

INÊS MARIA PIRES ROQUE

**PREVALÊNCIA DE PARASITAS
GASTROINTESTINAIS EM GALINÁCEOS E
ANATÍDEOS DE JARDINS PÚBLICOS NO DISTRITO
DE LISBOA**

Orientadora: Professora Doutora Ana Maria Duque de Araújo Munhoz

Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias

Faculdade de Medicina Veterinária

Versão final

Lisboa

2023

INÊS MARIA PIRES ROQUE

**PREVALÊNCIA DE PARASITAS
GASTROINTESTINAIS EM GALINÁCEOS E
ANATÍDEOS DE JARDINS PÚBLICOS NO DISTRITO
DE LISBOA**

Dissertação apresentada em prova pública para a obtenção do Grau Mestre em Medicina Veterinária no curso de Mestrado Integrado em Medicina Veterinária conferido pela Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias, no dia 30 de outubro de 2023, perante o júri nomeado pelo despacho nº 366/2023, com a seguinte composição:

Presidente: Professor Doutor David Ramilo

Arguente: Professora Doutora Ana Patrícia Antunes Lopes

Orientadora: Professora Doutora Ana Maria Duque de Araújo Munhoz

Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias

Faculdade de Medicina Veterinária

Versão final

Lisboa

2023

Agradecimentos

Em primeiro lugar gostaria de agradecer à Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias por albergar este curso e tornar possível que conseguisse realizar o meu sonho de estudar Medicina Veterinária.

Aos meus pais, por todo o apoio emocional e financeiro, pois sem eles não teria conseguido a oportunidade de estudar aquilo que nasci para fazer. Agradeço principalmente ao meu pai, que me ajudou muito nesta fase final com o processamento de todos os dados. À minha restante família, obrigada por todo o apoio.

Um especial agradecimento à professora Ana Maria Munhoz, por ter sido uma ótima orientadora e professora, por me ter acompanhado na recolha das amostras, ajudado na sua análise no laboratório e por todo o apoio durante a realização desta dissertação. Agradeço também toda a partilha de conhecimento, da sua companhia e amizade.

À Doutora Maria João, minha orientadora externa, às Doutoradas Inês Leal, Catarina Cunha e Sofia Cunha e às auxiliares Rita Conceição, Inês Mendes e Sara Penas por me terem acolhido durante cinco meses na Clínica Veterinária de Telheiras para a realização do estágio curricular. Agradeço todos os ensinamentos, ajuda e carinho que me foi oferecido e especialmente toda a confiança que em mim depositaram.

Ao Doutor Daniel Castro, que conheci durante a realização de um dos estágios extracurriculares que concretizei ao longo do curso, que me deu a ideia sobre este tema para a minha dissertação e por todos os conhecimentos que me transmitiu.

Às minhas amigas e colegas de curso, Margarida Carvalho, Laura Costa e Patrícia Janela por terem sido o meu porto seguro e equipa de sonho durante estes cinco anos. Definitivamente tornaram esta jornada mais feliz e repleta de momentos muito bons. Sei que grandes oportunidades e experiências nos aguardam. Espero continuar a acompanhar a vossa evolução e que continuemos a partilhar as nossas vitórias.

Resumo

Prevalência de parasitas gastrointestinais em galináceos e anatídeos de jardins públicos no distrito de Lisboa

As aves são uma parte essencial de qualquer ecossistema, sendo mantidas como animais de estimação e estando presentes também em parques zoológicos, quintas pedagógicas e jardins públicos em todo o mundo. As infeções parasitárias estão entre os problemas mais comuns em aves domésticas. As que vivem ao ar livre são mais predispostas a ficarem infetadas por parasitas gastrointestinais, como protozoários, nematodes, cestodes e trematodes.

O presente estudo teve como principais objetivos identificar e determinar a prevalência de parasitas gastrointestinais em aves pertencentes à classe dos galináceos e família dos anatídeos, que habitam jardins públicos no distrito de Lisboa; identificar quais os grupos de parasitas gastrointestinais mais comuns nessas aves, através da utilização de duas técnicas coprológicas qualitativas e comparar resultados com registos nacionais e internacionais.

Foram analisadas 60 amostras de fezes, que foram recolhidas entre novembro de 2022 e janeiro de 2023 em dois jardins públicos no distrito de Lisboa.

Na totalidade de amostras foi observada uma prevalência parasitária de 68,33%. Observou-se maior prevalência de nematodes, seguida de protozoários, não tendo sido identificados cestodes nem trematodes. Os parasitas identificados foram *Eimeria* spp., *Capillaria* spp., *Ascaridia* spp., tricostrongilídeos, *Heterakis* spp. e *Tetrameres* spp. O ovo de *Tetrameres* spp. foi identificado em fezes de um peru (*Meleagris gallopavo*), sendo este o primeiro registo deste parasita nesta espécie de ave em Portugal.

A técnica de flutuação com centrifugação apresentou maior número de amostras positivas do que a técnica de sedimentação. Oocistos de *Eimeria* spp. e ovos de *Capillaria* spp. foram as estruturas parasitárias mais comuns em ambos os métodos coprológicos.

Os galináceos apresentaram maior número de amostras positivas comparativamente aos anatídeos e em ambos os grupos observou-se maior prevalência de multiparasitismo em relação ao monoparasitismo.

Palavras-chave: aves, jardins públicos, parasitas gastrointestinais, galináceos, anatídeos.

Abstract

Prevalence of gastrointestinal parasites in gallinaceous birds and anatids from public gardens in Lisbon district

Birds are an essential part of any ecosystem, being kept as pets and also present in zoological parks, pedagogical farms and public gardens all over the world. Parasitic infections are among the most common problems in poultry. Birds that live outdoors are more predisposed to be infected by gastrointestinal parasites such as protozoa, nematodes, cestodes and trematodes.

The main objectives of the present study were to identify and determine the prevalence of gastrointestinal parasites in birds belonging to the gallinaceous class and the anatidae family, which inhabit public gardens in the district of Lisbon; identify which groups of gastrointestinal parasites are most common in these same birds, using two qualitative coprological techniques and compare results with national and international records.

A total of 60 samples of bird feces were collected over a three-month period, between November 2022 and January 2023, in two public gardens in the district of Lisbon.

According to the results of this study the intestinal parasitic prevalence was 68.33%. The higher prevalence observed was nematodes, followed by protozoa; no cestodes or trematodes were identified. The identified parasites belonged to six genus, such as *Eimeria* spp., *Capillaria* spp., *Ascaridia* spp., Tricoststrongylids, *Heterakis* spp. and *Tetrameres* spp. The egg of *Tetrameres* spp. was observed in the feces of a turkey (*Meleagris gallopavo*). This parasite is not described in this species of bird in Portugal.

The flotation with centrifugation technique showed a higher prevalence of positive samples than the sedimentation technique. Oocysts of *Eimeria* spp. and eggs of *Capillaria* spp. were the most common parasitic structures in both coprological methods.

Gallinaceous birds had a higher number of positive samples compared to anatids and in both groups of birds there was a higher prevalence of multiparasitism compared to monoparasitism.

Keywords: birds, public gardens, gastrointestinal parasites, gallinaceous birds, anatids.

Lista de Abreviaturas, acrónimos, siglas e símbolos

µm – Micrómetro

CAMV – Centro de Atendimento Médico-Veterinário

CERAS – Centro de Estudos e Recuperação de Animais Selvagens de Castelo Branco

DNA – Ácido desoxirribonucleico, do inglês *Deoxyribonucleic acid*

ELISA – Ensaio de imunoabsorção enzimática, do inglês *Enzyme-Linked Immunoabsorbent Assays*

FMV – Faculdade de Medicina Veterinária

HD – Hospedeiro definitivo

HI – Hospedeiro(s) intermediário(s)

OPG – ovos por grama de fezes

PAAF – Punção aspirativa por agulha fina

PCR – Reação em cadeia da polimerase, do inglês *Polymerase chain reaction*

pm – Picómetro

PO – Por via oral do latim *per os*

rpm – Rotações por minuto

ULHT – Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias

Índice

Índice	7
Índice de Tabelas	11
Índice de Gráficos	12
Índice de Figuras	13
Capítulo I	14
Casuística do Estágio	14
Capítulo II.....	19
1 – Introdução.....	19
2 – Revisão Bibliográfica	20
2.1 – Espécies presentes no estudo	21
2.2 – Principais parasitas gastrointestinais que infetam as aves	25
2.2.1 – Protozoários	25
2.2.1.1 – Géneros <i>Eimeria</i> , <i>Tyzzeria</i> , <i>Wenyonella</i> e <i>Cryptosporidium</i>	25
2.2.1.1.1 – Ciclo de Vida	25
2.2.1.1.2 – Patogenia e sinais clínicos	26
2.2.1.1.3 – Diagnóstico	28
2.2.1.1.4 – Epidemiologia	29
2.2.1.1.5 – Controlo.....	29
2.2.2 – Nematodes	30
2.2.2.1 – Género <i>Ascaridia</i>	30
2.2.2.1.1 – Ciclo de Vida	31
2.2.2.1.2 – Patogenia e sinais clínicos	32
2.2.2.1.3 – Diagnóstico	32
2.2.2.1.4 – Epidemiologia	33
2.2.2.1.5 – Controlo.....	33
2.2.2.2 – Género <i>Heterakis</i>	34
2.2.2.2.1 – Ciclo de Vida	35
2.2.2.2.2 – Patogenia e sinais clínicos	36

2.2.2.2.3 – Diagnóstico	36
2.2.2.2.4 – Epidemiologia	37
2.2.2.2.5 – Controlo.....	38
2.2.2.3 – Género <i>Capillaria</i>	38
2.2.2.3.1 – Ciclo de Vida	39
2.2.2.3.2 – Patogenia e sinais clínicos	40
2.2.2.3.3 – Diagnóstico	41
2.2.2.3.4 – Epidemiologia	41
2.2.2.3.5 – Controlo.....	41
2.2.2.4 – Género <i>Trichostrongylus</i>	42
2.2.2.4.1 – Ciclo de Vida	42
2.2.2.4.2 – Patogenia e sinais clínicos	43
2.2.2.4.3 – Diagnóstico	43
2.2.2.4.4 – Epidemiologia	44
2.2.2.4.5 – Controlo.....	44
2.2.2.5 – Género <i>Tetrameres</i>	44
2.2.2.5.1 – Ciclo de Vida	45
2.2.2.5.2 – Patogenia e sinais clínicos	46
2.2.2.5.3 – Diagnóstico	46
2.2.2.5.4 – Epidemiologia	47
2.2.2.5.5 – Controlo.....	47
2.2.3 – Cestodes.....	47
2.2.3.1 – Ciclo de Vida	49
2.2.3.2 – Patogenia e sinais clínicos	50
2.2.3.3 – Diagnóstico	51
2.2.3.4 – Epidemiologia	51
2.2.3.5 – Controlo.....	52
2.2.4 – Trematodes.....	52
2.2.4.1 – Ciclo de Vida	52

2.2.4.2 – Patogenia e sinais clínicos	53
2.2.4.3 – Diagnóstico	54
2.2.4.4 – Epidemiologia	54
2.2.4.5 – Controlo.....	54
2.3 – Métodos coprológicos	55
2.3.1 – Métodos qualitativos	56
2.3.1.1 – Esfregaço fecal direto	56
2.3.1.2 – Método de flutuação	56
2.3.1.3 – Método de sedimentação.....	58
2.3.1.4 – Técnica de Baermann.....	58
2.3.2 – Métodos quantitativos	58
2.3.3 – Métodos imunológicos e moleculares.....	59
3 – Objetivos	60
4 – Material e Métodos.....	61
4.1 – Área geográfica do estudo	62
4.2 – Análise das amostras	63
4.3 – Métodos coprológicos	63
4.3.1 – Técnica de flutuação com centrifugação	63
4.3.2 – Técnica de sedimentação.....	63
4.4 – Análise dos resultados	64
5 – Resultados	65
5.1 – Método de flutuação com centrifugação	67
5.2 – Método de sedimentação.....	67
5.3 – Parasitas Gastrointestinais nos Galináceos.....	68
5.4 – Parasitas Gastrointestinais em Anatídeos	70
6 – Discussão	73
6.1 – Métodos Coprológicos.....	76
6.2 – Comparação de parasitas identificados em galináceos e anatídeos	77
6.3 – Outras considerações	80

7 – Conclusão	81
8 – Recomendações.....	82
9 – Referências Bibliográficas	83

Índice de Tabelas

Tabela 1: Nome comum e científico das espécies de pequenos mamíferos observados em consulta durante o período de estágio.....	16
Tabela 2: Nome comum e científico das espécies de aves observadas em consulta durante o período de estágio.	17
Tabela 3: Nome comum e científico das espécies de répteis observadas em consulta durante o período de estágio.....	18
Tabela 4: Principais espécies de <i>Capillaria</i> spp. que infetam aves.	39
Tabela 5: Espécies mais relevantes de <i>Hymenolepis</i> spp.	48
Tabela 6: Espécies mais relevantes de <i>Raillietina</i> spp.	49
Tabela 7: Comparação das soluções de flutuação mais comuns.	57
Tabela 8: Associações de parasitas das amostras mistas, pertencentes a galináceos.....	70
Tabela 9: Associações de parasitas das amostras mistas pertencentes a anatídeos.	72

Índice de Gráficos

Gráfico 1: Cirurgias observadas durante o estágio curricular.	15
Gráfico 2: Percentagem de cães, gatos e animais exóticos apresentados em consulta, durante o período de estágio curricular.	16
Gráfico 3: Número de amostras recolhidas de cada espécie de ave.	62
Gráfico 4: Prevalência de amostras positivas e negativas.	65
Gráfico 5: Prevalência de parasitas gastrointestinais nas amostras recolhidas no estudo.	65
Gráfico 6: Prevalência de nematodes e protozoários nas amostras positivas.	66
Gráfico 7: Número de tipos de parasitas presentes nas amostras.	66
Gráfico 8: Número de géneros de agentes parasitários identificados na mesma amostra.	66
Gráfico 9: Classes de parasitas identificados no método de flutuação com centrifugação.	67
Gráfico 10: Parasitas observados no método de flutuação com centrifugação.	67
Gráfico 11: Parasitas observados no método de sedimentação.	68
Gráfico 12: Classes de parasitas identificados no método de sedimentação.	68
Gráfico 13: Prevalência de amostras positivas e negativas em galináceos.	69
Gráfico 14: Parasitas gastrointestinais observados em galináceos.	69
Gráfico 15: Prevalência de monoparasitismo e multiparasitismo em galináceos.	69
Gráfico 16: Parasitas identificados nas infeções únicas em galináceos.	70
Gráfico 17: Prevalência de amostras positivas e negativas em anatídeos.	71
Gráfico 18: Parasitas gastrointestinais observados em anatídeos.	71
Gráfico 19: Prevalência de monoparasitismo e multiparasitismo em anatídeos.	71
Gráfico 20: Parasitas identificados nas infeções únicas em anatídeos.	72

Índice de Figuras

Figura 1: Galinha (<i>Gallus gallus domesticus</i>).....	21
Figura 2: Perú selvagem (<i>Meleagris gallopavo</i>).....	22
Figura 3: Pato mudo (<i>Cairina moschata</i>).....	23
Figura 4: Ganso-bravo (<i>Anser anser</i>)	23
Figura 5: Pato real (<i>Anas platyrhynchos</i>).....	24
Figura 6: Pato-comum (<i>Anas platyrhynchos domesticus</i>).....	24
Figura 7: Esquema do ciclo de vida de <i>Eimeria tennela</i>	26
Figura 8: Oocisto de <i>Eimeria</i> spp. num Perú (<i>Meleagris gallopavo</i>), na técnica de flutuação (400x)..	28
Figura 9: Esquema do ciclo de vida de <i>Ascaridia galli</i>	32
Figura 10: Ovo de <i>Ascaridia</i> spp. num Perú (<i>Meleagris gallopavo</i>), na técnica de flutuação (400x)...	33
Figura 11: Esquema do ciclo de vida de <i>Heterakis gallinarum</i>	35
Figura 12: Ovo de <i>Heterakis</i> spp. numa galinha (<i>Gallus gallus domesticus</i>), na técnica de flutuação (400x)	36
Figura 13: Esquema do ciclo de vida de <i>Capillaria</i> spp.	40
Figura 14: Ovos de <i>Capillaria</i> spp. observados na técnica de flutuação (400x)	41
Figura 15: Esquema do ciclo de vida de <i>Trichostrongylus tenuis</i>	43
Figura 16: Ovo de tricostrongilídeo numa galinha (<i>Gallus gallus domesticus</i>), observado na técnica de flutuação (400x)	44
Figura 17: Ovo de <i>Tetrameres</i> spp. num Perú (<i>Meleagris gallopavo</i>), observado na técnica de sedimentação (400x)	45
Figura 18: Esquema do ciclo de vida de <i>Tetrameres americana</i>	46
Figura 19: Fêmea de <i>Tetrameres</i> spp. na superfície da mucosa do proventrículo	47
Figura 20: Fêmea de <i>Tetrameres fissipina</i> ao microscópio	47
Figura 21: Esquema do ciclo de vida de <i>Davainea proglottina</i>	50
Figura 22: Ovos de Cestodes. A) Ovo de <i>Choanotaenia infundibulum</i> ; B) Ovo de <i>Raillietina</i> spp.; C) Ovo de <i>Davainea proglottina</i> ; D) Ovo de <i>Hymenolepis setigera</i>	51
Figura 23: Esquema do ciclo de vida de <i>Echinostoma revolutum</i>	53
Figura 24: Ovo de <i>Echinostoma revolutum</i>	54
Figura 25: Perus na Quinta da Piedade da Póvoa de Santa Iria	61
Figura 26: Algumas espécies de anatídeos presentes na Quinta da Alagoa, em Carcavelos	61
Figura 27: Recolha de amostras	61
Figura 28: Localização geográfica das zonas de recolha de amostras	62
Figura 29: Método de Flutuação após centrifugação	63
Figura 30: Método de Sedimentação	64

Capítulo I

Casuística do Estágio

O estágio curricular foi realizado na Clínica Veterinária de Telheiras, entre 1 de outubro de 2022 e 28 de fevereiro de 2023, tendo uma duração total de 5 meses.

A clínica encontra-se situada em Telheiras, na Rua Professor João de Castro Mendes nº10 em Lisboa. É uma clínica de referência em medicina veterinária de animais exóticos, com atendimento de urgências 24 horas.

A autora foi orientada pela doutora Maria João Costa, diretora da clínica, que exerce medicina veterinária há 28 anos. Aberta desde 1995, foi a primeira com esta especialidade na região de Lisboa.

Durante o estágio a autora pode acompanhar as quatro médicas veterinárias constituintes da equipa da clínica, em consultas, auxiliar e realizar tratamentos, exames de imagem e assistir e auxiliar várias cirurgias em diferentes espécies de animais.

A autora assistiu a uma grande variedade de consultas, sendo que as mais comuns, tanto em animais de companhia como em animais exóticos, foram as de medicina preventiva (35% e 32%, respetivamente); seguidas de reavaliações (17% e 16%, respetivamente); tratamentos diários (10% e 16%, respetivamente) e urgências (4% e 9%, respetivamente). Nos animais de companhia, as consultas de dermatologia (8%) e gastroenterologia (5%) também foram muito recorrentes. Nos animais exóticos, as consultas de dermatologia (5%) e estomatologia (4%) também foram significativas. Com menor frequência, consultas de imagiologia, pneumologia, primeiras consultas, obstetrícia/ginecologia, urologia, endocrinologia, ortopedia, oncologia, oftalmologia, neurologia e eutanásias.

Ao longo deste período a autora pode assistir e realizar métodos de diagnóstico imagiológicos, como exame ecográfico abdominal, exame radiográfico, exame ecocardiográfico, além de punção aspirativa de agulha fina (PAAF) e cistocentese ecoguiadas. Durante os tratamentos diurnos, a autora pode auxiliar e realizar vários tratamentos com supervisão de uma médica veterinária. Aperfeiçoou a colocação e a retirada de cateteres intravenosos e uretrais, assim como a recolha de sangue para análises sanguíneas e bioquímicas em diferentes espécies de mamíferos, aves e répteis; preparou e administrou medicações por via oral, subcutânea, intramuscular, intravenosa e intracelómica; preparou sistemas de soro, realizou corte de bico e unhas em aves, mediu níveis de glicémia, realizou alimentações

forçadas com sonda em aves, limpou feridas, mudou pensos, drenou abscessos, removeu pontos, realizou colheita com zaragatoas para citologias, biópsias para histopatologia e eutanásias.

A autora também teve a oportunidade de preparar os animais para intervenções cirúrgicas, efetuou a tricotomia e assepsia, administrou e monitorizou a anestesia, assistiu e colaborou em diversas cirurgias, como segunda cirurgiã e instrumentista e ainda realizou algumas das orquiectomias em gatos com supervisão de uma médica veterinária. Das cirurgias observadas durante o estágio curricular (Gráfico 1), as mais comuns foram as de estomatologia (35%), para correção dentária em pequenos mamíferos, destartarizações e excisões dentárias; seguidas de cirurgias eletivas (29%), como orquiectomias e ovariohisterectomias; gastroenterologia (10%), tais como gastrotomias para resolução de obstrução gástrica em coelhos; dermatologia (8%), para excisão de abscessos ou massas; ortopedia (8%), como amputações e resolução de fraturas. Cirurgias menos comuns foram de oncologia (4%), para retirada de tumores que tinham sido confirmados por histopatologia; oftalmologia (2%), para uma enucleação; urologia/nefrologia (2%), como nefrectomias e por fim, correção de distócia em aves (2%).

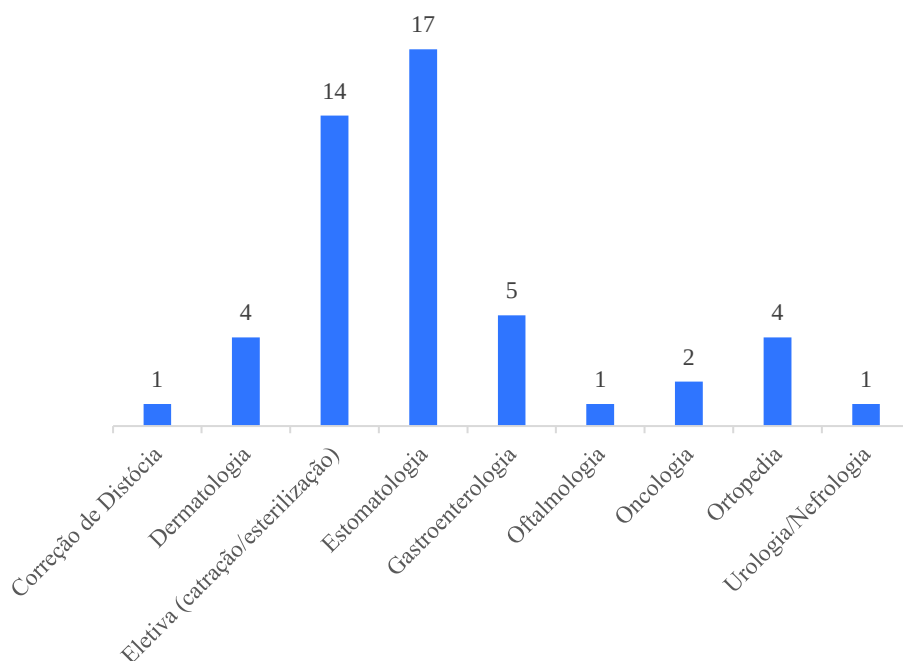


Gráfico 1: Cirurgias observadas durante o estágio curricular.

A aquisição de animais exóticos tem vindo a crescer ao longo dos últimos anos, fazendo com que haja uma maior procura por Centros de Atendimento Médico-Veterinário (CAMV) com esta especialidade. A clínica atende tanto animais de companhia, como animais exóticos, sendo que as consultas de animais exóticos, durante o período de estágio, perfizeram quase metade da totalidade das mesmas, como é possível observar no Gráfico 2.

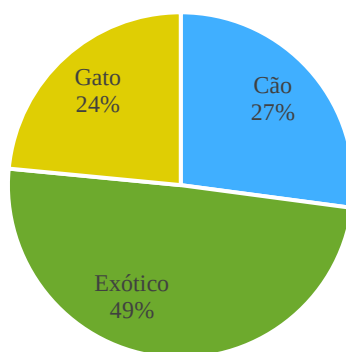


Gráfico 2: Percentagem de cães, gatos e animais exóticos apresentados em consulta, durante o período de estágio curricular.

Atualmente os animais exóticos são cada vez mais comuns como novos animais de companhia. Em consulta foram mais prevalentes os pequenos mamíferos (53%), seguidos de aves (37%) e por último os répteis (10%). A autora registou todas as espécies dos mesmos, observadas durante o período do estágio, estando referidas nas Tabelas 1,2 e 3.

Tabela 1: Nome comum e científico das espécies de pequenos mamíferos observados em consulta durante o período de estágio.

