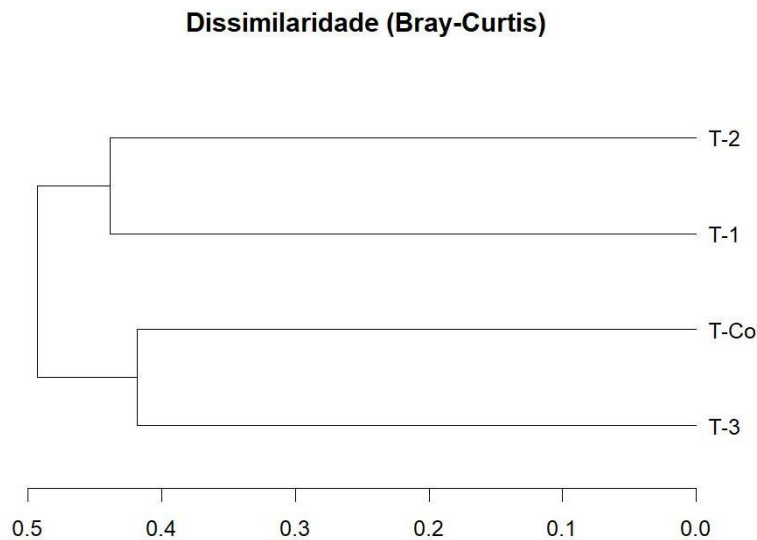


Figura 42. Cladograma representando a similaridade de mastofauna entre as áreas amostrais durante as campanhas de monitoramento de fauna do empreendimento CGH Santa Jacinta.

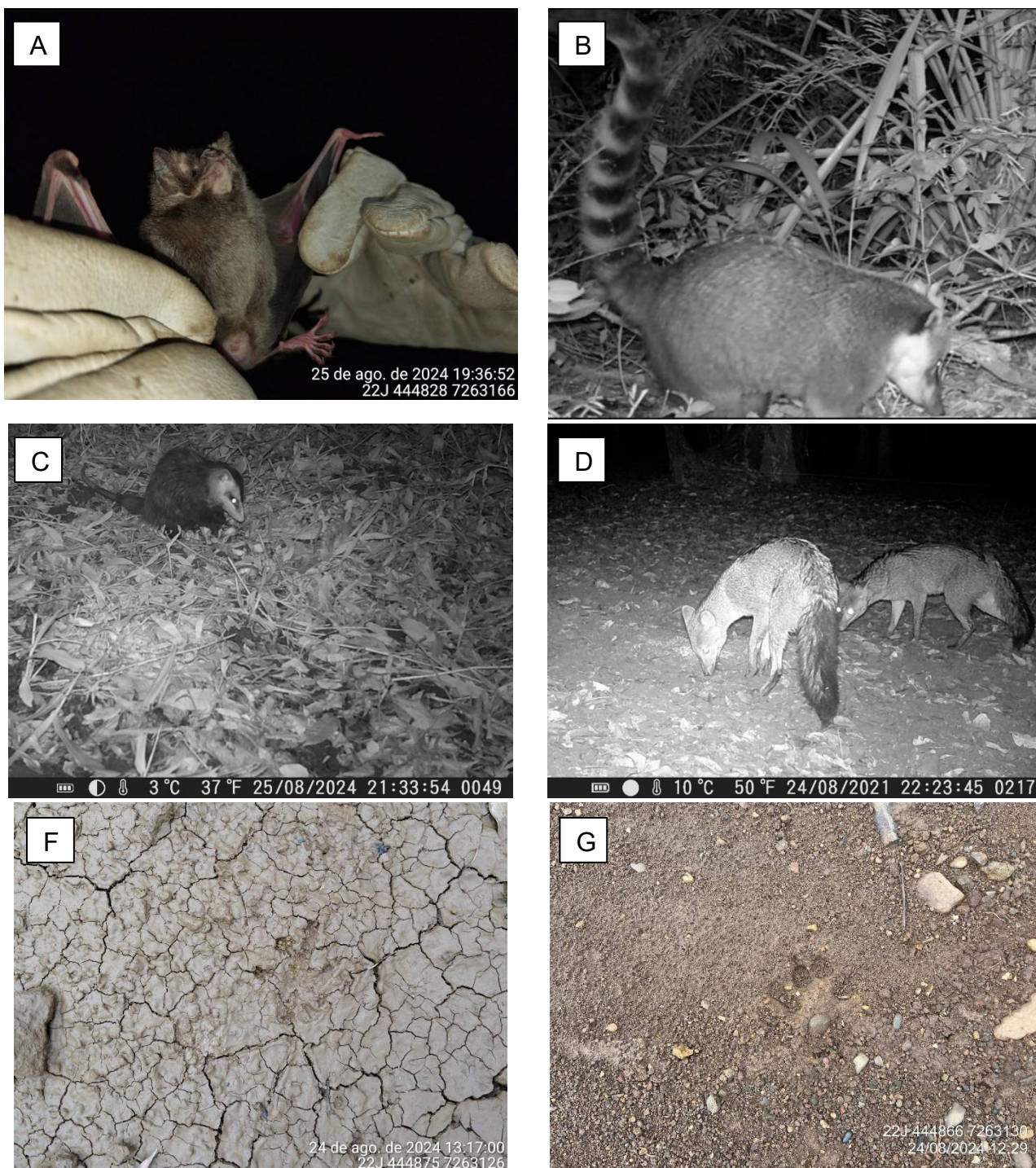


Por fim, com as novas campanhas de monitoramento da fauna, poderão ocorrer registros de novas espécies de mastofauna, assim como o registro de espécies observadas apenas durante as campanhas de PO. Cabe salientar que, com início da operação, há a tendência de que haja uma normalização da presença das espécies silvestre. Isto já foi observado na última campanha da LI, com o registro da *Puma concolor*. Os potenciais novos registros, juntamente com os presentes dados, poderão auxiliar na identificação e mitigação dos impactos do presente empreendimento na mastofauna local.

Abaixo, seguem alguns registros fotográficos da mastofauna nas áreas amostrais do empreendimento.



