

UNIVERSIDADE FEDERAL DE ALAGOAS
INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS E DA SAÚDE
CURSO DE LICENCIATURA EM CIÊNCIAS BIOLÓGICAS

MATHEUS EDUARDO BASTOS RAMOS

INFECÇÃO PELO FUNGO *Batrachochytrium dendrobatidis* (CHYTRIDIOMYCOTA)
NA ANUROFAUNA DA RESERVA BIOLÓGICA DE PEDRA TALHADA,
NORDESTE DO BRASIL

MACEIÓ – AL
2024

MATHEUS EDUARDO BASTOS RAMOS

**INFECÇÃO PELO FUNGO *Batrachochytrium dendrobatidis*
(CHYTRIDIOMYCOTA) NA ANUROFAUNA DA RESERVA BIOLÓGICA DE
PEDRA TALHADA, NORDESTE DO BRASIL**

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado ao Instituto de Ciências Biológicas e da Saúde, da Universidade Federal de Alagoas, como requisito parcial para obtenção do grau de Licenciatura em Ciências Biológicas.

Orientadora: Profa. Dra. Tamí Mott

MACEIÓ – AL

2024

Catálogo na Fonte
Universidade Federal de Alagoas
Biblioteca Central
Divisão de Tratamento Técnico

Bibliotecário: Marcelino de Carvalho Freitas Neto – CRB-4 – 1767

R175i Ramos, Matheus Eduardo Bastos.

Infecção pelo fungo *Batrachochytrium dendrobatidis* (Chytridiomycota) na anurofauna da Reserva Biológica de Pedra Talhada, Nordeste do Brasil / Matheus Eduardo Bastos Ramos. – Maceió, 2024.

96 f. : il.

Orientadora: Tamí Mott.

Monografia (Trabalho de Conclusão de Curso em Ciências Biológicas: licenciatura) – Universidade Federal de Alagoas. Instituto de Ciências Biológicas e da Saúde. Maceió, 2024.

Bibliografia: f. 67-73.

Apêndices: f. 74-96.

1. Anuros. 2. Mata Atlântica - Brasil, Nordeste. 3. Doenças transmissíveis. 4. Quitridiomicetos. 5. Conservação da natureza. I. Título.

CDU: 597.8(812/813)

Folha de Aprovação

MATHEUS EDUARDO BASTOS RAMOS

**INFECÇÃO PELO FUNGO *Batrachochytrium dendrobatidis*
(CHYTRIDIOMYCOTA) NA ANUROFAUNA DA RESERVA BIOLÓGICA DE
PEDRA TALHADA, NORDESTE DO BRASIL**

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado ao Instituto de Ciências Biológicas e da Saúde, da Universidade Federal de Alagoas, como requisito parcial para obtenção do grau de Licenciatura em Ciências Biológicas apresentado em 00/00/2024.

Banca Examinadora:

Orientadora: Profa. Dra. Tamí Mott
(Universidade Federal de Alagoas)

Examinador Interno: Dr. Filipe Augusto Cavalcanti do Nascimento
(Universidade Federal de Alagoas)

Examinador Interno: Prof. Dr. João Alberto Farinelli Pantaleão
(Universidade Federal de Alagoas)

AGRADECIMENTOS

Agradeço aos meus pais, pelas oportunidades me dadas no início de tudo. Em especial a minha mãe, Andréa, que sempre acreditou em mim e me deu a liberdade de sonhar e escolher meu próprio caminho (mesmo que isso envolvesse alguns dos seus animais menos favoritos).

Aos meus irmãos, Murylo e Rafael, que sempre foram a minha maior motivação para não desistir e seguir em frente.

As minhas cadelinhas, Maia e Luna, por todo carinho e companhia nos dias difíceis e nos dias felizes (tive os meus melhores *insights* e reflexões enquanto passeava com elas pela cidade).

Agradeço imensamente a minha amiga Anielle, por acreditar em nós dois desde o início, e por sempre estar ao meu lado.

Durante a graduação tive a sorte de formar uma rede de apoio com pessoas incríveis que estiveram comigo em todos os momentos e que foram essenciais na minha jornada acadêmica. Por isso agradeço imensamente aos meus amigos, Pamela, Mikaella, Jeandson, Larissa, Matheus, Isa, Aline, Anny, Grazi, Bruna e Letícia.

A minha orientadora, Tamí Mott, por todas as oportunidades, confiança e por sempre acreditar no meu potencial. Sou muito grato pelo crescimento profissional e pessoal, e por todas as aventuras que pude viver fazendo parte do LABI.

Agradeço aos meus “coorientadores” não oficiais, Marcos, Jéssika e João, por toda ajuda, paciência e conhecimento.

Aos meus supervisores de estágios supervisionados, Polyana e Jairisson, pelos aprendizados em sala de aula.

A Pró-reitoria Estudantil pela assistência estudantil através da Bolsa Pró-Graduando, muito importante para a continuidade da minha graduação.

A toda a equipe que fez parte do projeto ReBio Pedra Talhada: Marcos e Bira, pela liderança durante as expedições; professora Tamí, pela orientação; Aline (minha duplinha de campo), Isa e João Pedro, pelas muitas aventuras e perrengues; e, ao professor Felipe Toledo e sua equipe, que realizaram a parte molecular desta pesquisa.

Ao ICMBio, gestores e brigadistas da Reserva Biológica de Pedra Talhada.

A Pedra Talhada, por muitas das minhas melhores memórias (foram muitas ladeiras, vales, sapos, jararacas, botas na lama, pulos de cercas e carreira de boi). Levo comigo sempre a recordação de ouvir a “sapaiada” cantando, a empolgação de quando achávamos uma serpente, as risadas quando alguém caía durante a trilha, e, a melhor parte: a contemplação de poder olhar o mundo de cima da Pedra Talhada.

Aos seres mais incríveis, fascinantes e lindos que existem, meus animais favoritos no mundo: os anfíbios. Em especial a cada sapinho, rã e perereca que participaram desta pesquisa (sendo abduzidos por humanos com luzes na cabeça e tendo um cotonete sendo passado em suas partes). Afinal, o objetivo principal é a conservação e sobrevivência de suas espécies.

E, por fim, gostaria de agradecer a Deus, ao universo, a mãe natureza ou qualquer força inominável que possa existir, por favorecer e iluminar os caminhos, e me trazer até aqui.

29 de fevereiro, Bahia, ou São Salvador, Brasil, 1832

O dia transcorreu deliciosamente. Mas esse talvez seja um termo pobre para descrever os sentimentos de um naturalista que, pela primeira vez, aventurou-se sozinho por uma floresta brasileira. A elegância da relva, o inusitado das plantas parasitárias, a beleza das flores, o verde brilhante da folhagem e, acima de tudo, a exuberância do todo me encheram de admiração. Uma combinação muito paradoxal de som e silêncio permeia as partes escuras da mata. O som dos insetos é tão alto que é possível escutá-los de dentro de uma embarcação ancorado a centenas de metros da praia. Porém, nas profundezas da floresta, um silêncio universal parece reinar.

Charles Darwin

RESUMO

Os anfíbios são o grupo mais ameaçado dentre os vertebrados. O fungo *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) destaca-se por causar declínios populacionais e extinções nos anfíbios ao redor do mundo. No Brasil, país que lidera a diversidade mundial de anfíbios, o patógeno está amplamente distribuído na Mata Atlântica, sendo a dinâmica da infecção influenciada por fatores abióticos e bióticos. Entretanto, poucos estudos foram realizados na Mata Atlântica na região nordeste e, na Reserva Biológica de Pedra Talhada (ReBio-PT), uma unidade de conservação situada entre os estados de Alagoas e Pernambuco, ainda não se sabe se este patógeno está presente. Os objetivos desse estudo foram: 1) investigar a presença do fungo Bd na anurofauna da ReBio-PT; 2) caso esteja presente, determinar a prevalência e intensidade da infecção identificando as espécies de anuros infectadas e averiguando se fatores bióticos e abióticos estão influenciando a dinâmica da infecção. No total, 12 estações de coletas (EC) foram percorridas e até 100 indivíduos de anuros adultos, independentemente de sua espécie, foram analisados por EC. Para a detecção do fungo Bd, os indivíduos foram coletados manualmente e 25 esfregaços utilizando swabs estéreis foram realizados seguindo metodologia padronizada. Cada indivíduo foi solto no mesmo local após a coleta dos swabs. O DNA genômico foi extraído de cada amostra de swab e a quantificação do Bd foi realizada utilizando uma Reação em Cadeia da Polimerase Quantitativa em Tempo Real. No total, 998 indivíduos foram avaliados quanto à infecção por Bd. A anurofauna analisada apresentou baixa prevalência da infecção, com 30 indivíduos infectados (3%). A intensidade da infecção variou de 1 a 2 mil equivalentes genômicos (e.g.) de zoósporos. Os dados corroboram estudos que sugerem uma associação positiva da dinâmica de infecção com a latitude, densidade da vegetação e riqueza de espécies. A elevação não influenciou a dinâmica de infecção. A espécie *Pristimantis ramagii*, de desenvolvimento direto, apresentou maior prevalência, enquanto espécies de desenvolvimento indireto apresentaram maior intensidade de infecção. As características fitofisionômicas de floresta estacional semidecidual podem contribuir na formação de microclimas mais favoráveis para o desenvolvimento do Bd. A ReBio-PT apresentou prevalência similar as outras localidades do nordeste, mas a intensidade de infecção foi mais similar com as localidades da Mata Atlântica do sudeste e sul. O monitoramento da anurofauna nesta unidade de conservação é recomendável para determinar se a infecção pelo Bd provocará declínios populacionais.

Palavras-chave: Anfíbios anuros; Mata Atlântica; doenças infecciosas; quitrídio; conservação.

ABSTRACT

Amphibians are the most threatened group of vertebrates. The fungus *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) is known for causing population declines and extinctions in amphibians around the world. In Brazil, the country with the highest global diversity of amphibians, the pathogen is widely distributed in the Atlantic Forest, and the dynamics of infection are influenced by abiotic and biotic factors. However, few studies have been conducted in the Atlantic Forest in the northeast region, and it is not yet known whether this pathogen is present in the Pedra Talhada Biological Reserve (ReBio-PT), a conservation unit located between the states of Alagoas and Pernambuco. The objectives of this study were: 1) to investigate the presence of the fungus Bd in the anurans of ReBio-PT; 2) if present, to determine the prevalence and intensity of the infection by identifying the species of infected anurans and investigating whether biotic and abiotic factors are influencing the dynamics of the infection. A total of 12 collection stations (CS) were visited and up to 100 adult anuran individuals, regardless of their species, were analyzed by CS. For Bd fungus detection, individuals were collected manually and 25 smears using sterile swabs were performed following a standardized methodology. Each individual was released at the same location after swab collection. Genomic DNA was extracted from each swab sample and Bd quantification was performed using a Quantitative Real-Time Polymerase Chain Reaction. A total of 998 individuals were evaluated for Bd infection. The anurans showed a low prevalence of infection, with 30 infected individuals (3%). The intensity of infection ranged from 1 to 2 thousand genomic equivalents (e.g.) of zoospores. The data corroborated studies that suggest a positive association between infection dynamics and latitude, vegetation density and species richness. Elevation did not influence infection dynamics. The species *Pristimantis ramagii*, direct development, showed the highest prevalence, while species that indirect development showed the highest infection intensity. The phytophysiognomic characteristics of semideciduous seasonal forests may contribute to the formation of microclimates that are more favorable for the development of Bd. ReBio-PT showed a prevalence similar of other locations in the northeast, but the infection intensity was more similar with the Atlantic Forest locations in the southeast and south. Monitoring the anurans in this conservation unit is recommended to determine whether Bd infection will cause population declines.

Keywords: Anuran amphibians; Atlantic Forest; infectious diseases; chytrid; conservation.

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1** – Reserva Biológica de Pedra Talhada, município de Quebrangulo, estado de Alagoas, Nordeste do Brasil.33
- Figura 2** – Reserva Biológica de Pedra Talhada, estados de Alagoas (AL) e Pernambuco (PE). Pontos roxos correspondem as estações de coleta (EC) percorridas durante as expedições. ECA: Barragem dos Maias; ECB: Barragem da Sede; ECC: Açude da Nordeste; ECD: Açude Carangueja; ECE: Açude do Zé Hélio; ECF: Profetas; ECG: Lagoa do Junco; ECH: Açude do Seu Luís; ECI: Barragem do Leopoldo; ECJ: Brejo João Ferreira; ECK: Corpo d'água Palmeira; ECL: Brejo da Borda. A ECF não possui coordenadas registradas.34
- Figura 3** – Estações de coleta visitadas para busca ativa de anfíbios anuros na Reserva Biológica de Pedra Talhada, Quebrangulo, Alagoas, Brasil. (A-C) Estação de Coleta A (ECA): Barragem dos Maias. (D-E) Estação de Coleta B (ECB): Barragem da Sede. (F-G) Estação de Coleta C (ECC): Açude da Nordeste. (H-I) Estação de Coleta D: Açude da Carangueja.38
- Figura 4** – Número de indivíduos de anfíbios anuros amostrados e inspecionados quanto a infecção por *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) por estação de coleta (EC) na Reserva Biológica de Pedra Talhada, municípios de Quebrangulo, Alagoas, e Lagoa do Ouro, Pernambuco, Brasil. ECA: Barragem dos Maias; ECB: Barragem da Sede; ECC: Açude da Nordeste; ECD: Açude Carangueja; ECE: Açude do Zé Hélio; ECF: Profetas; ECG: Lagoa do Junco; ECH: Açude do Seu Luís; ECI: Barragem do Leopoldo; ECJ: Brejo João Ferreira; ECK: Corpo d'água Palmeira; ECL: Brejo da Borda.39
- Figura 5** – Riqueza de espécies de anfíbios anuros amostradas e inspecionadas quanto a infecção por *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) por estação de coleta (EC) na Reserva Biológica de Pedra Talhada, municípios de Quebrangulo, Alagoas, e Lagoa do Ouro, Pernambuco, Brasil. ECA: Barragem dos Maias; ECB: Barragem da Sede; ECC: Açude da Nordeste; ECD: Açude Carangueja; ECE: Açude do Zé Hélio; ECF: Profetas; ECG: Lagoa do Junco; ECH: Açude do Seu Luís; ECI: Barragem do Leopoldo; ECJ: Brejo João Ferreira; ECK: Corpo d'água Palmeira; ECL: Brejo da Borda.40
- Figura 6** – Riqueza de espécies e abundância de anfíbios anuros por família analisadas quanto a prevalência e intensidade de infecção por *Batrachochytrium*

dendrobatidis (Bd), na Reserva Biológica de Pedra Talhada, municípios de Quebrangulo, Alagoas, e Lagoa do Ouro, Pernambuco, Brasil.....41

Figura 7 – Espécies de anfíbios anuros infectadas pelo fungo *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) na Reserva Biológica de Pedra Talhada, nordeste do Brasil. A: *Boana albomarginata*; B: *Dendropsophus branneri*; C: *D. elegans*; D: *D. oliveirai*; E: *Scinax eurydice*; F: *S. nebulosus*; G: *Leptodactylus macrosternum*; H: *L. natalensis*; I: *Physalaemus albifrons*; J: *Pristimantis ramagii*. Imagens ilustrativas das espécies analisadas no estudo, registradas em outras localidades e com indivíduos diferentes dos avaliados. Fotografias: Marcos Dubeux.....47

Figura 8 – (A) Riqueza de espécies por família e (B) abundância por espécie dos anfíbios inspecionados quanto a infecção por *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) na estação de coleta Barragem dos Maias (ECA) na Reserva Biológica de Pedra Talhada, município de Quebrangulo, Alagoas. (C-E) Espécies infectadas com o patógeno Bd na ECA: (C) *Dendropsophus branneri*; (D) *Boana albomarginata* e (E) *Scinax nebulosus*.48

Figura 9 – (A) Riqueza de espécies por família e (B) abundância por espécie dos anfíbios inspecionados quanto a infecção por *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) na estação de coleta Barragem da Sede (ECB) na Reserva Biológica de Pedra Talhada, município de Quebrangulo, Alagoas. (C) Espécie infectada com o patógeno Bd na ECB: *Pristimantis ramagii*.49

Figura 10 – (A) Riqueza de espécies por família e (B) abundância por espécie dos anfíbios inspecionados quanto a infecção por *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) na estação de coleta Açude da Nordeste (ECC) na Reserva Biológica de Pedra Talhada, município de Quebrangulo, Alagoas. (C-D) Espécies infectadas com o patógeno Bd na ECC: (C) *Dendropsophus elegans* e *D. oliveirai*.50

Figura 11 – (A) Riqueza de espécies por família e (B) abundância por espécie dos anfíbios inspecionados quanto a infecção por *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) na estação de coleta Açude da Carangueja (ECD) na Reserva Biológica de Pedra Talhada, município de Quebrangulo, Alagoas. (C-E) Espécies infectadas com o patógeno Bd na ECD: (C) *Pristimantis ramagii*, (D) *Leptodactylus macrosternum* e (E) *Physalaemus albifrons*.....50

Figura 12 – (A) Riqueza de espécies por família e (B) abundância por espécie dos anfíbios inspecionados quanto a infecção por *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) na estação de coleta Açude do Zé Hélio (ECE) na Reserva Biológica de Pedra

Talhada, município de Quebrangulo, Alagoas. (C-D) Espécies infectadas com o patógeno Bd na ECE: (C) *Leptodactylus natalensis* e (D) *L. macrosternum*.51

Figura 13 – (A) Riqueza de espécies por família e (B) abundância por espécie dos anfíbios inspecionados quanto a infecção por *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) na estação de coleta Açude dos Profetas (ECF) na Reserva Biológica de Pedra Talhada, município de Quebrangulo, Alagoas. Esta EC não apresentou indivíduos infectados.52

Figura 14 – (A) Riqueza de espécies por família e (B) abundância por espécie dos anfíbios inspecionados quanto a infecção por *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) na estação de coleta Lagoa do Junco (ECG) na Reserva Biológica de Pedra Talhada, município de Quebrangulo, Alagoas. (C) Espécie infectada com o patógeno Bd na ECG: *Leptodactylus natalensis*.53

Figura 15 – (A) Riqueza de espécies por família e (B) abundância por espécie dos anfíbios inspecionados quanto a infecção por *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) na estação de coleta Açude do Seu Luís (ECH) na Reserva Biológica de Pedra Talhada, município de Lagoa do Ouro, Pernambuco. Esta EC não apresentou indivíduos infectados.54

Figura 16 – (A) Riqueza de espécies por família e (B) abundância por espécie dos anfíbios inspecionados quanto a infecção por *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) na estação de coleta Barragem do Leopoldo (ECI) na Reserva Biológica de Pedra Talhada, município de Lagoa do Ouro, Pernambuco. (C-E) Espécies infectadas com o patógeno Bd na ECI: (C) *Leptodactylus natalensis*, (D) *Dendropsophus elegans* e (E) *Scinax nebulosus*.55

Figura 17 – (A) Riqueza de espécies por família e (B) abundância por espécie dos anfíbios inspecionados quanto a infecção por *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) na estação de coleta Brejo João Ferreira (ECJ) na Reserva Biológica de Pedra Talhada, município de Lagoa do Ouro, Pernambuco. (C-E) Espécies infectadas com o patógeno Bd na ECJ: (C) *Leptodactylus natalensis*, (D) *Boana albomarginata* e (E) *Pristimantis ramagii*.56

Figura 18 – (A) Riqueza de espécies por família e (B) abundância por espécie dos anfíbios inspecionados quanto a infecção por *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) na estação de coleta Corpo d'água Palmeira (ECK) na Reserva Biológica de Pedra Talhada, município de Lagoa do Ouro, Pernambuco. (C-D) Espécies infectadas com o patógeno Bd na ECK: (C) *Pristimantis ramagii* e (D) *Scinax eurydice*.57

Figura 19 – (A) Riqueza de espécies por família e (B) abundância por espécie dos anfíbios inspecionados quanto a infecção por *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) na estação de coleta Brejo da Borda (ECL) na Reserva Biológica de Pedra Talhada, município de Lagoa do Ouro, Pernambuco. (C) Espécie infectada com o patógeno Bd na ECL: *Pristimantis ramagii*.....58

LISTA DE TABELAS

- Tabela 1** – Estações de coleta visitadas para busca ativa de anfíbios anuros na Reserva Biológica de Pedra Talhada, municípios de Quebrangulo, Alagoas, e Lagoa do Ouro, Pernambuco, Brasil.37
- Tabela 2** – Espécies de anfíbios anuros analisados quanto a infecção pelo fungo *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) na Reserva Biológica de Pedra Talhada, nordeste do Brasil. Foi considerada um resultado positivo a presença de pelo menos um equivalente genômico (e.g.) na amostra. IUCN= União Internacional para a Conservação da Natureza.....43
- Tabela 3** – Indivíduos de anfíbios anuros infectados pelo fungo *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) na Reserva Biológica de Pedra Talhada, nordeste do Brasil. Foi considerada uma amostra positiva para infecção a detecção de pelo menos um equivalente genômico (e.g.) na amostra. ECA: Estação de coleta Barragem dos Maias; ECB: Estação de coleta Barragem da Sede; ECC: Estação de coleta Açude da Nordeste; ECD: Estação de coleta Açude Carangueja; ECE: Estação de coleta Açude do Zé Hélio; ECG: Estação de coleta Lagoa do Junco; ECI: Estação de coleta Barragem do Leopoldo; ECJ: Estação de coleta Brejo João Ferreira; ECK: Estação de coleta Corpo d'água Palmeira; ECL: Estação de coleta Brejo da Borda.46

SUMÁRIO

1.	INTRODUÇÃO	15
2.	OBJETIVOS	17
2.1.	Objetivo geral	17
2.2.	Objetivos específicos	17
3.	REFERENCIAL TEÓRICO	17
3.1.	Crise da Biodiversidade	17
3.2.	Áreas Protegidas e Conservação da Biodiversidade	20
3.3.	Mata Atlântica: Diversidade Biológica e Geografia.....	22
3.4.	A Crise dos Anfíbios: Declínios Globais e Doenças Emergentes	23
3.5.	<i>Batrachochytrium dendrobatidis</i> no Brasil e na Mata Atlântica	29
4.	MATERIAL E MÉTODOS	33
4.1.	Área de estudo	33
4.2.	Expedições de campo	35
4.2.1.	Levantamento e seleção das estações de coleta	35
4.2.2.	Protocolo para investigar a presença do fungo Bd na anurofauna	35
4.3.	Deteção e quantificação do fungo Bd	38
5.	RESULTADOS E DISCUSSÃO	39
	REFERÊNCIAS.....	66
	APÊNDICES	73

1. INTRODUÇÃO

Os anfíbios, um grupo diverso de vertebrados que inclui sapos, rãs, pererecas, salamandras e cecílias, desempenham papéis ecológicos essenciais em muitos ecossistemas aquáticos e terrestres (Zipkin *et al.*, 2020). Podendo atuar como predadores e presas de diversos grupos de vertebrados e invertebrados, e servem como indicadores da saúde ambiental devido à sua sensibilidade às mudanças no ambiente (Stuart *et al.*, 2004; Kolby; Daszak, 2016).

Atualmente já foram descritas aproximadamente 8.780 espécies de anfíbios, alocadas em três ordens: Anura (sapos, rãs e pererecas), Caudata (salamandras) e Gymnophiona (cecílias; Frost, 2024). O Brasil lidera a diversidade mundial de anfíbios com 1.236 espécies, das quais 1.192 são anuros, cinco são salamandras e 39 são cecílias (Segalla *et al.*, 2021). Para o estado de Alagoas já foram registradas 70 espécies de anfíbios, sendo 68 espécies de anuros e duas espécies de gimnofionas (de Almeida *et al.*, 2016; Dubeux *et al.*, 2024).

Nas últimas décadas, os anfíbios têm enfrentado um declínio alarmante em suas populações a nível global, sendo o grupo mais ameaçado dentre os vertebrados (Luedtke *et al.*, 2023; IUCN, 2024). Atualmente 59 espécies de anfíbios de ocorrência no Brasil foram consideradas como ameaçadas de extinção (ICMBio, 2024; Brasil, 2022). As causas do declínio dos anfíbios são multifatoriais, mas destaca-se o surgimento e disseminação de doenças infecciosas em escala global (Chambouvet *et al.*, 2020). A quitridiomíose, causada pelo fungo quitrídio *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd), é uma doença de pele responsável pelos declínios populacionais expressivos e extinções de anfíbios ao redor do mundo, representando a maior perda da biodiversidade ocasionada por um patógeno (Scheele *et al.*, 2019).

A capacidade do Bd de causar grandes declínios nos anfíbios está associada à sua alta patogenicidade, ampla gama de hospedeiros (generalista), alta transmissão dentro e entre as espécies e sua persistência como reservatório nos hospedeiros e no ambiente (Scheele *et al.*, 2019). A dinâmica de infecção do Bd nas populações de anfíbios é influenciada por fatores abióticos como temperatura, precipitação, altitude e densidade de vegetação, assim como, por fatores bióticos como riqueza de espécies, tipo de habitat e biologia reprodutiva (Ribeiro *et al.*, 2020). A variabilidade

desses fatores ao longo dos gradientes latitudinais pode afetar a dinâmica da infecção (Berger *et al.*, 2004; Lambertini *et al.*, 2021).

O Bd encontra-se distribuído mundialmente e, no Brasil, a presença do patógeno já foi registrada para diferentes regiões, mas predominantemente na Mata Atlântica (Lambertini *et al.*, 2021; Toledo *et al.*, 2023). A Mata Atlântica brasileira possui uma diversidade ímpar de anfíbios, com mais de 600 espécies atualmente conhecidas, das quais 80% são endêmicas desta ecorregião (Rossa-Feres *et al.*, 2017). Recentemente foi comprovado que a quitridiomycose está associada aos declínios populacionais históricos de anfíbios no Brasil, principalmente na Mata Atlântica, região com condições ambientais favoráveis para o desenvolvimento do patógeno (Carvalho; Becker; Toledo, 2017; Toledo *et al.*, 2023). Além disso, variáveis ambientais ao longo do transecto latitudinal da Mata Atlântica, como temperatura, umidade e altitude, influenciam significativamente na dinâmica de infecção do Bd nos anfíbios, resultando em padrões de infecção heterogêneos ao longo dessa ecorregião (Ribeiro *et al.*, 2020; Lambertini *et al.*, 2021).

No entanto, a maioria dos estudos com Bd na Mata Atlântica foram conduzidos em localidades na região sul e sudeste do Brasil, sendo acrescentados, recentemente, estudos em localidades na Mata Atlântica da região nordeste (Lambertini *et al.*, 2021). Dentre as localidades em que o Bd foi detectado no Nordeste, a Estação Ecológica de Murici (ESEC-Murici; 09°16' S, 35°59' O), no estado de Alagoas, apresentou uma dinâmica de infecção diferente das outras localidades nordestinas, com intensidade de infecção maior, comparável com localidades na Mata Atlântica do Sudeste e Sul (Lisboa *et al.*, 2013; Valencia-Aguilar *et al.*, 2015; Valencia-Aguilar *et al.*, 2016; Lambertini *et al.*, 2021). Desse modo, torna-se necessário investigar a presença do patógeno em outros fragmentos florestais na Mata Atlântica do Nordeste para melhor compreensão da distribuição e dinâmica da infecção do Bd.

A Reserva Biológica de Pedra Talhada (ReBio-PT) é uma Unidade de Conservação localizada entre os estados de Alagoas e Pernambuco (9°11' a 9°16' S e 36°22' a 36°28' O), situada a 94 km noroeste da ESEC-Murici. Na ReBio-PT, a presença deste patógeno na anurofauna ainda não foi investigada. Ambas as localidades apresentam latitudes semelhantes, experimentando clima tropical propício para a sobrevivência e proliferação do Bd. No entanto, a ESEC-Murici está situada em uma elevação que varia entre 200 e 640 m acima do nível do mar, enquanto a ReBio-PT tem uma elevação que varia de 459 a 883 m acima do nível do mar (Tscharner *et*

al., 2015; Dubeux *et al.*, 2024). Diferença na elevação é um fator que pode levar a padrões distintos de dinâmica de infecção por Bd, possuindo uma prevalência significativamente maior em anfíbios em altitudes mais elevadas (Lips *et al.*, 2008). A ReBio-PT, com sua maior elevação, pode proporcionar um ambiente mais favorável ao Bd, podendo haver uma prevalência e intensidade de infecção superiores a da ESEC-Murici.

Diante disso, faz-se necessário investigar se há Bd na anurofauna da ReBio-PT, e caso este patógeno esteja presente, verificar a dinâmica desta infecção e comparar os padrões de prevalência e intensidade com outras localidades na Mata Atlântica e em outras ecorregiões já estudadas.

2. OBJETIVOS

2.1. Objetivo geral

Analisar a presença do fungo *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) na anurofauna da Reserva Biológica de Pedra Talhada, Nordeste do Brasil.

2.2. Objetivos específicos

- Determinar a prevalência e intensidade de infecção por Bd nos anfíbios anuros;
- Identificar as espécies de anfíbios anuros infectadas pelo patógeno;
- Identificar quais fatores bióticos e abióticos poderiam estar influenciando a dinâmica da infecção.

