

Elaine Lopes de Carvalho
Ricardo Luis Sousa Santana
Lucas Araújo Ferreira

ATLAS

Parasitos de
Aves Domésticas



Inclui vídeos



Autores

Elaine Lopes de Carvalho
Ricardo Luis Sousa Santana
Lucas Araújo Ferreira

Organizadores

Elaine Lopes de Carvalho
Ricardo Luis Sousa Santana
Lucas Araújo Ferreira
Flávia Cristina Matos Oliveira
Elane Guerreiro Giese

Colaboradores

Jordana Costa de Paiva
Luís Eduardo Seabra de Freitas

ATLAS Parasitas de Aves Domésticas

Belém, PA

2025

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
(Câmara Brasileira do Livro, SP, Brasil)

Carvalho, Elaine Lopes de
Atlas [livro eletrônico] : parasitos de aves domésticas /
Elaine Lopes de Carvalho, Ricardo Luis Sousa Santana,
Lucas Araújo Ferreira ; [organizadores Elaine Lopes de
Carvalho...[et al.] ; colaboradores Jornada Costa de
Paiva, Luís Eduardo Seabra de Freitas]. -- Belém, PA :
Ed. dos Autores, 2025.

PDF

Outros organizadores: Ricardo Luis Sousa
Santana, Lucas Araújo Ferreira, Flávia Cristina
Matos Oliveira, Elane Guerreiro Giese.

Bibliografia.

ISBN 978-65-01-43137-6

1. Aves - Anatomia 2. Aves - Doenças
3. Parasitologia veterinária I. Santana,
Ricardo Luis Sousa. II. Ferreira, Lucas Araújo.
III. Oliveira, Flávia Cristina Matos. IV. Giese,
Elane Guerreiro.

25-266600

CDD-636.089696
NLM-SF-810

Índices para catálogo sistemático:

1. Parasitologia veterinária : Medicina veterinária
636.089696

Aline Grazielle Benitez - Bibliotecária - CRB-1/3129

Prefácio

O aspecto primordial da parasitologia é a identificação morfológica, sendo este o critério que iniciou todo o processo taxonômico que conhecemos. Contudo, mesmo nos dias atuais, existem desafios, geralmente relacionados ao hospedeiro ou animal de estudo. No que tange o nosso foco de pesquisa, as aves domésticas (*Gallus gallus domesticus* e *Cairina moschata*), detectamos a falta de um suporte visual robusto e uma literatura técnica direcionada. Assim, aliados a vontade de “fazer ciência”, planejamos a elaboração deste atlas, cuja finalidade é fornecer suporte à identificação ou direcionamento a todos aqueles que estejam trilhando o caminho. Este atlas visa beneficiar profissionais da área com um conjunto de informações, além de fomentar e apoiar uma distribuição equitativa dos benefícios de investigação entre os vários setores da sociedade, contribuir com dados científicos nacionais e internacionais, e contribuir para a análise sanitária da criação dessas aves domésticas na região amazônica.



Agradecimentos

Todas as imagens presentes no Atlas foram digitalizadas e editadas pelos autores que, considerando a importância da produção deste material didático-pedagógico, tiveram como objetivo possibilitar a democratização do acesso ao mesmo para diferentes públicos. Deixamos aqui nosso agradecimento à população do município de Soure, na Ilha de Marajó que gentilmente nos permitiu a coleta e registro fotográfico das amostras em suas propriedades, e ao Laboratório de Histologia e Embriologia Animal, sob coordenação da professora Elane Guerreiro Giese, pelo apoio para a publicação do Atlas nos autorizando o uso de todos os materiais e equipamentos disponíveis no laboratório. Este estudo faz parte do Projeto de Pós-Doutorado Júnior pelo Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico - CNPq (nº171044/2023-1), da primeira autora Elaine Lopes de Carvalho, desenvolvido na Universidade Federal Rural da Amazônia.



SUMÁRIO

CAPÍTULO 1

1. Introdução	8
----------------------------	---

CAPÍTULO 2

2. Materiais e métodos	10
2.1 Coleta	12
2.2 Material utilizado	13
2.3 Conservação	14

CAPÍTULO 3

3. Métodos de análise	15
3.1 Avaliação macroscópica das Fezes	16
3.2 Diagnóstico helmintológico	20
3.3 Avaliação microscópica das Fezes	21
3.3.1 Método direto.....	22
3.3.2 Método de Hoffman.....	23
3.3.3 Método de Willis-Molley.....	25

CAPÍTULO 4

4. Aspectos gerais	27
4.1 Helmintos (<i>Gallus gallus domesticus</i>)	28
4.2 Helmintos (<i>Cairina moschata</i>)	29
4.3 Protozoários	30

SUMÁRIO

CAPÍTULO 5

5. Achados parasitológicos.....31

5.1 Helmintos.....32

5.2 Protozoários.....43

5.3 Artefatos.....45

CONSIDERAÇÕES

.....48

REFERÊNCIAS

.....50

AUTORES

.....51

1

INTRODUÇÃO



1. Introdução

A criação de aves domésticas costumam ser práticas bem comuns realizadas por pequenos e médios criadores, entre elas a galinha comum (*Gallus gallus domesticus*) e o pato (*Cairina moschata*) costumam ser as mais comuns, criadas soltas ou em sistema extensivo. Da mesma forma, apesar dos cuidados e da atenção prestados, é comum que essas aves acabem por se tornar hospedeiros de uma diversidade de agentes infecciosos, visto a versatilidade fisiológica e biológica identificada (Carvalho, 2020).

Nesse contexto, as enteroparasitoses estão entre as doenças mais comuns que ocorrem em aves, sendo o seu diagnóstico e controle desafiador, pois geralmente apresentam um ciclo intimamente relacionado ao ambiente de criação e/ou de contato desses animais (SANTOS *et al.*, 2015). Aliado a isso, ainda há o fato de que a grande variedade de parasitos pode gerar dualidade de resultados diagnósticos, comprometendo o tratamento adequado.

No que tange as parasitoses, o diagnóstico coparassitológico é o mais utilizado, tanto por apresentar uma boa relação custo-benefício, como também devido a praticidade na sua realização, visto que não necessita de equipamentos complexos e tem a coleta da matriz biológica facilitada.

Contudo, a chave para a realização de um bom exame é o conhecimento das morfologias parasitárias, bem como, da epidemiologia dos parasitos mais comuns que podem ser encontrados nesse hospedeiro. Considerando a possibilidade de ocorrência de zoonoses, o estudo e compreensão dos parasitos que compõem as comunidades parasitárias nessas aves apresentam relevância para a saúde pública e segurança alimentar.

2

MATERIAL & MÉTODOS

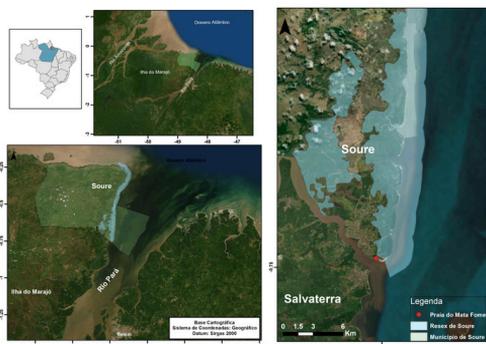


2. Material e métodos

Área do estudo

As amostras de fezes foram adquiridas de pequenas criações de patos domésticos e galinhas domésticas localizadas do município de Soure, Ilha de Marajó, estado do Pará (Figura 1), conforme autorização do Comitê de Ética no Uso de Animal - CEUA nº 7809140122.

Figura 1: Mapa da Ilha de Marajó.



Fonte: Carvalho *et al.* (2023).

Coleta

As fezes foram coletadas com a auxílio de um palito de madeira ou pá em frascos estéreis, geralmente descartáveis com/sem conservantes, preferencialmente com uma abertura larga e com vedação hermética para impedir o derramamento e permitir a preservação da umidade e o recolhimento de uma amostra significativa que não tenha contato com a areia.

Processamento

As amostras foram processadas utilizando as técnicas do exame direto, técnica de Hoffmann e Técnica de Willis-Molley, e as lâminas observadas em microscópio Leica DM2500, fotografado com sistema de câmera Leica tipo DFC310 FX com Software Leica Application Suite V4.4., e as medições são dadas em micrômetros, a menos que indicado de outra forma. Para identificação dos ovos e larvas foram consultados livros e artigos científicos.