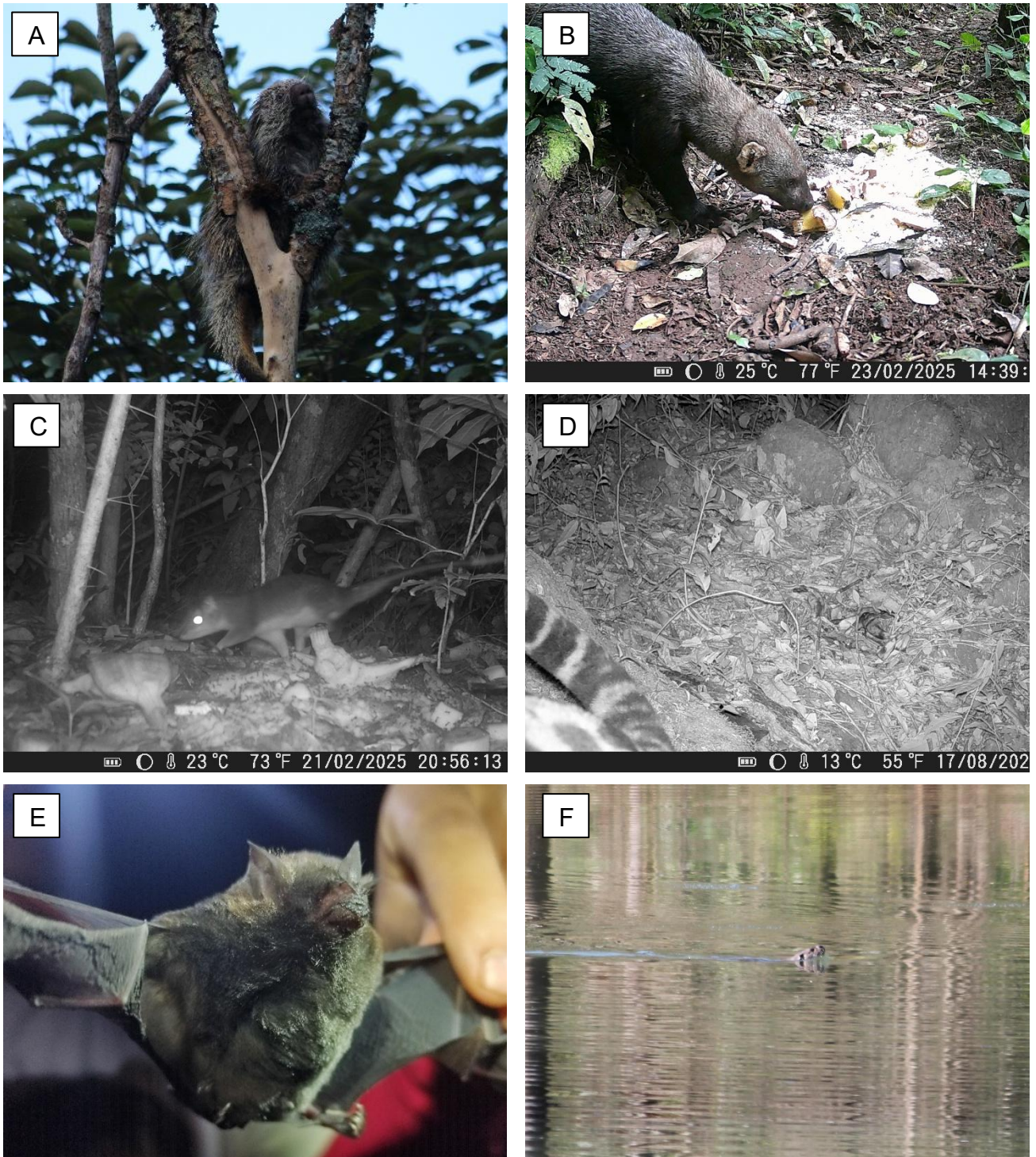
Figura 43: Registros fotográficos da mastofauna realizados durante monitoramento de fauna da CGH Santa Jacinta.



Legenda: Registro de *Desmodus rotundus* capturado em rede de neblina (A); registros realizados com armadilha fotográfica de *Nasua nasua* (B), *Didelphis albiventris* (C), *Lycalopex gymnocercus* (D), *Procyon cancrivorus* (F) e *Puma concolor* (G).



Figura 44: Registros fotográficos da mastofauna realizados durante o monitoramento de fauna da CGH Santa Jacinta.



Legenda: Registro de *Coendou spinosus* (A); *Eira barbara* (B), *Philander quica* (C), *Leopardus sp.* (D), *Carollia perspicillata* (E) e *Lontra longicaudis* (F) .



### 3.4 DISCUSSÃO

As campanhas realizadas nas fases de pré-obra, instalação e operação permitiram caracterizar de forma consistente a fauna terrestre na área de influência da CGH Santa Jacinta, com o registro de 205 espécies de aves, 107 morfoespécies de abelhas, 18 espécies de herpetofauna e 23 espécies de mastofauna. Em conjunto, os resultados evidenciam que a área do empreendimento ainda mantém importante heterogeneidade ambiental, capaz de sustentar grupos faunísticos com diferentes exigências ecológicas, desde espécies generalistas e tolerantes à alteração ambiental até espécies de maior interesse conservacionista, associadas a formações florestais, ambientes ripários e áreas com menor nível de perturbação.

Para a avifauna, a riqueza observada pode ser considerada expressiva, com predominância de Passeriformes e famílias tipicamente diversas em ambientes neotropicais. A comunidade de aves apresentou elevada similaridade entre campanhas e entre áreas amostrais, indicando relativa estabilidade de sua composição ao longo do período monitorado, embora com influência sazonal e espacial. As maiores riquezas e abundâncias observadas em determinadas campanhas e áreas relacionam-se, em parte, à ampliação do esforço amostral e à inclusão da unidade T-2, correspondente ao trecho de vazão reduzida. Ainda assim, a presença de espécies ameaçadas e quase ameaçadas demonstra relevância ambiental da área, bem como a necessidade de manutenção dos remanescentes florestais e da conectividade da paisagem para a conservação desse grupo.

No caso das abelhas, a elevada riqueza de morfoespécies confirma a importância ecológica da área para os processos de polinização, tanto da vegetação nativa quanto de cultivos agrícolas do entorno. Os resultados indicam forte influência da sazonalidade e da disponibilidade de recursos florais sobre a composição e a abundância da comunidade, com redução acentuada nos períodos de menor floração e recuperação nos períodos subsequentes. A estrutura da comunidade também foi influenciada pela elevada ocorrência de *Apis mellifera*, espécie exótica com forte capacidade competitiva, o que pode interferir na dinâmica das espécies nativas. Apesar disso, foram registradas espécies nativas de grande relevância ecológica e econômica, inclusive táxons endêmicos e espécies com potencial interesse para a meliponicultura, evidenciando a importância dos ambientes florestais e ecotonais presentes na área de influência para a manutenção desses organismos. Nesse contexto, destaca-se ainda que a área de compensação ambiental de 3,28 hectares, já em efetivo processo de regeneração, tende a ser diretamente beneficiada pela atuação dessas abelhas, uma vez que a polinização é um processo fundamental para o sucesso da regeneração natural, favorecendo a reprodução das espécies vegetais, a formação de frutos e sementes, o recrutamento de novos indivíduos e o aumento da diversidade florística ao longo do tempo. Assim, a presença de uma comunidade de abelhas diversificada contribui para o fortalecimento da dinâmica ecológica dessa área, acelerando a consolidação da cobertura vegetal, ampliando a conectividade funcional entre os remanescentes naturais e aumentando a resiliência do ambiente em recuperação.

A herpetofauna, por sua vez, apresentou riqueza compatível com a região e forte resposta às variações sazonais, especialmente em função da temperatura e da disponibilidade de ambientes propícios à reprodução. As campanhas de inverno apresentaram redução acentuada na riqueza e na abundância, padrão esperado para o grupo, enquanto os períodos mais quentes favoreceram maior atividade, vocalização e detecção das espécies. De modo geral, as espécies registradas são amplamente distribuídas e, em sua maioria, tolerantes a alterações ambientais, embora tenha sido identificada ao menos uma espécie associada a ambientes florestais mais conservados e pequenos cursos d'água. Nesse grupo, o principal impacto observado foi pontual, relacionado ao



desaparecimento de ambientes alagados artificiais próximos à casa de força, anteriormente utilizados por anuros. Entretanto, as espécies associadas a esses locais continuaram ocorrendo em áreas próximas, indicando que, até o momento, não houve supressão expressiva da comunidade, mas sim redistribuição local dos indivíduos.

