



Uema
UNIVERSIDADE ESTADUAL
DO MARANHÃO

UNIVERSIDADE ESTADUAL DO MARANHÃO
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO PROFISSIONAL EM DEFESA SANITÁRIA
ANIMAL - CURSO DE DOUTORADO

ANALY CASTRO LUSTOSA CAVALCANTE

**COCCÍDIOS EM AVES SILVESTRES DA ILHA DO MARANHÃO: uma ameaça à
saúde animal e à biodiversidade? desvendando os riscos e buscando soluções**

São Luís
2025

ANALY CASTRO LUSTOSA CAVALCANTE

COCCÍDIOS EM AVES SILVESTRES DA ILHA DO MARANHÃO: uma ameaça à saúde animal e à biodiversidade? desvendando os riscos e buscando soluções

Tese apresentada ao Programa de Pós-graduação Profissional em Defesa Sanitária Animal da Universidade Estadual do Maranhão como requisito para obtenção do título de Doutora em Defesa Sanitária Animal.

Orientadora: Profa. Dra. Maria do Socorro Costa Oliveira.

Coorientadora: Profa. Dra. Larissa Sarmiento dos Santos.

Coorientador: Prof. Dr. Francisco Borges Silva.

São Luís
2025

Cavalcante, Analy Castro Lustosa.

Coccídios em aves silvestres da ilha do Maranhão: uma ameaça à saúde animal e à biodiversidade? desvendando os riscos e buscando soluções. / Analy Castro Lustosa Cavalcante. – São Luís (MA), 2025.

185p.

Tese (Doutorado em Defesa Sanitária Animal/PPGPDSA) Universidade Estadual do Maranhão - UEMA, 2025.

Orientadora: Profa. Dra. Maria do Socorro Costa Oliveira.

Coorientadora: Profa. Dra. Larissa Sarmento dos Santos.

Coorientador: Prof. Dr. Francisco Borges Silva.

1. Coccídios. 2. Aves Silvestres. 3. Vigilância ativa. Título.

CDU:595.752(812.1)

Elaborado por Luciana de Araújo - CRB 13/445

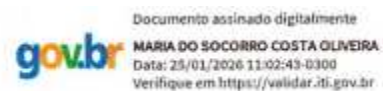
ANALY CASTRO LUSTOSA CAVALCANTE

COCCÍDIOS EM AVES SILVESTRES DA ILHA DO MARANHÃO: uma ameaça à saúde animal e à biodiversidade? desvendando os riscos e buscando soluções

Tese apresentada junto ao Programa de Pós-graduação Profissional em Defesa Sanitária Animal da Universidade Estadual do Maranhão como requisito para obtenção do título de Doutora em Defesa Sanitária Animal.

Aprovado em: 12/009/22025.

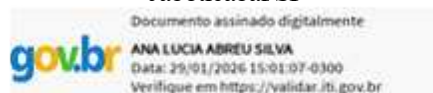
BANCA EXAMINADORA



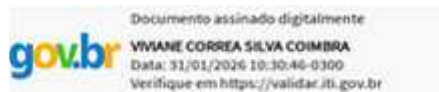
Profa. Dra. Maria do Socorro Costa Oliveira (Orientadora)
Universidade Estadual do Maranhão

Profa. Dra. Rosangela Zacarias Machado

Universidade Estadual Paulista (UNESP), Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias (FCAV), Campus de Jaboticabal/SP



Profa. Dra. Ana Lúcia Abreu Silva
Universidade Estadual do Maranhão



Profa. Dra. Viviane Correa Silva Coimbra
Universidade Estadual do Maranhão



Profa. Dra. Carla Janaina Rebouças Marques do Rosário
Universidade Estadual do Maranhão

Dedico este estudo a Deus, à minha família, especialmente a Alex Robespierre e Natália, cuja presença e apoio me deram força para seguir em frente. Com carinho e saudade, dedico também ao meu pai (in memoriam), que me ensinou, com seu exemplo, o verdadeiro significado de força e honestidade.

AGRADECIMENTOS

A Deus, pela presença constante, por conceder-me forças nos momentos mais difíceis e por iluminar o caminho que me conduziu até aqui.

À minha orientadora e aos meus coorientadores, quero expressar minha mais profunda gratidão. A dedicação incansável, a orientação firme e segura, e a confiança que depositaram em meu trabalho foram os pilares que sustentaram toda a minha jornada acadêmica. Cada passo nessa caminhada só foi possível e bem-sucedido graças ao compromisso constante de vocês em minha formação e ao apoio inestimável em cada etapa. Muito Obrigada, professora Socorro, Professora Larissa e Professor Francisco.

À minha mãe, por ser meu alicerce, exemplo de força, e por caminhar ao meu lado com paciência e dedicação nos momentos mais desafiadores da minha aprendizagem, ajudando-me, com amor e constância, a encontrar meu próprio jeito de aprender e seguir em frente.

Ao meu esposo, por estar comigo em todos os momentos, nas dúvidas, nos acertos, nos dias difíceis e nas pequenas vitórias. Obrigada pelo companheirismo, pela paciência e por mergulhar junto comigo nessa jornada mais uma vez. Você participou ativamente, enfrentou os desafios ao meu lado e comemorou cada conquista. Nada disso teria acontecido sem sua presença e apoio de todos os dias.

À minha filha, por sua paciência, compreensão nos períodos de maior exigência e por todo o auxílio com as questões relacionadas à essa tese. Tenho orgulho de você por ser companheira, autêntica, amiga e, acima de tudo, uma filha que assume suas responsabilidades com maturidade e determinação. Sua ajuda e sua presença constante foram fundamentais nesta caminhada.

Às minhas irmãs, Alaise e Denise, que são pilares em minha vida. A vocês, minha gratidão é imensurável. Alaise, pelo apoio constante, pela presença afetuosa e pelas palavras que tantas vezes me fortaleceram nos momentos de incerteza. Denise, pelo suporte técnico e científico, além do apoio emocional que jamais me faltou. Sem vocês duas, eu não teria conseguido chegar até aqui. A presença de vocês foi determinante em cada etapa desta caminhada, tanto pessoal quanto acadêmica. Obrigada por tudo.

Ao meu pai e ao meu irmão, **in memoriam**, presto minha homenagem com amor e saudade. Seus ensinamentos, exemplos e a lembrança de suas vidas continuam sendo fonte de inspiração e motivação para mim.

À minha sogra, **in memoriam**, deixo registrado meu carinho e reconhecimento por sua contribuição afetiva em minha vida.

À Ana Isabela e Karolina Simas, pela colaboração imprescindível na realização das análises laboratoriais na UEMA. Sua disponibilidade e dedicação foram determinantes para o andamento desta pesquisa. Muito Obrigada.

Às professoras Rosangela, Viviane, Nancy, Carla, Andréa e Amanda, e ao professor Daniel, expresso minha sincera gratidão pelo apoio prestado ao longo desta trajetória. Estendo esse agradecimento à secretária e amiga Conceição, cuja disponibilidade e gentileza contribuíram significativamente para o bom andamento do processo.

Aos colegas do Laboratório Cernitas, minha gratidão pela parceria, confiança e apoio, mesmo diante dos inúmeros desafios enfrentados ao longo deste percurso. Em especial, agradeço ao Daniel, Erlin e Amadeu, pela compreensão, incentivo e suporte contínuo durante toda esta jornada acadêmica.

Aos colegas da Vigilância Sanitária, registro meu agradecimento pelo incentivo, pela colaboração e pela compreensão demonstrados ao longo do desenvolvimento desta pesquisa. Em especial, agradeço ao chefe Etevaldo, pela paciência e compreensão diante das minhas ausências; às irmãs do coração Ivana e Iracilda, pelo apoio constante e amizade sincera; e aos amigos Raimundo Nonato, Paulo Jessé, Luiz Magno, Denis, Expedito, Elayne e Jackcilene por estarem sempre presentes com palavras de encorajamento e companheirismo genuínos.

A todos que, de alguma forma, contribuíram direta ou indiretamente para a concretização deste trabalho, registro aqui meu sincero reconhecimento e profundo agradecimento.

Talvez não tenha conseguido fazer o melhor,
mas lutei para que o melhor fosse feito. Não
sou o que deveria ser, mas Graças a Deus, não
sou o que era antes.

Marthin Luther King

RESUMO

A coccidiose, causada por protozoários intracelulares da família *Eimeriidae*, principalmente dos gêneros *Eimeria* e *Isospora*, tem sido historicamente subestimada no contexto da avifauna silvestre brasileira, embora configure uma ameaça relevante à saúde animal e à biodiversidade. Este estudo apresenta o primeiro levantamento sistemático da ocorrência de coccídios em aves silvestres na Ilha do Maranhão, região ecologicamente estratégica do Nordeste brasileiro, caracterizada por ecossistemas costeiros e pela presença de aves residentes e migratórias. Foram coletadas 136 amostras fecais entre 2022 e 2024, durante três expedições sazonais (abril/2022, setembro/2023 e abril/2024), realizadas preferencialmente no período matutino (6h às 11h), correspondente ao pico de atividade das espécies-alvo. Cada amostra foi dividida em duas alíquotas: uma submetida à triagem coproparasitológica até 48 horas após a coleta, e outra armazenada a -30°C para posterior extração de DNA e análise molecular. Na triagem coproparasitológica, 5,15% (7/136) das amostras apresentaram exclusivamente oocistos de coccídios e 9,56% (13/136) revelaram a presença concomitante de oocistos de coccídios e ovos de helmintos, totalizando 14,70% ($\pm 4,94\%$) de positividade. Das 20 amostras positivas, 30% (6/20) foram confirmadas por PCR para protozoários dos gêneros *Eimeria* ou *Isospora*. Entre essas, duas amostras foram submetidas ao sequenciamento molecular, resultando na identificação de uma delas até o nível de gênero como *Isospora* spp., caracterizando o primeiro registro molecular desse gênero na avifauna da Ilha do Maranhão. Os resultados destacam a importância da vigilância em saúde animal e ambiental em áreas de sobreposição ecológica entre fauna silvestre e ambientes antrópicos. Embora não apresentem risco zoonótico direto, os coccídios podem comprometer a conservação da biodiversidade e a sanidade de espécies domésticas, reforçando a necessidade de estratégias de vigilância continuada. A combinação entre originalidade, escopo regional inédito e rigor metodológico confere robustez científica e aplicabilidade prática à pesquisa, evidenciando a importância da educação ambiental e do envolvimento da sociedade civil na preservação da biodiversidade.

Palavras-chave: *Coccídios; aves silvestres; vigilância ativa; saúde única.*

ABSTRACT

Coccidiosis, caused by intracellular protozoa of the Eimeriidae family—primarily of the genera *Eimeria* and *Isospora*—has historically been underestimated within the context of Brazilian wild avifauna, despite representing a significant threat to animal health and biodiversity. This study presents the first systematic survey of coccidian occurrence in wild birds on Maranhão Island, an ecologically strategic region in northeastern Brazil characterized by coastal ecosystems and the presence of both resident and migratory bird species. A total of 136 fecal samples were collected between 2022 and 2024 during three seasonal expeditions (April/2022, September/2023, and April/2024), conducted preferably in the morning hours (6:00 to 11:00 a.m.), which correspond to the peak activity of target species. Each sample was divided into two aliquots: one underwent coproparasitological screening within 48 hours of collection, while the other was stored at -30°C for subsequent DNA extraction and molecular analysis. Coproparasitological screening revealed that 5.15% (7/136) of the samples contained only coccidian oocysts, and 9.56% (13/136) showed concomitant presence of coccidian oocysts and helminth eggs, totaling a 14.70% ($\pm 4.94\%$) positivity rate. Among the 20 positive samples, 30% (6/20) were confirmed by PCR for protozoa of the genera *Eimeria* or *Isospora*. Two of these samples were subjected to molecular sequencing, with one identified to the genus level as *Isospora* spp., constituting the first molecular record of this genus in the avifauna of Maranhão Island. These findings underscore the importance of animal and environmental health surveillance in areas of ecological overlap between wild fauna and anthropogenic environments. Although coccidia do not pose a direct zoonotic risk, they may compromise biodiversity conservation and the health of domestic species, reinforcing the need for sustained monitoring strategies. The combination of originality, unprecedented regional scope, and methodological rigor provides scientific robustness and practical applicability to the study, highlighting the role of environmental education and public engagement in biodiversity conservation.

Keywords: Coccidia; wild birds; active surveillance; One Health.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

CAPÍTULO II

Figura 1	Árvore hipotética do Filo Apicomplexa, extraído do, Wikipédia, 2011	24
Figura 2	Etapas do Ciclo de Vida de Eimeria spp	28
Figura 3	Proporcionalidade das espécies de aves do Brasil em relação a condição de ocorrência	36

CAPÍTULO III

Figura 4	Mapa dos locais de amostragem de aves silvestres nos municípios de São Luís e Raposa, Maranhão, Brasil.....	55
Figura 5	Procedimento de coleta direta de fezes em diferentes tipos de substrato	58
Figura 6	Rede instalada nas copas das árvores para possível coleta de fezes diretamente das aves em habitat natural	59
Figura 7	Identificação visual de aves silvestres em habitat natural no momento da coleta de amostras fecais.....	59
Figura 8	Oocistos de protozoários, oocisto de protozoário e ovo de helminto observados em amostras fecais de aves silvestres por microscopia óptica	64
Figura 9	Resultado da eletroforese das amostras positivas para coccídios detectada por Nested-PCR, com (A) três amostras positivas, (B) duas amostras positivas e (C) uma amostra positiva, além do controle negativo (CN) sem amplificação	67

CAPÍTULO IV

Quadro 1	Critérios de inclusão e exclusão de aves para monitoramento	87
Figura 1	Mapa mental dos materiais e equipamentos necessários para a coleta de amostras	92
Figura 2	Mapa mental dos procedimentos para a coleta e transporte de amostras de aves	94
Quadro 2	Critérios de aceitação.....	95
Quadro 3	Critérios de rejeição e ações corretivas	95
Figura 3	Fluxograma do processo de avaliação das amostras recebidas no laboratório	96
Figura 4	Fluxograma que resume o processo de vigilância epidemiológica da coccidiose	100
Figura 5	Fluxo operacional do sistema de vigilância.....	104

LISTA DE TABELAS

CAPÍTULO II

Tabela 1	Classificação taxonômica dos gêneros <i>Isospora</i> e <i>Eimeria</i> , com destaque para as categorias taxonômicas relevantes para este estudo	26
Tabela 2	Análise Morfológica dos Oocistos de Coccídios.....	30
Tabela 3	Características ecológicas e comportamentais da ordem pelecaniformes observadas na Ilha do Maranhão	39
Tabela 4	Características Ecológicas e Comportamentais da Ordem Charadriiformes na Ilha do Maranhão	40

CAPÍTULO III

Tabela 5	Frequência de infecção por protozoários e por protozoários/helmintos em aves silvestres coletadas nos municípios de São Luís e Raposa, Maranhão (2022–2024), com base nos métodos parasitológicos de Sedimentação Espontânea e Flutuação (Willis).....	65
----------	--	----

CAPÍTULO IV

Tabela 1	Prevalência de Coccídios em Aves Silvestres por região	81
Tabela 2	Hierarquização das Estratégias de Resposta em Caso de Detecção de Foco de Coccidiose.....	106
Tabela 3	Estimativa Orçamentária para Execução Anual das Atividades Técnicas	110

CAPÍTULO V

Tabela 1	Análise Morfológica dos Oocistos de Coccídios.....	165
----------	--	-----

SUMÁRIO

CAPÍTULO I

1	INTRODUÇÃO GERAL	15
1.1	Justificativa da Pesquisa	16
1.2	Hipótese Geral da Pesquisa	17
1.3	Objetivos	18
1.3.1	Geral	18
1.3.2	Específicos	18
1.4	Estrutura da Tese	18
	Referências	20

CAPÍTULO II

2	FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA.....	23
2.1	Filo Apicomplexo.....	23
2.1.1	Coccídios: classificação e ciclo biológico	24
2.1.2	Transmissão	28
2.2	Métodos Diagnósticos	29
2.3	Fauna parasitária em aves silvestres de vida livre	31
2.4	Aves silvestres de vida livre.....	34
2.4.1	Aves silvestres de vida livre no Maranhão	37
2.5	Aspectos Ecológicos da Comunidade Aviária	38
2.5.1	Ordem Passeriformes Linnaeus, 1758	38
2.5.2	Ordem Charadriiformes, Huxley, 1867	39
2.5.3	Legislações para conservação da fauna brasileira e maranhense	40
2.5.4	Impactos na biodiversidade e na saúde única	42
	REFERÊNCIAS.....	44

CAPÍTULO III

3	MÉTODOS, RESULTADOS E DISCUSSÃO	54
3.1	Local de Estudo	54
3.2	Tamanho da Amostra e Justificativa Estatística	55
3.3	Coleta de Amostra.....	56
3.4	Análise de Dados	59

3.5	Procedimentos das Análises Coproparasitológicas	60
3.5.1	Método de Flutuação (Willis)	60
3.5.2	Método de Sedimentação Espontânea (Lutz-Hoffman, Pons e Janer)	61
3.6	Análises Moleculares	61
3.6.1	Nested PCR e identificação de <i>Eimeria</i> ou <i>Isospora</i>	62
3.6.2	Sequenciamento do DNA	62
3.7	Resultados e Discussão	63
3.7.1	Detecção de endoparasitas através de métodos parasitológicos	63
3.7.2	Detecção do Dna De <i>Eimeria</i> ou <i>Isospora</i> Spp por meio do Nested Pcr Convencional ..	66
3.7.3	Identificação do Gênero <i>ISOSPORA</i>	69
	REFERÊNCIAS.....	71

CAPÍTULO IV

VIGILÂNCIA ATIVA DE COCCÍDIOS EM AVES SILVESTRES: GUIA TÉCNICO PARA A ILHA DO MARANHÃO	76
Apresentação	80
Bases Legais e Normativas.....	82
Estratégias de Implementação dos Objetivos.....	84
População-Alvo e Áreas de Estudo.....	85
Métodos de Monitoramento	90
Indicadores Epidemiológicos e Fatores de Risco	97
Componentes do Sistema de Vigilância	100
Plano de Contingência.....	105
Treinamento e capacitação da equipe	109
Plano de Divulgação e Integração.....	111
Fase Piloto de Validação Operacional.....	112
Avaliação, Revisão e Aprimoramento das Estratégias Técnicas	113
Considerações Finais	116
ANEXOS.....	117
REFERÊNCIAS	151

CAPÍTULO V

COCCÍDIOS EM AVES SILVESTRES NO BRASIL: ASPECTOS TAXONÔMICOS, DIAGNÓSTICOS E ECOLÓGICOS SOB A PERSPECTIVA DA SAÚDE ÚNICA ..	158
--	------------

RESUMO.....	159
ABSTRACT	159
INTRODUÇÃO	159
MATERIAL E MÉTODOS	161
RESULTADOS E DISCUSSÃO	161
O Filo Apicomplexa e os Coccídios em Aves Silvestres.....	161
Ciclo Biológico dos Coccídios	163
Transmissão e Fatores Ambientais	163
Abordagens Dianósticas na Coccidiose em Aves Silvestres.....	164
Fauna Parasitária em Aves Silvestres de Vida Livre.....	166
Aves Silvestres de Vida Livre: diversidade e conservação	167
Legislação e Conservação da Fauna	168
Impactos na Biodiversidade e na Saúde Única	169
CONCLUSÃO.....	170
REFERÊNCIAS	170

CAPÍTULO VI

Presença de coccídios em aves silvestres da Ilha do Maranhão: confirmação molecular do gênero <i>Isospora</i>	176
REFERENCES	179

CAPÍTULO VII

CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	182
----------------------------------	------------

CAPÍTULO I: Introdução Geral

1 INTRODUÇÃO GERAL

O Brasil ostenta o título de campeão global em biodiversidade, contendo 14% das riquezas naturais do planeta, sendo conhecido como o continente das aves por abrigar cerca de um terço de todas as espécies existentes no mundo e 57% do total de aves residentes da América do Sul (Develey, 2021).

A Ilha do Maranhão, também conhecida como Upaon-Açu ou Ilha Grande, é composta por quatro municípios — São Luís, Paço do Lumiar, Raposa e São José de Ribamar, possui uma área de 831,7 km² (Bandeira, 2018). Sua vegetação é diversificada, apresentando elementos florísticos típicos dos biomas Amazônico e Nordeste, o que reflete sua posição de transição ecológica entre essas regiões. Os solos da Ilha são variados, com presença de latossolos, argissolos e solos de mangue. Por ser considerada uma área ecotonal, devido à convergência de diferentes tipos de vegetação, a ilha funciona como um ponto estratégico para aves migratórias que viajam entre as Américas. Durante a migração anual, milhares de aves utilizam a ilha como local de descanso e alimentação antes de seguir viagem. A ilha também abriga uma grande população de aves residentes, destacando a importância da conservação da biodiversidade e do habitat. A observação dessas aves, além de relevante para estudos ecológicos, enriquece o entendimento sobre os serviços ecossistêmicos prestados por elas (ICMBio, 2016; Gomes *et al.*, 2019; Wikiaves, 2023).

A interação crescente entre humanos e animais silvestres, associada às alterações ambientais, aumenta o risco de propagação de doenças infecciosas e representa uma preocupação significativa para a saúde global. As aves silvestres podem atuar como hospedeiras e reservatórios de diversos patógenos, participando da manutenção e disseminação de doenças zoonóticas (Dunn *et al.*, 2021; Smits; Fernie, 2013).

Além de atuarem como hospedeiras e reservatórios, as aves silvestres participam da disseminação de diversos agentes infecciosos, incluindo bactérias, vírus, fungos e parasitas, que podem causar enfermidades zoonóticas. A compreensão desses processos é essencial para orientar ações de vigilância e manejo sanitário. Nesse sentido, medidas adequadas de higiene e controle de vetores, aliadas à capacitação de profissionais que lidam com a fauna silvestre, como veterinários e biólogos, são fundamentais para reduzir riscos e responder a possíveis emergências sanitárias (Müller; Blima Fux, 2021; Smits; Fernie, 2013; Reed *et al.*, 2003)

A pesquisa de doenças parasitárias em aves é fundamental para a saúde animal, humana e ambiental. Entender as interações entre animais domésticos e silvestres, promover a conservação das espécies e ampliar

os estudos sobre a saúde das aves são ações cruciais para proteger a biodiversidade e fortalecer o conceito de saúde única (Conrad *et al.*, 2021; Daszak *et al.* 2020). A falta de dados sobre a dinâmica das doenças em aves e seus efeitos nos ecossistemas representa um desafio significativo na pesquisa. Aves silvestres, em particular, são importantes sentinelas das mudanças ambientais devido à sua ampla distribuição geográfica e retorno periódico às áreas de reprodução (Nunes *et al.*, 2023).

Entre as diversas doenças que acometem as aves silvestres e que também podem representar risco à saúde humana, destacam-se as parasitoses causadas por protozoários do filo *Apicomplexa*. Pesquisas apontam que as parasitoses mais diagnosticadas em aves silvestres e exóticas são a ascaridiose, a capilariose e a coccidiose, o que demonstra que a fauna parasitária é diversificada em razão da grande abundância de ordens e espécies de aves (Yoshino *et al.*, 2009; Hannon *et al.*, 2016; Lima *et al.*, 2016; Cruz *et al.*, 2019).

Esses parasitas intracelulares, pertencentes aos gêneros *Eimeria* e *Isospora*, são responsáveis por um grupo de enfermidades conhecidas como coccidioses. A infecção geralmente envolve o intestino delgado e grosso de aves domésticas e silvestres, podendo também afetar órgãos como pâncreas, fígado e ceco. Embora o ciclo de vida desses parasitas seja semelhante em diferentes espécies e raramente leve à morte dos hospedeiros, a coccidiose pode causar prejuízos significativos à produção animal e impactos à conservação da vida selvagem. Assim, medidas de prevenção e controle tornam-se essenciais (Chatterjee *et al.*, 2023).

1.1 Justificativa da Pesquisa

A identificação específica de coccídios em aves silvestres requer a consideração de múltiplos fatores ecológicos, sanitários e antropogênicos, que extrapolam a mera análise espacial das ocorrências. Entre esses fatores, destacam-se a proximidade entre criadouros de aves exóticas e habitats naturais, o comércio legal e ilegal de aves silvestres e as práticas adotadas em centros de reabilitação da fauna.

A movimentação de aves infectadas, especialmente em condições de estresse e imunossupressão causadas por maus-tratos ou mudanças ambientais abruptas, favorece a excreção de grandes quantidades de oocistos, aumentando substancialmente o risco de disseminação parasitária. Adicionalmente, a reintrodução de indivíduos em ambientes naturais, sem adequada triagem parasitológica, pode resultar na introdução de coccídios dos gêneros

Eimeria e *Isospora* em ecossistemas distintos daqueles de origem, comprometendo o equilíbrio ecológico local (Silveira, 2020; Cardador et al., 2019).

A Ilha do Maranhão, situada no norte do estado do Maranhão, região Nordeste do Brasil, constitui uma área de alta relevância ecológica, caracterizada por uma expressiva diversidade avifaunística, incluindo populações residentes e migratórias. Contudo, a escassez de dados sobre infecções parasitárias em aves silvestres da região constitui uma lacuna crítica no entendimento da ecologia de doenças e na formulação de estratégias eficazes de conservação.

Espécies migratórias, ao se deslocarem entre diferentes ecossistemas, desempenham o papel de hospedeiras e potenciais vetores de diversos agentes etiológicos, como vírus, bactérias, helmintos e protozoários. Dentre esses, os coccídios, pertencentes ao filo *Apicomplexa* e amplamente distribuídos no ambiente, representam um dos principais desafios sanitários em populações avícolas de alta densidade. Apesar de sua relevância ecológica e epidemiológica, esses protozoários ainda são pouco estudados em contextos silvestres.

Diante desse cenário, torna-se necessária a realização de uma pesquisa voltada à identificação dos coccídios presentes em aves silvestres da Ilha do Maranhão. Esse estudo permitirá o avanço do conhecimento sobre a biodiversidade parasitária local, contribuindo para a compreensão dos fatores ecológicos associados à infecção e para a avaliação dos riscos sanitários relacionados à avifauna nativa e migratória.

No contexto da abordagem de saúde única (One Health), a investigação propiciará subsídios técnicos para o desenvolvimento de programas de vigilância ativa, com ênfase na detecção precoce de patógenos e na implementação de medidas preventivas voltadas à saúde da fauna, dos ecossistemas e das populações humanas em interação com esses ambientes.

Assim, a presente proposta de pesquisa justifica-se por sua capacidade de integrar os campos da parasitologia, ecologia e saúde única, com ênfase nas características biológicas e ecológicas específicas dos coccídios em aves silvestres. O estudo apresenta potencial para gerar conhecimentos aplicáveis à conservação da biodiversidade, ao manejo sustentável da fauna silvestre e à prevenção de emergências sanitárias associadas a agentes infecciosos de origem animal.

1.2 Hipótese Geral da Pesquisa

A presença de coccídios em aves silvestres da Ilha do Maranhão é influenciada por fatores ambientais e ecológicos, podendo impactar a biodiversidade local e representar potencial risco sanitário à fauna e à saúde única.

1.3 Objetivos

1.3.1 Geral

Investigar a ocorrência de coccídeos em aves silvestres nos municípios de **São Luís e Raposa (Ilha do Maranhão, MA)**, visando fornecer informações para futuras estratégias de monitoramento e conservação da avifauna local.

1.3.2 Específicos

- a) Verificar a presença de coccídeos em amostras fecais, coletadas de aves silvestres, por meio de métodos parasitológico e molecular;
- b) Identificar molecularmente, em nível de gênero, os coccídeos observados nas amostras fecais coletadas;
- c) Desenvolver um guia técnico com diretrizes voltadas à vigilância de coccídios em fauna silvestre na Ilha do Maranhão;
- d) Realizar uma revisão bibliográfica abordando aspectos taxonômicos, diagnósticos e ecológicos de coccídeos;
- e) Elaborar um artigo científico com as informações obtidas sobre a ocorrência de coccídeos em aves silvestres representativas da Ilha do Maranhão, considerando amostras coletadas nos municípios de São Luís e Raposa.

1.4 Estrutura da Tese

A tese adotou o formato de artigo e apresenta a seguinte organização:

Capítulo I – Introdução Geral: Justificativa e importância da pesquisa, hipótese científica, objetivos e estrutura da pesquisa.

Capítulo II – Fundamentação Teórica: Discussão dos principais conceitos e teorias que sustentam o tema da pesquisa.

Capítulo III – Metodologia, Resultados e Discussão.

Capítulo IV – Guia Técnico: *Vigilância ativa de coccídios em aves silvestres: guia para a Ilha do Maranhão.*

Capítulo V – Capítulo de Livro: *Coccídios em aves silvestres no Brasil: aspectos taxonômicos, diagnósticos e ecológicos sob a perspectiva da saúde única.*

Capítulo VI – Artigo Científico Submetido: *Presença de coccídios em aves silvestres da Ilha do Maranhão: confirmação molecular do gênero Isospora.*

Capítulo VII – Considerações Finais.

REFERÊNCIAS

- MÜLLER, Aparecida Rosângela; BLIMA, Fux. Aves silvestres como sentinelas de doenças zoonóticas. **Revista Brasileira de Pesquisa em Saúde/Brazilian Journal of Health Research**, v. 25, n. 3, dez., p. 7–9, 2023. Doi: <https://doi.org/10.47456/rbps.v25i3.43224>. Acesso em 25 fev. 2024.
- BANDEIRA, A.M. Um novo horizonte cerâmico no Golfão Maranhense - Ilha de São Luís - MA. **Arquivos do Museu de História Natural e Jardim Botânico da UFMG**, v.25, p. 14-53, 2018.
- CARDADOR, Laura, *et al.* The European Trade Ban on Wild Birds Reduced Invasion Risks. **Conservation Letters**, v. 12, n. 3, p. e12631, maio, 2019. Doi: <https://doi.org/10.1111/conl.12631>. Acesso em: 18 abr. 2024.
- CHATTERJEE, Tania *et al.* Occurrence of coccidiosis amongst different wild life and other domestic animals including birds: a review on comparative study. **International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences**, v. 12, n. 2, p. 8–16, fev. 2023. Disponível em: <https://doi.org/10.20546/ijcmas.2023.1202.002>. Acesso em: 13 maio 2024.
- CONRAD, Joseph *et al.* Demographic and Pathogens of Domestic, Free-Roaming Pets and the Implications for Wild Carnivores and Human Health in the San Luis Region of Costa Rica. **Veterinary Sciences**, v. 8, n. 4, p. 65, abr., 2021. Doi: <https://doi.org/10.3390/vetsci8040065>. Acesso em: 13 maio 2024.
- CRUZ, Cláudio Estêvão Farias da, *et al.* Endoparasites Observed within Invertebrates Used as Live Food Items for Captive Wild Birds: Overview and Potential Risks. **Zoo Biology**, v. 38, n. 4, p. 384–88, ago., 2019. Doi: <https://doi.org/10.1002/zoo.21500>. Acesso em: 22 maio 2024.
- DASZAK, Peter, *et al.* A Strategy to Prevent Future Epidemics Similar to the 2019-nCoV Outbreak. **Biosafety and Health**, v. 2, n. 1, p. 6–8, mar., 2020. Doi: <https://doi.org/10.1016/j.bsheal.2020.01.003>. Acesso em: 19 abr. 2024.
- DEVELEY, Pedro Ferreira. Bird Conservation in Brazil: Challenges and Practical Solutions for a Key Megadiverse Country. **Perspectives in Ecology and Conservation**, v. 19, n. 2, p. 171–78, abr., 2021. Doi: <https://doi.org/10.1016/j.pecon.2021.02.005>. Acesso em: 19 abr. 2024.
- DUNN, Jenny C., *et al.* Fitness Effects of Parasite Infection in Birds. In: OWEN, Jennifer C. **Infectious Disease Ecology of Wild Birds**. Oxford: Oxford University Press, 2021, p. 99–120. Doi:10.1093/Oso/9780198746249.003.0006. Acesso em: 19 abr. 2024.
- FERGUSON-MILLER, S.; BRAUTIGAM, D. L., MARGOLIS, E. **J Biol Chem**, v. 253, p.149-159, 1978.
- GOMES, Eliane dos Santos *et al.* Caracterização da Geodiversidade da Ilha Upaon-Açu - Maranhão. In: SIMPÓSIO BRASILEIRO DE SENSORIAMENTO REMOTO, 19., 2019. **[Anais...]** São Luís: INPE, 2019. Acesso em: 10 maio 2024
- HANNON, Emily R., *et al.* Endohelminths in Bird Hosts from Northern California and an Analysis of the Role of Life History Traits on Parasite Richness. **Journal of Parasitology**, v.

102, n. 2, p. 199–207, abr., 2016. Doi: <https://doi.org/10.1645/15-867>. Acesso em: 18 ago. 2024.

INSTITUTO CHICO MENDES DE CONSERVAÇÃO E BIODIVERSIDADE. **Relatório anual de rotas e áreas de concentração de aves migratórias no Brasil**. Cabedelo, PB: CEMAVE/ICMBio, 2016. Disponível em: <https://www.gov.br/icmbio/pt-br>. Acesso em: 23.02.2022.

LIMA, Victor Fernando Santana, *et al.* Gastrointestinal parasites of exotic birds living in captivity in the state of Sergipe, Northeastern Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 26, n. 1, p. 96–99, dez. 2016. Doi: <https://doi.org/10.1590/s1984-29612016080>. Acesso em: 21 abr. 2022.

NUNES, Guilherme Tavares, *et al.* AVES MARINHAS NO BRASIL: DESAFIOS PARA A CONSERVAÇÃO. **Oecologia Australis**, v. 27, n. 3, set. 2023. Doi: <https://doi.org/10.4257/oeco.2023.2703.01>. Acesso em: 21 abr. 2024.

REED, K. D., *et al.* Birds, Migration and Emerging Zoonoses: West Nile Virus, Lyme Disease, Influenza A and Enteropathogens. **Clinical Medicine & Research**, v. 1, n. 1, p. 5–12, jan. 2003. Doi: <https://doi.org/10.3121/cmr.1.1.5>. Acesso em: 3 mar. 2022.

SILVEIRA, Natália Stefanini da. **Efeito das mudanças climáticas e do ambiente nas rotas de migração de aves na América do Sul**. 2020. Tese (Doutorado em Ciências Biológicas) – Universidade Estadual Paulista, São Paulo, 2020. Disponível em: <http://hdl.handle.net/11449/202319>. Acesso em: 15 abr. 2024.

SICK, H. **Ornitologia Brasileira**. Brasília: Editora UNB, 1997.

SMITS, Judit E. G.; FERNIE, Kimberly J. Avian Wildlife as Sentinels of Ecosystem Health. **Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases**, v. 36, n. 3, p. 333–42, maio, 2013. Doi: <https://doi.org/10.1016/j.cimid.2012.11.007>. Acesso em: 05 fev. 2022.

WIKIAVES. A Enciclopédia das Aves do Brasil. **WikiAves**, 2023. Disponível em: <https://www.wikiaves.com.br/>. Acesso em: 19 dez. 2023.

YOSHINO, T., *et al.* Parasitic Nematodes of Anseriform Birds in Hokkaido, Japan. **Helminthologia**, v. 46, n. 2, p. 117–22, jun. 2009. Doi: <https://doi.org/10.2478/s11687-009-0023-x>. Acesso em: 19 dez. 2023.

CAPÍTULO II: Fundamentação Teórica

2 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

2.1 Filo Apicomplexo

O filo Apicomplexa é um grupo de microrganismos parasitas que compreende cerca de 6000 espécies. Estes parasitas são caracterizados por ciclos de vida complexos sendo responsáveis por causar doenças tanto em seres humanos quanto em animais (Baneth, 2018; Sato, 2011; Souza; Pinto, 2023).

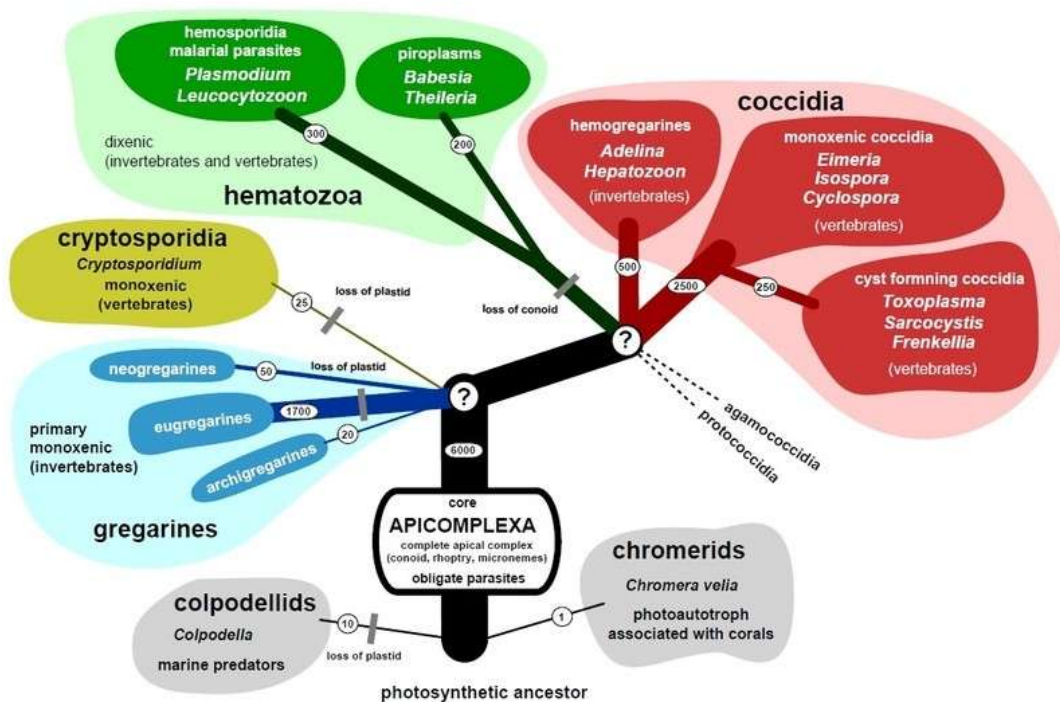
O termo Apicomplexa é derivado do complexo apical encontrado nesses organismos, o qual é uma estrutura localizada na extremidade anterior e permite que eles invadam as células de seus hospedeiros e estabeleçam-se nelas (Morrissette, Sibley, 2002; Lim; Mcfadden, 2010; Souza, Pinto, 2023).

Os Apicomplexa têm ancestralidade fotossintetizante e adquiriram plastídios por meio de endossimbiose secundária de algas vermelhas. Ao longo da evolução, esses plastídios perderam sua capacidade fotossintetizante e se tornaram organelas chamadas de apicoplasto (Obornik *et al.*, 2009).

Em virtude da relevância desses organismos, foram sequenciados os genomas dos apicoplastos de alguns representantes, e os processos bioquímicos dessa organela estão sendo estudados para identificar moléculas que possam interferir em seu metabolismo e auxiliar no combate a doenças (Sato, 2011).

A Figura 1 é uma representação esquemática que demonstra a variedade de parasitos que pertencem ao Filo Apicomplexa. Nesta imagem, os parasitos estão dispostos em grupos segundo as cores, indicando diferentes tipos de ciclo e hospedeiro. A variedade de linhas e espessuras revela a variedade de organismos dentro do filo. Esta representação visual é crucial para compreender a complexidade e a variedade de parasitos presentes no Filo Apicomplexa, fornecendo informações relevantes sobre sua biologia e ecologia. (Taylor *et al.*, 2015; Hornink; Kanazoe, 2020).

Figura 1 - Árvore hipotética do Filo Apicomplexa



Fonte: Hornink e Kawazoe (2020)

2.1.1 Coccídios: classificação e ciclo biológico

Coccidia constitui uma subclasse altamente diversa de microrganismos, pertencente ao grupo dos protozoários unicelulares obrigatórios de animais domésticos e silvestres (Ruggiero *et al.*, 2015). Essa subclasse compreende uma ampla variedade de espécies, destacando-se os protozoários da família Eimeriidae, como os gêneros *Eimeria* spp. e *Isospora* sp., reconhecidos como os principais agentes etiológicos da coccidiose.

Espécies coccidianas, como *Eimeria stiedai* e *Eimeria tenella*, foram descritas após a invenção do microscópio por Leeuwenhoek. No início do século XX, surtos de enterite hemorrágica causados por *E. tenella* em aves demonstraram de forma evidente a importância econômica desses parasitas no contexto da produção animal. A manutenção de sistemas de criação livres de coccídios ainda representa um desafio significativo, apesar dos avanços tecnológicos e das melhorias nas práticas de manejo, higiene e biossegurança (Dubey, 2019).

O oocisto é a característica mais distintiva desse grupo de microrganismos. Sua camada protetora permite que sobrevivam em condições adversas, como variações de temperatura, pH e exposição a agentes químicos. Essa proteção os torna capazes de resistir por longos períodos no ambiente, o que é essencial para sua propagação e sobrevivência. Isso os torna capazes de resistir a ambientes hostis e permanecer vivos por longos períodos, relevante para sua

propagação e sobrevivência (Taylor *et al.*, 2015; Hornink; Kanazoe, 2020).

Historicamente, iniciativas como a proposta por Duszynski e Upton ([s.d.]) já buscavam consolidar dados taxonômicos e ecológicos em um banco de dados mundial, refletindo a preocupação da comunidade científica em sistematizar o conhecimento sobre os coccídios. Ao longo das últimas décadas, a classificação taxonômica desses protozoários passou por significativas transformações. Inicialmente fundamentada em características morfológicas e fenotípicas, essa organização revelou-se insuficiente diante dos avanços das análises moleculares de filogenia, as quais evidenciaram que diversas famílias, subfamílias e gêneros tradicionalmente reconhecidos não constituem grupos monofiléticos, indicando a necessidade de revisões nos sistemas taxonômicos vigentes (Tenter *et al.*, 2002; Ortúzar-Ferreira *et al.*, 2020; Choi; Lee, 2020; Adolph, 2020).

Nesse cenário, a análise taxonômica assume um papel essencial não apenas na padronização e comparação de resultados entre diferentes estudos, mas também no aprofundamento do conhecimento acerca da coccidiose em aves. Além de sua relevância para a saúde animal, os coccídios pertencentes aos gêneros *Isospora* Schneider, 1881, e *Eimeria* Schneider, 1875, destacam-se pelo potencial de atuarem como biomarcadores ambientais, devido à sua sensibilidade às alterações nos ecossistemas. Essa abordagem integrada, que combina dados fenotípicos e genéticos, é fundamental para garantir classificações mais precisas e para compreender as relações evolutivas e ecológicas dentro do filo Apicomplexa. A Tabela 1 apresenta a classificação taxonômica desses gêneros, os quais incluem parasitos de significativa relevância para a saúde das aves, sobretudo aquelas pertencentes à ordem Passeriformes, foco do presente estudo.

Tabela 1 – Classificação taxonômica dos gêneros *Isospora* e *Eimeria*, com destaque para as categorias taxonômicas relevantes para este estudo

CATEGORIA TAXONÔMICA	<i>ISOSPORA</i> SCHNEIDER,1881	<i>EIMERIA</i> SCHNEIDER,1875
REINO	Protista	Protista
FILO	Apicomplexa	Apicomplexa
CLASSE	Conoidasida	Conoidasida
SUB CLASSE	Coccidiasina	Coccidiasina
ORDEM	Eimeriorina	Eimeriorina
FAMÍLIA	Eimeriidae	Eimeriidae
GÊNERO	<i>Isospora</i>	<i>Eimeria</i>

Fonte: Berto *et al.* 2011; Ruggiero *et al.* 2015.

