

A Produção do Conhecimento na Medicina Veterinária 2

Alécio Matos Pereira
Rafael Carvalho Cardoso
Sara Silva Reis
(Organizadores)

Atena
Editora

Ano 2020

A Produção do Conhecimento na Medicina Veterinária 2

Alécio Matos Pereira
Rafael Carvalho Cardoso
Sara Silva Reis
(Organizadores)

Atena
Editora

Ano 2020

2020 by Atena Editora

Copyright © Atena Editora

Copyright do Texto © 2020 Os autores

Copyright da Edição © 2020 Atena Editora

Editora Chefe: Profª Drª Antonella Carvalho de Oliveira

Diagramação: Geraldo Alves

Edição de Arte: Lorena Prestes

Revisão: Os Autores



Todo o conteúdo deste livro está licenciado sob uma Licença de Atribuição *Creative Commons*. Atribuição 4.0 Internacional (CC BY 4.0).

O conteúdo dos artigos e seus dados em sua forma, correção e confiabilidade são de responsabilidade exclusiva dos autores. Permitido o download da obra e o compartilhamento desde que sejam atribuídos créditos aos autores, mas sem a possibilidade de alterá-la de nenhuma forma ou utilizá-la para fins comerciais.

Conselho Editorial

Ciências Humanas e Sociais Aplicadas

Profª Drª Adriana Demite Stephani – Universidade Federal do Tocantins

Prof. Dr. Álvaro Augusto de Borba Barreto – Universidade Federal de Pelotas

Prof. Dr. Alexandre Jose Schumacher – Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia de Mato Grosso

Prof. Dr. Antonio Carlos Frasson – Universidade Tecnológica Federal do Paraná

Prof. Dr. Antonio Gasparetto Júnior – Instituto Federal do Sudeste de Minas Gerais

Prof. Dr. Antonio Isidro-Filho – Universidade de Brasília

Prof. Dr. Carlos Antonio de Souza Moraes – Universidade Federal Fluminense

Prof. Dr. Constantino Ribeiro de Oliveira Junior – Universidade Estadual de Ponta Grossa

Profª Drª Cristina Gaio – Universidade de Lisboa

Profª Drª Denise Rocha – Universidade Federal do Ceará

Prof. Dr. Deyvison de Lima Oliveira – Universidade Federal de Rondônia

Prof. Dr. Edvaldo Antunes de Farias – Universidade Estácio de Sá

Prof. Dr. Eloi Martins Senhora – Universidade Federal de Roraima

Prof. Dr. Fabiano Tadeu Grazioli – Universidade Regional Integrada do Alto Uruguai e das Missões

Prof. Dr. Gilmei Fleck – Universidade Estadual do Oeste do Paraná

Profª Drª Ivone Goulart Lopes – Istituto Internazionale delle Figlie di Maria Ausiliatrice

Prof. Dr. Julio Candido de Meirelles Junior – Universidade Federal Fluminense

Profª Drª Keyla Christina Almeida Portela – Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia de Mato Grosso

Profª Drª Lina Maria Gonçalves – Universidade Federal do Tocantins

Profª Drª Natiéli Piovesan – Instituto Federal do Rio Grande do Norte

Prof. Dr. Marcelo Pereira da Silva – Universidade Federal do Maranhão

Profª Drª Miranilde Oliveira Neves – Instituto de Educação, Ciência e Tecnologia do Pará

Profª Drª Paola Andressa Scortegagna – Universidade Estadual de Ponta Grossa

Profª Drª Rita de Cássia da Silva Oliveira – Universidade Estadual de Ponta Grossa

Profª Drª Sandra Regina Gardacho Pietrobon – Universidade Estadual do Centro-Oeste

Profª Drª Sheila Marta Carregosa Rocha – Universidade do Estado da Bahia

Prof. Dr. Rui Maia Diamantino – Universidade Salvador

Prof. Dr. Urandi João Rodrigues Junior – Universidade Federal do Oeste do Pará

Profª Drª Vanessa Bordin Viera – Universidade Federal de Campina Grande

Prof. Dr. William Cleber Domingues Silva – Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro

Prof. Dr. Willian Douglas Guilherme – Universidade Federal do Tocantins

Ciências Agrárias e Multidisciplinar

Prof. Dr. Alexandre Igor Azevedo Pereira – Instituto Federal Goiano

Prof. Dr. Antonio Pasqualetto – Pontifícia Universidade Católica de Goiás

Profª Drª Daiane Garabeli Trojan – Universidade Norte do Paraná

Profª Drª Diocléa Almeida Seabra Silva – Universidade Federal Rural da Amazônia
Prof. Dr. Écio Souza Diniz – Universidade Federal de Viçosa
Prof. Dr. Fábio Steiner – Universidade Estadual de Mato Grosso do Sul
Prof. Dr. Fágner Cavalcante Patrocínio dos Santos – Universidade Federal do Ceará
Profª Drª Girlene Santos de Souza – Universidade Federal do Recôncavo da Bahia
Prof. Dr. Júlio César Ribeiro – Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro
Profª Drª Lina Raquel Santos Araújo – Universidade Estadual do Ceará
Prof. Dr. Pedro Manuel Villa – Universidade Federal de Viçosa
Profª Drª Raissa Rachel Salustriano da Silva Matos – Universidade Federal do Maranhão
Prof. Dr. Ronilson Freitas de Souza – Universidade do Estado do Pará
Profª Drª Talita de Santos Matos – Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro
Prof. Dr. Tiago da Silva Teófilo – Universidade Federal Rural do Semi-Árido
Prof. Dr. Valdemar Antonio Paffaro Junior – Universidade Federal de Alfenas

Ciências Biológicas e da Saúde

Prof. Dr. André Ribeiro da Silva – Universidade de Brasília
Profª Drª Anelise Levay Murari – Universidade Federal de Pelotas
Prof. Dr. Benedito Rodrigues da Silva Neto – Universidade Federal de Goiás
Prof. Dr. Edson da Silva – Universidade Federal dos Vales do Jequitinhonha e Mucuri
Profª Drª Eleuza Rodrigues Machado – Faculdade Anhanguera de Brasília
Profª Drª Elane Schwinden Prudêncio – Universidade Federal de Santa Catarina
Prof. Dr. Ferlando Lima Santos – Universidade Federal do Recôncavo da Bahia
Prof. Dr. Gianfábio Pimentel Franco – Universidade Federal de Santa Maria
Prof. Dr. Igor Luiz Vieira de Lima Santos – Universidade Federal de Campina Grande
Prof. Dr. José Max Barbosa de Oliveira Junior – Universidade Federal do Oeste do Pará
Profª Drª Magnólia de Araújo Campos – Universidade Federal de Campina Grande
Profª Drª Mylena Andréa Oliveira Torres – Universidade Ceuma
Profª Drª Natiéli Piovesan – Instituto Federaci do Rio Grande do Norte
Prof. Dr. Paulo Inada – Universidade Estadual de Maringá
Profª Drª Vanessa Lima Gonçalves – Universidade Estadual de Ponta Grossa
Profª Drª Vanessa Bordin Viera – Universidade Federal de Campina Grande

Ciências Exatas e da Terra e Engenharias

Prof. Dr. Adélio Alcino Sampaio Castro Machado – Universidade do Porto
Prof. Dr. Alexandre Leite dos Santos Silva – Universidade Federal do Piauí
Prof. Dr. Carlos Eduardo Sanches de Andrade – Universidade Federal de Goiás
Profª Drª Carmen Lúcia Voigt – Universidade Norte do Paraná
Prof. Dr. Eloi Rufato Junior – Universidade Tecnológica Federal do Paraná
Prof. Dr. Fabrício Menezes Ramos – Instituto Federal do Pará
Prof. Dr. Juliano Carlo Rufino de Freitas – Universidade Federal de Campina Grande
Prof. Dr. Marcelo Marques – Universidade Estadual de Maringá
Profª Drª Neiva Maria de Almeida – Universidade Federal da Paraíba
Profª Drª Natiéli Piovesan – Instituto Federal do Rio Grande do Norte
Prof. Dr. Takeshy Tachizawa – Faculdade de Campo Limpo Paulista

Conselho Técnico Científico

Prof. Msc. Abrãao Carvalho Nogueira – Universidade Federal do Espírito Santo
Prof. Msc. Adalberto Zorzo – Centro Estadual de Educação Tecnológica Paula Souza
Prof. Dr. Adailson Wagner Sousa de Vasconcelos – Ordem dos Advogados do Brasil/Seccional Paraíba
Prof. Msc. André Flávio Gonçalves Silva – Universidade Federal do Maranhão
Profª Drª Andreza Lopes – Instituto de Pesquisa e Desenvolvimento Acadêmico
Profª Msc. Bianca Camargo Martins – UniCesumar
Prof. Msc. Carlos Antônio dos Santos – Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro
Prof. Msc. Cláudia de Araújo Marques – Faculdade de Música do Espírito Santo
Prof. Msc. Daniel da Silva Miranda – Universidade Federal do Pará
Profª Msc. Dayane de Melo Barros – Universidade Federal de Pernambuco

