

UNIVERSIDADE DE LISBOA
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA

U LISBOA

UNIVERSIDADE
DE LISBOA



**RASTREIO PARASITOLÓGICO DE PASSERIFORMES SELVAGENS NO GRUPO DE
REHABILITACIÓN DE LA FAUNA AUTÓCTONA Y SU HÁBITAT**

CATARINA FERREIRA REBELO

ORIENTADOR:
Dr. Fernando González González

COORIENTADOR:
Doutor Luís Manuel Madeira de Carvalho

2024

UNIVERSIDADE DE LISBOA
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA



UNIVERSIDADE
DE LISBOA



**RASTREIO PARASITOLÓGICO DE PASSERIFORMES SELVAGENS NO GRUPO DE
REHABILITACIÓN DE LA FAUNA AUTÓCTONA Y SU HÁBITAT**

CATARINA FERREIRA REBELO

DISSERTAÇÃO DE MESTRADO INTEGRADO EM MEDICINA VETERINÁRIA

JÚRI

PRESIDENTE:

Doutora Isabel Maria Soares Pereira da
Fonseca de Sampaio

VOGAIS:

Doutor Luís Manuel Madeira de Carvalho
Doutora Maria Manuela Castilho Monteiro de
Oliveira

ORIENTADOR:

Dr. Fernando González González

COORIENTADOR:

Doutor Luís Manuel Madeira de Carvalho

2024

DECLARAÇÃO RELATIVA ÀS CONDIÇÕES DE REPRODUÇÃO DA DISSERTAÇÃO

Nome: Catarina Ferreira Rebelo

Título da Tese ou Dissertação: RASTREIO PARASITOLÓGICO DE PASSERIFORMES SELVAGENS
NO GRUPO DE REHABILITACIÓN DE LA FAUNA AUTÓCTONA Y SU
HÁBITAT

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

Designação do curso de
Mestrado ou de
Doutoramento: Mestrado Integrado em Medicina Veterinária

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

- Clínica Produção Animal e Segurança Alimentar
 Morfologia e Função Sanidade Animal

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

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

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

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

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

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

* Indique o motivo do embargo (OBRIGATÓRIO)

Publicação de artigo científico.

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

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

Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa, 9 de julho de 2024

(indicar aqui a data da realização das provas públicas)

Assinatura:

Catarina Rebelo



Agradecimentos

Em primeiro lugar, quero agradecer ao meu orientador, Doutor Fernando González González, e ao meu coorientador, Professor Doutor Luís Madeira de Carvalho, por aceitarem o desafio de explorar um tema de dissertação que me é muito querido e pela confiança depositada em mim. Todo o apoio, orientação, ensinamentos e paciência que me foram dedicados durante este processo foram inestimáveis. Quero ainda fazer um agradecimento adicional ao Professor Doutor Luís Madeira de Carvalho por oferecer o seu tempo e esforço para discutir ideias, solucionar problemas, rever o texto e, mais importante, por ter sempre uma palavra amiga para me incentivar a continuar.

Agradeço às veterinárias Alicia Ruíz e Irene López pela ajuda despendida na componente prática, quer de necrópsias, quer laboratorial, por proporcionarem clareza e precisão aos dados, mas também por serem a minha rede de segurança neste trabalho. Ao Mestre João Lozano e à Dra. Lídia Gomes agradeço a simpatia, boa disposição e disponibilidade para responderem às minhas questões e me ajudarem a enfrentar obstáculos.

Um agradecimento especial: aos amigos que ganhei na faculdade, com quem superei fases difíceis, me diverti e cresci, em especial à Mariana Sá, por ser a minha companheira, e à Cristina Gouveia, pelas longas conversas sobre a vida e o futuro; aos amigos e profissionais dos estágios, com quem aprendi, conheci novas realidades, me redescobri e até formei uma banda na qual fui vocalista!; aos amigos da vida, em especial à Jacinta Fernandes, que se mantém a meu lado desde que me lembro; e aos amigos da música, nomeadamente à Joaquina e à Rita Russo, que me levam a lutar pelos meus sonhos e pelo que me faz feliz.

Obrigada Rafael Cardoso, por teres estado sempre ao meu lado, a ouvir as minhas preocupações e resmungos, a motivares-me e a ajudares-me a encontrar soluções, mesmo quando não as queria ouvir. Tornas-me uma pessoa melhor em todos os sentidos.

Quero agradecer aos meus pais, pelos seus sacrifícios e dedicação incondicional, pelas palavras de incentivo nos momentos duros, por serem a força motriz por detrás das minhas conquistas e por partilharem e festejarem comigo os bons momentos. Aos meus avós, que me seguem para sempre, porque a memória, a saudade, o carinho e o que eles representam permanece e permanecerá em mim.

