

UNIVERSIDADE DE LISBOA
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA



UNIVERSIDADE
DE LISBOA



PARASITAS GASTROINTESTINAIS EM AVES DE COMPANHIA NA PRÁTICA CLÍNICA

ANA RITA PEREIRA GRÁCIO

ORIENTADORA:
Mestre Maria João Carvalho Neto da Costa
COORDINADOR:
Doutor Luís Manuel Madeira de Carvalho

UNIVERSIDADE DE LISBOA
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA



UNIVERSIDADE
DE LISBOA



PARASITAS GASTROINTESTINAIS EM AVES DE COMPANHIA NA PRÁTICA CLÍNICA

ANA RITA PEREIRA GRÁCIO

DISSERTAÇÃO DE MESTRADO INTEGRADO EM MEDICINA VETERINÁRIA

JURI

PRESIDENTE:

Doutora Isabel Maria Soares Pereira da
Fonseca de Sampaio

VOGAIS:

Doutor José Alexandre Costa Perdigão
Cameira Leitão
Mestre Maria João Carvalho Neto da Costa

ORIENTADORA:

Mestre Maria João Carvalho Neto da Costa

COORIENTADOR:

Doutor Luís Manuel Madeira de Carvalho

DECLARAÇÃO RELATIVA ÀS CONDIÇÕES DE REPRODUÇÃO DA DISSERTAÇÃO

Nome: Ana Rita Pereira Grácio

Título da Tese ou Dissertação: Parasitas gastrointestinais em aves de companhia na prática clínica

Ano de conclusão (indicar o da data da realização das provas públicas): 2024

Designação do curso de

Mestrado ou de

Doutoramento:

Mestrado Integrado em Medicina Veterinária

Área científica em que melhor se enquadra (assinale uma):

☐ Clínica

☐ Produção Animal e Segurança Alimentar

☐ Morfologia e Função

☒ Sanidade Animal

Declaro sobre compromisso de honra que a tese ou dissertação agora entregue corresponde à que foi aprovada pelo júri constituído pela Faculdade de Medicina Veterinária da ULISBOA.

Declaro que concedo à Faculdade de Medicina Veterinária e aos seus agentes uma licença não-exclusiva para arquivar e tornar acessível, nomeadamente através do seu repositório institucional, nas condições abaixo indicadas, a minha tese ou dissertação, no todo ou em parte, em suporte digital.

Declaro que autorizo a Faculdade de Medicina Veterinária a arquivar mais de uma cópia da tese ou dissertação e a, sem alterar o seu conteúdo, converter o documento entregue, para qualquer formato de ficheiro, meio ou suporte, para efeitos de preservação e acesso.

Retenho todos os direitos de autor relativos à tese ou dissertação, e o direito de a usar em trabalhos futuros (como artigos ou livros).

Concordo que a minha tese ou dissertação seja colocada no repositório da Faculdade de Medicina Veterinária com o seguinte estatuto (assinale um):

- ☒ Disponibilização imediata do conjunto do trabalho para acesso mundial;
- ☐ Disponibilização do conjunto do trabalho para acesso exclusivo na Faculdade de Medicina Veterinária durante o período de ☐ 6 meses, ☐ 12 meses, sendo que após o tempo assinalado autorizo o acesso mundial*;

* Indique o motivo do embargo (OBRIGATÓRIO)

Nos exemplares das dissertações de mestrado ou teses de doutoramento entregues para a prestação de provas na Universidade e dos quais é obrigatoriamente enviado um exemplar para depósito na Biblioteca da Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa deve constar uma das seguintes declarações (incluir apenas uma das três):

- É AUTORIZADA A REPRODUÇÃO INTEGRAL DESTA TESE/TRABALHO APENAS PARA EFEITOS DE INVESTIGAÇÃO, MEDIANTE DECLARAÇÃO ESCRITA DO INTERESSADO, QUE A TAL SE COMPROMETE.
- É AUTORIZADA A REPRODUÇÃO PARCIAL DESTA TESE/TRABALHO (indicar, caso tal seja necessário, nº máximo de páginas, ilustrações, gráficos, etc.) APENAS PARA EFEITOS DE INVESTIGAÇÃO, MEDIANTE DECLARAÇÃO ESCRITA DO INTERESSADO, QUE A TAL SE COMPROMETE.
- DE ACORDO COM A LEGISLAÇÃO EM VIGOR, (indicar, caso tal seja necessário, nº máximo de páginas, ilustrações, gráficos, etc.) NÃO É PERMITIDA A REPRODUÇÃO DE QUALQUER PARTE DESTA TESE/TRABALHO.

Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa, 14 de novembro de 2024

(indicar aqui a data da realização das provas públicas)

Assinatura: _____

Ana Rita Pereira Grácio

Agradecimentos

À minha orientadora, Dra. Maria João da Costa, quero agradecer muito, mas nem tenho palavras. Espero que, ainda assim, saiba o quão grata estou por me ter deixado fazer parte da equipa e por me acompanhar nesta aventura. Foi incrível.

Ao meu coorientador, Professor Doutor Luís Madeira de Carvalho, não só agradecer todos os conselhos ao longo desta última etapa, mas também todo o trabalho e dedicação que tem aos alunos do MIMV durante todo o seu percurso académico.

Quero também agradecer à equipa do Laboratório de Parasitologia e Doenças Parasitárias da FMV-UL, em especial ao Mestre João Lozano, à Mestre Mariana Louro e à Dra. Lídia Gomes. A vossa ajuda e presença foi fundamental para mim.

Às Dras. Inês, Sofia, Catarina e Carolina e às auxiliares de veterinária Rita, Inês e Sara, obrigada por tudo e mais alguma coisa. Guardo com muito carinho tudo o que me ensinaram, o quanto me divertiram e todo o trabalho que desempenhámos em equipa e onde sempre me senti incluída. Obrigada por tudo!

Obrigada à Nana, à Bea e à Vera. Que teria sido de mim sem vocês estes seis anos? Estou muito feliz por ter decidido ser vossa amiga, mal vos vi (vocês nem tiveram escolha), foram uma ótima companhia durante o *stress* dos exames práticos, as intermináveis aulas de laboratório, a excitação das palpações retais, as lutas pelas assinaturas no Logbook, todas as conversas filosóficas e sei lá mais o quê. Desejo-vos o melhor.

Aos meus pais. Amo-vos muito. Estes anos não foram fáceis para a nossa família, mas sei que enquanto estivermos juntos, estaremos bem. Obrigada pelo vosso apoio.

Obrigada à minha mana, Sofia. És sempre casa, mesmo quando moramos longe uma da outra. Obrigada por apoiares os meus sonhos como se fossem teus. Sabes o que costumo dizer: és a melhor prenda que os pais me deram. A seguir à “Cookie”, claro.

Ao Filipe. À pessoa sem a qual eu não estaria aqui. Ao homem que aguentou toda a montanha-russa que foram os últimos anos, que apoiou este meu desvario de voltar para a faculdade no ano em que fomos viver juntos e, no fim, ainda me pediu em casamento. Assim sendo, obrigada também à tua família, que, se tudo correr bem, a partir de setembro será a minha também, o que me deixa muito feliz. E obrigada ao meu “Luke” e à minha “Leia”, os nossos bebés de quatro patas, que nos roubam a paciência, mas mais o coração.

À Pati, à Cati e a todos os amigos e familiares que estão sempre lá para mim.

E, por fim, aos meus avós. Que estiveram comigo no início desta aventura, como estiveram desde o início da minha vida, com o maior entusiasmo e amor, não fossem vocês também apaixonados por animais. Ter-vos perdido é a maior dor que carrego comigo. Mas não faz mal, porque o vosso amor é eterno e compensa tudo.

Já agora, obrigada a mim. Só “quem está no convento sabe o que vai lá dentro”.

Parasitas gastrointestinais em aves de companhia na prática clínica

Resumo

As aves de companhia têm-se tornado mais comuns como animais de estimação, vivendo frequentemente em contacto estreito com os seus tutores. Isto, aliado ao facto de poderem estar mais vulneráveis a infeções parasitárias, torna importante um conhecimento aprofundado sobre as espécies que as podem parasitar e as melhores estratégias de prevenção e/ou tratamento para estas infeções.

Neste estudo, colheram-se 76 amostras de fezes de aves que se apresentaram em consulta numa clínica veterinária em Lisboa. Foram também registados os dados relevantes sobre cada animal, como a espécie, idade, há quanto tempo estavam com os seus tutores, motivo da consulta, ambiente e plano de desparasitação seguido. As análises foram processadas através de quatro métodos coprológicos, três qualitativos e um quantitativo.

Os resultados obtidos mostram uma prevalência de 8% (6/76) de parasitas nas amostras recolhidas. As formas parasitárias encontradas foram oocistos de coccídias e ovos de *Capillaria* spp. Todas as amostras positivas à presença de parasitas eram de animais que viviam exclusivamente em ambiente exterior, pertencendo estes às ordens Columbiformes e Galliformes. Das poucas amostras recolhidas em quantidade suficiente para serem submetidas a um exame quantitativo, os resultados obtidos foram 307920 Oocistos por grama (OoPG) nas coccídias e entre 10 e 40 Ovos por Grama (OPG) em *Capillaria* spp. Foi também possível verificar que, apesar de mais de metade das amostras (54% (41/76)) pertencerem a animais que não seguiam nenhum plano de desparasitação por rotina, a prevalência parasitária foi muito baixa. Em 29% (22/76) das amostras, as aves eram desparasitadas semestralmente com ivermectina sem a realização prévia de exames coprológicos, não tendo sido encontrado nenhum animal parasitado neste grupo.

Os resultados mostram que existem aves que foram sujeitas a procedimentos de desparasitação sem estarem parasitadas. Esta é uma estratégia que apresenta alguns riscos, tanto pelo manuseamento a que o animal é sujeito, como pelo aumento do aparecimento de resistências parasitárias à substância ativa usada. Desta forma, no que diz respeito a parasitas gastrointestinais, é de salientar a importância da realização de exames coprológicos para a avaliação do verdadeiro estatuto parasitário de um animal antes de proceder a um tratamento anti-parasitário.

Palavras-chave: Parasitas gastrointestinais; Aves de companhia; Coprologia; Prevalência; Desparasitação.

Gastrointestinal parasites in pet birds in clinical practice

Abstract

Birds have become increasingly common as pets, often living in close contact with their owners. This, combined with their potential vulnerability to parasitic infections, highlights the importance of knowing the species that can parasitize them and the best strategies for preventing and/or treating them.

In this study, 76 fecal samples were collected from birds presented at a veterinary clinic in Lisbon. Relevant data about each animal were also registered, such as their species, age, time since acquisition, appointment motive, environment, and deworming plan. The analyses were processed using four coprological methods, three qualitative and one quantitative.

The results show a low prevalence (8% (6/76)) of parasites in the collected samples. The parasitic forms found were coccidia oocysts and *Capillaria* spp. eggs. All positive samples for the presence of parasites were from animals that lived exclusively outdoors, belonging to the orders Columbiformes and Galliformes. Of the few samples collected in sufficient quantity to be subjected to a quantitative examination, the results obtained were 307,920 Oocysts per Gram (OoPG) in coccidia and between 10 and 40 Eggs per Gram (EPG) in *Capillaria* spp. It was also noted that the parasitic prevalence was very low despite more than half of the samples (54% (41/76)) coming from animals that did not follow any deworming routine plan. In 29% (22/76) of the samples, the birds were dewormed every six months with ivermectin without prior fecal examinations, and no parasites were found in this group.

The results indicate that some birds were subjected to deworming procedures without being parasitized. This strategy presents some risks, both due to the handling of the animal and the increased emergence of parasitic resistance to the active substance used. Therefore, concerning gastrointestinal parasites, it is important to emphasize the relevance of performing coprological examinations to assess the true parasitic status of an animal before proceeding with antiparasitic treatment.

Keywords: Gastrointestinal parasites; Pet birds; Coprology; Prevalence; Deworming.

Índice Geral	
Agradecimentos	iii
Resumo	iv
Abstract	v
Lista de Figuras	viii
Lista de Tabelas	ix
Lista de Gráficos	x
Lista de Abreviaturas	xi
Parte I – Atividades desenvolvidas durante o estágio	1
Parte II – Revisão bibliográfica	3
1. As aves como animais de companhia	3
1.1 Ordem Psittaciformes	3
1.2 Ordem Passeriformes	5
1.3 Ordem Columbiformes	6
1.4 Ordem Galliformes	8
2. Parasitas gastrointestinais mais frequentes das aves de companhia	9
2.1 Protozoários	9
2.1.1 Filo Sarcomastigophora	10
2.1.1.1 <i>Giardia</i> spp.	10
2.1.1.2 <i>Hexamita</i> spp.	11
2.1.1.3 <i>Trichomonas gallinae</i>	12
2.1.1.4 <i>Histomonas meleagridis</i>	13
2.1.2 Filo Apicomplexa	14
2.1.2.1 Coccídias	14
2.1.2.1.1 <i>Eimeria</i> spp.	14
2.1.2.1.2 <i>Isospora</i> spp.	17
2.1.2.2 <i>Cryptosporidium</i> spp.	18
2.2 Helmintes	20
2.2.1 Filo Platyhelminthes	20
2.2.1.1 Classe Trematoda	20
2.2.1.2 Classe Cestoda	22
2.2.2 Filo Nematoda	23
2.2.2.1 Ordem Ascaridida	24
2.2.2.2 <i>Capillaria</i> spp.	26
2.2.2.4 <i>Strongyloides</i> spp.	27
Parte III – Parasitas gastrointestinais em aves de companhia na prática clínica	28

1. Objetivos	28
2. Materiais e Métodos	28
2.1 Colheita de amostras fecais e dados da população em estudo	28
2.2 Métodos coprológicos	29
2.2.1 Flutuação pelo método de Willis	29
2.2.2 Sedimentação em meio saturado	30
2.2.3 Mini-FLOTAC.....	30
2.2.4 Esfregaço fecal com coloração Ziehl-Neelsen modificada	32
2.3 Identificação das formas parasitárias	33
2.4 Pesquisa da eficácia da desparasitação	33
2.5 Análise estatística	34
3. Resultados	34
3.1 Caracterização da amostra	34
3.2 Métodos coprológicos e identificação de formas parasitárias	39
3.3 Prevalência de parasitas gastrointestinais.....	42
3.4 Eficácia da desparasitação.....	43
4. Discussão	44
5. Conclusões e perspectivas futuras.....	54
Bibliografia.....	56
Anexos	64

Lista de Figuras

Figura 1 – Exemplos de aves da ordem Psittaciformes (A - Papagaio-cinzento (<i>Psittacus erithacus</i>); B - Periquito-australiano (<i>Melopsittacus undulatus</i>); C - Caturra (<i>Nymphicus hollandicus</i>)) (Originais).....	4
Figura 2 – Exemplos de aves da ordem Passeriformes (A - Canário do tipo doméstico (<i>Serinus canaria</i>) (VanderWerf 2018); B - Pintassilgo (<i>Carduelis carduelis</i>) (Carrera 2016)).	5
Figura 3 – Pombo-comum (<i>Columba livia</i>) (Torre 2024).	6
Figura 4 – Exemplos de aves da ordem Galliformes (A - Galinha (<i>Gallus gallus domesticus</i>) (Moriya 2024); B - Peru (<i>Meleagris gallopavo</i>) (Etchison 2023); C - Pavão comum (<i>Pavo cristatus</i>) (Le 2024)).	8
Figura 5 – Quistos de <i>Giardia</i> spp. obtidos pela técnica de flutuação com solução de sulfato de zinco (ZnSO_4) (Zajac et al. 2021).	10
Figura 6 – <i>Trichomonas gallinae</i> (Taylor et al. 2016)	12
Figura 7 – Oocistos de <i>Eimeria</i> spp. obtidos de fezes de galinha (Zajac et al. 2021).	16
Figura 8 – Oocistos de <i>Isospora canaria</i> (seta maior; 22 x 21 μm) e <i>Isospora Serini</i> (seta menor; 16 x 16 μm) provenientes de um canário. Ampliação 400x (Greiner 2008).	18
Figura 9 – Coloração de Ziehl–Neelsen para observação de oocistos de <i>Cryptosporidium parvum</i> (Taylor et al. 2016).	20
Figura 10 – Ovos de trematode em fezes de aves (Zajac et al. 2021).	22
Figura 11 – Ovos de <i>Ascaridia</i> spp. (em cima), um pouco maiores que o ovo de <i>Heterakis</i> spp. (em baixo) (Zajac et al. 2021).	25
Figura 12 – Ovo de <i>Capillaria</i> spp. (Zajac et al. 2021).	26
Figura 13 – Técnica de flutuação de Willis (Original).	29
Figura 14 – Lâminas com preparação resultante da sedimentação em meio saturado (Original).	30
Figura 15 – Componentes e acessórios do Mini-FLOTAC (Original). (A) Base; (B) Disco de leitura; (C) Chave; (D) Adaptador para o microscópio.	31
Figura 16 – Componentes do Fill-FLOTAC (Original). (A) Copo graduado; (B) Tampa; (C) Ponta; (D) Filtro; (E) Coletor/homogeneizador.	31
Figura 17 – Montagem da técnica Mini-FLOTAC (Original).	32
Figura 18 – Secagem das lâminas depois da coloração (Original).	33
Figura 19 – Oocisto de coccídia identificado em fezes de pombo através do método de flutuação de Willis (Original).	40
Figura 20 – Ovo de <i>Capillaria</i> sp. identificado em fezes de pombo através do método de flutuação de Willis (Original).	40

Lista de Tabelas

Tabela 1 – Tipos de ambiente em que viviam as aves amostradas.....	37
Tabela 2 – Quantidade de aves com que coabitavam as aves das amostras recolhidas.	38
Tabela 3 – Resultados dos exames laboratoriais externos solicitados pelos tutores.....	41
Tabela 4 – Formas parasitárias encontradas nas amostras positivas.	43
Tabela 5 – Contagens das formas parasitárias encontradas nas amostras processadas pelo método do Mini-FLOTAC.....	43

Lista de Gráficos

Gráfico 1 – Distribuição das amostras pelas diferentes ordens (n=76).	34
Gráfico 2 – Frequência absoluta das diferentes espécies de aves amostradas (n=76).	35
Gráfico 3 – Idade, em anos, das aves amostradas, organizada por ordens (n=76).	35
Gráfico 4 – Tempo de aquisição da ave, em meses, por parte do seu tutor (n=76).	36
Gráfico 5 – Distribuição das aves pelos diferentes motivos de consulta (n=76).	36
Gráfico 6 – Frequência dos planos de desparasitação implementados nas aves amostradas (n=76).	38
Gráfico 7 – Distribuição da frequência dos planos de desparasitação pelas ordens representadas neste estudo (n=76).	39
Gráfico 8 – Métodos coprológicos usados para analisar as amostras fecais, organizados pelas diferentes ordens.	39
Gráfico 9 – Distribuição das amostras positivas pelas diferentes ordens das aves (n=76). .	42

Lista de Abreviaturas

AC – Antes de Cristo

ADN – Ácido desoxirribonucleico

BFD – Budgerigar fledling disease

BID – *Bis in die* (duas vezes ao dia)

cm – Centímetros

CPLI – Canine pancreatic lipase immunoreactivity

e.g. – *Exempli gratia* (por exemplo)

ELISA – Enzyme-Linked Immunosorbent Assay

FECRT – Faecal egg count reduction test

FelV – Feline leukaemia virus

FIV – Feline immunodeficiency virus

FMV-UL – Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa

FPLI – Feline pancreatic lipase immunoreactivity

g – grama

HD – Hospedeiro Definitivo

HI – Hospedeiro Intermediário

IM – Intramuscular

kg – Quilograma

L – Litro

L1, L2, L3 – Larvas no 1º, 2º e 3º estádios

mg – Miligrama

MIMV – Mestrado Integrado em Medicina Veterinária

mL – Mililitro

mm – Milímetro

OoPG – Oocistos por grama de fezes

OPG – Ovos por grama de fezes

PAAF – Punção aspirativa por agulha fina

PBFD – Psittacine beak and feather disease

PCR – Polymerase Chain Reaction

PDD – Proventricular dilatation disease

PO – *Per os*

SC – Subcutânea

SID – *Semel in die* (uma vez ao dia)

spp. – Espécies

°C – Grau centígrado

µm – Micrómetro

Parte I – Atividades desenvolvidas durante o estágio

O estágio curricular, realizado no âmbito do Mestrado Integrado em Medicina Veterinária (MIMV), decorreu na Clínica Veterinária de Telheiras, em Lisboa, sob a orientação da Dra. Maria João Costa, durante o período de 1 de setembro a 31 de dezembro de 2023, cumprindo um total de 620 horas.

A Clínica Veterinária de Telheiras dedica a sua atividade aos animais de companhia, sendo a equipa especializada também em animais exóticos. Está equipada com dois consultórios, um internamento, uma sala de cirurgia, uma sala de raio-X, um ecógrafo e aparelho para o processamento de análises clínicas. Assim, durante o estágio, foi possível acompanhar o corpo clínico em várias atividades, como consultas de rotina e urgência, tratamento de animais internados e cirurgias.

Durante as consultas foi possível: interagir com os tutores para a realização da anamnese; participar no exame físico dos pacientes, na sua contenção, tratamento, vacinação, desparasitação e, quando necessário, eutanásia; realizar a colheita de amostras biológicas, como sangue, urina e pelos; aprender os procedimentos de identificação eletrónica e registo dos animais; e participar na colocação de implantes hormonais e no corte e limagem de unhas e bicos. Os casos eram posteriormente discutidos com a respetiva Médica Veterinária, relativamente à informação recolhida em consulta, a diagnósticos diferenciais, exames complementares, abordagens terapêuticas e prognóstico.

No internamento, houve oportunidade de calcular doses de medicação para a sua preparação e administração pelas vias tópica, oral, subcutânea, intramuscular, intracelómica e intravenosa. Foi também possível avaliar a evolução dos animais internados, através da monitorização de parâmetros como o peso corporal, as frequências cardíaca e respiratória, a temperatura retal, o grau de desidratação e a medição da glicémia. Nesta área, houve ainda oportunidade de participar na alimentação forçada, na manutenção da higiene e limpeza dos animais e do espaço, na colocação e remoção de cateteres endovenosos, na realização ou troca de pensos e na preparação das altas dos animais.

No serviço de cirurgia, foi possível participar nas fases pré e pós-cirúrgica dos animais, através da preparação e administração de fármacos, intubação endotraqueal, tricotomia e assepsia da pele da área anatómica a intervencionar e monitorização dos parâmetros vitais do paciente até ele recuperar da anestesia. Durante as cirurgias houve oportunidade de ficar responsável pela monitorização anestésica. Além disso, em vários procedimentos, principalmente em ovariectomias, orquiectomias, destarizações, odontoplastias e exodontias em mamíferos e amputações de membros e resolução de distocias em aves, foi possível desempenhar o papel de ajudante de cirurgião.

O serviço de radiologia foi muito útil para consolidação de conhecimentos sobre as constantes e planos radiográficos, posicionamento e contenção dos animais e interpretação

dos resultados obtidos. Relativamente aos exames ecográficos, como a clínica contava com a colaboração de um Médico Veterinário especialista em ecografia, foi possível presenciar vários destes exames e aprender mais sobre o posicionamento dos animais e das sondas ecográficas, a identificação das diferentes estruturas anatómicas e suas alterações e sobre a recolha de amostras biológicas através da punção aspirativa por agulha fina (PAAF).

Por fim, durante o estágio, houve a oportunidade de requisitar hemogramas e realizar e interpretar perfis bioquímicos, citologias e testes rápidos de deteção de anticorpos contra *Leishmania* spp., testes rápidos de deteção de antigénio de Vírus Leucemia Felina (FeLV) e anticorpos contra Vírus de Imunodeficiência Felina (FIV) e testes rápidos para pesquisa de Lipase Pancreática específica canina e felina (SNAP CPLI e FPLI).

Durante as horas efetivas de estágio, dos 654 casos observados, 437 eram mamíferos (66,8%), enquanto 192 eram aves (29,4%) e 25 eram répteis (3,8%). Entre os mamíferos, 141 (32,3%) eram gatos, 114 (26,1%) eram cães e os restantes 182 (41,6%) outros animais desta classe, como lagomorfos, roedores e carnívoros.

Relativamente aos motivos de deslocação à clínica, 144 (22%) dos 654 animais foram trazidos para ser desparasitados e/ou vacinados, 105 (16,1%) foram submetidos a cirurgia ou tratamentos carentes de sedação para a sua realização, 74 (11,3%) foram trazidos para análises clínicas e outros exames de diagnóstico, 59 (9%) dos motivos das consultas foram a apresentação de sinais do foro dermatológico, em 45 (6,9%) dos animais os estímulos iatrotrópicos foram a diminuição do apetite, prostração e sinais de dor, 43 (6,6%) apresentavam sinais gastrointestinais, 38 (5,8%) foram trazidos para a administração de medicamentos e realização de tratamentos e pensos, 24 (3,7%) foram consultas de primeira vez ou de rotina, 20 (3,1%) foram trazidos para corte/limagem de unhas, bico e penas guia e 20 (3,1%) apresentavam queixas do foro respiratório. Os restantes 82 (12,5%) apresentavam motivos variados como: sinais urinários e do aparelho reprodutivo, lesões oftálmicas, problemas músculo-esqueléticos, sinais neurológicos, problemas de comportamento, problemas de peso e indicação para a eutanásia.

Simultaneamente ao estágio curricular, no âmbito da dissertação do MIMV, foi frequentado o Laboratório de Parasitologia e Doenças Parasitárias da Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa (FMV-UL) para o processamento e observação das amostras fecais recolhidas durante as consultas e/ou internamento das aves atendidas na clínica. Esta atividade foi realizada sob orientação do Professor Doutor Luís Madeira de Carvalho e contou com o auxílio do corpo técnico e de investigação do laboratório.

O estágio curricular foi imprescindível para consolidar a base teórica obtida ao longo do curso e para desenvolver a componente prática, tanto no que diz respeito ao manejo e tratamento dos animais, quanto à interação com os tutores e ao trabalho em equipa.

Parte II – Revisão bibliográfica

1. As aves como animais de companhia

A criação e a manutenção de animais em cativeiro são um traço encontrado na maioria das culturas humanas, existindo, em várias dessas culturas, exemplos de criação e manutenção de animais exóticos (Silveira 2013). Sendo as aves parte integrante de uma tão grande variedade de ecossistemas, não é de estranhar que se encontrem tão representadas em parques zoológicos e que sejam tão comuns como animais de estimação. Há registos do Egipto que sugerem que as aves já eram mantidas em cativeiro desde 4000 anos AC, com outros propósitos para além da alimentação. No século XV, com o início das explorações marítimas, tornou-se mais comum a difusão de várias espécies para locais de onde não eram nativas, sendo que muitas das espécies mais conhecidas atualmente, como os canários (*Serinus canaria*) e os periquitos-australianos (*Melopsittacus undulatus*), são criadas em cativeiro desde o século XVIII (Mitchell 2009; Papini et al. 2012).

A habilidade que várias aves apresentam em reproduzir sons e, algumas em particular, em imitar diálogos, pode ser uma das principais razões para que a relação entre estes animais e os humanos tenha tanto sucesso. Além disso, devido à sua inteligência, algumas aves conseguem também aprender truques, fazendo com que, com a paciência e os cuidados certos por parte dos tutores, a interação humano-ave possa ser tão ou mais próxima que a interação humano-cão ou humano-gato (Kidd and Kidd 1998).