Prof. Dr. Edwaldo Costa – Marinha do Brasil
Prof. Msc. Eliel Constantino da Silva – Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita
Prof. Msc. Gevair Campos – Instituto Mineiro de Agropecuária
Prof. Msc. Guilherme Renato Gomes – Universidade Norte do Paraná
Prof^a Msc. Jaqueline Oliveira Rezende – Universidade Federal de Uberlândia
Prof. Msc. José Messias Ribeiro Júnior – Instituto Federal de Educação Tecnológica de Pernambuco
Prof. Msc. Leonardo Tullio – Universidade Estadual de Ponta Grossa
Prof^a Msc. Lilian Coelho de Freitas – Instituto Federal do Pará
Prof^a Msc. Liliani Aparecida Sereno Fontes de Medeiros – Consórcio CEDERJ
Prof^a Dr^a Lívia do Carmo Silva – Universidade Federal de Goiás
Prof. Msc. Luis Henrique Almeida Castro – Universidade Federal da Grande Dourados
Prof. Msc. Luan Vinicius Bernardelli – Universidade Estadual de Maringá
Prof. Msc. Rafael Henrique Silva – Hospital Universitário da Universidade Federal da Grande Dourados
Prof^a Msc. Renata Luciane Polsaque Young Blood – UniSecal
Prof^a Msc. Solange Aparecida de Souza Monteiro – Instituto Federal de São Paulo
Prof. Dr. Welleson Feitosa Gazel – Universidade Paulista

**Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
(eDOC BRASIL, Belo Horizonte/MG)**

P964 A produção do conhecimento na medicina veterinária 2 [recurso eletrônico] / Organizadores Alécio Matos Pereira, Rafael Carvalho Cardoso, Sara Silva Reis. – Ponta Grossa, PR: Atena Editora, 2020.

Formato: PDF

Requisitos de sistema: Adobe Acrobat Reader.

Modo de acesso: World Wide Web.

Inclui bibliografia

ISBN 978-85-7247-960-8

DOI 10.22533/at.ed.608202301

1. Medicina veterinária – Pesquisa – Brasil. I. Pereira, Alécio Matos. II. Cardoso, Rafael Carvalho. III. Reis, Sara Silva.

CDD 636.089

Elaborado por Maurício Amormino Júnior – CRB6/2422

Atena Editora
Ponta Grossa – Paraná - Brasil
www.atenaeditora.com.br
contato@atenaeditora.com.br

APRESENTAÇÃO

A obra “A Produção do Conhecimento na Medicina Veterinária 2” traz diversos assuntos na área de ciência animal com capítulos sobre a anatomia, clínica e parasitologia, mas especificamente trazendo informações nas áreas de termorregulação e a qualidade espermática, efeito no nível de cortisol sanguíneo, epidemiológicos da dermatofitose canina carcinoma mamário cadela, estudo goniométrico de cães, análise coproparasitológica em aves silvestres, perícia e bem estar animal.

Os autores da presente obra são professores com doutorado e estudantes da área animal, que conduzem as temáticas de forma singular, clara e objetiva, trazendo para o leitor uma visão ampla sobre tais temas. Fazendo deste livro um material indicado para os profissionais que buscam aprofundar-se nesses conhecimentos, por ser uma fonte confiável, para consultar e estudar.

Esse e-book vem suprir uma lacuna sobre áreas importantes para formação do profissional, pois traz assuntos muito importantes na formação do profissional da clínica animal. Como um apaixonado por conhecimento e organizador desse livro, rendo minha homenagem aos esforços de cada autor aqui presente que nos brinda com conhecimentos atualizados e fonte segura e disponível para qualquer pessoa que deseje entender mais sobre a ciência animal.

Alécio Matos Pereira
Rafael Carvalho Cardoso
Sara Silva Reis

SUMÁRIO

CAPÍTULO 1	1
ANATOMIA TESTICULAR EM TOUROS E SUA RELAÇÃO COM A TERMORREGUÇÃO E A QUALIDADE ESPERMÁTICA	
Henrique Trevizoli Ferraz Dyomar Toledo Lopes Marco Antônio de Oliveira Viu Marcos Silva Moraes Klaus Casaro Saturnino Dirceu Guilherme de Souza Ramos Edson Moreira Borges	
DOI 10.22533/at.ed.6082023011	
CAPÍTULO 2	11
ANESTESIA LOCAL E/OU ANALGESIA NA RESPOSTA DOLOROSA INDUZIDA PELA CASTRAÇÃO DE LEITÕES: EFEITO NO NÍVEL DE CORTISOL SANGUÍNEO	
Débora Cristina Peretti Thaísa Estevão Costa Oliveira Liza Ogawa Emília de Paiva Porto Marcos Augusto Alves da Silva	
DOI 10.22533/at.ed.6082023012	
CAPÍTULO 3	19
ASPECTOS CLÍNICOS E EPIDEMIOLÓGICOS DA DERMATOFITOSE CANINA EM CAMPO GRANDE/MS	
Fernanda Soares da Silva Gabriel Utida Eguchi Carlos Alberto do Nascimento Ramos Veronica Jorge Babo-Terra	
DOI 10.22533/at.ed.6082023013	
CAPÍTULO 4	28
CARCINOMA MAMÁRIO DUCTAL E FIBROMA PENDULAR EM UMA CADELA: RELATO DE CASO	
Israel de Sousa Sá Laíze Falcão de Almeida Sávio Matheus Reis de Carvalho Caíke Pinho de Sousa Gabrielle da Silva Miranda Wenderson Rodrigues de Amorim Dayanne Anunciação Silva Dantas Lima Wagner Costa Lima Manoel Lopes da Silva Filho Nair Silva Cavalcanti de Lira Francisco Lima Silva Antônio Augusto Nascimento Machado Júnior	
DOI 10.22533/at.ed.6082023014	

CAPÍTULO 5	41
ESTUDO GONIOMÉTRICO DE CÃES SEM RAÇA DEFINIDA DE PEQUENO PORTE	
Marina Cartagena Machado	
Anderson Vieira de Jesus	
Luci Ana Fernandes Martins	
Elisângela Barboza da Silva	
DOI 10.22533/at.ed.6082023015	
CAPÍTULO 6	53
HELMINTOLOGIA E IMPORTÂNCIA DA ANÁLISE COPROPARASITOLÓGICA EM AVES SILVESTRES: REVISÃO	
Yuri Jorge Ornelas Melo	
Henrique Trevizoli Ferraz	
Dirceu Guilherme de Souza Ramos	
Klaus Casaro Saturnino	
Dyomar Toledo Lopes	
Cássio Aparecido Pereira Fontana	
DOI 10.22533/at.ed.6082023016	
CAPÍTULO 7	71
PERÍCIA E BEM ESTAR ANIMAL NOS CRIMES DE MAUS TRATOS	
Roberto Carlos Nunes Ribeiro	
Deriane Elias Gomes	
Thalita Masoti Blankenheim	
DOI 10.22533/at.ed.6082023017	
CAPÍTULO 8	82
QUALIDADE PARASITOLÓGICA DE SUSHI E SASHIMIS COMERCIALIZADOS EM RESTAURANTES ESPECIALIZADOS EM CULINÁRIA JAPONESA EM TERESINA, PIAUÍ, BRASIL	
Marcielly Batista da Silva	
Juliane Nunes Pereira Costa	
Iuliana Marjory Martins Ribeiro	
Fernanda Samara Barbosa Rocha	
Laylson da Silva Borges	
Joilson Ferreira Batista	
Ivete Lopes de Mendonça	
DOI 10.22533/at.ed.6082023018	
SOBRE OS ORGANIZADORES.....	90
ÍNDICE REMISSIVO	91

HELMINTOLOGIA E IMPORTÂNCIA DA ANÁLISE COPROPARASITOLÓGICA EM AVES SILVESTRES: REVISÃO

Data de aceite: 17/01/2020

Data de submissão: 05/11/2019

Yuri Jorge Ornelas Melo

Médico Veterinário Autônomo
Goiânia, Goiás

<http://lattes.cnpq.br/6167949165306625>

Henrique Trevizoli Ferraz

Universidade Federal de Jataí, Docente do Curso
de Medicina Veterinária
Jataí - Goiás

<http://lattes.cnpq.br/0004478222475085>

Dirceu Guilherme de Souza Ramos

Universidade Federal de Jataí, Docente do Curso
de Medicina Veterinária
Jataí - Goiás