Estes 6/7 anos que passaram foram os mais duros e desafiadores da minha vida e, portanto, finalizo esta etapa com muito orgulho, agradecendo profundamente à minha família, a que me criou e a que se juntou, sem a qual isto não seria possível. Este trabalho é dedicado a todos os que estiveram comigo nestes anos, mas principalmente ao meu “Diamante” e ao meu “Milagre”.

RASTREIO PARASITOLÓGICO DE PASSERIFORMES SELVAGENS NO GRUPO DE REHABILITACIÓN DE LA FAUNA AUTÓCTONA Y SU HÁBITAT

Resumo

A ordem Passeriformes corresponde ao grupo de aves mais rico e abundante, com aproximadamente 6500 espécies. Contudo, embora numerosos parasitas tenham sido identificados e descritos em aves selvagens, houve pouco foco nesta ordem.

Dezassete passeriformes admitidos no *Grupo de Rehabilitación de la Fauna Autóctona Y su Hábitat* (GREFA), um centro de recuperação de animais selvagens em Espanha, foram analisados ao longo dos meses de outubro, novembro e dezembro de 2022. Obteve-se a anamnese e realizaram-se necrópsias para identificar a causa da morte, condição corporal e determinar a presença de parasitas. Além disso, foram colhidas amostras de conteúdo intestinal para exame direto/esfregaço fecal, técnicas de flutuação e sedimentação, bem como para a realização do método de McMaster.

Dezasseis passeriformes (94,1%) foram considerados positivos para a presença de formas parasitárias. Foram identificados espécimes adultos de ambos os sexos e tritoinfias de *Monojoubertia microhylla* e ectoparasitas do género *Ornithonyssus*. Também foram detetados durante as necrópsias endoparasitas adultos macroscópicos, incluindo *Diplotrriaena* sp., *Serratospiculum* sp. e *Porrocaecum* sp. Foi observado parasitismo por coccídias, sem esporulação, e detetados ovos de nematodes de vários géneros, tais como *Diplotrriaena* sp., *Capillaria* sp., *Porrocaecum* sp., *Syngamus* sp. e *Strongyloides* sp., ovos de trematodes, especificamente do género *Brachylecithum* e ovos de cestodes.

Entre os 12 passeriformes positivos para coccídias, a contagem de oocistos por grama de conteúdo intestinal variou de 100 a 30450 OoPG, com uma mediana e amplitude interquartil de 7350 OoPG e 11175 OoPG, respetivamente. Não foram encontradas diferenças significativas na contagem de oocistos pelo método de McMaster entre grupos de diferentes sexos e grupos com e sem tratamento com corticosteroides. Adicionalmente, não foram detetadas correlações significativas entre a contagem de oocistos pelo método de McMaster e o tempo de transporte até ao centro, condição corporal e tempo de internamento.

Este estudo fornece informações valiosas sobre a fauna parasitária dos passeriformes, não servindo apenas como base para futuras investigações epidemiológicas, mas também aprimorando a nossa compreensão destas espécies de aves.

Palavras-chave: Aves; Parasitas; Passeriformes; Selvagem; Espanha.

PARASITOLOGICAL TRACKING OF WILD PASSERIFORMES AT THE *GRUPO DE REHABILITACIÓN DE LA FAUNA AUTÓCTONA Y SU HÁBITAT*

Abstract

The order Passeriformes corresponds to the richest and most abundant group of birds, with approximately 6500 species. But while numerous parasites have been identified and described in wild birds, there has been little focus on this order.

Seventeen passerines admitted to *Grupo de Rehabilitación de la Fauna Autóctona Y su Hábitat* (GREFA), a Wildlife Rehabilitation Center, throughout the months of October, November and December 2022 were analyzed. Anamnesis was obtained and necropsies were conducted to identify cause of death, body condition and determine the presence of parasites. Additionally, samples of intestinal content were collected to undergo direct/fecal smear analysis, flotation and sedimentation techniques, as well as the McMaster method.

Sixteen passerines (94.1%) were considered positive for the presence of parasitic forms. Adult specimens of both sexes and tritonymphs of *Monojoubertia microhylla* and ectoparasites of the genus *Ornithonyssus* were identified. Macroscopic adult endoparasitic forms were also found during necropsies, including *Diplotriaeana* sp., *Serratospiculum* sp. and *Porrocaecum* sp. Parasitism by *coccidia* was observed, with no sporulation, and eggs of nematodes from various genera were detected, such as *Diplotriaeana* sp., *Capillaria* sp., *Porrocaecum* sp., *Syngamus* sp. and *Strongyloides* sp., eggs of trematodes, specifically the genus *Brachylecithum* and cestode eggs.