Na União Europeia, as aves ornamentais são o terceiro animal de companhia mais comum. Contudo, as rotinas e os cuidados necessários, tão específicos para estes animais, nem sempre são conseguidos pelos tutores. Alguns exemplos disso são gaiolas ou espaços inadequados, estimulação mental insuficiente, solidão e erros nutricionais, podendo estas falhas levar a problemas como má condição corporal e comportamentos estereotipados (Peng and Broom 2021), sendo ainda importante referir que muitas das doenças registadas nestes animais estão relacionadas com condições de higiene inadequadas, mau maneio e sobrepopulação. Estas condições propiciam o aparecimento de doenças parasitárias, virais ou bacteriológicas, e a sua rápida propagação (Lacerda et al. 2024).

Segundo Clements et al. (2023), a classe das aves consiste em 41 ordens e mais de 11000 espécies. No presente estudo, foram recolhidas amostras de aves pertencentes a quatro ordens, sendo estas descritas resumidamente de seguida.

1.1 Ordem Psittaciformes

A esta ordem pertencem as famílias Strigopidae, Cacatuidae, Psittaculidae e Psittacidae, constituindo um total de 99 géneros e 405 espécies. A ordem inclui aves muito populares entre os animais de companhia, como por exemplo os papagaios, os periquitos e as caturras (Figura 1) (Birds of the World 2022; Clements et al. 2023). Estes animais são

maioritariamente caracterizados pelas suas cores vivas e capacidade de imitação de sons. Muito devido a isso, e também graças à degradação dos seus habitats, os papagaios são das aves mais ameaçadas do mundo (Heatley and Cornejo 2015).

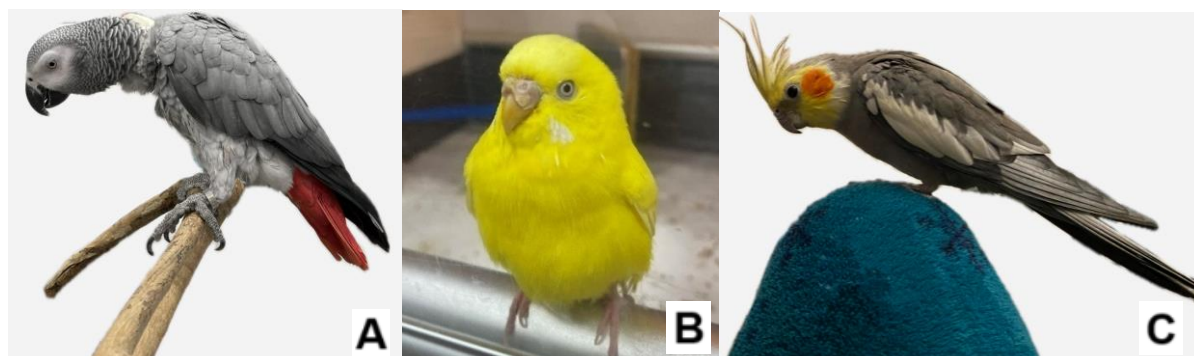


Figura 1 – Exemplos de aves da ordem Psittaciformes (A - Papagaio-cinzento (*Psittacus erithacus*); B - Periquito-australiano (*Melopsittacus undulatus*); C - Caturra (*Nymphicus hollandicus*)) (Originais).

Anatomicamente, a característica mais notável destas aves é o bico em forma de gancho, com grande amplitude de movimento e força de mordida, e a complexa musculatura associada a este. O maxilar é proeminente e curvado para baixo, ajustando-se à mandíbula, mais curta e curvada para cima. A maioria das espécies têm uma língua grossa e musculada, indispensável na manipulação e processamento dos alimentos. São zigodáctilas (patas com dois dedos virados para a frente e dois dedos virados para trás), estando adaptadas a subir árvores e manipular objetos. As diferentes espécies variam muito em tamanho e poucas apresentam dimorfismo sexual (Heatley and Cornejo 2015).

Na natureza, a maioria dos Psittaciformes são classificados como herbívoros, alimentando-se à base de uma variedade de vegetais, como sementes, frutos e flores, e ocasionalmente insetos. Em cativeiro, as suas necessidades alimentares nem sempre são cumpridas, existindo ainda muitos alimentos comerciais compostos maioritariamente por sementes muito ricas em gordura, tornando as deficiências nutricionais um problema sério na manutenção destes animais (Heatley and Cornejo 2015).

Entre as doenças que afetam estas aves, salientam-se as infeções virais por bornavírus, responsável pela doença da dilatação do proventrículo (PDD, do inglês *Proventricular Dilatation Disease*), por circovírus, agente causal da doença do bico e das penas (Pbfd, do inglês *Psittacine Beak and Feather Disease*) e por poliomavírus, responsável pela doença do periquito jovem (BFD, do inglês *Budgerigar Fledling Disease*). Estas doenças apresentam quadros clínicos variados, podendo ir desde a forma subclínica à hiperaguda (Fagulha et al. 2021). Para além das infeções virais, outras doenças comuns dos Psittaciformes são a aspergilose, uma doença fúngica que afeta principalmente o aparelho respiratório, e a psitacose, doença provocada por uma bactéria, a *Chlamydophila psittaci*, que causa sinais clínicos semelhantes aos da gripe (Heatley and Cornejo 2015).

1.2 Ordem Passeriformes

Esta é a ordem mais diversa das aves, com cerca de 140 famílias e mais de 6500 espécies (Clements et al. 2023). Incluem mais de metade das espécies, dos géneros e das famílias de aves conhecidas e têm uma distribuição mundial (Smith 2015).

A ordem é frequentemente dividida nas subordens Oscines e Suboscines. Da primeira fazem parte aves conhecidas como “canoras”, caracterizadas pela complexa morfologia da siringe, que lhes permite a produção de elaboradas vocalizações. Por sua vez, a siringe dos Suboscines é mais simples, produzindo vocalizações muito menos complexas (Smith 2015). Aves da família Fringillidae, como os canários e os pintassilgos (Figura 2), são muito populares como animais de companhia e de exposição (Powers 2011).

As aves desta ordem são relativamente pequenas, sendo que a maior espécie deste grupo é o corvo (*Corvus corax*). São anisodáctilos (patas com três dedos virados para a frente e um virado para trás) e, distintamente das outras aves, possuem sete sacos aéreos em vez dos habituais nove (Smith 2015).



Figura 2 – Exemplos de aves da ordem Passeriformes (A - Canário do tipo doméstico (*Serinus canaria*) (VanderWerf 2018); B - Pintassilgo (*Carduelis carduelis*) (Carrera 2016)).

As condições inadequadas das instalações e o manuseio incorreto destas aves podem levar a problemas crónicos de *stress*, resultando muitas vezes em imunossupressão. Considera-se que muitas das doenças mais comuns associadas aos Passeriformes, como a aspergilose, a candidíase e a toxoplasmose, estão relacionadas com o papel oportunista que os agentes patogénicos têm face a esta diminuição da imunidade. Assim, nestas aves, é muito importante ter em conta aspetos como as temperaturas adequadas para cada espécie, as dinâmicas sociais, a luminosidade e a alimentação. Esta ordem inclui espécies carnívoras, frugívoras, nectarívoras, granívoras, insetívoras e omnívoras (Smith 2015).

A manipulação destes animais deve ser limitada a procedimentos curtos e não dolorosos, sendo aconselhável realizar os procedimentos mais demorados e dolorosos sob anestesia. Nunca deve ser exercida pressão sobre o corpo, uma vez que pode impedir o movimento da quilha, podendo levar à morte do animal por hipoventilação (Smith 2015).

Graças ao seu rápido metabolismo e instinto para esconder sinais de doença, o estado de saúde destas aves deteriora-se rapidamente após serem notados os primeiros sinais clínicos, sendo muitas vezes a morte súbita o único sinal observado (Smith 2015).

São particularmente suscetíveis a doenças causadas por *Atoxoplasma* spp. (coccídia), *Sternostoma tracheacolum* (ácaro), *Mycoplasma gallisepticum* (bactéria), *Avipoxvirus* spp. (vírus) e *Macrorhabdus ornithogaster* (fungo). Relativamente a doenças não infecciosas, são comuns a amiloidose, a doença do armazenamento do ferro e a lipidose hepática (Powers 2011).

1.3 Ordem Columbiformes

Esta ordem é constituída apenas por uma família, a família Columbidae, que é composta por 51 géneros e 353 espécies de pombos e rolas (Birds of the World 2022; Clements et al. 2023).

Acredita-se que os pombos foram das primeiras aves domesticadas, já tendo sido usadas como alimento, meio de comunicação a longas distâncias e também como animal de laboratório. Os columbídeos domésticos, incluindo os pombos-correio e os pombos de corrida, descendem do pombo-das-rochas (*Columba livia*) (Gyimesi 2015). São aves tipicamente arbóreas, mas algumas espécies habitam em penhascos e no solo. Nas cidades, adaptaram-se a estruturas feitas pelos humanos, como edifícios e pontes, para se empoleirar e nidificar (Gyimesi 2015). Podem ser considerados cosmopolitas porque, com exceção das regiões polares, ocorrem em todos os continentes (Vogel et al. 1994).

Os columbídeos (Figura 3) têm o corpo roliço e a cabeça e o bico pequenos. As pernas e pescoços são relativamente curtos e são anisodáctilos. Algumas espécies tropicais têm cores vivas ou cristas ornamentais, mas a maioria dos pombos e rolas variam entre tons de cinzento ou castanho, alguns apresentando iridescência. A glândula uropigial é rudimentar ou ausente, sendo que a impermeabilização e a manutenção da plumagem dependem do pó produzido em penas especializadas. Apresentam uma quilha longa, que suporta uma massa muscular peitoral bem desenvolvida, conferindo-lhes o seu característico levantar de voo aparatoso (Gyimesi 2015).

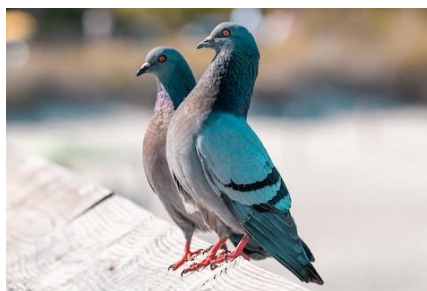


Figura 3 – Pombo-comum (*Columba livia*) (Torre 2024).

Os machos são geralmente maiores, mas a sexagem é difícil sem uma análise de ADN ou uma laparoscopia, já que a maioria das espécies não apresenta dimorfismo sexual. Tendem a exibir vocalizações simples, mas com uma ampla variedade de chamamentos e arrulhos. Com exceção de alguns pombos frugívoros, a alimentação destas aves consiste

em sementes de plantas de cultivo, como cereais, ervilhas, feijão e oleaginosas. Podem também alimentar-se de partes verdes de várias plantas, bagas e outras frutas e ainda pequenos animais, como insetos, caracóis e minhocas. Além disso, ingerem também pequenas pedras e areia, necessárias para ajudar a moer os alimentos (Vogel et al. 1994).

A columbofilia é a arte de criar pombos-correio para fins desportivos e baseia-se na capacidade destas aves voltarem ao seu pombal, mesmo a grandes distâncias do mesmo. Os praticantes desta atividade, apreciada mundialmente por muitas pessoas, são chamados columbófilos (Federação Portuguesa de Columbofilia [sem data]). Contudo, o aumento das populações de pombo-comum na Europa tornou-se uma grande preocupação, graças ao efeito prejudicial que as fezes destes animais têm na higiene ambiental, para além dos danos que causam também nos edifícios e monumentos (Magnino et al. 2009).

Tipicamente, os pombos domésticos são mantidos em pombais protegidos, com o espaço adaptado à variedade e quantidade de animais alojados. As aves mantidas pelas suas habilidades de voo requerem um espaço maior para manterem a sua condição física. É importante contar com o facto dos columbídeos poderem ser intolerantes a outras aves, mesmo da mesma espécie e, por isso, as instalações devem ser planeadas de forma a oferecerem vários locais de poleiro e barreiras visuais. Mais uma vez, a sobrepopulação pode levar ao aparecimento de doenças, sendo que as áreas mais usadas pelas aves devem ser identificadas e, nessas zonas, a limpeza deve ser reforçada (Gyimesi 2015).

Entre as doenças bacterianas mais frequentes, os pombos são conhecidos por serem portadores da *Chlamydophila psittaci*, sendo que a morbilidade e mortalidade, assim como a excreção desta bactéria, aumentam quando estes se encontram concomitantemente infetados com outros agentes patogénicos. Este é o organismo patogénico transmissível ao ser humano pelos pombos com maior importância. Esta transmissão ocorre normalmente pela inalação do pó das penas ou fezes de aves contaminadas ou por manipulação direta do animal (Magnino et al. 2009; Gyimesi 2015). Estes animais são também bastante suscetíveis a infeções por *Salmonella* spp. Relativamente a doenças fúngicas, *Candida albicans*, comensal do trato gastrointestinal dos pombos, atua como agente patogénico oportunista, podendo aumentar em situações de stress, doença, imunossupressão e em tratamentos prolongados com antibióticos. Nos columbídeos também é reportada aspergilose e, mais raramente, criptococose. Quanto a doenças virais, são relevantes a doença de Newcastle (paramixovírus aviário – serotipo 1), que causa sinais neurológicos graves; a varíola aviária (poxvírus), que pode levar ao surgimento de lesões debilitantes nos tecidos epiteliais; a circovirose, que tende a induzir imunossupressão e infeções secundárias; e infeções por herpesvírus, que podem causar conjuntivite, sinais respiratórios, faringite e esofagite (Gyimesi 2015).

1.4 Ordem Galliformes

Esta ordem é constituída por cinco famílias: Megapodiidae, Cracidae, Numididae, Odontophoridae e Phasianidae, com um total de 86 géneros e 305 espécies (Birds of the World 2022; Clements et al. 2023).

Os Galliformes são aves de tamanho médio a grande, com asas arredondadas, quilha bem desenvolvida e pernas fortes, com quatro dígitos em posição anisodáctila, adaptados à vida terrestre destes animais, geralmente com o dígito posterior de tamanho reduzido. É também uma das primeiras ordens de aves domesticadas, sendo bastante variada e representada tanto por espécies mais comuns de produção, como galinhas e perus, tanto por espécies mais exóticas, como o pavão comum (Figura 4) (Morishita 2015).

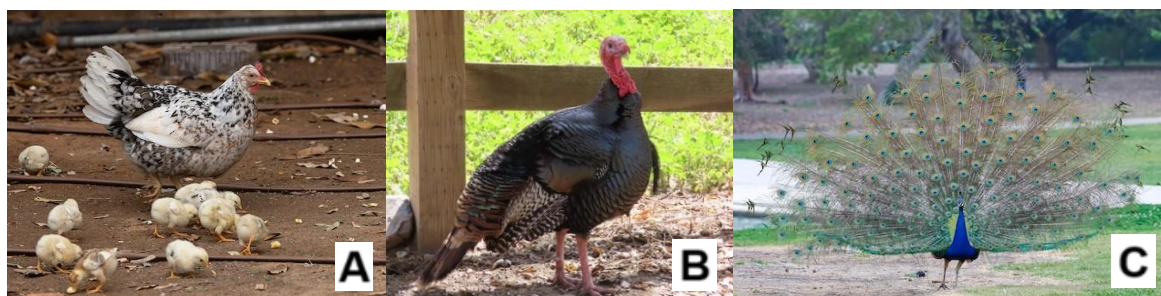


Figura 4 – Exemplos de aves da ordem Galliformes (A - Galinha (*Gallus gallus domesticus*) (Moriya 2024); B - Peru (*Meleagris gallopavo*) (Etchison 2023); C - Pavão comum (*Pavo cristatus*) (Le 2024)).

Sendo aves terrestres, as suas cores costumam variar entre o castanho, preto e cinzento. Contudo, em algumas espécies, os machos apresentam padrões de cores vivas e brilhantes, características que são usadas em exibições para o acasalamento, apresentando as fêmeas cores mais monótonas. São aves que tendem a viver em bandos, devendo-se por isso evitar manter em cativeiro um único animal (Morishita 2015).

O bico dos Galliformes é curto, robusto e geralmente cónico, com a ponta do maxilar sobreposta ligeiramente à mandíbula. É usado para apanhar grãos e pequenos insetos, não tendo poder de esmagamento, como em outras aves que também se alimentam de sementes. As aves desta ordem são granívoras e têm um ventrículo muscular bem desenvolvido. Nas aves de capoeira, para além dos alimentos compostos formulados para estas espécies, são também recomendados vegetais frescos, fruta e insetos vivos, como tenébrions, para o enriquecimento da alimentação (Morishita 2015).

Algumas das principais doenças que podem afetar os Galliformes, principalmente os usados na produção animal, são: a doença de Newcastle, de declaração obrigatória em Portugal; a salmonelose, zoonose importante causada por bactérias do género *Salmonella*; a gripe aviária, provocada pelo vírus influenza, doença extremamente contagiosa que pode causar uma elevada mortalidade nas aves afetadas; e pododermatites, que são inflamações crónicas na superfície plantar das patas, muito relevantes em galinhas e frangos e

responsáveis por perdas económicas significativas na produção destes animais (Wilcox et al. 2009; Direção-Geral de Alimentação e Veterinária 2024).

2. Parasitas gastrointestinais mais frequentes das aves de companhia

As aves podem ser parasitadas internamente por protozoários, nematodes, trematodes, cestodes e acantocéfalos. O efeito no hospedeiro pode variar consoante o parasita, sendo ainda desconhecido o impacto que muitas infeções têm. Assim, é importante incluir o parasitismo como diagnóstico diferencial nas consultas de aves (Olsen and Orosz 2000).

Apesar de, normalmente, os parasitas terem pouco impacto em indivíduos saudáveis na natureza, as infeções parasitárias são dos problemas sanitários mais comuns nas aves de cativeiro, principalmente em populações com altas densidades. Nestas condições, e em aves doentes, com mau manejo ou em adaptação a novos ambientes, os parasitas podem levar a problemas de saúde graves ou mesmo à morte, fazendo com que sejam importantes a identificação e o controlo parasitário nestes animais (Papini et al. 2012). Ainda assim, as doenças parasitárias em aves de companhia têm-se tornado menos comuns nos últimos anos, graças às restrições à importação de aves capturadas na natureza, sendo que muitas das aves de companhia são já nascidas em cativeiro e criadas à mão, tendo muito pouco, ou mesmo nenhum, acesso ao exterior e a outras aves (Hoppes 2021). Além disso, ao contrário das aves de produção, as aves mantidas como animais de companhia costumam ser alimentadas em recipientes suspensos, o que faz com que a infeção ou reinfeção com endoparasitas seja menor, especialmente com os de ciclo de vida direto (Monks 2005).

São apresentados de seguida os parasitas gastrointestinais mais frequentes e relevantes nas aves de companhia, assim como algumas das suas características morfológicas, biológicas e epidemiológicas. Também são referidos os principais meios de diagnóstico, tratamentos e medidas de controlo, podendo ser consultadas nos Anexos I e II listas mais completas dos tratamentos disponíveis.

2.1 Protozoários

São organismos unicelulares eucariotas, cuja classificação é complexa e está sobre constante revisão (Taylor et al. 2016). A sua locomoção pode ser feita por um ou vários flagelos, cílios ou por pseudópodes, através de prolongamentos do citoplasma. Além disso, alguns protozoários, como os estádios extracelulares de *Eimeria* spp., não têm forma aparente de locomoção, mas ainda assim são capazes de realizar movimentos deslizantes. A sua alimentação ocorre normalmente por pinocitose ou fagocitose (Taylor et al. 2016).

A forma infetante de alguns protozoários é chamada esporozoíto, referindo-se o termo trofozoíto à primeira fase de desenvolvimento no hospedeiro. Na maioria dos casos, a reprodução é assexuada, por divisão binária. Outra forma de reprodução é a esporogonia,

onde o trofozoítio cresce enquanto o núcleo se divide repetidamente, tendo esta estrutura o nome de esquizonte ou meronte e, com a sua rutura, são libertados merozoítos. Nestes casos, normalmente também ocorre reprodução sexuada em certos estádios, chamada gametogonia, que pode ser seguida por uma fase de maturação de vida livre, a esporogonia (Taylor et al. 2016).

2.1.1 Filo Sarcomastigophora

2.1.1.1 *Giardia* spp.

Os protozoários flagelados do género *Giardia* são parasitas intestinais bem conhecidos, com distribuição mundial, que infetam diversos hospedeiros vertebrados, incluindo aves. Com base em observações morfológicas, recorrendo a microscopia ótica e eletrónica, são reconhecidas seis espécies neste género: *Giardia duodenalis* (também conhecida por *Giardia lamblia* ou *Giardia intestinalis*) em humanos, animais domésticos, animais de produção e animais selvagens; *Giardia microti* e *Giardia muris* em roedores; *Giardia psittaci* e *Giardia ardeae* em aves; e *Giardia agilis* em anfíbios (Abe et al. 2012).

Estes parasitas existem na forma de trofozoítos ou na forma de quistos (Figura 5), podendo ambas as formas ser excretadas nas fezes do hospedeiro (Moura et al. 2023). Os trofozoítos encontram-se no intestino e têm uma aparência morfológica bastante distinta. São binucleados, achatados dorso-ventralmente, em forma de pera, com oito flagelos, um par de corpos medianos e um disco ventral. Os quistos, que são a forma infecciosa, são rodeados por uma parede proteica e, no seu interior, são visíveis os núcleos, corpos basais, corpos medianos e elementos estruturais do disco ventral e flagelos (Thompson et al. 1993).



Figura 5 – Quistos de *Giardia* spp. obtidos pela técnica de flutuação com solução de sulfato de zinco ($ZnSO_4$) (Zajac et al. 2021).

Têm um ciclo de vida direto, não necessitando assim de hospedeiro intermediário (HI). Os trofozoítos colonizam o duodeno e o jejuno, fixando-se à mucosa intestinal e multiplicam-se assexuadamente, por divisão binária (Thompson et al. 1993). Existe, contudo, evidência da ocorrência de recombinação genética, sendo a reprodução sexuada debatida em vários estudos (Logsdon 2008). Ao passarem para regiões posteriores do intestino, os trofozoítos enquistam, resultando em quistos com quatro núcleos. Estes são as formas infetantes e de resistência, podendo sobreviver fora do hospedeiro pelo menos dois meses, em condições de temperatura e humidade adequadas. A principal via de

transmissão é a fecal-oral, através da ingestão de água ou alimentos contaminados. Depois do hospedeiro ingerir os quistos, e depois destes passarem o estômago, estas formas dão origem a dois trofozoítos binucleados (Thompson et al. 1993).

A giardiose é considerada comum em Psittaciformes, como periquitos-australianos e caturras, mas rara em outras aves de companhia. Afeta sobretudo animais mais jovens e os sinais clínicos incluem fadiga, diminuição do apetite, diarreia e ressecamento da pele, bico e penas. Contudo, as manifestações clínicas da infecção por este parasita são complexas e variam de acordo com o hospedeiro, tendendo a causar infecção subclínica na maioria dos animais. Tem uma incidência maior em indivíduos jovens e imunocomprometidos, que vivam em condições higio-sanitárias precárias (Moura et al. 2023).

O diagnóstico pode ser confirmado pela observação dos parasitas ao microscópio ótico, em esfregaços ou por técnicas de flutuação de fezes frescas, preferencialmente de três amostras obtidas em dias não consecutivos, uma vez que a excreção de quistos é intermitente (Thompson et al. 1993; Morishita and Schaul 2007). Também estão disponíveis ensaios de imunoabsorção enzimática (ELISA) para a detecção de anticorpos contra *Giardia* spp. e testes de reação em cadeia da polimerase (PCR) comerciais (Morishita and Schaul 2007; Zajac et al. 2021).

Como tratamento, a administração de metronidazol (40-80 mg/L) na água de bebida durante 3 dias, resulta na maioria das espécies de aves (Guzman et al. 2023).

2.1.1.2 *Hexamita* spp.

As duas espécies importantes nas aves são *Hexamita columbae* e *Hexamita meleagridis*. A primeira mede entre 5 e 9 µm de comprimento e 2,5 e 7 µm de largura. Tem forma de pera, dois núcleos na extremidade anterior, seis flagelos anteriores e dois posteriores. Esta espécie foi reportada em pombos, tendo sido encontrada tanto no intestino delgado como no grosso. É responsável por causar enterite catarral nestes animais, sendo associada a perda de peso e diarreia nos pombos jovens. Os pombos de competição parasitados mostram diminuição do desempenho, perda de peso acentuada, alterações da postura e atraso no esvaziamento do papo. O diagnóstico é feito pela observação dos protozoários em esfregaços de fezes frescas (Morishita and Schaul 2007).

Os trofozoítos de *Hexamita meleagridis* são também piriformes, simétricos bilateralmente, medindo entre 6 e 12 µm de comprimento e 2 e 5 µm de largura. Têm dois núcleos anteriores, quatro flagelos anteriores, dois flagelos antero-laterais, dois flagelos posteriores e dois axóstilos separados (Morishita and Schaul 2007). Esta espécie é encontrada nos intestinos de uma variedade de aves de criação, incluindo faisões, perdizes e pavões, estando a maioria das infecções reportadas associadas a perus. Tal como *H. columbae*, este parasita causa enterite catarral nestas aves, levando a perdas económicas na sua produção. Os animais afetados estão apáticos, encolhidos e vocalizam (Cooper et

al. 2004; Morishita and Schaul 2007). O seu ciclo de vida é direto, a sua multiplicação ocorre por divisão binária e a transmissão dá-se através da ingestão de água ou alimentos contaminados. O diagnóstico pode ser feito por observação de esfregaços obtidos a partir de raspagens do intestino, especialmente do duodeno e jejuno (Morishita and Schaul 2007).

Para o tratamento de infeções por *Hexamita* spp., pode-se recorrer a compostos da família dos nitroimidazóis, como por exemplo o carnidazol (20-30 mg/kg PO SID) durante 1 a 2 dias (Guzman et al. 2023). Além disso, para reduzir a transmissão destes parasitas entre as aves, é importante manter as suas instalações corretamente higienizadas. Estas espécies não são zoonóticas (Morishita and Schaul 2007).

2.1.1.3 *Trichomonas gallinae*

São protozoários flagelados pertencentes à família Trichomonadidae. Os seus trofozoítos (Figura 6) são alongados, elípticos ou piriformes, tendo entre 5 e 19 µm de comprimento e 2 e 9 µm de largura. Têm quatro flagelos anteriores, um axóstilo, e a membrana ondulante não atinge a extremidade posterior do corpo (Taylor et al. 2016).



Figura 6 – *Trichomonas gallinae* (Taylor et al. 2016)

Trichomonas gallinae é um parasita reportado frequentemente em ordens de aves como Galliformes, Passeriformes e Psittaciformes. É, contudo, mais comum em espécies da ordem Columbiformes (Morishita and Schaul 2007). Pode residir na faringe, esófago, papo e proventrículo das aves parasitadas (Taylor et al. 2016). Tem distribuição mundial e bastante importância veterinária e económica, uma vez que é o agente etiológico da tricomonose, doença com bastantes implicações na comercialização de aves (Amin et al. 2014).

Este parasita multiplica-se por divisão binária e não apresenta forma de quisto. A transmissão ocorre através da ingestão de água ou alimentos contaminados. Além disso, os pombos conseguem transmitir *T. gallinae* às crias através do “leite de pombo”, uma substância produzida no papo para alimentação destas. Em pombos adultos, a transmissão também pode ocorrer por contacto direto, por exemplo durante a corte e o acasalamento (Morishita and Schaul 2007; Amin et al. 2014).

As lesões provocadas consistem em nódulos caseosos e necróticos, placas e úlceras no trato digestivo superior. As aves afetadas estão apáticas e relutantes em comer. Podem também regurgitar, apresentar as penas eriçadas, perda de peso e, em casos graves, morrer à fome (Morishita and Schaul 2007; Hochleithner and Hochleithner 2021).