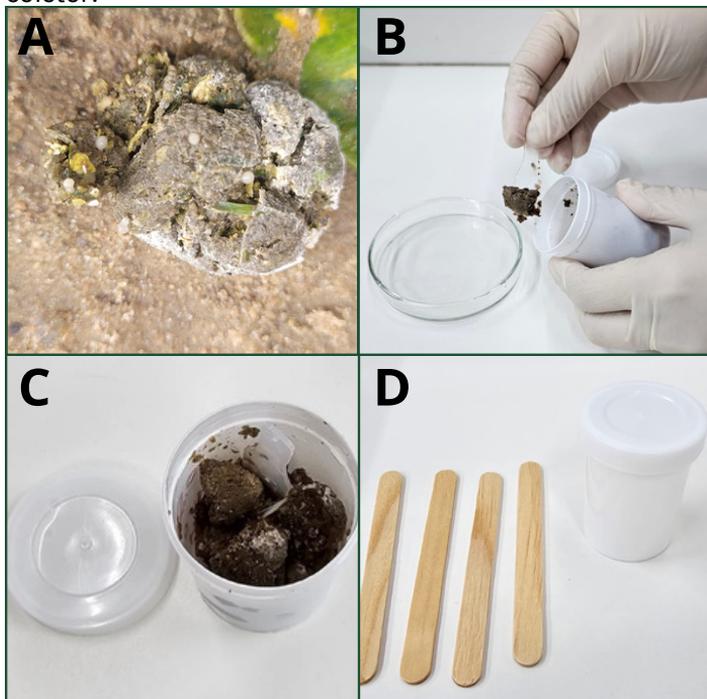
2.1 Coleta

Coleta

O Exame parasitológico de fezes tem por objetivo permitir a identificação das formas parasitárias presentes na amostra. Contudo, a eficiência dos métodos depende de uma coleta adequada que considere alguns potenciais fatores para evitar alterações e/ou interferentes.

As fezes devem ser coletadas (Fig. 2) com a ajuda de uma haste de madeira ou pá plástica disponível em frascos estéreis, geralmente descartáveis com ou sem conservantes. O frasco, com abertura larga, deve possuir vedação hermética para impedir o extravasamento, permitir a preservação da umidade e o recolhimento de uma amostra significativa que não tenha contato com a areia.

Figura 2: Modo de coleta de amostras. A. fezes da ave. B. utilização de frasco coletor com boca larga e pá. C. Fezes armazenadas no frasco. D. Hastes de madeira e frasco coletor.



2.2 Material utilizado

Coletas de campo e gerais

1. Sacos plásticos;
2. Frascos de coleta;
3. Gelo para refrigeração;
4. Caixa de poliestireno (isopor) ou térmica;
5. Espátula de madeira ou pá descartável;
6. Luvas;

Figura 3: Coleta a campo. A. fezes armazenadas em saco plásticos (Santos, 2024). B. Frasco para coleta e hastes de madeira. C. caixa de poliestireno e gelo reciclável em gel. D. utilização de luvas de procedimento para manipulação das amostras.



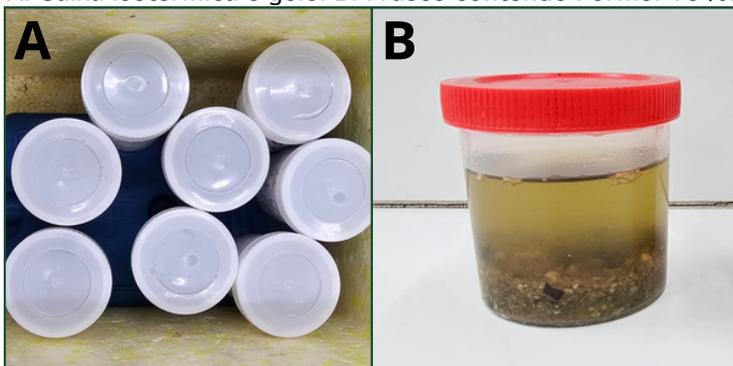
2.3 Conservação

Aspectos gerais

As análises parasitológicas costumam ser realizadas no mesmo dia da coleta, porém, quando não há esta possibilidade, as amostras deverão ser mantidas refrigeradas, usualmente entre 5° e 10° C, para evitar o comprometimento dos possíveis achados. Podem ainda ser transportadas (Fig. 4) em recipientes devidamente refrigerados.

Outra possibilidade é a utilização de algum conservante de preferência, o que permite a realização das análises em até semanas posteriores, como por exemplo:

Figura 4: Meios de transporte e preservação das amostras. A. Caixa isotérmica e gelo. B. Frasco contendo Formol 10%.

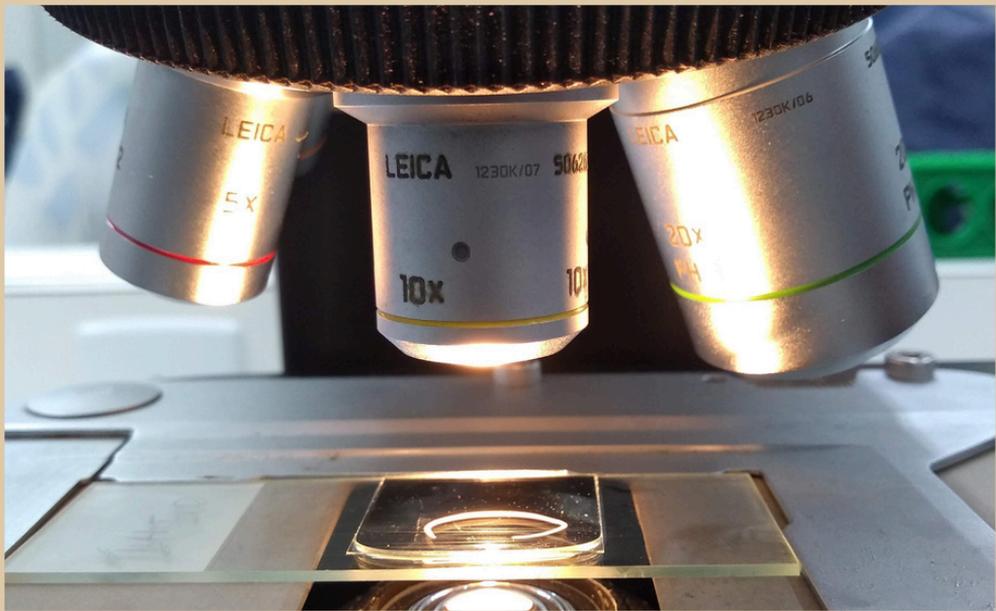


- **Formol 10%:** conserva por mais de um mês os ovos ou larvas de helmintos e os cistos e oocistos de protozoários;
- **MIF:** é a sigla de um conservador muito difundido, cujas iniciais significam Mertiolato (ou mercurocromo), Iodo e Formol;
- **SAF:** são as iniciais dos componentes de um fixador usado para conservar cistos e trofozoítos, sendo útil para fezes formadas ou diarreicas.

O uso de alguns tipos de conservantes, incluindo os citados, pode comprometer as formas trofozoíticas de alguns parasitos, como dos gêneros *Giardia* e *Entamoeba*.

3

MÉTODOS DE ANÁLISE

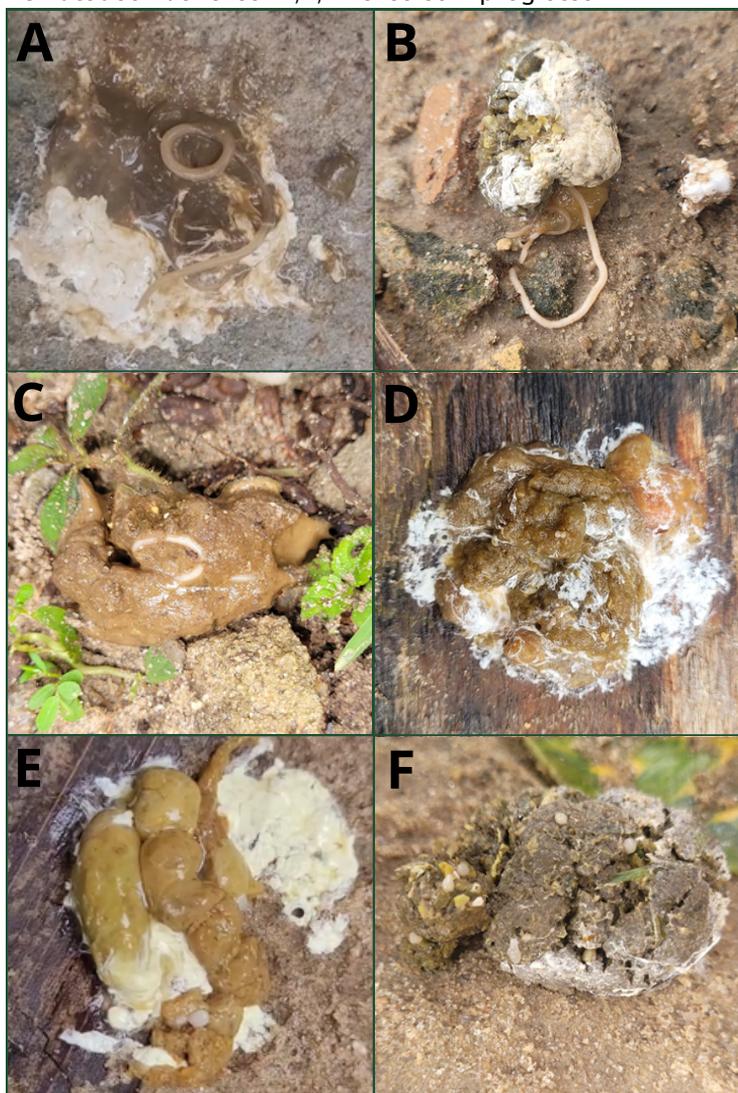


3.1 Avaliação macroscópica das fezes

Aparência geral

Em uma avaliação visual inicial durante a coleta (Fig. 5) é possível observar helmintos adultos ou segmentos de cestódeos (proglotes) nas fezes, o que sugere a presença de ovos no material fecal.

