

António Maria Tomé Laranjo Barbosa e Silva

**Parasitas gastrointestinais em aves exóticas de
estimação e de exposições zoológicas**

Orientadora: Professora Doutora Ana Maria Duque de Araújo Munhoz

**Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias
Faculdade de Medicina Veterinária**

Lisboa

2022

António Maria Tomé Laranjo Barbosa e Silva

Parasitas gastrointestinais em aves exóticas de estimação e de exposições zoológicas

Dissertação defendida em provas pública para a obtenção do Grau Mestre em Medicina Veterinária no curso de Mestrado Integrado em Medicina Veterinária conferido pela Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias, no dia 24 de Novembro de 2022, perante o júri, com o Despacho de Nomeação nº 349/2022, de 4 de novembro de 2022, com a seguinte composição:

Presidente: Prof^a. Doutora Sofia Van Harten, por delegação da Prof^a. Doutora Laurentina Pedroso

Arguente: Prof. Doutor André Pereira

Orientadora: Prof^a. Doutora Ana Munhoz

Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias

Faculdade de Medicina Veterinária

Lisboa

2022

Agradecimentos

Primeiramente à Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias, e todos os colaboradores e docentes por todas as aprendizagens e acompanhamento ao longo destes anos.

Logo a seguir aos meus pais, por todo o apoio que me foi dado para atingir o sonho de me tornar Médico Veterinário, e que sem eles nada teria sido possível.

Um especial agradecimento à minha orientadora, professora Ana Maria Araújo por me ter acompanhado ao longo da realização desta dissertação, por toda a ajuda e partilha de conhecimento.

Ao professor André Pereira pela ajuda na realização da análise estatística de dados.

À equipa do Hospital Veterinário VetOeiras pelo excelente tratamento recebido durante a realização do estágio curricular, por todos os ensinamentos relativos à prática de medicina veterinária de animais de companhia.

À equipa do Centro Veterinário de Exóticos do Porto por todo o auxílio e colaboração na realização deste estudo, assim como todo o apoio prestado durante o estágio curricular e toda a partilha de conhecimentos relativos à prática de medicina veterinária de animais exóticos.

Aos criadores de aves exóticas que se mostraram interessados e disponíveis a ajudar com o fornecimento de amostras.

Aos colaboradores, tratadores e Médicos Veterinários do Parque Biológico da Serra das Meadas em Lamego, do Parque Ornitológico- Zoo da Lourosa, do Sea Life Porto, e do Zoo da Maia, pelo interesse e disponibilidade demonstrada no fornecimento das amostras de aves para a realização deste estudo.

A todos os colegas e amigos que me acompanharam ao longo desta jornada, preenchendo-a de grandes momentos.

Resumo

Parasitas gastrointestinais em aves exóticas de estimação e de exposições zoológicas

As aves são comumente encontradas em casas particulares como animais de estimação e em parques zoológicos em todo o mundo. As infecções parasitárias estão entre os problemas mais comuns em aves de cativeiro, podendo ser parasitadas por uma ampla variedade de endoparasitas como protozoários, nemátodes, tremátodes, céstodes e acantocéfalos. Além disso, segundo a literatura são necessárias pelo menos duas técnicas diferentes para realizar um diagnóstico parasitológico, especialmente para parasitas intestinais devido a uma grande variedade de espécies e ciclos de vida.

Deste modo, o presente estudo teve como objetivos identificar e determinar a prevalência de parasitas gastrointestinais em diversas aves mantidas em cativeiro em Portugal Continental, estabelecer quais os parasitas mais comuns em cada grupo taxonómico e em cada grupo de origem de recolha das amostras, avaliar uma possível associação de parasitismo entre os grupos taxonómicos e entre os grupos de origem das amostras, e utilizar três técnicas coprológicas diferentes para a identificação de parasitas em cada amostra e avaliar a sua concordância, a técnica de flutuação, centrífugo-flutuação e sedimentação.

Para tal, foram recolhidas 197 amostras de fezes de aves durante um intervalo de 10 meses, entre Março e Dezembro de 2021, representadas 16 ordens de aves diferentes e recolhidas em três locais de origem distintas, parques zoológicos ($n = 94$), criadores de aves exóticas na região do Porto e Lisboa ($n = 37$) e de aves apresentadas numa clínica ($n = 66$).

No geral, foi observada uma frequência relativa de 44,7%, sendo que o grupo dos parques zoológicos foram os mais parasitados com 63,8%, seguido do grupo dos criadores com 43,2%, e por fim o grupo da clínica com 18,2%. Tendo em conta os grupos taxonómicos em foco, os Galliformes apresentaram uma frequência de 87,5% e os Psittaciformes de 34,6%. Através de realização da análise estatística, foram encontradas algumas relações significativas entre os grupos taxonómicos e os grupos de origem das amostras em relação à presença de parasitas gastrointestinais. No conjunto das técnicas foram identificados treze parasitas gastrointestinais, maioritariamente nemátodes, sendo que os parasitas mais observados foram os oocistos de coccídea de género não identificado com 20,8% e os ovos de *Capillaria* spp. com 14,7%. Foram observadas concordâncias entre algumas técnicas realizadas.

Palavras-chave: aves, cativeiro, aves de estimação, parasitas gastrointestinais, técnicas coprológicas, parques zoológicos

Abstract

Gastrointestinal parasites in exotic pet birds and from zoological exhibitions

Birds are commonly found in private homes as pets and in zoos throughout the world. Parasitic infections are among the most common problems in captive birds and can be parasitized by a wide variety of endoparasites such as protozoa, nematodes, trematodes, cestodes and acanthocephalans. Furthermore, according to the literature, at least two different techniques are needed to perform a parasitological diagnosis, especially for intestinal parasites due to a wide variety of species and life cycles.

Thus, the present study aimed to identify and determine the prevalence of gastrointestinal parasitism in several birds kept in captivity in Portugal, establish which are the most common parasites in each taxonomic group and in each group of origin of sample collection, evaluate a possible association of parasitism between the taxonomic groups and between the groups of origin of samples, and use three different coprological techniques to identify parasites in each sample and evaluate their agreement rates, the flotation technique, centrifugal-float technique and sedimentation technique.

For this purpose, 197 samples of bird feces were collected during an interval of 10 months, between March and December of 2021, represented by 16 different bird orders and collected in three different places of origin, zoos ($n = 94$), breeders of exotic birds in Lisbon and Porto region ($n = 37$) and birds presented at an exotic's animal clinic ($n = 66$).

In general, a parasite relative frequency of 44.7% was observed, with the zoos group being the most parasitized with 63.8%, followed by the breeder's group with 43.2%, and finally the clinic group with 18.2%. Taking in account the taxonomic groups in focus, the Galliformes showed a relative frequency of 87.5% and Psittaciformes of 34.6%. By performing the statistical analysis, some significant relationships were found between the taxonomic groups and the groups of origin of the samples in relation to the presence of gastrointestinal parasites.

In the set of techniques, thirteen gastrointestinal parasites were identified, mostly nematodes, and the most observed parasites were coccidian oocysts of unidentified genus with 20.8% and *Capillaria* spp. eggs with 14.7%. Agreements were observed between some of the techniques performed.

Key words: birds, captivity, pet birds, gastrointestinal parasites, coprological techniques, zoos

Lista de abreviaturas

CVEP - Centro Veterinário de Exóticos do Porto

DFO - Osteotomia femoral distal, do inglês *Distal Femoral Osteotomy*

DPO - Osteotomia pélvica dupla, do inglês *Double Pelvic Osteotomy*

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

EUA - Estados Unidos da América

FMV-ULusófona - Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade Lusófona

HBW e BirdLife International – do inglês *Handbook of the Birds of the World and BirdLife International digital checklist of the birds of the world*

HD – Hospedeiro Definitivo

HI – Hospedeiro Intermediário

IFA – Ensaio de imunofluorescência, do inglês *Immunofluorescent Antibody*

IFRA - Instituto de Fisioterapia e Reabilitação Animal

PAAF - Punção aspirativa por agulha fina

PAUL - Osteotomia abdutora proximal da ulna, do inglês *Proximal Abducting Ulnar Osteotomy*

PCR – Reação em cadeia de polimerase, do inglês *Polimerase Chain Reaction*

PTO - Osteotomia tibial proximal, do inglês *Proximal Tibial Osteotomy*

rpm – Rotações por minuto

TC - Tomografia Computorizada

TPLO - Osteotomia abdutora proximal da ulna, do inglês *Tibial Plateau Leveling Osteotomy*

Índice

Índice	6
Índice de tabelas	9
Índice de figuras	10
Índice de gráficos.....	11
Capítulo I	12
Estágio curricular.....	12
Hospital Veterinário VetOeiras	12
Centro Veterinário de Exóticos do Porto (CVEP)	14
Capítulo II.....	19
1-Introdução.....	19
1.1-Descrição das espécies de aves do estudo	21
1.1.1- Accipitriformes	21
1.1.1.1- Accipitridae	21
1.1.1.2- Sagittaridae.....	22
1.1.2- Anseriformes.....	22
1.1.2.1- Anatidae	22
1.1.3- Bucerotiformes.....	23
1.1.3.1- Bucerotidae.....	23
1.1.4- Cathartiformes.....	24
1.1.4.1- Cathartidae	24
1.1.5- Ciconiiformes.....	24
1.1.5.1- Ciconiidae	24
1.1.6- Columbiformes	25
1.1.6.1- Columbidae	25
1.1.7- Cuculiformes.....	25
1.1.7.1- Cuculidae.....	26
1.1.8- Galliformes	26
1.1.8.1- Cracidae.....	26
1.1.8.2- Numididae	27
1.1.8.3- Phasianidae.....	27
1.1.9- Musophagiformes	27
1.1.9.1- Musophagidae	28
1.1.10- Phoenicopteriformes	28
1.1.10.1- Phoenicopteridae	28

1.1.11- Pelecaniformes	29
1.1.11.1- Threskiornithidae	29
1.1.12- Passeriformes	30
1.1.12.1- Corvidae	30
1.1.12.2- Fringillidae	30
1.1.12.3- Sturnidae	31
1.1.13- Psittaciformes.....	31
1.1.13.1- Cacatuidae	32
1.1.13.2- Psittacidae	32
1.1.14- Sphenisciformes.....	32
1.1.14.1- Spheniscidae.....	33
1.1.15- Strigiformes.....	33
1.1.15.1- Strigidae	33
1.1.16- Struthioniformes	34
1.1.16.1- Casuariidae	34
1.1.16.2- Rheidae.....	35
1.1.16.3- Tinamidae.....	35
1.2-Parasitas gastrointestinais mais frequentes em aves.....	36
1.2.1-Protozoários	36
1.2.1.1- Coccídias	36
1.2.1.1.1- <i>Eimeria</i> spp.....	38
1.2.1.1.2- <i>Isospora</i> spp.....	39
1.2.1.1.3- <i>Avispora</i> spp.	39
1.2.2-Nemátodes.....	39
1.2.2.1- Ascarídeos	40
1.2.2.2- Capillarídeos	42
1.2.2.3- Estrongilídeos.....	42
1.2.2.4- Espirurídeos.....	44
1.2.2.5- Strongyloides spp.	46
1.2.3-Céstodes	47
1.2.4-Tremátodes.....	50
1.2.5-Acantocéfalos.....	52
1.3-Coprologia	54
1.3.1- Técnicas qualitativas	55
1.3.1.1- Esfregaço fecal direto	55
1.3.1.2- Técnica de Flutuação.....	55
1.3.1.3- Técnica de Sedimentação	57

1.3.1.4- Técnica de Baermann	58
1.3.1.5- Coprocultura.....	58
1.3.2- Técnicas quantitativas.....	59
1.3.3- Técnicas imunológicas e moleculares.....	59
2-Materiais e Métodos	61
2.1- Amostragem	61
2.2- Recolha e armazenamento das amostras	63
2.3- Análise das amostras	63
2.4- Técnicas coprológicas utilizadas	63
2.4.1- Técnica de flutuação de Willis.....	63
2.4.2- Técnica de centrifugo-flutuação	64
2.4.3- Técnica de sedimentação	64
2.5- Análise estatística	65
3-Resultados	66
3.1- Fatores intrínsecos e extrínsecos e a sua relação com parasitismo.....	68
3.1.1- Fatores intrínsecos	68
3.1.1.1- Ordem taxonómica	68
3.1.2- Fatores extrínsecos.....	76
3.1.2.1- Origem das amostras	76
3.2- Técnicas coprológicas.....	80
4-Discussão.....	83
4.1- Fatores intrínsecos e extrínsecos e a sua relação com parasitismo.....	86
4.1.1- Fatores intrínsecos	86
4.1.1.1- Ordem taxonómica	86
4.1.2- Fatores extrínsecos.....	89
4.1.2.1- Origem das amostras	89
4.2- Técnicas coprológicas.....	93
6-Bibliografia	98
Anexos.....	i
Anexo I: Lista detalhada das espécies de aves presentes no estudo	i
Apêndices	viii
Apêndice I: Espécies de aves e número de amostras que participaram no estudo tendo em conta os grupos de ordem taxonómica.....	viii
Apêndice II: Espécies de aves que participaram no estudo tendo em conta a origem das amostras	x
Apêndice III: Lista detalhada dos parasitas identificados em cada espécie de aves presente no estudo	xii

Índice de tabelas

Tabela 1: Nome comum e nome científico das espécies observadas durante o estágio.....	14
Tabela 2: Número de esporocistos e esporozoítos por oocisto referente ao gênero de coocídeas.....	38
Tabela 3: Comparação das soluções de flutuação mais comuns.....	56
Tabela 4: Número de amostras positivas tendo em conta a etiologia e suas associações	67
Tabela 5: Número e prevalência dos parasitas identificados, e nome científico das espécies afetadas no grupo dos parques zoológicos.....	78
Tabela 6: Número e prevalência dos parasitas identificados e nome científico das espécies afetadas no grupo dos criadores.....	79
Tabela 7: Número e prevalência dos parasitas identificados e nome científico das espécies afetadas no grupo da clínica.....	79
Tabela 8: Número, prevalência e associações da ordem e origem das aves amostradas tendo em conta as quatro classes de parasitas identificados	80
Tabela 9: Número e prevalência dos parasitas identificados para cada técnica utilizada.....	81
Tabela 10: Grau de concordância entre as técnicas coproparasitológicas realizadas e as diferentes classes de parasitas identificadas.....	82
Tabela 11: Espécie, família, alimentação e estatuto de conservação das aves amostradas.....	i
Tabela 12: Nome científico, nome comum e número de amostras recolhidas tendo em conta a ordem taxonómica.....	viii
Tabela 13: Espécies de aves, número de amostras e respetivas origens.....	x
Tabela 14: Parasitismo em cada espécie de aves e respetivos parasitas identificados.....	xii

Índice de figuras

Figura 1: Ciclo de vida direto de <i>Eimeria</i> em aves.....	38
Figura 2: Ciclo de vida direto de larvas da moela como <i>Amidostomum</i> sp. e <i>Epomidiostomum</i> sp.....	44
Figura 3: Ciclo de vida de <i>Echinuria uncinata</i>	46
Figura 4: Ciclo de vida de <i>Davainea proglottina</i>	50
Figura 5: Ciclo de vida geral dos tremátodes.....	52
Figura 6: Ciclo de vida indireto dos acantocéfalos.....	54
Figura 7: Recipiente de armazenamento das amostras.....	63
Figura 8: Técnica de flutuação simples.....	64
Figura 9: Técnica de sedimentação com corante azul metileno.....	65
Figura 10: Oocistos de coccídeas de género não identificado num faisão-de-Palawan (<i>Polyplectron napoleonis</i>) na técnica de flutuação (40x).....	70
Figura 11: Oocisto de coccídeas de género <i>Eimeria</i> identificado num peru-ocelado (<i>Meleagris ocellata</i>) na técnica de flutuação (40x).....	70
Figura 12: Ovo tipo estrogilídeo num faisão-siamês (<i>Lophura diardi</i>) na técnica de flutuação (40x).....	71
Figura 13: Ovo de <i>Capillaria</i> spp. num mutum-noturno (<i>Nothocrax urumutum</i>) na centrifugo-flutuação (40x).....	71
Figura 14: Ovo de <i>Heterakis</i> spp. num faisão-nobre-comum (<i>Lophura ignita</i>) na centrifugo-flutuação (40x).....	71
Figura 15: Ovo de <i>Capillaria</i> spp. (à esquerda) e de <i>Ascaridia</i> spp. (à direita) num peru-ocelado (<i>Meleagris ocellata</i>) na técnica de centrifugo-flutuação (40x).....	71
Figura 16: Ovo do tipo oxiurídeo num pavão-azul (<i>Pavo cristatus</i>) na técnica de flutuação (10x).....	72
Figura 17: Ovo de <i>Ascaridia</i> spp. num periquito-inseparável (<i>Agapornis</i> spp.) na técnica de flutuação (10x).....	73
Figura 18: Ovos de <i>Ascaridia</i> spp. num papagaio-eclético-de-Molucca (<i>Eclectus roratus</i>) na técnica de centrifugo-flutuação (10x).....	73
Figura 19: Ovo do tipo espirurídeo num papagaio-de-cara-roxa (<i>Amazona brasiliensis</i>) na técnica de flutuação (40x).....	73
Figura 20: Ovo de <i>Capillaria</i> spp. numa arara-azul-e-amarela (<i>Ara ararauna</i>) na técnica de flutuação (10x).....	73

Índice de gráficos

Gráfico 1: Número de animais submetidos a cirurgias de acordo com o grupo.....	16
Gráfico 2: Distribuição das cirurgias realizadas em aves.....	17
Gráfico 3: Distribuição das cirurgias realizadas em mamíferos.....	17
Gráfico 4: Distribuição das cirurgias realizadas em répteis.....	17
Gráfico 5: Distribuição das cirurgias realizadas em peixes.....	18
Gráfico 6: Prevalência de cada grupo de ordem taxonómica de aves amostradas.....	62
Gráfico 7: Prevalência das aves analisadas relativamente à origem das amostras.....	62
Gráfico 8: Número e prevalência das amostras positivas e negativas	66
Gráfico 9: Número de parasitas identificados de cada grupo parasitário.....	67
Gráfico 10: Número de classes presentes nas amostras positivas.....	67
Gráfico 11: Número de agentes parasitados identificados na mesma amostra.....	68
Gráfico 12: Distribuição das amostras positivas tendo em conta a ordem taxonómica.....	69
Gráfico 13: Número de parasitas identificados por classe, tendo em conta a ordem taxonómica.....	69
Gráfico 14: Distribuição das amostras positivas tendo em conta o local de origem.....	76
Gráfico 15: Prevalência das amostras positivas em cada local de origem.....	77
Gráfico 16: Número de parasitas identificados por classe, tendo em conta o local de origem...	78
Gráfico 17: Número de amostras positivas em cada técnica coprológica.....	81

Capítulo I

Estágio curricular

O estágio curricular foi realizado no Hospital Veterinário VetOeiras, no período de um de Outubro de 2020 até 30 de Janeiro de 2021 e no Centro Veterinário de Exóticos do Porto (CVEP) no período de um de Fevereiro de 2021 até 30 de Abril de 2021, tendo a duração total de sete meses.

No Hospital Veterinário VetOeiras as atividades estavam principalmente relacionadas à clínica de animais de companhia e exóticos.

No CVEP as atividades relacionavam-se principalmente ao atendimento médico veterinário dos novos animais de companhia (exóticos).

Hospital Veterinário VetOeiras

O Hospital Veterinário VetOeiras é um hospital de referência em medicina veterinária, localizado em Oeiras, área metropolitana de Lisboa. O Hospital Veterinário VetOeiras é especializado na área clínica e cirurgia de animais de companhia e exóticos, tem como diretor clínico o Dr. Luís Chambel, e possui atendimento permanente durante 24 horas o ano inteiro.

O horário de serviço foi dividido em quatro turnos: turno da manhã das 09h:00min-17h:00min, turno da tarde das 17h:00min-24h:00min, turno da noite/urgência das 22h:00min-09h:00min, e o turno do fim-de-semana das 09h:00min-24h:00min, no sábado ou domingo.

Durante o estágio, para cada mês foi atribuído um turno rotativo em quatro áreas principais de atendimento: consultas, internamento, cirurgia e anestesia.

No estágio foi possível acompanhar e ajudar em várias funções dos médicos veterinários que faziam parte do corpo profissional deste hospital, sob a orientação da Dr.^a Sílvia Pinheiro.

Foi possível assistir a várias consultas, sobre as diversas especialidades como oftalmologia, ortopedia, dermatologia, toxicologia, oncologia, geriatria, reabilitação e fisioterapia, cardiologia, reprodução, gastroenterologia, urologia, endocrinologia, comportamento, além de consultas de vacinação e desparasitação, consultas pré-cirúrgicas e também primeiras consultas, assim como acompanhar os médicos veterinárias na realização de exames complementares quando necessários.

Durante os turnos no internamento foi possível acompanhar os procedimentos clínicos com a supervisão de um médico veterinário, tais como exames físicos, colocação e retirada de

cateteres intravenosos, medição dos níveis de glicemia, recolha de sangue para análises hematológicas e interpretação destas, preparação de sistemas de soro para fluidoterapia, realização de alimentações forçadas, limpeza de feridas, preparação e administração de medicações nas diferentes vias. Além disso, foram acompanhados e auxiliados outros procedimentos como colocação do tubo esofágico, drenagem de abscessos, enemas, mudanças de pensos, remoção de pontos, exames neurológicos específicos, zaragatoas para citologias, biópsias para citologia e histopatologia e também eutanásias.

Quanto ao diagnóstico, foi possível auxiliar em procedimentos de diagnóstico imagiológico como ecografia torácica e abdominal com ou não realização de cistocentese ou punção aspirativa por agulha fina (PAAF), ecocardiografia, exame radiográfico torácico, abdominal, da cabeça, dos membros, para diagnóstico de displasia da anca e do cotovelo, assistência na realização e monitorização de tomografia computadorizada (TC), endoscopias digestivas altas, rinoscopias e artroscopias.

Durante os turnos de cirurgia, foi possível acompanhar e assistir em diversos procedimentos cirúrgicos de ortopedia como, osteotomia do platô da tíbia (TPLO - do inglês *Tibial Plateau Leveling Osteotomy*), osteotomia abdutora proximal da ulna (PAUL - do inglês *Proximal Abducting Ulnar Osteotomy*), osteotomia pélvica dupla (DPO - do inglês *Double Pelvic Osteotomy*), osteotomia femoral distal (DFO - do inglês *Distal Femoral Osteotomy*), osteotomia tibial proximal (PTO – do inglês *Proximal Tibial Osteotomy*), osteotomia do sulco troclear, artrodese do carpo, trocleoplastia em cunha, “*ventral-slot*”, hemilaminectomia com fenestração, amputação de cauda e também fixação de fraturas. No que diz respeito às cirurgias oftálmicas, foi possível observar algumas técnicas como desbridamento de córnea, queratotomia, correção de prolapso da glândula da terceira pálpebra, cantoplastia, blefaroplastia e enucleações. Além destas, outras cirurgias de tecidos moles foram acompanhadas tais como ovariectomia, orquiectomia, laparotomia, gastrotomia para remoção de corpo estranho, uretostomia, cistotomia, exérese de massas, remoção de mucocèle e correção de hérnia perineal. Outros procedimentos cirúrgicos menores foram também acompanhados como destarizações, extração dentária, correção de otomato e redução de fratura de sínfise mandibular, corte de dentes em roedores como coelhos e porquinhos-da-Índia e corte de bico em aves.

Na preparação dos animais para a cirurgia realizou-se a preparação de sistemas de soro e colocação de cateteres venosos, assepsia e tricotomia da área a intervir, colocação de tubo

endotraqueal, monitorização de anestesia antes e durante a cirurgia, assim como o acompanhamento do paciente no recobro.

Nos turnos da noite, realizou-se o acompanhamento de consultas e urgências de hemoabdómen, torção gástrica, perfuração da córnea, gastroenterites, alterações neurológicas, dificuldades respiratórias e ingestão de corpos estranhos.

No decorrer do estágio, foi possível também acompanhar a médica veterinária responsável do Instituto de Fisioterapia e Reabilitação Animal (IFRA) do VetOeiras, auxiliando nos diversos procedimentos tais como, laserterapia, electroestimulação, exercícios terapêuticos passivos ou assistidos, exercícios ativos com obstáculos, passadeira terrestre ou percursos em oito e também hidroterapia com passadeira aquática.

Centro Veterinário de Exóticos do Porto (CVEP)

O segundo estágio foi realizado no CVEP, que é dedicado exclusivamente à medicina de animais exóticos. Tem como diretor clínico o médico veterinário Dr. Joel Ferraz. Este centro possui atendimento de urgência durante 24 horas, todos os dias do ano.

Neste estágio o horário foi dividido em três turnos: turno da manhã, turno da tarde e turno de fim-de-semana. Durante este estágio foi possível acompanhar os médicos veterinários e enfermeiros nas consultas, cirurgias e casos de internamento, que possibilitaram a aquisição e enriquecimento de conhecimentos e práticas com estes animais menos convencionais. Neste estágio foi possível aprimorar os métodos de manejo e de contenção nas diversas espécies, realização de exames físicos, conhecer os tipos de alimentação de cada espécie, métodos de alimentação forçada, medicações, diagnóstico de doenças mais frequentes e técnicas cirúrgicas.

Foram várias as espécies de animais exóticos que se apresentaram no CVEP durante a realização do estágio, estas foram maioritariamente mamíferos, aves e répteis, em menor número anfíbios e peixes, que estão representados na Tabela 1.

Tabela 1: Nome comum e nome científico das espécies observadas durante o estágio.

Mamíferos
Chinchila (<i>Chinchilla lanigera</i>)
Coelho (<i>Oryctolagus cuniculus</i>)
Degu (<i>Octodon degus</i>)
Furão (<i>Mustela putorius furo</i>)
Gerbilo (<i>Meriones unguicalatus</i>)
Hamster-Roborovskii (<i>Phodopus roborovskii</i>)
Hamster-Russo (<i>Phodopus campbellii</i>)
Murganho (<i>Mus musculus</i>)
Petauro-do-açúcar (<i>Petaurus breviceps</i>)
Porquinho-da-índia (<i>Cavia porcellus</i>)

Ratazana (<i>Rattus norvegicus</i>)
Aves
Agapornis spp.
Andorinhão-preto (<i>Apus apus</i>)
Arara-de-garganta-azul (<i>Ara glaucogularis</i>)
Cacatua-branca (<i>Cacatua alba</i>)
Canário (<i>Serinus canaria</i>)
Caturra (<i>Nymphicus hollandicus</i>)
Diamante-de-gould (<i>Erythrura gouldiae</i>)
Diamante-mandarim (<i>Taeniopygia guttata</i>)
Galinha (<i>Gallus gallus domesticus</i>)
Ganso-bravo (<i>Anser anser</i>)
Gaivota-de-patas-amarelas (<i>Larus michahellis</i>)
Papagaio-cinzentos (<i>Psittacus erithacus</i>)
Papagaio-comum (<i>Amazona aestiva</i>)
Papagaio-de-fronte-vermelha (<i>Amazona autumnalis</i>)
Papagaio-de-Meyer (<i>Poicephalus meyeri</i>)
Papagaio-do-Senegal (<i>Poicephalus senegalus</i>)
Papagaio-eclético (<i>Ecletus roratus</i>)
Pato-real (<i>Anas platyrhynchos</i>)
Pavão-azul (<i>Pavo cristatus</i>)
Periquito-australiano (<i>Melopsittacus undulatus</i>)
Periquito-de-cabeça-preta (<i>Aratinga nenday</i>)
Periquito-de-colar-rosa (<i>Alexandrinus krameri</i>)
Periquito-de-coroa-vermelha (<i>Cyanoramphus novaezelandiae</i>)
Periquito-de-peito-vermelho (<i>Psittacula alexandri</i>)
Peru-selvagem (<i>Meleagris gallopavo</i>)
Pombo-comum (<i>Columba livia</i>)
Rola-comum (<i>Streptopelia turtur</i>)
Rosela-vermelha (<i>Platycercus elegans</i>)
Répteis
Camaleão-do-Iémen (<i>Chamaeleo calyptrotus</i>)
Dragão-barbudo (<i>Pogona vitticeps</i>)
Geco-leopardo (<i>Eublepharis macularius</i>)
Iguana-comum (<i>Iguana iguana</i>)
Píton-real (<i>Python regius</i>)
Tartaruga-chinesa-de-pescoço-riscado (<i>Mauremys sinensis</i>)
Tartaruga-chinesa-de-3-quilhas (<i>Mauremys reevesii</i>)
Tartaruga-de-orelha-vermelha (<i>Trachemys scripta elegans</i>)
Tartaruga-falsa (<i>Graptemys pseudogeographica</i>)
Tartaruga-peninsular (<i>Pseudemys peninsularis</i>)
Tartaruga-Russa (<i>Testudo horsfieldii</i>)
Anfíbios
Sapo-venenoso-tingido (<i>Dendrobates tinctorius</i>)
Peixes
Peixe-anjo-de-água-doce (<i>Pterophyllum scalare</i>)

Relativamente aos motivos das consultas, tendo em conta as diferentes espécies, na generalidade a maioria se deveu à primeira consulta, ou como objetivo de vacinação e desparasitação. Outras consultas foram relativas a diferentes especialidades como gastroenterologia, dermatologia, pneumologia, ortopedia, oncologia, parasitologia, neurologia, reprodução, infeciologia e endocrinologia. Dentre os mamíferos, foram os coelhos e os porquinhos-da-Índia os animais mais frequentes nas consultas, maioritariamente com problemas gastrointestinais, dentários e dermatológicos. No que diz respeito às aves, foi o picacismo e problemas respiratórios os mais frequentes. Quanto aos répteis, na maioria dos casos eram problemas associados ao manejo incorreto.

No internamento dos animais, foi possível acompanhar vários casos e auxiliar em diversos procedimentos e exames complementares. Foi possível a realização de exames físicos e alimentações forçadas, auxílio na contenção dos animais para facilitar procedimentos como a recolha de sangue, realização e interpretação de esfregaços fecais, preparação e administração de medicações através das diferentes vias, limpeza de feridas, banhos e aplicação de pensos.

Relativamente às cirurgias, foram várias espécies submetidas a este procedimento, o que permitiu a compreensão e consolidação das técnicas e dos procedimentos pré e pós cirúrgicos e assim como preparação e recobro do animal. Nos procedimentos cirúrgicos foram várias as técnicas utilizadas, além da monitorização anestésica. O número de animais acompanhados em cirurgias por cada grupo, estão representadas no Gráfico 1, assim como a distribuição dos tipos de cirurgias por cada grupo de animais (Gráficos 2, 3, 4 e 5).

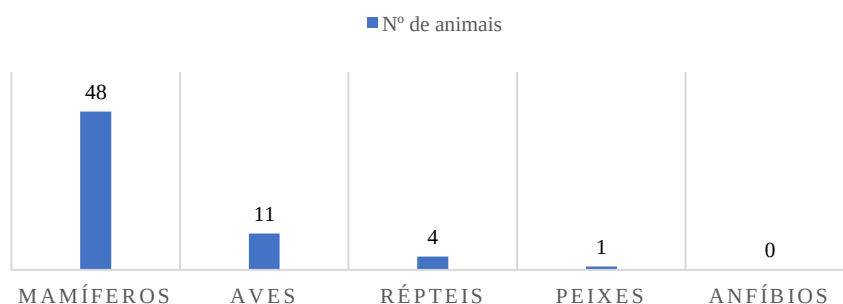


Gráfico 1: Número de animais submetidos a cirurgias de acordo com o grupo.

■ Fístula do papo ■ Quistos foliculares
 ■ Amputação de membros ■ Fraturas

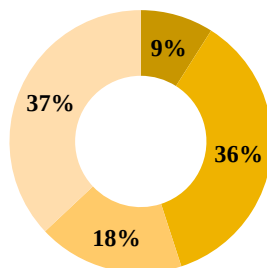


Gráfico 2: Distribuição das cirurgias realizadas em aves.

■ Correção dentária ■ Orquiectomia
 ■ Ovariohisterctomia ■ Excisão massa abdominal
 ■ Extração dentária

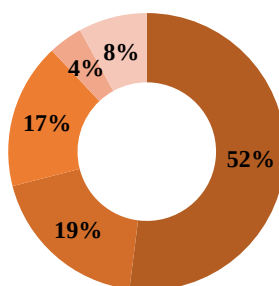


Gráfico 3: Distribuição das cirurgias realizadas em mamíferos.

■ Remoção de abscesso timpânico
 ■ Resolução prolapso intestinal
 ■ Ovariohisterctomia

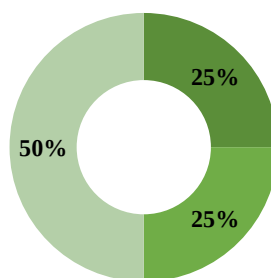


Gráfico 4: Distribuição das cirurgias realizadas em répteis.



Gráfico 5: Distribuição das cirurgias realizadas em peixes.

Foi possível acompanhar e consolidar os métodos de diagnóstico imagiológico tais como exame radiográfico, ecográfico e ecocardiográfico. Foi possível aprofundar os conhecimentos sobre técnicas de contenção e manuseamento dos animais durante estes exames, assim como conhecer algumas particularidades de diferentes espécies na avaliação e interpretação destes exames.

Nos exames radiográficos, foi possível assistir à realização destes em coelhos, porquinhos-da-Índia, papagaios, furões, dragões barbudos e tartarugas. Os exames ecográficos foram realizados em coelhos, furões, tartarugas, dragões barbudos e iguanas, assim como exames ecocardiográficos de furões e iguanas.

Durante o horário de urgências, os coelhos foram os animais mais vezes observados, principalmente com situações de hipomotilidade ou impactação gastrointestinal, dispneia, prostração e sinais neurológicos como ataxia. Nas urgências das aves, a ocorrência mais frequente foi fratura, seguida de constrição por anilha, dispneia, hemorragia do bico e sinais neurológicos como ataxia. Nos furões e porquinhos-da-Índia, o que se observou com maior incidência foi dispneia e prostração. Nos répteis foram observados um dragão-barbudo com fratura por esmagamento e um camaleão prostrado e subnutrido.

Capítulo II

1- Introdução

Desde há muitos anos que as aves possuem um lugar especial na ciência e cultura humana. Há muito a aprender e apreciar nas adaptações físicas e comportamentais, na sua riqueza histórica evolucionária e na sua presença global dominante, uma vez que podem ser encontradas em quase todos os cantos do mundo (Lovette, 2016).

De acordo com o HBW e BirdLife International (2022) existem 11159 espécies de aves, distribuídas por 36 ordens e diversas famílias.

As aves estão presentes em praticamente todos os ecossistemas e são comumente encontrados em casas particulares e parques zoológicos em todo o mundo. Podem ser parasitadas por uma ampla variedade de ectoparasitas e endoparasitas, tais como, protozoários nemátodes, tremátodes, céstodes e acantocéfalos. Apesar de os parasitas geralmente não causarem danos na saúde de aves selvagens de vida livre, as infeções parasitárias (por endoparasitas) estão entre os problemas sanitários mais comuns que afetam as aves em cativeiro, sobretudo em condições de alta densidade populacional (Papini *et al.*, 2012).

As aves tornaram-se animais cada vez mais populares como animais de estimação por possuírem uma ampla variedade de cores, tamanhos, temperamentos, serem capazes de ser alojados em espaços relativamente pequenos, e em alguns casos, por possuírem um tempo de vida muito longa (Davis, 1996). Por outro lado, muitas espécies são mantidas em cativeiro em parques zoológicos com o objetivo de preservar a biodiversidade e para fins educativos e científicos (Laatamna *et al.*, 2019). Estes parques geralmente representam um ecossistema artificial com uma variedade de espécies silvestres e exóticas a viver em condições diferentes ao seu habitat natural. Além disso, este ecossistema pode ser frequentado por animais domésticos e sinantrópicos provenientes de meios circunvizinhos, como ratos, gatos errantes, pombos e outras aves. A importância do estudo da parasitologia nesta área deve-se ao facto de as aves serem hospedeiros e reservatórios de parasitas, podendo provocar alterações nos ambientes naturais e domésticos (Snak *et al.*, 2014).

Por definição, “cativeiro” engloba o alojamento em gaiolas e recintos de animais criados domesticamente, bem como capturados na natureza, e é cada vez mais comum a existência de aves exóticas mantidas como animais de estimação pela população humana e envolvidas em sistemas de criação (Carneiro *et al.*, 2011; Akram *et al.*, 2019). Estes animais

vivem geralmente em espaços restritos e com altas densidades de animais o que pode contribuir para o surgimento de doenças, entre elas as infecções parasitárias. Nestes ambientes, os parasitas com ciclos de vida direto, como os nemátodes, coccídias e outros protozoários, parecem ser mais comuns do que tremátodes, céstodes e acantocéfalos, que possuem ciclos de vida indireto (Rodrigues *et al.*, 2020). Parasitas nemátodes e coccídias devem ser monitorizadas com especial atenção, isto porque a probabilidade de reinfeção de parasitas com um ciclo de vida direto é maior em aves de cativeiro quando comparadas a aves de vida livre o que pode originar uma maior carga parasitária e aumento da gravidade da doença (Globokar *et al.*, 2017).

O parasitismo gastrointestinal é a forma parasitária mais importante e comum em aves de cativeiro, pelo que é necessário a monitorização periódica da presença de parasitas através da análise de amostras fecais de modo a evitar a morte destes animais. De igual modo, é necessária a vigilância de alguns sinais clínicos através da observação das fezes quanto à sua cor e consistência, mudanças na dieta, penas eriçadas, apatia e problemas relacionados com o alojamento destas aves, nomeadamente a ventilação (Greve, 1996).

Devido a um maior risco de exposição, os parasitas podem levar a graves problemas na saúde do animal ou até mesmo à morte em aves recentemente colocadas em cativeiro, mantidas por longos períodos em alojamentos confinados e stressadas pela adaptação a novos ambientes ou com lesões associadas a este tipo de alojamento. As infecções parasitárias podem ser assintomáticas, mas na presença de sinais clínicos, os mais frequentes são diarreia, perda de peso, anemia e problemas no crescimento (Papini *et al.*, 2012; Rodrigues *et al.*, 2020).

Dentro dos parasitas gastrointestinais mais comuns em aves de cativeiro, estão presentes as coccídias *Eimeria* spp. e *Isospora* spp., os nemátodes *Ascaridia* spp., *Capillaria* spp., *Contracaecum* spp., *Heterakis* spp., *Strongyloides* spp., *Syngamus* spp., *Tetrameres* spp., os tremátodes *Cotylurus* spp., *Echinostoma revolutum*, *Catatropis* spp., e os céstodes *Anomotaenia* spp., *Raillietina* spp. e *Choanotaenia* spp. (Bohara, 2010).

A prevenção das parasitoses está associada aos cuidados gerais de higiene na criação, alimentação e água de boa qualidade, regras de manejo adequadas, treino dos tratadores relativo aos cuidados a ter em atenção, exames periódicos de fezes e desparasitações (Carneiro *et al.*, 2011). É importante identificar e controlar as espécies de parasitas capazes de produzir doenças em aves de cativeiro pelo que é necessário garantir o diagnóstico de infecções parasitárias para garantir a saúde destes animais, que deve ser realizado com regularidade. Segundo a literatura, são necessários pelos menos duas técnicas diferentes para realizar um diagnóstico

parasitológico, especialmente para parasitas intestinais, devido a uma grande variedade de espécies e ciclos de vida (Papini *et al.*, 2012; Rodrigues *et al.*, 2020).

1.1- Descrição das espécies de aves do estudo

1.1.1- Accipitriformes

Esta é a maior ordem das aves de rapina diurnas, dentro dos Accipitriformes, Falconiformes e Cathartiformes, estão presentes três famílias: Accipitridae, Pandionidae e Sagittaridae (Mindell *et al.*, 2018).

Segundo o HBW e BirdLife International (2022) fazem parte desta ordem 252 espécies.

Anteriormente, estas famílias pertenciam à ordem dos Falconiformes, mas estudos recentes sugerem que as famílias Accipitridae (águias, gaviões, milhafres e abutres do Velho Mundo) e Falconidae (falcões, falcões-da-floresta e carcarás) não são irmãos taxonômicos, o que levou à revisão da classificação. Além disso, a ave-secretário e a águia-pesqueira foram colocadas nas famílias Sagittaridae e Pandionidae, respectivamente (Mindell *et al.*, 2018).

Os membros desta ordem são encontrados por todo o mundo, em quase todo o habitat terrestre desde a tundra ártica até a floresta tropical (Lovette & Billerman, 2016).