O diagnóstico desta infeção pode ser feito pela identificação dos organismos em esfregaços de exsudados ou lesões da cavidade oral, do esófago e do papo (Zajac et al.

2021) ou também por cultura de amostras recolhidas dos locais preferenciais do parasita, seguida de observação ao microscópio (Villanúa et al. 2006).

O tratamento com metronidazol (40-80 mg/L) na água de bebida durante 3 dias é usado no controlo da infeção (Guzman et al. 2023). Já foi demonstrada resistência ao ronidazol em vários isolados de pombos (Monks 2005; Morishita and Schaul 2007).

2.1.1.4 *Histomonas meleagridis*

É um parasita intestinal pleomórfico, sendo que o seu aspeto depende da sua localização no hospedeiro. Está descrita uma forma sem flagelos, de tamanho entre os 6 e os 20 µm, que adota uma forma amebóide enquanto invade os tecidos, e uma forma vegetativa mais redonda, dentro dos tecidos. Quando se encontra no lúmen do ceco, o parasita é flagelado e um pouco menor, com 3 a 16 µm, mas ainda apresenta capacidade amebóide, ao formar pseudópodes (Gruber et al. 2017).

É o agente etiológico da histomonose, sendo esta uma doença fastidiosa nos perus, principalmente jovens, também conhecida por “cabeça-negra” e caracterizada por lesões nos cecos e fígado, muitas vezes com níveis elevados de mortalidade (Hess et al. 2015). As lesões no fígado têm a forma de cratera, podem chegar até 1 cm de diâmetro e representam áreas de necrose. O ceco também se encontra ulcerado, podendo ocorrer a rutura deste órgão em casos mais graves (Morishita and Schaul 2007). Também os faisões e pavões podem sofrer gravemente com esta doença. Os animais afetados mostram apatia, penas eriçadas e diarreia amarela. Por sua vez, e apesar de serem suscetíveis, as galinhas apresentam infeções assintomáticas na maioria das vezes, funcionando, contudo, como reservatório do parasita para os perus (Kaufmann 1996; Morishita and Schaul 2007).

A principal via de transmissão é através da ingestão de ovos do nematode do ceco *Heterakis gallinarum*, que servem de veículo para as formas de *H. meleagridis*. Quando o ovo eclode, as histomonas são libertadas e invadem a mucosa cecal, chegando depois ao parênquima hepático pelo sistema porta hepático (Taylor et al. 2016).

O diagnóstico presuntivo de histomonose é baseado na observação da diarreia amarela, característica desta doença, e no aumento de mortalidade do bando. Também podem ser observadas as lesões típicas no fígado e nos cecos no exame *post-mortem*. A confirmação é feita com a observação do parasita em cortes histológicos ou em raspagens do ceco (Morishita and Schaul 2007).

Não há tratamento disponível na União Europeia em animais para consumo humano. Para animais que não o sejam, o controlo pode ser feito com metronidazol (25-50 mg/kg) PO SID ou BID, durante 5 a 10 dias (Guzman et al. 2023). Ainda assim, uma boa manutenção e higienização, acompanhadas da desparasitação para nematodes intestinais, ajudam a diminuir e a controlar as infeções por *H. meleagridis* (Morishita and Schaul 2007).

2.1.2 Filo Apicomplexa

Os protozoários deste grupo são caracterizados por serem intracelulares e por apresentarem um complexo apical nalguma fase do seu desenvolvimento. Os trofozoítos não têm cílios nem flagelos. A reprodução envolve tanto a fase assexuada (esquizogonia) como a sexuada (gametogonia). A seguir à fase da reprodução sexuada, é formado um zigoto, que se divide para produzir esporos (esporogonia) (Taylor et al. 2016).

2.1.2.1 Coccídias

As coccídias infetam uma grande variedade de hospedeiros, incluindo mamíferos, répteis, anfíbios e aves. Nestes últimos, estes parasitas são ubiquitários, parasitando quase todas as ordens conhecidas. Estas infeções podem resultar numa grande variedade de lesões que, no seu conjunto, são denominadas por coccidiose, tendo um grande impacto económico na produção animal (Knight et al. 2018). O facto das coccídias terem um ciclo de vida bastante curto (5 a 7 dias), não precisarem de HI e terem uma grande capacidade reprodutiva, ajuda a que estas sejam um dos maiores problemas a nível mundial em galinhas criadas em ambientes de elevada densidade populacional (Kaufmann 1996).

Os oocistos das coccídias são estruturas muito resistentes a danos mecânicos e protegem os esporozoítos, que são as formas infetantes destas espécies, durante longos períodos. Os oocistos normalmente são exógenos, sendo excretados nas fezes dos seus hospedeiros. A sua caracterização morfológica tem sido usada para diagnóstico, descrição das espécies e estudos sistemáticos. Contudo, atualmente, existem já outras abordagens que complementam a identificação tradicional e que incluem, por exemplo, a quantificação de oocistos por grama de fezes (OoPG), especificidade do hospedeiro, características do ciclo de vida, locais de infeção, patogenicidade e sequenciação genética (Berto et al. 2014).

Estes parasitas são monóxenos, o que significa, como já foi referido, que precisam apenas de um hospedeiro para completar o seu ciclo de vida. Os géneros mais comuns de coccídias entéricas nas aves incluem *Eimeria* e *Isospora* (Morishita and Schaul 2007). Estes são diferenciados com base no número de esporocistos que existem em cada oocisto e no número de esporozoítos que existem em cada esporocisto (Taylor et al. 2016)

Os sinais clínicos mais comuns das infeções gastrointestinais por coccídias estão relacionados com a diminuição da capacidade para absorver nutrientes (Knight et al. 2018), podendo as aves infetadas apresentar diminuição do apetite, diarreia sanguinolenta e perda de peso (Fatoba and Adeleke 2018).

2.1.2.1.1 *Eimeria* spp.

As coccídias entéricas mais importante nas aves pertencem a este género e os seus oocistos são frequentemente encontrados através de métodos de flutuação, mesmo em animais sem sinais (Morishita and Schaul 2007).

A infecção por *Eimeria* spp. é comum em Galliformes e Columbiformes. Têm um ciclo de vida típico das coccídias, em que a ave ingere o oocisto esporulado que se encontra no ambiente, seguindo-se a reprodução assexuada e sexuada, maioritariamente dentro das células intestinais. O seu desenvolvimento culmina na produção de oocistos, que são excretados nas fezes (Zajac et al. 2021). No exterior, e na presença de condições adequadas de oxigenação, alta humidade e temperatura por volta dos 27 °C, o oocisto esporula, sendo esta a forma infetante. Neste género, o oocisto esporulado é composto por quatro esporocistos com dois esporozoítos cada um (Taylor et al. 2016).

Nas galinhas, as espécies mais relevantes são a *E. acervulina*, *E. maxima*, *E. tenella*, *E. brunetti* e *E. necatrix* (Kaufmann 1996; Morishita and Schaul 2007). *Eimeria tenella* é das coccídias mais patogénica nestas aves, afetando primariamente o ceco. As lesões iniciais incluem hemorragia da mucosa deste órgão, tornando a parede espessada e o lúmen hemorrágico. Dependendo da idade e da carga parasitária, as aves podem não apresentar sinais clínicos ou podem demonstrar doença grave, ficando apáticas, anoréticas, com diarreia sanguinolenta e podendo morrer. As galinhas adultas são mais resistentes, provavelmente graças à imunidade resultante de exposições anteriores (Morishita and Schaul 2007). Também *E. necatrix* tem uma alta patogenicidade, causa diarreia mucosa ou sanguinolenta, penas eriçadas, asas descaídas, inapetência e perda de peso, podendo levar à morte ao fim de 5 a 6 dias de infecção. *Eimeria brunetti* também pode ser bastante patogénica, dependendo do grau de infecção, sendo que nas grandes infeções há um reduzido ganho de peso, ou mesmo perda deste, apatia e pode também ocorrer a morte. A doença causada por *E. acervulina* é geralmente crónica, havendo pouco ganho de peso nas aves, mas níveis de mortalidade reduzidos (Taylor et al. 2016).

Nos perus, *E. adenoides*, *E. gallopavonis* e *E. meleagritidis* são consideradas altamente patogénicas. *E. dispersa* é moderadamente patogénica e *E. meleagridis*, *E. innocua* e *E. subrotunda* não são consideradas patogénicas. As infeções por *E. adenoides* e *E. meleagritidis* podem causar má-absorção, desidratação, diminuição do apetite, atraso no crescimento e alta mortalidade (Chapman 2008).

Nos Columbiformes estão descritas altas taxas de parasitismo (Ortúzar-Ferreira et al. 2019). Várias espécies de coccídias têm sido reportadas em pombos e rolas silvestres, mas não foram associadas à manifestação de doença por estes animais. Contudo, *E. labbeana* e *E. columbarum* estão relacionadas com perdas significativas em pombos e rolas de cativeiro (Yabsley 2008b). *Eimeria labbeana* pode ser ligeiramente ou marcadamente patogénica, dependendo da estirpe do parasita e da idade das aves parasitadas. Os adultos costumam ser bastante resistentes, mas ainda assim estão registadas infeções fatais. Aves infetadas por este parasita enfraquecem, perdem muito peso e o apetite, mas bebem muito e apresentam diarreia esverdeada. As crias são as mais afetadas, sendo que a maioria

morre e, as que não morrem, normalmente não voltam a apresentar uma condição corporal normal (Taylor et al. 2016).

Relativamente aos Passeriformes, as coccídias que os parasitam são predominantemente do género *Isospora*, sendo estes raramente afetados por *Eimeria* spp. (Yabsley 2008b; Knight et al. 2018).

Nos Psittaciformes, foram descritas quatro espécies de *Eimeria*, mas apenas *E. dunsingi* foi associada a doença clínica em periquitos-australianos mantidos como animais de companhia. Em animais desta espécie, infetados naturalmente e que se encontram em vida livre na Austrália, não foi registada doença (Yabsley 2008b).

O diagnóstico pode ser conseguido recorrendo a métodos coprológicos de flutuação, através dos quais se conseguem observar os oocistos (Figura 7). Contudo, estes têm de estar esporulados para se fazer a identificação da espécie (Zajac et al. 2021). Também se pode chegar ao diagnóstico através de lesões histológicas características e diferenciar *Eimeria* spp. recorrendo, por exemplo, a testes PCR (Morishita and Schaul 2007).



Figura 7 – Oocistos de *Eimeria* spp. obtidos de fezes de galinha (Zajac et al. 2021).

O tratamento com sulfonamidas na água de bebida é bastante usado e a administração de uma mistura de amprólio com etopabato também se mostra eficaz (Taylor et al. 2016). Outra opção de tratamento é feita com toltrazuril (7 mg/kg) PO SID, durante 2 a 3 dias (Guzman et al. 2023). Em aves exóticas mantidas como animais de companhia, a resposta aos tratamentos comerciais pode ser positiva. Contudo, estudos da eficácia e segurança destes tratamentos nestes animais são limitados (Yabsley 2008b).

Historicamente, o uso de coccidiostáticos na alimentação ou água de bebida é o método de eleição para o controlo da coccidiose nas aves de produção (Yabsley 2008b). Contudo, têm sido reportadas resistências parasitárias a muitos destes compostos (Yabsley 2008b; Abbas et al. 2011) e, como as coccídias nestes animais induzem imunidade forte, têm sido desenvolvidas vacinas como alternativa a estes produtos (Yabsley 2008b).

A prevenção da coccidiose nas aves é então baseada na combinação de boas práticas de manejo, como a manutenção do substrato seco e uma boa ventilação, com o uso de anticoccidianos no alimento ou água de bebida e a administração de vacinas (Morishita and Schaul 2007; Taylor et al. 2016).

As espécies deste género não são zoonóticas (Morishita and Schaul 2007).

No Anexo III podem ser consultadas mais espécies do género *Eimeria* presentes nas aves deste estudo, assim como os seus hospedeiros e locais de infeção.

2.1.2.1.2 *Isospora* spp.

Dados moleculares e morfológicos permitiram uma subdivisão do género *Isospora* em dois grupos: *Isospora* e *Cystoisospora* (Barta et al. 2005). Neste sentido, as espécies que infetam mamíferos foram reclassificadas como *Cystoisospora*, classificação baseada na ausência de corpo de Stieda nos seus esporocistos (Taylor et al. 2016). Além disso, a isosporose sistémica também é denominada atoxoplasmose. É causada por coccídias deste género que têm um ciclo extra-intestinal, passando pela fase assexuada dentro dos macrófagos, linfócitos e células *natural killer* (Oliveira et al. 2018).

Isospora spp. é mais comum na ordem dos Passeriformes, Psittaciformes e Piciformes (Zajac et al. 2021). Algumas das espécies isoladas são *Isospora lacazei*, *I. gryphoni*, *I. serini* e *I. canaria*. Em média, os oocistos destas espécies variam entre os 19,2 por 20,1 µm (*I. serini*) e os 29,2 por 30,7 µm (*I. gryphoni*). *Isospora lacazei* está reportada no pardal doméstico (*Passer domesticus*), *I. gryphoni* no pintassilgo-americano (*Carduelis tristis*) e *I. serini* e *I. canaria* estão reportadas em canários (Morishita and Schaul 2007).

As espécies deste género são monóxenas e muitas têm o ciclo de vida limitado ao epitélio intestinal das aves hospedeiras. São pouco conhecidas, assim como o seu impacto nas populações de aves selvagens (Greiner 2008). Relativamente a *I. serini*, coloniza os leucócitos mononucleares das aves infetadas, enquanto a colonização do epitélio intestinal acontece, por exemplo, em infeções por *I. canaria* (Morishita and Schaul 2007). A transmissão dá-se por via fecal-oral, através da ingestão de oocistos infetantes. Em algumas aves, a quantidade de oocistos excretados pelos adultos pode aumentar durante a nidificação e a transmissão para as crias pode acontecer quando há excreção durante a postura, a incubação ou aquando da alimentação das crias (Greiner 2008).

Os oocistos destas espécies carecem de uma fase de reprodução assexuada no ambiente para se tornarem infetantes. Depois, ao serem ingeridos por um hospedeiro, libertam os esporozoítos no seu intestino. Estes invadem a mucosa e passam por outra fase de reprodução assexuada, produzindo descendência (merozoítos). Os merozoítos invadem o epitélio e iniciam a fase sexuada, produzindo gametas. Da fusão destes, forma-se o zigoto e, à volta deste, forma-se uma parede, dando origem ao oocisto. Este vai ser expelido não esporulado pelas fezes e sofrer esporogonia dentro de alguns dias (Greiner 2008).

As infeções causadas pelas espécies entéricas deste género costumam desenvolver-se apenas se os hospedeiros ainda não tiverem sido expostos ao parasita e se a carga de oocistos for suficientemente elevada, sendo que a maioria das infeções não

causa doença (Greiner 2008). Há ainda pouca informação sobre os sinais clínicos provocados por estes parasitas (Morishita and Schaul 2007).

O diagnóstico de infecções por *Isospora* spp. pode ser feito pela identificação dos oocistos esporulados nas fezes (Figura 8). Estes apresentam dois esporocistos com quatro esporozoítos cada (Greiner 2008; Taylor et al. 2016). No caso de *I. serini*, a infecção também pode ser diagnosticada pela observação de estádios assexuados nos leucócitos mononucleares em esfregaços sanguíneos (Morishita and Schaul 2007).

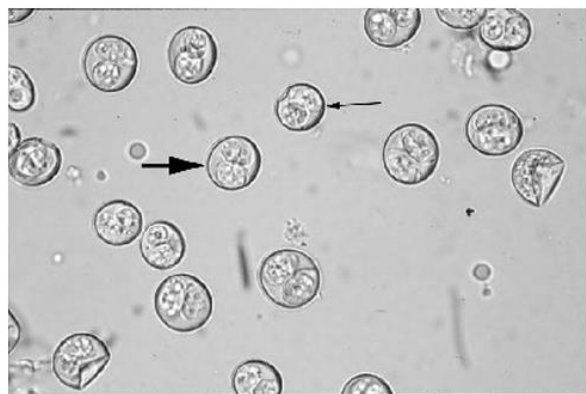


Figura 8 – Oocistos de *Isospora canaria* (seta maior; 22 x 21 µm) e *Isospora Serini* (seta menor; 16 x 16 µm) provenientes de um canário. Ampliação 400x (Greiner 2008).

Não existe muito conhecimento sobre tratamentos para estas infecções, mas boas práticas de manejo e uma boa higiene podem ajudar a reduzir a exposição das aves ao parasita. Estes parasitas não infetam humanos (Morishita and Schaul 2007).

2.1.2.2 *Cryptosporidium* spp.

Até recentemente, este género era classificado como coccídia. No entanto, a semelhança entre estes parasitas e as gregarinas, como o facto de completarem o ciclo de vida sem um hospedeiro e de terem capacidade de se adaptar ao meio envolvente mudando a sua estrutura celular, levou à sua transferência para a subclasse Cryptogregarina, classe Gregarinomorpha (Ryan et al. 2016). Têm um tamanho entre os 4 e os 6 µm de diâmetro e infetam principalmente a bordadura em escova das células epiteliais do intestino (Taylor et al. 2016) mas, dependendo do hospedeiro, podem localizar-se também noutros locais, como o aparelho respiratório e/ou o trato urinário (Zajac et al. 2021). Em aves, *Cryptosporidium* spp. já foi encontrado nas glândulas esofágicas, sacos aéreos e no proventrículo. Está reportada também na conjuntiva palpebral de inseparáveis-de-faces-rosadas (*Agapornis roseicollis*) (Morishita and Schaul 2007).

A infecção das aves dá-se por ingestão dos oocistos infetantes (Zajac et al. 2021). Depois de um hospedeiro suscetível ingerir um oocisto viável através de água ou alimentos contaminados, os esporozoítos conseguem penetrar o epitélio intestinal. Aqui, dá-se a reprodução assexuada, formando-se um meronte (=esquizonte) do tipo I, que contém 6 a 8 merozoítos. Estes podem ser libertados para infetar as células em redor e passar por outra

replicação para formar outro meronte (tipo II). Os merozoítos deste tipo de meronte também invadem as células epiteliais intestinais e passam por uma fase de reprodução sexuada. Dessa reprodução formam-se gametas, que se fundem e originam o zigoto que, por sua vez, se vai desenvolver até formar o oocisto. Existem dois tipos de oocistos, um com uma parede espessa, que é excretado nas fezes, contamina o ambiente e pode causar infecção noutros hospedeiros suscetíveis, e outro com uma parede fina, que pode causar autoinfecção (Wang et al. 2021). Os oocistos esporulam no interior do hospedeiro, formando quatro esporozoítos (Fayer and Ungar 1986). Este parasita consegue também desencadear a libertação de mediadores inflamatórios no hospedeiro, que vão estimular a produção de fatores solúveis e diminuir a absorção de sódio. Isto leva a um aumento da secreção de água, resultando em diarreia osmótica (Wang et al. 2021).

As seis espécies de *Cryptosporidium* descritas nas aves selvagens são *C. andersoni*, *C. parvum*, *C. meleagridis*, *C. avium*, *C. baileyi* e *C. galli*. Estão registadas infeções por *C. baileyi* na família Psittacidae (família dos papagaios e araras) e por *C. meleagridis* na família Columbidae e em algumas espécies de papagaios (Morishita and Schaul 2007; Wang et al. 2021). A infeção por *C. galli* também é comum em várias espécies de aves selvagens, sendo mais frequente na ordem Passeriformes (Wang et al. 2021).

Relativamente às aves domésticas, infeções por *C. baileyi* têm sido frequentemente reportadas em várias aves, como perus, patos e galinhas, desempenhando um papel importante na doença respiratória em aves de produção e cinegéticas. Também já foi registada em catatuas (Wang et al. 2021). *Cryptosporidium baileyi* e *C. meleagridis* são encontradas nos intestinos, aparelho respiratório e rins de várias aves (Morishita and Schaul 2007). *Cryptosporidium meleagridis* está relacionada com mortalidade em perus (Wang et al. 2021) e é também encontrada em humanos e outros mamíferos, estando associada a enterite e mortalidade. É considerada a terceira espécie de *Cryptosporidium* mais comum em pessoas (Wang et al. 2021; Zajac et al. 2021). Também parasita galinhas, pavões e outras espécies cinegéticas (Morishita and Schaul 2007).

Dependendo do órgão afetado, as aves infetadas podem apresentar diarreia, tosse, espirros, dispneia ou doença renal. Infeções graves podem levar à morte (Zajac et al. 2021). *Cryptosporidium meleagridis* e *C. baileyi* estão associadas tanto a diarreia como a doença respiratória (Morishita and Schaul 2007).

O diagnóstico faz-se através da identificação dos parasitas, juntamente com a observação dos sinais clínicos e lesões apresentadas (Morishita and Schaul 2007). A observação dos parasitas pode ser feita por exame de esfregaços fecais corados pela técnica de Ziehl-Neelsen modificada, permitindo a distinção entre os oocistos, que aparecem como grânulos de um vermelho brilhante, e os detritos fecais, que coram de azul (Figura 9). Também estão disponíveis uma variedade de técnicas moleculares e

imunológicas, como o uso de imunofluorescência ou de testes comerciais ELISA para a detecção de antígenos (Taylor et al. 2016).

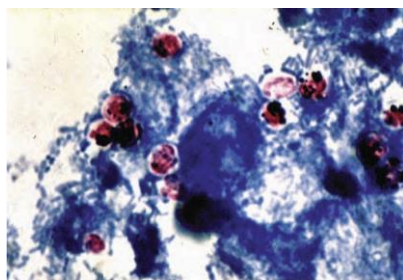


Figura 9 – Coloração de Ziehl–Neelsen para observação de oocistos de *Cryptosporidium parvum* (Taylor et al. 2016).

Apesar da paromomicina (100 mg/kg PO BID, durante 7 dias) não estar registrada para uso em aves, este antibiótico mostrou a maior eficácia de todos os fármacos testados contra a criptosporidiose aviária (Sréter et al. 2002; Guzman et al. 2023). Usada em conjunto com boas medidas de higiene e desinfecção, pode ser útil para o controle desta infecção (Sréter et al. 2002).

Cryptosporidium spp. é uma das principais causas de diarreia humana no mundo, tendo especial importância em crianças e doentes imunocomprometidos (O’Leary et al. 2021). Assim, quem trabalha com aves infetadas deve usar equipamento de proteção e adotar boas práticas de higiene (Morishita and Schaul 2007).

2.2 Helmintes

Helminte é um termo geral que significa “verme”. Estes organismos são invertebrados e têm corpos alongados, planos ou com seção redonda. Ao longo do seu desenvolvimento passam pelas fases de ovo, larva e adulto. O conhecimento destas fases é a base para entender a epidemiologia e patogenia das doenças causadas por estes parasitas, assim como os melhores métodos de diagnóstico e tratamentos (Castro 1996).

Os helmintes podem afetar humanos, animais e plantas e é estimado que existam entre 75 000 e 300 000 espécies pertencentes a este grupo. As categorias taxonômicas superiores de helmintes com importância na veterinária são os Platyhelminthes (vermes planos, onde estão incluídos os trematodes e os cestodes), os nemátodes (vermes de corpo cilíndrico com seção redonda) e os acantocéfalos (Taylor et al. 2016).

2.2.1 Filo Platyhelminthes

2.2.1.1 Classe Trematoda

É composta pelas subclasses Monogenea e Digenea. Os organismos da subclasse Monogenea têm um ciclo de vida direto e só parasitam peixes, não sendo por isso tratados neste trabalho. Já os da subclasse Digenea necessitam de um HI. A maioria dos trematodes intestinais das aves infetam aves aquáticas (Taylor et al. 2016).

Os trematodes adultos da subclasse Digenea parasitam com frequência os ductos biliares, trato gastrointestinal e sistema vascular dos seus hospedeiros. No geral, são achatados dorsoventralmente, têm um tubo digestivo incompleto, ventosas para fixação e são hermafroditas (com exceção da família Schistosomatidae) (Taylor et al. 2016). Reproduzem-se tanto de forma sexuada, no hospedeiro definitivo (HD), como de forma assexuada, no HI. Geralmente têm um ou dois testículos, um ovário, um útero e um poro genital. Produzem ovos no seu HD, sendo estes eliminados nas fezes. Os ovos são tipicamente ovais e apresentam um opérculo, que se abre quando o ovo entra em contacto com água. Nesta altura, sai do ovo uma forma larvar ciliada, com capacidade de se mover na água, chamada miracídio. Este, ao encontrar um HI suscetível (normalmente um caracol), penetra-o e perde os cílios, evoluindo para a forma de esporocisto. Estas formas reproduzem-se assexuadamente para formar mais esporocistos ou uma certa quantidade de rédias. As rédias também se reproduzem assexuadamente para formar mais rédias ou para dar origem a uma nova forma com cauda, chamada cercária. As cercárias emergem do HI e penetram num HI secundário, no HD ou enquistam na vegetação, transformando-se em metacercárias. Estas são estruturas muito resistentes que, ao serem ingeridas por um HD, dão origem a um parasita adulto (Huffman 2008). Dependendo do local que parasitam, os ovos costumam ser excretados nas fezes ou urina do hospedeiro (Taylor et al. 2016).

Alguns dos trematodes que podem parasitar as aves deste estudo são *Echinoparyphium recurvatum*, em galinhas, pombos e aves selvagens; *Hypoderaeum conoideum*, em galinhas, perus e pombos; e *Apatemon gracilis*, em pombos e aves selvagens. Contudo, os principais hospedeiros destes parasitas são uma variedade de aves aquáticas, como os patos (Taylor et al. 2016). *Schistosoma* spp. são parasitas que invadem os vasos sanguíneos e foram reportados em pintassilgos e cardeais na América do Norte. *Prosthogonimus* spp. são parasitas com uma distribuição mundial, que afetam os intestinos, a cloaca, a bolsa de Fabricius e o oviducto de Passeriformes. Não são, contudo, particularmente patogénicos (Dorresteijn 2009). *Platynosomum illiciens* foi registado em espécies de catatus na Alemanha e Estados Unidos da América (Pinto et al. 2015) e o género *Paratanaisia*, constituído por parasitas do trato urinário e frequentemente relatado em aves de vida livre e em jardins zoológicos, foi reportado numa caturra mantida como ave de companhia, mas com livre acesso ao jardim (Santi et al. 2018).

Os sinais clínicos das infeções por trematodes dependem da carga parasitária, do parasita envolvido e dos órgãos afetados. Sinais de infeções gastrointestinais incluem diarreia aquosa sanguinolenta, fraqueza, alterações na vocalização, incapacidade de voar e desorientação. Em infeções no trato urinário podem causar apatia, perda de peso, diarreia e morte (Huffman 2008). As aves jovens são particularmente suscetíveis (Taylor et al. 2016).

O diagnóstico pode ser feito pela identificação dos ovos (Figura 10), normalmente castanhos, através de métodos coprológicos, como técnicas de flutuação com soluções saturadas de zinco ou técnicas de sedimentação, devido à sua densidade superior (Taylor et al. 2016; Zajac et al. 2021). Também se pode pesquisar pelo próprio parasita no órgão afetado (Morishita and Schaul 2007).



Figura 10 – Ovos de trematodes em fezes de aves (Zajac et al. 2021).

Está descrito o tratamento com praziquantel (10 mg/kg) IM ou PO, repetido ao fim de 10 dias (Monks 2005). O controlo dos HI desempenha um papel importante na interrupção do ciclo de transmissão (Morishita and Schaul 2007).