Figura 5: Visualização das amostras. A, B, C. presença de nematódeo nas fezes. D,E,F. fezes com proglotes.

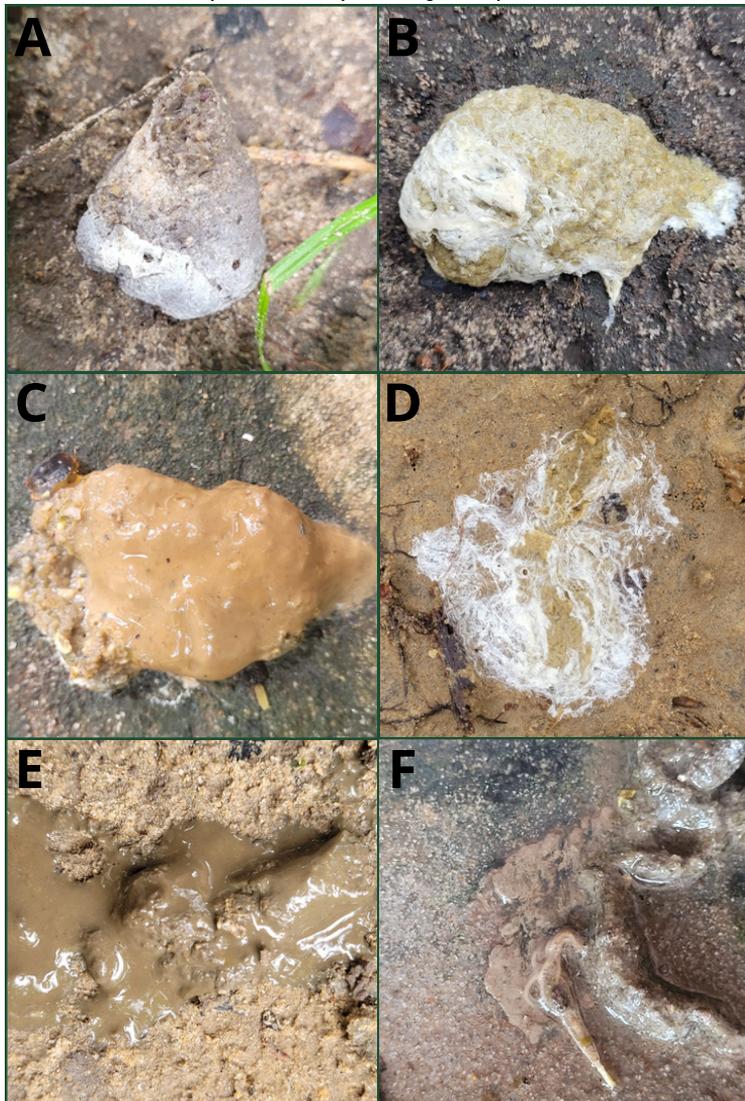


3.1 Avaliação macroscópica das fezes

Consistência

A consistência das fezes pode indicar alterações no trato gastrointestinal, variando entre: dura, seca, pastosa, ou diarreica.

Figura 6: Consistência das fezes. A. duras e secas. B, C. pastosa. D. diarreica com elevada quantidade de ácido úrico. E. diarreica. F. aquosa com presença de parasitos.

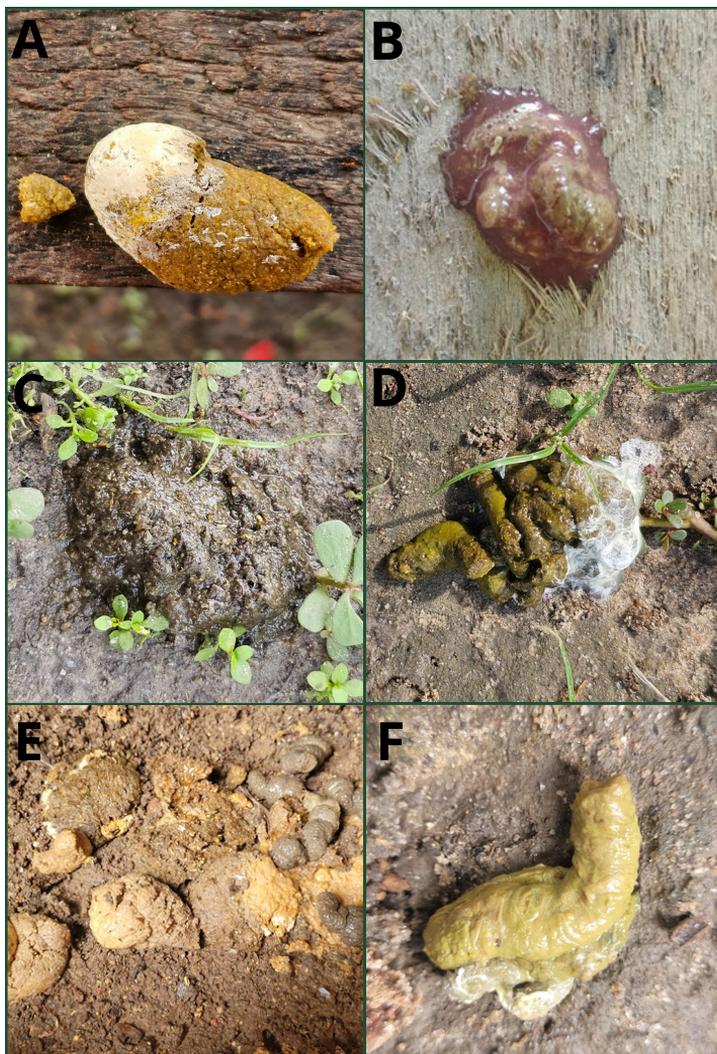


3.1 Avaliação macroscópica das fezes

Cor

A variação de cor pode ser associada a presença de sangue, medicamentos e alguns tipos de alimentos. Geralmente variando entre as cores: amarelada, avermelhada, escura ou esverdeada.

Figura 7: Coloração das fezes. A. amareladas. B. muco sanguinolento. C. escuras. D. esverdeada. E. amareladas e escuras. F. esverdeada.



3.1 Avaliação macroscópica das fezes

Presença de muco ou sangue nas fezes

As alterações gastrointestinais podem acarretar na presença de muco/sangue nas fezes, decorrente da carga parasitária ou do grau das lesões geradas.

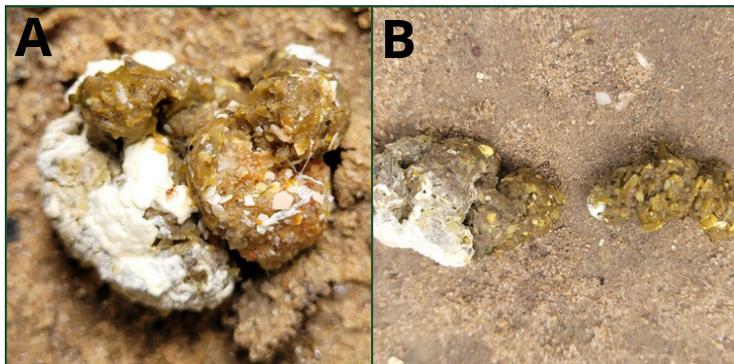
Figura 8: A. fezes diarreicas com muco e excesso de ácido úrico. B. fezes com sangue.



Restos alimentares

A presença de resíduos alimentares parcialmente íntegros é comum em fezes diarreicas ou pastosas sendo um sinal de desequilíbrio da microbiota intestinal, podendo ser encontrado também em diversos casos de parasitoses enteroparasitoses.

Figura 9: Fezes com resíduos alimentares parcialmente digeridos. A. observa-se casca de ovo. B. milho e vegetal.



3.2 Diagnóstico helmintológico

A escolha da técnica de diagnóstico helmintológico são úteis para a identificação de ovos, larvas de primeiro estágio (L1) e larvas infectantes (L3).

Helminto	Estágio	Técnica
Nematódeo	Ovos	A fresco, Flutuação, Sedimentação
	L1	Sedimentação
	L3	Coprocultura
	Adultos	A fresco, Necropsia, Biópsia
Cestódeos	Ovos e segmentos	A fresco, Flutuação, Sedimentação
	Adultos	Necropsia
Trematódeos Acantocéfalos	Ovos	A fresco, Sedimentação
	Miracídio	Eclosão
	Adultos	Necropsia

Adaptado de Mattos (2021).

3.3 Avaliação microscópica das fezes

Aspectos gerais

As análises microscópicas permitem a identificação mais próxima do parasito, contudo, é fundamental a acuidade visual e o uso dos métodos mais adequados para o diagnóstico correto, permitindo a visualização de cistos, trofozoítos e oocistos de protozoários, e ovos, larvas e adultos de helmintos (Macedo, 2010).

Para tal, é comumente utilizado três métodos simultâneos com diferentes sensibilidades, para a identificação dos enteroparasitos, portanto, diminuindo os resultados falso-negativos. Independente do método utilizado, as características gerais dos parasitos podem influenciar na presença de ovos ou larvas eventuais nas fezes.