3. REFERENCIAL TEÓRICO

3.1. Crise da Biodiversidade

A crise atual de biodiversidade é amplamente considerada como um indicativo da sexta extinção em massa, causada predominantemente por atividades humanas (Barnosky *et al.*, 2011; Cowie *et al.*, 2022; Zamani *et al.*, 2022). Esta extinção é caracterizada por taxas de desaparecimento de espécies muito superiores às taxas

naturais de extinção, impulsionadas por fatores como a destruição de habitats, mudanças climáticas, poluição e exploração excessiva (Pievani, 2014; Ceballos; Ehrlich; Revan, 2020). A taxa atual de extinção é entre 100 e 1.000 vezes maior do que a taxa de extinção natural pré-humana (Pievani, 2014; Ceballos; Ehrlich; Revan, 2020).

Atualmente, estima-se que existam cerca de 2,16 milhão de espécies descritas, mas o número exato de espécies existentes ainda é desconhecido, estimando-se que estejam em 8,7 milhões (MORA *et al.*, 2011; IUCN, 2024). Ou seja, a maioria das espécies existentes permanecem desconhecidas, e muitas delas serão provavelmente extintas antes de serem descritas (Barnosky *et al.*, 2011). Aproximadamente 18.000 novas espécies são descritas anualmente, mas as taxas atuais de extinção são consideravelmente superiores a essas novas descobertas (Zamani *et al.*, 2022).

Nos últimos 50 anos houve uma redução na abundância de 31.821 populações pertencentes a 5.230 espécies de vertebrados em todo o mundo, representando um declínio de 69% em média da vida silvestre mundial (Almond *et al.*, 2022). Somente em ambiente de água doce, houve um declínio de 83% na abundância relativa com base na avaliação de 6.617 populações de 1.398 espécies de peixes, anfíbios, répteis, aves e mamíferos (Almond *et al.*, 2022).

Mais de 42.100 espécies estão ameaçadas de extinção, quase 30% das mais de 140.000 espécies avaliadas pela União Internacional para a Conservação da Natureza (IUCN, 2024). Dentre as plantas, o grupo mais ameaçado é o das cicadáceas com 69% de suas espécies ameaçadas, seguido pelas coníferas com 34% de suas espécies ameaçadas. Para os invertebrados avaliados, destacam-se os recifes de corais, em seu rápido declínio, com 36% de suas espécies ameaçadas e os crustáceos com 28% das espécies ameaçadas. Os vertebrados apresentam 41% de anfíbios, 37% das espécies de tubarões e arraias, 27% de mamíferos, 21% de répteis e 13% de aves ameaçadas de extinção (IUCN, 2024).

Os trópicos abrigam três quartos de todas as espécies do mundo, com 99% das espécies de corais de águas rasas; 91% das aves; 83% dos anfíbios; 80% dos peixes de água doce; 79% das formigas; 77% dos mamíferos terrestres; 75% das plantas com flores e 66% dos peixes marinho (Barlow *et al.*, 2018).

Os maiores índices de perda de biodiversidade estão nas regiões tropicais do planeta (Beaudrot *et al.*, 2016). As taxas de desmatamento nessas áreas são extremamente altas, mais de 90% da perda de florestas tropicais ocorreu entre 1990 e 2020, contribuindo significativamente para a perda de espécies (Beaudrot *et al.*, 2016; IPCC, 2022). Essas regiões são especialmente vulneráveis devido à alta densidade populacional e às economias baseadas em recursos naturais, que impulsionam a rápida conversão de terras e a degradação de habitats (Habibullah *et al.*, 2021).

Nos países da América Latina e do Caribe, por exemplo, populações de vertebrados monitoradas na região da América Latina e do Caribe encolheram 94% em média (Almond *et al.*, 2022). Na África, a redução média foi de 66% e na Ásia e região do Pacífico foi de 55% (Almond *et al.*, 2022). As espécies de vertebrados classificadas em algum nível de ameaça de extinção pela IUCN são espécies majoritariamente associadas às regiões tropicais (Barlow *et al.*, 2018).

Cerca de 15% das espécies avaliadas pela IUCN Red List são categorizadas como Dados Insuficientes (IUCN, 2024). Os trópicos apresentam a maior proporção de espécies classificadas como Dados Insuficientes (DD), impedindo que estas espécies sejam avaliadas quanto ao seu status de conservação. Além disso, 85% das extinções registradas para vertebrados ocorreram nos trópicos (Barlow *et al.*, 2018). Além de possuírem as espécies mais ameaçadas, as regiões tropicais são as áreas que apresentam maior potencial para descobertas de novas espécies, especialmente de anfíbios e répteis (Moura; Jetz, 2021). Um quarto do potencial de descoberta está em países como Brasil, Indonésia, Madagascar e Colômbia, principalmente em florestas tropicais (Moura; Jetz, 2021).

No Brasil, aproximadamente 3.209 espécies de plantas e 1.253 espécies de animais encontram-se ameaçadas de extinção (Brasil, 2022; ICMBio, 2022; ICMBio, 2024). No total, constam na lista 291 de peixes de água doce, 270 espécies de invertebrados terrestres, 256 de aves, 102 de mamíferos, 71 de répteis, 70 de invertebrados de água doce, 59 de anfíbios, 60 de tubarões e arraias, 42 de peixes ósseos marinhos e 32 de invertebrados marinhos, (ICMBio, 2022; ICMBio, 2024). Das espécies da fauna avaliadas, aproximadamente 333 táxons foram categorizados como Quase Ameaçados (NT), 12.000 como de Pouco Preocupante (LC) e 1.312 considerados como Dados Insuficientes (DD; ICMBio, 2022). Somente na Mata Atlântica estima-se que 2.845 das espécies da flora e fauna estejam ameaçadas de

extinção, sendo a ecorregião com mais espécies ameaçadas de extinção no Brasil, seguida pelo Cerrado com 1.199; Amazônia com 503; Caatinga com 481; Pampa com 229 e o Pantanal com 52 espécies ameaçadas (IBGE, 2022).

3.2. Áreas Protegidas e Conservação da Biodiversidade

Diante do crescente declínio da biodiversidade, uma estratégia global para a conservação das espécies é a criação de áreas protegidas (Bicknell *et al.*, 2017; Rodrigues; Cazalis, 2020). Na legislação brasileira, o art. 2º da Lei nº 9.985, de 18 de julho de 2000 define uma área protegida como uma unidade de conservação (UC), sendo esta uma área geográfica com limites definidos, juntamente com seus recursos naturais, estabelecida por autoridades governamentais de acordo com a lei, com a finalidade de conservar a natureza, administradas sob regras específicas que garantem sua proteção (Brasil, 2000).

Avaliando-se apenas pela sua abrangência geográfica, as áreas protegidas emergem como uma estratégia de conservação notavelmente eficaz em todos os países, compreendem atualmente 15% da área total de terra no mundo e 7,4% do oceano global (Rodrigues; Cazalis, 2020). Atuam como estratégia de mitigação dos múltiplos impactos induzidos por humanos, como a perda e a degradação de habitats através de restrições a atividades como a agricultura, desmatamento, urbanização e mineração, como também as mudanças climáticas (Rodrigues; Cazalis, 2020; Mi *et al.*, 2023).

Essas áreas desempenham um papel crucial na proteção da biodiversidade por salvaguardar uma ampla variedade de espécies (Bicknell *et al.*, 2017). No entanto, os anfíbios representam um dos grupos de vertebrados mais negligenciados dentro da rede global de áreas protegida: 24% das espécies não se encontram distribuídas em UCs, enquanto outros 18% têm menos de 5% de sua distribuição abrangida pelas UCs, e, quase metade de todas as espécies com distribuição inferior a 1.000 km² não está presente em nenhuma área protegida (Nori *et al.*, 2015).

As UCs também desempenham um papel crucial na preservação da biodiversidade, ao promoverem o isolamento e o controle de patógenos. Sendo áreas relativamente isoladas das atividades humanas, as UCs reduzem a probabilidade de introdução de patógenos, além de possibilitar o monitoramento das populações,

identificar possíveis ameaças e desenvolver estratégias de conservação adequadas (Cavazos *et al.*, 2023; Urbano *et al.*, 2024).

A primeira área protegida criada no mundo foi o Parque Nacional de Yellowstone, nos Estados Unidos, em 1872, com o objetivo de proteção integral de seus recursos naturais, sendo um marco importante na política de conservação da natureza (Hassler, 2005). No Brasil, a primeira UC criada foi o Parque Nacional de Itatiaia, no Rio de Janeiro, em 1937, e posteriormente o Parque Nacional do Iguaçu e o Parque Nacional da Serra dos Órgãos, em 1939 (Hassler, 2005). Em 1989 foi proposto um sistema para UCs, mas somente em 18 de julho de 2000 foi sancionada a Lei nº 9.985, que dispõe do Sistema Nacional de Unidades de Conservação (SNUC) que estabelece critérios e normas para a criação, implantação e gestão das unidades de conservação (Brasil, 2000; Hassler, 2005; Rylands; Brandon, 2005).

O SNUC é um sistema integrado que permite a criação e gestão de UCs nas esferas municipal, estadual e federal, a última sob administração do Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio), e possibilita também a criação de UCs privadas (Brasil, 2000). Ele estabelece dois grupos de UCs: as Unidades de Proteção Integral que tem como objetivo a conservação da natureza permitindo apenas o uso indireto dos seus recursos naturais; e as Unidades de Uso Sustentável, que tem como objetivo a conservação da natureza e o uso sustentável dos recursos naturais (Brasil, 2000). Dentro desses grupos existem 12 categorias de UCs, nas quais cinco são de Proteção Integral: Estação Ecológica, Reserva Biológica, Parque Nacional, Monumento Natural e Refúgio de Vida Silvestre; e sete de Uso Sustentável: Área de Relevante Interesse Ecológico, Reserva Particular do Patrimônio Natural, Área de Proteção Ambiental, Floresta Nacional, Reserva de Desenvolvimento Sustentável, Reserva de Fauna e Reserva Extrativista (Brasil, 2000).

Atualmente existem 2.859 UCs distribuídas nas cinco ecorregiões e áreas marinhas do Brasil, totalizando 2.583.337,73 km² de áreas protegidas, sendo 68,7% delas de Uso sustentável e 31,3% de Proteção Integral (MMA, 2024). A Mata Atlântica possui 1.684 UCs, sendo a ecorregião com mais unidades de conservação, o que corresponde a 11,40% de área protegida na ecorregião; seguido do Cerrado com 542 UCs (9% de área protegida); Amazônia com 373 UCs (29% de área protegida); Caatinga com 252 UCs (9,3% de área protegida); áreas marinhas com 203 UCs (26,4% de área protegida); Pampa com 48 UCs (3% de área protegida); e Pantanal com 29 UCs (4,6% de área protegida; MMA, 2023).

No Estado de Alagoas, estão presentes 101 Unidades de Conservação, distribuídas nas duas ecorregiões predominantes: a Mata Atlântica, com 87 unidades, e a Caatinga, com 14 unidades (IMA/AL, 2024). Dessas, 84 foram estabelecidas no âmbito estadual, 13 pelo governo federal, quatro por municípios, e 81 são Reservas Particulares do Patrimônio Natural (RPPNs; IMA/AL, 2024). Isso implica que cerca de 11,67% do território alagoano, equivalente a cerca de 3.248 km², encontra-se sob a salvaguarda dessas Unidades de Conservação, com 86,14% (cerca de 2.090 km²) localizados na Mata Atlântica e 13,86% (cerca de 1.154km²) na Caatinga (IMA/AL, 2024).

3.3. Mata Atlântica: Diversidade Biológica e Geografia

Um *hotspot* de biodiversidade é definido como uma área que apresenta grande concentração de espécies endêmicas e degradação significativa de sua extensão original, sendo prioritária para conservação (Myers *et al.*, 2000). A Mata Atlântica brasileira, considerada um *hotspot* de biodiversidade, ocupava originalmente uma ampla área latitudinal na costa leste do Brasil, com cerca de 148.194,638 hectares, com extensão de cerca de 3.000 km do estado do Rio Grande do Norte até o estado do Rio Grande do Sul (Ribeiro *et al.*, 2009; Pereira Filho *et al.*, 2023).

Devido a expansão dos centros urbanos, industrialização, agricultura e a pecuária, a Mata Atlântica, hoje disposta em fragmentos desconectados, é considerada uma das florestas tropicais mais fragmentadas do mundo e a ecorregião mais devastada do Brasil (Ribeiro *et al.*, 2009; Rezende *et al.*, 2018; Almeida; Souza, 2023). Atualmente, os remanescentes florestais bem preservados da Mata Atlântica representam cerca de 12,5% da sua cobertura original (SOS Mata Atlântica, 2024).

Apesar da perda significativa de sua vegetação nativa, esta ecorregião apresenta uma diversidade ímpar com um dos maiores níveis de endemismo do mundo (Myers *et al.*, 2000; Rezende *et al.*, 2018). A Mata Atlântica abriga cerca de 20.000 espécies de plantas, das quais aproximadamente 40% são endêmicas, e mais de 2.000 espécies de vertebrados, com cerca de 30% de endemismo. Estes números representam uma fração significativa da biodiversidade global, destacando-se como um dos principais hotspots de biodiversidade do mundo. Especificamente, a Mata Atlântica contém cerca de 7% da biodiversidade global de plantas e aproximadamente 5% da biodiversidade global de vertebrados (Marques *et al.*, 2021). Com um alto nível

de endemismo, 57% das espécies de plantas vasculares, 16% das aves, 27% dos mamíferos, 31% dos répteis e 80% dos anfíbios ocorrem exclusivamente na Mata Atlântica (Almeida; Souza, 2023; Rossa-Feres *et al.*, 2017).

A Mata Atlântica possui um grande gradiente latitudinal, cerca de 30° graus de latitude e uma grande variação altitudinal, vai desde regiões costeiras a aproximadamente 2.000 metros acima do nível do mar, e devido a isso apresenta uma complexidade geográfica e uma distribuição heterogênea de suas espécies, e muitas das espécies endêmicas possuem distribuição restrita a certas localidades, os Centros de Endemismo (Silva; Casteleti, 2003; Ribeiro *et al.*, 2009; Almeida; Souza, 2023). Atualmente são reconhecidas diferentes sub-regiões biogeográficas (SRBs) na Mata Atlântica: SRB Araucária; SRB Bahia; SRB Brejos Nordestinos; SRB Diamantina; SRB Interior; SRB Pernambuco; SRB Serra do Mar; e SRB São Francisco (Ribeiro *et al.*, 2009). Cinco dessas SRBs são consideradas Centros de Endemismo, das quais quatro estão situadas na região nordeste do Brasil: Bahia, Brejos Nordestinos, Pernambuco, Diamantina e Serra do Mar (Silva; Casteli, 2003).

O Centro de Endemismo Pernambuco (CEP) é a porção da Mata Atlântica localizada ao norte do Rio São Francisco entre os estados de Alagoas e Rio Grande do Norte, na região nordeste do Brasil (Tabarelli; Melo; Lira, 2006; Ribeiro *et al.*, 2009). Desde a colonização do Brasil, a região sofreu com intenso desmatamento para extração de madeira e para agricultura de cana de açúcar, e, devido a isso e aos poucos esforços de conservação das florestas do nordeste, o CEP possui apenas alguns fragmentos florestais isolados (<100 km²), sendo considerado uma das regiões mais ameaçadas e menos protegidas da Mata Atlântica (Almeida; Souza, 2023).

Apesar das poucas áreas remanescentes e de corresponder a apenas 2,7% de toda a área da Mata Atlântica, o CEP abriga uma biodiversidade única com muitas espécies de ocorrência restrita para a região (Almeida; Souza, 2023). Em relação a diversidade de vertebrados do CEP, são 58 espécies de peixes de água doce; 97 espécies de anfíbios; 139 espécies de répteis; 486 espécies de aves (2/3 das espécies da Mata Atlântica); e 137 espécies de mamíferos (Pereira Filho *et al.*, 2023).

3.4. A Crise dos Anfíbios: Declínios Globais e Doenças Emergentes

A classe Amphibia são não-amniotas e possuem uma dependência dos ambientes aquáticos ou úmidos para sua sobrevivência e reprodução (Pough; Janis;

Heiser, 2008). A maioria das espécies apresenta ciclo de vida bifásico, com uma primeira fase larval e aquática e uma fase em que adultos metamorfoseados geralmente vivem fora da água (Duellman; Trueb, 1986).

A estrutura do tegumento dos anfíbios é única e caracteriza-se pela pele lisa, úmida e altamente permeável, conferindo importante função na osmorregulação, trocas gasosas e defesa contra patógenos (Pough; Janis; Heiser, 2008). A pele dos anfíbios é responsável por uma parte significativa da troca gasosa, onde aproximadamente 30% da absorção de oxigênio e a maior parte da eliminação de dióxido de carbono ocorrem através dela, além de atuar na regulação da água e na proteção contra a desidratação (Çömden; Yenmis; Çakır, 2023; Feder; Burggren, 1992). Devido a estas características, os anfíbios são extremamente sensíveis às mudanças ambientais como a poluição, mudanças na temperatura e umidade, além da exposição à radiação ultravioleta, podendo comprometer seus processos fisiológicos (Feder; Burggren, 1992; Çömden; Yenmis; Çakır, 2023).

Este grupo vem enfrentando diferentes adversidades que os colocam em um altíssimo risco de ameaça de extinção. Dentre os vertebrados, os anfíbios compreendem o grupo mais ameaçado com quase metade das suas espécies (41%), ou duas a cada cinco espécies, em algum nível de ameaça de extinção (IUCN, 2024; Luedtke *et al.*, 2023). As estimativas são de que pelo menos 7% delas devam desaparecer no próximo século, mesmo que não haja um aumento das ameaças ambientais (Alroy, 2015; IUCN, 2024). A velocidade em que os declínios estão ocorrendo é tão acelerada que a taxa atual de extinção dos anfíbios pode ser até 45 mil vezes maior que a taxa de extinções naturais observadas em registro fóssil (McCallum, 2007).

A partir da década de 70 têm sido registrados declínios populacionais e extinções de anfíbios em vários lugares do planeta (Alroy, 2015). As causas do declínio dos anfíbios são diversas e atuam sinergicamente: perda de habitat, mudanças climáticas, radiação ultravioleta, exploração excessiva, a introdução de espécies invasoras, a utilização de poluentes químicos, como pesticidas, e as doenças infecciosas (Chambouvet *et al.*, 2020; Toledo *et al.*, 2023). As alterações climáticas são a principal ameaça para 39% das espécies, com estimativas de que mais de 300 espécies de anfíbios poderão ser extintas devido às alterações climáticas ao longo deste século (Mi *et al.*, 2023; Luedtke *et al.*, 2023). A perda e degradação de

habitats figura como a segunda principal ameaça, colocando em risco cerca de 37% das espécies (Luedtke *et al.*, 2023).

Declínios populacionais enigmáticos em ambientes bem preservados e sem ameaças antrópicas diretas têm sido reportados desde o final do século passado (Berger *et al.*, 1998). A emergente propagação de doenças infecciosas tem sido apontada como importante fator de declínio global de anfíbios e como fator responsável pelo declínio de populações de anfíbios em ambientes preservados (Berger *et al.*, 1998; Scheele *et al.*, 2019; Luedtke *et al.*, 2023). Atualmente doenças infecciosas ameaçam cerca de 29% das espécies de anfíbios ao redor do mundo (Luedtke *et al.*, 2023).

Uma dessas doenças epidêmicas é a ranavirose, transmitida por vírus do gênero *Ranavirus*, que infectam anfíbios, répteis e peixes (Ruggeri *et al.*, 2019). A ranavirose causa ulcerações dérmicas na pele e hemorragia sistêmica nos músculos esqueléticos e órgãos viscerais, assim como, letargia e emagrecimento (Teacher; Cunningham; Garner, 2010). A ranicultura, para criação e comercialização de anfíbios, assim como, a introdução de peixes em corpos d'água, têm sido fatores de disseminação global de ranavirus entre os anfíbios (Candido *et al.*, 2019; Ruggeri *et al.*, 2024).

A ranavirose tem sido reportada em diversos países (Candido *et al.*, 2019). No Brasil, a presença do patógeno está associada a espécie invasora tolerante a infecção, *Lithobates catesbeianus* (rã-touro), em fazendas de criação, e na natureza em girinos de rã-touro e de espécies nativas da família Bufonidae e Hylidae (Candido *et al.*, 2019; Ruggeri *et al.*, 2019; Ruggeri *et al.*, 2023).

No entanto, a doença letal que está causando maior impacto nos anfíbios é a quitridiomicose, causada por um fungo quitrídio chamado *Batrachochytrium dendrobatidis*, ou Bd (Scheele *et al.*, 2019). O filo Chytridiomycota é um grupo basal de fungos amplamente distribuídos em todo o mundo, predominantemente na água e no solo, onde desempenham principalmente funções de decompositores primários (Berger *et al.*, 1998). Alguns gêneros são anaeróbios facultativos ou obrigatórios, e muitos são parasitas obrigatórios de fungos, algas, plantas vasculares, rotíferos, nematóides ou insetos (Berger *et al.*, 1998). O gênero *Batrachochytrium* é o único de sua ordem, Rhizophydiales, capaz de parasitar vertebrados (Berger *et al.*, 1998). O Bd utiliza a queratina como principal fonte de nutrientes, parasitando os tecidos

superficiais da pele de anfíbios adultos (Voyles; Rosenblum; Berger, 2011; Carvalho; Becker; Toledo, 2017).

O Bd é amplamente reconhecido como um patógeno generalista, tendo a capacidade de infectar uma ampla gama de hospedeiros por diversos fatores (Fisher; Garner; Walker, 2009). É encontrado em todos os continentes onde os anfíbios estão presentes, em habitats variados, desde florestas tropicais até regiões temperadas. Isto reflete sua capacidade de sobreviver e prosperar em uma ampla gama de condições ambientais (Skerratt *et al.*, 2007). Seu ciclo de vida é relativamente simples e eficiente, e suas formas móveis e infectantes podem persistir na água por longos períodos, aumentando as chances de encontrar e infectar novos hospedeiros (Berger *et al.*, 2005). Além disso, o Bd demonstra capacidade de sobreviver em temperaturas fora da sua faixa de temperatura ótima para crescimento (entre 17°C e 25°C). Isso permite que o fungo persista em uma variedade de climas e condições sazonais, contribuindo para sua disseminação global (Piotrowski; Annis; Longcore, 2004).

O Bd é um fungo aquático com um ciclo de vida que consiste numa progressão da fase móvel, o zoósporo, em um único corpo reprodutivo esférico, o zoosporângio (desenvolvimento monocêntrico). O zoósporo é o estágio flagelado, esférico e transmitido pela água. Após o período de motilidade e dispersão, o zoósporo encista iniciando a colonização das células da pele do hospedeiro. O zoósporo absorve o flagelo e se desenvolve em um talo esférico com rizóides que aumenta de tamanho e forma o jovem zoosporângio. O zoosporângio, quando maduro, desenvolve um ou mais tubos de descarga, torna-se multinucleado por divisões mitóticas e todo o conteúdo amadurece em zoósporos. Os zoósporos são liberados pelos tubos de secreção, entram na coluna de água ou reinfectam o hospedeiro (Longcore; Pessier; Nichols, 1999; Berger *et al.*, 2005; Rosenblum *et al.*, 2010).

Alguns talos desenvolvem-se de forma colonial: o talo desenvolve septos internos que dividem o conteúdo em múltiplos esporângios, cada um com seu próprio tubo de descarga. Assim um único zoósporo pode formar vários zoosporângios (Longcore; Pessier; Nichols, 1999; Berger *et al.*, 2005).

No hospedeiro adulto, os talos esféricos do Bd se concentram nas camadas superficiais da epiderme, principalmente no abdômen, membros anteriores e pés, causando anormalidades epidérmicas (Berger *et al.*, 1998; Longcore; Pessier; Nichols, 1999). Ocorre um espessamento acentuado do estrato córneo devido à produção excessiva de queratina (hiperqueratose); aumento do número de células de forma

irregular (hiperplasia), espongiose, descamação irregular; eritema, erosões e ulcerações na pele (Longcore; Pessier; Nichols, 1999; Berger *et al.*, 2005; Voyles *et al.*, 2007). Anfíbios infectados também podem exibir comportamentos anormais, como letargia, inapetência e postura anormal (Voyles *et al.*, 2007).

Os sintomas da quitridiomicose podem variar significativamente entre diferentes espécies de anfíbios, algumas espécies podem ser portadoras assintomáticas de Bd, enquanto outras desenvolvem sintomas graves e podem morrer rapidamente devido à infecção (Li *et al.*, 2021). Assim como pode variar de acordo com o estágio da infecção e por fatores ambientais (Li *et al.*, 2021).

As infecções fúngicas na pele de outros vertebrados geralmente não resultam em morte, mas a pele dos anfíbios se destaca por sua atividade fisiológica ativa, controlando de forma precisa a troca de gases respiratórios, água e eletrólitos, tornando os anfíbios vulneráveis a infecções cutâneas (Rosenblum *et al.*, 2010). O Bd pode perturbar esses processos fisiológicos e comprometer o funcionamento normal da pele, e num estágio grave da infecção, a depleção eletrolítica, a diminuição da frequência respiratória e desequilíbrio osmótico resulta na morte do indivíduo (Berger, 2005; Rosenblum *et al.*, 2010).

A infecção também acomete os girinos, mas com dinâmica totalmente diferente. O Bd se concentra e afeta as estruturas orais queratinizadas dos girinos, causando despigmentação do bico córneo e das fileiras de dentículos (Carvalho; Becker; Toledo, 2017). No entanto, a infecção não é letal, o girino consegue concluir a metamorfose e pode atuar como reservatório do patógeno (Carvalho; Becker; Toledo, 2017).

Anfíbios são comercializados para diversos fins, como ranicultura, ornamentação de lagos e biocontrole (Fisher; Garner, 2007). O comércio internacional de anfíbios tem sido apontado como a causa da propagação global da quitridiomicose, ao disseminar anfíbios infectados globalmente (Fisher; Garner, 2007). Isso ocorre por meio da introdução de espécies exóticas infectadas por Bd em populações nativas e pela liberação de água não tratada contendo milhares de zoósporos infecciosos (Fisher; Garner, 2007). Algumas espécies amplamente comercializadas atuam como vetores do fungo Bd por serem assintomáticas, como *Xenopus laevis*, *Aquarana catesbeiana* e *Rhinella marina* (Fisher; Garner, 2007). O estabelecimento do comércio e transporte em larga escala dessas espécies ocorreu antes do aparecimento da

quitridiomicose, ou seja, a disseminação do patógeno coincidiu com a expansão global do comércio de anfíbios (Fisher; Garner, 2007; O'Hanlon *et al.*, 2018).

O Bd pode se espalhar tanto através de zoósporos livres na água, quanto através do contato com anfíbios infectados (Carvalho *et al.*, 2024). O fungo já foi encontrado em diversos organismos, como invertebrados, aves e répteis, sendo incerto se estes atuam como reservatórios ou vetores, além de lagos, riachos, solo úmido, folhas, nevoeiro e chuva (Prado *et al.*, 2023, Carvalho *et al.*, 2024). Sua capacidade de sobreviver fora dos hospedeiros sugere que sua disseminação global tenha sido facilitada pelo comércio internacional e por sua adaptação generalista (Carvalho *et al.*, 2024).

O Bd tem causado mortalidade em massa de anfíbios ao redor do mundo, sendo responsável pelo declínio de pelo menos 501 espécies de anfíbios, das quais, 124 (25%) experimentaram uma redução maior que 90% na abundância, e 90 (18%) foram extintas ou possivelmente extintas (Scheele *et al.*, 2019). Isto representa a maior perda de biodiversidade atribuída a um patógeno (Scheele *et al.*, 2019). Esses declínios têm sido mais frequentes na região tropical (Austrália, Américas Central e do Sul), e apenas 12% dos declínios mostraram sinais de recuperação, enquanto 39% continuam declinando (Scheele *et al.*, 2019). Quarenta e cinco por cento das extinções e declínios severos ocorreram nos gêneros Neotropicais *Atelopus*, *Craugastor* e *Telmatobius*, sendo Bufonidae a família mais impactada (Scheele *et al.*, 2019).

O fungo Bd tem origem no leste asiático e já se diversificou em múltiplas linhagens, podendo haver hibridização entre elas (O'Hanlon *et al.*, 2018). A linhagem global (BdGPL) é a mais virulenta e sua expansão está relacionada com o comércio global de anfíbios no século XX. A dinâmica de infecção do *B. dendrobatidis* é complexa e fortemente influenciada por uma interação de variáveis ambientais e ecológicas como temperatura, altitude, umidade relativa, pH, tipo de vegetação, riqueza de espécies de anfíbios, densidade populacional e biologia reprodutiva (Johnson *et al.*, 2003; Berger *et al.*, 2004; Piotrowski; Annis; Longcore, 2004; Carnaval *et al.*, 2006; Rowley; Alford, 2007; Briggs; Knapp; Vredenburg, 2010; Searle *et al.*, 2011; Lambertini *et al.*, 2021).