Pequenos Mamíferos
Chinchila (<i>Chinchilla laniger</i>)
Coelho (<i>Oryctolagus cuniculus domesticus</i>)
Degu (<i>Octodon degus</i>)
Furão (<i>Mustela putorius furo</i>)
Gerbo da Mongólia (<i>Meriones unguicalatus</i>)
Hamster russo (<i>Phodopus sungorus</i>)
Hamster sírio (<i>Mesocricetus auratus</i>)
Ouriço pigmeu africano (<i>Atelerix albiventris</i>)
Ouriço-orelhudo (<i>Hemiechinus auritus</i>)
Ouriço-cacheiro (<i>Erinaceus europaeus</i>)
Petáuro do açúcar (<i>Petaurus breviceps</i>)
Porquinho-da-Índia (<i>Cavia porcellus</i>)

Tabela 2: Nome comum e científico das espécies de aves observadas em consulta durante o período de estágio.

Aves
Canário (<i>Serinus canaria</i>)
Catatua-branca (<i>Cacatua alba</i>)
Caturra (<i>Nymphicus hollandicus</i>)
Faisão dourado (<i>Chrysolophus pictus</i>)
Galinha (<i>Gallus gallus domesticus</i>)
Inseparável-alaranjado (<i>Agapornis fischeri</i>)
Inseparável-de-faces-rosadas (<i>Agapornis roseicollis</i>)
Lório arco-íris (<i>Trichoglossus moluccanus</i>)
Mandarin (<i>Taeniopygia guttata</i>)
Papagaio da Patagónia (<i>Cyanoliseus patagonus</i>)
Papagaio do mangue (<i>Amazona amazonica</i>)
Papagaio do Senegal (<i>Poicephalus senegalus</i>)
Papagaio ecletus (<i>Eclectus roratus</i>)
Papagaio-campeiro (<i>Amazona ochrocephala</i>)
Papagaio-cinzento (<i>Psittacus erithacus</i>)
Papagaio-de-fronte-azul (<i>Amazona aestiva</i>)
Periquito australiano (<i>Melopsittacus undulatus</i>)
Periquito-de-sol (<i>Aratinga solstitialis</i>)
Periquito-de-colar (<i>Psittacula krameri</i>)
Pombo (<i>Columbia livia</i>)
Rola-turca (<i>Streptopelia decaocto</i>)
Tiriba-de-cara-suja (<i>Pyrrhura molinae</i>)
Tiriba-de-testa-vermelha (<i>Pyrrhura frontalis</i>)

Tabela 3: Nome comum e científico das espécies de répteis observadas em consulta durante o período de estágio.

Répteis
Camaleão do Iémen (<i>Chamaeleo calyptratus</i>)
Cobra do milho (<i>Pantherophis guttatus</i>)
Cobra-de-leite (<i>Lampropeltis triangulum</i>)
Dragão barbudo (<i>Pogona vitticeps</i>)
Gecko leopardo (<i>Eublepharis macularius</i>)
Iguana-verde (<i>Iguana iguana</i>)
Pitão real (<i>Python regius</i>)
Tartaruga chinesa de 3 quilhas (<i>Chinemys reevesii</i>)
Tartaruga da Flórida (<i>Trachemys scripta</i>)
Tartaruga de orelha vermelha (<i>Trachemys scripta elegans</i>)
Tartaruga grega (<i>Testudo graeca</i>)
Tartaruga russa (<i>Testudo horsfieldii</i>)

Os mamíferos mais observados em consulta foram os coelhos e porquinhos-da-Índia. As urgências mais frequentes nestas espécies foram de problemas gastrointestinais, dentários e dermatológicos. Nas aves, as patologias mais observadas foram o picacismo e problemas respiratórios, enquanto nos répteis, na maioria dos casos, estavam associadas ao manejo incorreto.

O estágio curricular permitiu à autora adquirir e consolidar conhecimentos essenciais na medicina de animais de companhia e exóticos, tais como o seu correto manejo, as patologias mais comuns e os seus sinais clínicos, metodologia de contenção e exames físicos, fármacos mais utilizados e cálculo das suas doses, protocolos vacinais de cada espécie, como reagir em situações de urgência e como interagir com os tutores em consulta e em situações mais difíceis por perda de um animal.

Capítulo II

1 – Introdução

As aves são uma parte essencial de qualquer ecossistema, estando presentes também em parques zoológicos e mantidas como animais de estimação em todo o mundo (Papini, Girivetto, Marangi, Mancianti & Giangaspero, 2012).

As quintas pedagógicas e jardins públicos com animais, são espaços com intuito pedagógico, que permitem o envolvimento de jovens e adultos, em atividades educacionais, ambientais, sociais e recreativas, através da vivência e da partilha de experiências num meio rural. Este aspeto é extremamente importante, visto que promove o contacto com a natureza e com animais e dá a conhecer as práticas artesanais, agrícolas e pecuárias, à população que vive em cidades, com poucos espaços verdes (Oliveira, 2015; Direção Geral de Alimentação e Veterinária, 2021).

As doenças parasitárias são as infeções mais prejudiciais em aves domésticas, afetando a produtividade e o bem-estar. Estas são mais comuns em países com climas tropicais e subtropicais, devido às condições ambientais, que influenciam o desenvolvimento de parasitas e dos hospedeiros intermediários (HI) que os transmitem (Machado, Lima & de Barros Araújo, 2006; Yagoob *et al*, 2017).

Aves que vivem ao ar livre para satisfazerem as suas necessidades nutricionais procuram alimento nas camadas superficiais do solo. Estas geralmente podem estar contaminadas com ovos e larvas de parasitas, bem como vários insetos, caracóis e minhocas, que atuam como HI desses parasitas. Desse modo, as aves que vivem ao ar livre são mais predispostas a serem infetadas por parasitas gastrointestinais (Uhuo *et al.*, 2013; Butcher & Miles, 2018; Asumang *et al*, 2019; Saraiva *et al*, 2020).

Existe uma grande variedade de parasitas que afetam as aves, como protozoários, nematodes, cestodes e trematodes (Papini *et al.*, 2012). Os principais são aqueles que têm um ciclo monoxeno ou direto, como os protozoários. Alguns nematodes, cestodes e trematodes, podem apresentar no seu ciclo biológico a presença de um ou mais HI, tendo por isso um ciclo heteroxeno ou indireto (Mattos, Rossato & Antonucci, 2019).

Geralmente as infeções por parasitas gastrointestinais são mistas, com dois ou mais parasitas. Associações de helmintes com coccídeos apresentam efeitos devastantes, no crescimento, produção de ovos e saúde geral dos animais, tornando-os menos resistentes a

doenças e exacerbando doenças pré-existentes. A concentração de ovos e oocistos viáveis de parasitas no ambiente é um dos fatores que determina a gravidade da infecção (Belete, Addis & Ayele, 2016; Butcher & Miles, 2018).

Os ecossistemas situados em centros urbanos, são frequentados por animais domésticos, pombos, pardais, ratos e animais errantes, facilitando o contacto entre estes e os animais em cativeiro, sendo este um importante fator de infecção destes. Alguns parasitas que infetam aves silvestres, também infetam aves domésticas e uma vez que várias espécies de aves co-habitam os mesmos locais, estas atuam como reservatórios, tornando o controlo de doenças parasitárias mais complexo (Machado *et al.*, 2006; Snak *et al.*, 2014; Melo *et al.*, 2022).

Alguns parasitas podem ter potencial epizootico, podendo infetar animais e humanos, se estes entrarem em contato com fezes contaminadas com formas infetantes (Ayeh-Kumi, Gerald, Olu-Taiwo & Akua, 2016). Desse modo, é importante realizar estudos parasitológicos, de forma a identificar e controlar parasitas em aves silvestres, que atuam como reservatórios e que apresentam capacidade de influenciar a saúde de espaços naturais e domésticos (Papini *et al.*, 2012; Snak *et al.*, 2014).

2 – Revisão Bibliográfica

Os galináceos são uma ordem que inclui um grupo diverso de aves, que compreende 70 géneros e 290 espécies. Algumas das espécies mais conhecidas desta ordem são os perus, galinhas, codornizes, perdizes, faisões, pavões e galinhas-de-Angola (Haverschmidt, 2020). A dieta destas espécies é bastante variada, alimentando-se de plantas, sementes, frutas, invertebrados, caracóis, ovos e pequenos répteis e roedores (Howard, 2004).

A galinha (*Gallus gallus domesticus*) foi domesticada no Sul da Ásia há cerca de 4,000 anos, através de um processo de reprodução selecionada, que promoveu o incremento da produção de ovos e de carne. É possível encontrar esta espécie distribuída por muitos continentes, porém a sua origem é de florestas de vegetação densa do continente Asiático (Haverschmidt, 2020).

Os anatídeos são uma família de aves que engloba 49 géneros e 5 subfamílias. Fazem parte desta, os patos, gansos e cisnes (Encyclopaedia Britannica, 2020). As aves desta família estão distribuídas por todos os continentes exceto a Antártica. Na sua maioria apresentam uma dieta herbívora, no entanto também se alimentam de moluscos, crustáceos, pequenos peixes, sementes, raízes, plâncton e algas (Howard, 2003; Encyclopaedia Britannica, 2020).

O pato (*Anas platyrhynchos domesticus*) foi domesticado a partir de patos selvagens há cerca de 2,200 anos na China. A sua domesticação ocorreu através de um processo de seleção artificial, onde estes foram classificados e reproduzidos de acordo com a sua utilidade de produção, seja ovos, carne ou ambos (Wang *et al.*, 2020).

2.1 – Espécies presentes no estudo

A galinha (*Gallus gallus domesticus*) é uma ave nativa do Sul da Ásia, particularmente de florestas de vegetação densa na Índia. Esta espécie não tem uma plumagem característica, sendo esta muito variável, com cores entre dourado, vermelho, vários tons de castanho, laranja, branco, cinzento e verde metalizado. O dimorfismo sexual é evidente, visto que os machos são maiores, apresentam esporões nas patas, exibem saliências carunculares na crista e dois lóbulos pendulares, um em cada lado do bico; o comprimento das penas da cauda é superior e apresentam cores mais vibrantes. Se a espécie exibir uma mancha branca em cada lado da face, significa que está mais relacionada com a espécie selvagem. É uma ave de pequenas dimensões, atingindo um peso médio de 2,5 kg. Geralmente pode viver entre 5 e 10 anos, sendo que o máximo registado em cativeiro foram 30. Esta espécie foi domesticada para produção de carne e de ovos (Gautier, 2002).



Figura 1: Galinha (*Gallus gallus domesticus*) (Reproduzido de “Chicken”. In Children's Healthy Living Program. Retirado a 16 de maio de 2023 de <https://manoa.hawaii.edu/ctahr/pacificfoodguide/index.php/walks-along-the-ground/chicken/>).

O peru-selvagem (*Meleagris gallopavo*) tem origem na América do Norte e Canadá. Esta espécie prefere ambientes de floresta com aberturas dispersas, como pastagens, campos e pomares. É uma ave de grande porte, com patas e pescoço compridos, uma cauda grande em forma de leque e asas curtas e arredondadas. O dimorfismo sexual é evidente, visto que os machos são de maiores dimensões, podendo atingir os 6,8 a 11 kg; apresentam uma plumagem cinzento-escura e verde iridescente, sendo que as suas penas de voo são pretas com riscas castanhas e brancas; exibem uma barbeta vermelha pendular na zona da garganta, uma

carúncula que sai projetada da testa e um tufo de penas pretas no peito; as patas, de cor rosa acinzentado, apresentam esporões que podem atingir os 3,2 cm. A cor da cabeça dos machos altera-se consoante a estação do ano, variando entre o vermelho, azul e branco. As fêmeas são de menor porte, pesando entre 3,6 e 5,4 kg, exibem o pescoço coberto de penas, sendo o mesmo, a cabeça e o restante corpo cinzento-escuro. Esta espécie de ave vive em média menos de 2 anos, mas o peru-selvagem mais velho registado viveu até aos 13 anos (McCullough, 2001).



Figura 2: Perú selvagem (*Meleagris gallopavo*) (Reproduzido de “Wild Turkeys (*Meleagris gallopavo*), two toms courting several hens, New York, USA”. In Nature Picture Library. Retirado a 16 de maio de 2023 de <https://www.natureplprints.com/marie-read/wild-turkeys-meleagris-gallopavo-19141054.html>).

O pato mudo (*Cairina moschata*) é nativo da América Central e do Sul. Possui este nome comum, uma vez que não grasna como outras espécies de patos. Esta espécie caracteriza-se por abanar a cauda persistentemente e por emitir sopros quando se sente ameaçada. É uma ave de grandes dimensões, que pode atingir o peso entre 2,5 e 6,8 kg, com uma envergadura de asa entre 137 e 154 cm e vive em média 7 a 8 anos. Esta ave apresenta protuberâncias vermelhas na face e em redor dos olhos, designadas de carúncula. A sua plumagem mais comum é o castanho e preto, com tons de verde e roxo iridescentes e faixas brancas nas asas. Esta espécie apresenta dimorfismo sexual, sendo que os machos são maiores do que as fêmeas e apresentam a ponta do bico preta. É uma ave utilizada para controlo de pragas na agricultura, para a produção de carne e como ave ornamental de jardins (Schagene, 2010).



Figura 3: Pato mudo (*Cairina moschata*) (Reproduzido de “*Cairina moschata* (Linnaeus, 1758) subsp. domestica (Donkin, 1989)”. In Biodiversidade. Retirado a 16 de maio de 2023 de <https://biodiversidade.eu/avistamento/cairina-moschata-linnaeus-1758-subsp-domestica-donkin-1989--3/?lang=pt>).

O ganso-bravo (*Anser anser*) é uma ave nativa do Reino Unido e Europa. Apresenta uma plumagem cinzento-acastanhada, com margens brancas, nas penas da parte superior do corpo e penas brancas na parte inferior. O bico é cor de laranja, semelhante às patas. Os juvenis apresentam patas cinzentas. É uma ave que pode atingir os 2,5 a 4 kg, com uma envergadura de asa de 76 a 89 cm e pode viver até aos 20 anos. Esta espécie foi domesticada para produção de carne e de penas, para enchimento de colchões, sacos de cama e material isolante (Vargas, 2002).



Figura 4: Ganso-bravo (*Anser anser*) (Reproduzido de “Greylag goose, *Anser anser*”. In Pixabay. Retirado a 16 de maio de 2023 de <https://pixabay.com/photos/greylag-geese-anser-anser-301262/>).

O pato-real (*Anas platyrhynchos*) pode ser encontrado quase em todo o mundo, encontrando-se predominantemente na Ásia, África e América do Sul. Esta espécie prefere ambientes junto de zonas de água, com grande quantidade de vegetação. Após a época de reprodução, migra para zonas mais quentes onde se alimenta até à próxima época reprodutiva. Contudo, alguns exemplares escolhem passar o inverno em zonas onde comida e abrigo são abundantes, ficando residentes todo o ano. O pato-real apresenta uma plumagem azul iridescente nas asas, em ambos os sexos. Os machos apresentam penas verdes iridescentes na cabeça e pescoço e penas pretas no dorso e cauda. Por sua vez, as fêmeas exibem plumagem castanha (Rogers, 2001).



Figura 5: Pato real (*Anas platyrhynchos*) (Reproduzido de “Species Profile: *Anas platyrhynchos* – Mallard, Wild Duck, Greenhead, Suzie”. In Bella Vista Property Owners Association. Retirado a 16 de maio de 2023 de <https://bellavistapoa.com/2019/02/22/species-profile-anas-platyrhynchos-mallard-wild-duck-greenhead-suzie/>).

O pato-comum (*Anas platyrhynchos domesticus*) é uma das espécies que deriva do pato-real, após a sua domesticação e reprodução na China. Esta espécie foi importada para os Estados Unidos da América em 1873, tornando-se muito popular como animal de estimação pela sua natureza amigável, pela produção de ovos, mas principalmente pela sua carne. Esta ave caracteriza-se pela sua plumagem branca e bico e patas amarelo-alaranjado (Brickfields Country Park, 2023).

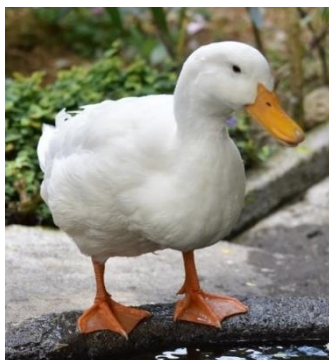


Figura 6: Pato-comum (*Anas platyrhynchos domesticus*) (Reproduzido de “Pato doméstico”. In BioDiversity4All. Retirado a 16 de maio de 2023 de https://www.biodiversity4all.org/guide_taxa/1578503).

2.2 – Principais parasitas gastrointestinais que infetam as aves

2.2.1 – Protozoários

2.2.1.1 – Gêneros *Eimeria*, *Tyzzeria*, *Wenyonella* e *Cryptosporidium*

A coccidiose é provavelmente a doença parasitária mundialmente mais importante em aves domésticas. Esta parasitose pode ser provocada pelos protozoários dos gêneros *Eimeria*, *Tyzzeria* e *Wenyonella* (Permin & Hansen, 1998).

Os parasitas do gênero *Eimeria* pertencem à classe Conoidasida e à família Eimeriidae (Taylor, Coop & Wall, 2016). Existem nove espécies de *Eimeria* descritas em galinhas: *Eimeria acervulina*, *E. brunetti*, *E. maxima*, *E. mitis*, *E. necatrix*, *E. praecox*, *E. tenella*, *E. mivati*, e *E. hagani* (Belete *et al.*, 2016). Nos perus estão descritas quatro espécies de *Eimeria*: *E. adenoides*, *E. meleagrimitis*, *E. gallopavonis* e *E. dispersa* (Permin & Hansen, 1998).

Nos patos estão descritas 13 espécies de coccídeas, sendo as mais frequentes: *Eimeria anatis*, *E. anseris*, *E. nocens*, *Tyzzeria anseris*, *T. perniciosa* e *Wenyonella philiplevinei* (Permin & Hansen, 1998; Taylor *et al.*, 2016; Lozano, Oliveira, Paz-Silva, & Carvalho, 2020). A espécie com maior importância é *T. perniciosa* (Permin & Hansen, 1998), tendo uma prevalência de 17% em patos que vivem ao ar livre. A espécie *W. philiplevinei* é a coccídea mais descrita em patos, principalmente em países asiáticos (Lozano *et al.*, 2020).

Outros protozoários que afetam as aves pertencem ao gênero *Cryptosporidium*, como as espécies *C. baileyi* e *C. meleagridis* (Taylor *et al.*, 2016).

2.2.1.1.1 – Ciclo de Vida

O ciclo de vida das coccídeas é direto e curto comparativamente ao dos nematodes, cestodes e trematodes. Normalmente completa-se em menos de 7 dias, sendo complexo, com fases sexuadas e assexuadas (Permin & Hansen, 1998; Belete *et al.*, 2016).

Quando os oocistos são excretados nas fezes, não são esporulados, esporulando em 1 a 2 dias no ambiente. Os oocistos esporulados, que constituem a forma infetante, ao serem ingeridos por uma ave, libertam os esporozoítos no seu trato gastrointestinal. Posteriormente estes invadem o epitélio intestinal, dando início à fase assexuada, designada esquizogonia, onde os esporozoítos se desenvolvem em esquizontes de primeira geração. Os esquizontes presentes no epitélio produzem merozoítos, que invadem e destroem as células epiteliais do hospedeiro. Depois de vários ciclos assexuais, onde os merozoítos podem desenvolver-se em esquizontes de segunda geração, que por sua vez, podem produzir merozoítos de segunda geração ou micro

e macrogâmetas, inicia-se a fase sexuada do ciclo. Os macrogâmetas são fertilizados pelos microgâmetas, tornando-se zigotos, que posteriormente se desenvolvem em oocistos. A fase sexuada termina com a liberação dos oocistos das células do intestino do hospedeiro e a sua excreção para o exterior através das fezes, dando continuidade ao ciclo (Permin & Hansen, 1998; Belete *et al.*, 2016; Mattos *et al.*, 2019).

As espécies do género *Eimeria* normalmente apresentam hospedeiros específicos, o que significa que diferentes espécies de aves não se infetam entre si (Permin & Hansen, 1998).

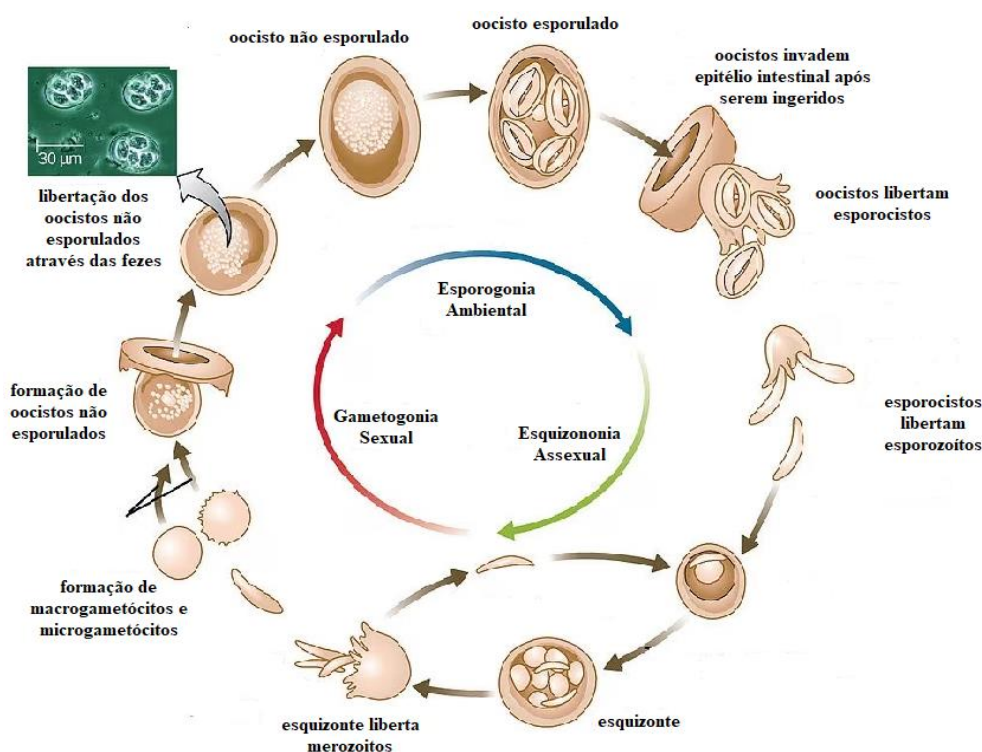


Figura 7: Esquema do ciclo de vida de *Eimeria tenella* (Adaptado de “Coccidiosis in Chickens”. In PoultryDVM. Retirado a 16 de maio de 2023 de <https://www.dsm.com/anh/challenges/supporting-animal-health/coccidiosis-in-chickens.html>).

2.2.1.1.2 – Patogenia e sinais clínicos

A gravidade da doença e os sinais clínicos de infeções por *Eimeria* spp. em galinhas, variam entre bandos e consoante a espécie do parasita presente (Permin & Hansen, 1998; Belete *et al.*, 2016).

Infeções por *Eimeria* spp. podem ocorrer em aves de todas as idades (Permin & Hansen, 1998). Normalmente têm tendência a ser crónicas e podem estar envolvidas várias espécies deste protozoário, observando-se perda de peso, baixa mortalidade (Taylor *et al.*, 2016) e enterite fibro-necrótica (Belete *et al.*, 2016).

Em infecções de carácter agudo, as aves apresentam depressão, penas eriçadas, diarreia (Belete *et al.*, 2016) atraso de crescimento, diminuição do consumo de água e de alimento e elevada mortalidade (Permin & Hansen, 1998). Nas formas mais graves de infecções por *Eimeria* spp., o sinal clínico mais frequente é a enterite necrótica, que aumenta a suscetibilidade a outras doenças, uma vez que reduz a habilidade do intestino de absorver nutrientes (Belete *et al.*, 2016; Mattos *et al.*, 2019).

De todas as espécies de *Eimeria* descritas em galinhas, apenas algumas provocam doença grave. As espécies *E. tenella*, *E. brunetti* e *E. necatrix* são as mais patogénicas (Taylor *et al.*, 2016). Infecções por *E. tenella* provocam hemorragia do ceco (Belete *et al.*, 2016). As espécies *E. maxima* e *E. acervulina* são consideradas menos patogénicas (Permin & Hansen, 1998), porém, em infecções graves por *E. acervulina* podem observar-se sinais clínicos como diarreia, penas eriçadas, asas caídas, inapetência, perda de peso, prostração e morte (Taylor *et al.*, 2016). Ao exame histopatológico, o ceco revela necrose das vilosidades do epitélio, hemorragia massiva e infiltração de células inflamatórias na lâmina própria e submucosa (Belete *et al.*, 2016).

Nos perus as infecções por *Eimeria* spp. não são consideradas tão patogénicas como nas galinhas; as aves com mais de 6 a 8 semanas são mais resistentes. As aves infetadas, podem apresentar sinais típicos da infeção, que incluem diarreia mucoide, depressão, penas eriçadas e anorexia (Permin & Hansen, 1998).