Esses métodos parasitológicos apresentam princípios diferentes, entre eles os que foram utilizados na realização deste atlas foram:

- **Método Direto:** dependente da carga parasitária;
- **Método de Hoffmann, Pons e Janer (HPJ):** sedimentação espontânea;
- **Método de Willis-Mollay:** flutuação em solução hipersaturada de NaCl.

Podendo ser utilizado outros, como:

- **Método de Faust:** centrifugo-flutuação em sulfato de zinco a 33%;
- **Método Baermann-Moraes e Rugai:** migração ativa por termohidrotropismo;
- **Método de Ritchie:** sedimentação por centrifugação.

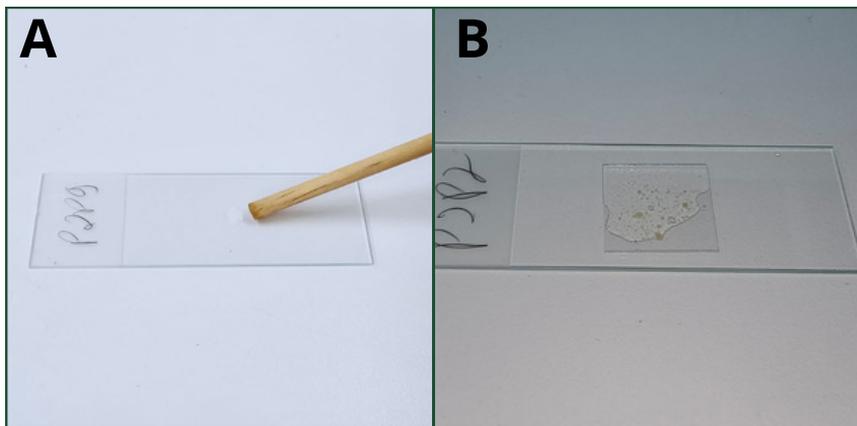
3.3.1 Método direto

Aspectos gerais

O exame direto a fresco permite visualizar a motilidade de trofozoítos dos protozoários em fezes recém coletadas, analisadas até 30 minutos após a evacuação. Para a identificação de cistos de protozoários e larvas de helmintos, a preparação deve ser corada com lugol (Mattos, 2021; Kayser, 2025).

- 1- Colocar duas a três gotas de solução salina a 0,9% em uma lâmina de vidro.
- 2- Tocar com a ponta de um palito em vários pontos das fezes, transferindo uma pequena porção para a lâmina de microscopia.
- 3- Espalhar as fezes, fazendo um esfregaço e examinar sob microscopia.

Figura 10: Preparo do exame direto. A. com auxílio de palito de madeira, deve-se tocar em três pontos distintos da amostra de fezes e transferir o material aderido às gotas de solução salina 0,9% em lâmina. B. cobre-se com lamínula para melhor observação ao microscópio.



A espessura do esfregaço (determinada pela quantidade de amostra depositado em lâmina) não deve impedir a passagem de luz.

3.3.2 Método de Hoffman

Aspectos gerais

Utilizado para a pesquisa de cistos, oocistos, ovos e larvas. Fundamenta-se na sedimentação espontânea em água, sendo indicado para recuperação de ovos considerados pesados como os de *Taenia* spp., *Schistosoma mansoni* e ovos inférteis de *Ascaris*. É um exame microscópio qualitativo direto (Mattos, 2021; Kayser, 2025).

Técnica

- 1- Colocar aproximadamente 2 g de fezes em um frasco de Borrel ou em um copo plástico descartável, com cerca de 5 mL de água e dissolver bem com auxílio de uma haste (palito) de madeira descartável;
- 2- Acrescentar mais 20 mL de água destilada (ou solução salina a 0,9%);
- 3- Coar a suspensão (para isto, usa-se gaze cirúrgica umedecida, dobrada em quatro, e colocada em um coador de plástico pequeno) num cálice cônico de 200 mL de capacidade. Os detritos retidos na gaze são lavados com mais 20 mL da solução usada;

Figura 11: Material para processamento.

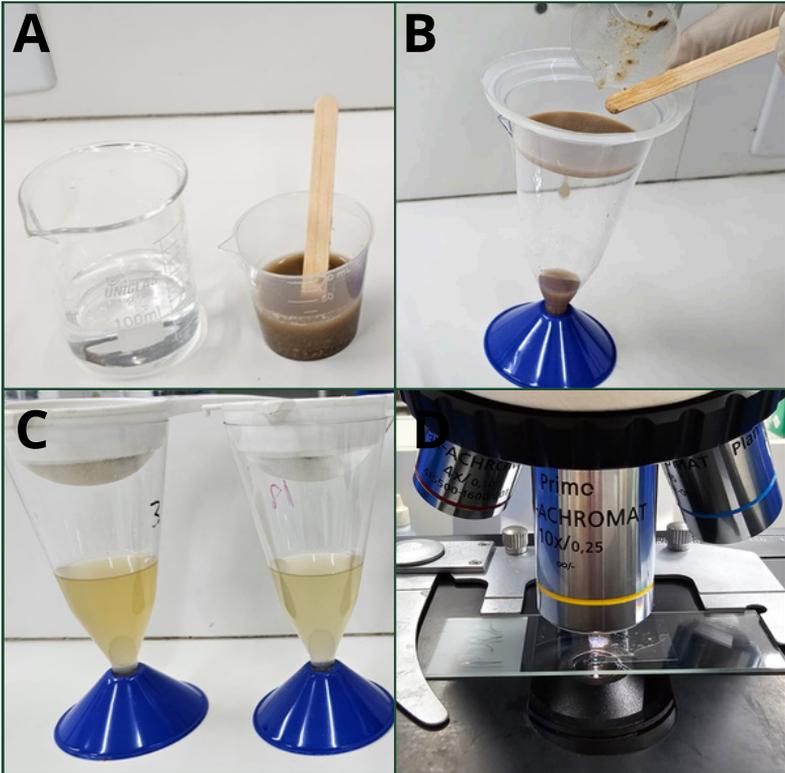


3.3.2 Método de Hoffman

Técnica

- 4- Completar o volume do cálice com água;
- 5- Deixar essa suspensão em repouso durante duas a 24 horas;
- 6- Desprezar o líquido sobrenadante cuidadosamente, homogeneizar o sedimento e coletar uma porção do mesmo;
- 7- Colocar parte do sedimento numa lâmina, corar com Lugol e cobrir com lamínula (facultativo). Examinar no mínimo duas lâminas de cada amostra.

Figura 12: Preparo do exame direto. A. com auxílio de palito de madeira, coleta-se em três pontos distintos de fezes de uma amostra e coloca na lâmina com adição de solução.



3.3.3 Método de Willis-Molley

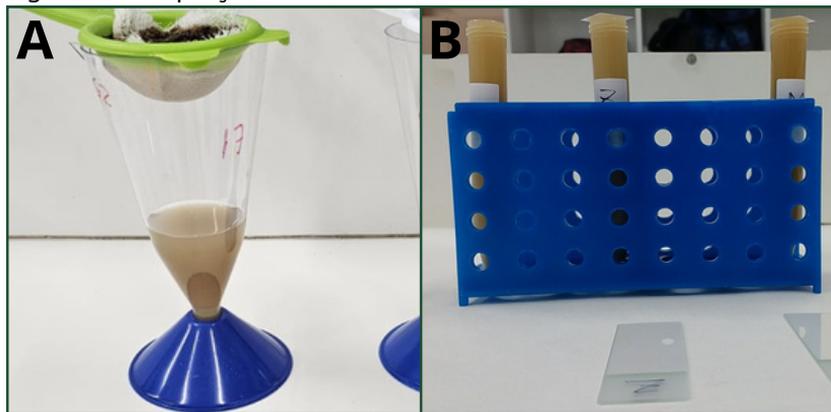
Aspectos gerais

Utilizado para identificação de ovos de nematódeos e oocistos de protozoários. O princípio é a flutuação. Exame microscópico qualitativo direto, após concentração de fezes (Mattos, 2021; Kayser, 2025).

Técnica

- 1- Colocar a amostra de fezes em um copo. Utilizar o bastão de vidro para triturar a amostra de fezes;
- 2- Acrescentar 20 mL de solução hipersaturada de cloreto de sódio. Homogeneizar. Não agitar em demasia, evitando a formação de bolhas de ar;
- 3- Filtrar a suspensão de fezes, através do tamis, para outro copo;
- 4- Colocar a suspensão de fezes no copo de Borrel (que deve estar dentro de uma placa de Petri) e completar o volume com solução hipersaturada de NaCl, formando um menisco convexo;

Figura 13: Processamento. A. Amostra filtrada com coador plástico e gaze. B. Adaptação da técnica realizada em tubo Falcon.



3.3.3 Método de Willis-Molley

Técnica

- 5- Colocar a lâmina de vidro sobre o copo de Borrel, 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;
- 6- Deixar em repouso por 15 minutos.
- 7- Remover a lâmina, invertendo rapidamente sua posição, para evitar a queda da película aderente;
- 8- Examinar ao microscópio toda a lâmina em ziguezague;
- 9- Identificar todos os ovos contidos na película aderente.

Figura 14: Técnica adaptada realizada em microtubo de 5 mL, e montagem das lâminas.



Figura 15: Análise das lâminas em microscopia óptica.