Among the 12 passerines positive for *coccidia*, oocyst counts per gram of feces ranged from 100 to 30450 OoPG, with a median and interquartile range of 7350 OoPG and 11175 OoPG, respectively. No significant differences were found in oocyst counts by the McMaster method between groups of different sexes and groups with and without corticosteroid treatment. Additionally, no significant correlations were detected between oocyst counts by the McMaster method and transportation time to the wildlife center, body condition, and length of hospital stay.

This study provides invaluable insights into the parasitic fauna of Passeriformes, not only serving as a cornerstone for future epidemiological investigations, but also enhancing our comprehension of these avian species.

Key-words: Birds; Parasites; Passeriformes; Wild; Spain.

Índice Geral

Agradecimentos.....	iii
Resumo.....	iv
<i>Abstract</i>	v
Índice de Figuras.....	viii
Índice de Tabelas.....	ix
Índice de Gráficos.....	x
Lista de Abreviaturas.....	xii
I. Introdução.....	1
II. Relatório das atividades desenvolvidas em estágio.....	2
1. Estágio curricular no GREFA (Grupo de Recuperación de la Fauna Autóctona y su Habitat).....	2
2. Laboratório de Doenças Parasitárias da FMV – ULisboa.....	6
3. Estágios extracurriculares.....	6
3.1. Exoclinic (Clínica Veterinária de Aves e Animais Exóticos).....	6
3.2. Rias (Centro de Recuperação e Investigação de Animais Selvagens da Ria Formosa).....	7
III. Revisão bibliográfica.....	8
1. Passeriformes selvagens.....	8
2. Necrópsia de passeriformes selvagens.....	11
3. Parasitologia de passeriformes selvagens.....	14
3.1. Parasitas externos.....	15
3.2. Parasitas respiratórios do Filo Nematoda.....	17
3.2.1. Família Diplotriaeidae.....	17
3.2.1.1. <i>Diplotriaeina</i> sp.....	19
3.2.1.2. <i>Serratospiculum</i> sp.....	20
3.2.2. Família Syngamidae.....	21
3.2.2.1. <i>Syngamus</i> sp.....	22
3.3. Parasitas gastrointestinais.....	22
3.3.1. Protozoários - Família Eimeriidae.....	22
3.3.1.1. <i>Eimeria</i> sp. e <i>Isospora</i> sp.....	23
3.3.2. Filo Nematoda.....	24
3.3.2.1. <i>Porrocaecum</i> sp.....	24
3.3.2.2. <i>Capillaria</i> sp.....	25
3.3.2.3. <i>Strongyloides</i> sp.....	26
3.3.3. Classe Trematoda.....	27

3.3.4. Classe Cestoda.....	29
IV. Rastreio parasitológico em passeriformes selvagens no GREFA.....	30
1. Objetivos.....	30
2. Materiais e métodos.....	30
2.1. Caracterização da amostra.....	30
2.2. Técnica de necrópsia.....	31
2.3. Colheita e processamento das amostras para pesquisa de parasitas.....	32
2.4. Coprologia qualitativa microscópica.....	32
2.4.1 Exame direto/Esfregaço fecal.....	32
2.4.2 Técnica de flutuação de Willis.....	33
2.4.3 Técnica de sedimentação (por centrifugação).....	33
2.5. Coprologia quantitativa microscópica.....	34
2.5.1. Contagem pelo método de McMaster.....	34
2.6. Identificação das formas parasitárias detetadas.....	35
2.7. Análise estatística.....	36
3. Resultados.....	37
3.1. Amostragem.....	37
3.2. Parasitas identificados e técnicas coprológicas.....	39
3.2.1. Parasitas externos.....	42
3.2.2. Parasitas macroscópicos detetados em necrópsia.....	43
3.2.3. Coprologia.....	44
3.2.4. Infecções mistas.....	46
3.2.5. Comparação entre os métodos de deteção de parasitas.....	47
3.2.6. Coprologia quantitativa pelo método McMaster.....	49
4. Discussão.....	53
4.1. Amostra.....	53
4.2. Dados parasitários em passeriformes.....	55
4.3. Grupos/gêneros/espécies de parasitas detetados.....	58
4.4. Infecções mistas.....	61
4.5. Métodos de deteção de parasitas.....	62
4.6. Análise da influência do sexo, tratamento com corticosteroides, tempo de transporte, tempo de internamento e condição corporal nas contagens parasitárias.....	64
V. Conclusões e perspectivas futuras.....	65
Bibliografia.....	67
Anexos.....	76