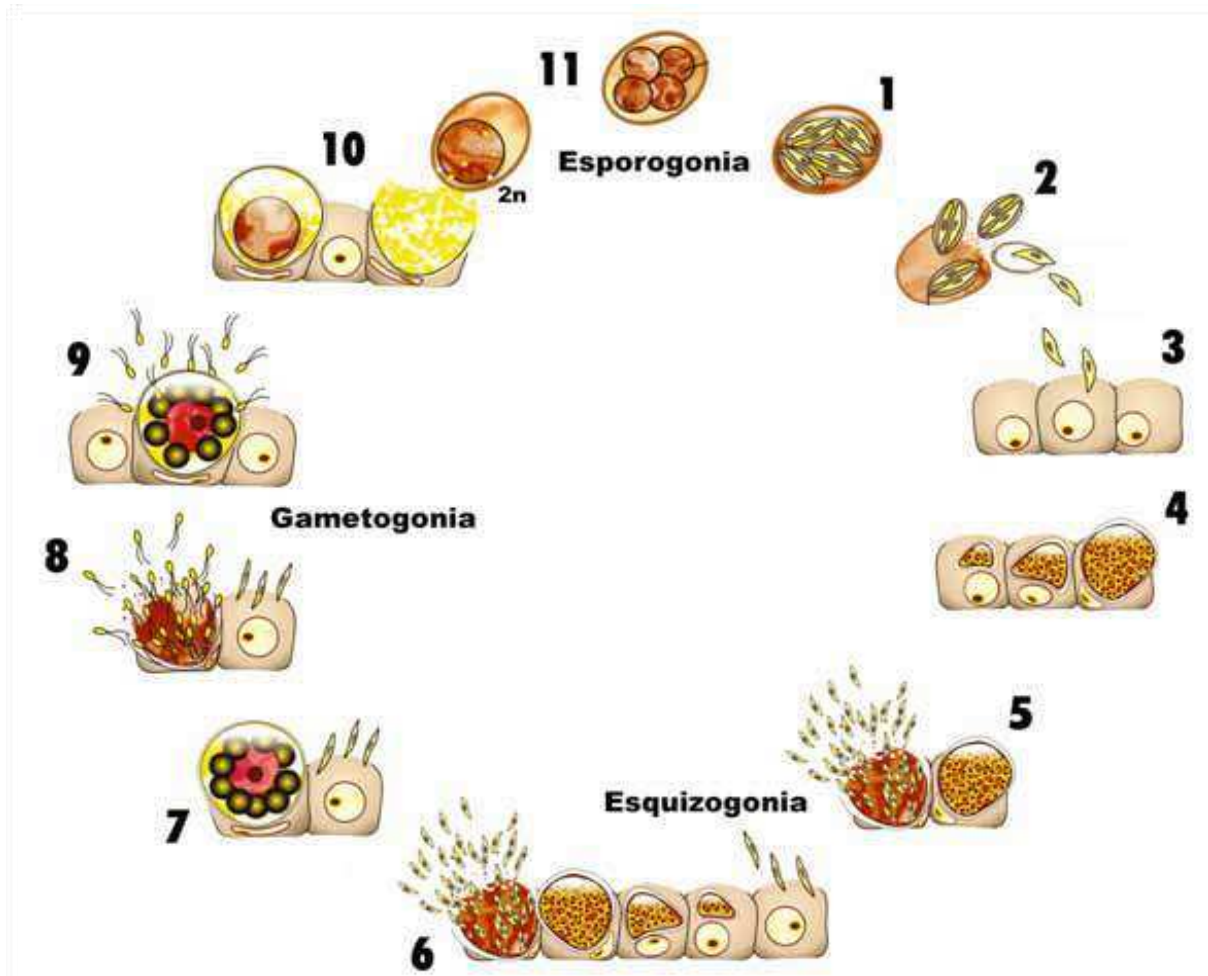
A família Eimeriidae é diversificada e prevalente, parasitando vertebrados e invertebrados em diversos ambientes. A maioria dessas espécies se desenvolvem nas células intestinais, entretanto algumas podem apresentar estágios extra-intestinais. São 16 gêneros e cerca de 1340 espécies diferentes, incluindo *Eimeria* e *Isospora*, esses parasitas intracelulares costumam matar as células do corpo. A relação entre *Eimeria* e *Isospora* é evidenciada por semelhanças genéticas, o que torna imprescindível a realização de pesquisas taxonômicas e descritivas, particularmente em aves, primatas e répteis (Taylor *et al.*, 2018; Hafeez; Barta, 2019; Kimball *et al.*, 2019).

O gênero *Isospora* é um grupo de parasitos intracelulares que possuem a capacidade de infectar o trato gastrointestinal de aves e outros animais. Diferentes espécies de *Isospora* foram identificadas em aves de várias regiões do mundo, incluindo vinte e uma famílias de passeriformes sul-americanos (Hoffmann, 1987; Sick, 1997; Cruz *et al.*, 2019). No Novo Mundo, *Isospora* é o principal gênero de coccídios que infecta passeriformes, com 81 espécies descritas até o momento, abrangendo 21 das 47 famílias conhecidas dessa ordem aviária (Berto *et al.*, 2011). Esses protozoários possuem ciclos de vida predominantemente intestinais, embora algumas espécies possam apresentar estágios extra-intestinais. O conhecimento atual sobre a sistemática e morfologia desses coccídios tem sido expandido a partir da identificação de oocistos esporulados recuperados das fezes de passeriformes na América do Norte, Central e do Sul, fornecendo uma base científica atualizada para estudos sobre a especificidade hospedeira e a biodiversidade parasitária dessas aves (Berto *et al.*, 2011).

Geralmente, *Isospora* e *Eimeria* afetam as células do revestimento intestinal, o ciclo de desenvolvimento desses protozoários começa com a fase assexuada, conhecida como esquizogonia, onde os esporozoítos são liberados dos oocistos no intestino. Em seguida, os esquizontes são formados, que contêm vários merozoítos. Após a esquizogonia, ocorre a fase sexual, chamada de gametogonia, em que os merozoítos se desenvolvem em macrogamontes ou microgamontes. O macrogameta é então fertilizado por um microgameta, formando um zigoto. Em seguida, os corpos formadores de parede no zigoto se unem para formar a parede do oocisto, tornando-o resistente no ambiente (Ball *et al.*, 1989).

Na figura 2, é possível ver todo o ciclo de desenvolvimento conforme as formas assexuada e sexuada, começando com a ingestão do oocisto (1), sendo rompido na moela por trituração mecânica, liberando os esporocistos (2). No intestino, devido à ingestão de sais biliares e tripsina, os esporozoítos saem ativamente do esporocisto e penetram nas células epiteliais intestinais (3). Nesta fase, há diversos ciclos intestinais endógenos nos quais os parasitas se multiplicam por meio de uma multiplicação múltipla (merogonia ou esquizogonia), resultando na formação de esquizontes, os quais contêm centenas de merozoítos (4, 5 e 6). Posteriormente, ocorre a fase sexuada do ciclo, denominada gamogonia ou gametogonia, onde os merozoítos são divididos em macrogametócito, gamonte feminino (7), ou microgametócito, gamonte masculino (8). Após a fecundação do macrogameta pelo microgameta (9), o oocisto (10) é liberado no ambiente com as fezes (11). Sob condições favoráveis de temperatura, oxigênio e umidade, o oocisto sofre uma esporogonia ou esporulação, que envolve meiose e mitose, resultando na formação do oocisto esporulado que contém quatro esporocistos com dois esporozoítos em cada um deles (Canning; Anwar, 1968; Ferguson; Col., 1978a; Novaes *et al.*, 2018).

Figura 2 - Etapas do Ciclo de Vida de *Eimeria* spp:



Fonte: Gruber (2005)

2.1.2 Transmissão

Conforme Long (1982) e Dolnik (2002), há três fatores principais que afetam a propagação de coccídios em aves silvestres: a frequência das infecções, a quantidade de oocistos esporulados nas fezes e o sistema imunológico do hospedeiro, que varia conforme a idade.

Dolnik *et al.* (2010) também ressaltam que os hábitos alimentares e de forrageamento dos hospedeiros têm papel fundamental nesses fatores, sendo que aves com hábitos onívoros, frugívoros e/ou granívoros apresentam maior prevalência e densidade de coccídios. Isso se deve à transmissão fecal-oral dos coccídios, ou seja, quando as aves se alimentam e defecam no mesmo local, aumentando as chances de transmissão. Oliveira *et al.* (2017) também identificaram maior prevalência de coccídios eliminados por aves com hábitos frugívoros em áreas de floresta atlântica fragmentada.

A disseminação e a frequência de infecções por coccídios são afetadas por uma variedade de fatores, incluindo a especificidade e a ecologia dos hospedeiros, condições

ambientais, a interação entre hospedeiro e parasita, e até mesmo os padrões de migração. O gênero *Eimeria* é uma classe de protozoários parasitas que apresenta uma notável especificidade em relação aos hospedeiros, o que tem implicações significativas para a sua patogenicidade e disseminação. Essa especificidade pode influenciar como um determinado parasito interage com o sistema imunológico do hospedeiro, levando a variações na capacidade de infecção (Vrba; Pakandl, 2015; Usaha, 2019; Dubey, 2019).

A eliminação de oocistos de *Eimeria* por aves silvestres acontece em ciclos circadianos bem definidos, que estão alinhados com os padrões diários de atividade. Estudos indicam que a exposição à luz solar, calor e radiação UV pode diminuir a sobrevivência desses oocistos, destacando a importância de microambientes adequados para a preservação e esporulação dos oocistos (Gru Let *et al.*, 1986a, 1986b, 1986c; Dolnik *et al.* 2010; Martinaud *et al.*, 2009). Portanto, locais sombreados e úmidos se tornam essenciais para a manutenção da viabilidade dos oocistos. Observa-se um pico na eliminação de oocistos durante a tarde, um comportamento adaptativo que minimiza a exposição ao sol e à desidratação. Isso garante que a maioria dos oocistos tenha a chance de esporular até a manhã do dia seguinte, momento em que um novo ciclo de alimentação dos hospedeiros começa (Lopez *et al.* 2007; Martinaud *et al.*, 2009; Oliveira *et al.*, 2017). Essa dinâmica revela a complexidade das interações entre os parasitas e seus hospedeiros e o papel dos condicionantes ambientais na ecologia dos parasitos.

A correta identificação das espécies de *Eimeria* e *Isospora* em aves silvestres é essencial para compreender a ecologia dos parasitas e seu impacto sobre os hospedeiros. Diversos estudos já documentaram as espécies mais prevalentes em diferentes grupos de aves silvestres, contribuindo para o avanço do conhecimento sobre coccidiose em ambientes naturais.

2.2 Métodos Diagnósticos

A detecção e identificação de oocistos em aves silvestres, como passeriformes e aves de rapina, são essenciais para a caracterização da diversidade de coccídios e para o monitoramento de sua ocorrência na avifauna. Para esse fim, diferentes técnicas parasitológicas são aplicadas, permitindo a identificação precisa de gêneros e espécies de protozoários (Duszynski; Wilber, 1997; Oliveira *et al.*, 2017).

Entre os métodos mais utilizados estão o exame direto de fezes, que permite a observação imediata de estruturas como oocistos e larvas, sendo indicado para triagens iniciais. A técnica de flutuação, descrita por Willis, utiliza soluções saturadas (como cloreto de sódio ou sacarose) para concentrar e separar ovos e oocistos, enquanto a sedimentação espontânea,

proposta por Hoffman (1987), favorece a decantação de partículas mais densas no fundo do recipiente, como ovos e larvas, aumentando a taxa de recuperação parasitária (Raso *et al.*, 2019; Barbosa *et al.*, 2016).

Complementarmente, a avaliação morfológica dos oocistos é amplamente empregada após incubação das amostras em solução de dicromato de potássio a 2,5% (Williams *et al.*, 2010). Essa técnica permite a identificação baseada em características morfológicas específicas, auxiliando na definição de espécies, no estabelecimento de relações filogenéticas entre os coccídeos e no embasamento de estratégias de controle parasitário.

Os principais critérios morfológicos observados estão apresentados na **Tabela 2**, que destaca as características utilizadas para a identificação dos oocistos.

Tabela 2 – Análise Morfológica dos Oocistos de Coccídios

PARAMETROS	DESCRIÇÃO
COMPRIMENTO DO OOCISTO	Medição do comprimento do oocisto para identificação de diferenças entre espécies.
LARGURA DO OOCISTO	Medição da largura do oocisto para análise morfológica
COMPRIMENTO DO ESPOROCISTO	Medição do comprimento do esporocisto como característica distintiva
LARGURA DO ESPOROCISTO	Medição da largura do esporocisto para comparação entre diferentes coccídios
OOCISTOS ESPORULADOS	<i>Eimeria</i> spp.: quatro esporocistos com dois esporozoítos no seu interior. <i>Isospora</i> spp.: dois esporocistos com quatro esporozoítos no seu interior
ALTURA DOS CORPOS DE STIEDA	Avaliação da altura dos corpos de Stieda como parâmetro relevante para certos gêneros
LARGURA DOS CORPOS DE STIEDA	Medição da largura dos corpos de Stieda para discriminação de espécies específicas
INDICE DE FORMA	Cálculo da proporção entre comprimento e largura para demonstrar a forma dos oocistos
RUGOSIDADE DA PAREDE	Análise da textura da parede dos oocistos, podendo ser lisa, rugosa ou estriada.
RESÍDUO OOCÍSTICO	Identificação da presença e do tipo de resíduo oocístico (compacto, granular ou difuso).
GRÂNULO POLAR	Avaliação da presença, ausência e número de grânulos polares como critério de diferenciação entre espécies
CARACTERÍSTICAS ESPECÍFICAS	Identificação de complexos de corpos de Stieda e substieda como atributos distintivos

Fonte: Levine, 1985; Garcia; Bruckner, 1997; Duszynski; Wilber, 1997; Tenter *et al.*, 2002, Berto *et al.*, 2014; Martins, 2019

A aplicação de ferramentas de biologia molecular tem se mostrado essencial para o

monitoramento de microrganismos parasitários em populações de aves, contribuindo para o entendimento da epidemiologia, diversidade e impacto desses organismos na saúde aviária. O processo de identificação molecular baseia-se na extração de DNA e posterior amplificação de regiões-alvo, como COI e 18S rDNA, permitindo a identificação precisa de espécies de coccídios e revelando aspectos importantes da ecologia parasitária e suas interações com os hospedeiros e o ambiente (Berto; Lopes, 2020).

A análise molecular de amostras fecais representa uma abordagem não invasiva eficaz para o monitoramento de parasitos em populações de aves, como demonstrado por Honma, Suyama e Nakai (2011). Esse tipo de metodologia reduz o impacto sobre os indivíduos e viabiliza estudos em ambientes naturais.

A reação em cadeia da polimerase (PCR) tem elevado a sensibilidade diagnóstica, permitindo a detecção de DNA parasitário mesmo em amostras com baixa concentração de oocistos (Dolnik, 2009). Para aumentar a especificidade, é empregada a Nested-PCR, técnica na qual o produto inicial da PCR é amplificado com iniciadores internos, gerando fragmentos menores e otimizando a acurácia do diagnóstico (Greca, 2010).

A integração entre métodos moleculares e morfológicos tem sido decisiva na caracterização de espécies dos gêneros *Eimeria* e *Isospora*, possibilitando a análise de amostras mínimas e a detecção de marcadores genéticos específicos. Essa abordagem integrada contribui diretamente para a taxonomia, o controle de infecções e a conservação da avifauna (Ortúzar-Ferreira *et al.*, 2019).

Portanto, a análise molecular complementa as análises morfológicas tradicionais ao fornecer informações genéticas que ampliam o conhecimento sobre a variabilidade intra e interespecífica, além de apoiar estudos evolutivos e ecológicos de coccídios em aves silvestres.

2.3 Fauna parasitária em aves silvestres de vida livre

Assim como outros animais silvestres, as aves são hospedeiras de diversos grupos de endoparasitas e ectoparasitas, e podem ser infectadas por diversas espécies de helmintos e protozoários. Em condições imunológicas normais, o organismo mantém uma taxa parasitária aceitável para garantir sua saúde. Os protozoários têm a tendência de parasitar aves de vida livre sem causar doenças, mantendo um equilíbrio entre reinfecção e níveis de imunidade adequados nas aves (Gill; Paperna, 2008).

A coccidiose representa a manifestação clínica da infecção por coccídios e pode causar impactos significativos na saúde das aves hospedeiras, incluindo declínio populacional

acentuado ou até extinções locais (Freitas *et al.*, 2023; Magalhães-Matos *et al.*, 2016; Knight *et al.*, 2018). Em ambientes de cativeiro, a doença é comumente observada e está associada à infecção por protozoários da família Eimeriidae, que compreende os gêneros *Eimeria* e *Isospora* (Freitas *et al.*, 2003)

No contexto brasileiro, a incidência de endoparasitas varia entre aves mantidas em cativeiro e aquelas que vivem em seus ambientes naturais. Além disso, a fauna parasitária é influenciada pela espécie de ave em questão, bem como pela interação ambiental com outras aves do mesmo habitat ou com aves migratórias. É importante destacar que, em ambientes de cativeiro, a utilização compartilhada de espaços pode influenciar a prevalência de endoparasitas. Adicionalmente, deve-se considerar que algumas aves enfrentam condições desfavoráveis durante o processo de captura, o que pode levar a situações de estresse e comprometer a saúde desses indivíduos. (Boll; Marques; Alevi, 2017).

Em 2018, Figueiredo, Manrique e Nogueira conduziram uma pesquisa para identificar parasitos gastrointestinais em animais recebidos no Centro de Triagem de Animais Silvestres de São Luís -MA, incluindo mamíferos, reptéis e aves, utilizando técnicas de sedimentação e flutuação em 297 amostras de fezes. Destes, 150 foram de aves, o que correspondeu à maior quantidade de amostras analisadas. Cerca de 34,31% dos parasitos encontrados em aves foram identificados, incluindo ovos dos gêneros *Dispharynx*, *Ascaridia* e *Echinostoma*, bem como oocistos de coccídios. (Figueiredo; Manrique; Nogueira. 2018).

Pesquisas análogas acerca da prevalência de coccídios e helmintos foram conduzidas em diferentes estados. Em um estudo realizado por Magalhães *et al.* (2016), foram analisadas 403 amostras de fezes de aves da ordem Passeriformes, mantidas em cativeiro no estado do Pará, Brasil. Os resultados da investigação revelaram a presença de oocistos de coccídios pertencentes aos gêneros *Isospora* e *Eimeria*, além de ovos de helmintos das superfamílias Ascaridoidea, Trichuroidea e Cestoda.

Brito *et al.* (2017) realizaram um estudo no Campus e no Parque Zoobotânico (PZ) da Universidade Federal do Acre com o objetivo de identificar os endoparasitas presentes na avifauna desses locais. Para a análise das amostras fecais de 193 aves, pertencentes a 49 ordens e 18 famílias, foram empregados métodos diretos e indiretos de Willis. Os resultados indicaram que *Eimeria* spp. e *Isospora* spp. foram as espécies de endoparasitas mais amplamente distribuídas entre as aves analisadas, sendo identificadas em 23 e 22 espécies, respectivamente. Protozoários do filo Apicomplexa foram encontrados em aves silvestres na região Nordeste do Brasil em estudos recentes realizados por Moura *et al.* (2023). Amostras de tecido cerebral de 71 aves cativas e 25 aves de vida livre de 41 espécies foram examinadas. Os resultados mostraram

que os parasitas Apicomplexa estavam presentes em 25% das amostras. Os gêneros *Isospora*, *Sarcocystis* e *Toxoplasma* foram encontrados em oito espécies de aves por meio de sequências de DNA.

Em 2019, Souza *et al.* conduziram um estudo para investigar infecções endoparasitárias em aves silvestres encontradas na Reserva Extrativista Cazumba-Iracema no norte do Brasil. As redes de neblina ornitológica foram usadas para coletar amostras fecais de aves e, posteriormente, elas foram examinadas por meio de exame direto e sedimentação espontânea. A taxa de incidência de infecções endoparasitárias foi de 70,58%, com cistos de protozoários e oocistos em 69,44% das amostras e ovos de helmintos em 75%.

Por meio de análises coprológicas, Cruz *et al.* (2019) investigaram a diversidade de parasitas presentes em aves domésticas e silvestres. O estudo foi conduzido no Preservas, um centro de preservação da fauna silvestre vinculado à Universidade Federal do Rio Grande do Sul (UFRGS), onde foram analisadas amostras fecais de 203 aves pertencentes a 21 ordens, ao longo de três anos (2015-2017). A prevalência das infecções parasitárias foi avaliada utilizando os métodos de Willis-Mollay e Lutz. A taxa de infecção constatada foi de 38,8%, com a presença de coinfeções por uma variedade de parasitas, como *Eimeria*, *Isospora*, *Capillaria* e *Heterakis*.

Estudos epidemiológicos realizados em diferentes países indicam que aves silvestres são frequentemente infectadas por diversas espécies do gênero *Eimeria*. Nesse contexto, Cardozo *et al.* (2019) conduziram uma pesquisa em dois centros de reabilitação em Portugal com o objetivo de identificar a presença de coccídios intestinais em aves silvestres. Durante o estudo, foram examinadas 89 aves pertencentes a nove ordens e onze famílias, sendo que 22 indivíduos (25%) apresentaram infecção por coccídios. Entre os achados, a espécie *Avispora* spp. foi registrada em aves de rapina, com a presença de esporocistos de coccídios da subfamília Sarcocystinae. Além disso, Matsubayashi *et al.* (2018, 2020) identificaram amostras fecais de perdizes-das-rochas japonesas contendo *Eimeria* spp., sugerindo uma infecção amplamente disseminada.

Kay *et al.* (2022) registraram a ocorrência de *Eimeria* spp. em pinguins-de-olhos-amarcelos na Nova Zelândia, com uma taxa de infecção significativa. Em um estudo realizado em 2019, Macdonald *et al.* testaram perus-selvagens-orientais em Ontário, Canadá, e identificaram que 75,6% dos indivíduos analisados apresentaram oocistos de *Eimeria* spp. da mesma forma, um estudo conduzido por Luu *et al.* (2013) revelou que *Eimeria* spp. foi encontrada em 56% das galinhas de aldeia na Etiópia. No ano de 2022, foi realizado um estudo por Bayzid e sua equipe em aves de estimação na região de Chattogram, Bangladesh,

registraram uma prevalência de infestações por helmintos de 8,01%, sendo os nematoides os mais comuns, com destaque para *Ascaridia* e *Capillaria*, em relação às infecções por protozoárias intestinais foi de 11,11%, sendo *Eimeria* spp. o mais prevalente, seguido por *Isospora* spp. e uma prevalência de 2,25% de parasitos haemosporídeos, com destaque para *Plasmodium* spp., seguido por *Leucocytozoon* e *Haemoproteus* spp. (Bayzid *et al.* 2022).

Algumas espécies de *Eimeria* apresentam variações na prevalência e nas espécies predominantes de acordo com as condições ambientais e geográficas das regiões em que ocorrem. Infecções por *Eimeria* spp. são comuns em populações de aves silvestres, com altas taxas de prevalência em diferentes espécies e ecossistemas, como florestas tropicais, zonas temperadas e regiões áridas. Essas infecções costumam apresentar um padrão sazonal, sendo influenciadas por fatores como temperatura, umidade e densidade populacional das aves hospedeiras. Embora muitas infecções não sejam clinicamente visíveis, sob certas condições podem causar problemas de saúde graves, afetando o crescimento e a sobrevivência das aves (Matsubayashi *et al.*, 2020; Macdonald *et al.*, 2019).

A ocorrência de diferentes espécies de *Eimeria*, associada à alta frequência de coinfeções, pode comprometer significativamente a saúde das aves. A compreensão dessas interações é fundamental para o desenvolvimento de estratégias eficazes de manejo e controle parasitológico. Nesse contexto, a adoção de práticas adequadas de prevenção e monitoramento é essencial para a preservação da saúde tanto de aves domésticas quanto silvestres (Boll *et al.*, 2017; Cruz *et al.*, 2019).

2.4 Aves silvestres de vida livre

De acordo com o Manual de Anilhamento de Aves Silvestres do ICMBio, são consideradas aves silvestres aquelas que ocorrem naturalmente no Brasil, incluindo espécies residentes, migratórias e nômades. Essa definição abrange tanto aves que completam seu ciclo de vida no território nacional quanto aquelas que utilizam áreas sob jurisdição brasileira, como águas costeiras e oceânicas. Essas aves ocupam uma ampla diversidade de ecossistemas, tanto terrestres quanto aquáticos, e sua conservação está diretamente relacionada à preservação de seus habitats naturais.

No contexto deste estudo, o termo "aves silvestres de vida livre" refere-se principalmente às espécies que habitam ecossistemas aquáticos, incluindo aquelas que mantêm parte ou a totalidade do ciclo de vida em ambientes marinhos. Segundo Schreiber e Burger (2001) e Harrison *et al.* (2021), aves aquáticas apresentam adaptações morfológicas e

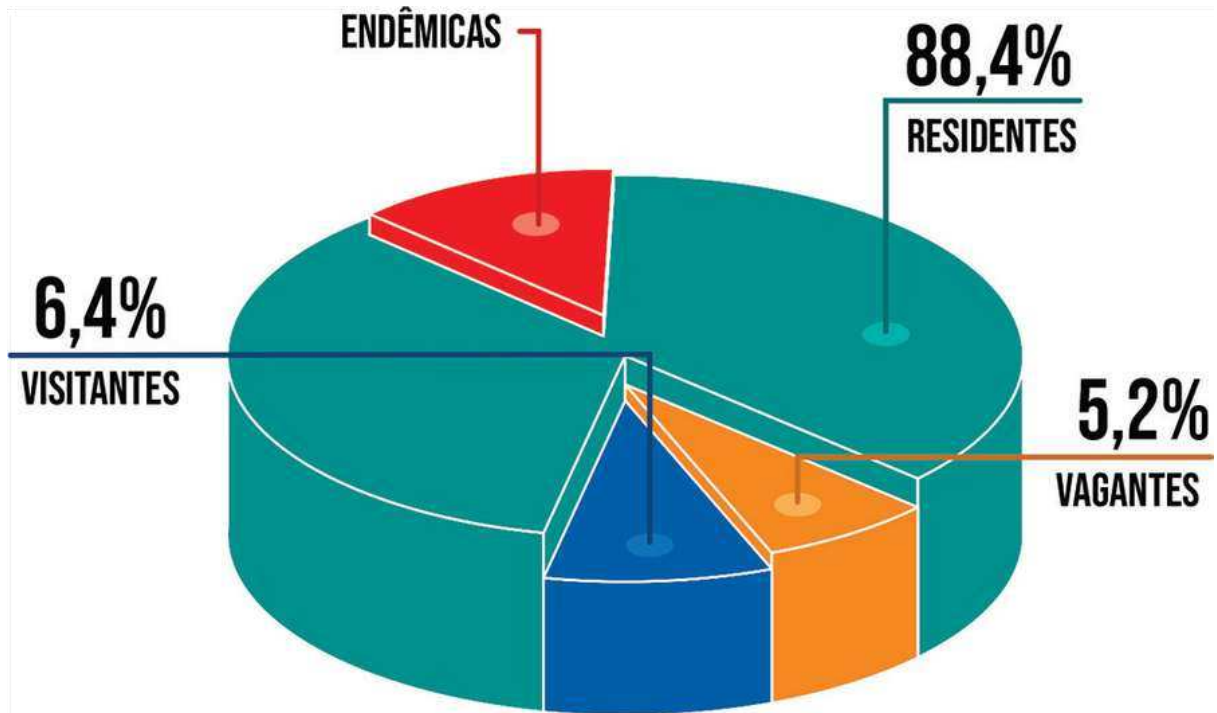
fisiológicas específicas, como a capacidade de nadar, mergulhar e se alimentar de organismos aquáticos. Tais características permitem sua sobrevivência e reprodução em ambientes marinhos e costeiros.

As aves, em geral, possuem características anatômicas que favorecem o voo e a regulação térmica, como a presença de penas compostas por queratina, que garantem isolamento térmico e flexibilidade. São animais endotérmicos, com locomoção bípede e asas que contêm penas primárias e secundárias, essenciais para a aerodinâmica e o equilíbrio durante o voo. A variação morfológica entre machos e fêmeas é comum em muitas espécies, o que pode facilitar a identificação do sexo em campo (Xu *et al.*, 2014).

A décima primeira edição das Listas de Aves do Brasil, elaborada pelo Comitê Brasileiro de Registros Ornitológicos (CBRO), em 2021, apresenta dados sobre o número de espécies, ordens e famílias de aves encontradas no país. De acordo com esta publicação, o Brasil possui uma variedade de 1971 espécies de aves, divididas em 33 ordens e 102 famílias. Essas listas são fundamentais para a compreensão da diversidade ornitológica brasileira usadas como referência por especialistas e pesquisadores. (Pacheco *et al.*, 2021).

A Figura 3 ilustra a proporcionalidade das espécies de aves do Brasil de acordo com sua condição de ocorrência. Observa-se que 88,4% das espécies são residentes ou migrantes reprodutivas, representando 1.742 espécies que utilizam o território brasileiro como local de reprodução ou residência permanente. Visitantes não reprodutivos, que somam 6,4%, correspondem a 126 espécies que ocorrem regularmente no Brasil, mas não se reproduzem em seu território. Já as espécies vagantes, que aparecem de forma aleatória ou acidental e são consideradas raras ou migrantes irregulares, representam 5,2%, totalizando 103 espécies. O gráfico reforça a expressiva diversidade da avifauna brasileira e a importância da conservação dos habitats naturais para garantir a sobrevivência e os ciclos migratórios dessas aves (Pacheco *et al.*, 2021).

Figura 3 – Proporcionalidade das espécies de aves do Brasil em relação a condição de ocorrência



Fonte: Pacheco (2021).

Cerca de 400 espécies de aves marinhas foram identificadas globalmente, vivendo em diversos habitats marinhos e distribuídas em 33 ordens de aves silvestres de vida livre.

Algumas dessas ordens, como Sphenisciformes, Procellariiformes e Phaethontiformes, são exclusivas do ambiente marinho. Outras, como Pelecaniformes, Suliformes e Charadriiformes, possuem representantes tanto em ambientes marinhos quanto terrestres. Além disso, as ordens Anseriformes e Podicipediformes incluem espécies marinhas que não são encontradas no Brasil. A sobrevivência dessas aves no ambiente desafiador e variável dos oceanos, caracterizado por sua vasta extensão em comparação com áreas terrestres, apresenta inúmeros obstáculos (Lovelock; Rapley, 2007; Harrison *et al.*, 2021).

Segundo Nunes *et al.* (2023), Gill e Prum (2019), as aves marinhas em vida selvagem enfrentam sérias ameaças de extinção devido às atividades humanas. Entre os principais desafios estão a pesca incidental, a poluição nos oceanos, a predação por espécies exóticas, a destruição de habitats e a interferência humana nas colônias e locais de descanso. Ademais, há uma crescente preocupação com ameaças futuras, como a instalação de turbinas eólicas offshore, que podem representar obstáculos adicionais à proteção das aves marinhas no Brasil.

2.4.1 Aves silvestres de vida livre no Maranhão

O território maranhense apresenta uma fauna de aves diversificada e abundante, adaptada a diversos tipos de habitats, que vão desde matas tropicais até manguezais. Com um total de 723 espécies espalhadas em 88 famílias e 30 ordens, a área se destaca pela sua variedade, com uma grande diversidade de vegetação. Além disso, o Maranhão é lar de 74 espécies exclusivas, desempenhando um papel fundamental na conservação da biodiversidade de aves, principalmente aquelas migratórias, como também encontradas 46 espécies exclusivas do Brasil, que contribuem para a diversidade e singularidade das aves locais. A presença dessas espécies endêmicas ressalta a relevância da região na proteção da diversidade de aves no Brasil (Carvalho, 2020).

O site colaborativo WikiAves (2023), voltado ao registro e compartilhamento de observações ornitológicas no Brasil, fornece dados relevantes sobre a diversidade de aves em diferentes regiões do país. Entre os municípios analisados no presente estudo, destaca-se São Luís, com 235 espécies registradas, seguido por São José de Ribamar (123 espécies), Raposa (122 espécies) e Paço do Lumiar (39 espécies). É relevante destacar que 71,78% das espécies de aves registradas no estado do Maranhão encontram-se na Ilha do Maranhão, evidenciando sua importância para a avifauna regional.

Com base nas considerações de Develey e Phalan (2021) e Silva Junior *et al.* (2020), o estado do Maranhão é uma região com uma grande variedade de aves, notável pela presença significativa de espécies exclusivas e em risco de extinção. Por isso, é essencial manter um monitoramento constante nessa região, a fim de evitar doenças e preservar a sua biodiversidade. Além disso, o local é crucial para aves migratórias, destacando a importância de cuidar e proteger a conservação desses ecossistemas únicos. A descoberta de novas espécies e a redescoberta de espécies ameaçadas reforçam a necessidade urgente de ações de conservação e medidas governamentais focadas na proteção desses ambientes.

Estudos do Projeto de Monitoramento do Desmatamento na Amazônia Legal por Satélite (PRODES) (INPE, 2018), bem como análises de autores como Couto (2004), De Luca *et al.* (2009) e Lahsen *et al.* (2016), evidenciam os efeitos da degradação ambiental nas áreas de pesquisa situadas no estado do Maranhão. Eles ressaltam a influência negativa causada por práticas como desmatamento, ocupação irregular para atividades agrícolas, exploração de madeira e incêndios descontrolados, que contribuem para a deterioração dos ecossistemas naturais e representam um risco para a diversidade biológica, incluindo as espécies de aves ameaçadas na região.

Mercês (2021), destaca a relevância das medidas de conscientização na Educação

Ambiental no que tange à comercialização, criação e aquisição desnecessária de aves nativas que possuem papel crucial na natureza da região.

Carvalho (2020), em sua pesquisa realizada no estado do Maranhão, identificou diversas ordens de aves, entre elas: Passeriformes, que apresenta uma grande diversidade de espécies de pássaros cantores; accipitriformes, que engloba aves de rapina, como águias e gaviões; Columbiformes, composto por pombos e rolas; Piciformes, que inclui aves como pica-paus e tucanos; e Charadriiformes, que conta com aves limícolas, como gaivotas e maçaricos.

2.5 Aspectos Ecológicos da Comunidade Aviária

2.5.1 Ordem Passeriformes Linnaeus, 1758

A ordem Passeriformes constitui a maior ordem das aves, compreendendo atualmente cerca de 6.533 espécies, o que representa aproximadamente 60% da diversidade global das 10.787 espécies conhecidas (Gill *et al.*, 2020). Essas aves, geralmente menores que as demais ordens abordadas no Volume I da obra *Aves do Brasil: Rheiformes a Psittaciformes* (Favretto, 2023), apresentam uma estrutura morfológica relativamente uniforme, especialmente no formato corporal, sendo popularmente chamadas de “passarinhos” (Sick, 1997).

Uma característica particularmente distintiva dessa ordem está relacionada aos tendões presentes nas pernas e pés, que funcionam como um mecanismo de travamento. Essa adaptação facilita a permanência das aves em posições empoleiradas. Além disso, a ordem Passeriformes subdivide-se em duas subordens: *Tyranni* (Suboscines) e *Passeri* (Oscines). Essa classificação baseia-se principalmente nas diferenças estruturais da siringe, órgão responsável pelo canto, sendo que a subordem *Passeri* apresenta maior número de músculos associados, o que lhes confere vocalizações mais complexas e maior habilidade para imitar outros indivíduos (Ericson *et al.*, 2002; Barker *et al.*, 2004; Favretto (2023).

Fósseis dessa ordem são encontrados com maior frequência a partir do período Oligoceno, datados entre 34 e 23 milhões de anos atrás. Contudo, estudos filogenéticos sugerem que a origem dos Passeriformes remonta a cerca de 47 milhões de anos, após a grande extinção ocorrida no Cretáceo, com provável origem na região da Austrália (Claramunt e Cracraft, 2015; Oliveros *et al.*, 2019; Mayr, 2022). Posteriormente, múltiplas dispersões permitiram que essas aves alcançassem a Ásia, Europa, África e, finalmente, as Américas (Tomlinson, 2002).

Nos municípios da Ilha do Maranhão (São Luís, Paço do Lumiar, São José de Ribamar e Raposa), as principais famílias da ordem Passeriformes observadas incluem: *Tyrannidae*,

Thraupidae, *Troglodytidae*, *Hirundinidae*, *Pipridae*, *Vireonidae*, *Fringillidae*, *Rhynchocyclidae*, *Dendrocolaptidae*, *Thamnophilidae*, *Icteridae*, *Mimidae*, *Motacillidae*, *Estrildidae*, *Cardinalidae*, *Turdidae*, *Cotingidae*, *Furnariidae*, *Passeridae*, *Corvidae* e *Tityridae*. Essas famílias estão amplamente distribuídas nos diferentes habitats da região e representam uma variedade de estratégias alimentares, comportamentais e reprodutivas. Entre as espécies destacam-se o bem-te-vi (*Pitangus sulphuratus*), tiziu (*Volatinia jacarina*), corruíra (*Troglodytes musculus*), andorinha-serradora (*Stelgidopteryx ruficollis*), tangará-príncipe (*Chiroxiphia pareola*), gaturamo-verdadeiro (*Euphonia violacea*), polícia-inglesa-do-norte (*Leistes militaris*), sabiá-da-praia (*Mimus gilvus*), canário-da-terra (*Sicalis flaveola*), juruviara (*Vireo chivi*), gralha-cancã (*Cyanocorax cyanopogon*) e caneleiro-preto (*Pachyramphus polychopterus*), conforme registros do Wiki Aves (2024).

As características ecológicas e comportamentais das principais famílias da ordem Passeriformes registradas na região estão apresentadas na Tabela 3.

Tabela 3 – Características ecológicas e comportamentais das principais famílias de passeriformes observadas na Ilha do Maranhão

CATEGORIA	DESCRIÇÃO
HABITAT	Habitam uma ampla variedade de ambientes, incluindo florestas densas, matas ciliares, áreas abertas e urbanas. Adaptam-se facilmente às diferentes condições ambientais brasileiras.
ALIMENTAÇÃO	Variada, inclui desde frutas e néctar (ex.: <i>Thraupidae</i>), passando por insetos capturados em voo ou folhagem (ex.: <i>Tyrannidae</i>), até dietas generalistas em ambientes urbanos.
COMPORTAMENTO	Diversificado; destacam-se pela territorialidade, especialmente em períodos reprodutivos. Cantos elaborados, principalmente na subordem <i>Passeri</i> , usados para comunicação e reprodução.
REPRODUÇÃO	Constroem ninhos em formato de taça com galhos, folhas e fibras vegetais. A reprodução ocorre, em geral, na estação chuvosa, com cuidado parental compartilhado entre os pais.
DISTRIBUIÇÃO	Ampla distribuição pelo Brasil, presentes em todos os biomas: Amazônia, Cerrado, Mata Atlântica, Caatinga, Pantanal e Pampa. A distribuição varia conforme os recursos ambientais.

Fonte: Adaptado de Causey; Padula (2019); Favretto (2023).

2.5.2 Ordem Charadriiformes, Huxley, 1867

As aves da ordem charadriiformes são frequentemente encontradas em ambientes costeiros,

praias, estuários e zonas úmidas, incluem uma variedade de aves possuem adaptações para a alimentação em ambientes aquáticos e terrestres, como bicos especializados para capturar presas. Desempenham papéis importantes nos ecossistemas aquáticos e costeiros, contribuindo para a diversidade ecológica das aves no Brasil e em todo o mundo.

Os membros da Ordem Charadriiformes podem ser chamados coletivamente de aves limícolas, possui 3 subordens, 12 famílias, 36 gêneros e 66 espécies, compostas por três subordem: onde a subordem Charadri, compostas pelas famílias Charadriidae, Haematopodidae, Recurvirostridae, Burhinidae, Chionidae. A subordem Scolopaci, composta pelas famílias Colopacidae, Thinocoridae, Jacanidae, Rostratulidae e Glareolidae. A subordem Lari, composta família Stercorariidae e Laridae Fazem parte dessa ordem gaivotas, batuíras, maçaricos, trinta-réis, mandrião (Pacheco *et al.*, 2021; CBRO, 2014).

De acordo com a Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (Embrapa, 2020), as aves silvestres aquáticas com hábito migratório das ordens Anseriforme e Charadriiformes, como os maçaricos, gaivotas, cisnes, patos, gansos, marrecos e jaçanãs são os principais disseminadores dos vírus da Influenza Aviária. Essas aves habitam principalmente zonas costeiras e litorâneas. As características ecológicas e comportamentais das principais famílias da ordem Charadriiformes observadas na região estão apresentadas na Tabela 4.

Tabela 4 – Características ecológicas e comportamentais das principais famílias de Charadriiformes registradas na Ilha do Maranhão

CATEGORIA	DESCRIÇÃO
HABITAT	Ocorrem em estuários, áreas costeiras e lagoas
ALIMENTAÇÃO	Peixes, cefalópodes, insetos, carniça, vegetais e ocasionalmente de roedores.
COMPORTAMENTO	Deslocam em bandos.
REPRODUÇÃO	Maioria das espécies são monogâmicas, porém há espécies polínicas e poliândricas O período reprodutivo é variável conforme a espécie, podendo variar entre os meses de julho e março, junho e dezembro, outubro e dezembro e dezembro e julho.
DISTRIBUIÇÃO	Ocorrem em todos os continentes, incluindo áreas como a Antártida, Ártico, América do Norte, América do Sul, Europa, Ásia, África e Oceania

Fonte: Adaptado de Causey; Padula (2019); Favretto (2023).

2.5.3 Legislações para conservação da fauna brasileira e maranhense

As aves desempenham papéis ecológicos fundamentais, atuando como polinizadoras, dispersoras de sementes e reguladoras das populações de insetos, contribuindo, assim, para a

manutenção do equilíbrio dos ecossistemas. Entretanto, a degradação dos habitats, a caça ilegal e o tráfico de espécies ameaçam a sobrevivência de diversas espécies de aves (Menuzzi, 2020). Nesse contexto, a conservação das espécies silvestres tornou-se um tema de crescente relevância no âmbito ambiental e jurídico, especialmente em relação às legislações que visam proteger a biodiversidade e garantir o bem-estar dos animais.

Conforme observa Carvalho (2022), a preservação da biodiversidade é de extrema importância para enfrentar desafios como a degradação ambiental, a exploração excessiva de recursos e as mudanças climáticas. Nesse sentido, a legislação e as políticas públicas desempenham um papel crucial ao buscar não apenas proteger a fauna, mas também promover a conscientização sobre a relevância da conservação da biodiversidade. Ademais, a aplicação do princípio da vedação ao retrocesso é essencial para assegurar que os direitos dos animais sejam mantidos e ampliados, evitando retrocessos que possam comprometer a proteção legal desses seres.

Atualmente, é possível identificar as principais leis e regulamentações que visam proteger a diversidade animal, abrangendo tanto espécies domésticas quanto silvestres, além de englobar tanto os ambientes aquáticos quanto terrestres. Essas medidas jurídicas são fundamentais para estabelecer objetivos claros em relação à conservação da biodiversidade e para compreender as implicações e desafios envolvidos na implementação das políticas de proteção.

A Constituição Federal de 1988, em seu artigo 225, garante um meio ambiente ecologicamente equilibrado e, no § 1º, inciso VII, estabelece que os animais não devem ser submetidos à crueldade, reconhecendo a necessidade de proteção dos animais. A Lei de Crimes Ambientais (Brasil, 1998) impõe sanções penais e administrativas para danos ao meio ambiente, incluindo a proteção dos animais, embora ainda os considere como objetos de proteção, refletindo um viés antropocêntrico em relação à fauna.

A Lei de Proteção à Fauna (Lei 5.197/67) alterou o status jurídico dos animais silvestres, tornando-os propriedade do Estado e contribuindo para a proibição da caça profissional e do comércio de espécimes da fauna silvestre. Por sua vez, o Código Civil (Lei n. 10.406/2002), apesar de ter sido reformado, não modificou a classificação jurídica dos animais, que continuam a ser tratados como coisas, passíveis de apropriação e comércio. O Decreto n.º 6.514/2008 estabelece infrações e sanções administrativas relacionadas ao meio ambiente, incluindo a proteção dos animais. (Brasil, 1967; 2002; 2008).

No estado do Maranhão, diversas leis focadas na conservação da fauna silvestre, nativa e exótica foram instituídas. A Lei Estadual n.º 5.405/1992, que estabelece o Código Estadual

de Proteção ao Meio Ambiente (CEPMA), contém normas que proíbem a caça, pesca e captura de animais silvestres sem autorização prévia do órgão ambiental competente (Maranhão, 1992). A Lei Estadual n.º 10.169/2014 institui a Lei Estadual de Proteção aos Animais, que estabelece medidas para a proteção, direitos e preservação dos animais no estado, proibindo a crueldade, o abandono e o comércio ilegal de animais silvestres. Além disso, a Lei Estadual n.º 10.535/2016 trata da gestão da fauna silvestre brasileira e exótica, estabelecendo normas para o manejo, criação, soltura e reintrodução de animais silvestres no estado do Maranhão. (Maranhão, 2014; 2016).

De maneira geral, a proteção das aves e da biodiversidade em um sentido amplo demanda a implementação eficaz das legislações atuais e a promoção de uma conscientização coletiva sobre a importância da conservação. O fortalecimento das políticas públicas e a aplicação estrita das normas legais são essenciais para assegurar um futuro em que as espécies ameaçadas possam prosperar e manter o equilíbrio dos ecossistemas. A comunicação entre a população, as autoridades e as organizações são fundamentais para garantir a efetividade das ações de proteção e fomentar um ambiente mais justo e sustentável

2.5.4 Impactos na biodiversidade e na saúde única

A Convenção sobre Diversidade Biológica (CBD) define biodiversidade como a variabilidade entre organismos vivos de todas as fontes, incluindo ecossistemas terrestres, marinhos e aquáticos, bem como os complexos ecológicos dos quais fazem parte. Essa variabilidade abrange a diversidade dentro das espécies, entre espécies e dos próprios ecossistemas (CBD, 1992).

De acordo com Vergara-Tabares *et al.* (2020), ações humanas têm exercido significativo impacto nas paisagens naturais, resultando na perda de biodiversidade, no declínio populacional de diversas espécies e no comprometimento da saúde dos ecossistemas. Essa influência é uma das principais causas desses problemas, afetando tanto a resiliência quanto a capacidade de recuperação dos ecossistemas.

A conservação da biodiversidade assegura a prestação de serviços ecossistêmicos essenciais, como a purificação da água e do ar, o controle de pragas e a regulação do clima, que são fundamentais para a qualidade de vida, especialmente em áreas urbanas (Marselle *et al.*, 2021; Aerts, Honnay e Van Nieuwenhuysse, 2018; Kinnison *et al.*, 2019). Ressaltar a importância da biodiversidade visa estimular o envolvimento da comunidade na conservação dos recursos naturais e na proteção das áreas verdes urbanas. Nesse contexto, torna-se crucial

implementar políticas públicas que incentivem a preservação e a restauração dessas áreas, reconhecendo os efeitos negativos na saúde e no bem-estar das comunidades decorrentes da perda de biodiversidade associada à urbanização (Marselle *et al.*, 2021).