Nos patos, as espécies de coccídeas mais patogénicas são a *T. perniciosa* e *W. philiplevinei*. Infecções por *T. perniciosa* provocam balonização muco-hemorrágica e/ou presença de material caseoso no intestino delgado, observando-se sinais clínicos como anorexia, perda peso, fraqueza, elevada morbilidade e mortalidade. Em infecções por *W. philiplevinei* formam-se petéquias na mucosa do íleo e congestão da mucosa do intestino grosso, em casos agudos, pode ocorrer a morte do animal. Nos patos não existe uma descrição detalhada da patogenicidade de parasitas do género *Eimeria*. Sabe-se que provocam infeções moderadas a graves no intestino delgado e/ou grosso, dependendo da espécie, levando à ausência de absorção de nutrientes, enterite, destruição do epitélio intestinal, hemorragias intensas, anorexia, perda de peso, apatia e morte nos casos agudos (Permin & Hansen, 1998; Lozano *et al.*, 2020).

Infecções por *Cryptosporidium baileyi* provocam inflamação da bolsa de Fabricius, da cloaca e do epitélio respiratório. Os sinais clínicos dependem do local da infeção, podendo

variar entre diarreia, tosse, espirros, dispneia, doença renal e morte em casos agudos (Lozano *et al.*, 2020).

2.2.1.1.3 – Diagnóstico

Infeções por *Eimeria* spp. podem ser diagnosticadas a nível microscópico, através de exame histológico dos tecidos afetados, retirados na necrópsia ou através de coprologia, com observação de oocistos na flutuação fecal. Durante o exame *post mortem*, a localização e o tipo de lesões permitem guiar o diagnóstico para a confirmação da espécie de *Eimeria* spp. (Belete *et al.*, 2016; Taylor *et al.*, 2016).

Os oocistos de *Eimeria* spp. são estruturas ovóides, com coloração avermelhada, parede dupla e translúcida (Mattos *et al.*, 2019), medindo 16 por 42 µm (Belete *et al.*, 2016). No interior dos oocistos podem ser observados quatro esporocistos com dois esporozoítos dentro de cada um. Os oocistos de *T. perniciosus* apresentam oito esporozoítos livres e os da espécie *W. philiplevinei*, contêm quatro esporocistos, cada um com quatro esporozoítos no seu interior (Lozano *et al.*, 2020).



Figura 8: Oocisto de *Eimeria* spp. num peru (*Meleagris gallopavo*), na técnica de flutuação (400x) (Original da autora).

Oocistos de *Cryptosporidium* spp. podem ser identificados utilizando a técnica de coloração Ziehl-Neelsen em esfregaços fecais, onde os esporozoítos podem ser observados como grânulos de cor vermelho vivo. Identificar a espécie de *Cryptosporidium* spp. é praticamente impossível utilizando métodos convencionais. Para isso podem ser utilizadas técnicas imunológicas como imunofluorescência e Ensaio de Imunoabsorção Enzimática (ELISA) ou técnicas moleculares baseadas no DNA (Taylor *et al.*, 2016).

2.2.1.1.4 – Epidemiologia

Após a ingestão dos oocistos esporulados, que são a forma infetante, o hospedeiro torna-se infetado e ao fim de 3 ou 4 semanas pode iniciar-se a excreção de oocistos pelas fezes deste hospedeiro. Os oocistos podem ser transportados mecanicamente, por aves selvagens, insetos, vento, roupa e calçado. As aves selvagens e os invertebrados não se comportam como reservatórios biológicos, uma vez que estes parasitas apresentam hospedeiros específicos (Belete *et al.*, 2016; Taylor *et al.*, 2016).

Alguns fatores contribuem para a ocorrência de um surto de coccidiose, tais como humidade da cama, má distribuição de anticoccidianos nas rações, ventilação inadequada, elevada densidade populacional, limpeza inadequada ou insuficiente, convivência entre animais de diferentes idades, espécies e raças de aves, suscetibilidade a outras infeções, estado imunitário, imunidade adquirida, co-infeção com outras doenças e período pré-patente curto (Belete *et al.*, 2016; Taylor *et al.*, 2016).

As aves que recuperam de sucessivas infeções, adquirem imunidade, tornando-se portadoras e libertando continuamente oocistos para o ambiente, contribuindo para a transmissão da infeção (Belete *et al.*, 2016).

2.2.1.1.5 – Controlo

O tratamento deve ser introduzido o mais rapidamente possível após o diagnóstico ter sido confirmado. Podem utilizar-se vários fármacos, como: amprólio, clodol, diclazuril, etopabato, halofuginona, lasalocid, maduramicina, monesina, narasina e salomicina. A nicarbazina, sulfanamidas e quinolonas também podem ser utilizadas e estão aprovadas a nível europeu (Lozano *et al.*, 2020). Os fármacos mais utilizados são as sulfonamidas, administradas em dois períodos de três dias na água de bebida, com um intervalo de dois dias entre tratamentos. Deve ser evitada a utilização contínua do mesmo fármaco, para limitar a ocorrência de resistências. Quando se desenvolve resistência às sulfonamidas, pode ser utilizada uma mistura de amprólio e etopabato (Taylor *et al.*, 2016). O amprólio possui boa eficácia no tratamento da coccidiose na maioria das aves, porém a sua utilização profilática em demasia, está a ser responsável pelo aumento de resistências, devendo limitar-se a sua utilização (Lozano *et al.*, 2020). O uso de toltrazuril deve ser restrito a surtos de coccidiose, onde existe resistência aos outros tratamentos (Taylor *et al.*, 2016).

Como o controlo de coccídeas, especialmente do género *Eimeria* é feito com substâncias administradas na ração ou na água, existem vários fatores a considerar que

justificam a sua ineficácia, tais como a dose do fármaco ser baixa, a possível existência de outras doenças que influenciam o apetite e diminuem a ingestão de alimento medicamentoso (Taylor *et al.*, 2016), o curto poder residual dos princípios ativos, elevada taxa de prevalência de oocistos e infecções mistas (Luchese *et al.*, 2007).

Desse modo, a prevenção de coccidiose não é possível apenas com a utilização de fármacos, devem também ser associadas boas técnicas de manejo. O substrato das camas deve ser sempre mantido o mais seco possível, os sistemas de comedouros e bebedouros devem estar isentos de contaminação fecal, não deve ocorrer o derramamento de água para o substrato da cama, a ventilação deve ser adequada de forma a reduzir a humidade, deve-se evitar a sobrepopulação, o espaço para a alimentação deve ser adequado para o número de aves, quando possível, o substrato da cama deve ser substituído por um chão de rede, as camas dos aviários devem ser substituídas regularmente e os parques exteriores devem ser limpos e desinfetados para minimizar a exposição aos oocistos. Contudo, estes são resistentes à maioria dos desinfetantes (Belete *et al.*, 2016; Taylor *et al.*, 2016; Mattos *et al.*, 2019; Lozano *et al.*, 2020).

Outra alternativa para o controlo de coccidiose é a utilização de vacinas. Estas podem ser administradas em spray, por via oral (PO) ou como alimento medicamentoso. A vacinação protege as aves contra as três espécies de *Eimeria*, *E. maxima*, *E. tenella* e *E. acervulina*, no entanto, a produção da mesma é ainda muito dispendiosa (Taylor *et al.*, 2016).

2.2.2 – Nematodes

Existem 13 famílias de nematodes que infetam aves, como a família Strongyloididae, Trichuridae, Syngamidae, Trichostrongylidae, Subuluridae, Heterakidae, Ascarididae, Spiruridae, Thelaziidae, Gnathostomatidae, Physalopteridae, Acuariidae e Dipetalonematidae (Silva, Romera, Fonseca & Meireles, 2016). Dentro destas, existem mais de 50 espécies descritas em aves, sendo a maioria patogénica para estes hospedeiros (Permin & Hansen, 1998).

Os nematodes são os parasitas gastrointestinais mais comuns em galináceos (Belete *et al.*, 2016). Isto deve-se ao facto da maioria apresentar um ciclo de vida direto, não necessitando de HI, por se transmitirem no solo onde os ovos podem permanecer viáveis por cerca de 12 meses (Yagoob *et al.*, 2017).

2.2.2.1 – Género *Ascaridia*

Os parasitas deste género pertencem ao filo Nematoda, à classe Secernentea e à superfamília Ascaridoidea (Taylor *et al.*, 2016).

A espécie *Ascaridia galli* é a mais prevalente e patogénica em aves de capoeira, especialmente em galinhas e perus, devido ao modo de transmissão ser direto e os ovos serem muito resistentes no meio ambiente (Belete *et al.*, 2016; Asumang *et al.*, 2019).

O parasita *A. galli* é o maior nematode que afeta as aves. As formas adultas são robustas e de cor branca. O macho mede entre 50 e 75 mm e a fêmea entre 70 e 120 mm de comprimento. Os ovos de *Ascaridia* sp. apresentam forma ovoide, parede grossa, com granulação no seu interior, podendo ser facilmente confundidos com os do género *Heterakis*, sendo estes ligeiramente maiores, com dimensões de 73-92 por 45-57 µm (Belete *et al.*, 2016; Taylor *et al.*, 2016; Mattos *et al.*, 2019).

2.2.2.1.1 – Ciclo de Vida

O ciclo de vida de *A. galli* é direto, não necessitando de HI para o completar. Ocasionalmente as minhocas podem ingerir ovos de *A. galli* e ao serem ingeridas pelas aves, podem infetar estas mesmas aves, porém esta não é a principal via de transmissão. As aves infetadas excretam ovos não embrionados para o exterior através das fezes. Estes, no ambiente tornam-se embrionados, desenvolvendo-se no seu interior três fases larvares, entre 10-20 dias ou mais, dependendo da temperatura e humidade relativa, formando-se a terceira forma larvar (L3), que é a forma infetante. A transmissão ocorre quando outras aves ingerem ovos com L3, presentes na água, comida e substrato contaminados. Os ovos contendo a L3 eclodem no duodeno dentro de 24 horas. A L3 entra em fase histotrófica, fixando-se na mucosa intestinal, passando por mais duas mudas, até atingir a forma adulta no lúmen intestinal. Esta fase tem uma duração de 3 a 54 dias. As formas adultas produzem ovos que posteriormente são libertados para o exterior através das fezes, dando continuidade ao ciclo. O período pré patente varia entre 5 e 8 semanas (Permin & Hansen, 1998; Belete *et al.*, 2016).

Esta espécie de parasita afeta várias aves, tendo como hospedeiros finais as galinhas, perus, gansos, patos, galinhas-de-Angola e muitos outros galiformes selvagens (Taylor *et al.*, 2016).

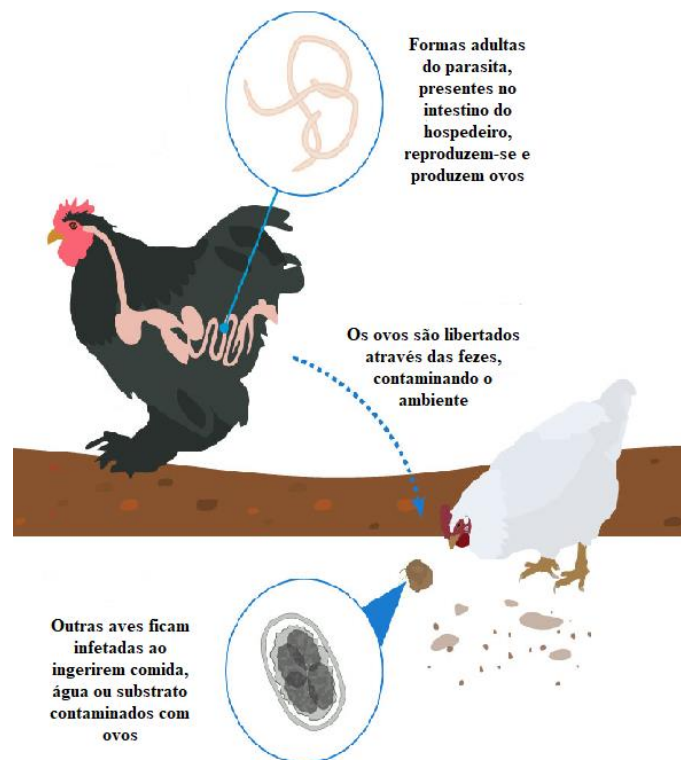


Figura 9: Esquema do ciclo de vida de *Ascaridia galli* (Adaptado de “Roundworm Infection”. In PoultryDVM. Acedido a 16 de maio de 2023 em <https://poultrydvm.com/condition/roundworms>).

2.2.2.1.2 – Patogenia e sinais clínicos

Ascaridia galli infeta aves de todas as idades, sendo mais grave em aves jovens com 1 a 2 meses, enquanto os adultos permanecem assintomáticos. Infecções ligeiras podem não provocar sinais clínicos, no entanto, em infecções graves, pode observar-se enterite catarral, enterite hemorrágica, obstrução intestinal e morte. O parasita interfere com a absorção de alimento a nível intestinal, provocando diarreia intermitente, anemia, anorexia, perda de peso, prostração, asas caídas, atraso do crescimento, diminuição da produção de ovos, emaciação, branqueamento da cabeça, diminuição do timo e aumento de uratos. Em casos de elevada carga parasitária, as formas adultas podem migrar para o oviducto e serem encontradas nos ovos (Belete *et al.*, 2016; Taylor *et al.*, 2016; Butcher & Miles, 2018).

2.2.2.1.3 – Diagnóstico

O diagnóstico pode ser realizado através do método coprológico de flutuação com a observação de ovos ao microscópio. Uma vez que estes são difíceis de distinguir dos de

Heterakis spp., a confirmação da espécie deve ser feita no exame *post mortem*, onde as formas adultas podem ser observadas na mucosa intestinal (Belete *et al.*, 2016; Taylor *et al.*, 2016).



Figura 10: Ovo de *Ascaridia* spp. num peru (*Meleagris gallopavo*), na técnica de flutuação (400x) (Original da autora).

2.2.2.1.4 – Epidemiologia

Existem poucos estudos epidemiológicos para investigar a infecção e transmissão de *A. galli*. Sabe-se que a infecção é mais grave nas aves jovens enquanto as aves adultas permanecem assintomáticas, atuando como reservatórios de infecção, assim como os ovos presentes no solo ou no interior de minhocas (Belete *et al.*, 2016; Taylor *et al.*, 2016).

O estabelecimento das larvas no intestino é influenciado por diversos fatores, como a idade, o género e a dieta da ave, bem como a dose infetante, visto que a duração da fase histotrófica depende do número de ovos infetantes ingeridos, sendo tanto maior, quanto maior a quantidade de ovos ingeridos (Permin & Hansen, 1998).

Infeções por *Ascaridia* sp. favorecem o desenvolvimento de infeções secundárias (Mattos *et al.*, 2019). Porém, se o animal conseguir criar uma resposta imune à larva, por exposição prévia, esta não se desenvolve em forma adulta, permanecendo na mucosa intestinal. Isto é mais comum de ocorrer em aves adultas, sendo esta uma razão para que permaneçam assintomáticas (Belete *et al.*, 2016).

2.2.2.1.5 – Controlo

Infeções por *A. galli* podem ser tratadas com vários fármacos, como sais de Piperazina, levamisol, benzimidazóis, como flubendazol, mebendazol, fenbendazol ou outros princípios ativos como tiabendazol, tetramisol, Ivermectina e higromicina B (Belete *et al.*, 2016; Taylor *et al.*, 2016).

Os sais de piperazina podem ser administrados na ração a 0,2-0,4%, na água a 0,1-0,2% ou em dose única de 50-100 mg/ave, mas são pouco eficazes em aves jovens. O levamisol é muito eficaz na dose 30 mg/kg PO ou a 300 ppm na comida. Os benzimidazóis também podem ser administrados na comida. O flubendazol a 30 ppm durante 7 dias, o mebendazol a 60 ppm durante 7 dias e o fenbendazol a 60 ppm durante 3 dias (Belete *et al.*, 2016; Taylor *et al.*, 2016). O tiabendazol pode ser administrado em dose terapêutica, toma única ou profilaticamente em doses baixas na água de bebida (Mattos *et al.*, 2019). O tetramisol é muito eficaz em galinhas de idades diferentes. A ivermectina tem uma eficácia de 90-95% contra formas larvares e formas adultas. A higromicina B pode ser administrada a 750g/tonelada na comida (Belete *et al.*, 2016).

Estes fármacos não matam as formas adultas, apenas as paralisam, fazendo com que estas percam a aderência à mucosa intestinal e sejam eliminadas pelas fezes. Um tratamento eficaz deve tornar os ovos não infectantes e desse modo devem ser realizadas duas a três doses separadas por 7 a 10 dias (Belete *et al.*, 2016).

De forma a prevenir e a controlar infecções por *A. galli*, as aves jovens devem ser separadas das adultas e devem ser criadas em solos onde não estiveram outras aves previamente; os sistemas de abeberamento e de alimentação devem ser elevados para limitar a contaminação fecal e deve realizar-se limpeza e desinfecção dos espaços regularmente (Belete *et al.*, 2016; Taylor *et al.*, 2016; Lozano *et al.*, 2020).

2.2.2.2 – Género *Heterakis*

Os parasitas do género *Heterakis* pertencem ao filo Nematoda, à classe Secernentea e à superfamília Ascaridoidea (Taylor *et al.*, 2016).

Existem três espécies descritas que infetam as aves: *Heterakis gallinarum*, *H. isolonche* e *H. dispar* (Lozano *et al.*, 2020).

A espécie mais relevante em aves é *H. gallinarum*. A forma adulta é de cor branca, com 1,5 cm de comprimento, com uma cauda longa e pontiaguda. O macho mede entre 7 e 13 mm de comprimento e a fêmea entre 10 e 15 mm. Os ovos apresentam forma ovoide, parede espessa e lisa e paredes laterais quase paralelas. Estes medem entre 65-80 µm de comprimento por 35-46 µm de largura. Por vezes são difíceis de distinguir dos ovos de *Ascaridia* sp., no entanto estes últimos são maiores e mais arredondados, em forma de barril (Taylor *et al.*, 2016).

2.2.2.2.1 – Ciclo de Vida

O ciclo de vida dos parasitas do género *Heterakis* é direto. Eventualmente, minhocas e moscas podem atuar como hospedeiros mecânicos e disseminar a infecção, porém esta não é a principal rota de transmissão. Os ovos não embrionados são eliminados através das fezes para o exterior e tornam-se infetantes no ambiente dentro de 2 semanas, dependendo das condições de humidade e temperatura. Quando estes são ingeridos pelos hospedeiros finais, eclodem no intestino e em 24 horas as larvas migram até ao ceco pelo lúmen intestinal, mudando para a fase adulta. O período pré patente é de 24 a 30 dias (Permin & Hansen, 1998; Mattos *et al.*, 2019).

Parasitas do género *Heterakis* infetam várias espécies de aves, tendo como hospedeiros finais: galinhas, perus, pombos, faisões, perdizes, codornizes, patos, gansos e outras espécies de galiformes selvagens (Taylor *et al.*, 2016).

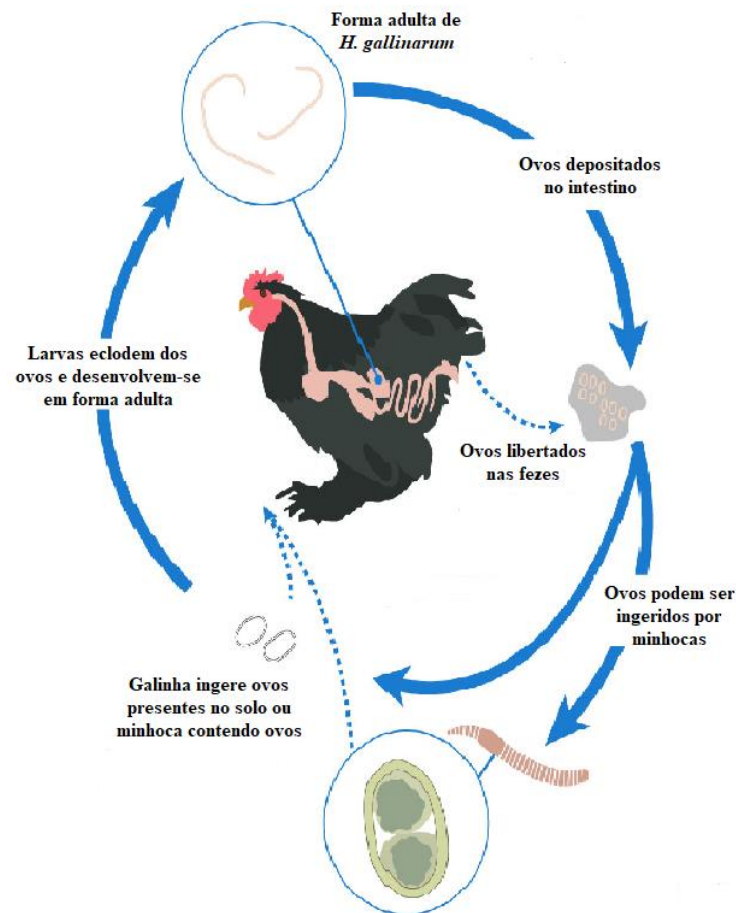


Figura 11: Esquema do ciclo de vida de *Heterakis gallinarum* (Adaptado de “Cecal Worms”. In PoultryDVM. Retirado a 16 de maio de 2023 de <https://poultrydvm.com/condition/cecal-worms>).

2.2.2.2.2 – Patogenia e sinais clínicos

Estes nematodes são os mais comuns em aves domésticas. A espécie *Heterakis gallinarum* é a mais relevante, normalmente não é patogénica, sendo frequentemente assintomática. Em infeções graves, leva à necrose da lâmina própria e das glândulas intestinais, destruindo a arquitetura da parede do ceco (Ybañez, Resuelo, Kintanar & Ybañez, 2018). Nesses casos provoca inflamação, espessamento da mucosa cecal e petéquias (Taylor *et al.*, 2016). Os sinais clínicos mais comuns são emaciação, anemia, atraso do crescimento, diarreia hemorrágica e em casos graves pode levar à morte dos hospedeiros (Ayeh-Kumi *et al.*, 2016).

Em infeções pela espécie *H. isolonche* pode observar-se tiflíte nodular, diarreia, emaciação e morte (Permin & Hansen, 1998).

2.2.2.2.3 – Diagnóstico

O diagnóstico de infeções por *Heterakis* spp., é realizado por coprologia através da visualização de ovos nas fezes ou de formas adultas na necrópsia (Belete *et al.*, 2016; Taylor *et al.*, 2016).

As três espécies deste parasita apresentam uma aparência muito semelhante. A forma adulta da espécie *H. dispar* é ligeiramente maior do que a das restantes espécies. A diferenciação entre estas é baseada na forma do esófago e comprimento e forma das espículas (Permin & Hansen, 1998; Taylor *et al.*, 2016).



Figura 12: Ovo de *Heterakis* spp. numa galinha (*Gallus gallus domesticus*), na técnica de flutuação (400x) (Original da autora).

2.2.2.2.4 – Epidemiologia

A espécie *H. gallinarum* apresenta pouca significância patogénica. A sua importância reside no facto deste parasita ser vetor do protozoário *Histomonas meleagridis*, que é o agente da doença da cabeça negra ou tíflo-hepatite nos perus (Belete *et al.*, 2016; Taylor *et al.*, 2016).

Este protozoário não persiste fora do hospedeiro, utilizando o nematode *H. gallinarum* como HI. Os ovos embrionados do parasita, contaminados com o protozoário, podem permanecer viáveis no solo durante um ano, sendo a fonte de infeção da doença. Hospedeiros mecânicos, como as minhocas, podem ingerir ovos de *H. gallinarum* infetados com *H. meleagridis*, transmitindo também a infeção a perus, galinhas e outras aves. Após ser ingerido, o ovo eclode e o protozoário permanece na larva de *H. gallinarum*, quando chega ao ceco do hospedeiro definitivo (HD), este protozoário multiplica-se no lúmen e na mucosa intestinal. Posteriormente, migra através da veia porta e alcança o fígado, provocando inflamação, necrose multifocal e insuficiência hepática (Taylor *et al.*, 2016; Landim de Barros, Vuong, Tellez-Isaias, & Hargis, 2022).

A espécie *H. gallinarum* completa todo o seu ciclo de vida nas galinhas. No entanto, estas raramente são afetadas pelo protozoário, recuperando da doença, exceto em situações de stress. Estes hospedeiros, por conseguirem criar uma resposta imune no ceco, fazem com que o número de protozoários que atingem o fígado seja diminuído. O mesmo não acontece com os perus, onde estes apresentam uma resposta imune diferente, permitindo que o protozoário provoque tífite e hepatite (Landim de Barros *et al.*, 2022).

Alguns dos sinais clínicos de histomonose não são específicos, porém os mais comuns são depressão, desidratação e penas eriçadas. Nos casos de infeções graves pode-se observar fezes de cor amarelada, escurecimento da cabeça e mortalidade elevada, entre 70% e 100%, que nos perus, são sinais muito característicos (Lozano *et al.*, 2020; Landim de Barros *et al.*, 2022).