1.1.1.1- Accipitridae

A família Accipitridae é a mais numerosa e com maior diversidade de espécies. Está representada por gaviões, águias, abutres do Velho Mundo, açores e milhafres (Joppert, 2014). Podem ser encontrados em diversos habitats desde a floresta tropical a tundra ártica em todo o mundo (Lerner, 2007).

De acordo com o BirdLife International (2022), são contabilizadas 250 espécies pertencentes a esta família.

Os membros desta família são na sua maioria carnívoros, geralmente predadores oportunistas que comem uma grande variedade de presas. Algumas espécies especializaram-se na predação de grupos específicos de vertebrados, tais como peixes, aves, répteis (cobras) e mamíferos, enquanto outras especializaram-se em presas invertebradas como caracóis, insetos e crustáceos (Winkler *et al.*, 2020 a).

1.1.1.2- Sagittariidae

A família Sagittariidae é constituída por uma só espécie, a ave-secretário (*Sagittarius serpentarius*) (Joppert, 2014).

Esta ave ocorre exclusivamente na África subsariana exceto na área da floresta tropical ao longo da costa oeste africana e em toda a bacia do rio Congo, tendo preferência por áreas abertas e amplas de savanas, bosques e estepes (Kemp, 2002).

As aves dessa família podem surgir solitárias ou aos pares; são predadores terrestre de roedores, cobras, lagartos e gafanhotos, matando as presas com golpes severos com os membros posteriores (Hancock & Weiersbye, 2015).

1.1.2- Anseriformes

As aves aquáticas (Anseriformes) compreendem três famílias: Anhimidae, Anseranatidae e Anatidae (De Mendoza *et al.*, 2020).

Fazem parte desta ordem 177 espécies diferentes, segundo o HBW e BirdLife International (2022).

Estas espécies estiveram entre as aves mais estudadas nos últimos anos, especialmente quanto às relações filogenéticas. Inicialmente a ordem Anseriformes era composta pelas famílias Anhimidae (gritadores) e Anatidae (gansos, patos, cisnes e *Anseranas semipalmata*). Novos estudos genéticos levaram a uma nova divisão do *Anseranas semipalmata* dando-lhe uma família própria, a Anseranatidae, assim aumentando para três o número de família pertencentes a esta ordem (Backues, 2014; Sun *et al.*, 2017).

Geralmente habitam ambientes húmidos próximos a reservatórios de água como lagos, lagoas, baías e rios, pântanos e oceanos dependendo da espécie e sazonalidade. Têm distribuição cosmopolita, desde a tundra ártica até aos trópicos, exceto no continente Antártico (Cândido, 2014; Lovette & Billerman, 2016).

1.1.2.1- Anatidae

A família Anatidae contém a maioria das espécies da ordem Anseriformes, fazendo parte várias espécies de patos, gansos e cisnes. Referidos como aves aquáticas, são importantes como animais de produção e são frequentemente encontrados em exposições zoológicas, assim como comumente observados na vida selvagem por todo o mundo (Backues, 2014).

Atualmente são contabilizadas 173 espécies pertencentes a esta família de acordo com HBW e BirdLife International (2022).

Apesar da preferência da maioria destas espécies por pântanos e outros reservatórios de água, nem todas forrageiam na água. Algumas espécies alimentam-se preferencialmente em terra e possuem alimentação com base numa dieta herbívora, outras alimentam-se quase exclusivamente de invertebrados aquáticos e sementes e outros são essencialmente piscívoros, insectívoros ou até omnívoros (Tellkamp, 2002).

1.1.3- Bucerotiformes

Esta ordem constituída por 3 famílias, Bucerotidae (calaus), Upopidae (poupas) e Phoeniculidae (poupas-de-madeira). São encontradas maioritariamente nos trópicos do Velho Mundo numa grande diversidade de habitats desde florestas tropicais densas a savanas (Lovette & Billerman, 2016).

Anteriormente esta ordem encontrava-se agrupada nos Coraciiformes, mas atualmente encontra-se separada e conta com 73 espécies, segundo o HBW e BirdLife International (2022). Nesta ordem encontra-se uma espécie já extinta, *Upupa antaios* uma espécie extinta da família Upupidae que foi endêmica da ilha de Santa Helena, no Atlântico Sul.

1.1.3.1- Bucerotidae

Os calaus são aves de médio a grande porte, com uma plumagem característica e um bico grande, geralmente coberto com um casco, sendo que a idade e o sexo dos calaus podem ser determinadas tendo em conta a cor da plumagem e o tamanho e a forma do casco. Podem ser encontrados em regiões tropicais e subtropicais da Ásia e África, preferencialmente em habitats florestais (Kinnaird, 2002; Lovette & Billerman, 2016).

Alimentam-se na sua maioria de frutas e sementes, mas muitas espécies podem ser consideradas omnívoras por se alimentarem por vezes, de lagartos, cobras, pequenos mamíferos e também alguns insetos. A alimentação a base de frutas e sementes está diretamente relacionada com a disponibilidade destes em determinado habitat (Kinnaird, 2002).

Acredita-se que os calaus tenham uma grande importância na dispersão de sementes pelos habitats florestais, contribuindo para o crescimento da flora, devido à sua dieta maioritariamente frugívora na generalidade (Kitamura, 2011).

De acordo com o HBW e BirdLife International (2022), fazem parte desta família 62 espécies de calaus.

1.1.4- Cathartiformes

A família Cathartidae, que inclui condores e urubus americanos, anteriormente integrava a ordem dos Falconiformes, mas passou a ser considerada uma ordem à parte, a Cathartiformes ou incluída nos Ciconiiformes (Joppert, 2014), os quais fazem apenas parte uma família, os abutres do Novo Mundo (Lovette & Billerman, 2016).

Anteriormente pensava-se que esta família estaria intimamente relacionada com as cegonhas da família Ciconidae, mas análises recentes mostram que os abutres do Novo Mundo pertencem a um clado irmão dos Accipitriformes (Mindell *et al.*, 2018).

1.1.4.1- Cathartidae

Esta família inclui sete espécies de abutres que habitam exclusivamente na América do Sul e do Norte. Também referidos com abutres neotropicais ou do Novo Mundo, já foram considerados intimamente relacionados com os abutres do Velho Mundo encontrados na Europa, Ásia e África, mas as semelhanças podem ser atribuídas à convergência ou evolução paralela (Wallace, 2002).

São quase exclusivamente carnívoros necrófagos, alimentando-se principalmente de carcaças de vertebrados, mas ocasionalmente, podem capturar algumas presas indefesas como lagartos, pequenos mamíferos e algumas aves e tartarugas bebês (Winkler *et al.*, 2020 b).

1.1.5- Ciconiiformes

Anteriormente a ordem Ciconiiformes era caracterizada por aves pernaltas de médio a grande porte com distribuição mundial constituída por 5 famílias: Ardeidae, Balaenicipitidae, Ciconiidae, Scopidae e Threskiornithidae (Norton & Whiteside, 2014).

Segundo o HBW e BirdLife International (2022), atualmente apenas a família Ciconiidae faz parte desta ordem, que é constituída por 20 espécies de cegonhas.

1.1.5.1- Ciconiidae

As cegonhas são aves pernaltas que podem ser maioritariamente encontrados em pântanos, mas também em diversos habitats amplos desde a savana seca de acácias a paisagens urbanas (Lovette & Billerman, 2016).

Apresentam uma dieta maioritariamente carnívora, alimentando-se de anfíbios, peixes, pequenos invertebrados aquáticos e menos frequentemente crocodilos e outras aves jovens.

Certas espécies podem alimentar-se também de carcaças de outros animais e desperdícios humanos (Whitehead, 2002).

1.1.6- Columbiformes

A ordem Columbiformes é uma das ordens de aves mais facilmente reconhecidas em todo o mundo e é tradicionalmente dividida em duas famílias, Columbidae e Raphidae (Pereira *et al.*, 2007).

Atualmente esta ordem compreende apenas a família Columbidae que inclui mais de 40 géneros e 300 espécies de pombos e rolas, uma vez que os membros da família Raphidae estão já extintos (Crome, 2002; Gyimesi 2014).

Estas espécies ocorrem em todos os habitats terrestres, de desertos a florestas, embora a maioria habite em florestas tropicais. Têm distribuição cosmopolita, com exceção do ártico, Antártida e montanhas muito altas (Crome, 2002).

1.1.6.1- Columbidae

O termo “pombo”, é normalmente usado para referir espécies de maiores dimensões, enquanto “rola” se aplica a maioria das espécies de menor dimensão. Acredita-se que os pombos foram a primeira espécie de aves a ser domesticadas e têm sido usados como fonte de carne, fertilizante, como método de comunicação de longas distâncias antes do telégrafo e também para pesquisas laboratoriais (Gyimesi 2014).

Por norma são granívoros e frutívoros, algumas espécies alimentam-se também de pequenos invertebrados (insetos e lesmas), além de moluscos e diplópodes (Guimarães, 2014).

Atualmente o HBW e BirdLife International (2022) conta com 370 espécies distintas.

1.1.7- Cuculiformes

Historicamente composta por 3 famílias, Cuculidae, Musophagidae, Opisthocomidae, esta ordem conta atualmente com apenas a família Cuculidae, tipicamente conhecidos por cucos. São aves de pequeno a médio porte com distribuição cosmopolita em florestas e bosques de climas tropicais, subtropicais e temperados, na sua maioria são espécies arbóreas e diurnas (Whiteside, 2014).

Atualmente são contabilizadas 153 espécies pertencentes a este grupo segundo o HBW e BirdLife International (2022).

1.1.7.1- Cuculidae

Esta família tem uma grande variedade em relação aos aspetos ecológicos, anatómicos, de plumagem e comportamentais, provavelmente resultantes de uma ampla distribuição geográfica e de uma longa história evolutiva (Posso & Donatelli, 2006).

Apesar da maioria destas aves poderem construir os seus próprios ninhos, algumas espécies são tipicamente conhecidas pelos casos de parasitismo de ninhada, em que a fêmea coloca os ovos em ninhos de outras aves hospedeiras (Hughes, 1996; dos Santos *et al.*, 2020).

Possuem uma dieta essencialmente insectívora, principalmente lagartas e gafanhotos, mas podem também alimentar-se de frutos, aranhas, lagartos, sapos, caracóis, ovos de outras aves ou até mesmo outras aves, dependendo da espécie (Martínez, 2002).

1.1.8- Galliformes

Os Galiformes são divididos em 5 famílias distintas, Cracidae, Megapodiidae, Phasianidae, Numididae e Odontophoridae, apresentam uma distribuição cosmopolita com exceção da Antártida e podem ser encontrados numa grande variedade de habitats (Marques, 2014 a).

Atualmente o HBW e BirdLife International (2022) refere 309 espécies diferentes.

Os membros desta ordem são das primeiras aves a serem domesticadas, sendo bastante comuns como animais de produção e presentes em exposições zoológicas. São caracterizadas por terem uma quilha bastante desenvolvida, asas arredondadas, membros posteriores fortes com quatro dígitos adaptados para a sua vida terrestre e podem ser de médio a grande porte (Morishita, 2014).

São aves terrestres com bico curto, passando o dia a forragear nas pastagens na procura de material vegetal, sendo os membros posteriores grandes e fortes, um atributo importante para expor raízes e sementes que são de difícil acessibilidade para outros animais (Hughes, 2002).

1.1.8.1- Cracidae

Esta família inclui os mutuns, jacus, aracuãs e jacutingas e conta com 56 espécies distribuídas por 4 subfamílias: Penelopinae, Oreophaseinae, Ortalisinae e Cracinae, segundo o HBW e BirdLife International (2022).

São aves arborícolas na sua maioria, que habitam preferencialmente em ambientes florestais tropicais densos, nas zonas tropicais e subtropicais das Américas, desde o Sul do Texas até ao Norte da Argentina (Marques, 2014 a).

Os cracídeos alimentam-se maioritariamente de plantas, sementes e frutas, mas também podem ingerir insetos, caracóis e outros pequenos animais em menor frequência (Brooks, 2002).

1.1.8.2- Numididae

Segundo o HBW e BirdLife International (2022), esta família conta com 8 espécies diferentes de pintadas.

Anteriormente as pintadas eram agrupadas como uma subfamília dentro da família Phasianidae, mas novos estudos sugeriram que fossem elevadas a uma família própria (Crowe, 2002).

É uma família pequena de aves africanas, e são facilmente reconhecidas pelos padrões das plumagens, pelos chamamentos estridentes característicos, e pelas cabeças coloridas e sem penas (Lovette & Billerman, 2016).

Estas aves são na sua maioria omnívoras, principalmente a pintada-comum, com dietas a variar entre pequenos invertebrados, plantas, bagas e frutas, sendo que na época de reprodução têm preferência por insetos e outros artrópodes (Crowe, 2002).

1.1.8.3- Phasianidae

Esta família engloba a galinha, perdiz, tetraz, codorniz, faisão e peru, e conta com 189 espécies distribuídas por 2 subfamílias, Rollulinae e Phasianinae, tendo em conta o HBW e BirdLife International (2022).

Estas aves podem ser encontradas por todo o mundo e podem se apresentar numa grande variedade de tamanhos, formas e cores e exibem determinados comportamentos característicos para chamar a atenção das fêmeas (Lovette & Billerman, 2016).

A alimentação é variável consoante a espécie, e tem por base matéria vegetal como raízes, tubérculos, bolbos, folhas, sementes e frutas, além de alguns insetos como formigas e térmitas e outros invertebrados (Garson, 2002).

1.1.9- Musophagiformes

Esta ordem contém apenas uma família, a Musophagidae, da qual fazem parte 24 espécies de turacos segundo o HBW e BirdLife International (2022).

Anteriormente os turacos eram agrupados na ordem dos Cuculiformes, mas as evidências levaram à separação para uma ordem própria (Tocidlowski, 2014).

1.1.9.1- Musophagidae

Esta família é dividida em 3 subfamílias: Musophaginae, Criniferinae, Corythaeolinae (Turner, 2002).

Os turacos são aves grandes com caudas longas e podem apresentar plumagens bastante coloridas com algumas espécies a exibir pigmentos apenas encontrados nesta família. Podem ser encontrados na África subsariana, em uma grande variedade de habitats florestais (Lovette & Billerman, 2016).

Os membros desta família são tendencialmente frugívoros e folívoros, mas podem-se alimentar ocasionalmente de pequenos invertebrados, especialmente na época de reprodução (Tocidlowski, 2014).

1.1.10 - Phoenicopteriformes

Os flamingos da família Phoenicopteridae, são os únicos a pertencer a esta ordem e englobam 6 espécies, pertencentes a 3 géneros diferentes (Phoenicopus, Phoenicoparrus, Phoeniconaias). Estudos baseados em análises moleculares sugerem que os flamingos, anteriormente incluídos nas ordens Anseriformes e Ciconiiformes, apresentam uma relação com a família Podicipedidae dos mergulhões, fazendo acreditar que o ancestral dos flamingos era mais aquático do que se pensava (Santiago, 2014; Wyss & Wenker, 2014).

1.1.10.1- Phoenicopteridae

De acordo com o HBW e BirdLife International (2022), existem 6 espécies de flamingos: *Phoenicopus roseus*, *Phoenicopus ruber*, *Phoenicopus chilensis*, *Phoeniconaias minor*, *Phoenicoparrus andinus* e *Phoenicoparrus jamesi*.

Os flamingos vivem em grandes colónias e requerem de um habitat especializado para se alimentarem, como lagos e lagoas interiores ou costeiras com pouca profundidade, estão adaptados a habitats extremos com variações do Potencial de Hidrogénio (pH) da água, de muito ácido (até o dobro da salinidade da água do mar) a muito alcalino (pH superior a 10), onde muitas vezes outros vertebrados não conseguiriam viver (Ogilvie, 2002; Wyss & Wenker, 2014).

A alimentação pode variar consoante a espécie, sendo baseada em algas, diatomáceas, pequenos invertebrados aquáticos, camarão e moscas da salmoura, caracóis e algumas sementes (Ogilvie, 2002).

Estas espécies estão entre as aves com maior longevidade, podendo viver até mais de 70 anos em cativeiro, e são bastantes populares em exposições zoológicas devido á sua

elegância e coloração brilhante. A cor da plumagem é causada pela ingestão de algas, crustáceos e moluscos que contêm carotenoides (cantaxantina, astaxantina e fucoxantina), que são excretados pela glândula uropigial e depositados nas penas, conferindo a coloração característica (Wyss & Wenker, 2014).

1.1.11- Pelecaniformes

Esta ordem de aves pernaltas inclui 5 famílias distintas: Threskiornithidae que inclui íbises e colhereiros, Ardeidae com as garças e socós, Scopidae do qual faz apenas parte a ave-martelo (*Scopus umbretta*), Balaenicipitidae que inclui o bico-de-sapato (*Balaeniceps rex*) e, por fim, Pelecanidae com os pelicanos (Lovette & Billerman, 2016).

Estas aves são caracterizadas por terem bicos grandes em comparação com a cabeça, e uma bolsa distendida formada pela base do bico, entre as mandíbulas. Podem ser encontradas em todo mundo, principalmente nas áreas tropicais e com exceção do Polo Norte e Sul e habitam preferencialmente zonas costeiras, rios, lagos e lagoas (Christie, 2002; Redrobe, 2014).

Fazem parte desta ordem 116 espécies diferentes, segundo o HBW e BirdLife International (2022).

1.1.11.1- Threskiornithidae

Esta família era tradicionalmente colocada na ordem Ciconiiformes, mas estudos moleculares realizados levaram á reclassificação da Threskiornithidae para a ordem do Pelecaniformes (Ramirez *et al.*, 2013).

Atualmente o HBW e BirdLife International (2022), conta com 36 espécies diferentes de íbises e colhereiros, sendo uma já extinta, o *Threskiornis solitarius*.

Estas aves fazem parte de uma família diversificada de aves pernaltas que possuem um bico especificamente adaptado. As íbises usam o seu bico curvo e alongado para explorar, enquanto os colhereiros usam o seu bico achatado em forma de espátula para retirar as presas da água (Lovette & Billerman, 2016).

Podem ser encontrados em ambientes de climas temperados ou quentes em quase todo o mundo, preferencialmente habitam em savanas, pântanos e florestas, mas algumas espécies vivem em regiões de planaltos e montanhas áridas. Geralmente obtêm o seu alimento nas margens ou águas rasas, alimentando-se majoritariamente por crustáceos, pequenos peixes, insetos e, ocasionalmente, de ovos de répteis e outras aves (Bille & McCollough, 2002).

1.1.12 - Passeriformes

Esta é a ordem de aves mais diversificada, representando mais de metade das espécies existentes, e estima-se que possam existir entre 5700 e 15000 espécies diferentes, espalhadas por cerca de 100 famílias, dependendo da classificação (Cracraft & Barker, 2009).

De acordo com o HBW e BirdLife International (2022), esta ordem é representada por 6659 espécies.

As diferenças na complexidade da siringe permitem dividir esta ordem em Tyranni (suboscines) e Passeri (oscines). Os suboscines são considerados filogeneticamente mais primitivos, com uma estrutura da siringe menos desenvolvida, e compreendem o menor número de espécies, enquanto os oscines são mais evoluídos, apresentam uma siringe mais complexa, e representam o maior número de espécies (Tomlinson, 2002; Sanches & Godoy, 2014).

Os passeriformes apresentam uma distribuição cosmopolita e podem ser encontrados em qualquer habitat, exceto nas regiões polares. A dieta destas aves pode ser bastante variável e distinta, uma vez que existem nesta ordem espécies que apresentam hábitos alimentares carnívoros, frugívoros, nectívoros, granívoros, insectívoros ou omnívoros (Smith, 2014).

1.1.12.1- Corvidae

Os corvos e os gaios são uma família diversificada de aves de médio a grande porte, com distribuição cosmopolita e encontrados em quase todos os habitats terrestres, exceto na extremidade da América do Sul e calotas polares, estas aves apresentam bicos poderosos, sistemas sociais complexos e dieta variável (Lovette & Billerman, 2016; Huang & Ruan, 2017).

Atualmente são contabilizadas 131 espécies pertencentes a esta família, segundo o HBW e BirdLife International (2022).

Os corvídeos são conhecidos pela sua inteligência e adaptabilidade em adquirir alimento, geralmente apresentam uma dieta omnívora que pode variar desde pequenos invertebrados, bagas, frutas, sementes, reptéis, anfíbios, pequenos mamíferos e aves, carcaças e ovos (Niemann, 2002).

1.1.12.2- Fringillidae

Esta família inclui uma grande variedade de pequenos pássaros canoros com um bico em forma de cone, hábil para quebrar sementes (Lovette & Billerman, 2016).

São umas das várias linhagens de passeriformes granívoros e têm uma distribuição quase cosmopolita, ocorrendo na América do Norte e Sul, Eurásia e África, embora seja mais abundante na Eurásia (Zuccon et al., 2012).

Tendo em conta o HBW e BirdLife International (2022), existem 228 espécies de fringílídeos, sendo 18 já extintos.

Estas espécies habitam numa grande variedade de habitats terrestres e alimentam-se na sua maioria de sementes, grãos e outra matéria vegetal, por vezes suplementada por insetos e outros pequenos invertebrados (Freedman & Hoyle, 2002).

1.1.12.3- Sturnidae

Os estorninhos e mainás fazem parte de uma família diversa em todo o Velho Mundo, embora algumas espécies tenham sido introduzidas noutros lugares do globo. Podem ser observados numa grande diversidade de habitats, e apresentam uma dieta que inclui sementes, néctar, fruta, insetos e pequenos vertebrados (Lovette & Billerman, 2016).

Esta família é comumente representada em coleções zoológicas em todo o mundo, com grandes variações entre espécies, desde a forma do corpo, espectro de cores e capacidades vocais (Bockheim & Congdon, 2001).

Atualmente, o HBW e BirdLife International (2022), conta com 128 espécies diferentes de esturnídeos, 6 já extintas.

1.1.13 - Psittaciformes

Os Psittaciformes são uma ordem diversificada, atualmente classificada em 3 famílias distintas, Strigopidae (papagaios da Nova Zelândia), Cacatuidae (cacatuas e caturras) e Psittacidae (papagaios, araras e periquitos). Estas aves são maioritariamente encontradas nas regiões tropicais e subtropicais do Hemisfério Sul, principalmente Austrália e Novo Mundo, e habitam preferencialmente bosques, florestas húmidas e savanas (White *et al.*, 2011; Heatley & Cornejo, 2014).

A alimentação é variada e depende conforme a espécie, mas inclui sementes, raízes, flores, cascas, frutas e néctares (Heatley & Cornejo, 2014).

Estas são as aves mais populares e frequentemente mantidas como animais de estimação no mundo inteiro, devido às suas características de sociabilização, capacidade de imitar sons, colorações atrativas e de inteligência (Grespan & Raso, 2014).

Como consequência disso, e para além da perda de habitat, estas espécies são as mais ameaçadas de extinção no mundo (Heatley & Cornejo, 2014).

Segundo o HBW e BirdLife International (2022), foram contabilizadas 421 espécies diferentes, sendo que 16 estão já extintas.

1.1.13.1- Cacatuidae

As cacatuas são aves relativamente maiores que os papagaios que apresentam uma crista móvel característica na cabeça e habitam exclusivamente a região da Australásia, exceto a Nova Zelândia (White *et al.*, 2011).

Estas aves alimentam-se sobretudo à base de frutas e sementes e apresentam, na sua maioria, coloração branca ou preta com manchas amarelas ou rosa (Lovette & Billerman, 2016).

São bastante inteligentes e têm uma grande capacidade vocal, como animais de companhia as cacatuas pretas são muito raras e têm um elevado custo, enquanto as cacatuas brancas são facilmente reproduzidas em cativeiro e têm a capacidade de imitar a voz humana (Tully, Jr., 2009).

Até á data, foram identificadas 22 espécies pertencentes a esta família, tendo em conta o HBW e BirdLife International (2022).

1.1.13.2- Psittacidae

Os papagaios são uma família diversa de aves restrita a regiões tropicais ou subtropicais, possuem bico e membros posteriores fortes, podem apresentar colorações exuberantes e são populares como animais de estimação (Lovette & Billerman, 2016).

Alimentam-se principalmente de sementes e frutos adquiridos nas árvores ou no solo, mas também podem ingerir folhas, néctar, pólen, flores, bagas, nozes, e por vezes, cascas (Forshaw, 2002; Juniper & Parr, 1998).

Segundo o HBW e BirdLife International (2022), esta família é composta por 395 espécies diferentes, sendo que 15 estão já extintas.

1.1.14 - Sphenisciformes

Esta ordem é composta apenas por uma família, Spheniscidae, da qual fazem parte 18 espécies de pinguins, segundo o HBW e BirdLife International (2022).

Os pinguins fazem parte de um grupo homogéneo de aves que possuem as melhores adaptações para a vida aquática entre o resto das aves. Estas incluem asas convertidas em

barbatanas que ajudam na propulsão aquática, uma plumagem que permite o isolamento térmico em condições de frio extremo, alterações ao nível do esqueleto que permitem uma locomoção vertical em terra e adaptações ao modo de reprodução (Bertelli & Giannini, 2005).

1.1.14.1- Spheniscidae

Atualmente contabilizando 18 espécies distribuídas por 6 géneros diferentes, os pinguins são seres pelágicos sem capacidade de voo, distribuídos ao longo das áreas costeiras do hemisfério sul, desde a Antártica e regiões subantárticas a regiões mais perto da linha do equador, dependendo da tolerância às condições climáticas (Wallace, 2014).

Os pinguins alimentam-se ao mergulhar atrás das suas presas, que podem variar entre pequenos peixes, lulas, krill e crustáceos, dependendo das espécies. Eles podem ingerir uma grande quantidade de alimento antes de voltar à superfície para respirar (Berger, 2002).

1.1.15 - Strigiformes

Esta ordem composta pelas corujas, mochos e bufos, é dividida em 2 famílias, Strigidae e Tytonidae, e conta atualmente com 244 espécies, segundo HBW e BirdLife International (2022).

Este grupo de aves terrestres é um dos mais antigos do mundo, com linhagens que remontam a cerca de 80 milhões de anos, têm distribuição cosmopolita com exceção da Antártida e algumas ilhas remotas. São na sua maioria noturnas, com algumas espécies a demonstrar comportamento crepuscular e outras podem caçar durante o dia (Marks, 2002; Ponder & Willette, 2014).

1.1.15.1- Strigidae

O grupo das corujas típicas é o maior das 2 famílias, contando com uma grande diversidade de predadores, maioritariamente noturnos, que podem ser encontrados em todo o mundo, exceto na Antártida (Joppert, 2014; Lovette & Billerman, 2016).

Estas aves ocupam vários habitats terrestres, desde selvas tropicais húmidas e florestas temperadas, até pastagens e desertos, sendo que a grande maioria vive em algum tipo de habitat florestal (Marks, 2002).

As corujas são oportunistas, portanto apresentam uma grande diversidade de dieta. Pequenos roedores são a fonte principal de alimento, mas pode variar entre insetos, anfíbios,

peixes, répteis, outras aves, pequenos mamíferos e também morcegos (Ponder & Willette, 2014).

Existem 228 espécies de corujas segundo o HBW e BirdLife International (2022).

1.1.16- Struthioniformes

Esta ordem antiga é formada pelos tinamus e ratites e compreende uma grande diversidade de aves encontradas principalmente no hemisfério sul (Lovette & Billerman, 2016).

Ratite não é um termo taxonômico rigoroso, é usado para se referir a aves que não têm capacidade de voo, e que têm um peito de superfície plana em vez de uma quilha (Kummrow, 2014).

Em geral, as ratites são divididas em 4 famílias: Struthionidae (avestruzes), Rheidae (nandus), Casuariidae (casuares e emus) e Apterygidae (kiwis). Esta ordem fica completa com os tinamus, pertencentes a família Tinamidae (Kummrow, 2014; Lovette & Billerman, 2016).

Os tinamus habitam na América do Sul, enquanto as ratites são principalmente encontradas no centro e sul de África e América do Sul, Nova Guiné e arquipélagos circundantes, Austrália e Nova Zelândia (Bruning, 2002).

Segundo o HBW e BirdLife International (2022), fazem parte desta ordem 63 espécies diferentes.

1.1.16.1- Casuariidae

Os casuares e emus são uma pequena família de aves de grande porte sem capacidade de voo que habitam na Nova Guiné e Austrália. Os casuares têm preferência por florestas tropicais densas, enquanto o emu é encontrado em partes mais secas da Austrália (Lovette & Billerman, 2016).

O HBW e BirdLife International (2022) conta com 6 espécies no total, sendo que 2 estão já extintas.

Os emus consistem em uma única espécie (*Dromaius novaehollandiae*) e os casuares constituem três espécies, o casuar-do-sul (*Casuarus casuarius*), casuar-anão (*Casuarus bennetti*), e o casuar-do-norte (*Casuarus unappendiculatus*) (Kummrow, 2014).

A dieta dos emus é omnívora, sendo que no Verão seja maioritariamente baseada em insetos. Os casuares são maioritariamente frugívoros, mas também podem consumir fungos, insetos e pequenos vertebrados (Kummrow, 2014).

1.1.16.2- Rheidae

Os nandus podem ser encontrados nas pastagens da América do Sul. Apesar da sua estatura de grande porte e de serem desprovidas de capacidade de voo, estão mais proximamente relacionadas com os tinamus do que com as ratites (Lovette & Billerman, 2016).

Esta família engloba apenas três espécies, segundo o HBW e BirdLife International (2022), a *Rhea americana*, *Rhea pennata* e *Rhea tarapacensis*.

A alimentação é muito variada, sendo considerada uma ave omnívora. Gramíneas e leguminosas são a principal fonte de alimento, além de sementes, frutos, insetos e outros pequenos animais (Lovato & dos Santos, 2014).

1.1.16.3- Tinamidae

Os tinamídeos, uma das famílias de aves mais antigas do Novo Mundo, são exclusivamente neotropicais, de médio porte, terrestres mesmo com capacidade de voo. A sua relação com as ratites deve-se às semelhanças nas estruturas ósseas (principalmente o palato), da casca do ovo e da fisiologia metabólica e termorreguladora (Kummrow, 2014).

Existem 47 espécies de tinamídeos constituída por 9 géneros e podem ser subdivididos em duas subfamílias: a Tinaminae, composta por espécies caracterizadas pela abertura das narinas na metade rostral do bico e que habitam florestas tropicais e subtropicais e, Rhynchotinae, composta por espécies campestres e que apresentam a abertura das narinas na inserção do bico (Marques, 2014 b).

Apresentam uma dieta variável e oportunista, desde material vegetal como frutas, sementes, folhas, flores e raízes, como invertebrados e pequenos vertebrados (Kummrow, 2014).

A lista detalhada das espécies pertencentes às ordens e famílias anteriormente mencionadas e respetivos tipos de alimentação e estatuto de conservação, podem ser consultados na Tabela 12 do Anexo I.

1.2- Parasitas gastrointestinais mais frequentes em aves

1.2.1- Protozoários

São organismos unicelulares eucariotas que possuem um núcleo celular envolto por uma membrana e organelos celulares. A locomoção pode ocorrer com assistência de um ou mais flagelos, cílios, por pseudopodia (através de prolongamentos do citoplasma) e também através de movimentos de deslizamento. Alimentam-se por pinocitose ou fagocitose e a reprodução é na maioria realizada de forma assexuada por fissão binária, fissão múltipla ou esquizogonia, gemulação, e por vezes, pode também apresentar uma fase de reprodução sexuada, realizada por singamia, conjugação ou esporogonia (Taylor *et al.*, 2016; Mandal, 2013).

A classificação do reino Protozoa é complexa e está sujeita a constante revisão, sendo que a mais recente reconhece 13 filos, sendo que 9 são de maior importância, por conterem parasitas de interesse veterinário, tais como o Amoebozoa, Percolozoa, Euglenozoa, Parabasalia, Fornicata, Metamonada, Preaxostyla, Apicomplexa e Ciliophora (Taylor *et al.*, 2016).

Os parasitas protozoários de maior importância em aves estão reunidos em 3 classes, Trichomonadea (*Trichomonas* e *Histomonas*), Coccidea (*Eimeria*, *Isospora*, *Caryospora*, *Sarcocystis* e *Toxoplasma*) e Haematozoa (*Haemoproteus*, *Leucocytozoon* e *Plasmodium*) (Schuster & Krone 2016).

Apesar do tamanho pequeno, os protozoários têm um ciclo de vida complexo e podem causar alterações patológicas nos tecidos e órgãos dos animais domésticos. O trato gastrointestinal das aves é afetado por protozoários flagelados (*Trichomonas* e *Giardia*) e Apicomplexas (por exemplo, *Eimeria*, *Isospora* e *Caryospora*) (Muller, 2010; Hendrix & Robinson, 2017).

1.2.1.1- Coccídias

Pertencem ao maior grupo do Filo Apicomplexa, Classe Conoidasida, Ordem Eucoccidiorida e afetam todas as classes de vertebrados. As aves são hospedeiras de coccídias das famílias Eimeriidae, Cryptosporidiidae e Sarcocystidae. A coccídia mais comum em aves pertence ao gênero *Eimeria*, mas os gêneros *Isospora*, *Atoxoplasma*, *Tyzzeria*, *Avispora*, *Dorisiella*, *Wenyonella*, *Frenkelia*, *Cryptosporidium*, e *Sarcocystis* podem também infectar o epitélio intestinal de aves hospedeiras. Estes gêneros podem ser diferenciados entre si com base nas características dos oocistos, através da sua medição e na contagem do número de

esporocistos e esporozoítos dos mesmos (Coles, 2007; Yabsley, 2008; Schuster & Krone, 2016). A Tabela 2 refere o número de esporocistos e esporozoítos de alguns géneros de coccídeos observadas em aves.

Na generalidade o ciclo de vida é direto, podendo por vezes ser indireto, e envolve uma fase de esporulação, uma fase de infeção e reprodução assexuada (merogonia ou esquizogonia) e outra de reprodução sexuada (gametogonia) e formação do oocisto. A primeira fase dá origem à fase infetante dos oocistos através da esporulação destes, contendo o número de esporocistos e esporozoítos correspondentes ao género. A segunda fase ocorre após o hospedeiro ingerir os oocistos esporulados, há libertação dos esporozoítos, e estes penetram nas células epiteliais, denominando-se agora de trofozoítos que, após sucessivas divisões, vão originar os merontes, formados por merozoítos. Esta fase termina com os merozoítos a dar origem ao gametócitos machos e fêmeas. Na última fase ocorre fecundação dos gâmetas e formação do zigoto, denominado oocisto, acabando este por ser libertado nas fezes do hospedeiro, ainda não esporulado, dando assim de novo início a um novo ciclo (Taylor *et al.*, 2016).

As coccídias são protozoários importantes e comuns das aves domésticas e selvagens, acredita-se que a maioria das espécies sejam específicas de um determinado hospedeiro e maioria das infeções são assintomáticas ou ocorrem secundariamente a outras comorbidades. A coccidiose clínica é pouco comum em aves de cativeiro e aviários com bom manejo, apesar de por vezes poderem ocorrer surtos, favorecidos por condições fracas de higiene ou sobrepopulação. Os sinais clínicos reportados são semelhantes em todas as aves, abdómen distendido e conspurcado, diarreia que pode conter muco ou sangue, penas eriçadas, emaciação, anorexia e alguns sinais neurológicos, podendo ocorrer a morte após uma semana desde o início da infeção. Esta infeção é mais comumente associada a aves jovens e pode ser diagnosticada por meio de análises de amostras fecais, através da identificação dos oocistos ou por necrópsia (Greve, 1996; Zajac *et al.*, 2021).

No tratamento da coccidiose, as sulfonamidas na água de beber têm sido bastantes usadas em Galliformes, além de misturas com amprolium, e em casos de resistência e também toltrazuril. O controlo deve passar por boas condições sanitárias e de manejo, ventilação, remoção e limpeza das fezes e da comida e água contaminadas, de modo a diminuir o potencial de infeção (Friend & Franson, 1999; Taylor *et al.*, 2016).

Tabela 2: Número de esporocistos e esporozoítos por oocisto referente aos gêneros de coccídias em aves (Adaptada de Coles, 2007 e Taylor *et al.*, 2016).

Gênero	Esporocistos por oocisto	Esporozoítos por esporocisto	Total de esporozoítos por oocistos
<i>Eimeria</i>	4	2	8
<i>Isospora</i>	2	4	8
<i>Avispora</i>	1	8	8
<i>Wenyonella</i>	4	4	16
<i>Tyzzeria</i>	0	8	8
<i>Cryptosporidium</i>	0	4	4
<i>Sarcocystis</i>	2	4	8
<i>Dorisiella</i>	2	8	16
<i>Frenkelia</i>	2	2	4

1.2.1.1.1- *Eimeria* spp.

Este gênero tem um ciclo de vida direto e tende a apresentar especificidade de hospedeiro, contém mais de 200 espécies que infetam aves, os oocistos possuem quatro esporocistos cada um contendo dois esporozoítos. A maioria das espécies replica-se no epitélio intestinal, mas podem também replicar no epitélio tubular renal, provocando infecções viscerais disseminadas (Wellehan Jr., 2016).

É mais comum em aves domésticas, Columbiformes, Galliformes, especialmente galinhas e perus, assim como Psitaciformes, Anseriformes, Charadriiformes e Gruiformes (Yabsley, 2008; Zajac *et al.*, 2021).

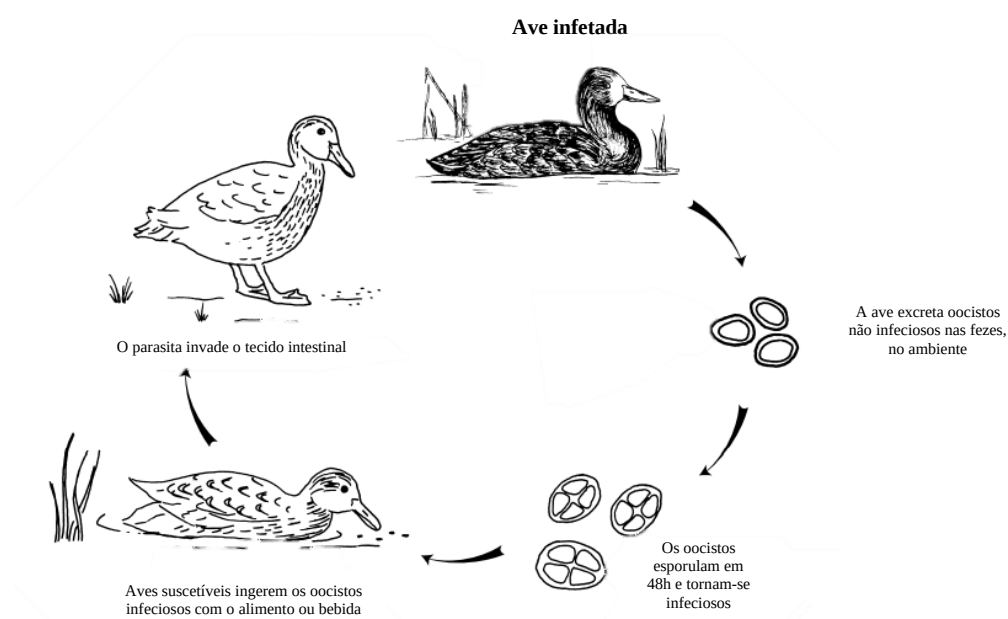


Figura 1: Ciclo de vida direto de *Eimeria* em aves (Adaptado de Friend & Franson, 1999)

1.2.1.1.2- *Isospora* spp.

O gênero *Isospora* tem um ciclo de vida direto, os oocistos possuem dois esporocistos, cada um contendo quatro esporozoítos e a maioria das espécies replicam-se no epitélio intestinal, sendo que outras podem ter estágios extraintestinais associados a patologias mais significativas. Em termos de taxonomia, *atxoplasma* é considerado um sinónimo objetivo júnior de *Isospora* referida como isosporose sistémica (Barta *et al.*, 2005). É uma patologia de grande importância em aves passeriformes, tendo causado taxas de mortalidade significativas em populações de Mainá-do-bali (*Leucopsar rothschildi*) em cativeiro (Partington *et al.*, 1989; Wellehan Jr., 2016). Várias espécies de *Isospora* spp. foram identificadas em fezes de trinca-ferro-verdadeiro (*Saltator similis*) de vida livre e de cativeiro, no entanto não há relatos anteriores de isosporose extraintestinal ou sistémica nestas aves (Coelho *et al.*, 2013; de Oliveira *et al.*, 2018).

Espécies de *Isospora* têm menos especificidade de hospedeiro comparativamente com o gênero *Eimeria* e são particularmente comuns em aves passeriformes da família Sturnidae e Fringillidae (Greiner, 2008; Schuster & Krone, 2016), além de psittaciformes e piciformes (Zajac *et al.*, 2021).