Em suma, promover a biodiversidade é essencial para assegurar um ambiente saudável e sustentável, beneficiando tanto a fauna quanto a população humana (Marselle *et al.*, 2021; Chace; Walsh, 2004; Amorim, 2015).

Escudos de Marselle *et al.* (2021), Marselle *et al.* (2020), Bratman *et al.* (2019), Korn, Stadler e Bonn (2019) e Kabisch *et al.* (2017) indicam que enfrentar os desafios socioambientais requer considerar questões socioeconômicas e políticas e buscar soluções inovadoras. Tais medidas são essenciais para mitigar os impactos negativos na biodiversidade e na saúde. Uma estratégia mencionada é o uso de soluções baseadas na Natureza, que utilizam a biodiversidade e os ecossistemas como recursos para resolver problemas sociais e ambientais. Um exemplo disso é a criação de espaços verdes urbanos, que têm potencial para promover a saúde e o bem-estar da população. Ademais, destaca-se a importância da integração de políticas, com o objetivo de alinhar estratégias relacionadas à biodiversidade, saúde e clima, assegurando que as políticas de saúde considerem a necessidade de ambientes naturais saudáveis. Para fundamentar a implementação de políticas de conservação da biodiversidade, é essencial o apoio de pesquisas e evidências científicas que demonstrem a inter-relação entre biodiversidade e saúde. Essa abordagem baseada no conhecimento científico contribui para uma tomada de decisão mais eficaz. Por fim, é imprescindível fortalecer a colaboração intersetorial entre os setores de saúde, meio ambiente e urbanismo. Tais abordagens visam reduzir os impactos sobre a biodiversidade e promover o bem-estar social, sustentando a saúde única.

REFERÊNCIAS

ADOLPH, C. Coccidia. **Medicina Interna Clínica de Pequenos Animais**. [S.l.: s.n.], 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1002/9781119501237.ch111>. Acesso em: 17 mar. 2024.

AMORIM, R. R. **Urbanização como fator de distribuição da avifauna em Curitiba, Paraná, Brasil**. 2015. 61f. Dissertação (Mestrado em Ciências Biológicas) – Setor de Ciências Biológicas, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2015. Disponível em: <https://acervodigital.ufpr.br/xmlui/handle/1884/41020>. Acesso em: 17 maio 2024.

BALL, S.; PITTILO, R.; LONG, P. Ciclos de vida intestinais e extraintestinais de coccídios eimerídeos. **Advances in parasitology**, v. 28, p. 1-54, 1989. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/S0065-308X\(08\)60330-9](https://doi.org/10.1016/S0065-308X(08)60330-9). Acesso em: 17 maio 2024.

BANETH, G. Antiprotozoal treatment of canine babesiosis. **Veterinary Parasitology**, Amsterdam, v. 254, p. 58-63, 2018. DOI: 10.1016/j.vetpar.2018.03.00.

BARBOSA, A.; BASTOS, O.; UCHÔA, C.; PISSINATTI, A.; BASTOS, A.; SOUZA, I.; DIB, L.; AZEVEDO, E.; SIQUEIRA, M.; CARDOZO, M.; AMENDOEIRA, M. Comparação de cinco técnicas parasitológicas para diagnóstico laboratorial de cistos de *Balantidium coli*. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 25, n. 3, jul-sep., 2016. Doi: <https://doi.org/10.1590/S1984-29612016044>. Acesso em: 22 abr. 2024.

BAYZID, M.; HASIB, F. M. Y.; HASAN, T.; HASSAN, M. M.; MASUDUZZAMAN, M.; HOSSAIN, M. A.; ALIM, M. A. Prevalence of helminth and protozoan infections in pet birds of Chattogram, Bangladesh. **Veterinary Medicine and Science**, v. 9, p. 548–556, 2022. DOI: 10.1002/vms3.967. Acesso em: 25 abr. 2024.

BERTO, B. P.; MCINTOSH, D.; LOPES, C. W. G. Studies on coccidian oocysts (Apicomplexa: Eucoccidiorida). **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 23, n.1, p. 1–15, 2014. Doi: <http://doi.org/10.1590/S1984-29612014001>. Acesso em: 22 abr. 2024.

BRASIL. Constituição (1988). **Constituição da República Federativa do Brasil**. Brasília, DF: Presidência da República, 1988.

BRASIL. Lei n. 9.605, de 12 de fevereiro de 1998. Dispõe sobre as sanções penais e administrativas derivadas de condutas e atividades lesivas ao meio ambiente, e dá outras providências. **Diário Oficial da União**, Brasília, DF, 13 fev. 1998.

BRASIL. Lei n. 5.197, de 3 de janeiro de 1967. Dispõe sobre a proteção da fauna e dá outras providências. **Diário Oficial da União**, Brasília, DF, 4 jan. 1967.

BRASIL. Lei n. 10.406, de 10 de janeiro de 2002. Institui o Código Civil e dá outras providências. **Diário Oficial da União**, Brasília, DF, 11 jan. 2002.

BRASIL. Decreto n. 6.514, de 22 de julho de 2008. Regulamenta a Lei n. 9.605, de 12 de fevereiro de 1998, que dispõe sobre as sanções penais e administrativas derivadas de condutas lesivas ao meio ambiente. **Diário Oficial da União**, Brasília, DF, 23 jul. 2008.

BOLL, A.S.; MARQUES, S.M.T.; ALIEVI, M.M. Parasitas em Passeriformes e Psittaciformes alojados em centro de triagem no Zoológico de Sapucaia do Sul, Rio Grande do Sul, Brasil. **Revista Portuguesa de Ciências Veterinárias**, v. 112, p. 28-34, 2017

BRATMAN, G. N.; ANDERSON, C. B.; BERMAN, M. G., COCHRAN, B; DE VRIES, S.; FLANDERS, J. *et al.* Nature and mental health: an ecosystem service perspective. **Science Advances**, v. 5, n. 7, 2019. Disponível em: <https://www.science.org/doi/10.1126/sciadv.aax0903>. Acesso em: 23 fev. 2024.

BRITO, A.; GUILHERME, E.; SANTOS, F.; MESQUITA, R.; GOMES, F. Endoparasitas de aves silvestres da área do Campus e Parque Zoobotânico da Universidade Federal do Acre, Rio Branco, **Arquivos de Ciências Veterinárias e Zoologia da UNIPAR**, v. 20, n. 3, p. 117-122, jul-set., 2017.

CANNING, E. U.; ANWAR, M. Studies on meiotic Division in coccidial and malarial parasites. **Journal of protozoology**, v. 15, p. 290-8, 1968. Doi: 10.1111/j.1550-7408.1968.tb02125.x.

CARDOZO, Sergian Vianna; BERTO, Bruno Pereira; CAETANO, Inês; THOMÁS, André; SANTOS, Marcos; FONSECA, Isabel Pereira da; LOPES, Carlos Wilson Gomes. Coccidian parasites from birds at rehabilitation centers in Portugal, with notes on *Avispora bubonis* in Old World. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, Jaboticabal, v. 28, n. 2, p. 187-193, 02 abr. 2019. Trimestral. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1590/s1984-29612019023>. Acesso em: 22 jan. 2024.

CARVALHO, Cynthia Silveira. Os avanços da legislação brasileira na proteção dos animais e o princípio da vedação ao retrocesso. **RJLB**, ano 8, n. 3, p. 383-406, 2022.

CARVALHO, D.; SILVA, S.; SOUSA-NEVES, T.; SILVA, D.; SANTOS, M. Um inventário documentado atualizado e novos registros de espécies de aves para o estado brasileiro do Maranhão. **Ornithology Research**, v. 28, p. 77 – 85, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s43388-020-00013-2>. Acesso em: 22 jan. 2024.

CARVALHO, F.S.; WENCESLAU, A.A.; TEIXEIRA, M.; CARNEIRO, J.A.M.; MELO, A.D.B., ALBUQUERQUE, G.R. Diagnosis of *Eimeria* species using traditional and molecular methods in field studies. **Veterinary Parasitology**, v. 176, p. 95-100, 2011.

CAUSEY, D.; PADULA, V.M. The Pelecaniform Birds. **Encyclopedia Of Ocean Sciences**, v. 2, p. 119-128, 2019. Disponível em: ciencedirect.com/science/article/abs. Acesso em: 09 maio 2024.

CAVALIER, Natália Toledo *et al.* Diagnóstico e tratamento das doenças infecciosas e parasitárias. **Brazilian Journal of Implantology and Health Sciences**, v. 5, n. 5, p. 2522–30, 2023. Disponível em: <https://doi.org/10.36557/2674-8169.2023v5n5p2522-2530>. Acesso em 5 out 2024.

CHACE, J.F.; WALSH, J.J. Urban effects on native avifauna: a review. **Landscape and Urban Planning**, v. 74, n.1, p. 46-69, 2004.

CHATTERJEE A, *et al.* Epidemiological aspects of avian coccidiosis. **Veterinary**

Parasitology, v. 315, n. 109827, 2023.

CHOI, J.; LEE, S. Filogenia molecular da família Coccidae (Hemiptera, Coccomorpha), com uma discussão sobre seus ovisacos cerosos. **Systematic Entomology**, v. 45, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/syen.12404AD>. Acesso em 5 out 2024.

COMITÊ BRASILEIRO DE REGISTROS ORNITOLÓGICOS. **Listas das aves do Brasil**. 11. ed. Rio de Janeiro: CBRO, 2021. Disponível em: <http://www.cbro.org.br/>. Acesso em: 16 jul. 24

COUTO, R. G. **Atlas de conservação da natureza brasileira: unidades federais**. São Paulo: Metalivros, 2004.

CRUZ, C. E. F, MARQUES, S. M. T, ANDRETTA I. Endoparasites observed within invertebrates used as live food items for captive wild birds: Overview and potential risks. **Zoo Biology**, v. 38, n. 4, p. 384-388, Aug., 2019. Doi: 10.1002/zoo.21500. Epub 2019 Jun 17. PMID: 31206830.

DE LUCA, A. C., DEVELEY P. F., BENCKE G. A., GOERCK J. M. (Org.). **Áreas importantes para a conservação das aves no Brasil**. Parte II-Amazônia, Cerrado e Pantanal. São Paulo: Save Brasil, 2009.

DEVELEY, P. F. Conservação de aves no Brasil: desafios e soluções práticas para um país megadiverso chave. **Perspectivas em ecologia e conservação**, v. 19, n. 2, p. 171-178, apr.-jun., 2021. Disponível em: <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S2530064421000201>. Acesso em: 01 jul. 2024.

DOLNIK, Olga. **Some aspects of the biology and host-parasite interactions of *Isospora* spp. (Protozoa: Coccidiida) of passerine birds**. 2002. Tese de Doutorado. Universität Oldenburg, Oldenburg, 2002.

DOLNIK, Olga V.; PALINAUSKAS, Vaidas; BENSCH, Staffan. Individual oocysts of *Isospora* (Apicomplexa: Coccidia) parasites from avian feces: from photo to sequence. **Journal of Parasitology**, v. 95, n. 1, p. 169-174, 2009. Disponível em: <https://doi.org/10.1645/GE-1873.1>. Acesso em: 2 jun. 2024.

DUBEY, J.P (Ed.) **Coccidiosis in Livestock, poultry, companion animals, and humans**. Boca Raton, FL: CRC Press, 2019. Disponível em: https://books.google.com.br/books?hl=pt-BR&lr=&id=oMfADwAAQBAJ&oi=fnd&pg=PP1&dq=Coccidiosis+in+Livestock,+Poultry,+Companion+Animals+Press&ots=C4P3Hyw7Oo&sig=NZdiYttNmts_a94cbQOa3_AHrO8#v=onepage&q=Coccidiosis%20in%20Livestock%2C%20Poultry%2C%20Companion%20Animals%20Press&f=false. Acesso em: 01 jul. 2024.

DUSZYNSKI D., COUCH, L., UPTON S. J. **Os Coccidia do Mundo**. Disponível em: <https://www.k-state.edu/parasitology/worldcoccidia>. Disponível em: <https://www.k-state.edu/parasitology/worldcoccidia/>. Acesso em: 2 jun. 2019.

DUSZYNSKI, D; WILBER, P. Uma diretriz para a preparação de descrições de espécies em Eimeridae. **Journal of protozoology**, v. 83, p. 333–336, 1997. Disponível em: <https://www.k-state.edu/parasitology/worldcoccidia/>. Acesso em: 4 fev. 2024.

FAVRETTO, Mario Arthur. Aves do Brasil: **Rheiformes a Psittaciformes**. Florianópolis: Mario Arthur Favretto, 2021.

FIGUEIREDO, M.; MANRIQUE, W.; NOGUEIRA, R. Levantamento de parasitas gastrointestinais do centro de triagem de animais silvestres de São Luís, Maranhão, Brasil. **Ars Veterinaria**, Jaboticabal, v. 34, n. 2, p. 060-068, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.15361/2175-0106.2018V34N2P60-68>. Acesso em: 4 fev. 2024.

FREITAS, Luís Filipe Villas Boas de *et al.* Coccidiosis Infection and Growth Performance of Broilers in Experimental Trials: Insights from a Meta-Analysis Including Modulating Factors. **Poultry Science**, v. 102, n. 11, p. 10302, nov. 2023. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.psj.2023.103021>. Acesso em: 10 jun. 2024.

FREITAS, Manuela F. L. *et al.* Occurrence of coccidiosis in canaries (*Serinus canarius*) being kept in private captivity in the state of Pernambuco, Brazil. **Parasitología latinoamericana**, v. 58, n. 1-2, p. 86-88, 2003. Disponível em: https://www.scielo.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0717-77122003000100017. Acesso em: 01 jul. 2024.

GILL, F.; DONSKER, D.; RASMUSSEN, P. (Org.). **Lista Mundial de Aves do COI**, v. 14, n. 2, 2024. Doi:10.14344/IOC.ML.14.1. Acesso em: 17 jun. 2024.

GILL, F.B.; PRUM, R. O. **Ornithology**. 4. ed. Nova Iorque: W.H. Freeman & Co, 2019.

GILL, Hagit; PAPERNA, Ilan. Proliferative visceral *Isospora* (atoplasmosis) with morbid impact on the Israeli sparrow *Passer domesticus biblicus* Hartert, 1904. **Parasitology Research**, [S.l.], v. 103, n. 3, p. 493-499, 20 maio 2008. Springer Science and Business Media LLC. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1007/s00436-008-0986-4>. Acesso em: 10 jun. 2024.

GRECA, M. P. S. **Identificação molecular e filogenia de espécies de *Cryptosporidium* em cães e gatos de Curitiba em região metropolitana**. 2010. Dissertação (Mestrado em Microbiologia, Parasitologia e Patologia). Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2010.

GRUBER, Arthur *et al.* Entendendo e controlando a coccidiose aviária. **Avicultura Industrial**, v. 96, n. 1133, 2005. Disponível em: <https://repositorio.usp.br/item/001451507>. Acesso em: 08 nov. 2024.

HACKETT, S. J.; KIMBALL, R. T.; REDDY, S.; BOWIE, R. C.; BRAUN, E. L.; BRAUN, M. J. *et al.* A phylogenomic study of birds reveals their evolutionary history. **Science**, v. 320, n. 5884, p. 1763–8, 2008. Disponível em: <https://doi.org/10.1126/science.1157704> PMID: 18583609. Acesso em: 07 jun. 2024.

HAFEEZ, M.; BARTA, J. Organização conservada do genoma mitocondrial de espécies de *Isospora* (Eimeriidae, Coccidia, Apicomplexa) infectando répteis (*Pogona vitticeps* (Sauria: Agamidae) e pássaros (*Garrulax chinensis* Aves: passeriformes). **Mitochondrial DNA Part B**, v. 4, p. 1133 – 1135, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.1080/23802359.2018.1564388>. Acesso em: 07 jun. 2024.

HARRISON, P.; PERROW, M.; LARSSON, H. **Seabirds: the new identification guide**. Barcelona: Lynx Editions, 2021.

HOFFMANN, R.P. **Diagnóstico de Parasitismo Veterinário**. Sulina: Porto Alegre, 1987.

HOFFMAN, William A.; PONS, Juan A.; JANER, José L. The sedimentation-concentration method in schistosomiasis mansoni. **Journal of Public Health and Trop Medicine**. v. 9, n. 3, p. 283- 291, 1933.

HONMA, H.; SUYAMA, Y.; NAKAI, Y. Detecção de coccídios parasitários e determinação de espécies de grou hospedeiros, sexo e genótipo por análise de DNA fecal. **Molecular Ecology Resources**, v. 11, 2011. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/j.1755-0998.2011.03048.x>. Acesso em: 07 jun. 2024.

KIMBALL, Rebecca T., *et al.* A Phylogenomic Supertree of Birds”. **Diversity**, v. 11, n. 7, jul. 2019. *DOI.org (Crossref)*, <https://doi.org/10.3390/d11070109>. Acesso em: 02. mar. 2025

HORNINK, Gabriel Gerber; KANAZOE, Urara. **Coccidiose Aviária: um parasito de galinha doméstica**. Alfenas: Unifal, 2020. Disponível em: <https://www.studocu.com/pt-br/document/escecolga-falcone/parasitologia/e-book-coccidiose-aviaria/99377927>. Acesso em: 07 abr. 2024.

INPE. PRODES. **Monitoramento da Floresta Amazônica Brasileira por Protocols recommended by the passerine Atoxoplasma worken group**. São José dos Campos: INPE, 2018. Disponível em: <http://www.obt.inpe.br/OBT/assuntos/programas/amazonia/prodes>

KABISCH, Nadja *et al.* **Nature-based solutions to climate change adaptation in urban areas: Linkages between science, policy and practice**. [S. l.]: Springer Open, 2017.

KAY, Emily, *et al.* Prevalence and pathogen load of *Eimeria* in wild yellow-eyed penguins (megadyptes antipodes) and the morphologic characterization of a novel Eimeria species. **Journal of Wildlife Diseases**, v. 58, n. 4, nov., 2022. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/36136602/>. Acesso em: 14 jul. 2024.

KNIGHT, Alex; EWEN, John G.; BREKKE, Patricia; SANTURE, Anna W. The Evolutionary Biology, Ecology and Epidemiology of Coccidia of Passerine Birds. **Advances In Parasitology**, [S.l.], p. 35-60, 2018. Elsevier. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1016/bs.apar.2018.01.001>. Acesso em: 14 jul. 2024.

KUHL, H; FRANKL-VILCHES, C; BAKKER, A; MAYR, G; NIKOLAUS, G; BOERNO S. T. *et al.* Um molecular imparcial Abordagem usando 30 -UTRs resolve a árvore da vida no nível da família aviária. **Biologia Molecular e Evolução**, v. 38, n. 1, p. 108–127, nov. 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1093/molbev/msaa191>. Acesso em: 10 jul. 2024.

LAHSEN, M.; BUSTAMANTE, M. M. C.; DALLA-NORA, E. L. Subvalorizar e superexplorar o Cerrado brasileiro é por nossa conta e risco. **Environ Pol Sustainab Dev**, v. 58, p. 4–15, 2016. Disponível em: <https://doi.org/10.1080/00139157.2016>. Acesso em: 10 jul.

LIM, L.; McFADDEN, G. I. The evolution, metabolism and functions of the apicoplast. **Philos Trans. R.Soc. B**, [S.l.], v. 365, n. 1541, p. 749-763, mar. 2010. Doi: 10.1098/rstb.2009.0273. Acesso: 08 jun. 2024.

LIVEZEY, Bradley C.; RICHARD L. Zusi. Higher-order phylogeny of modern birds

(Theropoda, Aves: Neornithes) based on comparative anatomy. II. Analysis and discussion. **Zoological Journal of the Linnean Society**, v. 149, p. 1 – 95, 2007. Disponível em: [https://www.semanticscholar.org/paper/Higher-order-phylogeny-of-modern-birds-\(Theropoda%2C-Livezey-zusi/eb19b20f5b927393f0cb6527ab0b0151fc11574a](https://www.semanticscholar.org/paper/Higher-order-phylogeny-of-modern-birds-(Theropoda%2C-Livezey-zusi/eb19b20f5b927393f0cb6527ab0b0151fc11574a). Acesso em: 12 mar. 2024.

LONG P.L. **The biology of the Coccidia**. 2. ed. London: Edward Arnold, 1982.

LÓPEZ , J. FIGUEROLA; SORIGUER, R. Time of day, age and feeding habits influence coccidian oocyst shedding in wild passerines. **International Journal for Parasitology**. v. 37, p. 559–564, 2007.

LOVELOCK, J., RAPLEY, C. Os tubos oceânicos podem ajudar a Terra a se curar. **Nature**. v. 449, n. 403, 2007. Disponível em: <https://doi.org/10.1038/449403>. Acesso em: 17 jun. 2024.

LUU, L.; BETTRIDGE, J.; CHRISTLEY, R.; MELESE, K.; BLAKE, D.; DESSIE, T.; WIGLEY, P.; DESTA, T.; HANOTTE, O.; KAISER, P.; TERFA, Z.; COLLINS, M.; LYNCH, S. Prevalência e caracterização molecular de espécies de Eimeria em galinhas de aldeias etíopes. **BMC Veterinary Research** , v. 9, n. 208, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.1186/1746-6148-9-208>. Acesso em: 12 mar. 2024.

MACDONALD, A.; JARDINE, C.; REJMAN, E.; BARTA, J.; BOWMAN, J.; CAI, H.; SUSTA, L.; NEMETH, N. Alta prevalência de espécies de mycoplasma e eimeria em perus selvagens orientais de criação livre (*meleagris gallopavo silvestris*) em Ontário, Canadá. **J Wildl Dis**, v. 55, n. 1, p. 54-63, 2019. Doi: 10.7589/2017-11-273. Acesso: 13 jun. 2024.

MARANHÃO. **Lei n. 5.405, de 08 de abril de 1992**. Institui o Código de Proteção de Meio Ambiente e dispõe sobre o Sistema Estadual de Meio Ambiente e o uso adequado dos recursos naturais do Estado do Maranhão. São Luís: Governo do Estado do Maranhão, 1992.

MARANHÃO. **Lei n. 10.169, de 05 de dezembro de 2014**. Dispõe sobre a proteção a todos os animais, no âmbito Estadual. São Luís: Governo do Estado do Maranhão, 2014.

MARANHÃO. **Lei n. 10.535, de 7 de dezembro de 2016**. Dispõe sobre a gestão da fauna silvestre brasileira e exótica no âmbito do Estado e estabelece outras providências. São Luis: Governo do Estado do Maranhão, 2016.

MARSELLE, M. R.; BOWLER, D. E.; WATZEMA, J.; EICHENBERG, D.; KIRSTEN, T; BONN, A. Urban street tree biodiversity and anti-depressant prescriptions. **Scientific Reports**, v. 10, p. 22445, 2020.

MARSELLE, M.R.; LINDLEY, S.J.; COOK, P.A. *et al.* Biodiversity and Health in the Urban Environment. **Current Environmental Health Reports**, v. 8, p. 146–156, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s40572-021-00313-9>. Acesso em: 12 mar. 2024.

MARTINAUD, G; BILLAUDELLE, M; MOREAU, J. Circadian variation in shedding of the oocysts of *Isospora turdi* (Apicomplexa) in blackbirds (*Turdus merula*): an adaptative trait against desiccation and ultraviolet radiation. **International Journal for Parasitology**, v. 39, n. 6, p. 735-9, maio, 2009. Doi: 10.1016/j.ijpara.2008.11.006. Acesso: 13 jun. 2024.

Massey, J. Gregory. "Diseases and Medical Management of Wild Passeriformes". **Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine**, v. 12, n. 1, jan. 2003, p. 29–36. *DOI.org (Crossref)*, <https://doi.org/10.1053/saep.2003.127876>. Acesso em: 13 jun. 2024.

MATSUBAYASHI, M. *et al.* Desenvolvimento parasitário em intestinos e padrões de eliminação de oocistos para infecção por *Eimeria uekii* e *Eimeria raichoi* em perdizes-de-rocha-japonesas, *Lagopus muta japonica*, protegidas por gaiolas nos Alpes Japoneses do Sul. **International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife**, v. 12, p. 19 – 24, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2020.04.002>. Acesso: 13 jun. 2024.

MARTINS, Isabella Vilhena Freire. **Parasitologia veterinária**. 2. ed. Vitória: EDUFES, 2019. 320 p.

MERCÊS, José; FERREIRA, Breno de Oliveira; VIANA, Diego; COSTA, Jociel; SANTOS, Georgianna; SANTOS, Iara. Aves Silvestres e suas Relações com Homens no Cerrado Leste Maranhense, Brasil Wild Birds and Their Relations with Men in the Cerrado East of Maranhão, Brazil. **Etnobiología**, v. 19, n. 2, p. 62-78, 2021. Disponível em: <https://www.researchgate.net/publication/354163571>. Acesso em: 08 ago. 2024.

MORRISSETTE, N. S., SIBLEY, L. D. Cytoskeleton of apicomplexan parasites. **Microbiol Mol Biol Rev.** v. 66, n. 1, p. 21-38, mar, 2002. Doi: 10.1128/MMBR.66.1.21-38.2002. Acesso em: 13 jun. 2024.

MOURA, Gabriela Hémylin Ferreira, *et al.* Occurrence of Apicomplexa protozoa in wild birds in the Northeast region of Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 32, n. 2, p. e014722, 2023. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/s1984-29612023020>. Acesso em: 10 out. 2024.

MENUZZI, Natália *et al.* Tráfico de espécies silvestres ameaça a biodiversidade da fauna brasileira: Comércio ilegal é responsável pela retirada de 38 milhões de animais do Brasil a cada ano. **UFMS: Revista Arco,-jJornalismo científico e cultural**, Santa Maria, v. 27, 2020.

NOVAES, Jeniffer; MANHA, Alessandra Popov dos Santos; FONTOLAN, Laureana Stelmastchuk Benassi; MADEIRA, Alda Maria Backx Noronha. Aspectos gerais da biologia do genoma, transcriptoma e proteoma de *Eimeria* spp. de galinha doméstica. **Revista da Biologia**, São Paulo, Brasil, v. 6, n. 2, p. 7–11, 2018. Doi: 10.7594/revbio.06b.02. Acesso em: 9 jun. 2024.

NUNES, Guilherme Tavares; EFE, Márcio Amorim; SERAFINI, Patricia Pereira; BUGONI, Leandro. Aves marinhas no Brasil: desafios para a conservação. **Oecologia Australis**, Rio de Janeiro, v. 27, n. 03, p. 254-269, 15 set. 2023. Quadrimestre'. *Oecologia Australis*. <http://dx.doi.org/10.4257/oeco.2023.2703.01>. Disponível em: <https://revistas.ufrj.br/index.php/oa/article/view/52200>. Acesso em: 22 maio 2023.

OBORNIK, M. *et al.* Evolution of the picoplasto and its hosts: From heterotrophy to autotrophy and back again. **International Journal for Parasitolog.**, New York, v. 39, n. 1, p. 1-12, jan. 2009. Doi: 10.1016/j.ijpara.2008.07.010.

OGEDENGBE, J.; HANNER, R.; BARTA, J. O código de barras de DNA identifica espécies de

Eimeria e contribui para a filogenética de parasitas coccidianos (Eimeriorina, Apicomplexa, Alveolata). **Revista internacional de parasitologia**, v. 41, n. 8, p. 843-50, 2011. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.ijpar.2011.03.007>. Acesso em: 22 maio 2023.

OLIVEIRA, P. S.; FERREIRA, A. F.; SILVA, L. M.; RODRIGUES, M. B.; CARDOZO, S. V.; BERTO, B. P. Diversity and distribution of coccidia of wild birds in Atlantic forest fragment area in southeastern Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 26, n. 4, p. 457-464, 2017.

ORTÚZAR-FERREIRA, C.N.; OLIVEIRA, M.S.; GENOVEZ-OLIVEIRA, J.L. *et al.* Coccidia of Columbiformes: a taxonomic review of its Eimeriidae species and *Eimeria columbinae* n. sp. from *Columbina talpacoti* (Temminck, 1809) from Brazil. **Parasitology Research**, v. 119, p. 267–281, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s00436-019-06514-4>. Acesso em: 30 jun. 2024.

PACHECO, José Fernando, *et al.* Annotated Checklist of the Birds of Brazil by the Brazilian Ornithological Records Committee—Second Edition. **Ornithology Research**, v. 29, n. 2, p. 94–105, jun. 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s43388-021-00058-x>. Acesso em: 22 abr. 2024.

PRUM, R.; BERV, J.; DORNBURG, A. *et al.* A comprehensive phylogeny of birds (Aves) using targeted next-generation DNA sequencing. **Nature**, v. 526, p. 569–573, 2015. Disponível em: <https://doi.org/10.1038/nature15697>. Acesso em: 22 abr. 2024.

RUGGIERO, Michael A., *et al.* A Higher Level Classification of All Living Organisms. **Plos One**, v. 10, n. 4, abr., p. e0119248, 2015. Disponível em: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0119248>. Acesso em: 07 ago. 2024.

SARAIVA, D.; CAMPINA, A.; GONÇALVES, F.; MELO-VIEGAS, D.; SANTOS, A.; NOGUEIRA, R.; COSTA, A. Parasitas gastrointestinais em galinhas caipiras criadas em sistema extensivo no Nordeste do Brasil. **Brazilian Journal of Poultry Science**, v. 23, n. 1, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/1806-9061-2020-1337>. Acesso em: 10 ago. 2024

SATO, S. The apicomplexan plastid and its evolution. **Cell. Mol. Life Sci.**, Basel, v. 68, n. 8, p. 1285-1296, 2001. Doi: 10.1007/s00018-011-0646-1. Acesso em: 10 ago. 2024

SCHREIBER, E. A.; BURGER, Joanna (Org.). **Biology of Marine Birds**. Boca Raton: CRC Press, 2001. Disponível em: <https://doi.org/10.1201/9781420036305>. Acesso em: 10 ago. 2024.

SILVA JUNIOR, C.; CELENTANO, D.; ROUSSEAU, G.; MOURA, E.; VARGA, I.; MARTÍNEZ, C.; MARTINS, M. Floresta amazônica à beira do colapso no Estado do Maranhão, Brasil. **Land Use Policy**, v. 97, n.104806, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.landusepol.2020.104806>. Acesso em: 23 ago. 2024.

SOUZA, R. K. B; PINTO, E. K. R. Apicomplexa: uma abordagem evolutiva, bioquímica e farmacológica. **Revista Multidisciplinar em Saúde**, [S. l.], v. 4, n. 4, p. 47–58, 2023. Doi: 10.51161/integrar/remis/3919. Acesso em: 20 mar. 2024.

SOUZA, Rafael Queiroz De, et al. Micro-organismos da subclasse Coccidia: resistência e implicações para o processamento de materiais de assistência à saúde. **Revista da Escola de Enfermagem da USP**, vol. 46, nº 2, abril de 2012, p. 466–71. *DOI.org (Crossref)*, <https://doi.org/10.1590/S0080-62342012000200027>.

TAYLOR, H. S. *et al.* The circadian variation of oocyst shedding of *Eimeria* spp. affecting brown kiwi (*Apteryx mantelli*). **Parasitology research**, v. 117, p. 2997-3001, 2018.

TAYLOR, M. A.; Coop, R. L.; Wall, R. L. **Veterinary Parasitology**. [S.l.]: Wiley Blackwell, 2015.

TENTER, A. *et al.* The conceptual basis for a new classification of the coccidia. **International Journal of Parasitology**, v. 32, p. 505–616, 2002. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/S0020-7519\(02\)00021-8](https://doi.org/10.1016/S0020-7519(02)00021-8). Acesso em: 20 mar. 2024.

UNITED STATES ANIMAL HEALTH ASSOCIATION. **Report of the USAHA Committee on Poultry and Other Avian Species**. Saint Joseph: USAHA, 2019. Available online: Disponível em: <https://www.Usaha.Org/transmissible-diseases-of-poultry-and-other-avian-species>. Acesso em: 12 jun. 2020.

VERGARA-TABARES, D. L., CORDIER, J. M., LANDI, M. A., OLAH, G; NORI, J. Global trends of habitat destruction and consequences for parrot conservation. **Global Change Biology**, v. 26, p. 4251-4262, 2020.

VRBA, V.; PAKANDL, M. Host specificity of turkey and chicken *Eimeria*: Controlled cross-transmission studies and a phylogenetic view. **Veterinary Parasitology**, v. 208, p. 118–124, 2015.

WILLIAMS, R.B.; THEBO, P.; MARSHALL, R. N.; MARSHALL, J. A. Coccidian oöcysts as type-specimens: long-term storage in aqueous potassium dichromate solution preserves DNA. **Systematic Parasitology**, v. 76, n. 1, p. 69-76, maio 2010. Doi:10.1007/s11230-010-9234-2. Acesso em: 17 set. 2024.

XU, X.; ZHOU, Z.; DUDLEY, R.; MACKEM, S.; CHUONG, C.; ERICKSON, G.; VARRICCHIO, D. Uma abordagem integrativa para entender as origens das aves. **Science**, ano 12, v. 346, n. 6215, p.1253293, 2014. Disponível em: <https://doi.org/10.1126/science.1253293>. Acesso em: 20 mar. 2024.

CAPÍTULO III: Métodos, Resultados e Discussão

3 MÉTODOS, RESULTADOS E DISCUSSÃO

Esta seção descreve os procedimentos metodológicos empregados, os resultados obtidos e suas respectivas interpretações críticas, com ênfase na pesquisa coproparasitológica e molecular conduzida em aves silvestres dos municípios de São Luís e Raposa, localizados na Ilha do Maranhão. Os dados foram analisados considerando as condições ambientais da região e comparados com resultados de estudos nacionais e internacionais, com o objetivo de subsidiar a compreensão dos aspectos ecológicos e epidemiológicos relacionados.

3.1 Local de Estudo

O presente estudo foi desenvolvido com base na coleta de amostras fecais de aves silvestres, realizada em três expedições nos municípios de São Luís e Raposa, ambos localizados na Ilha do Maranhão. As áreas foram selecionadas com o objetivo de refletir a diversidade ambiental da região e garantir uma amostragem representativa dos principais ecossistemas insulares.

As expedições foram distribuídas ao longo de diferentes condições climáticas e ecológicas, considerando o tipo de solo e o regime hídrico de cada local. Predominam solos arenosos e úmidos nas faixas costeiras, além de substratos lodosos em áreas de manguezal. As coletas ocorreram em manguezais, áreas de vegetação seca e bancos de areia, habitats utilizados por aves silvestres para repouso e alimentação.

As expedições realizadas foram distribuídas conforme descrito a seguir:

São Luís (20 de abril de 2022, estação chuvosa): temperatura média de 30 °C e umidade relativa do ar de 80%. Coordenadas geográficas: 2°31'06.2"S; 44°13'51.2"W.

Ponta de Curupu (22 de setembro de 2023, término da estação seca): temperatura média de 30 °C e registro de umidade relativa, sob influência de marés de sizígia. Coordenadas: 2°26'58.1"S; 44°01'51.1"W.

Carimã – Fronhas Maranhenses (19 de abril de 2024, estação chuvosa): precipitação moderada, registro de umidade relativa e ocorrência de manguezais alagados. Coordenadas: 2°24'39.1"S; 44°05'35.3"W.

Figura 4 apresenta a localização dos pontos de amostragem nos municípios de São Luís e Raposa, evidenciando a distribuição espacial dos ambientes analisados.

Figura 4 – Mapa dos locais de amostragem de aves silvestres nos municípios de São Luís e Raposa, Maranhão, Brasil. Os pontos representam os sítios amostrados: São Luís (●), Ponta de Curupu (◆) e Carimã – Fronhas Maranhenses (▲).



Fonte: Elaborado no âmbito da própria pesquisa, com apoio do designer gráfico glibatree (2025), a partir de dados geográficos – sirgas datum 2000.

3.2 Tamanho da Amostra e Justificativa Estatística

Foram coletadas 136 amostras fecais de aves silvestres, conforme a disponibilidade e viabilidade de amostragem em campo. A fim de avaliar a precisão estatística dos resultados, foi calculada a margem de erro da amostragem com base na fórmula para proporções populacionais, considerando um nível de confiança de 95%:

$E = Z \times \sqrt{p(1 - p)/n}$ em que:

- E representa o erro amostral;
- Z é o valor crítico da distribuição normal (1,96 para 95% de confiança);
- p é a proporção estimada de ocorrência (adotada como 0,5 para máxima variabilidade);
- n é o tamanho da amostra.

A aplicação da fórmula resultou em uma margem de erro estimada de $\pm 8,40\%$, o que indica que a prevalência observada na amostra pode variar nesse intervalo em relação à prevalência real da população, mantendo um alto grau de confiabilidade.

Com o objetivo de reduzir a probabilidade de amostragem repetida de excretas provenientes do mesmo indivíduo, foi implementado um protocolo de observação direta das aves no momento anterior à coleta. Esse procedimento permitiu identificar diferentes grupos

em uso das áreas amostradas, incluindo aves limícolas migratórias da ordem Charadriiformes e família Scolopacidae, como o piru-piru (*Arenaria interpres*) e os maçaricos (*Calidris* spp.); aves costeiras da ordem Charadriiformes e família Laridae, como as gaivotas; aves aquáticas da ordem Pelecaniformes, pertencentes às famílias Threskiornithidae, como o guará-vermelho (*Eudocimus ruber*), e Ardeidae, como as garças-brancas; além de aves passeriformes residentes da ordem Passeriformes, representadas pelas famílias Thraupidae, como a figurinha-do-mangue (*Conirostrum bicolor*), e Thamnophilidae, como o papa-formiga-pardo (*Formicivora grisea*). A presença desses diferentes grupos reforça a validade e a representatividade da amostragem, uma vez que abrange aves com distintos hábitos alimentares, áreas de forrageamento e padrões de mobilidade.

3.3 Coleta de Amostra

As amostras fecais foram coletadas entre os anos de 2022 e 2024, durante três expedições realizadas em diferentes períodos sazonais. A primeira expedição foi realizada em abril de 2022, durante a estação chuvosa, caracterizada por alta umidade e maior oferta de recursos alimentares. A segunda expedição ocorreu em setembro de 2023, no final da estação seca, quando os recursos hídricos se tornam mais escassos e as aves tendem a se concentrar em áreas úmidas remanescentes. A terceira expedição foi conduzida em abril de 2024, novamente durante a estação chuvosa, possibilitando a comparação entre campanhas realizadas sob condições climáticas semelhantes.

As coletas ocorreram entre 6h e 11h da manhã, intervalo associado ao pico de atividade alimentar e deslocamento das aves, o que favoreceu a obtenção de amostras recentes. Cada expedição foi precedida por uma etapa de observação direta, com duração aproximada de duas horas, destinada à identificação de áreas com maior frequência de alimentação e repouso.

Foram adotadas duas abordagens metodológicas distintas para a coleta:

A coleta direta do solo foi realizada em áreas de alta atividade das aves, como manguezais, vegetações secas e bancos de areia. O material fecal foi recolhido com o auxílio de instrumentos de coleta descartáveis, exclusivos para cada amostra e previamente higienizados, a fim de evitar qualquer contaminação cruzada. Após a coleta, as amostras foram acondicionadas em tubos Eppendorf de 2 ml devidamente identificados e mantidas em caixas térmicas com gelo até o transporte ao laboratório. A Figura 5 ilustra o procedimento de coleta em diferentes tipos de substrato.

Coleta indireta por redes suspensas, instaladas nas copas das árvores em regiões

alagadas. As redes foram fixadas sob áreas de pouso e alimentação das aves, visando capturar fezes diretamente do ambiente natural, sem necessidade de contato ou perturbação dos indivíduos. A Figura 6 apresenta a instalação das redes suspensas empregadas nessa estratégia, porém a duração restrita da instalação das redes (um dia) pode ter comprometido a habituação das aves à estrutura introduzida no ambiente, sendo que esse período não havia fezes dessas aves. Apesar disso, essa metodologia de coleta se destaca por ser não invasiva e eticamente aceitável, alinhando-se aos princípios da conservação da fauna silvestre.

Foram coletadas 136 amostras fecais, todas provenientes de aves silvestres observadas em campo. A atribuição das amostras às respectivas famílias taxonômicas foi realizada com base na observação direta dos indivíduos em campo e na análise de registros fotográficos coletados durante as expedições. A Figura 7 ilustra um exemplo desses registros, evidenciando a presença de aves em áreas estuarinas e costais no momento da coleta das amostras fecais. Antes da análise laboratorial, todas as amostras passaram por inspeção macroscópica para avaliação preliminar no que refere as características macroscópica.

Figura 5 – Procedimento de coleta direta de fezes em diferentes tipos de substrato



Fonte: Própria pesquisa

Figura 6 - Rede instalada nas copas das árvores para possível coleta de fezes diretamente das aves em habitat natural



Fonte: Própria pesquisa

Figura 7 – Identificação visual de aves silvestres em habitat natural no momento da coleta de amostras fecais.



Fonte: Própria pesquisa

3.4 Análise de Dados

Os dados obtidos a partir de 136 amostras fecais de aves silvestres foram organizados em planilhas e submetidos a análises estatísticas descritivas, com o objetivo de identificar a frequência de infecção por protozoários e helmintos, além de avaliar variações sazonais e espaciais.

As análises incluíram o cálculo de frequências absolutas, frequências relativas (%) e estimativas de prevalência total e por categorias.

A margem de erro da estimativa de prevalência foi calculada com base na fórmula para proporções em amostragens populacionais, considerando um nível de confiança de 95%, de modo a assegurar a representatividade estatística dos dados obtidos.

Todas as análises foram realizadas com o auxílio de planilhas eletrônicas e softwares estatísticos acessíveis, como Microsoft Excel, BioEstat e R, adequados à natureza exploratória e descritiva da investigação.

3.5 Procedimentos das Análises Coproparasitológicas

As amostras fecais foram processadas em um laboratório privado de análises parasitológicas, localizado em São Luís-MA, devidamente estruturado para o exame e identificação de formas evolutivas de parasitos. Cada amostra foi dividida em duas alíquotas: uma armazenada em freezer a -30°C , destinada às análises de biologia molecular, e outra submetida às análises coproparasitológicas.

Antes das análises laboratoriais, foi realizada a avaliação macroscópica das fezes. Nessa triagem inicial, nove amostras apresentaram consistência amolecida, sugestiva de distúrbios entéricos, sendo classificadas como anormais.

As análises coproparasitológicas foram conduzidas utilizando dois métodos tradicionais: o método de flutuação em solução saturada de sal (Willis et al., 1921), aplicado para detecção de oocistos de protozoários e ovos de helmintos; e o método de sedimentação espontânea (Hoffman, Pons e Janer, 1919), utilizado principalmente para a identificação de ovos e larvas de helmintos.

3.5.1 Método de Flutuação (Willis)

O método de flutuação em solução saturada de cloreto de sódio baseia-se na diferença de densidade entre os parasitos e o meio líquido, permitindo que estruturas mais leves, como oocistos e ovos, ascendam à superfície da amostra.

Cerca de 1 g de fezes frescas foi transferido para um copo plástico, ao qual adicionou-se solução saturada de cloreto de sódio (densidade aproximada de $1,20\text{ g/cm}^3$). Após homogeneização, a suspensão foi filtrada em gaze dupla e transferida para um tubo cônico de 15 ml. A solução foi adicionada até formar um menisco convexo, sobre o qual foi posicionada cuidadosamente uma lamínula. O tubo permaneceu em repouso por 15 minutos.

Em seguida, a lamínula foi removida e transferida para uma lâmina de microscopia,

sendo examinada em microscópio óptico (modelo K55-OIB, KASVI) para detecção de oocistos e ovos.

3.5.2 Método de Sedimentação Espontânea (Lutz-Hoffman, Pons e Janer)

O método de sedimentação espontânea consiste na separação de elementos parasitários por gravidade, sendo indicado para a detecção de ovos e oocistos, especialmente em amostras diluídas.

Aproximadamente 1 g de fezes foi diluído em 10 ml de água destilada em copo plástico de 200 ml, homogeneizado e filtrado em gaze dupla. O filtrado foi transferido para tubo cônico, que permaneceu em repouso por cerca de 2 horas, permitindo a sedimentação dos elementos parasitários.

Após decantação do sobrenadante, o sedimento restante foi transferido para lâmina de microscopia, coberto com lamínula e analisado em microscópio óptico (K55-OIB, KASVI), visando à identificação de estruturas parasitárias.

3.6 Análises Moleculares

O DNA foi extraído das amostras fecais positivas para oocistos utilizando o kit comercial QIAamp® Fast DNA Stool Mini Kit (Qiagen, São Paulo, Brasil), seguindo rigorosamente o protocolo do fabricante. O procedimento incluiu lise celular, adsorção do DNA à membrana de sílica, lavagens sucessivas para remoção de inibidores e eluição final em tampão apropriado.

As reações de PCR foram realizadas no Laboratório de Patologia Molecular (LAMP) da Universidade Estadual do Maranhão (UEMA), visando a amplificação de fragmentos do gene mitocondrial COI (cytochrome oxidase subunit I). Para a reação convencional, foram utilizados os primers COI-F (5'-CCTGAGGAGGGAKTGGTA-3') e COI-R (5'-GCTATACTTCTGGRTGTCCAA-3'), conforme descrito por Dolnik *et al.* (2009).

A reação teve volume final de 12,5 µL, contendo: 6,25 µL de Master Mix, 0,5 µL de cada primer (10 µM), 3,25 µL de água ultrapura e 2 µL de DNA extraído. O protocolo de amplificação consistiu em uma desnaturação inicial a 94 °C por 5 minutos, seguida de 35 ciclos de 94 °C por 30 segundos, 55 °C por 30 segundos e 72 °C por 30 segundos, finalizando com uma extensão a 72 °C por 5 minutos.