2.2.1.2 Classe Cestoda

As aves têm uma diversidade de cestodes maior do que qualquer outro grupo de vertebrados, sendo que as selvagens conseguem muitas vezes estar infetadas com um grande número destes parasitas (McLaughlin 2008). Em aves de produção, os cestodes são mais comuns nas que estão em contacto com o exterior, sendo estas infetadas através da ingestão de HI, como besouros, minhocas, formigas e moscas. Nos sistemas intensivos sem acesso ao exterior, o contacto com HI é reduzido ou mesmo inexistente, diminuindo a ocorrência de infeções. A espécie mais importante e patogénica é *Davainea proglottina*, que penetra na mucosa do duodeno e desencadeia uma enterite hemorrágica e necrótica que pode ser fatal, principalmente em aves jovens. *Raillietina echinobothrida* também é considerada patogénica, tendo a capacidade de causar enterite hiperplásica e nódulos caseosos na parede intestinal, onde se fixa o seu escólex. Há, contudo, várias espécies que não causam sinais clínicos tão graves, a não ser que a carga parasitária seja muito grande, levando nesse caso a perdas de produtividade nos animais (Taylor et al. 2016). Nos pombos, os principais cestodes são dos géneros *Raillietina* e *Hymenolepis* (Herdt and Pasmans 2009). Nos tentilhões, as infeções por estes parasitas são comuns, mas não são frequentemente reportadas em canários ou em aves exclusivamente granívoras, exceto em situações em que, acidentalmente, são ingeridos insetos com as sementes (Dorrestein 2009). Também estão registadas espécies do género *Raillietina* em Psittaciformes, sendo estas encontradas no intestino delgado (Melo et al. 2013).

Os adultos têm uma aparência segmentada, são brancos translúcidos e medem entre 1 mm e 1 m de comprimento (McLaughlin 2008). No caso de *Davainea proglottina*, o seu tamanho costuma variar entre 1,5 e 4 mm. Já *Raillietina echinobothrida* pode chegar aos 25 cm de comprimento (Kaufmann 1996). O corpo destes parasitas possui órgãos de fixação na extremidade anterior (escólex), um pescoço curto não segmentado e um corpo (estróbilo) constituído por várias unidades repetidas (proglotes), ganhando assim a sua aparência segmentada. Um estróbilo maduro consiste em três zonas: uma zona de proglotes imaturos; uma zona de proglotes maduros, com os sistemas reprodutivos funcionais; e uma zona pós-reprodutiva, constituída por proglotes ovígeros, contendo ovos prontos a serem libertados. A maioria das espécies parasita o intestino delgado, mas algumas podem ser encontradas nos cecos ou na moela. Aves aparentemente saudáveis podem estar infetadas com centenas ou milhares de cestodes (McLaughlin 2008).

Os proglotes são eliminados pelas fezes de forma intermitente e a deteção de ovos através de exames coprológicos não é muito fidedigna, pelo que o diagnóstico é preferencialmente feito por necrópsia (Zajac et al. 2021).

Na maioria das espécies, o tratamento pode ser feito com fenbendazol (25-50 mg/kg) PO como dose única ou praziquantel (7,5 mg/kg) SC ou IM, repetido em 2 a 4 semanas (Guzman et al. 2023). No controlo, é importante o tratamento dos animais infetados e a destruição ou remoção de possíveis HI (Taylor et al. 2016). Os desinfetantes não são eficazes contra os ovos, mas as reinfeções podem ser evitadas adotando corretas medidas de higiene nas instalações, uma vez que o desenvolvimento dos ovos é interrompido em ambientes secos e sem matéria orgânica (Herdt and Pasmans 2009).

2.2.2 Filo Nematoda

Também conhecidos por vermes redondos, o seu corpo tem geralmente a forma de fuso, com as extremidades afiladas. A cutícula normalmente é marcada por estriações transversais. Também podem apresentar umas estruturas longitudinais anteriores (asas cervicais) ou posteriores (asas caudais), encontrando-se estas últimas na cauda dos machos. A boca, localizada na zona anterior do corpo, é rodeada por órgãos sensoriais, podendo ser reduzida ou estar ausente nalguns grupos de nematodes. Os intestinos seguem-se ao esófago e conectam-se com a abertura anal, nas fêmeas e com a cloaca, nos machos, na zona posterior do corpo (Yazwinski and Tucker 2008). São parasitas de vida livre e, na sua maioria, são sexualmente diferenciados (Taylor et al. 2016). Os machos costumam ser identificados pela observação de duas estruturas quitinosas (espículas) na zona posterior do corpo. Os ovos ou larvas são eliminados pela vulva, sendo que a localização desta varia consoante o género de nematode (Yazwinski and Tucker 2008).

O ciclo de vida pode ser direto ou indireto, sendo que os HI podem ser insetos, caracóis ou lesmas. Também usam hospedeiros paraténicos, que facilitam a sobrevivência

e a dispersão destes organismos entre os hospedeiros. Normalmente passam por quatro estádios de desenvolvimento e quatro mudas (troca de cutícula) até atingirem a fase adulta. Os seus ovos chegam ao exterior nas fezes do hospedeiro, independentemente da localização dos adultos, e a maioria requer condições ambientais adequadas para o desenvolvimento de uma larva infetante. Alguns conseguem eclodir no ambiente, libertando larvas de vida livre. Contudo, grande parte precisa de ser ingerida por um novo hospedeiro para que se dê a sua eclosão. Para nematodes com ciclos diretos, o HD é infetado ao ingerir larvas infetantes ou ovos embrionados, contendo larvas no 2º estágio (L2). Para nematodes com ciclos indiretos, o HD infeta-se ao ingerir o HI infetado ou através de uma larva infetante inoculada por um artrópode hematófago (Yazwinski and Tucker 2008).

Os periquitos-australianos são frequentemente parasitados por nematodes, podendo apresentar-se com aspeto pouco saudável e com perda de peso, havendo a hipótese de a infeção levar à morte do animal. Os parasitas podem não estar a pôr ovos, pelo que exames fecais negativos podem não ser confiáveis (Harcourt-Brown 2009). Nos passeriformes, os dois principais tipos de nematodes são *Ascaridia* spp. e *Porrocaecum* spp., sendo que ambos podem estar associados a perda de peso, diarreia, fraqueza e, por vezes, sinais neurológicos (Dorrestein 2009). Os nematodes reportados em pombos incluem *Ascaridia columbae*, *Capillaria* spp., *Ornithostrongylus* spp., *Syngamus trachea* e *Tetrameres* spp. (Gyimesi 2015), sendo os principais *A. columbae*, *C. obsignata* e *C. caudinflata* (Herdt and Pasmans 2009). Nas aves de produção, os nematodes constituem o grupo de helmintes mais importante, tanto na variedade de espécies, como no número de animais afetados e danos causados. Alguns, como os ascarídeos e capilarídeos, têm ciclos de vida diretos e são suficientemente fecundos para se desenvolverem nos aviários, especialmente onde não sejam frequentes as ações de limpeza (Yazwinski and Tucker 2008).

2.2.2.1 Ordem Ascaridida

Os géneros *Ascaridia* e *Heterakis* são responsáveis por causar doença nas aves de produção, em espécies cinegéticas e em aves selvagens, tanto em cativeiro como em liberdade. Estes parasitas têm uma distribuição mundial, um ciclo de vida direto e ocorrem principalmente no trato gastrointestinal dos seus hospedeiros (Fedynich 2008).

As espécies do género *Ascaridia* são maiores, medindo entre 16 e 120 mm, sendo os machos tipicamente menores do que as fêmeas. São parasitas brancos que se encontram nos intestinos dos seus hospedeiros. Já as espécies pertencentes ao género *Heterakis* medem entre 5,5 e 31 mm, onde também os machos são um pouco menores. Podem ir da cor branca à castanha e ocorrem tipicamente nos cecos dos HD, mas tendo sido reportadas migrações ectópicas em várias espécies deste género (Fedynich 2008).

Geralmente, as fêmeas libertam ovos não embrionados no trato intestinal do hospedeiro, sendo depois excretados pelas fezes deste. A embriogénese dá-se no exterior

e a transmissão completa-se quando um hospedeiro suscetível ingere o ovo embrionado. As condições para o desenvolvimento dos ovos dependem de cada espécie, sendo que, por exemplo, o desenvolvimento de *A. galli* ocorre entre os 22 e os 34 °C, necessitando de 5 a 14 dias. Por sua vez, *H. gallinarum* precisa de 7 a 17 dias, a temperaturas de 18 a 33 °C. Estas duas espécies usam minhocas como hospedeiros de transporte e os ovos podem permanecer viáveis por anos no ambiente, se as condições ambientais o permitirem (Fedynich 2008). Os parasitas adultos vivem cerca de um ano (Taylor et al. 2016).

Em papagaios no Brasil, obstruções intestinais causadas por altas cargas do parasita *A. hermaphrodita* são relativamente comuns e podem levar à morte (Melo et al. 2013). Por sua vez, *A. columbae* é um parasita encontrado no intestino delgado, esôfago, proventrículo, ventrículo, fígado e cavidade celômica dos pombos e rolas (Morishita and Schaul 2007), não sendo considerado patogênico (Taylor et al. 2016). *Ascaridia galli* é encontrada no intestino delgado de galinhas, perus, rolas, entre outros. Os efeitos patológicos associados a esta infecção incluem obstruções intestinais, diarreia, perda de peso, anemia, hipoglicemia, uratos aumentados e morte (Morishita and Schaul 2007).

Heterakis gallinarum é principalmente importante em perus, uma vez que atua como vetor do protozoário *Histomonas meleagridis* (Zajac et al. 2021). Este parasita tem a capacidade de causar inflamação e espessamento da parede cecal, mas, ainda assim, é incomum haver sinais clínicos em animais infetados (Morishita and Schaul 2007).

Os ovos (Figura 11), de parede espessa, são detetados através de métodos coprológicos de flutuação. Os ovos destes dois gêneros são parecidos em morfologia e tamanho (*Ascaridia* spp.: 77–94 × 43–55 µm; *Heterakis* spp.: 66–79 × 41–48 µm) e podem ser difíceis de diferenciar (Zajac et al. 2021). Também se podem encontrar as formas adultas nos intestinos ou cecos (Morishita and Schaul 2007).



Figura 11 – Ovos de *Ascaridia* spp. (em cima), um pouco maiores que o ovo de *Heterakis* spp. (em baixo) (Zajac et al. 2021).

Tratamentos eficazes nas galinhas e perus incluem piperazina na água de bebida ou diretamente PO (Morishita and Schaul 2007). Também se pode recorrer ao fenbendazol (25 mg/kg) PO, repetido ao fim de 14 dias (Guzman et al. 2023). Boas práticas de higiene e manejo também são importantes, uma vez que a frequente remoção das fezes das instalações reduz o desenvolvimento dos parasitas (Morishita and Schaul 2007).

2.2.2.2 *Capillaria* spp.

A taxonomia destes parasitas tem sido mudada várias vezes, devido à dificuldade na designação de certas características das espécies, havendo por isso vários sinónimos neste grupo. Algumas espécies são classificadas com o género *Eucoleus*, podendo, contudo, continuar a ser referidas universalmente como *Capillaria*. Estes organismos têm uma distribuição mundial e são muito finos e esbranquiçados. Os machos têm uma única espícula, longa, fina e transparente e os ovos (Figura 12) são bioperculados (Taylor et al. 2016), têm uma cor amarelada e a parede espessa (Zajac et al. 2021). O esófago possui uma zona muscular anterior e uma zona glandular posterior, mais longa que a primeira, chamada esticossoma (Yabsley 2008a).



Figura 12 – Ovo de *Capillaria* spp. (Zajac et al. 2021).

Geralmente, o ciclo de vida é direto, mas algumas espécies têm ciclos indiretos, servindo-se de minhocas para HI, como por exemplo *C. contorta* e *C. caudinflata*. A forma infetante é uma larva no 1º estágio (L1), sendo que o HD se infeta através da sua ingestão. Normalmente, o desenvolvimento até à fase adulta ocorre sem haver uma fase de migração (Taylor et al. 2016) e a sua localização no trato gastrointestinal dos hospedeiros varia com a espécie (Dorrestein 2009; Zajac et al. 2021).

Este género parasita Psittaciformes, estando reportado em araras pouco saudáveis, com diarreia (Harcourt-Brown 2009) e uma variedade de Passeriformes, podendo ser encontrado em pássaros granívoros, insetívoros, omnívoros ou melívoros (Dorrestein 2009). Os pombos, galinhas e perus podem também ser parasitados por várias espécies deste género, como *C. anatis* e *C. obsignata* (Taylor et al. 2016). No Anexo IV podem ser consultadas mais espécies de *Capillaria*, presentes nas aves deste estudo, assim como os seus hospedeiros e locais de infeção.

Os sinais clínicos estão relacionados com a localização do parasita no hospedeiro e com a intensidade da infeção. Aves com cargas parasitárias baixas podem apresentar diminuição do crescimento e da produção de ovos, ou mesmo não apresentar sinais (Yabsley 2008a; Taylor et al. 2016). Cargas elevadas podem levar a perda de peso, diarreia e morte. Também estão associados à formação de granulomas esbranquiçados na cavidade oral e faringe e inflamação do papo, proventrículo e intestinos (Dorrestein 2009).

Os ovos de *Capillaria* spp. podem ser encontrados fazendo um esfregaço das lesões ou das fezes do hospedeiro e também através do método de flutuação fecal (Dorrestein 2009). Histologicamente, a infecção pode ser diagnosticada por detecção dos ovos ou das formas adultas em secções dos tecidos alvo (Yabsley 2008a).

O tratamento pode ser mais difícil do que o para os ascarídeos (Dorrestein 2009). As aves devem ser tratadas com fenbendazol e devem ser preferidas gaiolas exteriores, suspensas e com exposição solar (Harcourt-Brown 2009). A administração frequente de anti-helmínticos é importante para o controlo destas infecções (Taylor et al. 2016), assim como a higiene e a eliminação do HI. Em ambientes limpos e secos, os ovos perdem a sua capacidade infecciosa em três semanas (Dorrestein 2009). Febantel e levamisol são também bastante eficazes no tratamento de várias espécies aviárias (Yabsley 2008a).

2.2.2.4 *Strongyloides* spp.

O género *Strongyloides* pertence à ordem Rhabditida e à família Strongyloididae (Taylor et al. 2016). Está reportado em psitacídeos (Prathipa et al. 2013; Bernardi et al. 2014) e Passeriformes (Yazwinski and Tucker 2008) e *S. avium* parasita galinhas e perus (Morishita and Schaul 2007). São parasitas esguios, semelhantes a fios de cabelo, transparentes e com aproximadamente 2 mm de comprimento. O esófago ocupa um terço do comprimento do corpo e o útero entrelaça-se com o intestino, dando a aparência de um fio retorcido. A ponta da cauda é arredondada e os ovos têm uma parede fina, são ovais e medem de 52 a 56 µm por 36 a 40 µm (Taylor et al. 2016).

Estes organismos são capazes de se reproduzir tanto no hospedeiro como fora dele, e apenas as fêmeas são parasitas. Estas habitam o intestino delgado e os cecos e produzem ovos embrionados por partenogénese (Yazwinski and Tucker 2008). As L1 são excretadas nas fezes do hospedeiro e a larva só se torna infetante no ambiente, ao evoluir até L3 (Morishita and Schaul 2007). A infecção do hospedeiro ocorre por penetração da pele ou por ingestão da larva infetante, com migração pelo sistema venoso, pulmões e traqueia, evoluindo depois até à fase de fêmea adulta no intestino delgado (Taylor et al. 2016).

Estes parasitas podem ser patogénicos em aves jovens, causando enterite e espessamento da parede cecal, podendo levar a diarreia sanguinolenta (Morishita and Schaul 2007; Yazwinski and Tucker 2008), fraqueza e emaciação (Taylor et al. 2016). As aves adultas não costumam apresentar sinais clínicos (Morishita and Schaul 2007).

O diagnóstico é conseguido através da identificação das larvas nas fezes, fazendo um esfregaço ou recorrendo à técnica de Baermann. Também se podem procurar formas adultas nos intestinos e cecos (Morishita and Schaul 2007).

Tetramisol mostra alguma eficácia contra *S. avium* mas, mais uma vez, boas práticas de higiene e manejo limitam a propagação do parasita ao remover frequentemente as fezes das instalações (Morishita and Schaul 2007).

Parte III – Parasitas gastrointestinais em aves de companhia na prática clínica

1. Objetivos

No âmbito da presente dissertação, e com o objetivo principal de aprofundar o conhecimento de parasitologia de aves de companhia, definiram-se os seguintes objetivos específicos:

- a) Caracterização da população de aves de companhia em ambiente de clínica, segundo a espécie, a idade e o tempo da sua aquisição por parte dos tutores, o motivo de consulta, o ambiente em que vive, a densidade populacional, as espécies aviárias com que coabita e o plano de desparasitação que segue;
- b) Pesquisa e identificação de formas parasitárias gastrointestinais em amostras de fezes recolhidas durante as consultas ou o período de internamento dessas aves, recorrendo a quatro métodos coprológicos;
- c) Cálculo da prevalência de parasitas gastrointestinais em aves de companhia, correlacionando os resultados obtidos com os dados da caracterização da população;
- d) Avaliação da eficácia dos protocolos de desparasitação possivelmente implementados.

2. Materiais e Métodos

2.1 Colheita de amostras fecais e dados da população em estudo

Entre os meses de outubro e dezembro de 2023, foram colhidas amostras fecais de aves que se apresentavam em consulta na Clínica Veterinária de Telheiras, ou seja, numa amostragem por conveniência. Estas amostras foram obtidas do fundo das gaiolas e caixas de transporte das aves em questão, quando estas fezes ainda se apresentavam frescas, mas também a partir das superfícies do consultório quando as aves defecavam durante a sua observação em consulta. Aquando da colheita das amostras, eram também registados os dados relacionados com o motivo de consulta, a idade da ave (anos) e há quanto tempo foi adquirida pelo seu tutor (meses), o ambiente (ave de interior, exterior ou ambos), a coabitação ou não com outras aves e o plano de desparasitação atual do animal.

As amostras eram recolhidas para tubos de colheita de 2 mL, identificadas com o nome da ave e a data da sua consulta e, logo de seguida, mantidas em ambiente de refrigeração (4-5 °C) até à sua análise. Para o transporte das amostras até ao Laboratório de Parasitologia e Doenças Parasitárias da FMV-UL, estas eram colocadas numa mala térmica. É bastante importante a manutenção da temperatura de refrigeração das amostras, uma vez que, após estarem no ambiente por horas ou dias, algumas formas protozoárias mais frágeis podem morrer e as larvas de alguns nematodes podem eclodir, sendo a sua identificação no estado larvar mais difícil (Zajac et al. 2021).

2.2 Métodos coprológicos

Para a análise das amostras recorreram-se a quatro métodos coprológicos: flutuação de Willis, sedimentação em meio saturado, Mini-FLOTAC e esfregaço fecal com coloração Ziehl-Neelsen modificada. Devido à quantidade reduzida da maioria das amostras, sendo que muitas vezes o peso destas era inferior a 2 g, não foi possível o processamento de todas as amostras com os quatro métodos referidos. Assim, quando o peso das amostras era inferior a 2 g, estas eram analisadas pelos métodos da flutuação de Willis e sedimentação em meio saturado (métodos qualitativos). Para amostras com quantidade suficiente, era realizado o método Mini-FLOTAC (método quantitativo).

A coloração Ziehl-Neelsen foi aplicada sempre que, depois dos outros métodos, sobrava ainda alguma amostra para a realização do esfregaço fecal.

2.2.1 Flutuação pelo método de Willis

O método coprológico mais usado em medicina veterinária é a técnica da flutuação, que se baseia no facto das formas parasitárias presentes nas fezes serem menos densas que o meio de flutuação usado. Assim, este procedimento leva à concentração e flutuação dos oocistos e dos ovos até ao topo do tubo onde está a ser realizada a técnica, separando-se estas formas parasitárias da maioria dos detritos da amostra (Zajac et al. 2021).

A flutuação pelo método de Willis é uma técnica coprológica qualitativa, usada geralmente para pesquisa de oocistos de protozoários e ovos de nematodes e cestodes (Lucio-Foster and Lejeune 2021). Para a realização da técnica, começou-se por homogeneizar a amostra fecal em solução saturada de sacarose (densidade 1,2 g/mL) num copo de plástico, com o auxílio de uma vareta. Depois, a suspensão criada foi filtrada para um gobelé através de um passador, sendo de seguida transferida para o tubo de ensaio. Encheu-se o tubo até se criar um menisco convexo no topo e aplicou-se de imediato uma lamela por cima (Figura 13). Para haver tempo de as formas parasitárias flutuarem e aderirem à lamela, esta só foi removida após 15 minutos, tendo sido de seguida colocada sobre uma lâmina de vidro e observada ao microscópio ótico nas objetivas de 4x, 10x e 40x.

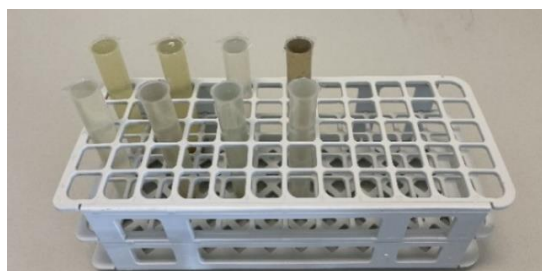


Figura 13 – Técnica de flutuação de Willis (Original).

2.2.2 Sedimentação em meio saturado

A técnica de sedimentação é uma técnica qualitativa e é usada para isolar ovos de trematodes e acantocéfalos (Zajac et al. 2021). Estes ovos são mais densos que os da maioria dos nematodes, cestodes e protozoários, pelo que vão sedimentar no meio saturado usado. Nesta técnica recorre-se a um corante, neste caso o Azul de Metileno, para os detritos e o meio ficarem corados de azul, fazendo com os ovos dos parasitas se destaquem pela cor amarela ou castanha (Kaufmann 1996).

Para a pesquisa de parasitas através desta técnica, recorreu-se ao sedimento resultante da técnica de flutuação de Willis ou do Mini-FLOTAC. Assim, após a eliminação do sobrenadante do tubo de ensaio e com o auxílio de uma pipeta de Pasteur descartável, homogeneizou-se o sedimento e transferiram-se uma a duas gotas para uma lâmina de vidro. De seguida, adicionou-se uma gota de Azul de Metileno a 5%, que se misturou com o sedimento com o auxílio de uma lamela. No fim, pousou-se a lamela na mistura, observando a preparação ao microscópio ótico nas objetivas de 4x, 10x e 40x (Figura 14).

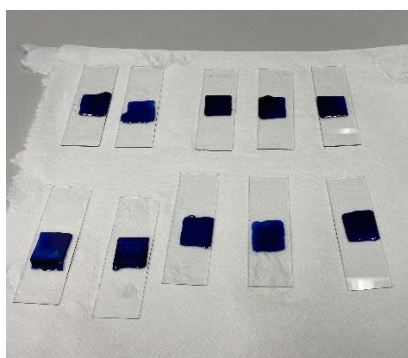


Figura 14 – Lâminas com preparação resultante da sedimentação em meio saturado (Original).

2.2.3 Mini-FLOTAC

Esta é uma técnica coprológica usada para a quantificação de oocistos e ovos de parasitas gastrointestinais, tendo uma maior sensibilidade comparativamente ao método de McMaster (Lozano et al. 2021).

São propostos pelo fabricante três protocolos para os diferentes grupos de animais, nomeadamente para pequenos animais (*e.g.* cães e gatos), herbívoros (*e.g.* ruminantes) e espécies exóticas (*e.g.* aves e répteis), implicando diferentes diluições fecais e limites de deteção. Contudo, o uso desta técnica na análise de fezes de aves ainda não é muito comum, não havendo consenso relativamente ao melhor protocolo para o diagnóstico de infeções por coccídias e helmintes nestes animais (Lozano et al. 2021).

O Mini-FLOTAC consiste num aparelho com dois componentes em forma de disco, a base e o disco de leitura, feitos de um material plástico com uma grande capacidade de transmissão de luz e resistência ao calor, e ainda dois acessórios, a chave e o adaptador

para o microscópio (Figura 15). Na base existem duas câmaras de flutuação com a capacidade de 1 mL cada e, no disco de leitura, existem duas grelhas de leitura correspondentes, divididas em 12 quadrículas iguais (Cringoli et al. 2017).

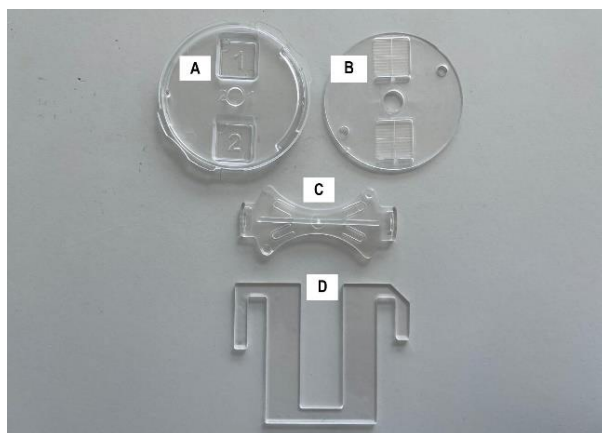


Figura 15 – Componentes e acessórios do Mini-FLOTAC (Original). (A) Base; (B) Disco de leitura; (C) Chave; (D) Adaptador para o microscópio.

O Mini-FLOTAC foi usado juntamente com o Fill-FLOTAC, instrumento onde se diluem as amostras fecais. Este é constituído por um copo graduado, uma tampa, uma ponta que encaixa na tampa para auxiliar no enchimento das câmaras do Mini-FLOTAC, um filtro acoplado na tampa e um coletor/homogeneizador (Figura 16) (Cringoli et al. 2017).

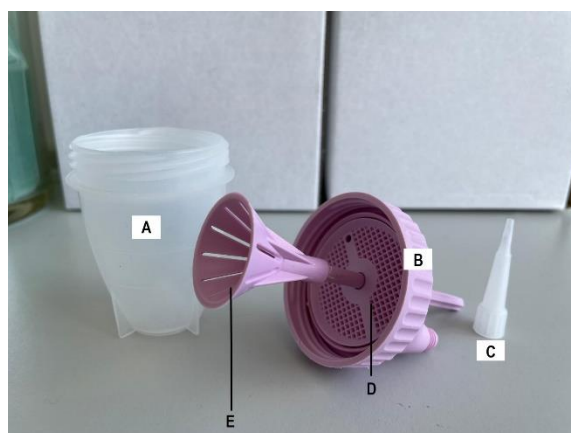


Figura 16 – Componentes do Fill-FLOTAC (Original). (A) Copo graduado; (B) Tampa; (C) Ponta; (D) Filtro; (E) Coletor/homogeneizador.

Para a aplicação desta técnica, começou-se pela montagem da câmara do Mini-FLOTAC. Para isso, encaixou-se a face inferior do disco de leitura na face superior da base e, de seguida, segurando a base, rodou-se o disco de leitura no sentido dos ponteiros do relógio até este oferecer resistência e não ser possível continuar o movimento. Encaixou-se depois a chave, de maneira que as suas extremidades entrassem nos dois orifícios do disco de leitura e, com a ajuda da mesma, rodou-se o disco no sentido contrário ao dos ponteiros do relógio até se sentir um novo bloqueio. Desta forma, as grelhas de leitura ficaram sobrepostas às câmaras de flutuação (Cringoli et al. 2017; Lozano et al. 2021).