4

ASPECTOS GERAIS



4.1 Helmintos (*Gallus gallus domesticus*)

Aspectos gerais

Alguns estudos sobre helmintos de *Gallus gallus domesticus* com infecção parasitológica natural, foram registrados (Sobral *et al.*, 2011). Observa-se que galinhas criadas no sistema semi-intensivo e quintal são as que possuem maior carga parasitária em relação as galinhas criadas em sistema intensivo, já que nesse último há maior atenção ao manejo sanitário adequado das aves (Feitosa *et al.*, 2021). Os parasitos podem levar a inflamação da região infectada, causando, inclusive, hemorragia e provocar a morte das aves (Wilbert, 2021).

Nematódeos

Os nematódeos mais comuns em aves como *Gallus gallus* são: *Capillaria*, *Tetrameres*, *Ascaris*, *Heterakis*, *Syngamus* e *Strongyloides*.

Platelmintos

Os platelmintos comuns são os trematódeos da família Echinostomatidae e cestódeos dos gêneros *Railletina* e *Hymenolepis*.

Figura 16: Fragmento de alça intestinal de *Gallus gallus* com presença de parasitos. Barra de escala: 1 cm.



4.2 Helmintos (*Cairina moschata*)

Aspectos gerais

A ocorrência de endoparasitos em *Cairina moschata* (patos domésticos) é um ponto preocupante nos diferentes sistemas de criação, pois promovem grandes perdas econômicas (Carvalho, 2020).

Os helmintos que acometem as aves são popularmente chamados de vermes. São metazoários que podem ser de vida livre ou parasitária, e podem ser classificados nos Filos: Nematoda, Platyhelminthes (Cestoda e Trematoda) e Acantocephala.

Nematódeos

Os nematódeos mais comuns nessas aves são: *Capillaria*, *Syngamus*, *Anisakis*, *Contraecum*, *Subulura* etc. (Carvalho et al., 2021).

Platelmintos

Os platelmintos comuns são: os trematódeos *Athesmia*, *Thyphlocoelum* e *Opthalmophalgus*.

Figura 17: Ventrículo “moela” de *Cairina moschata* parasitado por *Contraecum* sp. (seta vermelha).



4.3 Protozoários

Aspectos gerais

São protozoários do Filo Apicomplexa.

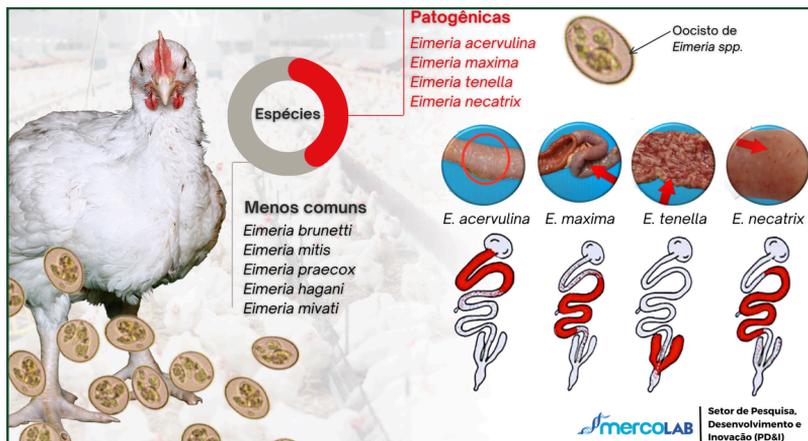
Criptosporídios

Na produção de frangos de corte, a espécie de maior importância é a *Cryptosporidium baileyi*, causadora de doenças respiratórias, intestinais ou renais. Normalmente não há sinais clínicos da infecção, porém há grandes reflexos sobre a eficiência produtiva.

Coccídeos

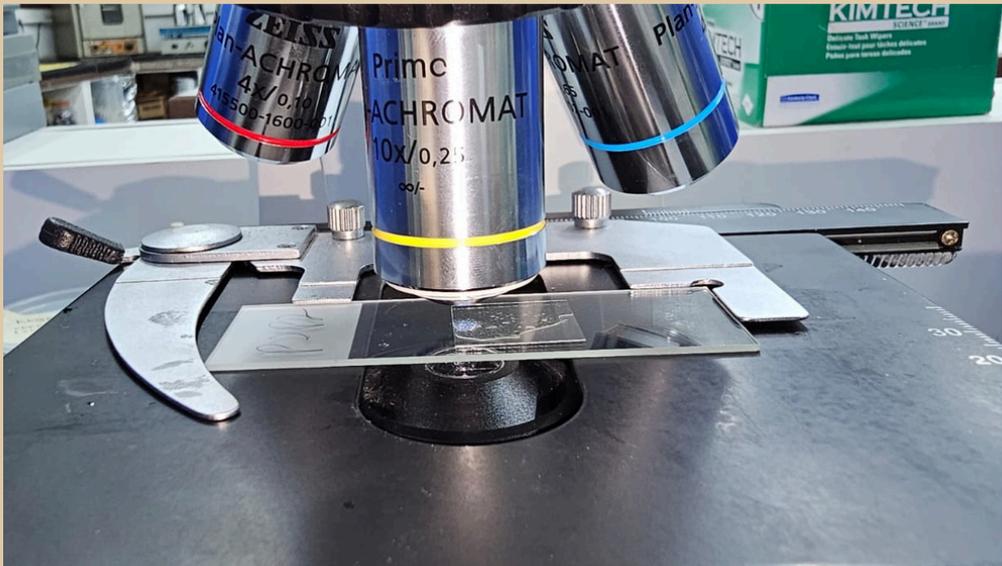
A coccidiose é uma doença parasitária causada por protozoários do gênero *Eimeria*, que são altamente contagiosos e infectam o trato gastrointestinal das aves, causando lesões na mucosa intestinal, inflamação e hemorragia (Back, 2019). A infecção ocorre por meio da ingestão de oocistos esporulados eliminados nas fezes de hospedeiros parasitados (Vilela *et al.*, 2012). As espécies de maior importância para a avicultura são a *E. acervulina*, *E. brunetti*, *E. maxima*, *E. mitis*, *E. necatrix*, *E. praecox* e *E. tenella* (Wilbert, 2021).

Figura 18: Análise das lâminas em microscopia óptica.



5

ACHADOS PARASITOLÓGICOS



5.1 Helmintos

Imagem 1: Ovo de *Ascaridia* sp. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40×



Imagem 2: Ovos de *Ascaridia* sp. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40×

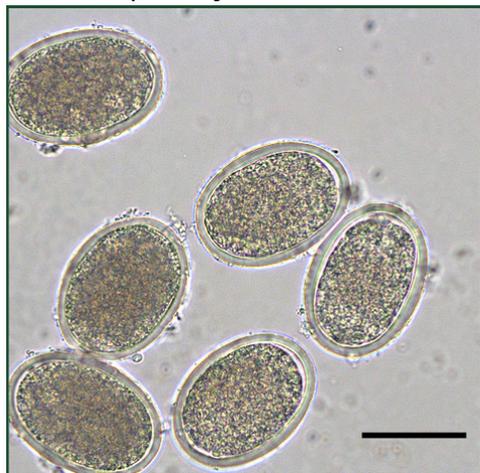
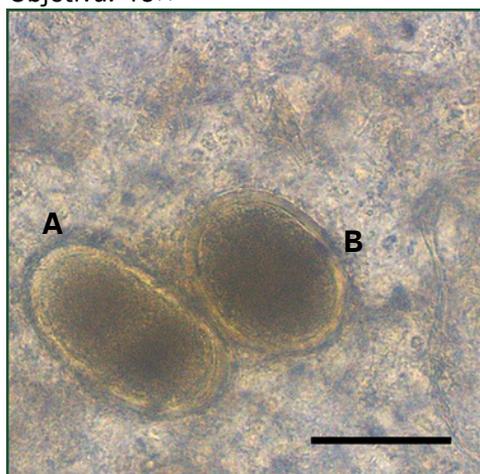


Imagem 3: Ovo de *Ascaridia* sp. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 20µm. Objetiva: 100×



Imagem 4: Ovo de *Heterakis* sp. (A) e *Ascaridia* sp. (B). Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40×



Os ovos de *Ascaridia* e *Heterakis* são muito semelhantes e não são facilmente distinguidos.

5.1 Helmintos

Imagem 5: Ovo de *Heterakis* sp. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40x



Imagem 6: Ovo de Ancylostomatidae. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40x



Imagem 7: Ovo de trematódeo da família Paragonimidae. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40x



Imagem 8: Ovo de Trichostrongylidae. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40x



Os ovos de *Ascaridia* e *Heterakis* são muito semelhantes e não são facilmente distinguidos.

