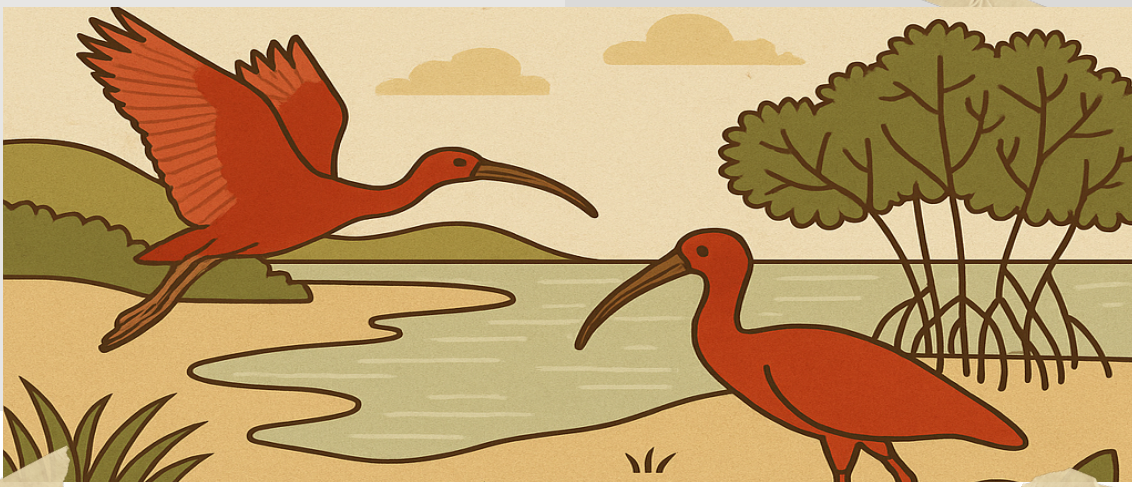


Vigilância Ativa de Coccídios em Aves Silvestres: Guia Técnico para a Ilha doMaranhão

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

Eduema

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 • Emanoel Cesar Pires de Assis
Emanoel 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 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. – 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 Tiririca - 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, consequentemente, 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 *Eimeria* e *Isospora*	Magalhães-Matos et al. (2016)
Acre, AC	Presença de endoparasitas	Brito et al. (2017)
Nordeste, BR	25% de infecções por parasitas *Apicomplexa*	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 *Eimeria*	Macdonald et al. (2019)
Etiópia	Altas taxas de *Eimeria*	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 parasitas. 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

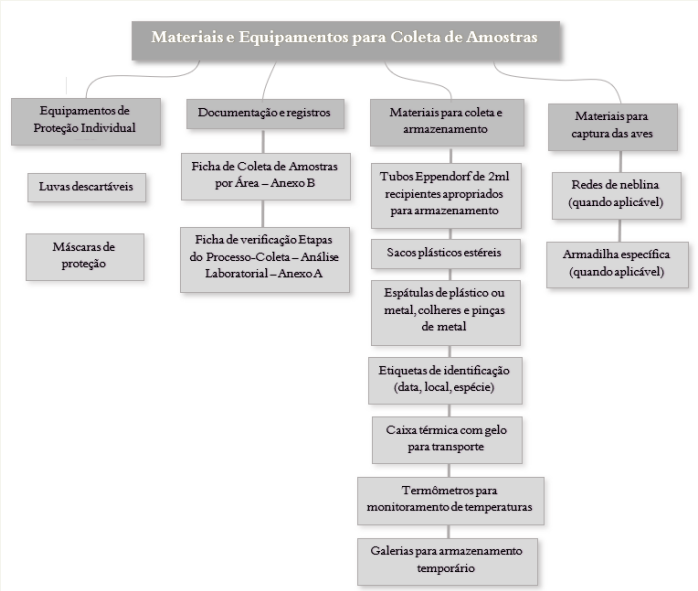
Antes do início da coleta, os responsáveis devem preencher a Ficha de Verificação das Etapas do Processo (Anexo F), a fim de garantir o cumprimento dos procedimentos estabelecidos. Os locais estratégicos de coleta estão descritos nos itens *Áreas de Coleta* e *Características Ambientais e Geográficas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