Para a mastofauna, os resultados demonstram que a região do empreendimento ainda oferece condições ambientais favoráveis para a ocorrência de espécies de médio e grande porte, inclusive carnívoros de topo e táxons de interesse conservacionista. A predominância de registros de espécies generalistas e tolerantes, como gambás, canídeos e capivaras, reflete o contexto regional de uso antrópico do solo. Contudo, a presença de *Puma concolor*, bem como de registros de *Mazama sp.* e *Leopardus sp.*, indica que os remanescentes florestais e os corredores ripários ainda exercem papel fundamental para a manutenção da mastofauna local. A menor quantidade de registros na unidade T-3 sugere influência inicial das obras sobre a atividade e detectabilidade dos mamíferos nessa área, embora os registros mais recentes indiquem tendência de reocupação e normalização gradual com o avanço do empreendimento para a fase operacional.

De forma geral, os dados obtidos para a fauna terrestre indicam que as variações observadas ao longo do monitoramento decorrem principalmente da sazonalidade, da disponibilidade de recursos, da estrutura do habitat e das diferenças entre as unidades amostrais, mais do que de alterações abruptas e generalizadas provocadas pelo empreendimento. Ainda assim, alguns efeitos locais podem ser reconhecidos, sobretudo nas áreas mais próximas às frentes de obra e em ambientes específicos, como os corpos d'água temporários utilizados pela herpetofauna. A inclusão da unidade amostral referente ao trecho de vazão reduzida mostrou-se importante para melhor representar essa heterogeneidade e ampliar a compreensão das respostas da fauna terrestre às mudanças impostas pela implantação da CGH.

Também cabe destacar que, para alguns grupos, especialmente abelhas e mastofauna, as curvas de acúmulo de espécies ainda indicam possibilidade de novos registros com a continuidade do monitoramento, inclusive de espécies raras ou de ocorrência esporádica. Para a avifauna e a herpetofauna, embora o esforço empregado já permita uma caracterização satisfatória das comunidades, novos registros também podem ocorrer, principalmente em função das variações sazonais e das mudanças graduais no uso dos habitats ao longo do tempo.

Assim, as informações apresentadas neste relatório ampliam o conhecimento sobre a fauna terrestre da área de influência da CGH Santa Jacinta e demonstram a importância da continuidade do monitoramento ao longo da operação do empreendimento. O acompanhamento sistemático desses grupos já permitiram avaliar com maior precisão os efeitos de médio e longo prazo sobre a composição, diversidade e distribuição das espécies, fornecendo subsídios para a identificação de impactos, para o aprimoramento das medidas de manejo e para a conservação da biodiversidade local.



#### 4. REFERÊNCIA BIBLIOGRÁFICA

---

- ABILHOA, V. & DUBOC, L. F. 2004. Peixes. In: MIKICH, S. B. & BÉRNILS, R. S. (eds.). Livro Vermelho dos Animais Ameaçados de Extinção no Estado do Paraná. Curitiba: Mater Natura e Instituto Ambiental do Paraná. p.581-678
- ABREU-JR EF, CASALI DM, GARBINO GST, LORETTO D, LOSS AC, MARMONTEL M, NASCIMENTO MC, OLIVEIRA ML, PAVAN SE, TIRELLI FP. 2020. Lista de Mamíferos do Brasil. Available from: <https://www.sbmz.org/mamiferos-do-brasil>.
- ADAMS, S. M.; SHEPARD, K. L.; GREELEY, M. S.; JIMENEZ, B. D.; RYON, M. G.; SHUGART, L. R. & MCCARRTHY, J. F. 1989. The use of bioindicators for assessing the effects of pollutant stress on fish. *Marine Environmental Research* 28: 459–464.
- AGOSTINHO AA, GOMES LC, SUZUKI HI, JÚLIO JUNIOR HF. Migratory fish from the upper Parana river basin, Brazil. In: CAROLSFELD J, HARVEY B, ROSS C, BAER A, editors. *Migratory Fishes of South America: Biology, Fisheries and Conservation Status*. Victoria: World Fisheries Trust, the World Bank and the International Development Research Centre; 2003. p.19-99.
- AGOSTINHO, A.A. & ZALEWSKI, M. 1996. A planície alagável do alto rio Paraná: Importância e Preservação. Maringá: EDUEM.100p.
- AGOSTINHO, A.A. e JÚLIO JR., H.F. 1999 Peixes da Bacia do Alto Rio Paraná. In: LOWE-McCONNEL, R.H. (Ed.). *Estudos Ecológicos de Comunidades de Peixes Tropicais*. São Paulo: EDUSP. p.374-400
- AGOSTINHO, A.A.; JÚLIO JR, H.F.; GOMES, L.C. & BINI, L.M., AGOSTINHO, C.S. 1997. Composição, abundância e distribuição espaço-temporal da ictiofauna. In: VAZZOLER, A.E.A. de M.; AGOSTINHO, A.A. & HAHN, N.S. *A planície de inundação do alto rio Paraná: aspectos físicos, biológicos e socioeconômicos*. Maringá: EDUEM, p.229-248.
- AGOSTINHO, A.A.; JÚLIO JR., H.F.; GOMES, L.C.; BINI, L.M.; AGOSTINHO, C.S. 1997 Composição, abundância e distribuição espaço-temporal da ictiofauna. In: VAZZOLER, A.E.A. de M.; AGOSTINHO, A.A.; HAHN, N.S. (Ed.). *A Planície de Inundação do Alto Rio Paraná. Aspectos físicos, biológicos e socioeconômicos*. Maringá: EDUEM: Nupélia. p.179-208.
- ALBA-TERCEDOR, J.; SANCHEZ-ORTEGA, A. Un método rápido y simples para evaluar la calidad biológica de las aguas corrientes basado en el de Hellawell (1978). *Limnetica*, v. 4, p. 51-56, 1988.
- ALBERT, J. S., BART, H. L. & REIS, R. E. 2011. Species Richness and Cladal Diversity. In: ALBERT, J. S. & REIS, R. E. *Historical Biogeography of Neotropical Freshwater Fishes*, Berkeley, CA: University of California Press. p. 89-104.
- ALLAN, J. D. & CASTILLO, M. M. 2007. *Stream ecology: structure and function of running waters*. 2ed., Netherlands: Springer. 436 p.
- ALLAN, J. D. 1995. *Stream Ecology: Structure and function of running waters*. London: Chapman & Hall.
- APHA. *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater*. 23. ed. Washington, 2017
- ARAÚJO, M.I., DELARIVA, R.L., BONATO, K.O., SILVA, J.C. 2011. Fishes in first order stream in Ivaí River drainage basin, upper Paraná River Basin, Paraná state, Brazil. *Check List* 7(6): 774-777.