1.2.1.1.3- *Avispora* spp.

Este gênero possui um ciclo de vida direto e indireto, contém mais de vinte e cinco espécies e os oocistos apresentam apenas um esporocisto com oito esporozoítos. Replica-se nos intestinos de aves carnívoras que servem como hospedeiro definitivo, sendo que o hospedeiro intermediário, é por norma, um mamífero que serve como presa (Wellehan Jr., 2016).

Os oocistos do gênero *Avispora* podem ser encontrados em aves de rapina, principalmente falconiformes, mas também já foram observados em gaivotas e alguns Passeriformes (Muller, 2010; Schuster & Krone, 2016).

1.2.2- Nemátodes

Os nemátodes (Nematoda) são comumente denominados de “vermes cilíndricos”, possuem um corpo cilíndrico, alongado, não segmentado com as extremidades afuniladas e coberto por uma cutícula, que é uma camada resistente, incolor ou translúcida. Podem ser parasitas ou de vida livre, têm na sua maioria os sexos separados com dimorfismo sexual (Taylor *et al.*, 2016).

As aves podem ser hospedeiras de uma grande variedade de nemátodes localizados principalmente no trato digestivo e respiratório, com comprimentos que variam entre alguns milímetros e a vários centímetros. A maioria dos parasitas nemátodes de aves (*Contracaecum*, *Porrocaecum*, *Eustrongylides*, *Trichinella*, *Histriches*, e todos os espirurídeos) têm um ciclo de vida indireto que envolvem um hospedeiro intermediário, frequentemente são artrópodes. Existem outras espécies que são transmitidas pelo solo, sendo ciclo de vida direto (*Trichostrongylus*, *Amidostomum*, *Epomidiostomum*, *Heterakis*, *Ascaridia*, *Subulura*) (Schuster & Krone, 2016).

Os nemátodes mais comuns e importantes em aves selvagens pertencem ao gênero *Ascaridia*, *Capillaria*, *Heterakis*, *Contracaecum* e *Eustrongylides* (Melo *et al.*, 2019).

O ciclo de vida completo compreende quatro mudas, que compreendem os estágios larvares L1, L2, L3 e L4, dando origem a L5 que é o adulto imaturo, que após a fertilização das fêmeas iniciam a excreção de ovos. No ciclo de vida direto, por norma, as larvas de vida livre sofrem duas mudas após eclosão e a infecção ocorre pela ingestão de larvas L3 no ambiente. Em ciclos de vida indiretos as duas primeiras mudas ocorrem no hospedeiro intermediário, onde ocorre a infecção do hospedeiro definitivo após a sua ingestão. Após a infecção ocorrem mais duas mudas para originar L5 ou parasita adulto imaturo e após a cópula, um novo ciclo de vida é iniciado (Taylor *et al.*, 2016).

Os sinais clínicos dependem do local e severidade de infecção, o tratamento com ivermectina ou pirantel é normalmente eficaz e são recomendadas desparasitações periódicas em casos em que a exposição não possa ser controlada (Welle, 2016).

1.2.2.1- Ascarídeos

Os ascarídeos estão entre os nemátodes gastrointestinais mais prevalentes em aves de cativeiro ou domésticas, afetam com maior frequência aves jovens do que aves adultas e são mais frequentes em aves com acesso ao solo, ambientes com maior lotação de animais e com menor frequência de higienização. Os nemátodes *Ascaridia* spp. e *Heterakis* spp. são os ascarídeos mais comuns em aves selvagens e domésticas, sendo o gênero *Subulura* spp. o menos frequente (Zajac *et al.*, 2021). Outros ascarídeos como *Porrocaecum* spp. e o anisquídeos *Contracaecum* spp. também podem infetar algumas aves, em particular aves passeriformes e aves aquáticas que se alimentam de peixes, respetivamente. Os ovos de parede espessa podem ser identificados através de técnicas de flutuação, ovos de *Heterakis* spp. (66-79 x 41-48 µm) e de *Ascaridia* spp. (77-94 x 43-55 µm) são ovais e possuem uma parede lisa e incolor, podem

ser difíceis de distinguir. Os ovos de *Subulura* spp. (51-86 x 45-76 µm) apresentam-se embrionados quando são excretados nas fezes das aves, e os ovos de *Porrocaecum* spp. (100 x 80 µm) são quase redondos com uma parede reticulada acastanhada, enquanto os ovos de *Contracaecum* spp. (50-52 µm) são redondos (Greve, 1996; Taylor *et al.*, 2016; Zajac *et al.*, 2021).

O ciclo de vida de *Ascaridia* e *Heterakis* é direto, no entanto sabe-se que pelo menos duas espécies, *Ascaridia galli* e *Heterakis gallinarum*, utilizam anelídeos terrestres como hospedeiro paratênico ou de transporte. Quanto ao ciclo de vida de *Porrocaecum* e *Contracaecum* é indireto, geralmente o primeiro usando anelídeos terrestres e o segundo peixes e crustáceos como hospedeiros intermediários (Fedynich, 2008; Taylor *et al.*, 2016).

Antes pensava-se que o ciclo de vida do género *Subulura* fosse direto, idêntico ao de *Heterakis gallinarum*, mas foi demonstrado que este género necessita de utilizar um hospedeiro intermediário, geralmente artrópode, como gafanhoto (Cuckler & Alicata, 1944; Abdou & Selim, 1957).

Os nemátodes do género *Ascaridia* afetam a maioria das espécies de aves e podem causar grandes danos em aves domésticas ou exóticas mantidas em cativeiro. As espécies *A. hermafrodita* e *A. platyceri* são as mais comuns nos Psittaciformes, *A. galli* nos Galiformes, Anseriformes, e por vezes Accipitriformes, Strigiformes e Passeriformes, *A. columbae* nos Columbiformes, apesar de também serem descritos nos papagaios. Também amplamente distribuído por diversas espécies de aves, espécies de *Heterakis* são bastante relatadas, principalmente *H. gallinarum* em Galliformes e por vezes, Anseriformes, Stuthioniformes, Accipitriformes, Ciconiiformes e Psittaciformes, *H. dispar* em Anseriformes e por vezes Strigiformes, e ainda, *H. isolonche* nos faisões (Kajeroova *et al.*, 2004; Fedynich, 2008).

O nemátode *Porrocaecum* é mais comumente identificado em Passeriformes, especialmente *P. ensicaudatum*, sendo que as espécies *P. angusticolle* e *P. depressum* podem também ser encontradas em aves de rapina e *P. crassum* em anseriformes especialmente patos. Diversas espécies de *Contracaecum* podem ser encontradas principalmente em aves aquáticas que se alimentam de peixes, sendo *C. rudolphii* o mais comum e *C. pelagicum* encontrado nos pinguins-de-Magalhães (Fagerholm & Overstreet, 2008).

As infeções por *Contracaecum* e *Porrocaecum* usualmente não provocam sinais clínicos ou doença grave, apesar de já ter sido relatados, perda da capacidade de manter equilíbrio e penas eriçadas em Passeriformes, atribuído a *P. ensicaudatum* (Fagerholm & Overstreet, 2008). As larvas de *Ascaridia* tendem a ser a forma mais patogénica causando

enterite ou obstrução intestinal. O género *Heterakis* é importante principalmente em aves domésticas como vetor de *Histomonas meleagridis*, um protozoário que é transportado nos ovos e larvas de *Heterakis* e provoca enterohepatite infecciosa (Zajac *et al.*, 2021).

1.2.2.2- Capillarídeos

As capilarioses são quase tão comuns como as ascaridoses e são causadas por nemátodes dos géneros *Baruscapillaria*, *Capillaria*, *Echinocoleus*, *Eucoleus*, *Ornithocapillaria*, *Pterothominx* e *Tridentocapillaria*, sendo a mais frequente nas aves pertencente ao género *Capillaria*. Estes parasitas já foram observados em inúmeras ordens de aves, como Pelecaniformes, Struthioniformes, Pelecaniformes, Anseriformes, Ciconiformes, Falconiformes, Columbiformes, Psittaciformes, Strigiformes, Apodiformes, Passeriformes, Piciformes, Caprimulgiformes, Charadriiformes, Gaviiformes e Tinamiformes (Coutteel & Wencel, 2016).

A taxonomia e sistemática destes parasitas têm sofrido muitas alterações, algumas espécies de *Capillaria* são agora designadas sob o nome genérico *Eucoleus*, embora possam ser universalmente referidas como *Capillaria* (Taylor *et al.*, 2016).

Geralmente, estes parasitas apresentam um ciclo de vida direto, embora algumas espécies possam ter um ciclo de vida indireto, tendo como hospedeiros intermediários anelídeos terrestres. As larvas L1 infetantes desenvolvem-se dentro do ovo entre 3 e 4 semanas, o hospedeiro definitivo é infetado através da ingestão deste estágio infetante embrionário, e o desenvolvimento para formas adultas ocorre geralmente sem fase de migração (Taylor *et al.*, 2016). Algumas espécies como *Baruscapillaria falconis* e *Capillaria tenuissima*, podem-se servir-se de roedores como hospedeiro de transporte (Coutteel & Wencel, 2016).

Os ovos bi-operculados podem ser facilmente detetados nas técnicas de flutuação, podendo variar entre os 45-70 µm, dependendo das espécies. As capilarioses podem causar inflamação no esófago, papo, intestino delgado e raramente o ceco; podem causar apatia, perda de peso, diminuição do apetite, e ainda, disfagia, distensão do papo e diarreia, conforme o local de infeção e podem ser fatais em infeções severas (Greve, 1996; Zajac *et al.*, 2021).

Dentre os capillarídeos, *Pterothominx philippiensis* é a única espécie com potencial zoonótico (Yabsley, 2008).

1.2.2.3- Estrongilídeos

Estes nemátodes pertencentes a ordem Strongylida, são divididos em cinco superfamílias: Trichostrongyloidea, Strongyloidea, Ancylostomatoidea, Diaphanocephaloidea e Metastrongyloidea, sendo que os mais comumente encontrados no trato gastrointestinal das aves pertencem às famílias Trichostrongilidae e Amidostomidae pertencentes à superfamília Trichostrongyloidea (Taylor *et al.*, 2016; Zajac *et al.*, 2021).

Os estrongilídeos possuem tipicamente um ciclo de vida direto, com estágios larvares L1 e L2 de vida livre e estágio L3 infetante que é ingerido pelo hospedeiro definitivo (Bowman, 2021).

O tricostrongilídeo *Trichostrongylus tenius* da família Trichostrongilidae é comumente encontrado no ceco de aves selvagens, principalmente Galliformes e Anseriformes; possui um ciclo de vida direto, está associado a hábitos alimentares de vegetação terrestre e podem causar perda de apetite e emaciação (Cole & Friend, 1999; Tompkins, 2008). Infecções severas podem provocar enterite persistente, resultando em diarreia hemorrágica, perda de peso e morte (Zajac *et al.*, 2021).

O nemátode *Libyostrongylus* sp. também pertencente à família Trichostrongilidae e é específico da moela e proventrículo das avestruzes, podendo causar anemia, perda de peso, anorexia e proventriculite, levando por vezes a altas taxas de mortalidade entre avestruzes juvenis e ocasionalmente animais adultos. Foram descritas três espécies diferentes, *L. douglassii*, *L. dentatus* e *L. magnus*, sendo *L. douglassii* reportado como mais comum (Bonadiman *et al.*, 2006; de Paula Santos *et al.*, 2010).

Os tricostrongilídeos da família Amidostomidae, pertencentes aos gêneros *Amidostomum* sp. e *Epomidiostomum* sp. possuem um ciclo de vida direto e são encontrados na moela de várias aves migratórias, principalmente Anseriformes, Columbiformes (Tuggle & Friend, 1999), Charadriiformes e Gruiformes (Fedynich & Thomas, 2008). Na família Ornithostrongylidae, *Ornithostrongylus quadriradiatus* infeta o papo, proventrículo ou intestino delgado de Columbiformes (Taylor *et al.*, 2016).

O estrongilídeo *Deletrocephalus* sp. da família Deletrocephalidae foi identificado em amostras fecais de nandus no estudo de Snak *et al.* (2014), e as espécies *D. cesarpinto* e *D. dimidiatus* no estudo de Avelar *et al.* (2014).

Os ovos elipsoidais de parede fina com um embrião no estágio de desenvolvimento em forma de mórula no seu interior, típico de estrongilídeos (Bowman, 2021), podem ser detetados com técnicas de flutuação, podendo variar de tamanho entre espécies

Trichostrongylus tenuis (65-75 x 35-42 μm) e *Amidostomum anseri* (85-110 x 50-82 μm) (Zajac *et al.*, 2021).

Apesar de não parasitarem diretamente o sistema gastrointestinal das aves, os estrongilídeos *Syngamus* spp. e *Cyathostoma* spp., da família Syngamidae, parasitam mais frequentemente o trato respiratório (traqueia, brônquios e sacos aéreos) de aves selvagens ou domésticas e aves aquáticas ou de rapina, respetivamente; podem também ser observados pelas técnicas de flutuação, pois os ovos produzidos pelas fêmeas na traqueia são engolidos pela ave e consequentemente expelidos juntamente com as fezes (Zajac *et al.*, 2021).

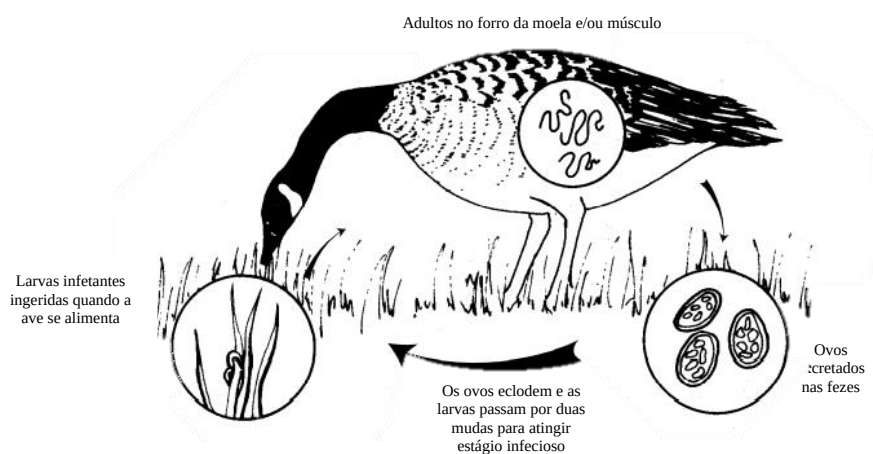


Figura 2: Ciclo de vida direto de larvas da moela como *Amidostomum* sp. e *Epomidiostomum* sp. (Adaptado de Tuggle & Friend, 1999)

1.2.2.4- Espirurídeos

Alguns dos nemátodes gastrointestinais mais frequentes que fazem parte da ordem Spirurida, em aves, são *Dispharynx*, *Echinuria*, *Tetrameres*, *Cheilospirura* (*Acuaria*), *Streptocara*, *Gongylonema*, *Serratospiculum* e *Serratospiculoides*, sendo que estes dois últimos parasitam o trato respiratório de algumas aves selvagens, mas também os seus ovos podem ser expelidos nas fezes (Juan-Sallés & Garner, 2019; Zajac *et al.*, 2021).

O ciclo de vida destes parasitas é indireto, necessitando de um hospedeiro intermediário, usualmente artrópodes (gafanhotos, besouros ou baratas) para completar o seu ciclo, não sendo por isso um grande problema em aves domésticas em sistema de gaiola (Greve, 1996). As infeções são mais comuns no esófago, papo e proventrículo em aves de vida livre devido à dificuldade no controlo e à disponibilidade de hospedeiros intermediários (Taylor *et al.*, 2016).

Os ovos tipicamente pequenos com formas larvares no seu interior, podem ser detetados com as técnicas de flutuação e sedimentação, com os tamanhos variados (30-55 x 20-35 µm), dependendo das espécies (Zajac *et al.*, 2021).

Apesar de pouco comuns em aves de estimação, os espirurídeos podem infectar uma variedade de espécies de aves. Os parasitas pertencentes à família Acuridae, *Dispharynx nasuta* é o mais patogénico e frequentemente reportado em Passeriformes (principalmente fringílídeos), Galliformes e Columbiformes (Carreno, 2008; Hendrix & Robinson, 2017).

Ainda pertencentes a família Acuridae, a espécie *Acuaria skrjabini* infeta o ventrículo de fringílídeos principalmente; *Echinuria uncinata* é um nemátode comum que infeta o proventrículo de vários Anseriformes, que utiliza zooplâncton (*Daphnia* sp.) como hospedeiro intermediário; *Streptocara incognita* infeta o trato alimentar superior, principalmente o ventrículo de Anseriformes e Phoenicopteriformes (Cole & Friend, 1999; Juan-Sallés & Garner, 2019).

Tendo em conta a família Habronematidae, *Sicarius uncinipenis* é o nemátode mais frequente do ventrículo dos nandus (*Rhea americana*), pode-se observar também *Procyrnea* spp. em Passeriformes e Piciformes (pica-paus e tucanos) e *Hadjelia truncata* em Columbiformes, Coraciiformes e pintada-comum (*Numida meleagris*) (Juan-Sallés & Garner, 2019).

Da família Tetrameridae, o género *Tetrameres* spp. é observado maioritariamente em aves aquáticas, nomeadamente, Anseriformes, Charadriiformes, Ciconiiformes, Pelicaniformes mas também Galliformes e Columbiformes. O género *Microtetrameres* spp. é mais frequente em aves terrestres, principalmente Passeriformes, Accipitriformes e Strigiformes (Kinsella & Forrester, 2008).

Apesar de não parasitarem diretamente o sistema gastrointestinal, os parasitas dos géneros *Serratospiculum* e *Serratospiculoides*, da família Diplotriaenidae, são parasitas comuns dos sacos aéreos das aves, que infetam principalmente Falconiformes e Accipitriformes, mas também foi reportado em alguns Passeriformes (Van Wettere *et al.*, 2018). O género *Serratospiculum* spp. possui um ciclo de vida indireto, tendo como hospedeiros intermediários alguns artrópodes. As fêmeas adultas depositam os seus ovos embrionados nos sacos aéreos do hospedeiro definitivo, estes chegam aos pulmões e são depois deglutidos, por provocação da tosse, atingem o sistema gastrointestinal e posteriormente são eliminados nas fezes (Oliveira *et al.*, 2021).

A maioria das infecções por espirurídeos não são muito patogênicas, contudo, grandes quantidades de *Tetrameres* e *Dispharynx* no proventrículo podem provocar perda de peso e diminuição da produção (Zajac *et al.*, 2021), porém, tem sido referida na literatura a morbilidade e mortalidade de aves em cativeiro associada a espirurídeos (Juan-Sallés & Garner, 2019).

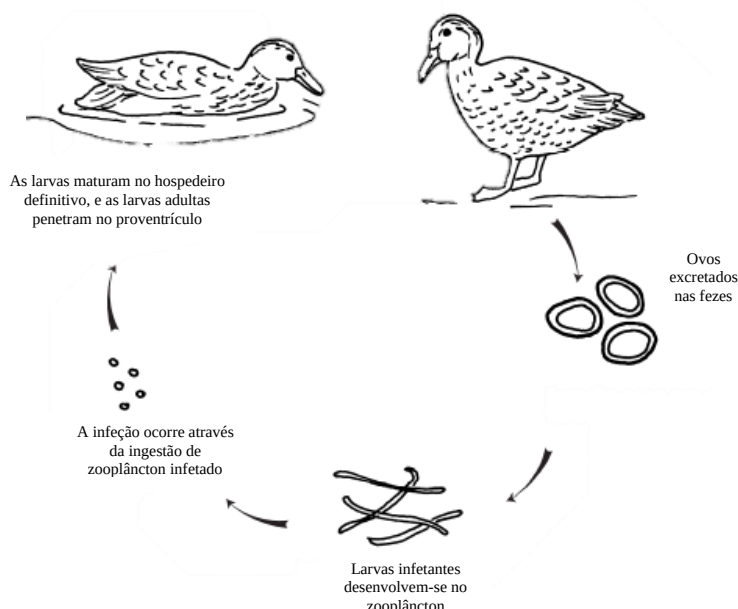


Figura 3: Ciclo de vida de *Echinuria uncinata* (Adaptado de Cole & Friend, 1999)

1.2.2.5- *Strongyloides* spp.

Os nemátodes do género *Strongyloides* (família Strongyloididae) são os únicos de importância veterinária dentro da superfamília Rhabditoidea, ordem Rhabditida. O género *Strongyloides* spp., apresenta um ciclo de vida direto com capacidade de produzir uma geração livre e uma geração parasitária. A transmissão ocorre por via fecal-oral ou por penetração das larvas L3 através da pele, onde estas larvas migram até o intestino delgado onde se desenvolvem até à fase adulta, dando origem a fêmeas partenogénicas. Estas, por sua vez, vão produzir ovos embrionados férteis ou não, através de partenogénese, que são libertados juntamente com a fezes. Após a eclosão, as larvas podem completar um ciclo de vida livre desenvolvendo-se através de quatro estágios larvares, dando origem à machos e fêmeas de vida livre ou iniciando um ciclo de vida parasitário através da penetração ou ingestão das larvas L3 (Taylor *et al.*, 2016).

Foram registadas sete espécies diferentes pertencentes ao género *Strongyloides* em aves selvagens e aves mantidas em cativeiro (Onuma *et al.*, 2011).

Os ovos são pequenos (52-56 x 36-40 µm) e ovais de parede fina com formas larvares no seu interior e podem ser observados através de técnicas coprológicas de flutuação. A espécie *Strongyloides avium* infeta o intestino delgado e ceco de galinhas, perus, gansos e aves selvagens (Taylor *et al.*, 2016).

Estes parasitas podem ser comuns em aves exóticas mantidas em cativeiro, tendo sido registado como o parasita com maior frequência (59,84%) no estudo de Snak *et al.* (2014). Foi neste estudo, identificado em diversas espécies de aves como Piciformes, Psittaciformes e diversas aves de rapina.

A espécie *S. avium* foi identificada em pintada-comum (*N. meleagris*) e pombo-comum (*C. livia*) e *S. pavoni* em pavões (*P. cristatus*), num estudo realizado por de Carrera-Játiva *et al.* (2020).

O género *Strongyloides* spp., pode ser um patógeno grave em aves jovens criadas no solo, onde casos de infeções agudas podem originar fraqueza, emaciação e diarreia mucosa e sanguinolenta. A patogenicidade deste parasita é conhecida por resultar em espessamento da parede cecal e preenchimento do lúmen com restos descamativos de tecido degenerado, exsudados mucosos e sangue (Onuma *et al.*, 2011; Taylor *et al.*, 2016).

1.2.3- Céstodes

As aves apresentam a mais diversa fauna de céstodes de qualquer outro grupo de vertebrados, pelo que são parasitas muito comuns nestes hospedeiros. Infetam sobretudo o intestino delgado, mas também podem ser encontrados no ceco ou na moela como no caso de *Gastrotaenia* (McLaughlin, 2008).

Esta classe difere da classe Trematoda por possuir um corpo em forma de fita sem cavidade corporal ou trato alimentar, podendo variar entre alguns milímetros a vários metros; apresenta um corpo segmentado em que cada segmento possui um, ou às vezes dois órgãos reprodutores masculino e feminino em conjunto (Taylor *et al.*, 2016). Quase todas as espécies de importância veterinária pertencem a ordem Cyclophyllidea que são mais comuns em vertebrados terrestres, e a ordem Diphylobothriidea que apresenta estágios aquáticos no seu ciclo de vida, e que era anteriormente denominada por Pseudophyllidea (Bowman, 2021).

A ordem Diphylobothriidea possui apenas uma família (Diphylobothriidae) que tem as aves como hospedeiro definitivo. São os géneros *Diphylobothrium dendriticum*, *Digrama interrupta*, *Schistocephalus solidus* e *Ligula intestinalis* que se localizam nos intestinos de aves que se alimentam de peixes. Estes parasitas apresentam um ciclo de vida tri-heteroxeno,

servindo-se primeiramente de copépodes aquáticos (crustáceos) como hospedeiros intermediários ao ingerirem os embriões hexacantos ciliados (coracídios); estes desenvolvem-se até ao segundo estágio larvar (procercóide) e, em seguida, infetam peixes, como segundo hospedeiro intermediário, nestes desenvolvem-se até o terceiro estágio larvar (plerocercóide), e que mais tarde este estágio infetante (metacestode) será ingerido por um hospedeiro definitivo (Schuster & Krone, 2016; Bowman, 2021).

A ordem Cyclophyllidea apresenta geralmente espécies específicas de grupos de aves e necessitam apenas de um hospedeiro intermediário, tendo por norma diversos invertebrados (crustáceos, formigas, anelídeos, grilos ou moluscos) ou roedores como no caso dos géneros *Cladotaenia* e *Paruterina* nas aves de rapina. Estas aves ingerem os embriões hexacantos (oncosferas) presentes nos hospedeiros intermediários, onde evoluem até ao primeiro estágio larvar, que corresponde também ao estágio larvar infetante (metacestode) nos membros desta ordem, e que será depois ingerido pelos hospedeiros definitivos. A maioria das espécies desta ordem pertencem às famílias Dilepididae, Hymenolepididae e Davaineidae (McLaughlin, 2008; Hendrix & Robinson, 2017).

Os céstodes da família Amabillidae ocorrem em mergulhões da ordem Podicipediformes, com exceção do género *Amabilia* que também pode ser encontrado em flamingos da ordem Phoenicopteriformes. Também os Charadriiformes e flamingos podem ser parasitados por membros da família Progynotaeniidae, enquanto as famílias Acoelidae e Dioecocestidae apenas parasitam aves da ordem Charadriiforme. Algumas espécies da família Anoplocephalidae são conhecidas por infetar aves, são elas pertencentes à subfamília Anoplocephalinae, e são maioritariamente encontradas em psitacídeos, assim como o género *Aporina delafondi* importante parasita de pombos (Schuster & Krone, 2016).

A maioria das espécies pertencentes à família Paruterinidae ocorre em Passeriformes, sendo que as espécies dos géneros *Ascometra* e *Octopetalum* são específicos de Gruiformes e Galliformes. São várias espécies do género *Cladotaenia* que infetam aves Falconiformes enquanto as espécies *Paruterina* como *P. candelabraria*, *P. rauschi* e *P. otidis*, infetam corujas da ordem Strigiformes (Schuster & Krone, 2016; Guo *et al.*, 2019).

Relativamente à família Davaineidae, os géneros *Davainea*, *Raillietina*, *Cotugnia*, e *Skrjabinia* são de grande importância veterinária e *Houttuynia struthionis* pode ser um grande obstáculo na criação de avestruzes, enquanto as espécies da família Metadilepididae possuem Passeriformes e Caprimulgiformes como hospedeiros definitivos. As famílias Dilepididae e Hymenolepididae compreendem a maior diversidade de espécies de céstodes específicos das

aves, e a maioria ocorre em diversas aves selvagens como os géneros *Choanotaenia infundibulum*, *Amoebotaenia cuneata* e *Hymenolepis cantaniana*, que ocorrem em aves terrestres, enquanto *Diorchis stefanski*, *Microsomacanthus compressa* e *Fimbriaria fasciolaris* ocorrem em aves aquáticas (Schuster & Krone, 2016).

Os céstodes mais importantes em aves domésticas, como galinhas, perus, gansos, patos, cisnes, pintadas-comum, pombos, codornizes, avestruzes e pavões, são os géneros *Choanotaenia infundibulum*, *Amoebotaenia cuneata*, *Raillietina cesticillus*, *Davainea proglottina*, *Raillietina echinobothrida*, *Raillietina tetragona*, *Hymenolepis cantaniana* e *Hymenolepis carioca*, os mais frequentes (Demis *et al.*, 2015). Sendo a espécie *Davainea proglottina* a mais importante pela sua patogenicidade. Este céstode pode penetrar na mucosa do duodeno, principalmente em aves jovens e pode provocar uma enterite necrótica hemorrágica que pode ser fatal (Taylor *et al.*, 2016).

Estes parasitas não são muito comuns em aves em cativeiro, uma vez que necessitam de um hospedeiro intermediário que não são tão frequentemente encontrados nesses ambientes, sendo estas infeções raras (Forbes, 2008). Animais infetados raramente apresentam sinais clínicos e usualmente mantêm um crescimento normal. Os céstodes não são considerados um grande problema, a não ser que estejam presentes em números abundantes ou em hospedeiros desnutridos ou debilitados, podendo aumentar a suscetibilidade do hospedeiro para outros agentes, ou ainda levar à oclusão dos intestinos (Cole & Friend, 1999; McLaughlin, 2008). Infeções severas podem causar anemia, eosinofilia, apatia, emaciação, penas ásperas, diarreia e perda de peso (Greve, 1996; Muller, 2010).

Uma vez que as proglótides são eliminadas intermitentemente nas fezes, a deteção de ovos no exame fecal não é fiável, e ainda que os típicos embriões hexacantos possam ser identificados na flutuação fecal, o diagnóstico é normalmente feito com a observação dos parasitas na necropsia. O tamanho dos ovos varia entre as espécies (50-80 µm de comprimento), sendo que algumas espécies podem apresentar os ovos em cápsulas ovígeras (Dorrestein, 2009; Zajac *et al.*, 2021).

O tratamento pode ser realizado com praziquantel, flubendazol, mebendazol, febantel ou niclosamida, e o controlo deve ser realizado através da observação de ovos tipo céstode e pelo tratamento com anti-helmíntico cestocida e pela destruição ou remoção dos hospedeiros intermediários sempre que possível (Taylor *et al.*, 2016).

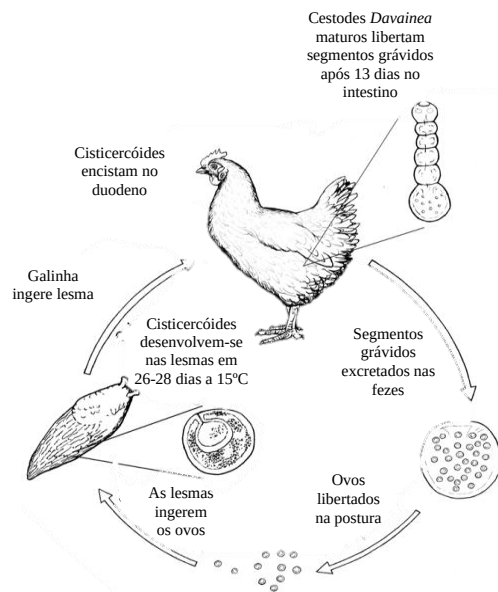


Figura 4: Ciclo de vida de *D. proglottina* (Adaptado de O'Connell & Christensen, 2016)

1.2.4- Tremátodes

A classe Trematoda é dividida em duas subclasses, Monogenea, que possui um ciclo de vida direto e são essencialmente parasitas externos de peixes e anfíbios e Digenea, caracterizada por possuir fases de reprodução sexuada e assexuada, alternando entre hospedeiros, esta encontrada apenas em vertebrados e são consideradas de importância veterinária. A maioria destes trematodes possui o corpo achatado dorso ventralmente e em forma de folha sem cavidade corporal; possuem trato alimentar simples, duas ventosas musculares para fixação e são hermafroditas, exceto a família Schistosomatidae (Taylor *et al.*, 2016).

A maioria dos trematodes das aves habitam o sistema digestivo e são representados por parasitas das famílias Clinostomidae, Echinostomatidae, Echinochasmidae, Eumegacetidae, Microphallidae, Pleurogenidae, Brachylaimidae, Leucochloridiidae, Leucocloridiomorphidae, Strigeidae, Bolbocephalidae, Diplostomidae, Parorchidae, Psilostomidae, Notocotylidae, Plagiorchiidae, Heterophyidae, Galactosomatidae e Cyathocotylidae (Schuster & Krone, 2016).

A família Echinostomatidae inclui os gêneros *Echinostoma*, *Echinoparyphium* e *Hypoderaeum*, que são parasitas de aves, sendo o gênero *Echinostoma revolutum* observado no ceco, cloaca ou reto de patos, gansos, perdizes e pombos, *Echinostoma paraulum* no intestino delgado de patos e pombos, *Echinoparyphium recurvatum* em patos, galinhas, gansos, pombos e outras aves selvagens, além de cisnes e perus, assim como *Hypoderaeum conoideum*, onde ambos infetam o intestino delgado. A família Notocotylidae inclui os gêneros *Notocotylus*,

Catatropis e *Paramonostomum* que infetam o ceco de galinhas, patos, gansos e aves aquáticas selvagens. O género *Plagiorchis* da família Plagiorchiidae é maioritariamente encontrado nos intestinos das aves, e a espécie *Plagiorchis arcuatus*, pode afetar a bursa de Fabricius em aves jovens e o oviduto em aves adultas. Os géneros *Cryptocotyle* e *Apophallus* da família *Heterophyidae* são comuns no intestino delgado de aves marinhas como gaivotas e cormorões, apesar de também infetarem alguns mamíferos. Na família *Strigeidae*, os géneros *Apatemon*, *Cotylurus* infetam o intestino de pombos, patos e outras aves selvagens e *Parastrigea* infeta o intestino de patos (Taylor *et al.*, 2016); a espécie *Strigea falconispalumbi* é conhecida por infetar aves de rapina (Krone & Streich, 2000). O género *Cyathocotyle bushiensis*, da família Cyathocotylidae, infeta maioritariamente o ceco de Anseriformes e galeirões dos Estados Unidos da América e Canadá (Cole & Friend, 1999).

Os trematodes gastrointestinais são incomuns em aves de cativeiro e ocorrem mais frequentemente em aves recentemente capturadas (Greve, 1996). A maioria destes trematodes apresentam um ciclo de vida complexo que requer dois HI, nos quais o parasita se desenvolve até originar as formas infetantes. Os moluscos aquáticos como caracóis, atuam geralmente como primeiro HI, existindo por isso uma grande relação entre a presença destes parasitas e as aves Anseriformes e outras aves aquáticas (Cole & Friend, 1999; Taylor *et al.*, 2016). Os ciclos de vida poli-heteroxenos são raros em aves, contudo, algumas espécies como *Strigea falconispalumbi* pode ter outras aves como hospedeiro paraténico ou de transporte, desenvolvendo um dos ciclos de vida mais complexos dos parasitas, tendo as aves de rapina como HD (Schuster & Krone, 2016).

Após a excreção dos ovos nas fezes para o ambiente, ocorre dentro destes o desenvolvimento do embrião, uma larva piriforme ciliada (miracídio), que é posteriormente ingerida por um 1º HI, geralmente um caracol, onde perde os cílios e desenvolve-se num saco alongado (esporocisto), contendo células germinais indiferenciadas, que por sua vez, através de divisões repetidas, vão dar origem às redias que migram para o hepatopâncreas deste HI, e mais tarde evoluem para cercárias. Estas cercárias migram para o exterior do caracol e vão posteriormente enquistar num 2º HI ou na vegetação, perdendo a cauda e desenvolvendo-se na forma infetante denominada metacercária, que será mais tarde ingerida por um HD. O trematode juvenil emergente dentro do HD (marita), penetra o intestino e migra até se tornar adulto que começa a produzir e excretar ovos, dando continuação ao ciclo de vida (Taylor *et al.*, 2016; Bowman, 2021).

Os ovos de tremátodes tipicamente castanhos, de parede fina, ovais e operculados numa extremidade são mais facilmente detetados com as técnicas de sedimentação por causa da sua densidade mais elevada. Podem variar entre 20-100 µm de comprimento, dependendo das espécies e são excretados intermitentemente (Forbes, 2008; Zajac *et al.*, 2021).

As patogenias associadas a estes parasitas podem ser leves a severas, dependendo do número de parasitas e das espécies e podem variar entre enterite leve a enterite ulcerativa hemorrágica severa, sendo que as intensidades destas infeções podem ser fatais e podem ser específicas da espécie hospedeira (Huffman, 2008). Muitas infeções são de baixa patogenicidade, porém os géneros *Echinostoma* e *Echinoparyphium* são importantes em aves domésticas como agentes causais de enterite (Zajac *et al.*, 2021).

A administração de praziquantel ou flubendazol é eficaz em aves aquáticas, sendo o fenbendazol e a niclosamida (exceto gansos) também eficazes contra Echinostomatidae (Taylor *et al.*, 2016).

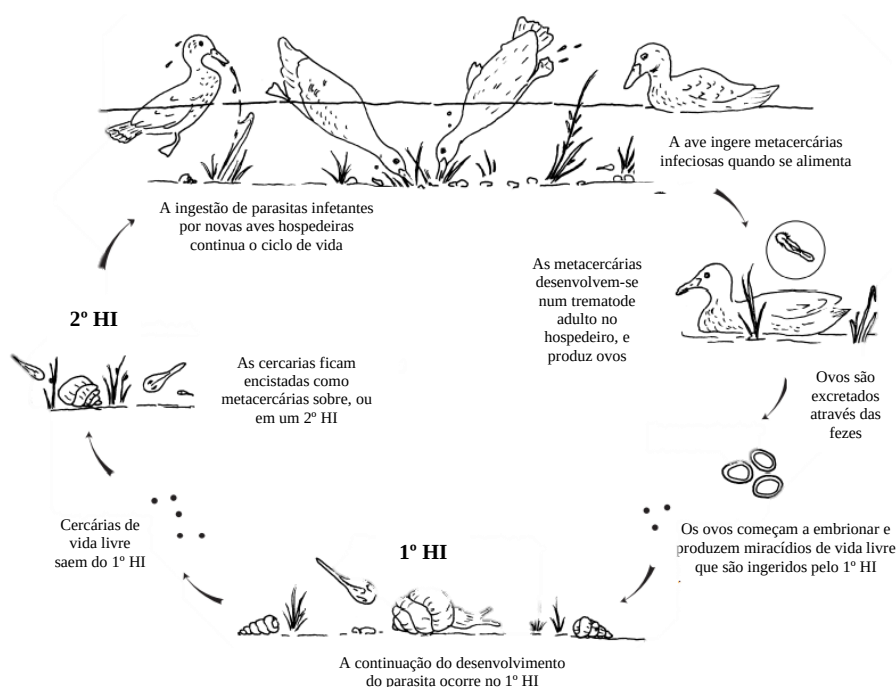


Figura 5: Ciclo de vida geral dos tremátodes (Adaptado de Cole & Friend, 1999)

1.2.5- Acantocéfalos

Os acantocéfalos também conhecidos por parasitas de cabeça espinhosa pertencem a um pequeno grupo de endoparasitas obrigatórios do trato alimentar de vertebrados (Schuster & Krone, 2016). Infetam todas as classes de vertebrados e são pouco comuns nas aves, porém

podem ser parasitas de patos, gansos e cisnes além de aves de rapina e alguns Passeriformes (Cole, 1999).

As espécies mais comuns em Anseriformes pertencem aos gêneros *Polymorphus* e *Corynosoma*, os Passeriformes são mais frequentemente infetados por espécies de *Lueheia*, *Mediorhynchus* e *Plagiorhynchus*, as aves de rapina, por espécies de *Centrorhynchus*, *Sphaerirostris*, e *Oligacanthorhynchus* e ainda *Arhythmorhynchus* e *Plagiorhynchus* que são as mais frequentes observados em Charadriiformes (Richardson & Nickol, 2008). As espécies *Sphaerirostris ambae* e *Empodius taeniatus* podem ocorrer em abetardas da ordem Otidiformes (Schuster & Krone, 2016).

Da família *Polymorphidae*, as espécies *Filicollis anatis* e *Polymorphus boschadis*, infetam maioritariamente o intestino delgado de várias aves aquáticas, incluindo patos, gansos, cisnes e, a esta última espécie também pode infetar galinhas, podendo provocar inflamação da mucosa intestinal e hemorragias localizadas (Taylor *et al.*, 2016).

Estes parasitas apresentam um ciclo de vida indireto, onde os ovos excretados nas fezes do hospedeiro contêm um estágio larvar (acanthor) no interior das membranas. Os ovos são ingeridos por um artrópode que serve como HI. No intestino do HI, o “acanthor” é libertado das membranas e migra para a cavidade corporal, dando origem a um novo estágio larvar (acanthella) e depois a uma larva infetante enquistada (cistacanto). Este cistacanto pode utilizar vários hospedeiros de transporte, nos quais pode voltar a enquistar até ser ingerido por um HD, onde a larva se desenvolve até a forma adulta (Schuster & Krone, 2016; Bowman, 2021).

Os ovos dos acantocéfalos normalmente não são observáveis pelas técnicas de flutuação, pelo que é requerido o auxílio às técnicas de sedimentação, onde se pode identificar o ovo com umas membranas características que envolvem um “acanthor” espinhoso. Estes ovos e podem variar entre os 50-100 µm de comprimento, dependendo das espécies (Richardson & Nickol, 2008; Zajac *et al.*, 2021).