<http://lattes.cnpq.br/8459938386121997>

Klaus Casaro Saturnino

Universidade Federal de Jataí, Docente do Curso
de Medicina Veterinária
Jataí - Goiás

<http://lattes.cnpq.br/6894735942112278>

Dyomar Toledo Lopes

Universidade Federal de Jataí, Docente do Curso
de Medicina Veterinária
Jataí - Goiás

<http://lattes.cnpq.br/3243593904027807>

Cássio Aparecido Pereira Fontana

Universidade Federal de Jataí, Docente do Curso
de Medicina Veterinária
Jataí - Goiás

<http://lattes.cnpq.br/8026175001976877>

RESUMO: Os helmintos são comumente relatados em infecções de aves silvestres. Estas, geralmente, não desencadeiam quadros clínicos, mas podem ter curso fatal em alguns casos. A mortalidade depende de fatores como estresse em cativeiro, ambiente inadequado e contato com hospedeiros intermediários. Os ovos dos endoparasitas são eliminados junto às fezes das aves hospedeiras. O diagnóstico das infecções é feito por análises coproparasitológicas. Técnicas laboratoriais de microscopia direta, flutuação e sedimentação espontânea do material fecal são utilizadas para a detecção dos ovos. Por possuírem diferenças morfológicas no tamanho, espessura e formato, os ovos possibilitam a identificação dos helmintos parasitas de aves silvestres. Medidas de prevenção e controle envolvem desinfecção ambiental e garantia da imunocompetência das aves. O tratamento deve ser determinado de acordo com os resultados das análises coproparasitológicas, que devem ser repetidas com certa frequência.

PALAVRAS-CHAVE: Avifauna, controle, diagnóstico, parasitologia, tratamento.

HELMINTOLOGY AND IMPORTANCE OF COPROPARASITOLOGICAL ANALYSIS IN WILD BIRDS: REVIEW

ABSTRACT: Helminthes are commonly

reported in wild bird infections. These parasitic infections, usually, don't cause clinical signs but may have a fatal course in some cases. Mortality depends on factors such as captive stress, inadequate environment and contact with intermediate hosts. The endoparasites eggs pass out of the avian host with the feces. The diagnosis of the infections is done through coproparasitological analysis. Laboratory techniques such as direct microscopy, flotation and spontaneous sedimentation of fecal material are used for the detection of the eggs. Due to the morphological differences in size, thickness and shape, the eggs enable the identification of the parasites. Prevention and control measures involve environmental disinfection, ensuring the immunocompetence of the birds and avoiding enclosures with different species of wild birds. The treatment must be determined according to the results of the coproparasitological analysis, which must be periodically repeated.

KEYWORDS: Birdlife, control, diagnosis, parasitology, treatment.

1 | INTRODUÇÃO

Os helmintos são endoparasitas comumente relatados em aves silvestres, sendo prejudiciais especialmente para aves cativas (SNAK et al. 2014). Eles acometem, na maioria dos casos, o trato gastrointestinal das aves, liberando ovos junto às fezes dos hospedeiros (BOWMAN, 2014).

Os quadros clínicos gerados pelas diversas espécies de helmintos das aves variam, desde assintomáticos a quadros envolvendo diarreia e prostração (LIMA et al., 2017; PEREZ-GOMEZ et al., 2018). Casos graves são mais frequentes em aves cativas mantidas em zoológicos e criadouros, devido à higiene inadequada, área restrita e contato com animais de vida livre (SNAK et al. 2014). A morbidade e a mortalidade das populações de aves infectadas dependem de fatores relacionados à condição imune do hospedeiro, espécie do parasita e condições sanitárias do ambiente (SANTOS et al., 2015; AYRES et al., 2016).

Como os sinais clínicos são inespecíficos e, muitas vezes, não estão presentes, o diagnóstico das infecções por helmintos é feito a partir de análises coproparasitológicas, que devem ser mantidas atualizadas. Algumas das técnicas mais utilizadas nas análises do material fecal das aves são a microscopia direta e as técnicas de sedimentação e flutuação (SNAK et al. 2014; TAYLOR et al., 2016). Essas permitem identificar os ovos dos helmintos, devido à morfologia variada que apresentam, como diferentes tamanhos, espessura da casca e formato (BOWMAN, 2014).

Dessa forma, é possível determinar o protocolo terapêutico mais eficiente a ser utilizado no tratamento. O controle e a prevenção das infecções por helmintos são feitos através da desinfecção do ambiente e evitando-se que as aves tenham contato com os hospedeiros intermediários (CUBAS et al., 2014). Objetivou-se com o

presente trabalho apresentar as características morfológicas dos ovos dos principais gêneros de helmintos parasitas de aves silvestres, importantes para identificação do parasitismo, além dos procedimentos diagnósticos, de controle e tratamento relatados pela literatura consultada.

2 | CARACTERIZAÇÃO DOS HELMINTOS

Os helmintos são animais eucariotos de vida livre ou parasitária. Os de vida parasitária são endoparasitas encontrados em plantas, aves, répteis, peixes, anfíbios e mamíferos, incluindo seres humanos. Esses possuem adaptações em seus sistemas para garantir a sobrevivência no organismo do hospedeiro (SCHMIDT et al., 2015; TORTORA et al., 2017).

Aqueles de maior importância para a medicina veterinária são divididos em dois filos: Nematelminthes e Platyhelminthes (TAYLOR et al., 2016). Dentro destes, as classes de maior relevância no parasitismo de aves são: Nematoda, também conhecidos como nematódeos (filo Nematelminthes), Trematoda e Cestoda, chamados, respectivamente, de trematódeos e cestódeos (ambas pertencentes ao filo Platyhelminthes) (BOWMAN, 2014).

2.1 Filo Nematelminthes

Dentro do filo Nematelminthes, a classe Nematoda contém a maior quantidade de parasitas de animais homeotérmicos. Esses parasitas são chamados de “vermes redondos” por apresentarem o corpo cilíndrico, alongado e não segmentado (BAKER, 2007). Possuem simetria bilateral e são revestidos por um envoltório incolor chamado cutícula, que contém glicoproteínas envolvidas na interação parasita-hospedeiro (URQUHART et al., 1998).

A maioria dos nematódeos é ovípara. Normalmente são dióicos, com dimorfismo sexual, sendo as fêmeas maiores que os machos (BAKER, 2007). Existem ainda espécies hermafroditas e outras partenogênicas. Os adultos podem variar de menos de 0,5 mm a 10,0 m (ROBERTS et al., 2013).

O sistema digestório desses parasitas é completo e tubular. Apresentam esôfago de formato variado e boca, localizada na porção anterior, que se abre em um orifício contendo até três lábios ou na chamada cápsula bucal, com dentes capazes de se alimentar da mucosa intestinal do hospedeiro (TAYLOR et al., 2016).

O sistema reprodutor masculino é composto por um testículo e ducto deferente. As espículas copulatórias conduzem o esperma para o útero da fêmea enquanto a bolsa copulatória a envolve durante a cópula (BOWMAN 2014; TORTORA et al., 2017).

O sistema reprodutor da fêmea consiste em um tubo filamentosos, contendo

ovário(s), oviduto, útero e vagina, terminando na vulva. Entre o fim do útero e o início da vagina algumas espécies apresentam um órgão muscular denominado ovojetor, responsável pela postura dos ovos, geralmente eliminados junto às fezes do hospedeiro (BAKER, 2007; TAYLOR et al., 2016).

O ciclo de vida pode incluir a participação de hospedeiro intermediário (ciclo indireto) ou não (ciclo direto). Os hospedeiros intermediários, geralmente, são insetos ou minhocas. Frequentemente ocorre desenvolvimento do parasita antes da infecção do hospedeiro definitivo, no bolo fecal, onde os ovos são excretados, ou no hospedeiro intermediário (URQUHART et al., 1998).

Durante o ciclo evolutivo, os parasitas nematódeos realizam quatro mudas, passando por cinco estádios larvais (L1, L2, L3, L4 e L5), sendo a última o adulto imaturo (BOWMAN, 2014). A infecção dos hospedeiros definitivos a partir do ciclo direto ocorre, na maioria das vezes, pela L3. Isso se dá por ingestão da larva de vida livre ou por penetração ativa da larva na pele, podendo ainda ocorrer a ingestão do ovo contendo a L3 (TAYLOR et al., 2016). Nos ciclos evolutivos indiretos, as duas primeiras mudas ocorrem no hospedeiro intermediário. Sendo assim, a infecção do hospedeiro definitivo ocorre após ingestão dos insetos e minhocas ou por inoculação da L3 quando se tem um inseto hematófago como hospedeiro intermediário (BOWMAN, 2014).