- ARAÚJO, M.I., PEREIRA, B.C., DELARIVA, R.L. 2009. Composição taxonômica e estrutura em tamanho da assembléia de peixes do Córrego Itys, no Município de Marialva – PR. VI EPCC Encontro Internacional de Produção Científica Cesumar, 27 a 30 de outubro de 2009.
- ARMITAGE, P. D.; MOSS, D.; WRIGHT, J. F.; FURSE, M. T. The performace of a new biological water quality score system based on macroinvertebrates over a wide range of unpolluted running-water sites. *Water Research*, v. 17, n. 3, p. 333-347, 1983.
- AURICCHIO, P. & SALOMÃO, M. G. 2002. Técnicas de coleta e preparação de vertebrados. Instituto Pau Brasil de História Natural. São Paulo. 348 pp.
- BALDO, M. C. 2006. Variabilidade Pluviométrica e a dinâmica atmosférica na Bacia Hidrográfica do Rio Ivaí – PR. 2006. 153 f. Tese (Doutorado em Climatologia), UNESP.
- BARTELL, S. M. 2006. Biomarkers, Bioindicators, and Ecological Risk Assessment—A Brief Review and Evaluation. *Environmental Bioindicators* 1: 60–73.
- BAUMGARTNER, G.; PAVANELLI, C.S.; BAUMGARTNER, D.; BIFI, A.G.; DEBONA, T. & FRANA, V.A. 2012. Peixes do baixo rio Iguaçu. Maringá: EDUEM, 203p.
- BIBBY, C. J., BURGESS, N. D., HILL, D. A. 1993. Bird census techniques. Academic Press, London, UK, 257p.
- BILLERMAN, S. M. et al. 2021. Birds of the World. Cornell Laboratory of Ornithology, Ithaca, NY, USA. <https://birdsoftheworld.org/bow/home>.
- BOLD, H.C.; WYNNE, M.J. 1985: Introduction to the Algae. Structure and Reproduction. Englewood Cliffs. New Jersey, Prentice-Hall, 750p.
- BRANDÃO, C. J.; BOTELHO, M. J. C.; SATO, M. I.; LAMPARELLI, M. C. 2011. Guia Nacional de Coleta e Preservação de Amostras: Água, Sedimento, Comunidades Aquáticas e Efluentes Líquidos. São Paulo, CETESB; Brasília, ANA. 326p
- BRANDÃO, C.J., COELHO-BOTELHO, M.J., SATO, M.I.Z., LAMPARELLI, M.C. 2011. Guia nacional de coleta e preservação de amostras: água, sedimento, comunidades aquáticas e efluentes líquidos. ISBN: 978-85-89629-83-6. São Paulo: CETESB; Brasília: ANA, p. 325
- BRITTO SGC, CARVALHO D. Reproductive migration of fish and movement in a series of reservoirs in the Upper Parana River basin, Brazil. *Fisheries Manag Ecol*. 2013; 20(5):426-33
- BUCKUP, P. A.; MENEZES, N. A.; GHAZZI, M. S. (eds). Catálogo das espécies de peixes de água doce do Brasil. Rio de Janeiro: Museu Nacional, 2007. 195 p.
- BUCKUP, P. A.; MENEZES, N. A.; GHAZZI, M. S. Catálogo das espécies de peixes de água doce do Brasil. Rio de Janeiro, Museu Nacional, 2007. 195p.
- CAIRNS, J. R. J.; McCORMICK, P. V. & NIEDERLEHNER, B. R. A proposal framework for developing indicators of ecosystem health. *Hydrobiologia*, v. 263, p.1-44, 1993.
- CALLISTO, M.; MORETTI, M.; GOULART, M. D. C. 2001. Macroinvertebrados bentônicos como ferramenta para avaliar a saúde de riachos. *Revista Brasileira de Recursos Hídricos*, 6 (1) 71-82.
- CAMARGO J. M. F.; PEDRO S. R. M. 2013. Meliponini Lepeletier, 1836. Cata-logue of Bees (Hymenoptera, Apoidea) in the Neotropical Region - online version. Availa-ble at <http://www.moure.cria.org.br/catalogue>. Accessed Jan/31/2022
- CAMPBELL, Howard W.; CHRISTMAN, S. P. 1982. Field techniques for herpetofaunal community analysis. *Wildlife Research Report*, v. 13, p. 193-200.



- CAMPOS, L. A. O.; SILVEIRA, F. A.; OLIVEIRA, M. L.; ABRANTES, C. V. M.; MORATO, E. F.; MELO, G. A. R. 1989. Utilização de armadilhas para a captura de machos de Euglossini (Hymenoptera, Apoidea). *Revista Brasileira de Zoologia*; v. 6, n. 4, p. 621-626.
- CARDOSO, M. C., & GONÇALVES, R. B. 2018. Reduction by half: the impact on bees of 34 years of urbanization. *Urban ecosystems*, v. 21(5), p. 943-949.
- CAROLSFELD J, HARVEY B, ROSS C, BAER A, editors. *Migratory Fishes of South America: Biology, Fisheries and Conservation Status*. Victoria: World Fisheries Trust, the World Bank and the International Development Research Centre; 2003.
- CASTILLO, A. R., BORTOLUZZI, L. R. & OLIVEIRA, E. V. 2007. Distribuição e densidade populacional de *Corbicula fluminea* (Mueller, 1744) do Arroio Imbaá, Rio Uruguai, Uruguiana, Brasil. *Biodiversidade Pampeana*, 5(1), 25-29.
- CHELLAPPA, N.T., CÂMARA, F.R.A. and ROCHA, O. 2009. Phytoplankton community: indicator of water quality in the Armando Ribeiro Gonçalves Reservoir and Pataxó Channel, Rio Grande do Norte, Brazil. *Brazilian Journal of Biology*, 69(2), 241-251
- COLWELL, R. K. EstimateS: Statistic estimation of species richness and shared species from samples. Version 7.5. 2005. Disponível em: <<http://viceroy.eeb.uconn.edu/estimates>>. Acesso em: 19 Abr. 2017
- COLWELL, R. K.; CODDINGTON, Y. J. A. Estimating terrestrial biodiversity through extrapolation. *Philosophical Transactions of the Royal Society of London Series B*, v. 345, p. 101-118, 1994. Disponível em: <<http://rstb.royalsocietypublishing.org/content/345/1311/101>>. Acesso em: 19 Abr. 2017
- COLWELL, R.; CODDINGTON, J.A. 1994. Estimating terrestrial biodiversity through extrapolation. *Philos. Trans. R. Soc. London B series*, London, 345(1311):101-118.
- CONTIN, L.F. 1990. Contribuição ao estudo das diatomáceas (Chrysophyta, Bacillariophyceae) na região da barragem de captação d'água do Rio Iguaçu (SANEPAR), em Curitiba, Estado do Paraná, Brasil. *Est. Biol.* 24:5-95.
- COSTA, C.; IDE, S.; SIMONKA, C. E. *Insetos imaturos, metamorfose e identificação*. Ribeirão Preto: Holos, 2006. 249p.
- COSTA, H. C., GUEDES, T. & BÉRNILS, R. S. Lista de Répteis do Brasil. Disponível em: <https://sbherpetologia.org.br/lista-repteis-sbh-copy-copy>. Acesso: 20/08/2022.
- CRIVELLARI, L. B., LEIVAS, P. T., LEITE, J. C. M., DA SILVA GONÇALVES, D., MELLO, C. M., DE CERQUEIRA ROSSA-FERES, D., & CONTE, C. E. 2014. Amphibians of grasslands in the state of Paraná, southern Brazil (Campos Sulinos). *Herpetology Notes*, v. 7, p. 639-654.
- DALPONTE, J. C. 2009. *Lycalopex vetulus* (Carnivora: Canidae). *Mammalian Species*, v.847, p.1-7.
- DEMARCO, O. J.; CANTONI, F.; PASSINI, A. F. C. (2018) estudo de impacto ambiental em uma pequena central hidrelétrica. *REVISTA DAE*, VOL 66: 209.
- DESTEFANI, E. V. 2005. Regime hidrológico do rio Ivaí. Dissertação (Mestrado em Geografia), Programa de Pós-Graduação em Geografia, Centro de Ciências Humanas, Letras e Artes da Universidade Estadual de Maringá.