Índice de Figuras

Figura 1 – A: Amputação do membro anterior a nível do carpo de um abutre-preto (<i>Aegypius monachus</i>); B: Correção de pododermatite (<i>bumblefoot</i>) de grau IV de um falcão-peregrino (<i>Falco peregrinus</i>); C: Osteossíntese de fratura de carapaça de um cágado-mediterrâneo (<i>Mauremys leprosa</i>); D: Endoscopia ao trato gastrointestinal de um grifo (<i>Gyps fulvus</i>).....	4
Figura 2 – Ciclo de vida de <i>Diplotriaeana</i> sp.....	20
Figura 3 – Ciclo de vida de <i>Serratospiculum</i> sp.....	21
Figura 4 – Ciclo de vida de <i>Porrocaecum ensicaudatum</i>	25
Figura 5 – Radiografia <i>post mortem</i> de dois passeriformes da amostra.....	31
Figura 6 – Fêmea, macho e tritoninfa de <i>Monojoubertia microhylla</i>	42
Figura 7 – Vista dorsal e ventral de <i>Ornithonyssus</i> sp.....	43
Figura 8 – Extremidade anterior de <i>Diplotriaeana</i> sp., observada ao microscópio, na qual se pode observar o tridente; cadáver de uma toutinegra-de-barrete (<i>Sylvia atricapilla</i>) com parasitas do género <i>Diplotriaeana</i> nos sacos aéreos.....	43
Figura 9 – Espículas na extremidade posterior de um macho da família Diplotriaeenidae, observada ao microscópio; extremidade posterior de um macho de <i>Porrocaecum</i> sp., observada ao microscópio.....	44
Figura 10 – Coccídias não esporuladas.....	44
Figura 11 – Ovos de <i>Diplotriaeana</i> sp.....	45
Figura 12 – Ovos de <i>Capillaria</i> sp.....	45
Figura 13 – Ovos de <i>Porrocaecum</i> sp.....	45
Figura 14 – Ovo de <i>Syngamus</i> sp.....	45
Figura 15 – Ovo de <i>Strongyloides</i> sp.....	46
Figura 16 – Ovos de <i>Brachylecithum</i> sp.....	46
Figura 17 – Ovos de cestodes.....	46

Índice de Tabelas

Tabela 1 – Características das espécies de passeriformes amostradas.....12

Tabela 2 – Resultados da contagem de formas parasitárias pelo método de McMaster..... 49

Índice de Gráficos

Gráfico 1 – Animais ingressados durante o período de estágio, por classe taxonómica.....	5
Gráfico 2 – Causas de admissão dos animais ingressados durante o período de estágio...	6
Gráfico 3 – Distribuição da amostra de passeriformes por espécie.....	37
Gráfico 4 – Distribuição da amostra de passeriformes por família.....	38
Gráfico 5 – Distribuição da amostra de passeriformes por tempo de transporte.....	39
Gráfico 6 – Distribuição da amostra de passeriformes por condição corporal.....	39
Gráfico 7 – Distribuição da amostra de passeriformes por tipo de tratamento aplicado.....	39
Gráfico 8 – Distribuição da amostra de passeriformes por tempo de internamento.....	39
Gráfico 9 – Distribuição da amostra de passeriformes por resultado parasitológico.....	40
Gráfico 10 – Distribuição dos resultados parasitológicos por família de passeriforme.....	40
Gráfico 11 – Distribuição da amostra de passeriformes por grupos parasitários.....	41
Gráfico 12 – Distribuição dos grupos parasitários detetados por família de passeriforme....	41
Gráfico 13 – Distribuição por classificação taxonómica dos resultados parasitológicos positivos na amostra de passeriformes.....	42
Gráfico 14 – Distribuição da amostra de passeriformes pelo número de géneros parasitários.....	47
Gráfico 15 – Comparação das técnicas coprológicas qualitativas na deteção de amostras parasitológicas positivas.....	48
Gráfico 16 – Resultados da contagem de oocistos de coccídias pelo método de McMaster.....	50
Gráfico 17 – Distribuição dos resultados da contagem de oocistos de coccídias pelo método de McMaster.....	50
Gráfico 18 – Distribuição dos resultados da contagem de oocistos de coccídias pelo método de McMaster em machos e fêmeas.....	51
Gráfico 19 – Distribuição dos resultados da contagem de oocistos de coccídias pelo método de McMaster em passeriformes tratados com e sem corticosteroides.....	51

Gráfico 20 – Relação entre a contagem de oocistos de coccídias pelo método de McMaster e a condição corporal.....	52
Gráfico 21 – Relação entre a contagem de oocistos de coccídias pelo método de McMaster e o tempo de transporte.....	52
Gráfico 22 – Relação entre a contagem de oocistos de coccídias pelo método de McMaster e o tempo de internamento.....	52