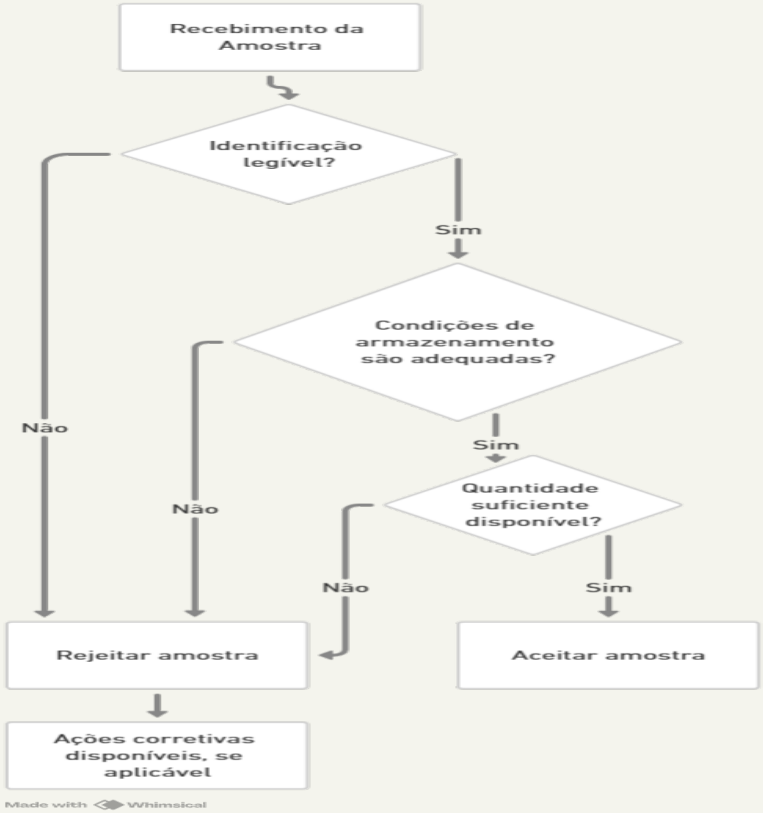
Fonte: adaptada Apostila de patologia clínica 2017); Lozano, João, et al (2024)

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:

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

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:

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

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 influência 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 úmidos 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.