Os produtos da PCR foram separados por eletroforese em gel de agarose a 1,5%, corados com SYBR Green e visualizados sob luz UV. Foi utilizado um marcador molecular de 100 a 1500 pb. Os poços do gel foram carregados da seguinte forma: 5 µL de marcador no primeiro poço, 3 µL de controle negativo no segundo, e 3 µL das amostras nos demais.

3.6.1 Nested PCR e identificação de *Eimeria* ou *Isospora*

As amostras positivas na PCR convencional foram submetidas à técnica de Nested PCR, com o objetivo de identificar os parasitos dos gêneros *Eimeria* ou *Isospora*, conforme protocolos de Dolnik *et al.* (2009) e Yang *et al.* (2015). A reação primária foi realizada em volume final de 12,5 µL, contendo: 6,25 µL de Master Mix, 0,5 µL de cada primer (0,2 µM), 4,5 µL de água livre de nucleases e 1 µL de DNA. O ciclo térmico incluiu desnaturação inicial a 94 °C por 5 minutos, seguida de 35 ciclos de 94 °C por 30 segundos, 47 °C por 45 segundos e 72 °C por 1 minuto, com extensão final de 5 minutos a 72 °C. A segunda reação (nested) utilizou as mesmas condições de volume e termociclagem, substituindo-se o DNA original por 1 µL do produto amplificado da reação primária.

Os produtos foram submetidos à eletroforese em gel de agarose a 1,5%, com visualização sob transiluminação UV. Utilizou-se pente de 20 poços, sendo 5 µL de marcador molecular (100–1000 pb) no primeiro, 3 µL de controle negativo no segundo e 3 µL de cada amostra nos demais.

3.6.2 Sequenciamento do DNA

As amostras com amplificação positiva foram avaliadas em gel de agarose a 2%, corado com GelRed e visualizadas sob luz UV. A reação de sequenciamento foi realizada utilizando o kit BigDye® Terminator v3.1 (Applied Biosystems), com iniciadores específicos para o gene *cox1*. Os produtos amplificados foram purificados por precipitação com etanol/EDTA/acetato de sódio e, em seguida, submetidos à eletroforese capilar no sistema ABI 3730xl Genetic Analyzer (Applied Biosystems), em um laboratório de análises parasitológicas devidamente estruturado para processamento de material genético.

3.6.3 Análise dos dados de sequenciamento

Duas amostras com amplificação positiva foram selecionadas para sequenciamento. No entanto, apenas uma apresentou DNA de qualidade suficiente para análise, com leitura clara e sem ruídos, permitindo a formação de uma sequência confiável.

As sequências foram analisadas quanto à qualidade utilizando o software Chromas, com cortes manuais das extremidades de baixa resolução. A sequência final foi convertida para o formato FASTA e submetida à ferramenta BLASTn (Basic Local Alignment Search Tool), no banco de dados GenBank, para identificação por homologia.

Foram considerados válidos os alinhamentos com identidade $\geq 98\%$, cobertura mínima de 90% e e-value inferior a $1e-50$. Com base nesses critérios, a sequência obtida apresentou alta similaridade com organismos do gênero *Isospora*, pertencente à família Eimeriidae, grupo de protozoários coccídios do filo Apicomplexa.

Apesar da limitação no número de amostras viáveis para sequenciamento, o resultado representa uma confirmação molecular da presença de coccídios do gênero *Isospora* em uma das amostras fecais coletadas no presente estudo, reforçando os achados obtidos por observação direta e análises parasitológicas.

3.7 Resultados e Discussão

3.7.1 Detecção de endoparasitas através de métodos parasitológicos

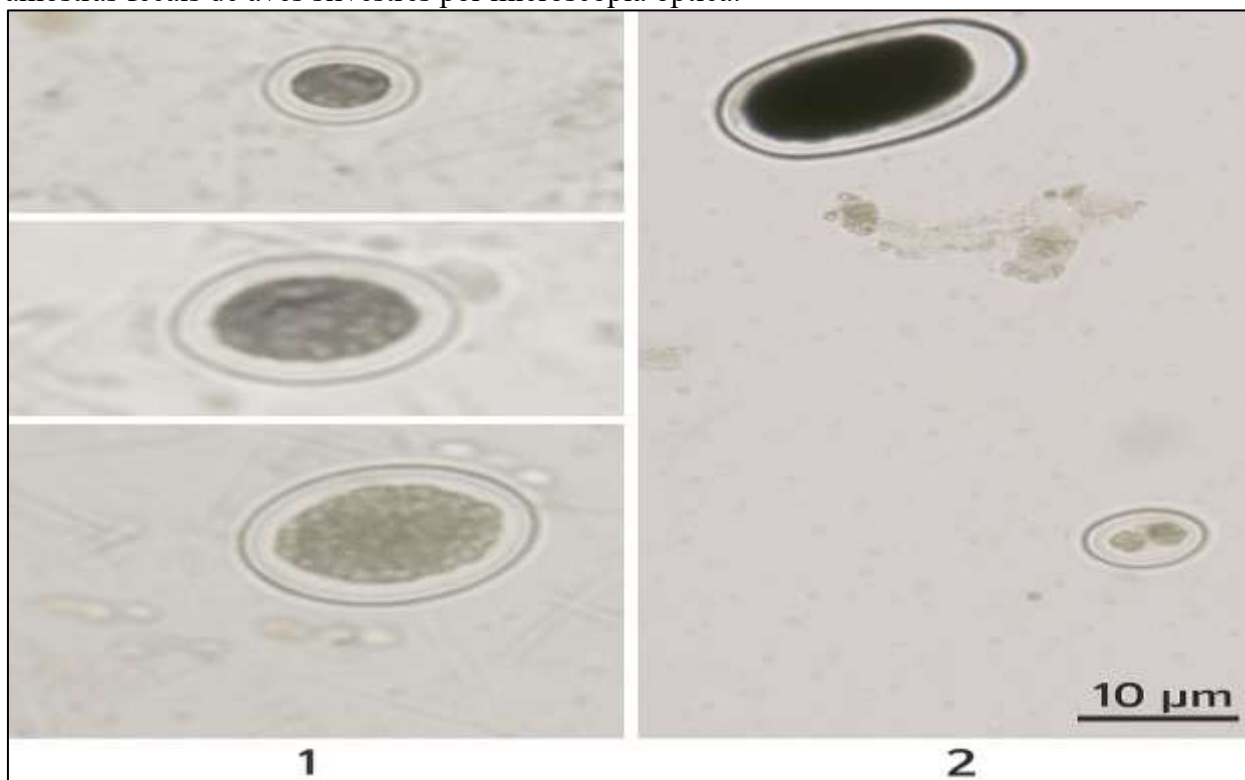
Foram analisadas 136 amostras fecais de aves silvestres, utilizando duas técnicas parasitológicas: o método de flutuação (Willis) e o método de sedimentação espontânea (Lutz-Hoffman, Pons e Janer).

Na análise macroscópica, nove amostras apresentaram fezes pastosas, possivelmente diarreicas, sendo classificadas como alteradas.

Das 136 amostras analisadas 5,15% (7/136) apresentaram oocistos de protozoários coccídios, enquanto 9,56% (13/136) apresentaram oocistos de coccídios associados a ovos de helmintos.

A Figura 8 apresenta registros microscópicos representativos dos parasitos identificados nas amostras com resultado positivo, incluindo oocistos de protozoários e ovos de helmintos, observados por meio da técnica de sedimentação espontânea. As imagens evidenciam a diversidade morfológica e o desafio diagnóstico associado a determinadas estruturas.

Figura 8 – Oocistos de protozoários¹, oocisto de protozoário e ovo de helminto² observados em amostras fecais de aves silvestres por microscopia óptica.



Fonte: Própria pesquisa.

Considerando a presença de oocistos, independentemente da associação com outros parasitos, a taxa total de positividade para coccídios foi de 14,70% (20/136), com margem de erro de $\pm 8,40\%$. Essa estimativa inclui tanto os casos com detecção exclusiva de oocistos quanto aqueles associados à presença de ovos de helmintos. A margem de erro foi calculada a partir da amostragem, garantindo a representatividade estatística dos dados.

A Tabela 5 apresenta a frequência de infecção por protozoários e por protozoários/helmintos em amostras fecais de aves silvestres coletadas entre 2022 e 2024 nos municípios de São Luís e Raposa, Maranhão. No ano de 2022, não foram detectadas estruturas parasitárias, resultando em proporções nulas e intervalo de confiança de 0,00%. Em 2023 e 2024, foram observadas taxas crescentes de infecção, especialmente em 2024, com maior ocorrência de protozoários (11,43%) e de protozoários/helmintos combinados (14,29%). As margens de erro e os intervalos de confiança refletem a variabilidade nas proporções observadas e o tamanho amostral de cada período. O total acumulado do estudo revelou prevalência geral de 5,15% para protozoários e 9,56% para protozoários/helmintos, com intervalo de confiança ajustado (IC 95%) entre 4,62% e 14,50%.

Tabela 5 – Frequência de infecção por protozoários e protozoários/helmintos em aves silvestres coletadas nos municípios de São Luís e Raposa, Maranhão (2022–2024), com base nos métodos parasitológicos de Sedimentação Espontânea e Flutuação (Willis).

Ano	N (amostras)	Protozoários (%)	Margem de erro ($\pm\%$) _P	IC 95%_P	Protozoário s/Helmintos (%)	Margem de erro ($\pm\%$) _P/H	IC 95%_P/H
2022	20	0.00	0.00	0.00 – 0.00	0.00	0.00	0.00 – 0.00
2023	81	3.70	4.11	0.00 – 7.81	9.88	6.50	3.38 – 16.38
2024	35	11.43	10.54	0.89 – 21.97	14.29	11.59	2.70 – 25.88
Total	136	5.15	3.71	1.44 – 8.86	9.56	4.94	4.62 – 14.50

Notas:

(i) NA = não aplicável.

(ii) Intervalos de confiança (IC 95%) calculados com base na distribuição normal aproximada para proporções em amostras aleatórias simples.

Fonte: Própria pesquisa.

O presente estudo, ao comparar os dois métodos parasitológicos empregados, verificou-se que o método de flutuação de Willis, embora amplamente utilizado e eficaz em diversas situações, não detectou oocistos nas amostras analisadas. Este resultado pode estar relacionado tanto às limitações intrínsecas do método, como a menor sensibilidade em amostras diarreicas ou frente a parasitas com densidade específica próxima à da solução de flutuação, quanto a fatores pré-analíticos. A degradação dos oocistos antes da análise laboratorial pode ter sido influenciada por condições ambientais nas áreas de coleta, como umidade elevada, temperatura e tipo de substrato. Além disso, a consistência das fezes no momento da coleta variando entre amostras líquidas e sólidas, pode ter interferido na eficiência do método de flutuação. Segundo Dryden et al. (2005) e Zajac e Conboy (2021), essas variáveis podem reduzir a sensibilidade do método de Willis, dificultando a separação e detecção microscópica dos parasitos.

Outro aspecto relevante a ser considerado é a morfologia dos oocistos, que pode influenciar sua recuperação pelos métodos parasitológicos utilizados. Oocistos não esporulados tendem a apresentar menor flutuabilidade, o que pode comprometer sua detecção em técnicas de separação por densidade. Além disso, a estrutura morfológica desses oocistos, muitas vezes pouco definida, pode dificultar sua identificação no exame microscópico. Dryden *et al.* (2005) e Zajac e Conboy (2021) apontam que a sensibilidade do método de Willis pode ser limitada em determinadas condições, especialmente quando se trata de parasitismo por protozoários com características morfológicas específicas.

Essa abordagem combinada possibilitou identificar amostras com oocistos e ovos de helmintos, fato também registrado em estudos com aves silvestres no Brasil (Coelho *et al.*, 2016; Moura *et al.*, 2023).

A prevalência de protozoários e helmintos encontrada (14,70%) está dentro da faixa relatada em outros trabalhos nacionais, como o estudo de Oliveira *et al.* (2017) na Mata Atlântica do Rio de Janeiro (24,7%) e de Moura *et al.* (2023) no Nordeste brasileiro (25%). No Acre, de Brito *et al.* (2017) também relataram a ocorrência de coccídios em aves silvestres, confirmando a ampla distribuição desses parasitas em diferentes biomas do país.

3.7.2 Detecção do Dna De *Eimeria* ou *Isospora* Spp por meio do Nested Pcr Convencional

No total, foram analisadas 20 amostras fecais, provenientes dos resultados da triagem inicial utilizando as técnicas coproparasitológica Lutz - Hoffman, Pons e Janer (1919). Essas amostras foram submetidas à análise molecular por nested PCR convencional, para detectar a presença de protozoários do gênero *Eimeria* spp. ou *Isospora* spp. Após a realização da nested PCR, as amostras foram submetidas à eletroforese em gel de agarose para visualização dos produtos amplificados. Dos 20 testes realizados, 6 amostras (30,00%), confirmadas como positivas para a presença de protozoários dos gêneros *Eimeria* spp. ou *Isospora* spp., com bandas específicas observadas nos géis de agarose (Figura 9).

As 14 amostras restantes, negativas para *Eimeria* spp. ou *Isospora* spp., podem ter apresentado carga parasitária abaixo do limite de detecção, degradação do DNA, ou conter inibidores da PCR. Além disso, não se descarta a possibilidade de presença de outros protozoários não detectáveis pelos primers utilizados.

Figura 9 – Resultado da eletroforese das amostras positivas para coccídios detectada por Nested-PCR, com (A) três amostras positivas, (B) duas amostras positivas e (C) uma amostra positiva, além do controle negativo (CN) sem amplificação. As amostras positivas exibiram bandas correspondentes a 257 pb¹



Fonte: Própria pesquisa

Utilizou-se a Nested-PCR convencional com o intuito de aumentar a sensibilidade na detecção de protozoários, especificamente dos gêneros *Eimeria* e *Isospora*. Essa técnica, baseada na amplificação de sequências-alvo de DNA, apresenta maior precisão e especificidade em comparação com os métodos parasitológicos tradicionais.

Entretanto, o número reduzido de amostras positivas detectadas por esse método pode indicar uma alta seletividade da PCR para os gêneros-alvo. Esse fator pode ser atribuído à especificidade dos primers utilizados, uma vez que estes foram desenhados exclusivamente para a identificação de *Eimeria* e *Isospora*, limitando a detecção de outros protozoários possivelmente presentes e identificáveis pelos métodos parasitológicos convencionais.

Os resultados obtidos estão em consonância com os estudos de Gomes et al. (2020), que destacam que, embora a PCR seja uma técnica altamente sensível e eficiente para a amplificação de DNA, sua eficácia depende diretamente da qualidade e da especificidade dos primers utilizados. Dessa forma, a seleção criteriosa dos alvos genéticos é fundamental para garantir a confiabilidade dos diagnósticos, prevenindo falsos negativos nos casos em que os protozoários presentes não compartilham as sequências-alvo reconhecidas pelos primers empregados.

Considerando essas limitações, a adoção de técnicas moleculares complementares ou a ampliação do escopo de primers representa uma estratégia promissora para aumentar a abrangência dos diagnósticos, possibilitando a identificação de uma maior diversidade de

¹ Fotografia de eletroforese em gel de agarose a 1,5% corado com SYBR Green. Os amplicons mostrados na imagem correspondem à PCR em Nested para *Eimeria* spp. ou *Isospora* spp. (gene COI Mitocondrial). Canaleta PM: marcador de peso molecular, com bandas de 257 pares de bases; CN: controle negativo (água ultrapura esterilizada); a fluorescência das amostras indica presença de amostras positivas.

protozoários nas amostras analisadas.

Neste estudo, foi identificada a presença de coccídios (*Eimeria* spp. ou *Isoospora* spp.) em 20 amostras, das quais seis foram confirmadas como positivas por Nested-PCR. Esses resultados corroboram investigações anteriores que evidenciam a ocorrência significativa de protozoários em aves silvestres, independentemente do ambiente em que se encontram. Pesquisas conduzidas por Freitas *et al.* (2006), Moura *et al.* (2023) e Machado (2024) ressaltam que a coccidiose pode impactar de forma substancial a saúde das aves, sobretudo em condições que favorecem a proliferação de coccídios, como em cativeiros ou áreas de alta densidade populacional.

Os dados obtidos neste estudo também são compatíveis com os de Brito *et al.* (2017), que relataram a presença de *Eimeria* spp. e *Isoospora* spp. como endoparasitas comuns em diversas ordens de aves no estado do Acre, Brasil. A prevalência de coccídios observada na presente pesquisa é comparável às investigações de Figueiredo, Manrique e Nogueira (2018), que detectaram oocistos de coccídios em 34,31% das amostras analisadas no Centro de Triagem de Animais Silvestres (CETAS) de São Luís – MA. Esses resultados reforçam que a coccidiose é uma infecção frequente entre as aves da região, tanto em cativeiro quanto em vida livre.

Além disso, estudos em outros países, como os de Cardozo *et al.* (2019) em Portugal e Matsubayashi *et al.* (2018; 2020) no Japão, relataram a presença de *Eimeria* spp. em diferentes espécies de aves silvestres, indicando que as infecções por coccídios não se restringem a uma localização geográfica específica, sendo uma questão global. Essas investigações sugerem que a ocorrência dessas infecções pode estar relacionada a fatores como variações sazonais e condições ambientais, especialmente em locais onde aves silvestres compartilham habitat com populações humanas, incluindo pescadores e turistas.

Os resultados também destacam a importância do monitoramento contínuo das aves silvestres na Ilha do Maranhão, considerando que a presença de coccídios pode representar riscos não apenas para a saúde das aves, mas também para a biodiversidade local e potencialmente para a saúde pública. Isso se deve ao papel das aves como reservatórios de agentes infecciosos (Souza-Santos, 2005; Silva, 2004). A variação na prevalência das infecções entre os diferentes estudos reforça a necessidade de estratégias específicas de manejo e controle, como proposto por Boll *et al.* (2017) e Cruz *et al.* (2019), para minimizar os impactos dessas infecções nos ecossistemas naturais.

Esses achados evidenciam uma prevalência significativa de protozoários nas aves analisadas, ressaltando a importância da vigilância epidemiológica para o monitoramento de coccídios em aves silvestres na Ilha do Maranhão. A identificação precisa e precoce dessas

infecções é fundamental para a implementação de medidas eficazes de controle e prevenção.

Esses resultados também dialogam com os princípios do **Programa Nacional de Sanidade Avícola (PNSA)**, coordenado pelo **Ministério da Agricultura e Pecuária (MAPA)**, que prevê o monitoramento de enfermidades avícolas com potencial impacto na produção e na saúde animal. Embora o PNSA seja focado em espécies comerciais, seus fundamentos de vigilância e controle sanitário são relevantes para a avifauna silvestre, especialmente em áreas de transição entre o ambiente natural e os sistemas produtivos.

Do mesmo modo, os achados reforçam os pilares da abordagem de **Saúde Única**, que reconhece a interdependência entre saúde animal, humana e ambiental. A detecção de parasitas como coccídios em aves silvestres em áreas próximas a comunidades humanas reforça a necessidade de programas integrados de vigilância e controle, capazes de mitigar riscos zoonóticos e preservar a biodiversidade local.

Embora os coccídios do gênero *Eimeria* e *Isospora* apresentem, em geral, especificidade de hospedeiro e não sejam classificados como zoonóticos, a circulação desses parasitas em ambientes antropizados, com proximidade entre aves silvestres, animais domésticos e humanos, evidencia a importância de estratégias de vigilância integrada.

Essa abordagem, preconizada por iniciativas como o **Plano de Ação Nacional para a Saúde Única (PAN Saúde Única)**, visa detectar precocemente desequilíbrios sanitários com potencial impacto ecológico, mesmo na ausência de transmissão direta ao ser humano. A presença constante desses protozoários em ambientes compartilhados sugere um papel de **indicadores ambientais de risco sanitário**, útil para subsidiar decisões de manejo, conservação e saúde coletiva.

3.7.3 Identificação do Gênero *Isospora*

Dentre os 20 exames realizados, 6 (30%) resultaram na amplificação de fragmentos de DNA compatíveis com coccídeos, o que reforça a precisão da técnica molecular na identificação desses parasitos. Entre as amostras positivas, duas foram selecionadas para sequenciamento, porém apenas uma apresentou qualidade adequada, permitindo a identificação no nível de gênero *Isospora*. Trata-se do primeiro registro molecular desse gênero parasitário em aves silvestres na Ilha do Maranhão. A confirmação molecular da presença do gênero *Isospora*, na avifauna da Ilha do Maranhão é inédita para a região, inserindo o estado no mapa nacional de registros moleculares de coccídios em aves silvestres, pois corrobora registros prévios em diferentes biomas brasileiros (Oliveira *et al.*, 2017; Moura *et al.*, 2023; de Brito *et al.*, 2017) e

amplia o conhecimento sobre a distribuição geográfica desses protozoários e reforça a importância de associar técnicas clássicas e moleculares para a caracterização da fauna parasitária. Estudos recentes, como os de Andrade *et al.* (2023) e Almeida-Berto *et al.* (2025), ressaltam o papel fundamental das técnicas moleculares na descrição de espécies ainda não descritas, apontando para um vasto potencial ainda inexplorado em diversas regiões do Brasil.

A combinação de metodologias coproparasitológica e moleculares permitiu a identificação da presença de coccídios em aves silvestres da Ilha de São Luís, destacando-se o gênero *Isospora* spp. como o mais prevalente. A taxa de infecção observada reforça a necessidade de monitoramento da fauna aviária, especialmente em áreas de intensa atividade humana, onde a proximidade entre espécies pode facilitar a disseminação desses parasitas. A utilização de Nested-PCR demonstrou alta sensibilidade na detecção e diferenciação dos gêneros *Eimeria* e *Isospora*.

Os achados deste estudo reforçam a importância de implementar um Guia Técnico de Monitoramento para Coccídios em Aves Silvestres, visando estabelecer protocolos padronizados de vigilância e diagnóstico, adaptados às particularidades do ecossistema da Ilha do Maranhão. Tal instrumento poderá subsidiar ações de manejo sanitário e conservação da biodiversidade local. A continuidade das pesquisas permitirá aprofundar o entendimento dos fatores que influenciam a ocorrência da doença, contribuindo para estratégias de controle mais eficazes.

REFERÊNCIAS

- ALTSCHUL, S. F.; GISH, W.; MILLER, W.; MYERS, E. W.; LIPMAN, D. J. Basic local alignment search tool. **Journal of Molecular Biology**, v. 215, p. 403-410, 1990.
- BOLL, A.S.; MARQUES, S.M.T.; ALIEVI, M.M. Parasitas em Passeriformes e Psittaciformes alojados em centro de triagem no Zoológico de Sapucaia do Sul, Rio Grande do Sul, Brasil. **Revista Portuguesa de Ciências Veterinárias**, v. 112, p. 28-34, 2017.
- BRASIL. Ministério da Agricultura e Pecuária. **Programa Nacional de Sanidade Avícola – PNSA**. Brasília: MAPA, 2023. Disponível em: <https://www.gov.br/agricultura/pt-br/assuntos/inspecao-animal/aves/programa-nacional-de-sanidade-avicola-pnsa>.
- BRASIL. Ministério da Saúde. **Plano de Ação Nacional para Saúde Única (2022–2026)**. Brasília: MS, 2022. Disponível em: <https://www.gov.br/saude/pt-br/composicao/sgtes/saude-unica>.
- BRITO, A.; GUILHERME, E.; SANTOS, F.; MESQUITA, R.; GOMES, F. Endoparasitas de aves silvestres da área do Campus e Parque Zoológico da Universidade Federal do Acre, Rio Branco., **Arq. ciênc. vet. zool. UNIPAR**, v. 20, n. 3, p. 117-122, jul-set., 2017.
- CARDOZO, Sergian Vianna; BERTO, Bruno Pereira; CAETANO, Inês; THOMÁS, André; SANTOS, Marcos; FONSECA, Isabel Pereira da; LOPES, Carlos Wilson Gomes. Coccidian parasites from birds at rehabilitation centers in Portugal, with notes on *Avispora bubonis* in Old World. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, Jaboticabal, v. 28, n. 2, p. 187-193, 02 abr. 2019. Trimestral. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1590/s1984-29612019023>. Acesso em: 22 jan. 2024
- CRUZ, C. E. F, MARQUES, S. M. T, ANDRETTA I. Endoparasites observed within invertebrates used as live food items for captive wild birds: Overview and potential risks. **Zoo Biol.**, v. 38, n. 4, p. 384-388, aug., 2019. Doi: 10.1002/zoo.21500. Epub 2019 Jun 17.
- DOLNIK, Olga V.; PALINAUSKAS, Vaidas; BENSCH, Staffan. Individual oocysts of *Isospora* (Apicomplexa: Coccidia) parasites from avian feces: from photo to sequence. **Journal of Parasitology**, v. 95, n. 1, p. 169-174, 2009. Disponível em: <https://doi.org/10.1645/GE-1873.1>. Acesso em: 2 jun. 2024.
- DRYDEN, M. W.; PAYNE, P. A.; RIDLEY, R.; SMITH, V. Comparison of common fecal flotation techniques for the recovery of parasite eggs and oocysts. **Veterinary Therapeutics: Research in Applied Veterinary Medicine**, v. 6, n.1, p. 15-28, 2005.
- FIGUEIREDO, M.; MANRIQUE, W.; NOGUEIRA, R. Levantamento de parasitas gastrointestinais do centro de triagem de animais silvestres de São Luís, Maranhão, Brasil. **Ars Veterinaria**, Jaboticabal, v. 34, n. 2, p. 060-068, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.15361/2175-0106.2018V34N2P60-68>. Acesso em: 4 fev. 2024.
- FREITAS, F. L. C.; ALMEIDA, K. S.; NASCIMENTO, A. A.; MACHADO, C. R.; MACHADO, R. Z. Um surto de coccidiose em perdizes (*Rhynchotus rufescens*), criadas em cativeiro, por *Eimeria rhynchoti* Reis e Nóbrega, 1936 (Apicomplexa: Eimeriidae). **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 15, n. 2, p. 85-87, 2006. Disponível em:

<https://acervodigital.unesp.br/handle/11449/68829>. Acesso em: 10 out. 2024.

KUBISKI, Steven V., et al. Mitochondrial Gene Diversity and Host Specificity of *Isospora* in Passerine Birds. **Frontiers in Veterinary Science**, v. 9, jun. 2022, p. 847030. *DOI.org* (*Crossref*), <https://doi.org/10.3389/fvets.2022.847030>. Acesso: 24 nov. 2024.

MACHADO, Nathália Borstmann; KARINE Patrin Pontin. Coccidiose aviária: impactos e características da doença. **Pubvet**, v. 18, n. 11, p. e1687, out. 2024. Disponível em: <https://doi.org/10.31533/pubvet.v18n11e1687>. Acesso em: 10 out. 2024.

MATSUBAYASHI, M. *et al.* Desenvolvimento parasitário em intestinos e padrões de eliminação de oocistos para infecção por *Eimeria uekii* e *Eimeria raichoi* em perdizes-de-rocha-japonesas, *Lagopus muta japonica*, protegidas por gaiolas nos Alpes Japoneses do Sul. **International Journal for Parasitology Parasites and Wildlife**, v. 12, p. 19 – 24, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2020.04.002>. Acesso: 13 jun. 2024.

MOURA, Gabriela Hémylin Ferreira, *et al.* Occurrence of Apicomplexa protozoa in wild birds in the Northeast region of Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 32, n. 2, p. e014722, 2023. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/s1984-29612023020>. Acesso em: 10 out. 2024.

OLIVEIRA, Mariana S., et al. *Eimeria ferreirai* n. sp. (Chromista: Miozoa: Eimeriidae) from doves *Leptotila* spp. (Columbiformes: Columbidae) from Brazil. **Zootaxa**, v. 4821, n. 1, jul. 2020. *DOI.org* (*Crossref*), <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4821.1.8>. Acesso em: 5 jun. 2024.

PRÓPRIA PESQUISA. Mapa de localização dos pontos de amostragem no estado do Maranhão. [Mapa digital]. Elaboração com apoio do designer gráfico Glibatree, com base em dados geográficos – SIRGAS Datum 2000. São Luís, 2025. Documento não publicado.
SILVA, Jean Carlos Ramos. Zoonoses e doenças emergentes transmitidas por animais silvestres. **ABRAVAS**, p. 1-4, 2004.

SOUZA-SANTOS, Reinaldo. Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. **Cadernos de Saúde Pública**, v. 21, n. 3, p. 988–89, jun. 2005. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/S0102-311X2005000300038>. Acesso: 13 jun. 2024.

WILLIS, H. Hastings et al. A simple levitation method for the detection of hookworm ova. **Medical Journal of Australia**, v. 2, n. 18, 1921.

WORLD ORGANISATION FOR ANIMAL HEALTH – WOAH. **One Health approach**. Paris, 2023. Disponível em: <https://www.woah.org/en/what-we-do/global-initiatives/one-health/>

YANG, Rongchang, et al. Characterization of Two Complete *Isospora* Mitochondrial Genomes from Passerine Birds: *Isospora* Serinuse in a Domestic Canary and *Isospora* Manorinae in a Yellow-Throated Miner. **Veterinary Parasitology**, v. 237, abr. 2017, p. 137–42. *DOI.org* (*Crossref*), <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2017.01.027>. Acesso: 24 nov. 2024.

YANG, Rongchang, *et al.* *Isospora* Serinuse n. Sp. (Apicomplexa: Eimeriidae) from a Domestic Canary (*Serinus Canaria* Forma Domestica) (Passeriformes: Fringillidae) in

Western Australia. **Experimental Parasitology**, v. 159, dez. 2015, p. 59–66. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.exppara.2015.08.020>. Acesso em: 5 jun. 2024.

ZAJAC, Anne M.; CONBOY, Gary A. **Veterinary clinical parasitology**. Oxford: Wiley-Blackwell, 2021.

CAPÍTULO IV: Guia Técnico



Vigilância Ativa de Coccídios em Aves Silvestres: Guia Técnico para a Ilha do Maranhão



VIGILÂNCIA ATIVA DE COCCÍDIOS EM AVES SILVESTRES: GUIA TÉCNICO PARA A ILHA DO MARANHÃO

AUTORES

Analy Castro Lustosa Cavalcante
Maria do Socorro Costa Oliveira
Larissa Sarmento dos Santos Ribeiro
Francisco Borges Silva
Daniel Praseres Chaves
José Gomes Pereira
Ana Isabela Lima Ribeiro
Anna Letícia Pinto Silva
Nayara Silva Oliveira
Isabella Rodrigues Negreiros

© copyright 2025 by UNIVERSIDADE ESTADUAL DO MARANHÃO
Qualquer parte desta publicação pode ser reproduzida, desde que citada a fonte.
Todos os direitos desta edição reservados à EDITORA UEMA.

VIGILÂNCIA ATIVA DE COCCÍDIOS EM AVES SILVESTRES: GUIA TÉCNICO PARA A ILHA DO MARANHÃO

EDITOR RESPONSÁVEL

Jeanne Ferreira Sousa da Silva

CONSELHO EDITORIAL

Alan Kardec Gomes Pachêco Filho • Ana Lucia Abreu Silva
Ana Lúcia Cunha Duarte • Cynthia Carvalho Martins
Eduardo Aurélio Barros Aguiar • Emanuel Cesar Pires de Assis
Emanuel Gomes de Moura • Fabíola Oliveira Aguiar
Helciane de Fátima Abreu Araújo • Helidacy Maria Muniz Corrêa
Jackson Ronie Sá da Silva • José Roberto Pereira de Sousa
José Sampaio de Mattos Jr • Luiz Carlos Araújo dos Santos
Marcelo Cheche Galves • Marcos Aurélio Saquet
Maria Medianeira de Souza • Maria Claudene Barros
Rosa Elizabeth Acevedo Marin • Wilma Peres Costa

Diagramação: Paul Philippe

Vigilância ativa de coccídios em aves silvestres: guia técnico para a Ilha do Maranhão [recurso eletrônico]. / Analy Castro Lustosa Cavalcante, Maria do Socorro Costa Oliveira, Larissa Sarmiento dos Santos Ribeiro, Francisco Borges Silva, Daniel Praseres Chaves, José Gomes Pereira, Ana Isabela Lima Ribeiro, Anna Letícia Pinto Silva, Nayara Silva Oliveira, Isabella Rodrigues Negreiros. – São Luís: EDUEMA, 2025.

80p.il.color.

ISBN: 978-85-8227-624-2

Coccídios. 2. Vigilância Ativa. 3. Aves Silvestres. I. Cavalcante, Analy Castro Lustosa [et al.] . II. Título.

CDU:639.12(036)(812.1)

Elaborado por Luciana de Araújo- CRB 13/445

EDITORA UEMA

Cidade Universitária Paulo VI - CP 09 Tinical - CEP - 65055-970 São Luís - MA

www.editorauema.uema.br - editora@uema.br

SUMÁRIO

Apresentação	06
Bases Legais e Normativas	08
Estratégias de Implementação dos Objetivos	10
População-Alvo e Áreas de Estudo	11
Métodos de Monitoramento	15
Indicadores Epidemiológicos e Fatores de Risco	23
Componentes do Sistema de Vigilância	26
Plano de Contingência	31
Treinamento e capacitação da equipe	34
Plano de Divulgação e Integração	37
Fase Piloto de Validação Operacional	38
Avaliação, Revisão e Aprimoramento das Estratégias Técnicas	38
Considerações Finais	41
ANEXOS	42
REFERÊNCIAS	74

APRESENTAÇÃO DO GUIA DE VIGILÂNCIA DE COCCÍDIOS

A coccidiose, causada por protozoários dos gêneros *Eimeria* e *Isospora*, é uma enfermidade de importância veterinária e ecológica, impactando a saúde das aves silvestres e podendo refletir na biodiversidade local. O monitoramento desses parasitas em aves da Ilha do Maranhão permite avaliar os impactos ecológicos da infecção e detectar possíveis ameaças à fauna.

A Ilha do Maranhão possui um mosaico ecológico caracterizado por influências da Amazônia e do Nordeste, proporcionando habitats diversos para a avifauna local. A ocorrência de coccídios pode indicar mudanças ambientais, contribuindo para a compreensão das interações ecológicas e auxiliando na formulação de estratégias de conservação.

Nesse sentido, a vigilância ativa para monitorar a presença de coccídios em aves silvestres torna-se uma ferramenta crítica para a conservação da fauna nativa e, conseqüentemente, para a saúde ambiental. A coccidiose, uma doença parasitária que afeta essas aves, serve como um indicativo da saúde individual das populações e das condições dos ecossistemas que habitam.

Reconhecer a coccidiose como um fator influente na dinâmica populacional das aves ressalta a urgência de estabelecer sistemas robustos de vigilância. Tais sistemas não apenas fornecem dados sobre as pressões que ameaçam essas populações, mas também evidenciam implicações relevantes para a saúde ambiental e para as comunidades humanas que dependem desses ecossistemas.

Estudos sobre a prevalência da coccidiose em aves silvestres demonstram que a taxa de infecção varia entre as regiões, sendo influenciada por fatores ambientais, interações ecológicas e densidade populacional das aves. Diversos levantamentos realizados no Brasil e em outros países identificaram a presença de *Eimeria* e *Isospora* em diferentes espécies e localidades. A Tabela 1, apresenta um resumo das principais pesquisas sobre a prevalência da coccidiose em aves, destacando as taxas de infecção registradas, as regiões estudadas e as respectivas referências.

Tabela 1 - Prevalência de coccidiose em aves silvestres por região

Região/Estado/Cidade	Prevalência (%)	Referência
São Luís, MA	34,31- Protozoários e helmintos.	Figueiredo, Manrique & Nogueira (2018)
Pará, PA	Presença de oocistos de <i>Eimeria</i> e <i>Isohora</i>	Magalhães-Matos et al. (2016)
Acre, AC	Presença de endoparasitas	Brito et al. (2017)
Nordeste, BR	25% de infecções por parasitas <i>Apicomplexa</i>	Moura et al. (2023)
Reserva Extrativista Cazumba-Iracema	70,58%	Estudo na Reserva Extrativista Cazumba-Iracema
Universidade Federal do Rio Grande do Sul	38,8%	Cruz et al. (2019)
Portugal	25% de coccídios em aves silvestres	Cardozo et al. (2019)
Canadá	Altas taxas de <i>Eimeria</i>	Macdonald et al. (2019)
Etiópia	Altas taxas de <i>Eimeria</i>	Macdonald et al. (2019)
Chattogram, Bangladesh	Infestações por helmintos e protozoários	Bayzid (2022)

Fonte: Elaborado pelo autor com base nos estudos citados.

A análise dos dados apresentados na Tabela 1, demonstra que a taxa de infecção varia significativamente entre as regiões, sendo influenciada por fatores como densidade populacional das aves, condições ambientais e interações ecológicas. As áreas de maior prevalência, como a Reserva Extrativista Cazumba-Iracema (70,58%) e a Universidade Federal do Rio Grande do Sul (38,8%), indicam a necessidade de estratégias específicas de monitoramento e manejo. Essas regiões podem apresentar fatores ambientais favoráveis à persistência dos oocistos no solo, além de uma alta concentração de aves em determinados períodos do ano, o que favorece a disseminação dos parasitos. O monitoramento contínuo e o desenvolvimento de estratégias integradas são fundamentais para minimizar os impactos da coccidiose na biodiversidade e na saúde das aves.

A vigilância ativa desempenha um papel crucial na coleta de dados detalhados sobre a presença e a diversidade de coccídios em aves silvestres. Essas informações não apenas elucidam a dinâmica das infecções parasitárias, mas também permitem uma compreensão mais aprofundada dessas infecções nas populações de aves, ajudando a esclarecer as interações entre saúde animal e condições ambientais.

Ademais, a análise dos dados possibilita a identificação de padrões que podem estar associados à saúde do ecossistema, revelando aspectos importantes que podem orientar a formulação de estratégias de manejo mais eficazes. O monitoramento contínuo fortalece nossa capacidade de resposta a oscilações nas populações de aves e ajuda a prevenir desequilíbrios que podem ameaçar a biodiversidade local e os serviços ecossistêmicos.

O guia de vigilância ativa propõe uma abordagem prática e proativa, funcionando como um sistema de alerta precoce para surtos de doenças. Essa estratégia facilita intervenções rápidas e eficazes, assegurando a saúde das aves e prevenindo epidemias que possam ter repercussões sobre a saúde humana. Além disso, a ação colaborativa promovida pelo guia potencializa as iniciativas de conservação e alinha as políticas governamentais com as demandas de proteção da biodiversidade.

Portanto, a vigilância ativa em relação aos coccídios em aves silvestres vai além de uma necessidade imediata, representa um investimento a longo prazo na conservação da biodiversidade e na promoção da saúde única. Ao integrar ciência, práticas de manejo e educação, este guia estabelece um caminho claro para proteger as aves e seus habitats, contribuindo assim para a sustentabilidade ambiental e o bem-estar das futuras gerações.

Bases Legais e Normativas

A proteção efetiva da fauna silvestre exige um aprimoramento contínuo das normas jurídicas e administrativas que regulamentam sua preservação. Nesse contexto, Ministério do Meio Ambiente e Mudança do Clima, institui através da PORTARIA GM/MMA Nº 651, DE 17 DE AGOSTO DE 2023, um Grupo de Trabalho - GT Direitos Animais para a elaboração de planos e programas referentes a proteção, defesa, bem-estar e direitos animais, composto por representantes do

Departamento de Proteção, Defesa e Direitos Animais (DPDA), do Departamento de Conservação e Uso Sustentável da Biodiversidade (DCBio), do Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (Ibama) e do Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio). Essa iniciativa reflete um esforço colaborativo entre diferentes instituições para fortalecer as políticas públicas de conservação, assegurar a gestão sustentável da biodiversidade e promover o cumprimento das legislações protetivas voltadas à fauna nativa e exótica.

A legislação brasileira desempenha um papel central na proteção da fauna e na promoção da saúde animal, refletindo o compromisso do país com a conservação da biodiversidade e o bem-estar das espécies. A Constituição Federal de 1988, em seu artigo 225, assegura o direito a um ambiente equilibrado ecologicamente, considerando-o fundamental para uma qualidade de vida saudável. Nesse contexto, a proteção da fauna é garantida ao proibir práticas que submetam os animais à crueldade, conferindo uma base sólida para as leis e regulamentos subsequentes.

Entre as normas federais mais relevantes, destaca-se a Lei n.º 9.605/1998 (Lei de Crimes Ambientais), que prevê sanções administrativas e penais para práticas que causem danos à fauna e ao meio ambiente. Essa legislação reforça o arcabouço jurídico de proteção animal, embora ainda adote uma perspectiva antropocêntrica ao tratar os animais como objetos de tutela.

As legislações estaduais complementam essas diretrizes federais, desempenhando um papel crucial na conservação da fauna local. No estado do Maranhão, por exemplo, diversas normativas foram instituídas com o objetivo de proteger a fauna silvestre, nativa e exótica. A Lei Estadual n.º 5.405/1992, que cria o Código Estadual de Proteção ao Meio Ambiente, proíbe a caça, pesca e captura de animais silvestres sem autorização prévia do órgão ambiental competente. Complementando essa legislação, a Lei Estadual n.º 10.169/2014 institui medidas voltadas à proteção e preservação dos animais, proibindo práticas como crueldade, abandono e comércio ilegal. Ainda no âmbito estadual, a Lei Estadual n.º 10.535/2016 regulamenta a gestão da fauna silvestre, estabelecendo normas para o manejo, criação, soltura e reintrodução de animais.

A preservação da biodiversidade é fundamental para enfrentar desafios como a degradação ambiental e a exploração excessiva de recursos naturais. Nesse sentido, a aplicação do princípio da vedação ao retrocesso jurídico torna-se essencial para assegurar a manutenção e ampliação dos direitos animais, evitando retrocessos que comprometam a proteção legal das espécies.

A legislação vigente, tanto ao nível federal quanto estadual, constitui um arcabouço que fundamenta ações de conservação e proteção da fauna. Essa abordagem integrada alinha-se ao conceito de Saúde Única, que reconhece a interconexão entre a saúde humana, animal e ambiental. Contudo, a efetividade dessas normas depende da conscientização da sociedade e da colaboração entre autoridades, organizações e a população, promovendo um futuro sustentável em que a biodiversidade prospere.

Estratégias de Implementação dos Objetivos

- Identificar a presença e prevalência de coccídios em aves silvestres, utilizando métodos laboratoriais modernos.
- Mapear as áreas de maior ocorrência e risco de disseminação por meio de análises espaciais e fatores ambientais.
- Fornecer subsídios para estratégias de manejo, controle e conservação, garantindo medidas preventivas eficazes.
- Apoiar a implementação do conceito de Saúde Única (*One Health*), promovendo a interseção entre saúde animal, humana e ambiental.
- Estabelecer diretrizes práticas para órgãos ambientais e de conservação, visando a implementação de um sistema contínuo de monitoramento das aves.
- Incentivar a participação ativa da comunidade e dos profissionais da área por meio da implementação de campanhas educativas e da disseminação de informações científicas fundamentadas.
- Elaborar recomendações para mitigação da coccidiose com estratégias viáveis de controle ambiental e manejo da fauna.

População-Alvo e Áreas de Estudo

Este guia concentra-se no monitoramento de coccídios em **aves silvestres** na Ilha do Maranhão, abrangendo espécies nativas, migratórias e ameaçadas de extinção. As aves selecionadas habitam ecossistemas diversos, como áreas úmidas, florestas e campos abertos, refletindo a rica biodiversidade da região.

A escolha das espécies tem como base critérios de abundância populacional e relevância ecológica. As variações no número de espécies entre os municípios evidenciam a complexidade do monitoramento e a necessidade de adaptação do guia às particularidades locais.

Para assegurar a representatividade das amostras e a preservação das populações monitoradas, as coletas ocorrem em localidades estratégicas nos quatro municípios que compõem a Ilha do Maranhão: São Luís, São José de Ribamar, Paço do Lumiar e Raposa. Em cada município, a coleta de amostras fecais é precedida por observações diretas para identificação dos locais de maior atividade das aves, priorizando áreas de alimentação e repouso, como manguezais, bancos de areia e vegetações costeiras.

A definição do tamanho amostral é realizada utilizando a fórmula de Slovin, apropriada para populações finitas, com margem de erro de 5% e nível de confiança de 95%. Com base nesses cálculos, é estabelecida a necessidade de obtenção de 350 amostras, distribuídas proporcionalmente entre as espécies registradas em cada município, conforme segue:

- São Luís: Município com a maior diversidade de espécies, onde a coleta está estimada em 148 amostras.
- São José de Ribamar: Com diversidade significativa, prevê-se a coleta de 86 amostras.
- Raposa: Apresentando diversidade semelhante à de São José de Ribamar, com previsão de coleta de 85 amostras.
- Paço do Lumiar: Apesar de menor diversidade registrada, cada espécie tem relevância ecológica, estimando-se a coleta de 31 amostras.

As espécies de aves registradas nos municípios participantes do estudo são catalogadas segundo a ordem taxonômica, família, espécie, nome popular, status de conservação e hábitat. Esses registros constituem a base de dados utilizada para a definição da população-alvo destinada à coleta de amostras e à realização de análises epidemiológicas.