5.1 Helmintos

Imagem 9: Ovo larvado de Trichostrongylidae. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40x

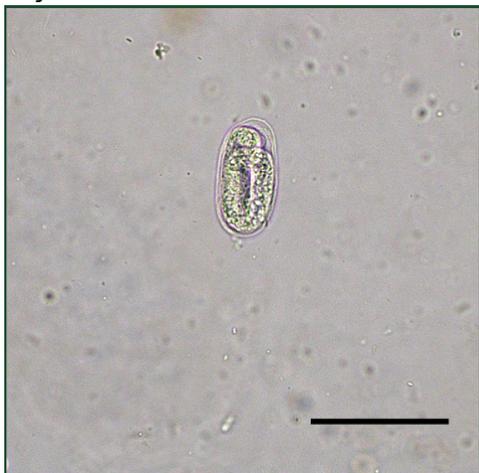


Imagem 10: Ovo larvado de Trichostrongylidae. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40x



Imagem 11: Larva rabditoide de *Strongyloides* sp. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40x

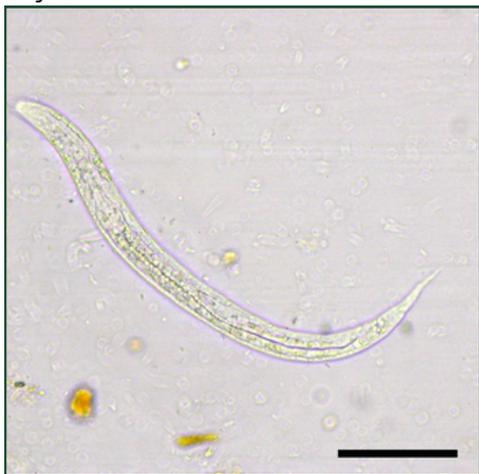


Imagem 12: Larva rabditoide de *Strongyloides* sp. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40x



5.1 Helmintos

Imagem 13: Ovo larvado de *Capillaria* sp. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40×



Imagem 14: Ovo de *Capillaria* sp. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40×

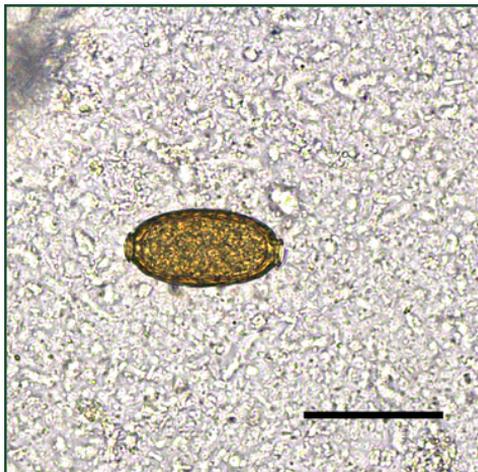


Imagem 15: Ovo de *Capillaria* sp. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40×



Imagem 16: Ovo de *Capillaria* sp. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40×



5.1 Helmintos

Imagem 17: Ovo de Capillariidae do gênero *Eucoleus* sp. Casca do ovo com superfície lisa. Hospedeiro: *Cairina moschata*. Barra de escala: 20 μ m.



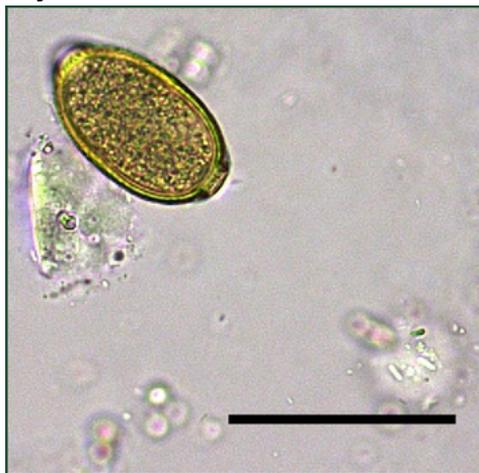
Imagem 18: Ovos de Capillariidae do gênero *Capillaria*. Casca do ovo mais rugosa. Hospedeiro: *Cairina moschata*. Barra de escala: 50 μ m. Objetiva: 40 \times



Imagem 19: Ovo de Capillariidae do gênero *Capillaria* sp. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50 μ m. Objetiva: 40 \times



Imagem 20: Ovo de Capillariidae do gênero *Capillaria* sp. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50 μ m. Objetiva: 40 \times



5.1 Helmintos

Imagem 21: Ovo de Syngamidae operculado. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40×



Imagem 22: Ovo de Syngamidae com opérculo bipolar distinto. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40×



Imagem 23: Ovo de cestódeo *Hymenolepis* sp. (A) e *Capillaria* sp. (B). Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40×

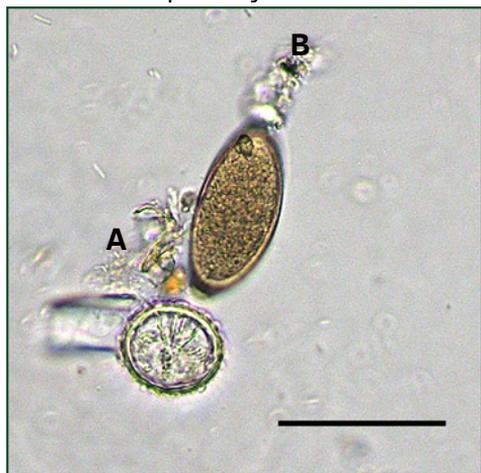


Imagem 24: Ovo larvado Strongyloididae. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40×



5.1 Helmintos

Imagem 25: Ovo de Strongyloididae. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40x



Imagem 26: Ovo larvado de de Strongyloididae. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40x



Imagem 27: Ovo larvado de Strongyloididae. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40x



Imagem 28: Ovo de Strongyloididae. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40x



5.1 Helmintos

Imagem 29: Ovo de Ancylostomatidae. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40x



Imagem 30: Ovo de Tetrameridae. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40x



Imagem 31: Ovo de cestódeo *Choanotaenia*. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40x

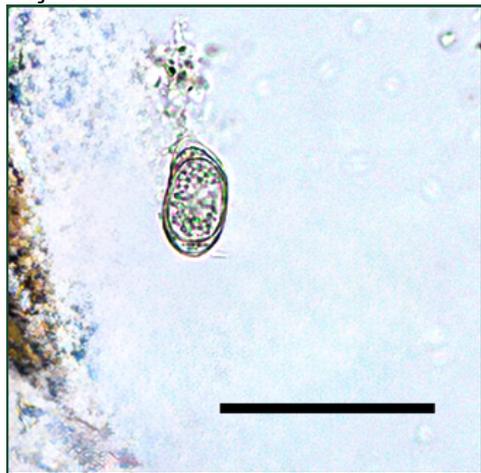
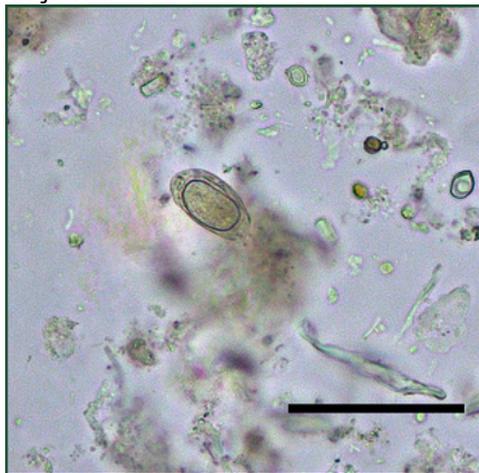


Imagem 32: Ovo de cestódeo *Choanotaenia* sp. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40x



5.1 Helmintos

Imagem 33: Ovo de cestódeo *Hymenolepis* sp. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40x

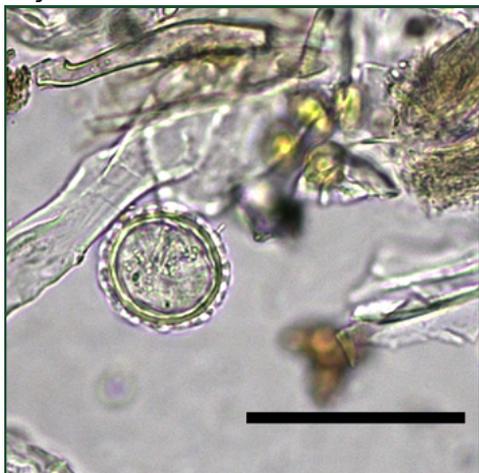


Imagem 34: Ovo de cestódeo *Hymenolepis* sp. com embrião hexacanto. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40x



Imagem 35: Cestódeo *Hymenolepis* sp., oncosfera rompendo membrana basal. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40x



Imagem 36: Embrião de cestódeo *Hymenolepis* sp. livre. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40x



5.1 Helmintos

Imagem 37: Cestódeo *Hymenolepis* sp. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40x



Imagem 38: Ovo de cestódeo *Hymenolepis* sp. oncosfera livre do ovo. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra



Imagem 39: Ovo de cestódeo *Hymenolepis* sp. infértil. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40x



Imagem 40: Ovo de cestódeo *Railletina* ssp. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40x



5.1 Helmintos

Imagem 41: Ovo de cestódeo *Hymenolepis* sp. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40x



Imagem 42: Ovo do cestódeo *Hymenolepis* sp. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40x

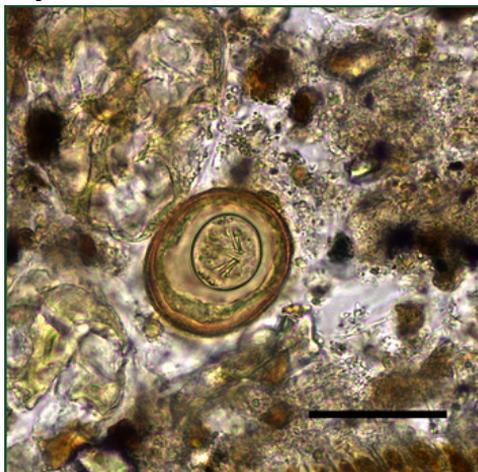


Imagem 43: Ovos do trematódeo Dicrocoeliidae. Hospedeiro: *Cairina moschata*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40x