Deste modo, perus e galinhas não devem partilhar o mesmo espaço, nem devem ser colocados perus onde previamente estiveram galinhas (Butcher & Miles, 2018) pelo perigo de contaminação do ambiente com ovos infetados e consequente transmissão do protozoário *H. meleagridis* a perus e outras aves de capoeira suscetíveis (Belete *et al.*, 2016).

2.2.2.2.5 – Controle

As infecções por *H. gallinarum* podem ser tratadas com vários fármacos, como sais de piperazina, levamisol (30 mg/kg PO ou 300 ppm na ração) ou benzimidazóis, como flubendazol (30 ppm durante 7 dias), mebendazol (60 ppm durante 7 dias) ou fenbendazol (60 ppm durante 3 dias) (Taylor *et al.*, 2016).

Em casos de infecções pelo protozoário *H. meleagridis*, existem vários fármacos que foram testados para o tratamento e controle, como compostos arsenicais (carbazona), nifursol, nitroimidazóis (dimetridazol e ipronidazol) (Corrêa *et al.*, 2010) e nitrofuranos (furazolidona, furaltadona, nitrofurantoina e nitrofurazona). Estes fármacos foram retirados do mercado, devido ao risco que constituem para a saúde pública, pelos seus efeitos carcinogénico, mutagénico e tóxico. Segundo Landim de Barros *et al.* (2022), atualmente não existem substâncias profiláticas nem terapêuticas para esta doença e consequentemente é urgente procurar alternativas e estratégias de manejo e farmacológicas.

A estratégia possível para prevenir surtos de histomonose, deve ser através do controle do hospedeiro *H. gallinarum*. Para isso devem ser implementadas medidas como a eliminação dos vetores mecânicos, limpeza e desinfecção regulares dos alojamentos e parques exteriores, mudança do substrato, colocação de barreiras físicas, desparasitação das galinhas e evitar a proximidade entre perus e galinhas. Também podem ser colocados antiparasitários naturais no alimento e realizar a vacinação dos bandos (Taylor *et al.*, 2016; Lozano *et al.*, 2020; Landim de Barros *et al.*, 2022).

2.2.2.3 – Género *Capillaria*

Os parasitas do género *Capillaria* pertencem ao filo Nematoda, à classe Secernentea e à superfamília Trichuroidea (Taylor *et al.*, 2016).

Existem seis espécies descritas de *Capillaria* spp. em aves domésticas e selvagens: *C. annulata*, *C. contorta*, *C. caudinflata*, *C. bursata*, *C. obsignata* e *C. anatis*. Cada espécie apresenta um local de preferência no trato gastrointestinal do HD (Tabela 4) (Belete *et al.*, 2016; Lozano *et al.*, 2020).

Os machos medem cerca de 6-12 mm e as fêmeas 25 mm. Estas apresentam um apêndice vulvar (Taylor *et al.*, 2016). Os ovos apresentam opérculos característicos em cada polo e uma parede espessa. As suas dimensões variam consoante a espécie: *C. annulata* e *C.*

contorta com 60 x 25 gm. Os ovos das espécies *C. caudinflata*, *C. bursata*, *C. obsignata* e *C. anatis* são menores, com dimensões 45-25 µm (Belete *et al.*, 2016).

Tabela 4: Principais espécies de *Capillaria* spp. que infetam aves (Adaptado de Taylor *et al.*, 2016).

Espécie	Localização	Hospedeiro Definitivo	Ciclo	Hospedeiro Intermediário
<i>C. annulata</i>	Esófago e papo	Galinhas, perus e patos	Indireto	Minhocas
<i>C. contorta</i>	Esófago e papo	Galinhas, perus, faisões, perdizes e patos	Direto	-
<i>C. caudinflata</i>	Intestino delgado	Galinhas, perus, gansos e pombos	Indireto	Minhocas
<i>C. bursata</i>	Intestino delgado	Galinhas, perus, patos e faisões	Indireto	Minhocas
<i>C. obsignata</i>	Intestino delgado	Galinhas, perus, faisões e pombos	Direto	-
<i>C. anatis</i>	Ceco	Galinhas, perus, faisões, perdizes, pombos, patos e gansos	Direto	-

2.2.2.3.1 – Ciclo de Vida

Dependendo da espécie de *Capillaria*, o ciclo de vida pode ser direto ou indireto. Os ovos são libertados com as fezes para o exterior, não embrionados e desenvolvem-se na primeira forma larvar (L1) entre 9-14 dias. Nas espécies em que o ciclo de vida é direto, a forma infetante são os ovos contendo a L1. Após serem ingeridos, eclodem no local de predileção no trato gastrointestinal do HD, onde se desenvolvem até à fase adulta, sem migração. Já as espécies que apresentam um ciclo de vida indireto, os ovos são ingeridos por um HI, e no interior destes, ocorre o desenvolvimento até à fase L3, que é a forma infetante, num período entre 14 e 21

dias. As aves tornam-se infetadas ao ingerirem os HI. O período pré-patente das infeções por *Capillaria* spp. é de aproximadamente três semanas (Permin & Hansen, 1998; Belete *et al.*, 2016; Lozano *et al.*, 2020).

Parasitas deste género têm como hospedeiros finais várias espécies de aves selvagens, bem como galinhas, perus, gansos e pombos (Taylor *et al.*, 2016).

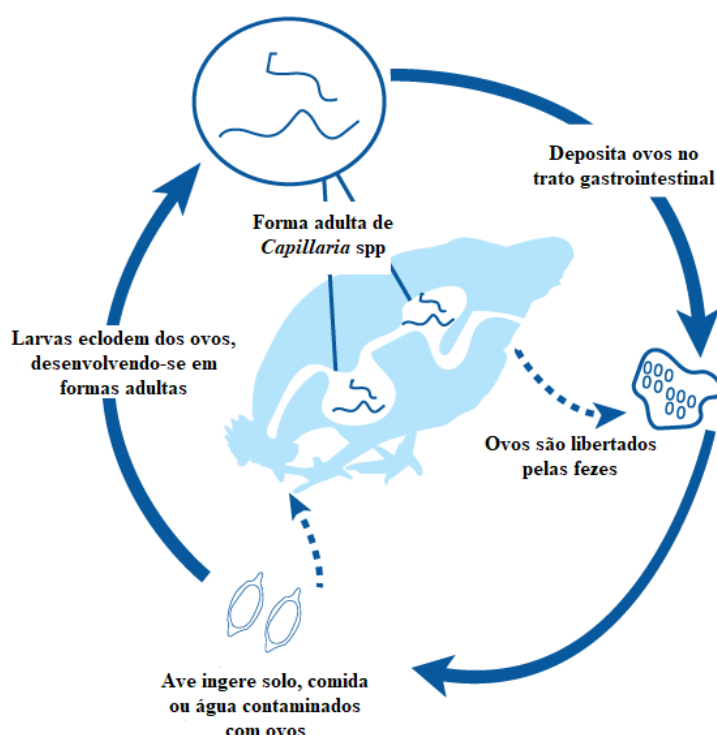


Figura 13: Esquema do ciclo de vida de *Capillaria* spp. (Adaptado de “Capillariasis”. In PoultryDVM. Retirado a 16 de maio de 2023 em <https://poultrydvm.com/condition/capillaria-worms>).

2.2.2.3.2 – Patogenia e sinais clínicos

As formas adultas deste parasita ao fixarem-se na mucosa intestinal, provocam hemorragias e espessamento desta. As espécies *C. contorta* e *C. annulata* fixam-se no esófago e no papo, enquanto as espécies *C. caudinflata*, *C. bursata*, *C. obsignata* se fixam no intestino e *C. anatis* no ceco (Belete *et al.*, 2016; Lozano *et al.*, 2020). Consequentemente, ocorre má absorção de nutrientes e podem-se observar sinais clínicos como perda de peso, atraso do crescimento, prostração, diminuição da produção de ovos, anemia, diarreia sanguinolenta e enterite hemorrágica (Taylor *et al.*, 2016; Butcher & Miles, 2018; Mattos *et al.*, 2019).

2.2.2.3.3 – Diagnóstico

Uma vez que os sinais clínicos não são específicos, o diagnóstico de infecções por *Capillaria* spp. pode ser realizado através de exames coprológicos através da técnica de flutuação, pela observação dos ovos com forma característica, ao microscópio (Zajac, Conboy, Little, Reichard, 2021). No entanto, os ovos podem ainda não estar presentes nas fezes quando já existirem sinais graves de infecção e morte das aves. Desse modo, o diagnóstico definitivo depende da necrópsia, exame do trato gastrointestinal e presença de formas adultas (Taylor *et al.*, 2016).



Figura 14: Ovos de *Capillaria* spp. observados na técnica de flutuação (400x) (Originais da autora).

2.2.2.3.4 – Epidemiologia

As espécies de *Capillaria* spp. que apresentam um ciclo de vida direto, permitem maior acumulação de ovos infetantes no ambiente, facilitando a transmissão da infecção. As aves mais jovens e imunodeprimidas são mais suscetíveis a infecções, enquanto aves adultas permanecem como reservatórios de infecção (Taylor *et al.*, 2016).

2.2.2.3.5 – Controle

As infecções por *Capillaria* spp. podem ser prevenidas através da minimização do contacto com os HI, bem como limpeza, desinfecção e mudança regular das camas. Em caso de infecção, esta pode ser tratada com fármacos como o albendazol, levamisol, oxfendazol, fenbendazol e ivermectina (Lozano *et al.*, 2020). O levamisol pode provocar vômitos e o mebendazol, em doses erradas, pode provocar hepatite aguda (Mattos *et al.*, 2019).

Em infecções graves de elevada carga parasitária, é necessário cuidado, visto que os parasitas mortos libertam uma neurotoxina que provoca distúrbios neurológicos, como convulsões e incoordenação e pode provocar a morte do animal (Mattos *et al.*, 2019).

2.2.2.4 – Género *Trichostrongylus*

Trichostrongylus tenuis é a espécie mais relevante em aves. Pertence ao filo Nematoda, à classe Secernentea e à superfamília Trichostrongyloidea. A forma adulta deste parasita, presente no intestino delgado e ceco, é muito fina, semelhante a fios de cabelo. Os machos medem cerca de 5,0-6,5 mm e as fêmeas 7-9 mm de comprimento. Os ovos são longos e ovoides, com polos diferentes e lados paralelos, parede fina e superfície lisa; são ovos muito pálidos, quase sem cor e medem 65-75 por 35-42 µm (Taylor *et al.*, 2016).

Nos patos e gansos, para além da espécie *T. tenuis*, são comuns outras espécies da superfamília Trichostrongyloidea, cujos ovos são muito semelhantes, tais como *Amidostomum anseris*, *Amidostomum acutum*, *Epomidiostomum uncinatum* e *Epomidiostomum orispinum* (Taylor *et al.*, 2016).

2.2.2.4.1 – Ciclo de Vida

Os ovos são libertados para o ambiente através das fezes do HD. No ambiente, as L1 eclodem dos ovos e desenvolvendo-se até à forma infetante (L3). Quando o HDingere as formas infetantes, estas desenvolvem-se até à fase adulta no intestino delgado e ceco (Zajac *et al.*, 2021).

A espécie *T. tenuis* afeta grande variedade de aves, tendo como hospedeiros finais galinhas, patos, gansos, perus, faisões, codornizes e perdizes (Taylor *et al.*, 2016).

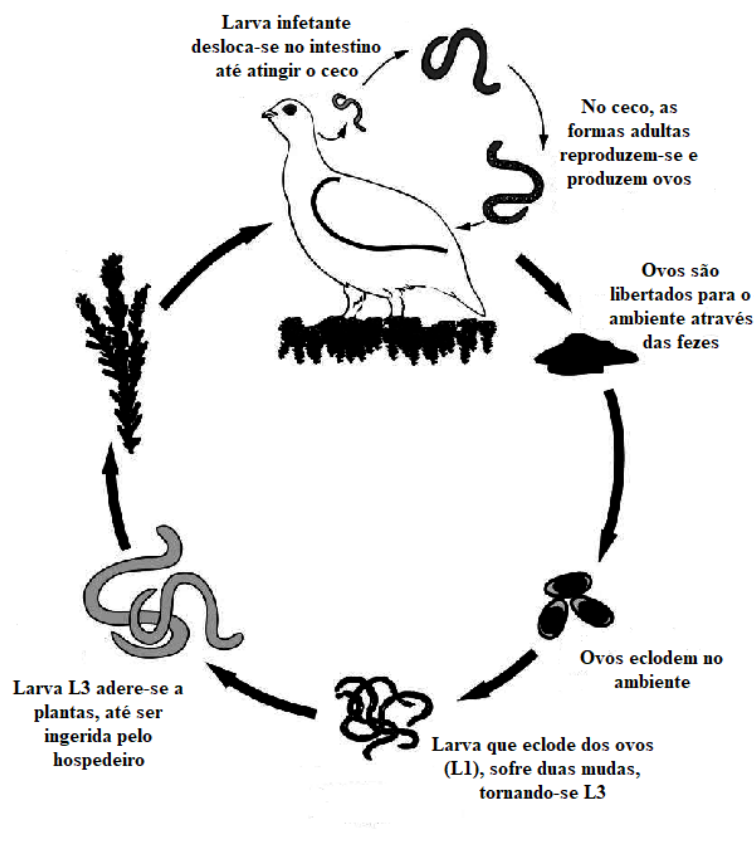


Figura 15: Esquema do ciclo de vida de *Trichostrongylus tenuis* (Adaptado de Martínez-Padilla, 2012).

2.2.2.4.2 – Patogenia e sinais clínicos

Infeções ligeiras por *Trichostrongylus tenuis* apresentam pouco efeito patogénico, resultando numa síndrome crónica caracterizada por anemia e emaciação. Infeções mais graves induzem uma tiflíte hemorrágica aguda, diarreia e morte. As aves infetadas por *T. tenuis* podem apresentar sinais clínicos, como apetite reduzido, perda de peso, anemia, emaciação generalizada e inflamação da mucosa cecal (Taylor *et al.*, 2016; Lozano *et al.*, 2020).

2.2.2.4.3 – Diagnóstico

O diagnóstico coprológico pode ser realizado através do método de flutuação, onde se observam ovos tipo estrogilídeo típicos, com parede fina (Zajac *et al.*, 2021). De forma a confirmar a espécie deve ser verificada a identificação das formas adultas no intestino delgado e no ceco em avaliações *post mortem* (Taylor *et al.*, 2016).



Figura 16: Ovo de trichostrongilídeo numa galinha (*Gallus gallus domesticus*), observado na técnica de flutuação (400x) (Original da autora).

2.2.2.4.4 – Epidemiologia

A existência de uma elevada densidade populacional de aves promove uma acumulação de larvas infetantes no ambiente, aumentando a probabilidade de infeção e consequente elevada morbilidade e mortalidade, especialmente em perdizes (Taylor *et al.*, 2016).

A elevada mortalidade ocorre principalmente no outono e na primavera, particularmente nas aves jovens. Estas duas estações não são epidemias isoladas, mas sim os picos da doença que continua de forma crónica durante todo o ano. Não ocorre desenvolvimento de imunidade adquirida após a infeção (Saif *et al.*, 2003).

2.2.2.4.5 – Controlo

Existe pouca informação sobre antiparasitários para a prevenção e controlo de *T. tenuis*, podem ser utilizados anti-helmínticos de largo espectro, como fenbendazol, flubendazol e levamisol na água de bebida, sempre em associação com limpeza, desinfeção e mudança regulares dos galinheiros, para prevenir a acumulação de larvas no ambiente (Taylor *et al.*, 2016; Lozano *et al.*, 2020).

2.2.2.5 – Género *Tetrameres*

Os parasitas do género *Tetrameres*, pertencem ao filo Nematoda, à classe Secernentea e à superfamília Spiruroidea (Taylor *et al.*, 2016).

Existem várias espécies que afetam as aves, sendo as mais relevantes: *T. americana* e *T. fissipina*. As restantes espécies são *T. crami*, *T. confusa*, *T. mohtedal* e *T. pattersoni*. A forma adulta deste parasita apresenta dimorfismo sexual, sendo os machos brancos e finos e as fêmeas

vermelhas e esféricas. Os ovos são de forma oval, transparentes, com uma parede espessa e apresentam polos espessados. As dimensões destes variam consoante a espécie (Taylor *et al.*, 2016).



Figura 17: Ovo de *Tetrameres* spp. num peru (*Meleagris gallopavo*), observado na técnica de sedimentação (400x) (Original da autora).

2.2.2.5.1 – Ciclo de Vida

Os ovos encontram-se embrionados quando são libertados para o exterior através das fezes e eclodem quando são ingeridos pelos HI. O HD torna-se infetado ao ingerir os HI. Após a ingestão, as formas adultas do parasita migram para o proventrículo, onde penetram nas glândulas da mucosa. Após a cópula, os machos libertam-se das glândulas e morrem, e as fêmeas libertam os ovos (Permin & Hansen, 1998; Taylor *et al.*, 2016).

Os HI variam consoante a espécie de parasita. Na espécie *T. americana*, atuam como HI os gafanhotos, baratas ou besouros. Na espécie *T. fissipina*, os crustáceos aquáticos como *Daphnia* e *Gammarus*, gafanhotos e minhocas. Enquanto na espécie *T. crami*, são os anfípodes como *Gammarus fasciatus* e *Hyaella knickerbockeri* (Permin & Hansen, 1998; Taylor *et al.*, 2016).

Os parasitas do género *Tetrameres* afetam cerca de 300 espécies de aves domésticas e selvagens de pelo menos 20 ordens (Kamil *et al.*, 2011). Os hospedeiros finais das espécies *T. americana* e *T. fissipina* são muito semelhantes, afetando uma grande variedade de aves, como galinhas, perus, patos, gansos, perdizes, codornizes, pombos e aves aquáticas selvagens. A espécie *T. crami* infeta os patos, enquanto *T. pattersoni* infeta codornizes. As espécies *T. confusa* e *T. mohtedal* afetam apenas galinhas (Permin & Hansen, 1998; Taylor *et al.*, 2016).

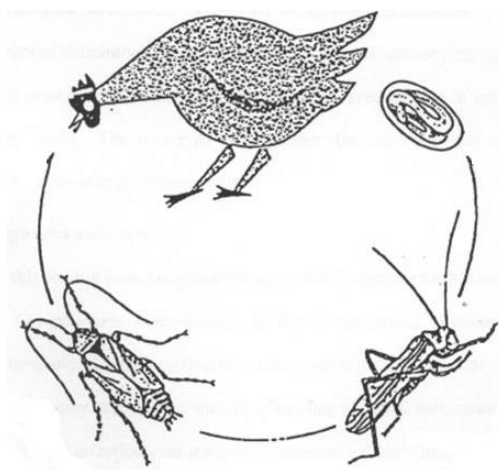


Figura 18: Esquema do ciclo de vida de *Tetrameres americana* (Adaptado de Belete *et al.*, 2016).

2.2.2.5.2 – Patogenia e sinais clínicos

As fêmeas do parasita, ao fixarem-se no proventrículo exercem ação hematófaga, provocando anemia e espessamento deste órgão. Geralmente este género de parasita está presente em cargas parasitárias moderadas e é bem tolerado. Em casos de infeções graves, pode ocorrer morte em animais jovens. As aves infetadas por *Tetrameres* spp., podem apresentar sinais clínicos como anemia, perda de condição corporal, edema e morte em infeções graves (Taylor *et al.*, 2016).

2.2.2.5.3 – Diagnóstico

O melhor método de diagnóstico para identificar parasitas do género *Tetrameres* é através de necrópsia, onde as fêmeas adultas podem ser observadas macroscopicamente sob a forma de pequenos nódulos vermelhos com 1 x 1,5 cm na superfície da serosa do proventrículo (Figura 19) (Taylor *et al.*, 2016; Padilla-Aguilar *et al.*, 2020).

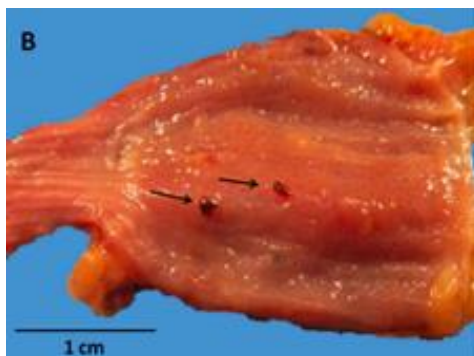


Figura 19: Fêmea de *Tetrameres* spp. na superfície da mucosa do proventrículo (Padilla-Aguilar *et al.*, 2020).



Figura 20: Fêmea de *Tetrameres fissipina* ao microscópio (Kamani *et al.*, 2008).

2.2.2.5.4 – Epidemiologia

A ocorrência de infecção por *Tetrameres* spp. é mais comum em aves que vivem ao ar livre, pela disponibilidade e contacto com HI serem superiores (Taylor *et al.*, 2016).

Este nematode apresenta grande afinidade pelas glândulas do proventrículo de diversas aves silvestres e aquáticas, tendo como HD os Anseriformes, Podicipediformes, Ciconiiformes, Falconiformes, Galliformes, Gruiformes, Charadriiformes, Columbiformes e Strigiformes (Colas *et al.*, 2016).

2.2.2.5.5 – Controle

Existe pouca informação relativamente ao tratamento desta nematodose na literatura. Os artigos consultados, como Kamani *et al.* (2008), Kamil *et al.* (2011) e Colas *et al.* (2016), não referenciam tratamento realizado para as infecções por *Tetrameres* spp.

Porém, uma vez que é um nematode, podem ser utilizados anti-helmínticos de largo espectro como os benzimidazóis, e dentro deste grupo o albendazol, fenbendazol, flubendazol, mebendazol ou oxfendazol. Podem também utilizar-se outros princípios ativos, como levamisol, ivermectina e sais de piperazina (PoultryDVM, 2023).

No estudo de Kamani *et al.* (2010) as aves doentes foram isoladas das saudáveis e foram-lhes administrados 0,3 ml de oxitetraciclina de longa ação por via intramuscular, bem como uma suspensão de tilosina e albendazol na água de bebida.

2.2.3 – Cestodes

Existem aproximadamente 1400 espécies de cestodes que parasitam aves domésticas e selvagens. Estes pertencem ao filo dos Platyhelminthes e à classe Cestoda. Estão divididos

em três famílias: Davaineidae, Dilepididae e Hymenolepididae e em dez gêneros: *Amoebotaenia*, *Choanotaenia*, *Davainea*, *Diorchis*, *Drepanidotaenia*, *Imparmargo*, *Metroliasthes*, *Raillietina*, *Hymenolepis* e *Fimbriaria* (Silva *et al.*, 2016).

Os cestodes são helmintes hermafroditas, achatados dorso-ventralmente, com corpo longo e segmentado, sem trato alimentar ou cavidade corporal, podendo atingir entre 30 e 50 cm de comprimento. Cada segmento corporal contém órgãos reprodutores, sendo que o número de segmentos é diferente entre espécies (Permin & Hansen, 1998).

Dentro do gênero *Raillietina*, existem 37 espécies. As três mais relevantes são *R. echinobothrida*, *R. tetragona* e *R. cesticillus* devido à sua prevalência e patogenicidade em aves. Os ovos são semelhantes entre as três espécies, são esféricos, com parede grossa e lisa e contêm um embrião hexacanto. As dimensões dos ovos de *R. cesticillus* e *R. echinobothrida* são muito semelhantes, medindo 75 por 90-95 µm. Os ovos da espécie *R. tetragona* são mais pequenos, medindo 50 por 25 µm (Belete *et al.*, 2016; Taylor *et al.*, 2016; Mattos *et al.*, 2019).

Outros cestodes muito comuns em aves são *Choanotaenia infundibulum*, cujos ovos apresentam um filamento longo e medem 47 por 54 µm (Belete *et al.*, 2016); *Davainea proglottina* que é o cestode mais patogénico em aves domésticas. É um cestode muito pequeno, apenas com 1-4 mm de comprimento e 4-9 segmentos. Os seus ovos são esféricos com dimensões entre 30-40 µm. Dentro do gênero *Hymenolepis* existem três espécies importantes: *Hymenolepis carioca*, *H. cantaniana* e *H. lanceolata* (Taylor *et al.*, 2016).

Tabela 5: Espécies mais relevantes de *Hymenolepis* spp. (Adaptado de Taylor *et al.*, 2016).

Espécie	Hospedeiro Definitivo	Hospedeiro Intermediário
<i>H. carioca</i>	Galinhas, perus e outros galiformes	Escaravelho sagrado Besouro de farinha Moscas do género <i>Stomoxys</i>
<i>H. cantaniana</i>	Galinhas, perus, faisões, codornizes e outros galiformes	Escaravelhos (Scarabeidae)
<i>H. lanceolata</i>	Patos e gansos	Crustáceos copépodes aquáticos

2.2.3.1 – Ciclo de Vida

Todos os cestodes que infetam aves apresentam ciclos de vida indiretos, necessitando de HI, que são essenciais para dar continuidade à transmissão das infeções (Permin & Hansen, 1998), estes variam consoante a espécie de parasita (Taylor *et al.*, 2016).

Tabela 6: Espécies mais relevantes de *Raillietina* spp. (Adaptado de Taylor *et al.*, 2016).