- DIAS, A.C.; ZAWADZKI, C.H. 2018. Identification key and pictures of the *Hypostomus* Lacépède, 1803 (Siluriformes, Loricariidae) from the rio Ivaí, upper rio Paraná basin. *CheckList* 14 (2): 393–414
- ESTEVES, F. A. Fundamentos de Limnologia. Rio de Janeiro: Interciência/FINEP, 1988
- FILIZOLA, H.F.; GOMES, M.A.F.; SOUZA, M.D. 2006. Manual de procedimentos de coleta de amostras em áreas agrícolas para análise da qualidade ambiental: solo, água e sedimentos. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 2006
- FROTA, A., DEPRÁ, G.C., PETENUCCI, L.M., GRAÇA, W.J. 2016. Inventory of the fish fauna from Ivaí River basin, Paraná State, Brazil. *Biota Neotropica*. 16(3): 1-11.
- GIBBS, J. & SHEFFIELD, C. S. (2009) Rapid range expansion of the wool-carder Bee *Anthidium manicatum* (Linnaeus) (Hymenoptera: Megachilidae), in North America. *Journal of the Kansas Entomological Society*, V.82, p.21-29.
- GODINHO AL, KYNARD B. Migratory fishes of Brazil: life history and fish passage needs. *River Res Applic.* 2008; 25(6):702-12.
- GORDON, N. D.; McMAHON, T. A.; FINLAYSON, B. L. Stream hydrology: an introduction for ecologists. Chichester, John Wiley & Sons, 1995. 562p
- GRAF, L. V.; ZENNI, R. D.; GONÇALVES, R. B. 2020. Ecological impact and population status of non-native bees in a Brazilian urban environment. *Revista Brasileira de Entomologia*, V.64, p. e20200006.
- HADDAD, C. F., TOLEDO, L. F., PRADO, C. P., LOEBMANN, D., GASPARINI, J. L., & SAZIMA, I. 2013. Guia dos anfíbios da Mata Atlântica: diversidade e biologia. Anolis Books.
- HAMMER, O.; HARPER, D.A.T. & RYAN, P.D. Past: Paleontological statistics software package for education and data analysis. *Paleontologia Electronica*, v.4, n.1, 9p. 2001
- HAUER, F. & LAMBERTI, G. A. 1996. *Methods in Stream Ecology*. California: Academic Press.
- HAUER, F.R.; RESH, V.H. Benthic Macroinvertebrates. In: HAUER, F.R.; LAMBERTI, G.A. (Eds). *Methods in stream ecology*. San Diego, E. U. A.: Academic Press, p. 339-370, 1996.
- HENDERSON, P.A. & WALKER, I. 1986. On the leaf litter community of the Amazonian blackwater stream Tarumazinho. *Journal of Tropical Ecology* 2: 1-16.
- HEPP, L.U.; RESTELLO, R.M. 2007. Macroinvertebrados bentônicos como bioindicadores da qualidade das águas do Alto Uruguai Gaúcho. In: ZAKRZEVISKI, S.B. *Conservação e uso sustentável da água: múltiplos olhares*. Erechim: Edifapes. p. 75-86.
- HIERT, C., MOURA, M.O. 2007. *Anfíbios do Parque Municipal das Araucárias, Boa Ventura de São Roque, Paraná, 1ª edição*. Boa Ventura de São Roque, Editora Unicentro.
- HILL, B.H., HERLIHY, A.T., KAUFFMANN, P.R., STEVERSON, R.J., MCCORMICK, F.H. & JOHNSON, C.B. 2000. Use of periphyton assemblage data as an index of biotic integrity. *J. N. Am. Benthol. Soc.* 19: 50-67.
- HILL, W.R., DIMICK, S.M., 2002. Effects of riparian leaf dynamics on periphyton photosynthesis and light utilisation efficiency. *Freshwater Biology* 47, 1245–1256



- HOAGLAND, K.D.; ROEMER, S.C. & ROSOWSKI, J.R. 1982. Colonization and community structure of two periphyton assemblages, with emphasis on the diatoms (Bacillariophyceae). *American Journal of Botany* 69: 188-213.
- HYNES, H. B. N. 1970. *The ecology of running waters*. Univ. Toronto Press, xxiv + 555
- ITUARTE, C. F. 1994. *Corbicula and Neocorbicula (Bivalvia: Corbiculidae) in the Paraná, Uruguay, and Río de La Plata Basins*. *The Nautilus*, 107(4), 129-136.
- JATI, S. 2010. *Enchimento do reservatório de Santa Clara, rio Jordão (PR), bacia hidrográfica do rio Iguaçu: efeitos sobre a comunidade fitoplanctônica*. Tese (Doutorado), Programa de Pós-Graduação em Ecologia de Ambientes Aquáticos Continentais, Universidade Estadual de Maringá.
- JUNQUEIRA, M. V.; AMARANTE, M. C.; DIAS, C. F. S.; FRANÇA, E. S. 2000. *Biomonitoramento da qualidade das águas da Bacia do Alto Rio das Velhas (MG/ Brasil) através de macroinvertebrados*. *Acta Limnológica Brasiliensia* 12: 73-87
- KNÖPPEL, H.A. 1970. Food of central Amazonian fishes. Contribution on of the nutrient-ecology of Amazonian rain forest streams. *Amazoniana* 11 (3): 257-352.
- KRUG, C. & ALVES-DOS-SANTOS, I. 2008. O Uso de Diferentes Métodos para Amostragem da Fauna de Abelhas (Hymenoptera: Apoidea), um Estudo em Floresta Ombrófila Mista em Santa Catarina. *Neotropical Entomology*. 37(3):265-278.
- KRUK, C., DEVERCELLI, M., HUSZAR, V. L., HERNÁNDEZ, E., BEAMUD, G., DIAZ, M., SILVA, L. H. S., & SEGURA, A. M. 2017. Classification of Reynolds phytoplankton functional groups using individual traits and machine learning techniques. *Freshwater Biology*, 62(10), 1681–1692.
- LANGEANI, F.; CASTRO, R. M. C.; OYAKAWA, O. T.; SHIBATTA, O. A.; PAVANELLI, C. S.; CASATTI, L. 2007. Diversidade da ictiofauna do Alto Rio Paraná: composição atual e perspectivas futuras. *Biota Neotropica* 7 (3): 181-197.
- LEGENDRE, P., CÁCERES, M., BORCARD, D. 2010. Community surveys through space 539 and time: testing the space–time interaction in the absence of replication. *Ecology* 91: 262–272
- LEMOES, F. G., DE AZEVEDO, F. C., DE MELLO BEISIEGEL, B., JORGE, R. P. S., DE PAULA, R. C., RODRIGUES, F. H. G., & DE ALMEIDA RODRIGUES, L. 2013. Avaliação do risco de extinção da Raposa-do-campo *Lycalopex vetulus* (Lund, 1842) no Brasil. *Biodiversidade Brasileira-BioBrasil*, v.1, p.160-171.
- LOWE-McCONNELL, R. H. *Estudos ecológicos de comunidade de peixes tropicais*. São Paulo: EDUSP, 1999. 535p
- LOWE-McCONNELL, R.H. 1987. *Ecological studies in tropical fish communities*. Cambridge: Cambridge Univ. Press. 382p.
- LUGARINI, C., C. PRATES, A. E. B. A. DE SOUSA, R. ROSSATO, F. F. DIAS, R. DE J. DE OLIVEIRA, A. A. ARANTES, J. L. X. DO NASCIMENTO, C. G. MACHADO, H. F. P. DE ARAÚJO, & L. F. SILVEIRA, 2014. Protocolo CEMAVE: projeto de monitoramento da avifauna em unidades de conservação federais do bioma caatinga. *cemave* 79, Disponível em: [http://www.icmbio.gov.br/portal/images/stories/protocolo\\_monitoramento\\_aves\\_17-02-2014.pdf](http://www.icmbio.gov.br/portal/images/stories/protocolo_monitoramento_aves_17-02-2014.pdf).
- LUNDBERG, J. G., KOTTELAT, M., SMITH, G. R., STIASSNY, M. & GILL, T. 2000. So Many Fishes, So Little Time: An Overview of Recent Ichthyological Discoveries in Fresh Waters. *Ann. Missouri Bot. Gard.* 87(1): 26-62.