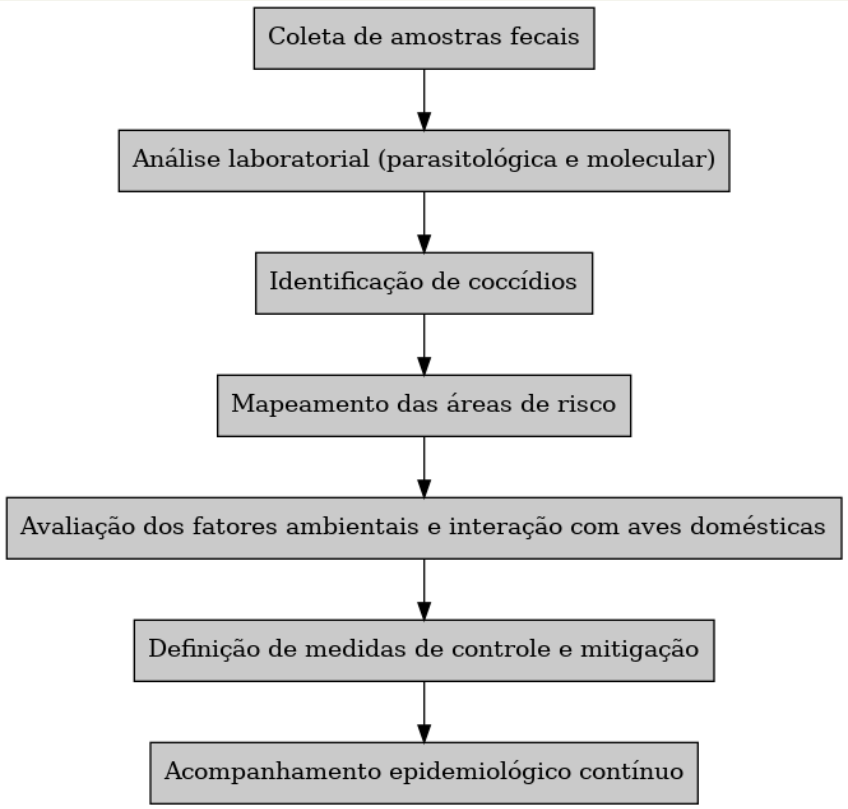
Interação com Aves Domésticas

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:

Detecção 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 análise 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.

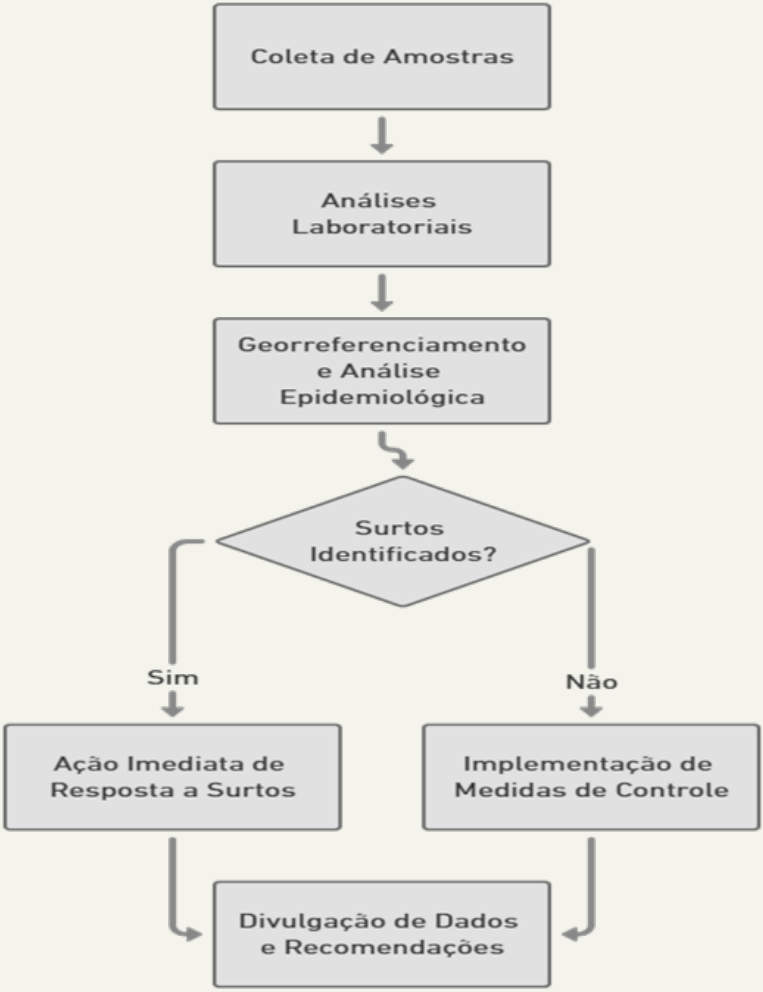
Fluxograma de Ações no Sistema de Vigilância

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 (SEMA);
Secretaria Estadual de Saúde (Vigilância Sanitária e Defesa Sanitária Animal);
ICMBio e IBAMA (se aplicável, em áreas protegidas).
Solicitação de Reuniões e Parcerias:
Propor reuniões interinstitucionais para discutir medidas de manejo.
Apresentar um plano de ação emergencial, incluindo educação ambiental e manejo da fauna.

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:
- Verificar se há relação entre umidade e temperatura elevada com o aumento da carga parasitária.

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 ilustrados, vídeos demonstrativos 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: 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. Essa 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 workshops, cursos e seminários para a 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 perspetivas futuras incluem:

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

Aprofundamento dos estudos genéticos para caracterizar melhor as espécies de coccídios identificadas e sua diversidade genética.