Espécie	Hospedeiro Definitivo	Hospedeiro Intermediário
<i>R. echinobothrida</i>	Galinhas e perus	Formigas dos géneros <i>Pheidole</i> e <i>Tetramorium</i>
<i>R. tetragona</i>	Galinhas, galinhas-de-Angola e pombos	<i>Musca domestica</i> e formigas dos géneros <i>Pheidole</i> , <i>Onthophagus</i> e <i>Tetramorium</i>
<i>R. cesticillus</i>	Galinhas, perus e galinhas-de-Angola.	Escaravelhos das famílias Carabidae, Scarabaeidae, Tenebrionidae e género <i>Tribolium</i>

A espécie *Choanotaenia infundibulum* tem como HI besouros dos géneros *Tribolium*, *Geotrupes*, *Aphodius* ou *Calathus*, moscas da espécie *Musca domestica* e gafanhotos (Belete *et al.*, 2016; Taylor *et al.*, 2016).

A espécie *Davainea proglottina* tem como HI moluscos gastrópodes como *Agriolimax*, *Arion*, *Capaea* e *Limax* (Taylor *et al.*, 2016).

Os HI das espécies de *Hymenolepis* spp. estão descritos na Tabela 5 e das espécies de *Raillietina* spp. na Tabela 6.

A forma adulta do parasita encontra-se no intestino do HD. Quando as suas proglótides mais caudais ficam maduras e cheias de ovos, separam-se do corpo e são eliminadas para o ambiente através das fezes. Os ovos podem permanecer no ambiente durante muito tempo, sendo ingeridos por HI. As secreções do intestino do HI digerem o embrióforo e ativam a oncosfera, que penetra na mucosa intestinal do HI, entrando na vascularização ou corrente linfática e em casos de invertebrados, desenvolvendo-se numa forma larvar designada de cisticercoide. A larva, permanece na cavidade abdominal do HI, até este ser ingerido pelo HD. No trato gastrointestinal do HD, a larva cisticercoide é ativada pela bÍlis, fixando-se à mucosa intestinal. O desenvolvimento de proglótides começa imediatamente e quando ficam grÁvidas

e cheias de ovos, libertam-se e são excretadas pelas fezes para o exterior, dando continuidade ao ciclo. O período pré patente varia entre 2 e 3 semanas (Permin & Hansen, 1998; Belete *et al.*, 2016).

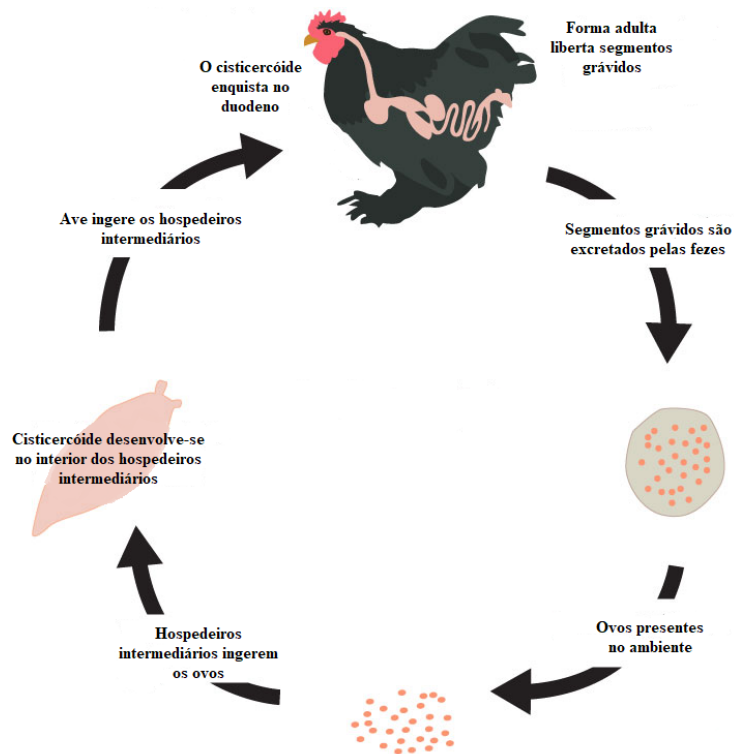


Figura 21: Esquema do ciclo de vida de *Davainea proglottina* (Adaptado de “Tapeworm Infection”. In PoultryDVM. Retirado a 16 de maio de 2023 de <http://www.poultrydvm.com/condition/tapeworms>).

2.2.3.2 – Patogenia e sinais clínicos

A patogenicidade da maioria das espécies dos cestodes que afetam aves é desconhecida. Das espécies conhecidas, a maioria é inofensiva ou de baixa patogenicidade, uma vez que poucas espécies provocam reações graves nos hospedeiros (Permin & Hansen, 1998; Belete *et al.*, 2016).

O género *Raillietina* é dos cestodes com maior patogenicidade nas aves, estando associado a 50% de mortalidade (Saraiva *et al.*, 2020). Das três espécies deste género, *R. echinobothrida* é mais patogénica, formando nódulos na parede intestinal, que podem ser confundidos com as lesões provocadas pela tuberculose aviária (Uhuo *et al.*, 2013; Mattos *et al.*, 2019). Este cestode provoca também enterite hiperplástica, emaciação, má absorção e imunossupressão. Em infeções crónicas por *Raillietina* spp. pode ser observada sintomatologia caracterizada por atraso no crescimento, emaciação e fraqueza (Belete *et al.*, 2016).

A espécie *Choanotaenia infundibulum* é moderadamente patogénica, provocando perda de peso (Belete *et al.*, 2016).

A espécie *Davainea proglottina* é o cestode mais patogénico em aves, especialmente em animais jovens e em infeções com elevada carga parasitária. Provoca enterite grave, perda de peso, emaciação, dispneia, paralisia dos membros posteriores, penas baças e morte (Permin & Hansen, 1998; Zajac *et al.*, 2021).

Infeções graves por parasitas do género *Hymenolepis*, levam ao desenvolvimento de enterite catarral, diarreia e morte. A espécie *H. carioca* não afeta o ganho de peso, mesmo quando presente em elevada carga (Permin & Hansen, 1998).

2.2.3.3 – Diagnóstico

O diagnóstico de infeções por cestodes pode ser através da identificação de parasitas adultos na necrópsia, onde as características do escólex e das proglótides permitem a identificação da espécie do parasita, ou através de coprologia, pelo método de flutuação, para confirmar a presença de ovos (Saif *et al.*, 2003; Belete *et al.*, 2016).

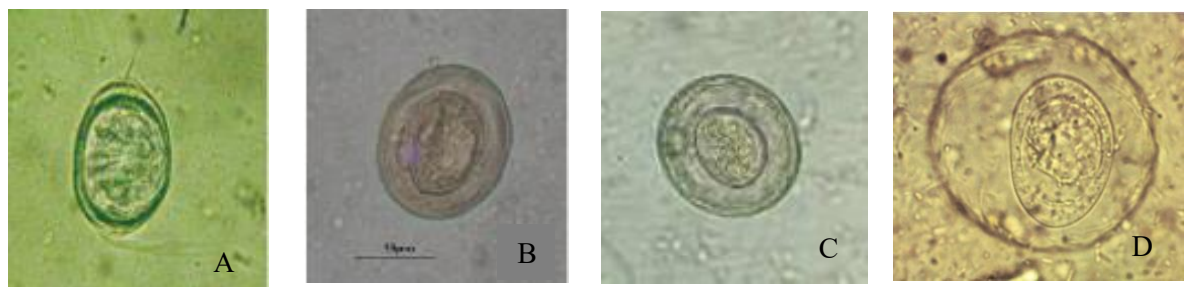


Figura 22: Ovos de Cestodes. A) Ovo de *Choanotaenia infundibulum* (Kumar, Garg, Ram, Maurya & Banerjee, 2015); B) Ovo de *Raillietina* spp. (Singh & Mohilal, 2017); C) Ovo de *Davainea proglottina* (Trismiharto *et al.*, 2018); D) Ovo de *Hymenolepis setigera* (Thienpoint, Rochette & Vanparijs, 2003).

2.2.3.4 – Epidemiologia

Aves que vivem ao ar livre apresentam maior probabilidade de ficarem parasitadas por cestodes por terem maior contato com os HI (Belete *et al.*, 2016). Estes parasitas são mais comuns em estações quentes, quando os HI são abundantes (Saif *et al.*, 2003).

Apesar dos microbiótópos mais comuns para o parasita se fixar serem o duodeno, jejuno ou íleo, a espécie *Hymenolepis megalops* que afeta os patos, é encontrada na cloaca e na bolsa de Fabricius (Saif *et al.*, 2003).

2.2.3.5 – Controlo

Visto que os cestodes têm um ciclo de vida indireto e dependem da disponibilidade de HI no ambiente para completarem o seu ciclo de vida, uma das medidas para controlar infeções por estes parasitas é através da quebra do seu ciclo, pela erradicação dos HI (Belete *et al.*, 2016).

Para o tratamento de infeções, podem utilizar-se vários fármacos, como praziquantel, niclosamida, butinorato, sulfonamidas, amprólio e etopabato. As sulfanamidas devem ser administradas em 2 períodos de 3 dias na água de bebida com um intervalo de 2 dias entre tratamentos. A sulfametazina pode ser administrada a 0,1% durante 2 dias ou a 0,05% durante 4 dias na água de bebida. Pode também associar-se sulfaquinoxalina e diaveridina ou sulfaquinoxalina e sulfadimidina. Quando ocorrem resistências às sulfanamidas, pode administrar-se amprólio a 0,024% na água de bebida, ou uma associação de amprólio com etopabato. De forma a melhorar e auxiliar a recuperação da infeção, pode administrar-se vitaminas A e K na água de bebida (Belete *et al.*, 2016).

Para o tratamento específico de infeções por *Raillietina* spp. pode administrar-se mebendazol durante 5 dias, albendazol ou praziquantel em dose única (Mattos *et al.*, 2019).

2.2.4 – Trematodes

Os trematodes são parasitas em forma de folha, achatados dorso-ventralmente e não segmentados. Pertencem ao filo dos Platyhelminthes, à classe Trematoda e apresentam duas subclasses: Aspidogastrea e Digenea. Todos os trematodes que afetam as aves pertencem à subclasse Digenea. Estes parasitas exibem sistema reprodutivo hermafrodita (Permin & Hansen, 1998).

A maioria dos trematodes que afetam aves, parasitam aves aquáticas e aves que habitam ambientes onde predominam caracóis e outros moluscos, que atuam como HI. Desse modo, os galináceos apresentam menor probabilidade de se encontrarem infetados por estes parasitas, ao contrário dos anatídeos (Taylor *et al.*, 2016).

2.2.4.1 – Ciclo de Vida

Os trematodes que afetam as aves apresentam um ciclo de vida indireto, necessitando de moluscos que atuam como HI para o completarem. O ciclo de vida varia consoante a espécie de parasita, sendo bastante complexo, podendo envolver até quatro HI. Contudo, é mais comum envolverem apenas dois ou três. Os ovos são eliminados para o exterior, não embrionados, podendo o miracídio eclodir destes, dentro de água ou no interior do trato gastrointestinal do

HI. Após eclodir do ovo, o miracídeo penetra no molusco e desenvolve-se num esporocisto de primeira geração. Os esporocistos de primeira geração formam esporocistos de segunda geração. Por sua vez, os esporocistos de segunda geração desenvolvem-se em cercárias. As cercárias podem desenvolver-se em metacercárias nesse primeiro HI, ou libertam-se e penetram num segundo HI, mudando para metacercárias. Os hospedeiros finais tornam-se infetados ao ingerirem o molusco com a metacercária. Esta desenvolve-se até à forma adulta no intestino delgado do HD, produzindo ovos não embrionados, que são eliminados para o ambiente através das fezes (Permin & Hansen, 1998).

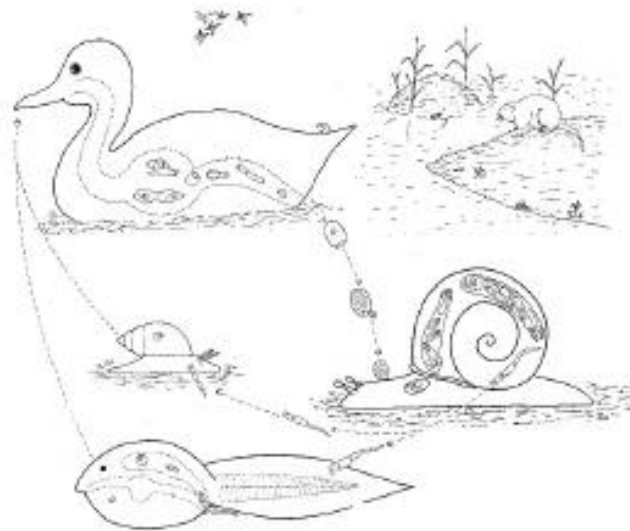


Figura 23: Esquema do ciclo de vida de *Echinostoma revolutum* (Adaptado de Sandland, Detwiler & Minchella, 2006).

2.2.4.2 – Patogenia e sinais clínicos

Existem mais de 500 espécies de trematodes conhecidas em aves, incluídas em 27 famílias e 125 géneros (Silva *et al.*, 2016). No entanto, poucos são conhecidos por serem patogénicos (Permin & Hansen, 1998).

Os trematodes mais relevantes em aves pertencem aos géneros *Echinostoma* spp., *Echinoparyphium* spp. e *Prosthogonimus* spp. (Zajac *et al.*, 2021).

Aves infetadas por *Echinostoma revolutum* e *Echinoparyphium* spp, apresentam emaciação e enterite catarral (Permin & Hansen, 1998; Zajac *et al.*, 2021).

Infeções por *Prosthogonimus* spp., que é um parasita do oviducto, são consideradas as mais patogénicas em patos. Estes ficam prostrados, não saindo do ninho, apresentam corrimento

branco na cloaca e os ovos exibem casca mole ou sem casca. Em casos crônicos podem desenvolver peritonite (Permin & Hansen, 1998).

Em casos de elevada carga parasitária, ocorre inflamação da mucosa intestinal, enterite catarral hemorrágica e diarreia. As aves jovens são mais suscetíveis à infecção, tendo uma mortalidade mais elevada (Taylor *et al.*, 2016).

2.2.4.3 – Diagnóstico

Ovos de trematodes apresentam maior densidade comparativamente aos de nematodes e coccídeos, sendo melhor detetados através da técnica coprológica de sedimentação. Apresentam-se operculados e de cor castanha, com tamanho que varia consoante a espécie, podendo atingir entre 20-100 µm de comprimento (Zajac *et al.*, 2021).



Figura 24: Ovo de *Echinostoma revolutum* (Chai, Sohn, Na & Van, 2011)

2.2.4.4 – Epidemiologia

Os trematodes apresentam menor especificidade para com os hospedeiros comparativamente aos cestodes (Saif *et al.*, 2003).

Uma vez que os HI são os caracóis que vivem em lagos e rios, os patos e gansos são aves mais frequentemente parasitadas por trematodes (Saif *et al.*, 2003).

2.2.4.5 – Controlo

Infeções por trematodes em aves podem ser tratadas com anti-helmínticos, como o praziquantel, flubendazol ou fenbendazol, administrados durante vários dias. A niclosamida também pode ser utilizada, exceto em gansos (Taylor *et al.*, 2016). Para controlar o aparecimento de infeções por trematodes em aves, deve evitar-se que estas tenham contato com reservatórios de água, como lagos para evitar a ingestão de HI que habitam nesses ambientes (Permin & Hansen, 1998).

2.3 – Métodos coprológicos

Apesar de atualmente existir grande interesse na utilização de métodos serológicos e moleculares para auxiliar o diagnóstico de infecções parasitárias, a análise fecal continua a ser o procedimento laboratorial mais comum na prática clínica veterinária, por ser um método relativamente barato e não invasivo. Através de técnicas coprológicas é possível detetar ovos, larvas e oocistos. Ocasionalmente também podem ser observadas formas adultas de helmintos, ovos ou larvas de parasitas do sistema respiratório que são deglutidos ao serem expelidos durante a tosse, assim como ácaros que podem ser ingeridos acidentalmente (Taylor *et al.*, 2016; Zajac *et al.*, 2021). Por esse motivo, é importante que o operador tenha conhecimento sobre os diferentes parasitas e quais os melhores métodos para identificar cada estrutura parasitária.

Uma vez que nas aves é difícil retirar as amostras diretamente da cloaca (Permin & Hansen, 1998), estas devem ser colhidas do chão e idealmente logo após a observação da defecação (Taylor *et al.*, 2016).

Se não for possível examinar as amostras de fezes dentro de poucas horas, estas devem ser mantidas refrigeradas a uma temperatura entre 0 e 8°C (Permin & Hansen, 1998), até serem analisadas, uma vez que os trofozoítos dos protozoários morrem e desaparecem, se permanecerem à temperatura ambiente durante horas ou dias. Por sua vez, os ovos de nematodes podem eclodir ao fim de poucas horas ou dias à temperatura ambiente, o que dificulta a identificação das diferentes espécies. As amostras nunca devem ser congeladas, visto que o processo de congelação pode deformar os ovos dos parasitas (Taylor *et al.*, 2016; Zajac *et al.*, 2021).

Antes de se iniciarem os métodos coprológicos, deve realizar-se uma avaliação macroscópica das fezes, visto que a sua aparência, consistência, cor, presença de sangue e muco, podem ser indicativos de infecções parasitárias específicas (Zajac *et al.*, 2021).

Independentemente do método coprológico escolhido, as lâminas devem ser sempre observadas ao microscópio primeiro com uma objetiva de menor ampliação, uma vez que a maioria dos ovos podem ser detetados com essa ampliação. Se necessário, posteriormente, pode recorrer-se a uma objetiva de maior ampliação, para medição das dimensões dos ovos ou para realizar uma diferenciação morfológica mais detalhada (Taylor *et al.*, 2016).

2.3.1 – Métodos qualitativos

2.3.1.1 – Esfregaço fecal direto

Este método é mais indicado para identificar trofozoítos de protozoários como *Giardia*, tricomonas e amebas, bem como estruturas que flutuam pouco ou que são deformadas pelas soluções de flutuação (Zajac *et al.*, 2021). Pode também ser utilizado para detetar ovos de cestodes e trematodes (Permin & Hansen, 1998).

O esfregaço fecal direto tem por base colocar uma parte da amostra numa lâmina de microscópio e misturar com algumas gotas de água. Ao inclinar ligeiramente a lâmina, os ovos mais leves separam-se dos detritos mais pesados, permitindo a sua observação ao microscópio, após a colocação de uma lamela (Taylor *et al.*, 2016).

Esta técnica apresenta baixa sensibilidade, devido à pouca quantidade de amostra utilizada, podendo apenas diagnosticar infeções com elevada carga parasitária (Taylor *et al.*, 2016), não sendo, por esse motivo, recomendada para análises de rotina. Os esfregaços fecais também podem ser corados com diversos corantes para uma melhor identificação de parasitas, como a coloração Ziehl-Neelsen para a identificação de *Cryptosporidium* spp. (Zajac *et al.*, 2021).

2.3.1.2 – Método de flutuação

O método de flutuação é a técnica mais utilizada para concentrar ovos de parasitas. Este baseia-se na colocação de uma amostra de fezes numa solução, com uma gravidade específica, sendo esta superior à dos ovos presentes, fazendo com que estes flutuem até à superfície do tubo de ensaio, enquanto os resíduos pesados e partículas de plantas sedimentam. Os ovos de nematodes e cestodes flutuam com uma gravidade específica entre 1,10 e 1,20, enquanto os ovos de trematodes, que são mais pesados, requerem uma gravidade de solução superior para flutuarem, entre 1,30 e 1,35 (Permin & Hansen, 1998; Taylor *et al.*, 2016).

Existem várias soluções que podem ser utilizadas para o método de flutuação (Tabela 7). Para identificar ovos de nematodes e cestodes pode ser utilizada uma solução de cloreto de sódio (NaCl) ou sulfato de magnésio. Para identificar ovos de trematodes, normalmente é utilizada uma solução saturada de sulfato de zinco (ZnSO₄) ou de cloreto de zinco (ZnCl₂) (Taylor *et al.*, 2016).

Quanto maior a gravidade específica da solução de flutuação, maior o número e a variedade de ovos de parasitas que irão flutuar. Contudo, à medida que a gravidade específica

aumenta, mais sedimentos flutuam e maior o risco de danificar os ovos pela hiperosmolaridade da solução. Desse modo, deve utilizar-se uma solução saturada de açúcar, com uma gravidade específica entre 1,18 e 1,3 (Zajac *et al.*, 2021).

Tabela 7: Comparação das soluções de flutuação mais comuns (Adaptada de Zajac *et al.*, 2021).

Solução de flutuação	Gravidade específica (SPG)	Vantagens	Desvantagens
Solução de nitrato de sódio (NaNO₃)	1,18 – 1,2	Flutuam ovos de helmintos comuns e ovos e cistos de protozoários	A maioria dos trematodes e alguns ovos de cestodes e nematodes não flutuam
Solução de sulfato de zinco (ZnSO₄)	1,18 – 1,2	Flutuam helmintos comuns, ovos e cistos de protozoários; preferencial para <i>Giardia</i> e algumas larvas pulmonares	Quando usada com uma SPG de 1,18 recupera menor quantidade de ovos de helmintos comuns; a maioria dos trematodes e alguns cestodes e nematodes não flutuam
Solução saturada de cloreto de sódio (NaCl)	1,2	Flutuam helmintos comuns, ovos e cistos de protozoários	A maioria dos trematodes e alguns cestodes e nematodes não flutuam
Solução saturada de açúcar	1,20 – 1,28	Flutuam helmintos comuns, ovos e cistos de protozoários; uma maior SPG apresenta maior eficácia na recolha de parasitas; preferencial para oocistos de <i>Cryptosporidium</i> ; provoca menos dano nas estruturas parasitárias do que as soluções de sal	A maioria dos trematodes e alguns cestodes e nematodes não flutuam; cria superfícies pegajosas
Solução saturada de sulfato de magnésio (saís de Epsom)	1,32	Flutuam helmintos comuns, ovos e cistos de protozoários; uma maior SPG apresenta maior eficácia na recolha de parasitas	Quanto maior a SPG, mais detritos irão flutuar; A maioria dos trematodes e alguns cestodes e nematodes não flutuam
Solução saturada de nitrato de sódio (NaNO₃)	1,33		

Segundo Zajac *et al.* (2021), o método de flutuação pode ser realizado de duas formas, através de uma flutuação passiva, onde se deixa a mistura em cima da bancada, durante um determinado intervalo de tempo ou uma flutuação ativa, com centrifugação. A centrifugação faz com que a flutuação ocorra de forma mais rápida e eficaz, independentemente da solução utilizada e permite uma maior sensibilidade, principalmente em infeções com baixa carga parasitária. A centrifugação também é necessária quando se utiliza a solução de açúcar, devido à sua viscosidade, que retarda a flutuação.

2.3.1.3 – Método de sedimentação

Esta técnica é mais utilizada para o isolamento de ovos de trematodes e acantocéfalos, que apresentam uma gravidade específica mais elevada (Permin & Hansen, 1998) e de alguns ovos de cestodes e nematodes, que não flutuam com a solução de flutuação (Zajac *et al.*, 2021).

O método de sedimentação pode ser simples, onde se mistura a amostra de fezes com água da torneira e deixa-se sedimentar naturalmente, antes de remover o sobrenadante que contém as partículas mais finas; ou pode ser com centrifugação e acetato de etilo, que permitem remover a gordura e o muco da amostra. Porém, o acetato de etilo é uma substância tóxica e inflamável, devendo o seu uso ser evitado (Zajac *et al.*, 2021).

Contrariamente ao método de flutuação, a técnica de sedimentação apresenta capacidade de concentração limitada (Zajac *et al.*, 2021).

Segundo Permin & Hansen (1998), este método não é eficiente e apresenta uma sensibilidade altamente variável.

2.3.1.4 – Técnica de Baermann

Este é o método mais indicado para isolar larvas de amostras fecais, sendo muito utilizado também para identificar larvas de parasitas pulmonares. As amostras a analisar devem ser frescas de modo a evitar que ovos de *Strongyloides* spp. eclodam e as larvas abandonem a amostra e também para que nematodes de vida livre não estejam presentes na amostra, o que pode dificultar a identificação das larvas (Zajac *et al.*, 2021).

Os parasitas pulmonares normalmente exibem um padrão errático de libertação de larvas, que varia diariamente, aumentando a probabilidade de falsos negativos. Desse modo, um único resultado negativo na técnica de Baermann não descarta uma infeção por parasitas pulmonares, devendo realizar-se pelo menos três análises com esta técnica, para aumentar a sua sensibilidade (Zajac *et al.*, 2021).

A técnica de Baermann consiste em colocar a amostra fecal num funil de vidro com uma camada dupla de gaze ou um crivo e submergir a mesma com água, permitindo que as larvas migrem da amostra, depositando-se no fundo do funil, sendo posteriormente recolhidas para observação ao microscópio (Taylor *et al.*, 2016).