Em 2013, uma segunda espécie de quitrídio, *B. salamandrivorans* (“comedor de salamandra”), ou Bsal, foi identificada pela primeira vez em uma população de salamandras-de-fogo (*Salamandra salamandra*) na Europa, e, desde 2010 mais de 90% da população havia sido extinta, restando apenas 4% em 2013 (Martel *et al.*,

2013). Ambos os fungos são capazes de infectar anfíbios e causar a quitridiomíose (Martel *et al.*, 2013). No entanto, apresentam diferenças morfológicas e genéticas, além de ocuparem nichos ecológicos bem diferentes (Martel *et al.*, 2013). O Bsal apresenta crescimento ótimo em temperaturas mais baixas (10 °C a 15 °C) e infecta preferencialmente salamandras, enquanto o Bd tem uma faixa de temperatura de crescimento ótimo de 17 °C a 25 °C e infecta preferencialmente anuros (Martel *et al.*, 2013; Moreno; Morão; Toledo, 2015). Devido a isso as duas espécies têm uma distribuição distinta no globo, estando o Bsal restrito a Europa e algumas localidades na Ásia (Waddle *et al.*, 2020). O Bsal despertou uma preocupação global e medidas preventivas foram propostas em países com grande diversidade de salamandras, tais como Estados Unidos da América, Canadá, países europeus e asiáticos (Waddle *et al.*, 2020; Bower *et al.*, 2017).

O alto risco de propagação da doença pelo comércio internacional de salamandras como animais de estimação gerou a proibição nos Estados Unidos da importação de mais de 200 espécies de salamandras (Waddle *et al.*, 2020). Um monitoramento em larga escala para identificar a presença do Bsal na América do Norte foi realizado, mas o patógeno não foi detectado (Waddle *et al.*, 2020).

3.5. *Batrachochytrium dendrobatidis* no Brasil e na Mata Atlântica

No Brasil, o Bd foi detectado pela primeira vez em 2006, na espécie *Hylodes magalhaesi*, uma rã endêmica da Mata Atlântica restrita a áreas de altitudes elevadas no sudeste do Brasil (Toledo *et al.*, 2006). A detecção foi feita a partir da observação da integridade do aparato bucal dos girinos da espécie, que estavam despigmentados; assim como, detecção histológica, onde foram observados diferentes estágios de desenvolvimento de zoosporângios; e detecção molecular por PCR (Reação em Cadeia da Polimerase) convencional (Toledo *et al.*, 2006).

Desde então, novas detecções foram feitas e atualmente o Bd encontra-se distribuído predominantemente na Mata Atlântica, mas já foi detectado nas outras ecorregiões no Brasil, por exceção do Pantanal, onde o Bd ainda não foi detectado (Becker *et al.*, 2016; Carvalho; Becker; Toledo, 2017; Lambertini *et al.*, 2017; Amorim *et al.* 2019; Benício *et al.*, 2019; Lambertini *et al.*, 2021). A Mata Atlântica possui as maiores proporções de anfíbios infectados pelo Bd quando comparado com a Amazônia, a Caatinga, o Cerrado e o Pampa (Carvalho; Becker; Toledo, 2017).

Na Amazônia, o Bd está presente desde 1935, com uma prevalência geralmente baixa ao longo do tempo e é considerada um ambiente com baixa adequação climática para a disseminação do Bd devido às suas altas temperaturas (Becker *et al.*, 2016). O fungo foi detectado principalmente em regiões periféricas da Amazônia, associadas com maior interferência humana e condições ambientais que facilitam a disseminação do patógeno (Becker *et al.*, 2016). A Amazônia central apresenta baixa adequação climática para o Bd, devido a temperaturas altas e influência humana mínima, mas já foram detectadas amostras com cargas elevadas de infecção nessa região, sugerindo potencial adaptação local do fungo (Becker *et al.*, 2016).

O patógeno Bd está presente com maior prevalência em regiões de baixa latitude da Amazônia, tendo um efeito da precipitação e densidade de vegetação na formação de microclimas favoráveis para o desenvolvimento do fungo (Lambertini *et al.*, 2022).

A intensificação das atividades humanas, especialmente em áreas de maior densidade vegetal e proximidade de portos, pode aumentar o risco de introduções do fungo (Becker *et al.*, 2016). Além disso, as mudanças climáticas em curso, que afetam padrões de temperatura e precipitação, também podem alterar a distribuição e a severidade das infecções por Bd na Amazônia (Pounds *et al.*, 2006).

O Bd também tem sido detectado na região semiárida do Brasil, mesmo apresentando condições climáticas que podem parecer desfavoráveis ao desenvolvimento do Bd. No Cerrado, o Bd já foi identificado em espécies de hylídeos endêmicos do Cerrado, como *Bokermannohyla pseudopseudis* e *B. sapiranga*, indicando que o fungo se espalhou por esta região (Ramalho *et al.*, 2013).

Pouco estudos foram conduzidos para investigar a presença do Bd na Caatinga, mas o patógeno também já foi detectado nesta ecorregião (Carvalho; Becker; Toledo, 2017; Amorim *et al.*, 2019; dos Santos *et al.*, 2024). A prevalência do patógeno varia de acordo com a localidade, geralmente com baixa prevalência devido as condições ambientais desfavoráveis para o seu desenvolvimento, como altas temperaturas e baixa umidade (Carvalho; Becker; Toledo, 2017; James *et al.*, 2015; Amorim *et al.*, 2019; Benício *et al.*, 2019). No entanto, já foi detectado uma alta prevalência de Bd em amostras de anfíbios de certas regiões da Caatinga que podem apresentar condições ambientais mais favoráveis para o desenvolvimento do fungo,

sugerindo uma adaptação do fungo para o semiárido (dos Santos *et al.*, 2024). Outro fator que influencia na prevalência nesta ecorregião são as espécies em que o período de renovação da epiderme possa possibilitar que atuem como reservatórios do patógeno durante a estação seca e disseminem-no durante a estação chuvosa, como os do gênero *Rhinella* (dos Santos *et al.*, 2024).

Foram identificadas três linhagens do fungo Bd no Brasil. A BdGPL (Global Panzootic Lineage) é a linhagem mais amplamente distribuída globalmente, foi identificada em várias regiões do país e é responsável por surtos de quitridiomicose em diferentes partes do mundo. A BdBRAZIL é uma linhagem endêmica e localmente adaptada, restrita a uma faixa geográfica específica na Mata Atlântica, principalmente no sul do Brasil. A linhagem híbrida identificada no Brasil, é resultante da hibridização entre as linhagens Bd-GPL e Bd-Brazil. Essa linhagem híbrida foi detectada na região sul do Brasil, e é caracterizada por apresentar alelos de ambas as linhagens parentais, Bd-GPL e Bd-Brazil (Jenkinson *et al.*, 2016).

A linhagem Bd-GPL pode ser mais infecciosa para os anfíbios nativos do Brasil e mais eficiente na dispersão em paisagens fragmentadas, do que a BdBRAZIL o que pode ter implicações significativas para a biodiversidade de anfíbios na Mata Atlântica (Jenkinson *et al.*, 2016). A linhagem Bd-GPL tem uma vantagem competitiva em termos de produção de esporos em coinfeções, especialmente nas primeiras semanas de infecção. Essa linhagem produziu mais esporos do que a Bd-Brazil, o que sugere que Bd-GPL pode ser mais eficaz na transmissão (Jenkinson *et al.*, 2018).

Foram isoladas duas cepas dentro da linhagem GPL de localidades distintas na Mata Atlântica: a cepa CLFT 156, isolada da Mata Atlântica do sul do Brasil, e a cepa CLFT 102, isolada da porção norte da Mata Atlântica (Lambertini *et al.*, 2022). Um estudo na Amazônia com a espécie *Atelopus manauensis*, mostrou que a cepa CLFT 156 apresentou uma alta taxa de mortalidade e intensidade de infecção do que a cepa CLFT 102, em que todos os indivíduos sobreviveram (Lambertini *et al.*, 2022). O estudo sugere que a maior virulência observada na cepa CLFT 156 pode estar relacionada ao fato de que essa cepa foi isolada de uma região com condições climáticas diferentes das do habitat natural de *A. manauensis*. Por outro lado, a cepa CLFT 102, isolada de uma área climática mais semelhante à do habitat da espécie, apresentou menor virulência (Lambertini *et al.*, 2022).

Devido a existência de múltiplas linhagens do Bd e ausência de evidências de que a quitridiomicose teria contribuído para os declínios de anfíbios no Brasil, foi

levantada a hipótese de que o Bd pudesse ter tido sua origem no Brasil (Carvalho; Becker; Toledo, 2017). No entanto, um estudo constatou um aumento no número de girinos infectados por Bd coletados durante os anos de maiores declínios populacionais (1979-1987) em localidades na Mata Atlântica (Carvalho; Becker; Toledo, 2017). Assim, a quitridiomicose pode ter estado associada aos declínios populacionais históricos de anfíbios no Brasil, sugerindo que os anfíbios brasileiros não estavam adaptados ao Bd, descartando a hipótese de o Brasil ter sido a origem do fungo (Carvalho; Becker; Toledo, 2017). No total, foram 73 declínios populacionais, sendo a maioria em locais preservados e montanhosos, em 65 espécies, principalmente as que se reproduzem em riachos (e.g. gêneros *Cycloramphus*, *Crossodactylus*, *Hylodes*, *Phrynomedusa*; Carvalho; Becker; Toledo, 2017).

Até o momento, foram registrados declínios populacionais severos em 169 populações de 106 espécies no sul e sudeste do Brasil, das quais poucas apresentam sinais de recuperação, o que confere a Mata Atlântica com uma das maiores taxas de declínios e extinções de anfíbios no mundo (Toledo *et al.*, 2023). Destes declínios, 128 populações seguem desaparecidas. Os indícios de recuperação das populações que mostram algum sinal, levaram cerca de 30 anos após os declínios (Toledo *et al.*, 2023). As famílias com maior proporção de espécies em declínio foram Cycloramphidae, Hylodidae e Phyllomedusidae (Toledo *et al.*, 2023).

Devido a ampla variação latitudinal na dinâmica de infecção por Bd na Mata Atlântica, a prevalência e intensidade de infecção são maiores nas regiões sudeste e sul em relação à região nordeste por apresentarem condições ambientais mais adequadas para o desenvolvimento do patógeno (e.g. temperatura e precipitação; Lambertini *et al.*, 2021). A Mata Atlântica do Nordeste estende-se até latitudes mais baixas, apresentando temperaturas médias mais elevadas e taxas médias de precipitação mais baixas em comparação com a porção sul.

No estado de Alagoas, o Bd foi detectado pela primeira vez em 2013 em girinos de *Aplastodiscus sibilatus* e *Boana freicanecae* na Estação Ecológica de Murici (ESEC-Murici; Lisboa *et al.*, 2013). Posteriormente foi detectado a presença do Bd em várias espécies para o estado: *Phyllodytes acuminatus*, *P. edelmoi*, *P. gyrinaetes*, *Frostius pernambucensis*, *Rhinella crucifer*, *Pristimantis ramagii*, *Dendropsophus minutus*, *B. albomarginata*, *B. exastis*, *Pitecophus gonzagai*, *Scinax nebulosus*, *Crossodactylus dantei*, *Physaemus* cf. *cuvieri*, *Leptodactylus natalensis*, *L.* cf. *mystaceus*, *Proceratophrys renalis* e *Hylomantis granulosa* (Farjado; Toledo; Mott,

2016; Valencia-Aguilar *et al.*, 2015; Valencia-Aguilar *et al.*, 2016; Lambertini *et al.*, 2021). Com destaque para *C. dantei*, endêmica da ESEC de Murici e criticamente ameaçada, e *P. gyrinaetes* classificada como quase ameaçada de extinção (ICMBio, 2024). Outras Unidades de Conservação no estado de Alagoas, próximas a ESEC-Murici, ainda não foram investigadas quanto a presença do patógeno e se apresentam uma situação epidemiológica similar à da ESEC-Murici ou as demais localidades na Mata Atlântica do Nordeste.

4. MATERIAL E MÉTODOS

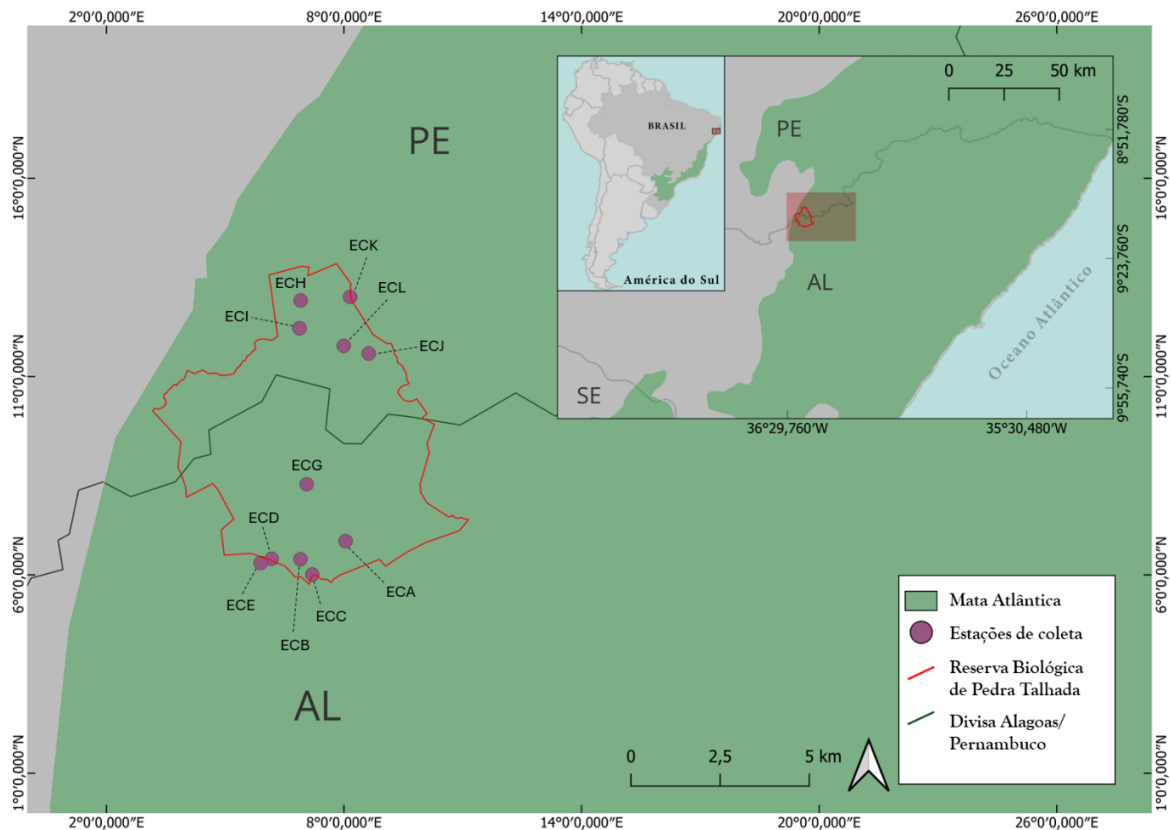
4.1. Área de estudo

A pesquisa foi conduzida na Reserva Biológica de Pedra Talhada (ReBio-PT), localizada entre os estados de Alagoas (municípios de Quebrangulo e Chã Preta) e Pernambuco (município de Lagoa do Ouro), região nordeste do Brasil (9°11' a 9°16' S e 36°22' a 36°28' O; ICMBIO, 2023; **figura 1**), com cerca de 45 km² de formação florestal de Mata Atlântica e 60% de sua área total em território alagoano (Tscharner *et al.*, 2015).

Figura 1 – Reserva Biológica de Pedra Talhada, município de Quebrangulo, estado de Alagoas, Nordeste do Brasil.



Figura 2 – Reserva Biológica de Pedra Talhada, estados de Alagoas (AL) e Pernambuco (PE). Pontos roxos correspondem as estações de coleta (EC) percorridas durante as expedições. ECA: Barragem dos Maias; ECB: Barragem da Sede; ECC: Açude da Nordeste; ECD: Açude Carangueja; ECE: Açude do Zé Hélio; ECF: Profetas; ECG: Lagoa do Junco; ECH: Açude do Seu Luís; ECI: Barragem do Leopoldo; ECJ: Brejo João Ferreira; ECK: Corpo d'água Palmeira; ECL: Brejo da Borda. A ECF não possui coordenadas registradas.



A ReBio-PT está situada a 90 km da costa na região do agreste (zona de transição entre a costa úmida e o semiárido), e suas características ambientais permitem a formação de florestas úmidas apesar do clima mais seco da região (Assis, 2000). Apresenta uma estação úmida e uma estação seca bem-marcadas e uma fitofisionomia complexa (Nusbaumer *et al.*, 2015). Sua vegetação forma florestas de grande porte, com padrões fitofisionômicos parecidos com o de Floresta Ombrófila, por não apresentar o prolongado período seco das proximidades de Quebrangulo e ausência de caducifólia total na estação seca (Assis, 2000; Nusbaumer *et al.*, 2015). Por possuir características de floresta úmida em meio a vegetação seca do agreste, a reserva também pode ser considerada como um enclave de floresta úmida ou brejo de altitude (Tschärner *et al.*, 2015). Também apresenta característica de formações estacionais semidecíduais, com espécies que apresentam decidualidade foliar durante a estação seca em certas zonas (Nusbaumer *et al.*, 2015). A flora da REBIO-PT

apresenta componentes florísticos de origem nas formações ombrófilas e estacionais da Mata Atlântica e Amazônia, como também nas formações xerófilas da Caatinga (Nusbaumer *et al.*, 2015).

A pluviometria média da área é de 1.628 mm por ano, com maiores precipitações em maio, junho e julho, com mais de 250 mm por mês, e a estação mais seca, de outubro a fevereiro, com menos de 50 mm por mês (Tscharner *et al.*, 2015). O terreno é acidentado, com muitos afloramentos rochosos, e apresenta uma variação altitudinal de 459 a 883 m, fazendo parte do Planalto da Borborema, região montanhosa da região nordeste, com montanhas acima da reserva que são responsáveis pela condensação de parte da água das massas de ar úmidas que passam pela região. Devido a isto, a pluviometria do município de Quebrangulo é superior à de outras localidades na mesorregião do Agreste (Tscharner *et al.*, 2015). A floresta aumenta a precipitação devido a evapotranspiração, e gera a infiltração de água no solo, criando cerca de 162 nascentes, que desempenham uma função crucial para o abastecimento hídrico dos municípios adjacentes (Tscharner *et al.*, 2015).

4.2. Expedições de campo

4.2.1. Levantamento e seleção das estações de coleta

Oito expedições de três dias cada, nas estações seca (outubro a fevereiro) e chuvosa (março a setembro) de Quebrangulo, entre os anos de 2019 e 2021 foram realizadas. No total, 12 estações de coletas (EC) foram percorridas (**figura 2; tabela 1**). Sete delas na parte alagoana (ECA-ECG), dentro dos limites do município de Quebrangulo, que corresponde a cerca de 60% da área total da unidade de conservação (Tscharner *et al.*, 2015), e cinco na parte pernambucana, dentro dos limites do município de Lagoa do Ouro (ECH-ECL; **tabela 1; figuras 2 e 3**). Inicialmente foi realizada uma visita a cada EC para o reconhecimento da área durante o dia e abertura de trilhas quando necessário, visando facilitar os transectos. As buscas ativas pelos anfíbios foram realizadas sempre durante o período noturno, geralmente entre às 18:30 e 22:00 horas.

4.2.2. Protocolo para investigar a presença do fungo Bd na anurofauna

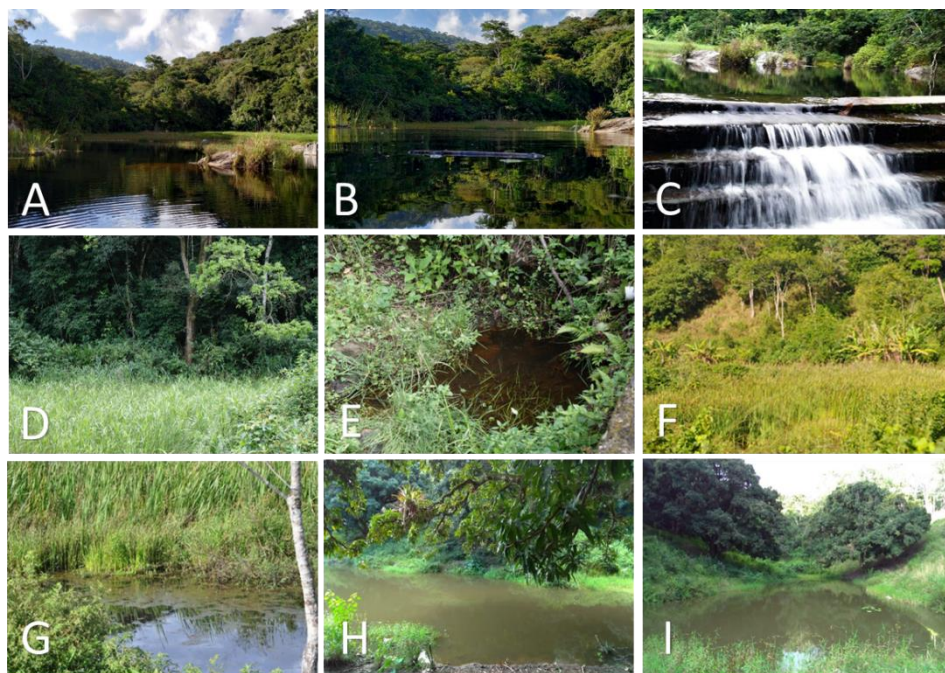
Em cada expedição, foi realizada busca ativa em corpos d'água por anurofauna e coletado até 100 indivíduos de anuros adultos, independentemente de sua espécie seguindo metodologia de Lambertini *et al.* (2013). Para evitar contaminação cruzada, os indivíduos foram capturados e manuseados com luvas descartáveis e acomodados, individualmente, em saco plástico. A identificação das espécies foi realizada utilizando a lista da anurofauna da ReBio-PT, guias de campo da herpetofauna da região e conhecimento prévio da equipe durante as expedições (Haddad *et al.* 2013; Carvalho-e-Silva, Carvalho-e-Silva, Luna-Dias, 2015; Freitas, 2015).

Para a detecção do fungo Bd, *swabs* estéreis com haste plástica e ponta fina MWE® foram esfregados na região inguinal direita e esquerda, nos dígitos dos membros anteriores e posteriores, cinco vezes em cada região para cada indivíduo, totalizando 30 esfregadas (Lambertini *et al.*, 2013). Cada indivíduo foi devolvido ao corpo d'água no qual foi coletado somente após a coleta do material micótico de todos os indivíduos capturados para evitar que um mesmo indivíduo fosse coletado várias vezes. Cada *swab* foi acondicionado em tubo criogênico seco de 1,5 ml e estocados em freezer convencional a -20°C (Lambertini *et al.*, 2013).

Tabela 1 – Estações de coleta visitadas para busca ativa de anfíbios anuros na Reserva Biológica de Pedra Talhada, municípios de Quebrangulo, Alagoas, e Lagoa do Ouro, Pernambuco, Brasil.

Estação de coleta (EC)	Localidade	coordenadas	Vegetação	Estação	Corpo d'água
Barragem dos Maias (ECA)	Quebrangulo, Alagoas	9°15'14.5"S e 36°25'07.9"O	Florestal	Seca	Permanente
Barragem da Sede (ECB)	Quebrangulo, Alagoas	9°15'31.13"S e 36°25'49.40"O	Florestal	Chuvosa	Temporário
Açude da Nordeste (ECC)	Quebrangulo, Alagoas	9°15'45.13"S e 36°25'38.49"O	Aberta	Chuvosa	Temporário
Açude Carangueja (ECD)	Quebrangulo, Alagoas	9°15'30.7"S e 36°26'15.7"O	Florestal-aberta	Chuvosa	Temporário
Açude do Zé Hélio (ECE)	Quebrangulo, Alagoas	9°15'34.6"S e 36°26'25.9"O	Aberta	Seca	Temporário
Profetas (ECF)	Quebrangulo, Alagoas	-	Aberta	Seca	Temporário
Corpo d'água Junco (ECG)	Quebrangulo, Alagoas	9°14 '22.38"S e 36°25'43.65"O	Florestal	Seca	Temporário
Açude do Seu Luís (ECH)	Lagoa do Ouro, Pernambuco	9°11' 33.831"S e 36° 25' 49.226" O	Aberta	Chuvosa	Temporário
Barragem do Leopoldo (ECI)	Lagoa do Ouro, Pernambuco	9°11' 59.300"S e 36°25'50.153"O	Florestal	Chuvosa	Temporário
Brejo João Ferreira (ECJ)	Lagoa do Ouro, Pernambuco	9° 12' 22.481" S e 36° 24' 46.655" O	Aberta	Chuvosa	Temporário
Corpo d'água Palmeira (ECK)	Lagoa do Ouro, Pernambuco	9° 11' 30.519" S e 36° 25' 3.725" O	Florestal	Seca	Temporário
Brejo da Borda (ECL)	Lagoa do Ouro, Pernambuco	9° 12' 45.400" S e 36° 25' 9.596" O	Aberta	Seca	Temporário

Figura 3 – Estações de coleta visitadas para busca ativa de anfíbios anuros na Reserva Biológica de Pedra Talhada, Quebrangulo, Alagoas, Brasil. (A-C) Estação de Coleta A (ECA): Barragem dos Maías. (D-E) Estação de Coleta B (ECB): Barragem da Sede. (F-G) Estação de Coleta C (ECC): Açude da Nordeste. (H-I) Estação de Coleta D: Açude da Carangueja.



Os equipamentos de proteção individuais (EPI's) que entraram em contato direto com o solo e a água (galochas, botas, perneiras e macacão de pesca impermeável) foram lavados com hipoclorito de sódio (NaClO) de 2 a 2,5% para eliminar qualquer esporo, antes de chegar e após sair de cada local de coleta, para evitar a disseminação de esporos ou contaminação cruzada das amostras e dos corpos d'água (Lambertini *et al.*, 2013). Após as coletas, os materiais foram acondicionados em sacos plásticos e levados ao Laboratório de Biologia Integrativa no Instituto de Ciências Biológicas e da Saúde da Universidade Federal de Alagoas. Os itens reutilizáveis foram autoclavados em laboratório, e os não reutilizáveis foram descartados após repouso de 12 h em hipoclorito de sódio de 2 a 2,5%.

Este projeto de pesquisa apresenta anuência da Comissão de Ética no Uso de Animais da Universidade Federal de Alagoas (CEUA/UFAL), registrado com o nº 73/2018; e do Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio) e Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade (SISBio), registrado com o nº 66127.

4.3. Detecção e quantificação do fungo Bd

As amostras foram enviadas e as análises moleculares para detecção e quantificação do Bd foram realizadas por prestação de serviço contratado no Laboratório de Quitridiomicose da Universidade de Campinas, São Paulo (UNICAMP). O DNA genômico foi extraído de cada amostra de *swab* utilizando 50 µl do reagente PrepMan ULTRA® (Boyle *et al.*, 2004). Para a quantificação do Bd foi realizada análise de Reação em Cadeia da Polimerase Quantitativa em Tempo Real (qPCR) utilizando Taqman Master Mix (Applied Biosystems®; Lambertini *et al.*, 2013). O controle negativo foi preparado sem a inclusão de DNA extraído. O controle positivo foi constituído por padrões de diluição do DNA do Bd nas concentrações de 10^3 , 10^2 , 10^1 e 10^{-1} equivalentes genômicos (e.g.) de DNA para construir uma curva padrão, sendo as duas últimas concentrações realizadas em duplicata (Lambertini *et al.*, 2013). Foi considerada uma amostra positiva para infecção a detecção de pelo menos um equivalente genômico (e.g.; material genético extraído equivalente) de zoósporos na amostra (Kriger; Hero, 2007). A intensidade de infecção foi determinada pelo número de zoósporos equivalentes em cada indivíduo e a prevalência do Bd foi estimada pela proporção de indivíduos infectados em relação ao número total de indivíduos amostrados.

5. RESULTADOS E DISCUSSÃO

O número de indivíduos de anfíbios anuros amostrados variou de 44 a 100 por EC e a riqueza variou de sete a 16 espécies por EC (**figuras 4 e 5, apêndices A-L**).

Figura 4 – Número de indivíduos de anfíbios anuros amostrados e inspecionados quanto a infecção por *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) por estação de coleta (EC) na Reserva Biológica de Pedra Talhada, municípios de Quebrangulo, Alagoas, e Lagoa do Ouro, Pernambuco, Brasil. ECA: Barragem dos Maias; ECB: Barragem da Sede; ECC: Açude da Nordeste; ECD: Açude Carangueja;

ECE: Açude do Zé Hélio; ECF: Profetas; ECG: Lagoa do Junco; ECH: Açude do Seu Luís; ECI: Barragem do Leopoldo; ECJ: Brejo João Ferreira; ECK: Corpo d'água Palmeira; ECL: Brejo da Borda.