No caso dos parasitas gastrointestinais, o desenvolvimento no hospedeiro definitivo ocorre inteiramente no lúmen intestinal ou com pequeno movimento na mucosa (URQUHART et al., 1998). Os ovos dos nematódeos variam no tamanho, formato e espessura da casca, que são fatores importantes para o diagnóstico das infecções parasitárias a partir da análise das fezes do hospedeiro (JACOBS et al., 2016). O formato dos ovos é determinado pelo útero, sendo que células deste órgão atuam secretando conteúdo adicional para a formação das cascas (ROBERTS et al., 2013).

Normalmente, os ovos consistem em três camadas. A membrana mais interna é fina e de composição lipídica, sendo impermeável. A camada intermediária é responsável pela rigidez do ovo, tendo composição quitinosa. Em algumas espécies de nematódeos essa camada termina nos chamados opérculos, em uma ou ambas extremidades do ovo. A camada mais externa é proteica e espessa. A espessura da casca parece estar relacionada com a proteção do ovo contra dessecação ambiental (TAYLOR et al., 2016).

Em muitas espécies de nematódeos de mamíferos, répteis e aves os ovos se rompem apenas dentro do hospedeiro, porém eles se mantêm intactos e inativos até que recebam os devidos estímulos, como temperatura, concentração de dióxido de carbono e pH ideais (ROBERTS et al., 2013). Em outros casos a eclosão ocorre no ambiente, sendo controlada por umidade e temperatura. Nas fezes as larvas

encontram microclima ideal, com elevada umidade para seu desenvolvimento, mesmo em ambientes secos (TAYLOR et al., 2016). Alguns helmintos nematódeos, de maior frequência e importância para aves silvestres, pertencem aos gêneros *Ascaridia*, *Heterakis*, *Capillaria*, *Eustrongylides* e *Contraecaecum* (MELO et al., 2013; BARATHIDASAN, 2014; SANTOS et al., 2015; AYRES et al., 2016).

2.1.1 Gênero *Ascaridia* (Classe Nematoda)

Nematódeos do gênero *Ascaridia* acometem praticamente todas as aves, tanto silvestres quanto domésticas. Causam infecções graves e, muitas vezes, fatais em aves mantidas em cativeiro. São vermes compridos (fêmeas podem chegar a 12,0 cm de comprimento), robustos e de coloração branca opaca (BENEZ, 2004; TAYLOR et al., 2016). Os parasitas adultos desse gênero se localizam no lúmen intestinal das aves e as larvas no oviduto, intestino e pulmões. Do oviduto podem migrar para a cloaca e haver inclusão das larvas nos ovos do hospedeiro (ROBERTS et al., 2013).

O ciclo biológico é direto, sendo que gafanhotos e minhocas podem atuar como hospedeiros de transporte. O reservatório da infecção fica no solo, onde estão ovos livres, ou nos hospedeiros transportadores (ATKINSON et al., 2008). Os ovos têm formato oval e apresentam a casca lisa, sendo bastante parecidos com ovos de *Heterakis sp.*, outro gênero de ascarídeo comum em aves (ZAJAC e CONBOY, 2012).

Os ovos se tornam infectantes a partir de três semanas em temperatura ótima. Ambientes quentes e secos podem destruí-los. Os ovos conseguem se manter viáveis por vários meses em condições de alta umidade. Em galinhas o período pré-patente varia de cinco a seis semanas e em pintinhos cerca de oito semanas. Os vermes na fase adulta podem viver, aproximadamente, um ano (TAYLOR et al., 2016).

As espécies desse gênero são frequentemente relatadas em aves cativas da ordem psittaciformes, como araras e periquitos, sendo um dos parasitas mais importantes de papagaios mantidos em cativeiro (HOFSTATTER e GUARALDO, 2015). Segundo Melo et al. (2013), as espécies de *Ascaridia* mais comuns são *A. platyceri* e *A. hermafrodita*. Além disso, esse gênero de helmintos está entre os parasitas mais comumente encontrados em aves columbiformes de criadouros, como pombos e rolas (LIMA et al., 2017).

A espécie *A. brasiliiana* está entre os nematódeos de maior importância clínica para aves tinamiformes, como as perdizes, podendo causar enterite catarral crônica e anemia. Esse gênero de parasitas não é comum em pequenos passeriformes (CUBAS et al., 2014).

2.1.2 Gênero *Heterakis* (Classe Nematoda)

Além de infecções em aves de produção, nematódeos do gênero *Heterakis*

podem ter impacto negativo em aves cativas de zoológicos e aves silvestres de vida livre, sendo amplamente distribuídos pelo mundo, assim como *Ascaridia* spp. (TAYLOR et al., 2016). Pelo menos uma espécie de *Heterakis* já foi relatada em cada continente do mundo, exceto na Antártida, sendo que esse gênero já foi encontrado em 107 espécies de aves silvestres, incluindo diversas brasileiras da ordem tinamiformes. (ATKINSON et al., 2008).

Os adultos chegam até 1,5 cm e parasitam o ceco dos hospedeiros definitivos. Ficam encapsulados em nódulos na mucosa, com acesso ao lúmen, aonde são liberados os ovos. O ciclo de vida é direto. Gafanhotos e moscas domésticas podem servir de vetores mecânicos dos ovos (ROBERTS et al., 2013). Geralmente não são nematódeos patogênicos, porém podem carrear o protozoário *Histomonas meleagridis*. Infecções concomitantes de *Heterakis gallinarum* e *H. meleagridis* podem causar graves ulcerações na mucosa cecal de perus e pavões (ROBERTS et al., 2013; COSTA et al., 2018).

Em temperatura ideal o ovo torna-se infectante em cerca de duas semanas e se mantém viável por vários meses no solo. Minhocas podem atuar como transportadores, onde os ovos não eclodem, ou como hospedeiros paratênicos, situação em que os ovos eclodem nas minhocas, a L3 penetra em seus tecidos e permanece até a ingestão pelo hospedeiro definitivo. A diferenciação dos ovos de *Heterakis* spp. e de *Ascaridia* spp. é difícil, sendo feita principalmente pelo tamanho, uma vez que os ovos de *Heterakis* spp. são menores (TAYLOR et al., 2016). Estes são ovoides, de casca lisa e, normalmente, sem segmentação do conteúdo (BOWMAN, 2014).

Parasitas desse gênero são comuns em aves da ordem galliformes mantidas em cativeiro e já foram relatados em zoológicos e criadouros comerciais em papagaios (HOFSTATTER e GUARALDO, 2015), gavião-carijó, trinca-ferro (MARIETTO-GONÇALVES et al., 2009) e calopsita (LIMA et al., 2017).

De acordo com Santos et al. (2008), podem ocorrer quadros de diarreia e morte súbita nas aves devido à infecção pelo protozoário *H. meleagridis*, sendo os parasitas identificados na necropsia. Um surto de histomoníase em pavões-indianos foi relatado por COSTA et al. (2018) em uma propriedade no município de Uruguaiana - RS e culminou com a morte de pavões.

2.1.3 Gênero *Capillaria* (Classe Nematoda)

Os nematódeos deste gênero são esbranquiçados e finos, com aspecto remetendo a fios de cabelo. As fêmeas das espécies de *Capillaria* comuns em aves variam de 15,0 a 80,0 mm e os machos de 10,0 a 25,0 mm de tamanho. Minhocas atuando como hospedeiro intermediário no ciclo de vida são comuns em algumas espécies destes parasitas, como na *C. caudinflata*. Nos demais, o ciclo é direto

(ATKINSON et al., 2008).

Classificar esses nematódeos pode ser difícil devido a alterações na classificação taxonômica e nos diversos sinônimos que existem para os grupos de *Capillaria*, sendo que algumas espécies recebem o nome genérico *Eucoleus* (TAYLOR et al., 2016). Atkinson et al. (2008) classificaram apenas como capilarídeos nematódeos vários gêneros, incluindo *Capillaria* e *Baruscapillaria*. Segundo os mesmos, a maioria das espécies de capilarídeos já foi relatada em, pelo menos, duas espécies de aves, sendo que algumas acometem aves de diversas ordens, como o *Eucoleus contortus*.

Este gênero já foi encontrado na maioria das espécies de aves, incluindo espécies das ordens psittaciformes, galliformes e passeriformes. Parasitam o trato gastrointestinal, podendo acometer outros órgãos, mas normalmente se desenvolvem sem migração (TAYLOR et al., 2016; BALLARD e CHEEK, 2017). Benez (2004) relatou que *Capillaria* sp. pode ser encontrada no papo, esôfago, pró-ventrículo, moela e intestinos, incluindo o ceco, causando inflamações e ulcerações nos locais de fixação. A larva de primeiro estágio infectante se desenvolve no ovo em cerca de três ou quatro semanas (TAYLOR et al., 2016).

Os ovos possuem opérculos nas duas extremidades, sendo então chamados de biopericulados. Possuem o formato mais próximo a um barril e se apresentam mais transparentes e levemente amarelados na microscopia (URQUHART et al., 1998).