2.3.2 – Métodos quantitativos

A contagem de ovos apresenta um diagnóstico limitado sobre a condição clínica do animal, visto que vários fatores, como a espécie do parasita, imunidade do hospedeiro e a fase da infeção, afetam a produção de ovos. Contagens feitas em amostras de fezes combinadas de

vários animais, podem não refletir com precisão o parasitismo desse grupo de animais (Zajac *et al.*, 2021).

O método quantitativo mais fácil de realizar é a técnica de McMaster modificada. Este é utilizado quando se pretende estimar a carga parasitária de um animal ou de um grupo de animais, pela contagem de ovos por grama (OPG) de fezes (Taylor *et al.*, 2016).

Esta técnica recorre a câmaras reutilizáveis, que são preenchidas com a mistura da solução de flutuação com a amostra de fezes. Normalmente é utilizada uma solução saturada de sal (Zajac *et al.*, 2021).

A capacidade da câmara de contagem e o número de câmaras contadas por amostra, afetam o nível de deteção do teste, que se encontra entre 25 e 50 OPG de fezes. A precisão da técnica de McMaster é reduzida quando as contagens de ovos são abaixo do limite de deteção. Quando são esperadas contagens abaixo de 200 OPG num grupo de animais ou quando é importante detetar valores baixos de ovos com mais precisão, deve modificar-se esta técnica. A sua sensibilidade e precisão podem ser melhoradas ao utilizar câmaras com maior capacidade de solução ou por contagem adicional de alíquotas da amostra (Zajac *et al.*, 2021).

Alternativamente, podem ser utilizadas outras técnicas com limites de deteção mais baixos, como o método de Wisconsin ou centrifugação dupla e o método de Stoll modificado, que permitem detetar valores inferiores a 10 OPG. Porém, estas técnicas são morosas na sua execução (Zajac *et al.*, 2021).

Outro método quantitativo é o mini-FLOTAC, que permite a quantificação de ovos de nematodes, trematodes e oocistos de protozoários (Taylor *et al.*, 2016) com melhor precisão e exatidão, comparativamente aos métodos de McMaster e Wisconsin (Zajac *et al.*, 2021).

2.3.3 – Métodos imunológicos e moleculares

Os métodos imunológicos têm sido muito utilizados no diagnóstico de parasitas do sangue e de tecidos, porém, atualmente a sua utilização tem vindo a aumentar para a identificação específica de parasitas em amostras fecais (Zajac *et al.*, 2021).

Estes métodos podem detetar antígenos, que indicam a presença do organismo no hospedeiro ou podem detetar anticorpos, que demonstram a resposta imune do hospedeiro contra o parasita. Existe uma grande variedade de testes imunológicos, entre os quais o ELISA e o teste imunocromatográfico de fluxo lateral podem ser utilizados para detetar antígenos e anticorpos em amostras de sangue, soro ou fezes. Uma vantagem do ELISA é que é uma técnica

que pode ser utilizada de forma quantitativa, uma vez que a intensidade da cor que é gerada na reação é proporcional à quantidade de antígeno ou anticorpo que está a ser detetado (Zajac *et al.*, 2021).

Por sua vez, os métodos moleculares também estão a ser utilizados para a deteção de parasitas em amostras fecais. Estes detetam o DNA do agente patogénico, mesmo em concentrações baixas, sendo por isso muito utilizados pela sua elevada sensibilidade em casos de baixa carga parasitária. O teste mais popular é o PCR quantitativo, que pode ser utilizado em vários tipos de amostra, como sangue, urina, fezes e outros fluidos corporais. A precisão deste teste depende da quantidade e qualidade de DNA presente na amostra, bem como da presença de inibidores, que podem ter um impacto negativo. Desse modo, um resultado positivo num teste PCR indica a presença de DNA do parasita, enquanto um resultado negativo não descarta uma possível infeção pelo agente patogénico (Zajac *et al.*, 2021).

Atualmente estas técnicas não podem substituir análise morfológica de parasitas gastrointestinais na prática clínica para todas as espécies de parasitas. No entanto, são úteis quando é necessário realizar diagnósticos específicos de protozoários e helmintes nas fezes (Zajac *et al.*, 2021).

3 – Objetivos

Os principais objetivos deste estudo foram:

- Identificar os parasitas gastrointestinais que infetam galináceos e anatídeos que habitam jardins públicos na região de Lisboa.
- Determinar a prevalência de parasitas gastrointestinais nas aves pertencentes à família dos anatídeos e à classe dos galiformes nos diferentes locais.
- Identificar quais os grupos de parasitas gastrointestinais mais comuns nessas mesmas aves.
- Utilizar duas técnicas coprológicas qualitativas para a identificação de parasitas gastrointestinais.
- Comparar resultados com outros registos nacionais e internacionais.
- Registar a ocorrência de parasitas gastrointestinais já descritos e possíveis novas espécies.

4 – Material e Métodos

Neste estudo procurou-se investigar o perfil parasitológico gastrointestinal em aves da família dos anatídeos e da classe dos galiformes, presentes em jardins públicos, no distrito de Lisboa.

Foram selecionados dois jardins públicos, a Quinta da Piedade da Póvoa de Santa Iria (Figura 25) e a Quinta da Alagoa, em Carcavelos (Figura 26). Recolheram-se 60 amostras representativas de mais de 200 aves, distribuídas pelos dois jardins. O número total de aves foi impossível de contabilizar, uma vez que estas viviam ao ar livre. Estas aves não faziam tratamentos ou profilaxia com anti-protozoários nem anti-helmínticos.

As amostras foram recolhidas entre os meses de novembro de 2022 e janeiro de 2023. Estas foram acondicionadas em frascos de plástico com tampa (Figura 27), tendo sido devidamente identificadas e conservadas sob refrigeração até serem analisadas no laboratório de Parasitologia da Faculdade de Medicina Veterinária (FMV) da Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias (ULHT).



Figura 25: Perus na Quinta da Piedade da Póvoa de Santa Iria (Original da autora).



Figura 26: Algumas espécies de anatídeos presentes na Quinta da Alagoa, em Carcavelos (Original da autora).



Figura 27: Recolha de amostras (Original da autora).

Das 60 amostras recolhidas, 30 pertenciam a galináceos e 30 pertenciam a anatídeos. As amostras foram recolhidas aleatoriamente em ambos os jardins. A maioria das amostras foi recolhida fresca, após observação da defecação, contudo, 14 amostras foram recolhidas do chão, não sendo possível identificar a espécie a que pertencia, porém, visto que foram recolhidas numa zona só com anatídeos, ficaram designadas como “Pato indeterminado” (Gráfico 3).

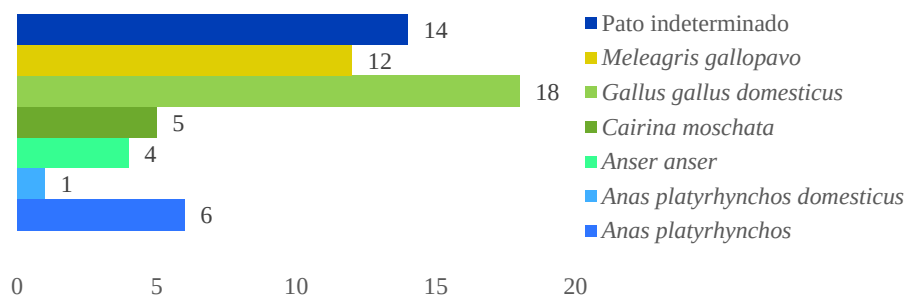


Gráfico 3: Número de amostras recolhidas de cada espécie de ave.

4.1 – Área geográfica do estudo

O distrito de Lisboa situa-se no centro de Portugal, sendo delimitado a Norte pelo distrito de Leiria, a Este pelo distrito de Santarém, a Oeste pelo oceano atlântico e a Sul pelo distrito de Setúbal.

As amostras foram provenientes das regiões da Póvoa de Santa Iria, concelho de Vila Franca de Xira e Carcavelos, concelho de Cascais (Figura 28).



Figura 28: Localização geográfica das zonas de recolha de amostras (assinaladas com setas) (Reproduzido de “Distritos de Lisboa”. In Viagensfeitas.com. Retirado a 18 de maio de 2023 de <https://viagensfeitas.com/distrito-de-lisboa/>).

4.2 – Análise das amostras

Para a análise coprológica foram realizados dois métodos qualitativos, a técnica de flutuação com centrifugação e a técnica de sedimentação de acordo com Zajac *et al.* (2021).

Foi utilizado um microscópio ótico Olympus modelo CX21 para a observação das amostras e identificação de estruturas parasitárias com ampliações de 100x e 400x.

Todas as amostras em que foi possível identificar pelo menos uma estrutura parasitária, foram consideradas como positivas.

4.3 – Métodos coprológicos

4.3.1 – Técnica de flutuação com centrifugação

Foram retiradas cerca de 2 g de cada amostra, que posteriormente foram diluídas em 30 ml de solução saturada de açúcar com o auxílio de uma vareta de vidro e filtradas com um coador para um copo de plástico reutilizável e com a solução filtrada encheu-se um tubo de ensaio, sem o preencher até ao fim. Os tubos foram colocados numa centrífuga a 600 rotações por minuto (rpm) durante cinco minutos. Após a centrifugação, os tubos foram preenchidos com solução saturada, com o auxílio de uma pipeta de Pasteur, até formar um menisco convexo. De seguida, colocou-se uma lamela sobre o menisco e aguardou-se 10 minutos (Figura 29). Por fim, a lamela foi colocada numa lâmina e examinada ao microscópio.



Figura 29: Método de Flutuação após centrifugação (Original da autora).

4.3.2 – Técnica de sedimentação

Para o método de sedimentação retirou-se o sobrenadante e foi utilizado o sedimento que resultou da técnica de flutuação com centrifugação. Adicionou-se uma a duas gotas de azul de metileno em cada tubo de ensaio e após a homogeneização do corante com o sedimento, foi retirada uma gota, com o auxílio de uma pipeta de Pasteur, que foi colocada numa lâmina e

coberta com uma lamela (Figura 30). Foi realizada a observação microscópica para visualização de ovos ou estruturas parasitárias, uma vez que estas, se diferenciam de estruturas vegetais, por não ficarem coradas de azul.

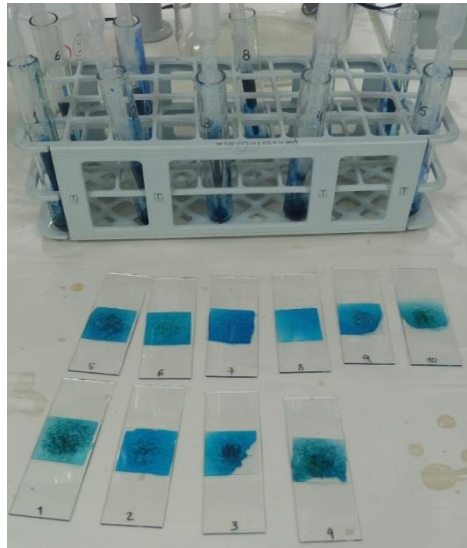


Figura 30: Método de Sedimentação (Original da autora).

4.4 – Análise dos resultados

Os dados obtidos através das amostras foram introduzidos numa base de dados formulada através do programa Microsoft Excel.

Uma vez que as aves estavam ao ar livre e num ambiente não controlado, não foi possível recolher dados, como a idade e sexo. Desse modo, não foi viável realizar uma análise estatística inferencial, tendo sido realizada somente uma análise estatística descritiva.

5 – Resultados

Das 60 amostras analisadas neste estudo, 41 (68,33%) foram positivas, sendo que nas restantes 19 (31,67%) não foram detetadas formas parasitárias em ambas as técnicas coprológicas (Gráfico 4).

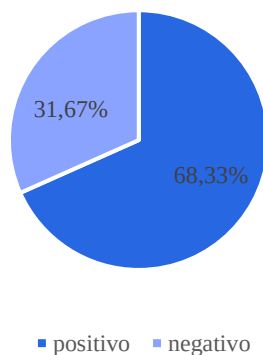


Gráfico 4: Prevalência de amostras positivas e negativas.

Nas amostras positivas foram identificados parasitas pertencentes aos filos Apicomplexa e Nematoda, tais como *Eimeria* spp. em 41% (30/60) das amostras, seguido de *Capillaria* spp. (22%, 16/60), *Ascaridia* sp. (12%, 9/60), Trichostrongilídeo (12%, 9/60) *Heterakis* spp. (11%, 8/60) e *Tetrameres* spp. (2%, 1/60) (Gráfico 5).

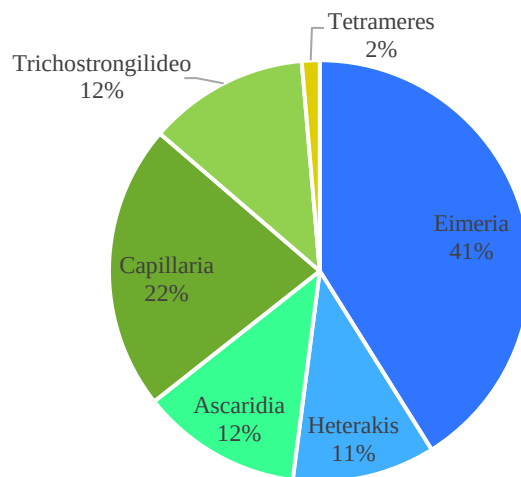


Gráfico 5: Prevalência de parasitas gastrointestinais nas amostras recolhidas no estudo.

Foram observadas maioritariamente infeções por nematodes, em 49 (56%) amostras e 38 (44%) com protozoários (Gráfico 6), não tendo sido identificados cestodes nem trematodes.

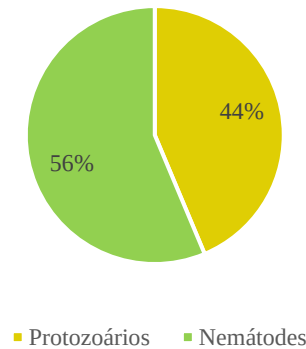


Gráfico 6: Prevalência de nematodes e protozoários nas amostras positivas.

No total de amostras positivas, 21 (51,22%) apresentavam apenas um tipo de parasitas (protozoário ou nematode) e 20 (48,78%) com dois tipos de parasitas (protozoário e nematode) (Gráfico 7).

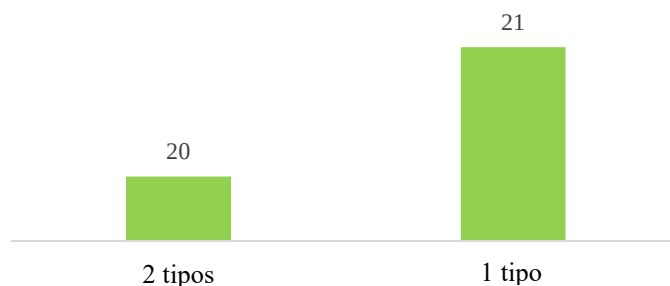


Gráfico 7: Número de tipos de parasitas presentes nas amostras.

Quanto à associação parasitária observada, 16 (39,03%) amostras apresentavam-se positivas com monoparasitismo, 18 (43,90%) amostras com duplo parasitismo e 7 (17,07%) com triplo parasitismo (Gráfico 8).

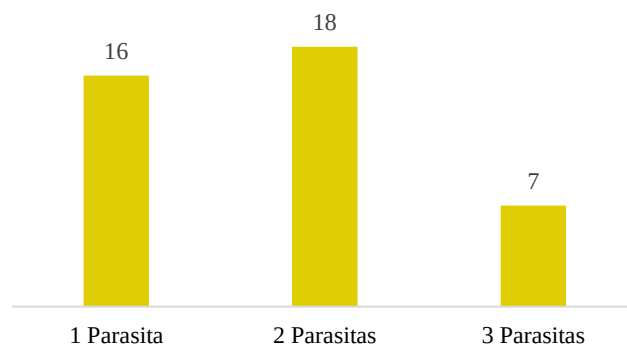


Gráfico 8: Número de géneros de agentes parasitários identificados na mesma amostra.

5.1 – Método de flutuação com centrifugação

Pelo método de flutuação com centrifugação, 68,33% (41/60) das amostras foram positivas para pelo menos um parasita. Foram detetados maioritariamente nemátodes (58%), seguidos de protozoários (42%), não tendo sido detetados cestodes ou trematodes (Gráfico 9).

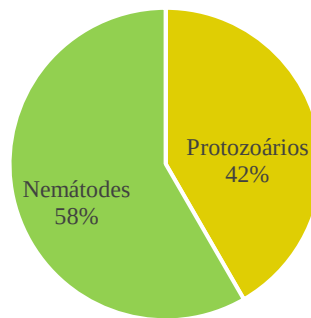


Gráfico 9: Classes de parasitas identificados no método de flutuação com centrifugação.

Foram observados oocistos do género *Eimeria* em 42% das amostras, seguidos de ovos de *Capillaria* spp. (22%), ovos de Trichostrongilídeo (13%), ovos de *Ascaridia* sp. (12%) e ovos de *Heterakis* spp. (11%) (Gráfico 10).

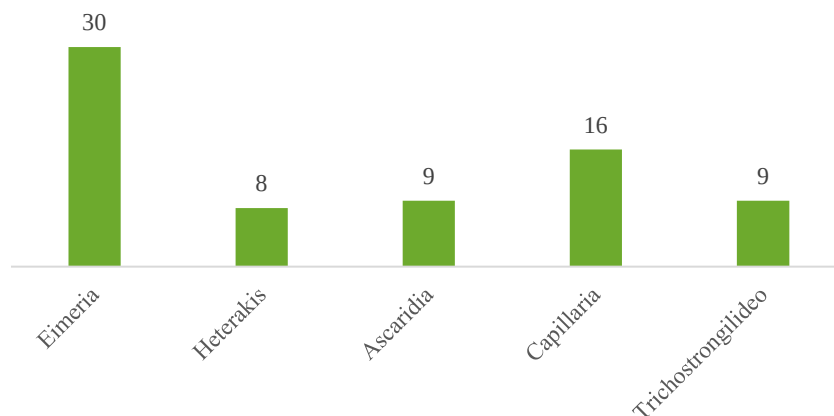


Gráfico 10: Parasitas observados no método de flutuação com centrifugação.

5.2 – Método de sedimentação

No método de sedimentação 21,67% (13/60) das amostras foram positivas. Destas, 53% foram positivas para *Eimeria* spp., seguidas de *Capillaria* spp. (27%), *Heterakis* spp. (13%) e *Tetrameres* spp. (7%) (Gráfico 11).

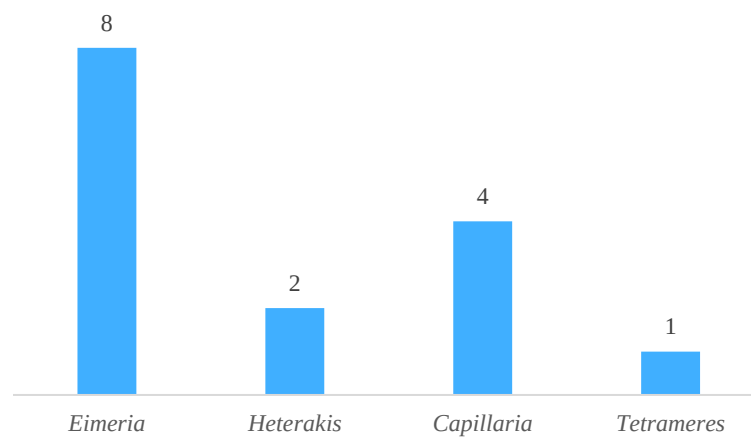


Gráfico 11: Parasitas observados no método de sedimentação.

Desse modo, foram detetados protozoários em 53% das amostras e nematodes em 47% das mesmas, não tendo sido detetados ovos de cestodes nem de trematodes (Gráfico 12).

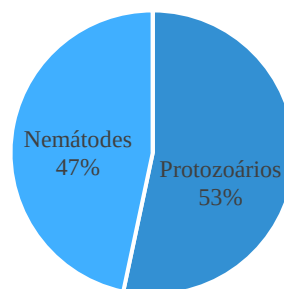


Gráfico 12: Classes de parasitas identificados no método de sedimentação.

5.3 – Parasitas Gastrointestinais nos Galináceos

Das 30 amostras recolhidas em aves desta classe, 22 (73,33%) foram positivas e 8 (26,67%) foram negativas (Gráfico 13).

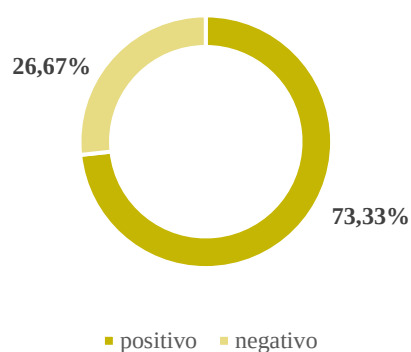


Gráfico 13: Prevalência de amostras positivas e negativas em galináceos.

Nas espécies de galináceos presentes no estudo, o parasita presente em maior percentagem foi o protozoário *Eimeria* spp., com 45%, seguindo-se os nematodes *Ascaridia* sp. (18%), *Capillaria* spp. (18%), *Heterakis* spp. (8%), Trichostrongilídeo (8%) e *Tetrameres* spp. (3%) (Gráfico 14).

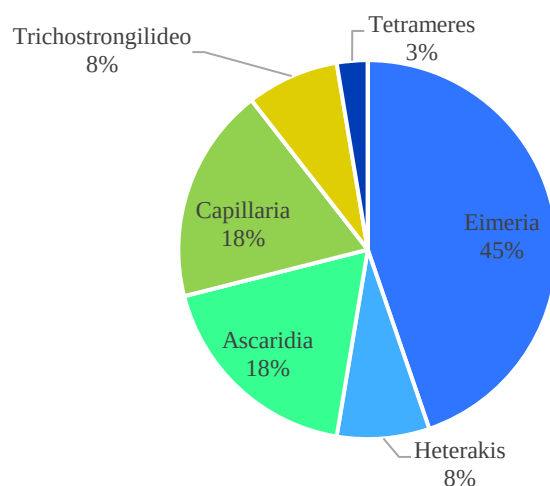


Gráfico 14: Parasitas gastrointestinais observados em galináceos.

Foram detetadas 9 (41%) amostras com monoparasitismo e 13 (59%) com multiparasitismo (Gráfico 15).

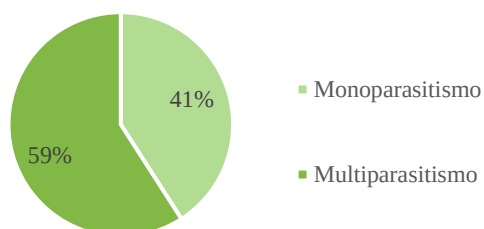


Gráfico 15: Prevalência de monoparasitismo e multiparasitismo em galináceos.

Nas amostras com infecções únicas, a maioria foi por *Eimeria* spp. (67%, 6/9), seguida de *Ascaridia* sp. (11%, 1/9), *Capillaria* spp. (11%, 1/9) e Trichostrongilídeos (11%, 1/9) (Gráfico 16).

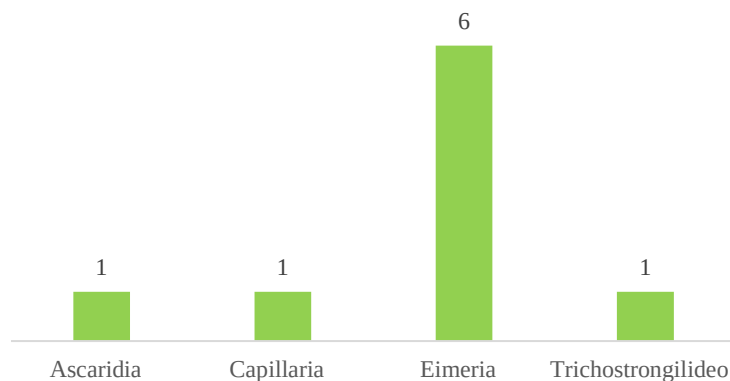


Gráfico 16: Parasitas identificados nas infecções únicas em galináceos.

Nas infecções mistas, foram detetadas associações com dois géneros de parasitas em 76,92% (10/13) das amostras e em 23,08% (3/13) das mesmas, com três géneros de parasitas. As associações das amostras mistas nos galináceos podem ser observadas na Tabela 8.

Tabela 8: Associações de parasitas das amostras mistas, pertencentes a galináceos.

Associação de parasitas	Número de amostras	Percentagem
<i>Eimeria</i> spp. + <i>Capillaria</i> spp.	4	31%
<i>Eimeria</i> spp. + Trichostrongilídeo	2	15%
<i>Ascaridia</i> sp. + <i>Capillaria</i> spp.	1	8%
<i>Eimeria</i> spp. + <i>Ascaridia</i> sp.	1	8%
<i>Eimeria</i> spp. + <i>Heterakis</i> spp.	1	8%
<i>Heterakis</i> spp. + <i>Ascaridia</i> sp.	1	8%
<i>Eimeria</i> spp. + <i>Ascaridia</i> sp. + <i>Capillaria</i> spp.	1	8%
<i>Eimeria</i> spp. + <i>Ascaridia</i> sp. + <i>Heterakis</i> spp.	1	8%
<i>Eimeria</i> spp. + <i>Ascaridia</i> sp. + <i>Tetrameres</i> spp.	1	8%

5.4 – Parasitas Gastrointestinais em Anatídeos

Das 30 amostras recolhidas em aves desta família, 19 (63,33%) foram positivas e 11 (36,67%) foram negativas (Gráfico 17).