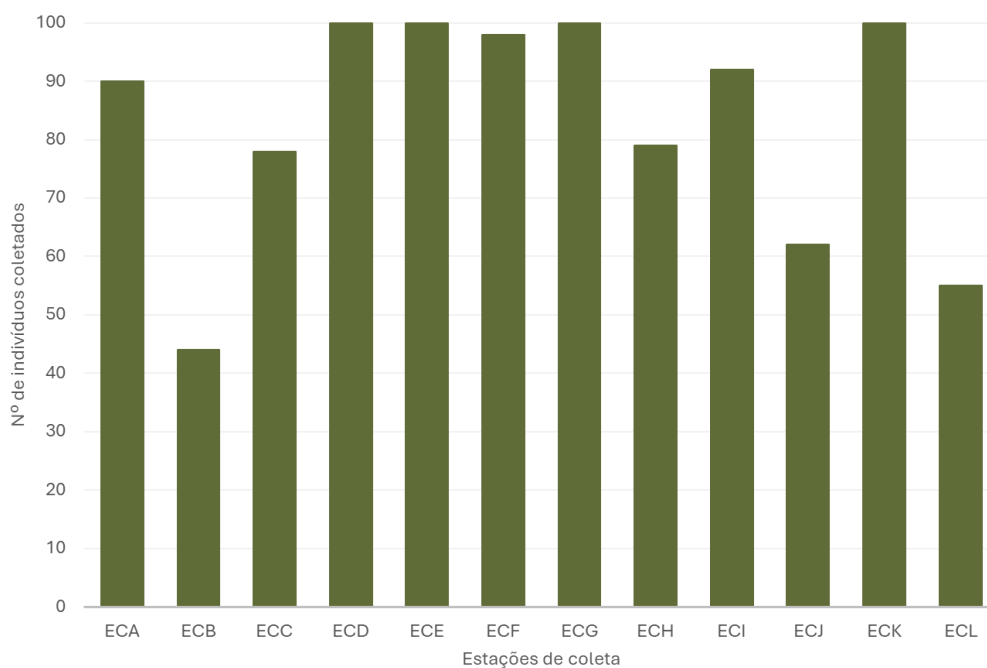
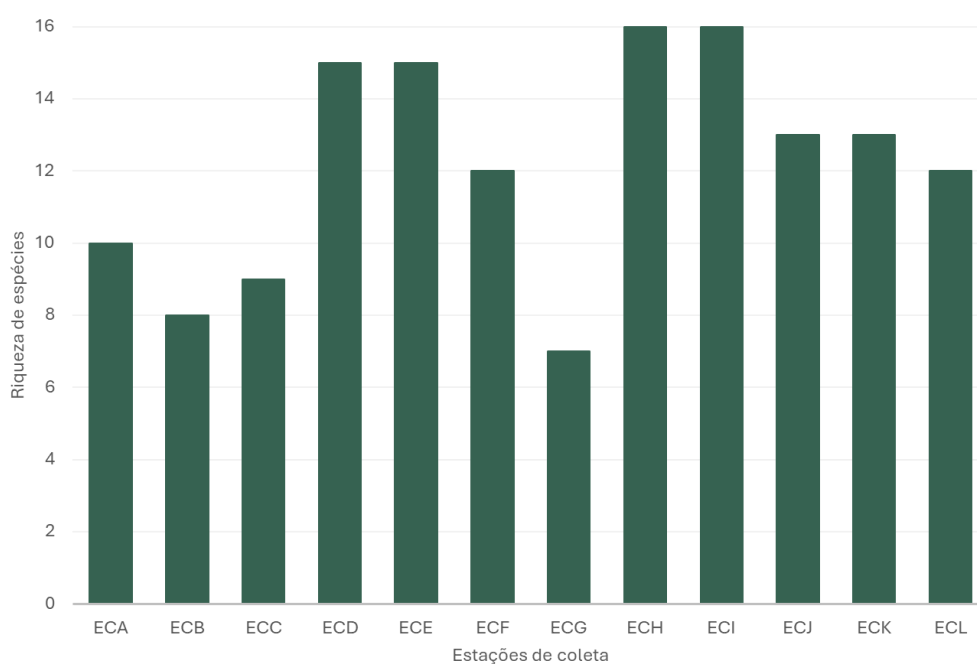
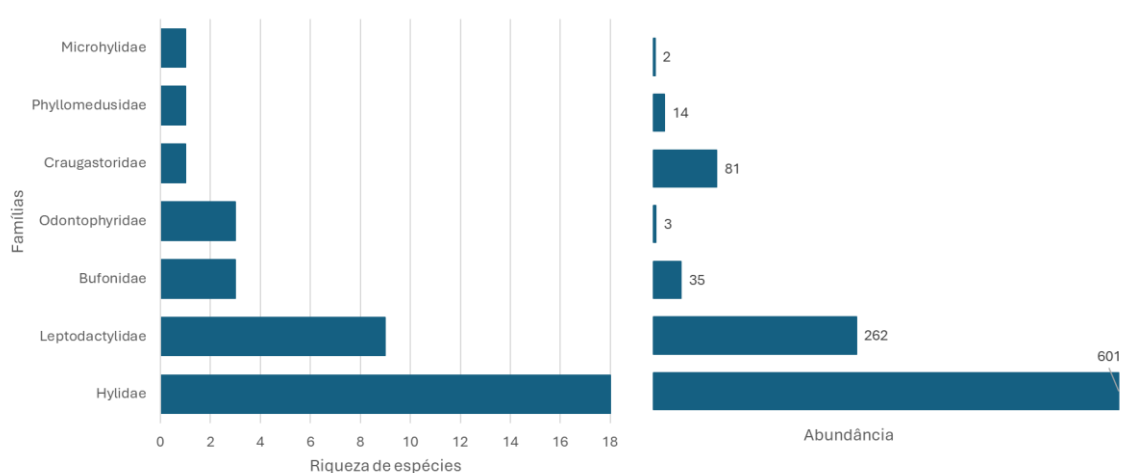


Figura 5 – Riqueza de espécies de anfíbios anuros amostradas e inspecionadas quanto a infecção por *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) por estação de coleta (EC) na Reserva Biológica de Pedra Talhada, municípios de Quebrangulo, Alagoas, e Lagoa do Ouro, Pernambuco, Brasil. ECA: Barragem dos Maias; ECB: Barragem da Sede; ECC: Açude da Nordeste; ECD: Açude Carangueja; ECE: Açude do Zé Hélio; ECF: Profetas; ECG: Lagoa do Junco; ECH: Açude do Seu Luís; ECI: Barragem do Leopoldo; ECJ: Brejo João Ferreira; ECK: Corpo d'água Palmeira; ECL: Brejo da Borda.



No total, 998 indivíduos pertencentes a 36 espécies alocadas em sete famílias foram avaliados quanto à infecção por Bd (**figura 6; apêndices A-L**). Hylidae foi a família com a maior riqueza de espécies amostradas, com total de 18 espécies, e a mais abundante, com 601 indivíduos testados, correspondendo a 60% da amostragem (**figura 6**). As famílias Craugastoridae, Phyllomedusidae e Microhylidae apresentaram a menor riqueza de espécies (**figura 6**).

Figura 6 – Riqueza de espécies e abundância de anfíbios anuros por família analisadas quanto a prevalência e intensidade de infecção por *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd), na Reserva Biológica de Pedra Talhada, municípios de Quebrangulo, Alagoas, e Lagoa do Ouro, Pernambuco, Brasil.



A presença do patógeno Bd na ReBio-PT foi detectada. A anurofauna analisada apresentou baixa prevalência da infecção por Bd em toda a amostragem e em cada EC individualmente, totalizando 3% de indivíduos infectados. No total, 30 indivíduos pertencentes a 10 espécies em três famílias testaram positivo para o Bd em todos os corpos d'água analisados (**figura 7, tabelas 2 e 3**). A intensidade da infecção do Bd na anurofauna analisada variou de 1 a mais de 2 mil equivalentes genômicos (e.g.) de zoósporos (**tabela 3**).

A família Hylidae, representada por 18 espécies e cinco gêneros, apresentou uma baixa prevalência de Bd, com nove indivíduos Bd+ pertencentes a seis espécies (**tabela 3**). Quinhentos e noventa e dois híldeos testando negativo para a infecção por Bd (**apêndices A-L**). A intensidade de infecção nesta família variou de 1 a 2.228 e.g. de zoóporos. Um indivíduo de *Scinax nebulosus* (ECI026) apresentou a maior intensidade de infecção de toda a amostragem, com 2.228 e.g. de zoósporos, seguido

de um indivíduo de *Dendropsophus branneri* (ECA058), com 1.788 e.g. de zoósporos (**tabelas 2 e 3**).

A família Leptodactylidae, representada por nove espécies e quatro gêneros, apresentou 10 indivíduos Bd+ pertencentes a três espécies (**tabela 3**). Duzentos e cinquenta e dois leptodactídeos não positivaram para o Bd (**apêncides A-L**). A intensidade de infecção nesta família variou de 1 a 809 e.g. de zoósporos. Dois indivíduos de *Leptodactylus natalensis* (ECI078 e ECJ055) apresentaram a maior intensidade de infecção, com 809,18 e 203,56 e. g. de zoósporos, respectivamente (**tabelas 2 e 3**).

A família Craugastoridae, representada por uma única espécie (*Pristimantis ramagii*), apresentou 11 indivíduos positivados para o Bd, sendo a espécie com maior prevalência de indivíduos infectados em toda a amostragem (**tabela 3**). Setenta indivíduos de *P. ramagii* não apresentaram zoósporos do Bd (**apêncides A-L**). A intensidade de infecção variou de 1,28 a 193,28 e.g. de zoósporos (**tabelas 2 e 3**).

A estação de coleta Barragem dos Maias (ECA), percorrida durante a estação seca, é caracterizada por possuir um corpo d'água permanente e vegetação florestal circundante (**figura 3 e tabela 1**). No total, teve 90 indivíduos inspecionados, alocados em 11 espécies e pertencentes a três famílias (**figura 8A e B**). Esta estação de coleta apresentou três indivíduos (2%) positivados para a infecção (**figura 8C-E**). A intensidade de infecção variou de 22 a 1.788 e.g. de zoósporos. Um indivíduo de *D. branneri* (ECA058) apresentou a elevada carga de 1.788 e.g. de zoósporos (**tabela**).

A estação de coleta Barragem da Sede (ECB) percorrida durante a estação chuvosa, é caracterizada por possuir um corpo d'água temporário e vegetação florestal circundante (**figura 2 e 3**). No total, teve 44 indivíduos inspecionados, alocados em 10 espécies e pertencentes a cinco famílias (**figura 9A e B**). Esta estação de coleta apresentou quatro indivíduos da espécie *P. ramagii* (9%) positivados para a infecção. A intensidade de infecção variou de 3 a 157 e.g. de zoósporos (**figura 9C e tabela 3**).

Tabela 2 – Espécies de anfíbios anuros analisados quanto a infecção pelo fungo *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) na Reserva Biológica de Pedra Talhada, nordeste do Brasil. Foi considerada um resultado positivo a presença de pelo menos um equivalente genômico (e.g.) na amostra. IUCN= União Internacional para a Conservação da Natureza.

Táxon	Status de conservação (IUCN)	Zoósporos equivalentes Mn. – Max.	Prevalência Bd+ / Número total de indivíduos testados
Bufonidae			
<i>Rhinella crucifer</i> (Wied-Neuwied, 1821)	Menos preocupante (LC)	–	0/15
<i>Rhinella diptycha</i> (Cope, 1862)	Menos preocupante (LC)	–	0/9
<i>Rhinella granulosa</i> (Spix, 1824)	Menos preocupante (LC)	–	0/11
Craugastoridae			
<i>Pristimantis ramagii</i> (Boulenger, 1888)	Menos preocupante (LC)	1,28–193,28	11/81
Hylidae			
<i>Boana albomarginata</i> (Spix, 1824)	Menos preocupante (LC)	22,64–188,01	2/84
<i>Boana crepitans</i> (Wied-Neuwied, 1824)	Menos preocupante (LC)	–	0/41
<i>Boana exastis</i> (Caramaschi and Rodrigues, 2003)	Menos preocupante (LC)	–	0/2
<i>Boana semilineata</i> (Spix, 1824)	Menos preocupante (LC)	–	0/16
<i>Boana faber</i> (Wied-Neuwied, 1821)	Menos preocupante (LC)	–	0/22
<i>Corythomantis greeningi</i> Boulenger, 1896	Menos preocupante (LC)	–	0/2
<i>Dendropsophus branneri</i> (Cochran, 1948)	Menos preocupante (LC)	1.788,04	1/96
<i>Dendropsophus decipiens</i> (Lutz, 1925)	Menos preocupante (LC)	–	0/2
<i>Dendropsophus elegans</i> (Wied-Neuwied, 1824)	Menos preocupante (LC)	1,9–13,40	2/96
<i>Dendropsophus haddadi</i> (Bastos e Pombal, 1996)	Menos preocupante (LC)	–	0/38

<i>Dendropsophus minutus</i> (Peters, 1872)	Menos preocupante (LC)	–	0/51
<i>Dendropsophus oliveirai</i> (Bokermann, 1963)	Menos preocupante (LC)	1,23	1/63
<i>Dendropsophus stunderae</i> (Carvalho-e-Silva, Carvalho-e-Silva, e Izecksohn, 2003)	Em perigo (EN)	–	0/5
<i>Dendropsophus</i> sp.	–	–	0/2
<i>Scinax auratus</i> (Wied-Neuwied, 1821)	Menos preocupante (LC)	–	0/19
<i>Scinax eurydice</i> (Bokermann, 1968)	Menos preocupante (LC)	34,85	1/52
<i>Scinax nebulosus</i> (Spix, 1824)	Menos preocupante (LC)	154,23–2.228,61	2/7
<i>Sphaenorhynchus prasinus</i> Bokermann, 1973	Menos preocupante (LC)	–	0/2
<i>Sphaenorhynchus cammaeus</i> Roberto, Araujo-Vieira, Carvalho-e-Silva, e Ávila, 2017	Criticamente em perigo (CR)	–	0/1
Leptodactylidae			
<i>Adenomera hylaedactyla</i> (Cope, 1868)	Menos preocupante (LC)	–	0/1
<i>Leptodactylus fuscus</i> (Schneider, 1799)	Menos preocupante (LC)	–	0/7
<i>Leptodactylus latrans</i> (Steffen, 1815)	Menos preocupante (LC)	–	0/2
<i>Leptodactylus macrosternum</i> Miranda-Ribeiro, 1926	Menos preocupante (LC)	1,12–142,7	5/35
<i>Leptodactylus natalensis</i> Lutz, 1930	Menos preocupante (LC)	1,59–809,18	4/188
<i>Leptodactylus vastus</i> Lutz, 1930	Menos preocupante (LC)	–	0/3
<i>Physalaemus albifrons</i> (Spix, 1824)	Menos preocupante (LC)	3,11	1/10
<i>Physalaemus cuvieri</i> Fitzinger, 1826	Menos preocupante (LC)	–	0/12
<i>Physalaemus</i> sp.	–	–	0/1
<i>Pseudopaludicola mystacalis</i> (Cope, 1887)	Menos preocupante (LC)	–	0/3
Microhylidae			
<i>Dermatonotus muelleri</i> (Boettger, 1885)	Menos preocupante (LC)	–	0/2

Odontophrynidae

<i>Proceratophrys renalis</i> (Miranda-Ribeiro, 1920)	Menos preocupante (LC)	–	0/1
<i>Odontophrynus carvalhoi</i> Savage e Cei, 1965	Menos preocupante (LC)	–	0/1
<i>Macrogenioglottus alipioi</i> Carvalho, 1946	Menos preocupante (LC)	–	0/1

Phyllomedusidae

<i>Pithecopus gonzagai</i> Andrade, Haga, Ferreira, Recco-Pimentel, Toledo, e Bruschi, 2020	Menos preocupante (LC)	–	0/14
---	------------------------	---	------

Tabela 3 – Indivíduos de anfíbios anuros infectados pelo fungo *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) na Reserva Biológica de Pedra Talhada, nordeste do Brasil. Foi considerada uma amostra positiva para infecção a detecção de pelo menos um equivalente genômico (e.g.) na amostra. ECA: Estação de coleta Barragem dos Maias; ECB: Estação de coleta Barragem da Sede; ECC: Estação de coleta Açude da Nordeste; ECD: Estação de coleta Açude Carangueja; ECE: Estação de coleta Açude do Zé Hélio; ECG: Estação de coleta Lagoa do Junco; ECI: Estação de coleta Barragem do Leopoldo; ECJ: Estação de coleta Brejo João Ferreira; ECK: Estação de coleta Corpo d'água Palmeira; ECL: Estação de coleta Brejo da Borda.

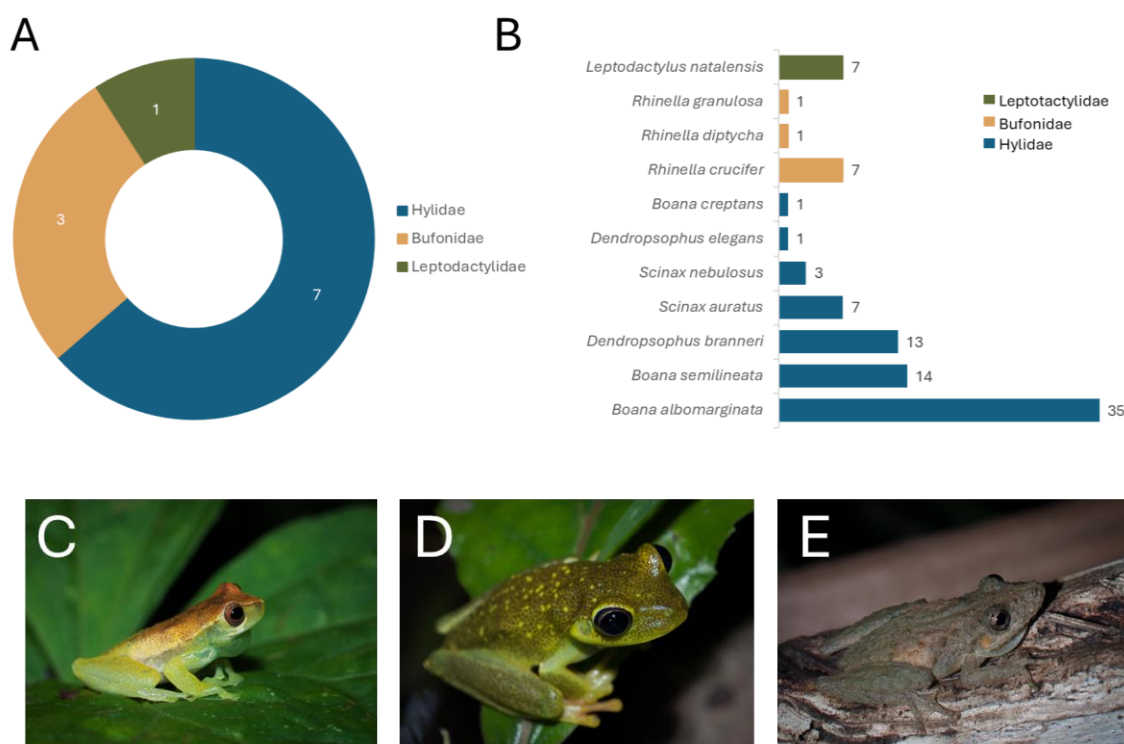
Número de campo	Família	Gênero	Espécie	Zoósporos equivalentes
ECA058	Hylidae	<i>Dendropsophus</i>	<i>branneri</i>	1.788,04
ECA066	Hylidae	<i>Boana</i>	<i>albomarginata</i>	22,64
ECA090	Hylidae	<i>Scinax</i>	<i>nebulosus</i>	154,23
ECB036	Craugastoridae	<i>Pristimantis</i>	<i>ramagii</i>	3,19
ECB037	Craugastoridae	<i>Pristimantis</i>	<i>ramagii</i>	157,63
ECB038	Craugastoridae	<i>Pristimantis</i>	<i>ramagii</i>	24,48
ECB039	Craugastoridae	<i>Pristimantis</i>	<i>ramagii</i>	98,52
ECC054	Hylidae	<i>Dendropsophus</i>	<i>elegans</i>	1,9
ECC076	Hylidae	<i>Dendropsophus</i>	<i>oliveirai</i>	1,23
ECD011	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus</i>	<i>macrosternum</i>	28,64
ECD051	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus</i>	<i>macrosternum</i>	1,43
ECD056	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus</i>	<i>macrosternum</i>	1,12
ECD074	Leptodactylidae	<i>Physalaemus</i>	<i>albifrons</i>	3,11
ECD080	Craugastoridae	<i>Pristimantis</i>	<i>ramagii</i>	24,16
ECD099	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus</i>	<i>macrosternum</i>	142,7
ECE009	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus</i>	<i>natalensis</i>	4,849
ECE087	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus</i>	<i>macrosternum</i>	48,462
ECG039	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus</i>	<i>natalensis</i>	1,593
ECI026	Hylidae	<i>Scinax</i>	<i>nebulosus</i>	2.228,61
ECI027	Hylidae	<i>Dendropsophus</i>	<i>elegans</i>	13,40
ECI078	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus</i>	<i>natalensis</i>	809,18
ECJ020	Craugastoridae	<i>Pristimantis</i>	<i>ramagii</i>	193,28
ECJ027	Hylidae	<i>Boana</i>	<i>albomarginata</i>	188,01
ECJ055	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus</i>	<i>natalensis</i>	203,56
ECK040	Hylidae	<i>Scinax</i>	<i>eurydice</i>	34,85
ECK073	Craugastoridae	<i>Pristimantis</i>	<i>ramagii</i>	2,19
ECL010	Craugastoridae	<i>Pristimantis</i>	<i>ramagii</i>	9,21
ECL016	Craugastoridae	<i>Pristimantis</i>	<i>ramagii</i>	1,43
ECL017	Craugastoridae	<i>Pristimantis</i>	<i>ramagii</i>	92,05
ECL020	Craugastoridae	<i>Pristimantis</i>	<i>ramagii</i>	1,28

Figura 7 – Espécies de anfíbios anuros infectadas pelo fungo *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) na Reserva Biológica de Pedra Talhada, nordeste do Brasil. A: *Boana albomarginata*; B: *Dendropsophus branneri*; C: *D. elegans*; D: *D. oliveirai*; E: *Scinax eurydice*; F: *S. nebulosus*; G: *Leptodactylus macrosternum*; H: *L. natalensis*; I: *Physalaemus albifrons*; J: *Pristimantis ramagii*. Imagens ilustrativas das espécies analisadas no estudo, registradas em outras localidades e com indivíduos diferentes dos avaliados. Fotografias: Marcos Dubeux.



A estação de coleta Barragem dos Maias (ECA), percorrida durante a estação seca, é caracterizada por possuir um corpo d'água permanente e vegetação florestal circundante (**figura 3 e tabela 1**). No total, teve 90 indivíduos inspecionados, alocados em 11 espécies e pertencentes a três famílias (**figura 8A e B**). Esta estação de coleta apresentou três indivíduos (2%) positivados para a infecção (**figura 8C-E**). A intensidade de infecção variou de 22 a 1.788 e.g. de zoósporos. Um indivíduo de *D. branneri* (ECA058) apresentou a elevada carga de 1.788 e.g. de zoósporos (**tabela 3**).

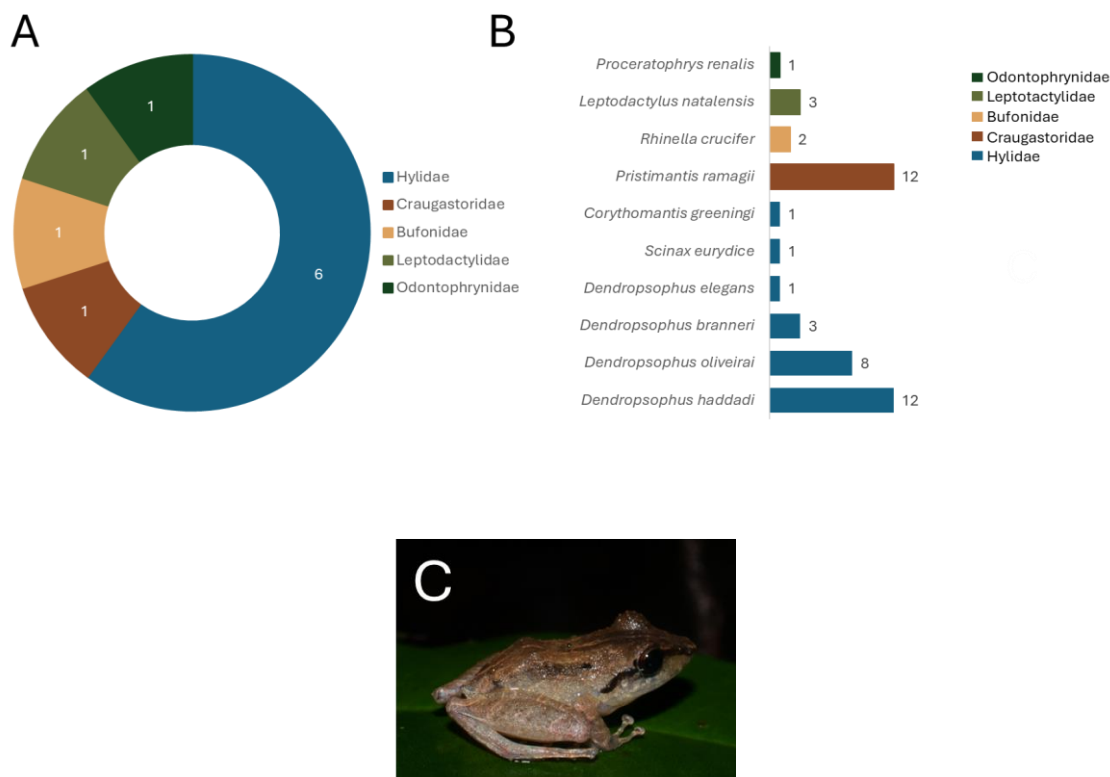
Figura 8 – (A) Riqueza de espécies por família e (B) abundância por espécie dos anfíbios inspecionados quanto a infecção por *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) na estação de coleta Barragem dos Maias (ECA) na Reserva Biológica de Pedra Talhada, município de Quebrangulo, Alagoas. (C-E) Espécies infectadas com o patógeno Bd na ECA: (C) *Dendropsophus branneri*; (D) *Boana albomarginata* e (E) *Scinax nebulosus*.



A estação de coleta Barragem da Sede (ECB) percorrida durante a estação chuvosa, é caracterizada por possuir um corpo d'água temporário e vegetação florestal circundante (**figuras 2 e 3**). No total, teve 44 indivíduos inspecionados, alocados em 10 espécies e pertencentes a cinco famílias (**figura 9A e B**). Esta estação de coleta apresentou quatro indivíduos da espécie *P. ramagii* (9%)

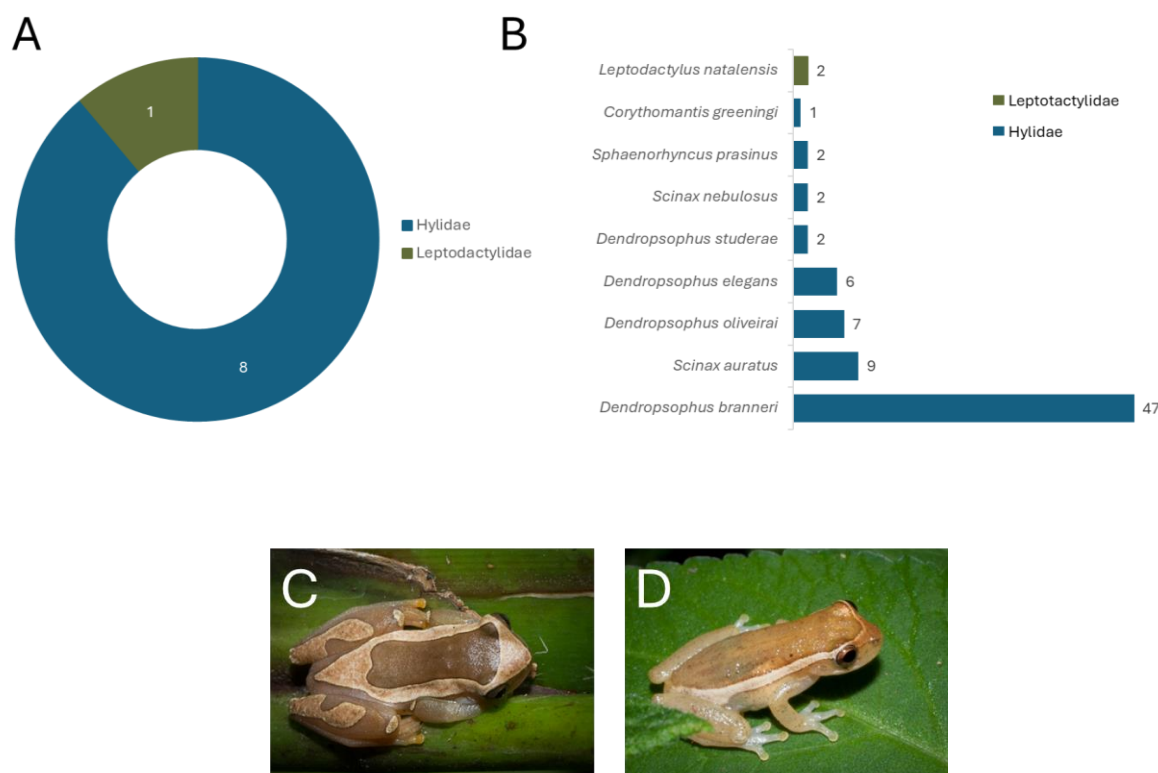
positivados para a infecção. A intensidade de infecção variou de 3 a 157 e.g. de zoósporos (**figura 9C e tabela 3**).