- MAACK, R., Geografia física do estado do Paraná. 2 ed. Rio de Janeiro: José Olympio; Curitiba: Secretaria da Cultura e do Esporte do Estado do Paraná. 442p. 1981.
- MAGURRAN, A. E. 2013. Medindo a diversidade biológica. Editora UFPR. 261p.
- MAGURRAN, A.E. 2004. Measuring biological diversity. Oxford, Blackwell Science, 256p.
- MAIER, A., ZAWADZKI, C.H., DA GRAÇA, W.J. & BIFI, A.G. 2008. Fish, Barra Bonita River, upper Paraná river basin, state of Paraná, Brazil. Check List 4(3):336-340.
- MAIER, A., ZAWADZKI, C.H., DA GRAÇA, W.J. & BIFI, A.G. 2008. Fish, Barra Bonita River, upper Paraná river basin, state of Paraná, Brazil. Check List 4(3):336-340
- MANSUR, M. C. D., CALLIL, C. T., CARDOSO, F. R., IBARRA, J. A.A. Uma retrospectiva e Mapeamento da Invasão de Espécies de Corbicula (Mollusca, Bivalvia, Veneroidea, Corbiculidae) oriundas do Sudeste Asiático, na América do Sul. In: SILVA, J. S. V. de & SOUZA, R. C. C. L. de. (orgs). Água de Lastro e Bioinvasão. Cap.5. p.39-58. Rio de Janeiro: Interciência. 2004
- MARTINS, A.C.; GONÇALVES, R.B. & MELO, G.A.R. 2013. Changes in wild bee fauna of a grassland in Brazil reveal negative effects associated with growing urbanization during the last 40 years. Zoologia. v.30: p.157–176.
- MATHURIAU, C. & CHAUVET, E. 2002. Breakdown of leaf litter in a neotropical stream. Journal North American Benthological Society, v. 21, n. 3, p. 384-396.
- MEADOR, M.R.; CARLISLE, D.M.& COLES, J.F. 2008. Use of tolerance values to diagnose water-quality stressors to aquatic biota in New England streams. Ecological Indicators 8(1): 718–728.
- MIKICH, S. B., & BÉRNILS, R. S. 2004. Livro vermelho da fauna ameaçada no Estado do Paraná. Instituto ambiental do Paraná.
- MMA - MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE. 2014. Lista Nacional Oficial de Espécies da Fauna Ameaçadas de Extinção. Diário Oficial da União. Portaria Nº 444, de 17 de dezembro de 2014.
- MONTEIRO FILHO, E. L. A.; CONTE, C.A. 2017. REVISÕES EM ZOOLOGIA. Editora UFPR, pp. 490.
- MONTEIRO FILHO, E. L. A.; CONTE, C.A. 2017. REVISÕES EM ZOOLOGIA. Editora UFPR, pp. 490.
- MOURE, J. S. 2012. Augochlorini Beebe, 1925. In MOURE, J. S.; URBAN, D.; MELO, G. A. R. (Orgs). Catalogue of Bees (Hymenoptera, Apoidea) in the Neotropical Region - online version. Available at <http://www.moure.cria.org.br/catalogue>. Accessed Jan/31/2022
- MUGNAI R, NESSIMIAN JL, BAPTISTA DF 2010 Manual de identificação de macroinvertebrados aquáticos do estado do Rio de Janeiro. Technical Books, Rio de Janeiro.
- NAKATANI, K., AGOSTINHO, A. A, BAUMGARTNER, G., BIALETZKI, A., SANCHES, P. V., MAKRAKIS, M. C., PAVANELLI, C. S. Ovos e larvas de peixes de água doce: desenvolvimento e manual de identificação. EDUEM. Maringá. 378 pp., 2001.
- NEISER, N.; MELO, A. L. 1997. Os heterópteros aquáticos de Minas Gerais: guia introdutório com chave de identificação para as espécies de Nepomorpha e Gerromorpha. Belo Horizonte: Ed. UFMG-BH, 1997. 180 p.
- NELSON, J.S. 2006. Fishes of the World. 4th Edition. John Wiley & Sons Inc. 624 p.



- O'DEA, N.; WATSON, J.E.M.; WHITTAKER, R.J. 2004. Rapid assessment in conservation research: a critique of avifaunal assessment techniques illustrated by Ecuadorian and Madagascan case study data. *Diversity and Distributions*, V.10, p. 55-63.
- ODA, F. H., BATISTA, V. G., GAMBALE, P. G., MISE, F. T., DE SOUZA, F., BELLAY, S., ... & TAKEMOTO, R. M. 2016. Anuran species richness, composition, and breeding habitat preferences: a comparison between forest remnants and agricultural landscapes in southern Brazil. *Zoological Studies*, v. 55.
- ODUM, E. P. & BARRET, G. W. 2008. *Fundamentos de Ecologia*. 5 ed. São Paulo: Cengage Learning. 577p.
- OLIVEIRA, E., MEYER, A.A.N.; ARMSTRONG, R.M. 2014. Ocorrência e densidade populacional do molusco invasor *Corbicula fluminea* (Müller, 1774) (Bivalvia: Corbiculidae), no rio Passaúna, Paraná, Brasil. *Estudos de Biologia* 36(86): 103-114
- OLIVEIRA, M. E. C.; PODEROSO, J. C. M.; FERREIRA, F; A.; LESSA, A. C. V.; DANTAS, P. C.; RIBEIRO, G. T.; ARAÚJO, E. D. 2008. Análise melissopalínológica e estrutura de ninho de abelhas *Trigona spinipes* (Fabricius, 1793) (Hymenoptera: Apidae) encontradas no campus da Universidade Federal de Sergipe, São Cristóvão, SE. *Ento-moBrasilis*, V.1, p. 17-22.
- OMETTO, T. et al. 2013. West Nile virus surveillance, Brazil 2008-2010. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*, V.107, p.723 – 730.
- PACE, M. L.; FINDLAY, S. E. G.; LINTS, D. 1992. Zooplankton in advective environments: The Hudson River community and a comparative analysis. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Science* 49:1060–1069.
- PACHECO, J.F. et al. 2021. Annotated checklist of the birds of Brazil by the Brazilian Ornithological Records Committee – second edition. *Ornithology Research* 29(2): <https://doi.org/10.1007/s43388-021-00058-x>.
- PARANÁ. Decreto nº 11797, de 22 de novembro de 2018. Reconhece e atualiza Lista de Espécies de Aves pertencentes à Fauna Silvestre Ameaçadas de Extinção no Estado do Paraná e dá outras providências. *Legislação do Estado do Paraná*, Curitiba, Paraná
- PARANÁ. Decreto nº 7264, de 01 de junho de 2010. Reconhece e atualiza Lista de Espécies de Mamíferos pertencentes à Fauna Silvestre Ameaçadas de Extinção no Estado do Paraná e dá outras providências. *Legislação do Estado do Paraná*, Curitiba, Paraná.
- PEDRO, W. A. & TADDEI, V. A. 1997. Taxonomic assemblage of bats from Panga Reserve, south-eastern Brazil: abundance patterns and trophic relations in the Phyllostomidae (Chiroptera). *Bol. Mus. Biol. Mello Leitão*, v. 6, p. 3-21.
- PENNAK, R.W. *Fresh-water Invertebrates of the United States*. New York: Wiley-Interscience, 1978.
- PÉREZ, G. R. *Guia para el estudio de los macroinvertebrados acuáticos del Departamento de Antioquia*. Bogotá: Colciencias, Universidad de Antioquia, 1988.
- PETTS, G.; CALOW, P. 1996. *River biota - Diversity and dynamics*. London: Blackwell. 257 p.
- PIELOU, E. C. *Ecological diversity*. New York: Wiley, 1975. 165 p.
- PINI, S.F.R.; MAKRAKIS, M.C.; NEVES, M.P.; MAKRAKIS, S.; SHIBATTA, O.A.; KASHIWAQUI, E.A.L. 2021. Ichthyofauna in the last free-flowing river of the Lower Iguazu basin: the importance of tributaries for conservation of endemic species. *ZooKeys* 1041: 183-203.