Depois da câmara montada, procedeu-se à preparação da mistura para visualização ao microscópio ótico. Para isso, o protocolo que foi seguido foi o proposto pelo fabricante para espécies exóticas (MF 2/38), adaptado para aves, onde se homogeneiza 2 g de fezes em 38 mL de solução saturada de sacarose (densidade 1,2 g/mL), usando-se desta forma um fator de diluição de 1:20 (Lozano et al. 2021). Assim, encheu-se o copo graduado com os 38 mL de solução saturada e o coletor cônico do Fill-FLOTAC com os 2 g de fezes. Enroscou-se de seguida a tampa no copo graduado, misturando-se as fezes com a solução saturada através de movimentos verticais e de rotação do homogeneizador. Depois, colocou-se a ponta na tampa do Fill-FLOTAC e encheram-se as duas câmaras de flutuação (Figura 17). Este procedimento foi realizado com uma ligeira inclinação do Mini-FLOTAC, com o intuito de evitar a formação de bolhas de ar no interior das câmaras. Após 10 minutos, rodou-se a chave no sentido dos ponteiros do relógio até ao bloqueio do disco de leitura, retirando-a de seguida. Desta maneira, separaram-se as formas parasitárias (que flutuaram até à grelha de leitura) dos detritos fecais (que permaneceram nas câmaras de flutuação) (Cringoli et al. 2017; Lozano et al. 2021).

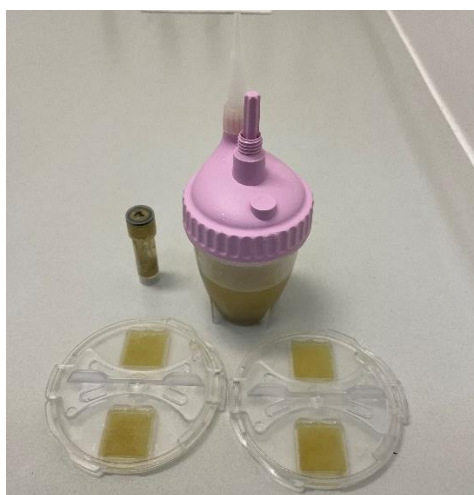


Figura 17 – Montagem da técnica Mini-FLOTAC (Original).

Para a visualização da preparação ao microscópio ótico, colocou-se o adaptador na platina do microscópio e encaixou-se aí o Mini-FLOTAC. Observaram-se de seguida as duas grelhas de leitura na objetiva de 10x, contando-se os oocistos e ovos de parasitas presentes. O valor obtido foi de seguida multiplicado pelo fator 10 para obter as unidades de quantificação de oocistos por grama de fezes (OoPG) e ovos por grama de fezes (OPG) (Lozano et al. 2021).

2.2.4 Esfregaço fecal com coloração Ziehl-Neelsen modificada

Esta técnica qualitativa foi usada com o intuito de identificar oocistos de *Cryptosporidium* spp. nas amostras recolhidas.

Para a realização do esfregaço fecal, aproveitaram-se as fezes que sobraram nos tubos das amostras depois de se terem realizado a flutuação pelo método de Willis ou o Mini-FLOTAC. Este material foi homogeneizado, no interior do tubo, com o auxílio de um cotonete, passando-se de seguida esse cotonete com conteúdo pela superfície de uma lâmina de vidro. Depois disso, os esfregaços ficaram a secar durante 24 horas.

Após secarem, realizou-se a coloração das preparações. Começou por se fixar o esfregaço com Metanol, durante 1 minuto. A seguir, sem lavar a lâmina, aplicou-se Fucsina sobre esta e deixou-se a solução atuar durante 10 minutos, lavando-se de seguida com água corrente. Depois desta lavagem, foi realizada também uma lavagem com Álcool Clorídrico 1% e, depois desta, uma nova lavagem com água corrente. Após estas lavagens, aplicou-se o Verde Malaquite 0,4% durante 3 minutos, realizando de novo uma lavagem com água corrente depois deste procedimento. Por fim, as lâminas foram colocadas ao alto num suporte de madeira para secarem (Figura 18). Depois desta preparação, os esfregaços foram observados ao microscópio ótico na objetiva de imersão (ampliação de 1000x). Com esta técnica, os oocistos de *Cryptosporidium* spp. coram de cor-de-rosa avermelhado, destacando-se assim do fundo azul-esverdeado, constituído pelo restante material fecal (Casemore et al. 1984; Kaufmann 1996).

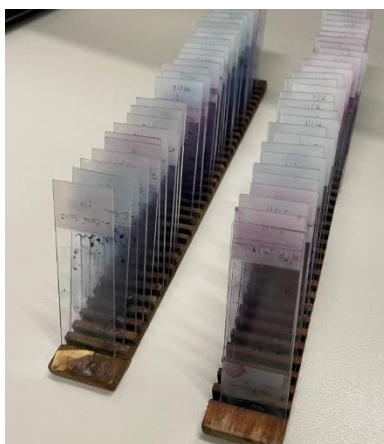


Figura 18 – Secagem das lâminas depois da coloração (Original).

2.3 Identificação das formas parasitárias

A identificação das formas parasitárias encontradas, através dos métodos coprológicos realizados, foi baseada na observação e análise da sua morfologia. Para essa análise recorreu-se às descrições e classificações presentes em Foreyt (2001), Taylor et al. (2016) e Zajac et al. (2021).

2.4 Pesquisa da eficácia da desparasitação

A monitorização da eficácia dos fármacos usados na desparasitação é uma componente importante na saúde e no manejo animal, principalmente no que diz respeito à avaliação dos níveis de resistência a anti-helmínticos que várias espécies parasitárias têm

vindo a desenvolver. Neste sentido, o Teste de Redução da Contagem de Ovos Fecais (FECRT, do inglês *Faecal Egg Count Reduction Test*) é o método de eleição para a pesquisa da eficácia da desparasitação (Coles et al. 2006; Kaplan et al. 2023).

Uma das formas de aplicar este teste consiste na contagem de ovos nas fezes de animais, antes e depois destes serem desparasitados (Salgado et al. 2019), recorrendo a métodos coprológicos quantitativos, como é exemplo o Mini-FLOTAC (Kaplan et al. 2023). Neste caso, a fórmula para calcular o FECRT é: $100 \times (1 - [T2/T1])$, onde T1 e T2 representam, respetivamente, as contagens de ovos fecais pré e pós-tratamento (McKenna 2006), sendo que o intervalo entre a desparasitação e a recolha da amostra pós-tratamento deve ser adequado ao fármaco usado (Kaplan et al. 2023).

Geralmente, quando se obtém uma redução da contagem de ovos fecais inferior a 95% considera-se que existe resistência ao fármaco testado (McKenna 2006).

2.5 Análise estatística

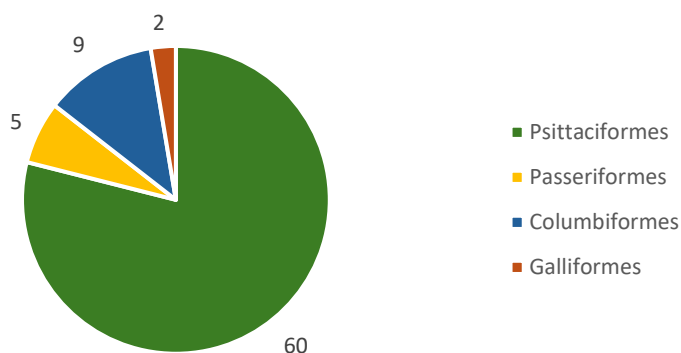
Os dados das aves e das amostras recolhidas para este estudo foram organizados e armazenados recorrendo ao *software* Microsoft® Excel® para Microsoft 365 MSO (Versão 2404). Para o processamento estatístico e obtenção dos gráficos e tabelas apresentados, para além do Microsoft® Excel®, foi também usado o *software* RStudio 2023.12.0+369 ©2009-2023 Posit Software, PBC para Windows.

3. Resultados

3.1 Caracterização da amostra

No total, foram colhidas 76 amostras (n=76) de fezes de aves que se apresentaram à consulta. As espécies destas aves estão distribuídas por quatro ordens (Gráfico 1), sendo elas Psittaciformes (60/76, 79%), Passeriformes (5/76, 6%), Columbiformes (9/76, 12%) e Galliformes (2/76, 3%).

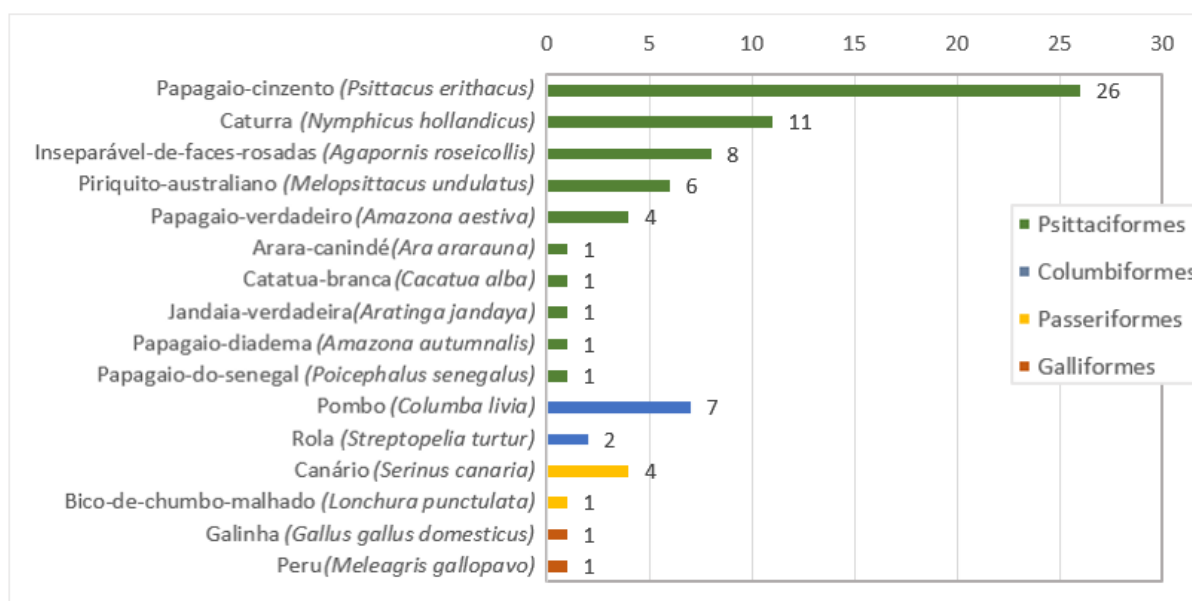
Gráfico 1 – Distribuição das amostras pelas diferentes ordens (n=76).



As três espécies mais representadas nesta amostragem foram o papagaio-cinzento (*Psittacus erithacus*) (26/76, 34%), a caturra (*Nymphicus hollandicus*) (11/76, 14%) e o

inseparável-de-faces-rosadas (*Agapornis roseicollis*) (8/76, 11%). A frequência das restantes espécies presentes no estudo está representada no Gráfico 2.

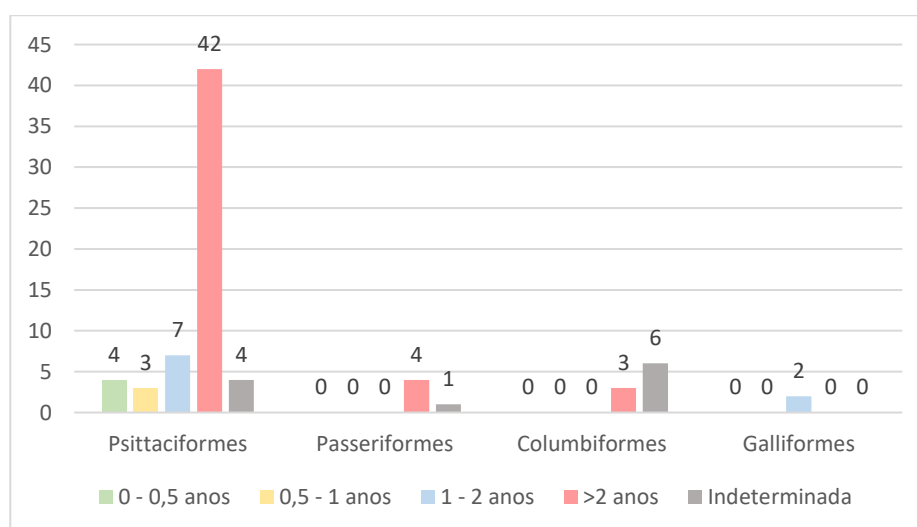
Gráfico 2 – Frequência absoluta das diferentes espécies de aves amostradas (n=76).



Relativamente à idade das aves (Gráfico 3), a maioria dos animais tinha uma idade superior a 2 anos (49/76, 64%), 12% (9/76) tinham entre 1 e 2 anos, 4% (3/76) tinham entre os 6 meses e 1 ano e, por fim, 5 % (4/76) tinham entre os 0 e os 6 meses. Em 15% (11/76) das amostras, não foi possível determinar a idade dos animais.

Foram registadas idades entre pouco mais de 1 mês, numa caturra, e os 33 anos, num papagaio-cinzentos. A média das idades registadas foi 10,4 anos.

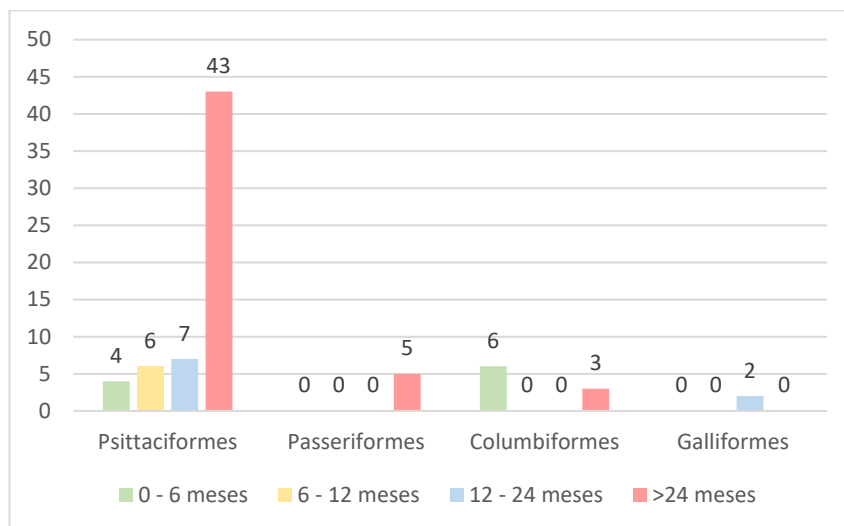
Gráfico 3 – Idade, em anos, das aves amostradas, organizada por ordens (n=76).



Quanto ao tempo a que a ave tinha sido adquirida pelos seus tutores (Gráfico 4), a maioria das amostras (51/76, 67%) pertencia a animais que tinham sido já adquiridos há

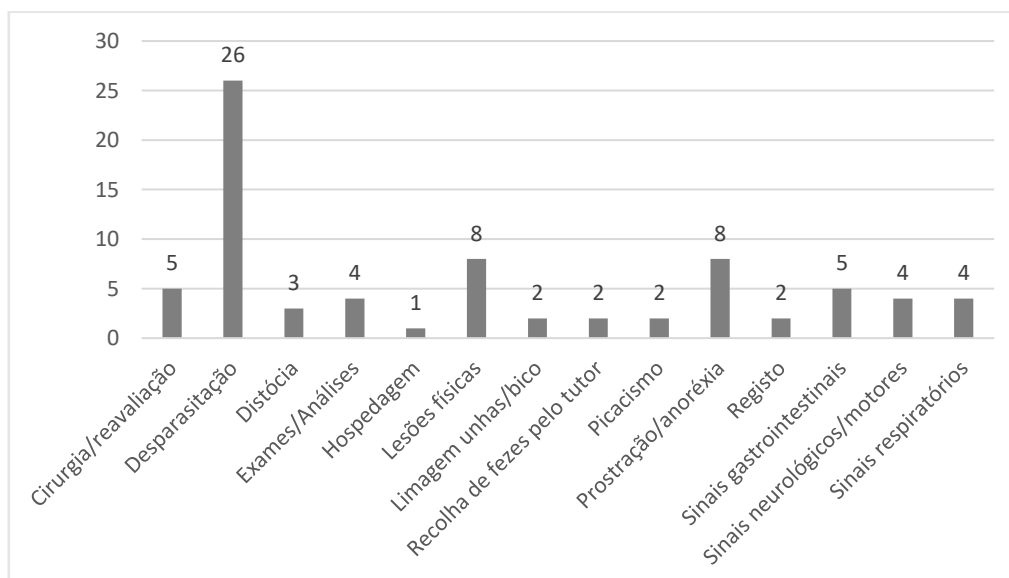
mais de 2 anos, 12% (9/76) pertenciam a animais adquiridos há mais de 12 meses, mas menos de 24, 8% (6/76) pertenciam a animais adquiridos há mais de 6 meses, mas menos de 12 e 13% (10/76) das amostras pertenciam a animais que estavam com os seus tutores há menos de 6 meses.

Gráfico 4 – Tempo de aquisição da ave, em meses, por parte do seu tutor (n=76).



As aves cujas amostras de fezes fazem parte deste trabalho apresentaram-se à consulta por vários motivos, sendo que estes foram organizados em 14 grupos principais, estando representados no Gráfico 5. Duas das amostras (2/76, 3%) não foram obtidas de aves que se apresentaram à consulta, mas sim através do seu tutor, que demonstrou interesse na realização de um exame coprológico aos seus animais, fazendo ele a colheita e a entrega das fezes para esse fim. Estes dois animais pertenciam à ordem dos Psittaciformes.

Gráfico 5 – Distribuição das aves pelos diferentes motivos de consulta (n=76).



Pôde-se verificar que uma grande parte das consultas (26/76, 34%) tiveram como propósito realizar a desparasitação das aves, fosse pela primeira vez ou para seguir um plano já anteriormente implementado. Nesta categoria, a ordem mais representada foi a dos Psittaciformes, sendo que das 26 aves que se apresentaram à consulta para a desparasitação, 23 (88%) pertenciam a esta ordem. As outras 3 amostras desta categoria pertenciam a aves da ordem Columbiformes (2/26, 8%) e da ordem Passeriformes (1/26, 4%). A seguir, as razões mais comuns (8/76, 11%) para as consultas foram a existência de lesões físicas nos animais e prostração/anorexia.

Para cada ave, foram registadas informações sobre o ambiente em que esta vivia, questionando os tutores sobre o acesso ao exterior e sobre a existência de outras aves no mesmo espaço ou instalação. Os dados obtidos, relacionados com o ambiente das aves, estão apresentados na Tabela 1, onde se pode verificar que, das 76 amostras, apenas 14 (18%) pertenciam a animais com acesso ao exterior, sendo que destas, metade (7/14, 50%) viviam permanentemente neste ambiente. As amostras dos animais encontrados permanentemente no exterior pertenciam todas a aves das ordens Columbiformes (5/7, 71%) e Galliformes (2/7, 29%). Relativamente às 7 amostras dos animais de interior com acesso ao exterior, 5 (71%) pertenciam a amostras de fezes de papagaio-cinzento e 2 (29%) pertenciam a amostras de caturra.

Tabela 1 – Tipos de ambiente em que viviam as aves amostradas.

	Ambiente			Total
	Interior	Exterior	Misto	
Psittaciformes	53	0	7	60
Passeriformes	5	0	0	5
Columbiformes	4	5	0	9
Galliformes	0	2	0	2
Total	62	7	7	76

Na Tabela 2, é possível observar com quantas aves coabitavam as aves a que pertenciam as amostras recolhidas, sendo possível inferir que a maioria das amostras (43/76, 57%) pertencia a animais solitários das ordens Psittaciformes (39/76, 51%), Passeriformes (2/76, 3%) e Columbiformes (2/76, 3%). Do total das 76 amostras, 11 (14%) pertenciam a animais que partilhavam o seu espaço com mais do que duas aves. A ordem com mais representação neste caso é a dos Columbiformes (7/76, 9%), sendo que 5 destas aves tinham sido recentemente recolhidas da rua, sendo por isso considerado que estavam em contacto próximo com mais do que 2 aves. As restantes aves desta ordem que também coabitavam com mais do que 2 aves (2/76, 3%) são rolas, pertencentes ao mesmo tutor e

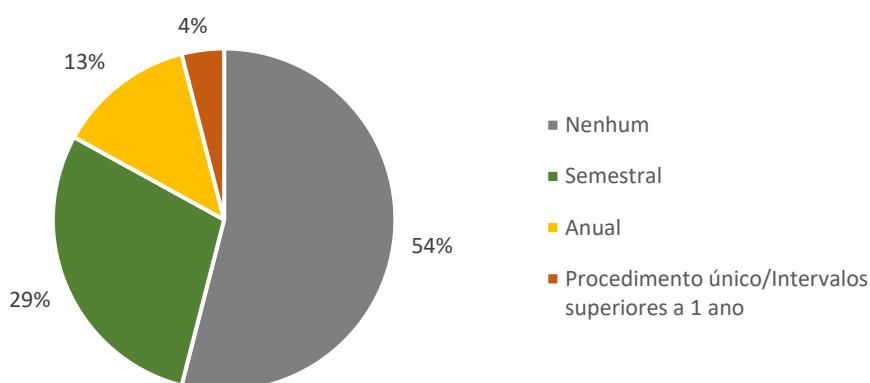
que, apesar de terem gaiolas separadas, passavam algumas horas por dias soltas em casa, juntas. Do total, 33 (43%) das amostras pertenciam a aves que viviam acompanhadas, sendo que destas, 24 coabitavam apenas com aves da mesma espécie.

Tabela 2 – Quantidade de aves com que coabitavam as aves das amostras recolhidas.

	Nº de aves com que coabitam				Total
	0	1	2	>2	
Psittaciformes	39	15	4	2	60
Passeriformes	2	3	0	0	5
Columbiformes	2	0	0	7	9
Galliformes	0	0	0	2	2
Total	43	18	4	11	76

Relativamente aos planos de desparasitação a que as aves deste estudo estavam sujeitas, no Gráfico 6 pode-se observar a frequência com que estes eram realizados, verificando-se que a maioria das amostras (41/76, 54%) pertenciam a aves que não eram desparasitadas por rotina. Por outro lado, cerca de um terço das amostras (22/76, 29%) pertenciam a animais trazidos à clínica de 6 em 6 meses para a realização de um protocolo de desparasitação.

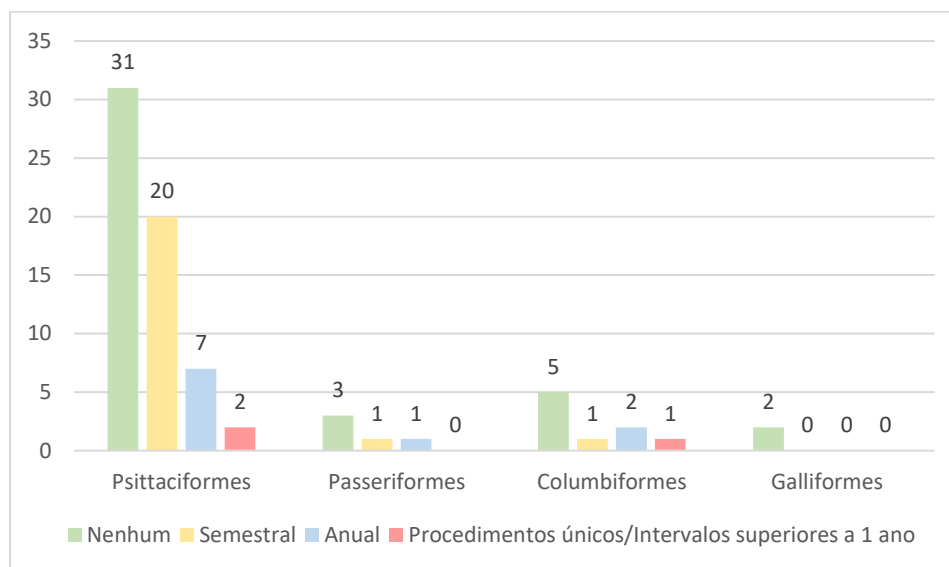
Gráfico 6 – Frequência dos planos de desparasitação implementados nas aves amostradas (n=76).



O método mais frequente de desparasitação registado foi através da administração IM de uma solução, previamente preparada na proporção de 1:4, de ivermectina (10 mg/mL) com propilenoglicol, numa dose de 0,2 mg/kg, repetida ao fim de 10-14 dias. Em aves de menor tamanho, esta aplicação podia ser feita por via transdérmica, depositando a solução diretamente na pele da parte interior da asa. De todas as aves sujeitas a um método de desparasitação (35/76, 46%), apenas 1 não foi sujeita ao tratamento com a solução de ivermectina com propilenoglicol, tendo sido tratada com uma dose única de 35 mg/kg PO de toltrazuril (50 mg/mL), uma vez que tinham sido identificadas coccídias nas suas fezes.

No Gráfico 7 pode-se observar a frequência dos planos de desparasitação organizada pelas ordens das aves deste estudo.

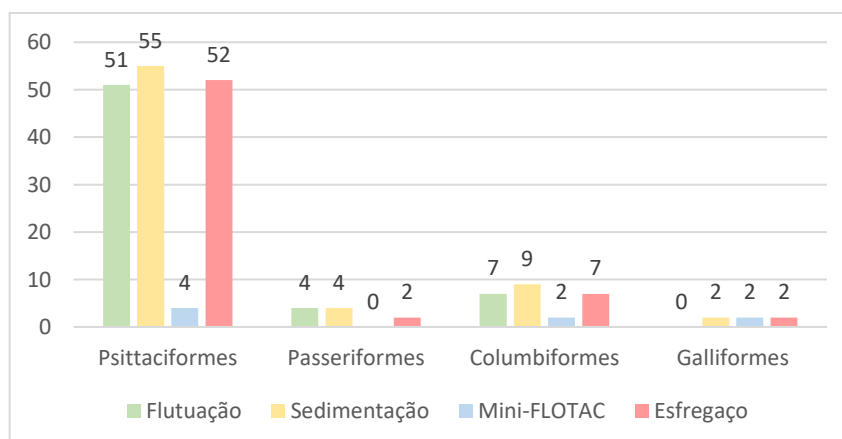
Gráfico 7 – Distribuição da frequência dos planos de desparasitação pelas ordens representadas neste estudo (n=76).



3.2 Métodos coprológicos e identificação de formas parasitárias

Relativamente aos métodos coprológicos usados (Gráfico 8), apenas 8 (8/76, 11%) das amostras eram em quantidade suficiente para serem analisadas pelo método quantitativo do Mini-FLOTAC. Quanto aos métodos qualitativos, realizou-se a técnica de flutuação em 62 amostras (62/76, 82%) e a técnica da sedimentação em 70 (70/76, 92%). O esfregaço com a coloração de Ziehl-Neelsen foi realizado em 63 amostras (63/76, 83%), sendo que em 6 destas (6/76, 8%), este foi o único método possível de realizar, tendo em conta a pouca quantidade das mesmas. Não foram observadas formas parasitárias através do método qualitativo de sedimentação em meio saturado, nem do esfregaço fecal com coloração de Ziehl-Neelsen.

Gráfico 8 – Métodos coprológicos usados para analisar as amostras fecais, organizados pelas diferentes ordens.



Recorrendo às técnicas coprológicas mencionadas, foram identificadas formas parasitárias em 6 (8%) das 76 amostras de fezes recolhidas, sendo que as formas observadas foram oocistos de coccídias (Figura 19) e ovos de *Capillaria* spp. (Figura 20). As formas parasitárias observadas foram encontradas tanto através do método de flutuação de Willis, como pelo método do Mini-FLOTAC, sendo que 4 das 6 amostras positivas foram analisadas pelo primeiro método e as restantes pelo segundo.



Figura 19 – Oocisto de coccídia identificado em fezes de pombo através do método de flutuação de Willis (Original).



Figura 20 – Ovo de *Capillaria* sp. identificado em fezes de pombo através do método de flutuação de Willis (Original).