Figura 9 – (A) Riqueza de espécies por família e (B) abundância por espécie dos anfíbios inspecionados quanto a infecção por *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) na estação de coleta Barragem da Sede (ECB) na Reserva Biológica de Pedra Talhada, município de Quebrangulo, Alagoas. (C) Espécie infectada com o patógeno Bd na ECB: *Pristimantis ramagii*.



A estação de coleta Açude da Nordeste (ECC) percorrida durante a estação chuvosa, é caracterizada por possuir um corpo d'água temporário e vegetação aberta circundante (**figura 2 e 3**). No total, teve 78 indivíduos inspecionados, alocados em nove espécies e pertencentes a duas famílias (**figura 10A e B**). Esta estação de coleta apresentou dois indivíduos (2,5%) positivados para a infecção, *D. elegans* e *D. oliveirai* com baixa intensidade de infecção de 1 e.g. de zoósporos cada (**figura 10C-D**). Dois indivíduos da espécie ameaçada *Dendropsophus studei* presentes nesta EC foram inspecionados. Apesar de não infectados, os indivíduos foram encontrados na mesma EC que outras espécies infectadas. Além disso, poucos indivíduos dessa espécie foram avaliados quanto a infecção por Bd, nessa e em outras EC (ECG e ECH). Diante disso, é necessidade monitoramento desta espécie.

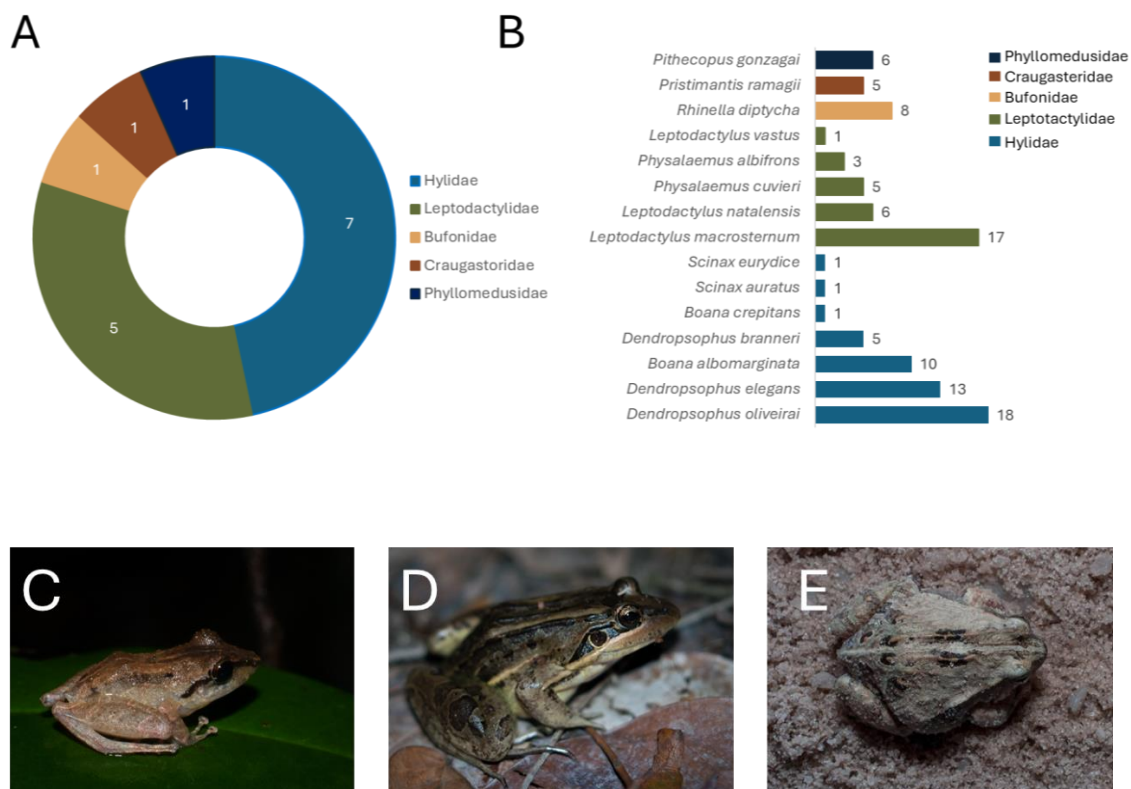
Figura 10 – (A) Riqueza de espécies por família e (B) abundância por espécie dos anfíbios inspecionados quanto a infecção por *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) na estação de coleta Açude da Nordeste (ECC) na Reserva Biológica de Pedra Talhada, município de Quebrangulo, Alagoas. (C-D) Espécies infectadas com o patógeno Bd na ECC: (C) *Dendropsophus elegans* e D. *oliveirai*.



A estação de coleta Açude Carangueja (ECD) percorrida durante a estação chuvosa, é caracterizada por possuir um corpo d'água temporário e vegetação florestal-aberta circundante (**figuras 2 e 3**). No total, teve 100 indivíduos inspecionados, alocados em 15 espécies e pertencentes a cinco famílias (**figura 11A e B**). Esta estação de coleta apresentou seis indivíduos (6%) positivados para a infecção (seis indivíduos de *L. macrostenum*, um de *Physalaemus albifrons* e um de *Pristimantis ramagii*, com intensidade de infecção que variou de 1 a 142 e.g. de zoósporos cada (**figura 11C-E e tabela 3**).

Figura 11 – (A) Riqueza de espécies por família e (B) abundância por espécie dos anfíbios inspecionados quanto a infecção por *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) na estação de coleta Açude da Carangueja (ECD) na Reserva Biológica de Pedra Talhada, município de Quebrangulo,

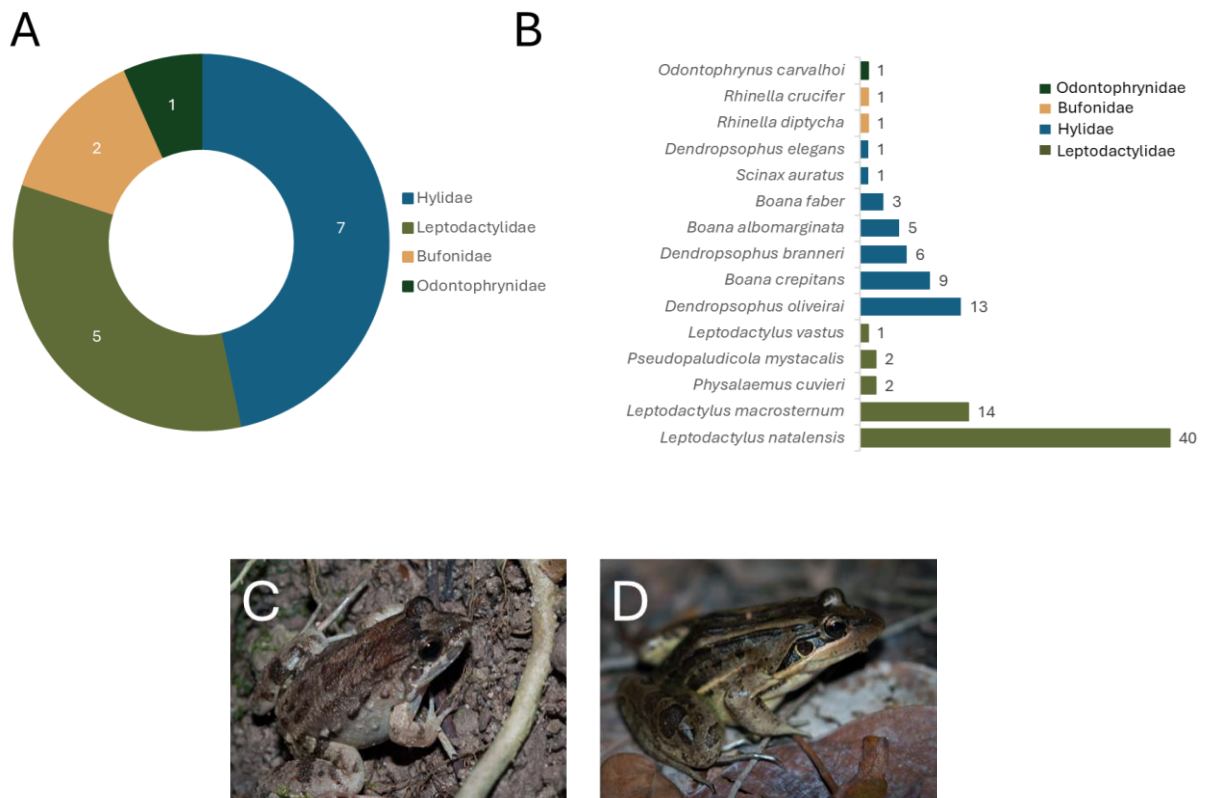
Alagoas. (C-E) Espécies infectadas com o patógeno Bd na ECD: (C) *Pristimantis ramagii*, (D) *Leptodactylus macrosternum* e (E) *Physalaemus albifrons*.



A estação de coleta Açude do Zé Hélio (ECE) percorrida durante a estação seca, é caracterizada por possuir um corpo d'água temporário e vegetação aberta circundante (**figura 2**). No total, teve 100 indivíduos inspecionados, alocados em 15 espécies e pertencentes a quatro famílias (**figura 12A e B**). Esta estação de coleta apresentou dois indivíduos (2%) positivados para a infecção (**figura 12C e D**). Um indivíduo de *Leptodactylus natalensis* com 4,84 e.g. de zoósporos, e um indivíduo de *L. macrosternum* com 48,46 e.g. de zoósporos.

Figura 12 – (A) Riqueza de espécies por família e (B) abundância por espécie dos anfíbios inspecionados quanto a infecção por *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) na estação de coleta Açude do Zé Hélio (ECE) na Reserva Biológica de Pedra Talhada, município de Quebrangulo,

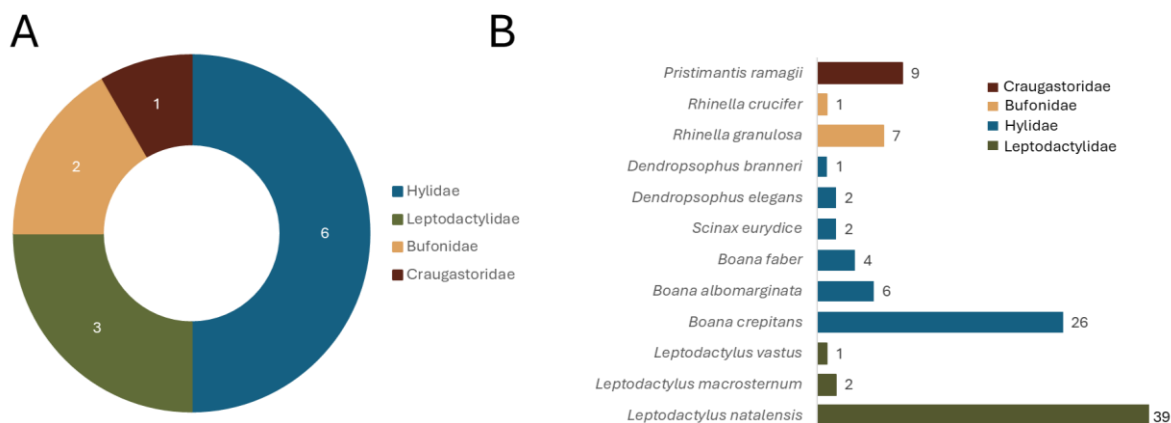
Alagoas. (C-D) Espécies infectadas com o patógeno Bd na ECE: (C) *Leptodactylus natalensis* e (D) *L. macrosternum*.



A estação de coleta Açude do Profetas (ECF) percorrida durante a estação seca, é caracterizada por possuir um corpo d'água temporário e vegetação aberta circundante. No total, teve 100 indivíduos inspecionados, alocados em 12 espécies e pertencentes a quatro famílias (**figura 13A e B**). Esta estação de coleta não apresentou indivíduos infectados.

Figura 13 – (A) Riqueza de espécies por família e (B) abundância por espécie dos anfíbios inspecionados quanto a infecção por *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) na estação de coleta

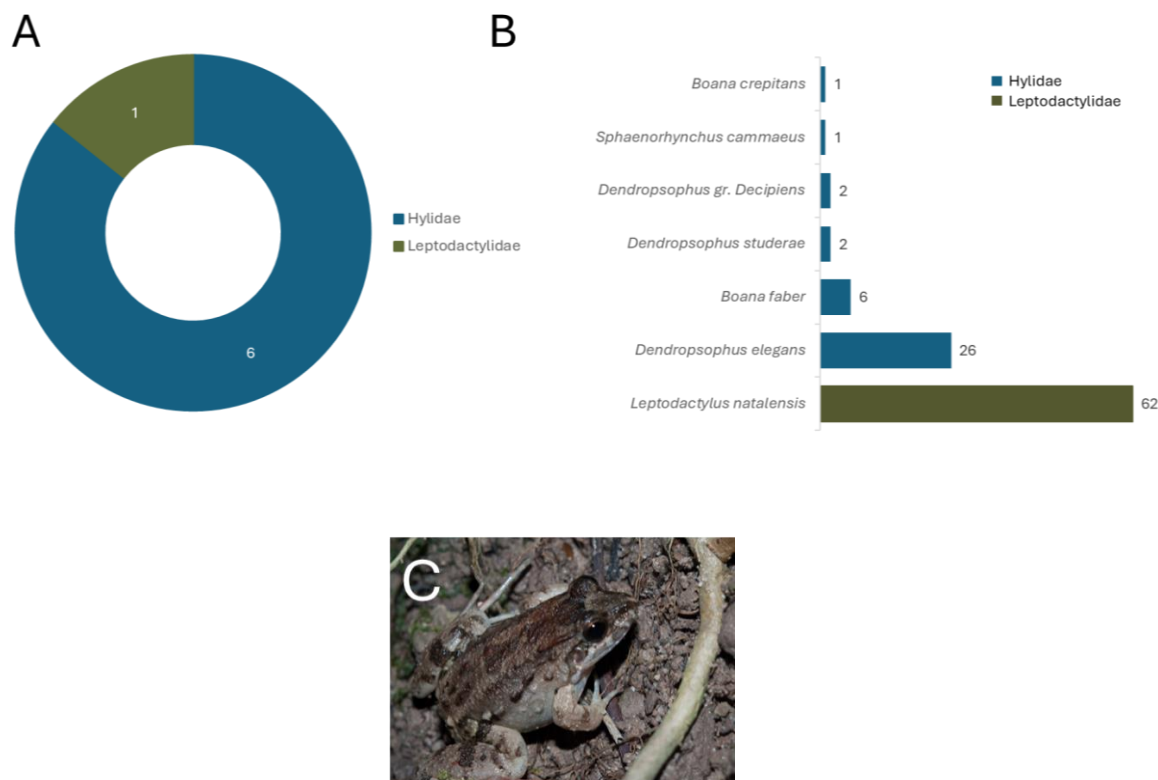
Açude dos Profetas (ECF) na Reserva Biológica de Pedra Talhada, município de Quebrangulo, Alagoas. Esta EC não apresentou indivíduos infectados.



A estação de coleta Lagoa do Junco (ECG) percorrida durante a estação seca, é caracterizada por possuir um corpo d'água temporário e vegetação florestal circundante (**figura 2**). No total, teve 100 indivíduos inspecionados, alocados em sete espécies e pertencentes a duas famílias (**figura 14A e B**). Esta estação de coleta apresentou apenas um indivíduo de *L. natalensis* infectado com 1,5 e.g. de zoóporos (**figura 14C**). Um único indivíduo da espécie ameaçada *Sphaenorhynchus cammaeus* e dois da espécie ameaçada *D. studerae* foram inspecionados, mas não testaram positivo para a infecção. Devido a amostragem baixa de *S. cammaeus* e detecção do patógeno em outras espécies na mesma EC, torna-se necessário o monitoramento desta espécie, assim como *D. studerae*.

Figura 14 – (A) Riqueza de espécies por família e (B) abundância por espécie dos anfíbios inspecionados quanto a infecção por *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) na estação de coleta Lagoa

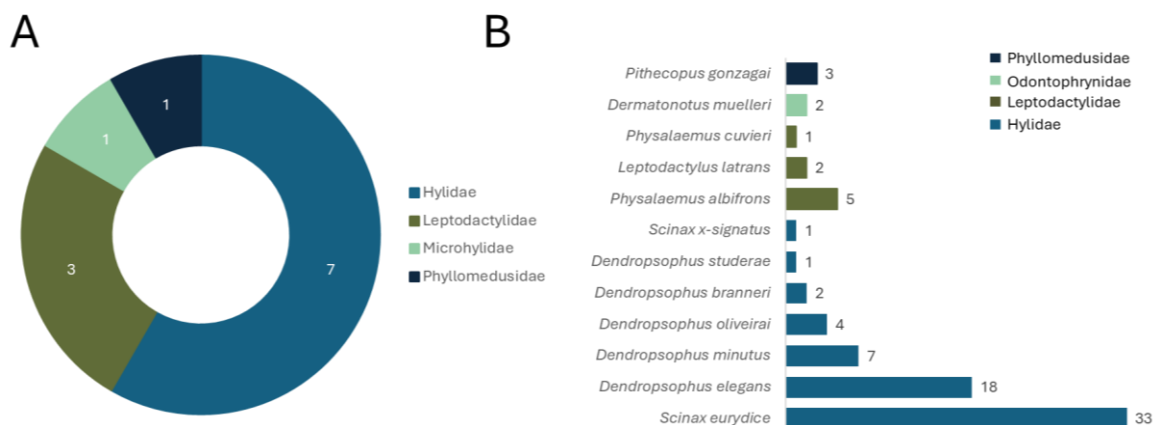
do Junco (ECG) na Reserva Biológica de Pedra Talhada, município de Quebrangulo, Alagoas. (C) Espécie infectada com o patógeno Bd na ECG: *Leptodactylus natalensis*.



A estação de coleta Açude do Seu Luís (ECH) percorrida durante a estação chuvosa, é caracterizada por possuir um corpo d'água temporário e vegetação aberta circundante (**figura 2**). No total, teve 79 indivíduos inspecionados, alocados em 12 espécies e pertencentes a quatro famílias (**figura 15A e B**). Esta estação de coleta não apresentou indivíduos infectados. Esta EC está localizada a aproximadamente a 750 metros de distância da EC mais próxima (ECI), que apresentou indivíduos infectados com o fungo Bd.

Figura 15 – (A) Riqueza de espécies por família e (B) abundância por espécie dos anfíbios inspecionados quanto a infecção por *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) na estação de coleta

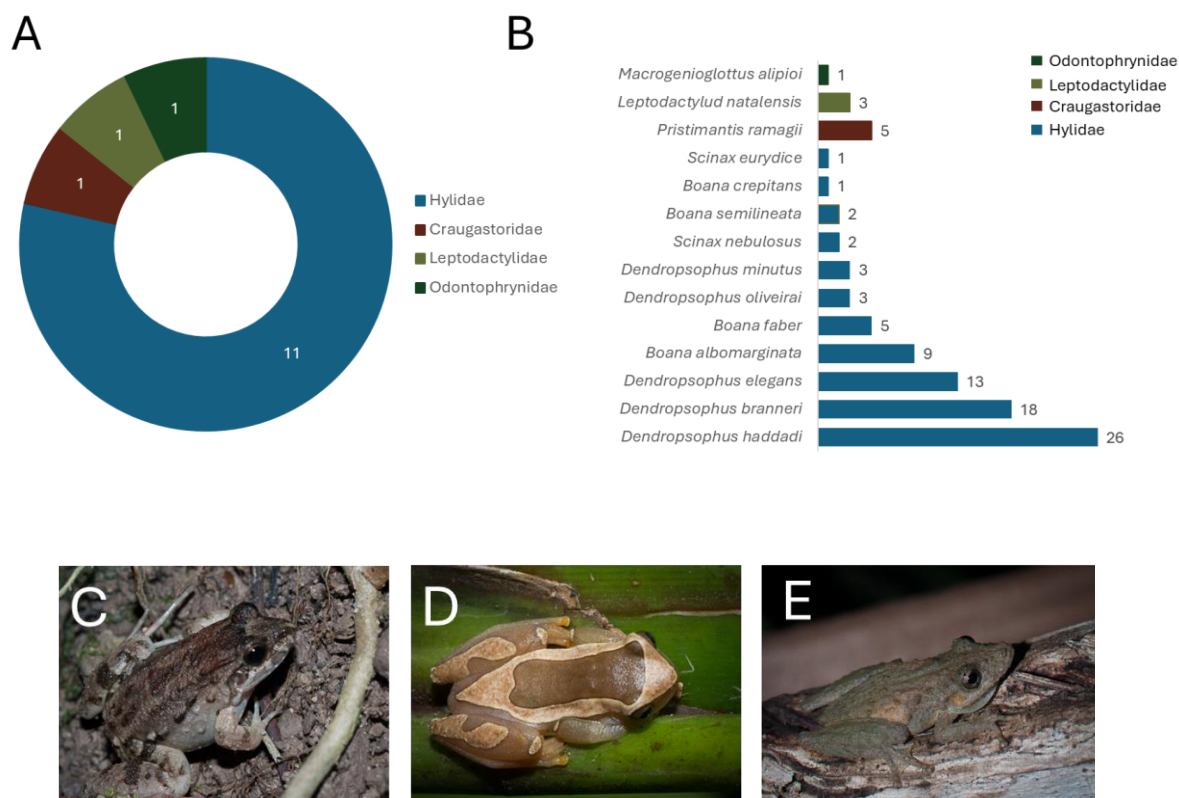
Açude do Seu Luís (ECH) na Reserva Biológica de Pedra Talhada, município de Lagoa do Ouro, Pernambuco. Esta EC não apresentou indivíduos infectados.



A estação de coleta Barragem do Leopoldo (ECI), percorrida durante a estação chuvosa, é caracterizada por possuir um corpo d'água temporário e vegetação florestal circundante (**figura 2**). No total, teve 92 indivíduos inspecionados, alocados em 14 espécies e pertencentes a quatro famílias (**16A e B**). Esta estação de coleta apresentou três indivíduos (3,2%) positivados para a infecção (**figura 16C-E**). Um indivíduo de *Scinax nebulosus*, com a maior intensidade de infecção de toda a amostragem (2.228 e.g. de zoósporos), um indivíduo de *Leptodactylus natalensis* (809,18 e.g. de zoósporos) e um *Dendropsophus elegans* (13,40 e.g. de zoósporos).

Figura 16 – (A) Riqueza de espécies por família e (B) abundância por espécie dos anfíbios inspecionados quanto a infecção por *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) na estação de coleta Barragem do Leopoldo (ECI) na Reserva Biológica de Pedra Talhada, município de Lagoa do Ouro,

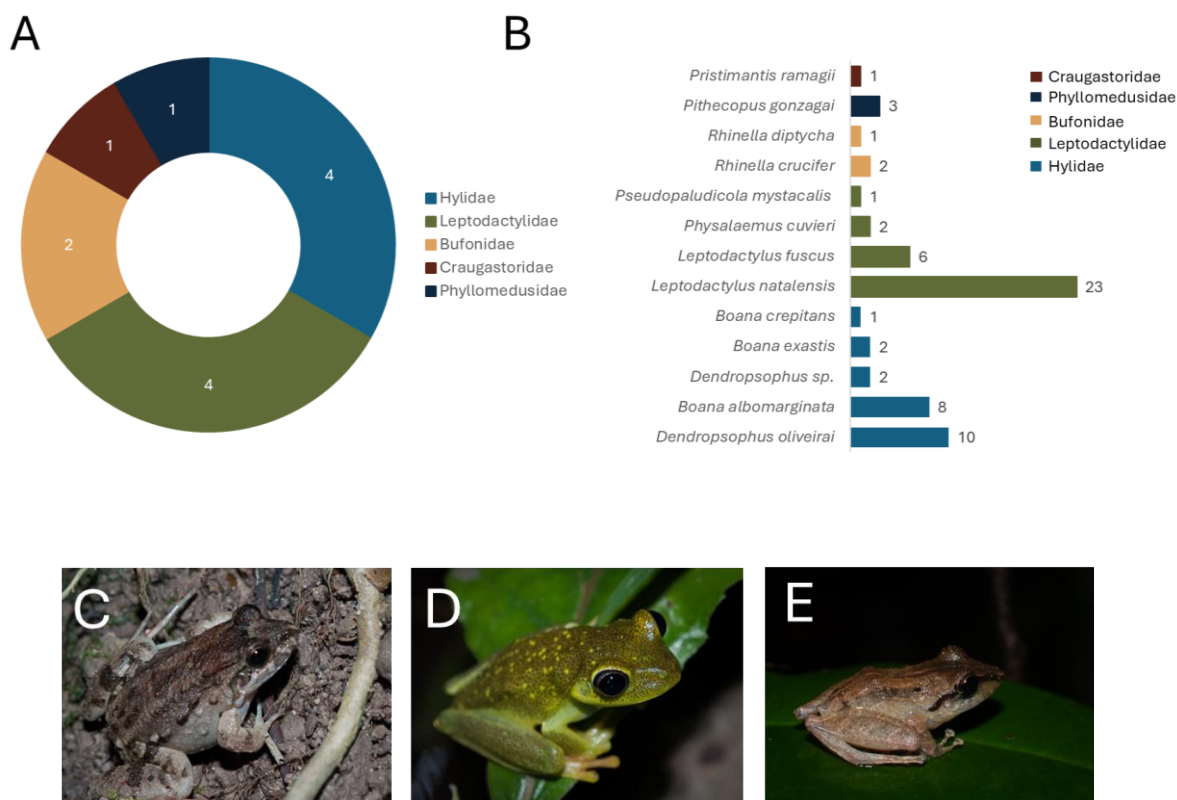
Pernambuco. (C-E) Espécies infectadas com o patógeno Bd na ECI: (C) *Leptodactylus natalensis*, (D) *Dendropsophus elegans* e (E) *Scinax nebulosus*.



A estação de coleta Brejo João Ferreira (ECJ), percorrida durante a estação chuvosa, é caracterizada por possuir um corpo d'água temporário e vegetação aberta circundante (**figura 2**). No total, teve 62 indivíduos inspecionados, alocados em 13 espécies e pertencentes a cinco famílias (**figura 17A e B**). Esta estação de coleta apresentou três indivíduos (4,8%) positivados. Um indivíduo de *L. natalensis* (203,56 e.g. de zoósporos), um indivíduo de *P. ramagii* (193,28 e.g. de zoósporos) e um indivíduo de *B. albomarginata* (188 e.g. de zoósporos; **figuras 17C-E**).

Figura 17 – (A) Riqueza de espécies por família e (B) abundância por espécie dos anfíbios inspecionados quanto a infecção por *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) na estação de coleta Brejo João Ferreira (ECJ) na Reserva Biológica de Pedra Talhada, município de Lagoa do Ouro,

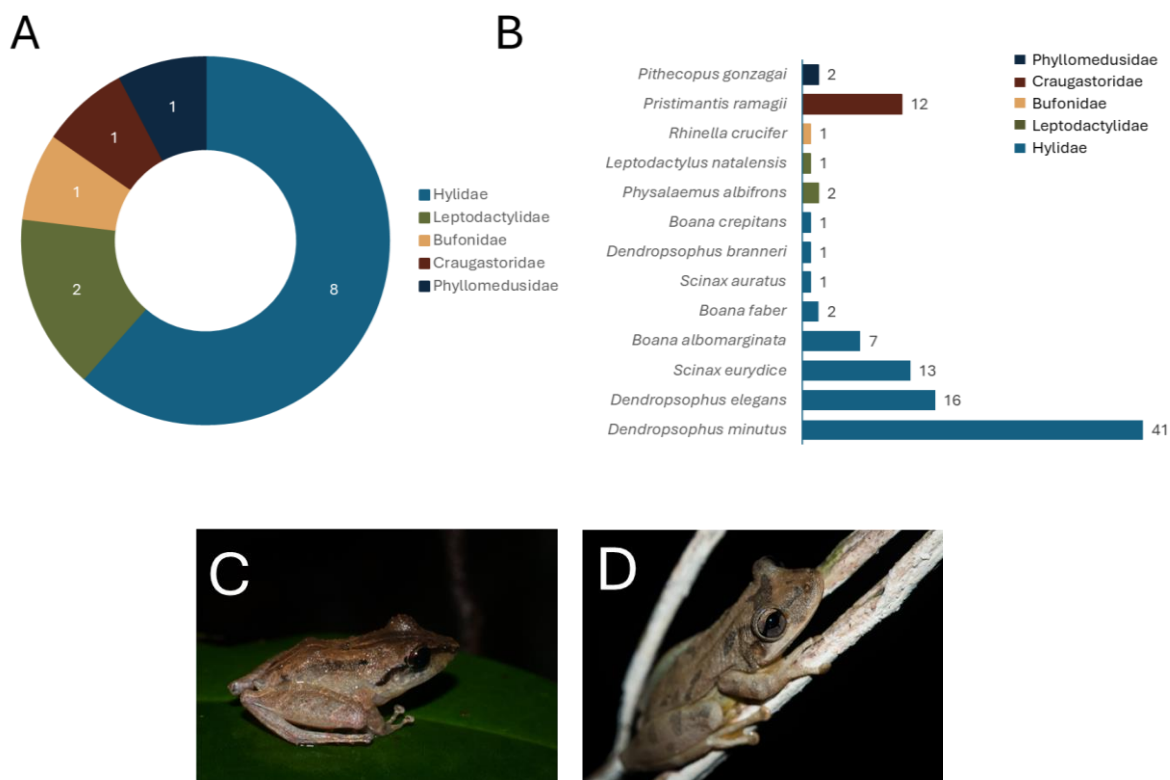
Pernambuco. (C-E) Espécies infectadas com o patógeno Bd na ECJ: (C) *Leptodactylus natalensis*, (D) *Boana albomarginata* e (E) *Pristimantis ramagii*.