O gênero *Capillaria* está entre os parasitas mais encontrados em fezes de aves silvestres cativas, principalmente em aves da ordem psittaciformes. No estudo de Hofstatter e Guaraldo (2015), *Capillaria* sp. foi o parasita mais abundante nas amostras de araras, papagaios e maritacas mantidos em zoológicos. No Centro de Triagem de Animais Silvestres em Vitória da Conquista, Bahia, Oliveira et al. (2016) constataram *Capillaria* sp. como o parasita mais encontrado nas amostras de periquitos da caatinga, sendo relatados também em papagaios verdadeiros (*Amazona aestiva*) e gaviões carcarás (*Caracara plancus*). São encontrados também em várias espécies de aves passeriformes insetívoras, granívoras, onívoras e nectarívoras (TULLY et al., 2010).

A capilariose, causada pela infecção por *Capillaria* sp., é um grande problema para tucanos (*Ramphastos* spp.) e araçarís (*Pteroglossus* spp.), sendo a principal doença que acomete essas aves mantidas em cativeiro no Brasil. É menos comum em aves domiciliadas e mais frequente em zoológicos com recintos compartilhados e com altas densidades de aves. Os quadros clínicos estão relacionados com caquexia, fezes mucoides, polifagia e infecções secundárias, podendo causar alta mortalidade (CUBAS et al., 2014).

2.1.4 Gênero *Eustrongylides* (Classe Nematoda)

Esses parasitas são largos e avermelhados, apresentando de 4,0 a 15,0 mm. Podem causar peritonites crônicas em aves adultas, além de diarreia hemorrágica e infecções secundárias fatais em indivíduos jovens (ATKINSON et al., 2008). Têm distribuição geográfica ampla, assim como o leque de espécies de aves que parasitam. As aves se infectam através da ingestão de peixes, que atuam como hospedeiros intermediários. Minhocas, pequenos mamíferos e anfíbios podem atuar como hospedeiros paratênicos (MELO et al., 2013).

Esses nematódeos causam adesões e lesões por perfuração no estômago, intestinos, cloaca, proventrículo, sacos aéreos e peritônio. Os ovos de parasitas desse gênero são resistentes a variações climáticas, embora o tempo de desenvolvimento possa ser afetado pela temperatura e salinidade do ambiente (ATKINSON et al., 2008; TAYLOR et al., 2016).

As aves piscívoras atuam como hospedeiros definitivos desse gênero de parasita, portanto a infecção tem maior importância para socós, garças, cormorões, entre outras aves que se alimentam de peixes e anfíbios (MELO, et al. 2016).

Os ovos maduros apresentam casca bem definida e espessa. A espécie *E. ignotus* é a mais comumente relatada em aves que se alimentam de peixes (SPALDING e FORRESTER, 1993). Essa pode causar eustrogilidiose em garças e cegonhas através da ingestão de peixes infectados. A infecção causa aderências, peritonite, anorexia e lesões fibrosas sobre órgãos como fígado, que pode ser palpado externamente (CUBAS et al., 2014).

2.2 Filo Platyhelminthes

Parasitas desse filo se diferenciam dos nematódeos por não serem revestidos por cutícula e não possuírem cavidade corporal (acelomados). Têm simetria bilateral e são achatados dorso-ventralmente, sendo popularmente chamados de “vermes achatados”. A maioria dos platelmintos é parasita e engloba as classes Cestoda e Trematoda (BOWMAN, 2014; TORTORA et al., 2017).

Possuem a maior parte do corpo composta por parênquima, onde estão distribuídos os órgãos, fibras musculares, células secretórias (que armazenam alimentos ou produtos metabólicos) e células regenerativas. A epiderme larval é substituída por um sincício de células fusionadas que recobrem os parasitas adultos (BAKER, 2007). O sistema digestório, quando presente, é composto por um saco sem fundo possuindo apenas o orifício bucal. Através da boca são regurgitadas substâncias não digeridas. Os resíduos são eliminados através de sistemas tubulares que desembocam no poro excretório (BOWMAN, 2014).

A maioria dos platelmintos é monoica, sendo algumas espécies dioicas.

Os hermafroditas são capazes de fertilizar seus próprios ovos, podendo haver fertilização cruzada também. A reprodução assexuada também é comum nesse grupo de nematódeos. Os ovos são expelidos através do poro genital, normalmente localizado na superfície ventral desses parasitas (ROBERTS et al., 2013).

2.2.1 Classe Trematoda

Dentro da classe dos trematódeos há uma subclasse contendo os parasitas de maior importância para a medicina veterinária, chamada Digenea, parasita de animais vertebrados que em seu ciclo de vida são necessários moluscos atuando como hospedeiros intermediários. Os ovos são eliminados dos hospedeiros definitivos pelas excretas das aves (BAKER, 2007; ATKINSON et al., 2008).

O sistema reprodutor masculino consiste em um par de testículos, um par de ductos deferentes, vesícula seminal e o cirro, o pênis primitivo dos trematódeos que termina no poro genital comum, capaz de transferir esperma para o sistema reprodutor feminino. Este conta com ovário único, um oviduto, que se expande formando o oótipo, e o útero. No hospedeiro intermediário ocorre reprodução assexuada e nas aves sexuada (ROBERTS et al., 2013).

Os ovos são fertilizados no oviduto. No oótipo adquirem substâncias secretadas por glândulas vitelínicas e uma casca. No útero os ovos se desenvolvem, tendo suas cascas fortalecidas e tornando-os aptos a eclodirem assim que forem expelidos. A casca proteica confere coloração amarelada aos ovos maduros. Na maioria das espécies os ovos possuem formato oval e alguns apresentam opérculo em uma das extremidades (TAYLOR et al., 2016).

Nas aves, os adultos podem ser encontrados no trato gastrointestinal, incluindo esôfago, intestinos, ceco e cloaca, além do trato respiratório, como na traqueia e sacos aéreos. Os ovos de trematódeos contêm um embrião ou um miracídio, dependendo do estado de maturação dos mesmos, e são relativamente pequenos (ROBERTS et al., 2013).

No ciclo de vida dos trematódeos de importância para as aves, os ovos são eliminados juntamente com as fezes da ave hospedeira definitiva, atingindo o solo ou a água, momento em que o opérculo se abre. Eles podem passar por dois hospedeiros intermediários, normalmente caramujos, antes de serem ingeridos pelas aves e originarem os vermes adultos após algumas semanas nos locais de preferência (ATKINSON et al., 2008).

A - Família Echinostomatidae

De acordo com Taylor et al. (2016), os trematódeos da família Echinostomatidae parasitas de aves pertencem aos gêneros *Echinostoma*, *Echinoparyphium* e *Hypoderaeum*. Ainda segundo os mesmos autores, as cercárias desses parasitas

se encistam nos rins de sapos, que servem como hospedeiros intermediários, assim como os moluscos. O período pré-patente varia de uma a duas semanas e os parasitas adultos têm de 4,0 a 20,0 mm de comprimento.

As espécies *Echinostoma revolutum* e *Hypoderaeum conoideum* infectam patos e aves próximas, como gansos e perdizes (ATKINSON et al., 2008). *E. revolutum* pode infectar pombos e, ocasionalmente, seres humanos (TAYLOR et al., 2016). No Brasil, essa espécie já foi encontrada em várias aves passeriformes, como o bem-te-vi, o cabeçudo e o sábia-bicolor no Parque Zoobotânico do Acre, por Brito et al. (2017). Estes relataram que altas cargas parasitárias podem causar a morte das aves hospedeiras por perfuração intestinal.

B - Família Schistosomatidae

Esta família contém cerca de nove gêneros de importância para as aves, que são: *Allobilharzia*, *Austrobilharzia*, *Bilharziella*, *Dendrobilharzia*, *Gigantobilharzia*, *Jilnobilharzia*, *Macrobilharzia*, *Ornithobilharzia* e *Trichobilharzia*. Eles infectam principalmente aves das ordens anseriformes, ciconiiformes e columbiformes, além de passeriformes e galliformes (ATKINSON et al., 2008).

Esses parasitas estão relacionados a habitats contendo água fresca. Por esse motivo são mais comuns em aves aquáticas e aves que têm maior contato com caramujos. As cercárias são capazes de penetrar no hospedeiro definitivo, atingindo a circulação sanguínea e completando o desenvolvimento em vasos sanguíneos de órgãos como fígado e intestinos (SCHMIDT et al., 2015).

Os ovos são liberados em grandes quantidades na circulação e, devido à resposta imune do hospedeiro, são deslocados para o espaço perivascular, atingindo finalmente o lúmen intestinal e sendo eliminados junto às fezes. Os sexos são separados nesses trematódeos e os ovos são produzidos pela fêmea apenas quando há contato com o macho (ROBERTS et al., 2013; BOWMAN, 2014).