Lista de Abreviaturas

FMV – Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa

GREFA - Grupo de Rehabilitación de la Fauna Autóctona y su Habitat

HI – Hospedeiro intermediário

L1 – Larva de primeiro estágio

L2 – Larva de segundo estágio

L3 – Larva de terceiro estágio

L4 – Larva de quarto estágio

L5 – Larva de quinto estágio

mL – Mililitro

OPG – Ovos por grama de fezes/conteúdo intestinal

OoPG – Oocistos por grama de fezes/conteúdo intestinal

p – Valor de probabilidade

RIAS – Centro de Recuperação e Investigação de Animais Selvagens da Ria Formosa

SID – uma vez por dia

sp. – Espécie

spp. – Espécies

TC – Tomografia computadorizada

U – Estatística de teste de *Mann-Witney U*

ρ – Coeficiente de correlação de *Spearman*

I. Introdução

Os passeriformes constituem uma das ordens mais diversas e abundantes de aves do mundo, que enfrenta, tal como outras espécies animais selvagens, inúmeras ameaças, tais como a perda de *habitat*, a poluição, o comércio ilegal, o declínio do número de insetos e a introdução de espécies exóticas. Não obstante, o bem-estar e a saúde destas aves têm uma importância considerável para o sucesso de programas de reabilitação e conservação de inúmeros seres vivos, além de contribuir para a manutenção do equilíbrio dos ecossistemas.

Nesse sentido, os centros de recuperação de animais selvagens atuam resgatando, reabilitando e devolvendo à natureza indivíduos feridos ou debilitados, permitindo, além disso, o estudo das próprias aves. É através não só da aquisição de conhecimento e experiência ao longo do seu trabalho, mas também através da documentação de agentes e/ou doenças presentes nas populações que ocorre o progresso na compreensão destas espécies.

Um aspeto crucial do cuidado dos passeriformes e do aprofundamento de conhecimento é a avaliação parasitológica, que visa identificar e monitorizar a presença de parasitas. Apesar da existência de alguns trabalhos elaborados sobre parasitologia em aves selvagens, estes focam-se tendencialmente em rapinas ou aves de maior porte, persistindo assim um desconhecimento alargado da parasitofauna das várias espécies de passeriformes.

“Todos os pássaros são aves, mas nem todas as aves são pássaros” corresponde a uma verdade comumente mencionada dentro da área. Contudo, a ordem Passeriformes, os “pássaros”, que correspondem a mais de metade das aves do mundo (Schmitt and Edwards 2022), apresentam notavelmente menos avanços científicos na área veterinária.

Este trabalho tem como objetivos fornecer informações sobre a parasitofauna dos passeriformes, identificando formas parasitárias em cadáveres de animais ingressados num centro de recuperação, servindo como base para futuras investigações. Além disso, pretende aprimorar a nossa compreensão desta ordem de aves, explorando fatores intrínsecos e de manejo que possam afetar o nível de infeção parasitária.

Apresento, assim, esta dissertação, realizada no âmbito do Mestrado Integrado em Medicina Veterinária, a qual se estrutura em distintas secções, englobando o relatório das atividades desenvolvidas em estágio, seguida de uma revisão bibliográfica, dos materiais e métodos aplicados na componente prática, dos resultados obtidos e, por fim, da discussão com as respetivas limitações, conclusões e perspetivas futuras.

II. Relatório das atividades desenvolvidas em estágio

1. Estágio curricular no GREFA (Grupo de Recuperación de la Fauna Autóctona y su Habitat)

A presente dissertação de mestrado foi desenvolvida com base num conjunto de dados recolhidos e, em grande parte, processados, ao longo do estágio curricular integrado na área de Clínica de Animais Selvagens, no *Grupo de Rehabilitación de la Fauna Autóctona y su Habitat* (GREFA), em Madrid. Este decorreu de dia 23 de setembro a 23 de dezembro de 2022, sendo cumpridas na totalidade 800 horas.

O GREFA, atualmente gerido pelo Dr. Fernando González González, trata-se de uma organização não governamental, cujo propósito consiste no tratamento, recuperação e reabilitação de espécies selvagens, além de possuir diversos projetos de conservação e de investigação neste âmbito.

O centro é constituído pelos seguintes departamentos: Hospital, Reabilitação, Órfãos, Reprodução de espécies em cativeiro, Resgate e Educação Ambiental, sendo que as nossas atividades de estágio se concentraram na área de medicina hospitalar, bem como na realização de necrópsias e trabalho laboratorial, dois pilares para a elaboração desta dissertação.