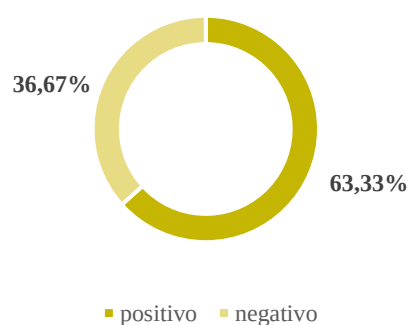


Gráfico 17: Prevalência de amostras positivas e negativas em anatídeos.

Nas espécies de anatídeos presentes no estudo, o parasita mais prevalente foi *Eimeria* spp. (37%), seguido de *Capillaria* spp. (26%), Trichostrongilídeo (17%), *Heterakis* spp. (14%) e *Ascaridia* sp. (6%) (Gráfico 18).

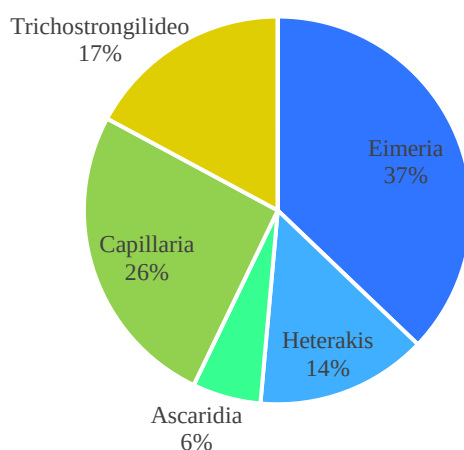


Gráfico 18: Parasitas gastrointestinais observados em anatídeos.

Foram detetadas 7 (37%) amostras com monoparasitismo e 12 (63%) com multiparasitismo (Gráfico 19).

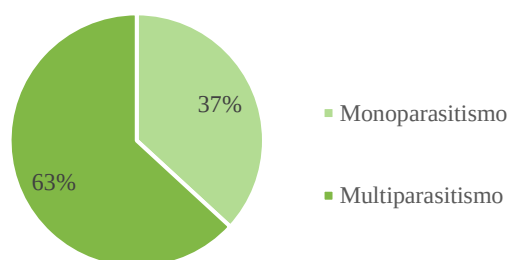


Gráfico 19: Prevalência de monoparasitismo e multiparasitismo em anatídeos.

Nas amostras com infecções únicas, a maioria foi por *Eimeria* spp. (57%; 4/7), seguidas de Tricoststrongilídeo (29%; 2/7) e *Capillaria* spp. (14%; 1/7) (Gráfico 20). Nas infecções múltiplas, foram observadas associações de dois e de três parasitas, que podem ser observadas na Tabela 9.

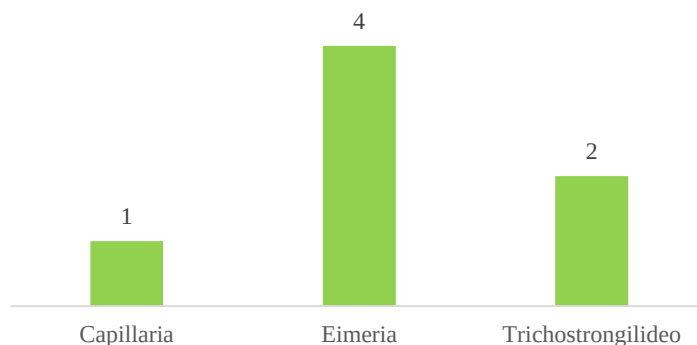


Gráfico 20: Parasitas identificados nas infecções únicas em anatídeos.

Tabela 9: Associações de parasitas das amostras mistas pertencentes a anatídeos.

Associação de parasitas	Número de amostras	Porcentagem
<i>Eimeria</i> spp. + <i>Capillaria</i> spp.	3	25%
<i>Eimeria</i> spp. + Tricoststrongilídeo	2	17%
<i>Eimeria</i> spp. + <i>Heterakis</i> spp. + <i>Capillaria</i> spp.	2	17%
<i>Ascaridia</i> sp. + <i>Capillaria</i> spp. + Tricoststrongilídeo	1	8%
<i>Eimeria</i> spp. + <i>Ascaridia</i> sp. + <i>Capillaria</i> spp.	1	8%
<i>Eimeria</i> spp. + <i>Heterakis</i> spp.	1	8%
<i>Heterakis</i> spp. + <i>Capillaria</i> spp.	1	8%
<i>Heterakis</i> spp. + Tricoststrongilídeo	1	8%

6 – Discussão

Este estudo teve como principal objetivo, identificar e determinar a prevalência de parasitas gastrointestinais em aves que habitam jardins públicos no distrito de Lisboa. Este tema foi até agora pouco explorado e abordado, apresentando poucas informações disponíveis na literatura.

As aves do estudo pertenciam a uma população heterogênea, de duas origens diferentes e das quais se obteve um total de 60 amostras.

Na análise coprológica foi observada uma prevalência parasitária de 68,33% de amostras positivas. Estes resultados não são de todo inesperados, tendo em conta que as aves viviam ao ar livre, num ambiente não controlado, com contacto direto com águas estagnadas, pobre manejo e escassez de comida, que aumentou os hábitos exploratórios, ficando estas mais expostas a formas infetantes de agentes parasitários e aos seus HI (Ayeh-Kumi *et al.*, 2016; Lozano *et al.*, 2020). Nestes jardins habitavam diversas espécies de aves, que partilhavam os mesmos espaços e as mesmas fontes de água, para além disso, existia um grande contacto com aves selvagens, roedores e insetos, o que aumentava a probabilidade de transmissão de parasitas (Adejinmi & Oke, 2011; Larki, Alborzi, Chegini, & Amiri, 2018; Shrestha., Subedi & Chhetri, 2020).

Quanto ao resultado coprológico, foram detetados maioritariamente nematodes, em 59% das amostras analisadas e protozoários em 41%, não tendo sido identificados cestodes nem trematodes (Gráfico 6). Estes resultados estão de acordo com os apresentados nos estudos de Shrestha *et al.* (2020) em patos domésticos no Nepal, Asumang *et al.* (2019) em galinhas no Ghana, Ybañez *et al.* (2018) em galinhas de criação nas Filipinas, Ayeh-Kumi *et al.* (2016) em galinhas no Ghana, Hoque *et al.* (2014) em patos domésticos e aves selvagens migratórias no Bangladesh e Adejinmi & Oke (2011) em patos domésticos na Nigéria. Estes autores demonstraram que as infeções por helmintes são mais frequentes do que aquelas causadas por protozoários e que dentro do filo Nematoda, foi este que apresentou a maior prevalência. Porém, alguns autores identificaram cestodes e trematodes, ao contrário do que se observou no presente estudo. Por outro lado, os estudos de Saraiva *et al.* (2020) em galinhas que viviam ao ar livre no Brasil, Shrestha (2018) em patos domésticos no Nepal, Yagoob *et al.* (2017) em galinhas no Irão e Muhairwa *et al.* (2007) em patos que viviam ao ar livre na Tanzânia, também não identificaram nenhum trematode, mas encontraram cestodes. Já os estudos Adejinmi & Oke

(2011) em patos domésticos na Nigéria e Larki *et al.* (2018) em patos domésticos no Irão, não detetaram nenhum cestode nem trematode, à semelhança do presente estudo.

A elevada prevalência de nematodes pode sido devido ao facto da maioria destes parasitas possuir um ciclo de vida direto, sendo facilmente transmitidos por via fecal-oral e pelas formas infetantes resistirem a condições adversas e permanecerem viáveis durante muito tempo no ambiente. Por sua vez, a ausência de cestodes pode ter sido devido a estes parasitas apresentarem ciclo de vida indireto e necessitarem de HI para o completarem. O facto de as amostras terem sido recolhidas durante o inverno, os HI poderiam estar menos presentes no ambiente, tendo uma menor probabilidade de serem ingeridos. O longo período pré patente dos cestodes também pode justificar a sua não observação neste estudo. A ausência de trematodes pode ter sido devido ao facto de estes parasitas serem transmitidos através de uma forma larvar que se desenvolve em peixes e anfíbios, sendo que estes poderiam estar ausentes nos locais de recolha de amostras (Suhaila, Sabrina, Izzaudidin, Handman & Khadijah, 2015; Ayeh-Kumi *et al.*, 2016; Shrestha *et al.*, 2020).

Contrariamente aos resultados obtidos no presente estudo, Singh & Mohilal (2017) realizaram estudos em patos, pombos, perus e galinhas na Índia e Kumar *et al.* (2015) em galinhas também na Índia, identificaram uma maior prevalência de protozoários, sendo 68,3% e 81,03%, respetivamente, comparativamente a helmintes.

Foram observados seis tipos de parasitas gastrointestinais nas duas técnicas utilizadas. O parasita com maior prevalência foi do género *Eimeria* com 41% das amostras positivas. O nematode *Capillaria* spp. foi a segunda maior prevalência com 22% das amostras positivas. Os nematodes *Ascaridia* sp., tricostrongilídeos e *Heterakis* spp. apresentaram a terceira e a quarta maior prevalência, estando presentes em 12%, 12% e 11% das amostras, respetivamente. Um ovo de *Tetrameres* spp. foi observado em apenas uma amostra (2%) (Gráfico 5).

As diferenças das prevalências de cada parasita podem estar relacionadas com sistemas de manejo, método coprológico utilizado, tamanho da amostra e práticas de controlo parasitário utilizadas em cada estudo (Ayeh-Kumi *et al.*, 2016).

Estes resultados são semelhantes aos obtidos por Ybañez *et al.* (2018) em galinhas no Ghana e Shrestha (2018) em patos domésticos no Nepal, que observaram ser estes os parasitas mais frequentes, apesar de não apresentarem a mesma prevalência demonstrada neste estudo. Porém, Ybañez *et al.* (2018) não identificou *Tetrameres* spp. e Shrestha (2018), identificou,

para além destes, o cestode *Raillietina* spp. Também nos estudos realizados por Hoque *et al.* (2014) em patos domésticos e aves selvagens migratórias no Bangladesh e Adejinmi & Oke (2011) em patos domésticos na Nigéria, os nematodes *Ascaridia* sp., *Capillaria* spp., *Heterakis* spp. e o protozoário *Eimeria* spp. foram os mais prevalentes. No entanto, nestes estudos não foram observados tricostrongílideos nem *Tetrameres* spp.

O único ovo de *Tetrameres* spp. observado neste estudo pertencia a um peru-selvagem (*Meleagris gallopavo*) que circulava livremente entre grupos de aves pelo jardim da Quinta da Piedade da Póvoa de Santa Iria (Figura 25). Em Portugal, este parasita não está descrito nesta espécie de ave. No entanto, Alves da Cruz & Rodrigues da Costa (1954) identificaram *Tetrameres fissipina* em pombos na região de Lisboa e Pires *et al.* (2017) identificaram *Tetrameres* spp. em aves selvagens no Centro de Estudos e Recuperação de Animais Selvagens de Castelo Branco (CERAS), mas não nomearam que espécie de ave apresentou este género de parasita. Na Catalunha, Espanha, num estudo realizado por Ferrer, Molina, Adelantado & Kinsella (2004) identificaram *Microtetrameres* e *Tetrameres* spp. em Falconiformes e Ferrer, Molina, Castellà & Kinsella (2004) identificaram *Tetrameres* spp. em Strigiformes.

Este parasita observado num peru selvagem pode ser o primeiro registo deste nematode nesta espécie de ave em Portugal. No estudo realizado por Kamani *et al.* (2010) em galinhas e perus na Nigéria, também identificou este parasita nesta espécie de ave. Nesse mesmo estudo realizado por Kamani *et al.* (2010), bem como os estudos de Kamani *et al.* (2008) também na Nigéria e Fink, Permin, Magwisha & Jensen (2005) na Tanzânia, identificaram *Tetrameres* spp. em galinhas. Já os estudos de Kamil *et al.* (2011) na Índia e Kavetska, Królaczyk, Pilarczyk & Kalisińska (2012) na Polónia, identificaram *Tetrameres* spp. em patos selvagens.

Neste estudo foram observadas amostras com um tipo de parasita em 51,22% das amostras e dois tipos de parasitas em 48,78% (Gráfico 7), sendo possível afirmar que as aves deste estudo apresentavam maioritariamente infeções provocadas por apenas protozoários ou apenas nematodes, apresentando menor número de amostras com ambos os tipos de parasitas.

Relativamente à associação parasitária, observou-se 39,03% de monoparasitismo e 60,97% de multiparasitismo nas amostras. Dentro do multiparasitismo, foi possível identificar amostras com duplo parasitismo (43,90%) e com triplo parasitismo (17,07%) (Gráfico 8). Contrariamente ao observado neste estudo, Papini *et al.* (2011) em aves de estimação e de parques zoológicos em Itália e Singh & Mohilal (2017) em patos, pombos, perus e galinhas na Índia, identificaram que a prevalência de monoparasitismo foi superior ao multiparasitismo,

tendo sido 19,2% e 11,6%, respetivamente, no primeiro estudo e apenas 4,3% de infeções únicas no segundo estudo.

6.1 – Métodos Coprológicos

Segundo Araújo, Kanamura, de Sousa Dias, Gomes & de Moura Araújo (2003) e Rodrigues *et al.* (2020), é recomendado utilizar diferentes métodos coproparasitológicos para conseguir um melhor diagnóstico, visto que cada método apresenta sensibilidade, especificidade e indicações diferentes e os parasitas gastrointestinais apresentam uma enorme variedade de espécies, ciclos de vida e variabilidade morfológica e biológica.

Neste estudo foram realizadas duas técnicas coprológicas, a técnica de flutuação com centrifugação e a técnica de sedimentação. Na técnica de flutuação com centrifugação foram identificados parasitas em 68,33% das amostras, enquanto na técnica de sedimentação foram observados parasitas em apenas 21,67% das mesmas. Desta forma, foi possível averiguar que neste estudo a técnica de flutuação com centrifugação foi mais eficaz na deteção de parasitas gastrointestinais em aves.

Foi através da técnica de flutuação com centrifugação que se observou maior prevalência de nematodes, presentes em 58% das amostras e protozoários em 42% (Gráfico 9). Já na técnica de sedimentação observou-se o contrário, uma maior prevalência de protozoários, em 53% das amostras e nematodes em 47% (Gráfico 12).

Os oocistos de *Eimeria* spp. e os ovos de *Capillaria* spp., foram as estruturas parasitárias mais prevalentes em ambos os métodos. No método de flutuação com centrifugação ainda foram detetados ovos de Tricostongilídeo, *Ascaridia* sp. e *Heterakis* spp. (Gráfico 10). No método de sedimentação foram ainda identificados ovos de *Heterakis* spp. e um ovo de *Tetrameres* spp. (Gráfico 11).

Normalmente o método de sedimentação está indicado para identificar ovos mais pesados como os de trematodes, acantocéfalos e de alguns nematodes e cestodes. Porém, no presente estudo foram observados oocistos de *Eimeria* spp. nesta técnica, possivelmente devido à elevada carga parasitária nessas amostras. Rodrigues *et al.* (2020) que estudou parasitas gastrointestinais em pavões no Brasil, também detetou ovos leves, como oocistos e ovos de nematodes na sedimentação.

O facto de ter sido utilizada uma solução de açúcar com gravidade específica de 1,2 pode justificar a ausência de observação de ovos de trematodes na flutuação, que são mais

pesados e requerem uma gravidade superior para flutuarem, como a solução saturada de sulfato de zinco (ZnSO₄) ou de cloreto de zinco (ZnCl₂) (Taylor *et al.*, 2016).

O método de sedimentação não teve tanto sucesso na identificação de estruturas parasitárias, tal como referem Permin & Hansen (1998), que este método não é eficiente e apresenta uma sensibilidade altamente variável.

6.2 – Comparação de parasitas identificados em galináceos e anatídeos

No presente estudo foi recolhido igual número de amostras (n = 30) de aves da classe dos galináceos e da família dos anatídeos. Os galináceos apresentaram maior número de amostras positivas (22/30, 73,33%) (Gráfico 13) comparativamente aos anatídeos (19/30, 63,33%) (Gráfico 17).

No estudo realizado por Globokar, Fischer & Pantchev (2017) na Alemanha, também foi observado que os galináceos se encontravam mais parasitados que os anseriformes, porém nesse estudo, o número de amostras recolhidas em galiformes (n = 1330) foi muito superior às recolhidas em anseriformes (n = 337), podendo influenciar os resultados.

Foram recolhidas cinco amostras fecais de patos mudos e nenhuma apresentou resultado positivo. Estes valores vão ao encontro aos de Hoque *et al.* (2014), que estudaram parasitas gastrointestinais em patos domésticos no Bangladesh e observaram que os patos mudos apresentavam uma prevalência parasitária de 25%, sendo esta comparativamente baixa em relação a outras espécies de patos presentes nesse estudo, o que pode indicar uma baixa suscetibilidade deste animal como hospedeiro. Este fator pode também ter influenciado o número de amostras positivas neste grupo de aves em relação aos galináceos.

No presente estudo, os parasitas gastrointestinais identificados nos galináceos foram os do género *Eimeria* (45%), *Ascaridia* sp. (18%), *Capillaria* spp. (18%), *Heterakis* spp. (8%), Tricostongilídeo (8%) e *Tetrameres* spp. (3%) (Gráfico 14). Estes resultados estão de acordo com o observado por Globokar *et al.* (2017) na Alemanha, onde os parasitas dos géneros *Eimeria*, *Capillaria* e *Ascaridia* foram os mais prevalentes em galiformes, tendo também sido identificados Tricostongilídeos e *Heterakis* spp. No entanto, este estudo não identificou parasitas do género *Tetrameres*.

Nos anatídeos o género *Eimeria* também foi o mais prevalente (37%). Os restantes géneros identificados foram semelhantes aos dos galiformes, à exceção de *Tetrameres* spp.

Porém a prevalência de cada género de parasita diferenciou: *Capillaria* spp. (26%), Tricostongilídeo (17%), *Heterakis* spp. (14%) e *Ascaridia* sp. (6%) (Gráfico 18). Estes resultados vão de encontro aos de Globokar *et al.* (2017) na Alemanha, que identificaram os géneros *Capillaria*, *Eimeria* e *Ascaridia* nos anseriformes, tendo também identificado tricostrongilídeos. No entanto, não identificaram parasitas do género *Heterakis* neste grupo de aves.

Contrariamente ao observado neste estudo, Singh & Mohilal (2017) na Índia, observaram maior prevalência de infeções parasitárias em patos (75,7%) do que em perus (66,7%) e galinhas criadas ao ar livre (65,3%). Os patos estavam parasitados apenas por trematodes. Porém, nas galinhas o protozoário de maior prevalência foi o do género *Eimeria* spp. e os nematodes mais prevalentes foram *Ascaridia* spp., *Capillaria* spp., *Heterakis* spp. e *Strongyloides* spp., sendo estes resultados semelhantes aos identificados no presente estudo.

Segundo Begum, Mukutmoni, Akter & Sehrin (2019) e Shrestha *et al.* (2020) os patos são aves altamente suscetíveis ao parasitismo gastrointestinal, por viverem em ambientes húmidos, com zonas de água e pelos seus hábitos exploratórios na procura de comida nestes locais, onde também vivem HI de vários parasitas.

As amostras do presente estudo foram recolhidas durante os meses de inverno e de maior pluviosidade, o que também pode justificar uma baixa prevalência parasitária nos anatídeos, visto que alguns parasitas que infetam estas aves necessitam de HI e segundo Uhuo *et al.* (2013), estes são mais abundantes nas estações mais quentes. O facto de as aves serem alimentadas nestes jardins também pode ter contribuído para a diminuição dos seus hábitos alimentares exploratórios e consequente ingestão de HI.

Relativamente à intensidade do parasitismo em cada grupo de aves, foi observada maior prevalência de multiparasitismo em relação a monoparasitismo, tanto em galináceos (59% e 41%, respetivamente) (Gráfico 15), como nos anatídeos (63% e 37%, respetivamente) (Gráfico 19). Estes resultados estão de acordo com Adejinmi & Oke (2011) em patos domésticos na Nigéria, Uhuo *et al.* (2013) em galinhas na Nigéria e Ayeh-Kumi *et al.* (2016) em galinhas no Ghana, que observaram maior percentagem de infeções mistas relativamente a infeções únicas nestas aves. Contrariamente ao observado, os estudos realizados por Larki *et al.* (2018) no Irão e Shrestha *et al.* (2020) no Nepal, observaram maior percentagem de infeções únicas relativamente a infeções mistas em patos domésticos.

As infeções únicas em galináceos foram por *Eimeria* spp., *Ascaridia* sp., *Capillaria* spp. e Tricoststrongilídeos (Gráfico 16). Já nos anatídeos os parasitas presentes em infeções únicas foram *Eimeria* spp., Tricoststrongilídeos e *Capillaria* spp. (Gráfico 20). Estes resultados vão de encontro aos de Ayeh-Kumi *et al.* (2016), que identificaram *Capillaria* spp. e *Ascaridia galli* nas infeções únicas mais comuns em galinhas no Ghana e Hoque *et al.* (2014) que identificaram *Capillaria* spp. e *Eimeria* spp. nas infeções únicas mais comuns em patos no Bangladesh.

Em relação às infeções mistas nos galináceos (Tabela 8), as combinações mais comuns foram de dois parasitas dos géneros *Eimeria* spp. + *Capillaria* spp. e *Eimeria* spp. + Tricoststrongilídeo. Estes resultados diferem dos observados por Ayeh-Kumi *et al.* (2016), que identificaram infeções mistas por *Heterakis gallinarum* + *Capillaria* spp. mais comuns em galinhas no Ghana. Já Lima *et al.* (2017) identificaram infeções mistas de Capilarídeos + *Ascaridia* sp. + Coccídeos; Tricoststrongilídeos + Coccídeos; *Ascaridia* sp. + *Heterakis* spp. e *Ascaridia* sp. + Coccídeos em aves exóticas em cativeiro no Brasil, sendo estas semelhantes às registadas neste estudo (Tabela 8).

Nos anatídeos, as infeções mistas mais comuns com dois parasitas foram *Eimeria* spp. + *Capillaria* spp. e *Eimeria* spp. + Tricoststrongilídeo e as associações triplas foram por *Eimeria* spp. + *Heterakis* spp. + *Capillaria* spp. e *Ascaridia* sp. + *Capillaria* spp. + Tricoststrongilídeo (Tabela 9). No estudo realizado por Hoque *et al.* (2014) também se identificou a associação *Eimeria* spp. + *Capillaria* spp. em patos. No entanto, os resultados destes autores referem associações de três parasitas que diferem dos identificados no presente estudo, tendo sido observado os géneros *Eimeria* spp. + *Capillaria* spp. + *Ascaridia* sp. e *Ascaridia* sp. + *Capillaria* spp. + *Heterakis* spp.

Em Portugal este é o primeiro estudo sobre parasitas gastrointestinais de galináceos e anatídeos de jardins públicos. No entanto, foram realizados dois estudos sobre parasitas gastrointestinais em frangos de campo, um por Batista (2009) nos distritos de Viseu e Guarda e Lozano, Gomes & Carvalho (2018) no distrito de Lisboa. Mais recentemente Salvador (2020) estudou o parasitismo gastrointestinal em galinhas ornamentais de quintal no distrito de Santarém. Nos três estudos, o género *Eimeria* foi o protozoário mais prevalente. No estudo realizado por Batista (2009), identificou nematodes como *A. galli*, *Strongyloides avium* e *H. gallinarum*. Já o estudo realizado por Lozano *et al.* (2018) identificaram *Capillaria* spp. e

Heterakis spp. e Salvador (2020) identificou *Heterakis* spp., *Ascaridia* sp., *Hymenolepis* spp. e *Choanotaenia* spp.

O parasita de maior prevalência nestes estudos foi *Eimeria* spp. Isto deveu-se ao facto destas aves viverem em cativeiro, o que facilitou a transmissão destes parasitas devido ao seu ciclo biológico ser curto e sem HI, apesar das boas condições de higiene e manejo. Os resultados do presente estudo são semelhantes aos referidos, embora as aves vivessem ao ar livre. Quanto aos nematodes identificados, foram semelhantes aos observados nos estudos referidos.

As doenças parasitárias normalmente são negligenciadas pelo seu carácter insidioso e por raramente provocarem sinais clínicos. Os resultados obtidos neste estudo demonstram que não se deve negligenciar o parasitismo de aves que habitam jardins públicos, visto que estas podem ser reservatórios de doenças para aves domésticas, bem como outras espécies de animais.

6.3 – Outras considerações

Durante a recolha das amostras não se conseguiu saber se foi retirada mais do que uma amostra da mesma ave, uma vez que estas viviam ao ar livre e não possuíam identificação.