- PRADO, V. H., & ROSSA-FERES, D. D. C. 2014. Multiple determinants of anuran richness and occurrence in an agricultural region in south-eastern Brazil. *Environmental management*, v. 53(4), p. 823-837.
- PRIOLI, S.M.A.P.; PRIOLI, A.J.; JÚLIO JÚNIOR., H.F.; PAVANELLI, C.S.; OLIVEIRA, A.V.; CARRER, H.; CARRARO, D.M.; PRIOLI, L.M. Identification of *Astyanax altiparanae* (Teleostei, Characidae) in the Iguaçu River, Brazil, based on mitochondrial DNA and RAPD markers. *Genetics and Molecular Biology*, v. 25, no. 4, p. 421-430, 2002.
- REIS, N. R., PERACCHI, A. L., PEDRO, W. A., & LIMA, I. P. 2006. Mamíferos do Brasil. In *Mamíferos do Brasil*.
- REIS, R.B.; FROTA, A.; DEPRA, G.D.C.; OTA, R.R.; GRAÇA, W.J. 2020. Freshwater fishes from Paraná State, Brazil: an annotated list, with comments on biogeographic patterns, threats, and future perspectives. *Zootaxa* 4868(4): 451–494
- RESH, V. H.; NORRIS, R. H. & BARBOUR, M. T. 1995. Design and implementation of rapid assessment approaches for water resource monitoring using benthic macroinvertebrates. *Australian-JournalofEcology*20: 108-121.
- REYNOLDS, C.S. 2006. *Ecology of phytoplankton*. Cambridge University Press, New York.
- RIBON, R. 2010. Amostragem de aves pelo método de listas de Mackinnon. In: MATTER, S. V.; STRAUBE, F.C.; ACCORDI, I. A.; PIACENTINI, V. de Q.; CÂNDIDO-JR, J.F. (orgs.). *Ornitologia e Conservação: Ciência Aplicada, Técnicas de Pesquisa e Levantamento*. Rio de Janeiro: Technical Books. p. 33-44.
- RIDGELY, R. S.; GWYNNE, J. A.; TUDOR, G.; ARGEL, M. 2015. *Aves do Brasil: Mata Atlântica do sudeste*. Editora Horizonte, 432p.
- ROCHA, O., SENDACZ, S. & MATSUMURA-TUNDISI, T. 1995. Composition, biomass and productivity of zooplankton in natural lakes and reservoirs of Brazil. In: TUNDISI, J.B.; BICUDO, C.E.; MATSUMURA-TUNDISI, T. (Eds.) *Limnology in Brazil*. ABC/SLB, Rio de Janeiro, p.151-165.
- ROSSA-FERES, D. D. C., GAREY, M. V., CARAMASCHI, U., NAPOLI, M. F., NOMURA, F., BISPO, A. A., ... & HADDAD, C. F. 2017. Anfíbios da Mata Atlântica: lista de espécies, histórico dos estudos, biologia e conservação. *Revisões em Zoologia: Mata Atlântica*, p. 237-314.
- ROUND, F.E. *Biologia das Algas*. Rio de Janeiro: Guanabara Dois, 2ed, 1983, 262p.
- SAKAGAMI, S.F.; LAROCA, S. & MOURE, J. S. 1967. Wild bee biocoenotics in São José dos Pinhais (PR), south Brazil. *Preliminary Rep. J. Fac. Sci.* 16:253-291.
- SANTOS-PEREIRA, M., J. P. POMBAL, & C. F. D. ROCHA. 2018. Anuran amphibians in state of Paraná, southern Brazil. *Biota Neotropica*. v.18.
- SCHERER-NETO, P. et al., 2011. Lista das Aves do Paraná. *Hori Cadernos Técnicos 2 e Associação de Pesquisa e Conservação da Fauna Silvestre*. Curitiba, PR. 130 p.
- SEGALLA, M. V., BERNECK, B., CANEDO, C., CARAMASCHI, U., CRUZ, C. A. G., GARCIA, P. C., ... & LANGONE, J. A. 2021. List of Brazilian amphibians. *Herpetologia Brasileira*, v. 10(1), p. 121-216.
- SEKERCIOGLU, C. H. 2002. Impacts of birdwatching on human and avian communities. *Environmental conservation*, v. 29(3), p. 282-289.