No Hospital, o dia iniciava-se com uma reunião, na qual os casos clínicos eram revistos e discutidos com os veterinários e se planeavam as tarefas a realizar durante o dia. Ademais, eram apresentados temas semanais que nos permitiam adquirir e/ou aprofundar conhecimento teórico, aplicando-o inclusive a casos reais. Posteriormente, os estagiários e voluntários eram distribuídos por equipas (duplas ou trios), iniciando o tratamento e monitorização dos animais internados, desde os de maior urgência aos de prioridade inferior, assim como a receção dos animais que ingressassem.

O trabalho diário realizado com cada animal consistia numa leitura prévia da sua anamnese, respetiva alimentação e tratamento, com conseqüente observação do animal à distância, de modo a captar informações tais como: comportamento, alimento não ingerido, aspeto das fezes, presença de egagrópilas, movimentação/voo, estado das ligaduras, limpeza da instalação, entre outros. Tal permitia a organização antecipada da abordagem que iríamos ter com o animal de forma a garantir o mínimo de manipulação.

Sendo assim, procedíamos à captura do animal, se esta fosse necessária, encaminhando-o para as salas de consulta, onde poderíamos proceder à reavaliação do seu peso, condição corporal, estado de hidratação, realização de novo exame físico, observação e tratamento de lesões ou execução de exames complementares, destacando-se a

radiografia, exame oftalmológico, teste de fluoresceína, termografia e ecografia. As medicações parentéricas e a hidratação pelas vias subcutânea e endovenosa (ou em raros casos por via interóssea) eram efetuadas igualmente nestes locais.

A administração oral de fármacos e a alimentação por sonda eram realizadas nas respetivas instalações, onde eram igualmente deixados os alimentos nas suas diferentes apresentações. Caso os animais estivessem a alimentar-se corretamente, a medicação era preferencialmente fornecida através do próprio alimento. A medicação era previamente preparada, envolvendo esta o cálculo da quantidade a administrar com base na dose do fármaco e no peso do animal, que, por sua vez, era frequentemente monitorizado, de forma a permitir o ajuste da alimentação, fármacos, hidratação e inclusive do próprio tratamento.

Alguns outros procedimentos frequentes consistiam na observação e avaliação de feridas, colocação de pensos, realização de ligaduras, colheita de sangue, tratamento de úlceras (em quelónios) e laserterapia.

Outra das funções dos estagiários consistia na receção de novos animais, sendo imediatamente lidas as informações prévias à sua chegada e avaliado o seu peso. De seguida, procedia-se à realização do exame físico de forma a direcionar o diagnóstico. Se possível, eram realizados também exames complementares, sendo o mais comum a radiografia. No entanto, por vezes, era necessário a tomada de decisão relativa à priorização do estado do animal, procedendo primeiro à sua estabilização, por exemplo, através da administração de oxigénio numa instalação com calefação, antes de realizar qualquer tipo de intervenção. A colheita de sangue e de outro tipo de amostras ou a realização de exames mais complexos e demorados, eram preferencialmente deixados para os dias seguintes.

Sob supervisão da equipa veterinária era então identificada, tanto quanto possível, a causa de ingresso, as medidas terapêuticas a serem aplicadas no momento e nos dias próximos, a alimentação e instalação adequadas, além da tomada de decisão e execução da libertação ou eutanásia do animal, se o caso o exigisse.

É de referir que todos os procedimentos e dados de monitorização eram devidamente documentados por nós numa base de dados, desde o peso do animal, ao alimento consumido, aos comportamentos, à evolução do quadro clínico e aos resultados dos exames complementares realizados, utilizando não apenas texto, mas também fotografias e vídeos.

No início e no final do dia eram igualmente realizadas algumas tarefas de manutenção e organização do centro, bem como a limpeza das instalações e materiais.

Ocasionalmente, foi possível participar em procedimentos mais especializados, como por exemplo a preparação e atuação em intervenções cirúrgicas, estando ao cargo dos

estagiários as funções de ajudante de cirurgião, ajudante de anestesista ou circulante, além da preparação dos fármacos de emergência, a organização dos materiais necessários e campo cirúrgico, o acompanhamento na assepsia e indução anestésica.

Dos procedimentos cirúrgicos efetuados destaque: a amputação do membro anterior a nível do carpo de um abutre-preto (*Aegypius monachus*), que permaneceu no GREFA enquanto animal irrecuperável; a correção de pododermatite (*bumblefoot*) de grau IV de um falcão-peregrino (*Falco peregrinus*); a osteossíntese de fratura de carapaça de um cágado-mediterrâneo (*Mauremys leprosa*); a realização de duas endoscopias com endoscópio flexível ao trato gastrointestinal de um grifo (*Gyps fulvus*); e uma endoscopia exploratória com endoscópio rígido à cavidade celômica de um falcão-peregrino (*Falco peregrinus*), tendo estes animais sido posteriormente libertados.