Pinto et al. (2012) indicaram a possibilidade de trematódeos da família Schistosomatidae parasitas de aves desenvolverem dermatite cercariana em seres humanos no Brasil. Isso é justificado pela ocorrência desses helmintos em aves e moluscos no território nacional, sendo que os gêneros *Austrobilharzia*, *Bilharziella*, *Gigantobilharzia* e *Trichobilharzia* já foram associados a quadros humanos de dermatite cercariana em outros países.

2.2.2 Classe Cestoda

Os cestódeos são parasitas com aspecto segmentado, comuns em aves, sendo que normalmente se localizam nos intestinos e outras porções do trato gastrointestinal, como a moela. Aves silvestres podem ser infectadas por um número grande de cestódeos, com encontro de dezenas a milhares de parasitas em uma

única ave. Geralmente não desencadeiam quadros clínicos, exceto nas aves com infecções maciças ou imunodebilitadas (TAYLOR et al., 2016).

Variam de 1,0 mm a 1,0 m de comprimento, sendo que grande parte deles não passa de 10,0 cm. São divididos em escólex (porção anterior), colo e proglótides. As proglótides mais anteriores são imaturas, as localizadas na porção intermediária são sexualmente maduras e as posteriores contêm os ovos, sendo eliminadas junto às fezes das aves, liberando seus ovos após a ruptura (BOWMAN, 2014). O ciclo de vida é indireto. As formas larvais são ingeridas por hospedeiros intermediários, muitas vezes sendo necessários dois hospedeiros para completar o ciclo. Os hospedeiros intermediários normalmente são moluscos, insetos, peixes e até roedores, no caso de espécies de cestódeos que infectam aves rapinantes (ATKINSON et al., 2008; TAYLOR et al., 2016).

Algumas famílias de cestódeos com espécies que infectam aves são: Gryporhynchidae, Mesocestoididae, Tetrabothriidea e Diphyllobothriidae (ATKINSON et al., 2008). Outros cestódeos que ocorrem em aves no Brasil são os pertencentes à família Davaineidae, como *Raillietina* spp. Estes são recorrentes em aves da ordem galliformes, como perus e galinhas, além de existirem relatos em pombos (*Columba livia*) de vida livre (VAZ et al., 2017). Cubas et al. (2014) relataram que são frequentes as infecções em psitacídeos, contando com formigas, moscas e gafanhotos como hospedeiros intermediários. Os autores também afirmaram que, além dos ovos, as proglótides desses parasitas também podem ser identificadas nas fezes.

Infecções por cestódeos são comuns em passeriformes insetívoros, mas não são frequentes em aves granívoras. Nestas a infecção pode ocorrer quando as aves, acidentalmente, ingerem insetos junto às sementes ou quando são alimentadas com insetos pelos pais (TULLY, 2010).

3 | PATOGENIA E SINAIS CLÍNICOS

As manifestações clínicas causadas pelo parasitismo de helmintos nas aves silvestres variam de infecções subclínicas à morte. Os parasitas podem prejudicar o desempenho reprodutivo de aves mantidas em cativeiro, além de afetar a nutrição e comportamento das mesmas (ATKINSON et al., 2008). Os sinais clínicos são inespecíficos e aparecem, principalmente, em aves com infecções maciças, jovens, imunodebilitadas, em condições de superpopulação e estresse. Essas condições também têm influência na mortalidade (CUBAS et al. 2014).

Aves silvestres de vida livre, normalmente, têm infecções de baixa intensidade. As lesões provocadas nos órgãos internos das aves estão relacionadas à interação parasita-hospedeiro ou a danos mecânicos nos tecidos durante a alimentação e migração dos parasitas. Os sinais mais comuns são perda de peso, diarreia, anorexia

e letargia. Além disso, lesões fibrosas no fígado e mesentério podem ser encontradas na palpação abdominal (TULLY et al., 2010; CUBAS et al. 2014).

Os helmintos provocam enterites catarrais ou hemorrágicas, congestão intestinal em infecções maciças, espessamento e dilatação intestinais, intussuscepção e peritonite. Proventriculite, gastrite e hipoproteïnemia podem ocorrer por conta dos helmintos espoliadores de sangue, além de ulcerações, que podem desenvolver colonização bacteriana e infecções secundárias (CONBOY e ZAJAC, 2012; SCHMIDT et al., 2015).

Algumas espécies de nematódeos são capazes de secretar enzimas digestivas, tornando-os aptos à alimentação através de fluidos teciduais e conteúdo do lúmen intestinal do hospedeiro (ROBERTS et al., 2013). Outros secretam substâncias anticoagulantes que permitem o contínuo extravasamento de vasos sanguíneos rompidos da mucosa do hospedeiro, podendo causar quadros de anemia (URQUHART et al., 1998).

4 | DIAGNÓSTICO

Por exames coproparasitológicos é possível detectar a presença de diversos helmintos que parasitam diferentes sistemas das aves (TAYLOR et al., 2016). Os parasitas do sistema digestório liberam seus ovos no lúmen de diferentes porções do trato gastrointestinal, sendo esses eliminados junto às fezes da ave hospedeira. Larvas, cistos e, algumas vezes, os adultos também podem ser encontrados nas fezes. Ovos de parasitas do trato respiratório podem atingir o sistema digestório pela faringe (BOWMAN, 2014).

Através das características morfológicas dos ovos e das formas parasitárias encontradas nas fezes os helmintos são identificados e, juntamente com o conhecimento do hospedeiro, são diagnosticadas as infecções parasitárias (CONBOY e ZAJAC, 2012). A primeira avaliação a ser feita é da aparência geral das fezes, observando cor, odor e consistência, sendo que em alguns casos estas podem apresentar-se diarreicas. Alguns cestódeos ou suas proglótides podem ser vistos macroscopicamente nas fezes (OTEGBADE e MORENIKEJIO, 2014).

As principais técnicas utilizadas para a identificação dos ovos de helmintos nas fezes são: microscopia direta, flutuação e sedimentação espontânea. A microscopia direta é a mais simples, sendo capaz de detectar a maioria dos ovos e formas parasitárias dos helmintos (TAYLOR et al., 2016). Consiste em colocar uma pequena quantidade de fezes em uma lâmina junto com uma gota de solução salina, espalhando o conteúdo entre a lâmina e uma lamínula. A lâmina é observada no microscópio nas objetivas de 10x e 40x. Essa técnica preserva larvas sensíveis de nematódeos. Resultados negativos são inconclusivos, uma vez que a quantidade de

fezes analisada é pequena (CONBOY e ZAJAC, 2012; BOWMAN, 2014).

A técnica de flutuação é a mais utilizada na medicina veterinária e consiste em diluir uma porção de fezes filtradas em soluções saturadas de sais ou açúcar. As soluções de flutuação possuem gravidade específica maior que a dos ovos e larvas e, por esse motivo, fazem com que eles flutuem. A diluição é colocada em um frasco com uma lamínula em cima. Após 10 minutos, no mínimo, a lamínula é retirada, colocada em uma lâmina e observada ao microscópio. Essa técnica é bastante útil para detecção de ovos mais leves, como os de nematódeos e cestódeos (CONBOY e ZAJAC, 2012; TAYLOR et al., 2016).

A técnica de sedimentação espontânea consiste em diluir as fezes em água, coar a diluição com gaze cirúrgica em um frasco e deixar repousar de duas a 24 horas. Uma pequena quantidade do conteúdo sedimentado é colocada em uma lâmina e observada no microscópio. Essa técnica é mais sensível que o esfregaço direto por dispensar boa parte dos debrís fecais e concentrar os ovos, além de ser útil para detecção de ovos de trematódeos, que são mais pesados (NEVES, 2005).

É recomendado o uso de técnicas associadas para identificação de diferentes helmintos. Outros métodos diagnósticos são a técnica de Baermann, que concentra as larvas de nematódeos com o uso de água morna, a reação em cadeia da polimerase (PCR) (BOWMAN, 2014) e a cultura de larvas (CONBOY e ZAJAC, 2012).

Cubas et al. (2014) citaram a técnica de esfregaços de fezes corados pelos métodos de Ziehl Neelsen modificada, dimetil sulfóxido e Giemsa para identificação de proglótides e outras estruturas nas fezes.

A necropsia, por sua vez, é essencial para o conhecimento do perfil parasitário das aves, principalmente nos criadouros e zoológicos, visto que podem ocorrer quadros de morte súbita. É comum indivíduos altamente parasitados e assintomáticos. Portanto, é importante colher amostras de diferentes porções do trato digestório, como intestino, proventrículo e moela, além de amostras do fígado e baço para análises histopatológicas e conhecimento dos endoparasitas presentes. Essa prática deve ser realizada independentemente da causa do óbito (CONBOY e ZAJAC, 2012; CUBAS et al. 2014).