A estação de coleta Corpo d'água Palmeira (ECK), percorrida durante a estação seca, é caracterizada por possuir um corpo d'água temporário e vegetação florestal circundante (**figura 2**). No total, teve 100 indivíduos inspecionados, alocados em 13 espécies e pertencentes a cinco famílias (**18A e B**). Esta estação de coleta apresentou dois indivíduos (2%) positivados. Um indivíduo de *Scinax eurydice* e um indivíduo (34,85 e.g. de zoósporos) de *Pristimantis ramagii* (2,19 e.g. de zoósporos; **figura 18C-D**).

Figura 18 – (A) Riqueza de espécies por família e (B) abundância por espécie dos anfíbios inspecionados quanto a infecção por *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) na estação de coleta Corpo d'água Palmeira (ECK) na Reserva Biológica de Pedra Talhada, município de Lagoa do Ouro,

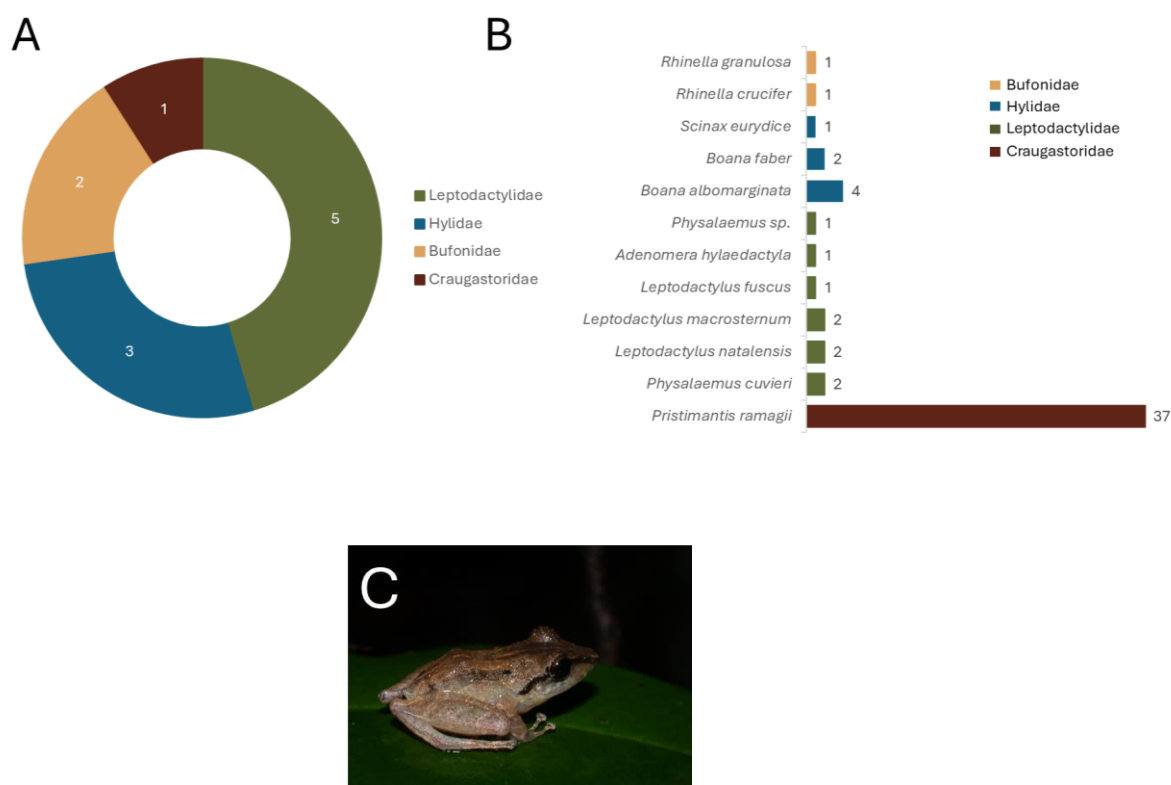
Pernambuco. (C-D) Espécies infectadas com o patógeno Bd na ECK: (C) *Pristimantis ramagii* e (D) *Scinax eurydice*.



A estação de coleta Brejo da Borda (ECL), percorrida durante a estação seca, é caracterizada por possuir um corpo d'água temporário e vegetação florestal circundante (**figura 2**). No total, teve 55 indivíduos inspecionados, alocados em 12 espécies e pertencentes a quatro famílias (**figura 19A e B**). Esta estação de coleta apresentou quatro indivíduos da espécie *Pristimantis ramagii* positivados (7,2%), com intensidade de infecção que variou de 1 a 92 e.g. de zoósporos (**figura 19C e tabela 3**).

Figura 19 – (A) Riqueza de espécies por família e (B) abundância por espécie dos anfíbios inspecionados quanto a infecção por *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) na estação de coleta Brejo

da Borda (ECL) na Reserva Biológica de Pedra Talhada, município de Lagoa do Ouro, Pernambuco.
(C) Espécie infectada com o patógeno Bd na ECL: *Pristimantis ramagii*.



A família de anfíbios com maior riqueza de espécies na região tropical é a família Hylidae (Faivovich *et al.*, 2005). Esta família apresenta uma diversidade excepcional, especialmente em florestas tropicais da América do Sul. Portanto, a maior proporção de hílídeos na amostragem pode corresponder a maior diversidade do grupo em comunidades neotropicais.

A ReBio-PT apresentou uma baixa (3%) prevalência do Bd, assim como aquela encontrada em áreas estudadas da Caatinga (2%; Carvalho; Becker; Toledo, 2017). A Caatinga geralmente apresenta menor prevalência quando comparada com localidades na Mata Atlântica possivelmente por apresentar características ambientais desfavoráveis para o desenvolvimento do patógeno (Carvalho; Becker; Toledo, 2017; Amorim *et al.*, 2019). As altas temperaturas (>25 °C) da Caatinga podem aumentar a taxa de renovação epidérmica dos anuros e levar à perda ou redução da infecção (Benício *et al.* 2019). A ReBio-PT também apresenta características do semiárido em partes da reserva, como vegetação xerófila e muitos afloramentos rochosos, por ser uma região ecótona de Mata Atlântica com a Caatinga, o que pode influenciar na baixa prevalência do patógeno nesta UC.

A prevalência do fungo Bd na anurofauna da ReBio-PT é similar a prevalência do patógeno em áreas já inventariadas da Amazônia brasileira. De fato, em regiões periféricas da Amazônia, na região do delta do Rio Amazonas e em regiões próximas ao Cerrado, a prevalência do Bd foi de 3,8% (Becker *et al.*, 2016). A presença do Bd na Amazônia está associada a regiões com maior interferência humana, alta precipitação e temperaturas mais amenas.

Em relação a outras localidades na Mata Atlântica, a prevalência baixa do Bd na ReBio-PT foi similar ao encontrado na Mata Atlântica do nordeste. Para essa região, a prevalência mínima foi de 0,8%, registrada no estado do Rio Grande do Norte, e a máxima foi de 33%, na ESEC-Murici, no estado de Alagoas (Lambertini *et al.*, 2021). Já na Mata Atlântica do sudeste e sul, a prevalência mínima foi de 3,6% e a máxima foi de 69%, registrada no estado de São Paulo (Lambertini *et al.*, 2021). A porção Sul da Mata Atlântica apresenta uma variação maior na prevalência de infecção por Bd, com valores muito mais altos do que os observados no Nordeste (Lambertini *et al.*, 2021). Ao longo do transecto da Mata Atlântica, foi detectado uma associação positiva entre prevalência de infecção e intensidade de infecção com a latitude (Lambertini *et al.*, 2021). Nessas localidades, a elevação, a temperatura e a precipitação foram as variáveis abióticas que melhor explicaram a prevalência da infecção (Lambertini *et al.*, 2021).

A intensidade de infecção na ReBio-PT apresentou uma variação fora do padrão de intensidade das localidades na Mata Atlântica do nordeste, de 0 a 2.228,61 e.g. de zoósporos, com uma média de 209,50 e.g. de zoósporos. Por exceção da ESEC-Murici, com um indivíduo chegando a mais de 5 mil e.g. de zoósporos, a média de intensidade de infecção das localidades na Mata Atlântica do nordeste variou de 0 a 32,3 e.g. de zoósporos (Lisboa *et al.*, 2013; Valencia-Aguilar *et al.*, 2015; Valencia-Aguilar *et al.*, 2016; Lambertini *et al.*, 2021). A variável ambiental que melhor explicou a intensidade da infecção nessas localidades da Mata Atlântica, foi a temperatura (Lambertini *et al.*, 2021).

A intensidade de infecção na ReBio-PT foi mais similar com aquela encontrada na ESEC-Murici, e com outras localidades na Mata Atlântica do sudeste e sul, que apresentam indivíduos com mais de mil e.g. de zoósporos (Lambertini *et al.*, 2021). Esses valores indicam uma grande variação na intensidade de infecção, com a Mata Atlântica do nordeste exibindo casos extremos de infecção elevada no estado de

Alagoas, enquanto as outras localidades no Nordeste apresentam uma distribuição baixa ou moderada de intensidades de infecção.

Por apresentarem latitudes parecidas e uma maior variação na altitude, a ReBio-PT poderia apresentar um padrão similar de infecção ao da ESEC-Murici. No entanto, a ReBio-PT apresenta baixa prevalência de infecção quando comparada com ESEC-Murici, mas uma intensidade de infecção similar, com dois indivíduos com uma intensidade de infecção muito elevada acima de mil e.g. de zoósporos como encontrado na ESEC-Murici.

A altitude e a complexidade topográfica influenciam microclimas locais, afetando a distribuição e intensidade das infecções por Bd. Áreas elevadas e complexas podem criar micro-habitats com condições climáticas favoráveis para o Bd, promovendo sua persistência e aumentando a infecção em anfíbios que habitam esses locais (Ribeiro *et al.*, 2020). A variação altitudinal também pode afetar a composição de espécies e, consequentemente, a dinâmica de infecção (Lambertini *et al.*, 2021). Áreas com maior elevação tendem a ter taxas de infecção mais altas devido ao clima mais úmido e constante. Um estudo realizado nas montanhas dos Andes demonstrou que anfíbios em altitudes mais elevadas apresentavam uma prevalência significativamente maior de infecção por Bd em comparação com populações em altitudes mais baixas (Lips *et al.*, 2008).

Considerando esta variável, a ReBio-PT poderia apresentar prevalência e intensidade de infecção superiores às encontradas na ESEC-Murici. No entanto, as duas unidades de conservação apresentam algumas características distintas que podem explicar a baixa prevalência do Bd na ReBio mesmo com altitudes mais favoráveis. A fitofisionomia da ReBio-PT apresenta características de florestas ombrófilas, estacionais semidecíduais e secas, por estar situada em uma zona de transição entre as ecorregiões da Mata Atlântica e da Caatinga (Nusbaumer *et al.*, 2015). Enquanto a ESEC-Murici é caracterizada por ser predominantemente uma floresta ombrófila densa, com período seco entre 0 e 90 dias ao ano, sem perda total ou parcial das folhas (Assis, 2000).

A floresta estacional semidecidual experimenta uma estação seca bem definida e prolongada, enquanto a floresta ombrófila densa não apresenta uma estação seca prolongada, permanecendo úmida ao longo do ano (Oliveira-Filho; Fontes, 2000; Ribeiro *et al.*, 2009). No entanto, a ReBio-PT apresenta um período seco mais curto em relação as regiões vizinhas do Agreste por estar situada na serra da Borborema,

onde a precipitação é acumulada devido as montanhas, o que também permite a formação de vegetação ombrófila (Tscharner *et al.*, 2015).

A maior intensidade e prevalência de infecção por Bd na anurofauna da ESEC-Murici, quando comparada a ReBio-PT, pode ser explicada pela ESEC apresentar condições ambientais mais favoráveis durante o ano inteiro, devido a sua característica de floresta ombrófila. A ESEC-Murici apresenta padrões de infecção similares ao de localidades na Mata Atlântica do sudeste e sul do Brasil (Lambertini *et al.*, 2021).

A alta intensidade de infecção encontrada na ReBio-PT, como também a alta intensidade e maior prevalência encontrada na ESEC-Murici, sugerem que a menor presença e intensidade do Bd na Mata Atlântica do nordeste pode ser parcialmente atribuída à baixa quantidade de estudos na região, destacando a importância de ampliar as investigações para compreender melhor os padrões de distribuição do patógeno.

Os diferentes tipos de habitat e a biologia reprodutiva dos anfíbios afetam diretamente sua susceptibilidade ao Bd (Ribeiro *et al.*, 2020). Esses dois fatores influenciaram na dinâmica de infecção do Bd nos anuros da Mata Atlântica (Lambertini *et al.*, 2021). Anfíbios que vivem em habitats aquáticos ou que possuem fases aquáticas em seus ciclos de vida tendem a ter maior exposição ao Bd e apresentam maior prevalência. Enquanto espécies que se reproduzem em ambientes terrestres e possuem desenvolvimento direto tendem a ter menos contato com o fungo, resultando em menor prevalência de infecção (Ribeiro *et al.*, 2020). No entanto, quando estas espécies terrestres entram em contato com o Bd, podem apresentar infecções mais intensas devido à falta de resistência adquirida contra o patógeno (Lambertini *et al.*, 2021; Ribeiro *et al.*, 2020).

Os padrões de infecção quando relacionados ao habitat e reprodução na anurofauna da ReBio-PT foram opostos ao que foi documentado na literatura. *Pristimantis ramagii*, uma espécie de habitat terrestre e desenvolvimento direto (Haddad *et al.*, 2013), foi a espécie com a maior prevalência, mas que não apresentou a maior intensidade de infecção dentre as espécies infectadas (intensidade de infecção variou de 1,28 a 193,28 e.g. de zoósporos). Enquanto as espécies de desenvolvimento indireto, *Scinax nebulosus* e *Dendropsophus branneri* (Haddad *et al.*, 2013), apresentaram baixa prevalência e as maiores intensidades de infecção respectivamente (2.228,61 e 1.788,04 e.g. de zoósporos). Uma hipótese para esse

padrão é que, durante a fase larval, os girinos são infectados, mas conseguem sobreviver e completar a metamorfose, carregando o patógeno para a fase juvenil e adulta. Isso pode resultar em uma maior carga fúngica acumulada ao longo do ciclo de vida, já que esses indivíduos permanecem infectados por períodos mais longos, possibilitando o aumento da intensidade de infecção. Esses dados apontam que a relação entre a biologia reprodutiva e a infecção por Bd é complexa, tornando necessário mais estudos para esclarecer esses padrões.

As espécies do gênero *Pristimantis* na Mata Atlântica, apresentam uma diversidade críptica com linhagens divergentes que podem corresponder a espécies não descritas com características biológicas e ecológicas distintas e que podem ocorrer em simpatria (Trevisan *et al.*, 2020). Na ReBio-PT foi observada uma alta prevalência do fungo Bd na espécie *P. ramagii*, o que levanta preocupações quanto à sua conservação. Embora *P. ramagii* seja classificada como "Pouco Preocupante" pela IUCN, a não delimitação de espécies dentro deste complexo de espécies impede uma avaliação precisa do status de conservação. Os dados obtidos indicam que o Bd pode representar uma ameaça significativa para essas populações, reforçando a necessidade de mais estudos taxonômicos e monitoramento desta população para saber se a presença do Bd possa causar declínio nesta população.

O tipo de habitat também influencia a epidemiologia do fungo, especialmente o tipo de cobertura vegetal. A cobertura vegetal densa em áreas florestais favorece a prevalência e a intensidade da infecção pelo Bd. Isso se dá principalmente porque áreas com cobertura florestal mais densa mantêm um microclima mais úmido e temperaturas mais baixas, condições ótimas para o crescimento e persistência do fungo. A densidade do dossel afeta indiretamente a prevalência de Bd ao influenciar a temperatura da água nos habitats aquáticos de anfíbios. Em contraste, áreas mais abertas, com menor densidade de dossel, tendem a ter temperaturas mais elevadas, que podem ultrapassar o limite ideal para o crescimento do Bd, reduzindo sua prevalência e, conseqüentemente, a infecção em anfíbios (Becker *et al.*, 2012; Ribeiro *et al.*, 2020; Lambertini *et al.*, 2021). Logo, a prevalência e intensidade de infecção tendem a ser maiores em ambientes com cobertura florestal densa do que nos ambientes de vegetação aberta ou mista.

Na ReBio-PT os indivíduos de anuros com maior intensidade de infecção foram coletados em ECs com cobertura florestal, sendo um dos indivíduos infectados coletado durante a estação seca. Um indivíduo de *Scinax nebulosus* (ECI026), que

apresentou a maior intensidade de infecção foi coletado durante a estação chuvosa, em um corpo d'água temporário com vegetação florestal circundante. Já o indivíduo de *Dendropsophus branneri* (ECA058), com a segunda maior intensidade de infecção, foi coletado durante a estação seca, em um corpo d'água permanente com vegetação florestal circundante. A densidade da vegetação pode explicar as altas cargas de zoósporos em alguns indivíduos positivados para a infecção na ReBio-PT. Entretanto, outros indivíduos positivados foram encontrados em habitat florestal, mas não apresentaram uma intensidade de infecção alta. Por possuir características de floresta estacional semidecidual, a ReBio-PT pode apresentar uma variação na umidade e temperatura, e, por tanto, na formação de microclimas mais favoráveis para o desenvolvimento do Bd, devido a perda sazonal da densidade de vegetação.

A diversidade de espécies hospedeiras pode influenciar a prevalência e intensidade de infecção por Bd. Em comunidades com alta riqueza de espécies, o efeito de diluição pode reduzir a transmissão do patógeno, pois a presença de múltiplas espécies menos suscetíveis pode diminuir a propagação do Bd entre os hospedeiros mais suscetíveis (Ribeiro *et al.*, 2020). Logo, a prevalência da infecção por Bd e a intensidade da infecção é maior onde a riqueza de espécies de anfíbios é menor. Foi constatado uma grande diversidade de espécies de anfíbios anuros em cada EC percorrida. O efeito diluição devido a elevada riqueza de espécies de anfíbios na ReBio-PT pode influenciar na baixa prevalência do patógeno nesta UC.

6. CONCLUSÕES

- A ReBio-PT apresentou uma baixa prevalência da infecção do patógeno Bd em sua anurofauna, correspondendo as baixas prevalências encontradas em baixas latitudes na Mata Atlântica da região nordeste do Brasil;
- A anurofauna analisada apresentou uma intensidade de infecção diferente do que geralmente é detectado para a Mata Atlântica do nordeste, sendo mais similar com aquela encontrada na Estação Ecológica de Murici e com outras localidades na Mata Atlântica do sudeste e sul;
- A elevação da ReBio-PT não explicou a dinâmica de infecção;
- A espécie *Pristimantis ramagii* apresentou a maior prevalência de infecção, mesmo sendo uma espécie de desenvolvimento direto. Enquanto as espécies

com maiores quantidades de zoósporos, *Scinax nebulosus* e *Dendropsophus branneri*, apresentam desenvolvimento larval;

- A elevada riqueza de espécies em cada estação de coleta pode influenciar na baixa prevalência do Bd devido ao efeito diluição;
- O monitoramento da anurofauna nesta unidade de conservação é recomendável para determinar se a infecção pelo Bd provocará declínios populacionais.

REFERÊNCIAS

- ALMEIDA, A. M.; SOUZA, A. F. Northern Atlantic Forest: conservation status and perspectives. *In*: PEREIRA FILHO, G. A. *et al.* (Eds.). **Animal Biodiversity and Conservation in Brazil's Northern Atlantic Forest**. Cham: Springer International Publishing, 2023. p. 7-22.
- ALMOND, R.E.A., *et al.* (Eds). **WWF Living Planet Report 2022: Building a nature positive society**. Gland, Switzerland, 2022.
- ALROY, J. Current extinction rates of reptiles and amphibians. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 112, n. 42, p. 13003-13008, 2015.
- AMORIM, F. O. *et al.* New records of *Batrachochytrium dendrobatidis* in the state of Bahia, Brazil: histological analysis in anuran amphibian collections. **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 136, n. 2, p. 147-155, 2019.
- ASSIS, J. S. **Biogeografia e conservação da biodiversidade: projeções para Alagoas**. Maceió: Catavento, 2000.
- BARLOW, J., *et al.* The future of hyperdiverse tropical ecosystems. **Nature**, v. 559, p. 517–526, 2018.
- BARNOSKY, A. D., *et al.* Has the Earth's sixth mass extinction already arrived?. **Nature**, v. 471, p. 51-57, 2011.
- BEAUDROT, L., *et al.* Standardized assessment of biodiversity trends in tropical forest protected areas: the end is not in sight. **PLoS biology**, v. 14, n.1, p. e1002357, 2016.
- BECKER, C. G., *et al.* Disease risk in temperate amphibian populations is higher at closed-canopy sites. **PloS one**, v. 17, n. 10, p. e48205, 2012.
- BECKER, C. G., *et al.* Historical dynamics of *Batrachochytrium dendrobatidis* in Amazonia. **Ecography**, v. 39, n. 10, p. 954-960, 2016.
- BENÍCIO, R. A., *et al.* Worrying News for Brazilian Caatinga: Prevalence of *Batrachochytrium dendrobatidis* in Amphibians. **Tropical Conservation Science**, v. 12, p. 1-6, 2019.
- BERGER, L., *et al.* Chytridiomycosis causes amphibian mortality associated with population declines in the rain forests of Australia and Central America. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 95, n. 15, p. 9031-9036, 1998.
- BERGER, L., *et al.* Effect of season and temperature on mortality in amphibians due to chytridiomycosis. **Australian Veterinary Journal**, v. 82, n. 7, p. 434-439, 2004.
- BERGER, L., *et al.* Life cycle stages of the amphibian chytrid *Batrachochytrium dendrobatidis*. **Diseases of aquatic organisms**, v. 61, n. 1, p. 51-63, 2005.
- BICKNELL, J. E., *et al.* Designing protected area networks that translate international conservation commitments into national action. **Biological Conservation**, v. 214, p. 168-175, 2017.
- Bower, D. S., *et al.* Amphibians on the brink. **Science**, v. 357, n. 6350, p. 454-455, 2017.
- BOYLE, D. G., *et al.* Rapid quantitative detection of chytridiomycosis (*Batrachochytrium dendrobatidis*) in amphibian samples using real-time Taqman PCR assay. **Diseases of aquatic organisms**, v. 60, n. 2, p. 141-148, 2004.
- BRASIL. Lei n. 9.985, de 18 de julho de 2000. Regulamenta o art. 225, § 1o, incisos I, II, III e VII da Constituição Federal, institui o Sistema Nacional de Unidades de Conservação da Natureza e dá outras providências. **Diário Oficial [da] República**

- Federativa do Brasil**, Brasília, DF, 18 jul. 2000. Disponível em: <http://www.planalto.gov.br/ccivil_03/leis/l9985.htm> Acesso em: mar. 2024.
- BRASIL. Ministério do Meio Ambiente. Gabinete do Ministro. Portaria nº 148 de 7 de junho de 2022. **Diário Oficial da União**, Poder Executivo, Brasília, DF, 8 de junho de 2022. Seção 1. p. 74.
- BRIGGS, C. J.; KNAPP, R. A.; VREDENBURG, V. T. Enzootic and epizootic dynamics of the chytrid fungal pathogen of amphibians. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, 2010, v. 107, n. 21, p. 9695-9700, 2010.
- CANDIDO, M., *et al.* Genome analysis of Ranavirus frog virus 3 isolated from American Bullfrog (*Lithobates catesbeianus*) in South America. **Scientific reports**, v. 9, n. 1, p. 17135, 2019.
- CARNAVAL, A. C., *et al.* Amphibian chytrid fungus broadly distributed in the Brazilian Atlantic Rain Forest. **EcoHealth**, v. 3, n. 1, p. 41-48, 2006.
- CARVALHO-E-SILVA, S. P., Carvalho-e-Silva, A. M. P. T. & Luna-Dias, C. Anfíbios (Lissamphibia) da Reserva Biológica de Pedra Talhada. In: STUDER, A.; NUSBAUMER, L.; SPICHIGER, R. (Eds.). **Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada Alagoas, Pernambuco, Brasil**. Pregny-Chambésy: Boissiera, 2015. v. 68, p. 333-355.
- CARVALHO, T., BECKER, C.G., TOLEDO, L.F. Historical amphibian declines and extinctions in Brazil linked to chytridiomycosis. **Proceeding of the Royal Society B: Biological Sciences**, v. 284, p. 1848, 2017.
- CARVALHO, T., *et al.* Coevolution of a generalist pathogen with many hosts: the case of the amphibian chytrid *Batrachochytrium dendrobatidis*. **Current Opinion in Microbiology**, v. 78, p. 102435, 2024.
- CAVASOS, K., *et al.* Natural area visitors' potential role in preventing pathogen threats to amphibian biodiversity. **Environmental Conservation**, v. 50, n. 2, p. 142-147, 2023.
- CEBALLOS, G.; EHRLICH, P. R.; RAVEN, P. H. Vertebrates on the brink as indicators of biological annihilation and the sixth mass extinction. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 117, n. 24, p. 13596-13602, 2020.
- CHAMBOUVET, A., *et al.* Diverse alveolate infections of tadpoles, a new threat to frogs?. **PLoS pathogens**, v. 16, n. 2, p. e1008107, 2020.
- ÇÖMDEN, E. A.; YENMIŞ, M.; ÇAKIR, B. The Complex Bridge between Aquatic and Terrestrial Life: Skin Changes during Development of Amphibians. **Journal of Developmental Biology**, v. 11, n. 1, p 6, 2023.
- COWIE, R. H.; BOUCHET, P.; FONTAINE, B. The Sixth Mass Extinction: fact, fiction or speculation?. **Biological Reviews**, v. 97, p. 640-663, 2022.
- DE ALMEIDA, J. P. F. A., *et al.* Amphibians of Alagoas State, northeastern Brazil. **Herpetology Notes**, v. 9, p. 123-140, 2016.
- DOS SANTOS, P., *et al.* Occurrences of *Batrachochytrium dendrobatidis* in Pernambuco state, Brazil, with the inclusion of two new cases of infection from the Caatinga. **North-Western Journal of Zoology**, v. 20, n. 1, p. 44-49, 2024.
- DUBEUX, M. J. M., *et al.* Amphibians of the Estação Ecológica de Murici, Alagoas state: a key area for biodiversity conservation in the Atlantic Forest hotspot. **Studies on Neotropical Fauna and Environment**, p 1-16, 2024.
- DUELLMAN, W.E.; TRUEB, L. **Biology of Amphibians**. Johns Hopkins University Press: Baltimore, 1994. 670 p.
- EEKHOUT, Xavier. Sampling amphibians and reptiles. Manual on field recording techniques and protocols for all taxa biodiversity inventories. **Belgium: Belgian National Focal Point to The Global Taxonomy Initiative**, v. 8, p. 530-557, 2010.