A identificação e a classificação taxonômica das aves são realizadas com base na lista *The eBird/Clements Checklist of Birds of the World* (CLEMENTS *et al.*, 2023), complementada pelos dados do *Howard & Moore Complete Checklist of the Birds of the World* (DICKINSON; REMSEN Jr., 2013–2014) e do *HBW and BirdLife International Illustrated Checklist* (DEL HOYO *et al.*, 2014–2016), garantindo a padronização da nomenclatura e o reconhecimento do status de conservação das espécies.

As informações estão organizadas nos Anexos A-D, conforme o município de ocorrência:

- Anexo A – Espécies de aves amostradas para vigilância em São Luís;
- Anexo B – Espécies de aves amostradas para vigilância em São José de Ribamar;
- Anexo C – Espécies de aves amostradas para vigilância em Paço do Lumiar;
- Anexo D – Espécies de aves amostradas para vigilância em Raposa.

O registro sistemático desses dados permite a análise comparativa da diversidade e da prevalência de infecções parasitárias entre os municípios, além de subsidiar estratégias de conservação e manejo sanitário da avifauna local. Esses registros devem ser atualizados periodicamente, assegurando a atualização contínua dos dados e a precisão das análises futuras.

As tabelas contendo as espécies de aves utilizadas como população-alvo em cada município, a legenda para interpretação do status de conservação e observações complementares estão disponíveis no Anexo E - Legenda e Observações para Interpretação das Tabelas de Espécies (Anexos A–D).

Critérios de Inclusão e Exclusão de Aves para Monitoramento

A padronização dos critérios de seleção das aves é essencial para garantir a representatividade das amostras e a qualidade dos dados coletados. Com base nas características ecológicas e na relevância para o monitoramento de coccídios, foram definidos critérios objetivos de inclusão e exclusão, considerando aspectos ecológicos, logísticos e éticos da amostragem.

A seguir, apresenta-se um quadro-resumo contendo os critérios definidos para inclusão e exclusão de aves no guia de monitoramento, com base na relevância ecológica, na acessibilidade às espécies e nos impactos potenciais da coleta:

Quadro 1 – Critérios de Inclusão e Exclusão de Aves para Monitoramento

Categoria	Critério	Parâmetro / Justificativa
Inclusão	Espécies Endêmicas	Exclusivas da Ilha do Maranhão, desempenhando papéis críticos para a biodiversidade local; com base em listas oficiais, ICMBio; WikiAves.
	Espécies Migratórias	Utilizam a ilha como ponto de passagem ou reprodução durante seus ciclos migratórios, com atenção especial às espécies de relevância ecológica. Presentes entre setembro e março, conforme observações de campo.
	Espécies Ameaçadas	Aves classificadas como em risco de extinção em listas nacionais (ICMBio) e internacionais (IUCN), verificar status de conservação em bases como o Livro Vermelho da Fauna Brasileira (https://www.gov.br/icmbio/pt-br/assuntos/noticias/ultimas-noticias/livro-vermelho-da-fauna-ja-esta-disponivel-para-download)
	Relevância Ecológica	Espécies que desempenham funções importantes no equilíbrio ecológico, como polinizadores, dispersores de sementes ou controladores de pragas. Determinar a relevância com base em estudos locais e recomendações de especialistas em ecologia aviária.

Exclusão	Dificuldade de Acesso	Aves cujas populações habitam áreas de difícil acesso que possam apresentar risco à segurança das equipes ou alto impacto ambiental. Áreas críticas ou de risco à equipe, segundo relatórios ambientais e mapa de campo.
	Baixa Representatividade	Espécies com presença insignificante nas áreas de amostragem, comprometendo a validade estatística do monitoramento. Presença inferior a 5% nas observações preliminares.
	Condições Inviáveis de Coleta	Aves que apresentem comportamento ou habitat incompatível com os métodos de captura preconizados, como redes de neblina. Espécies arborícolas ou muito móveis, difíceis de capturar.
	Interferência no Ciclo Reprodutivo	Espécies cuja manipulação possa causar estresse significativo ou impacto negativo durante períodos críticos como reprodução ou incubação. Manipulação proibida em períodos reprodutivos locais.
Considerações Adicionais	Perturbações Antrópicas	Exclusão de regiões com grande perturbação humana, como áreas urbanas movimentadas, para minimizar o impacto no comportamento das aves e garantir a naturalidade das interações observadas.

Fonte: Elaborado pelo autor (2025), com base em SILVEIRA *et al.* (2012); BRASIL (2008).

Áreas de Coleta e Características Ambientais e Geográficas do Habitat

As áreas selecionadas para o monitoramento abrangem uma ampla variedade de ecossistemas, assegurando a representatividade das espécies nativas. Essas regiões incluem habitats continentais e costeiros, caracterizados por distintas formações ecológicas e condições ambientais, conforme o município de coleta.

Município de São Luís:

Áreas de água doce: Rios, lagos, igarapés e florestas ripárias, que oferecem suporte para espécies dependentes de ambientes úmidos

Áreas costeiras e estuarinas: Praias, manguezais e estuários, essenciais para aves aquáticas e migratórias, utilizadas como locais de alimentação e reprodução.

Ambientes florestais e de transição: Florestas úmidas, bordas de mata, capoeiras e brejos, que abrigam espécies com diferentes graus de especialização ecológica.

Regiões antrópicas: Áreas rurais, agropecuárias e urbanas, onde algumas espécies se adaptam a condições modificadas pelo homem, interagindo com ecossistemas naturais adjacentes

Município de São José de Ribamar:

Caracteriza-se por mata de galeria e zonas úmidas, com trânsito moderado de pesquisadores e presença significativa de aves migratórias.

Município de Raposa:

Destaca-se como importante ponto de encontro para aves costeiras, com boa representatividade de espécies migratórias.

Município de Paço do Lumiar:

Apresenta predominância de campos abertos e áreas florestadas, com presença de aves aquáticas e espécies ameaçadas.

Locais Selecionados por Município

São Luís: Parque Estadual do Bacanga, Lagoa da Jansen, Parque Estadual do Sítio Rangedor.

São José de Ribamar: Reserva Ecológica de Itapiracó.

Paço do Lumiar: Áreas próximas ao Rio Paciência.

Raposa: Manguezais e entorno das áreas pesqueiras.

Justificativas Técnicas: Os locais foram selecionados com base em levantamentos ambientais e dados de biodiversidade fornecidos por instituições de pesquisa e organizações ambientais.

Revisão e Atualização: A seleção dos locais será revisada anualmente, considerando novas informações sobre as condições ambientais e as mudanças nas populações de aves. Ajustes serão implementados conforme necessário, visando garantir a eficiência e a precisão do monitoramento das espécies.

Os dados sobre a ocorrência das aves foram obtidos a partir de fontes confiáveis, como o *Atlas de Registros de Aves Brasileiras* (ARA), o *Sistema Nacional de Anilhamento de Aves Silvestres* (SNA) e o *Sistema de Avaliação do Risco de Extinção da Biodiversidade* (SALVE). Complementarmente, foram consultadas bases de dados online, como WikiAves, eBird e Xeno-canto, com o objetivo de ampliar a cobertura das informações e assegurar uma análise mais abrangente.

Métodos de Monitoramento

Coleta de Dados e Amostras

A seleção adequada dos métodos de captura é fundamental para garantir a eficiência do monitoramento e a integridade das amostras coletadas, além de minimizar o estresse para as aves e o impacto no ambiente. No contexto deste guia serão abordados os métodos aplicáveis como redes de neblina, canhão, armadilhas específicas e a coleta por meio de observações diretas, conforme descrito abaixo:

Rede ornitológica ou rede de neblina ou rede japonesa

Descrição: é amplamente empregado em estudos ornitológicos, especialmente para a captura de aves pequenas e médias, especialmente passeriformes. É feita de uma malha fina e quase invisível e devem ser montadas em locais estratégicos, preferencialmente em ambientes florestais e arbustivos, com pouca luz. É importante que a rede esteja bem tensionada e visível para evitar que as aves se machuquem. Após a captura, as aves devem ser retiradas da rede rapidamente para minimizar o estresse. A manipulação deve ser cuidadosa, e as aves sensíveis devem ser processadas primeiro.

Armadilha

Descrição: As armadilhas podem ser utilizadas em ambientes alagados e florestais para capturar aves que se alimentam em áreas específicas, como garças, patos, aves de rapina, tucanos, sabiás, araras, papagaios, beija-flores, pinguins e gaivotas. Esses dispositivos incluem

gaiolas, armadilhas de solo, de queda e de captura em caixa, todas projetadas para garantir a contenção segura das aves. Normalmente, são atraídas por iscas alimentares ou chamadas sonoras. Assim que entram na armadilha, um mecanismo é acionado para fechá-la, impedindo a fuga. Para minimizar o estresse e evitar ferimentos, as armadilhas devem ser monitoradas regularmente, assegurando que as aves não permaneçam presas por períodos prolongados.

Observação Direta:

Descrição: Método não invasivo que preserva o comportamento natural das aves, onde as amostras fecais são coletadas diretamente do solo ou áreas de alimentação sem necessidade de captura direta e pode ser aplicável em locais onde métodos de captura mecânica seriam inviáveis ou causariam impacto ambiental.

Devem ser conduzidas em ambientes controlados ou naturais nos quais as aves estejam habituadas a permanecer. É fundamental estabelecer um tempo mínimo de observação para capturar de maneira adequada o comportamento regular das aves. Recomenda-se que o período de observação tenha duração entre 30 minutos e duas horas, dependendo da espécie e do comportamento específico. Durante esse intervalo, é essencial monitorar aspectos relevantes, como a frequência de defecação e o contexto em que ocorre a eliminação das fezes, verificando se acontece após a alimentação ou em situações de estresse. Além disso, devem ser observadas e documentadas as interações das aves com outras espécies, a fim de compreender possíveis padrões de comportamento e influência ambiental. A utilização de fotografias é uma ferramenta eficaz para a identificação das aves, especialmente em estudos onde é importante documentar características morfológicas específicas dos indivíduos.

Planejamento

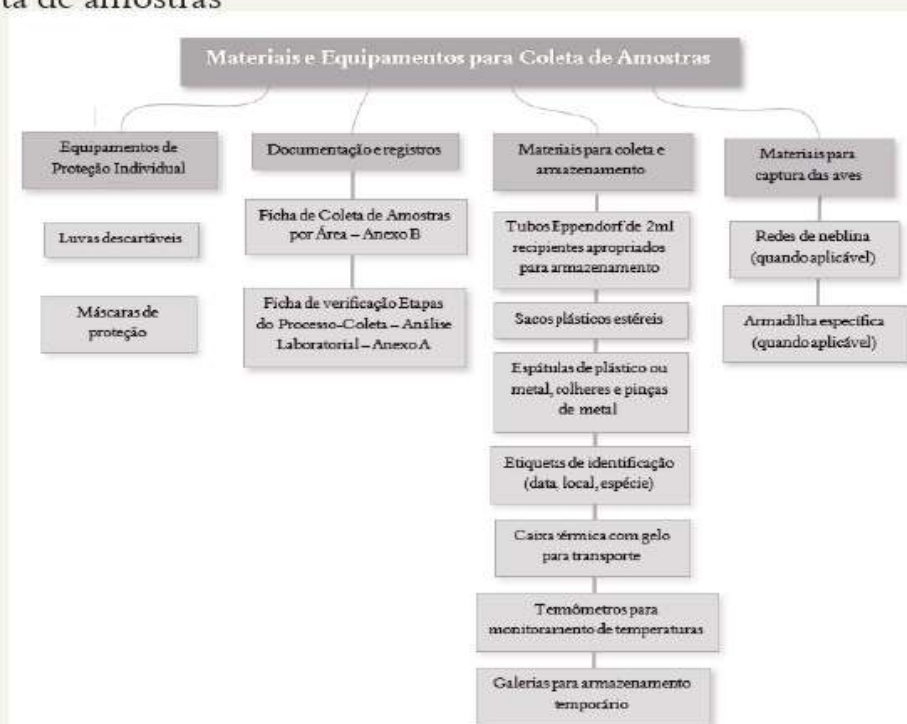
Antes do início da coleta, os responsáveis devem preencher a Ficha de Verificação das Etapas do Processo (Anexo F), a fim de garantir o cumprimento dos procedimentos estabelecidos. Os locais estratégicos de coleta estão descritos nos itens *Áreas de Coleta* e *Características Ambientais e Geográficas do Habitat e Locais Selecionados por Município*.

A Figura 1 apresenta um mapa mental com os materiais e equipamentos necessários para a realização da coleta, incluindo itens para captura, armazenamento, documentação e proteção individual.

A quantidade mínima de fezes a ser coletada por amostra é de aproximadamente 2 g. Após a coleta, as amostras devem ser imediatamente acondicionadas em caixa térmica com gelo, mantendo a temperatura entre 4 °C e 8 °C, a fim de preservar sua integridade até o transporte ao laboratório. O envio deve ser feito no mesmo dia da coleta, evitando degradação do material.

Todas as informações relacionadas à coleta devem ser registradas na Ficha de Coleta de Amostras por Área (Anexo G), assegurando a rastreabilidade e a padronização dos dados obtidos. Após o recebimento das amostras no laboratório, deverá ser preenchida a Ficha de Análise Laboratorial (Anexo H), com o objetivo de documentar os procedimentos realizados, os resultados obtidos e garantir a integridade do fluxo de informações entre campo e laboratório.

Figura 1 - Mapa mental dos materiais e equipamentos necessários para a coleta de amostras



Fonte: Elaborado pelo autor (2025) com uso da ferramenta Word.

Estratégias de Coleta

A definição da estratégia de coleta é fundamental para garantir a representatividade das amostras e a eficiência do monitoramento. Diferentes métodos são empregados com base nas características das espécies-alvo e do ambiente. Este guia adota três abordagens principais:

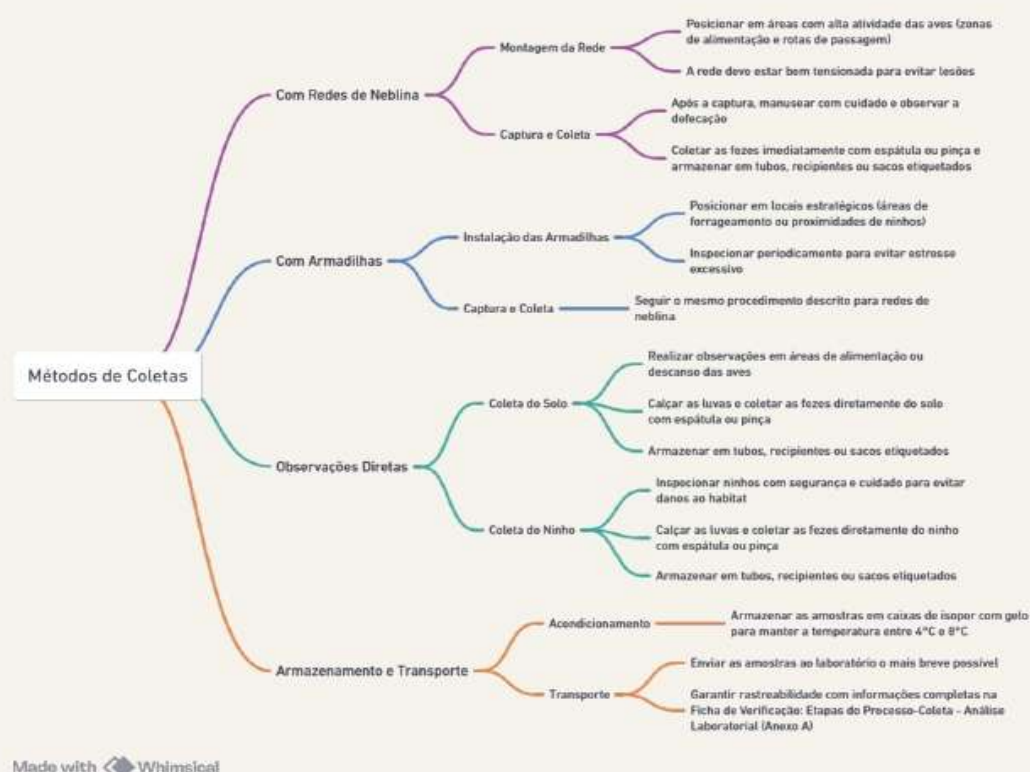
Redes de Neblina: Utilizadas para a captura de aves de médio e pequeno porte, permitindo a coleta de fezes imediatamente após a captura.

Armadilhas Específicas: Aplicadas em locais estratégicos, como áreas de alimentação e ninhos, minimizando a interferência humana direta.

Observação Direta: Método não invasivo que consiste na coleta de fezes diretamente do solo ou de ninhos, reduzindo o impacto sobre as aves.

Além disso, diretrizes para armazenamento e transporte das amostras foram estabelecidas para garantir a integridade do material até a análise laboratorial. A Figura 2, apresenta um resumo das estratégias utilizadas, com seus respectivos protocolos de execução.

Figura 2 - Mapa mental dos Procedimentos de Coleta e Transporte de Amostras de Aves



Fonte: Elaborado pelo autor (2025) com uso da ferramenta Whimsical.

Critérios de aceitação/rejeição de amostras

Os critérios das amostras foram definidos para assegurar a integridade e a qualidade das análises realizadas. Esses critérios estão descritos nos **Quadros 2 e 3**, e o processo decisório relacionado à aceitação ou rejeição das amostras está ilustrado na **Figura 3**.

Quadro 2 - Critérios de Aceitação

CRITÉRIO	DESCRIÇÃO
Identificação legível	Data, local, método, espécie, idade claramente descritos.
Dados consistentes	As informações devem estar alinhadas com a ficha de coleta.
Quantidade suficiente	Deve haver material suficiente para realização das análises.
Conservadas em refrigeradores ou em caixas de isopor com gelo	Para as técnicas parasitológicas, as análises devem ser realizadas no máximo até 48 horas após a coleta.
Congeladas a temperaturas iguais ou inferiores a -20 °C	Para as técnicas moleculares, no que refere amostra de fezes e após a extração.

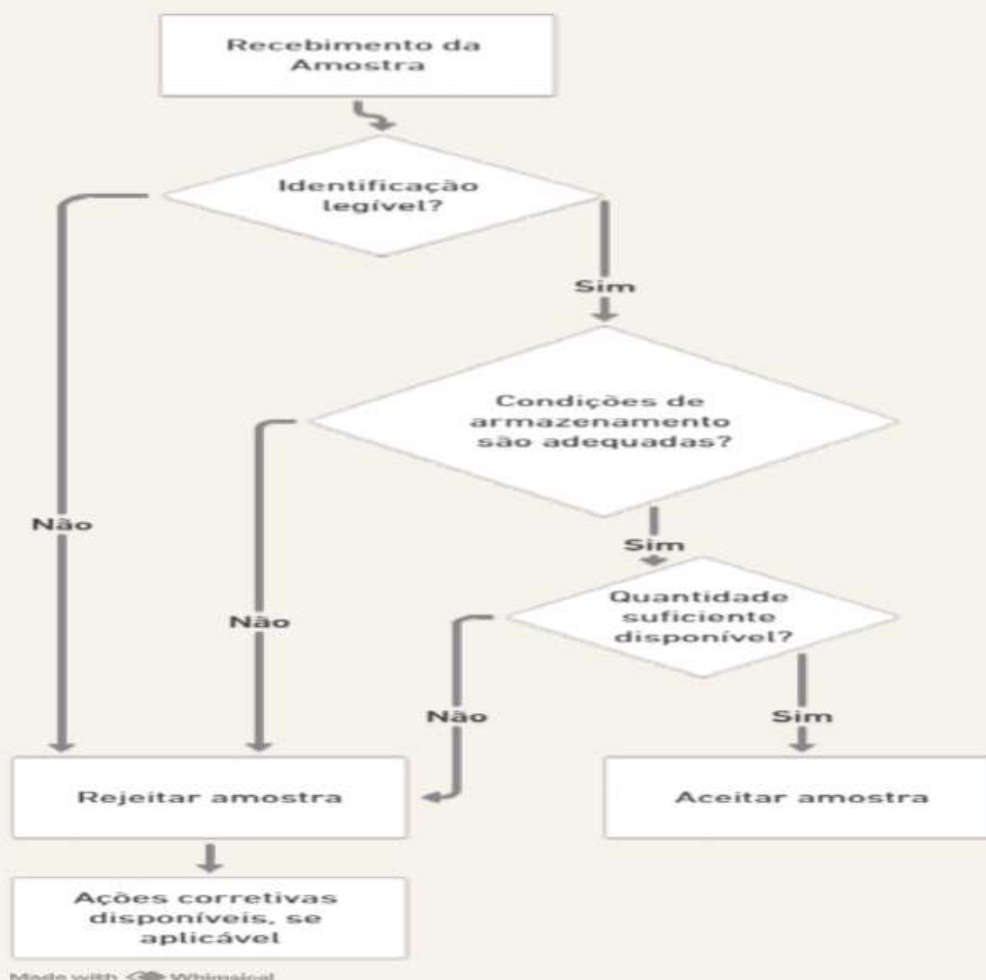
Fonte: adaptada Apostila de patologia clínica 2017); Lozano, João, et al (2024)

Quadro 3 - Critérios de Rejeição e Ações Corretivas

CRITÉRIO DE REJEIÇÃO	DESCRIÇÃO	AÇÃO CORRETIVA
Amostra contaminada	Presença de elementos externos que comprometem a análise.	Não aplicável; rejeitar amostra.
Armazenamento inadequado	Exposição a altas temperaturas ou outras condições adversas.	Solicitar nova amostra, se viável.
Quantidade insuficiente	Material insuficiente para realizar as análises.	Não aplicável; rejeitar amostra.
Falta de identificação adequada	Ausência de dados básicos, como data ou local da coleta.	Ajustar ou completar informações rastreáveis, se possível.
Recipiente aberto ou com vazamento	Condição do recipiente compromete a integridade da amostra.	Substituir recipiente ou amostra, se possível.

Fonte: adaptada Apostila de patologia clínica 2017); Lozano, João, et al (2024).

Figura 3 – Fluxograma do processo de avaliação das amostras recebidas no laboratório



Fonte: Elaborado pelo autor (2025) com uso da ferramenta Whimsical

Processamento das Amostras

O processamento das amostras compreende a aplicação de técnicas parasitológicas, morfológicas e moleculares, de forma complementar. As técnicas parasitológicas, representadas nos fluxogramas pelos anexos I e J, incluem os métodos de Flutuação de Willis e Sedimentação Espontânea de Lutz-Hoffman respectivamente, os quais permitem a identificação de estruturas parasitárias em amostras fecais. As análises moleculares, descritas nos fluxogramas L e M,

abrangem as etapas de extração de DNA, amplificação por PCR e Nested PCR, possibilitando a detecção de material genético dos parasitos com maior sensibilidade e especificidade. As descrições abrangentes das técnicas parasitológicas, morfológicas e moleculares utilizadas estão disponíveis no Anexo N- Métodos Parasitológicos, Morfológicos e Moleculares. Estes documentos contemplam informações sobre materiais, reagentes, equipamentos e procedimentos, assegurando a replicabilidade dos métodos para futuras investigações e aplicações, bem como os fluxogramas relacionados as técnicas.

Indicadores Epidemiológicos e Fatores de Risco

A caracterização epidemiológica da coccidiose em aves silvestres da Ilha de São Luís requer a definição de indicadores que possibilitem a avaliação da magnitude da infecção, bem como a identificação de fatores de risco associados à sua disseminação. Dessa forma, foram estabelecidos indicadores epidemiológicos e operacionais que auxiliam no monitoramento da doença, permitindo a formulação de estratégias eficazes para controle e mitigação dos impactos sobre a fauna silvestre.

Indicadores Epidemiológicos

Os indicadores epidemiológicos serão definidos com base na ocorrência, carga parasitária e diversidade genética dos coccídios detectados, conforme descrito a seguir:

Taxa de Infecção: Refere-se à proporção de aves positivas para coccídios em relação ao total de amostras analisadas, calculada pela fórmula:

$$\text{Taxa de infecção} = \left(\frac{\text{Número de aves positivas}}{\text{Número total de aves analisadas}} \right) \times 100$$

Meta: Determinar a prevalência da infecção e sua distribuição na população estudada.

Densidade de Oocistos: Determina a carga parasitária média nas fezes das aves, expressa em número de oocistos por grama (OPG), calculada pela fórmula:

$$\text{Taxa de oocistos} = \left(\frac{\text{Número total de oocistos positivos contados}}{\text{Peso da amostra de fezes (g)}} \right) \times 100$$

Meta: Avaliar a intensidade da infecção e sua relação com possíveis impactos clínicos e ecológicos.

Diversidade Genética: Representa a variabilidade genética dos coccídios encontrados, sendo expressa como a razão entre o número de genótipos identificados e o número total de amostras analisadas:

$$\text{Taxa de infecção} = \left(\frac{\text{Número de genótipos distintos identificados}}{\text{Número total de amostras analisadas}} \right) \times 100$$

Meta: Caracterizar a variabilidade genética das espécies de coccídios presentes e identificar possíveis linhagens emergentes.

Fatores de Risco Associados à Infecção por Coccídios

A ocorrência de coccidiose em aves silvestres pode estar associada a diversos fatores ambientais e ecológicos, conforme descrito a seguir:

Densidade Populacional de Aves

A densidade populacional influencia diretamente a transmissão de coccídios, pois o aumento da concentração de indivíduos em um mesmo ambiente favorece o contato com fezes contaminadas, principal via de disseminação dos oocistos. Em locais onde há superpopulação de aves, especialmente em áreas de alimentação e repouso, a taxa de infecção tende a ser maior.

A densidade das aves será estimada por meio de censos populacionais em pontos estratégicos, utilizando a fórmula abaixo. Os dados coletados serão correlacionados com a ocorrência de oocistos nas amostras fecais analisadas.

$$\text{Densidade populacional: } \frac{\text{Número de aves observadas na área}}{\text{Extensão da área amostrada (km²)}}$$

Sazonalidade e Condições Climáticas

A sazonalidade exerce um papel fundamental na persistência e dispersão dos coccídios, pois fatores como umidade e temperatura determinam a viabilidade dos oocistos no ambiente. Durante a estação chuvosa, o solo úmido e os corpos d'água contaminados podem servir como vetores secundários para a infecção, enquanto na estação seca, a menor umidade pode reduzir a sobrevivência dos oocistos.

A coleta de amostras fecais será distribuída ao longo das diferentes estações do ano, possibilitando a comparação da prevalência da infecção entre os períodos chuvosos e secos. Dados meteorológicos serão registrados para subsidiar a análise da influência de variáveis climáticas sobre a taxa de infecção.

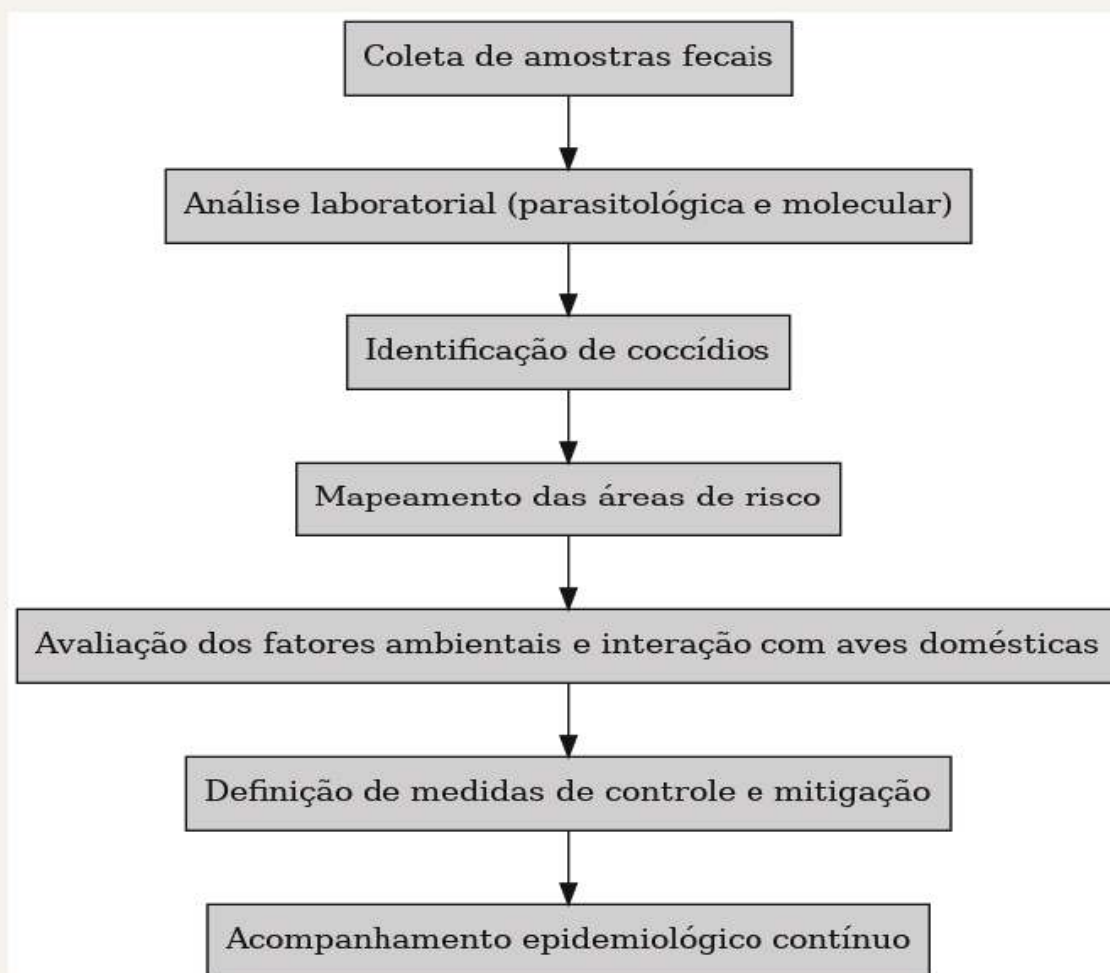
Interação com Aves Domésticas

A interação entre aves silvestres e domésticas pode elevar o risco de coccidiose, uma vez que as aves domésticas frequentemente atuam como reservatórios e amplificadores da infecção, especialmente em sistemas de criação semi-intensivos, onde a transmissão é favorecida por condições ambientais e manejo inadequado.

A presença de aves domésticas nas proximidades das áreas de coleta será registrada, com mapeamento georreferenciado dos locais com maior sobreposição entre populações silvestres e domésticas. Essa análise auxiliará na identificação de zonas de risco para a disseminação da coccidiose.

$$\text{Índice de interação} = \left[\frac{\text{Número de locais com aves domésticas próximas}}{\text{Número total de locais amostrados}} \right] \times 100$$

A Figura 4 apresenta um fluxograma que resume o processo de vigilância epidemiológica da coccidiose, integrando as etapas de coleta, análise, mapeamento de risco, avaliação dos fatores ambientais e definição de estratégias de mitigação.



Componentes do Sistema de Vigilância

A vigilância epidemiológica de coccídios em aves silvestres da Ilha do Maranhão é fundamental para o monitoramento da saúde populacional, permitindo a detecção precoce de surtos, a identificação de fatores ambientais e a adoção de medidas preventivas. Para garantir sua eficácia, o sistema é composto por elementos essenciais descritos a seguir.

Monitoramento Epidemiológico

O monitoramento epidemiológico consiste na coleta sistemática e contínua de dados sobre a ocorrência de coccídios em aves silvestres,

possibilitando a análise de tendências e a identificação de áreas de risco. Esse processo abrange três aspectos fundamentais:

Deteção de surtos: realizada por meio da coleta e análise laboratorial de amostras fecais, permitindo determinar a prevalência da infecção e sua distribuição geográfica.

Acompanhamento populacional: monitoramento regular das populações de aves para identificar padrões de variação na saúde das espécies ao longo do tempo.

Mapeamento geográfico dos focos de contaminação: identificação espacial das áreas com registros positivos, permitindo delimitar regiões críticas e direcionar ações de vigilância e controle.

Avaliação Ambiental

A avaliação ambiental tem como objetivo identificar fatores ecológicos que favorecem a disseminação dos coccídios. Três principais variáveis ambientais são analisadas:

Condições climáticas: Umidade e temperatura influenciam diretamente a viabilidade e dispersão dos oocistos. Períodos chuvosos, por exemplo, aumentam a umidade do solo e favorecem a persistência dos parasitas no ambiente.

Alteração do habitat: Modificações decorrentes da urbanização, desmatamento ou mudanças no uso da terra podem influenciar o comportamento das aves, aumentando a proximidade entre espécies e favorecendo a transmissão do parasita.

Disponibilidade de recursos hídricos: Ambientes aquáticos (como lagos, rios e áreas alagadas) podem atuar como reservatórios naturais de oocistos, aumentando o risco de infecção em aves que utilizam essas áreas como habitat ou fonte de alimentação.

Investigação de Surtos

A Identificação de surtos de coccidiose em aves silvestres aciona um conjunto de ações investigativas com o objetivo de determinar a origem, extensão e fatores associados à ocorrência. As principais etapas incluem:

- **Coleta de amostras:** Amostras biológicas de aves afetadas são coletadas para análises parasitológicas, morfológicas e moleculares dos coccídios. Quando necessário, também são obtidas amostras ambientais, como solo e vegetação, para rastrear possíveis fontes de contaminação.
- **Registro e análise epidemiológica:** Todas as informações relacionadas ao surto (localização, data, espécie afetada, gravidade clínica) são registradas em banco de dados estruturado, permitindo análises estatísticas, identificação de padrões e avaliação de fatores de risco.
- **Implementação de ações de contenção:** Incluem intervenções ambientais (sanitização de áreas afetadas), reforço na vigilância em zonas adjacentes e ajustes no manejo populacional das aves, quando aplicável.
- **Colaboração interinstitucional:** A atuação conjunta com órgãos ambientais, instituições científicas e a comunidade local é essencial para garantir uma resposta rápida e eficaz.

Educação e Sensibilização

A educação Ambiental e a sensibilização social são componentes essenciais da vigilância ativa, promovendo o engajamento comunitário e a prevenção de surtos. As estratégias propostas incluem:

- **Ações educativas:** Desenvolvimento de materiais informativos (impressos, audiovisuais e digitais) sobre coccidiose, formas de prevenção e importância do monitoramento. A população é estimulada a comunicar a ocorrência de aves doentes ou mortas.
- **Capacitação de agentes locais:** Realização de oficinas e treinamentos voltados a moradores, agentes ambientais e lideranças comunitárias para identificar sinais clínicos da infecção e realizar notificações adequadas.
- **Articulação interinstitucional:** Formação de parcerias com universidades, ONGs e órgãos governamentais para promover ações coordenadas de vigilância, pesquisa e educação ambiental.

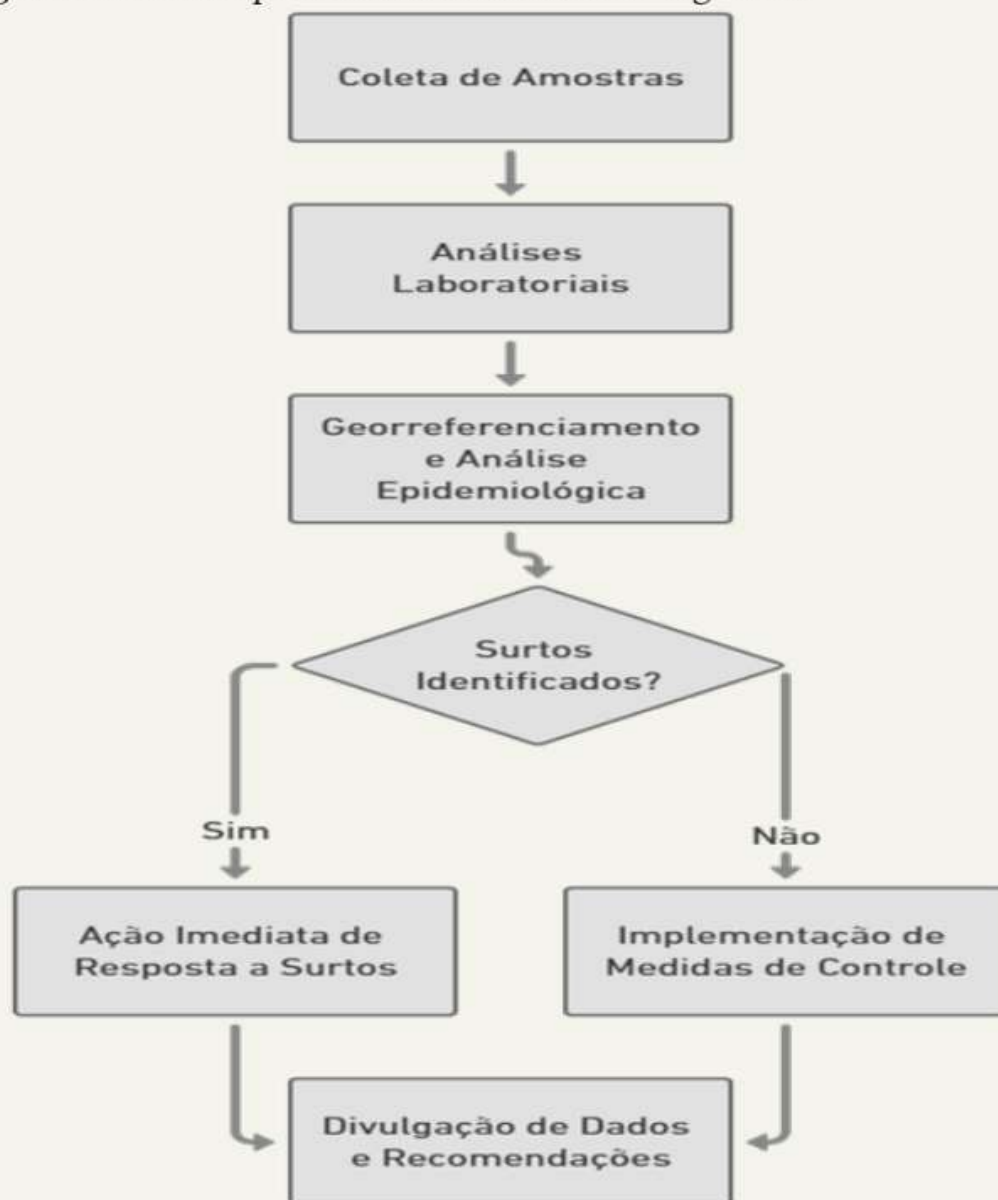
Fluxograma de Ações no Sistema de Vigilância

O fluxo operacional do sistema de vigilância segue um ciclo contínuo, desde a coleta de amostras até a tomada de decisão com base em dados epidemiológicos conforme Figura 5 - Fluxo operacional no Sistema de Vigilância.

. Esse processo pode ser representado em cinco etapas principais:

- Coleta de amostras: Amostras fecais coletadas de forma não invasiva em diferentes pontos da Ilha do Maranhão, priorizando áreas de maior concentração de aves silvestres.
- Análises laboratoriais: Aplicação de métodos parasitológicos, morfológicos e moleculares para identificação da presença de coccídios e identificação genética dos parasitas.
- Georreferenciamento e análise epidemiológica: Mapeamento das áreas de ocorrência, identificação de fatores de risco e detecção de padrões espaciais e temporais da infecção.
- Implementação de medidas de controle: Ações para minimizar a disseminação do parasita, como manejo ambiental e estratégias de mitigação em áreas críticas.
- Divulgação de dados e recomendações: Relatórios periódicos são gerados para subsidiar políticas de conservação e orientar autoridades sanitárias sobre medidas.

Figura 5 - Fluxo operacional no Sistema de Vigilância



Fonte: Elaborado pelo autor (2025) com uso da ferramenta Whimsical

Plano de Contingência

O Plano de Contingência define um conjunto de medidas a serem adotadas em situações imprevistas que possam comprometer a efetividade das ações, especialmente em contextos de surtos ou elevada prevalência de coccídios. Seu objetivo é mitigar impactos adversos tanto na execução das atividades quanto na conservação das aves silvestres. A aplicação dessas medidas é essencial para assegurar a continuidade do trabalho e a proteção das espécies envolvidas.

Medidas Operacionais:

Escassez de Amostras: Em situações em que a obtenção da quantidade mínima de amostras se mostre problemática, é imperativo que as equipes de campo intensifiquem os esforços de coleta em áreas adjacentes ou em regiões que apresentem maior densidade populacional de aves. Persistindo a dificuldade, faz-se necessário o planejamento de um novo cronograma de coleta que atenda às demandas do monitoramento.

Falhas no Transporte ou Armazenamento: No evento de ocorrências que comprometam a integridade das amostras coletadas, estas devem ser imediatamente descartadas e uma nova coleta deverá ser organizada, visando garantir a qualidade dos dados obtidos no estudo.

Problemas com Equipamentos de Laboratório: Em casos de falhas nos equipamentos laboratoriais, a equipe de manutenção deve ser acionada de forma imediata. Caso a resolução do problema não ocorra prontamente, as amostras afetadas poderão ser encaminhadas para um laboratório de apoio credenciado, assegurando assim a continuidade da pesquisa sem prejuízo às suas metas.

Medidas em Caso de Alta Prevalência ou Surtos de Coccidiose:

Monitoramento Intensificado: Se houver um aumento significativo na detecção de coccídios, a frequência das coletas será ampliada para avaliar a progressão da infecção nas populações de aves.

Identificação de Espécies e Grupos Vulneráveis: Aves juvenis, espécies ameaçadas ou populações com alta densidade deve ser monitorada com prioridade.

Ações para Mitigação da Disseminação:

Com o objetivo de mitigar os impactos ocasionados pela disseminação de coccídios em aves silvestres e minimizar os riscos tanto ambientais quanto sanitários, serão implementadas ações estratégicas por meio de um plano sistemático, conforme detalhado na Tabela 2.

Tabela 2 - Hierarquização das Estratégias de Resposta em Caso de Detecção de Foco de Coccidiose:

Grau de Prioridade	Ação	Responsável
1	Isolamento imediato da área afetada e suspensão de novas coletas.	Equipe de campo
2	Comunicar imediatamente a coordenação responsável e os órgãos ambientais competentes.	Coordenador local
3	Recoleta e envio prioritário de amostras para confirmação laboratorial.	Equipe laboratorial
4	Desinfecção das áreas atingidas e descarte seguro de resíduos biológicos.	Equipe de biossegurança
5	Realização de ações educativas para comunidades envolvidas e profissionais locais.	Núcleo de educação
6	Revisão epidemiológica do caso e replanejamento das estratégias de contenção.	Comissão Técnica

Fonte: Adaptado de BRASIL. Ministério da Saúde. Manual de Vigilância Epidemiológica, 2021.

Plano para Cumprir as Ações de Mitigação da Disseminação de Coccídios

Comunicação com Órgãos Ambientais e Defesa Sanitária:

Objetivo: Informar e coordenar ações com instituições responsáveis para controle e mitigação da disseminação dos coccídios.

Passos para Implementação:

Elaboração de Relatórios Técnicos: Redigir um documento detalhado com os dados das amostras, taxa de positividade e áreas mais afetadas. Anexar mapas, gráficos e informações epidemiológicas relevantes.

Envio às Instituições Competentes:

Secretaria Estadual de Meio Ambiente e Recursos Naturais (SEMA)-

responsável pela gestão ambiental e pela fiscalização da fauna silvestre no Estado do Maranhão;

Agência Estadual de Defesa Agropecuária do Maranhão (AGED/MA) –

responsável pela defesa sanitária animal, incluindo o controle de enfermidades em animais silvestres sob manejo;

Secretaria de Estado da Saúde do Maranhão (SES/MA) –

por meio de suas unidades de Vigilância Sanitária, nos casos que envolvam risco à saúde pública;

Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio) e Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA) –

quando aplicável, especialmente em ocorrências situadas em unidades de conservação federais ou envolvendo espécies ameaçadas.

Solicitação de Reuniões e Parcerias:

Propor reuniões interinstitucionais para definição de estratégias de manejo e alinhamento de responsabilidades;

Apresentar um plano de ação emergencial, contemplando medidas de mitigação, educação ambiental e protocolos de manejo da fauna envolvida.

Investigação de Possíveis Fontes de Contaminação:

Objetivo: Identificar e mitigar os fatores ambientais que favorecem a disseminação de coccídios.

Passos para Implementação:

Coleta de Dados Ambientais:

- Monitorar locais com alta carga de matéria orgânica (ex.: mangues, áreas próximas a locais de alimentação artificial).
- Avaliar a presença de fezes acumuladas em regiões com grande concentração de aves.
- Análise de Condições Climáticas e Topográficas:
- Avaliar a influência de fatores microclimáticos, como temperatura e umidade relativa do ar, sobre a variação da carga parasitária nas aves silvestres sob manejo.

Ações Corretivas:

- Recomendar a remoção de resíduos orgânicos de áreas onde as aves se concentram.
- Estabelecer protocolos de higienização de locais públicos frequentados por aves.

Avaliação de Impactos sobre Espécies-Alvo e Restrição de Acesso a Áreas Críticas:

Objetivo: Minimizar o impacto dos coccídios em espécies vulneráveis e reduzir a disseminação em locais críticos.

Passos para Implementação:

Identificação de Espécies Mais Afetadas:

Criar um banco de dados sobre as espécies infectadas, separando residentes e migratórias.

Analisar se alguma espécie está em risco de conservação devido à infecção.

Monitoramento das Áreas Críticas:

Utilizar mapas geoespaciais para identificar focos de infecção.

Se necessário, implementar restrições temporárias ao acesso humano.

Recomendações para Redução da Exposição:

Implementar zonas de proteção sanitária em locais de maior incidência. Evitar o fornecimento de alimentos artificiais às aves, reduzindo a concentração excessiva em um único local.