Desenvolvimento de estratégias de manejo sustentável para reduzir a disseminação do parasita sem impactos negativos sobre as populações 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	*Ardeidae*	Egretta tricolor	garça-tricolor	Pouco preocupante	Zonas úmidas e mangues
Pelecaniformes	*Ardeidae*	Egretta caerulea	garça-azul	Pouco preocupante	Zonas úmidas e mangues
Pelecaniformes	*Ardeidae*	Egretta thula	garça-branca-pequena	Pouco preocupante	Zonas úmidas e mangues
Accipitriformes	*Cathartidae*	Cathartes aura	urubu-de-cabeça-vermelha	Pouco preocupante	Áreas abertas e urbanas
Charadriiformes	*Charadriidae*	Vanellus chilensis	quero-quero	Pouco preocupante	Praias e zonas costeiras
Charadriiformes	*Charadriidae*	Charadrius semipalmatus	batuíra-de-bando	Pouco preocupante (migratória)	Praias e zonas costeiras
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
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
Charadriiformes	*Laridae*	Chroicocephalus cirrocephalus	gaivota-de-cabeça-cinza	Pouco preocupante	Ambientes costeiros
Charadriiformes	*Laridae*	Leucophaeus atricilla	gaivota-alegre	Pouco preocupante (migratória)	Ambientes costeiros
Piciformes	*Picidae*	Celeus flavescens	pica-pau-amarelo	Pouco preocupante	Florestas e matas secas
Psittaciformes	*Psittacidae*	Amazona amazonica	curica	Pouco preocupante	Matas e áreas urbanas
Psittaciformes	*Psittacidae*	Aratinga jandaya	jandaia-verdadeira	⚠ **Quase ameaçada (NT)**	Matas e áreas urbanas
Psittaciformes	*Psittacidae*	Diopsittaca nobilis	maracanã-pequena	⚠ **Quase ameaçada (NT)**	Matas e áreas urbanas
Apodiformes	*Trochilidae*	Chrysuronia leucogaster	beija-flor-de-barriga-branca	Pouco preocupante	Jardins e áreas florestadas
Passeriformes	*Tyrannidae*	Pitangus sulphuratus	bem-te-vi	Pouco preocupante	Áreas abertas e arborizadas
Passeriformes	*Tyrannidae*	Tyrannus savana	tesourinha	Pouco preocupante (migratória)	Áreas abertas e arborizadas
Passeriformes	*Tyrannidae*	Empidonomus varius	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	juruviara	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	corruíra	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-ANALISE 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.DESCRIÇÃO DAS AMOSTRAS COLETADAS:					
Código da amostra	Espécie da ave (se conhecida)	Local exato (subárea/ ponto de referência).	Quantidade de Fezes	Aspecto das fezes	Observações

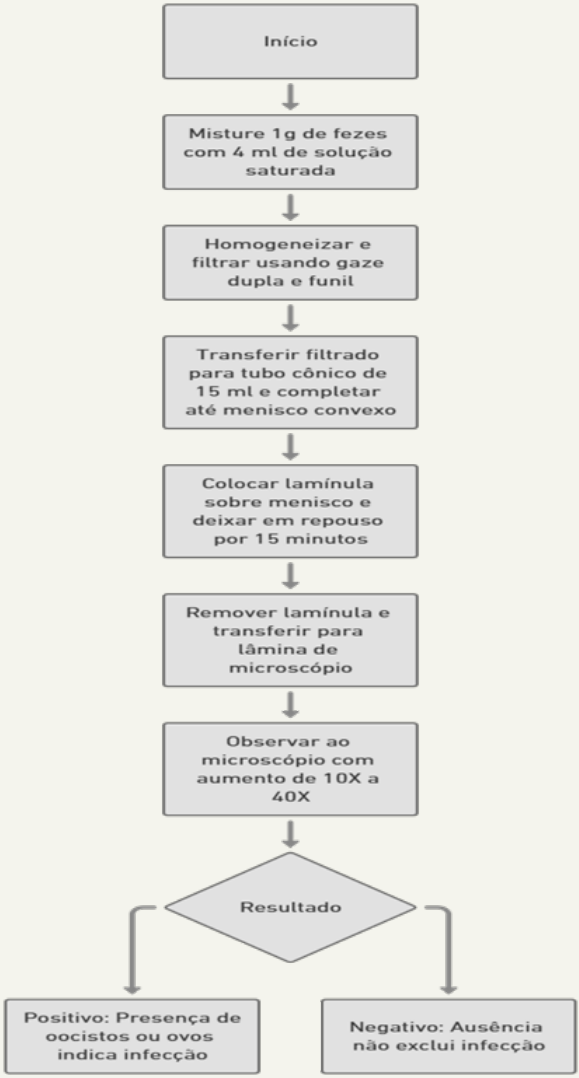
3.CONDIÇÕES DE ARMAZENAMENTO E TRANSPORTE
Método de Armazenamento: ( ) Caixa Térmica com Gelo (4°C a 8°C) ( ) Outro: _____ Observações sobre Transporte: _____ _____
Assinatura do Responsável pela Coleta: Assinatura do Responsável no Laboratório:
Cuidados Necessários: Identificação única: Cada amostra 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
OBERVAÇÕES:	
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:**	