Para além dos métodos coprológicos realizados no âmbito deste estudo, 5 das 76 amostras (7%) pertenciam a aves cujos tutores solicitaram a realização de exames coprológicos laboratoriais. Destas aves, 4 pertenciam à ordem Psittaciformes e 1 à ordem Columbiformes (Tabela 3). Estes exames foram realizados também através de métodos de flutuação e sedimentação fecal, por um laboratório externo à clínica, com o qual esta costuma trabalhar na análise de amostras biológicas. Nestes casos, os resultados da pesquisa de formas parasitárias, tanto pelo laboratório externo como pelas análises realizadas para este estudo, foram todos negativos.

Tabela 3 – Resultados dos exames laboratoriais externos solicitados pelos tutores.

Ordem	Espécie	Motivo da consulta	Ambiente	Resultado
Psittaciformes	Inseparável-de-faces-rosadas	Desparasitação	Interior	Negativo
Psittaciformes	Papagaio-cinzento	Registo	Misto	Negativo
Psittaciformes	Papagaio-cinzento	Sinais gastrointestinais	Misto	Negativo
Psittaciformes	Caturra	Sinais gastrointestinais	Interior	Negativo
Columbiformes	Rola	Sinais gastrointestinais	Interior	Negativo

Destas 5 aves cujas amostras fecais foram enviadas para análise laboratorial, a maioria (4/5, 80%) tinha uma idade superior a 2 anos, sendo que 1 animal (20%), o único inseparável-de-faces-rosadas deste grupo, tinha uma idade de aproximadamente 6 meses. A média de idades destes 5 animais era de 15,9 anos.

Relativamente ao tempo de aquisição destas aves por parte dos seus tutores, 3 das 5 amostras (60%) pertenciam a aves que estavam com os seus tutores há mais de 24 meses, 1 (20%) pertencia a uma ave que tinha sido adquirida há 6 meses, sendo ela o inseparável-de-faces-rosadas, e outra (1/5, 20%) pertencia a uma ave que tinha sido adquirida há 1 mês, sendo ela o papagaio-cinzento que foi trazido à consulta para ser registado.

Quanto aos motivos das consultas, como se pode verificar na Tabela 3, 3 das 5 aves (60%) foram trazidas à consulta veterinária com sinais gastrointestinais, 1 (20%) foi trazida para consulta de desparasitação de rotina e outra (20%) para a realização do registo oficial da ave.

Das 5 aves pertencentes a este grupo, pode-se verificar que 3 (60%) viviam exclusivamente em ambiente interior e as restantes (2/5, 40%) tanto tinham acesso a ambiente interior como exterior. Relativamente à densidade populacional, 2 das aves (40%), sendo elas o inseparável-de-faces-rosadas e o papagaio-cinzento que se apresentou para registo, eram aves únicas. O outro papagaio-cinzento e a caturra (2/5, 40%) partilhavam cada um o seu espaço com mais uma ave da mesma espécie que a sua. A rola, o único representante da ordem Columbiformes, partilhava o seu espaço com mais 3 rolas.

Relativamente ao plano de desparasitação que estas aves seguiam, 60% (3/5) não eram sujeitas a nenhum plano, sendo elas o inseparável-de-faces-rosadas, o papagaio-cinzento que veio ser registado e a caturra. As restantes 40% (2/5), a rola e o papagaio-cinzento que apresentava sinais gastrointestinais, eram desparasitadas semestralmente através da administração IM da solução de ivermectina com propilenoglicol.

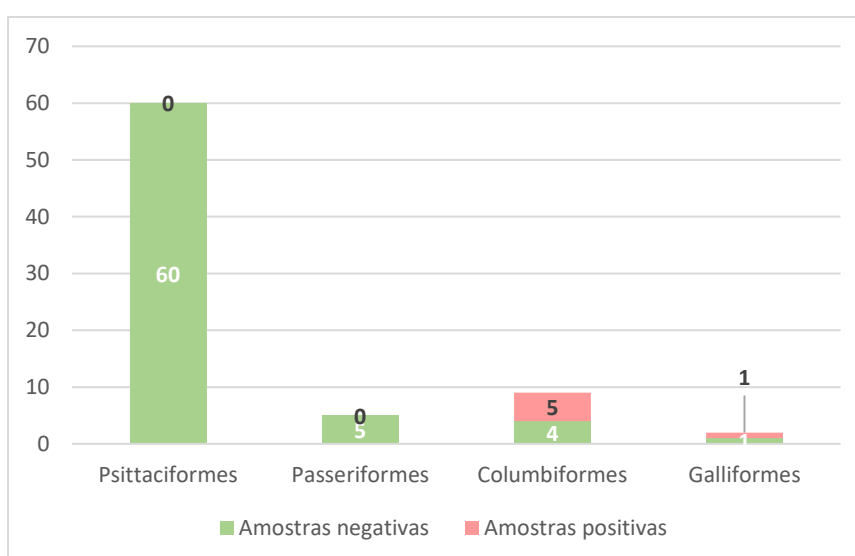
3.3 Prevalência de parasitas gastrointestinais

Entre as 76 amostras de fezes, recolhidas às aves que frequentaram a Clínica Veterinária de Telheiras entre outubro e dezembro de 2023, foram encontradas formas parasitárias em 6 (8%).

As aves com amostras positivas pertenciam às ordens Columbiformes e Galliformes (Gráfico 9), sendo que 5 (5/6, 83%) dessas amostras pertenciam a pombos e 1 (1/6, 17%) pertencia a um peru. Os 5 pombos que mostraram estar parasitados tinham sido recolhidos da rua há menos de um mês, sendo que 3 deles foram trazidos à consulta por apresentarem sinais neurológicos e motores e 2 por prostração/anorexia, 1 deles necessitando de ser submetido a uma cirurgia ao trato gastrointestinal. Por sua vez, o peru parasitado encontrava-se com o seu tutor há dois anos, período que correspondia à sua idade, apresentou-se à consulta por claudicação, vivia no exterior e partilhava o seu espaço com 4 galinhas. Não seguia nenhum plano de desparasitação.

Resumindo, 83% (5/6) das amostras positivas pertenciam a animais que se encontravam há menos de 6 meses com os seus tutores e a amostra restante (1/6, 17%) pertencia a um animal que se encontrava com o seu tutor há dois anos. Relativamente aos motivos da consulta das aves amostradas, 67% (4/6) foram trazidos por apresentarem sinais neurológicos e/ou motores e os restantes 33% (2/6) mostravam-se prostrados e/ou anoréticos. Quanto ao ambiente em que a aves viviam, 100% (6/6) das amostras positivas pertenciam a animais de exterior e que partilhavam o seu espaço com mais de 2 outras aves. Também 100% (6/6) das amostras eram de animais não sujeitos a nenhum plano de desparasitação.

Gráfico 9 – Distribuição das amostras positivas pelas diferentes ordens das aves (n=76).



Das 6 amostras pertencentes a aves parasitadas, em 2 foram encontrados exclusivamente oocistos de coccídias, noutras 2 foram encontrados exclusivamente ovos de

Capillaria spp. e, também noutras 2, a ave encontrava-se parasitada tanto com coccídias como *Capillaria* spp., correspondendo assim a uma prevalência de 5% (4/76) de coccídias e, igualmente, 5% (4/76) de prevalência de *Capillaria* spp. na população das aves amostradas. Estes resultados podem ser observados na Tabela 4. As 2 aves que se apresentavam parasitadas simultaneamente com coccídias e *Capillaria* spp., foram trazidas à consulta por se apresentarem prostradas e/ou com anorexia.

Tabela 4 – Formas parasitárias encontradas nas amostras positivas.

	Nº de amostras		
	Pombo	Peru	Total
Coccídias	2	0	2
<i>Capillaria</i> spp.	1	1	2
Coccídias + <i>Capillaria</i> spp.	2	0	2
Total	5	1	6

Como referido, apenas 2 das amostras positivas tinham quantidade suficiente para serem analisadas pelo método quantitativo do Mini-FLOTAC.

Uma das amostras analisadas quantitativamente pertencia a um pombo, encontrado recentemente na rua, que se apresentou à consulta com lesões no trato gastrointestinal, sendo assim sujeito a cirurgia. As suas fezes foram recolhidas durante o tempo de recobro, armazenadas em refrigeração e posteriormente processadas. Os valores de OoPG e OPG obtidos podem ser consultados na Tabela 5.

A outra amostra positiva processada pelo Mini-FLOTAC pertencia a um peru de dois anos que, como já foi referido, se encontrava com o seu tutor há esse tempo, vivia no exterior com mais 4 galinhas, não seguia nenhum plano de desparasitação e foi trazido à consulta por estar a claudicar. As suas fezes foram recolhidas no ato da consulta e os valores de OPG obtidos também podem ser observados na Tabela 5.

Tabela 5 – Contagens das formas parasitárias encontradas nas amostras processadas pelo método do Mini-FLOTAC.

	OoPG de coccídias	OPG de <i>Capillaria</i> spp.
Pombo	307920	10
Peru	0	40

3.4 Eficácia da desparasitação

Das 76 amostras recolhidas, 35 (46%) diziam respeito a animais que já tinham sido sujeitos a alguma ação de desparasitação. Desses animais, nenhum se encontrava

parasitado. Por sua vez, das 41 (54%) amostras de animais que nunca tinham sido sujeitos a tratamentos de desparasitação, foram encontradas formas parasitárias em 6 (6/41, 15%).

Quanto aos 6 animais cujas amostras fecais se revelaram positivas para a presença de parasitas, apenas em 1 foi possível implementar tratamento específico para o parasita em questão. No caso, a ave tratada foi um pombo proveniente da rua, prostrado, que acabou por ser sujeito a uma cirurgia ao trato gastrointestinal. A primeira amostra de fezes foi recolhida dia 6 de novembro de 2023 e analisada dois dias depois, através do método quantitativo do Mini-FLOTAC. Obteve-se o resultado de 307920 OoPG de coccídias e 10 OPG de *Capillaria* spp.

Por ter sido verificado um elevado número de oocistos de coccídias nas fezes desta ave, implementou-se, numa consulta de reavaliação da cirurgia realizada a 9 de novembro, um tratamento anticoccidiano, recorrendo a uma dose única de 35 mg/kg PO de toltrazuril (50 mg/ml). Catorze dias depois, noutra consulta de reavaliação, voltaram a ser recolhidas fezes do animal para nova contagem, com o objetivo de calcular a eficácia do tratamento através do Teste de Redução de Contagem de Ovos Fecais. No intervalo entre a recolha das 2 amostras o pombo foi mantido em ambiente de interior, sem contacto com outras aves. Através da análise da amostra pós-tratamento, e aplicando a fórmula do FECRT, a eficácia calculada foi de 100%, uma vez que não foi observada nenhuma forma parasitária através do método coprológico quantitativo implementado.

4. Discussão

O estudo apresentado, que deu origem à dissertação de mestrado, teve como base uma amostragem por conveniência e heterogénea de aves, variando entre si não só na espécie, mas também na idade e há quanto tempo estavam com os seus tutores, nos sinais e motivos que apresentavam para serem trazidas à consulta, no ambiente e densidade populacional em que estavam inseridas e nas desparasitações a que foram sujeitas.

A discussão será alinhada de acordo com os capítulos apresentados na secção dos resultados, abordando a caracterização da amostra realizada, os métodos coprológicos usados, a identificação das formas parasitárias encontradas, a prevalência dos parasitas gastrointestinais na amostra e, por fim, a eficácia dos tratamentos de desparasitação aplicados.

As amostras colhidas para a elaboração deste estudo foram maioritariamente pertencentes a aves da ordem Psittaciformes, representando esta ordem 79% (60/76) das amostras. Em seguida, com muito menos amostras colhidas, posicionaram-se a ordem Columbiformes, com 12% (9/76) das amostras, a ordem Passeriformes, com 6% (5/76) e, em último, a ordem Galliformes, representando 3% (2/76) das amostras. O facto da ordem mais representada em estudo ser a Psittaciformes coincide com o afirmado por Jepson (2016), que refere que os papagaios são as aves mais comuns como animais de companhia

e, por consequência, as que têm maior probabilidade de serem levadas a uma consulta veterinária. Refere ainda que os Passeriformes são também um dos grupos de aves de companhia mais importantes. Ainda assim, nas amostras recolhidas para este estudo, esta ordem foi apenas a terceira mais representada, com um total de 5 amostras, estando em menor número do que as amostras dos Columbiformes, que no total foram 9. Um dos motivos que pode explicar esta diferença é o facto de ser mais difícil a obtenção de amostras fecais dos Passeriformes, não só pelo seu tamanho, mas, consequentemente, pela quantidade de fezes que têm a capacidade de expelir. Isto levou a que, em várias consultas de Passeriformes, não fosse possível recolher amostras fecais. Já no caso dos Columbiformes, as fezes expelidas são em maior quantidade e, por isso, mais fáceis de recolher e de serem usadas em exames coprológicos, sendo que em quase todas as consultas destes animais foi possível obter amostras. Quanto às amostras de Galliformes recolhidas para este estudo, foram apenas duas, uma de galinha e outra de peru. Isto poderá ser explicado pelo facto destas espécies serem maioritariamente usadas como animais de produção. Ainda assim, tem-se verificado nos últimos anos um grande aumento do número destas aves mantidas em quintais como animais de estimação (Johnston 2011; Cook and Heatley 2020; Carrisosa et al. 2021). De todas as espécies, o papagaio-cinzento (*Psittacus erithacus*) foi a mais representada, com 34% (26/76) das amostras totais, tendo mais do dobro do que a segunda espécie (14%, 11/76), a caturra (*Nymphicus hollandicus*). Estes dados vão de encontro a Boseret et al. (2013), que referem a grande popularidade dos Psittaciformes como animais de companhia.

Um padrão importante nas associações hospedeiro-parasita é a existência de uma intensidade maior de parasitas nos animais mais jovens (Sol et al. 2003). Neste estudo, apenas 9% (7/76) das amostras recolhidas pertenciam a aves com menos de 1 ano de idade, sendo que em nenhuma destas amostras foram encontradas formas parasitárias. Das 6 amostras positivas, em 5 (83%) não foi possível determinar a idade exata das aves, uma vez que tinham sido recolhidas da rua há menos de um mês. Na outra amostra positiva, a idade da ave era de 2 anos. Assim, neste estudo, não foi possível verificar uma maior prevalência parasitária em aves mais novas. Contudo, isto pode dever-se ao número reduzido de amostras de aves com menos de 1 ano.

Relativamente ao tempo a que as aves amostradas pertenciam aos seus tutores, apenas 13% (10/76) tinha sido adquirida há menos de 6 meses. Tendo em conta que aves recém-adquiridas poderão ter estado em ambientes de maior afluência e densidade de animais, como por exemplo em lojas de animais, coleções de criadores ou mesmo na rua, e que esses ambientes poderão ter menos condições de higiene, é expectável que estas aves possam apresentar maiores prevalências de parasitismo. Assim, o endoparasitismo deve estar no topo da lista dos diagnósticos diferenciais em consulta, especialmente em aves

recém-adquiridas e em grandes coleções aviárias (Ombugadu et al. 2018). Efetivamente, a maioria das amostras de fezes positivas à presença de formas parasitárias (83%, 5/6) fazia parte do grupo de aves recentemente adquiridas, havendo uma prevalência de 50% (5/10) de animais parasitados entre os animais adquiridos há menos de 6 meses.

Com este estudo, pôde verificar-se que uma grande parte das amostras fecais (34%, 26/76) foram colhidas em consultas cujo propósito era realizar a desparasitação dos animais. De todas as aves amostradas, 17% (13/76) foram trazidas para consulta por apresentarem sinais compatíveis com infeções por endoparasitas, como prostração e/ou anorexia e sinais gastrointestinais. Das amostras positivas, 33% (2/6) pertenciam a aves que se apresentavam prostradas e/ou com anorexia.

Ao analisar os resultados obtidos, foi possível confirmar que, das 26 aves que se apresentaram em consulta para cumprir o seu plano de desparasitação, nenhuma deu origem a amostras positivas para a presença de parasitas gastrointestinais. Daqui se pode inferir que muitas das aves são desparasitadas desnecessariamente. Relativamente a este tema, têm sido já reportadas resistências a substâncias anti-parasitárias, como é o caso da resistência ao metronidazol em pombos de corrida e da resistência dos ascarídeos à piperazina (Guzman et al. 2023). Também o uso extensivo e continuado de fármacos coccidiostáticos tem levado ao desenvolvimento de estirpes parasitárias resistentes a estes componentes, limitando o seu uso (Usman et al. 2011; Sundar et al. 2017). No caso da ivermectina, esta é uma das substâncias mais bem conhecidas e importantes no controlo parasitário, tanto na medicina humana quanto na veterinária. É um fármaco com ação em ectoparasitas e endoparasitas, que tem sido amplamente usado em espécies veterinárias para profilaxia e tratamento de doenças parasitárias, usando-se muitas vezes uma estratégia de administração em massa para proteger todos os animais que sejam considerados em risco, mesmo não conhecendo o seu verdadeiro estatuto parasitário. Contudo, esta abordagem tem resultado numa rápida seleção de nematodes capazes de sobreviver a estes tratamentos. Assim, a resistência aos anti-helmínticos tornou-se um problema global no que diz respeito ao controlo de nematodes gastrointestinais de ovinos, bovinos e cavalos, havendo já registos de resistência de *Dirofilaria immitis*, o parasita do coração do cão, a estes medicamentos (Laing et al. 2017).

Para além do grave problema das resistências parasitárias, é também importante mencionar o facto dos procedimentos de desparasitação poderem apresentar, por vezes, riscos para a saúde dos animais que a eles são sujeitos. Um exemplo disso é o caso da administração parenteral de ivermectina, que já foi reportada como podendo ser tóxica em tentilhões e periquitos-australianos (Guzman et al. 2023). Além dos possíveis riscos inerentes à ação das substâncias administradas, é também importante ter em conta os efeitos que a manipulação tem nestes animais. As aves variam na sua suscetibilidade ao

stress e, enquanto algumas, como os psitacídeos de maior tamanho, podem ser manuseadas com relativa segurança, outras, como aves pequenas como os canários, representam um grande risco quando manuseadas em consulta (Jepson 2016). Um manuseamento incorreto pode levar a hipertermia, fraturas das patas ou asas, lacerações, hematomas e perdas de penas, compressão de órgãos internos e até mesmo a morte (Samour 2016).

Relativamente ao ambiente em que as aves deste estudo estavam inseridas, foi possível verificar uma predominância de amostras pertencentes a animais sem qualquer acesso ao ambiente exterior, representando 82% (62/76) da amostragem. Apenas 18% (14/76) das amostras eram de animais com acesso ao exterior, sendo que metade pertencia a aves que, apesar de estarem maioritariamente instaladas no interior de casa, eram regularmente transportadas nas suas gaiolas para o exterior (por exemplo, quintal, exterior da janela ou varanda aberta), onde permaneciam algum tempo por dia. Estas aves pertenciam todas à ordem Psittaciformes. A outra metade pertencia a aves que viviam permanentemente no exterior e era representada por todos os Galliformes do estudo e por 5 das 9 amostras fecais de Columbiformes.

Está descrito que as aves selvagens de vida livre podem difundir formas parasitárias viáveis através do transporte de material com essas formas no seu bico, patas ou nas penas. Também podem fazer esta dispersão pela excreção de formas parasitárias nas suas fezes (Carrera-Játiva et al. 2020). No exterior, para além da difusão parasitária por outras aves, também se fica mais exposto a HI de determinados parasitas (Taylor et al. 2016). Assim, será de esperar que aves de companhia que tenham contacto com o exterior possam estar mais expostas a infeções parasitárias do que as que permanecem exclusivamente no interior de uma habitação. Neste estudo, os resultados positivos quanto à presença de formas parasitárias nas fezes corresponderam todos a aves exclusivamente de exterior, o que vai ao encontro do pressuposto de que o possível contacto com aves selvagens, com as suas fezes ou com HI aumenta a probabilidade de uma ave se infetar. Contudo, relativamente à probabilidade de infeção de aves de companhia durante o seu contacto com o exterior, não se podem tirar muitas conclusões destes resultados, uma vez que 5 das 6 amostras positivas pertenciam a animais de vida livre, que só se tinham tornado animais de companhia recentemente, ao serem recolhidas da rua.

No que diz respeito à densidade animal, há estudos que relatam uma maior prevalência de parasitas gastrointestinais em aves mantidas em grupo, comparativamente a aves que são mantidas individualmente (Lee et al. 2005; Ombugadu et al. 2018). Isso foi verificado neste trabalho, uma vez que a maioria das amostras (57%) pertenciam a aves isoladas e nenhuma se encontrava parasitada. Todas as amostras positivas pertenciam a aves em contacto com mais do que 2 aves e com aves de outras espécies.

Quanto aos planos de desparasitação das aves que foram amostradas, 54% (41/76) não estava sujeita por rotina a nenhuma terapêutica anti-parasitária. Ainda assim, 29% (22/76) das amostras pertenciam a animais trazidos semestralmente à clínica para a administração de uma solução de ivermectina. Para além destes, 13% (10/76) dos animais apresentavam-se à consulta, com o mesmo propósito, mas anualmente. Como já foi referido, nenhuma destas aves se encontrava parasitada. Ainda nas amostras de animais sujeitos a alguma terapêutica desparasitante, 4% (3/76) pertenciam a aves cujo intervalo entre desparasitações era superior a 2 anos ou a aves que foram sujeitas a um único tratamento desparasitante. Esta última opção foi o caso de um dos pombos parasitado com coccídias, ao qual, obtendo-se o resultado positivo na análise coprológica, foi instituído o tratamento específico para os parasitas encontrados, recorrendo-se à substância ativa toltrazuril. Esta foi a única ave do estudo cujo tratamento anti-parasitário foi realizado com base no resultado da análise fecal.

As técnicas coprológicas implementadas neste trabalho foram quatro, sendo que em apenas duas, na flutuação pelo método de Willis e no Mini-FLOTAC, se obtiveram amostras positivas. Tendo em conta a pouca quantidade da maioria das amostras, o método quantitativo Mini-FLOTAC, que necessitava no mínimo de 2 g de fezes para ser realizado, só foi possível de realizar em 11% (8/76) das amostras. Uma vez que, com este método, apenas 2 amostras foram positivas, a caracterização das infeções através da contagem de OoPG e/ou OPG ficou muito limitada, sendo mencionada mais à frente. Ainda assim, foi possível verificar que este é um método com uma boa sensibilidade, uma vez que foi possível obter uma contagem de 10 OPG numa das amostras.

A técnica de sedimentação foi usada em 92% (70/76) das amostras, não tendo sido, contudo, obtido nenhum resultado positivo com este método. Isto pode ser explicado pelo facto desta técnica ser mais indicada para a pesquisa de ovos de trematodes, devido à maior densidade que estes apresentam (Taylor et al. 2016; Zajac et al. 2021). Como estes parasitas têm como principais hospedeiros uma variedade de aves aquáticas (Taylor et al. 2016), não era expectável uma grande prevalência nas aves estudadas neste trabalho.

O esfregaço com a coloração de Ziehl-Neelsen modificada foi realizado em 83% (63/76) das amostras. A utilização desta técnica tinha como propósito a deteção de *Cryptosporidium* spp., sendo que também não foram obtidos resultados positivos com este método. Relativamente à prevalência deste parasita em aves de companhia, um estudo realizado com amostras fecais de lojas de animais do Japão (Iijima et al. 2018), recorrendo a testes PCR, mostrou uma prevalência total de 9,1% (n=265). Quanto às diferentes ordens de aves amostradas ainda no mesmo estudo, a prevalência para os Psittaciformes foi de 6,5%, para os Passeriformes foi de 14,4% e, para os Galliformes, de 4,5%. Iijima et al. (2018) referem ainda que as aves de companhia podem funcionar como reservatórios de

espécies de *Cryptosporidium* zoonóticas devido ao seu estreito contacto com os humanos. Contudo, no estudo referido, o potencial risco zoonótico foi considerado baixo, uma vez que não foi detetada nenhuma amostra positiva para a espécie zoonótica *C. meleagridis*. Noutro estudo feito em aves de cativeiro no Brasil (Nakamura et al. 2009), em que foram recolhidas amostras fecais de aviários comerciais, lojas de animais, clínicas e hospitais veterinários, quintas e parques zoológicos, onde se recorreu também a testes de PCR para pesquisa de *Cryptosporidium* spp., obteve-se uma prevalência de 4,86% (n=966), tendo sido obtidas amostras positivas em várias espécies, como galinhas domésticas, canários, caturras e inseparáveis-de-faces-rosadas. Nestes dois estudos mencionados não houve repetição de recolha de amostras. Já num estudo feito em Itália (Papini et al. 2012), foram recolhidas amostras fecais de 83 aves de um zoo e 63 aves de companhia, também analisadas através de métodos moleculares. No que diz respeito às amostras das aves do zoo, foi obtida uma prevalência de *Cryptosporidium* spp. de 5,7%. Relativamente às amostras fecais pertencentes às aves de companhia, foi obtida uma prevalência de 0%. Este último valor é o que coincide com os resultados obtidos no presente estudo, uma vez que aqui também não foram obtidas amostras positivas. Para além disso, também foi dos poucos estudos encontrados referentes à prevalência deste parasita em aves de companhia em países da Europa.

Em todos os estudos referidos, a deteção de *Cryptosporidium* spp. esteve associada a aves pertencentes a coleções zoológicas ou a aves que se encontravam em lojas de animais. Mesmo nestas condições, as prevalências calculadas não foram muito altas, sendo que a maior não chegou a 10%, num total de 265 amostras. Isto pode significar que aves que não estejam expostas a ambientes exteriores e/ou que não tenham muito contacto com outras aves, podem não ser tão propensas a infeções com este parasita. Contudo, ainda assim, o resultado obtido pode dever-se a uma amostragem reduzida, à quantidade diminuída de muitas das amostras ou da técnica coprológica aplicada, que não apresenta uma sensibilidade tão elevada como outras técnicas, imunológicas e moleculares, disponíveis (O'Leary et al. 2021).

Relativamente às formas parasitárias encontradas nas amostras de fezes recolhidas para este estudo, foi possível identificar oocistos de coccídias e ovos do género *Capillaria*.