Devido ao seu complexo ciclo de vida, estes parasitas são mais frequentes em aves selvagens de vida livre e infeções mais severas podem causar diarreia e debilitação (Zajac *et al.*, 2021), letargia e emaciação, ainda que não específica (Cole, 1999).

Quanto ao tratamento, não se conhece nada completamente eficaz contra esta infeção, por esse motivo é recomendado o uso de tiabendazol em aves, apesar de ser reconhecido um tratamento difícil e de baixo sucesso. A prevenção passa por diminuir a exposição a possíveis hospedeiros intermediários (Cole, 1999; Richardson & Nickol, 2008).

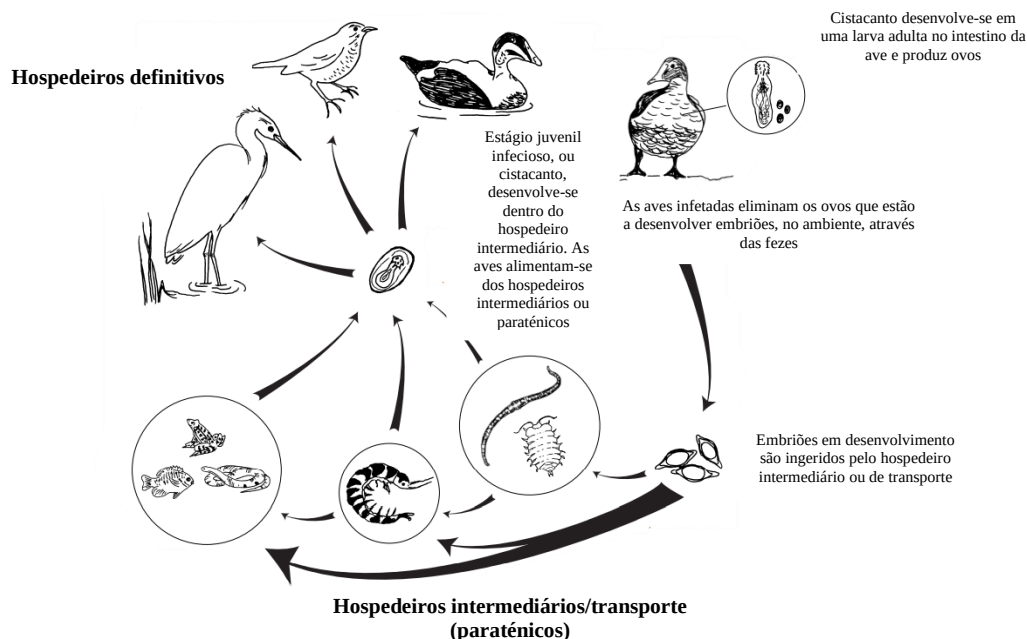


Figura 6: Ciclo de vida indireto dos acantocéfalos (Adaptado de Cole, 1999)

1.3- Coprologia

Apesar de existir grande interesse no uso de métodos moleculares e serológicos para o diagnóstico de helmintoses, os exames fecais para identificar a presença de ovos, oocistos ou larvas, continuam a ser um dos exames laboratoriais mais frequentes na prática veterinária (Taylor *et al.*, 2016) por serem relativamente baratos e não invasivos (Zajac *et al.*, 2021).

Os exames coprológicos podem detetar parasitas que vivem no sistema gastrointestinal, no sistema respiratório e também ectoparasitas que podem ser engolidos e expelidos nas fezes, sendo por isso importante que o operador tenha conhecimento das múltiplas técnicas utilizadas para a realização do procedimento (Paul *et al.*, 2015).

Muitas das formas parasitárias observadas têm características morfológicas que combinadas ao conhecimento do hospedeiro, permitem o diagnóstico de espécies específicas de parasitas. Este exame deve ser efetuado com material fecal fresco, se a amostra não puder ser analisada dentro de poucas horas, esta deve ser refrigerada até que possa ser avaliada, mas nunca congelada (Zajac *et al.*, 2021). As amostras devem ser armazenadas num recipiente de plástico fechado, mantidas sob refrigeração numa temperatura entre os 8-10°C de modo a impedir a multiplicação de bactérias e o embrionamento dos ovos (Mehlhorn, 2016).

A aparência geral da amostra deve ser avaliada, considerando-se a consistência, a cor e a presença de sangue ou muco, podendo neste caso, ser indicativo de infeções parasitárias

específicas (Zajac *et al.*, 2021). Pode ainda ser esta amostra passada por água antes da realização da análise, para diminuir a presença de cristais de urato (Patton, 2000).

Várias técnicas laboratoriais foram descritas como rotina para a coprologia de aves selvagens capturadas ou aves mantidas em cativeiro, assim como análise de solo onde os animais vivem. Estas técnicas podem incluir flutuação fecal, esfregaço fecal direto salino e coloração Gram das fezes (Patton, 2000). Qualquer que seja a técnica utilizada, as lâminas devem ser primeiramente examinadas com a menor ampliação uma vez que a maioria dos ovos podem ser detetados, seguida de uma ampliação maior pode ser usada para medir os ovos através do micrómetro ocular ou obter uma diferenciação morfológica mais detalhada (Taylor *et al.*, 2016).

1.3.1- Técnicas qualitativas

1.3.1.1- Esfregaço fecal direto

O esfregaço fecal direto é usado para identificar trofozoítos de protozoários (*Giardia*, tricomonas, amebas, etc.), algumas larvas de nemátodes ou outras estruturas que flutuam pouco nas soluções de flutuação ou podem ser danificados por estas soluções (Lucio-Forster & Lejeune, 2021; Zajac *et al.*, 2021).

Esta técnica consiste em desfazer uma pequena quantidade de amostra de fezes numa gota de solução salina e posteriormente analisá-la ao microscópio. O uso da solução salina em vez de água, ajuda a prevenir a lise dos trofozoítos que são estruturas frágeis e estão sujeitos a distorções devido a diferenças de pressão osmótica (Lucio-Forster & Lejeune, 2021).

Em aves alguns protozoários como *Cochlosoma* spp. e *Hexamita* spp. podem ser mais facilmente identificados com recurso uma solução isotónica salina (Patton, 2000).

Os esfregaços fecais podem também ser corados para facilitar a identificação de protozoários intestinais, tais como as colorações Zhiel-Neelson e Giemsa que podem ser usadas para detetar *Cryptosporidium*, por exemplo. A coloração tricrómica é utilizada em medicina humana para deteção de cistos de *Giardia* (Zajac *et al.*, 2021).

1.3.1.2- Técnica de Flutuação

Esta é uma das técnicas coprológicas mais comuns em medicina veterinária e é baseada no princípio de que o material parasitário presente nas fezes é menos denso que a solução de flutuação, fazendo com que este material flutue, onde pode ser recolhido para avaliação microscópica (Zajac *et al.*, 2021).

Geralmente estes procedimentos permitem identificar mais formas parasitárias comparativamente ao esfregaço fecal direto, mas são inadequados para a recuperação da maioria das formas parasitárias móveis (Patton, 2000). Através das técnicas de flutuação pode-se identificar oocistos de coccídias, ovos de céstodes e nemátodes (Mehlhorn, 2016).

Esta técnica é considerada de fácil execução, de baixo custo, mas nem sempre a escolha da solução de flutuação é tida em conta, apesar do efeito substancial que esta escolha possa provocar na sensibilidade deste exame (Zajac *et al.*, 2021). A maioria dos ovos de parasitas têm uma gravidade específica de 1.050-1.230, portanto, uma solução com gravidade específica >1,2 funciona para a maioria dos parasitas, contudo, quanto maior a gravidade específica da solução maior é o risco de danificar os ovos dos parasitas (Paul *et al.*, 2015). Na Tabela 3 pode-se observar a comparação das soluções de flutuações mais comumente utilizadas.

Tabela 3: Comparação das soluções de flutuação mais comuns (Adaptada de Zajac *et al.*, 2021).

Soluções de flutuação	Gravidade específica (SPG)	Vantagens	Desvantagens
Solução de nitrato de sódio (NaNO ₃)	1,18-1,2	Flutuam helmintos comuns e ovos e cistos de protozoários	A maioria dos tremátodes, e alguns céstodes e nemátodes não flutuam
Solução saturada de nitrato de sódio (NaNO ₃)	1,33		
Solução saturada de sulfato de magnésio (sais de Epsom)	1,32	Flutuam helmintos comuns e ovos e cistos de protozoários; maior SPG, maior eficácia na recolha de parasita	Maior SPG, mais resíduos flutuam; A maioria dos tremátodes, e alguns céstodes e nemátodes não flutuam
Solução de sulfato de zinco (ZnSO ₄)	1,18-1,2	Flutuam helmintos comuns e ovos e cistos de protozoários; preferencial para <i>Giardia</i> e algumas larvas pulmonares	Quando usado com SPG 1.18, recupere menor quantidade de helmintos comuns; A maioria dos tremátodes, e alguns céstodes e nemátodes não flutuam
Solução saturada de açúcar	1,20-1,28	Flutuam helmintos comuns e ovos e cistos de protozoários; maior SPG, maior eficácia na recolha de parasitas; provocam menos danos que as soluções salinas; preferencial para oocistos de <i>Cryptosporidium</i>	A maioria dos tremátodes, e alguns céstodes e nemátodes não flutuam; cria superfícies pegajosas
Solução saturada de cloreto de sódio (NaCl)	1,2	Flutuam helmintos comuns e ovos e cistos de protozoários	A maioria dos tremátodes, e alguns céstodes e nemátodes não flutuam

Das várias soluções existentes, as mais utilizadas na prática veterinária incluem a solução de nitrato de sódio e a solução de Sheather (solução saturada de açúcar), sendo que esta

última, apesar de criar superfícies pegajosas tem a vantagem de ser mais barata e de não distorcer os ovos tão rapidamente como as soluções salinas, que levam à distorção destes após algumas horas e favorece a formação de cristais, apesar de ser referida como mais eficiente. A solução saturada de açúcar pode ser preparada adicionando cerca de 355 ml de água morna em 454 g de açúcar, mexendo-se para dissolver bem o açúcar e adicionando-se aproximadamente 6 ml de formaldeído 37% para prevenir a proliferação de microrganismos (Hendrix & Robinson, 2017; Zajac *et al.*, 2021).

A técnica de flutuação direta depende da força gravitacional que auxilia na separação dos detritos fecais das formas parasitárias, permitindo recuperar ovos de helmintos, cistos de protozoários como oocistos de coccídeos, sem necessidade de centrifugação (Clyde & Patton, 2000). Uma pequena quantidade de amostra, aproximadamente 2 g de fezes é adicionada a cerca de 10 ml de solução de flutuação que após ser misturada, é despejada num tubo de ensaio até que seja formado um menisco no topo, de seguida coloca-se uma lamela sobre a superfície deste líquido e deixa-se repousar durante 10 a 15 minutos. Após este tempo, a lamela deve ser retirada verticalmente, colocada sobre uma lâmina e observada ao microscópio (Taylor *et al.*, 2016).

A técnica de centrifugo-flutuação permite concentrar e recolher ovos de helmintes, quistos e oocistos de protozoários por meio da aceleração da força centrífuga (Clyde & Patton, 2000). Esta técnica é a preferencial e *gold standard* dentro das técnicas de flutuação, tendo demonstrado obter quantidades significativamente maiores de ovos, quistos e oocistos e menos resultados falsos negativos (Paul *et al.*, 2015), além de encurtar o tempo de flutuação, permite aumentar a eficácia da análise (Taylor *et al.*, 2016).

1.3.1.3- Técnica de Sedimentação

Este procedimento é usado para isolar ovos de acantocéfalos, tremátodes e alguns céstodes e nemátodes que não flutuam corretamente com as soluções de flutuação comuns (Zajac *et al.*, 2021) devido a uma elevada gravidade específica ou presença de um opérculo. Esta técnica permite que os ovos e detritos se depositem no fundo do recipiente (Paul *et al.*, 2015).

A técnica de sedimentação tem maior sensibilidade que o esfregaço fecal no que diz respeito ao número de elementos parasitários observáveis com menos detritos, contudo tem menor sensibilidade que a técnica de flutuação com solução saturada para a maioria dos nemátodes e oocistos de coccídias, incluindo o género *Cryptosporidium*. Porém possui menor sensibilidade do que a técnica de flutuação em sulfato de zinco, que é a solução mais indicada

para observação de quistos de *Giardia*. Esta técnica também possui menor sensibilidade do que a técnica de Baermann quando se procura observar larvas *Strongyloides* e outros nemátodes (Lucio-Forster & Lejeune, 2021).

Nesta técnica a amostra fecal é misturada com um grande volume de água, filtrado para remover partículas maiores e deixado em um recipiente alto, onde o sedimento é examinado após um período adequado. Algumas técnicas de centrifugação podem aumentar a velocidade e a sensibilidade da flutuação e sedimentação (Jacobs *et al.*, 2016).

1.3.1.4- Técnica de Baermann

Esta técnica é utilizada para recuperar principalmente larvas de parasitas pulmonares, mas também larvas de parasitas intestinais das amostras de fezes dos animais. O diagnóstico baseia-se na observação de uma larva e não de um ovo; este tem por base o movimento das larvas para fora das fezes, em direção à água morna (hidrotropismo positivo), que posteriormente podem ser recolhidas e identificadas (Paul *et al.*, 2015).

A técnica de Baermann consiste em colocar uma amostra fecal numa peneira ou uma gaze, dentro de um funil em contato com água, permitindo que as larvas migrem pela coluna de água e posteriormente sejam recolhidas (Jacobs *et al.*, 2016; Zajac *et al.*, 2021).

1.3.1.5- Coprocultura

Por vezes torna-se necessário realizar uma cultura das fezes, incubando a amostra fecal a uma temperatura ideal e com presença de ar e humidade adequados para promover o desenvolvimento de estágios parasitários mais facilmente identificáveis, como por exemplo, através da eclosão dos ovos de estrongilídeos para estágios larvares infetantes ou pela esporulação de oocistos de coccídias (Jacobs *et al.*, 2016).

A coprocultura permite uma melhor diferenciação e identificação mais precisa dos oocistos, através das mudanças morfológicas e morfométricas adquiridas (Lucio-Forster & Lejeune, 2021).

Este é também o método padrão para identificar os estrongilídeos e consiste em cultivar as fezes por 7 a 10 dias, onde se obtém as larvas no 3º estágio (L3) das fezes, para posterior identificação do género e por vezes da espécie (Taylor *et al.*, 2016).

1.3.2- Técnicas quantitativas

Esta técnicas permitem estimar a carga parasitária do animal, a extensão da contaminação ambiental, realizar desparasitação seletiva, determinar eficácia do tratamento e a presença de resistências a antiparasitários, diagnosticar doença clínica e realizar considerações estatísticas, podendo ter um papel importante no desenvolvimento de programas de desparasitação (Paul *et al.*, 2015; Lucio-Forster & Lejeune, 2021).

As contagens de ovos têm um valor limitado em relação a apreciações da situação clínica do animal, uma vez que diversos fatores como a espécie do parasita, imunidade individual do hospedeiro e o estágio de infeção, podem afetar a produção de ovos. Além disso, as contagens realizadas em amostras combinadas de um grupo de animais, podem nem sempre refletir o parasitismo desse mesmo grupo (Zajac *et al.*, 2021).

A técnica de McMaster modificada é o teste quantitativo mais fácil de realizar, sendo também o mais comum, contudo, outros procedimentos com limites de deteção mais baixos podem ser utilizados, incluindo o teste de flutuação de açúcar de Wisconsin e o teste de Stoll modificado (Zajac *et al.*, 2021).

O mini-FLOTAC pode também ser utilizado na quantificação de ovos de nemátodes, tremátodes, quistos e oocistos de protozoários intestinais (Taylor *et al.*, 2016), tendo vários estudos demonstrado uma maior precisão e exatidão em comparação com os testes mencionados anteriormente, apesar do maior consumo de tempo (Zajac *et al.*, 2021).

1.3.3- Técnicas imunológicas e moleculares

Ao longo dos anos as técnicas imunológicas têm sido importantes no diagnóstico de parasitoses do sangue ou dos tecidos e estão atualmente a ser cada vez mais utilizadas na identificação de parasitas específicos em amostras fecais (Zajac *et al.*, 2021). Estes testes são concebidos para detetar o antígeno produzido pelo parasita ou anticorpos específicos produzidos pelo animal infetado (Jacobs *et al.*, 2016).

As técnicas de coproimunoensaios detetam antígenos nas fezes e podem ser utilizadas em aves. Dentre os testes imunológicos mais usados estão o ensaio da imunoabsorção enzimática (ELISA - do inglês *Enzyme-Linked Immunosorbent Assays*) e o ensaio da imunofluorescência indireta (IFA - do inglês *Indirect Immunofluorescence Assay*). Estes requerem uma interpretação cuidadosa uma vez que não foram concebidos especificamente para aves. Ambos os testes estão disponíveis para *Giardia* e *Cryptosporidium* spp. (Patton, 2000).

As técnicas moleculares como a PCR (Polimerase Chain Reaction) usam sequências iniciadoras específicas para amplificar segmentos únicos do genoma do parasita para confirmar a identidade ou para fornecer fragmentos de DNA para sequenciação (Jacobs *et al.*, 2016).

Objetivos

Os principais objetivos deste estudo fora:

- Identificar os parasitas gastrointestinais em diversas aves mantidas em cativeiro em Portugal.
- Determinar a prevalência de parasitas gastrointestinais nas aves e em cada grupo taxonómico em amostra de diferentes origens.
- Identificar quais os grupos de parasitas mais comuns em cada grupo taxonómico de aves de acordo com a origem desta população.
- Avaliar uma possível associação de parasitismo entre o grupo taxonómico e a origem das aves.
- Utilizar três técnicas coprológicas qualitativas para a identificação de parasitas de modo a compará-las e avaliar os seus graus de concordância.

2- Material e Métodos

2.1- Amostragem

Para este estudo foram recolhidas 197 amostras de fezes num período de 10 meses, entre o março a dezembro de 2021.

Foram recolhidas amostras por conveniência (método não probabilístico), obtidas de distintas origens: de quatro parques zoológicos ($n = 94$), nomeadamente do Parque Biológico da Serra das Meadas em Lamego, do Parque Ornitológico - Zoo da Lourosa, do Sea Life Porto e do Zoo da Maia; de dois criadores de aves exóticas na região do Porto e Lisboa ($n = 37$) e também de aves que se apresentaram em consultas na Centro Veterinário de Exóticos do Porto ($n = 66$).

Foram recolhidas 107 (54,3%) amostras fecais de Psittaciformes pertencentes a 37 espécies diferentes, 32 (16,2%) amostras de Galliformes pertencentes a 27 espécies distintas, 20 (10,2%) amostras de Sphenisciformes de apenas 1 espécie, 7 (3,6%) amostras de Columbiformes pertencentes a 4 espécies, 7 (3,6%) amostras de Passeriformes de 3 espécies diferentes, 6 (3,0%) amostras de 6 espécies diferentes de Bucerotiformes, 4 (2,0%) amostras de 4 espécies diferentes de Accipitriformes, 4 (2,0%) amostras de Struthioniformes de 3 espécies distintas, 2 (1,0%) amostras de 2 espécies diferentes de Pelecaniformes, 2 (1,0%) amostras pertencentes a 1 espécie de Phoenicopteriformes e 1 (0,5%) amostra de apenas uma única espécie das ordens Ciconiiformes, Anseriformes, Cathartiformes, Cuculiformes, Musophagiformes e Strigiformes, cada (Gráfico 6). No total foram contabilizadas 92 espécies e 2 subespécies de aves. A lista detalhada das espécies de aves e o número de amostras recolhidas pode ser observada na Tabela 13 do Apêndice I.

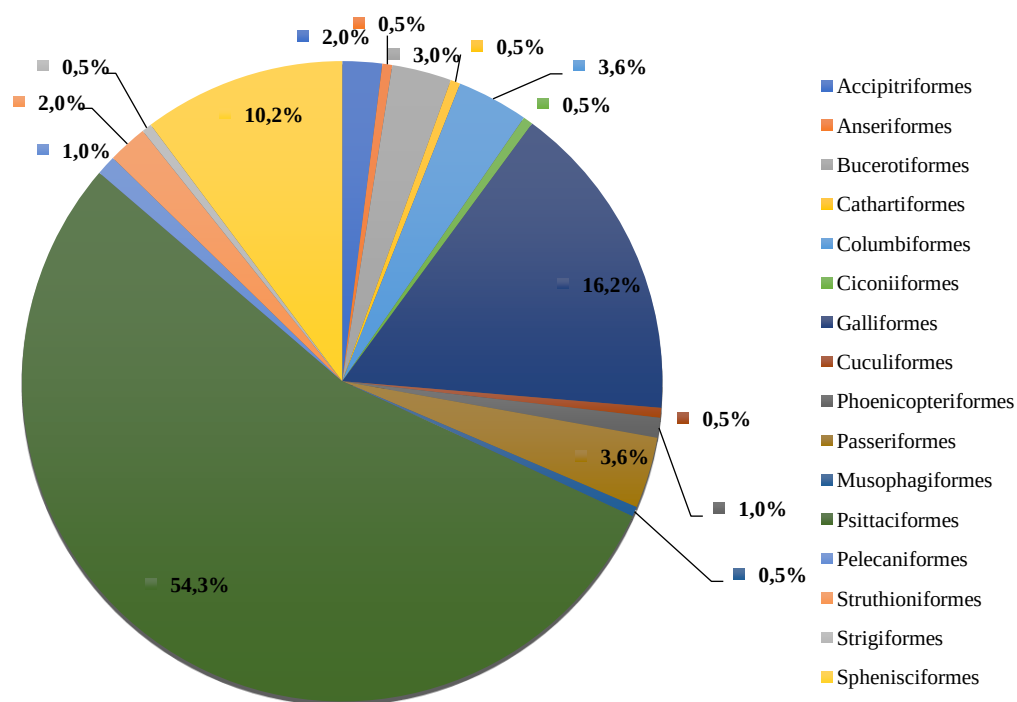


Gráfico 6: Prevalência de cada grupo de acordo com a ordem taxonômica de aves.

Tendo em conta a origem das amostras, foram recolhidas 94 (47,7%) amostras provenientes de parques zoológicos, 66 (33,5%) amostras de aves que se apresentaram à consulta em clínica e 37 (18,8%) amostras provenientes de criadores (Gráfico 7).

A lista detalhada das espécies e do número de amostras recolhidas tendo em conta o local de origem pode ser consultado na Tabela 14 do Apêndice II.

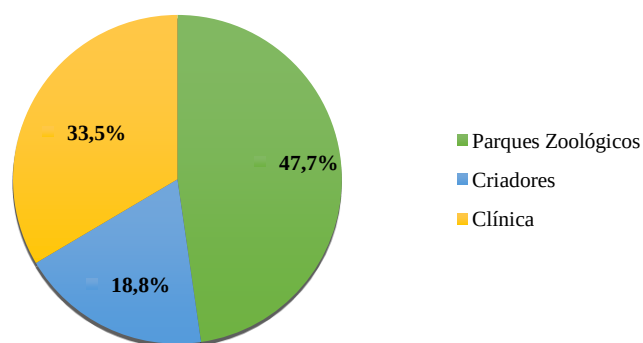


Gráfico 7: Percentagem das aves analisadas relativamente à origem das amostras.

2.2- Recolha e armazenamento das amostras

As amostras fecais recolhidas no ambiente de alojamento dos animais foram colocadas em recipientes de plástico (Figura 7) devidamente identificados, transportadas em sacos ou geleiras térmicas e conservadas sob refrigeração. Estas amostras foram transportadas para o Laboratório de Parasitologia da Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade Lusófona e mantidas sob refrigeração até o momento de serem examinadas.

Algumas das amostras foram recolhidas por tratadores e colocadas em luvas descartáveis, também estas foram devidamente identificadas e armazenadas em frigorífico até serem recolhidas pelo autor. Estas amostras também foram posteriormente transportadas sob refrigeração até o momento da sua análise.



Figura 7: Recipiente de armazenamento das amostras. Original do autor

2.3- Análise das amostras

As amostras foram analisadas no laboratório de parasitologia da FMV-ULusófona através de três diferentes técnicas coprológicas: pela técnica de flutuação simples, pela técnica de centrifugo-flutuação e pela técnica de sedimentação.

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

Foram considerados como resultado positivo todas as amostras que apresentaram pelo menos uma estrutura parasitária identificada.

2.4- Técnicas coprológicas utilizadas

2.4.1- Técnica de flutuação de Willis

Cada amostra com cerca de 1-2 g foi diluída em 20 ml de solução saturada de açúcar com auxílio de uma vareta de vidro e posteriormente filtrada para um copo de plástico e depois para um tubo de ensaio até formar um menisco convexo. De seguida, colocou-se uma lamela

sobre a superfície da solução, ficando em repouso durante 10-15 minutos (Figura 8). Após este período a lamela foi retirada e colocada sobre uma lâmina e examinada no microscópio.

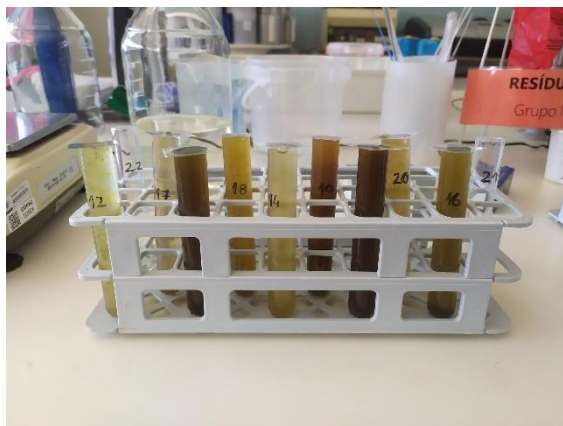


Figura 8: Técnica de flutuação simples. Original do autor

2.4.2- Técnica de centrífugo-flutuação

As mesmas preparações utilizadas na técnica anteriormente descrita, foram aproveitadas depois de retiradas as lamelas, para se proceder a centrifugação em uma centrífuga da marca J.P Selecta a 1750 rotações por minuto (rpm) durante cinco minutos. Após a centrifugação, foi adicionada mais solução saturada de açúcar com auxílio de uma pipeta de modo a preencher o tubo até formar um menisco convexo, sobre o qual foi colocada uma lamela. Após 10 minutos, a lamela foi retirada, colocada sobre uma lâmina e observada no microscópio ótico.

2.4.3- Técnica de sedimentação

Após a realização da técnica de flutuação, o sobrenadante foi desprezado ficando apenas o sedimento. A este sedimento foi adicionada uma a duas gotas de azul de metileno e a mistura foi homogeneizada com o auxílio de uma pipeta. Em seguida, uma gota do sedimento foi retirada e colocada numa lâmina e sobre esta uma lamela, que foi observada ao microscópio ótico (Figura 9).

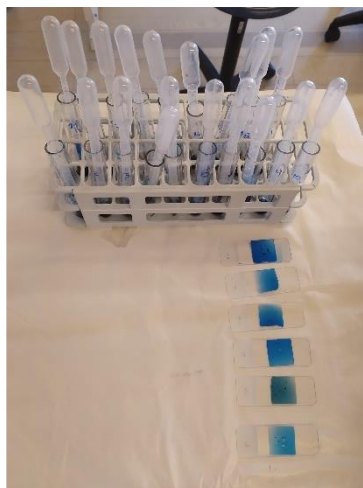


Figura 9: Técnica de sedimentação com corante azul de metileno. Original do autor

2.5- Análise estatística

Todas as informações relativas às amostras foram inseridas numa base de dados no Microsoft Excel 2019. Para o tratamento estatístico foi utilizado o programa SPSS (Statistical Package for the Social Sciences) versão 25.0 e o OpenEpi versão 3.01.

Para a avaliação de potenciais relações entre variáveis categóricas, utilizou-se o teste de Qui-quadrado de Mantel-Haenszel, ou por vezes o teste alternativo Exato de Fischer, sendo que apenas foram consideradas relações significativas quando apresentavam valores de $p < 0,05$. Os níveis de significância foram determinados tendo em conta as denominações apresentadas no GraphPad Software (2022) ($p \geq 0,05$, não significativo; p entre 0,05 e 0,1, significativo; p entre 0,01 e 0,001, muito significativo; p entre 0,001 e 0,0001, extremamente significativo; $p < 0,0001$, extremamente significativo).

As concordâncias entre os resultados dos testes coprológicos efetuados e os parasitas identificados foram estimados usando o teste kappa (k), ($k < 0,2$, concordância ligeira; k entre 0,2 e 0,4, concordância razoável; k entre 0,4 e 0,6, concordância moderada; k entre 0,6 e 0,8, concordância substancial, e $k > 0,8$, concordância perfeita) (Sergeant & Perkins, 2015).

3- Resultados

Das 197 amostras analisadas neste estudo, 88 (44,7%) tiveram resultado positivo, sendo que as restantes 109 (55,3%) obtiveram resultado negativo nas três análises coprológicas (Gráfico 8).

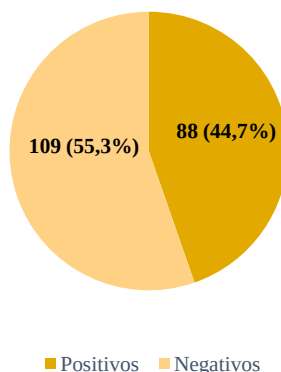


Gráfico 8: Número e prevalência das amostras positivas e negativas.

Dentre as amostras positivas, 60 (30,5%) tinham como origem os parques zoológicos, 16 (8,1%) eram provenientes de criadores e 12 (6,1%) amostras eram procedentes de animais que se apresentaram para consulta em clínica.

Tendo em conta as ordens das aves presentes no estudo, foram identificadas 37 (18,8%) amostras positivas pertencentes aos Psittaciformes, 28 (14,4%) aos Galliformes, 4 (2,0%) amostras positivas no grupo dos Bucerotiformes e Struthioniformes, 3 (1,5%) amostras nos Columbiformes e 2 (1,0%) amostras positivas em cada um dos grupos Accipitriformes, Phoenicopteriformes e Passeriformes. Foi identificada apenas 1 (0,5%) amostra positiva em cada um dos grupos Ciconiiformes, Cuculiformes, Musophagiformes, Pelecaniformes, Sphenisciformes e Strigiformes. Por fim, não foram identificadas quaisquer amostras positivas no grupo dos Anseriformes e Cathartiformes.

Nas diferentes técnicas coprológicas utilizadas foram observadas 74 (37,6%) amostras positivas no método de flutuação simples, 67 (34,0%) na centrífugo-flutuação e 39 (19,8%) amostras positivas na sedimentação.

Foram observadas infeções por parasitas protozoários em 46 (23,4%) amostras e 72 (36,5%) amostras com infeções por helmintes, sendo que em 65 (33%) amostras foram observadas a presença de pelo menos um nemátode, em 4 (2%) amostras foram observados céstodes e por fim em 3 (1,5%) amostras foram observados ovos de tremátodes (Gráfico 9).

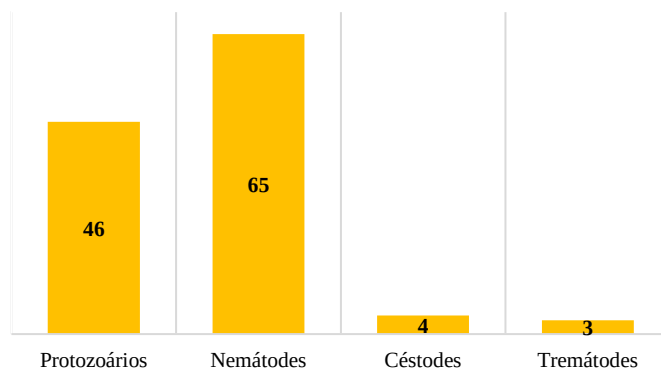


Gráfico 9: Número de parasitas identificados de cada grupo parasitário.

Foram observadas 62 (31,5%) amostras com apenas uma classe de parasitas presentes e 26 (13,2%) amostras com infecções envolvendo mais do que uma classe de parasita. Foram observadas infecções múltiplas com duas classes diferentes em 22 (11,2%) amostras e com três classes diferentes em 4 amostras (2,0%) (Gráfico 10).

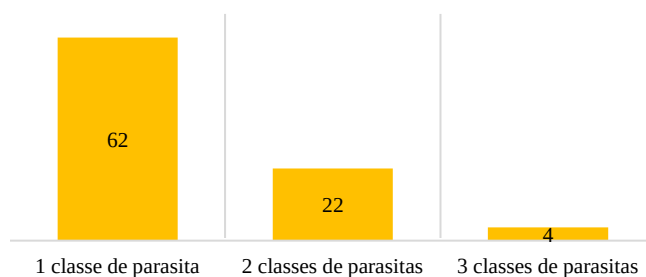


Gráfico 10: Número de classes presentes nas amostras positivas.

Tabela 4: Número de amostras positivas tendo em conta a etiologia e suas associações.

Etiologia	Positivos, n (%; IC 95%)
Protozoa	46 (23,4; 18,0-29,7)
Nematoda	65 (33,0; 26,8-39,8)
Cestoda	4 (2,0; 0,8-5,1)
Trematoda	3 (1,5; 0,5-4,4)
Protozoa + Nematoda	20 (10,2; 6,7-15,2)
Protozoa + Cestoda	1 (0,5; 0,1-2,8)
Protozoa + Trematoda	2 (1,0; 0,3-3,6)
Nematoda + Cestoda	4 (2,0; 0,8-5,1)
Nematoda + Trematoda	1 (0,5; 0,1-2,8)
Cestoda + Trematoda	0
Protozoa + Nematoda + Cestoda	1 (0,5; 0,1-2,8)
Protozoa + Nematoda + Trematoda	2 (1,0; 0,3-3,6)
Protozoa + Cestoda + Trematoda	0
Nematoda + Cestoda + Trematoda	1 (0,5; 0,1-2,8)
Protozoa + Nematoda + Cestoda + Trematoda	0

Abreviações: IC, intervalo de confiança

Foram identificados treze géneros de parasitas gastrointestinais diferentes: 41 (20,8%) amostras apresentavam oocistos de coccídias; 29 (14,7%) amostras com parasitas do género

Capillaria, 19 (9,6%) amostras com ovos de parasitas do tipo ascarídeos e 18 (9,1%) amostras com estrongilídeos. Foi também possível identificar 13 (6,6%) amostras com *Ascaridia* spp., 5 (2,5%) amostras com coccídias do género *Eimeria*, 5 (2,5%) amostras com parasitas espirurídeos, 5 (2,5%) amostras com *Strongyloides* spp., 4 (2,0%) amostras com *Heterakis* spp., 3 (1,5%) amostras identificadas com *Porrocaecum* spp., 4 (2,0%) amostras positivas para céstodes de género não identificado, além de 3 (1,5%) amostras com tremátodes de género não identificado, e 1 (0,5%) amostra identificada como um parasita oxiurídeo.

Foi possível identificar 50 (25,4%) amostras positivas apenas com um agente parasitário, 22 (11,2%) amostras com dois tipos de parasitas diferentes, 9 (4,6%) amostras com três agentes distintos, 6 (3,0%) amostras com quatro variedades de parasitas e por fim, 1 (0,5%) amostra com cinco tipos de parasitas diferentes (Gráfico 11).

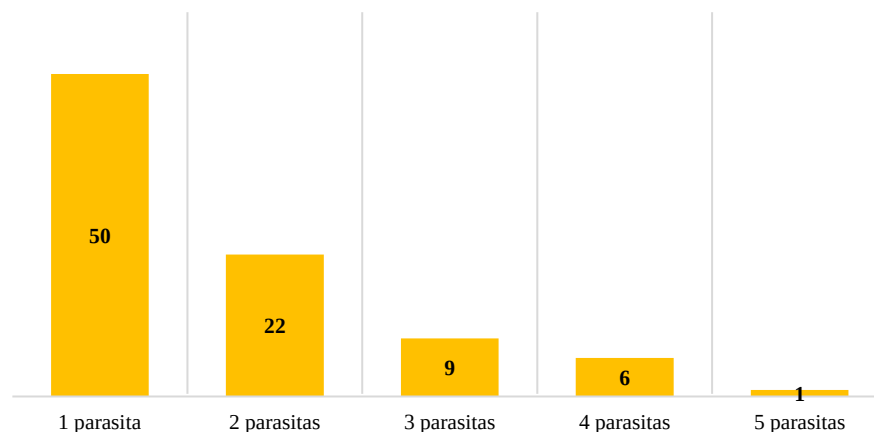


Gráfico 11: Número de agentes parasitários identificados na mesma amostra.

3.1- Fatores intrínsecos e extrínsecos e a sua relação com parasitismo

3.1.1- Fatores intrínsecos

3.1.1.1- Ordem taxonómica

Das 88 amostras positivas, 37 (42,0%) faziam parte da ordem dos Psittaciformes, 28 (31,8%) dos Galliformes, 4 (4,5%) pertenciam aos Struthioniformes, e as 4 (4,5%) restantes amostras ao grupo dos Bucerotiformes. A ordem dos Columbiformes estava representada por 3 (3,4%) amostras positivas, as ordens dos Accipitriformes, Phoenicopteriformes e Passeriformes foram representadas por 2 (2,3%) amostras positivas cada uma. Relativamente aos Cuculiformes, Ciconiiformes, Musophagiformes, Pelecaniformes, Sphenisciformes e

Strigiformes, apenas apresentaram 1 (1,1%) amostra positiva cada um dos grupos, enquanto os Anseriformes e Cathartiformes não registaram qualquer amostra positiva (Gráfico 12).

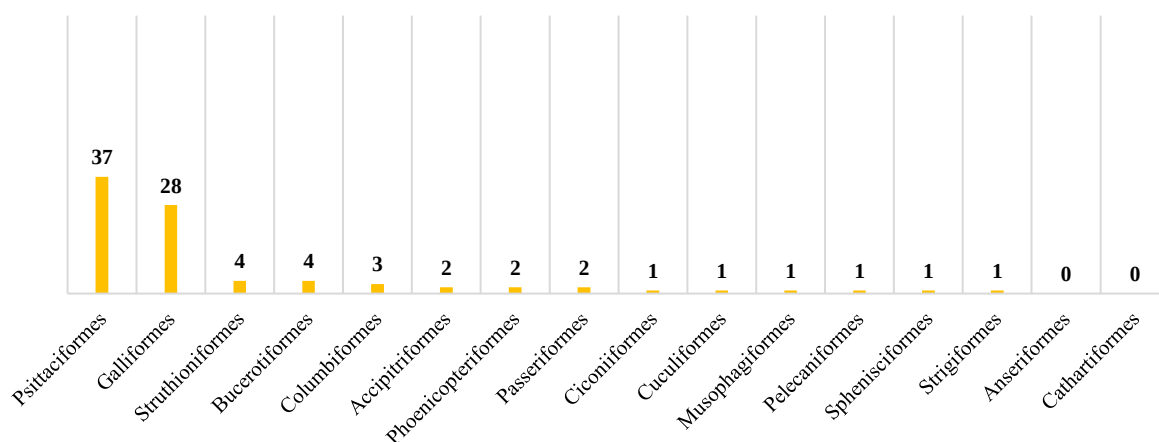


Gráfico 12: Distribuição das amostras positivas tendo em conta a ordem taxonómica.

As amostras pertencentes às aves Galliformes e Psittaciformes representaram 70,5% do total das amostras recolhidas e destas, 73,8% eram amostras positivas, pelo que se pode observar os outros grupos de ordens taxonómicas não tiveram grande representatividade devido ao baixo número de amostras recolhidas. No Gráfico 13 estão representados o número de parasitas identificados por classe, tendo em conta as várias ordens taxonómicas das aves amostradas com resultado positivo.