Imagem 44: Ovos de trematódeo *Athesmia heterolecithodes*. Hospedeiro: *Cairina moschata*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40x



5.2 Protozoários

Imagem 1: Coccídeos. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40x



Imagem 2: Oocisto de *Eimeria* sp. não esporulada. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40x

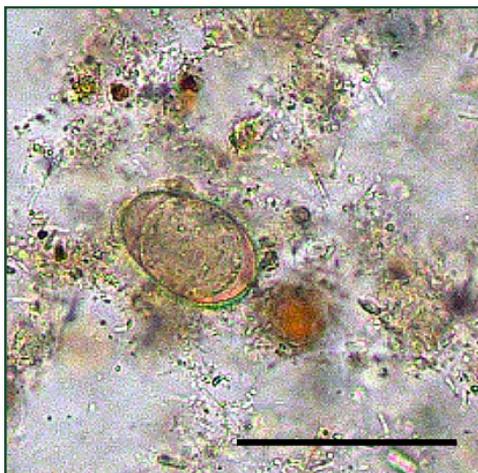


Imagem 3: Coccídeos. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40x

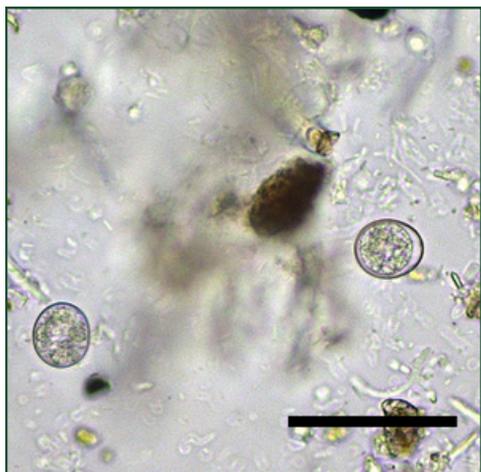
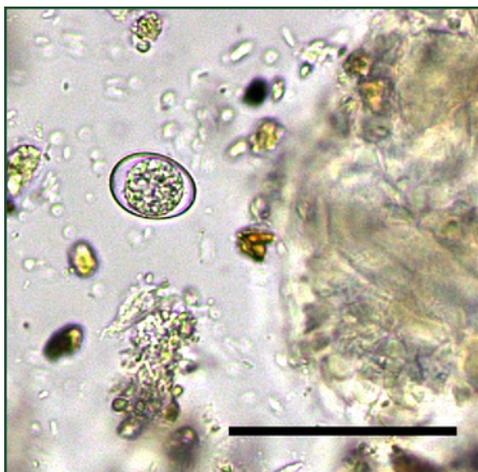


Imagem 4: Oocisto de *Eimeria* sp. não esporulada. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40x



5.2 Protozoários

Imagem 5: Oocisto de *Eimeria* sp. não esporulada. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40×



Imagem 6: Cisto de *Entamoeba* sp. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40×



Imagem 7: Coccídeo. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40×



Imagem 8: Coccídeo. Hospedeiro: *Gallus gallus*. Barra de escala: 50µm. Objetiva: 40×



5.3 Artefatos

Imagem 9: Célula vegetal.
Barra de escala: 50µm.



Imagem 10: Fungo e levedura.
Barra de escala: 50µm.

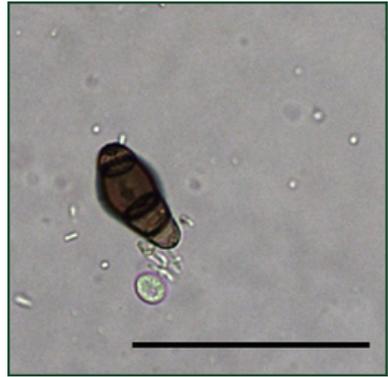


Imagem 11: Grão de polén.
Barra de escala: 50µm.



Imagem 12: Cristais de ácido úrico.
Barra de escala: 50µm.



Imagem 13: Esporo. Barra de escala: 50µm.

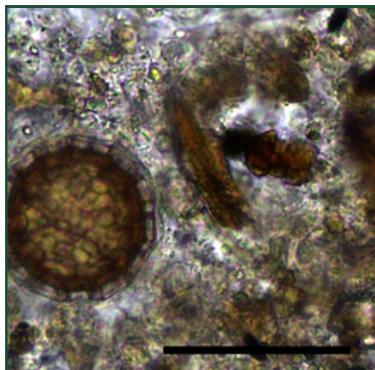


Imagem 14: Fibra vegetal.
Barra de escala: 50µm.



5.3 Artefatos

Imagem 15: Fibra vegetal.
Barra de escala: 50 μ m.



Imagem 16: Grão de polén.
Barra de escala: 50 μ m.



Imagem 17: Grão de polén.
Barra de escala: 50 μ m.



Imagem 18: Grão de polén.
Barra de escala: 50 μ m.



Imagem 19: Grão de polén.
Barra de escala: 50 μ m.



Imagem 20: Semente. Barra de escala: 50 μ m.



5.3 Artefatos

Imagem 21: Grão de polén. Barra de escala: 50µm.



Imagem 22: Fungo. Barra de escala: 50µm.

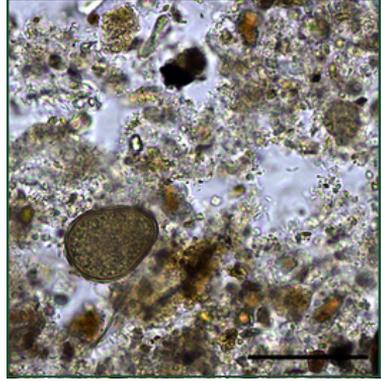


Imagem 23: Vegetal. Barra de escala: 50µm.



Imagem 24: Levedura. Barra de escala: 50µm.



Imagem 25: Vegetal. Barra de escala: 50µm.



Imagem 26: Semente. Barra de escala: 50µm.



Considerações

A verminose em aves domésticas continua sendo um grande desafio em todos os sistemas de criação. As aves *Gallus gallus domesticus* e *Cairina moschata* possuem hábitos alimentares distintos e, quando criadas livres, têm acesso a diversos ambientes, como é o caso na Ilha de Marajó, onde circulam por áreas alagadas, várzeas, igarapés e praias, em busca de alimentos e reprodução.

Desta forma, há a possibilidade de propagação de helmintos parasitos, pois o ambiente propicia a participação de hospedeiros intermediários que fazem parte de ciclo biológico de determinadas espécies de endoparasitos encontrados nessas aves. Outrora, os sinais clínicos sugestivos das parasitoses intestinais evidenciam: fraqueza, anemia, perda de apetite, diarreia e emagrecimento.

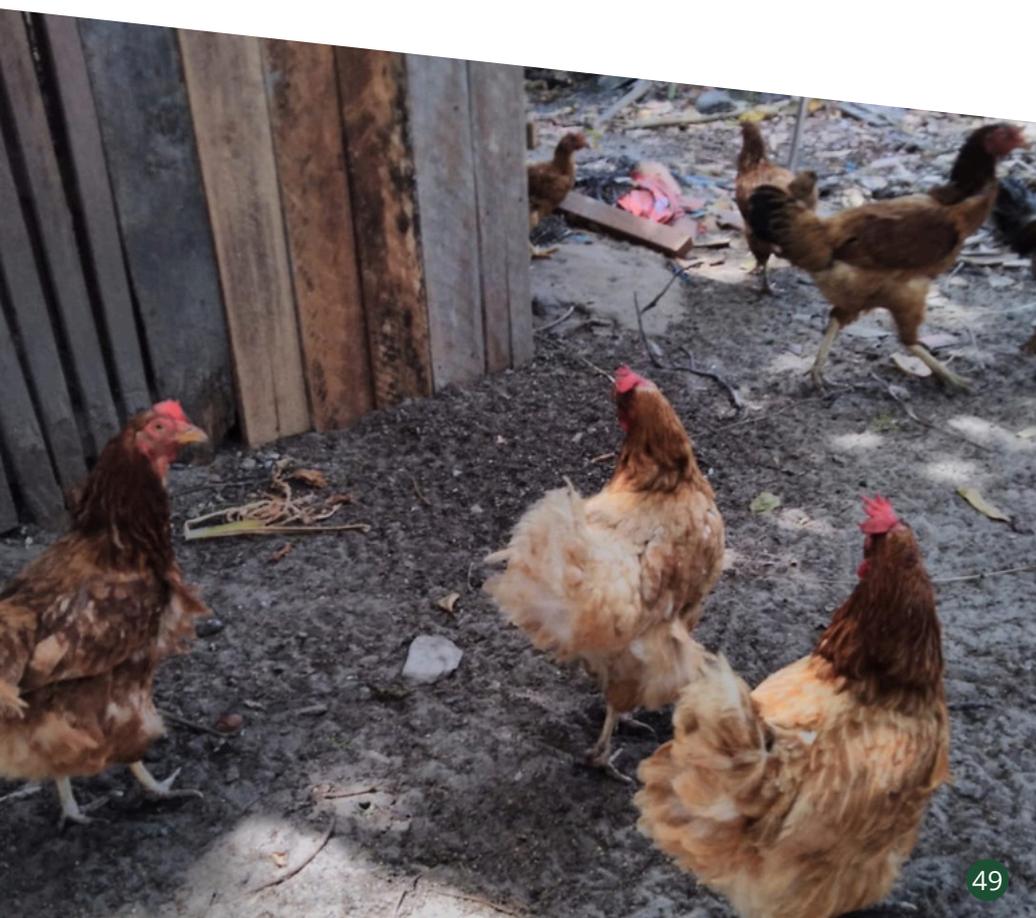
Por isso, a necessidade de identificação dos ovos/cistos/oocistos em exame simples e baratos como os exames coproparasitológicos utilizados neste estudo.