Outro fator limitante pode ter sido o facto de alguns parasitas apresentarem uma excreção intermitente de ovos ou oocistos e o dia de recolha não ter coincidido com esse período.

A não realização de necrópsias não permitiu a recuperação de formas parasitárias adultas, impossibilitando a confirmação das espécies dos parasitas através da observação das características morfológicas.

Outra limitação deste estudo foi a ausência de informação relativa às aves amostradas, como idade, sexo, tratamentos realizados e presença de sinais clínicos, o que impossibilitou a realização de uma análise estatística.

7 – Conclusão

Com os resultados obtidos neste estudo, foi possível identificar através de técnicas coprológicas, parasitas gastrointestinais em galináceos e anatídeos em jardins públicos no distrito de Lisboa, o que permitiu uma melhor compreensão sobre os parasitas que infetam estas aves em Portugal.

O presente estudo demonstrou uma prevalência de parasitismo gastrointestinal de 68,33%. Na totalidade das amostras foi observada maior prevalência de nematodes, seguida de protozoários.

Quanto ao grupo parasitário, maioritariamente foram observadas amostras com apenas um tipo de parasitas (protozoário ou nematode), seguidas de amostras com os dois tipos (protozoário e nematode).

As infeções mistas apresentaram maior prevalência do que as infeções únicas, sendo que, foram mais comuns as infeções com dois géneros de parasitas, comparativamente a infeções com três géneros de parasitas.

Foram identificados seis tipos de parasitas gastrointestinais, entre eles oocistos de *Eimeria* spp., ovos de *Capillaria* spp., ovos de *Ascaridia* sp., ovos de Tricostongilídeos, ovos de *Heterakis* spp. e ovos de *Tetrameres* spp.

O ovo de *Tetrameres* spp. identificado neste estudo pertencia a um peru (*Meleagris gallopavo*), um parasita que não está descrito nesta espécie de ave em Portugal.

Tendo em conta as técnicas coprológicas utilizadas, a técnica de flutuação com centrifugação apresentou maior prevalência de amostras positivas do que a técnica de sedimentação. Na técnica de flutuação observou-se maior prevalência de nematodes do que protozoários, enquanto na técnica de sedimentação se constatou o contrário. Oocistos de *Eimeria* spp. e ovos de *Capillaria* spp. foram as estruturas parasitárias mais comuns em ambos os métodos coprológicos.

O grupo dos galináceos demonstrou maior número de amostras positivas comparativamente aos anatídeos. Ambos os grupos de aves apresentaram maior prevalência de multiparasitismo em relação ao monoparasitismo.

Devido à inexistência de estudos sobre este tema em Portugal, o presente estudo foi elaborado de forma a fornecer as primeiras informações sobre este assunto.

8 – Recomendações

Realização de novos estudos com métodos coprológicos adicionais ou com identificação molecular, para uma melhor identificação de parasitas.

Efetuar um estudo com mais do que uma recolha de amostras por dia devido à excreção intermitente de alguns parasitas.

Realizar um estudo num intervalo de tempo superior, para observar oscilações de parasitismo consoante a estação do ano.

Um estudo em que seja possível recolher algumas aves de jardins públicos que tenham falecido para realização de necropsia e recolha de formas parasitárias adultas.

Recolher mais amostras em perus do mesmo jardim para confirmar a presença de *Tetrameres* spp. nesta espécie de ave e descartar uma possível contaminação ambiental.

Um novo estudo sobre este tema, em que seja possível recolher dados sobre a idade, sexo, presença de sinais clínicos, alimentação e manejo das aves, de forma a avaliar estes fatores na presença de parasitismo gastrointestinal e também para realizar uma análise estatística.

9 – Referências Bibliográficas

- Adejinmi, J. O. & Oke, M. (2011). Gastro-intestinal Parasites of Domestic Ducks (*Anas platyrhynchos*) in Ibadan Southwestern Nigeria. *Asian Journal of Poultry Science*, 5(1), 46–50. <https://doi.org/10.3923/ajpsaj.2011.46.50>
- Alves Da Cruz, A., & Rodrigues Da Costa, A. N. D. A. (1954). A tetramerose e a acuariose em columbídeos. *Boletim Pecuário*, 22(3), 3-22
- Araújo, A. J. U. S., Kanamura, H. Y., de Sousa Dias, L. C., Gomes, J. F. & de Moura Araújo, S. (2003). Coprotest® quantitativo: quantificação de ovos de helmintos em amostras fecais utilizando-se sistema de diagnóstico comercial. *Jornal Brasileiro de Patologia e Medicina Laboratorial*, 39(2), 115-124.
- Asumang, P., Akoto Delali, J., Wiafe, F., Kamil, Z., Iddrisu Balali, G., Afua Dela Gobe, V., et al. (2019). Prevalence of Gastrointestinal Parasites in Local and Exotic Breeds of Chickens in Pankrono-Kumasi, Ghana. *Journal of Parasitology Research*, 2019. <https://doi.org/10.1155/2019/5746515>
- Ayeh-Kumi, P.F., Gerald, L. N., Olu-Taiwo, M. & Akua, F. O. (2016). Prevalence of Gastro-Intestinal Parasites in Chickens Sold in Some Major Markets in Greater Accra, Ghana. *International Journal of Poultry Science*, 15(8), 335–342. <https://doi.org/10.3923/ijps.2016.335.342>
- Baptista, A. (2009). Perfil parasitológico em frangos do campo (Dissertação de Mestrado). Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade Técnica de Lisboa.
- Begum, A., Mukutmoni, M., Akter, F. & Sehrin, S. (2019). Occurrence of parasites in domestic ducks from rural areas of Narayanganj. *Bangladesh Journal of Zoology*, 47(2), 315–323. <https://doi.org/https://doi.org/10.3329/bjz.v47i2.44342>
- Belete, A., Addis, M. & Ayele, M. (2016). Review on Major Gastrointestinal Parasites that Affect Chickens. *Journal of Biology, Agriculture and Healthcare*, 6(11), 11–21.

- Brickfields Country Park (2023). Domestic Duck - *Anas platyrhynchos domesticus*. In www.brickfieldspark.org/data/duckdomestic.htm. Acedido a 21 de março de 2023 em <https://www.brickfieldspark.org/data/duckdomestic.htm>
- Butcher, G. D., Ph, D., & Miles, R. D. (2019). Intestinal parasites in backyard chicken flocks. In [//edis.ifas.ufl.edu/publication/VM015](http://edis.ifas.ufl.edu/publication/VM015). Acedido a 27 de março de 2023 em <https://edis.ifas.ufl.edu/publication/VM015>
- Chai, J. Y., Sohn, W. M., Na, B. K., & Van, D. N. (2011). *Echinostoma revolutum*: Metacercariae in *Filopaludina* snails from Nam Dinh Province, Vietnam, and adults from experimental hamsters. *Korean Journal of Parasitology*, 49(4), 449–455. <https://doi.org/10.3347/kjp.2011.49.4.449>
- Colas C., M., Grandía G., R., Rodríguez G., D., Demedio L., J., Menéndez B., I., & García T., E. (2016). Morfopatología Proventricular en Patos Silvestres (*Anas discors*) Infestados con *Tetrameres americana*. *Revista de Investigaciones Veterinarias Del Perú*, 27(2), 326-332. <https://doi.org/10.15381/rivep.v27i2.11660>
- Corrêa, I. M. O., Pereira, L. Q., Schneiders, G. H., Trindade, M. M., Gazoni, F. & Lovato, M. (2010). Histomoníase em pavão (*Pavo cristatus*): relato de caso. In: *XIII Congresso e XIX da Associação Brasileira de Veterinários de Animais Selvagens - ABRAVAS, 2010, Campos do Jordão. ABRAVAS XIII Congresso e XIX da Associação Brasileira de Veterinários de Animais Selvagens*.
- Direção Geral de Alimentação e Veterinária [DGAV]. (2021). Animais em Quintas Pedagógicas. In www.dgav.pt/animais/conteudo/animais-de-quintas-pedagogicas/. Acedido a 21 de março de 2023 em <https://www.dgav.pt/animais/conteudo/animais-de-quintas-pedagogicas/>
- Encyclopaedia Britannica (2020, May 25). Anatidae. Encyclopedia Britannica. <https://www.britannica.com/animal/Anatidae>
- Ferrer, D., Molina, R., Adelantado, C., & Kinsella, J. M. (2004). Helminths isolated from the digestive tract of diurnal raptors in Catalonia, Spain. *The Veterinary Record*, 3, 17–20.

- Ferrer, D., Molina, R., Castellà, J., & Kinsella, J. M. (2004). Parasitic helminths in the digestive tract of six species of owls (Strigiformes) in Spain. *Veterinary Journal*, 167(2), 181–5. doi:10.1016/S1090-0233(03)00103-5
- Fink, M., Permin, A., Magwisha, H. B. & Jensen, K.-M. V. (2005). Prevalence of the Proventricular Nematode *Tetrameres americana* Cram (1927) in Different Age Groups of Chickens in the Morogoro Region, Tanzania. *Tropical Animal Health and Production*, 37(2), 133-137.
- Gautier, Z. (2002). *Gallus gallus* red junglefowl. In [//animaldiversity.org/accounts/Gallus_gallus/](https://animaldiversity.org/accounts/Gallus_gallus/). Acedido a 22 de março de 2023 em https://animaldiversity.org/accounts/Gallus_gallus/
- Globokar, M., Fischer, D., & Pantchev, N. (2017). Occurrence of endoparasites in captive birds between 2005 to 2011 as determined by faecal flotation and review of literature. *Berliner Und Munchener Tierarztliche Wochenschrift*, 130(11–12), 461–473. <https://doi.org/10.2376/0005-9366-16094>
- Haverschmidt, F. (2020). Galliform. In www.britannica.com/animal/galliform. Acedido a 12 de maio de 2023 em <https://www.britannica.com/animal/galliform>
- Hoque, M. A., Hassan, M. M., Haque, E., Shaikat, A. H., Khan, S. A., Alim, A., et al. (2014). A survey of gastro-intestinal parasitic infection in domestic and wild birds in Chittagong and Greater Sylhet, Bangladesh. *Preventive Veterinary Medicine*, 117(1), 305–312. <https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2014.07.012>
- Howard, L. (2003). Anatidae ducks, geese and swans. In [//animaldiversity.org/accounts/Anatidae/](https://animaldiversity.org/accounts/Anatidae/). Acedido a 21 de março de 2023 em <https://animaldiversity.org/accounts/Anatidae/>
- Howard, L. (2004). Galliformes chicken-like birds. In [//animaldiversity.org/accounts/Galliformes/](https://animaldiversity.org/accounts/Galliformes/). Acedido a 21 de março de 2023 em <https://animaldiversity.org/accounts/Galliformes/>
- Kamani, J., Meseko, C. A., Oladokun, A. T., Tafarki, A. E., Abba, I., & Dogo, G. I. (2010). Tetrameres Infection in local poultry in Katsina State, Nigeria. *Veterinary World*, 3(3), 130–132.

- Kamani, J., Meseko, C. A., Tanko, T. J., Tafarki, A. E., Lazarus, D. D., Peter, J. G., et al. (2008). *Tetrameres fassisipina* Infection in Local Chickens in Taraba State, Nigeria, Case Report. *International Journal of Poultry Science*, 7(12), 1216–1218. <https://doi.org/10.3923/ijps.2008.1216.1218>
- Kamil, S. A., Darzi, M. M., Mir, M. S., Shah, S. A., Shah, S. N., & Khan, F. A. (2011). *Tetrameres fassisipina* infection in Ducks from Bandipora Area of Kashmir Valley. *Israel Journal of Veterinary Medicine*, 66(2), 43–47.
- Kavetska, K. M., Królaczyk, K., Pilarczyk, B., & Kalisińska, E. (2012). Stomach nematodes of wild ducks (subfamily *Anatinae*) wintering in the North-Western Poland. *Bulletin of the Veterinary Institute in Pulawy*, 56(1), 27–31. <https://doi.org/10.2478/v10213-012-0005-5>
- Kumar, S., Garg, R., Ram, H., Maurya, P. S., & Banerjee, P. S. (2015). Gastrointestinal parasitic infections in chickens of upper gangetic plains of India with special reference to poultry coccidiosis. *Journal of Parasitic Diseases*, 39(1), 22–26. <https://doi.org/10.1007/s12639-013-0273-x>
- Landim de Barros, T., Vuong, C. N., Tellez-Isaias, G., & Hargis, B. M. (2022). Uncontroversial facts and new perspectives on poultry histomonosis: a review. *World's Poultry Science Journal*, 78(4), 913–933. <https://doi.org/10.1080/00439339.2022.2119915>
- Larki, S., Alborzi, A., Chegini, R., & Amiri, R. (2018). A Preliminary Survey on Gastrointestinal Parasites of Domestic Ducks in Ahvaz, Southwest Iran. *Iranian Journal of Parasitology*, 13(1), 137–144.
- Lima, V. F. S., Bezerra, T. L., de Andrade, A. F., Ramos, R. A. N., da Glória Faustino, M. A., Alves, L. C., et al. (2017). Gastrointestinal parasites of exotic birds living in captivity in the state of Sergipe, Northeastern Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 26(1), 96-99.
- Lozano, J. M. P., Gomes, L., & Carvalho, L. M. M. (2018). Parasitas gastrointestinais em produção de frango ao ar livre. *Revista Portuguesa de Ciências Veterinárias*, 113(605–606), 18–28.

- Lozano, J., Oliveira, M., Paz.Silva, A., & Carvalho, L. M. (2020). Parasitismo Gastrointestinal nos Patos Domésticos. *Albeitar Avicultura*, 6, pp. 4-12.
- Luchese, F. C., Perin, M., Aita, R. S., Mottin, V. D., Molento, M. B., & Monteiro, S. G. (2007). Prevalência de espécies de *Eimeria* em frangos de criação industrial e alternativa. *Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science*, 44(2), 81-86. <https://doi.org/10.11606/issn.1678-4456.bjvras.2007.26645>
- Machado, A. C. R., Lima, O. M., & de Barros Araújo, J. L. (2006). Helmintos parasitos em aves anseriformes que ocorrem em Goiás. *Revista de Patologia Tropical*, 35(3), 185–198. <https://doi.org/10.5216/rpt.v35i3.1879>
- Martinez-Padilla, J., Vergara, P., Mougeot, F., & Redpath, S. M. (2012). Parasitized Mates Increase Infection Risk for Partners. *The American Naturalist*, 179(6), 811–820. <https://doi.org/10.1086/665664>
- Mattos, P. M., Rossato, M. R., & Antonucci, A. M. (2019). Principais parasitos em aves industriais (frangos, galinhas e perus) – Revisão de literatura. *Revista Científica de Medicina Veterinária*.
- McCullough, J. (2001). *Meleagris gallopavo* wild turkey. In [//animaldiversity.org/accounts/Meleagris_gallopavo/](https://animaldiversity.org/accounts/Meleagris_gallopavo/). Acedido a 23 de março de 2023 em https://animaldiversity.org/accounts/Meleagris_gallopavo/
- Melo, Y. J. O., Ferraz, H. T., Saturnino, K. C., Silva, T. D. P., Braga, I. A., Amaral, A. V. C., et al. (2022). Gastrointestinal parasites in captive and free-living wild birds in Goiania Zoo. *Brazilian Journal of Biology*, 82, e240386. <https://doi.org/10.1590/1519-6984.240386>
- Muhairwa, A. P., Msoffe, P. L., Ramadhani, S., Mollel, E. L., Mtambo, M. M. A., & Kassuku, A. A. (2007). Prevalence of gastro-intestinal helminths in free-range ducks in Morogoro Municipality, Tanzania. *Livestock Research for Rural Development* 19(4), 48.
- Oliveira, P. (2015). Quinta Pedagógica: Uma Proposta de Educação Não Formal (Relatório de estágio). Instituto da Educação, Universidade de Lisboa.

- Padilla-Aguilar, P., Romero-Callejas, E., Ramírez-Lezama, J., Osorio-Sarabia, D., García-Prieto, L., Manterola, C., et al. (2020). Gastrointestinal helminths of waterfowl (Anatidae: Anatinae) in the Lerma marshes of central Mexico: Some pathological aspects. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, 13, 72–79. <https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2020.07.008>
- Papini, R., Girivetto, M., Marangi, M., Mancianti, F. & Giangaspero, A. (2012). Endoparasites in Pet and Zoo Birds in Italy. *The Scientific World Journal*, Article ID 25312:9. <https://doi.org/10.1100/2012/253127>
- Permin, A., Hansen, J. (1998) Diagnostic methods. In FAO Animal Health Manual, *Epidemiology, diagnosis and control of poultry parasites* (4th ed, pp. 72-115). Roma.
- Permin, A., Hansen, J. (1998) Life cycle and epidemiology of poultry parasites. In FAO Animal Health Manual, *Epidemiology, diagnosis and control of poultry parasites* (4th ed, pp. 15-70). Roma.
- Pires, H., Matos, A. C., Brida, T., Lopes, F., Alho, A. M., Martins, M. V., & Carvalho, L. M. (2017). Parasitological survey in wild birds kept for rehabilitation in Central Eastern Portugal. In *Xth International Symposium on Wild Fauna (ISOWiF)*.
- PoultryDVM (2023). Tetrameriasis. Acedido a 30 de maio de 2023 em <https://poultrydvm.com/condition/tetrameriasis>
- Rodrigues, B., Salgado, P. A. B., Gonzalez, I. H. L., Quadrini, A., Holcman, M. M., Ramos, P. L., et al. (2020). Comparative analyses of coproscopical techniques to diagnose enteroparasites in a group of captive Indian peafowl (*Pavo cristatus*). *Annals of parasitology*, 66(3), 397-406.
- Rogers, D. (2001). *Anas platyrhynchos* mallard. In [//animaldiversity.org/accounts/Anas_platyrhynchos/](https://animaldiversity.org/accounts/Anas_platyrhynchos/). Acedido a 23 de março de 2023 em https://animaldiversity.org/accounts/Anas_platyrhynchos/
- Saif, Y. M., Barnes, H. J., Glisson, J. R., Fadly, A. M., McDougald, L. R. & Swayne, D. E. (2008). Section IV: Parasitic Diseases. In *Diseases of poultry* (12th ed, pp. 1025-1114). USA: Blackwell Publishing.

- Salvador, B. (2020). Prevalência de parasitas gastrointestinais em várias criações de galinhas ornamentais de quintal no distrito de Santarém (Dissertação de Mestrado). Faculdade de Medicina Veterinária, Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias, Lisboa.
- Sandland, G. J., Detwiler, J., & Minchella, D. J. (2006). Understanding Ecological Principles through Parasitological Pedagogy. *ABLE*, 28, 295–308.
- Saraiva, D. J., Campina, A. C. C., Gonçalves, F. C. S., Melo-Viegas, D., Santos, A. C. G., Nogueira, R. M. S., et al. (2020). Gastrointestinal parasites in free-range chicken raised under extensive system from the northeast of Brazil. *Revista Brasileira de Ciencia Avicola*, 23(1). <https://doi.org/10.1590/1806-9061-2020-1337>
- Schagene, A. (2010). *Cairina moschata* Muscovy duck. In [//animaldiversity.org/accounts/Cairina_moschata/](https://animaldiversity.org/accounts/Cairina_moschata/). Acedido a 22 de março de 2023 em https://animaldiversity.org/accounts/Cairina_moschata/
- Shrestha, D. (2018). Study of Gastrointestinal Parasites of Domesticated Duck (*Anas platyrhynchos* Linnaeus, 1758) in Chandragiri Municipality, Kathmandu, Nepal. Tese apresentada ao Departamento de Zoologia da Universidade de Tribhuvan para obtenção do grau de doutor, orientada por Janak Raj Subedi, Nepal.
- Shrestha, D., Subedi, J. R., & Chhetri, B. (2020). Gastrointestinal Parasites of Domesticated Duck (*Anas platyrhynchos* Linnaeus, 1758) in Chandragiri Municipality, Kathmandu, Nepal. *Ife Journal of Science*, 22(2), 015–023. <https://doi.org/10.4314/ij.s.v22i2.2>
- Silva, G. S., Romera, D. M., Fonseca, L. E. C & Meireles, M. V. (2016). Helminthic Parasites of Chickens (*Gallus Domesticus*) in Different Regions of São Paulo State, Brazil. *Revista Brasileira de Ciencia Avicola*, 18(1), 163–168. <https://doi.org/http://dx.doi.org/10.1590/18069061-2015-0122>
- Singh, L. J. & Mohilal, N. (2017). Gastrointestinal parasitic infection in diverse species of domestic birds of Manipur, India. *Journal of Parasitic Diseases*, 41(1), 142–146. <https://doi.org/10.1007/s12639-016-0767-4>

- Snak, A., Lenzi, P. F., Agostini, K. M., Delgado, L. E., Montanucci, C. R. & Zabott, M.V. (2014). Análises coproparasitológicas de aves silvestres cativas. *Ciência Animal Brasileira*, 15(4), 502-507.
- Suhaila, A. H., Sabrina, D.L., Izzauddin, N. A. I, Handman, A. & Khadijah, S. (2015). Study of Parasites in Commercial Free-Range Chickens in Northern Peninsular Malaysia. *Malaysian Journal of Veterinary Research*, 6(2), 53–64.
- Taylor, M. A., Coop, R. L., Wall, R. L (2016) Parasites of poultry and gamebirds. In *Veterinary Parasitology* (4th, pp. 678-760). Chichester, UK: Wiley Blackwell.
- Taylor, M. A., Coop, R. L., Wall, R. L. (2016) Antiparasitics. In *Veterinary Parasitology* (4th ed, pp. 313- 334). Chichester, UK: Wiley Blackwell.
- Taylor, M. A., Coop, R. L., Wall, R. L. (2016) Laboratory diagnosis of parasitism. In *Veterinary Parasitology* (4th ed, pp. 259-311). Chichester, UK: Wiley Blackwell.
- Thienpont, D., Rochette, F., & Vanparijs, O. F. J. (2003). Birds. In Janssen Research Foundation, *Diagnosing Helminthiasis by Coprological Examination* (3rd ed, pp. 139-155). Beerse: Belgium.
- Trismiharto, A. H. W., Utama, S., Soepranianondo, K., Poetranto, D., Koesdarto, S., & Yunus, M. (2018). Identification of Worm Eggs in Faeces of Egrets (*Egretta* sp.) in Surabaya. *Journal of Parasite Science*, 2(2), 51. <https://doi.org/10.20473/jops.v2i2.16399>
- Uhwo, A. C., Okafor, F. C., Odikamnoro, O. O., Onwe, C. S., Abarike, M. C., & Elom, J. N. (2013). Common gastrointestinal parasites of local chicken (*gallus domesticus*) slaughtered in some selected eatery centres in Abakaliki, Ebonyi State: Implication for meat qualit. *International Journal of Development and Sustainability*, 2(2), 1416–1422. <http://isdsnet.com/ijds-v2n2-73.pdf>
- Vargas, S. (2002). Anser anser greylag goose. In [//animaldiversity.org/accounts/Anser_anser/](http://animaldiversity.org/accounts/Anser_anser/). Acedido a 22 de março de 2023em https://animaldiversity.org/accounts/Anser_anser/
- Wang, L., Guo, J., Xi, Y., Ma, S., Li, Y., He, H., et al. (2020). Understanding the genetic domestication history of the Jianchang duck by genotyping and sequencing of genomic

- genes under selection. *G3: Genes, Genomes, Genetics*, 10(4), 1469–1476.
<https://doi.org/10.1534/g3.119.400893>
- Yagoob, G., Khaki, A., Feizi, A., Raza, S. H. A., Khan, R., Hao, L., et al. (2017). Epidemiological and pathological studies on the helminthic parasites in native chickens of Tabriz city, Iran. *Genetics and Molecular Research*, 16(4).
<https://doi.org/10.4238/gmr16039824>
- Ybañez, R. H. D., Resuelo, K. J. G., Kintanar, A. P. M., & Ybañez, A. P. (2018). Detection of gastrointestinal parasites in small-scale poultry layer farms in Leyte, Philippines. *Veterinary World*, 11(11), 1587–1591. <https://doi.org/10.14202/vetworld.2018.1587-1591>
- Zajac, A. M., Conboy, G. A., Little, S. E., Reichard, M.V. (2021). Fecal Examination for the Diagnosis of Parasitism. In *Veterinary Clinical Parasitology* (9th ed, pp. 1 – 14, 154 - 173). Hoboken, USA: Wiley Blackwell.
- Zajac, A. M., Conboy, G.A., Little, S.E., Reichard, M.V. (2021). Immunodiagnostic and Molecular Diagnostic Tests in Veterinary Parasitology. In *Veterinary Clinical Parasitology* (9th ed, pp. 239-246). Hoboken, USA: Wiley Blackwell.
- Zajac, A. M., Conboy, G.A., Little, S.E., Reichard, M.V. (2021). Treatment of Veterinary Parasites. In *Veterinary Clinical Parasitology* (9th ed, pp. 371-379). Hoboken, USA: Wiley Blackwell.