- FAIVOVICH, J., et al. Systematic review of the frog family Hylidae, with special reference to Hylinae: phylogenetic analysis and taxonomic revision. **Bulletin of the American Museum of natural History**, v. 2005, n. 294, p. 1-240, 2005.
- FARRER, R. A., et al. Multiple emergences of genetically diverse amphibian-infecting chytrids include a globalized hypervirulent recombinant lineage. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 108, n. 46, p. 18732-18736, 2011.
- FEDER, M. E.; BURGGREN, W. W. Environmental Physiology of the Amphibians. **The Journal of Experimental Biology**, v. 28, n. 3, p. 999-1014, 1992.
- FISHER, M. C.; GARNER, T. W. J.; WALKER, S. F. Global emergence of *Batrachochytrium dendrobatidis* and amphibian chytridiomycosis in space, time, and host. **Annual Review of Microbiology**, v. 63, p. 291-310, 2009.
- FISHER, M. C.; GARNER, T. W. The relationship between the emergence of *Batrachochytrium dendrobatidis*, the international trade in amphibians and introduced amphibian species. **Fungal biology reviews**, v. 21, n. 1, p. 2-9, 2007.
- FREITAS, M. A. **Herpetofauna no nordeste brasileiro: guia de campo**. Technical Books, 2015.
- FROST, D. R. 2024. **Amphibian Species of the World: an Online Reference**. Version 6.2. American Museum of Natural History, New York, USA. Disponível em: <<https://amphibiansoftheworld.amnh.org/index.php>>. Acesso em 20 set. 2024.
- HABIBULLAH, M. S., et al. Impact of climate change on biodiversity loss: global evidence. **Environmental Science and Pollution Research**, v. 29, p. 1073-1086, 2021.
- HADDAD, C. F. et al. **Guia dos anfíbios da Mata Atlântica: diversidade e biologia**. 1. ed. São Paulo: Anolis Books, 2013.
- HASSLER, M. L. Importância das Unidades de Conservação no Brasil. **Sociedade & Natureza**, v. 17, n. 33, p. 79-89, 2005.
- ICMBio, 2024. Sistema de Avaliação do Risco de Extinção da Biodiversidade – SALVE. Disponível em: <https://salve.icmbio.gov.br/>. Acesso em: 13 de out. de 2024.
- Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (IBGE). **Contas de ecossistemas: resultados do Projeto NCAVES no Brasil**. Rio de Janeiro, 2022. Disponível em: <<https://biblioteca.ibge.gov.br/index.php/biblioteca-catalogo?view=detalhes&id=2101930>>. Acesso em: 20 fev. 2024.
- Instituto Chico Mendes De Conservação da Biodiversidade (ICMBio). **Atualização da Lista Oficial das Espécies Ameaçadas de Extinção**. 2022. Disponível em: <<https://www.icmbio.gov.br/cepsul/destaques-e-eventos/704-atualizacao-da-lista-oficial-das-especies-ameacadas-de-extincao.html>>. Acesso em: 20 fev. 2024.
- Instituto do Meio Ambiente de Alagoas do Estado de Alagoas. **Unidades de Conservação**. Disponível em: <<https://www2.ima.al.gov.br/unidades-de-conservacao/>>. Acesso em: 21 set. 2024.
- INTERGOVERNMENTAL PANEL ON CLIMATE CHANGE (IPCC). Cross-Chapter Paper 7: Tropical Forests. In Climate Change 2022: Impacts, Adaptation and Vulnerability. 2022. Disponível em: <<https://www.ipcc.ch/report/ar6/wg2/chapter/ccp7/>>. Acesso em: 20 fev. 2024.
- INTERNATIONAL UNION FOR CONSERVATION OF NATURE AND NATURAL RESOURCES (IUCN). **The IUCN Red List of Threatened Species**. Version 2024-1. 2024. Disponível em: <<https://www.iucnredlist.org/>>. Acesso em 24 set. 2024.
- JAMES, T. Y., et al. Disentangling host, pathogen, and environmental determinants of a recently emerged wildlife disease: lessons from the first 15 years of amphibian chytridiomycosis research. **Ecology and evolution**, v. 5, n. 18, p. 4079-4097, 2015.

- JENKINSON, T. S., *et al.* Amphibian-killing chytrid in Brazil comprises both locally endemic and globally expanding populations. **Molecular ecology**, v. 25, n. 13, p. 2978-2996, 2016.
- JENKINSON, T. S., *et al.* Globally invasive genotypes of the amphibian chytrid outcompete an enzootic lineage in coinfections. **Proceedings of the Royal Society B**, v. 285, n. 1893, p. 20181894, 2018.
- JOHNSON, M., *et al.* Fungicidal effects of chemical disinfectants, UV light, desiccation and heat on the amphibian chytrid *Batrachochytrium dendrobatidis*. **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 57, n. 3, p. 255-260, 2003.
- KOLBY, J. E.; DASZAK, P. The emerging amphibian fungal disease, chytridiomycosis: a key example of the global phenomenon of wildlife emerging infectious diseases. **Emerging Infections**, v. 10, p. 385-407, 2016.
- KRIGER, K. M.; HERO, J. M. The chytrid fungus *Batrachochytrium dendrobatidis* is non-randomly distributed across amphibian breeding habitats. **Diversity and Distributions**, v. 13, n. 6, p. 781-788, 2007.
- LAMBERTINI, C., *et al.* Biotic and abiotic determinants of *Batrachochytrium dendrobatidis* infections in amphibians of the Brazilian Atlantic Forest. **Fungal Ecology**, v. 49, p. 100995, 2021.
- LAMBERTINI, C., *et al.* Chytrid fungus in amphibians from the lowland Brazilian Amazon. **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 152, p. 115-125, 2022.
- LAMBERTINI, C., *et al.* Diagnóstico do fungo Quitrídio: *Batrachochytrium dendrobatidis*. **Herpetologia Brasileira**, v. 2, p. 12-17, 2013.
- LAMBERTINI, C., Spatial distribution of *Batrachochytrium dendrobatidis* in South American caecilians. **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 124, n. 2, p. 109-116, 2017.
- Li, Z., *et al.* Prevalence of *Batrachochytrium dendrobatidis* in Amphibians From 2000 to 2021: A Global Systematic Review and Meta-Analysis. **Frontiers in Veterinary Science**, v. 8, p. 791237, 2021.
- LIPS, K. R. *et al.* Riding the wave: reconciling the roles of disease and climate change in amphibian declines. **PLoS biology**, v. 6, n. 3, p. e72, 2008.
- LIPS, K. R., *et al.* Emerging infectious disease and the loss of biodiversity in a Neotropical amphibian community. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 103, n. 9, p. 3165-3170, 2006.
- LISBOA, B. S., *et al.* New records of *Batrachochytrium dendrobatidis* in the Atlantic forest of Northeastern Brazil. **North-Western Journal of Zoology**, v. 9, n. 1, p. 210-213, 2013.
- LONGCORE, J. E.; PESSIER, A. P.; NICHOLS, D. K. *Batrachochytrium dendrobatidis* gen. et sp. nov., a chytrid pathogenic to amphibians. **Mycologia**, v. 91, n. 2, p. 219-227, 1999.
- LUEDTKE, J. A., *et al.* Ongoing declines for the world's amphibians in the face of emerging threats. **Nature**, v. 622, n. 7982, p. 308-314, 2023.
- MARQUES, M.C.M., *et al.* The Atlantic Forest: An Introduction to the Megadiverse Forest of South America. In: Marques, M.C.M., Grelle, C.E.V. (Eds) **The Atlantic Forest: History, Biodiversity, Threats and Opportunities of the Mega-diverse Forest**. Cham: Springer, 2021. p. 3-23.
- MARTEL, A., *et al.* *Batrachochytrium salamandrivorans* sp. nov. causes lethal chytridiomycosis in amphibians. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 110, n. 38, 15325-15329, 2013.
- MCCALLUM, M. L. Amphibian decline or extinction? Current declines dwarf background extinction rate. **Journal of Herpetology**, v. 41, n. 3, p. 483-491, 2007.

- MI, C., *et al.* Global protected areas as refuges for amphibians and reptiles under climate change. **Nature Communications**, v. 14, n. 1, p.1389, 2023.
- Ministério do Meio Ambiente e Mudança do Clima. **Sistema Nacional de Unidades de Conservação da Natureza (SNUC)**. 2024. Disponível em: <<https://www.gov.br/mma/pt-br/assuntos/biodiversidade-e-biomas/areas-protegidas/sistema-nacional-de-unidades-de-conservacao-da-natureza-snuc>>. Acesso em: 20 fev. 2024.
- MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE. Portaria MMA nº 148, de 7 de junho de 2022. Disponível em: <https://www.icmbio.gov.br/cepsul/images/stories/legislacao/Portaria/2020/P_mma_148_2022_altera_anexos_P_mma_443_444_445_2014_atualiza_especies_ameacas_extincao.pdf>. Acesso em: fev. 2024.
- MORA, C., *et al.* How many species are there on Earth and in the ocean?. **PLoS biology**, v. 9, n. 8, p. e1001127, 2011.
- MORENO, L. F.; MORÃO, P.; TOLEDO, L. F. Tratamento de anfíbios infectados pelo fungo quitrídio do gênero *Batrachochytrium*. **Herpetologia Brasileira**, v. 4, n. 2, p. 30-34, 2015
- MOURA, M. R.; JETZ, W. Shortfalls and opportunities in terrestrial vertebrate species discovery. **Nature Ecology & Evolution**, v. 5, n. 5, p. 631-639, 2021.
- MYERS, N., *et al.* Biodiversity hotspots for conservation priorities. **Nature**, v. 403, n. 6772, p. 853-858, 2000.
- NORI, J., *et al.* Amphibian conservation, land-use changes and protected areas: A global overview. **Biological Conservation**, v. 191, p. 367-374, 2015.
- NUSBAUMER, L., *et al.* Flora e vegetação da Reserva Biológica de Pedra Talhada. In: STUDER, A.; NUSBAUMER, L; SPICHIGER, R. (Eds.). **Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada Alagoas, Pernambuco, Brasil**. Pregny-Chambésy: Boissiera, 2015. v. 68, p. 59-121.
- O'HANLON, S. J., *et al.* Recent Asian origin of chytrid fungi causing global amphibian declines. **Science**, v. 360, n. 6389, p. 621-627, 2018.
- OLIVEIRA-FILHO, A. T.; FONTES, M. A. L. Patterns of floristic differentiation among Atlantic Forests in Southeastern Brazil and the influence of climate. **Biotropica**, v. 32, n. 4b, p. 793-810, 2000.
- PEREIRA FILHO, G. A. *et al.* (Eds.). **Animal Biodiversity and Conservation in Brazil's Northern Atlantic Forest**. Cham: Springer International Publishing, 2023. p. 5.
- PEREIRA FILHO, G. A. *et al.* (Eds.). **Animal Biodiversity and Conservation in Brazil's Northern Atlantic Forest**. Cham: Springer International Publishing, 2023. p. 7-22).
- PIEVANI, T. The sixth mass extinction: Anthropocene and the human impact on biodiversity. **Rendiconti Lincei**, v. 25, p. 85-93, 2014.
- PIOTROWSKI, J. S.; ANNIS, S. L.; LONGCORE, J. E. *et al.* Physiology of *Batrachochytrium dendrobatidis*, a chytrid pathogen of amphibians. **Mycologia**, v. 96, n. 1, p. 9-15, 2004.
- POUGH, J. H.; JANIS, C. M.; HEISER, J. B. A vida dos vertebrados. 4ª ed. São Paulo: Atheneu, 2008, 750p.
- POUNDS, J. A., *et al.* Widespread amphibian extinctions from epidemic disease driven by global warming. **Nature**, v. 439, n. 7073, p. 161-167, 2006.
- PRADO, J. S., *et al.* Chytrid in the clouds: an alternative passive transport of a lethal pathogen for amphibians. **Hydrobiologia**, v. 850, n. 9, p. 2061-2073, 2023.

- RAMALHO, A.C.O., *et al.* First record of *Batrachochytrium dendrobatidis* in two endemic Cerrado hylids, *Bokermannohyla pseudopseudis* and *Bokermannohyla sapiranga*, with comments on chytridiomycosis spreading in Brazil. **North-West Journal of Zoology**, v. 9, p. 145-150, 2013.
- REZENDE, C. L., *et al.* From hotspot to hopespot: An opportunity for the Brazilian Atlantic Forest. **Perspectives in Ecology and Conservation**, v. 16, n. 4, p. 208-214, 2018.
- RIBEIRO, J. W., *et al.* Assessing amphibian disease risk across tropical streams while accounting for imperfect pathogen detection. **Oecologia**, v. 193, p. 237-248, 2020.
- RIBEIRO, M. C., *et al.* The Brazilian Atlantic Forest: how much is left, and how is the remaining forest distributed? Implications for conservation. **Biological Conservation**, v. 142, n. 6, p. 1141-1153, 2009.
- RODRIGUES, A. S. L.; CAZALIS, V. The multifaceted challenge of evaluating protected area effectiveness. **Nature Communications**, v. 11, n. 1, p. 5147, 2020.
- ROSENBLUM, E. B., *et al.* The deadly chytrid fungus: a story of an emerging pathogen. **PLoS Pathogens**, v. 6, n. 1, p. e1000550, 2010.
- ROSSA-FERES, D. D. C., *et al.* Anfíbios da Mata Atlântica: lista de espécies, histórico dos estudos, biologia e conservação. **Revisões em Zoologia: Mata Atlântica**, v. 1, p. 237-314, 2017.
- ROWLEY, J. J. L.; ALFORD, R. A. (2007). Behaviour of Australian rainforest stream frogs may affect the transmission of chytridiomycosis. **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 77, n. 1, p.1-9, 2007.
- RUANO-FAJARDO, G.; TOLEDO, L. F.; MOTT, T. Jumping into a trap: high prevalence of chytrid fungus in the preferred microhabitats of a bromeliad-specialist frog. **Diseases of aquatic Organisms**, v. 121, n. 3, p. 223-232, 2016.
- RUGGERI, J., *et al.* Discovery of wild amphibians infected with *Ranavirus* in Brazil. **Journal of Wildlife Diseases**, v. 55, n. 4, p. 897-902, 2019.
- RUGGERI, J., *et al.* Predominant prevalence of *Ranavirus* in southern Brazil, a region with widespread occurrence of the amphibian chytrid. **Animal Conservation**, v. 27, n. 3, p. 338-349, 2024.
- RYLANDS, A. B.; BRANDON, K. Unidades de conservação brasileiras. **Megadiversidade**, v. 1, n. 1, p. 27-35, 2005.
- SCARANO, F. R. Structure, function and floristic relationships of plant communities in stressful habitats marginal to the Brazilian Atlantic Rainforest. **Annals of Botany**, v. 90, n. 4, p. 517-524, 2002.
- SCHEELE, B. C., *et al.* Amphibian fungal panzootic causes catastrophic and ongoing loss of biodiversity. **Science**, v. 363, n. 6434, p. 1459-1463, 2019.
- SEARLE, C. L., *et al.* Differential host susceptibility to *Batrachochytrium dendrobatidis*, an emerging amphibian pathogen. **Conservation Biology**, v. 25, n. 5, p. 965-974, 2011.
- BECKER, C. G.; ZAMUDIO, K. R. *et al.* Tropical amphibian populations experience higher disease risk in natural habitats. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 108, n. 24, p. 9893-9898, 2011.
- SEGALLA, M. V. *et al.* List of Brazilian amphibians. **Herpetologia brasileira**, v. 10, n. 1, p. 121-216, 2021.
- SILVA, J. D.; CASTELETTI, C. H. M. Status of the biodiversity of the Atlantic Forest of Brazil. In: GALINDO-LEAL, C.; CÂMARA, I.G. (Eds.). **The Atlantic Forest of South America: Biodiversity Status, Threats, and Outlook**. Washington, D.C.: CABS e Island Press, 2003. p. 43–59.

- SKERRATT, L. F., *et al.* Spread of chytridiomycosis has caused the rapid global decline and extinction of frogs. **EcoHealth**, v. 4, n. 2, p. 125-134, 2007.
- SOS MATA ATLÂNTICA. **Mata Atlântica**. 2024. Disponível em: <<https://www.sosma.org.br/causas/mata-atlantica>>. Acesso em: 20 fev. 2023.
- STUART, S. N., *et al.* Status and trends of amphibian declines and extinctions worldwide. **Science**, v. 306, n. 5702, p. 1783-1786, 2004.
- TABARELLI, M.; MELO, M. D. V. C.; LIRA, O. C. A Mata Atlântica do nordeste. Rio de Janeiro: **MMA**, 2006.
- TEACHER, A. G. F.; CUNNINGHAM, A. A.; GARNER, T. W. J. Assessing the long-term impact of ranavirus infection in wild common frog populations. **Animal Conservation**, v. 13, n. 5, p. 514-522, 2010.
- TOLEDO, L. F. *et al.* A Brazilian anuran (*Hylodes magalhaesi*: Leptodactylidae) infected by *Batrachochytrium dendrobatidis*: a conservation concern. **Amphibian and Reptile Conservation**, v. 4, n. 1, p. 17-21, 2006.
- TOLEDO, L. F., *et al.* A retrospective overview of amphibian declines in Brazil's Atlantic Forest. **Biological Conservation**, v. 277, p. 109845, 2023.
- TREVISAN, C. C. *et al.* **Cryptic diversity and ancient diversification in the northern Atlantic Forest *Pristimantis* (Amphibia, Anura, Craugastoridae)**. Molecular phylogenetics and evolution, v. 148, p. 106811, 2020.
- TSCHARNER, T., *et al.* Parâmetros abióticos da Reserva Biológica de Pedra Talhada. In: STUDER, A.; NUSBAUMER, L; SPICHIGER, R. (Eds.). **Biodiversidade da Reserva Biológica de Pedra Talhada Alagoas, Pernambuco, Brasil**. Pregny-Chambésy: Boissiera, 2015. v. 68, p. 39–58.
- Urbano, F., *et al.* Enhancing biodiversity conservation and monitoring in protected areas through efficient data management. **Environmental Monitoring and Assessment**, v. 196, n. 1, p. 12, 2024.
- VALENCIA-AGUILAR, A., *et al.* Chytrid fungus acts as a generalist pathogen infecting species-rich amphibian families in Brazilian rainforests. **Diseases of aquatic organisms**, v. 114, n. 1, p. 61-67, 2015.
- VALENCIA-AGUILAR, A., *et al.* Seasonality, environmental factors, and host behavior linked to disease risk in stream-dwelling tadpoles. **Herpetologica**, v. 72, n. 2, p. 98-106, 2016.
- Voyles, J., *et al.* Electrolyte depletion and osmotic imbalance in amphibians with chytridiomycosis. **Diseases of aquatic organisms**, v. 77, n. 2, p. 113-118, 2007.
- VOYLES, J.; ROSENBLUM, E. B.; BERGER, L. Interactions between *Batrachochytrium dendrobatidis* and its amphibian hosts: a review of pathogenesis and immunity. **Microbes and infection**, v. 13, n. 1, p. 25-32, 2011.
- VREDENBURG, V. T., *et al.* Dynamics of an emerging disease drive large-scale amphibian population extinctions. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 107, n. 21, p. 9689-9694, 2010.
- WADDLE, J. H., *et al.* *Batrachochytrium salamandrivorans* (Bsal) not detected in an intensive survey of wild North American amphibians. **Scientific reports**, v. 10, n. 1, p. 13012, 2020.
- WOODHAMS, D. C.; ALFORD, R. A.; MARANTELLI, G. Emerging disease of amphibians cured by elevated body temperature. **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 82, n. 2, p.113-118, 2023.
- ZAMANI, A. *et al.* The future of zoological taxonomy is integrative, not minimalist. **Systematics and Biodiversity**, v. 20, n. 1, p. 1-14, 2022.
- ZIPKIN, E. F. *et al.* Tropical snake diversity collapses after widespread amphibian loss. **Science**, v. 367, n. 6479, p. 814-816, 2020.

APÊNDICES

APÊNDICE A – Indivíduos de anfíbios anuros amostrados quando a infecção por *Batrachochytrium dendrobatidis* na estação de coleta Barragem dos Maias (ECA), Reserva Biológica de Pedra Talhada, Quebrangulo, Alagoas, Brasil, entre 18 e 20 de janeiro de 2019.

Número de campo	Família	Espécie	Resultado	Zoósporos equivalentes
ECA001	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00
ECA002	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00
ECA003	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00
ECA004	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00
ECA005	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00
ECA006	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00
ECA007	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00

ECA008	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00
ECA009	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00
ECA010	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00
ECA011	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00
ECA012	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00
ECA013	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00
ECA014	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00
ECA015	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00
ECA016	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00
ECA017	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00
ECA018	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00
ECA019	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00
ECA020	Bufonidae	<i>Rhinella crucifer</i>	Negativo	0,00
ECA021	Bufonidae	<i>Rhinella crucifer</i>	Negativo	0,00
ECA022	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0,00
ECA023	Bufonidae	<i>Rhinella diptycha</i>	Negativo	0,00
ECA024	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0,00
ECA025	Bufonidae	<i>Rhinella crucifer</i>	Negativo	0,00
ECA026	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECA027	Bufonidae	<i>Rhinella crucifer</i>	Negativo	0,00
ECA028	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0,00
ECA029	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECA030	Bufonidae	<i>Rhinella crucifer</i>	Negativo	0,00
ECA031	Hylidae	<i>Scinax auratus</i>	Negativo	0,00
ECA032	Bufonidae	<i>Rhinella crucifer</i>	Negativo	0,00
ECA033	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00
ECA034	Hylidae	<i>Boana semilineata</i>	Negativo	0,00
ECA035	Hylidae	<i>Scinax auratus</i>	Negativo	0,00
ECA036	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0,00
ECA037	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0,00
ECA038	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECA039	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECA040	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0,00
ECA041	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECA042	Hylidae	<i>Scinax auratus</i>	Negativo	0,00
ECA043	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECA044	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECA045	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECA046	Bufonidae	<i>Rhinella granulosa</i>	Negativo	0,00
ECA047	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00
ECA048	Hylidae	<i>Scinax auratus</i>	Negativo	0,00
ECA049	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00
ECA050	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECA051	Hylidae	<i>Boana semilineata</i>	Negativo	0,00
ECA052	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0,00
ECA053	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECA054	Hylidae	<i>Boana semilineata</i>	Negativo	0,00
ECA055	Hylidae	<i>Boana semilineata</i>	Negativo	0,00
ECA056	Hylidae	<i>Boana semilineata</i>	Negativo	0,00
ECA057	Hylidae	<i>Scinax nebulosus</i>	Negativo	0,00
ECA058	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Positivo	1.788,04
ECA059	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00

ECA060	Hylidae	<i>Boana semilineata</i>	Negativo	0,00
ECA061	Hylidae	<i>Boana semilineata</i>	Negativo	0,00
ECA062	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00
ECA063	Hylidae	<i>Boana semilineata</i>	Negativo	0,00
ECA064	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECA065	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00
ECA066	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Positivo	22,64
ECA067	Hylidae	<i>Scinax auratus</i>	Negativo	0,00
ECA068	Bufonidae	<i>Rhinella crucifer</i>	Negativo	0,00
ECA069	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00
ECA070	Hylidae	<i>Scinax auratus</i>	Negativo	0,00
ECA071	Hylidae	<i>Boana semilineata</i>	Negativo	0,00
ECA072	Hylidae	<i>Boana semilineata</i>	Negativo	0,00
ECA073	Hylidae	<i>Scinax auratus</i>	Negativo	0,00
ECA074	Hylidae	<i>Boana crepitans</i>	Negativo	0,00
ECA075	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00
ECA076	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00
ECA077	Hylidae	<i>Scinax nebulosus</i>	Negativo	0,00
ECA078	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00
ECA079	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00
ECA080	Hylidae	<i>Boana semilineata</i>	Negativo	0,00
ECA081	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00
ECA082	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00
ECA083	Hylidae	<i>Boana semilineata</i>	Negativo	0,00
ECA084	Hylidae	<i>Boana semilineata</i>	Negativo	0,00
ECA085	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0,00
ECA086	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECA087	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00
ECA088	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00
ECA089	Hylidae	<i>Boana semilineata</i>	Negativo	0,00
ECA090	Hylidae	<i>Scinax nebulosus</i>	Positivo	154,23

APÊNDICE B – Indivíduos amostrados quando a infecção por *Batrachochytrium dendrobatidis* na estação de coleta Barragem da Sede (ECB), Reserva Biológica de Pedra Talhada, Quebrangulo, Alagoas, Brasil, entre 29 e 31 de março de 2019.

Número de campo	Família	Espécie	Resultado	Zoósporos equivalentes
ECB001	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0,00
ECB002	Bufonidae	<i>Rhinella crucifer</i>	Negativo	0,00
ECB003	Hylidae	<i>Dendropsophus haddadi</i>	Negativo	0,00
ECB004	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0,00
ECB005	Hylidae	<i>Dendropsophus haddadi</i>	Negativo	0,00
ECB006	Hylidae	<i>Dendropsophus haddadi</i>	Negativo	0,00
ECB007	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0,00
ECB008	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0,00

ECB009	Hylidae	<i>Dendropsophus haddadi</i>	Negativo	0,00
ECB010	Hylidae	<i>Dendropsophus haddadi</i>	Negativo	0,00
ECB011	Hylidae	<i>Dendropsophus haddadi</i>	Negativo	0,00
ECB012	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0,00
ECB013	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0,00
ECB014	Hylidae	<i>Dendropsophus haddadi</i>	Negativo	0,00
ECB015	Odontophrynidae	<i>Proceratophrys renalis</i>	Negativo	0,00
ECB016	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECB017	Hylidae	<i>Dendropsophus haddadi</i>	Negativo	0,00
ECB018	Hylidae	<i>Dendropsophus haddadi</i>	Negativo	0,00
ECB019	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECB020	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0,00
ECB021	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0,00
ECB022	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0,00
ECB023	Hylidae	<i>Dendropsophus haddadi</i>	Negativo	0,00
ECB024	Hylidae	<i>Dendropsophus haddadi</i>	Negativo	0,00
ECB025	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECB026	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0,00
ECB027	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0,00
ECB028	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0,00
ECB029	Bufonidae	<i>Rhinella crucifer</i>	Negativo	0,00
ECB030	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0,00
ECB031	Hylidae	<i>Dendropsophus haddadi</i>	Negativo	0,00
ECB032	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0,00
ECB033	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0,00
ECB034	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0,00
ECB035	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0,00
ECB036	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Positivo	3,19
ECB037	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Positivo	157,63
ECB038	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Positivo	24,48
ECB039	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Positivo	98,52
ECB040	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0,00
ECB041	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0,00
ECB042	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0,00
ECB043	Hylidae	<i>Corythomantis greeningi</i>	Negativo	0,00
ECB044	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0,00

APÊNDICE C – Indivíduos amostrados quando a infecção por *Batrachochytrium dendrobatidis* na estação de coleta Açude da Nordeste (ECC), Reserva Biológica de Pedra Talhada, Quebrangulo, Alagoas, Brasil, entre 18 e 22 de abril de 2019.

Número de campo	Família	Espécie	Resultado	Zoósporos equivalentes
ECC001	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC002	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC003	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0,00

ECC004	Hylidae	<i>Scinax nebulosus</i>	Negativo	0,00
ECC005	Hylidae	<i>Scinax nebulosus</i>	Negativo	0,00
ECC006	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC007	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC008	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0,00
ECC009	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC010	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0,00
ECC011	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC012	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC013	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0,00
ECC014	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC015	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0,00
ECC016	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC017	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC018	Hylidae	<i>Dendropsophus studerae</i>	Negativo	0,00
ECC019	Hylidae	<i>Scinax auratus</i>	Negativo	0,00
ECC020	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC021	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC022	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC023	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC024	Hylidae	<i>Scinax auratus</i>	Negativo	0,00
ECC025	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC026	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0,00
ECC027	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC028	Hylidae	<i>Sphaenorynchus prasinus</i>	Negativo	0,00
ECC029	Hylidae	<i>Scinax auratus</i>	Negativo	0,00
ECC030	Hylidae	<i>Scinax auratus</i>	Negativo	0,00
ECC031	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC032	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC033	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0,00
ECC034	Hylidae	<i>Scinax auratus</i>	Negativo	0,00
ECC035	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0,00
ECC036	Hylidae	<i>Scinax auratus</i>	Negativo	0,00
ECC037	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0,00
ECC038	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC039	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC040	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC041	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC042	Hylidae	<i>Scinax auratus</i>	Negativo	0,00
ECC043	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC044	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC045	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC046	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0,00
ECC047	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC048	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC049	Hylidae	<i>Scinax auratus</i>	Negativo	0,00
ECC050	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC051	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC052	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC053	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC054	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Positivo	1,90
ECC055	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00

ECC056	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC057	Hylidae	<i>Dendropsophus studerae</i>	Negativo	0,00
ECC058	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC059	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC060	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0,00
ECC061	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC062	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC063	Hylidae	<i>Dendropsophu oliveirai</i>	Negativo	0,00
ECC064	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC065	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0,00
ECC066	Hylidae	<i>Sphaenorynchus prasinus</i>	Negativo	0,00
ECC067	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC068	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC069	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC070	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC071	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC072	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC073	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC074	Hylidae	<i>Scinax auratus</i>	Negativo	0,68
ECC075	Hylidae	<i>Corythomantis greeningi</i>	Negativo	0,42
ECC076	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Positivo	1,23
ECC077	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECC078	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00

APÊNDICE D – Indivíduos amostrados quando a infecção por *Batrachochytrium dendrobatidis* na estação de coleta Açude Carangueja (ECD), Reserva Biológica de Pedra Talhada, Quebrangulo, Alagoas, Brasil, entre 21 e 24 de junho de 2019.