Considerações

Fato esse que possui grande importância para a medicina veterinária, zootecnia e principalmente nos aspectos da saúde pública e segurança alimentar, já que essas aves podem albergar parasitos com potencial zoonótico.

Além do mais, é válido ressaltar a escassez de informações técnicas e até de suporte/apoio nesses tipos de investigação, onde pela falta de robustez pode gerar diagnósticos errôneos ou ainda que superficiais, comprometendo assim o tratamento dos animais e conseqüentemente expondo tanto criadores quanto os consumidores a riscos em potencial.



Referências

- Back, A. **Manual de doenças das aves**. Capítulo 4 – Doenças Parasitárias, Coccidiose – 70, página 269. 3ª Edição, Editora Integração. 2019.
- Carvalho, E. L. D. (2020). **Helmintofauna de *Cairina moschata domestica* (Anseriforme: Anatidae) na Ilha de Marajó, Pará**. 69f. Dissertação (Mestrado em Saúde e Produção Animal na Amazônia). Universidade Federal Rural da Amazônia, Belém, Pará.
- Carvalho, E.L., Santana, R.L.S., Benigno, R.N.M. *et al.* (2021). Diversity of endohelminths parasitizing bred Muscovy ducks *Cairina moschata domestica* (Anseriformes: Anatidae) from the eastern Brazilian Amazon. **Journal of Parasitic Disease** v. 45, p. 1114–1122. <https://doi.org/10.1007/s12639-021-01403-z>
- Carvalho, E.L., Santana, R.L.S., Mangas, T.P., Giese, E.G. (2024). Diversity of helminths parasitizing *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789) in the Brazilian Amazon. **Brazilian Journal of Veterinary Parasitology**, v. 33, n. 4, p. e011824. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612024057>
- Feitosa, L. M. C.; Pinto, P. W. C.; DA Silva; *et al.* (2021). Helminthoses em aves (*Gallus gallus*) sob diferentes sistemas de produção. **Revista Brasileira Multidisciplinar**, v. 24, n. 3, p. 244-253 2021. <https://revistarebram.com/index.php/revistauniara/article/view/1284>
- Kayser, M. **Exame Parasitológico de Fezes**. Instituto Federal de Santa Catarina. Disponível em: <https://docente.ifsc.edu.br/melissa.kayser/MaterialDidatico/Microbiologia/Exame%20Parasitol%C3%B3gico%20de%20Fezes.pdf>. Acesso em: 08 mar 2025.
- Lima, L. M.; Santos, J. I.; Franz, H. C. F. **Exame Parasitológico de Fezes**. 2005-2025. Disponível em: <https://www.embrapa.br/agencia-de-informacao-tecnologica/criacoes/frango-de-corte/producao/sanidade/biosseguridade/parasitas>. Acesso em: 08 mar 2025.
- Macedo, H. W. **Exame Parasitológico de fezes (EPF)**. Universidade Federal Fluminense Niterói / Rio de Janeiro, 2010.
- Mattos, M. J. T. (2021). **E. Book Manual de diagnóstico laboratorial das helmintoses dos animais domésticos e silvestres**. Porto Alegre: UFRGS.
- Nakamura, A. A., & Meireles, M. V. (2015). *Cryptosporidium* infections in birds-a review. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 24, n. 3, p. 253-267.
- Santos, P. M. S. *et al.* (2015). Parasitos de aves e mamíferos silvestres em cativeiro no estado de Pernambuco. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 35, n. 9, p. 788-794. <https://doi.org/10.1590/S0100-736X2015000900004>
- Sobral, F. E. S.; Araújo, P.; Freitas, F. I. S.; *et al.* (2011). Extratos aquosos de *Operculina hamiltonii*, G. Don, DF Austin & Staples, 1983, e *Cucurbita pepo* L. sobre ovos e larvas de helmintos em *Gallus domesticus*. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**, v. 6, n. 1, 46.
- Vilela, D. A. R. **Diagnóstico da avifauna encaminhada para os centros de triagem de animais silvestres (CETAS) do Brasil e ocorrência de clamidiose aviária no CETAS de Belo Horizonte, MG**. 2012. 154f. Tese (Doutorado em Ciência Animal). Escola de Veterinária, Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte.
- Wilbert, C. A. **Parasitas**. [online], 2021. Disponível em: <https://www.embrapa.br/agencia-de-informacao-tecnologica/criacoes/frango-de-corte/producao/sanidade/biosseguridade/parasitas>. Acesso em: 04 mar 2025.

Sobre os autores

Os autores dessa coletânea são alunos de Iniciação Científica, Doutorado e Pesquisadores do Laboratório de Histologia e Embriologia Animal do Instituto de Saúde e Produção Animal da Universidade Federal Rural da Amazônia (LHEA/ISPA/UFRA).



Elaine Lopes de Carvalho

Bacharela em Medicina Veterinária e Especializada em Clínica Cirúrgica de Animais de Companhia pela Universidade Federal Rural da Amazônia (UFRA). Mestre e doutora pelo Programa de Pós-Graduação em Saúde e Produção Animal na Amazônia da Universidade Federal Rural da Amazônia (PPG-SPAA/UFRA). Membro do Colégio Brasileiro de Parasitologia Veterinária (CBPV) e da Associação de Proteção Ambiental Veterinários da Amazônia (ASPAVA).



Ricardo Luis Sousa Santana

Bacharel em Medicina Veterinária pela Universidade Federal Rural da Amazônia (UFRA). Mestre pelo Programa de Pós-Graduação em Saúde e Produção Animal na Amazônia da Universidade Federal Rural da Amazônia (PPG-SPAA/UFRA). Membro da Associação de Proteção Ambiental Veterinários da Amazônia (ASPAVA).



Lucas Araújo Ferreira

Bacharel em Biomedicina e Especialista em Hematologia Clínica com Ênfase em Citologia Hematológica pelo Centro Universitário FIBRA (FIBRA). Mestre pelo Programa de Pós-Graduação em Biologia de Agentes Infecciosos e Parasitários pela Universidade Federal do Pará (PPG-BAIP/UFPA). Doutorando pelo Programa de Pós-Graduação em Saúde e Produção Animal na Amazônia da Universidade Federal Rural da Amazônia (PPG-SPAA/UFRA). Membro da Rede Paraense de Parasitologia (RPP), da Sociedade Brasileira de Parasitologia (SBP) e da Sociedad Latinoamericana de Acarologia (SLA).



Flávia Cristina Matos Oliveira

Bacharela em Biomedicina pela Universidade Federal do Pará (UFPA). Especialização em Citologia Hematológica pela Universidade Federal do Pará (UFPA). Mestre em Biologia de Agentes Infecciosos e Parasitários pela Universidade Federal do Pará (UFPA). Doutora em Saúde Animal na Amazônia pela Universidade Federal Rural da Amazônia (UFRA).

Sobre os autores

Os autores dessa coletânea são alunos de Iniciação Científica, Doutorado e Pesquisadores do Laboratório de Histologia e Embriologia Animal do Instituto de Saúde e Produção Animal da Universidade Federal Rural da Amazônia (LHEA/ISPA/UFRA).



Jordana Costa de Paiva

Graduanda de Medicina Veterinária pela Universidade Federal Rural da Amazônia (UFRA). Aluna bolsista de Iniciação científica Fundação Amazônia de Amparo a Estudos e Pesquisas na Universidade Federal Rural da Amazônia (FAPESPA/UFRA).



Luís Eduardo Seabra de Freitas

Graduando de Medicina Veterinária pela Universidade Federal Rural da Amazônia (UFRA). Aluno do Programa Institucional Voluntário de Iniciação Científica na Universidade Federal Rural da Amazônia (PIVIC/UFRA).



Elane Guerreiro Giese

Bacharela em Medicina Veterinária pela Universidade Federal Rural da Amazônia (UFRA). Mestre em Zoologia pelo Museu Paraense Emílio Goeldi (PPG-MPEG). Doutora pelo Programa de Pós-Graduação em Biologia de Agentes Infecciosos e Parasitários pela Universidade Federal do Pará (PPG-BAIP/UFPA). Coordenadora do Laboratório de Histologia e Embriologia Animal (LHEA) e do Laboratório de Microscopia Eletrônica de Varredura (MEV) da Universidade Federal Rural da Amazônia (UFRA). Membro do Colégio Brasileiro de Parasitologia Veterinária (CBPV).