5 | TRATAMENTO E CONTROLE

Os fármacos mais utilizados para o controle de helmintos em aves são citrato de piperazina, praziquantel, ivermectina, levamisol, fembendazol e mebendazol. O fembendazol tem bons resultados para psitacídeos e picídios, podendo ser incorporado à dieta. Esse medicamento, assim como o levamisol, tem obtido mais sucesso no tratamento contra *Capillaria*. Para quadros de capilariose crônicas em tucanos e araçarís é recomendada a ingestão diária de 40 mg/kg de fembendazol

por ave. O levamisol deve ser usado, preferencialmente, na dose 20 mg/kg por via subcutânea, com quatro aplicações e intervalo de uma semana entre elas. Para quadros agudos, além de tratamento de suporte e antibioticoterapia para infecções secundárias, o fembendazol deve ser utilizado em suspensão na dose 50 mg/kg, duas vezes ao dia, por até uma semana. (CUBAS e GODOY, 2004; CUBAS et al., 2014).

Para patos, gansos e marrecos é recomendada administração única de fembendazol (20 mg/kg), exceto para infecções por *Capillaria* sp., onde sugere-se administração por cinco dias em dosagem maior (50 mg/kg). Praziquantel nessas aves, assim como para aves rapinantes, é eficaz contra cestódeos, sendo recomendado duas administrações com 14 dias de intervalo (10 mg/kg para anseriformes). Para trematódeos a administração é diária por 14 dias. Em aves ciconiiformes o tratamento com fembendazol e/ou albendazol é feito durante 3 dias, sendo eficaz para nematódeos e trematódeos, apesar de não haver tratamento preconizado para eustrogilidiose nessas aves (ATKINSON et al., 2008; CUBAS et al., 2014).

De acordo com Tully et al. (2010), o tratamento de infecções por *Capillaria* pode ser mais complicado que o tratamento de infecções por ascarídeos. Marques et al. (2018) obtiveram bons resultados no tratamento de garça cinzenta (*Nycticorax nycticorax*) com capilariose. Este foi feito com dose única (20 mg/kg) de levamisol por via subcutânea. Os autores ressaltaram a maior efetividade do uso dos antiparasitários levamisol e fembendazol e relataram que casos de necrose acentuada da parede intestinal das aves parasitadas resultam em pouco sucesso no tratamento.

É indicado alternância entre os anti-helmínticos para evitar resistência dos parasitas a longo prazo. Após o tratamento é importante refazer análises coproparasitológicas sucessivas, uma vez que a eliminação dos ovos ocorre de forma intermitente e para confirmar o sucesso do protocolo de tratamento estabelecido. Caso as análises consecutivas deem resultado negativo, o tratamento pode ser suspenso. Como medidas de controle e prevenção as aves parasitadas devem ser isoladas e os recintos, comedouros e bebedouros devem passar por limpeza e desinfecção frequentes para evitar reinfestação (TULLY et al., 2010).

Aves recém adquiridas devem passar por quarentena para se evitar introdução de helmintos ao plantel (BENEZ, 2004). Cubas et al. (2014) recomendaram a realização de análises coproparasitológicas periódicas das aves cativas, a cada três ou quatro meses, para manter o perfil parasitário atualizado e diagnosticar as infecções precocemente.

Outras práticas profiláticas que podem ser empregadas envolvem o uso de vassoura de fogo ou água fervente para limpar os recintos. Alguns ovos de helmintos apresentam alta resistência ambiental, dificultando a desinfecção e favorecendo a reinfecção de aves tratadas, como é o caso da *Capillaria* spp. Nesse caso, o uso

do calor úmido é mais eficaz que a vassoura de fogo na destruição dos ovos. A remoção de minhocas do aviário também contribui para a eficácia da desinfecção. O ambiente mantido seco e limpo por três semanas muitas vezes é suficiente para que ocorra perda da infectividade dos ovos. Tucanos mantidos em cativeiro tendem a desenvolver o hábito de coprofagia. Portanto, na presença de *Capillaria* spp., deve-se limitar ao máximo o acesso dessas aves ao piso do recinto, pois podem acabar ingerindo os ovos dos parasitas nas fezes, além de hospedeiros intermediários. É recomendado ainda o uso de gaiolas suspensas, poleiros e outras formas de enriquecimento ambiental para que as aves permaneçam mais tempo nas partes altas do recinto. (TULLY, 2010; CUBAS et al., 2014).

Segundo Snak et al. (2014), fatores estressantes como tamanho do recinto ou o fornecimento de alimento/água podem predispor ao desenvolvimento das infecções parasitárias, assim como a presença de animais sinantrópicos, aves recém-chegadas aos criadouros e aquelas que têm maior acesso ao chão.

Deve-se evitar o contato das aves com os hospedeiros intermediários, como moluscos, minhocas, moscas e gafanhotos, o que pode ser feito com o uso de moluscidas e outros pesticidas. Adicionalmente, deve-se evitar a ingestão de peixes ou roedores infectados. O uso de comedouros e bebedouros suspensos reduzem as chances de contaminação da água e alimentos com as fezes. Recintos de zoológicos e criadouros com altas densidades de aves devem ser evitados. Recintos compartilhados com diferentes espécies de aves e outros animais também não são recomendados, assim como o contato de aves ou outros animais de vida livre com aves cativas (ATKINSON et al., 2008; TULLY et al., 2010; TAYLOR et al., 2016).

6 | CONSIDERAÇÕES FINAIS

Os helmintos são frequentemente encontrados em diversas espécies de aves silvestres. Em situações predisponentes esses parasitas podem gerar quadros clínicos significativos, evidenciados mais comumente em aves mantidas em cativeiro, podendo levar à morte dos hospedeiros. Isto é preocupante, principalmente para aves ameaçadas de extinção. Pelas análises coproparasitológicas pode-se identificar o perfil parasitário, devido às características morfológicas dos ovos e, com isso, direcionar as medidas de controle e tratamento.

É importante investir em medidas de prevenção das infecções parasitárias, garantindo um ambiente sanitário e livre de hospedeiros intermediários, além do bem-estar animal, evitando-se condições estressantes e a imunodebilidade das aves cativas. Assim, é possível reduzir os danos causados pelas infecções por helmintos e prevenir altos índices de mortalidade e morbidade nas populações de aves silvestres.

REFERÊNCIAS

1. ATKINSON, C. T.; THOMAS, N. J.; HUNTER, D. B. (Eds). **Parasitic Diseases of Wild Birds**. Ames: Blackwell, 2008. 595 p.
2. AYRES, M. C. C.; PEIXOTO, M. S. R.; SILVA, W. B.; GOMES, D. M.; NUNES, O. C.; et al. Ocorrência de parasitos gastrintestinais em Psitacídeos, mantidos em Parques Ecológicos na região metropolitana de Salvador, Bahia. **Revista Brasileira de Medicina Veterinária**. v. 32, n. 2, p. 133-136, 2016.
3. BAKER, D. G. **Flynn's Parasites of Laboratory Animals**. 2.ed. Hoboken: Blackwell Publishing, 2007. 813 p.
4. BALLARD, B.; CHEEK, R. **Exotic Animal Medicine for the Veterinary Technician**. 3.ed. Ames: Wiley-Blackwell, 2017. 517 p.
5. BARATHIDASAN, R., SINGH, S. D.; GOWTHAMAN, V.; LATCHUMIKANTHAN A.; ARATHIDASAN; DHAMA, K. The first report of severe intestinal capillariosis caused by *Baruscapillaria obsignata* in farmed helmeted guinea fowls (*Numida meleagris*). **Veterinarski Arhiv**. v. 84, n. 5, p. 529-536, 2014.
6. BENEZ, S. M. **Aves: criação, clínica, teoria e prática**. 4.ed. São Paulo: Tecmedd, 2004. 600 p.
7. BOWMAN, D. D. **Georgis' Parasitology for Veterinarians**. 10.ed. Saint Louis: Elsevier Health Sciences, 2014. 499 p.
8. BRITO, A. S. de A.; GUILHERME, E.; SANTOS, F. G. de A.; MESQUITA, R. P. de; GOMES, F. A. Endoparasites of wild birds from Campus area and Zoobotanical Park, at the Federal University of Acre, Rio Branco - Acre. **Arquivos de Ciências Veterinárias e Zoologia da UNIPAR**, v. 20, n. 3, p. 117-122, 2017.
9. COSTA, R. A.; PEREIRA, A. P. M.; SILVEIRA, C. S.; ANJOS, B. L. Infecção natural por *Histomonas meleagridis* em pavões-indianos (*Pavo cristatus*). **Acta Scientiae Veterinariae**, v. 46, 2018.
10. CUBAS, Z. S.; GODOY, S. N. Algumas doenças de aves ornamentais. **SciELO** [online] 2004. Disponível em: <https://bit.ly/2OVlk6f>. Acesso em: 5 nov. 2018.
11. CUBAS, Z. S.; SILVA, J. C. R.; CATÃO-DIAS, J. L. **Tratado de Animais Selvagens**. 2.ed. São Paulo: ROCA, 2014. 2512 p.
12. HOFSTATTER, P. G.; GUARALDO, A. M. A. Parasitological survey on birds at some selected brazilian zoos. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**. Jaboticabal, v. 24, n. 1, p. 87-91, 2015.
13. JACOBS, D.; FOX, M.; GIBBONS, L.; HERMOSILLA, C. **Principles of Veterinary Parasitology**. Chichester: Wiley Blackwell, 2016. 726 p.
14. KLEINERTZ, S.; CHRISTMANN, S.; SILVA, L. M. R.; HIRZMANN, J.; HERMOSILLA, C.; TAUBERT, A. Gastrointestinal parasite fauna of Emperor Penguins (*Aptenodytes forsteri*) at the Atka Bay, Antarctica. **Parasitology research**, Berlin, v.113. 2014.
15. LIMA, V. F. S.; BEZERRA, T. L.; ANDRADE, A. F.; RAMOS, R. A. N.; FAUTINO, M. A. G.; et al. Gastrointestinal parasites of exotic birds living in captivity in the state of Sergipe, Northeastern Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 26, n. 1, p. 96-99, 2017.
16. MARIETTO GONÇALVES, G. A.; MARTINS, T. F.; LIMA, E. T.; LOPES, R. S.; ANDREATTI FILHO, R. L. Prevalência de endoparasitas em amostras fecais de aves silvestres e exóticas examinadas