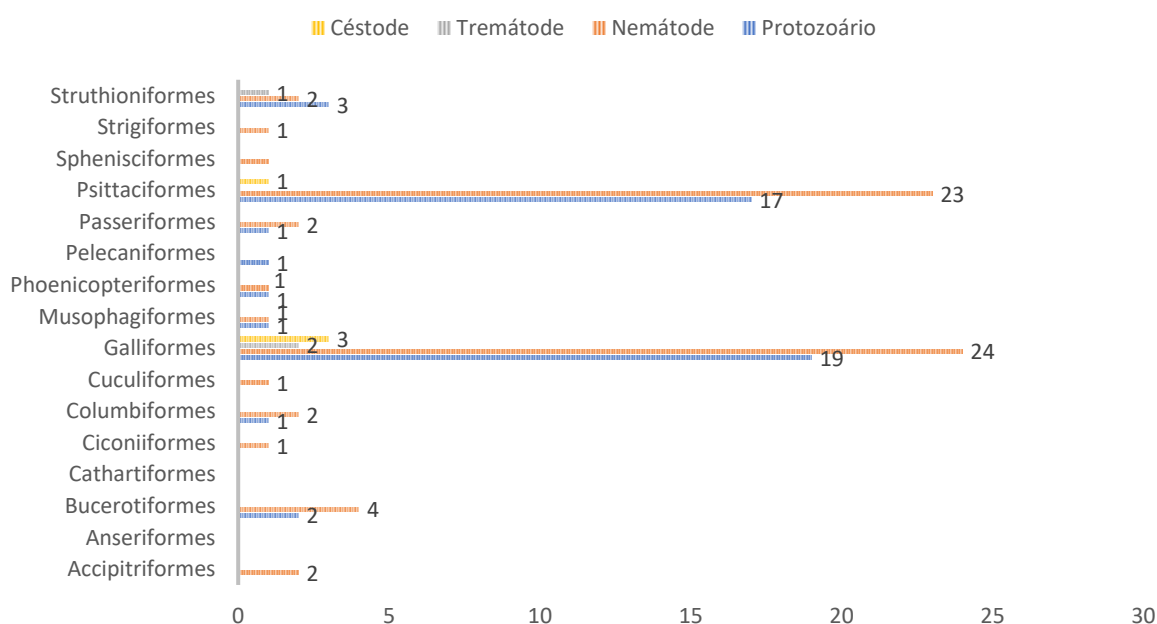


Gráfico 13: Número de parasitas identificados por classe, tendo em conta a ordem taxonómica das aves.

Os Galliformes foram os que apresentaram a mais elevada prevalência, com 28 (87,5%) amostras positivas (28/32) em pelo menos uma das técnicas realizadas.

Quanto à origem das amostras, 25 (89,3%) (25/28) das amostras de Galliformes foram positivas e eram provenientes de parques zoológicos e 3 (75,0%) (3/4) eram provenientes de clínicas.

Quanto aos grupos de parasitas observados, foram os nemátodes os mais prevalentes, tendo sido diagnosticados em 24 (75,0%) amostras, seguido dos protozoários em 19 (59,5%) amostras, 2 (6,3%) amostras com tremátodes e 3 (9,4%) amostras identificadas com céstodes.

Quanto à ocorrência de associações parasitárias, foram observadas 11 (34,4%) amostras positivas com uma só classe de parasitas, 14 (43,8%) amostras com duas classes de parasitas e foram identificadas três classes de parasitas em 3 (9,4%) amostras.

Foi observado o monoparasitismo em 8 (25,0%) amostras e multiparasitismo em 20 (62,5%) amostras, das quais 8 (25,0%) amostras apresentaram dois géneros de parasitas, três géneros diferentes na mesma amostra foram observados em 7 (21,9%) amostras, além de quatro géneros em 4 (12,5%) amostras. Ainda se observou 5 géneros diferentes de parasitas em 1 (3,1%) amostra pertencente a um peru-ocelado (*Meleagris ocellata*), onde foram identificados oocistos de *Eimeria* spp., ovos de *Capillaria* spp., ovos de *Ascaridia* spp., ovo tipo strongilídeo e ovo de tremátode de género não identificado.

Os parasitas com maior prevalência no grupo dos Galliformes foram os oocistos de coccídias, ocorrendo em 19 (59,5%) amostras de 17 espécies diferentes de aves. Do total destas 15 amostras (46,9%) foram observados oocistos de coccídia de género não identificado e em 4 (12,5%) amostras os oocistos foram identificados como pertencentes a *Eimeria* spp. (Figuras 10 e 11).



Figura 10: Oocistos de coccídias de género não identificado num faisão-de-Palawan (*Polyplecton napoleonis*) na técnica de flutuação (400x). Original do autor.

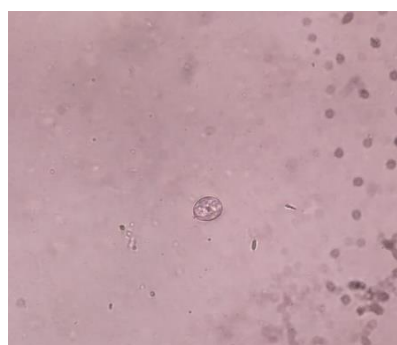


Figura 11: Oocisto de coccídia de género *Eimeria* sp. identificado num peru-ocelado (*Meleagris ocellata*) na técnica de flutuação (400x). Original do autor.

Quanto à ocorrência de nemátodes, foram observados em 16 (50,0%) amostras ovos de *Capillaria* spp. (Figura 13), em 15 espécies de aves diferentes.

Em relação à ocorrência de strongilídeos e ascarídeos, em 9 (28,1%) amostras de Galliformes foram identificados ovos do tipo strongilídeo (Figura 12) e em 5 (15,6%) amostras foram identificados ovos do tipo ascarídeo.



Figura 12: Ovo tipo strongilídeo num faisão-siamês (*Lophura diardi*) na técnica de flutuação (400x). Original do autor.

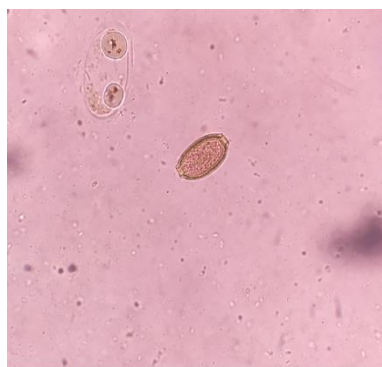


Figura 13: Ovo de *Capillaria* spp. num mutum-noturno (*Nothocrax urumutum*) na técnica de centrifugo-flutuação (400x). Original do autor.

Quanto à observação de ovos que puderam ser identificados, 4 (12,5%) amostras apresentavam-se com ovos *Heterakis* spp. (Figura 14), outras 4 (12,5%) com *Ascaridia* spp. (Figura 15) e 2 (6,3%) amostras com ovos do tipo espirurídeo.



Figura 14: Ovo de *Heterakis* spp. num faisão-nobre-comum (*Lophura ignita*) na técnica de centrifugo-flutuação (400x). Original do autor.



Figura 15: Ovo de *Capillaria* spp. (à esquerda) e de *Ascaridia* spp. (à direita) num peru-ocelado (*Meleagris ocellata*) na técnica de centrifugo-flutuação (400x). Original do autor.

Apenas 1 (3,1%) amostra, pertencente a um faisão-nobre-comum (*Lophura ignita*) apresentou um ovo do género *Strongyloides* spp. e 1 (3,1%) outra amostra pertencente a um pavão-azul (*Pavo cristatus*) apresentou um ovo do tipo oxiurídeo (Figura 16).



Figura 16: Ovo do tipo oxiurídeo num pavão-azul (*Pavo cristatus*) na técnica de flutuação (100x). Original do autor.

Em 2 (6,3%) amostras pertencentes a um peru-ocelado (*Meleagris ocellata*) e a um mutum-de-bico-vermelho (*Crax blumenbachii*), foram identificadas com ovos de tremátode de género não identificado.

Foram também observados 3 (9,4%) amostras ovos de céstode de género não identificado, que eram provenientes de um tragopan-de-Temminck (*Tragopan temminckii*), um mutum-de-bico-vermelho (*Crax blumenbachii*) e a uma jacutinga-de-garganta-azul (*Pipile cumanensis*).

Das 107 amostras pertencentes aos Psittaciformes, 37 (34,6%) apresentaram resultado positivo.

De acordo com as técnicas coprológicas utilizadas, observou-se resultado positivo em 14 (73,7%) (14/19) das amostras de Psittaciformes provenientes de parques zoológicos, 16 (43,2%) (16/37) das amostras recolhidas em criadores e 7 (13,7%) (7/51) das amostras provenientes da clínica.

Foram identificados protozoários em 17 (15,9%) amostras, nemátodes em 23 (21,5%) amostras, e céstodes em 1 (0,9%) amostra. Foram ainda observadas 33 (30,8%) amostras com apenas uma classe de parasitas e 4 (3,7%) amostras com duas classes de parasitas distintas.

Foram encontradas monoparasitismos em 30 (28,0%) amostras, e multiparasitismos com dois géneros distintos em 7 (6,5%) amostras.

O parasita com maior prevalência são as coccídias de gênero não identificado, estando presente em 17 (15,9%) amostras distribuídas por nove espécies de Psittaciformes diferentes.

Foram identificados 9 (8,4%) amostras com ovos do tipo ascarídeo e 7 (6,5%) amostras com *Ascaridia* spp. (Figuras 17 e 18).



Figura 17: Ovo de *Ascaridia* spp. num periquito-inseparável (*Agapornis* spp.) na técnica de flutuação (100x). Original do autor.



Figura 18: Ovos de *Ascaridia* spp. num papagaio-eclético-de-Molucca (*Eclectus roratus*) na técnica de centrifugo-flutuação (100x). Original do autor.

Em 6 (5,6%) amostras foram observadas ovos de *Capillaria* spp. (Figura 20).

Foram reportados 2 (1,9%) amostras com ovos do tipo estrongilídeo, pertencentes a uma arara-de-fronte-vermelha (*Ara rubrogenys*) e a uma cacatua-branca (*Cacatua alba*). Também foram identificadas 2 (1,9%) amostras com ovo do tipo espirurídeo pertencentes a um papagaio-de-cara-roxa (*Amazona brasiliensis*) e um papagaio-comum (*Amazona aestiva*) (Figura 19).



Figura 19: Ovo do tipo espirurídeo num papagaio-de-cara-roxa (*Amazona brasiliensis*) na técnica de flutuação (400x). Original do autor.



Figura 20: Ovo de *Capillaria* spp. numa arara-azul-e-amarela (*Ara ararauna*) na técnica de flutuação (100x). Original do autor.

Por fim, foi identificada 1 (0,9%) amostra com ovo de céstode de género não identificado na subespécie do papagaio-comum (*Amazona aestiva xanthopteryx*).

Relativamente às outras ordens presentes no estudo, nas aves Accipitriformes foi observada a presença de parasitas gastrointestinais em 2 (50,0%) das 4 amostras dos animais desta ordem, e foram identificados cinco géneros diferentes de parasitas, apenas nemátodes. A amostra pertencente ao milhafre-preto (*Milvus migrans*) apresentou três géneros distintos de parasitas: *Capillaria* spp., *Porrocaecum* spp. e *Ascaridia* spp. A amostra do abutre-fouheiro (*Gyps fulvus*) apresentou quatro géneros distintos: *Capillaria* spp., *Porrocaecum* spp., tipo ascarídeo e espirurídeo.

Tendo em conta os Bucerotiformes, foram identificadas 4 (66,7%) amostras positivas das 6 pertencentes a esta ordem, com três géneros distinguidos. Foram identificadas 2 (33,3%) amostras com parasitas protozoários e 4 (66,7%) com nemátodes. O calau-bicorne (*Buceros bicornis*) foi identificado com oocistos de coccídea de género não identificado e ovo tipo estrongilídeo. A amostra do calau-terrestre (*Bucorvus leadbeateri*) apresentou ovo tipo ascarídeo e estrongilídeo. Relativamente ao calau-de-casco-cinzento (*Ceratogymna atrata*), foram identificados oocistos de coccídia de género não identificado e ovo tipo ascarídeo. Por fim, o calau-rinoceronte (*Buceros rhinoceros*) apresentou ovos do tipo estrongilídeo.

Nos Ciconiiformes, a única amostra representativa pertencente a uma cegonha-branca (*Ciconia ciconia*), apresentou resultado positivo para *Ascaridia* spp.

Relativamente aos Columbiformes, foram observadas 3 (42,9%) amostras positivas das 7 recolhidas, com quatro géneros diferentes. Foram identificadas 1 (14,3%) amostra com protozoários e 2 (28,6%) com nemátodes. Foram identificadas duas amostras positivas de pombo-comum (*Columba livia*), sendo que uma apresentou apenas oocistos de *Eimeria* spp., e na outra foram identificados nemátodes do género *Capillaria* spp. e *Strongyloides* spp. A única amostra da rola-apunhalada (*Gallicolumba luzonica*) recolhida, apresentou ovos do tipo estrongilídeo.

Nos Cuculiformes, apenas uma amostra de anu-branco (*Guira guira*) representou este grupo, onde foi detetado ovos de *Capillaria* spp.

A única amostra representativa nos Musophagiformes, pertencente a um turaco-de-faces-brancas (*Tauraco leucotis*) foi identificado com dois géneros diferentes, oocistos de coccídia de género não identificado e ovos de *Strongyloides* spp.

Relativamente aos Phoenicopteriformes, as 2 (100%) amostras de flamingo-comum (*Phoenicopus roseus*) que compõem este grupo tiveram resultado positivo nas técnicas

utilizadas, sendo que em 1 (50,0%) amostra foi identificada um parasita protozoário como oocisto de coccídia de género não identificado e em 1 (50,0%) outra amostra foi identificado um parasita nemátode do tipo ascarídeo.

Nos Pelecaniformes, apenas 1 (50%) das 2 amostras recolhidas deste grupo, pertencente a uma íbis-escarlata (*Eudocimus ruber*) se encontrava parasitada com oocistos de coccídia de género não identificado.

Nos Passeriformes foram identificadas 2 (28,6%) amostras positivas das 7 amostras que pertencem a esta ordem. Deram-se conta de protozoários em 1 (14,3%) amostra e de nemátodes em 2 (28,6%) amostras. Na amostra pertencente ao corvo-comum (*Corvus corax*) foram observados ovos de *Capillaria* spp. e *Porrocaecum* spp. Relativamente à amostra da mainá-de-Bali (*Leucopsar rothschildi*) foram identificados três géneros distintos de parasitas, tais como, ovos de *Strongyloides* spp., ovos tipo estrangilídeo e oocistos de coccídias de género não identificado.

Tendo em conta os Sphenisciformes, as 20 amostras pertencentes aos pinguins-de-humboldt (*Spheniscus humboldti*), apenas 1 (5,0%) apresentou resultado positivo com um ovo nemátode do tipo estrangilídeo.

Nos Strigiformes, a única amostra representativa, pertencente a uma coruja-das-neves (*Bubo scandiacus*), foi identificada com dois géneros diferentes de nemátodes, ovos tipo estrangilídeo e *Strongyloides* spp.

Relativamente aos Struthioniformes, as 4 (100%) amostras recolhidas apresentaram resultado positivo em alguma das técnicas utilizadas. Em 3 (75,0%) das amostras foram identificados protozoários, em 2 (50,0%) amostras foram identificados parasitas nemátodes, e em apenas 1 (25,0%) amostra foi identificada um parasita tremátode. Do total, 3 (75,0%) das amostras foram identificadas apenas com um género de parasita, e 1 (25,0%) amostra com quatro géneros diferentes, representada pelo tinamu-de-asa-vermelha (*Rhynchotus rufescens*), com oocistos de coccídia de género não identificado, ovos tipo ascarídeo, tremátode de género não identificado e *Capillaria* spp. Foram identificados oocistos de coccídias de género não identificado em 3 (75,0%) amostras, pertencentes ao casuar-do-sul (*Casuarus casuarius*), ao tinamu-de-asa-vermelha (*Rhynchotus rufescens*), e ao nandu (*Rhea americana*). Foi também observado ovos de *Capillaria* spp. em 1 (25,0%) amostra, pertencente a uma outra amostra de nandu (*Rhea americana*).

Por fim, nos Anseriformes e Cathartiformes não foi identificado qualquer parasita nas amostras pertencentes a estas ordens.

A lista detalhada dos parasitas identificados nas diversas espécies por cada ordem taxonômica pode ser consultada na Tabela 14 do Apêndice III.

Quanto à análise estatística, foi utilizado o teste X^2 onde se pode observar os resultados representados na Tabela 8. Foi encontrada uma diferença estatística significativa ($p \leq 0,05$) entre as aves Bucerotiformes (66,7%) (4/6) e Sphenisciformes (5,0%) (1/20) em relação ao parasitismo por parasitas nemátodes.

Existiu uma diferença extremamente significativa ($p < 0,0001$) entre as aves Galliformes (59,4%) (19/32) e Psittaciformes (15,9%) (17/107) em relação ao parasitismo por protozoários assim como em relação ao parasitismo por nemátodes com prevalências de 75,0% (24/32) e 21,5% (23/107), respetivamente.

Também foi encontrada uma diferença extremamente significativa ($p \leq 0,001$) entre as aves Galliformes (59,4%) (19/32) e Sphenisciformes (0%) (0/20) em relação ao parasitismo por protozoários, assim como uma diferença extremamente significativa ($p < 0,0001$) em relação ao parasitismo por nemátodes, onde as prevalências foram de 75,0% (24/32) e 5,0% (1/20), respetivamente.

Ocorreu uma diferença estatística significativa ($p \leq 0,05$) entre as aves Psittaciformes (15,9%) (17/107) e Struthioniformes (75,0%) (3/4) em relação ao parasitismo por protozoários.

Por fim, foi encontrada uma diferença estatística muito significativa ($p \leq 0,01$) entre as aves Sphenisciformes (0%) (0/20) e Struthioniformes (75,0%) (3/4) em relação ao parasitismo por protozoários.

Os resultados acima referidos podem ser observados com mais detalhes da prevalência das quatro classes de parasitas identificados de acordo com a ordem das aves amostradas. Estes resultados podem ser observados na Tabela 8.

3.1.2- Fatores extrínsecos

3.1.2.1- Origem das amostras

Em relação à origem, 88 amostras apresentavam-se positivas, 60 (68,2%) pertenciam ao grupo dos parques zoológicos, 16 (18,2%) ao grupo dos criadores e 12 (13,6%) pertenciam ao grupo da clínica (Gráfico 14).



Gráfico 14: Distribuição das amostras positivas tendo em conta o local de origem.

O grupo dos parques zoológicos foi o que apresentou a maior prevalência de animais parasitados com 60 (63,8%) amostras a apresentar resultado positivo nas técnicas realizadas. Em relação à classe parasitária, 37 (39,4%) amostras apresentavam-se com uma classe de parasitas, 19 (20,2%) amostras com duas classes de parasitas e 4 (4,3%) amostras com 3 classes de parasitas. O monoparasitismo foi observado em 27 (28,7%) amostras e o multiparasitismo em 33 (35,1%) amostras.

Relativamente às 37 amostras cuja origem era de criadores, em 16 (43,2%) amostras foram identificados parasitas gastrointestinais, das quais 14 (37,8%) foram identificadas com uma classe de parasitas e apenas 2 (5,4%) amostras com parasitas de duas classes diferentes. Foram ainda observados monoparasitismo em 13 (35,1%) amostras e multiparasitismo em 3 (8,1%) das amostras analisadas.

Quanto às amostras provenientes de clínica, foram observadas 12 (18,2%) amostras positivas das 66 recolhidas, demonstrando uma menor prevalência parasitária (Gráfico 15) quando comparada com as demais procedências. Destas amostras positivas, 11 (16,7%) amostras apresentaram apenas uma classe de parasita e só 1 (1,5%) amostra foi identificada com parasitas de duas classes diferentes. Além disso, foi observado o monoparasitismo em 10 (15,2%) amostras e multiparasitismo em 2 (3,0%) amostras.

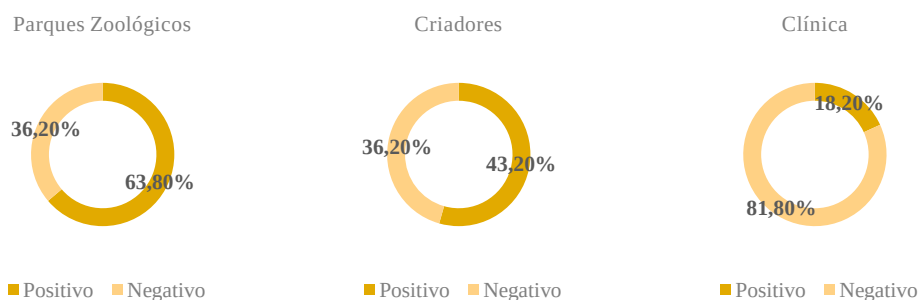


Gráfico 15: Prevalência das amostras positivas de acordo com a origem.

Do total das amostras analisadas do grupo dos parques zoológicos, foram identificadas 31 (33,0%) amostras com protozoários, 50 (53,2%) amostras com parasitas nemátodes, 3 (3,2%) amostras com tremátodes e 3 (3,2%) amostras com céstodes.

Nas amostras oriundas dos criadores, foram observadas 6 (16,2%) amostras positivas com protozoários, 11 (29,7%) amostras com nemátodes, 1 (2,7%) com céstode e nenhuma amostra com tremátodes.

Por fim, no grupo oriundo de clínicas, foram identificadas 9 (13,6%) amostras com protozoários, 4 (6,1%) amostras com nemátodes e nenhuma amostra com tremátodes e céstodes (Gráfico 16).

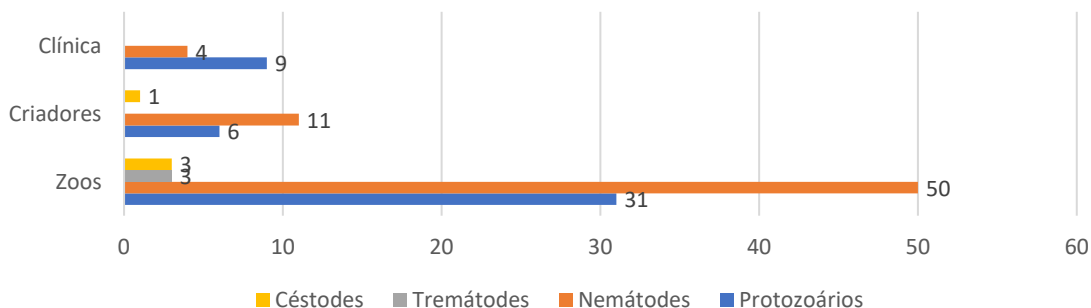


Gráfico 16: Número de parasitas identificados por classe de acordo com o local de origem.

A prevalência parasitária detalhada de acordo com o local de origem das amostras, pode ser observada nas Tabelas 5, 6 e 7.

Tabela 5: Número e prevalência dos parasitas identificados e nome científico das espécies afetadas no grupo dos parques zoológicos.

Parasitas gastrointestinais	Nº de amostras positivas em parques zoológicos (%)	Nome científico das espécies (nº de animais positivos)
Oocistos de coccídea de gênero não identificado	27 (28,7%)	<i>Amazona amazonica</i> (1) <i>Ara ararauna</i> (1) <i>Argusianus argus</i> (1) <i>Buceros bicornis</i> (1) <i>Casuarus casuarius</i> (1) <i>Ceratogymna atrata</i> (1) <i>Chrysolophus amherstiae</i> (1) <i>Chrysolophus pictus</i> (1) <i>Crossoptilon auritum</i> (1) <i>Eudocimus ruber</i> (1) <i>Guttera pucherani</i> (1) <i>Leucopsar rothschildi</i> (1) <i>Lophura diardi</i> (2) <i>Lophura ignita</i> (1) <i>Nothocrax urumutum</i> (1) <i>Numida meleagris</i> (1) <i>Pavo cristatus</i> (1) <i>Phoenicopterus roseus</i> (1) <i>Pipile cumanensis</i> (1) <i>Polyplectron napoleonis</i> (1) <i>Psittacus erithacus</i> (2) <i>Rhea americana</i> (1) <i>Rhynchotus rufescens</i> (1) <i>Tauraco leucotis</i> (1) <i>Trichoglossus haemotodus</i> (1)
<i>Eimeria</i> spp.	4 (4,3%)	<i>Alectoris rufa</i> (1) <i>Chrysolophus pictus</i> (1) <i>Meleagris ocellata</i> (1) <i>Phasianus colchicus</i> (1)
<i>Ascaridia</i> spp.	7 (7,4%)	<i>Chrysolophus pictus</i> (1) <i>Ciconia ciconia</i> (1) <i>Crax rubra</i> (1) <i>Ecletus roratus roratus</i> (1) <i>Meleagris ocellata</i> (2) <i>Milvus migrans</i> (1)
<i>Heterakis</i> spp.	4 (4,3%)	<i>Alectoris rufa</i> (1) <i>Chrysolophus amherstiae</i> (1) <i>Lophura ignita</i> (1) <i>Tragopan temminckii</i> (1)
<i>Capillaria</i> spp.	27 (28,7%)	<i>Amazona brasiliensis</i> (1) <i>Ara ambiguus</i> (1) <i>Ara ararauna</i> (1) <i>Ara chloropterus</i> (1) <i>Ara rubrogenys</i> (1) <i>Alectoris rufa</i> (1) <i>Cacatua galerita</i> (1) <i>Corvus corax</i> (1) <i>Crax blumenbachii</i> (1) <i>Crossoptilon auritum</i> (1) <i>Guira guira</i> (1) <i>Guttera pucherani</i> (1) <i>Gyps fulvus</i> (1) <i>Lophura diardi</i> (1) <i>Lophura ignita</i> (1) <i>Meleagris ocellata</i> (2) <i>Milvus migrans</i> (1) <i>Nothocrax urumutum</i> (1) <i>Numida meleagris</i> (1) <i>Pauxi pauxi</i> (1) <i>Pavo muticus</i> (1) <i>Phasianus colchicus</i> (1) <i>Rhea americana</i> (1) <i>Rhynchotus rufescens</i> (1) <i>Syrnaticus reevesii</i> (1) <i>Tragopan temminckii</i> (1)
Estrongilídeo	17 (18,1%)	<i>Ara rubrogenys</i> (1) <i>Argusianus argus</i> (1) <i>Bubo scandiacus</i> (1) <i>Buceros bicornis</i> (1) <i>Bucorvus leadbeateri</i> (1) <i>Buceros rhinoceros</i> (1) <i>Crax rubra</i> (1) <i>Crossoptilon auritum</i> (1) <i>Gallicolumba luzonica</i> (1) <i>Leucopsar rothschildi</i> (1) <i>Lophura diardi</i> (1) <i>Meleagris ocellata</i> (2) <i>Nothocrax urumutum</i> (1) <i>Pipile cumanensis</i> (1) <i>Spheniscus humboldti</i> (1) <i>Tragopan satyra</i> (1)

Porrocaecum spp.	3 (3,2%)	<i>Corvus corax</i> (1) <i>Gyps fulvus</i> (1) <i>Milvus migrans</i> (1)
Strongyloides spp.	4 (4,3%)	<i>Bubo scandiacus</i> (1) <i>Leucopsar rothschildi</i> (1) <i>Lophura ignita</i> (1) <i>Tauraco leucotis</i> (1)
Tipo ascarídeo	13 (13,8%)	<i>Amazona rhodocorytha</i> (1) <i>Ara araraúna</i> (1) <i>Bucorvus leadbeateri</i> (1) <i>Ceratogymna atrata</i> (1) <i>Crossoptilon auritum</i> (1) <i>Gyps fulvus</i> (1) <i>Lophura diardi</i> (1) <i>Numida meleagris</i> (1) <i>Pauxi pauxi</i> (1) <i>Pavo cristatus</i> (1) <i>Psittacus Erithacus</i> (1) <i>Phoenicopiterus roseus</i> (1) <i>Rhynchotus rufescens</i> (1)
Espirurídeo	4 (4,3%)	<i>Amazona brasiliensis</i> (1) <i>Crax blumenbachii</i> (1) <i>Gyps fulvus</i> (1) <i>Pavo cristatus</i> (1)
Oxiurídeo	1 (1,1%)	<i>Pavo cristatus</i> (1)
Céstode de género não identificado	3 (3,2%)	<i>Crax blumenbachii</i> (1) <i>Pipile cumanensis</i> (1) <i>Tragopan temminckii</i> (1)
Tremátode de género não identificado	3 (3,2%)	<i>Crax blumenbachii</i> (1) <i>Meleagris gallopavo</i> (1) <i>Rhynchotus rufescens</i> (1)

Tabela 6: Número e prevalência dos parasitas identificados e os nomes científicos das espécies afetadas no grupo dos criadores.

Parasitas gastrointestinais	Nº de amostras positivas em criadores (%)	Nome científico das espécies (nº de animais positivos)
Oocistos de coccídea de género não identificado	6 (16,2%)	<i>Amazona aestiva</i> (1) <i>Amazona tucumana</i> (1) <i>Ara ararauna</i> (4)
Strongilídeo	1 (2,7%)	<i>Cacatua alba</i> (1)
Ascaridia spp.	5 (13,5%)	<i>Amazona aestiva</i> (1) <i>Amazona aestiva xanthopteryx</i> (3) <i>Cacatua leadbeateri</i> (1)
Tipo ascarídeo	5 (13,5%)	<i>Amazona aestiva</i> (1) <i>Amazona ochrocephala</i> (2) <i>Cacatua galerita eleonara</i> (1) <i>Cacatua leadbeateri</i> (1)
Espirurídeo	1 (2,7%)	<i>Amazona aestiva</i> (1)
Céstode de género não identificado	1 (2,7%)	<i>Amazona aestiva xanthopteryx</i> (1)

Tabela 7: Número e prevalência dos parasitas identificados e os nomes científicos das espécies afetadas no grupo da clínica.

Parasitas gastrointestinais	Nº de amostras positivas em clínica (%)	Nome científico das espécies (nº de animais positivos)
Oocistos de coccídea de género não identificado	8 (12,1%)	<i>Agapornis</i> spp. (2) <i>Amazona autumnalis</i> (1) <i>Amazona aestiva</i> (1) <i>Gallus gallus domesticus</i> (1) <i>Meleagris gallopavo</i> (1) <i>Melopsittacus undulatus</i> (1) <i>Psittacus erithacus</i> (1)
Eimeria spp.	1 (1,5%)	<i>Columba livia</i> (1)
Ascaridia spp.	1 (1,5%)	<i>Agapornis</i> spp. (1)
Tipo ascarídeo	1 (1,5%)	<i>Amazona autumnalis</i> (1)
Capillaria spp.	2 (3,0%)	<i>Columba livia</i> (1) <i>Gallus gallus domesticus</i> (1)
Strongyloides spp.	1 (1,5%)	<i>Columba livia</i> (1)

Na análise estatística foi utilizado o teste estatístico X^2 , cujos resultados encontram-se representados na Tabela 8. Foi encontrada uma diferença estatística significativa ($p \leq 0,05$) entre as aves provenientes de parques zoológicos (53,2%) (50/94) e de criadores (29,7%) (11/37) em relação ao parasitismo por nemátodes.

Existiu uma diferença extremamente significativa ($p \leq 0,0001$) entre as aves provenientes de parques zoológicos (53,2%) (50/94) e de clínica (6,1%) (4/66) em relação ao parasitismo por nemátodes.

Também foi encontrada uma diferença muito significativa ($p \leq 0,01$) entre as aves provenientes de criadores (29,7%) (11/37) e de clínica (6,1%) (4/66) em relação ao parasitismo por nemátodes.

Relativamente ao parasitismo por protozoários foi encontrada uma diferença estatística muito significativa ($p \leq 0,01$) entre as aves provenientes dos parques zoológicos (33,0%) (31/94) e de clínica (13,6%) (9/66).

Na Tabela 8 estão descritos os detalhes sobre a prevalência das quatro classes de parasitas identificados, tendo em conta a origem das aves amostradas.

Tabela 8: Número, prevalência e associações da ordem e origem das aves amostradas tendo em conta as quatro classes de parasitas identificados.

Variável/categoria	Animais testados, N° (%;)	Coprodiagnóstico N° (%; IC 95%)			
		Protozoa	Nematoda	Trematoda	Cestoda
Ordem	197	$p \leq 0,001$	$p \leq 0,001$	$p = 0,086$	$p = 0,378$
Accipitriformes	4 (2,0)	0	2 (50,0; 15-85)	0	0
Anseriformes	1 (0,5)	0	0	0	0
Bucerotiformes	6 (3,0)	2 (33,3; 9,7-70,0)	4 (66,7; 30,0-90,3) ^a	0	0
Cathartiformes	1 (0,5)	0	0	0	0
Ciconiiformes	1 (0,5)	0	1 (100; 20,7-100)	0	0
Columbiformes	7 (3,6)	1 (14,3; 2,6-51,3)	2 (28,6; 8,2-64,1)	0	0
Cuculiformes	1 (0,5)	0	1 (100; 20,7-100)	0	0
Galliformes	32 (16,2)	19 (59,4; 42,3-74,5) ^{b,d}	24 (75,0; 57,9-86,8) ^{c,e}	2 (6,3; 1,7-20,2)	3 (9,4; 3,2-24,2)
Musophagiformes	1 (0,5)	1 (100; 20,7-100)	1 (100; 20,7-100)	0	0
Phoenicopteriformes	2 (1,0)	1 (50,0; 9,5-90,6)	1 (50,0; 9,5-90,6)	0	0
Pelecaniformes	2 (1,0)	1 (50,0; 9,5-90,6)	0	0	0
Passeriformes	7 (3,6)	1 (14,3; 2,6-51,3)	2 (28,6; 8,2-64,1)	0	0
Psittaciformes	107 (54,3)	17 (15,9; 10,2-23,9) ^{b,f}	23 (21,5; 14,8-30,2) ^c	0	1 (0,9; 0,2-5,1)
Sphenisciformes	20 (10,2)	0 ^{d,g}	1 (5,0; 0,9-23,6) ^{a,e}	0	0
Strigiformes	1 (0,5)	0	1 (100; 20,7-100)	0	0
Struthioniformes	4 (2,0)	3 (75,0; 30,1-95,4) ^{f,g}	2 (50,0; 15,0-85,0)	1 (25,0; 4,6-69,9)	0
Origem	197	$p = 0,009$	$p \leq 0,001$	$p = 0,298$	$p = 0,403$
Parques Zoológicos	94 (47,7)	31 (33,0; 24,3-43,0) ^k	50 (53,2; 43,2-62,9) ^{h,i}	3 (3,2; 1,1-9,0)	3 (3,2; 1,1-9,0)
Criadores	37 (18,8)	6 (16,2; 7,6-31,1)	11 (29,7; 17,5-45,8) ^{h,j}	0	1 (2,7; 0,5-13,8)
Clínica	66 (33,5)	9 (13,6; 7,3-23,9) ^k	4 (6,1; 2,4-14,6) ^{i,j}	0	0

^a $p \leq 0,05$; ^b $p < 0,0001$; ^c $p < 0,0001$; ^d $p \leq 0,001$; ^e $p < 0,0001$; ^f $p \leq 0,05$; ^g $p \leq 0,01$; ^h $p \leq 0,05$; ⁱ $p < 0,0001$; ^j $p \leq 0,01$; ^k $p \leq 0,01$;

Abreviações: N°, número; IC, intervalo de confiança

3.2- Técnicas coprológicas

De acordo com a técnica coprológica utilizada, na técnica de flutuação foram observadas 74 (37,6%) amostras positivas, na técnica de centrífugo-flutuação foram 67 (34,0%) amostras que apresentaram resultado positivo e 39 (19,8%) amostras positivas na técnica de sedimentação.

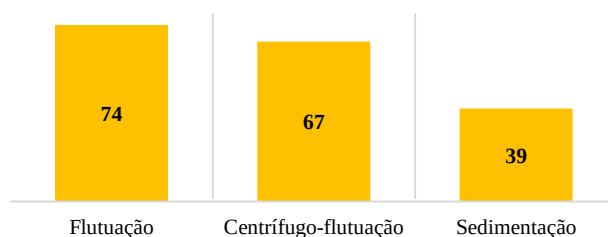


Gráfico 17: Número de amostras positivas em cada técnica coprológica.

Relativamente à técnica de flutuação, foram identificados 38 (19,3%) amostras com parasitas protozoários, 49 (24,9%) amostras identificadas com pelo menos um gênero de nemátode, 2 (1,0%) amostras positivas com céstodes e 2 (1,0%) amostras com tremátodes.

Tendo em conta a técnica de centrífugo-flutuação, foram observadas 30 (15,2%) amostras com parasitas protozoários, 51 (25,9%) amostras com pelo menos um nemátode presente, os céstodes foram encontrados em apenas 1 (0,5%) amostra e os tremátodes foram positivos em apenas 1 (0,5%) amostra.

Por último, na técnica de sedimentação, foram identificadas 9 (4,6%) amostras positivas para parasitas protozoários, 32 (16,2%) amostras com pelo menos um nemátode, 2 (1,0%) amostras identificadas com céstodes e não foi identificado qualquer tremátode através desta técnica.

Tabela 9: Número e prevalência dos parasitas identificados para cada técnica utilizada.

Parasitas identificados	Flutuação	Centrífugo-flutuação	Sedimentação
<i>Eimeria spp.</i>	4 (2,0%)	4 (2,0%)	2 (1,0%)
<i>Coccidia</i>	34 (17,3%)	26 (13,2%)	7 (3,6%)
<i>Heterakis spp.</i>	2 (1,0%)	4 (2,0%)	2 (1,0%)
<i>Ascaridia spp.</i>	9 (4,6%)	12 (6,1%)	7 (3,6%)
Tipo Ascarídeo	13 (6,6%)	10 (5,1%)	5 (2,5%)
<i>Capillaria spp.</i>	18 (9,1%)	27 (13,7%)	20 (10,2%)
<i>Porrocaecum spp.</i>	2 (1,0%)	3 (1,5%)	1 (0,5%)
Estrongilídeo	12 (6,1%)	16 (8,1%)	3 (1,5%)
<i>Strongyloides spp.</i>	2 (1,0%)	3 (1,5%)	2 (1,0%)
Espirurídeo	4 (2,0%)	2 (1,0%)	2 (1,0%)
Oxiurídeo	1 (0,5%)	0	0
Céstode	2 (1,0%)	1 (0,5%)	2 (1,0%)
Tremátode	2 (1,0%)	1 (0,5%)	0

Na análise estatística, foi encontrada uma concordância moderada entre as técnicas de flutuação e centrífugo-flutuação para a detecção de parasitas protozoários ($k = 0,575$) e uma concordância razoável entre as técnicas de flutuação e sedimentação e entre as técnicas de sedimentação e centrífugo-flutuação, ambas para a detecção de parasitas protozoários ($k = 0,334$) e ($k = 0,366$), respetivamente.

Existiu uma concordância substancial entre as técnicas de flutuação e centrífugo-flutuação, tal como nas técnicas de flutuação e sedimentação para a pesquisa de parasitas nemátodes ($k = 0,625$) e ($k = 0,647$), respetivamente. Uma concordância moderada também foi observada entre as técnicas de sedimentação e centrífugo-flutuação relativamente à parasitas nemátodes ($k = 0,594$).

Por fim, foi observada uma concordância substancial entre as técnicas de sedimentação e centrífugo-flutuação para a detecção de parasitas tremátodes ($k = 0,664$), no entanto, o intervalo de confiança foi amplo, refletindo uma considerável incerteza sobre a estimativa.

A Tabela 10 representa os graus de concordância entre as diferentes técnicas utilizadas, relativamente a cada classe de parasitas encontrada.

Tabela 10: Grau de concordância entre as técnicas coproparasitológicas realizadas e as diferentes classes de parasitas.

Técnica coproparasitológica	Protozoa			
	Kappa (95% IC)	valor p	Concordância positiva	Concordância negativa
Flutuação vs centrífugo-flutuação	0,575 (0,423-0,726)	0,1530	0,647	0,926
Flutuação vs sedimentação	0,334 (0,167-0,501)	<0,001	0,383	0,916
Sedimentação vs centrífugo-flutuação	0,366 (0,174-0,557)	<0,001	0,410	0,935

Técnica coproparasitológica	Nematoda			
	Kappa (95% IC)	valor p	Concordância positiva	Concordância negativa
Flutuação vs centrífugo-flutuação	0,652 (0,529-0,774)	0,8445	0,740	0,912
Flutuação vs sedimentação	0,647 (0,517-0,776)	<0,001	0,716	0,927
Sedimentação vs centrífugo-flutuação	0,594 (0,460-0,728)	<0,001	0,675	0,913

Técnica coproparasitológica	Trematoda			
	Kappa (95% IC)	valor p	Concordância positiva	Concordância negativa
Flutuação vs centrífugo-flutuação	-0,007 (-0,016-0,003)	1,000	0,000	0,992
Flutuação vs sedimentação	-0,010 (-0,000- -0,020)	0,617	0,000	0,990
Sedimentação vs centrífugo-flutuação	0,664 (0,046-1,282)	1,000	0,667	0,997

Técnica coproparasitológica	Cestoda			
	Kappa (95% IC)	valor p	Concordância positiva	Concordância negativa
Flutuação vs centrífugo-flutuação	-0,007 (-0,016-0,002)	1,000	0,000	0,992
Flutuação vs sedimentação	NA	NA	NA	NA
Sedimentação vs centrífugo-flutuação	NA	NA	NA	NA

Abreviações: 95% IC, intervalo de confiança 95%; NA, não aplicável

4- Discussão

Este estudo foi representado por uma amostra heterogênea de populações de aves, de três diferentes origens, composta na totalidade por 197 amostras. De acordo com a origem das aves, um grupo composto por 94 amostras era oriundo de parques zoológicos, um segundo grupo composto por 37 amostras, oriundas de criadores e um terceiro grupo composto por 66 amostras oriundas de clínicas.