- SMITH, E. P. & G. VAN BELLE. 1984. Nonparametric estimation of species richness. *Biometrics* 40: 119-129
- SOUTHWOOD, T.R.E., 1977. Habitat, the templet for ecological strategies? *Journal of Animal Ecology* 46, 337–365
- STEVENSON, R.J.; PAN, Y., 1999. Assessing environmental conditions in rivers and streams with diatoms. In STOERMER, EF. and SMOL, JP. (Eds.). *The Diatoms: applications for the environmental and earth sciences*. Cambridge: Cambridge University Press. p. 11-40.
- STOERMER, EF.; SMOL, JP., 1999. *The Diatoms: applications for the environmental and earth sciences*. Cambridge: Cambridge University Press. p. 467.
- STOUFFER, P. C., & BIERREGAARD Jr, R. O. 1995. Use of Amazonian forest fragments by understory insectivorous birds. *Ecology*, v. 76(8), 2429-2445.
- STRAUBE, F. C., & BIANCONI, G. V. 2002. Sobre a grandeza e a unidade utilizada para estimar esforço de captura com utilização de redes-de-neblina. *Chiroptera Neotropical*, v.8(1-2), p.150-152.
- STRIBLING, J.B., JESSUP, B.J., WHITE, J.S., BOWARD, D. & HURD, M. 1998. Development of a benthic index of biotic integrity for Maryland streams. Prepared by Tetra Tech Inc. for the Maryland Department of Natural Resources, Monitoring and Non-Tidal Assessment division, Annapolis, Maryland, CBWP-EA-98-3.
- SYDNEY, N. V.; GONCALVES, R. B. Is the capture success of orchid bees (Hymenoptera, Apoidea) influenced by different baited trap designs? A case study from southern Brazil. *Revista Brasileira de Entomologia*; 2015, v. 59, n. 1, p. 32-36.
- TELES, H. M. S. Distribuição de *Biomphalaria straminea* ao Sul da Região Neotropical, Brasil. *Rev. Saúde Pública*, 30 (4), 341-349, 1996.
- TEWS, J., BROSE, U., GRIMM, V., TIELBÖRGER, K., WICHMANN, M.C., SCHWAGER, M., JELTSCH, F. 2004. Animal species diversity driven by habitat heterogeneity/diversity: the importance of keystone structures. *Journal of Biogeography* 31: 79–92
- THOMAS, W. M.; MIRANDA, G. H. B. 2004. Uso de armadilhas fotográficas em levantamentos populacionais. IN: CULLEN JÚNIOR, L.; RUDRAN, R. & VALLADARES- PÁDUA. *Métodos de estudos em biologia da conservação e manejo da vida silvestre*. Curitiba: UFPR.
- TONELLO, S.; BLANCO, D.R.; CERQUEIRA, F.J.; LIRA, N.L.; TRALDI, J.B.; PAVANELLI, C.S.; MARGARIDO, V.P.; GAVAZZONI, M.; PUPO, M.V., LUI, R.L. 2022. High rDNA polymorphisms in *Astyanax lacustris* (Characiformes: Characidae): new insights about the cryptic diversity in *A. bimaculatus* species complex with emphasis on the Paraná River basin. *Neotropical Ichthyology* 20(2), e210147.
- TREMARIN, P.I., LUDWIG, T.A.V. & MOREIRA-FILHO, H. 2008a. *Eunotia Ehrenberg* (Bacillariophyceae) do rio Guaraguaçu, litoral do Paraná, Brasil. *Act. Bot. Bras.* 22(3):845-862.
- TREMARIN, P.I., LUDWIG, T.A.V. & MOREIRA-FILHO, H. 2008b. *Thalassiosirales* (Diatomeae) do rio Guaraguaçu, Bacia Litorânea, PR, Brasil. *Act. Bot. Bras.* 22(4):1101-1113.
- TUNDISI, J.G.; MATSUMURA-TUNDISI, T., 1993. Eutrophication of lakes and reservoirs: a comparative analysis, case studies, perspectives. In CORDEIRO-MARINO, M., AZEVEDO, MTP., SANT'ANNA, CL., TOMITA, NY. and PASTINO, EM. (Eds.). *Algae and environment: a general approach*. São Paulo: Sociedade Brasileira de Ficologia; CETESB. p. 1-33



- VALDEZ, V., & MANEYRO, R. 2016. Reproductive biology of *Odontophrynus americanus* females (Duméril & Briçon, 1841) (Anura, Cycloramphidae) from Uruguay. *Pan-American Journal of Aquatic Sciences*, v.11 (3), p. 188-197.
- VANNOTE, R. L.; MINSHALL, G. W., CUMMINS, K. W.; SEDELL, J. R.; CUSHING, C. E. 1980: The river continuum concept. *Canadian journal of fisheries and aquatic sciences* 37: 130 – 137
- VANNOTE, R.L., MINSHALL, G.W., CUMMINS, K.W., SEDELL, J.R., CUSHING, C.E., 1980. The River Continuum Concept. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* 37, 130–137.
- VARI, R.P.; WEITZMAN, S.H. 1990. A review of the phylogenetic biogeography of the freshwater fishes of South America. In: PETERS, G. & HUTTERER, R. (eds.) *Vertebrates in the tropics*. Bonn (Germany): Museum Alexander Koenig. p: 381-393.
- VAZZOLER, A. E. A. M. (1996). *Biologia da reprodução de peixes teleósteos: teoria e prática*. Maringá: Eduem/SBI/CNPq/Nupelia, 169p.
- VIANA, D., ZAWADZKI, C.H., OLIVEIRA, E.F., VOGEL, H.F. & GRAÇA, W.J. 2013. Structure of the ichthyofauna of the Bonito river, Ivaí river basin, upper Paraná river system, Brazil. *Biota Neotrop.* (13)2: 1-10.
- VIANA, D., ZAWADZKI, C.H., OLIVEIRA, E.F., VOGEL, H.F. & GRAÇA, W.J. 2013. Structure of the ichthyofauna of the Bonito river, Ivaí river basin, upper Paraná river system, Brazil. *Biota Neotropica* 13 (2): 218-226
- VIEIRA, D.B. & SHIBATTA, O.A. Fishes as indicators of ribeirão Esperança environmental quality, Londrina municipality, Paraná, Brazil. *Biota Neotrop.* Jan/Apr 2007 vol. 7, no. 1 57-65
- WALKER, I. 1990. Ecologia e biologia dos igapós e igarapés. *Ciência Hoje*, v. 11, n. 64, p. 44-53.
- WALLACE, J.B., EGGERT, S.L., MEYER, J.R., WEBSTER, J.R., 1997. Multiple trophic levels of a forest stream linked to terrestrial litter inputs. *Science* 277: 102–104.
- WASHINGTON, H. G. Diversity, biotic and similarity indices: A review with special relevance to aquatic ecosystems. *Water Research*, n.18, p. 653-694, 1984.
- WELLS, K. D. 2010. *The ecology and behavior of amphibians*. University of Chicago Press.
- WILLIAMS, D. D. & FELTMATE, B. W. 1992. *Aquatic insects*. Redwood Press Ltd., Melksham, 358 p.
- WILMAN, H.; BELMAKER, J.; SIMPSON, J.; ROSA, C.; RIVADENEIRA, M. M.; JETZ, W. 2014. EltonTraits 1.0: Species-level foraging attributes of the world's birds and mammals. *Ecology*, V.95, p. E095-178.
- WINEMILLER, K.O., AGOSTINHO, A.A., CARAMASCHI, E.P. 2008. Fish ecology in tropical streams. In: Dudgeon D. (ed.). *Tropical stream ecology*. London, Academic Press. p. 107-146.
- WOLFF, L. L.; VIANA, D.; ZALESKI, T.; BERTOLDI, G.; RIOS, F. S. & DONATTI, L. Caracterização da Ictiofauna do Rio Cascavel - Parque Municipal das Araucárias - Guarapuava/PR e do rio Bonito, Turvo/PR. In: VII Congresso de Ecologia do Brasil, Caxambu/MG, 2005. 1CD-ROM
- YAMASHITA, C. 1997. Parecer técnico sobre espécies domésticas.
- YONEDA, N. T. 1999. Área temática: Plâncton. Disponível em: <[http://www.anp.gov.br/brasil-rounds/round8/round8/guias\\_r8/perfuracao\\_r8/%C3%81reas\\_Priorit%C3%A1rias/pl%C3%A2ncton.pdf](http://www.anp.gov.br/brasil-rounds/round8/round8/guias_r8/perfuracao_r8/%C3%81reas_Priorit%C3%A1rias/pl%C3%A2ncton.pdf)> Acesso em 23 out. 2016.



ZUG, G. R., VITT, L., & CALDWELL, J. P. 2001. Herpetology: an introductory biology of amphibians and reptiles. Academic press.



## **ANEXO 1 – ARTS**

---