no Laboratório de Ornitopatologia e no Laboratório de Enfermidades Parasitárias da FMVZ-UNESP/ Botucatu-SP. **Ciência Animal Brasileira**, v. 10, n. 1, p. 349-354, 2009.

17. MARQUES, S. M. T.; SILVA, B. Z.; BOLL, A. S.; SANTOS, E. D. R.; ALIEVI, M. M. Capilariose em savacu (*Nycticorax nycticorax*). **Neotropical Helminthology**. Lima Vol. 12, n. 1, 2018, p. 115-119.

18. MELO, C. M. F.; OLIVEIRA, J. B.; FEITOSA, T. F.; VILELA, V. L. R.; ATHAYDE, C. R.; DANTAS, A. F. M.; WAGNER, P. G. C.; FEBRONIO, A. B. Parasitas de Psittaciformes e Accipitriformes no estado da Paraíba, Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 22, n. 2, p. 314-317, 2013.

19. MELO, F. T. V.; MELO, C. S. B.; NASCIMENTO, L. C. S.; GIESE, E. G.; FURTADO, A. P.; SANTOS, J. N. Morphological characterization of Eustrongylides sp. larvae (Nematoda, Dioctophymatoidea) parasite of Rhinella marina (Amphibia: Bufonidae) from Eastern Amazonia. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 25, n. 2, p. 235-239, 2016.

20. NEVES, D. P. Parasitologia humana. 11.ed. São Paulo: Atheneu, 2005.

21. OLIVEIRA, V. J.; TEIXEIRA, R. E. R.; SANTOS, C. M. R.; SANTANA, I. S. F.; SANTOS, N. F.; MACEDO, E. C.; SILVA, M. D.; ROCHA, A. A.; FRAGA, R. E. Avaliação de parasitas gastrointestinais da avifauna silvestre mantidas em cativeiro no Centro de Triagem de Animais Silvestres em Vitória da Conquista, Bahia. **Repositório Institucional UFBA**. Bahia. 2016.

22. OTEGBADE, A.; MORENIKEJI, O. Gastrointestinal parasites of birds in zoological gardens in south-west Nigeria. **Tropical biomedicine**. v. 31, n. 1, p. 54-62, 2014.

23. PEREZ-GOMEZ, G.; JIMENEZ-ROCHA, A. E.; BERMUDEZ-ROJAS, T. Parásitos gastrointestinales de aves silvestres en un ecosistema ribereño urbano tropical en Heredia, Costa Rica. **Revista de Biología Tropical**. v. 66, n. 2, 2018.

24. PINTO, H. A.; MATI, V. L. T.; MELO, A. L. Dermatite cercariana por esquistossomatídeos de aves: é possível a ocorrência de casos no Brasil? **Revista de Patologia Tropical** v. 41, 1-14, 2012.

25. ROBERTS, L. S.; JANOVY, J. J.; NADLER, S. **Foundations of Parasitology**. 9.ed. Nova Iorque: McGraw-Hill, 2013. 697 p.

26. SANTOS, G. G. C.; MATUELLA, G. A.; CORAIOLA, A. M.; SILVA, L. C. S.; LANGE, R. R.; SANTIN E. Doenças de aves selvagens diagnosticadas na Universidade Federal do Paraná (2003-2007). **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 28, n. 11, p. 565-570, 2008.

27. SANTOS, P. M. S.; SILVA, S. G. N.; FONSECA, C. F.; OLIVEIRA, J. B. Parasitos de aves e mamíferos silvestres em cativeiro no estado de Pernambuco. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 35, n. 9, p. 788-794, 2015.

28. SCHMIDT, R. E.; REAVILL, D. R.; PHALEN, D. N. **Pathology of Pet and Aviary Birds**. 2.ed. Singapura: Wiley Blackwell, 2015. 299 p.

29. SNAK, A.; LENZI, P. F.; AGOSTINI, K. M.; DELGADO, L. E.; MONTANUCCI, C. R.; ZABOTT, M. V. Coproparasitological analysis of captive wild birds. **Ciência Animal Brasileira**. v.15, n.4, p. 502-507, 2014.

30. SPALDING, M. G.; FORRESTER D. J. Pathogenesis of Eustrongylides ignotus (Nematoda: Dioctophymatoidea) in Ciconiiformes. **Journal of Wildlife Diseases**, v. 29, n. 2, 250-260, 1993.

31. TAYLOR, M. A.; COOP, R. L.; WALL, R. L. **Veterinary Parasitology**. 4.ed. Chichester: Wiley Blackwell, 2016. 1006 p.

32. TORTORA, G. J.; FUNKE, B. R.; CASE, C. L. **Microbiologia**. 12.ed. Porto Alegre: Artmed, 2017. 964 p.
33. TULLY, T. N.; DORRESTEIN, G. M.; JONES, A. K. **Clínica de aves**. 2.ed. Rio de Janeiro: Elsevier, 2010. 344 p.
34. URQUHART, G.M.; ARMOUR, J.; DUNCAN, J.L.; DUNN, A. M.; JENNINGS, F. W. **Parasitologia Veterinária**. 2.ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1998. 273p.
35. VAZ, F. F., SILVA, L. A. F.; FERREIRA, V. L.; SILVA, R. J.; RASO, T. F. Gastrointestinal helminths of two populations of wild pigeons (*Columba livia*) in ZAJAC, A. M.; CONBOY, G. A. **Veterinary Clinical Parasitology**. 8.ed. Iowa: Wiley-Blackwell, 2012. 354 p.

ÍNDICE REMISSIVO

A

Andrologia 1
Ângulos articulares 41, 49
Avifauna 53, 69

B

Bem-estar 11, 12, 13, 67, 71, 72, 73, 74, 75, 76, 77, 78, 79, 80, 81
Bovinos 1, 2, 3, 7, 9, 80

C

Canino 29
Carne suína 11, 13
Cirurgia 34, 35, 37, 41
Contaminação 21, 67, 82, 86, 87, 88
Contraceptivas 30, 36, 38
Controle 4, 11, 13, 15, 53, 54, 55, 65, 66, 67, 78, 80, 86, 87
Culinária oriental 82, 83
Cultura 18, 19, 21, 65, 78, 89

D

Dermatopatias 18
Diagnóstico 8, 18, 19, 20, 22, 29, 33, 37, 42, 44, 48, 51, 53, 54, 56, 64, 81

E

Exame ortopédico 41

F

Forma testicular 1, 7
Fungos 18, 19, 23

M

Maus tratos 71, 74, 76, 77, 78, 80, 81

O

Oncologia 29

P

Parasitas 53, 55, 56, 57, 58, 59, 60, 61, 62, 63, 64, 66, 67, 69, 82, 84, 86, 88
Parasitologia 53, 68, 69, 70, 88
Perícia 71, 74, 75, 81
Pescado 82, 83, 84, 85, 86, 88, 89

R

Recidiva 22, 29, 38

S

Saúde pública 82, 83, 87, 88

Suíno industrial 11

T

Tratamento 15, 20, 30, 34, 35, 37, 53, 54, 55, 65, 66, 67, 75

 **Atena**
Editora

2 0 2 0