Como Garantir a Efetividade das Medidas

- Monitoramento contínuo: ter uma vigilância ativa para atualização periódica dos dados.
- Engajamento comunitário: Incluir pescadores e moradores em campanhas de conscientização ambiental.
- Uso de tecnologia: Aplicar sensoriamento remoto e geoprocessamento para mapear áreas de risco.

Treinamento e capacitação da equipe

A qualificação da equipe envolvida é essencial para a execução padronizada e precisa de todas as etapas do monitoramento. Recomenda-se a realização de treinamentos periódicos voltados aos profissionais técnicos que atuam em campo e em laboratório, com ênfase nas boas práticas de coleta, processamento e análise de amostras. Essa medida contribui para a conformidade metodológica e o fortalecimento das competências operacionais da equipe.

Treinamento das equipes

Técnicos de campo: capacitação em técnicas de coleta, uso adequado de Equipamentos de Proteção Individual (EPIs), preenchimento das fichas padronizadas e manuseio seguro das amostras durante o transporte.

Técnicos de laboratório: formação nos métodos parasitológicos, morfológicos e moleculares, com foco nos protocolos de extração de DNA, amplificação e análise de resultados. Serão também treinados quanto aos critérios de aceitação/rejeição de amostras e às normas de biossegurança.

Materiais de apoio e recursos

Para garantir a uniformidade do treinamento e a correta execução das atividades, serão disponibilizados:

Materiais de apoio: manuais técnicos ilustrados, vídeos instrutivos e fichas técnicas;

Recursos materiais: kits de coleta contendo swabs estéreis, frascos identificados, meios de preservação e fichas de registro;

Recursos humanos: instrutores especializados para cada etapa;

Procedimentos padronizados: elaborados com base em normas técnicas e regulatórias vigentes.

Avaliação da capacitação: serão aplicadas avaliações práticas e teóricas. Somente os profissionais aprovados estarão autorizados a atuar nas atividades de campo e laboratório.

Estimativa orçamentária para implementação

A execução das atividades previstas neste guia requer uma estimativa orçamentária que contemple as etapas essenciais, incluindo capacitação técnica, aquisição de insumos laboratoriais, logística de campo, ferramentas digitais e comunicação científica. A Tabela 3 apresenta a previsão de custos médios para a execução anual das atividades técnicas em três regiões piloto, considerando o ano-base de 2025 e margem de contingência de 10%.

Tabela 3 - Estimativa Orçamentária para Execução Anual das Atividades Técnicas

Item	Descrição	Unidade	Custo Estimado (R\$)
1	Oficinas práticas, material didático, honorários instrutores	pacote anual	6.000,00
2	Protocolos impressos, frascos estéreis, etiquetas, EPIs	kit anual	4.000,00
3	Caixa térmica ou isopor com material para refrigeração a campo	conjunto	5.000,00
4	Lâminas, lamínulas, tubos falcon, copos de sedimentação, centrífuga, microscópio, reagentes	pacote laboratorial	7.000,00
5	Reagentes básicos para análise de até 150 amostras/ano	lote	5.000,00
6	Kits de extração de DNA, reagentes, outsourcing parcial	pacote molecular	12.000,00
7	Aplicativos móveis, tablets, sistemas de banco de dados	licença/suporte	3.000,00

8	Folders, vídeos, cartilhas para divulgação comunitária	material educativo	3.500,00
9	Transporte, alimentação e hospedagem para 4 expedições	expedições	7.000,00
10	Editoração, revisão técnica, DOI, submissão científica	serviço técnico	2.500,00
11	Reserva para imprevistos (~10% do total estimado)	fundo reserva	5.000,00

Fonte: elaboração própria.

Plano de Divulgação e Integração

A comunicação dos resultados obtidos por meio do monitoramento deve ser realizada de forma clara, acessível e direcionada a gestores públicos, pesquisadores e à sociedade em geral. O objetivo é garantir que as informações geradas sejam efetivamente utilizadas na formulação de estratégias de conservação ambiental e vigilância sanitária. A integração com outras iniciativas de monitoramento da fauna e da saúde única é essencial para o desenvolvimento de respostas coordenadas e eficientes frente aos riscos sanitários e ecológicos, otimizando recursos e fortalecendo a proteção da biodiversidade e da saúde coletiva.

Estratégias de Divulgação

a) Relatórios técnicos

Ao término de cada ano, será elaborado um relatório técnico contendo: as atividades executadas, os dados coletados, as respectivas análises, os resultados obtidos e as medidas de controle implementadas. Para facilitar a compreensão e o uso das informações por diferentes públicos, os resultados serão apresentados também por meio de representações gráficas, como mapas de distribuição geográfica, gráficos estatísticos e quadros comparativos (conforme modelos disponíveis no Anexo O). Esses relatórios serão encaminhados às secretarias estaduais de saúde animal e meio ambiente, a organizações não governamentais (ONGs) de conservação, universidades e institutos de pesquisa.

b) Notificação de surtos

Na ocorrência de surtos de coccidiose em aves silvestres, será realizada notificação imediata aos órgãos competentes das áreas de saúde animal e meio ambiente. A comunicação será acompanhada de um plano de ação emergencial, com medidas específicas voltadas à contenção, mitigação e prevenção da disseminação do parasita. A notificação incluirá dados atualizados e georreferenciados, preferencialmente ilustrados com mapas e fluxogramas que representem as ações executadas.

c) Divulgação científica e técnica

A fim de promover a disseminação do conhecimento gerado, serão desenvolvidas ações direcionadas à comunidade científica e técnica, tais como:

Publicação de artigos científicos em periódicos especializados nas áreas de saúde animal, parasitologia, ecologia e conservação da fauna;

Participação em congressos, simpósios e encontros científicos, de abrangência nacional e internacional;

Organização de eventos de formação técnica, como workshops, cursos e seminários voltados à capacitação de profissionais e técnicos das áreas ambiental e de saúde animal, com base nos dados e experiências obtidos durante a execução das atividades.

d) Divulgação para o público geral

A comunicação com o público não especializado será feita por meio de materiais educativos, com linguagem acessível e recursos visuais atrativos. Estão previstas as seguintes ações:

Fase Piloto de Validação Operacional

Antes da consolidação das estratégias de de vigilância ativa para coccidiose em aves silvestres em toda a Ilha do Maranhão, será realizada uma fase piloto com o objetivo de validar sua aplicação em condições reais de campo. Esta etapa consistirá na execução experimental dos procedimentos de coleta, análise laboratorial e gestão epidemiológica, em áreas previamente selecionadas com base em critérios técnicos e logísticos.

A fase piloto visa identificar possíveis limitações operacionais, testar a efetividade dos fluxos de trabalho propostos e verificar a adequação dos métodos, instrumentos e estratégias utilizadas. Com base nos resultados obtidos, as estratégias serão ajustadas para garantir

eficiência operacional, viabilidade técnica e coerência metodológica na ampliação das atividades.

Avaliação, Revisão e Aprimoramento das Estratégias Técnicas

A melhoria contínua da vigilância ativa para coccidiose em aves silvestres é essencial para garantir sua eficácia, atualidade e aplicabilidade em diferentes contextos ecológicos e operacionais. A seguir, são apresentadas as diretrizes para avaliação periódica, atualização técnica e propostas de aprimoramento das estratégias de vigilância, com base em indicadores de desempenho, avanços científicos e necessidades operacionais observadas.

Avaliação e Revisão Periódica

A avaliação sistemática será realizada com periodicidade anual ou sempre que houver alterações relevantes no cenário epidemiológico, como surtos significativos ou novas evidências científicas. Em tais casos, poderá ser conduzida uma revisão extraordinária, com o objetivo de atualizar estratégias de manejo e controle.

a) Indicadores de Desempenho

Para mensurar a efetividade e orientar eventuais revisões, serão utilizados os seguintes indicadores:

Taxa de infecção: proporção de aves silvestres positivas para coccídios em relação ao total de amostras analisadas;

Densidade de oocistos por grama de fezes: carga parasitária estimada nas amostras;

Distribuição espacial da infecção: mapeamento geográfico das áreas de maior ocorrência;

Número de intervenções realizadas: quantidade de ações decorrentes dos resultados obtidos;

Participação institucional: número de entidades envolvidas na execução e resposta às ações de vigilância.

Os dados obtidos serão comparados a ciclos anteriores para identificar tendências, avaliar o impacto das medidas adotadas e ajustar as estratégias conforme necessário.

b) Revisão e Atualização das Estratégias de Vigilância

Novas técnicas laboratoriais e diagnósticas (parasitológicas, morfológicas e moleculares);

Alterações ambientais que influenciem a dinâmica da doença;

Atualizações legais e normativas;

Feedback técnico das equipes de campo e laboratório.

Todas as atualizações serão devidamente documentadas e disponibilizadas para as partes interessadas, assegurando a transparência e a rastreabilidade das alterações.

Propostas de Aprimoramento

Com base na aplicação prática e nos desafios enfrentados em diferentes contextos, foram identificadas as seguintes propostas de aprimoramento metodológico e operacional:

a) Validação em Múltiplos Biomas

Recomenda-se a realização de estudos piloto em diferentes biomas brasileiros (e.g., Cerrado, Amazônia, Semiárido), com o objetivo de validar as estratégias em distintos cenários ecológicos. Essa abordagem contribuirá para a padronização e eficácia das ações em nível nacional.

b) Especificidade Taxonômica Avançada

A identificação das aves até o nível de espécie, com apoio de guias ornitológicos e especialistas, é fundamental para estabelecer relações parasita-hospedeiro e orientar ações específicas de mitigação.

c) Adaptação a Regiões com Baixa Infraestrutura

Sugere-se o desenvolvimento de uma versão simplificada das metodologias, combinando métodos tradicionais (Willis, Lutz-Hoffman) e tecnologias portáteis (kits de extração rápida e PCR portátil), de modo a viabilizar a aplicação das análises em áreas com infraestrutura laboratorial limitada.

d) Formação Técnica e Sustentabilidade Operacional

A manutenção requer capacitação contínua. Propõe-se a implementação de programas de formação com conteúdo teóricos e práticos, incluindo cursos online e presenciais para agentes de campo, estudantes e técnicos de laboratório. Ferramentas digitais poderão ser incorporadas para padronização e agilidade no fluxo de dados.

e) Integração com Sistemas Oficiais de Vigilância

Visando à incorporação em políticas públicas, recomenda-se a articulação com sistemas como o e-SISBRAVET (Ministério da Agricultura) e o SINAN (Ministério da Saúde), com as devidas adaptações para a fauna silvestre. A criação de diretrizes específicas para a notificação da coccidiose em aves silvestres contribuirá para uma resposta intersetorial mais eficaz.

Essas ações reforçam o potencial das estratégias adotadas como instrumento técnico e estratégico para a vigilância ambiental, em consonância com os princípios da Saúde Única e da conservação da biodiversidade.

Considerações Finais

A implementação das estratégias de vigilância ativa para coccídios em aves silvestres da Ilha do Maranhão será um marco importante para a conservação da biodiversidade e a promoção da saúde única. A detecção precoce e o monitoramento contínuo da infecção permitirão não apenas uma melhor compreensão da dinâmica epidemiológica dos coccídios, mas também a adoção de estratégias eficazes de mitigação.

A presença de coccídios em aves silvestres pode impactar diretamente a sobrevivência das espécies e a estabilidade ecológica dos ambientes onde vivem. Além disso, a vigilância ativa contribuirá para a prevenção de possíveis transmissões zoonóticas e para a formulação de políticas públicas baseadas em evidências científicas. Dessa forma, a aplicação dessas diretrizes fortalecerá a abordagem integrada de Saúde Única (One Health), considerando a interdependência entre saúde animal, ambiental e humana.

O aprimoramento dessas estratégias dependerá de avanços contínuos na pesquisa sobre coccídios em aves, bem como da ampliação das redes de colaboração com instituições acadêmicas, órgãos ambientais e sanitários. Algumas perspectivas futuras incluem:

- Expansão do monitoramento para outras regiões do Maranhão, possibilitando uma visão mais abrangente da prevalência da infecção.

- Fomentar o aprofundamento dos estudos genéticos visando à caracterização precisa das espécies de coccídios identificadas e à análise de sua diversidade genética.

- Desenvolver estratégias de manejo sustentável que reduzam a disseminação do parasita, minimizando impactos sobre as populações naturais de aves..

- Maior integração com programas de conservação e saúde animal, consolidando a vigilância ativa como ferramenta essencial para a proteção da biodiversidade.

O aprimoramento dessas estratégias dependerá do compromisso coletivo entre pesquisadores, gestores ambientais e a comunidade. O conhecimento gerado servirá como base para ações futuras, promovendo a sustentabilidade dos ecossistemas e a segurança sanitária da fauna silvestre e das populações humanas que compartilham esses ambientes.

ANEXOS:

ANEXO A – ESPÉCIES DE AVES AMOSTRADAS PARA VIGILÂNCIA EM SÃO LUÍS

ANEXO B – ESPÉCIES DE AVES AMOSTRADAS PARA VIGILÂNCIA EM SÃO JOSÉ DE RIBAMAR

ANEXO C – ESPÉCIES DE AVES AMOSTRADAS PARA VIGILÂNCIA EM PAÇO DO LUMIAR;

ANEXO D – ESPÉCIES DE AVES AMOSTRADAS PARA VIGILÂNCIA EM RAPOSA.

ANEXO E - LEGENDA E OBSERVAÇÕES PARA INTERPRETAÇÃO DAS TABELAS DE ESPÉCIES (ANEXOS A-D)

ANEXO F- FICHA DE VERIFICAÇÃO DAS ETAPAS DO PROCESSO;

ANEXO G - FICHA DE COLETA DE AMOSTRAS POR ÁREA

ANEXO H - FICHA LABORATORIAL

ANEXO I- FLUXOGRAMA DO MÉTODO DE FLUTUAÇÃO-WILLIS

ANEXO J- FLUXOGRAMA DO MÉTODO DE SEDIMENTAÇÃO

ANEXO -L FLUXOGRAMA DE EXTRAÇÃO DE DNA

ANEXO M - FLUXOGRAMA DAS ANÁLISES MOLECULARES

ANEXO N- MÉTODOS PARASITÓLOGICOS, MORFOLÓGICOS E MOLECULARES

ANEXO O: MODELOS DE REPRESENTAÇÕES GRÁFICAS

Anexo A – Espécies de aves amostradas para vigilância em São Luís

Ordem Taxonômica	Família	Espécie	Nome Comum	Status de Conservação	Habitat
Pelecaniformes	<i>Ardeidae</i>	<i>Egretta tricolor</i>	garça-tricolor	Pouco preocupante	Zonas úmidas e mangues
Pelecaniformes	<i>Ardeidae</i>	<i>Egretta caerulea</i>	garça-azul	Pouco preocupante	Zonas úmidas e mangues
Pelecaniformes	<i>Ardeidae</i>	<i>Egretta thula</i>	garça-branca-pequena	Pouco preocupante	Zonas úmidas e mangues
Accipitriformes	<i>Cathartidae</i>	<i>Cathartes aura</i>	urubu-de-cabeça-vermelha	Pouco preocupante	Áreas abertas e urbanas
Charadriiformes	<i>Charadriidae</i>	<i>Vanellus chilensis</i>	quero-quero	Pouco preocupante	Praias e zonas costeiras
Charadriiformes	<i>Charadriidae</i>	<i>Charadrius semipalmatus</i>	batuíra-de-bando	Pouco preocupante (migratória)	Praias e zonas costeiras
Columbiformes	<i>Columbidae</i>	<i>Columbina passerina</i>	rolinha-cinza	Pouco preocupante	Áreas urbanas e campos abertos
Columbiformes	<i>Columbidae</i>	<i>Columbina squammata</i>	rolinha-fogo-apagou	Pouco preocupante	Áreas urbanas e campos abertos
Passeriformes	<i>Corvidae</i>	<i>Cyanocorax cyanopogon</i>	gralha-cancã	Pouco preocupante (endêmica do Brasil)	Matas secas e ambientes urbanos
Cuculiformes	<i>Cuculidae</i>	<i>Guirra guirra</i>	anu-branco	Pouco preocupante	Matas abertas e bordas de floresta

Cuculiformes	<i>Cuculidae</i>	<i>Crotophaga major</i>	anu-coroca	Pouco preocupante	Matas abertas e bordas de floresta
Charadriiformes	<i>Laridae</i>	<i>Chroicocephalus cirrocephalus</i>	gaivota-de-cabeça-cinza	Pouco preocupante	Ambientes costeiros
Charadriiformes	<i>Laridae</i>	<i>Leucophaeus atricilla</i>	gaivota-alegre	Pouco preocupante (migratória)	Ambientes costeiros
Piciformes	<i>Picidae</i>	<i>Celeus flavescens</i>	pica-pau-amarelo	Pouco preocupante	Florestas e matas secas
Psittaciformes	<i>Psittacidae</i>	<i>Amazona amazonica</i>	curica	Pouco preocupante	Matas e áreas urbanas
Psittaciformes	<i>Psittacidae</i>	<i>Aratinga jandaya</i>	jandaia-verdadeira	⚠ Quase ameaçada (NT)	Matas e áreas urbanas
Psittaciformes	<i>Psittacidae</i>	<i>Diopsittaca nobilis</i>	maracanã-pequena	⚠ Quase ameaçada (NT)	Matas e áreas urbanas
Apodiformes	<i>Trochilidae</i>	<i>Chrysuronia leucogaster</i>	beija-flor-de-barriga-branca	Pouco preocupante	Jardins e áreas florestadas
Passeriformes	<i>Tyrannidae</i>	<i>Pitangus sulphuratus</i>	bem-te-vi	Pouco preocupante	Áreas abertas e arborizadas
Passeriformes	<i>Tyrannidae</i>	<i>Tyrannus savana</i>	tesourinha	Pouco preocupante (migratória)	Áreas abertas e arborizadas
Passeriformes	<i>Tyrannidae</i>	<i>Empidonomus varius</i>	peitica	Pouco preocupante (migratória)	Áreas abertas e arborizadas

Fonte: Adaptado de WikiAves (2024), eBird (2024), Xeno-Canto (2024), The Clements Checklist of the Birds of the World (2023), HBW Alive/BirdLife International (2023), The Howard & Moore Complete Checklist of the Birds of the World (2014), e ICMBio (2025).

Anexo B – Espécies de aves amostradas para vigilância em São José de Ribamar

Ordem Taxonômica	Família	Espécie	Nome Comum	Status de Conservação	Habitat
Passeriformes	Tyrannidae	Pitangus sulphuratus	bem-te-vi	Pouco preocupante	Áreas abertas e arborizadas
Passeriformes	Thraupidae	Volatinia jacarina	tiziu	Pouco preocupante	Áreas abertas e vegetações secundárias
Passeriformes	Icteridae	Leistes militaris	polícia-inglesa-do-norte	Pouco preocupante	Campos e áreas úmidas abertas
Passeriformes	Vireonidae	Vireo chivi	juruvicara	Pouco preocupante	Florestas e bordas de mata
Passeriformes	Pipridae	Chiroxiphia pareola	tangará-príncipe	Pouco preocupante	Matas úmidas e secundárias
Passeriformes	Corvidae	Cyanocorax cyanopogon	gralha-cancã	Pouco preocupante (endêmica do Brasil)	Matas secas e ambientes urbanos
Cuculiformes	Cuculidae	Guira guira	anu-branco	Pouco preocupante	Matas abertas e bordas de floresta
Cuculiformes	Cuculidae	Crotophaga major	anu-coroca	Pouco preocupante	Matas abertas e bordas de floresta
Columbiformes	Columbidae	Columbina passerina	rolinha-cinzenta	Pouco preocupante	Áreas urbanas e campos abertos
Columbiformes	Columbidae	Columbina squammata	rolinha-fogo-apagou	Pouco preocupante	Áreas urbanas e campos abertos

Fonte: Adaptado de WikiAves (2024), eBird (2024), Xeno-Canto (2024), The Clements Checklist of the Birds of the World (2023), HBW Alive/BirdLife International (2023), The Howard &

Moore Complete Checklist of the Birds of the World (2014), e ICMBio (2025).

Anexo C – Espécies de aves amostradas para vigilância em Paço do Lumiar

Ordem Taxonômica	Família	Espécie	Nome Comum	Status de Conservação	Habitat
Passeriformes	Tyrannidae	Pitangus sulphuratus	bem-te-vi	Pouco preocupante	Áreas abertas e arborizadas
Passeriformes	Thraupidae	Volatinia jacarina	tiziu	Pouco preocupante	Campos e vegetações secundárias
Passeriformes	Hirundinidae	Stelgidopteryx ruficollis	andorinha-serradora	Pouco preocupante	Zonas úmidas e abertas
Passeriformes	Troglodytidae	Troglodytes musculus	corrufra	Pouco preocupante	Áreas urbanas e quintais
Passeriformes	Pipridae	Chiroxiphia pareola	tangará-príncipe	Pouco preocupante	Matas úmidas e secundárias
Passeriformes	Icteridae	Ramphocelus carbo	pipira-vermelha	Pouco preocupante	Áreas de mata e beira de rios
Pelecaniformes	Ardeidae	Egretta thula	garça-branca-pequena	Pouco preocupante	Manguezais e áreas alagadas
Pelecaniformes	Ardeidae	Egretta caerulea	garça-azul	Pouco preocupante	Zonas úmidas
Accipitriformes	Cathartidae	Cathartes aura	urubu-de-cabeça-vermelha	Pouco preocupante	Áreas abertas e periurbanas

Fonte: Adaptado de WikiAves (2024), eBird (2024), Xeno-Canto (2024), The Clements Checklist of the Birds of the World (2023), HBW Alive/BirdLife International (2023), The Howard & Moore Complete Checklist of the Birds of the World (2014), e ICMBio (2025).

Anexo D – Espécies de aves amostradas para vigilância em Raposa

Ordem Taxonômica	Família	Espécie	Nome Comum	Status de Conservação	Habitat
Passeriformes	Tyrannidae	Pitangus sulphuratus	bem-te-vi	Pouco preocupante	Áreas abertas e arborizadas
Passeriformes	Thraupidae	Volatinia jacarina	tiziu	Pouco preocupante	Áreas abertas e vegetações secundárias
Passeriformes	Mimidae	Mimus gilvus	sabiá-da-praia	Pouco preocupante	Zonas costeiras e urbanas
Passeriformes	Icteridae	Leistes militaris	polícia-inglesa-do-norte	Pouco preocupante	Campos e áreas úmidas abertas
Pelecaniformes	Ardeidae	Egretta thula	garça-branca-pequena	Pouco preocupante	Manguezais e áreas alagadas
Pelecaniformes	Ardeidae	Egretta tricolor	garça-tricolor	Pouco preocupante	Zonas úmidas
Charadriiformes	Charadriidae	Vanellus chilensis	quero-quero	Pouco preocupante	Zonas costeiras e praias
Charadriiformes	Laridae	Leucophaeus atricilla	gaivota-alegre	Pouco preocupante (migratória)	Ambientes costeiros
Charadriiformes	Scolopacidae	Calidris pusilla	maçarico-de-papo-vermelho	Pouco preocupante (migratória)	Reentrâncias costeiras e lodaçais

Fonte: Adaptado de WikiAves (2024), eBird (2024), Xeno-Canto (2024), The Clements Checklist of the Birds of the World (2023), HBW Alive/BirdLife International (2023), The Howard & Moore Complete Checklist of the Birds of the World (2014), e ICMBio (2025).

ANEXO E - Legenda e observações para interpretação das Tabelas de Espécies (Anexos A–D)

Legenda para o Status de Conservação:

Não ameaçada: Espécie sem risco significativo de extinção.

Quase ameaçada (NT): Espécie que pode se tornar ameaçada em breve.

Vulnerável (VU): Espécie com elevado risco de extinção.

Criticamente em perigo (CR): Espécie com risco muito alto de extinção iminente.

Observações:

As informações sobre o status das espécies foram obtidas de fontes como o ICMBio e a IUCN.

A frequência de observação depende de registros locais e pode variar conforme o período do ano e condições ambientais.

Espécies migratórias, como o *maçarico-de-papo-vermelho*, utilizam áreas como as Reentrâncias Maranhenses para descanso e alimentação durante suas rotas migratórias.

Espécies endêmicas, como o *arapaçu-do-nordeste*, ocorrem exclusivamente em determinadas regiões do Brasil.

ANEXO F - FICHA DE VERIFICAÇÃO DAS ETAPAS DO PROCESSO

REQUISITOS		C	NC	N/A
ANTES DA COLETA DE AMOSTRAS				
01	Todos os materiais essenciais para a coleta, incluindo tubos, colheres, luvas e Equipamentos de Proteção Individual (EPIs), foram verificados e estão disponíveis em quantidade adequada?			
02	Foi disponibilizado material apropriado para a identificação dos tubos de coleta, como, por exemplo, canetas permanentes			
03	A área designada para a coleta foi devidamente demarcada e está em conformidade com o cronograma estabelecido? Pode-se confirmar a sinalização correta e a preparação do espaço?			
04	A caixa de transporte foi preparada com gelo ou material de refrigeração adequado para garantir que a temperatura se mantenha entre 4°C e 8°C durante o transporte dos materiais?			
	Estão sendo utilizadas as medidas corretas para assegurar a integridade das amostras?			
OBSERVAÇÕES:				
DURANTE A COLETA DE AMOSTRA		C	NC	N/A
05	Foi coletado aproximadamente 2g de fezes frescas diretamente do solo com uma colher descartável ou outro instrumento apropriado?			
06	A amostra foi transferida para um tubo de Eppendorf de 2ml e foi devidamente selada?			
07	O tubo está claramente identificado com a data, local de coleta e espécie, se aplicável?			

08	As amostras foram armazenadas imediatamente em uma caixa de isopor com gelo após a coleta?			
OBSERVAÇÕES:				
TRANSPORTE DAS AMOSTRAS				
09	As amostras foram mantidas em uma temperatura entre 4°C e 8°C durante o transporte?	C	NC	N/A
10	Todas as amostras estão registradas corretamente na ficha de coleta?			
11	As amostras foram transportadas ao laboratório após a conclusão de todas as coletas, sem atrasos?			
OBSERVAÇÕES:				
NO LABORATÓRIO – RECEPÇÃO DAS AMOSTRAS		C	NC	N/A
12	As amostras estão em bom estado e os tubos estão devidamente identificados?			
13	As condições de armazenamento durante o transporte foram adequadas?			
14	As amostras foram divididas em duas alíquotas: Alíquota 1: Armazenada em freezer a -30°C para análises moleculares Alíquota 2: Armazenada em refrigeração (4°C) para análises parasitológicas, com um prazo máximo de 48 horas para análise?			
OBSERVAÇÕES:				
PRÉ-ANÁLISE DAS AMOSTRAS		C	NC	N/A

1	Foi verificado o aspecto das fezes (cor, textura, presença de muco ou sangue) antes das análises laboratoriais?			
2	Foram preenchidos todos os dados na ficha laboratorial, incluindo o número da amostra e o técnico responsável pela análise?			
OBSERVAÇÕES:				
ANÁLISE LABORATORIAL		C	NC	N/A
3	Métodos Parasitológico: Método de Flutuação: Procedimento realizado conforme protocolo? (filtragem, menisco convexo, lamínula analisada).			
	Método de Sedimentação Espontânea: Procedimento realizado conforme protocolo) (decantação, coleta de sedimento, análise em microscópio).			
4	Métodos Moleculares A extração de DNA foi realizada seguindo as instruções do Kit comercial?			
	A reação do PCR ou Nested PCR concluída e gel de agarose analisado?			
OBERVAÇÕES:				
ARMAZENAMENTO DE RESULTADOS		C	NC	N/A
5	Os resultados foram registrados na Ficha Laboratorial?			
6	Os resultados foram revisados e conferidos por um segundo técnico?			
OBSERVAÇÕES:				
Data do preenchimento:				
Assinatura do técnico responsável:				

LEGENDA:

C= CONFORME, quando o item atende

NC= NÃO CONFORME, quando o item não atende

NA= NÃO APLICA, quando o item não aplica a pergunta.

ANEXO G - FICHA DE COLETA DE AMOSTRAS POR ÁREA

1.IDENTIFICAÇÃO DA COLETA POR ÁREA					
Área de Coleta:					
Coordenadas Geográficas (Latitude/Longitude)					
Município					
Data da coleta					
Horário de início					
Horário de término					
Equipe de coleta					
Número total de amostras coletadas por área.					
2.DESCRICÃO DAS AMOSTRAS COLETADAS:					
Código da amostra	Espécie da ave (se conhecida)	Local exato (subárea/ponto de referência).	Quantidade de Fezes	Aspecto das fezes	Observações

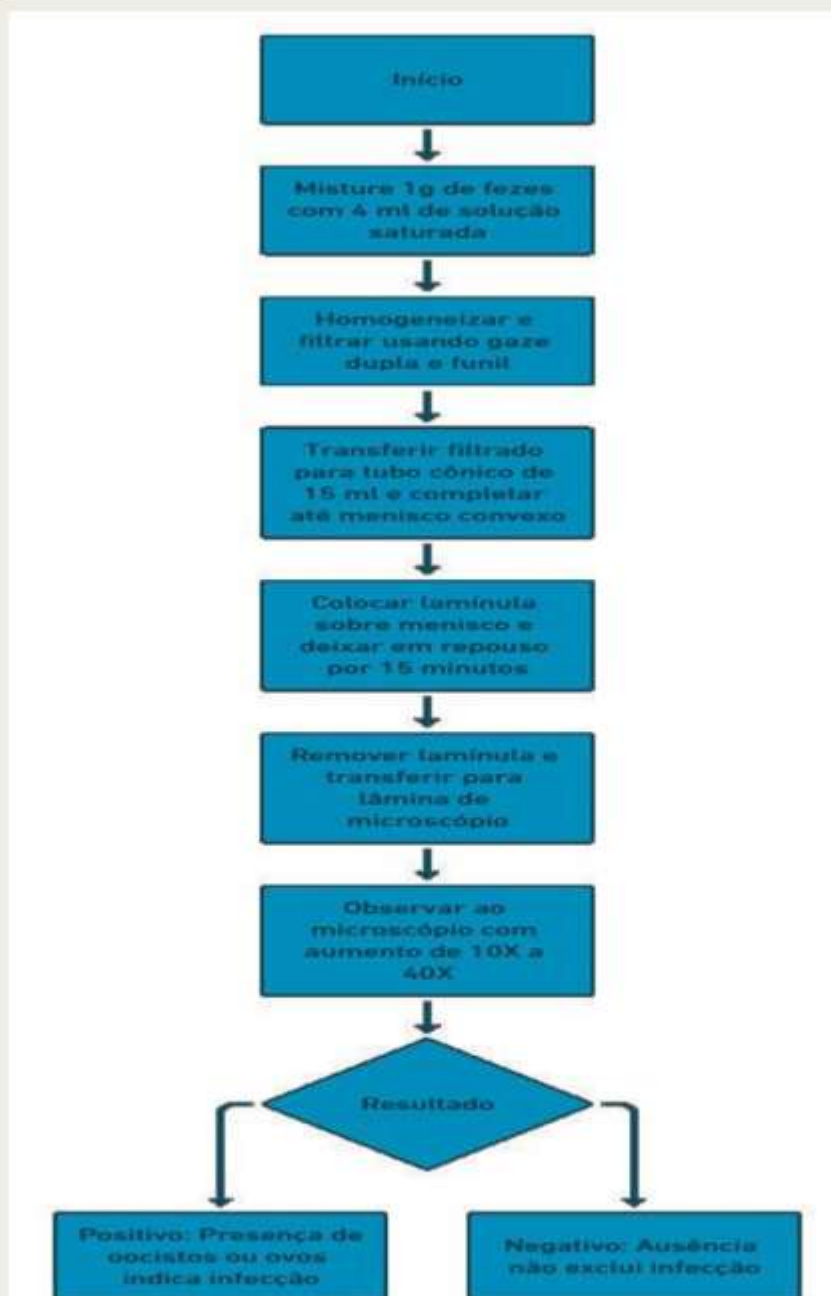
3.CONDIÇÕES DE ARMAZENAMENTO E TRANSPORTE
Método de Armazenamento: () Caixa Térmica com Gelo (4°C a 8°C) () Outro: _____ Observações sobre Transporte: _____ _____
Assinatura do Responsável pela Coleta: Assinatura do Responsável no Laboratório:
Cuidados Necessários: Identificação única: Cada amostra dentro da área deve receber um código exclusivo (exemplo: A001, A002, etc.), para garantir que, ao chegar ao laboratório, seja possível correlacionar cada amostra com os resultados laboratoriais. Detalhamento: Embora seja uma ficha por área, os detalhes de cada amostra (quantidade de fezes, aspecto, espécie da ave, etc.) devem ser registrados para manter a qualidade e precisão dos dados.

ANEXO H - FICHA LABORATORIAL

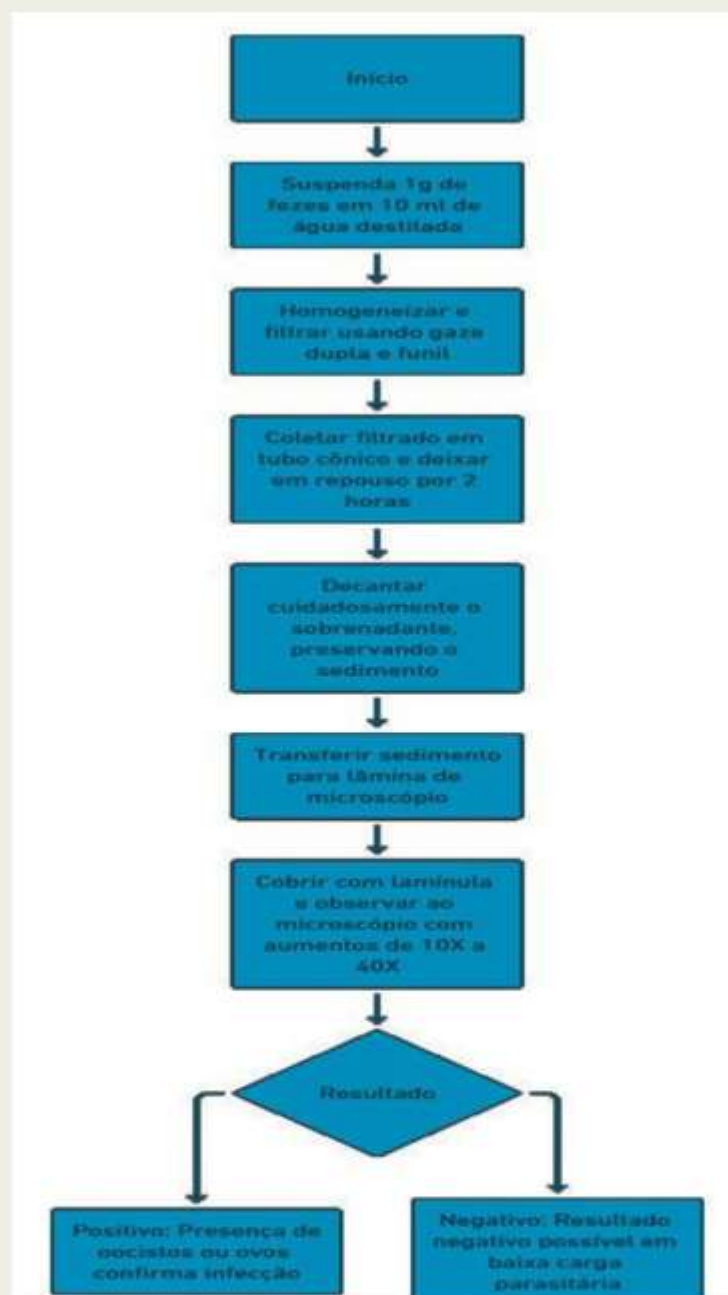
1.IDENTIFICAÇÃO DA AMOSTRA	
a) Número da amostra	
Data do Recebimento	
Responsável pelo Recebimento	
Condições das Amostras	☐ Adequa ☐ Adequada ☐ Inadequada (Descrever) ☐ Inade
OBSERVAÇÕES:	
2.DADOS DA COLETA (informações copiadas da ficha de coleta original):	
Área de Coleta	
Data da Coleta	
Código da Amostra	
Coletor	
3. ANÁLISE PARASITOLÓGICA	

Técnica Utilizada (Marcar a aplicável): Método de Flutuação (Willis): () Método de Sedimentação Espontânea (Lutz-Hoffman, Pons e Janer) () Resultado da Análise: Presença de Ovos de Helmintos: Sim: () (Especificar): Não: () Presença de Oocistos de Protozoários: Sim: () (Especificar): Não: ()	
Observações da Análise: Técnico Responsável pela Análise:	
4. ANÁLISE MOLECULAR	
Tipo de Teste: PCR: () Nested PCR: () Primers Utilizados: Resultado da Amplificação: Positivo para <i>Eimeria</i> spp.: () Positivo para <i>Isospora</i> spp.: () Negativo: ()	
Resultados da Eletroforese em Gel: Confirmação da Amplificação: () Falha na Amplificação: ()	
Observações da Análise: Técnico Responsável pela Análise:	
6. CONCLUSÃO FINAL	
Resultado geral da amostra	() Positiva para coccídios (Especificar o gênero) () Negativo para coccídios
Observações finais:	
Instruções para uso da ficha: Preenchimento Inicial: Ao receber a amostra no laboratório, o técnico responsável deve registrar as condições da amostra e o número correspondente, garantindo que haja rastreabilidade. Análises Parasitológicas e Moleculares: O técnico que realizar cada tipo de análise deve registrar os resultados e observações específicas. Conclusão e Revisão: Após todas as análises, o técnico deve assinar a ficha e registrar o resultado final, com uma conclusão clara sobre a presença ou ausência de coccídios.	

ANEXO I - FLUXOGRAMA DO MÉTODO DE FLUTUAÇÃO-WILLIS



Fonte: Elaborado pelo autor (2025) com uso da ferramenta Whimsical

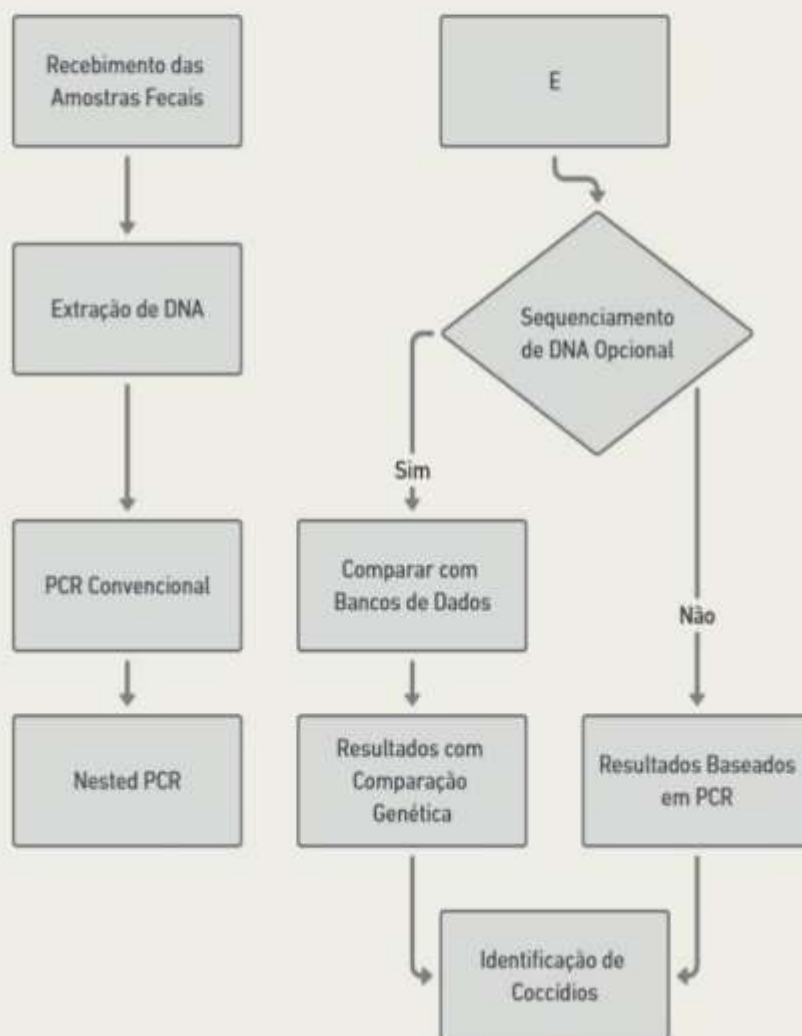
ANEXO J - FLUXOGRAMA DO MÉTODO DE SEDIMENTAÇÃO

Fonte: Elaborado pelo autor (2025) com uso da ferramenta Whimsical

ANEXO L - FLUXOGRAMA DE EXTRAÇÃO DE DNA



Fonte: Elaborado pelo autor (2025) com uso da ferramenta Whimsical

ANEXO M - FLUXOGRAMA DAS ANÁLISES MOLECULARES

Fonte: Elaborado pelo autor (2025) com uso da ferramenta Whimsical

ANEXO N - MÉTODOS PARASITOLÓGICOS, MORFOLÓGICOS E MOLECULARES

MÉTODOS PARASITOLÓGICOS

1. FLUTUAÇÃO (WILLIS)

Fundamento: Concentração e flutuação de oocistos de protozoários e ovos leves de helmintos em solução saturada de cloreto de sódio ou açúcar.

Indicação: Identificação de ovos de nematódeos, oocistos de protozoários e ovos de *Moniezia* spp).

MATERIAIS NECESSÁRIOS:

- Amostra fecal;
- Água natural ou destilada;
- Tubo cônico de 15 ml;
- Tamis
- Copos descartáveis;
- Copo de borrel;
- Bastão de vidro;
- Gaze cirúrgica dobrada (4 partes);
- Solução saturada de cloreto de sódio ou açúcar (densidade: 1:250);
- Lâminas de vidro (4x7cm) e lamínulas (24x32 mm);
- Microscópio Óptico;
- Reagente Lugol. (opcional)
- EPI: Luvas, jaleco e máscara

PROCEDIMENTO:

- Colocar a amostra de fezes em um copo.
- Utilizar o bastão de vidro para triturar a amostra de fezes.
- Acrescentar 20 ml de solução hipersaturadas de cloreto de Sódio ou açúcar.
- Homogeneizar. Não agitar em demasia, evitando a formação de bolhas de ar.
- Filtrar a suspensão de fezes, através do tamis, para outro copo.
- Colocar a suspensão de fezes no tubo de ensaio de 15 ml e completar o volume com solução hipersaturada de NaCl, formando um menisco convexo.
- Colocar a lâmina de vidro sobre o tubo cônico de modo que a lâmina entre em contato com o menisco convexo. Não deverá ter bolhas de ar entre lâmina e a superfície do líquido.
- Deixar em repouso por 15 minutos. Remover a lâmina, invertendo rapidamente sua posição, para evitar a queda da película aderente.
- Examinar ao microscópio (100x) toda a lâmina em ziguezague.
- Identificar todos os ovos e oocistos contidos na película aderente

INTERPRETAÇÃO DOS RESULTADOS:

Positivo: Presença de oocistos ou ovos confirma a infecção.

Negativo: Ausência de oocistos ou ovos não exclui infecção, especialmente em amostras com baixa carga parasitária.

2.SEDIMENTAÇÃO ESPONTÂNEA (Lutz ou Hoffman, Pons & Janer)

Fundamento: Precipitação de partículas (oocistos, ovos e larvas) ao fundo do cálice de sedimentação pela ação da gravidade.

Indicação: Detecção de oocistos de protozoários, ovos e larvas de helmintos.

MATERIAIS NECESSÁRIOS:

- Amostra fecal;
- Água destilada;
- Recipiente (tubo cônico);
- Bastão de vidro;
- Gaze cirúrgica dobrada (4 partes);
- Cálice de sedimentação;
- Pipeta Pasteur;
- Reagente Lugol(opcional);
- Lâminas de citologia e lamínulas (24x32 mm);
- Microscópio Óptico.
- EPI: Luvas, jaleco e máscara

PROCEDIMENTO

- Pesar 2 a 5g de fezes e adicionar 5mL de água em um recipiente descartável.
- Homogeneizar a mistura com um bastão de vidro.
- Adicionar 100mL de água e filtrar a emulsão com gaze para o cálice de sedimentação. Completar o volume do cálice com água, se necessário.
- Deixar o cálice em repouso por 2 a 24 horas. Desprezar o sobrenadante a cada 5 horas até que o líquido esteja límpido.
- Com uma pipeta Pasteur, transferir uma gota do sedimento para uma lâmina.
- Adicionar uma gota de Lugol e cobrir com lamínula (opcional).
- Observar ao microscópio: iniciar com aumento de 10X e depois passar para 40X e examinar pelo menos 2 lâminas por amostra.

INTERPRETAÇÃO DOS RESULTADOS:

Positivo: Presença de oocistos, ovos ou larvas confirma infecção.

Negativo: Resultado negativo pode ocorrer em amostras com baixa carga parasitária.

MÉTODO MORFOLÓGICO: Processamento, Identificação e Quantificação dos Coccídios nas Amostras Fecais

Fundamento

Promover a esporulação dos oocistos de protozoários coccídios, como *Eimeria* e *Isospora*, garantindo sua identificação morfológica detalhada e quantificação.

Indicação

Diferenciação entre espécies com base nas características morfológicas dos oocistos esporulados e quantificação precisa para análises epidemiológicas e estatísticas.