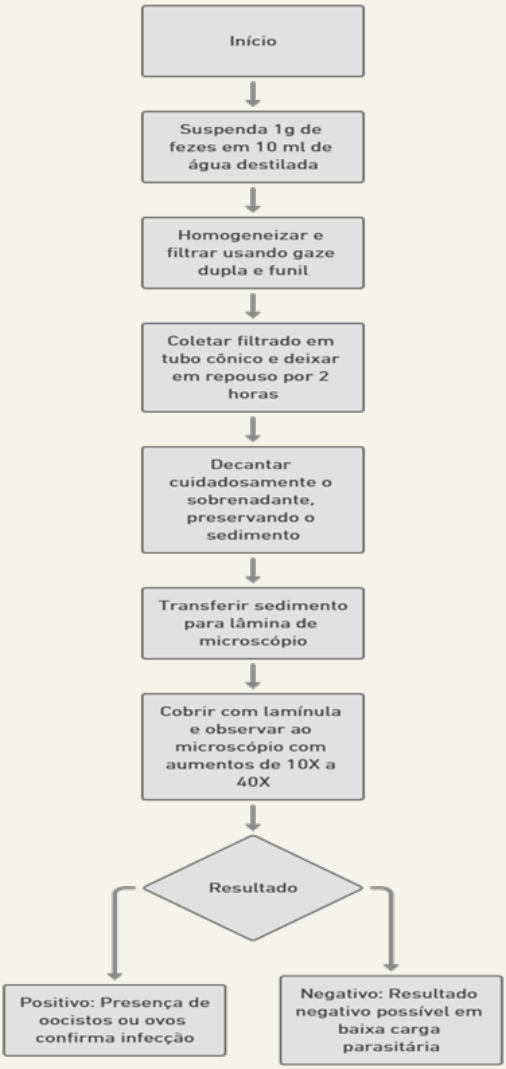
4. ANÁLISE MOLECULAR	
Tipo de Teste: PCR: ( ) Nested PCR :( ) Primers Utilizados: Resultado da Amplificação: Positivo para *Eimeria* spp. :( ) Positivo para *Isospora* spp.: ( ) Negativo**: ( )**	
Resultados da Eletroforese em Gel: Confirmação da Amplificação: ( ) Falha na Amplificação: ( )	
Observações 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