No que diz respeito a coccídias, os géneros mais comuns em aves são *Eimeria* spp. e *Isospora* spp., podendo ser encontradas tanto em Psittaciformes, Passeriformes, Columbiformes e Galliformes (Clyde and Patton 1996; Marhoon and Al-maeahi 2020), sendo que *Eimeria* spp. é mais comum em Columbiformes e Galliformes e *Isospora* spp. é mais comum em Psittaciformes e Passeriformes (Doneley 2016). Contudo, estes parasitas não são normalmente encontrados em animais de gaiola, uma vez que os oocistos são excretados intermitentemente nas fezes e têm de esporular no ambiente para se tornarem

infeciosos (Clyde and Patton 1996), o que, em condições ótimas, acontece em 2 a 4 dias (Taylor et al. 2016). Ainda assim, num estudo realizado no Brasil onde se pesquisaram formas parasitárias nas fezes de 63 casais de caturras pertencentes a criadores, 9,52% dos casais mostraram estar parasitados por coccídias do género *Eimeria* (Neiva and Martins 2021). Estas 63 amostras pertenciam a caturras distribuídas por 3 criadores, em instalações no mínimo com 15 casais e no máximo com 30, com cada casal na sua gaiola. Estas gaiolas eram higienizadas semanalmente. Quatro dos 6 casais com amostras positivas, todos eles do mesmo criador, apresentavam fezes com a consistência alterada (mais líquidas), sinal compatível com coccidiose. Contudo, no estudo em questão não foram realizadas contagens de OoPG nem mencionadas a idade e a condição dos animais, pelo que não se pode tirar conclusões sobre os diferentes fatores que podem levar à apresentação de sinais clínicos nas infeções por estes parasitas. Já noutro estudo (Oliveira et al. 2017), realizado em aves selvagens também no Brasil, a maior prevalência de coccídias foi observada em fezes de aves pertencentes à família Columbidae (75%, n=8). Os resultados obtidos no estudo mencionado vão ao encontro dos obtidos neste trabalho, uma vez que todas as amostras positivas para a presença de coccídias pertenciam a animais de exterior e desta família. Em Oliveira et al. (2017), os oocistos encontrados foram incubados durante uma semana para levarem a cabo a sua esporulação, sendo posteriormente identificados como pertencentes ao género *Eimeria*. Já no presente trabalho, em nenhuma das amostras positivas foi possível identificar a espécie parasitária, uma vez que os oocistos de coccídias ainda não se encontravam esporulados e não foram efetuadas coproculturas. Quanto à prevalência de coccídias verificada neste estudo, esta foi de 5% (4/76), sendo que todas as aves a que correspondiam estas amostras eram pombos. Um estudo feito na Polónia, em que se colheram amostras fecais de pombos urbanos para qualificação e quantificação de parasitas, mostrou uma prevalência de oocistos de coccídias entre os 82% e os 96%, dependendo da localização da recolha das amostras (Balicka-Ramisz et al. 2020). A cultura destes oocistos foi realizada, tendo sido identificadas 3 espécies: *Eimeria labbeana*, *E. columbarum* e *E. columbae*. A primeira espécie foi a mais frequente, com uma média de intensidade de infeção, dependendo também da localização da colheita das amostras, entre os 1130 e 1870 OoPG. O máximo de OoPG para esta espécie, no estudo mencionado, foi 223000. Também os resultados do presente estudo vão ao encontro dos obtidos em Balicka-Ramisz et al. (2020), no sentido em que 80% (4/5) dos pombos apresentados em consulta e provenientes do exterior estavam parasitados com coccídias. Para além disso, a única amostra positiva que foi sujeita a um método quantitativo revelou uma carga de infeção também bastante alta, no valor de 307920 OoPG. Apesar de ser uma amostragem pequena, isto poderá indicar a existência de elevados níveis de parasitismo por coccídias nos pombos urbanos. Contudo, em Portugal, existem

poucos estudos sobre a prevalência destes parasitas nestes animais, sendo que os realizados em populações de pombos em Lisboa inferem a seroprevalência apenas de *Toxoplasma gondii*, coccidia cujos oocistos só são excretados nas fezes de gatos (Waap et al 2008; Waap et al 2012). Os valores obtidos nestes estudos, no total de pombos amostrados, foram 2,6% (Waap et al 2012) e 4,6% (Waap et al 2008).

No que diz respeito à relação dos sinais clínicos apresentados pelas aves parasitadas com coccídias, apenas os 2 pombos que, para além de estarem infetados com coccídias estavam também infetados com *Capillaria* spp., mostraram sinais típicos de coccidiose. A infeção mista poderá explicar estes resultados, contudo, devido ao número reduzido de amostras positivas, não é possível estabelecer uma relação.

Relativamente a infeções por *Capillaria* spp. em aves selvagens, é possível que a pesquisa de ovos nas fezes subestime a prevalência real destas infeções, uma vez que a maioria destas aves tem cargas parasitárias baixas e contagens reduzidas de ovos (Yabsley 2008a). Em exames coprológicos de psitacídeos de cativeiro é frequente encontrar ovos de capilarídeos (Kajerová and Baruš 2005). Em Neiva and Martins (2021), onde para além de se terem analisado as fezes de caturras pertencentes a criadores, também se analisaram fezes de Psittaciformes de um parque zoológico, foi calculada uma prevalência de 75,6% de parasitas *Capillaria* spp. nas 41 amostras recolhidas. No parque zoológico onde habitavam estas aves, era possível a circulação de animais domésticos e sinantrópicos, pertencentes às áreas urbanas e suburbanas envolventes, tais como pombos, pardais e outras aves, roedores e gatos vadios, sendo referida a possibilidade de estes funcionarem como vetores de *Capillaria* spp. para as aves em cativeiro em contacto com o exterior. Também a presença de HI, como anelídeos, principalmente em instalações menos espaçosas, onde as aves têm mais contacto com o solo, foi proposta para explicar a elevada prevalência destes parasitas neste tipo de ambientes. Em Portugal, Marques et al. 2023 também registaram a ocorrência de transmissão parasitária no contexto de um parque zoológico onde se verificava a proximidade contínua de avifauna de vida livre. O estudo mencionado descreve a infeção de uma população de corujas-buraqueiras (*Athene cunicularia*) por nematodes identificados como *Cyathostoma* (*Hovorkonema*) *americana*. Neste caso, apesar da implementação de um protocolo anti-parasitário como tratamento e metafilaxia, a incidência de reinfeções foi alta, sendo que a resolução clínica completa só foi alcançada depois da identificação e manejo do possível foco de infeção: uma população de garças-boieiras (*Bubulcus ibis*) de vida livre, que se juntava frequentemente por cima das instalações das corujas. Estes relatos salientam a importância de se considerarem as possíveis fontes externas de parasitas como parte do manejo em instalações zoológicas suscetíveis a esta contaminação. Podem também ser uma explicação para o facto de não terem sido encontradas amostras positivas nos Psittaciformes do presente estudo, uma vez que

apenas 12% (7/60) das aves desta ordem tinham algum tipo de acesso ao exterior. É também importante referir que os parasitas podem não estar a libertar ovos e, por isso, nem sempre um exame coprológico negativo é confiável e definitivo quanto ao diagnóstico parasitológico (Harcourt-Brown 2009). Em pequenos Passeriformes, infeções por helmintes não são, normalmente, significativas (Dorrestein 2009). Já em pombos domésticos, Qamar et al. (2017) registaram uma prevalência de 53% (n=120) deste parasita. Balicka-Ramisz et al. (2020) calcularam também a prevalência de nematodes em pombos urbanos, tendo obtido valores entre os 24% e os 41%, dependendo da localização da colheita das amostras, e um máximo de OPG de 1134. Nos Columbiformes do presente trabalho, a prevalência deste parasita foi de 33%. Apenas numa amostra foi possível realizar a contagem de OPG, tendo sido obtido um valor de 10, resultado bem inferior ao referido por Balicka-Ramisz et al. (2020). No que diz respeito a aves de capoeira, os parasitas com ciclos de vida que envolvem HI são praticamente eliminados em explorações onde as aves não têm acesso ao exterior. Ainda assim, muitos destes parasitas ainda podem ser encontrados em pequenos bandos criados ao ar-livre (Yazwinski and Tucker 2008). Um estudo nos Estados Unidos da América (Carrisosa et al. 2021), onde se recolheram amostras fecais de 64 bandos de quintal, mostrou a presença de ovos de *Capillaria* spp. em 26,6% dos mesmos. As contagens dos ovos eram baixas, com uma média de 200 OPG. No presente trabalho, das duas amostras de Galliformes, apenas em uma foram encontrados ovos de *Capillaria* spp., com uma contagem de apenas 40 OPG. Tal pode dever-se ao facto de a ave em questão pertencer a um bando de apenas 5 animais, fazendo com que seja mais fácil a manutenção da higiene das suas instalações.

Neste estudo, não foram encontradas formas parasitárias por helmintes das classes Trematoda nem Cestoda. Estes são parasitas que necessitam de um HI para completarem o seu ciclo de vida e, assim, para as aves se infetarem precisariam de ingerir um HI, algo que em aves mantidas como animais de companhia sem acesso ao exterior é difícil de acontecer. Tendo em conta que 82% (62/76) das amostras pertenciam a aves alojadas permanentemente em ambiente interior, a ausência de parasitas das duas classes referidas pode ser justificada.

Muitos dos parasitas gastrointestinais não originam sinais clínicos ou originam sinais muito pouco específicos, sofrendo as aves parasitadas de anorexia, prostração e perda de peso (Talazadeh et al. 2023). Ainda assim, mesmo microrganismos de baixa patogenicidade podem acabar por causar doença grave em aves imunodeprimidas, stressadas ou com doenças concomitantes. Isto torna a identificação parasitária muito importante para o conhecimento das espécies mais comuns que afetam os animais de cativeiro, o que promove também a rápida implementação de medidas de controlo e/ou tratamentos corretos (Melo et al. 2013). Tendo isto em conta, é fácil perceber a necessidade de se

efetuarem regularmente exames fecais às aves de companhia, uma vez que estas, não se encontrando no seu meio natural, podem estar sujeitas a mais fatores de *stress* e, consequentemente, imunodeprimidas. Neste trabalho, apenas foram requeridas pelos tutores 5 análises fecais a laboratórios externos, correspondendo a 7% (5/76) do total de amostras. Destas 5 amostras, 3 (60%) pertenciam a aves que efetivamente apresentavam sinais gastrointestinais, sinais esses que devem levar a que uma infecção parasitária seja ponderada como um diagnóstico diferencial. Ainda assim, segundo os resultados posteriormente obtidos, tanto pelo laboratório externo como pelas análises realizadas no Laboratório de Parasitologia e Doenças Parasitárias da FMV-UL, nenhuma destas aves se encontrava parasitada. Analisando estes dados, foi também possível verificar que, numa das aves, apesar do tutor ter pedido a análise fecal, decidiu também proceder à desparasitação do animal ainda antes de se saber o resultado do exame coprológico, por se tratar de uma ave jovem e recentemente adquirida (há menos de 6 meses). Importante também mencionar que, deste grupo, 2 aves são desparasitadas com ivermectina semestralmente, sem colheita habitual de fezes para análise coprológica e que, neste caso, a análise foi pedida por ambas se apresentarem com sinais gastrointestinais.

Apesar de Harris (2009) referir que os parasitas gastrointestinais não são muito comuns em aves de companhia, reforça que, ocasionalmente, podem ser a causa primária de doença nestes animais e até da sua morte e que, por isso, os animais com suspeita de estarem parasitados devem ser examinados e as suas fezes devem ser colhidas e analisadas com os métodos apropriados. Estes métodos são fundamentais para um diagnóstico correto, permitindo a aplicação do tratamento mais apropriado e eficaz. No presente estudo, apenas foi possível diagnosticar e tratar conforme o resultado da análise uma das aves. Tratava-se de um pombo, que se apresentou em consulta anorético e prostrado, e que necessitou de ser intervencionado cirurgicamente ao trato gastrointestinal. A amostra recolhida foi analisada quantitativamente, tendo sido obtidos os valores de 307920 OoPG não esporulados de coccídias e 10 OPG de *Capillaria* spp. Apesar de não ser possível determinar verdadeiramente a quantidade de parasitas num hospedeiro através da contagem de ovos, uma vez que são vários os fatores que influenciam a produção destes e que o seu número varia com a espécie (Taylor et al. 2016), ainda assim, contagens de ovos superiores a 1000 são, geralmente, consideradas indicativo de infeções graves. Já uma contagem de OPG baixa não indica necessariamente uma infeção leve, uma vez que os parasitas podem ainda não estar a produzir ovos (Kaufmann 1996).

O tratamento de infeções leves por coccídias, regra geral, não é necessário, tratando-se de uma condição auto-limitante quando se aplicam as medidas corretas para impedir a progressão da infeção. Considera-se até que este tipo de infeções leva à imunidade num bando (Krautwald-Junghanns et al. 2009). Contudo, tendo sido verificada

uma carga de coccídias tão alta no pombo mencionado no parágrafo anterior, aplicou-se um tratamento com a substância ativa toltrazuril, um fármaco anticoccidiano. Ao fim de 14 dias foi recolhida uma nova amostra de fezes, onde se verificou a inexistência de quaisquer formas parasitárias através do método do Mini-FLOTAC, indicando assim que o tratamento instituído foi 100% eficaz.

Algumas das razões para que, nestes casos, a escolha recaia sobre o toltrazuril são o aumento de resistências parasitárias a outros fármacos, como as sulfonamidas e o amprólio, e a eficácia prolongada quando comparado com outras substâncias, como por exemplo clazuril. A eficácia deste fármaco é independente do grau da infeção e, entre outras atuações, o toltrazuril interfere com a divisão nuclear e com a atividade das mitocôndrias das coccídias (Krautwald-Junghanns et al. 2009). A dose usada no tratamento do pombo foi a máxima, em toma única, descrita para pombos em Guzman et al. (2023). O tratamento com toltrazuril também pode ser feito através da água da bebida, que acaba por ser mais fácil de administrar quando se têm de tratar vários animais. Contudo, em tratamentos individuais, a administração do fármaco diretamente PO permite maior precisão na dose (Krautwald-Junghanns et al. 2009).

5. Conclusões e perspectivas futuras

As aves podem ser afetadas por uma variedade de parasitas. As aves de companhia, estando em cativeiro, à partida estarão mais sujeitas a fatores conducentes a uma maior vulnerabilidade face ao parasitismo, como o *stress*, manejo desadequado e higiene precária. Por outro lado, têm também menos hipóteses de contactar com potenciais fontes de parasitas, como outras aves de vida livre ou hospedeiros intermediários.

Este estudo permitiu caracterizar a população de aves que frequenta uma clínica veterinária em Lisboa quanto à espécie, idade, há quanto tempo estão com os seus tutores, motivo da consulta, ambiente e densidade animal em que a ave está inserida e as estratégias de desparasitação a que é sujeita. Desta forma, foi mostrado que a prevalência de endoparasitas nesta mesma população era muito baixa, sendo de 8% (6/76). Ainda assim, foi possível verificar que uma grande parte das aves amostradas era frequentemente desparasitada, mesmo não sendo sujeita a exames coprológicos. Esta desparasitação é principalmente efetuada recorrendo à ivermectina, o que pode não ser uma boa estratégia, uma vez que este fármaco já mostrou ser uma substância à qual vários nematodes ganharam resistência. Assim, seria preferível adotar uma estratégia em que, antes de qualquer desparasitação interna, se realizassem exames coprológicos para avaliar o verdadeiro estatuto parasitário do animal e, caso este estivesse parasitado, escolher o tratamento o mais adequado possível para a infeção em questão.

Para além da prevalência parasitária baixa, a maioria das aves parasitadas eram animais retirados recentemente da rua pertencentes à ordem Columbiformes, o que

corroborar o pressuposto que aves de exterior, apesar de mais resistentes às infecções, podem apresentar altas prevalências parasitárias, podendo servir de reservatórios e vetores para as aves de companhia que possam ter também algum contacto com o exterior. Nenhuma ave das ordens Psittaciformes e Passeriformes teve amostras positivas à presença de parasitas, independentemente da sua idade, tempo com os tutores, motivo da consulta, ambiente e estratégias de desparasitação a que é sujeita.

Apesar das espécies parasitárias encontradas neste estudo não terem expressão na infecção de humanos, as aves de companhia vivem frequentemente em contacto estreito com os seus tutores, fazendo com certo tipo de infecções parasitárias possam desencadear problemas de saúde e ambientais. Por isso, as medidas de prevenção e controlo parasitário, como boas práticas de higiene e exames coprológicos rotineiros, continuam a ser importantes de aplicar nestes animais.

Algumas das limitações a apontar neste trabalho foram: a pouca representatividade das diferentes ordens de aves, sendo que, excluindo os Psittaciformes, as restantes não chegavam às 10 amostras cada uma; a pouca quantidade da maioria das amostras fecais, sendo que apenas 11% (8/76) era constituída por quantidade suficiente (2 g) para a realização do método do Mini-FLOTAC; e ter apenas um indivíduo parasitado onde se implementou tratamento, seguindo-se a sua evolução e eficácia.

Ainda assim, tendo em conta os estudos limitados na área da parasitologia das aves de companhia, este trabalho contribuiu para uma melhor compreensão do estatuto parasitário destes animais. Reforça também a importância de traçar estratégias de desparasitação adequadas ao estado de cada ave, principalmente tendo em conta os efeitos negativos que a recorrência desnecessária a fármacos tem no aumento de resistências parasitárias e as consequências que o manuseamento destes animais podem ter na sua saúde.

Bibliografia

- Abbas RZ, Iqbal Z, Blake D, Khan MN, Saleemi MK. 2011. Anticoccidial drug resistance in fowl coccidia: the state of play revisited. *World's Poultry Science Journal*, 67(02); p. 337–350. doi:10.1017/s004393391100033x
- Abe N, Makino I, Kojima A. 2012. Molecular characterization of *Giardia psittaci* by multilocus sequence analysis. *Infection, Genetics and Evolution*, 12(8); p. 1710-1716. doi.org/10.1016/j.meegid.2012.08.003
- Amin A, Bilic I, Liebhart D, Hess M. 2014. Trichomonads in birds – a review. *Parasitology*, 141(06); p. 733–747. doi:10.1017/s0031182013002096
- Balicka-Ramisz A, Ramisz A, Stolbowa E, Bal W. 2020. Gastrointestinal helminths and coccidia infestation of city pigeons (*Columba livia* forma *urbana*) on selected monuments in Szczecin. *Acta Scientiarum Polonorum Zootechnica*, 19(4); p. 57-62. doi: 10.21005/asp.2020.19.4.07
- Barta JR, Schrenzel MD, Carreno R, Rideout BA. 2005. The genus *Atoxoplasma* (Garnham 1950) as a junior objective synonym of the genus *Isospora* (Schneider 1881) species infecting birds and resurrection of *Cystoisospora* (Frenkel 1977) as the correct genus for *Isospora* species infecting mammals. *Journal of Parasitology*, 91(3); p.726-727. doi: 10.1645/GE-3341.1. PMID: 16108579.
- Bernardi B, Fichi G, Finotello R, Perrucci S. 2014. Internal and external parasitic infections in captive psittacine birds. *Veterinary Record*, 174(3). doi:10.1136/vr.101748
- Berto BP, McIntosh D, Lopes CWG. 2014. Studies on coccidian oocysts (Apicomplexa: Eucoccidiorida). *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 23(1); p. 1–15. doi:10.1590/s1984-29612014001
- Birds of the World [Internet]. 2022. Billerman SM, Keeney BK, Rodewald PG, Schulenberg TS, editors. Ithaca (NY): Cornell Laboratory of Ornithology; [accessed 2024 Apr 17]. <https://birdsoftheworld.org/bow/home>
- Boseret G, Losson B, Mainil JG, Thiry E, Saegerman C. 2013. Zoonoses in pet birds: review and perspectives. *Veterinary Research*, 44(1); p. 1-17. doi:10.1186/1297-9716-44-36
- Carrera-Játiva PD, Morgan ER, Barrows M, Jiménez-Uzcátegui G, Tituaña JRA. 2020. Free-ranging avifauna as a source of generalist parasites for captive birds in zoological settings: An overview of parasite records and potential for cross-transmission. *Journal of Advanced Veterinary and Animal Research*, 7(3); p.482-500. doi:10.5455/javar.2020.g445.
- Carrera SC. 2016. Macaulay Library. Ithaca (NY): Cornell Laboratory of Ornithology; [accessed 2024 Apr 19]. <https://macaulaylibrary.org/asset/164628571>
- Carrisoza M, Jin S, McCrea BA, Macklin KS, Dormitorio T, Hauck R. 2021. Prevalence of select intestinal parasites in Alabama backyard poultry flocks. *Animals*, 11(4):939. doi:10.3390/ani11040939
- Casemore DP, Armstrong M, Jackson B, Nichols G, Thom BT. 1984. Screening for *Cryptosporidium* in stools. *Lancet*, 323; p. 734-735.
- Castro GA. 1996. Helminths: Structure, Classification, Growth, and Development. In: *Medical Microbiology*, 4th ed. University of Texas Medical Branch at Galveston, Galveston (TX). PMID: 21413320.
- Chapman HD. 2008. Coccidiosis in the turkey. *Avian Pathology*, 37(3); p. 205–223. doi:10.1080/03079450802050689

- Clements JF, Rasmussen PC, Schulenberg TS, Iliff MJ, Fredericks TA, Gerbracht JA, Lepage D, Spencer A, Billerman SM, Sullivan BL, Wood CL. 2023. The eBird/Clements checklist of Birds of the World. Ithaca (NY): Cornell Laboratory of Ornithology; [accessed 2024 Apr 17]. <https://www.birds.cornell.edu/clementschecklist/download/>
- Clyde VL, Patton S. 1996. Diagnosis, treatment, and control of common parasites in companion and aviary birds. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 5(2); p. 75–84. doi:10.1016/s1055-937x(96)80020-x
- Coles GC, Jackson F, Pomroy WE, Prichard RK, von Samson-Himmelstjerna G, Silvestre A, Taylor MA, Vercruysse J. 2006. The detection of anthelmintic resistance in nematodes of veterinary importance. *Veterinary parasitology*, 136(3-4), 167-185. doi:10.1016/j.vetpar.2005.11.019
- Cook JR, Heatley JJ. 2020. Galliformes. In: Heatley JJ and Russel KE, editors. *Exotic Animal Laboratory Diagnosis*. New Jersey: John Wiley & Sons, Inc; p. 503–541.
- Cooper GL, Charlton BR, Bickford AA, Nordhausen R. 2004. *Hexamita meleagridis* (*Spironucleus meleagridis*) infection in Chukar Partridges associated with high mortality and intracellular trophozoites. *Avian Diseases*, 48(3); p. 706–710. doi:10.1637/7160-012904
- Cringoli G, Maurelli MP, Levecke B, Bosco A, Vercruysse J, Utzinger J, Rinaldi L. 2017. The Mini-FLOTAC technique for the diagnosis of helminth and protozoan infections in humans and animals. *Nature Protocols*, 12(9); p. 1723–1732. doi:10.1038/nprot.2017.067
- Direção-Geral de Alimentação e Veterinária [Internet]. 2024. [accessed 2024 Apr 29]. <https://www.dgav.pt/animais/contendo/animais-de-producao/aves-de-capoeira/saude-animal/doencas-das-aves/>
- Doneley B. 2016. *Avian medicine and surgery in practice: companion and aviary birds*. 2nd ed. CRC press.
- Dorrestein GM. 2009. Passerines. In: Tully TN, Dorrestein GM, Jones AK, Cooper JE, editors. *Handbook of Avian Medicine*, 2nd ed. W.B. Saunders; p. 169–208. doi:10.1016/b978-0-7020-2874-8.00008-0
- Etchison D. 2023. Macaulay Library. Ithaca (NY): Cornell Laboratory of Ornithology; [accessed 2024 Apr 27]. <https://macaulaylibrary.org/asset/554412941>
- Fagulha T, Duarte MD, Ramos F, Barros SC, Luís T, Carvalho C, Santos FA, Almeida I, Mendonça P, Carvalho P, Monteiro M, Henriques AM. 2021. Doenças virais mais relevantes das aves exóticas. *Instituto Nacional de Investigação Agrária e Veterinária. Veterinária Atual*, novembro; p. 32-35.
- Fatoba AJ, Adeleke MA. 2018. Diagnosis and control of chicken coccidiosis: a recent update. *Journal of Parasitic Diseases*, 42(4); p. 483–493. doi:10.1007/s12639-018-1048-1
- Fayer R, Ungar BL. 1986. *Cryptosporidium* spp. and cryptosporidiosis. *Microbiological reviews*, 50(4); p 458-483. doi: 10.1128/mr.50.4.458-483.1986
- Federação Portuguesa de Columbofilia [Internet]. [date unknown]. [accessed 2024 Apr 26]. <http://www.fpcolumbofilia.pt/IndexRec.htm>
- Fedynich AM. 2008. *Heterakis* and *Ascaridia*. In: Atkinson CT, Thomas NJ, Hunter DB, editors. *Parasitic Diseases of Wild Birds*. Iowa: John Wiley & Sons; p. 388-412.

- Foreyt WJ. 2001. Veterinary parasitology reference manual, 5th ed. Iowa: John Wiley & Sons.
- Greiner EC. 2008. *Isospora*, *Atoxoplasma*, and *Sarcocystis*. In: Atkinson CT, Thomas NJ, Hunter DB, editors. Parasitic Diseases of Wild Birds. Iowa: John Wiley & Sons; p. 162-180.
- Gruber J, Ganas P, Hess M. 2017. Long-term in vitro cultivation of *Histomonas meleagridis* coincides with the dominance of a very distinct phenotype of the parasite exhibiting increased tenacity and improved cell yields. Parasitology, 144(09); p. 1253–1263. doi:10.1017/s0031182017000646
- Guzman DSM, Beaufrère H, Welle KR, Heatley J, Visser M, Harms CA. 2023. Birds. In: Carpenter J, Harms C, editors. Carpenter's Exotic Animal Formulary, 6th ed. W.B. Saunders; p. 222-443. doi:10.1016/B978-0-323-83392-9.00005-8.
- Gyimesi ZS. 2015. Columbiformes. In: Miller RE, Fowler ME, editors. Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine, Volume 8. W.B. Saunders; p. 164-171.
- Harcourt-Brown NH. 2009. Psittacine Birds. In: Tully TN, Dorrestein GM, Jones AK, Cooper JE, editors. Handbook of Avian Medicine, 2nd ed. W.B. Saunders; p. 138–168. doi:10.1016/b978-0-7020-2874-8.00007-9
- Harris DJ. 2009. Clinical tests. In: Tully TN, Dorrestein GM, Jones AK, Cooper JE, editors. Handbook of Avian Medicine, 2nd ed. W.B. Saunders; p.77–84. doi:10.1016/b978-0-7020-2874-8.00004-3
- Heatley JJ, Cornejo J. 2015. Psittaciformes. In: Miller RE, Fowler ME, editors. Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine, Volume 8. W.B. Saunders; p. 172–186.
- Herdt PD, Pasmans F. 2009. Pigeons. In: Tully TN, Dorrestein GM, Jones AK, Cooper JE, editors. Handbook of Avian Medicine, 2nd ed. W.B. Saunders; p. 350–376. doi:10.1016/b978-0-7020-2874-8.00015-8
- Hess M, Liebhart D, Bilic I, Ganas P. 2015. *Histomonas meleagridis*—New insights into an old pathogen. Veterinary Parasitology, 208(1-2); p. 67–76. doi:10.1016/j.vetpar.2014.12.018.
- Hochleithner M, Hochleithner C. 2021. The prevalence of *Trichomonas gallinae* in budgerigars (*Melopsittacus undulatus*) in a veterinary clinic in Vienna between 2000-2019. Veterinarni Medicina, 66(11); p. 490-493. doi:10.17221/110/2020-VETMED.
- Hoppes SM [Internet]. 2021. Parasitic Diseases of Pet Birds. MSD Manual Veterinary Manual. [accessed 2024 May 7]. <https://www.msdsmanual.com/exotic-and-laboratory-animals/pet-birds/parasitic-diseases-of-pet-birds>
- Huffman JE. 2008. Trematodes. In: Atkinson CT, Thomas NJ, Hunter DB, editors. Parasitic Diseases of Wild Birds. Iowa: John Wiley & Sons; p. 225- 245.
- Iijima Y, Itoh N, Phrompraphai T, Ito Y, Kimura Y, Kameshima S. 2018. Molecular prevalence of *Cryptosporidium* spp. among companion birds kept in pet shops in Japan. The Korean journal of parasitology, 56(3); p. 281. doi:10.3347/kjp.2018.56.3.281
- Jepson L. 2016. Exotic animal medicine: a quick reference guide. Saint Louis: Elsevier.
- Johnston A. 2011. Worm control in backyard poultry. Veterinary Times, 41(47); p. 12-13.
- Kajerová V, Baruš V. 2005. Psittacine birds (Aves: Psittaciformes) as new hosts of *Baruscapillaria obsignata* (Nematoda: Capillariidae). Acta Veterinaria Brno, 74(4); p. 571-574. doi:10.2754/avb200574040571