Na análise coprológica foi observada uma prevalência parasitária de 44,7% de amostras positivas (Gráfico 8). Estes resultados não são de todo surpreendentes tendo em conta que os efeitos do stresse na fisiologia e comportamento das aves em cativeiro, da proximidade de gaiolas de aves de diferentes espécies, do tipo de alojamento onde mais do que uma ave pode estar alojada na mesma gaiola e fracas condições higiénicas do ambiente, são fatores que contribuem para uma maior suscetibilidade de infeções parasitárias nas aves (Cordón *et al.* 2009).

O resultado obtido neste estudo é semelhante aos 46,7% observado por Freitas *et al.* (2002) e está compreendido entre os valores apresentados nos estudos realizados por Akram *et al.* (2019), Snak *et al.* (2017), Globokar *et al.* (2017) e Papini *et al.* (2012) que relataram prevalências de parasitoses gastrointestinais em aves em cativeiro de 54,3%, 55,7%, 33,4% e 35,6%, respetivamente. Em um estudo semelhante realizado por Laatanma *et al.* (2019) revelou uma prevalência de 19,0%, sendo muito inferior à demonstrada neste estudo. É importante referir que as diferenças nas positividades dos diferentes estudos podem ser atribuídas ao número de técnicas coprológicas utilizadas, assim como a sensibilidade e especificidade destas, além da carga parasitária de cada animal (Lima *et al.*, 2017). Outro fator que pode ser determinante nos resultados, pode ter a ver com a diversidade das espécies das aves nos referidos estudos, assim como das condições de cativeiro dessas mesmas espécies. Num estudo desenvolvido por Globokar *et al.* (2017) apenas foi realizada uma técnica convencional de flutuação para a deteção de parasitas, sendo menos sensível para o diagnóstico de parasitas com características de densidade específicas, que requeiram diferentes técnicas e maior sensibilidade para a sua identificação, podendo ter havido prevalências com valores inferiores. Outra razão pela qual pode haver grande diferença nas prevalências entre estudos, é o facto de no presente estudo apenas terem sido observados oocistos de coccídias relativamente ao parasitismo por protozoários, enquanto noutros estudos, ensaios moleculares foram realizados para pesquisa *Cryptosporidium* e *Giardia*, por exemplo.

Neste estudo, foram realizadas três técnicas coprológicas, a técnica de flutuação, técnica de centrifugo-flutuação e a técnica de sedimentação. Na técnica de flutuação foram identificados parasitas em 37,6% das amostras, resultado ligeiramente inferior ao obtido na técnica de centrifugo-flutuação, na qual se obteve 34,0% de resultados positivos. Por último, na técnica de sedimentação apenas foram observados parasitas em 19,8% das amostras (Gráfico 17). Desta forma, foi possível constatar que neste estudo a técnica de flutuação foi a mais eficaz na detecção de parasitas gastrointestinais em aves.

Foi identificada a presença de nemátodes em 33,0% das amostras analisadas, de protozoários em 23,4%, de céstodes em 2,0% das amostras e de tremátodes em 1,5% (Gráfico 9). Estes resultados vão de encontro aos apresentados nos estudos de Hossain *et al.* (2021), Ramadevi & Venu (2020), Lima *et al.* (2017) e Papini *et al.* (2012), que demonstraram que a infecções por parasitas helmintes são mais frequentes do que infecções por protozoários e que dentro da classe dos helmintes, são os nemátodes que apresentam a maior prevalência. São estes que na sua maioria por apresentarem ciclos de vida direto, podem ser facilmente transmitidos por via fecal-oral e serem capazes de permanecer como formas viáveis e infetantes no ambiente resistindo a condições adversas. Contrariamente a estes resultados obtidos no presente estudo, Laatanma *et al.* (2019) identificou uma maior prevalência de protozoários comparativamente a helmintes, com 10,7% e 8,3% de amostras positivas, respetivamente.

Neste estudo foram observadas somente uma classe de parasitas em 31,5% amostras e mais que uma classe em 13,2% (Gráfico 10), sendo possível assumir que as aves deste estudo para além de apresentaram infecções maioritariamente causadas por uma classe de parasitas, também podem apresentaram infecções por mais que uma classe de parasitas.

Relativamente aos géneros de parasitas observados, foi observado o monoparasitismo em 25,4% das amostras e multiparasitismo em 19,3% das aves (Gráfico 11). Estes valores são semelhantes a outros estudos já realizados onde as aves deste estudo também foram maioritariamente parasitadas por apenas um género de parasita, e em menor número, por mais que um género de parasita. Resultados semelhantes ao acima mencionado, foram obtidos no estudo realizado por Papini *et al.* (2012), onde a maior percentagem de aves parasitadas por monoparsitismo foi superior àquelas onde se observou o multiparasitismo, tendo sido 19,2% e 11,6%, respetivamente.

Foi possível identificar treze géneros de helmintes gastrointestinais nas diversas técnicas utilizadas, sendo que a maioria apresentava ciclo de vida monoxeno, com a exceção

dos tremátodes, céstodes, espirurídeos. O nemátode *Porrocaecum* spp. e um oxiurídeo que foram observados neste estudo, são exceções por apresentarem ciclo de vida heteroxeno.

Conforme referido, o único parasita oxiurídeo observado neste estudo pertencia a um pavão-azul (*Pavo cristatus*) que circulava livremente pelo parque zoológico, tendo sido por isso apontado como um parasita espúrio pela possível contaminação da amostra fecal com fezes de outros animais, possivelmente roedores que funcionam como reservatórios para este parasita, ou até mesmo por se ter alimentado destes pequenos mamíferos, uma vez que podem fazer parte da sua dieta. Também no estudo conduzido por Papini *et al.* (2012), foi identificado um ovo do tipo oxiurídeo num bufo-real (*Bubo bubo*) que também o considerou como parasita espúrio, alertando para o cuidado na interpretação dos resultados em aves de rapina e outras aves com dieta carnívora.

O parasita com maior prevalência foi coccídia, com 23,3% das amostras positivas. Destas, 20,8% foram identificados oocistos de coccídias em que não foi possível determinar o género e 2,5% foram identificados como oocistos de *Eimeria* spp.

Os ovos de ascarídeos apresentaram a segunda maior prevalência com 19,7% das amostras positivas. Foram os ovos identificados somente como “tipo ascarídeo” em maior número, seguidos de *Ascaridia* spp., *Heterakis* spp. e *Porrocaecum* spp.

Os ovos de *Capillaria* spp. e estrongílideos apresentaram a terceira e quarta maior prevalência, estando presentes em 14,7% e 9,1% das amostras, respetivamente.

Estes resultados são semelhantes aos obtidos por Hofstatter & Guaraldo (2015), Lima *et al.* (2017), Carrera-Játiva *et al.* (2018) que apontaram estes parasitas como os mais frequentes, apesar de não seguirem a mesma ordem de prevalência apresentada neste estudo. Também no estudo realizado por Akram *et al.* (2019) foi observado o protozoário *Eimeria* spp., e os nemátodes *Capillaria* spp. e *Ascaridia* spp. como os mais prevalentes, contudo neste estudo não foi observado nenhum ovo do tipo estrongilídeo.

4.1- Fatores intrínsecos e extrínsecos e a sua relação com parasitismo

4.1.1- Fatores intrínsecos

4.1.1.1- Ordem taxonómica

As aves Galliformes e Psittaciformes representaram 70,5% das amostras recolhidas e 73,8% das amostras positivas, pelo que as aves pertencentes a outras ordens não têm grande representatividade.

Os Galliformes apresentaram uma elevada prevalência parasitária, com 87,5% das aves positivas. Este valor é superior aos 52,8% observados num estudo semelhante que foi realizado num parque zoológico no Nepal realizado por Bohara (2010), revelando que a maioria das aves, também Galliformes presentes neste estudo se encontravam parasitadas.

No presente estudo, o resultado positivo observado nas técnicas coprológicas de fezes de Galiformes ($n = 32$), demonstrou que 25 (89,3%) amostras (25/28) eram provenientes de parques zoológicos e 3 (75,0%) amostras (3/4) foram clínicas. Tais resultados demonstram que as aves Galliformes deste estudo apresentaram prevalências elevadas tanto no grupo dos parques zoológicos como no grupo da clínica.

Ainda em relação aos Galliformes, foram os nemátodes (75,0%) os mais prevalentes. Em segundo lugar, foram os protozoários a apresentarem uma prevalência de 59,5%, seguidos dos céstodes 9,4%, e tremátodes 6,3%. De acordo com os resultados, verifica-se que as aves Galliformes deste estudo foram maioritariamente infetadas por parasitas nemátodes.

Relativamente à classe parasitária, foram observadas em 34,4% das amostras a presença de apenas uma classe de parasitas, em 43,8% duas classes de parasitas e 9,4% três classes de parasitas. Podendo-se assumir que as aves deste grupo são maioritariamente infetadas por mais do que uma classe de parasitas.

Foi ainda identificado o monoparasitismo em 25,0% das amostras e o multiparasitismo em 62,5% das amostras, podendo-se dizer que as aves pertencentes a este grupo são maioritariamente infetadas por mais que um género de parasita.

Os parasitas com maior prevalência neste grupo foram as coccídias com 59,5% das amostras positivas, seguido de *Capillaria* spp. em 50,0%, estrongilídeos em 28,1%, ascarídeos em 15,6%, *Heterakis* spp. em 12,5%, e 12,5% com *Ascaridia* spp. Estes resultados são semelhantes aos apresentados por Tomza-Marciniak *et al.* (2014) e Globokar *et al.* (2017) que identificaram estes parasitas como sendo os mais frequentes em Galliformes. Também neste

mesmo estudo, foram as coccídias o parasita mais prevalente neste grupo de aves, sendo o género *Eimeria* spp. maioritariamente observado. Na dissertação realizada por Salvador (2020) relativamente a várias criações de galinhas ornamentais de quintal no distrito de Santarém, as coccídias foram os parasitas mais identificados, tal como no estudo presente, e foram atribuídos ao género *Eimeria* spp., seguido de *Heterakis gallinarum*, *Ascaridia galli*, *Hymenoleps* spp., *Capillaria* spp. e *Choanotaenia* spp., revelando uma maior presença de parasitas céstodes, que podem ser justificado pelo facto das aves presentes na sua amostragem possuírem acesso ao exterior. Já no estudo de Bohara (2010), os parasitas mais prevalentes em aves Galliformes foram *Ascaridia* spp., *Eimeria* spp. e o estrongilídeo *Trichostrongylus* spp.

Os Psittaciformes foram o segundo maior grupo deste estudo, apresentando 34,6% de aves positivas. Este valor é bastante superior aos 9,2% apresentado por Bernardi *et al.* (2014), contudo na sua amostragem apenas faziam parte aves Psittaciformes de estimação e de criadores, enquanto no presente estudo também foram recolhidas amostras provenientes de parques zoológicos, o que pode explicar uma prevalência total superior.

Em relação à origem das amostras, o resultado positivo foi observado em 14 (73,7%) das 19 amostras de Psittaciformes provenientes de parques zoológicos, 16 (43,2%) das 37 recolhidas em criadores e 7 (13,7%) das 51 amostras provenientes de clínica. Também aqui pode-se observar que neste estudo as aves Psittaciformes provenientes de parques zoológicos apresentaram-se mais parasitadas, seguidas das aves de criadores e por fim as aves provenientes de clínica. Em contraste com os resultados do presente estudo, Bernardi *et al.* (2014) identificou uma maior prevalência parasitária em Psittaciformes de estimação comparativamente aos de criadores com 9,8% e 9,1%, respetivamente. No estudo realizado por Bohara (2010), foi observada uma prevalência de 53,3% de aves Psittaciformes parasitadas oriundas de um parque zoológico no Nepal. Em um outro estudo semelhante, realizado por Khan *et al.* (2010) revelou uma prevalência de 67,7% nas aves de um parque zoológico no Paquistão; tais resultados são mais semelhantes aos observados neste estudo.

Em relação à classe parasitária nos Psittaciformes, foram os nemátodes que apresentaram a maior prevalência, presentes em 21,5% das amostras, seguidos dos protozoários em 15,9% e céstodes em 0,9% das aves. Conclui-se então que as aves deste grupo foram maioritariamente parasitadas por nemátodes.

Quanto ao parasitismo por apenas uma classe de parasitas, foi observado em 28,0% das amostras e a coinfeção por duas classes foi observada em 6,5% das amostras. Como

conclusão, as aves deste grupo foram majoritariamente infetadas por apenas uma classe de parasitas.

No estudo realizado por Khan *et al.* (2010) também identificou-se maior prevalência de monoparasitismo comparativamente ao multiparasitismo também neste grupo de aves. Ainda neste estudo, os parasitas com maior prevalência neste grupo foram as coccídias de género não identificado com 15,9% das amostras positivas, seguido de ascarídeos com 8,4% e *Ascaridia* spp. em 6,5% das amostras, além de *Capillaria* spp. como o quarto parasita mais prevalente, presente em 5,6% das amostras. No estudo realizado por Bohara (2010) também foram identificadas coccídias, atribuindo-se ao género *Eimeria* como o parasita mais prevalente; seguido do género *Ascaridia*. Em semelhança, Bernardi *et al.* (2014) identificou capillarídeos e ascarídeos como os mais frequentes numa população de Psitacídeos em cativeiro na Itália, contudo não foram identificadas coccídias neste seu estudo. Em outro estudo, realizado por Globokar *et al.* (2017) na Alemanha, foi observado que os géneros *Capillaria* e *Ascaridia* foram os mais frequentes neste grupo de aves, assim como coccídias, majoritariamente atribuídas ao género *Isospora*.

Através da realização do teste estatístico X^2 , onde os resultados encontram-se representado na Tabela 8, foram encontradas associações a nível da ordem taxonómica e a presença de parasitas gastrointestinais, apenas para parasitas protozoários e nemátodes. Pode-se dizer que as diferenças estatísticas encontradas envolvendo as aves da ordem Sphenisciformes e as aves de outras ordens em relação ao parasitismo por protozoários e nemátodes devem-se ao fato destes terem revelado prevalências parasitárias muito baixas ou nulas, com 0% e 5,0%, além de possuírem uma dieta diferente das outras aves amostradas.

Ocorreu também uma diferença extremamente significativa entre as aves Galliformes e Psittaciformes em relação ao parasitismo por protozoários onde revelaram prevalências de 59,4% e 15,9%, respetivamente, assim como em relação ao parasitismo por nemátodes com prevalências de 75,0% e 21,5%, respetivamente. Estas diferenças podem ser justificadas pelas diferenças nos hábitos alimentares uma vez que, a alimentação das aves Galliformes era oferecida no chão, enquanto nas aves Psittaciformes a alimentação era fornecida em comedouros elevados sem contato com o chão, diminuindo assim a exposição ao solo contaminado. Esta forma de alimentação, favorece a ingestão de pequenos invertebrados que podem servir como hospedeiros de transporte ou intermediários (Globokar *et al.*, 2017).

O comportamento de forragear característico de aves Galliformes pode ter influenciado numa maior prevalência, devido à uma maior exposição ao solo contaminado,

onde podem estar presentes pequenos invertebrados que podem servir como hospedeiros de transporte ou intermediários, mesmo que em sistemas de cativeiro. Outro motivo que pode ter contribuído para esta diferença, é o fato de a maioria das amostras de aves Galliformes terem sido oriundas de parques zoológicos, onde o ambiente é mais suscetível à transmissão de parasitas pela disponibilidade de vetores e situações de sobrelotação de animais.

Quanto aos Psittaciformes, a maioria das amostras foram recolhidas em clínica, onde por norma são aves com tutores e que habitam em condições mais limpas e isoladas de vetores e outros animais, estando sujeitas a um maior cuidado médico veterinário com a realização “check-ups” mais regulares, incluindo protocolos de desparasitação regulares.

Também foi encontrada uma diferença estatística significativa entre as aves Psittaciformes e Struthioniformes em relação ao parasitismo por protozoários com 15,9% e 75,0% respectivamente, no entanto, foram analisadas 107 amostras de Psittaciformes e apenas 4 de Struthioniformes. Outro fator que pode explicar uma maior prevalência de parasitismo, é a diferença nos hábitos alimentares, que também ser um fator determinante.

4.1.2- Fatores extrínsecos

4.1.2.1- Origem das amostras

As amostras de aves provenientes de parques zoológicos foram as que apresentaram a maior prevalência, com 63,6% das amostras positivas. As aves de parques zoológicos deste estudo desmontaram valores de prevalência superiores comparativamente a estudos realizados no Nepal, Espanha, Índia, Itália, Inglaterra e Nigéria que revelaram prevalências parasitárias de 54,0%, 51,6%, 44,9%, 42,2%, 31,0% e 21,9%, respetivamente (Parsani *et al.*, 2003; Cordón *et al.*, 2009; Bohara, 2010; Papini *et al.*, 2012; Otegbade & Morenikeji, 2014; Carrera-Játiva *et al.*, 2018). Um outro estudo realizado em aves de três parques zoológicos na Sérvia realizado por Ilić *et al.* (2018), detetou uma prevalência parasitária geral de 46,5%. Uma maior prevalência pode ser observada devido a infeção e reinfeção, direta ou indireta de parasitas, que é refletida devido a um mau sistema de manejo da fauna aviária em parques zoológicos (Opara *et al.*, 2012). As variações das prevalências observadas nos diferentes estudos mencionados podem estar relacionadas com os diferentes números de amostras recolhidas e na variabilidade de espécies amostradas, nas diferentes técnicas de diagnóstico utilizadas, nas diferentes práticas de manejo, nas condições sanitárias e no tratamento antiparasitário, assim como na época do ano em que foram recolhidas as amostras.

No menor grupo, dos criadores, obteve-se 43,2% das amostras positivas, que está de acordo com os resultados muito semelhantes aos 38,9% observados por Carneiro *et al.* (2011) e aos 46,7% obtidos por Freitas *et al.* (2002), ambos no Brasil. Sabe-se que a presença de parasitas gastrointestinais em aves exóticas criadas para fins comerciais está normalmente relacionada com a ausência de período de quarentena para as aves recém introduzidas no criatório, no tamanho das instalações de criação e na densidade populacional em cada gaiola, além da ausência de protocolos de diagnóstico e tratamento das parasitoses, contribuindo para a introdução e disseminação de parasitas (Lima *et al.*, 2017).

Por fim, nas amostras provenientes do grupo de clínica foi obtida uma prevalência de 18,3% das amostras positivas (Gráfico 15). No estudo de Papini *et al.* (2012) realizado na Itália, observou-se uma prevalência de 27,0% em aves de estimação, sendo que este valor superior pode ser explicado pela inclusão de aves oriundas de lojas de animais na sua amostragem.

O grupo dos parques zoológicos apresentou a maior diversidade de classes de parasitas identificadas na mesma amostra, com 39,4% das amostras a apresentarem apenas uma classe, 20,2% com duas classes, sendo este o único grupo onde foram observadas amostras com três classes de parasitas, observado em 4,3% das aves. Uma maior diversidade e prevalência de parasitismo pode estar associada com a presença de alojamentos mais naturalistas contendo vegetações e lagos (Faustt & Pappas, 1977), resultado que foi observado com maior frequência em alguns parques zoológicos em estudo comparativos de amostras oriundas de criadores e de aves presentes em clínica.

Também nas amostras de parques zoológicos, foram ainda identificados monoparasitismo em 28,7% das amostras e multiparasitismo em 35,1%. Contrariamente aos resultados obtidos nas amostras de criadores, onde ocorreu uma maior prevalência de monoparasitismo em relação ao multiparasitismo com 35,1% e 8,1%, respectivamente.

No terceiro grupo, aves do grupo de clínica, obteve-se 15,2% das amostras com monoparasitismo e 3,0% com multiparasitismo.

Tendo em conta estes resultados, pode-se dizer que nos parques zoológicos ocorreram mais infecções causadas por mais do que um género de parasita do que infecções causadas por apenas um único género, quando comparados com as aves de criadores ou clínica. Estes resultados vão de encontro aos apresentados por Papini *et al.* (2012) em que o monoparasitismo foi de 23,8% em aves de estimação e 15,7% em aves de parques zoológicos e o multiparasitismo foi de 1,6% em aves de estimação e 19,3% em aves de parques zoológicos.

Tendo em conta as classes de parasitas identificadas neste estudo, o grupo dos parques zoológicos foi o que apresentou a maior prevalência para as quatro classes de parasitas, com 53,2% para nemátodes, 33,0% para protozoários, 3,2% para céstodes e 3,2% para tremátodes (Gráfico 16). Estes resultados vão de encontro com os demonstrados num estudo de revisão que avaliou a presença de parasitas em animais de parques zoológicos europeus conduzido por Panayotova-Pencheva (2013) e num outro estudo conduzido por Otegbade & Morenikeji (2014) em cinco parques zoológicos na Nigéria, que concluiu que foram os helmintes os que representaram o grupo de parasitas mais prevalente nestes animais. Os nemátodes foram os mais frequentemente observados, de seguida os protozoários.

Um estudo conduzido num parque ornitológico em Espanha por Cordon *et al.* (2009) detetou uma maior prevalência de parasitas protozoários relativamente a helmintes, contudo no estudo presente, apenas foram considerados os oocistos de coccídias como protozoários e no estudo citado anteriormente, relataram o protozoário *Blastocystis* como o mais prevalente, levando assim a uma maior prevalência total de protozoários.

Os parasitas monoxenos são importantes em parques zoológicos porque a transmissão fecal-oral pode ocorrer facilmente, além de poderem ocorrer reinfeções contínuas através da ingestão de alimentos ou solo contaminado. Estas aves estão também geralmente confinadas em espaços com acesso ao ar livre podendo resultar na contaminação com fezes provenientes de aves de vida livre, contribuindo para o parasitismo das aves ali confinadas, além de poder existir a presença de alguns invertebrados no solo dos alojamentos que podem funcionar como hospedeiros de transporte para este parasitas monoxenos.

A presença de parasitas heteroxenos em aves de parques zoológicos depende do tipo de dieta destes hospedeiros, das condições do alojamento e da presença de hospedeiros intermediários (Carrera-Játiva *et al.*, 2020).

O grupo de clínica apresentou a menor prevalência, com 13,6% das aves positivas para protozoários, 6,1% para nemátodes, não tendo sido identificado qualquer parasita tremátode ou céstode. Segundo Ilić *et al.* (2018), as aves mantidas em gaiolas têm menor probabilidade de contrair infeções por tremátodes e céstodes, uma vez que estes parasitas necessitam de hospedeiros intermediários para completar o seu ciclo e devido às condições controladas em que residem, torna-se mais difícil o acesso a estes hospedeiros intermediários.

A ocorrência de parasitismo mostrou alguma variabilidade entre os diferentes grupos, uma vez que *Heterakis* spp., *Porrocaecum* spp., tremátodes e oxiurídeos foram identificados apenas em aves pertencentes ao grupo dos parques zoológicos. Também houve resultado

semelhante obtido por Papini *et al.* (2012) onde também só se identificou *Porrocaecum* spp. em amostras provenientes de parque zoológico. Tais resultados podem ser justificados por apenas este grupo apresentar aves alimentadas com peixes que podem servir como hospedeiros intermediários para este parasita.

Estes resultados podem ser explicados pelo facto de existir uma maior probabilidade de infeção por parasitas heteroxenos em parques zoológicos como explicado anteriormente. Também foi este grupo composto maioritariamente por Galliformes, sendo estes mais suscetíveis à infeção por *Heterakis* spp. segundo Fedynich (2008), onde no seu estudo identificou todas as amostras positivas para este parasita.

Através da realização do teste estatístico χ^2 , representado na Tabela 8, foram encontradas associações na origem das amostras e na presença de parasitas gastrointestinais, apenas para a pesquisa de parasitas protozoários e nemátodes.

Relativamente ao parasitismo por protozoários apenas foi encontrada diferença estatística muito significativa entre as aves provenientes dos parques zoológicos e de clínica com 33,0% e 13,6%, respetivamente. Ocorreu uma diferença significativa entre as aves provenientes de parques zoológicos e criadores em relação ao parasitismo por nemátodes com 53,2% e 39,7%, respetivamente. Uma diferença extremamente significativa foi observada entre as aves de parques zoológicos e as aves de clínica também em relação à parasitas nemátodes com 53,2% e 6,1% respetivamente. Por fim, existiu uma diferença muito significativa entre as aves provenientes de criadores e de clínica em relação ao parasitismo por nemátodes, com 39,7% e 6,1%, respetivamente.

Os fatores que podem ter contribuído para uma maior prevalência parasitária nos parques zoológicos observada neste estudo, podem estar relacionados com uma maior densidade populacional de animais, da possibilidade ao acesso de aves de vida livre ou outros animais nos espaços onde as aves eram mantidas, assim como uma menor regularidade de exames coproparasitológicos.

A água e os alimentos contaminados são outra fonte de infeção que podem ter contribuído para uma maior prevalência parasitária (Marietto-Gonçalves *et al.*, 2009; Otegbade & Morenikeji, 2014). Por outro lado, um fator determinante que pode ter levado a uma menor prevalência parasitária no grupo de clínica deveu-se ao facto de muitas destas aves viverem isoladas de outras aves ou animais, de não contactarem com aves de vida livre e de beneficiarem de controlo médico-veterinário, refletindo-se na realização de exames coproparasitológicos e desparasitações regulares.

4.2- Técnicas coprológicas

Neste estudo foram realizadas três técnicas coprológicas: técnica de flutuação de Willis, técnica de centrifugo-flutuação e técnica de sedimentação. Na técnica de flutuação foram identificados o maior número de parasitas, com 37,6% das amostras analisadas a apresentar resultado positivo. Na técnica de centrifugo-flutuação o resultado foi ligeiramente inferior, onde se obteve 34,0% de amostras positivas e pela técnica de sedimentação apenas foi observado resultado positivo em 19,8% das amostras (Gráfico 17). Pelos resultados obtidos nas três técnicas, foi possível constatar que neste estudo a técnica de flutuação foi a mais eficaz na detecção de parasitas gastrointestinais em aves.

Foi através da técnica de flutuação de Willis que se observou a maior prevalência de protozoários presentes em 19,3% das amostras e de tremátodes em 1,0%. Relativamente aos nemátodes, foi através da técnica de centrifugo-flutuação que se obteve a maior prevalência com 25,9% de aves positivas, seguido de 24,9% observados na técnica de flutuação. Tendo em conta os céstodes, foi observada uma prevalência igual para as técnicas de flutuação e sedimentação com apenas 1,0% das amostras positivas. Estes resultados não são surpreendentes uma vez que a bibliografia diz que não existe uma única técnica de diagnóstico perfeita para identificar todas as classes de parasitas, devido às grandes variações de tamanho e ciclos de vida dos mesmos (Hendrix & Robinson, 2017).

Tal como demonstrado no estudo de Rodrigues *et al.* (2020) não foram evidenciadas concordâncias perfeitas entre as diferentes técnicas realizadas, no entanto, no estudo mencionado foram observadas concordâncias razoáveis e moderadas, e neste estudo foram observadas concordâncias moderadas e substanciais. Estas diferenças podem ser explicadas pelas diferentes técnicas utilizadas assim como as diferenças de gravidade específica das soluções de flutuação utilizadas nos dois estudos, assim como de o autor citado ter usado a técnica de flutuação com solução de cloreto de sódio (NaCl) como “*gold standard*” que possui uma gravidade específica de 1,20g/ml em comparação com as restantes técnicas, e neste estudo não foi utilizada uma técnica de flutuação com solução de NaCl, mas sim uma solução saturada de sacarose que possui uma gravidade específica de 1,27g/ml. Por outro lado, no estudo de Rodrigues *et al.* (2020) apenas foram analisadas amostras pertencentes a pavões-azul (*Pavo cristatus*), enquanto neste estudo várias espécies de aves foram incluídas na amostra, existindo uma maior probabilidade de encontrar diferentes parasitas devido a uma maior diversidade de hospedeiros e distintas suscetibilidades a infeções por diferentes parasitas.

Ocorreu uma maior tendência de as técnicas convergirem em resultado positivo relativamente à deteção de parasitas nemátodes, onde se observou uma concordância substancial entre as técnicas de flutuação e centrífugo-flutuação e entre as técnicas de flutuação e sedimentação, e foi observada uma concordância moderada entre as técnicas de sedimentação e centrífugo-flutuação para a deteção destes parasitas (Tabela 10).

Os resultados deste estudo corroboram com estudos anteriores que recomendam o uso de mais que uma técnica quando é necessário diagnosticar uma infeção parasitária, tendo em conta a variabilidade morfológica e biológica apresentada pelos parasitas a identificar por técnicas coprológicas (Araújo *et al.*, 2003; Rodrigues *et al.*, 2020).

Outras considerações

Durante a recolha das amostras deparou-se com algumas dificuldades, nomeadamente a quantidade reduzida de fezes das aves de porte menor, assim como a dificuldade de por vezes encontrar amostras frescas.

Outra limitação deste estudo foi a falta de informação relativa às aves amostradas, como idade, manejo, estado de desparasitação, presença de sinais clínicos, e origem das mesmas, ou seja, de origem selvagem ou criadas em cativeiro. Estes fatores podem ter influência no estado parasitário como tal essas informações seriam relevantes para uma melhor interpretação e discussão dos resultados.

Outro fator limitante pode ter sido o facto de apenas se ter recolhido uma amostra por animal, sendo que existem parasitas com excreção intermitente, como é o caso das coccídias, assim como o horário da recolha, que poderia influenciar no maior ou menor número de oocistos excretados.

Este é um estudo pioneiro realizado em Portugal composto por uma grande variedade de aves provenientes de três diferentes origens, nomeadamente parques zoológicos, clínicas e criadores.

Foi um estudo onde se utilizou pela primeira vez três diferentes técnicas coprológicas para cada amostra e procurou-se comparar os resultados de cada uma.

5- Conclusão

Com os resultados obtidos neste estudo foi possível mostrar que o parasitismo em aves em cativeiro não deve ser um tema negligenciado. O seu estudo tem um papel muito importante na conservação de aves em cativeiro nos parques zoológicos e em outros ambientes. Este estudo permitiu uma melhor compreensão sobre os parasitas infetantes de diversas aves mantidas em cativeiro em Portugal.

Este estudo demonstrou uma prevalência parasitária gastrointestinal de 44,7%. O grupo dos parques zoológicos demonstrou a maior prevalência com 63,8%, seguido do grupo dos criadores com 43,2% e o grupo de clínica com 18,2%. Dentro do grupo taxonómico das aves, foram os Galliformes e Psittaciformes que apresentaram uma mais elevada prevalência parasitária de 87,5% e 34,6%, respetivamente.

Quanto à classe parasitária, foram maioritariamente observadas amostras com apenas uma classe de parasitas presentes, excetuando os Galliformes onde se observou um maior número de amostras com mais do que uma classe de parasitas presentes.

Tendo em conta a associação parasitária, foram observadas mais frequentemente monoparasitismo do que multiparasitismo. A exceção se observou nos Galliformes e nas aves provenientes de parques zoológicos que evidenciaram uma maior prevalência de multiparasitismo.

Foram identificados treze parasitas gastrointestinais diferentes, entre eles os oocistos de coccídias, ovos de *Capillaria* spp., *Ascaridia* spp., *Heterakis* spp., *Strongyloides* spp., *Porrocaecum* spp., estrongilídeos, tipo ascarídeos, espirurídeos, coccídias atribuídas ao género *Eimeria* spp., ovos de céstodes de género não identificado, tremátodes de género não identificado e ovo oxiurídeo. Os oocistos de coccídeos de género não identificado e ovos de *Capillaria* spp. demonstraram uma prevalência maior, usando as técnicas de flutuação, centrífugo-flutuação e sedimentação. As aves Galliformes, e aves provenientes de parques zoológicos apresentaram uma considerável maior diversidade de parasitas identificados, podendo assumir que as aves pertencentes a estes grupos podem ser infetadas por um maior espectro de parasitas, comparativamente aos outros grupos em estudo.

Tendo em conta o grupo dos parasitas encontrados, foi observada uma maior prevalência de parasitas nemátodes, seguido de protozoários e em muito menor prevalência, céstodes e tremátodes, e não foram identificados acantocéfalos. Contrariamente no grupo da clínica observou-se uma maior prevalência de protozoários relativamente a nemátodes, e não foram observados parasitas tremátodes ou céstodes. Podemos por isso concluir que as aves

cativas deste estudo se encontram maioritariamente parasitadas por parasitas com ciclo de vida direto nomeadamente parasitas nemátodes, e as aves provenientes de clínica apenas se encontraram parasitadas por parasitas com ciclo de vida direto.

Através do tratamento de dados estatísticos foram encontradas associações entre alguns grupos de ordens taxonómicas e a presença de parasitismo, apenas para parasitas protozoários e nemátodes, que podem ser justificadas pela variabilidade no números de amostras recolhidas pertencentes a cada grupo, como pelos hábitos e tipos de alimentação nos diferentes grupos presentes na amostra, como é o caso dos Galliformes e Psittaciformes que, por norma recebem a comida em pratos no chão e em comedouros elevados respetivamente, elevando a probabilidade de contaminação pelo solo, assim como do contacto de hospedeiros de transporte ou intermediários, podendo explicar os maiores valores de prevalência detetados nas aves Galliformes, que também apresentam uma dieta mais variável.

Relativamente ao local de origem das amostras também foram encontradas associações entre estas e a presença de parasitismo por parasitas protozoários e nemátodes. Foram observadas associações mais significativas quando comparando as amostras provenientes de parques zoológicos e as amostras provenientes da clínica, que podem ser justificadas pelas diferenças do tipo alojamento e manejo, na quantidade de animais inseridos na mesma jaula ou gaiola, na possibilidade de contato com o exterior, no manejo profilático e seguimento médico-veterinário mais ou menos regular.

Tendo em conta as técnicas coprológicas utilizadas, a técnica de flutuação apresentou a maior prevalência de amostras positivas com 37,6%, seguida da técnica de centrífugo-flutuação com 34%, e por último a técnica sedimentação com 19,8%, sendo que existe alguma variabilidade nos parasitas identificados e nas suas prevalências.

Através do tratamento de dados estatísticos não foram evidenciadas concordâncias perfeitas entre as diferentes técnicas realizadas, no entanto foram observadas concordâncias moderadas e substanciais. Ocorreu uma maior tendência de as técnicas convergirem em resultado positivo relativamente à deteção de parasitas nemátodes. Podemos assim concluir se torna essencial o uso de mais que uma técnica coprológica para a identificação de parasitas gastrointestinais na mesma amostra.

Tendo em conta o que se observou neste estudo, podemos dizer que os objetivos foram atingidos, no entanto não foram recolhidas amostras suficientes dos vários grupos taxonómicos que permitissem melhorar o estatuto estatístico e revelar associações entre eles. É de salientar a importância de um correto manejo para a saúde e bem-estar destes animais e implementação

de medidas de higiene adequadas por parte dos proprietários e criadores, assim como também o papel do médico-veterinário na prevenção da ocorrência destes parasitas, através de planos de desparasitação, de informação transmitida ao proprietário relativamente ao manejo e higiene das instalações.

Recomendações:

Estudos adicionais a nível de identificação molecular e coprocultura podem ser realizados para uma melhor identificação dos parasitas.

Um estudo sazonal de parasitas gastrointestinais com maior incidência em animais de parques zoológicos poderia ser interessante, assim como um estudo comparativo de parasitas gastrointestinais entre as aves cativas e as aves forrageiras presentes nos parques zoológicos.

Um estudo comparativo de parasitas entre as aves localizadas em parques zoológicos urbanos e rurais, assim como de ambientes mais naturalistas comparativamente a artificiais e o seu impacto no parasitismo.

Num futuro estudo sobre este tema, seria também importante a recolha de dados sobre o manejo e higiene, estado de desparasitação, idade, presença de sinais clínicos e tipo de alimentação, de forma a retirar conclusões sobre estes fatores sobre a presença de parasitismo.

6- Bibliografia

Abdou, A. H. & Selim, M. K. (1957). On the Life Cycle of *Subulura sucturia*, a Caecal Nematode of Poultry in Egypt. *Z. f. Parasitenkunde*, 18, 20-23.

Akram, M. Z., Zaman, M. A., Jalal, H., Yousaf, S., Khan, A. Y., Farooq, M. Z., ... Hussain, T. (2019). Prevalence of Gastrointestinal Parasites of Captive Birds in Punjab, Pakistan. *Pakistan Veterinary Journal*, 39(1), 132-134.

Araújo, A. J. U. S., Kanamura, H. Y., de Sousa Dias, L. C., Gomes, J. F. & de Moura Araújo, S. (2003). Coprotest[®] quantitativo: quantificação de ovos de helmintos em amostras fecais utilizando-se sistema de diagnóstico comercial. *Jornal Brasileiro de Patologia e Medicina Laboratorial*, 39(2), 115-124.

Avelar, I. O., de Almeida, L. R., dos Santos, H. A., Lima, W. S., Lara, L. B. & Ecco, R. (2014). *Sincarius uncinipenis* and *Deletrocephalus cesarpinto* in captive greater rheas of Minas Gerais State, Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 23(3), 355-359.

Backues, K. A. (2014). Anseriformes. In R. E. Miller & M. E. Fowler (Eds.), *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine Vol. 8* (1^a Ed., pp. 116-126). St. Louis, Missouri: Saunders.

Barta, J. R., Schrenzel, M. D., Carreno, R. & Rideout, B. A. (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), 726-727.

Berger, C. A. (2002). Family: Penguins. In M. Hutchins, J. A. Jackson, W. J. Bock & D. Olendorf (Eds.), *Griemzek's Animal Life Encyclopedia* (2^a Ed., Vol. 8 – Birds I, pp. 147-158). Farmington Hill, MI: Gale Group.

Bernardi, B., Fichi, G., Finotello, R. & Perrucci, S. (2014). Internal and external parasitic infections in captive psittacine birds. *The Veterinary Record*, 174, 69.

Bertelli, S. & Giannini, N. P. (2005). A phylogeny of extant penguins (Aves: Sphenisciformes) combining morphology and mitochondrial sequences. *Cladistics*, 21(3), 209-239.

Bille, M. A. & McCollough, C. (2002). Family: Ibises and spoonbills. In M. Hutchins, J. A. Jackson, W. J. Bock & D. Olendorf (Eds.), *Griemzek's Animal Life Encyclopedia* (2^a Ed., Vol.8- Birds I, pp. 291-302). Farmington Hill, MI: Gale Group.

Bockheim, G., Congdon, S. (2001). *The Sturnidae Husbandry Manual and Resource Guide*. 1–35.

Bohara, A. (2010). Gastro-intestinal parasites in exotic avian fauna of Central Zoo, Jawalakhel, Lalitpur, Nepal (Dissertação de Mestrado). Tribhuvan University, Central Department of Zoology, Institute of Science and Technology Kirtipur, Kathmandu, Nepal.

Bonadiman, S. F., Ederli, N. B., Pereira Soares, A. K., de Moraes Neto, A. H. A., de Paula Santos, C. & DaMatta, R. A. (2006). Occurrence of *Libyostrongylus* sp. (Nematoda) in ostriches (*Struthio camelus* Linnaeus, 1758) from the north region of the state of Rio de Janeiro, Brazil. *Veterinary Parasitology*, 137, 175-179.

Bowman, D. D. (2021). Helminths. In D. D. Bowman (Ed.), *Georgis' Parasitology for Veterinarians* (11^a Ed., pp. 135-260). St. Louis: Elsevier.

Brooks, D. M. (2002). Family: Curassows, guans, and chachalacas. In M. Hutchins, J. A. Jackson, W. J. Bock & D. Olendorf (Eds.), *Griemzek's Animal Life Encyclopedia* (2^a Ed., Vol. 8 – Birds IV, pp. 413-424). Farmington Hill, MI: Gale Group.

Bruning, D. F. (2002). Struthioniformes (Tinamous and ratites). In M. Hutchins, J. A. Jackson, W. J. Bock & D. Olendorf (Eds.), *Griemzek's Animal Life Encyclopedia* (2^a Ed., Vol.8 – Birds I, pp. 53-56). Farmington Hill, MI: Gale Group.

Cândido, M. V. (2014). Anseriformes (Marreco, Pato e Ganso). In Z. S. Cubas, J. C. R. Silva & J. L. Catão-Silva (Eds.), *Tratado de Animais Selvagens-Medicina Veterinária* (2^a Ed., pp. 330-353). São Paulo: Editora Roca LTDA.