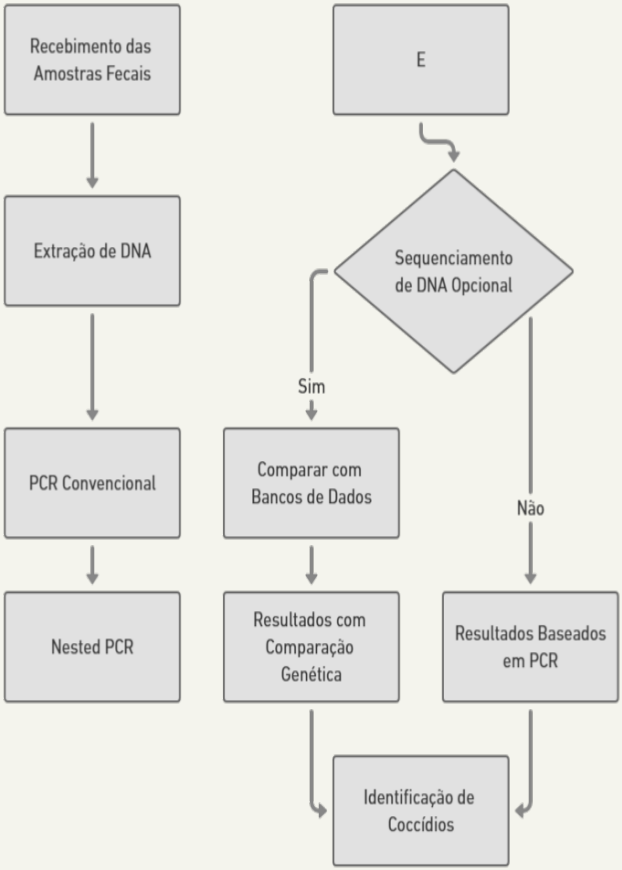


Fonte: Elaborado pelo autor (2025) com uso da ferramenta Whimsical

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 PARASITÓLOGICOS, 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% (assepsia);
- 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 μL de proteinase K.
    - Transfira 200 μL do sobrenadante da amostra centrifugada para o tubo contendo proteinase K.
    - Adicione 200 μL 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 μL 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 μL 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 μL 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 μL 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 μL x 24 → 102 μL

Primer Forward: 0,5 μL x 24 → 12 μL

Primer Reverse: 0,5 μL x 24 → 12 μL

Mix Master: 6,25 μL x 24 → 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 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.

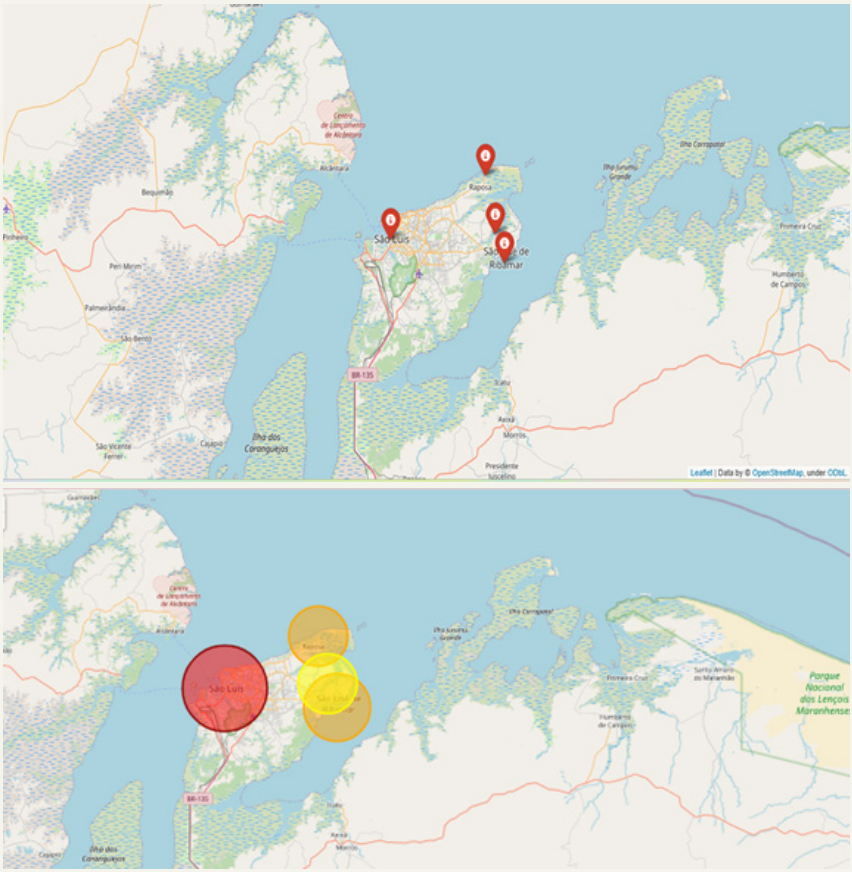
Extensão final: 72°C por 5 minutos.