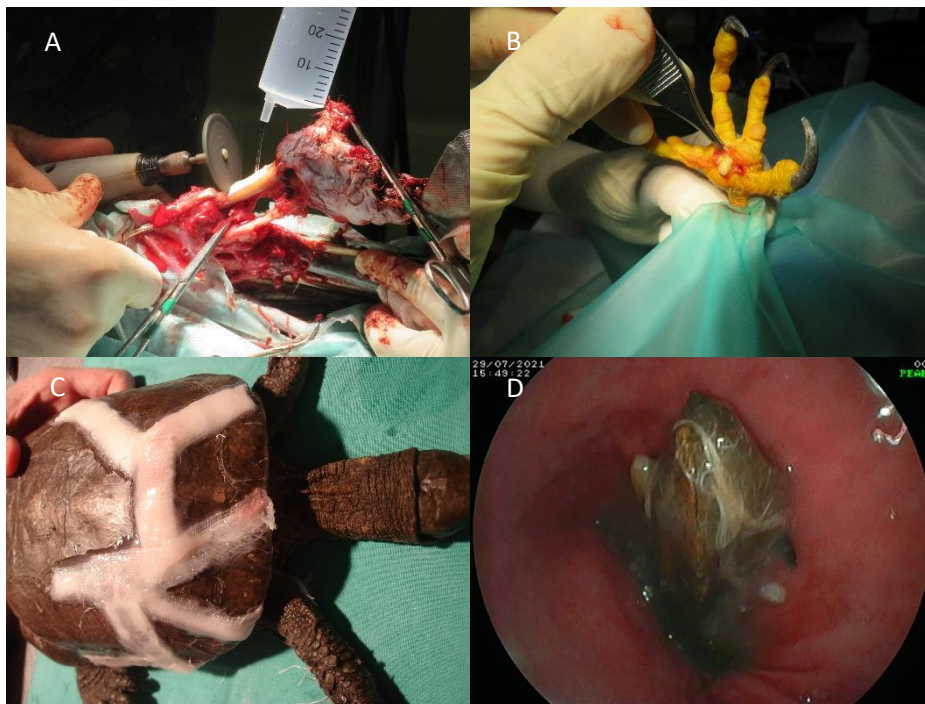


Figura 1 – A: Amputação do membro anterior a nível do carpo de um abutre-preto (*Aegypius monachus*); B: Correção de pododermatite (*bumblefoot*) de grau IV de um falcão-peregrino (*Falco peregrinus*); C: Osteossíntese de fratura de carapaça de um cágado-mediterrâneo (*Mauremys leprosa*); D: Endoscopia ao trato gastrointestinal de um grifo (*Gyps fulvus*). (Cedida pelo GREFA, 2022).

Procedemos também à revisão anual do estado geral de alguns animais do centro de cria (reprodutores) e de animais irrecuperáveis, residentes nas instalações para educação ambiental. Além destes, realizámos também o exame físico completo, colheita de dados biométricos, colheita de amostras de sangue, zaragatoas de cloaca e penas de um grupo de abutres-pretos que iriam ser transferidos para um centro de recuperação noutro país e revimos o estado clínico de um pigargo (*Haliaeetus albicilla*), no contexto do Projeto de

Conservação para esta espécie. Foi ainda possível observar algumas sessões de fisioterapia de uma cegonha-branca (*Ciconia ciconia*) com fibrose no patágio, nas quais era aplicada incluso a laserterapia, e assistir a diversas palestras onde se abordavam tópicos, tais como a seleção de apósitos ou a imagiologia aviária.

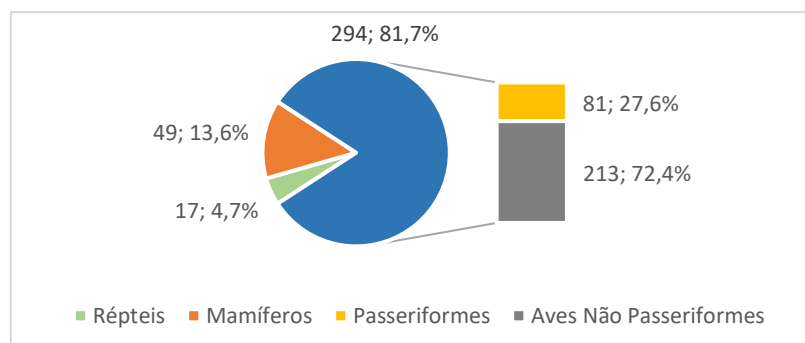
No contexto da recolha de dados para a elaboração desta dissertação, foram realizadas diversas necrópsias a aves da ordem Passeriformes, de acordo com o protocolo do centro, de forma a recolher amostras parasitológicas. Adicionalmente, tal como era procedimento no GREFA, foram elaborados os respetivos relatórios de necrópsia, relatando as alterações encontradas juntamente com o seu registo fotográfico e a causa provável de morte.