Carneiro, M. B., Júnior, A. C. & Martins, I. V. F. (2011). Avaliação coproparasitológica e clínica de aves silvestres e exóticas mantidas em criatórios particulares no município de Alegre-ES. *Ciência Animal Brasileira*, 12(3), 525-529.

Carreno, R. A. (2008). *Dispharynx*, *Echinuria* and *Streptocara*. In C. T. Atkinson, N. J. Thomas & D. B. Hunter (Eds.), *Parasitic Diseases of Wild Birds* (pp. 326-342). Iowa: Wiley-Blackwell.

Carrera-Játiva, P. D., Morgan, E. R., Barrows, M. & Wronski, T. (2018). Gastrointestinal parasites in captive and free-ranging birds and potential cross-transmission in a zoo environment. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 49(1), 116-128.

Carrera-Játiva, P. D., Morgan, E. R., Barrows, M., Jiménez-Uzcátegui, G. & Tituaña, J. R. A. (2020). Free-ranging avifauna as a source of generalist parasites of captive birds in zoological settings: An overview of parasite records and potential for cross-transmission. *Journal of Advanced Veterinary and Animal Research*, 7(3), 482-500.

Christie, J. R. (2002). Pelecaniformes (Pelicans and cormorants). In M. Hutchins, J. A. Jackson, W. J. Bock & D. Olendorf (Eds.), *Griemzek's Animal Life Encyclopedia* (2ª Ed., Vol.8 – Birds I, pp. 183-192). Farmington Hill, MI: Gale Group.

Clyde, V. L. & Patton, S. (2000). Parasitism of Caged Birds. In G. H. Olsen & S. E. Orosz (Eds.), *Manual of Avian Medicine* (1ªEd. pp. 424-448). St. Louis: Mosby.

Coelho, C. D., Berto, B. P., Neves, D. M., de Oliveira, V. M., Flausino, W. & Lopes, C. W. G. (2013). Eliminação de oocistos por trinca-ferro-verdadeiro (*Saltator similis*) no diagnóstico da coccidiose e *Isospora similis* n. sp. (Apicomplexa: Eimeriidae). *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 22(1), 64-70.

Cole, R. A. (1999). Acanthocephaliasis. In M. Friend, J. C. Franson & E. A. Ciganovich (Eds.), *Field Manual of Wildlife Diseases: General Field Procedures and Diseases of Birds* (pp. 241-258). Washington, D. C.: USGS National Wildlife Center.

Cole, R. A. & Friend, M. (1999). Miscellaneous Parasitic Diseases. In M. Friend, J. C. Franson & E. A. Ciganovich (Eds.), *Field Manual of Wildlife Diseases: General Field Procedures and Diseases of Birds* (pp. 249-258). Washington, D. C.: USGS National Wildlife Center.

Coles, B. H. (2007). *Essentials of Avian Medicine and Surgery* (3^a Ed.). Blackwell Publishing.

Cordón, G. P., Prados, A. H., Romero, D., Moreno, M. S., Pontes, A., Osuna, A. & Rosales, M. J. (2009). Intestinal and haematic parasitism in the birds of the Almuñecar (Granada, Spain) ornithological garden. *Veterinary Parasitology*, 165, 361-366.

Coutteel, P. & Wencel, P. (2016). Infectious Diseases- Parasitic Diseases. In J. Samour (Ed.), *Avian Medicine* (3^a Ed., pp- 506-5216). St. Louis, Missouri: Saunders.

Cracraft, J. & Barker, F. K. (2009). Passerine birds (Passeriformes). In S. B. Hedges & S. Kumar (Eds.), *The Timetree of Life* (pp. 423-431). Oxford: University Press.

Crome, F. H. J. (2002). Columbiformes (Pigeons, doves, and dodos). In M. Hutchins, J. A. Jackson, W. J. Bock & D. Olendorf (Eds.), *Griemzek's Animal Life Encyclopedia* (2^a Ed., Vol.9 – Birds II, pp. 241-246). Farmington Hill, MI: Gale Group.

Crowe, T. M. (2002). Family: Guineafowl. In M. Hutchins, J. A. Jackson, W. J. Bock & D. Olendorf (Eds.), *Griemzek's Animal Life Encyclopedia* (2^a Ed., Vol. 8 – Birds I, pp. 425-432). Farmington Hill, MI: Gale Group.

Cuckler, A. C., Alicata, J. E. (1944). The Life History of *Subulura brumpti*, a Cecal Nematode of Poultry in Hawaii. *Transactions of the American Microscopical Society*, 63(4), 345-357.

Davis, C. (1996). Common Types of Caged Birds and Comments on Their Temperaments and Pet Quality. In W. Roskopf & R. Woerpel (Eds.), *Diseases of Cage and Aviary Birds* (3^a Ed., pp. 11-18). Baltimore, Maryland: Williams & Wilkins.

De Mendoza, R. S., Gómez, R. O. & Tambussi, C. P. (2020). The lacrimal/ectethmoid region of waterfowl (Aves, Anseriformes): Phylogenetic signal and major evolutionary patterns. *Journal of Morphology*, 281, 1486-1500.

De Oliveira, A. R., de Souza, T. D., Mol, J. P. S., Flecher, M. C., Hiura, E., Santos, R. L. (2018). Pathological and molecular characterization of systemic isosporosis (ataxoplasmosis) in captive green-winged saltator (*Saltator similis*). *Veterinary Parasitology*, 255, 98-101.

De Paula Santos, C., de Andrade, J. G. & DaMatta, R. A. (2010). An Update on *Libyostrongylus*, a Gastro-intestinal Nematode of Ostriches. In G. V. LaMann (Ed.), *Veterinary Parasitology* (1^a Ed., pp 179-192). New York: Nova Science Publishers, Inc.

Demis, C., Anteneh, M. & Basith, A. (2015). Tapeworms of Poultry in Ethiopia: A Review. *British Journal of Poultry Sciences*, 4(3), 44-52.

Dorrestein, G. M. (2009). Passerines. In T. N. Tully, G. M. Dorrestein & A. K. Jones (Eds.), *Handbook of Avian Medicine* (2^a Ed, pp. 169-208). Saunders.

Dos Santos, M. d. S., Kretschmer, R., Furo, I. d. O., Gunski, R. J., del Valle Garnero, A., Valeri, M. P., ... de Oliveira, E. H. C. (2020). Chromosomal evolution and phylogenetic considerations in cuckoos (Aves, Cuculiformes, Cuculidae). *PLoS ONE*, 15(5), 1-13.

Fagerholm, H-P. & Overstreet, R. M. (2008). Ascaridoid Nematodes: *Contracaecum*, *Porrocaecum*, and *Baylisascaris*. In C. T. Atkinson, N. J. Thomas & D. B. Hunter (Eds.), *Parasitic Diseases of Wild Birds* (pp. 414-433). Iowa: Wiley-Blackwell.

Faust, S. B. & Pappas, P. W. (1977). A survey of coccidia and helminth parasites of birds at the Columbus (Ohio) Zoo. *The Journal of Zoo Animal Medicine*, 8(1), 18-23.

Fedynich, A. M. (2008). *Heterakis* and *Ascaridia*. In C. T. Atkinson, N. J. Thomas & D. B. Hunter (Eds.), *Parasitic Diseases of Wild Birds* (pp. 388-412). Iowa: Wiley-Blackwell.

Fedynich, A. M. & Thomas, N. J. (2008). *Amidostomum* and *Epomidiostomum*. In C. T. Atkinson, N. J. Thomas & D. B. Hunter (Eds.), *Parasitic Diseases of Wild Birds* (pp. 355-375). Iowa: Wiley-Blackwell.

Forbes, N. A. (2008). Raptors: parasitic disease. In J. Chitty & M. Lierz (Eds.), *BSAVA Manual of Raptors, Pigeons and Passerine Birds* (pp. 202-211). Quedgeley: British Small Animal Veterinary Association.

Forshaw, J. M. (2002). Family: Parrots. In M. Hutchins, J. A. Jackson, W. J. Bock & D. Olendorf (Eds.), *Griemzek's Animal Life Encyclopedia* (2^a Ed., Vol. 9 – Birds II, pp. 275-298). Farmington Hill, MI: Gale Group.

Freedman, B. & Hoyle, B. D. (2002). Family: Finches. In M. Hutchins, J. A. Jackson, W. J. Bock & D. Olendorf (Eds.), *Griemzek's Animal Life Encyclopedia* (2^a Ed., Vol. 11 – Birds IV, pp. 323-340). Farmington Hill, MI: Gale Group.

Freitas, M. F. L., Oliveira, J. B., Cavalcanti, M. D. B., Leite, A. S., Magalhaes, V. S., Oliveira, R. A. & Sobrino, A. E. (2002). Gastrointestinal Parasites of Captive Wild Birds in Pernambuco State, Brazil. *Parasitologia Latinoamericana*, 57, 50-54.

Friend, M. & Franson, J. C. (1999). Intestinal Coccidiosis. In M. Friend, J. C. Franson & E. A. Ciganovich (Eds.), *Field Manual of Wildlife Diseases: General Field Procedures and Diseases of Birds* (pp. 207-214). Washington, D. C.: USGS National Wildlife Center.

Garson, P. J. (2002). Family: Fowls and pheasents. In M. Hutchins, J. A. Jackson, W. J. Bock & D. Olendorf (Eds.), *Griemzek's Animal Life Encyclopedia* (2^a Ed., Vol. 8 – Birds I, pp. 433-454). Farmington Hill, MI: Gale Group.

Globokar, M., Fischer, D. & Pantchev, N. (2017). Ocurrance of endoparasites in captive birds between 2005 to 2011 as determined by faecal flotation and review of literature. *Berliner and Münchener Tierärztliche Wochenschrift*, 130(11-12), 461-473.

GraphPad Software (2022). Recuperado de: https://www.graphpad.com/guides/prism/latest/statistics/extremely_significant_results.htm

Greiner, E. C. (2008). *Isospora, Atoxoplasma and Sarcocystis*. In C. T. Atkinson, N. J. Thomas & D. B. Hunter (Eds.), *Parasitic Diseases of Wild Birds* (pp. 108-119). Iowa: Wiley-Blackwell.

Grespan, A., Raso, T. d. F. (2014). Psittaciformes (Araras, Papagaios, Periquitos, Calopsitas e Cacatuas). In Z. S. Cubas, J. C. R. Silva & J. L. Catão-Silva (Eds.), *Tratado de Animais Selvagens-Medicina Veterinária* (2ª Ed., pp. 550-589). São Paulo: Editora Roca LTDA.

Greve, J. H. (1996). Gastrointestinal parasites. In W. Rosskopf & R. Woerpel (Eds.), *Diseases of Cage and Aviary Birds* (3ª Ed., pp. 613-619). Baltimore, Maryland: Williams & Wilkins.

Guimarães, M. B. (2014). Columbiformes (Pombos, Rolinhas e Gouras). In Z. S. Cubas, J. C. R. Silva & J. L. Catão-Silva (Eds.), *Tratado de Animais Selvagens-Medicina Veterinária* (2ª Ed., pp. 537-549). São Paulo: Editora Roca LTDA.

Guo, A., Wang, L., Zhang, S., Zheng, Y., Georgiev, B. B., Luo, X., ... Cai, X. (2019). Mitochondrial genome of *Paruterina candelabria* (Cestoda: Paruterinidae), with implications for the relationships between the genera *Cladotaenia* and *Paruterina*. *Acta Tropica*, 189, 1-5.

Gyimesi, Z. S. (2014). Columbiformes. In R. E. Miller & M. E. Fowler (Eds.), *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine Vol. 8* (1ª Ed., pp. 164-171). St. Louis, Missouri: Saunders.

Hancock, P. & Weiersbye, I. (2015). "*Sagittaridae*". In P. Hancock & I. Weiersbye (Eds.), *Birds of Botswana* (p. 76). doi: 10.1515(9781400874170-021.

Handbook of the Birds of the World and BirdLife International (2022). Handbook of the Birds of the World and BirdLife International digital checklist of the birds of the world. Version 6b. Recuperado de: http://datazone.birdlife.org/userfiles/file/Species/Taxonomy/HBW-BirdLife_Checklist_v6b_Jul22.zip.

Heatley, J. J. & Cornejo, J. (2014). Psittaciformes. In R. E. Miller & M. E. Fowler (Eds.), *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine Vol. 8* (1^a Ed., pp. 172-185). St. Louis, Missouri: Saunders.

Hendrix, C. M. & Robinson, E. (2017). *Diagnostic Parasitology for Veterinary Technicians* (5^a Ed.). Missouri: Elsevier.

Hofstatter, P. G. & Guaraldo, A. M. A. (2015). Parasitological survey on birds at some selected Brazilian zoos. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 24(1), 87-91.

Hossain, M. N., Dey, A. R., Begum, N. & Farjan, T. (2021). Parasitic infection in captive wild mammals and birds in Bangabandhu Sheikh Mujib Safari Park, Cox's Bazar, Bangladesh. *Journal of Threatened Taxa*, 13(3), 17889-17894.

Huang, Z. & Ruan, R. (2017). DNA barcodes and insights into the phylogenetic relationships of Corvidae (Aves: Passeriformes). *Mitochondrial DNA Part A*, 29(4), 529-534.

Huffman, J. E. (2008). Trematodes. In C. T. Atkinson, N. J. Thomas & D. B. Hunter (Eds.), *Parasitic Diseases of Wild Birds* (pp. 225-245). Iowa: Wiley-Blackwell.

Hughes, J. M. (1996). Phylogenetic analyses of the *cuculidae* (Aves: Cuculiformes) using behavioral and ecological characters. *The Auk*, 113(1), 10-22.

Hughes, J. (2002). Galliformes (Chicken-like birds). In M. Hutchins, J. A. Jackson, W. J. Bock & D. Olendorf (Eds.), *Griemzek's Animal Life Encyclopedia* (2^a Ed., Vol. 8 – Birds I, pp. 399-402). Farmington Hill, MI: Gale Group.

Handbook of the Birds of the World and BirdLife International (2022). Handbook of the Birds of the World and BirdLife International digital checklist of the birds of the world. Version 6b. Recuperado de: http://datazone.birdlife.org/userfiles/file/Species/Taxonomy/HBW-BirdLife_Checklist_v6b_Jul22.zip.

Ilić, T., Becskei, Z., Gajić, B., Özvegy, J., Stepanović, P., Nenadović, K. & Dimitrijević, S. (2018). Prevalence of endoparasitic infections of birds in zoo gardens in Serbia. *Acta Parasitologica*, 63(1), 134-146.

IUCN (2002). The IUCN Red List of Threatened Species. Version 2022-1. Recuperado de <https://www.iucnredlist.org>.

Jacobs, D., Fox, M., Gibbons, L. & Hermosilla, C. (2016). Principles of Veterinary Parasitology. Chichester: Wiley Blackwell.

Joppert, A. D. (2014). Accipitriformes, Falconiformes e Strigiformes (Gaviões, Águias, Falcões e Corujas). In Z. S. Cubas, J. C. R. Silva & Catão-Silva (Eds.), *Tratado de Animais Selvagens-Medicina Veterinária* (2ª Ed., pp. 470-536). São Paulo: Editora Roca LTDA.

Juan-Sallés, C. & Garner, M. M. (2019). Avian Spirurids. In R. E. Miller, Lamberski, N. & Calle, P. P. (Eds.), *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine Vol. 9* (1ª Ed., pp. 471-480). St. Louis, Missouri: Saunders.

Juniper, T. & Parr, M. (1998). In T. Juniper & M. Parr (Eds.), *Parrots: A Guide to Parrots of the World*. London: Yale University Press.

Kajerova, V., Barus, V. & Literak, I. (2004). Nematodes from the genus *Ascaridia* parasitizing psittaciform birds: a review and determination key. *Vet. Med.- Czech*, 49(6), 217-223.

Kemp, A. C. (2002). Family: Secretary birds. In M. Hutchins, J. A. Jackson, W. J. Bock & D. Olendorf (Eds.), *Griemzek's Animal Life Encyclopedia* (2ª Ed., Vol. 8 – Birds I, pp. 343-345). Farmington Hill, MI: Gale Group.

Khan, M. A., Khan, M. S., Shafee, M. & Khan, J. A. (2010). Prevalence and Chemotherapy of Helminthiasis in Parrots at Lahore Zoo, Pakistan. *The Journal of Animal & Plant Sciences*, 20(3), 189-192.

Kinnaird, M. F. (2002). Family: Hornbills. In M. Hutchins, J. A. Jackson, W. J. Bock & D. Olendorf (Eds.), *Griemzek's Animal Life Encyclopedia* (2^a Ed., Vol. 10 – Birds III, pp. 71-84). Farmington Hill, MI: Gale Group.

Kinsella, J. M. & Forrester, D. J. (2008). Tetrameridosis. In C. T. Atkinson, N. J. Thomas & D. B. Hunter (Eds.), *Parasitic Diseases of Wild Birds* (pp. 376-383). Iowa: Wiley-Blackwell.

Kitamura, S. (2011). Frugivory and seed dispersal by hornbills (Bucerotidae) in tropical forests. *Acta Oecologica*, 37, 531-541.

Krone, O. & Streich, W. J. (2000). *Strigea falconispalumbi* in Eurasian Buzzards from Germany. *Journal of Wildlife Diseases*, 36(3), 559-561.

Kummrow, M. S. (2014). Ratites or Struthioniformes: Struthiones, Rheae, Cassuarii, Apteryges (Ostriches, Rheas, Emus, Cassowaries, and Kiwis), and Tinamiformes (Tinamous). In R. E. Miller & M. E. Fowler (Eds.), *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine Vol. 8* (1^a Ed., pp. 75-81). St. Louis, Missouri: Saunders.

Laatamna, A., Samari, H., Chebhi, Y. & Betal, L. (2019). Diversity of gastrointestinal parasites in captive and domestic birds from zoological parks and one rural locality of Algeria. *Biodiversity Journal*, 10(3), 265-268.

Lerner, H. R. L. (2007). Molecular Phylogenetics of Diurnal Birds of Prey in the Avian Accipitridae Family (Tese de Doutoramento). Universidade do Michigan.

Lima, V. F. S., Bezerra, T. L., de Andrade, A. F., Ramos, R. A. N., da Glória Faustino, M. A., Alves, L. C. & Meira-Santos, P. O. (2017). Gastrointestinal parasites of exotic birds living in captivity in the state of Sergipe, Northeastern Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 26(1), 96-99.

Lovato, M. & dos Santos, E. O. (2014). Rheiformes (Ema) e Struthioniformes (Avestruz, Emu e Casuar). In Z. S. Cubas, J. C. R. Silva & J. L. Catão-Silva (Eds.), *Tratado de Animais Selvagens-Medicina Veterinária* (2^a Ed., pp. 272- 302). São Paulo: Editora Roca LTDA.

Lovette, I. J. (2016). Avian Diversity and Classification. In I. J. Lovette & J. W. Fitzpatrick (Eds.), *Cornell Lab of Ornithology's handbook of bird biology* (3ª Ed., pp. 7-62). Chichester, West Sussex: Wiley Blackwell.

Lovette, I. J. & Billerman, S. M. (2016). Avian Diversity and Classification. In I. J. Lovette & J. W. Fitzpatrick (Eds.), *Cornell Lab of Ornithology's handbook of bird biology* (3ª Ed., pp. 7-62). Chichester, West Sussex: Wiley Blackwell.

Lucio-Forster, A. & Lejeune, M. (2021). Diagnostic Parasitology. In D. D. Bowman (Ed.), *Georgis' Parasitology for Veterinarians* (11ª Ed., pp. 349-405). St. Louis: Elsevier.

Mandal, S. C. (2013). *Veterinary Parasitology: At a Glance* (2ª Ed.). Lucknow: Ibdc Publishers.

Marietto-Gonçalves, G. A., Martins, T. F., De Lima, E. T., Lopes, R. S. & Filho, R. L. A. (2009). Prevalência de Endoparasitas em Amostras Fecais de Aves Silvestres e Exóticas Examinadas no Laboratório de Ornitopatologia e no Laboratório de Enfermidades Parasitárias da FMVZ-UNESP/Botucatu, SP (Nota Científica). *Ciência Animal Brasileira*, 10(1), 349-354.

Marks, J. S. (2002). Strigiformes (Owls). In M. Hutchins, J. A. Jackson, W. J. Bock & D. Olendorf (Eds.), *Griemzek's Animal Life Encyclopedia* (2ª Ed., Vol. 9 – Birds II, pp. 331-334). Farmington Hill, MI: Gale Group.

Marques, M. V. R. (2014 a). Galliformes (Aracuã, Jacu, Jacutinga, Mutum e Uru). In Z. S. Cubas, J. C. R. Silva & J. L. Catão-Silva (Eds.), *Tratado de Animais Selvagens-Medicina Veterinária* (2ª Ed., pp. 354- 387). São Paulo: Editora Roca LTDA.

Marques, M. V. R. (2014 b). Tinamiformes (Codorna, Inhambu, Macuco, Jaó e Perdiz). In Z. S. Cubas, J. C. R. Silva & J. L. Catão-Silva (Eds.), *Tratado de Animais Selvagens-Medicina Veterinária* (2ª Ed., pp. 303- 329). São Paulo: Editora Roca LTDA.

Martinez, J. G. (2002). Family: Cuckoos, anis, and roadrunners. In M. Hutchins, J. A. Jackson, W. J. Bock & D. Olendorf (Eds.), *Griemzek's Animal Life Encyclopedia* (2^a Ed., Vol. 9 – Birds II, pp. 311-330). Farmington Hill, MI: Gale Group.

McLaughlin, J. D. (2008). Cestodes. In C. T. Atkinson, N. J. Thomas & D. B. Hunter (Eds.), *Parasitic Diseases of Wild Birds* (pp. 261-276). Iowa: Wiley-Blackwell.

Mehlhorn, H. (2016). *Animal Parasites: Diagnosis, Treatment, Prevention* (1^a Ed.). Cham: Springer.

Melo, Y. J. O., Ogliari, K., Ferraz, H. T., Oliveira, R. A. & Aguiar, P. T. B. (2019). Ovos de Helmintos encontrados em fezes de aves silvestres. *Enciclopédia Biosfera*, 16(29), 1129-1148.

Mindell, D. P., Fuchs, J. & Johnson, J. A. (2018). Phylogeny, Taxonomy, and Geographic Diversity of Diurnal Raptors: Falconiformes, Accipitriiformes, and Cathartiformes. In J. H. Sarasola, J. M. Grande & J. J. Negro (Eds.), *Birds of Prey* (pp. 3-32). doi: 10.1007/978-3-319-73745-4_1.

Morishita, T. Y. (2014). Galliformes. In R. E. Miller & M. E. Fowler (Eds.), *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine Vol. 8* (1^a Ed., pp. 143-154). St. Louis, Missouri: Saunders.

Muller, M. G. (2010). Common Avian Parasites and Emerging Diseases. In G. V. LaMann (Ed.), *Veterinary Parasitology* (1^a Ed., pp 49-85). New York: Nova Science Publishers, Inc.

Niemann, D. W. (2002). Family: Crows and jays. In M. Hutchins, J. A. Jackson, W. J. Bock & D. Olendorf (Eds.), *Griemzek's Animal Life Encyclopedia* (2^a Ed., Vol. 11 – Birds IV, pp. 503-524). Farmington Hill, MI: Gale Group.

Norton, T. M. & Whiteside, D. P. (2014). Ciconiiformes (Hérons, Ibises, Spoonbills, Storks). In R. E. Miller & M. E. Fowler (Eds.), *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine Vol. 8* (1^a Ed., pp. 100-104). St. Louis, Missouri: Saunders.

Ogilvie, M. (2002). Family: Flamingos. In M. Hutchins, J. A. Jackson, W. J. Bock & D. Olendorf (Eds.), *Griemzek's Animal Life Encyclopedia* (2^a Ed., Vol. 8 – Birds I, pp. 303-312). Farmington Hill, MI: Gale Group.

Oliveira, W. J., Martins, N. B., Ribeiro Pinto, N. N., Rosalinski-Moraes, F. & Lux Hoppe, E. G. (2021). Serratospiculosis in a wild peregrine falcon (*Falco peregrinus*) from the Cerrado region, Minas Gerais, Brazil. *Revista Acadêmica Ciência Animal*, 19, 1-5.

Onuma, M., Yoshino, T., Zhao, C., Nagamine, T. & Asakawa, M. (2011). Parasitic Helminths Obtained from Okinawa Rails (*Gallirallus okinawae*). *Yamashina Institute for Ornithology*, 43, 74-81.

Otegbade, A. C. & Morenikeji (2014). Gastrointestinal parasites of birds in zoological gardens in south-west Nigeria. *Tropical Biomedicine*, 31(1), 54-62.

O'Connell, J. & Christensen, N. (2016). Ministry for Primary Industries Reporting on New Zealand's Biosecurity Health Status. *Surveillance*, 43(1), 1-32.

Panayotova-Pencheva, M. S. (2013). Parasites in Captive Animals: A Review of Studies in Some European Zoos. *Zoologische Garten*, 82, 60-71.

Papini, R., Girivetto, M., Marangi, M., Mancianti, F. & Giangaspero, A. (2012). Endoparasites in Pet and Zoo Birds in Italy. *The Scientific World Journal*, Article ID 25312:9.

Parsani, H. R., Monin, R. R., Sahu, R. K. & Patel, B. G. (2003). Prevalence of gastro-intestinal parasites in captive birds at Kamila Nehru Zoological Garden, Kankaria Zoo, Ahmedabad, Gujarat. *Zoos' Print Journal*, 18(1), 987-992.

Partington, C. J., Gardiner, C. H., Fritz, D., Phillips Jr., L. G. & Montali, R. J. (1989). Atoxoplasmosis in Bali Mynahs (*Leucopsar Rothschildi*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 20(3), 328-335.

Patton, S. (2000). Avian Parasite Testing. In A. M. Fudge (Ed.), *Laboratory Medicine- Avian and Exotic Pets* (1^a Ed., pp. 147-156). Philadelphia: Saunders.

Paul, A., White, A. G. & Barger, A. M. (2015). Parasitology. In A. M. Barger & A. L. MacNeil (Eds.), *Clinical Pathology and Laboratory Techniques for Veterinary Technicians* (1^a Ed., pp. 177-225). Chichester: Wiley Blackwell.

Pereira, S. L., Johnson, K. P., Clayton, D. M. & Baker, A. J. (2007). Mitochondrial and Nuclear DNA sequences support a cretaceous Origin of Columbiformes and a Dispersal- Driven Radiation in the Paleogene. *Systematic Biology*, 56, 652-672.

Ponder, J. B. & Willette, M. M. (2014). Strigiformes. In R. E. Miller & M. E. Fowler (Eds.), *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine Vol. 8* (1^a Ed., pp. 189-198). St. Louis, Missouri: Saunders.

Posso, S. R. & Donatelli, R. J. (2006). Análise filogenética e implicações sistemáticas e evolutivas nos Cuculiformes (Aves) com base na osteologia, comportamento e ecologia. *Revista Brasileira de Zoologia*, 23(3), 608-629.

Ramadevi, P. & Venu, R. (2020). Coprological survey of gastrointestinal parasitism in captive wildlife of three zoological parks located in southern India. *Indian Journal of Animal Sciences*, 90(4), 547-552.

Ramirez, J. L., Miyaki, C. Y. & Del Lama, S. N. (2013). Molecular Phylogeny of Threskiornithidae (Aves: Pelecaniformes) based on nuclear and mitochondrial DNA. *Genetics and Molecular Research*, 12(3), 2740- 2750.

Redrobe, S. (2014). Pelecaniformes (Pelicans, Tropicbirds, Cormorants, Frigatebirds, Anhingas, Gannets). In R. E. Miller & M. E. Fowler (Eds.), *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine Vol. 8* (1^a Ed., pp. 96-104). St. Louis, Missouri: Saunders.

Richardson, D. J. & Nickol, B. B. (2008). Acanthocephala. In C. T. Atkinson, N. J. Thomas & D. B. Hunter (Eds.), *Parasitic Diseases of Wild Birds* (pp. 277-288). Iowa: Wiley-Blackwell.

Rodrigues, B., Salgado, P. A. B., Gonzalez, I. H. L., Quadrini, A., Holcman, M. M., Ramos, P. L. & Chagas, C. R. F. (2020). Comparative analyses of coproscopical techniques to diagnose enteroparasites in a group of captive Indian peafowl (*Pavo cristatus*). *Annals of parasitology*, 66(3), 397-406.

Salvador, B. M. C. (2020). Prevalência de parasitas gastrointestinais em várias criações de galinhas ornamentais de quintal no distrito de Santarém (Dissertação de Mestrado). Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias.

Santiago, M. E. B. (2014). Phoenicopteriformes (Flamingos). In Z. S. Cubas, J. C. R. Silva & J. L. Catão-Silva (Eds.), *Tratado de Animais Selvagens-Medicina Veterinária* (2ª Ed., pp. 456-469). São Paulo: Editora Roca LTDA.

Sanches, T. C. & Godoy, S. N. (2014). Passeriformes (Canário, Sabiá, Pássaro-preto e Trinca-ferro). In Z. S. Cubas, J. C. R. Silva & J. L. Catão-Silva (Eds.), *Tratado de Animais Selvagens-Medicina Veterinária* (2ª Ed., pp. 626-680). São Paulo: Editora Roca LTDA.

Schuster, R. & Krone, O. (2016). Infectious Diseases- Parasites. In J. Samour (Ed.), *Avian Medicine* (3ª Ed., pp- 479-498). St. Louis, Missouri: Saunders.

Sergeant, E. & Perkins, N. (2015). Diagnosis and Screening. In E. Sergeant & N. Perkins (Eds.), *Epidemiology for field veterinarians: an introduction* (pp. 102). Wallingford: CAB International

Smith, J. A. (2014). Passeriformes (Songbirds, Perching Birds). In R. E. Miller & M. E. Fowler (Eds.), *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine Vol. 8* (1ª Ed., pp. 236-246). St. Louis, Missouri: Saunders.

Snak, A., Lenzi, P. F., Agostini, K. M., Delgado, L. E., Montanucci, C. R. & Zabott, M.V. (2014). Análises coproparasitológicas de aves silvestres cativas. *Ciência Animal Brasileira*, 15(4), 502-507.

Sun, Z., Pan, T., Hu, C., Sun, L., Ding, H., Wang, H., ... Zhang, B. (2017). Rapid and recent diversification patterns in Anseriformes birds: Inferred from molecular phylogeny and diversification analyses. *PLoS ONE*, 12(9), 1-21.

Taylor, M. A., Coop, R. L. & Wall, R. L. (2016). *Veterinary Parasitology* (4th Ed). Chichester: Wiley Blackwell.

Telkamp, M. P. (2002). Family: Duck, geese and swans. In M. Hutchins, J. A. Jackson, W. J. Bock & D. Olendorf (Eds.), *Griemzek's Animal Life Encyclopedia* (2^a Ed., Vol. 8 – Birds I, pp. 369-392). Farmington Hill, MI: Gale Group.

Tocidlowski, M. E. (2014). Musophagiformes. In R. E. Miller & M. E. Fowler (Eds.), *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine* Vol. 8 (1^a Ed., pp. 206-208). St. Louis, Missouri: Saunders.

Tomlinson, S. L. (2002). Passeriformes (Perching birds). In M. Hutchins, J. A. Jackson, W. J. Bock & D. Olendorf (Eds.), *Griemzek's Animal Life Encyclopedia* (2^a Ed., Vol 10- Birds III, PP. 169-176). Farmington Hills, MI: Gale Group.

Tompkins, D. M. (2008). *Trichostrongylus*. In C. T. Atkinson, N. J. Thomas & D. B. Hunter (Eds.), *Parasitic Diseases of Wild Birds* (pp. 316-325). Iowa: Wiley-Blackwell.

Tomzak-Marciniak, A., Pilarczyk, B., Tobiańska, B. & Tarasewicz, N. (2014). Gastrointestinal parasites of free-range chickens. *Annals of Parasitology*, 60(4), 305-308.

Tuggle, B. N. & Friend, M. (1999). Gizzard Worms. In M. Friend, J. C. Franson & E. A. Ciganovich (Eds.), *Field Manual of Wildlife Diseases: General Field Procedures and Diseases of Birds* (pp. 235-239). Washington, D. C.: USGS National Wildlife Center.

Tully, Jr., T. N. (2009). Chapter 10: Birds. In M. A. Mitchell & T. N. Tully, Jr. (Eds.), *Manual of Exotic Pet Practice* (pp. 250-298). St. Louis, Missouri: Saunders.

Turner, D. A. (200). Family: Turacos and plantain eaters. In M. Hutchins, J. A. Jackson, W. J. Bock & D. Olendorf (Eds.), Griemzek's Animal Life Encyclopedia (2^a Ed., Vol 9- Birds II, pp. 299-310). Farmington Hills, MI: Gale Group.

Van Wettene, A. J., Kurz, J. P., Wilhelm, A. & Ipsen, J. D. (2018). Opisthotomos and unilateral internal hydrocephalus associated with aberrant migration of *Serratospiculum* sp. or *Serratospiculoides* sp. in a prairie falcon. *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation*, 30(5), 770-773.

Wallace, R. S. (2014). Sphenisciformes (Penguins). In R. E. Miller & M. E. Fowler (Eds.), Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine Vol. 8 (1^a Ed., pp. 82-88). St. Louis, Missouri: Saunders.

Wallace, M. P. (2002). Family: New World Vultures. In M. Hutchins, J. A. Jackson, W. J. Bock & D. Olendorf (Eds.), Griemzek's Animal Life Encyclopedia (2^a Ed., Vol 8- Birds I, pp. 275-285). Farmington Hills, MI: Gale Group.

Welle, K. R. (2016). Gastrointestinal System. In M. A. Mitchell & T. N. Tully Jr. (Eds.), Current Therapy in Exotic Pet Practice (1^a Ed., pp. 221-276). St. Louis, Missouri: Elsevier.

Wellehan Jr., J. F. X. (2016). Infectious Diseases- Coccidial Diseases of Birds. In B. L. Speer (Ed.), Current Therapy in Avian Medicine and Surgery (1^a Ed., pp. 73-77). St. Louis, Missouri: Elsevier.

White, N. E., Phillips, M. J., Gilbert, M. T. P., Alfaro-Núñez, A., Willerslev, E., Mawson, P. R., ... Bunce, M. (2011). The evolutionary history of cockatoos (Aves: Psittaciformes: Cacatuidae). *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 59(3), 615-622.

Whitehead, T. (2002). Family: Storks. In M. Hutchins, J. A. Jackson, W. J. Bock & D. Olendorf (Eds.), Griemzek's Animal Life Encyclopedia (2^a Ed., Vol 8- Birds I, pp. 265-274). Farmington Hills, MI: Gale Group.

Whiteside, D. P. (2014). Cuculiformes (Cuckoos, Roadrunners). In R. E. Miller & M. E. Fowler (Eds.), *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine Vol. 8* (1^a Ed., pp. 186-188). St. Louis, Missouri: Saunders.

Winkler, D. W., Billerman, S. M. & Lovette, I. J. (2020 a). Hawks, Eagles, and Kites (Accipitridae), version 1.0. In S. M. Billerman, B. K. Keeney, P. G. Rodewald & T. S. Schulenberg (Eds.), *Birds of the World*. Ithaca, USA: Cornell Lab of Ornithology.
<https://doi.org/10.2173/bow.accipi1.01>

Winkler, D. W., Billerman, S. M. & Lovette, I. J. (2020 b). New World Vultures (Cathartidae). Version 1.0. In S. M. Billerman, B. K. Keeney, P. G. Rodewald & T. S. Schulenberg (Eds.), *Birds of the World*. Ithaca, USA: Cornell Lab of Ornithology.
<https://doi.org/10.2173/bow.cathar2.01>

Wyss, F. S. & Wenker, C. J. (2014). Phoenicopteriformes. In R. E. Miller & M. E. Fowler (Eds.), *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine Vol. 8* (1^a Ed., pp. 105-111). St. Louis, Missouri: Saunders.

Yabsley, M. J. (2008). *Eimeria*. In C. T. Atkinson, N. J. Thomas & D. B. Hunter (Eds.), *Parasitic Diseases of Wild Birds* (pp. 162-180). Iowa: Wiley-Blackwell.

Zajac, A. M., Conboy, G. A., Little, S. E. & Reichard, M. V. (2021). Fecal Examination for the Diagnosis of Parasitism. In A. M. Zajac, G. A. Conboy, S. E. Little & M. V. Reichard (Eds.), *Veterinary Clinical Parasitology* (9^a Ed., pp. 1-190). Hoboken: Wiley-Blackwell.

Zuccon, D., Prys-Jones, R., Rasmussen, P. C. & Ericson, P. G. P. (2012). The phylogenetic relationships and generic limits of finches (Fringillidae). *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 62(2), 581-59.

Anexos

Anexo I: Lista detalhada das espécies de aves presentes no estudo

Tabela 11: Espécie, família, alimentação e estatuto de conservação das aves amostradas. (Adaptado de Juniper & Parr, 1998, HBW e BirdLife International, 2022 e IUCN, 2022).