MATERIAIS NECESSÁRIOS

Amostras fecais previamente coletadas e processadas

Solução de dicromato de potássio a 2,5%

Solução de sacarose saturada (500 g de sacarose em 350 ml de água)

Centrífuga

Tubos de ensaio de 15 ml ou recipientes estéreis para incubação

Funil, gaze dupla e recipientes para filtração

Pipetas automáticas ou manuais (1 µL a 10 mL)

Lâminas e lamínulas para microscopia

Microscópio óptico (aumento de 10X a 40X)

Ambiente de incubação controlado (temperatura entre 25°C e 30°C)

EPI: Luvas, jaleco e máscara

PROCESSAMENTO INICIAL DAS AMOSTRAS

Homogeneizar aproximadamente 1 g de fezes em 10 ml de água destilada em um recipiente plástico estéril.

Filtrar a mistura através de gaze dupla em um funil, coletando o filtrado em um tubo cônico.

Concentração dos Oocistos

Centrifugar o filtrado a 1.500 rpm por 5 minutos.

Decantar cuidadosamente o sobrenadante, preservando o sedimento

no fundo do tubo.

Suspender o sedimento em 10 ml de solução de dicromato de potássio a 2,5% para preservar os oocistos e evitar contaminações microbianas.

ESPORULAÇÃO DOS OOCISTOS

Transferir a suspensão de oocistos para tubos de ensaio ou placas de cultura estéreis.

Incubar em ambiente controlado a 25°C - 30°C, protegido da luz direta e bem ventilado.

Durante o período de incubação (24 a 48 horas), misturar suavemente a suspensão a cada 6 a 8 horas para garantir oxigenação adequada.

Manter os tubos levemente abertos para a entrada de oxigênio até que mais de 70% dos oocistos estejam esporulados.

SEPARAÇÃO DOS OOCISTOS

Após a esporulação, separar os oocistos da solução de dicromato e material fecal utilizando a técnica modificada de flutuação com solução de sacarose saturada (Sheather, 1923; Duszynski e Wilber, 1997).

Centrifugar a 2.000 rpm por 5 minutos para facilitar a separação.

ANÁLISE MICROSCÓPICA

Identificação Morfológica

Examinar os oocistos esporulados ao microscópio óptico (aumento de 10X a 40X).

Registrar as características morfológicas:

Eimeria spp. → Quatro esporocistos, cada um contendo dois esporozoítos.

Isospora spp. → Dois esporocistos, cada um contendo quatro esporozoítos.

Medir o comprimento e a largura dos oocistos com um micrômetro ocular para identificação específica.

Fotografar os oocistos esporulados e compará-los com chaves taxonômicas disponíveis

QUANTIFICAÇÃO DOS OOCISTOS

A contagem dos oocistos recuperados será realizada em lâminas de microscopia, seguindo as metodologias de Dolnik (2006) e Dolnik *et al.* (2010).

A densidade de coccídios será expressa como oocistos por defecação (OoPD), conforme Bush et al. (1997).

Aplicação de análise estatística, incluindo ANOVA e regressão linear, com base em Sampaio (2002) e Berto et al. (2014a).

Os valores de densidade (OoPD) serão transformados logaritmicamente antes da aplicação da ANOVA.

ARMAZENAMENTO DAS AMOSTRAS

Após a análise, os oocistos podem ser armazenados em solução de dicromato de potássio a 2,5% a temperatura ambiente ou refrigerados a 4°C, garantindo sua preservação para análises futuras.

7. Interpretação dos Resultados

Oocistos esporulados: Indicam infecção e permitem a identificação precisa da espécie com base nas características morfológicas.

Oocistos não esporulados: Sugerem amostras inviáveis ou condições inadequadas durante a incubação. Confirmar a identidade dos coccídios por análise genética.

MÉTODOS MOLECULARES:

Fundamento: O DNA de microrganismos presentes em fezes pode ser extraído utilizando reagentes específicos para quebrar células, liberar DNA e purificá-lo para posterior análise.

Indicação: Extração de DNA genômico de amostras fecais para análises moleculares, como PCR ou sequenciamento.

MATERIAIS NECESSÁRIOS

- Agitador de tubos tipo vórtex;
- Água ultrapura
- Álcool absoluto e etanol 70% (para limpeza); Álcool 70% (asepsia);
- Amostra fecal: 180–220 mg;
- Bastão de vidro ou espátula estéril;
- Centrífuga (para Microtubos);
- Estante para tubos de 1,5 ml;
- Kit de extração de DNA (com reagentes para lise celular, ligação ao DNA e eluição;
- Luvas descartáveis;

- Luvas de látex para procedimento sem pó;
- Micropipetas calibradas de volumes variáveis: 2-20, 50-200 e 100-1000 µl, exclusivas para extração tanto para a extração como para amplificação;
- Micropipetas e ponteiras estéreis, exclusivas para extração tanto para a extração como para amplificação;
- Microcentrífuga para tubos de 1,5 ml;
- Ponteiras com barreira descartáveis;
- Rack de tubos para suporte;
- Tubos de centrífuga de 1,5 ml;
- Tubos estéreis (1,5 ml e 15 ml);
- Timer; Termobloco ou estufa;
- Autoclave
- Termociclador PCR
- Primers específicos, reagentes de PCR (dNTPs, tampão, Taq polimerase).
- Micropipetas calibradas com volumes 1ul a 1000ul, eppendorf, placas ou tubos de leitura.
- Câmara de fluxo laminar, vórtex, mini centrífuga.
- Gaze ou filtro fino (se necessário para filtração inicial)

EXTRAÇÃO DO DNA

O protocolo de extração de DNA utilizado na pesquisa, foi desenvolvido especificamente para amostras fecais, garantindo a recuperação de material genético de alta qualidade para análises moleculares. A extração foi realizada com um kit comercial baseado em colunas de sílica, conforme as recomendações do fabricante. Embora este protocolo tenha sido otimizado para fezes, outros métodos podem ser aplicados, desde que adequados ao tipo de amostra e à finalidade da análise

1. Preparação da Amostra

- Pese 180–220 mg de fezes e transfira para um tubo de microcentrífuga de 2 ml (não fornecido).
- Coloque o tubo no gelo e adicione 1 ml de tampão InhibitEX à amostra.
- Vórtex continuamente por 1 minuto até completa homogeneização.
- Aqueça a suspensão a 95°C por 5 minutos.

- Vórtex por 15 segundos e aqueça por mais 10 minutos.
- Centrifugue a amostra em velocidade máxima por 1 minuto para sedimentar partículas sólidas.

2. Lise Celular

- Em um novo tubo de microcentrífuga de 1,5 ml, pipete 15 μ L de proteinase K.
- Transfira 200 μ L do sobrenadante da amostra centrifugada para o tubo contendo proteinase K.
- Adicione 200 μ L de tampão AL e misture no vórtex por 15 segundos.
- Incube a 70°C por 10 minutos.
- Centrifugue brevemente para remover gotas do interior da tampa do tubo (opcional).
- Adicione 200 μ L de etanol (96–100%) ao lisado e misture em vórtex.
- Centrifugue brevemente para remover gotas do interior da tampa do tubo. Certifique-se de que a amostra está bem misturada antes de prosseguir para a próxima etapa.

3. Purificação do DNA

- Aplique 600 μ L do lisado cuidadosamente na coluna de centrifugação QIAamp.
- Feche a tampa e centrifugue em velocidade máxima por 1 minuto.
- Transfira a coluna QIAamp para um novo tubo de coleta de 2 ml e descarte o tubo com o filtrado.
- Abra a coluna QIAamp e adicione 500 μ L de tampão AW1.
- Centrifugue em velocidade máxima por 1 minuto.
- Transfira a coluna QIAamp para outro tubo coletor de 2 ml e descarte o antigo tubo com o filtrado.
- Adicione 500 μ L de tampão AW2 e centrifugue em velocidade máxima por 3 minutos.
- Transfira a coluna QIAamp para um novo tubo de coleta de 2 ml e centrifugue novamente em velocidade máxima por 3 minutos para eliminar resíduos do tampão AW2.

4. Eluição do DNA

- Transfira a coluna QIAamp para um novo tubo de microcentrífuga de 1,5 ml (rotulado).
- Pipete 70 μL de tampão ATE diretamente na membrana da coluna QIAamp.
- Incube à temperatura ambiente por 1 minuto.
- Centrifugue em velocidade máxima por 1 minuto para eluir o DNA.

5. Armazenamento do DNA

- Para armazenamento de longo prazo, mantenha o DNA eluído entre -30°C e -15°C .

TÉCNICAS DE AMPLIFICAÇÃO DE DNA

1. PCR do Gene Endógeno Eucariótico (Controle Interno de DNA)

Indicação: verificar a qualidade do DNA extraído e garantir que as amostras continham DNA viável e livre de inibidores. Esse controle é essencial para evitar falsos negativos durante a amplificação do DNA-alvo.

Preparação do Mix de Reação

Componentes do Mix de Reação:

Água: $4,25\ \mu\text{L} \times 24 \rightarrow 102\ \mu\text{L}$

Primer Forward: $0,5\ \mu\text{L} \times 24 \rightarrow 12\ \mu\text{L}$

Primer Reverse: $0,5\ \mu\text{L} \times 24 \rightarrow 12\ \mu\text{L}$

Mix Master: $6,25\ \mu\text{L} \times 24 \rightarrow 150\ \mu\text{L}$

Total do Mix: $276\ \mu\text{L}$

Preparo das Amostras:

Distribuir $11,5\ \mu\text{L}$ do Mix em cada tubo.

Adicionar $1\ \mu\text{L}$ do DNA extraído em cada amostra.

No controle negativo, adicionar $1\ \mu\text{L}$ de água em vez de DNA.

Levar os tubos para o termociclador.

Condições de Ciclagem da PCR do Gene Endógeno

Desnaturação inicial: 94°C por 5 minutos.

35 ciclos de amplificação:

Desnaturação: 94°C por 30 segundos.

Anelamento: 47°C por 45 segundos.

Extensão: 72°C por 1 minuto.

Extensão final: 72°C por 5 minutos.

2. Nested PCR (Amplificação do DNA-Alvo)

O Nested PCR consiste em duas reações sequenciais de PCR, aumentando a especificidade e sensibilidade na detecção do DNA-alvo.

2.1 Primeira Reação (PCR Primária)

Amplificado um fragmento de 302 pb, utilizando os seguintes primers:

Primer Forward (PF): COIbF1 (5'-GWT CAT TAG TAT GGG CAC ATC A-3')

Primer Reverse (PR): COIbR1 (5'-CCA AGA GAT AAT ACR AAR TGG AA-3')

Preparação do Mix de Reação

Componentes do Mix:

Água: 4,25 μL x 24 $\rightarrow$ 102 μL

Primer Forward (PF: COIbF1): 0,5 μL x 24 $\rightarrow$ 12 μL

Primer Reverse (PR: COIbR1): 0,5 μL x 24 $\rightarrow$ 12 μL

Mix Master: 6,25 μL x 24 $\rightarrow$ 150 μL

Total do Mix: 276 μL

Preparo das Amostras:

Distribuir 11,5 μL do Mix em cada tubo.

Adicionar 1 μL do DNA extraído em cada amostra.

No controle negativo, adicionar 1 μL de água em vez de DNA.

Levar os tubos para o termociclador.

Condições de ciclagem para primeira reação:

Desnaturação inicial: 94°C por 5 minutos.

35 ciclos de amplificação:

Desnaturação: 94°C por 30 segundos.

Anelamento: 47°C por 45 segundos.

Extensão: 72°C por 1 minuto.

Extensão final: 72°C por 5 minutos.

2.2 Segunda Reação (PCR Secundária)

Amplificado um fragmento menor de 257 pb, utilizando os seguintes primers:

Primer Forward (PF): COIbF2 (5'-GGG CAC ATC ATA TGA TGA C-3')

Primer Reverse (PR): COIbR2 (5'-ATA GTA TGT ATC ATG TAR WGC AA-3')

2.2.1 Preparação do Mix de Reação

Componentes do Mix:

Água: 4,25 μL x 24 $\rightarrow$ 102 μL

Primer Forward (PF: COIbF2): 0,5 μ L x 24 $\rightarrow$ 12 μ L

Primer Reverse (PR: COIbR2): 0,5 μ L x 24 $\rightarrow$ 12 μ L

Mix Master: 6,25 μ L x 24 $\rightarrow$ 150 μ L

Total do Mix: 276 μ L

Preparo das Amostras:

Distribuir 11,5 μ L do Mix em cada tubo.

Adicionar 1 μ L do produto amplificado da primeira reação (amplicons primários) em cada tubo.

No controle negativo, adicionar 1 μ L do controle negativo da primeira reação.

Manter a área de trabalho limpa e minimizar a contaminação cruzada.

Levar os tubos para o termociclador

Condições de Ciclagem do Nested

Desnaturação inicial: 94°C por 5 minutos.

35 ciclos de amplificação:

Desnaturação: 94°C por 30 segundos.

Anelamento: 47°C por 45 segundos.

Extensão: 72°C por 1 minuto.

Extensão final: 72°C por 5 minutos.

3. Eletroforese em Gel de Agarose

Após a amplificação, os produtos da PCR foram analisados por eletroforese em gel de agarose a 1,5 para confirmar a presença dos fragmentos amplificados.

Preparação de Gel de Agarose 1,5%

Materiais Necessários:

Para 100 ml de gel de agarose:

Agarose: 1,5 g

Água destilada: 90 ml

Tampão TAE ou TBE: 10 ml

Preparação da Solução:

Esse gel de agarose 1,5% pode ser utilizado para separação de fragmentos de DNA de 200 a 3000 pb em eletroforese.

Em um béquer, adicionar 90 ml de água destilada.

Adicionar 10 ml do tampão TAE ou TBE para manter a estabilidade do DNA durante a corrida eletroforética.

Adicionar a agarose à solução de tampão, misturando suavemente.

Homogeneizar a solução gentilmente.

Aquecer no micro-ondas em intervalos de 30 em 30 segundos,

misturando entre os intervalos, até que a solução fique transparente e homogênea.

Deixar a solução esfriar até ficar morna (cerca de 50-60°C).

Adicionar o corante Sybr Safe (ou outro corante intercalante de DNA, se necessário).

Homogeneizar a solução morna novamente.

Despejar a solução na cuba de eletroforese e inserir os pentes para formação dos poços.

Deixar solidificar por 20 minutos em temperatura ambiente.

Remover os pentes e as laterais com cuidado para evitar rupturas no gel.

Carregamento das Amostras

1º poço: Marcador molecular (MM) → 5 µL

2º poço: Controle negativo (CN) → 3 µL

3º poço: Controle positivo (CP) → 3 µL (se houver)

Demais poços: Amostras amplificadas → 3 µL cada

Corrida Eletroforética

Submergir o gel na cuba de eletroforese contendo tampão de corrida.

Aplicar corrente elétrica por 40 minutos.

Corar o gel com corante intercalante para visualização do DNA.

Observar sob luz UV em um transiluminador.

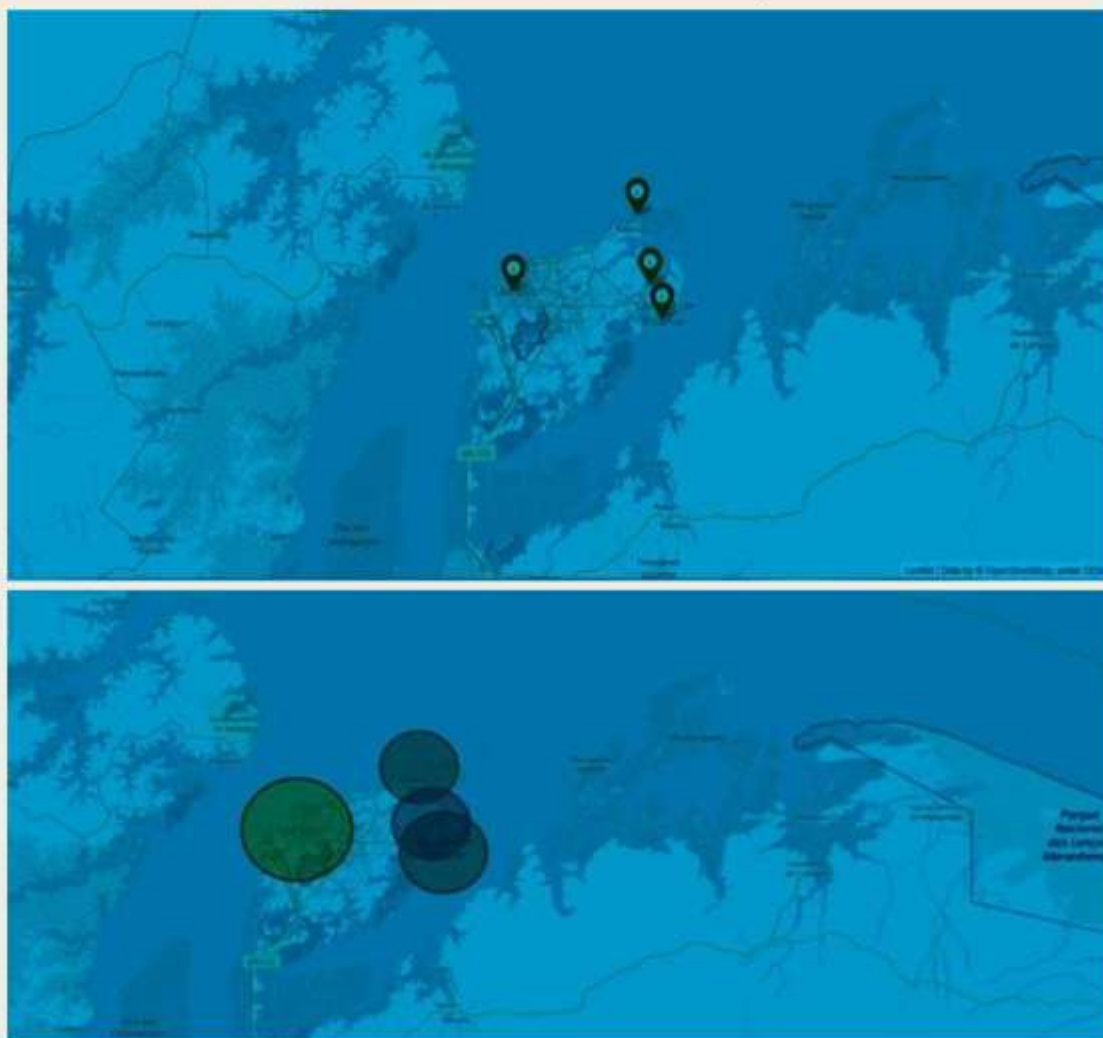
OBSERVAÇÕES:

A PCR do gene endógeno eucariótico garante a qualidade das amostras antes do Nested PCR.

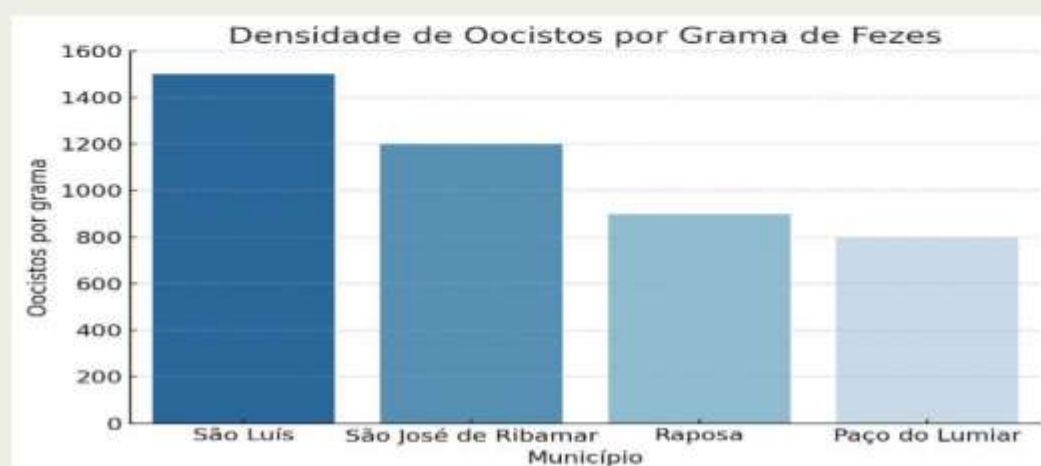
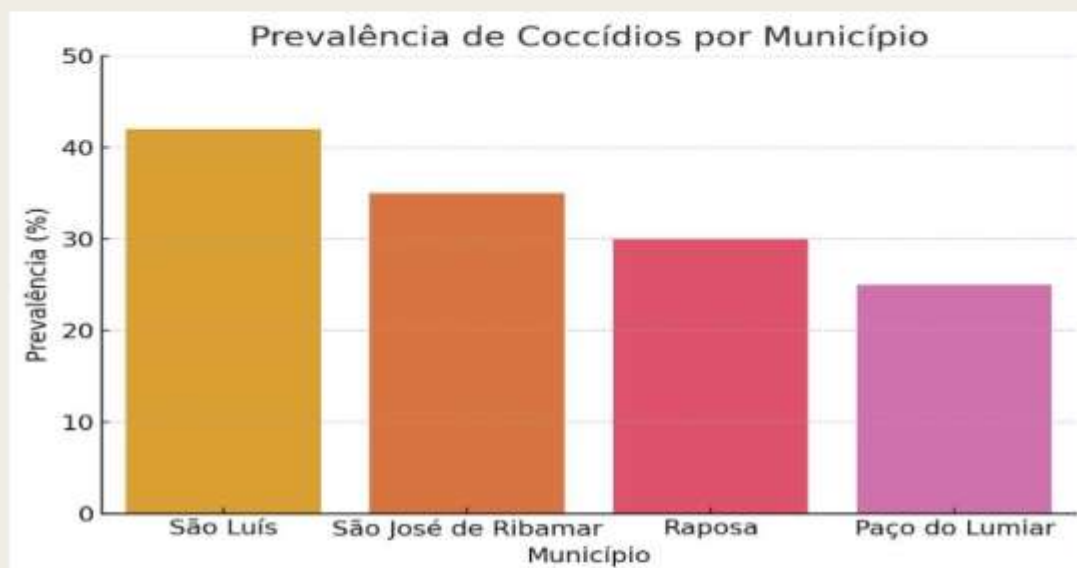
O Nested PCR permite amplificação específica do DNA-alvo.

A eletroforese em gel de agarose confirma a presença dos produtos amplificados.

ANEXO O - MODELOS DE REPRESENTAÇÕES GRÁFICAS



Fonte: Elaborado pelo autor (2025) com uso da ferramenta Whimsical



Fonte: Elaborado pelo autor (2025) com uso da ferramenta Whimsical

REFERÊNCIAS

BANDEIRA, A.M. Um novo horizonte cerâmico no Golfão Maranhense - Ilha de São Luís - MA. **Arquivos do Museu de História Natural e Jardim Botânico da UFMG**, v.25, p. 14-53, 2018.

BAYZID, M.; HASIB, F. M. Y.; HASAN, T.; HASSAN, M. M.; MASUDUZZAMAN, M.; HOSSAIN, M. A.; ALIM, M. A. Prevalence of helminth and protozoan infections in pet birds of Chattogram, Bangladesh. **Veterinary Medicine and Science**, v. 9, p. 548-556, 2022. DOI: 10.1002/vms3.967. Acesso em: 25 abr. 2024.

BRITO, A.; GUILHERME, E.; SANTOS, F.; MESQUITA, R.; GOMES, F. Endoparasitas de aves silvestres da área do Campus e Parque Zoológico da Universidade Federal do Acre, Rio Branco., **Arq. ciênc.vet.zool.UNIPAR**, v. 20, n.3, p. 117-122, jul-set., 2017.

Brasil. Lei nº 11.794, de 8 de outubro de 2008. Dispõe sobre procedimentos para o uso científico de animais

DEVELEY, Pedro Ferreira. Bird Conservation in Brazil: Challenges and Practical Solutions for a Key Megadiverse Country. **Perspectives in Ecology and Conservation**, v. 19, n. 2, p. 171-78, abr., 2021. Doi: <https://doi.org/10.1016/j.pecon.2021.02.005>. Acesso em: 19 abr. 2024.

DUNN, Jenny C., et al. Fitness Effects of Parasite Infection in Birds. In: OWEN, Jennifer C. **Infectious Disease Ecology of Wild Birds**. Oxford: Oxford University Press, 2021, p. 99-120. Doi:10.1093/Oso/9780198746249.003.0006. Acesso em: 19 abr. 2024.

FIGUEIREDO, M.; MANRIQUE, W.; NOGUEIRA, R. Levantamento de parasitas gastrointestinais do Centro de Triagem de Animais Silvestres de São Luís, Maranhão, Brasil. **Ars Veterinaria**, Jaboticabal, v. 34, n. 2, p. 60-68, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.15361/2175-0106>. Acesso em: 10 ago. 2024.

GOMES, Eliane dos Santos et al. Caracterização da Geodiversidade da Ilha Upaon-Açu - Maranhão. *In: SIMPÓSIO BRASILEIRO DE SENSORIAMENTO REMOTO*, 19., 2019. **[Anais...]** São Luís: INPE, 2019. Acesso em: 10 maio 2024.

HOFFMANN, R.P. **Diagnóstico de Parasitismo Veterinário**. Sulina: Porto Alegre, 1987.

IBAMA. **Portaria nº 93, de 7 de julho de 1998**. Brasília: Ibama, 1998.

ICMBIO - Instituto Chico Mendes de Conservação e Biodiversidade. **Relatório anual de rotas e áreas de concentração de aves migratórias no Brasil**. Cabedelo, PB: CEMAVE/ ICMBio, 2016. **ISSN 12446-9750**. Disponível em: http://www.icmbio.gov.br/portal/images/stories/DCOM_Miolo_Rotas_Migrat. Acesso em: 10 ago.2024.

Lozano, João, et al. Testing Mini-FLOTAC for the Monitorization of Gastrointestinal Parasitic Infections in Birds Kept at Four Iberian Zoological Institutions. **Journal of Zoological and Botanical Gardens**, vol. 5, nº 2, junho de 2024, p. 294–304. *DOI.org (Crossref)*, <https://doi.org/10.3390/jzbg5020020>. Acesso: 26 jan. 2025.

MACDONALD, A.; JARDINE, C.; REJMAN, E.; BARTA, J.; BOWMAN, J.; CAI, H.; SUSTA, L.; NEMETH, N. Alta prevalência de espécies de mycoplasma e eimeria em perus selvagens orientais de criação livre (*meleagris gallopavo silvestris*) em Ontário, Canadá. **J Wildl Dis**, v. 55, n. 1, p. 54-63, 2019. Doi: 10.7589/2017-11-273. Acesso: 13 jun. 2024.

MAGALHÃES-MATOS, G., *et al.* Estudo epidemiológico de coccídios em aves de vida livre no Brasil. **Parasites & Vectors**, 2016.

MAGALHÃES-MATOS, Paulo Cesar, *et al.* Occurrence of eggs and oocysts of gastrointestinal parasites in passerine birds kept in captivity in Para State, Brazil. **Ciência Rural**, v. 46, n. 12, p. 2177–81, out. 2016.

Disponível em: <https://doi.org/10.1590/0103-8478cr20160081>. Acesso em: 17 set. 2024.

MOURA, Gabriela Hémylin Ferreira, *et al.* Occurrence of Apicomplexa protozoa in wild birds in the Northeast region of Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 32, n. 2, p. e014722, 2023. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/s1984-29612023020>. Acesso em: 10 out. 2024.

PACHECO, José Fernando, *et al.* Annotated Checklist of the Birds of Brazil by the Brazilian Ornithological Records Committee—Second Edition. **Ornithology Research**, v. 29, n. 2, p. 94–105, jun. 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s43388-021-00058-x>. Acesso em: 22 abr. 2024

SARAIVA, D.; CAMPINA, A.; GONÇALVES, F.; MELO-VIEGAS, D.; SANTOS, A.; NOGUEIRA, R.; COSTA, A. Parasitas gastrointestinais em galinhas caipiras criadas em sistema extensivo no Nordeste do Brasil. **Braz. J. Poult. Sci.**, v. 23, n. 01, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/1806-9061-2020-1337>. Acesso em: 10 ago. 2024.

SILVA FILHO, J. B. **Ecobiologia de hemosporídeos em aves silvestres coabitando com aves domésticas em povoados adjacentes ao sítio migratório de Panaquatira Município de São José de Ribamar**. 2014. 89f. (Dissertação de Mestrado). Universidade Estadual do Maranhão - UEMA, São Luís, MA, Brasil.

Silveira, L. F., *et al.* (2012). Manual de campo de aves silvestres: procedimentos de captura, marcação e coleta de material biológico. Brasília: ICMBio.

SMITS, Judit E. G.; FERNIE, Kimberly J. Avian Wildlife as Sentinels of Ecosystem Health. **Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases**, v. 36, n. 3, p. 333–42, maio, 2013. Doi: <https://doi.org/10.1016/j.cimid.2012.11.007>. Acesso em: 05 fev. 2022.

SOUSA, Antônio Emanuel Barreto Alves de; SERAFINI, Patrícia Pereira. **Manual de Anilhamento de Aves Silvestres**. 3. ed. rev. e

ampl. Brasília: ICMBio, Cemave, 2020. Disponível em: https://www.gov.br/icmbio/pt-br/assuntos/centros-de-pesquisa/aves-silvestres/arquivos/manual_de_anilhamento_de_aves_silvestres-3a-ed-1.pdf. Acesso em: 05 fev.2024.

WHIMSICAL. Mapa de distribuição da coccidiose na Ilha do Maranhão. [imagem]. 2024. Disponível em: <https://whimsical.com>. Acesso em: 16 fev. 2025.

WHIMSICAL. Mapas dos pontos de coletas na Ilha do Maranhão. [imagem]. 2024. Disponível em: <https://whimsical.com>. Acesso em: 16 fev. 2025.

WHIMSICAL. Mapa de distribuição da coccidiose na Ilha do Maranhão. [imagem]. 2024. Disponível em: <https://whimsical.com>. Acesso em: 16 fev. 2025.

AUTORES

Analy Castro Lustosa Cavalcante

Filiação: Universidade Estadual do Maranhão, São Luís, MA

Orcid: <https://orcid.org/0000-0002-9217-3077>

Email: analylustosa@gmail.com

Maria do Socorro Costa Oliveira

Filiação: Universidade Estadual do Maranhão, São Luís, MA

Orcid: <https://orcid.org/0000-0002-6434-561x>

Email: socorrocostaoliveira62@gmail.com

Larissa Sarmento dos Santos Ribeiro

Filiação: Universidade Estadual do Maranhão, São Luís, MA

Orcid: <https://orcid.org/0000-0001-8237-1988>

Email: larissa.sarmiento@uema.br

Francisco Borges Silva

Filiação: Universidade Estadual do Maranhão, São Luís, MA

Orcid: <https://orcid.org/0000-0002-6923-7183>

Email: franc.borgesma@gmail.com

Daniel Praseres Chaves

Filiação: Universidade Estadual do Maranhão, São Luís, MA

Orcid: <https://orcid.org/0000-0002-5320-1469>

Email: daniel@cernitas.com.br

José Gomes Pereira

Filiação: Universidade Estadual do Maranhão, São Luís, MA

Orcid: <https://orcid.org/0000-0003-2191-1164>

Email: josegomesnetoster@gmail.com

Ana Isabela Lima Ribeiro

Filiação: Universidade Estadual do Maranhão, São Luís, MA

Orcid: <https://orcid.org/0000-0001-8507-1518>

Email: contato.anaisabela@gmail.com

Anna Letícia Pinto Silva

Filiação: Universidade Estadual do Maranhão, São Luís, MA

Orcid: <https://orcid.org/0000-0001-6781-4883>

Email: Annaleticiaps18@gmail.com

Nayara Silva Oliveira

Filiação: Universidade Estadual do Maranhão, São Luís, MA

Orcid: <https://orcid.org/0000-0002-3626-4943>

Email: nayara.vet15@gmail.com

Isabella Rodrigues Negreiros

Filiação: Universidade Estadual do Maranhão, São Luís, MA

Orcid: <https://orcid.org/0000-0002-1148-9740>

Email: isa.bella99rn@gmail.com

CAPÍTULO V: Capítulo de Livro

**COCCÍDIOS EM AVES SILVESTRES NO BRASIL: ASPECTOS TAXONÔMICOS,
DIAGNÓSTICOS E ECOLÓGICOS SOB A PERSPECTIVA DA SAÚDE ÚNICA**

**COCCIDIA IN WILD BIRDS IN BRAZIL: TAXONOMIC, DIAGNOSTIC, AND
ECOLOGICAL ASPECTS FROM A ONE HEALTH PERSPECTIVE**

Analy Castro Lustosa Cavalcante

Filiação: Universidade Estadual do Maranhão, São Luís, MA

Orcid: <https://orcid.org/0000-0002-9217-3077>

Email: analylustosa@gmail.com

Maria do Socorro Costa Oliveira

Filiação: Universidade Estadual do Maranhão, São Luís, MA

Orcid: <https://orcid.org/0000-0002-6434-561x>

Email: socorrocostaoliveira62@gmail.com

Larissa Sarmento dos Santos Ribeiro

Filiação: Universidade Estadual do Maranhão, São Luís, MA

Orcid: <https://orcid.org/0000-0001-8237-1988>

Email: larissa.sarmiento@uema.br

Francisco Borges Silva

Filiação: Universidade Estadual do Maranhão, São Luís, MA

Orcid: <https://orcid.org/0000-0002-6923-7183>

Email: franc.borgesma@gmail.com

Daniel Prazeres Chaves

Filiação: Universidade Estadual do Maranhão, São Luís, MA

Orcid: <https://orcid.org/0000-0002-5320-1469>

Email: daniel@cernitas.com.br

José Gomes Pereira

Filiação: Universidade Estadual do Maranhão, São Luís, MA

Orcid: <https://orcid.org/0000-0003-2191-1164>

Email: josegomesnetoster@gmail.com

Ana Isabela Lima Ribeiro

Filiação: Universidade Estadual do Maranhão, São Luís, MA

Orcid: <https://orcid.org/0000-0001-8507-1518>

Email: contato.anaisabela@gmail.com

Anna Letícia Pinto Silva

Filiação: Universidade Estadual do Maranhão, São Luís, MA

Orcid: <https://orcid.org/0000-0001-6781-4883>

Email: Annaleticiaps18@gmail.com

Nayara Silva Oliveira

Filiação: Universidade Estadual do Maranhão, São Luís, MA

Orcid: <https://orcid.org/0000-0002-3626-4943>

Email: nayara.vet15@gmail.com

Isabella Rodrigues Negreiros

Filiação: Universidade Estadual do Maranhão, São Luís, MA

Orcid: <https://orcid.org/0000-0002-1148-9740>

Email: isa.bella99rn@gmail.com

*Autor correspondente, e-mail: analylustosa@gmail.com

RESUMO

Este capítulo apresenta uma revisão atualizada sobre os coccídios em aves silvestres no Brasil, abordando aspectos taxonômicos, biológicos, diagnósticos e ecológicos sob a perspectiva da Saúde Única. São discutidos os principais representantes do filo *Apicomplexa*, com ênfase nos gêneros *Eimeria* e *Isospora*, frequentemente associados a infecções entéricas em aves de vida livre. O ciclo biológico desses protozoários é descrito em detalhes, com destaque para a resistência dos oocistos no ambiente, característica determinante para sua persistência e dispersão. As abordagens diagnósticas incluem métodos parasitológicos tradicionais e técnicas moleculares, que contribuem para a identificação precisa das espécies e para o monitoramento sanitário. A diversidade da fauna parasitária é contextualizada com base em estudos realizados em diferentes biomas brasileiros, evidenciando a importância ecológica dos coccídios e seu potencial como bioindicadores ambientais. Fatores como dieta, habitat, comportamento e pressão antrópica são discutidos em relação à dinâmica da infecção. As informações reunidas neste capítulo oferecem subsídios técnicos e conceituais para ações de vigilância epidemiológica, manejo sanitário da fauna e conservação da biodiversidade, reforçando a interdependência entre saúde animal, ambiental e humana.

Palavras-chave: Coccídios; Aves silvestres; Diagnóstico; Ecologia parasitária; Saúde Única.

ABSTRACT

This chapter presents an updated review on coccidia in wild birds in Brazil, addressing taxonomic, biological, diagnostic, and ecological aspects under the One Health perspective. The main representatives of the phylum *Apicomplexa* are discussed, with emphasis on the genera *Eimeria* and *Isospora*, which are frequently associated with enteric infections in free-ranging birds. The life cycle of these protozoa is described in detail, highlighting the environmental resistance of oocysts—a key feature for their persistence and dissemination. Diagnostic approaches include both traditional parasitological techniques and molecular methods, which contribute to the accurate identification of species and the implementation of sanitary monitoring. The diversity of parasitic fauna is contextualized based on studies conducted in different Brazilian biomes, demonstrating the ecological importance of coccidia and their potential as environmental bioindicators. Factors such as diet, habitat, behavior, and anthropogenic pressure are discussed in relation to infection dynamics. The information compiled in this chapter provides technical and conceptual support for epidemiological surveillance, sanitary management of wildlife, and biodiversity conservation, reinforcing the interconnection between animal, environmental, and human health.

Keywords: Coccidia; Wild birds; Diagnosis; Parasite ecology; One Health.

INTRODUÇÃO

Os coccídios são protozoários intracelulares obrigatórios do filo *Apicomplexa*, com ampla distribuição entre animais vertebrados, incluindo uma variedade de espécies de aves

silvestres. Dentre seus principais representantes, destacam-se os gêneros *Eimeria* e *Isospora*, pertencentes à família *Eimeriidae*, reconhecidos por causarem infecções entéricas com relevância sanitária, ecológica e econômica (Taylor et al., 2015; Souza et al., 2012). Uma das características mais marcantes desses parasitas é a elevada resistência dos oocistos esporulados no ambiente, atribuída à presença de uma parede espessa e protetora, que favorece sua persistência e disseminação em diversos ecossistemas (Duszynski & Upton, 2000; Berto et al., 2011).

O Brasil abriga uma das maiores diversidades aviárias do planeta, com aproximadamente 2.000 espécies registradas, distribuídas em múltiplos biomas, como Amazônia, Cerrado, Mata Atlântica, Caatinga, Pantanal e zonas costeiras (Pacheco et al., 2021). Dentro dessa diversidade, as aves silvestres desempenham funções ecológicas cruciais, como a dispersão de sementes, controle biológico e equilíbrio trófico, além de atuarem como reservatórios e dispersores de agentes parasitários (Nunes et al., 2023). A presença de coccídios em aves de vida livre reflete não apenas a dinâmica parasitária natural, mas também alterações ambientais e desequilíbrios ecológicos, o que confere a esses protozoários o status de potenciais bioindicadores (Marselle et al., 2021; Cruz et al., 2019).

Fatores como comportamento alimentar, densidade populacional, padrões migratórios, fragmentação de habitats e pressão antrópica influenciam diretamente na ocorrência e intensidade das infecções por coccídios em diferentes grupos aviários (Dolnik et al., 2010; Oliveira et al., 2017). Em áreas de elevada biodiversidade e intensa interação entre fauna silvestre e ambientes antrópicos, como ocorre em regiões litorâneas, áreas urbanas expandidas ou zonas de transição ecológica, os riscos de propagação e adaptação desses parasitas são potencialmente ampliados.

Embora os coccídios sejam amplamente reconhecidos em contextos veterinários, sua importância ecológica e epidemiológica em aves silvestres brasileiras ainda é subestimada, sobretudo em biomas tropicais e regiões menos estudadas. Essa lacuna é especialmente preocupante à luz do paradigma da Saúde Única, que propõe uma abordagem integrada entre saúde animal, humana e ambiental para o enfrentamento de problemas complexos de origem zoonótica ou ambiental (Marselle et al., 2021).

Diante desse cenário, este capítulo apresenta uma revisão crítica da literatura sobre coccídios em aves silvestres no Brasil, com ênfase nos aspectos taxonômicos, biológicos, diagnósticos e ecológicos, além de discutir suas implicações para a conservação da biodiversidade e a vigilância em Saúde Única. Ao reunir e sistematizar informações científicas atualizadas, busca-se contribuir para o avanço do conhecimento sobre a coccidiose em

ambientes naturais e para o desenvolvimento de estratégias integradas de monitoramento, manejo sanitário e preservação da fauna aviária brasileira.

MATERIAL E MÉTODOS

Este capítulo foi elaborado com base em uma revisão bibliográfica narrativa, utilizando artigos científicos, livros especializados, documentos técnicos e legislação pertinente. As buscas foram realizadas em bases como PubMed, Scielo, Google Scholar e repositórios oficiais. Foram priorizadas publicações recentes que abordassem aspectos relacionados à biologia parasitária, classificação taxonômica, ciclo biológico, métodos diagnósticos e fatores ecológicos dos coccídios em aves silvestres, com ênfase nos gêneros *Eimeria* e *Isospora*. Além disso, foram consultadas normas técnicas e registros oficiais para contextualizar as espécies presentes na Ilha do Maranhão. Nenhum dado original ou pesquisa de campo foi conduzido especificamente para este capítulo.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

O conteúdo apresentado nesta seção corresponde a uma síntese crítica da literatura revisada, com destaque para aspectos taxonômicos, biológicos, ecológicos e diagnósticos dos coccídios em aves silvestres, especialmente na Ilha do Maranhão. Não foram obtidos dados originais ou conduzidos experimentos específicos para este capítulo. O objetivo é compilar e discutir informações relevantes que possam subsidiar o monitoramento sanitário, a conservação da biodiversidade e as ações integradas no âmbito da Saúde Única.

O Filo Apicomplexa e os Coccídios em Aves Silvestres

Os protozoários do filo *Apicomplexa* compreendem um grupo altamente diversificado de parasitas intracelulares obrigatórios, de ampla distribuição e reconhecida importância na medicina veterinária, saúde ambiental e conservação da fauna silvestre (Taylor et al., 2015; Hornink & Kanazoe, 2020). Entre seus representantes mais relevantes estão os coccídios, agentes etiológicos de enteroparasitoses em diversas espécies de vertebrados, incluindo aves silvestres. O termo *Coccidia* refere-se à ordem *Eucoccidiorida*, cuja principal característica é a produção de oocistos com parede espessa e altamente resistentes ao ambiente, o que lhes confere notável capacidade de sobrevivência em condições adversas (Souza et al., 2012).

Ao longo das últimas décadas, esforços têm sido realizados para a sistematização das informações sobre coccídios em escala global. Iniciativas como o banco de dados desenvolvido por Duszynski e Upton (2000) têm contribuído para a consolidação de dados taxonômicos e ecológicos de diferentes espécies parasitárias. Contudo, a taxonomia tradicionalmente baseada em critérios morfológicos e fenotípicos mostrou-se limitada, especialmente frente aos avanços das análises moleculares. Estudos de filogenia evidenciaram que diversas famílias e gêneros reconhecidos classicamente não constituem grupos monofiléticos, reforçando a necessidade de revisão dos sistemas de classificação (Tenter et al., 2002; Ortúzar-Ferreira et al., 2020; Choi & Lee, 2020; Adolph, 2020).

Nesse contexto, a análise taxonômica atual ganha papel estratégico não apenas para fins de identificação, mas também como ferramenta essencial para compreender as interações parasita-hospedeiro, a dispersão ecológica dos parasitas e o impacto das infecções em ambientes naturais. Dentre os principais coccídios que infectam aves silvestres destacam-se os gêneros *Eimeria* Schneider, 1875 e *Isospora* Schneider, 1881, ambos pertencentes à família *Eimeriidae*. Além de seu impacto sanitário, essas espécies apresentam potencial como bioindicadores ambientais, dada sua sensibilidade a alterações nos ecossistemas (Duszynski & Upton, 2000; Berto et al., 2011).

Esses parasitas apresentam ciclo de vida complexo, com alternância entre fases assexuada (esquizogonia) e sexuada (gametogonia), culminando na eliminação de oocistos imaturos nas fezes do hospedeiro. A resistência ambiental dos oocistos favorece sua disseminação ampla em ecossistemas terrestres e aquáticos, afetando aves em cativeiro e em vida livre (Berto et al., 2011). Essa característica adquire ainda maior relevância em áreas de alta biodiversidade e intensa interação entre fauna silvestre e ambientes antrópicos, como ocorre na Ilha de São Luís (Oliveira et al., 2017).

Do ponto de vista sistemático, os coccídios pertencem ao Reino *Protista*, Filo *Apicomplexa*, Classe *Conoidasida*, Subclasse *Coccidiasina* e Ordem *Eimeriorina*. Dentro dessa ordem, a família *Eimeriidae* reúne os gêneros de maior importância parasitária em aves, especialmente os *Isospora* e *Eimeria*, frequentemente associados a infecções em passeriformes (Duszynski & Upton, 2000; Massey, 2003; Berto et al., 2011).

A variabilidade genética entre as espécies de coccídios é expressiva, resultando na formação de diversas morfoespécies — parasitas morfológicamente semelhantes, mas geneticamente distintos (Greca, 2010). Essa diversidade representa um desafio considerável à identificação precisa por métodos morfológicos tradicionais, pois as características externas dos oocistos muitas vezes não permitem distinção confiável entre espécies. Essa limitação

compromete o diagnóstico, a vigilância epidemiológica e a eficácia de programas de controle, além de dificultar a avaliação do impacto das infecções em populações silvestres, especialmente em aves migratórias ou ameaçadas (Chatterjee et al., 2023).