- Kaplan RM, Denwood MJ, Nielsen MK, Thamsborg SM, Torgerson PR, Gilleard JS, Dobson RJ, Vercruysse J, Levecke, B. 2023. World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (WAAVP) guideline for diagnosing anthelmintic resistance using the faecal egg count reduction test in ruminants, horses and swine. *Veterinary parasitology*, 318, 109936. doi:10.1016/j.vetpar.2023.109936
- Kaufmann J. 1996. *Parasitic infections of domestic animals: a diagnostic manual*. Basel: Springer.
- Kidd AH, Kidd RM. 1998. Problems and benefits of bird ownership. *Psychological reports*, 83(1); p. 131–138. doi:10.2466/pr0.1998.83.1.131
- Knight A, Ewen JG, Brekke P, Santure AW. 2018. The evolutionary biology, ecology and epidemiology of coccidia of passerine birds. In: Rollinson D, Stothard JR, editors. *Advances in Parasitology*, Volume 99. London: Academic Press; p. 35-60. doi:10.1016/bs.apar.2018.01.001.
- Krautwald-Junghanns ME, Zebisch R, Schmidt V. 2009. Relevance and treatment of coccidiosis in domestic pigeons (*Columba livia* forma *domestica*) with particular emphasis on toltrazuril. *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 23(1); p. 1–5. doi:10.1647/2007-049r.1
- Lacerda MSC, Santos WHM, Lopes MC, Fonseca CS, Carvalho MPN, Martins NRS, Ecco R. 2024. A survey of diseases in different species of wild, captive, and illegally traded birds in Brazil. *Animals*, 14, 25. doi:10.1016/j.pt.2017.02.004
- Laing R, Gillan V, Devaney E. 2017. Ivermectin—old drug, new tricks?. *Trends in parasitology*, 33(6); p. 463-472. doi:10.1016/j.pt.2017.02.004
- Le S. 2024. Macaulay Library. Ithaca (NY): Cornell Laboratory of Ornithology; [accessed 2024 Apr 27]. <https://macaulaylibrary.org/asset/617539422>
- Lee NYP, Jalila A, Babjee SMA. 2005. Prevalence study of gastrointestinal parasites in psittacine birds in the Klang Valley. *The 17th Malaysian Veterinary Association Congress, MIECC, Kuala Lumpur*; p. 77-79.
- Logsdon, JM. 2008. Evolutionary Genetics: Sex Happens in *Giardia*. *Current Biology*, 18(2), R66–R68. doi:10.1016/j.cub.2007.11.019
- Lozano J, Almeida C, Victório AC, Melo P, Rodrigues JP, Rinaldi L, Cringoli G, Gomes L, Oliveira M, Paz-Silva A, Madeira de Carvalho L. 2021. Implementation of Mini-FLOTAC in routine diagnosis of coccidia and helminth infections in domestic and exotic birds. *Veterinary Sciences*, 8(8), 160. doi:10.3390/vetsci8080160
- Lucio-Foster A, Lejeune M. 2021. Diagnostic parasitology. In: Bowman DD, editor. *Georgis' Parasitology for Veterinarians*, 11th ed. Saint Louis: W. B. Saunders; p. 349-454.
- Magnino S, Haag-Wackernagel D, Geigenfeind I, Helmecke S, Dovč A, Prukner-Radovčić E, Residbegović E, Ilieski V, Laroucau K, Donati M, Martinov S, Kaleta EF. 2009. Chlamydial infections in feral pigeons in Europe: Review of data and focus on public health implications. *Veterinary Microbiology*, 135 (1–2); p. 54-67. doi:10.1016/j.vetmic.2008.09.045
- Marhoon IA, Al-maeahi AM. 2020. Survey of *Isospora belli* infection in some different hosts: birds and mammals. *Indian Journal Public Health Research & Development*, 11(4); p. 1213-1218.
- Marques GN, Cruz JT, Pinto M, Leal M, Flanagan C, Urbani N, de Carvalho LM. 2023. Respiratory infection by *Cyathostoma* (*Hovorkonema*) *americana* in a population of burrowing owls (*Athene cunicularia*)—A potential case of zoo–wildlife cross-

- transmission. *Journal of Zoological and Botanical Gardens*, 4; p. 788–799. doi:10.3390/jzbg4040056
- McKenna P. 2006. A comparison of faecal egg count reduction test procedures. *New Zealand Veterinary Journal*, 54(4); p. 202–203. doi:10.1080/00480169.2006.36697
- McLaughlin JD. 2008. Cestodes. In: Atkinson CT, Thomas NJ, Hunter DB, editors. *Parasitic Diseases of Wild Birds*. Iowa: John Wiley & Sons; p. 261-276.
- Melo CMF, Oliveira JB, Feitosa TF, Vilela VLR, Athayde ACR, Dantas AFM, Wagner PGC, Febrônio AB. 2013. Parasites of Psittaciformes and Accipitriformes in Paraíba state, northeastern Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 22(2); p. 314-317. doi:10.1590/S1984-29612013000200051
- Mitchell MA. 2009. History of exotic pets. In: Mitchell MA, Tully TN, editors. *Manual of exotic pet practice*. Saint Louis: W.B. Saunders; p. 1–3.
- Monks, D. 2005. Gastrointestinal disease. In: Harcourt-Brown N, Chitty J, editors. *BSAVA Manual of Psittacine Birds*, 2nd ed. British Small Animal Veterinary Association; p. 180-190.
- Morishita TY, Schaul JC. 2007. Parasites of Birds. In: Baker DG, editor. *Flynn's Parasites of Laboratory Animals*, 2nd ed. Oxford: Blackwell Publishing; p. 217-301.
- Morishita TY. 2015. Galliformes. In: Miller RE, Fowler ME, editors. *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine*, Volume 8. W.B. Saunders; p. 143-155.
- Moriya I. 2024. Macaulay Library. Ithaca (NY): Cornell Laboratory of Ornithology; [accessed 2024 Apr 27]. <https://macaulaylibrary.org/asset/617966673>
- Moura FM, Neta IMFM, Cândido MMS, Franco ES, Romeiro ET, Costa ACMSF. 2023. *Giardia psittaci* in non conventional pets: literature review: *Giardia psittaci* em pets não convencionais: revisão de literatura. *Concilium*, 23(12); p. 293–305. doi:10.53660/CLM-1494-23H26D
- Nakamura AA, Simões DC, Antunes RG, da Silva DC, Meireles MV. 2009. Molecular characterization of *Cryptosporidium* spp. from fecal samples of birds kept in captivity in Brazil. *Veterinary Parasitology*, 166(1-2); p. 47-51. doi:10.1016/j.vetpar.2009.07.033
- Neiva DC, Martins IVF. 2021. Prevalence of endo and ectoparasites in psittaciformes raised in the state of Espírito Santo. *Veterinária Notícias*, 27(3); p. 61-77. doi:10.14393/VTN-v27n3-2021-59277
- O'Leary JK, Sleator RD, Lucey B. 2021. *Cryptosporidium* spp. Diagnosis and research in the 21st Century. *Food and Waterborne Parasitology*, 24, e00131. doi:10.1016/j.fawpar.2021.e00131
- Oliveira PS, Ferreira MA, Silva LM, Rodrigues MB, Cardozo SV, Berto BP. 2017. Diversity and distribution of coccidia of wild birds in an Atlantic forest fragment area in southeastern Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 26(4); p. 457–464. doi:10.1590/s1984-29612017063
- Oliveira AR, Souza TD, Mol JPS, Flecher MC, Hiura E, Santos RL. 2018. Pathological and molecular characterization of systemic isosporosis (atoxoplasmosis) in captive green-winged saltator (*Saltator similis*). *Veterinary Parasitology*, 255; p. 98-101. doi: 10.1016/j.vetpar.2018.04.007
- Olsen GH, Orosz SE. 2000. Parasitism of caged birds. In: *Manual of avian medicine*. Saint Louis: Mosby, Inc; p. 424-448.

- Ombugadu A, Echor BO, Jibril AB, Angbalaga GA, Lapang MP, Micah EM, Njila HL, Isah L, Nkupa CD, Dogo KS, Anzaku AA. 2018. Impact of parasites in captive birds: a review. *Current Research Environment Biodiversity*, 2019(04); p 1-12.
- Ortúzar-Ferreira CN, Oliveira MS, Genovez-Oliveira JL, Franco HA, Thode-Filho S, Cardozo SV, Oliveira AA, Lima VM, Ferreira I, Berto BP. 2019. Coccidia of Columbiformes: a taxonomic review of its Eimeriidae species and *Eimeria columbinae* n. sp. from *Columbina talpacoti* (Temminck, 1809) from Brazil. *Parasitology Research*. doi:10.1007/s00436-019-06514-4
- Papini R, Girivetto M, Marangi M, Mancianti F, Giangaspero A. 2012. Endoparasites in pet and zoo birds in Italy. *The Scientific World Journal*. doi:10.1100/2012/253127
- Peng S, Broom DM. 2021. The sustainability of keeping birds as pets: Should any be kept?. *Animals*, 11(2), 582. doi:10.3390/ani11020582
- Pinto HA, Mati VLT, Melo AL. 2015. Can the same species of *Platynosomum* (Trematoda: Dicrocoeliidae) infect both mammalian and avian hosts? *Journal of Helminthology*, 90(03); p. 372–376. doi:10.1017/s0022149x15000152
- Powers LV. 2011. Veterinary care of passerines (songbirds). In: Bergman E, editor. *Proceedings of the Association of Avian Veterinarians*. Seattle; p. 135–148.
- Prathipa A, Jayathangaraj MG, Gomathinayagam S, Thangavelu A. 2013. Prevalence of endoparasites in captive psittacine birds belonging to pet shops and private residences in and around Chennai. *International Journal of Veterinary Science*, 2(2); p. 58-60.
- Qamar MF, Butt A, Ehtisham-ul-Haque S, Zaman MA. 2017. Attributable risk of *Capillaria* species in domestic pigeons (*Columba livia domestica*). *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*, 69; p. 1172-1180. doi:10.1590/1678-4162-7829
- Ryan U, Paparini A, Monis P, Hijawi N. 2016. It's official - *Cryptosporidium* is a gregarine: What are the implications for the water industry? *Water Research*, 105; p. 305-313. doi: 10.1016/j.watres.2016.09.013.
- Salgado JA, Cruz LV, Rocha LOD, Sotomaior CS, Borges TD, Santos CDP. 2019. Implication of the fecal egg count reduction test (FECRT) in sheep for better use of available drugs. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 28(4); p. 700-707. doi:10.1590/S1984-29612019093
- Samour J. 2016. *Avian medicine*, 3rd ed. Saint Louis: Elsevier Health Sciences.
- Santi MD, Couto C, Werther K. 2018. Occurrence of *Paratanaisia* spp. Freitas, 1951 in a domiciled cockatiel (*Nymphicus hollandicus*, Psittaciformes: Cacatuidae). *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 27(4); p. 575–578. doi:10.1590/s1984-296120180034
- Sevgisunar N, Şahinduran Ş, Adanır R. 2013. *Giardia psittaci* and *Eimeria dunsingi* in Budgerigar Colonies. *Mehmet Akif Ersoy University Journal of Health Sciences Institute*; 1(1); p. 11-18.
- Silveira LF. 2013. Mundo das aves: Pela criação comercial de aves brasileiras. *Cães e Cia*, 408; p. 48-50.
- Smith JA. 2015. Passeriformes (Songbirds, Perching Birds). In: Miller RE, Fowler ME, editors. *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine*, Volume 8. W.B. Saunders; p. 236–246.

- Sol D, Jovani R, Torres J. 2003. Parasite mediated mortality and host immune response explain age-related differences in blood parasitism in birds. *Oecologia* 135; p. 542–547. doi:10.1007/s00442-003-1223-6
- Sréter T, Széll Z, Varga I. 2002. Anticryptosporidial prophylactic efficacy of enrofloxacin and paromomycin in chickens. *Journal of Parasitology*, 88(1); p. 209–211. doi:10.1645/0022-3395(2002)088[0209:APEOEA]2.0.CO;2
- Sundar SB, Harikrishnan TJ, Latha BR, Chandra GS, Kumar TMSA. 2017. Anticoccidial drug resistance in chicken coccidiosis and promising solutions: A review. *Journal of Entomology and Zoology Studies*, 5(4); p. 1526-1529.
- Talazadeh F, Razijalali M, Roshanzadeh N, Davoodi P. 2023. Survey on the gastrointestinal parasites in Passeriformes and Psittaciformes with a focus on zoonotic parasites. *Journal of the Hellenic Veterinary Medical Society*, 74(3); p. 6237–6245. doi:10.12681/jhvms.31398
- Taylor MA, Coop RL, Wall RL. 2016. *Veterinary Parasitology*, 4th ed. UK: Willey Blackwell.
- Thompson RCA, Reynoldson JA, Mendis AHW. 1993. *Giardia* and Giardiasis. *Advances in Parasitology*; p. 71–160. doi:10.1016/s0065-308x(08)60207-9
- Torre L. 2024. Macaulay Library. Ithaca (NY): Cornell Laboratory of Ornithology; [accessed 2024 Apr 26]. <https://macaulaylibrary.org/asset/617956783>
- Usman JG, Gadzama UN, Kwaghe AV, Madziga HA. 2011. Anticoccidial resistance in poultry: A review. *New York Science Journal*, 4(8); p. 102-109.
- VanderWerf E. 2018. Macaulay Library. Ithaca (NY): Cornell Laboratory of Ornithology; [accessed 2024 Apr 19]. <https://macaulaylibrary.org/asset/97692831>
- Villanúa D, Höfle U, Pérez-Rodríguez L, Gortázar C. 2006. *Trichomonas gallinae* in wintering Common Wood Pigeons *Columba palumbus* in Spain. *Ibis*, 148(4); p. 641–648. doi:10.1111/J.1474-919x.2006.00561.x.
- Vogel C, Gerlach H, Löffler M. 1994. Columbiformes. In: Ritchie BW, Harrison GJ, Harrison LR, editors. *Avian medicine: Principles and application*. Lake Worth: Wingers Publishing; p. 1200–1217.
- Waap H, Cardoso R, Leitão A, Nunes T, Vilares A, Gargaté MJ, Meireles J, Cortes H, Ângelo, H. 2012. In vitro isolation and seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in stray cats and pigeons in Lisbon, Portugal. *Veterinary Parasitology*, 187(3-4); p. 542–547. doi:10.1016/j.vetpar.2012.01.022
- Waap H, Vilares A, Rebelo E, Gomes S, Ângelo H. 2008. Epidemiological and genetic characterization of *Toxoplasma gondii* in urban pigeons from the area of Lisbon (Portugal). *Veterinary Parasitology*, 157(3-4); p. 306–309. doi:10.1016/j.vetpar.2008.07.017
- Wang Y, Zhang K, Chen Y, Li X, Zhang L. 2021. *Cryptosporidium* and cryptosporidiosis in wild birds: A One Health perspective. *Parasitology Research*, 120(9); p. 3035–3044. doi:10.1007/s00436-021-07289-3
- Wilcox CS, Patterson J, Cheng HW. 2009. Use of thermography to screen for subclinical bumblefoot in poultry. *Poultry Science*, 88(6); p. 1176-1180. doi:10.3382/ps.2008-00446
- Yabsley MJ. 2008a. Capillariid Nematodes. In: Atkinson CT, Thomas NJ, Hunter DB, editors. *Parasitic Diseases of Wild Birds*. Iowa: John Wiley & Sons; p. 263-497.

- Yabsley MJ. 2008b. *Eimeria*. In: Atkinson CT, Thomas NJ, Hunter DB, editors. Parasitic Diseases of Wild Birds. Iowa: John Wiley & Sons; p. 162-180.
- Yazwinski TA, Tucker CA. 2008. Nematodes and acanthocephalans. In: Saif YM, Fadly AM, Glisson JR, McDougald LR, Nolan LK, Swayne DE, editors. Diseases of poultry, 12th ed. Iowa: Blackwell Publishing; p. 1025-1056.
- Zajac AM, Conboy GA, Little SE, Reichard MV. 2021. Fecal examination for the diagnosis of parasitism. In: Veterinary clinical parasitology. Hoboken: John Wiley & Sons; p. 1-190.

Anexos

Anexo I – Lista com possíveis tratamentos de infeções provocadas por protozoários gastrointestinais em aves de companhia (Guzman et al. 2023).

PARASITAS	SUBSTÂNCIA ATIVA	POSOLOGIA	AVES
<i>Giardia</i> spp.	Carnidazol	30-50 mg/kg PO, repetida em 10-14 dias	Caturras
	Fenbendazol	50 mg/kg PO SID durante 3-5 dias	Maioria das espécies
	Metronidazol	10-20 mg/kg IM SID, BID durante 2 dias	Pombos e psitacídeos
		10-30 mg/kg PO, IM BID durante 10 dias	Psitacídeos
		25-50 mg/kg PO SID, BID durante 5-10 dias ^a	Maioria das espécies
		40-50 mg/kg PO SID 5-7 dias	Pombos
		50 mg/kg PO BID durante 5 dias	Pombos e Passeriformes
		40-80 mg/L na água de bebida durante 3 dias	Maioria das espécies
		200 mg/L na água de bebida durante 7 dias	Passeriformes
<i>Hexamita</i> spp.	Toltrazuril	50 mg/kg PO dose única	Maioria das espécies
	Carnidazol	5 mg/ave PO	Rolas e pombos
		20-30 mg/kg PO SID durante 1-2 dias	Maioria das espécies
	Metronidazol	25-50 mg/kg PO SID, BID durante 5-10 dias ^a	Maioria das espécies
<i>Trichomonas gallinae</i>	Carnidazol	5 mg/ave PO	Rolas e pombos
		20-30 mg/kg PO SID durante 1-2 dias ^b	Maioria das espécies, incluindo pombos e psitacídeos
	Metronidazol	10-20 mg/kg IM SID, BID durante 2 dias	Pombos e psitacídeos
		10-30 mg/kg PO, IM BID durante 10 dias	Psitacídeos
		25-50 mg/kg PO SID, BID durante 5-10 dias ^a	Maioria das espécies
		30 mg/kg PO BID durante 5-10 dias	Diamantes-de-gould, psitacídeos
		40 mg/kg PO SID durante 7 dias	Periquitos-australianos
		40-50 mg/kg PO SID 5-7 dias	Pombos
		40-80 mg/L na água de bebida durante 3 dias	Maioria das espécies
		50 mg/kg PO BID durante 5 dias	Pombos e Passeriformes
	Ronidazol	200 mg/L na água de bebida durante 7 dias	Passeriformes
		6-10 mg/kg PO SID durante 6-10 dias	Maioria das espécies
		10-20 mg/kg PO SID durante 7 dias	Pombos
		600 mg/L na água de bebida durante 5-7 dias	Pombos
		50-400 mg/L na água de bebida durante 5 dias	Passeriformes
	Toltrazuril	100-200 mg/L na água de bebida durante 7 dias	Caturras e pombos
		400 mg/L na água de bebida durante 5-7 dias	Canários e pombos
		50 mg/kg PO dose única	Maioria das espécies
<i>Histomonas meleagridis</i>	Carnidazol	5 mg/ave PO	Rolas e pombos
		20-30 mg/kg PO SID durante 1-2 dias	Maioria das espécies, incluindo pombos e psitacídeos
	Metronidazol	10-20 mg/kg IM SID, BID durante 2 dias	Pombos e psitacídeos
		40-50 mg/kg PO SID durante 5-7 dias	Pombos
		50 mg/kg PO BID durante 5 dias	Pombos e Passeriformes
		200 mg/L na água de bebida durante 7 dias	Passeriformes
	Toltrazuril	200-400 mg/kg de alimento	Galinhas
Coccídias	Amprólio	50-100 mg/L na água de bebida, durante 5-7 dias	Maioria das espécies, incluindo Passeriformes e periquitos
		200 mg/L na água de bebida	Pombos
		115-235 mg/kg de alimento	Aves de produção
	Clazuril	5-6,25 mg/kg PO	Pombos
		7 mg/kg PO durante 3 dias, intervalo de 2 dias e durante 3 dias outra vez	Maioria das espécies
	Sulfacoropiridazina	100-400 mg/L na água de bebida durante 3-5 dias, repetida em 5 dias	Passeriformes
		300 mg/L na água de bebida durante 7-10 dias	Pombos
		400 mg/L na água de bebida durante 30 dias	Caturras, periquitos-australianos
	Sulfadimetoxina	20-50 mg/kg PO BID durante 3-5 dias, repetida em 5 dias	Passeriformes
		25 mg/kg PO BID durante 5 dias	Maioria das espécies
		50 mg/kg PO SID durante 5 dias, intervalo de 3 dias e durante 5 dias outra vez	Psitacídeos
		250-500 mg/L na água de bebida durante 5-7 dias, repetida em 5 dias	Passeriformes
	Toltrazuril	7 mg/kg PO SID durante 2-3 dias	Periquito-australiano
		20-35 mg/kg PO dose única	Pombos
		2 mg/L na água de bebida durante 2 dias	Psitacídeos
		25 mg/L na água de bebida durante 2 dias, repetida em 14-21 dias	Caturras, Passeriformes
	Sulfametazina	50-65 mg/ave PO durante 3 dias, intervalo de 2-3 dias e durante 2-3 dias outra vez	Pombos
		75 mg/kg PO SID durante 3 dias, intervalo de 2 dias e durante 3 dias outra vez	Periquitos
		75-185 mg/kg PO SID durante 3 dias, repetida em 5 dias	Passeriformes
		125 mg/L na água de bebida durante 3 dias, intervalo de 2 dias e durante 3 dias outra vez	Maioria das espécies
<i>Cryptosporidium</i> spp.	Paromomicina	100 mg/kg PO BID durante 7 dias	Maioria das espécies
		1000 mg/kg de alimento	Diamantes-de-gould

a – Usado no tratamento, controlo ou prevenção.

b – Para tratar *Trichomonas* spp. em Passeriformes, o tratamento deve ser feito durante 5 dias.

Anexo II – Lista com possíveis tratamentos de infecções provocadas por helmintes gastrointestinais em aves de companhia (Guzman et al. 2023).

PARASITAS	SUBSTÂNCIA ATIVA	POSOLOGIA	AVES
Trematodes	Fenbendazol	25-50 mg/kg PO dose única	Maioria das espécies
		50 mg/kg PO SID durante 3-5 dias	Maioria das espécies
		20-50 mg/kg PO SID durante 3 dias	Psitacídeos e pombos
		33 mg/kg PO SID durante 3 dias	Psitacídeos e Passeriformes
	Praziquantel ^a	5-10 mg/kg PO, repetida em 2-4 semanas	Psitacídeos e Passeriformes
		7,5 mg/kg SC, IM, repetida em 2-4 semanas	Maioria das espécies
10 mg/kg SC, IM SID durante 3 dias, depois PO durante 11 dias		Psitacídeos	
Cestodes	Fenbendazol	25-50 mg/kg PO dose única	Maioria das espécies
		8-10 mg/kg PO SID durante 3-4 dias	Maioria das espécies
		15 mg/kg PO SID durante 5 dias	Psitacídeos
	Praziquantel ^a	5-10 mg/kg PO, repetida em 2-4 semanas	Psitacídeos e Passeriformes
		7,5 mg/kg SC, IM, repetida em 2-4 semanas	Maioria das espécies
		9 mg/kg IM, repetida em 10 dias	Psitacídeos
Nematodes (geral)	Fenbendazol	25-50 mg/kg PO dose única	Maioria das espécies
		50 mg/kg PO SID durante 3-5 dias	Maioria das espécies
		10-20 mg/kg PO SID durante 3 dias	Pombos
		15 mg/kg PO SID durante 5 dias	Psitacídeos
		50 mg/L na água de bebida durante 5 dias	Tentilhões
		125 mg/L na água de bebida durante 5 dias	Maioria das espécies
	Ivermectina	0,2 mg/kg PO, SC, IM, repetida em 10-14 dias	Maioria das espécies
		0,5-1 mg/kg PO, IM dose única	Pombos
		0,8-1 mg/L na água de bebida	Canários
		7,5 mg/kg IM, podendo ser repetida em 7 dias	Pombos
	Levamisol	15-20 mg/ave PO, repetida em 10 dias	Pombos
		10-20 mg/kg SC dose única	Maioria das espécies
		20 mg/kg PO dose única	Psitacídeos e pombos
		100-200 mg/L na água de bebida durante 3 dias, repetida em 2 semanas	Psitacídeos e Passeriformes
		264-396 mg/L na água de bebida durante 1-3 dias	Maioria das espécies
		Mebendazol	5-6 mg/kg PO SID durante 3-5 dias, repetida em 21 dias
	10 mg/kg PO BID durante 5 dias		Canários
	25 mg/kg PO BID durante 5 dias		Psitacídeos
	10-25 mg/kg PO BID durante 5 dias		Maioria das espécies
	10-20 mg/L na água de bebida durante 3-5 dias		Pombos
Ascarídeos	Febantel	30-37,5 mg/kg PO dose única	Pombos
	Fenbendazol	20-50 mg/kg PO, repetida em 10 dias	Psitacídeos
		25 mg/kg PO, repetida em 14 dias	Maioria das espécies
	Levamisol	40 mg/kg PO dose única	Psitacídeos e pombos
	Piperazina	35 mg/kg PO SID durante 2 dias	Pombos
		250 mg/kg PO dose única	Psitacídeos e pombos
		79 mg/L na água de bebida durante 2 dias	Pombos
3700 mg/L na água de bebida durante 12 horas, repetida em 14-21 dias		Passeriformes	
Capillaria spp.	Febantel	30-37,5 mg/kg PO dose única ^b	Pombos
	Fenbendazol	20-50 mg/kg PO SID durante 5 dias	Psitacídeos e pombos
	Ivermectina	0,4 mg/kg SC dose única	Passeriformes
	Levamisol	40 mg/kg PO dose única	Psitacídeos e pombos

a – Vias injetáveis são tóxicas em tentilhões.

b – É necessário repetir a dose para eliminar *Capillaria obsignata*.

Anexo III – *Eimeria* spp. que parasitam as espécies de aves presentes neste estudo (Morishita and Schaul 2007; Yabsley 2008b; Sevgisunar et al. 2013; Taylor et al. 2016).

ESPÉCIE	HOSPEDEIRO	LOCAL DE INFECÇÃO
<i>E. acervulina</i>	Galinha	Duodeno
<i>E. adenoides</i>	Peru	Porção distal do intestino delgado e cecos
<i>E. brunetti</i>	Galinha	Porção distal do intestino delgado, cecos e reto
<i>E. columbae</i>	Pombo	Desconhecido
<i>E. dispersa</i>	Peru	Duodeno
<i>E. dunsingi</i>	Periquito-australiano	Intestino delgado
<i>E. gallapovonis</i>	Peru	Íleo, cecos e reto
<i>E. innocua</i>	Peru	Intestino delgado
<i>E. labbeana</i>	Pombo e rola	Intestino delgado
<i>E. maxima</i>	Galinha	Porção média do intestino delgado
<i>E. meleagridis</i>	Peru	Cecos
<i>E. meleagritidis</i>	Peru	Duodeno
<i>E. mitis</i>	Galinha	Intestino delgado e grosso
<i>E. necatrix</i>	Galinha	Intestino delgado
<i>E. praecox</i>	Galinha	Intestino delgado
<i>E. subrotunda</i>	Peru	Intestino delgado
<i>E. tenella</i>	Galinha	Ceco

Anexo IV – *Capillaria* spp. que parasitam as espécies de aves presentes neste estudo (Yabsley 2008a; Taylor et al. 2016).

ESPÉCIE	HOSPEDEIRO	LOCAL DE INFECÇÃO
<i>C. anatis</i>	Anseriformes, Galliformes e Columbiformes	Cecos
<i>C. bursata</i>	Galliformes	Intestino delgado
<i>C. caudinflata</i>	Galliformes, Columbiformes, Passeriformes	Intestino delgado
<i>C. obsignata</i>	Columbiformes, Galliformes, Psittaciformes	Intestino delgado
<i>C. annulata</i>	Galliformes	Esófago e papo
<i>C. contorta</i>	Galliformes	Esófago e papo