Espécie	Família	Alimentação na natureza	Estatuto de conservação
<u>Accipitriformes</u>			
<i>Gyps fulvus</i> (abutre-fouveiro) Hablizl, 1783	Accipitridae	Carnívora, quase exclusivamente em carcaças de mamíferos de grande porte	Pouco preocupante
<i>Hieraaetus pennatus</i> (águia-calçada) Gmelin, 1788	Accipitridae	Carnívora, sendo que a parte mais importante da dieta são aves de pequeno porte	Pouco preocupante
<i>Milvus migrans</i> (milhafre-preto) Boddaert, 1783	Accipitridae	Carnívora, outras aves, mamíferos, peixes, répteis, anfíbios e invertebrados, assim como alguma matéria vegetal como fruta e óleo de palma e ainda, algum desperdício humano	Pouco preocupante
<i>Sagittarius serpentarius</i> (ave-secretário) Miller, 1779	Sagittariidae	Carnívora baseada em roedores, outros mamíferos, lagartos, cobras, ovos e insetos	Perigo de extinção
<u>Anseriformes</u>			
<i>Anser anser</i> (ganso-bravo) Linnaeus, 1758	Anatidae	Herbívora, baseada em gramíneas, raízes, folhas, caules e sementes	Pouco preocupante
<u>Bucerotiformes</u>			
<i>Buceros bicornis</i> (calau-bicorne) Linnaeus, 1758	Bucerotidae	Frugívora, preferencialmente figos, mas também répteis, anfíbios, insetos, ovos, mamíferos e aves pequenas	Vulnerável
<i>Buceros rhinoceros</i> (calau-rinoceronte) Linnaeus, 1758	Bucerotidae	Frugívora, mas também alguns artrópodes, répteis, anfíbios e ovos de outras aves	Vulnerável
<i>Bucorvus leadbeateri</i> (calau-terrestre) Vigors, 1825	Bucerotidae	Maioritariamente artrópodes, mas também anfíbios, caracóis répteis, pequenos mamíferos e carcaças. Ingerem frutas e sementes muito raramente	Vulnerável
<i>Bycanistes brevis</i> (calau-de-faces-prateadas) Friedmann, 1929	Bucerotidae	Frugívora, preferencialmente figos, mas também algumas sementes e nozes duras	Pouco preocupante
<i>Ceratogymna atrata</i> (calau-de-casco-cinzento) Temminck, 1835	Bucerotidae	Frugívora, ocasionalmente pode ingerir algumas sementes e insetos	Pouco preocupante
<i>Rhabdotorrhinus corrugatus</i> (calau-enrugado) Temminck, 1832	Bucerotidae	Maioritariamente frugívoro, mas também pode ingerir alguns insetos e pequenos mamíferos	Perigo de extinção

<u>Cathartiformes</u>			
<i>Sarcoramphus papa</i> (urubu-rei) Linnaeus, 1758	Cathartidae	Carnívoro necrófago, alimentando-se quase exclusivamente de carcaças em decomposição	Pouco preocupante
<u>Ciconiiformes</u>			
<i>Ciconia ciconia</i> (cegonha-branca) Linnaeus, 1758	Ciconiidae	Essencialmente carnívora, mas variável e oportunista, desde pequenos mamíferos, insetos, anfíbios, cobras, peixes, moluscos, crustáceos e ovos de aves que nidificam no solo.	Pouco preocupante
<u>Columbiformes</u>			
<i>Columba livia</i> (pombo-comum) Gmelin, 1789	Columbidae	Normalmente á base de grãos e alguns invertebrados	Pouco preocupante
<i>Gallicolumba luzonica</i> (rola-apunhalada) Scopoli, 1786	Columbidae	Alimenta-se de sementes, frutos caídos e invertebrados	Quase ameaçada
<i>Goura victoria</i> (pombo-coroado-de-vitória) Fraser, 1844	Columbidae	É comum alimentar-se no solo em grupos de 2-10, maioritariamente de bagas, frutos e sementes	Quase ameaçada
<i>Streptopelia turtur</i> (rola-comum) Linnaeus, 1758	Columbidae	Alimenta-se principalmente no solo, á base de sementes e cereais, mas também, bagas, fungos e invertebrados	Vulnerável
<u>Cuculiformes</u>			
<i>Guira guira</i> (anu-branco) Gmelin, 1788	Cuculidae	Alimentam-se de insetos, artrópodes, anfíbios, pequenos mamíferos e ovos de outras aves.	Pouco preocupante
<u>Galliformes</u>			
<i>Alectoris rufa</i> (perdiz-vermelha) Linnaeus, 1758	Phasianidae	Folhas, sementes, raízes com gramíneas e leguminosas e insetos	Quase ameaçado
<i>Argusianus argus</i> (faisão-argus) Linnaeus, 1766	Phasianidae	Frutas, sementes, botões, folhas, flores e invertebrados	Vulnerável
<i>Chrysolophus amherstiae</i> (faisão-de-Lady-Amherst) Leadbeater, 1829	Phasianidae	Preferencialmente brotos de bambu, mas também aranhas, pequenos besouros, frutas e folhas	Pouco preocupante
<i>Chrysolophus pictus</i> (faisão-dourado) Linnaeus, 1758	Phasianidae	Brotos tenros de arbustos e bambu, flores, folhas, aranhas e vários insetos	Pouco preocupante
<i>Crax alberti</i> (mutum-de-bico-azul) Fraser, 1852	Cracidae	Frugívora, mas também sementes, invertebrados e por vezes carcaças de outros animais	Perigo crítico de extinção
<i>Crax blumenbachii</i> (mutum-de-bico-vermelho) Spix, 1825	Cracidae	Consiste em frutas, sementes, rebentos e artrópodes	Perigo de extinção

<i>Crax rubra</i> (grande-mutum) Linnaeus, 1758	Cracidae	Tipicamente frugívora, embora possa também ingerir folhas, invertebrados e pequenos vertebrados	Vulnerável
<i>Crossoptilon auritum</i> (faisão-manchuriano-azul) Pallas, 1811	Phasianidae	Essencialmente herbívoro, ingerindo brotos, folhas, caules e raízes de gramíneas, várias ervas e besouros	Pouco preocupante
<i>Gallus gallus domesticus</i> (galinha) Linnaeus, 1758	Phasianidae	Sementes, cereais como o arroz e invertebrados	Pouco preocupante
<i>Guttera pucherani</i> (pintada-de-crista) Hartlaub, 1860	Numididae	Plantas, bagas e outras frutas, assim como bolbos de baixo dos solos e pequenos invertebrados	Pouco preocupante
<i>Lophura diardi</i> (faisão-siamês) Bonaparte, 1865	Phasianidae	Omnívoro, alimentando-se de frutas caídas e bagas, insetos e pequenos caranguejos	Pouco preocupante
<i>Lophura edwardsi</i> (faisão-de-Edwards) Oustalet, 1896	Phasianidae	Desconhecida na natureza, mas julga-se varável como os outros faisões	Perigo crítico de extinção
<i>Lophura ignita</i> (faisão-nobre-comum) Shaw, 1797	Phasianidae	Prefere frutas, bagas e invertebrados, mas também sementes e folhas	Vulnerável
<i>Meleagris gallopavo</i> (peru-selvagem) Linnaeus, 1758	Phasianidae	Pequenas sementes, folhas, bolotas, frutos, grilos, caranguejos e pequenos vertebrados	Pouco preocupante
<i>Meleagris ocellata</i> (peru-ocelado) Cuvier, 1820	Phasianidae	Omnívora, sementes, folhas, frutos, insetos e milho	Quase ameaçado
<i>Nothocrax urumutum</i> (mutum-noturno) Spix, 1825	Cracidae	Frugívora, mas também sementes, folhas e insetos	Pouco preocupante
<i>Numida meleagris</i> (pintada-comum) Linnaeus, 1758	Numididae	Omnívora, preferem insetos na estação chuvosa e reprodutiva, e sementes de gramíneas na estação seca	Pouco preocupante
<i>Pauxi pauxi</i> (mutum-de-elmo) Linnaeus, 1766	Cracidae	Frutas caídas, sementes, folhas tenras, rebentos e gramíneas	Perigo de extinção
<i>Pavo cristatus</i> (pavão-azul) Linnaeus, 1758	Phasianidae	Omnívora, sementes, grãos, botões de flores, brotos tenros, frutas, artrópodes, minhocas, répteis e pequenos mamíferos	Pouco preocupante
<i>Pavo muticus</i> (pavão-verde) Linnaeus, 1766	Phasianidae	Bagas, sementes, térmitas, pétalas de flores, grilos, gafanhotos e traças	Perigo de extinção
<i>Phasianus colchicus</i> (faisão-comum) Linnaeus, 1758	Phasianidae	Frutas, sementes, folhas, botões, cereais e invertebrados	Pouco preocupante
<i>Pipile cumanensis</i> (jacutinga-de-garganta-azul) Jacquin, 1784	Cracidae	Frutos de palmeira são o alimento preferencial, mas também ingerem figos, flores e caracóis	Pouco preocupante

<i>Polyplectron inopinatum</i> (faisão-de-Rothschild) Rothschild, 1903	Phasianidae	Maioritariamente invertebrados (aranhas, formigas, brancas, larvas, besouros) e frutos de Calamus	Vulnerável
<i>Polyplectron napoleonis</i> (faisão-de-Palawan) Lesson, 1831	Phasianidae	Sementes, frutas, insetos, raízes, folhas e lesmas	Vulnerável
<i>Syrmaticus reevesii</i> (faisão-venerado) Gray, 1829	Phasianidae	Legumes, bolotas, brotos, tubérculos, rabanetes, sementes, frutas, larvas e insetos adultos	Vulnerável
<i>Tragopan satyra</i> (Tragopan-satir) Linnaeus, 1758	Phasianidae	Folhas, raízes, bolbos e invertebrados como formigas, aranhas e centopeias	Quase ameaçado
<i>Tragopan temminckii</i> (Tragopan-de-Temminck) Gray, 1831	Phasianidae	Broto de bambu, flores, folhas, bagas, musgo, sementes e alguns insetos	Pouco preocupante
<u>Musophagiformes</u>			
<i>Tauraco leucotis</i> (turaco-de-face-branca) Rüppell, 1835	Musophagidae	Maioritariamente frugívora, podendo-se alimentar de folhas e pequenos invertebrados	Pouco preocupante
<u>Phoenicopteriformes</u>			
<i>Phoenicopus roseus</i> (flamingo-comum) Pallas, 1811	Phoenicopteridae	Muito variável desde crustáceos, moluscos, insetos, algas, diatomáceas, sementes e peixes pequenos	Pouco preocupante
<u>Pelecaniformes</u>			
<i>Eudocimus ruber</i> (íbis-escarlata) Linnaeus, 1758	Threskiornithidae	Alimenta-se de insetos, peixes, tritões, sapos, caranguejos e outros invertebrados	Pouco preocupante
<i>Threskiornis aethiopicus</i> (íbis-sagrada) Latham, 1790	Threskiornithidae	Maioritariamente insectívora, incluindo grilos e gafanhotos, como também alguns moluscos, crustáceos, peixes, sapos, pequenos mamíferos e ovos de outras aves	Pouco preocupante
<u>Passeriformes</u>			
<i>Corvus corax</i> (corvo-comum) Linnaeus, 1758	Corvidae	Necrófago oportunista, consome aves, ovos, pequenos mamíferos e mamíferos doentes maiores, cobras, peixes, invertebrados, lixo, carcaças e matéria vegetal	Pouco preocupante
<i>Leucopsar rothschildi</i> (mainá-de-Bali) Stresemann, 1912	Sturnidae	Frutas, sementes, insetos e outros invertebrados e pequenos vertebrados	Perigo crítico de extinção
<i>Serinus canaria</i> (canário) Linnaeus, 1758	Fringillidae	Maioritariamente sementes de ervas e gramíneas, mas também botões, frutas e alguns insetos	Pouco preocupante
<u>Psittaciformes</u>			
<i>Agapornis spp.</i> (periquito-inseparável) Selby, 1836	Psittacidae	Maioritariamente granívoros, com algumas espécies observadas a ingerir invertebrados, flores, néctar e resina	Pouco preocupante
<i>Alexandrinus krameri</i> (periquito-de-colar-rosa)	Psittacidae	Frutas, flores, sementes, bagas e néctar	Pouco preocupante

Scopoli, 1769			
<i>Amazona aestiva</i> (papagaio-comum) Linnaeus, 1758	Psittacidae	Frutas e sementes de diversas plantas, assim como cultivos de milho e girassol	Quase ameaçado
<i>Amazona aestiva xanthopteryx</i>	Psittacidae	Frutas, nozes, sementes e folhas	
<i>Amazona amazonica</i> (papagaio-de-asa-laranja) Linnaeus, 1766	Psittacidae		Pouco preocupante
<i>Amazona autumnalis</i> (papagaio-diadema) Linnaeus, 1758	Psittacidae	Alimenta-se preferencialmente de frutos (de palmeira, figos, laranjas e manga)	Pouco preocupante
<i>Amazona brasiliensis</i> (papagaio-de-cara-roxa) Linnaeus, 1758	Psittacidae	Maioritariamente frugívoro, mas também ingere folhas, flores e pequenos insetos da fruta	Quase ameaçado
<i>Amazona finschi</i> (papagaio-de-coroa-lilás) Sclater, 1864	Psittacidae	Apesar de pouco documentado, nota-se a preferência por figos e sabe-se que causam danos em cultivos de milho e banana	Perigo de extinção
<i>Amazona leucocephala</i> (papagaio-cubano) Linnaeus, 1758	Psittacidae	Prefere botões de folhas fechados, brotos tenros, frutas e sementes	Quase ameaçado
<i>Amazona ochrocephala</i> (papagaio-de-coroa-amarela) Gmelin, 1788	Psittacidae	Sementes, bagas, flores, nozes, botões de folhas e milho	Pouco preocupante
<i>Amazona oratrix</i> (papagaio-de-cabeça-amarela) Ridgway, 1887	Psittacidae	Alimenta-se principalmente de frutas e sementes	Perigo de extinção
<i>Amazona rhodocorytha</i> (papagaio-chauá) Salvadori, 1890	Psittacidae	Sementes, bagas, botões, plantações de café e frutas	Vulnerável
<i>Amazona tucumana</i> (papagaio-tucumã) Cabanis, 1885	Psittacidae	Frutos, folhas de árvores e sementes	Vulnerável
<i>Amazona viridigenalis</i> (papagaio-de-fronte-vermelha) Cassin, 1853	Psittacidae	Sementes, frutos, milho, bagas e nozes	Perigo de extinção
<i>Ara ambiguus</i> (arara-verde-grande) Bechstein, 1811	Psittacidae	Principalmente diversos frutos e flores	Perigo crítico de extinção
<i>Ara ararauna</i> (arara-azul-e-amarela) Linnaeus, 1758	Psittacidae	Nozes, botões de folhas e vários tipos de frutos, maioritariamente de palmeira	Pouco preocupante
<i>Ara chloropterus</i> (arara-vermelha-e-verde) Gray, 1859	Psittacidae	Maioritariamente diversas frutas e sementes	Pouco preocupante
<i>Ara glaucogularis</i> (arara-de-garganta-azul) Dabbene, 1921	Psittacidae	Alimentam-se principalmente de frutos suplementando com folhas e sementes	Perigo crítico de extinção

<i>Ara macao</i> (arara-vermelha) Linnaeus, 1758	Psittacidae	Frutos, sementes, nozes, flores e bagas	Pouco preocupante
<i>Ara rubrogenys</i> (arara-de-fronte-vermelha) Lafresnaye, 1847	Psittacidae	Frutas, sementes e alguns cultivos como de amendoim e milho verde	Perigo crítico de extinção
<i>Cacatua alba</i> (cacatua-branca) Müller, 1776	Cacatuidae	Sementes, nozes, bagas e frutas	Perigo de extinção
<i>Cacatua galerita</i> (cacatua-de-crista-de-enxofre) Latham, 1790	Cacatuidae	Sementes, frutas, nozes, flores, bagas, nozes, raízes, milho e larvas de insetos	Pouco preocupante
<i>Cacatua galerita eleonora</i>	Cacatuidae		
<i>Cacatua leadbeateri</i> (syn. <i>Lophochroa leadbeateri</i>) (cacatua-rosa) Vigors, 1831	Cacatuidae	Sementes de gramíneas, cereais e eucalipto, frutas (figos), bulbos, nozes e larvas de insetos	Pouco preocupante
<i>Cyanoramphus novaezelandiae</i> (periquito-de-coroa-vermelha) Sparrrman, 1787	Psittacidae	Principalmente frutas, sementes e folhas, mas também, bagas, flores, néctar, invertebrados, algas e pequenas lapas	Pouco preocupante
<i>Eclectus polychloros</i> (papagaio-eclético-da-Papua) Scopoli, 1786	Psittacidae	Tipicamente frutas, sementes, nozes, botões e flores	Pouco preocupante
<i>Eclectus roratus</i> (papagaio-eclético-de-Molua) Müller, 1776	Psittacidae	Frutas, sementes, nozes, botões de folhas e flores	Pouco preocupante
<i>Eolophus roseicapilla</i> (cacatua-galah) Vieillot, 1817	Cacatuidae	Maioritariamente sementes, desde cereais como milho e aveia a gramíneas, bagas, flores, larvas de insetos	Pouco preocupante
<i>Lorius garrulus flavopallatus</i> (lori-de-dorso-amarelo) Salvadori, 1877	Psittacidae	Pólen, néctar, frutas, flores e larvas de insetos ⁵	Quase ameaçado
<i>Melopsittacus undulatus</i> (periquito-australiano) Shaw, 1805	Psittacidae	Pequenas sementes escondidas entre a vegetação no solo	Pouco preocupante
<i>Myiopsitta monachus</i> (periquito-monge) Boddaert, 1783	Psittacidae	Maioritariamente sementes de ervas e gramíneas, frutas, bagas, botões de folhas, flores e larvas de insetos	Pouco preocupante
<i>Nymphicus hollandicus</i> (caturra) Kerr, 1792	Cacatuidae	Sementes de gramíneas e ervas, bagas e cultivos de grãos	Pouco preocupante
<i>Pocephalus meyeri</i> (papagaio-de-Meyer) Cretzschmar, 1827	Psittacidae	Sementes, nozes, frutas (laranjas), flores e insetos como lagartas	Pouco preocupante
<i>Psittacara acuticaudatus</i> (aratinga-de-coroa-azul) Vieillot, 1818	Psittacidae	Sementes, bagas, cultivos de manga e provavelmente insetos	Pouco preocupante
<i>Psittacula alexandri</i> (periquito-de-peito-vermelho)		Frutas, bagas, flores, nozes, sementes, néctar e alguns cereais como o milho e arroz	Quase ameaçado

Linnaeus, 1758	Psittacidae		
<i>Psittacus erithacus</i> (papagaio-cinzento) Linnaeus, 1758	Psittacidae	Grande variedade de frutas e sementes, bagas e nozes	Perigo de extinção
<i>Trichoglossus haematodus</i> (Loris-arco-íris) Linnaeus, 1771	Psittacidae	Frutos, sementes, pólen, flores e néctar	Pouco preocupante
<u>Sphenisciformes</u>			
<i>Spheniscus humboldti</i> (pinguim-de-humboldt) Meyen, 1834	Spheniscidae	Alimentam-se numa grande variedade de peixes e lulas	Vulnerável
<u>Strigiformes</u>			
<i>Bubo scandiacus</i> (coruja-das-neves) Linnaeus, 1758	Strigidae	Carnívora, maioritariamente pequenos roedores, mas também outros pequenos mamíferos, aves, patos, peixes, anfíbios e crustáceos	Vulnerável
<u>Struthioniformes</u>			
<i>Casuaris casuaris</i> (casuar-do-sul) Linnaeus, 1758	Casuariidae	Frugívora no essencial, mas também fungos, insetos e pequenos vertebrados	Pouco preocupante
<i>Rhea americana</i> (nandu) Linnaeus, 1758	Rheidae	Baseada principalmente em gramíneas e leguminosas, além de frutos, sementes, insetos e pequenos vertebrados	Quase ameaçado
<i>Rhynchotus rufescens</i> (tinamu-de-asa-vermelha) Temminck, 1815	Tinamidae	Variável, desde frutas, sementes, folhas, raízes a invertebrados e pequenos vertebrados	Pouco preocupante

Apêndices

Apêndice I: Espécies de aves e número de amostras que participaram no estudo tendo em conta os grupos de ordem taxonómica

Tabela 12: Classificação taxonómica das aves e número de amostras.

Ordens	Espécies (nome-comum)	Número de amostras
Accipitriformes	<i>Gyps fulvus</i> (abutre-fouveiro)	1
	<i>Hieraetus pennatus</i> (águia-calçada)	1
	<i>Milvus migrans</i> (milhafre-preto)	1
	<i>Sagittarius serpentarius</i> (ave-secretário)	1
	Total	4
Anseriformes	<i>Anser anser</i> (ganso-bravo)	1
	Total	1
Bucerotiformes	<i>Buceros bicornis</i> (calau-bicorne)	1
	<i>Buceros rhinoceros</i> (calau-rinoceronte)	1
	<i>Bucorvus leadbeateri</i> (calau-terrestre)	1
	<i>Bycanistes brevis</i> (calau-de-faces-prateadas)	1
	<i>Ceratogymna atrata</i> (calau-de-casco-cinzento)	1
	<i>Rhabdotorrhinus corrugatus</i> (calau-enrugado)	1
	Total	6
Cathartiformes	<i>Sarcoramphus papa</i> (urubu-rei)	1
	Total	1
Ciconiiformes	<i>Ciconia ciconia</i> (cegonha-branca)	1
	Total	1
Columbiformes	<i>Columba livia</i> (pombo-comum)	4
	<i>Gallicolumba luzonica</i> (rola-apunhalada)	1
	<i>Goura victoria</i> (pombo-coroado-de-vitória)	1
	<i>Streptopelia turtur</i> (rola-comum)	1
	Total	7
Cuculiformes	<i>Guira guira</i> (anu-branco)	1
	Total	1
Galliformes	<i>Alectoris rufa</i> (perdiz-vermelha)	1
	<i>Argusianus argus</i> (faisão-argus)	1
	<i>Chrysolophus amherstiae</i> (faisão-de-Lady-Amherst)	1
	<i>Chrysolophus pictus</i> (faisão-dourado)	2
	<i>Crax alberti</i> (mutum-de-bibo-azul)	1
	<i>Crax blumenbachii</i> (mutum-de-bico-vermelho)	1
	<i>Crax rubra</i> (grande-mutum)	1
	<i>Crossoptilon auritum</i> (faisão-manchuriano-azul)	1
	<i>Gallus gallus domesticus</i> (galinha)	2
	<i>Guttera pucherani</i> (pintada-de-crista)	1
	<i>Lophura diardi</i> (faisão-siamês)	2
	<i>Lophura edwardsi</i> (faisão-de-Edwards)	1
	<i>Lophura ignita</i> (faisão-nobre-comum)	1
	<i>Meleagris gallopavo</i> (perú-selvagem)	1
	<i>Meleagris ocellata</i> (perú-ocelado)	2
	<i>Nothocrax urumutum</i> (mutum-noturno)	1
	<i>Numida meleagris</i> (pintada-comum)	2
	<i>Pauxi pauxi</i> (mutum-de-elmo)	1
	<i>Pavo cristatus</i> (pavão-azul)	1
	<i>Pavo muticus</i> (pavão-verde)	1
	<i>Phasianus colchicus</i> (faisão-comum)	1
	<i>Pipile cumanensis</i> (jacutinga-de-garganta-azul)	1
	<i>Polyplectron inopinatum</i> (faisão-de-Rothschild)	1
	<i>Polyplectron napoleonis</i> (faisão-de-Palawan)	1
	<i>Syrnaticus reevesii</i> (faisão-venerado)	1
	<i>Tragopan satyra</i> (Tragopan-satir)	1
	<i>Tragopan temminckii</i> (Tragopan-de-Temminck)	1
	Total	32
Musophagiformes	<i>Tauraco leucotis</i> (turaco-de-faces-brancas)	1
	Total	1
Phoenicopteriformes	<i>Phoenicopiterus roseus</i> (flamingo-comum)	2
	Total	2
Pelecaniformes	<i>Eudocimus ruber</i> (íbis-escarlate)	1
	<i>Threskiornis aethiopicus</i> (íbis-sagrada)	1
	Total	2

Passeriformes	<i>Corvus corax</i> (corvo-comum)	1
	<i>Leucopsar rothschildi</i> (mainá-de-Bali)	1
	<i>Serinus canaria</i> (canário)	5
	Total	7
Psittaciformes	<i>Agapornis</i> spp.	13
	<i>Alexandrinus krameri</i> (periquito-de-colar-rosa)	1
	<i>Amazona aestiva</i> (papagaio-comum)	7
	<i>Amazona aestiva xanthopteryx</i>	6
	<i>Amazona amazonica</i> (papagaio-de-asa-laranja)	1
	<i>Amazona autumnalis</i> (papagaio-diadema)	1
	<i>Amazona brasiliensis</i> (papagaio-de-cara-roxa)	1
	<i>Amazona finschi</i> (papagaio-de-coroa-lilás)	1
	<i>Amazona leucocephala</i> (papagaio-cubano)	1
	<i>Amazona ochrocephala</i> (papagaio-de-coroa-amarela)	6
	<i>Amazona oratrix</i> (papagaio-de-cabeça-amarela)	1
	<i>Amazona rhodocorytha</i> (papagaio-chauá)	2
	<i>Amazona tucumana</i> (papagaio-tucumã)	1
	<i>Amazona viridigenalis</i> (papagaio-de-fonte-vermelha)	1
	<i>Ara ambiguus</i> (arara-verde-grande)	1
	<i>Ara ararauna</i> (arara-azul-e-amarela)	16
	<i>Ara chloropterus</i> (arara-vermelha-e-verde)	1
	<i>Ara glaucogularis</i> (arara-de-garganta-azul)	3
	<i>Ara macao</i> (arara-vermelha)	1
	<i>Ara rubrogenys</i> (arara-de-fronte-vermelha)	1
	<i>Cacatua alba</i> (cacatua-branca)	2
	<i>Cacatua galerita</i> (cacatua-de-crista-de-enxofre)	1
	<i>Cacatua galerita eleonara</i>	1
	<i>Cacatua leadbeateri</i> (cacatua-rosa)	1
	<i>Cyanoramphus novaezelandiae</i> (periquito-de-coroa-vermelha)	4
	<i>Eclectus roratus</i> (papagaio-eclético-de-Molua)	2
	<i>Eclectus polychloros</i> (papagaio-eclético-de-Papua)	1
	<i>Eolophus roseicapilla</i> (cacatua-galah)	1
	<i>Lorius garrulus flavopallatus</i> (lori-de-dorso-amarelo)	1
	<i>Melopsittacus undulatus</i> (periquito-australiano)	3
	<i>Myiopsitta monachus</i> (periquito-monge)	1
	<i>Nymphicus hollandicus</i> (caturra)	7
	<i>Poicephalus meyeri</i> (periquito-de-Meyer)	1
	<i>Psittacara acuticaudatus</i> (aratinga-de-coroa-azul)	1
	<i>Psittacula alexandri</i> (periquito-de-peito-vermelho)	1
	<i>Psittacus erithacus</i> (papagaio-cinzento)	12
	<i>Trichoglossus haemotodus</i> (loris-arco-iris)	1
	Total	107
Sphenisciformes	<i>Spheniscus humboldti</i> (pinguim-de-humboldt)	20
	Total	20
Strigiformes	<i>Bubo scandiacus</i> (coruja-das-neves)	1
	Total	1
Struthioniformes	<i>Casuarus casuaris</i> (casuar-do-sul)	1
	<i>Rhea americana</i> (nandu)	2
	<i>Rhynchotus rufescens</i> (tinamu-de-asa-vermelha)	1
	Total	4

Apêndice II: Espécies de aves que participaram no estudo tendo em conta a origem das amostras

Tabela 13: Espécies de aves, número de amostras e respetivas origens.

Espécies	Número de amostras		
	Criadores	Clínica	Parques Zoológicos
<i>Agapornis</i> spp.	0	13	0
<i>Alectoris rufa</i>	0	0	1
<i>Alexandrinus krameri</i>	0	1	0
<i>Amazona aestiva</i>	4	3	0
<i>Amazona aestiva xanthopteryx</i>	6	0	0
<i>Amazona amazonica</i>	0	0	1
<i>Amazona autumnalis</i>	0	1	0
<i>Amazona brasiliensis</i>	0	0	1
<i>Amazona finschi</i>	0	0	1
<i>Amazona leucocephala</i>	1	0	0
<i>Amazona ochrocephala</i>	3	3	0
<i>Amazona oratrix</i>	1	0	0
<i>Amazona rhodocorytha</i>	0	0	2
<i>Amazona tucumana</i>	1	0	0
<i>Amazona viridigenalis</i>	0	0	1
<i>Anser anser</i>	0	1	0
<i>Ara ambiguus</i>	0	0	1
<i>Ara ararauna</i>	13	0	3
<i>Ara chloropterus</i>	0	0	1
<i>Ara glaucogularis</i>	0	3	0
<i>Ara macao</i>	1	0	0
<i>Ara rubrogenys</i>	0	0	1
<i>Argusianus argus</i>	0	0	1
<i>Bubo scandiacus</i>	0	0	1
<i>Buceros bicornis</i>	0	0	1
<i>Buceros rhinoceros</i>	0	0	1
<i>Bucorvus leadbeateri</i>	0	0	1
<i>Bycanistes brevis</i>	0	0	1
<i>Cacatua alba</i>	1	1	0
<i>Cacatua galerita</i>	0	0	1
<i>Cacatua galerita eleonara</i>	1	0	0
<i>Cacatua leadbeateri</i>	1	0	0
<i>Casuaris casuaris</i>	0	0	1
<i>Ceratogymna atrata</i>	0	0	1
<i>Chrysolophus amherstiae</i>	0	0	1
<i>Chrysolophus pictus</i>	0	0	2
<i>Ciconia ciconia</i>	0	0	1
<i>Columba livia</i>	0	4	0
<i>Corvus corax</i>	0	0	1
<i>Crax alberti</i>	0	0	1
<i>Crax blumenbachii</i>	0	0	1
<i>Crax rubra</i>	0	0	1
<i>Crossoptilon auritum</i>	0	0	1
<i>Cyanoramphus novaezelandiae</i>	0	4	0
<i>Eclectus polycholoros</i>	1	0	0
<i>Eclectus roratus</i>	0	1	1
<i>Eolophus roseicapilla</i>	0	0	1
<i>Eudocimus ruber</i>	0	0	1
<i>Gallicolumba luzonica</i>	0	0	1
<i>Gallus gallus domesticus</i>	0	2	0
<i>Goura victoria</i>	0	0	1
<i>Guira guira</i>	0	0	1
<i>Guttera pucherani</i>	0	0	1
<i>Gyps fulvus</i>	0	0	1
<i>Hieraaetus pennatus</i>	0	0	1
<i>Leucopsar rothschildi</i>	0	0	1
<i>Lophura diardi</i>	0	0	2
<i>Lophura edwardsi</i>	0	0	1
<i>Lophura ignita</i>	0	0	1
<i>Lorius garrulus flavopaliatus</i>	0	0	1
<i>Meleagris gallopavo</i>	0	1	0
<i>Meleagris ocellata</i>	0	0	2
<i>Melopsittacus undulatus</i>	0	3	0

<i>Milvus migrans</i>	0	0	1
<i>Myiopsitta monachus</i>	0	1	0
<i>Nothocrax urumutum</i>	0	0	1
<i>Numida meleagris</i>	0	1	1
<i>Nymphicus hollandicus</i>	0	7	0
<i>Pauxi pauxi</i>	0	0	1
<i>Pavo cristatus</i>	0	0	1
<i>Pavo muticus</i>	0	0	1
<i>Phasianus colchicus</i>	0	0	1
<i>Phoenicopterus roseus</i>	0	0	2
<i>Pipile cumanensis</i>	0	0	1
<i>Poicephalus meyeri</i>	0	1	0
<i>Polyplectron inopinatum</i>	0	0	1
<i>Polyplectron napoleonis</i>	0	0	1
<i>Psittacara acuticaudatus</i>	1	0	0
<i>Psittacula alexandri</i>	0	1	0
<i>Psittacus erithacus</i>	2	8	2
<i>Rhabdotorrhinus corrugatus</i>	0	0	1
<i>Rhea americana</i>	0	0	2
<i>Rhynchotus rufescens</i>	0	0	1
<i>Sagittarius serpentarius</i>	0	0	1
<i>Sarcoramphus papa</i>	0	0	1
<i>Serinus canaria</i>	0	5	0
<i>Spheniscus humboldtii</i>	0	0	20
<i>Streptopelia turtur</i>	0	1	0
<i>Syrnaticus reevesi</i>	0	0	1
<i>Tauraco leucotis</i>	0	0	1
<i>Threskiornis aethiopicus</i>	0	0	1
<i>Tragopan satyra</i>	0	0	1
<i>Tragopan temminckii</i>	0	0	1
<i>Trichoglossus haemotodus</i>	0	0	1
Total	37	66	94

Apêndice III: Lista detalhada dos parasitas identificados em cada espécie de aves presente no estudo

Tabela 14: Parasitismo em cada espécie de aves e respectivos parasitas identificados.

Ordem	Nome científico	Nome comum	Nº amostras	Nº positivos	Parasitas identificados
Accipitriformes	<i>Gyps fulvus</i>	Abutre-fouveiro	1	1	<i>Capillaria/ Porrocaecum/ Tipo Ascarídeo/ Espirurídeo</i>
	<i>Hieraaetus pennatus</i>	Águia-calçada	1	0	NA
	<i>Milvus migrans</i>	Milhafre-preto	1	1	<i>Capillaria/ Porrocaecum/ Ascaridia</i>
	<i>Sagittarius serpentarius</i>	Ave-secreário	1	0	NA
Anseriformes	<i>Anser anser</i>	Ganso-bravo	1	0	NA
Bucerotiformes	<i>Buceros bicornis</i>	Calau-bicorne	1	1	Coccidia/ Estrongilídeo
	<i>Buceros rhinoceros</i>	Calau-rinoceronte	1	1	Estrongilídeo
	<i>Bucorvus leadbeateri</i>	Calau-terrestre	1	1	Estrongilídeo/ Tipo Ascarídeo
	<i>Bycanistes brevis</i>	Calau-de-faces-prateadas	1	0	NA
	<i>Ceratogymna atrata</i>	Calau-de-casco-cinzentos	1	1	Coccidia/ Tipo Ascarídeo
	<i>Rhabdotorrhinus corrugatus</i>	Calau-enrugado	1	0	NA
Cathartiformes	<i>Sarcorampus papa</i>	Urubu-rei	1	0	NA
Ciconiiformes	<i>Ciconia ciconia</i>	Cegonha-branca	1	1	<i>Ascaridia</i>
Columbiformes	<i>Columba livia</i>	Pombo-comum	4	2	<i>Eimeria</i>
	<i>Gallicolumba luzonica</i>	Rola-apunhalada	1	1	<i>Capillaria/ Strongyloides</i>
	<i>Goura victoria</i>	Pombo-coroado-de-vitória	1	0	Estrongilídeo
	<i>Streptopelia turtur</i>	Rola-comum	1	0	NA
Cuculiformes	<i>Guira guira</i>	Anu-branco	1	1	<i>Capillaria</i>
Galliformes	<i>Alectoris rufa</i>	Perdiz-vermelha	1	1	<i>Eimeria/ Capillaria/ Heterakis</i>
	<i>Argusianus argus</i>	Faisão-argus	1	1	Coccidia/ Estrongilídeo
	<i>Chrysolophus amherstiae</i>	Faisão-de-Lady-Amherst	1	1	Coccidia/ <i>Heterakis</i>
	<i>Chrysolophus pictus</i>	Faisão-dourado	2	2	<i>Eimeria/Ascaridia</i>
					Coccidia
	<i>Crax alberti</i>	Mutum-de-bico-azul	1	0	NA
	<i>Crax blumenbachii</i>	Mutum-de-bico-vermelho	1	1	<i>Capillaria/ Espirurídeo/ Céstode/ Tremátode</i>
	<i>Crax rubra</i>	Grande-mutum	1	1	<i>Ascaridia/ Estrongilídeo</i>
	<i>Crossoptilon auritum</i>	Faisão-manchuriano-azul	1	1	Coccidia/ <i>Capillaria/ Tipo Ascarídeo/ Estrongilídeo</i>
	<i>Gallus gallus domesticus</i>	Galinha-doméstica	2	2	Coccidia
					<i>Capillaria</i>
	<i>Guttera pucherani</i>	Pintada-de-crista	1	1	Coccidia/ <i>Capillaria</i>
	<i>Lophura diardi</i>	Faisão-siamês	2	2	Coccidia/ <i>Capillaria</i>
					Coccidia/ Tipo Ascarídeo/ Estrongilídeo
	<i>Lophura edwardsi</i>	Faisão-de-Edwards	1	0	NA
	<i>Lophura ignita</i>	Faisão-nobre-comum	1	1	Coccidia/ <i>Capillaria/ Heterakis/ Strongyloides</i>
					Coccidia
	<i>Meleagris gallopavo</i>	Perú-selvagem	1	1	<i>Ascaridia/ Capillaria/ Estrongilídeo</i>
	<i>Meleagris ocellata</i>	Perú-ocelado	2	2	<i>Eimeria/ Capillaria/ Ascaridia/ Estrongilídeo/ Tremátode</i>
	<i>Nothocrax urumutum</i>	Mutum-noturno	1	1	Coccidia/ <i>Capillaria/ Estrongilídeo</i>
	<i>Numida meleagris</i>	Pintada-comum	2	1	Coccidia/ <i>Capillaria/ Tipo Ascarídeo</i>
	<i>Pauxi pauxi</i>	Mutum-de-elmo	1	1	<i>Capillaria/ Tipo Ascarídeo</i>
	<i>Pavo cristatus</i>	Pavão-azul	1	1	Coccidia/ Tipo Ascarídeo/ Espirurídeo/ Oxiurídeo
	<i>Pavo muticus</i>	Pavão-verde	1	1	<i>Capillaria</i>

	<i>Phasianus colchicus</i>	Faisão-comum	1	1	<i>Eimeria/ Capillaria</i>
	<i>Pipile cumanensis</i>	Jacutinga-de-garganta-azul	1	1	Coccidia/ Estrongilídeo/ Céstode
	<i>Polyplectron inopinatum</i>	Faisão-de-Rothschild	1	0	NA
	<i>Polyplectron napoleonis</i>	Faisão-de-Palawan	1	1	Coccidia
	<i>Syrmaticus reevesii</i>	Faisão-venerado	1	1	Capillaria
	<i>Tragopan satyra</i>	Tragopan-satir	1	1	Estrongilídeo
	<i>Tragopan temminckii</i>	Tragopan-de-Temminck	1	1	Capillaria/ Heterakis/ Céstode
Musophagiformes	<i>Tauraco leucotis</i>	Turaco-de-faces-brancas	1	1	Coccidia/ Strongyloides
Phoenicopteriformes	<i>Phoenicopterus roseus</i>	Flamingo-comum	2	2	Coccidia Tipo Ascarídeo
Pelecaniformes	<i>Eudocimus ruber</i>	Íbis-escarlate	1	1	Coccidia
	<i>Threskiornis aethiopicus</i>	Íbis-sagrada	1	0	NA
Passeriformes	<i>Corvus corax</i>	Corvo-comum	1	1	Capillaria/ Porrocaecum
	<i>Leucopsar rothschildi</i>	Mainá-de-Bali	1	1	Coccidia/ Estrongilídeo/ Strongyloides
	<i>Serinus canaria</i>	Canário	5	0	NA
	<i>Agapornis</i> spp.	Periquito-inseparável	13	3	Coccidia Ascaridia Coccidia
	<i>Alexandrinus krameri</i>	Periquito-de-colar-rosa	1	0	NA
	<i>Amazona aestiva</i>	Papagaio-comum	7	4	Coccidia/ Ascaridia Espirurídeo Tipo Ascarídeo Coccidia
	<i>Amazona aestiva xanthopteryx</i>	Papagaio-comum subesp.	6	3	Ascaridia Ascaridia Ascaridia/ Céstode Coccidia
	<i>Amazona amazonica</i>	Papagaio-de-asa-laranja	1	1	Coccidia/ Tipo Ascarídeo
	<i>Amazona autumnalis</i>	Papagaio-diadema	1	1	Capillaria/ Espirurídeo
	<i>Amazona brasiliensis</i>	Papagaio-de-cara-roxa	1	1	NA
	<i>Amazona finschi</i>	Papagaio-de-coroa-lilás	1	0	NA
	<i>Amazona leucocephala</i>	Papagaio-cubano	1	0	NA
	<i>Amazona ochrocephala</i>	Papagaio-de-coroa-amarela	6	2	Tipo Ascarídeo Tipo Ascarídeo NA
	<i>Amazona oratrix</i>	Papagaio-de-cabeça-amarela	1	0	Tipo Ascarídeo
	<i>Amazona rhodocorytha</i>	Papagaio-chauá	2	1	Coccidia
	<i>Amazona tucumana</i>	Papagaio-tucumã	1	1	NA
	<i>Amazona viridigenalis</i>	Papagaio-de-frente-vermelha	1	0	Capillaria
	<i>Ara ambiguus</i>	Arara-verde-grande	1	1	Coccidia
	<i>Ara ararauna</i>	Arara-azul-e-amarela	16	7	Coccidia Coccidia Coccidia Coccidia Capillaria Coccidia Tipo Ascarídeo Capillaria
Psittaciformes	<i>Ara chloropterus</i>	Arara-vermelha-e-verde	1	1	NA
	<i>Ara glaucogularis</i>	Arara-de-garganta-azul	3	0	NA
	<i>Ara macao</i>	Arara-vermelha	1	0	NA
	<i>Ara rubrogenys</i>	Arara-de-frente-vermelha	1	1	Capillaria/ Estrongilídeo
	<i>Cacatua alba</i>	Cacatua-branca	2	1	Estrongilídeo
	<i>Cacatua galerita</i>	Cacatua-de-crista-de-enxofre	1	1	Capillaria
	<i>Cacatua galerita eleonara</i>		1	1	Tipo Ascarídeo
	<i>Cacatua leadbeateri</i>	Cacatua-rosa	1	1	Ascaridia/ Tipo Ascarídeo
	<i>Cyanoramphus novaezelandiae</i>	Periquito-de-coroa-vermelha	4	0	NA
	<i>Ecletus roratus</i>	Papagaio-eclético-de-Molua	2	1	Ascaridia
	<i>Ecletus polychloros</i>	Papagaio-eclético-de-Papua	1	0	NA
	<i>Eolophus roseicapilla</i>				
	<i>Lorius garrulus</i>	Cacatua-galah	1	0	NA
	<i>flavopallatus</i>	Lori-de-dorso-amarelo	1	0	NA
	<i>Melopsittacus undulatus</i>				

	<i>Myiopsitta monachus</i>	Periquito-australiano	3	1	Coccídia
	<i>Nymphicus hollandicus</i>	Periquito-monge	1	0	NA
	<i>Poicephalus meyeri</i>	Caturra	7	0	NA
	<i>Psittacara acuticaudatus</i>	Periquito-de-Meyer	1	0	NA
	<i>Psittacula alexandri</i>	Aratinga-de-coroa-azul	1	0	NA
	<i>Psittacus erithacus</i>	Periquito-de-peito-vermelho	1	0	NA
		Papagaio-cinzento	12	3	Coccídia
	<i>Trichoglossus haemotodus</i>				Coccídia
		Loris-arco-íris	1	1	Coccídia/ Tipo Ascarídeo
					Coccídia
Sphenisciformes	<i>Spheniscus humboldti</i>	Pinguim-de-humboldt	20	1	Estrongilídeo
Strigiformes	<i>Bubo scandiacus</i>	Coruja-das-neves	1	1	Estrongilídeo/ <i>Strongyloides</i>
	<i>Casuarius casuarius</i>	Casuar-do-sul	1	1	Coccídia
	<i>Rhea americana</i>	Nandu	2	2	Coccídia
Struthioniformes	<i>Rhynchotus rufescens</i>	Timanu-de-asa-vermelha	1	1	<i>Capillaria</i>
					Coccídia/ <i>Capillaria</i> / Tipo Ascarídeo/ Tremátode

Abreviações: NA, não aplicável