Ciclo Biológico dos Coccídios

O ciclo biológico dos coccídios dos gêneros *Eimeria* e *Isospora* é caracterizado por sua complexidade e alternância entre fases assexuada e sexuada, que ocorrem integralmente no hospedeiro. A infecção tem início com a ingestão de oocistos esporulados presentes no ambiente pelas aves hospedeiras. No trato gastrointestinal, ocorre a liberação dos esporozoítos, que penetram nas células epiteliais intestinais e iniciam a esquizogonia, ou fase assexuada, resultando na multiplicação de merozoítos que podem reinfectar novas células (Greca, 2010; Taylor et al., 2015).

Após alguns ciclos assexuados, os merozoítos diferenciam-se em gametócitos masculinos e femininos, dando início à gametogonia. A fusão dos gametas origina o zigoto, que desenvolve uma parede espessa e origina o oocisto imaturo, eliminado nas fezes do hospedeiro (Duszynski & Upton, 2000; Greca, 2010). No ambiente externo, os oocistos sofrem esporulação, processo dependente de temperatura, oxigenação e umidade, tornando-se infectantes. Em algumas espécies, a esporulação pode se iniciar ainda no interior do hospedeiro (Greca, 2010; Taylor et al., 2015).

A elevada resistência dos oocistos às variações ambientais garante sua persistência e facilita a disseminação dos parasitas nos diferentes ecossistemas. Condições como densidade populacional das aves, qualidade do habitat e dieta também influenciam a dinâmica da infecção (Duszynski & Upton, 2000), destacando a importância ecológica do ciclo dos coccídios em ambientes naturais e antrópicos.

Transmissão e Fatores Ambientais

A transmissão dos coccídios em aves silvestres ocorre predominantemente por via fecal-oral, sendo modulada por diversos fatores biológicos e ecológicos. De acordo com Long (1982) e Dolnik (2002), a intensidade da propagação está diretamente relacionada à frequência das infecções, à quantidade de oocistos eliminados nas fezes e ao status imunológico dos hospedeiros, o qual varia de acordo com a idade, estresse e condição nutricional.

Os hábitos alimentares e de forrageamento exercem papel determinante na exposição

aos oocistos. Aves onívoras, frugívoras e granívoras tendem a apresentar maior prevalência de infecção, devido à maior probabilidade de contato com o solo contaminado ou alimentos próximos às fezes (Dolnik et al., 2010). Estudos como o de Oliveira et al. (2017) demonstram essa correlação, com maior prevalência de coccídios em aves frugívoras de áreas fragmentadas da Mata Atlântica.

Além disso, aspectos como especificidade parasitária, padrões migratórios, estrutura do ecossistema e a dinâmica imunológica do hospedeiro interferem diretamente na distribuição dos coccídios. O gênero *Eimeria*, por exemplo, é altamente específico, infectando geralmente uma única ou poucas espécies de hospedeiros. Essa especificidade influencia sua patogenicidade e estratégias de disseminação, bem como a resposta imune das aves (Vrba & Pakandl, 2015; Usaha, 2019; Dubey, 2019).

Outro fator relevante é o ritmo circadiano de eliminação dos oocistos, que costuma acompanhar os períodos de atividade das aves. Observa-se geralmente um pico de eliminação no período da tarde, o que favorece a esporulação noturna, minimizando a exposição solar e os efeitos da radiação ultravioleta sobre a viabilidade dos oocistos (Gruet et al., 1986; Martinaud et al., 2009; Lopez et al., 2007). Microambientes sombreados e úmidos são, portanto, essenciais para a manutenção do ciclo ambiental do parasita.

Essas interações entre parasita, hospedeiro e ambiente destacam a complexidade ecológica da coccidiose em aves silvestres e justificam a importância de estratégias integradas de vigilância e conservação.

Abordagens Diagnósticas na Coccidiose em Aves Silvestres

A identificação de coccídios em aves silvestres, especialmente passeriformes e aves de rapina, representa um componente essencial nos estudos parasitológicos aplicados à ecologia e à conservação da fauna. A detecção de oocistos permite não apenas estimar a diversidade parasitária presente em ambientes naturais, mas também compreender padrões de infecção e interações entre parasitas e hospedeiros sob diferentes condições ambientais (Duszynski & Wilber, 1997; Oliveira et al., 2017).

Para esse fim, uma variedade de técnicas diagnósticas tem sido empregada, combinando métodos parasitológicos tradicionais e abordagens moleculares modernas, com o objetivo de ampliar a sensibilidade, a especificidade e a acurácia na identificação das espécies parasitárias.

Entre os métodos tradicionais, destacam-se os exames coproparasitológico diretos e os testes de flotação, como o método de Willis, que utiliza soluções saturadas para concentrar

oocistos, e o método de sedimentação espontânea de Hoffman, baseado na separação por gravidade (Raso et al., 2019; Barbosa et al., 2016). Essas técnicas são amplamente utilizadas por sua simplicidade e baixo custo, embora apresentem limitações, principalmente quanto à diferenciação morfológica entre espécies, dado que muitos oocistos compartilham características similares (Honma, Suyama & Nakai, 2011).

A avaliação morfológica detalhada, comumente realizada após incubação dos oocistos em dicromato de potássio a 2,5%, continua sendo uma ferramenta útil na parasitologia veterinária. Essa abordagem permite mensurar e comparar parâmetros estruturais, como tamanho, formato, número de esporocistos e esporozoítos, presença de corpos de Stieda e estrutura da parede, auxiliando na identificação das espécies e no reconhecimento de padrões evolutivos (Williams et al., 2010). Esses parâmetros estão resumidos na Tabela 1.

Tabela 1 – Análise Morfológica dos Oocistos de Coccídios

PARÂMETRO	DESCRIÇÃO
Comprimento do oocisto	Medição do comprimento do oocisto para identificação de diferenças entre espécies.
Largura do oocisto	Medição da largura do oocisto para análise morfológica.
Comprimento do esporocisto	Medição do comprimento do esporocisto como característica distintiva.
Largura do esporocisto	Medição da largura do esporocisto para comparação entre diferentes coccídios.
Oocistos esporulados	<i>Eimeria</i> spp.: quatro esporocistos com dois esporozoítos cada; <i>Isospora</i> spp.: dois esporocistos com quatro esporozoítos cada.
Altura dos corpos de Stieda	Avaliação da altura dos corpos de Stieda como parâmetro relevante.
Largura dos corpos de Stieda	Medição da largura dos corpos de Stieda para discriminação de espécies.
Índice de forma	Proporção entre comprimento e largura para demonstrar a forma dos oocistos.
Rugosidade da parede	Análise da textura da parede do oocisto (lisa, rugosa ou estriada).
Resíduo oocístico	Presença e tipo de resíduo oocístico (compacto, granular ou difuso).
Grânulo polar	Presença, ausência e número de grânulos polares.
Características específicas	Complexos de corpos de Stieda e substieda como atributos distintivos.

Fonte : Duszynski ; Wilber, 1997 ; Tenter et al., 2002 ; Berto et al., 2014 ; Martins, 2019.

Apesar da utilidade dos métodos morfológicos, sua eficácia é limitada em situações de baixa carga parasitária ou presença de espécies morfológicamente semelhantes. Nesse contexto, as técnicas moleculares vêm se consolidando como ferramentas de alto valor diagnóstico, capazes de detectar e identificar o DNA de coccídios com elevada sensibilidade e

especificidade, mesmo em amostras escassas.

Métodos como a PCR convencional e a Nested-PCR têm sido amplamente utilizados, com alvos genéticos como os genes da subunidade ribossomal 18S rDNA e o gene mitocondrial COI (Berto & Lopes, 2020; Dolnik, 2009). Essas técnicas permitem não apenas a identificação das espécies, mas também a análise da diversidade genética, o rastreamento filogenético e a elucidação de relações ecológicas entre parasitas e hospedeiros (Knight et al., 2018; Ortúzar-Ferreira et al., 2019).

A combinação entre morfologia e biologia molecular tem se mostrado estratégica para diagnósticos mais acurados e completos. Além disso, abordagens não invasivas, como a extração de DNA diretamente de amostras fecais, vêm sendo aplicadas com sucesso em estudos de campo, contribuindo para o monitoramento sanitário de populações de aves em vida livre e para ações de conservação da biodiversidade (Honma, Suyama & Nakai, 2011).

Fauna Parasitária em Aves Silvestres de Vida Livre

As aves silvestres, assim como outros vertebrados, são hospedeiras de uma ampla variedade de endo e ectoparasitas, incluindo protozoários como os coccídios, além de helmintos, ácaros, piolhos e outros agentes parasitários (Gill & Paperna, 2008). Na maioria dos casos, especialmente em indivíduos com boa condição imunológica, essas infecções permanecem subclínicas, mantendo um equilíbrio dinâmico entre a reinfecção e a resposta imune do hospedeiro.

Entretanto, situações de estresse ambiental, mudanças no habitat, captura, transporte ou confinamento em cativeiro podem alterar esse equilíbrio, favorecendo a expressão clínica das infecções. Ambientes com alta densidade populacional, manejo inadequado e limitação de espaço físico, como em zoológicos e criatórios, aumentam significativamente o risco de transmissão e agravamento dos quadros parasitários (Freitas et al., 2023; Magalhães-Matos et al., 2016).

No Brasil, diversos estudos apontam uma elevada prevalência de coccídios em aves silvestres, com destaque para os gêneros *Eimeria* e *Isospora*, detectados em diferentes biomas e grupos taxonômicos (Brito et al., 2017; Magalhães et al., 2016; Cruz et al., 2019). Esses achados reforçam a importância da vigilância parasitológica como ferramenta para a conservação da fauna e o monitoramento da saúde de populações naturais, além de permitirem compreender melhor as relações entre parasitas, hospedeiros e fatores ecológicos.

Aves Silvestres de Vida Livre: diversidade e conservação

As aves silvestres desempenham funções ecológicas essenciais nos ecossistemas, atuando como dispersoras de sementes, controladoras de populações de insetos, polinizadoras e integrantes importantes da cadeia alimentar. Sua presença e abundância refletem diretamente a qualidade ambiental de seus habitats. No Brasil, a avifauna é especialmente rica: segundo a 11ª edição da Lista das Aves do Brasil do CBRO, são registradas 1.971 espécies, distribuídas em 33 ordens e 102 famílias (Pacheco et al., 2021).

De acordo com o Manual de Anilhamento do ICMBio (2016), são consideradas aves silvestres de vida livre aquelas nativas do Brasil, migratórias ou residentes, que completam seu ciclo de vida dentro ou fora do território nacional. Dados atuais mostram que aproximadamente 88,4% das espécies são residentes ou migrantes reprodutivas, 6,4% são visitantes não reprodutivos e 5,2% são consideradas vagantes, ou seja, ocorrem de forma ocasional (Pacheco et al., 2021).

Entre os diferentes grupos, destacam-se as aves aquáticas e marinhas, que apresentam adaptações específicas, como plumagem impermeável, asas aerodinâmicas, e comportamentos especializados para natação, mergulho ou captura de presas aquáticas (Schreiber & Burger, 2001; Harrison et al., 2021). Estima-se que existam cerca de 400 espécies de aves marinhas em todo o mundo, com representantes distribuídos em ordens exclusivamente marinhas, como *Sphenisciformes*, *Procellariiformes* e *Phaethontiformes*, ou com espécies mistas, como *Pelecaniformes* e *Suliformes* (Lovelock & Rapley, 2007; Harrison et al., 2021).

Apesar de sua importância ecológica, as aves marinhas enfrentam ameaças crescentes, como a pesca incidental, poluição dos oceanos, presença de espécies invasoras, destruição de habitats e, mais recentemente, os impactos de empreendimentos costeiros, como os parques eólicos offshore, que podem interferir nas rotas migratórias e áreas de alimentação (Nunes et al., 2023; Gill & Prum, 2019).

No estado do Maranhão, a avifauna destaca-se pela diversidade, com 723 espécies registradas, distribuídas em 88 famílias e 30 ordens, abrangendo ecossistemas variados, como florestas tropicais, campos, restingas e manguezais (Carvalho, 2020). Dentre essas espécies, 74 são exclusivas da região, sendo 46 endêmicas do Brasil. Municípios da Ilha de São Luís, como São Luís, São José de Ribamar, Raposa e Paço do Lumiar, concentram elevada riqueza de espécies, com mais de 230 registros documentados (WIKIAVES, 2023).

Contudo, a degradação ambiental observada na região, associada ao desmatamento, ocupação desordenada, queimadas e exploração madeireira, ameaça diretamente os habitats

naturais e, conseqüentemente, a biodiversidade aviária (Couto, 2004; De Luca et al., 2009; Lahsen et al., 2016; INPE, 2018). Ações voltadas à educação ambiental, combate à captura ilegal e à criação doméstica de aves, além do fortalecimento da fiscalização ambiental, são essenciais para garantir a conservação das espécies e a integridade ecológica dos ambientes onde vivem (Mercês, 2021).

O conhecimento detalhado sobre as ordens presentes na região maranhense, como *Passeriformes* (aves canoras), *Accipitriformes* (aves de rapina), *Columbiformes* (pombos e rolas), *Piciformes* (pica-paus e tucanos) e *Charadriiformes* (aves limícolas), é estratégico para orientar programas de monitoramento e ações de manejo, especialmente diante das pressões crescentes sobre a fauna silvestre.

Legislação e Conservação da Fauna

A conservação da fauna silvestre no Brasil, especialmente das aves, é respaldada por um conjunto de normas jurídicas que visam garantir a proteção dos animais e dos ecossistemas dos quais fazem parte. A Lei Federal nº 5.197/1967 é um dos marcos legais mais antigos e relevantes nesse contexto, ao estabelecer que as aves silvestres são patrimônio do Estado e vedar sua caça e comércio profissional. Complementarmente, o Código Civil (Lei nº 10.406/2002), embora não trate diretamente da proteção animal, classifica os animais como bens jurídicos, reconhecendo sua importância socioambiental.

O Decreto nº 6.514/2008, por sua vez, regulamenta as infrações administrativas contra o meio ambiente e impõe sanções àqueles que cometem atos lesivos à fauna, como tráfico, cativeiro ilegal e maus-tratos. No âmbito estadual, o Maranhão instituiu o Código Estadual de Proteção ao Meio Ambiente (Lei nº 5.405/1992), que reforça a vedação à captura e caça de animais silvestres sem prévia autorização ambiental. Complementando essa legislação, a Lei Estadual nº 10.169/2014 trata da proteção e bem-estar animal, proibindo atos de crueldade e comércio ilegal, enquanto a Lei nº 10.535/2016 estabelece diretrizes para o manejo, criação e reintrodução de fauna silvestre em território maranhense.

Esses instrumentos legais são fundamentais para o enfrentamento de atividades ilícitas, como o tráfico de aves, prática que representa não apenas uma ameaça à biodiversidade, mas também um vetor relevante para a disseminação de agentes infecciosos, incluindo protozoários como os coccídios. Ao comprometer o equilíbrio dos ecossistemas e facilitar o contato entre animais silvestres, domésticos e humanos, essas práticas ampliam os riscos para a saúde coletiva (Carvalho, 2022).

Nesse cenário, o fortalecimento das políticas públicas, das ações fiscalizatórias e da educação ambiental é essencial. A aplicação efetiva da legislação deve ser acompanhada de estratégias educativas que promovam a conscientização da sociedade sobre a importância da fauna silvestre, a valorização da biodiversidade e a prevenção de zoonoses, em conformidade com os princípios da Saúde Única.

Impactos na Biodiversidade e na Saúde Única

A biodiversidade é um componente essencial para o funcionamento equilibrado dos ecossistemas, garantindo serviços ecológicos indispensáveis, como a regulação de pragas, polinização, purificação da água, controle de vetores e estabilidade climática (Marselle et al., 2021; Aerts et al., 2018). No entanto, a crescente pressão antrópica — traduzida em desmatamento, urbanização desordenada, perda de habitat e mudanças climáticas — tem contribuído para a redução da diversidade biológica e o surgimento de desequilíbrios ecológicos.

Essas transformações ambientais criam condições favoráveis para o surgimento, reemergência ou intensificação de doenças infecciosas, afetando tanto a fauna quanto a saúde humana. As aves silvestres, ao ocuparem diversos nichos ecológicos e interagirem com ambientes rurais e urbanos, tornam-se hospedeiras e sentinelas importantes de agentes parasitários, como os coccídios (Vergara-Tabares et al., 2020).

No âmbito do conceito de Saúde Única, que propõe uma abordagem integrada entre saúde animal, humana e ambiental, os coccídios em aves silvestres representam não apenas uma preocupação veterinária, mas também um indicador ecológico relevante. Sua presença pode sinalizar alterações na qualidade ambiental, fragmentação de habitats e vulnerabilidade de populações silvestres (Cruz et al., 2019; Marselle et al., 2021).

Diante disso, é necessário promover ações interdisciplinares e coordenadas de vigilância epidemiológica, conservação da biodiversidade e manejo ambiental. Tais medidas são fundamentais para mitigar os impactos negativos da perda de biodiversidade, proteger a fauna silvestre e assegurar a saúde dos ecossistemas e das populações humanas, em consonância com os objetivos da Saúde Única.

CONCLUSÃO

Este capítulo apresentou uma revisão abrangente sobre os coccídios em aves silvestres brasileiras, destacando aspectos taxonômicos, biológicos, diagnósticos e ecológicos. A ocorrência dos gêneros *Eimeria* e *Isospora* em diferentes ordens aviárias, associada à diversidade de habitats e às condições ambientais brasileiras, demonstra a complexidade da interação parasita-hospedeiro em aves de vida livre. A resistência dos oocistos, a especificidade parasitária e a diversidade morfológica reforçam a importância da integração entre abordagens morfológicas e moleculares para diagnósticos mais precisos e vigilância sanitária eficiente.

Ao contextualizar a presença desses parasitas em diferentes regiões do Brasil, o capítulo contribui para a compreensão da coccidiose sob uma perspectiva ecológica e de Saúde Única, reconhecendo a estreita interdependência entre a saúde animal, ambiental e humana. Tais conhecimentos são essenciais para embasar políticas públicas, estratégias de conservação e ações de vigilância epidemiológica voltadas à proteção da avifauna e à preservação da biodiversidade brasileira.

REFERÊNCIAS

ADOLPH, C. Coccidia. In: NOME DO ORGANIZADOR (Ed.). **Medicina Interna Clínica de Pequenos Animais**. [S.l.: *[s.n.]*], 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1002/9781119501237.ch111>. Acesso em: 17 mar. 2024.

BALL, S.; PITTILO, R.; LONG, P. Ciclos de vida intestinais e extraintestinais de coccídios eimerídeos. **Advances in Parasitology**, v. 28, p. 1-54, 1989. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/S0065-308X\(08\)60330-9](https://doi.org/10.1016/S0065-308X(08)60330-9). Acesso em: 17 maio 2024.

BANETH, G. Antiprotozoal treatment of canine babesiosis. **Veterinary Parasitology**, Amsterdam, v. 254, p. 58-63, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2018.03.00>. Acesso em: 17 maio 2025.

BERTO, B. P.; LOPES, C. W. G. Coccídios de aves silvestres como biomarcadores ecológicos: algumas abordagens sobre a interação parasita-ambiente hospedeiro. **Journal of Parasitology**, v. 106, n. 5, p. 707-713, 2020. Disponível em: <https://dx.doi.org/10.1645/19-148>. Acesso em: 17 maio 2025.

BERTO, B. P.; MCINTOSH, D.; LOPES, C. W. G. Studies on coccidian oocysts (Apicomplexa: Eucoccidiorida). **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 23, n. 1, p. 1-15, 2014. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/S1984-29612014001>. Acesso em: 22 abr. 2024.

BRASIL. Constituição (1988). **Constituição da República Federativa do Brasil**. Brasília, DF: Presidência da República, 1988.

BRASIL. Lei n. 9.605, de 12 de fevereiro de 1998. Dispõe sobre as sanções penais e administrativas derivadas de condutas e atividades lesivas ao meio ambiente, e dá outras providências. **Diário Oficial da União**, Brasília, DF, 13 fev. 1998.

BRASIL. Lei n. 5.197, de 3 de janeiro de 1967. Dispõe sobre a proteção da fauna e dá outras providências. **Diário Oficial da União**, Brasília, DF, 4 jan. 1967.

BRASIL. Lei n. 10.406, de 10 de janeiro de 2002. Institui o Código Civil e dá outras providências. **Diário Oficial da União**, Brasília, DF, 11 jan. 2002.

BRASIL. Decreto n. 6.514, de 22 de julho de 2008. Regulamenta a Lei n. 9.605, de 12 de fevereiro de 1998, que dispõe sobre as sanções penais e administrativas derivadas de condutas lesivas ao meio ambiente. **Diário Oficial da União**, Brasília, DF, 23 jul. 2008

BRITO, A.; GUILHERME, E.; SANTOS, F.; MESQUITA, R.; GOMES, F. Endoparasitas de aves silvestres da área do Campus e Parque Zoobotânico da Universidade Federal do Acre, Rio Branco. **Arquivo de Ciências Veterinárias e Zoologia da UNIPAR**, v. 20, n. 3, p. 117-122, jul.-set. 2017.

CARVALHO, D.; SILVA, S.; SOUSA-NEVES, T.; SILVA, D.; SANTOS, M. Um inventário documentado atualizado e novos registros de espécies de aves para o estado brasileiro do Maranhão. **Ornithology Research**, v. 28, p. 77–85, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s43388-020-00013-2>. Acesso em: 22 jan. 2024.

CHATTERJEE, A. *et al.* Epidemiological aspects of avian coccidiosis. **Veterinary Parasitology**, v. 315, p. 109827, 2023.

CHOI, J.; LEE, S. Filogenia molecular da família Coccidae (Hemiptera, Coccoomorpha), com uma discussão sobre seus ovissacos cerosos. **Systematic Entomology**, v. 45, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/syen.12404AD>. Acesso em: 5 out. 2024.

CRUZ, C. E. F.; MARQUES, S. M. T.; ANDRETTA, I. Endoparasites observed within invertebrates used as live food items for captive wild birds: overview and potential risks. **Zoo Biology**, v. 38, n. 4, p. 384-388, aug. 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.1002/zoo.21500>. Acesso em: 2 jun. 2024.

DOLNIK, O. V.; DOLNIK, V. R.; BAIRLEIN, F. The effect of host foraging ecology on the prevalence and intensity of coccidian infection in wild passerine birds. **Ardea**, v. 98, n. 1, p. 97-103, 2010. Disponível em: <https://doi.org/10.5253/078.098.01122>. Acesso em: 2 jun. 2024.

DUBEY, J. P. (Ed.). **Coccidiosis in Livestock, Poultry, Companion Animals, and Humans**. Boca Raton, FL: CRC Press, 2019. Disponível em: <https://books.google.com.br/books?hl=pt-BR&lr=&id=oMfADwAAQBAJ>. Acesso em: 1 jul. 2024.

DUSZYNSKI, D.; COUCH, L.; UPTON, S. J. **Os Coccidia do Mundo**. Disponível em: <https://www.k-state.edu/parasitology/worldcoccidia/>. Acesso em: 2 jun. 2019.

DUSZYNSKI, D. W.; UPTON, S. J. Comunicado sobre a formação de banco de dados mundial sobre coccídios. Albuquerque, NM; Manhattan, KS, [s.d.]. Correspondência pessoal. Disponível em: <https://www.k-state.edu/parasitology/worldcoccidia/>. Acesso em: 2 jun. 2024.

DUSZYNSKI, D.; WILBER, P. Uma diretriz para a preparação de descrições de espécies em Eimeriidae. **Journal of Parasitology**, v. 83, p. 333–336, 1997. Disponível em: <https://www.k-state.edu/parasitology/worldcoccidia/>. Acesso em: 4 fev. 2024.

FREITAS, L. F. V. B. *et al.* Coccidiosis infection and growth performance of broilers in experimental trials: insights from a meta-analysis including modulating factors. **Poultry Science**, v. 102, n. 11, p. 10302, nov. 2023. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.psj.2023.103021>. Acesso em: 10 jun. 2024.

GILL, H.; PAPERNA, I. Proliferative visceral Isospora (atxoplasmosis) with morbid impact on the Israeli sparrow *Passer domesticus biblicus* Hartert, 1904. **Parasitology Research**, v. 103, n. 3, p. 493–499, 20 maio 2008. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1007/s00436-008-0986-4>. Acesso em: 10 jun. 2024.

GRECA, M. P. S. **Identificação molecular e filogenia de espécies de *Cryptosporidium* em cães e gatos de Curitiba e região metropolitana**. 2010. Dissertação (Mestrado em Microbiologia, Parasitologia e Patologia) – Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2010.

GRULET, O. ; LANDAU, Irene ; BACCAM, D. Les Isospora du Moineau : I — Compléments à l'étude systématique. **Annales de Parasitologie Humaine et Comparée**, v. 61, p. 155–160, 1986. Disponível em: <https://doi.org/10.1051/parasite/1986612155>. Acesso em: 23 jun.2023.

HONMA, H.; SUYAMA, Y.; NAKAI, Y. Detecção de coccídios parasitários e determinação de espécies de grou hospedeiros, sexo e genótipo por análise de DNA fecal. **Molecular Ecology Resources**, v. 11, 2011. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/j.1755-0998.2011.03048.x>. Acesso em: 7 jun. 2024.

HORNINK, G. G.; KANAZOE, U. **Coccidiose Aviária: um parasito de galinha doméstica**. Alfenas: Unifal, 2020. Disponível em: <https://www.studocu.com/pt-br/document/escecolga-falcone/parasitologia/e-book-coccidiose-aviaria/99377927>. Acesso em: 7 abr. 2024.

INSTITUTO CHICO MENDES DE CONSERVAÇÃO DA BIODIVERSIDADE (ICMBio). **Relatório de gestão: exercício 2016**. Brasília: ICMBio, 2017. 88 p. Disponível em: <http://www.icmbio.gov.br>. Acesso em: 28 jun. 2025.

KNIGHT, D. R. *et al.* Environmental transmission of coccidiosis in wild birds. **Avian Diseases**, v. 62, n. 4, p. 478–486, 2018.

LONG, P. L. **The biology of the Coccidia**. 2. ed. London: Edward Arnold, 1982.

LÓPEZ, J.; FIGUEROLA, J.; SORIGUER, R. Time of day, age and feeding habits influence coccidian oocyst shedding in wild passerines. **International Journal of Parasitology**, v. 37, p. 559–564, 2007.

MAGALHÃES-MATOS, G. *et al.* Estudo epidemiológico de coccídios em aves de vida livre no Brasil. **Parasites & Vectors**, 2016.

- MAGALHÃES-MATOS, P. C. *et al.* Occurrence of eggs and oocysts of gastrointestinal parasites in passerine birds kept in captivity in Para State, Brazil. **Ciência Rural**, v. 46, n. 12, p. 2177–2181, out. 2016. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/0103-8478cr20160081>. Acesso em: 17 set. 2024.
- MARSELLE, M. R.; LINDLEY, S. J.; COOK, P. A. *et al.* Biodiversity and health in the urban environment. **Current Environmental Health Reports**, v. 8, p. 146–156, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s40572-021-00313-9>. Acesso em: 12 mar. 2024.
- MARTINAUD, G.; BILLAUDELLE, M.; MOREAU, J. Circadian variation in shedding of the oocysts of *Isospora turdi* (Apicomplexa) in blackbirds (*Turdus merula*): an adaptive trait against desiccation and ultraviolet radiation. **International Journal of Parasitology**, v. 39, n. 6, p. 735–739, maio 2009. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2008.11.006>. Acesso em: 13 jun. 2024.
- MARTINS, I. V. F. **Parasitologia veterinária**. 2. ed. Vitória: EDUFES, 2019. 320 p.
- NUNES, G. T.; EFE, M. A.; SERAFINI, P. P.; BUGONI, L. Aves marinhas no Brasil: desafios para a conservação. **Oecologia Australis**, Rio de Janeiro, v. 27, n. 3, p. 254–269, 15 set. 2023. Disponível em: <https://revistas.ufrj.br/index.php/oa/article/view/52200>. Acesso em: 22 maio 2024.
- OLIVEIRA, P. S. *et al.* Diversity and distribution of coccidia of wild birds in an Atlantic Forest fragment area in southeastern Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 26, n. 4, p. 457–464, 2017.
- ORTÚZAR-FERREIRA, C. N.; OLIVEIRA, M. S.; GENOVEZ-OLIVEIRA, J. L. *et al.* Coccidia of Columbiformes: a taxonomic review of its Eimeriidae species and *Eimeria columbinae* n. sp. from *Columbina talpacoti* (Temminck, 1809) from [continua].
- PACHECO, J. F. *et al.* Annotated checklist of the birds of Brazil by the Brazilian Ornithological Records Committee—Second Edition. **Ornithology Research**, v. 29, n. 2, p. 94–105, jun. 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s43388-021-00058-x>. Acesso em: 22 abr. 2024.
- SOUZA, R. K. B. de; PINTO, Ê. K. R. Apicomplexa: uma abordagem evolutiva, bioquímica e farmacológica. **Revista Multidisciplinar em Saúde**, v. 4, n. 4, p. 47–58, 2023. Disponível em: <https://doi.org/10.51161/integrar/remis/3919>. Acesso em: 27.10.2024.
- SOUZA, R. Q. de; TORRES, L. M.; GRAZIANO, K. U.; TURRINI, R. N. T. Micro-organismos da subclasse coccidia: resistência e implicações para o processamento de materiais de assistência à saúde. **Revista da Escola de Enfermagem da USP**, São Paulo, v. 46, n. 2, p. 466–471, 2012. Disponível em: <http://www.ee.usp.br/receusp/>. Acesso em: 20 maio 2025.
- TAYLOR, H. S. *et al.* The circadian variation of oocyst shedding of *Eimeria* spp. affecting brown kiwi (*Apteryx mantelli*). **Parasitology Research**, v. 117, p. 2997–3001, 2018.
- TAYLOR, M. A.; COOP, R. L.; WALL, R. L. **Veterinary parasitology**. Oxford: Wiley

Blackwell, 2015. Disponível em: <https://doi.org/10.1002/9781119073680>. Acesso em: 23 abr. 2024. ISBN 9781119073680.

TENTER, A. *et al.* The conceptual basis for a new classification of the coccidia.

International Journal of Parasitology, v. 32, p. 505–616, 2002. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/S0020-7519\(02\)00021-8](https://doi.org/10.1016/S0020-7519(02)00021-8). Acesso em: 20 mar. 2024.

UNITED STATES ANIMAL HEALTH ASSOCIATION. **Report of the USAHA Committee on Poultry and Other Avian Species**. Saint Joseph: USAHA, 2019. Disponível em: <https://www.usaha.org/transmissible-diseases-of-poultryavian-species>. Acesso em: 12 jun. 2020.

VRBA, V.; PAKANDL, M. Host specificity of turkey and chicken *Eimeria*: controlled cross-transmission studies and a phylogenetic view. **Veterinary Parasitology**, v. 208, p. 118–124, 2015.

WILLIAMS, R. B.; THEBO, P.; MARSHALL, R. N.; MARSHALL, J. A. Coccidian oocysts as type-specimens: long-term storage in aqueous potassium dichromate solution preserves DNA. **Systematic Parasitology**, v. 76, n. 1, p. 69-76, maio 2010. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s11230-010-9234-2>. Acesso em: 17 set. 2024.

Capítulo VI: Artigo

Presença de coccídios em aves silvestres da Ilha do Maranhão: confirmação molecular do gênero *Isospora*.

Presence of coccidia in wild birds from Maranhão Island: molecular confirmation of the genus *Isospora*

Título abreviado (running title): Coccídios em aves silvestres do Maranhão / Coccidia in wild birds of Maranhão

A. C. L. Cavalcante [(ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-9217-3077>)],

M. S. C. Oliveira [(ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-6434-561X>)],

L. S. S. Ribeiro [(ORCID: <https://orcid.org/0000-0001-8237-1988>)],

F. B. Silva [(ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-6923-7183>)],

D. P. Chaves [(ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-5320-1469>)],

J. G. Pereira [(ORCID: <https://orcid.org/0000-0003-2191-1164>)],

A. I. L. Lima-Ribeiro [(ORCID: <https://orcid.org/0000-0001-8507-1518>)],

A. L. P. Silva [(ORCID: <https://orcid.org/0000-0001-6781-4883>)],

N. S. Oliveira [(ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-3626-4943>)],

I. R. Negreiros [(ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-1148-9740>)]

Universidade Estadual do Maranhão, Departamento de Medicina Veterinária, Cidade Universitária Paulo VI, s/n, Tirirical, CEP 65055-970, São Luís, MA, Brasil.

Corresponding author: A. C. L. Cavalcante

E-mail: anallyustosa@gmail.com

Brazil is home to a diverse array of birds. Maranhão Island, located north of the state of Maranhão, offers a diverse ecosystem and is an important route for migratory species and home to resident birds (Develey, 2021; Instituto Chico Mendes de Conservação e Biodiversidade, 2016). The interaction between wildlife and the urban environment can favor the spread of pathogens, such as coccidia of the genera *Eimeria* and *Isospora*, which affect the gastrointestinal tract of birds and compromise biodiversity (Chatterjee *et al.*, 2023; Dunn *et al.*, 2021). This study analyzed 136 fecal samples from wild birds collected between 2022 and 2024 in mangrove areas, dry vegetation, and sandbars on Maranhão Island. The specimens were collected directly from the ground. To avoid repeated sampling of the same bird, the flocks were observed prior to collection. The margin of error of the prevalence estimate was calculated based on the formula for proportions in population samples, considering a 95% confidence level, to ensure the statistical representativeness of the data obtained. Coproparasitological analyses were performed using the flotation method in saturated salt solution (Willis *et al.*, 1921) and spontaneous sedimentation (Hoffman *et al.*, 1933) in all samples. Of these, 5.15% (7/136) presented only coccidial oocysts and 9.56% (13/136) presented oocysts associated with helminth eggs; thus, 14.70% (20/136) of the samples were positive. The Willis method did not detect parasites, possibly due to the density of oocysts and the liquid consistency of the feces (Dryden *et al.*, 2005; Zajac and Conboy, 2021), while sedimentation performed better, reinforcing the importance of combining both techniques. The 20 positive samples were analyzed by nested polymerase chain reaction (nPCR) to amplify fragments of the mitochondrial cytochrome oxidase subunit I (*COI*) gene, as described by Dolnik *et al.* (2009) and Yang *et al.* (2017). The primary reaction was prepared in a final volume of 12.5 µL, containing 4.5 µL of nuclease-free water, 0.5 µL of forward primer (0.2 µM), 0.5 µL of reverse primer (0.2 µM), 6.25 µL of Master Mix, and 1 µL of extracted DNA. The thermal cycling protocol consisted of initial denaturation at 94 °C for 5 minutes; 35 cycles of 94 °C for 30

seconds, 47 °C for 45 seconds, and 72 °C for 1 minute; and final extension at 72 °C for 5 minutes. The second reaction was conducted with the same mix and thermal cycling conditions as the first reaction, replacing the DNA with 1 µL of the amplified product from the primary reaction. The amplified products were separated by 1.5% agarose gel electrophoresis, stained with SYBR Green, and visualized under ultraviolet (UV) transillumination. Fragment size was estimated using a 100-1000-base pair (bp) molecular marker. At this stage, 30% (6/20) of the samples tested positive for coccidian DNA fragments, confirming the sensitivity of the technique for specific parasite detection. Two positive samples were selected for sequencing; however, only one sample presented high quality and was identified as belonging to the genus *Isospora*, constituting the first molecular record in the avifauna on Maranhão Island. These data corroborate previous records in different biomes of Brazil (Brito *et al.*, 2017; Moura *et al.*, 2023; Oliveira *et al.*, 2017), expanding knowledge about the geographic distribution of these protozoa and highlighting the relevance of integrating classical and molecular methodologies for the characterization of the parasitic fauna. These findings are consistent with national and international studies that have highlighted coccidiosis as a recurrent disease in wild birds, with potential impacts on animal health and biodiversity conservation (Brito *et al.*, 2017; Cardozo *et al.*, 2019; Figueiredo *et al.*, 2018). The detection of coccidia in the avian fauna of Maranhão Island reinforces the need for continuous monitoring, especially in areas of intense interaction between birds, humans, and other animals, to reduce risks to One Health and protect local ecosystems.

The data from this study are available upon reasonable request to the corresponding authors.

There are no ethical or legal restrictions on sharing the data presented in this article.

REFERENCES

- BRITO, A., GUILHERME, E., SANTOS, F., MESQUITA, R. and GOMES, F., 2017. Endoparasitas de aves silvestres da área do Campus e Parque Zoológico da Universidade Federal do Acre, Rio Branco. *Arquivos de Ciências Veterinárias e Zoologia da UNIPAR*, vol. 20, no. 3, pp. 117-122.
- CARDOZO, S.V., BERTO, B.R., CAETANO, I., THOMÁS, A., SANTOS, M., FONSECA, I.P. and LOPES, C.W.G., 2019. Coccidian parasites from birds at rehabilitation centers in Portugal, with notes on *Avispora bubonis* in Old World. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, vol. 28, no. 2, pp. 187-193. <http://dx.doi.org/10.1590/s1984-29612019023>.
- CHATTERJEE, T.; MUHERJEA, R.; MONDAL, M. J. Occurrence of Coccidiosis amongst Different Wild Life and Other Domestic Animals Including Birds: A Review on Comparative Study. *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences*, v. 12, n. 2, p. 8–16, 2023. DOI: <https://doi.org/10.20546/ijemas.2023.1202.002>.
- DEVELEY, P.F., 2021. Conservação de aves no Brasil: desafios e soluções práticas para um país megadiverso chave. *Perspectivas em Ecologia e Conservação*, vol. 19, no. 2, pp. 171-178.
- DOLNIK, O.V., PALINAUSKAS, V. and BENSCH, S., 2009. Individual oocysts of *Isospora* (Apicomplexa: Coccidia) parasites from avian feces: from photo to sequence. *Journal of Parasitology*, vol. 95, no. 1, pp. 169-174.
- DRYDEN, M.W., PAYNE, P.A., RIDLEY, R. and SMITH, V., 2005. Comparison of common fecal flotation techniques for the recovery of parasite eggs and oocysts. *Veterinary Therapeutics: Research in Applied Veterinary Medicine*, vol. 6, no. 1, pp. 15-28.
- DUNN, J. C.; HARRIS, M. P.; GREENWOOD, J. J. D.; OWEN, J. C. Fitness effects of parasite infection in birds. In: J.C OWEN, ed. *Infectious disease ecology of wild birds*. Oxford: Oxford University Press, pp. 99-120. <https://doi.org/10.1093/Oso/9780198746249.003.0006>.
- FIGUEIREDO, M., MANRIQUE, W. and NOGUEIRA, R., 2018. Levantamento de parasitas gastrointestinais do Centro de Triagem de Animais Silvestres de São Luís, Maranhão, Brasil. *Ars Veterinária*, vol. 34, no. 2, pp. 60-68. <https://doi.org/10.15361/2175-0106>.
- HOFFMAN, W.A., PONS, J.A. and JANER, J.L., 1933. The sedimentation-concentration method in schistosomiasis mansoni. *Journal of Public Health and Tropical Medicine*, vol. 9, no. 3, pp. 283-291.
- INSTITUTO CHICO MENDES DE CONSERVAÇÃO E BIODIVERSIDADE, 2016 [viewed 23 February 2022]. *Relatório anual de rotas e áreas de concentração de aves migratórias no Brasil [online]*. Available from: <https://www.gov.br/icmbio/pt-br>.
- WILLIS, H.H., 1921. A simple levitation method for the detection of hookworm ova. *Medical Journal of Australia*, vol. 2, no. 18, pp. 375-376.
- MOURA, G. H. F.; LOPES, J. L. S.; PEREIRA, V. L. A.; ALMEIDA, D. B.; LIMA, J. R. M.; FERNANDES, B. M. M.; BRITO, D. C.; SOUSA, L. M.; GUIMARÃES, M. C. C.; MELO, R.

P. B., 2023. Ocorrência de protozoários Apicomplexa em aves silvestres na região Nordeste do Brasil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, v. 32, n. 2, e014722. DOI: <https://doi.org/10.1590/S1984-29612023020>.

OLIVEIRA, M. S.; GENOVEZ-OLIVEIRA, J. L.; ORTÚZAR-FERREIRA, C. N.; MARONEZI, C.; THODE-FILHO, S.; CARDOZO, S. V.; OLIVEIRA, Á. A.; LIMA, V. M.; BERTO, B. P., 2020. *Eimeria ferreirai* n. sp. (Chromista: Miozoa: Eimeriidae) from doves *Leptotila* spp. (Columbiformes: Columbidae) from Brazil. *Zootaxa*, v. 4821, n. 1, p. 148–160. DOI: <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4821.1.8>

YANG, R.; BRICE, B.; ELLIS, J.; RYAN, U., 2017. Characterization of two complete *Isospora* mitochondrial genomes from passerine birds: *Isospora serinuse* in a domestic canary and *Isospora manorinae* in a yellow-throated miner. *Veterinary Parasitology*, v. 237, p. 137–142. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2017.01.027>.

ZAJAC, A.M. and CONBOY, G.A., 2021. *Veterinary clinical parasitology*. Oxford: Wiley-Blackwell.

Capítulo VII: Considerações finais

CONSIDERAÇÕES FINAIS

O presente estudo identificou uma taxa de infecção por coccídios de 14,70% em aves silvestres da Ilha do Maranhão, com confirmação molecular em parte das amostras, incluindo o primeiro registro de *Isospora* spp. por sequenciamento na avifauna local. Embora essa prevalência seja considerada moderada, os achados evidenciam a circulação de protozoários potencialmente patogênicos em uma região de reconhecida relevância ecológica e marcada por intensa interface entre fauna silvestre, fauna doméstica e ambientes antrópicos.

A associação entre técnicas coproparasitológicas tradicionais e métodos moleculares demonstrou-se eficaz na detecção e caracterização de coccídios em amostras fecais obtidas por meio de coletas não invasivas. Essa abordagem configura-se como modelo metodológico promissor para áreas de conservação, centros de reabilitação de fauna e zonas de risco sanitário, contribuindo para diagnósticos mais precisos e estratégias de manejo sanitário baseadas em evidência.

Os dados obtidos também reforçam a importância da integração com programas oficiais de vigilância, como o Programa Nacional de Sanidade Avícola (PNSA/MAPA), que embora voltado principalmente à avicultura comercial, estabelece diretrizes de biossegurança, rastreabilidade e monitoramento que podem ser adaptadas para contextos de fauna silvestre. Além disso, os princípios estabelecidos pela Organização Mundial de Saúde Animal (OMSA), com foco em prevenção e resposta a riscos sanitários emergentes, são essenciais para nortear ações multissetoriais.

Em termos epidemiológicos, a presença consistente de coccídios em ambientes de sobreposição ecológica indica risco potencial de manutenção e disseminação do agente, podendo impactar a saúde populacional das aves, afetar iniciativas de conservação e gerar custos operacionais em centros de manejo e reabilitação. A vigilância ativa de parasitos em fauna silvestre, portanto, deve ser considerada um componente estratégico das políticas de Saúde Única, integrando ações de proteção ambiental, saúde animal e prevenção de riscos à saúde pública.

Como desdobramento prático desta pesquisa, recomenda-se a implementação de protocolos de vigilância padronizados, incluindo: Coletas regulares em pontos sentinelas; Registro sistematizado dos resultados parasitológicos e ambientais; Capacitação de agentes ambientais e veterinários em técnicas diagnósticas; Adoção de medidas preventivas, como controle de umidade, densidade e sanitização dos recintos; Criação de um banco de dados regional integrado, com apoio de instituições acadêmicas e órgãos ambientais.

Do ponto de vista científico, recomenda-se o aprofundamento dos estudos em três frentes principais: Avaliação da variabilidade genética dos coccídios isolados, a fim de identificar linhagens predominantes e possíveis diferenças de patogenicidade; Estudos longitudinais com aves silvestres em reabilitação ou mantidas em cativeiro, com foco no acompanhamento clínico e nos padrões de excreção parasitária ao longo do tempo e Análise da influência de fatores ecológicos, climáticos e comportamentais, como tipo de habitat, dieta, comportamento migratório e densidade populacional e sobre a dinâmica da infecção.

Essa abordagem permitirá identificar variações sazonais na taxa de infecção, delimitar áreas de maior risco parasitário e compreender melhor a ecologia dos coccídios na avifauna local. Além disso, o monitoramento de rotas potenciais de transmissão entre espécies silvestres e domésticas, especialmente em áreas de sobreposição ecológica, é essencial para a construção de medidas preventivas.

Portanto recomenda-se que os dados obtidos sejam integrados a programas de educação ambiental e a estratégias de conservação da biodiversidade, ampliando o impacto prático e social das ações de vigilância sanitária.

Reconhece-se, contudo, que o presente estudo apresenta limitações quanto à abrangência amostral geográfica e ao número de genes analisados por sequenciamento, o que poderá ser superado em estudos futuros com maior escala e recursos laboratoriais ampliados.

Ainda assim, os resultados obtidos representam um avanço significativo no conhecimento sobre coccidioses em aves silvestres no Brasil, contribuindo com dados inéditos para o fortalecimento de políticas públicas e estratégias de monitoramento da fauna. Este trabalho reafirma a coccidiose como indicador ecológico e sanitário, cuja vigilância exige atuação integrada entre setores de meio ambiente, saúde animal e saúde humana.

Como conclusão, reafirma-se que a coccidiose em aves silvestres deve ser compreendida não apenas como um problema sanitário, mas como um indicador da saúde ecológica e da qualidade ambiental. Consolidar redes interinstitucionais de vigilância, promover educação ambiental orientada à prevenção e aplicar os princípios da Saúde Única de forma integrada e prática são caminhos essenciais para a proteção da fauna, da biodiversidade e da saúde coletiva.