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 → 102 μL
Primer Forward (PF: COIbF1): 0,5 μL x 24 → 12 μL
Primer Reverse (PR: COIbR1): 0,5 μL x 24 → 12 μL
Mix Master: 6,25 μL x 24 → 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 → 102 μL

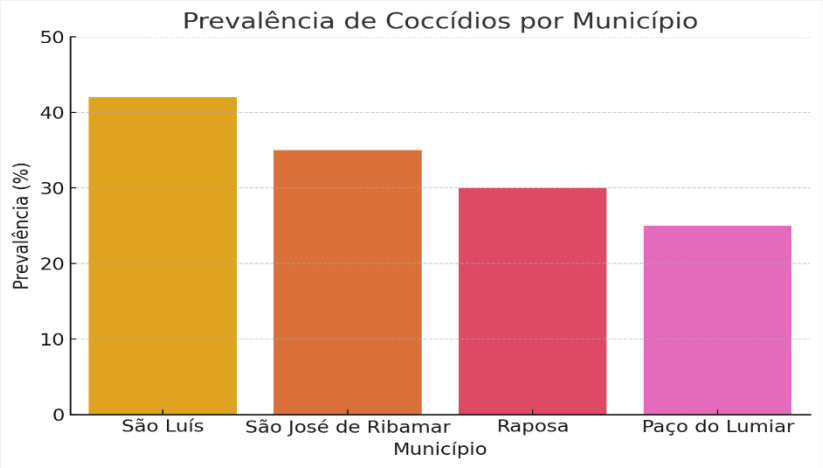
Primer Forward (PF: COIbF2): 0,5 μL x 24 → 12 μL
Primer Reverse (PR: COIbR2): 0,5 μL x 24 → 12 μL
Mix Master: 6,25 μL x 24 → 150 μL
Total do Mix: 276 μL
Preparo das Amostras:
Distribuir 11,5 μL do Mix em cada tubo.
Adicionar 1 μL do produto amplificado da primeira reação (amplicons primários) em cada tubo.
No controle negativo, adicionar 1 μL 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,

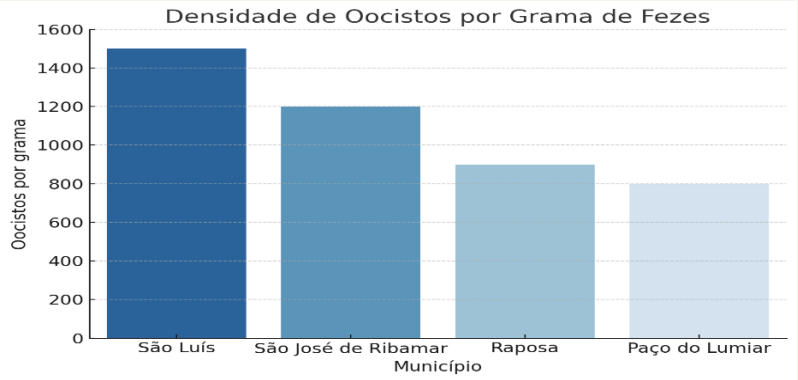
misturando entre os intervalos, até que a solução fique transparente e homogênea.
Deixar a solução esfriar até ficar morna (cerca de 50-60°C).
Adicionar o corante Sybr Safe (ou outro corante intercalante de DNA, se necessário).
Homogeneizar a solução morna novamente.
Despejar a solução na cuba de eletroforese 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 Zoobotânico 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 Bird**s. 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 [1] 2446-9750**. 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 hemosporideos em aves silvestres coabitando com aves domésticas em povoados adjacentes ao sitio 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.sarmento@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