Número de campo	Família	Espécie	Resultado	Zoósporos equivalentes
ECD001	Bufonidae	<i>Rhinella diptycha</i>	Negativo	0,00
ECD002	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0,00
ECD003	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0,00
ECD004	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00
ECD005	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,48
ECD006	Bufonidae	<i>Rhinella diptycha</i>	Negativo	0,00
ECD007	Bufonidae	<i>Rhinella diptycha</i>	Negativo	0,02
ECD008	Bufonidae	<i>Rhinella diptycha</i>	Negativo	0,00
ECD009	Bufonidae	<i>Rhinella diptycha</i>	Negativo	0,00
ECD010	Bufonidae	<i>Rhinella diptycha</i>	Negativo	0,00
ECD011	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus macrosternum</i>	Positivo	28,64
ECD012	Bufonidae	<i>Rhinella diptycha</i>	Negativo	0,00
ECD013	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus vastus</i>	Negativo	0,00

ECD014	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus macrosternum</i>	Negativo	0,00
ECD015	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus macrosternum</i>	Negativo	0,01
ECD016	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00
ECD017	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0,00
ECD018	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00
ECD019	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00
ECD020	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus macrosternum</i>	Negativo	0,00
ECD021	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00
ECD022	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0,00
ECD023	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00
ECD024	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0,00
ECD025	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0,00
ECD026	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0,00
ECD027	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0,00
ECD028	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0,00
ECD029	Leptodactylidae	<i>Physalaemus cuvieri</i>	Negativo	0,00
ECD030	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0,00
ECD031	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus macrosternum</i>	Negativo	0,00
ECD032	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0,00
ECD033	Hylidae	<i>Scinax auratus</i>	Negativo	0,00
ECD034	Phyllomedusidae	<i>Pithecopus gonzagai</i>	Negativo	0,00
ECD035	Leptodactylidae	<i>Physalaemus cuvieri</i>	Negativo	0,00
ECD036	Leptodactylidae	<i>Physalaemus albifrons</i>	Negativo	0,00
ECD037	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0,00
ECD038	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0,00
ECD039	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECD040	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECD041	Leptodactylidae	<i>Physalaemus cuvieri</i>	Negativo	0,00
ECD042	Leptodactylidae	<i>Physalaemus cuvieri</i>	Negativo	0,00
ECD043	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0,30
ECD044	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus macrosternum</i>	Negativo	0,00
ECD045	Phyllomedusidae	<i>Pithecopus gonzagai</i>	Negativo	0,00
ECD046	Phyllomedusidae	<i>Pithecopus gonzagai</i>	Negativo	0,00
ECD047	Phyllomedusidae	<i>Pithecopus gonzagai</i>	Negativo	0,00
ECD048	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus macrosternum</i>	Negativo	0,00
ECD049	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus macrosternum</i>	Negativo	0,00
ECD050	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus macrosternum</i>	Negativo	0,00
ECD051	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus macrosternum</i>	Positivo	1,43
ECD052	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus macrosternum</i>	Negativo	0,80
ECD053	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus macrosternum</i>	Negativo	0,03
ECD054	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0,00
ECD055	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0,00
ECD056	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus macrosternum</i>	Positivo	1,12
ECD057	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0,00
ECD058	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0,00
ECD059	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0,00
ECD060	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0,00
ECD061	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0,00
ECD062	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0,00
ECD063	Leptodactylidae	<i>Physalaemus cuvieri</i>	Negativo	0,00
ECD064	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0,00
ECD065	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0,00

ECD066	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECD067	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0,00
ECD068	Phyllomedusidae	<i>Pithecopus gonzagai</i>	Negativo	0,00
ECD069	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0,00
ECD070	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0,00
ECD071	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0,00
ECD072	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0,00
ECD073	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0,00
ECD074	Leptodactylidae	<i>Physalaemus albifrons</i>	Positivo	3,11
ECD075	Leptodactylidae	<i>Physalaemus albifrons</i>	Negativo	0,00
ECD076	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0,00
ECD077	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0,00
ECD078	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0,00
ECD079	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECD080	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Positivo	24,16
ECD081	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,00
ECD082	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0,00
ECD083	Phyllomedusidae	<i>Pithecopus gonzagai</i>	Negativo	0,00
ECD084	Hylidae	<i>Boana crepitans</i>	Negativo	0,00
ECD085	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00
ECD086	Bufonidae	<i>Rhinella diptycha</i>	Negativo	0,00
ECD087	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0,00
ECD088	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus macrosternum</i>	Negativo	0,00
ECD089	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus macrosternum</i>	Negativo	0,00
ECD090	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0,00
ECD091	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0,00
ECD092	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0,00
ECD093	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0,00
ECD094	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus macrosternum</i>	Negativo	0,00
ECD095	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00
ECD096	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0,00
ECD097	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0,00
ECD098	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,00
ECD099	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus macrosternum</i>	Positivo	142,70
ECD100	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0,00

APÊNDICE E – Indivíduos amostrados quando a infecção por *Batrachochytrium dendrobatidis* na estação de coleta Açude do Zé Hélio (ECE), Reserva Biológica de Pedra Talhada, Quebrangulo, Alagoas, Brasil, em 21 de dezembro de 2019.

Número de campo	Família	Espécie	Resultado	Zoósporos equivalentes
ECE001	Hylidae	<i>Boana crepitans</i>	Negativo	0
ECE002	Odontophrynidae	<i>Odontophrynus carvalhoi</i>	Negativo	0
ECE003	Bufonidae	<i>Rhinella crucifer</i>	Negativo	0
ECE004	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus macrosternum</i>	Negativo	0

ECE005	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECE006	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0
ECE007	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0
ECE008	Hylidae	<i>Boana crepitans</i>	Negativo	0
ECE009	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Positivo	4,84
ECE010	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus macrosternum</i>	Negativo	0
ECE011	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECE012	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECE013	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus macrosternum</i>	Negativo	0
ECE014	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECE015	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus macrosternum</i>	Negativo	0
ECE016	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus macrosternum</i>	Negativo	0
ECE017	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECE018	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECE019	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECE020	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECE021	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0
ECE022	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECE023	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECE024	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECE025	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECE026	Leptodactylidae	<i>Pseudopaludicola mystacalis</i>	Negativo	0
ECE027	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0
ECE028	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECE029	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECE030	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0,28
ECE031	Hylidae	<i>Boana crepitans</i>	Negativo	0
ECE032	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECE033	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECE034	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECE035	Bufonidae	<i>Rhinella diptycha</i>	Negativo	0
ECE036	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus macrosternum</i>	Negativo	0
ECE037	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0,21
ECE038	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus macrosternum</i>	Negativo	0,22
ECE039	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus macrosternum</i>	Negativo	0
ECE040	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0,10
ECE041	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0
ECE042	Hylidae	<i>Boana crepitans</i>	Negativo	0
ECE043	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0,07
ECE044	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus macrosternum</i>	Negativo	0
ECE045	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECE046	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECE047	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0,03
ECE048	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECE049	Hylidae	<i>Boana faber</i>	Negativo	0,09
ECE050	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECE051	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0
ECE052	Leptodactylidae	<i>Physalaemus cuvieri</i>	Negativo	0
ECE053	Leptodactylidae	<i>Physalaemus cuvieri</i>	Negativo	0
ECE054	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0
ECE055	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECE056	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0

ECE057	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0
ECE058	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0
ECE059	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0
ECE060	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECE061	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECE062	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECE063	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECE064	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0
ECE065	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECE066	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus vastus</i>	Negativo	0
ECE067	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECE068	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0,06
ECE069	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0
ECE070	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECE071	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECE072	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0
ECE073	Hylidae	<i>Boana faber</i>	Negativo	0
ECE074	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0
ECE075	Hylidae	<i>Boana crepitans</i>	Negativo	0
ECE076	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0
ECE077	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0
ECE078	Hylidae	<i>Boana crepitans</i>	Negativo	0
ECE079	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus macrosternum</i>	Negativo	0
ECE080	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECE081	Hylidae	<i>Boana crepitans</i>	Negativo	0
ECE082	Hylidae	<i>Boana crepitans</i>	Negativo	0
ECE083	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus macrosternum</i>	Negativo	0
ECE084	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0
ECE085	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus macrosternum</i>	Negativo	0
ECE086	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0
ECE087	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus macrosternum</i>	Positivo	48,46
ECE088	Leptodactylidae	<i>Pseudopaludicola mystacalis</i>	Negativo	0
ECE089	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECE090	Hylidae	<i>Boana crepitans</i>	Negativo	0
ECE091	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECE092	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECE093	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus macrosternum</i>	Negativo	0
ECE094	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECE095	Hylidae	<i>Scinax auratus</i>	Negativo	0
ECE096	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECE097	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0
ECE098	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECE099	Hylidae	<i>Boana faber</i>	Negativo	0
ECE100	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0

APÊNDICE F – Indivíduos amostrados quando a infecção por *Batrachochytrium dendrobatidis* na estação de coleta Profetas (ECF), Reserva Biológica de Pedra Talhada, Quebrangulo, Alagoas, Brasil, em 22 de dezembro de 2019.

Número de campo	Família	Espécie	Resultado	Zoósporos equivalentes
ECF001	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECF002	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECF003	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECF004	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECF005	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECF006	Hylidae	<i>Boana crepitans</i>	Negativo	0
ECF007	Hylidae	<i>Boana crepitans</i>	Negativo	0
ECF008	Hylidae	<i>Boana crepitans</i>	Negativo	0
ECF009	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0
ECF010	Hylidae	<i>Boana crepitans</i>	Negativo	0
ECF011	Bufonidae	<i>Rhinella crucifer</i>	Negativo	0
ECF012	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECF013	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECF014	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECF015	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0
ECF016	Hylidae	<i>Boana faber</i>	Negativo	0
ECF017	Bufonidae	<i>Rhinella granulosa</i>	Negativo	0
ECF018	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECF019	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECF020	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECF021	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0
ECF022	Hylidae	<i>Boana crepitans</i>	Negativo	0
ECF023	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECF024	Bufonidae	<i>Rhinella granulosa</i>	Negativo	0
ECF025	Bufonidae	<i>Rhinella granulosa</i>	Negativo	0
ECF026	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECF027	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0
ECF028	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECF029	Hylidae	<i>Boana crepitans</i>	Negativo	0,32
ECF030	Hylidae	<i>Boana crepitans</i>	Negativo	0
ECF031	Hylidae	<i>Boana crepitans</i>	Negativo	0
ECF032	Hylidae	<i>Boana crepitans</i>	Negativo	0
ECF033	Hylidae	<i>Boana faber</i>	Negativo	0
ECF034	Hylidae	<i>Boana crepitans</i>	Negativo	0
ECF035	Bufonidae	<i>Rhinella granulosa</i>	Negativo	0
ECF036	Hylidae	<i>Boana crepitans</i>	Negativo	0
ECF037	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus vastus</i>	Negativo	0
ECF038	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECF039	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECF040	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECF041	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECF042	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECF043	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECF044	Hylidae	<i>Boana crepitans</i>	Negativo	0
ECF045	Hylidae	<i>Boana crepitans</i>	Negativo	0
ECF046	Hylidae	<i>Boana crepitans</i>	Negativo	0
ECF047	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECF048	Bufonidae	<i>Rhinella granulosa</i>	Negativo	0

ECF049	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0
ECF050	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECF051	Hylidae	<i>Boana faber</i>	Negativo	0
ECF052	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECF053	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECF054	Hylidae	<i>Boana crepitans</i>	Negativo	0
ECF055	Hylidae	<i>Boana crepitans</i>	Negativo	0
ECF056	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECF057	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	n/a	0
ECF058	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	n/a	0
ECF059	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECF060	Bufonidae	<i>Rhinella granulosa</i>	Negativo	0
ECF061	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECF062	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0
ECF063	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECF064	Hylidae	<i>Boana crepitans</i>	Negativo	0
ECF065	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECF066	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0,13
ECF067	Hylidae	<i>Boana crepitans</i>	Negativo	0
ECF068	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECF069	Hylidae	<i>Boana crepitans</i>	Negativo	0
ECF070	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECF071	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus macrosternum</i>	Negativo	0
ECF072	Bufonidae	<i>Rhinella granulosa</i>	Negativo	0
ECF073	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECF074	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECF075	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus macrosternum</i>	Negativo	0
ECF076	Hylidae	<i>Boana crepitans</i>	Negativo	0
ECF077	Hylidae	<i>Boana crepitans</i>	Negativo	0
ECF078	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECF079	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECF080	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECF081	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECF082	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECF083	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECF084	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECF085	Hylidae	<i>Boana crepitans</i>	Negativo	0
ECF086	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECF087	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECF088	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECF089	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECF090	Hylidae	<i>Boana crepitans</i>	Negativo	0
ECF091	Hylidae	<i>Boana crepitans</i>	Negativo	0
ECF092	Hylidae	<i>Boana crepitans</i>	Negativo	0
ECF093	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECF094	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0
ECF095	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECF096	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECF097	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECF098	Hylidae	<i>Boana crepitans</i>	Negativo	0
ECF099	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECF100	Hylidae	<i>Boana faber</i>	Negativo	0

APÊNDICE G – Indivíduos amostrados quando a infecção por *Batrachochytrium dendrobatidis* na estação de coleta Lagoa do Junco (ECG), Reserva Biológica de Pedra Talhada, Quebrangulo, Alagoas, Brasil, em oito de fevereiro de 2020.

Número de campo	Família	Espécie	Resultado	Zoósporos equivalentes
ECG001	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECG002	Hylidae	<i>Boana crepitans</i>	Negativo	0
ECG003	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECG004	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECG005	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECG006	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECG007	Hylidae	<i>Boana faber</i>	Negativo	0
ECG008	Hylidae	<i>Boana faber</i>	Negativo	0
ECG009	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECG010	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECG011	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECG012	Hylidae	<i>Dendropsophus decipiens</i>	Negativo	0
ECG013	Hylidae	<i>Boana faber</i>	Negativo	0
ECG014	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECG015	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECG016	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECG017	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECG018	Hylidae	<i>Sphaenorhynchus cammaeus</i>	Negativo	0
ECG019	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECG020	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECG021	Hylidae	<i>Dendropsophus decipiens</i>	Negativo	0
ECG022	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECG023	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECG024	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECG025	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECG026	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECG027	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECG028	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECG029	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECG030	Hylidae	<i>Boana faber</i>	Negativo	0
ECG031	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECG032	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECG033	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECG034	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECG035	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECG036	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECG037	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECG038	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECG039	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Positivo	1,59

ECG092	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECG093	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECG094	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECG095	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECG096	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECG097	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECG098	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECG099	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECG100	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0

APÊNDICE H – Indivíduos amostrados quando a infecção por *Batrachochytrium dendrobatidis* na estação de coleta Açude do Seu Luís (ECH), Reserva Biológica de Pedra Talhada, Lagoa do Ouro, Pernambuco, Brasil, em 14 de maio de 2021.

Número de campo	Família	Espécie	Resultado	Zoósporos equivalentes
ECH001	Phyllomedusidae	<i>Pithecopus gonzagai</i>	Negativo	0
ECH002	Leptodactylidae	<i>Physalaemus cuvieri</i>	Negativo	0
ECH003	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECH004	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECH005	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECH006	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0
ECH007	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECH008	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECH009	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECH010	Microhylidae	<i>Dermatonotus muelleri</i>	Negativo	0
ECH011	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECH012	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECH013	Hylidae	<i>Dendropsophus studerae</i>	Negativo	0
ECH014	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECH015	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECH016	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0
ECH017	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECH018	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECH019	Phyllomedusidae	<i>Pithecopus gonzagai</i>	Negativo	0
ECH020	Microhylidae	<i>Dermatonotus muelleri</i>	Negativo	0
ECH021	Leptodactylidae	<i>Physalaemus albifrons</i>	Negativo	0
ECH022	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0
ECH023	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECH024	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECH025	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECH026	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECH027	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECH028	Phyllomedusidae	<i>Pithecopus gonzagai</i>	Negativo	0
ECH029	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECH030	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0

ECH031	Leptodactylidae	<i>Physalaemus albifrons</i>	Negativo	0
ECH032	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECH033	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECH034	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECH035	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECH036	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECH037	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECH038	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECH039	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECH040	Hylidae	<i>Scinax x-signatus</i>	Negativo	0
ECH041	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECH042	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECH043	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECH044	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECH045	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECH046	Leptodactylidae	<i>Physalaemus albifrons</i>	Negativo	0
ECH047	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECH048	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECH049	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECH050	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECH051	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECH052	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECH053	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECH054	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECH055	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECH056	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECH057	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECH058	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECH059	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECH060	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECH061	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0
ECH062	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECH063	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0
ECH064	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus latrans</i>	Negativo	0
ECH065	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECH066	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECH067	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0
ECH068	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECH069	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECH070	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus latrans</i>	Negativo	0
ECH071	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECH072	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECH073	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECH074	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECH075	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECH076	Leptodactylidae	<i>Physalaemus albifrons</i>	Negativo	0
ECH077	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECH078	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECH079	Leptodactylidae	<i>Physalaemus albifrons</i>	Negativo	0

APÊNDICE I – Indivíduos amostrados quando a infecção por *Batrachochytrium dendrobatidis* na estação de coleta Barragem do Leopoldo (ECI), Reserva Biológica de Pedra Talhada, Lagoa do Ouro, Pernambuco, Brasil, em 15 de maio de 2021.

Número de campo	Família	Espécie	Resultado	Zoósporos equivalentes
ECI001	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECI002	Hylidae	<i>Dendropsophus haddadi</i>	Negativo	0
ECI003	Hylidae	<i>Dendropsophus haddadi</i>	Negativo	0
ECI004	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0
ECI005	Hylidae	<i>Dendropsophus haddadi</i>	Negativo	0
ECI006	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECI007	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECI008	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0
ECI009	Hylidae	<i>Boana semilineata</i>	Negativo	0
ECI010	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECI011	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0
ECI012	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0
ECI013	Hylidae	<i>Dendropsophu branneri</i>	Negativo	0
ECI014	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0
ECI015	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0
ECI016	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECI017	Hylidae	<i>Boana faber</i>	Negativo	0
ECI018	Hylidae	<i>Boana faber</i>	Negativo	0
ECI019	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0
ECI020	Hylidae	<i>Dendropsophus haddadi</i>	Negativo	0
ECI021	Hylidae	<i>Dendropsophus haddadi</i>	Negativo	0
ECI022	Hylidae	<i>Dendropsophus haddadi</i>	Negativo	0
ECI023	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0
ECI024	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECI025	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECI026	Hylidae	<i>Scinax nebulosus</i>	Positivo	2.228,61
ECI027	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Positivo	13,40
ECI028	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0
ECI029	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0
ECI030	Hylidae	<i>Dendropsophus haddadi</i>	Negativo	0
ECI031	Hylidae	<i>Dendropsophus haddadi</i>	Negativo	0
ECI032	Hylidae	<i>Dendropsophus haddadi</i>	Negativo	0
ECI033	Hylidae	<i>Dendropsophus haddadi</i>	Negativo	0
ECI034	Hylidae	<i>Boana faber</i>	Negativo	0
ECI035	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECI036	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0
ECI037	Hylidae	<i>Dendropsophus haddadi</i>	Negativo	0
ECI038	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0
ECI039	Hylidae	<i>Dendropsophus haddadi</i>	Negativo	0
ECI040	Hylidae	<i>Dendropsophus haddadi</i>	Negativo	0
ECI041	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECI042	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0

ECI043	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0
ECI044	Hylidae	<i>Boana crepitans</i>	Negativo	0
ECI045	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0
ECI046	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0
ECI047	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECI048	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECI049	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECI050	Hylidae	<i>Dendropsophus haddadi</i>	Negativo	0
ECI051	Hylidae	<i>Dendropsophus haddadi</i>	Negativo	0
ECI052	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0
ECI053	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0
ECI054	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0
ECI055	Hylidae	<i>Scinax nebulosus</i>	Negativo	0
ECI056	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECI057	Hylidae	<i>Dendropsophus haddadi</i>	Negativo	0
ECI058	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECI059	Hylidae	<i>Dendropsophus haddadi</i>	Negativo	0
ECI060	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0
ECI061	Hylidae	<i>Dendropsophus haddadi</i>	Negativo	0
ECI062	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0
ECI063	Hylidae	<i>Dendropsophus haddadi</i>	Negativo	0
ECI064	Hylidae	<i>Dendropsophus haddadi</i>	Negativo	0
ECI065	Hylidae	<i>Boana faber</i>	Negativo	0
ECI066	Hylidae	<i>Boana faber</i>	Negativo	0
ECI067	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECI068	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0
ECI069	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECI070	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0
ECI071	Hylidae	<i>Dendropsophus haddadi</i>	Negativo	0
ECI072	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECI073	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0
ECI074	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECI075	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0
ECI076	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECI077	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0
ECI078	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Positivo	809,18
ECI079	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0
ECI080	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0
ECI081	Hylidae	<i>Boana semilineata</i>	Negativo	0
ECI082	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0
ECI083	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0
ECI084	Hylidae	<i>Dendropsophus haddadi</i>	Negativo	0
ECI085	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECI086	Hylidae	<i>Dendropsophus haddadi</i>	Negativo	0
ECI087	Hylidae	<i>Dendropsophus haddadi</i>	Negativo	0
ECI088	Hylidae	<i>Dendropsophus haddadi</i>	Negativo	0
ECI089	Hylidae	<i>Dendropsophus haddadi</i>	Negativo	0
ECI090	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECI091	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECI092	Odontophrynidae	<i>Macrogenioglottus alipioi</i>	Negativo	0

APÊNDICE J – Indivíduos amostrados quando a infecção por *Batrachochytrium dendrobatidis* na estação de coleta Brejo João Ferreira (ECJ), Reserva Biológica de Pedra Talhada, Lagoa do Ouro, Pernambuco, Brasil, em 16 de maio de 2021.

Número de campo	Família	Espécie	Resultado	Zoósporos equivalentes
ECJ001	Leptodactylidae	<i>Pseudopaludicola mystacalis</i>	Negativo	0
ECJ002	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0
ECJ003	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0
ECJ004	Hylidae	<i>Boana exastis</i>	Negativo	0
ECJ005	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus fuscus</i>	Negativo	0
ECJ006	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECJ007	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECJ008	Bufonidae	<i>Rhinella crucifer</i>	Negativo	0
ECJ009	Bufonidae	<i>Rhinella crucifer</i>	Negativo	0
ECJ010	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0
ECJ011	Phyllomedusidae	<i>Pithecopus gonzagai</i>	Negativo	0
ECJ012	Hylidae	<i>Boana crepitans</i>	Negativo	0
ECJ013	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0
ECJ014	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECJ015	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0
ECJ016	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus fuscus</i>	Negativo	0
ECJ017	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECJ018	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0
ECJ019	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECJ020	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Positivo	193,28
ECJ021	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0
ECJ022	Bufonidae	<i>Rhinella diptycha</i>	Negativo	0
ECJ023	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0
ECJ024	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECJ025	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECJ026	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0
ECJ027	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Positivo	188,01
ECJ028	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0
ECJ029	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus fuscus</i>	Negativo	0
ECJ030	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0
ECJ031	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0
ECJ032	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECJ033	Leptodactylidae	<i>Physalaemus cuvieri</i>	Negativo	0
ECJ034	Leptodactylidae	<i>Physalaemus cuvieri</i>	Negativo	0
ECJ035	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0
ECJ036	Phyllomedusidae	<i>Pithecopus gonzagai</i>	Negativo	0
ECJ037	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECJ038	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0
ECJ039	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECJ040	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECJ041	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0
ECJ042	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus fuscus</i>	Negativo	0

ECJ043	Hylidae	<i>Dendropsophus</i> sp.	Negativo	0,01
ECJ044	Hylidae	<i>Dendropsophus</i> sp.	Negativo	0
ECJ045	Phyllomedusidae	<i>Pithecopus gonzagai</i>	Negativo	0
ECJ046	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECJ047	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECJ048	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECJ049	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0
ECJ050	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus fuscus</i>	Negativo	0
ECJ051	Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	Negativo	0
ECJ052	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECJ053	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECJ054	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECJ055	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Positivo	203,56
ECJ056	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus fuscus</i>	Negativo	0
ECJ057	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECJ058	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0,16
ECJ059	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECJ060	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECJ061	Hylidae	<i>Boana exastis</i>	Negativo	0
ECJ062	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0

APÊNDICE K – Indivíduos amostrados quando a infecção por *Batrachochytrium dendrobatidis* na estação de coleta Palmeira (ECK), Reserva Biológica de Pedra Talhada, Lagoa do Ouro, Pernambuco, Brasil, em 26 de novembro de 2021.

Número de campo	Família	Espécie	Resultado	Zoósporos equivalentes
ECK001	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0
ECK002	Bufonidae	<i>Rhinella crucifer</i>	Negativo	0
ECK003	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECK004	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0
ECK005	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECK006	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECK007	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0
ECK008	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECK009	Phyllomedusidae	<i>Pithecopus gonzagai</i>	Negativo	0
ECK010	Hylidae	<i>Boana faber</i>	Negativo	0
ECK011	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECK012	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECK013	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECK014	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECK015	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECK016	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECK017	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0

ECK018	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECK019	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECK020	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECK021	Hylidae	<i>Dendropsophus albifrons</i>	Negativo	0
ECK022	Hylidae	<i>Dendropsophus branneri</i>	Negativo	0
ECK023	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECK024	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECK025	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECK026	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECK027	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECK028	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECK029	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECK030	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECK031	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECK032	Phyllomedusidae	<i>Pithecopus gonzagai</i>	Negativo	0
ECK033	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECK034	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECK035	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECK036	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECK037	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECK038	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECK039	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECK040	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Positivo	34,85
ECK041	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0,64
ECK042	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECK043	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECK044	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECK045	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECK046	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECK047	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECK048	Hylidae	<i>Scinax auratus</i>	Negativo	0
ECK049	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECK050	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECK051	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECK052	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0
ECK053	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECK054	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECK055	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECK056	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECK057	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECK058	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECK059	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECK060	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECK061	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECK062	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECK063	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECK064	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECK065	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECK066	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECK067	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECK068	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECK069	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0

ECK070	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECK071	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECK072	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECK073	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Positivo	2,19
ECK074	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECK075	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECK076	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECK077	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECK078	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECK079	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECK080	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECK081	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECK082	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECK083	Leptodactylidae	<i>Physalaemus albifrons</i>	Negativo	0
ECK084	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0,72
ECK085	Hylidae	<i>Dendropsophus elegans</i>	Negativo	0
ECK086	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECK087	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECK088	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECK089	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECK090	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0
ECK091	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECK092	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECK093	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECK094	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0
ECK095	Hylidae	<i>Boana faber</i>	Negativo	0
ECK096	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECK097	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECK098	Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	Negativo	0
ECK099	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0
ECK100	Hylidae	<i>Boana crepitans</i>	Negativo	0

APÊNDICE L – Indivíduos amostrados quando a infecção por *Batrachochytrium dendrobatidis* na estação de coleta Brejo da Borda (ECL), Reserva Biológica de Pedra Talhada, Lagoa do Ouro, Pernambuco, Brasil, em 27 de novembro de 2021.

Número de campo	Família	Espécie	Resultado	Zoósporos equivalentes
ECL001	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0
ECL002	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECL003	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECL004	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECL005	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECL006	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0

ECL007	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECL008	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECL009	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECL010	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Positivo	9,21
ECL011	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECL012	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECL013	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECL014	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECL015	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECL016	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Positivo	1,43
ECL017	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Positivo	92,05
ECL018	Leptodactylidae	<i>Physalaemus</i> sp.	Negativo	0
ECL019	Leptodactylidae	<i>Physalaemus cuvieri</i>	Negativo	0
ECL020	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Positivo	1,28
ECL021	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECL022	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECL023	Hylidae	<i>Boana faber</i>	Negativo	0
ECL024	Leptodactylidae	<i>Adenomera hylaedactyla</i>	Negativo	0
ECL025	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECL026	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECL027	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECL028	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0
ECL029	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0
ECL030	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus macrosternum</i>	Negativo	0
ECL031	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECL032	Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	Negativo	0
ECL033	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECL034	Leptodactylidae	<i>Physalaemus cuvieri</i>	Negativo	0
ECL035	Hylidae	<i>Boana faber</i>	Negativo	0
ECL036	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus fuscus</i>	Negativo	0
ECL037	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0,84
ECL038	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECL039	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECL040	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECL041	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus macrosternum</i>	Negativo	0
ECL042	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECL043	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECL044	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECL045	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECL046	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
ECL047	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECL048	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECL049	Hylidae	<i>Scinax eurydice</i>	Negativo	0
ECL050	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECL051	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECL052	Craugastoridae	<i>Pristimantis ramagii</i>	Negativo	0
ECL053	Bufonidae	<i>Rhinella granulosa</i>	Negativo	0
ECL054	Bufonidae	<i>Rhinella crucifer</i>	Negativo	0
ECL055	Leptodactylidae	<i>Leptodactylus natalensis</i>	Negativo	0