Outra área relevante para o trabalho prático desta dissertação foi a atividade laboratorial, na qual foram efetuadas análises coprológicas do conteúdo intestinal dos cadáveres submetidos a necrópsia, incluindo a contagem de formas parasitárias em Câmara de McMaster. Realizaram-se igualmente necrópsias e o processamento de amostras de animais internados no hospital, com a respetiva interpretação face ao quadro clínico.

No laboratório operávamos efetuando diversos tipos de análises, nomeadamente: análises hematológicas (determinação do hematócrito, contagem total de eritrócitos e de leucócitos em Câmara de *Neubauer* Modificada, contagem diferencial de leucócitos em esfregaços); análises bioquímicas gerais, com determinação da glicémia e proteínas totais; proteinogramas por eletroforese, quantificação de chumbo; análises coprológicas; e análises bacteriológicas, onde atuávamos desde a elaboração dos meios de cultura, às sementeiras e testes de sensibilidade aos antibióticos.

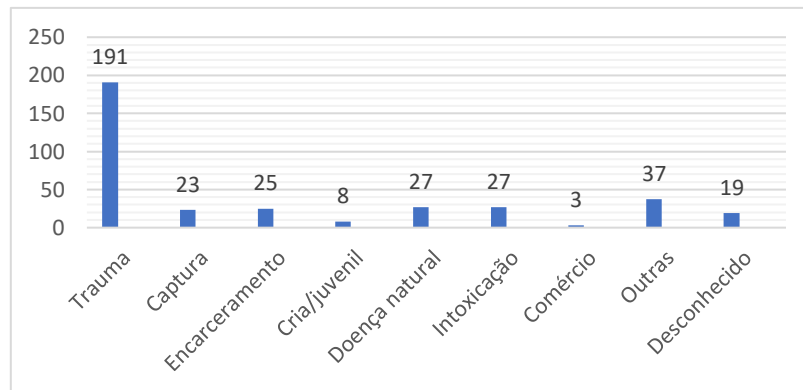
Durante o período de estágio ingressaram no GREFA 360 animais, sendo 294 (81,7%) aves, das quais 81 (27,6%) eram passeriformes, 49 (13,6%) mamíferos e 17 (4,7%) répteis (Gráfico 1).

Gráfico 1 - Animais ingressados durante o período de estágio, por classe taxonómica.



A principal causa da sua admissão (53,0%, 191/360) foi trauma, nomeadamente devido a atropelamento, eletrocussão, colisão ou predação, seguida de doença natural (7,5%, 27/360) e intoxicação (7,5%, 27/360) e, ainda, encarceramento (6,9%, 25/360) (Gráfico 2).

Gráfico 2 – Causas de admissão dos animais ingressados durante o período de estágio.



2. Laboratório de Doenças Parasitárias da FMV – ULisboa

Grande parte da componente prática da minha dissertação foi realizada no laboratório do GREFA, através da análise de 17 amostras de conteúdo intestinal de passeriformes, com recurso a diversos métodos coprológicos, nomeadamente: exame direto, método de flutuação de Willis, método de sedimentação em meio saturado e contagem de formas parasitárias em Câmara de McMaster. No entanto, foi no Laboratório de Parasitologia e Doenças Parasitárias da FMV que existiu a possibilidade de identificar os parasitas macroscópicos encontrados ao realizar as necrópsias e confirmar os dados coprológicos.

3. Estágios extracurriculares

3.1. Exoclinic (Clínica Veterinária de Aves e Animais Exóticos)

O estágio na área de clínica de Novos Animais de Companhia foi realizado na *Exoclinic*, em Miraflores, durante o período de 1 de março a 1 de maio de 2023, com o objetivo de adquirir experiência num contexto de clínica e de abordagem ao cliente, além de examinar, diagnosticar e tratar animais exóticos.

Nós, os estagiários, tivemos, então, oportunidade de realizar diversas tarefas nas mais variadas espécies animais, entre as quais: coelho, porquinho da Índia, chinchila, hamster, furão, petauro do açúcar, cão da pradaria, papagaio cinzento, catatua, caturra, *agapornis*, periquito, canário, algumas aves de rapina, tartaruga aquática e terrestre, *gecko*, cobra, peixe.

Estas consistiram na participação em consultas, preparação e administração de medicamentos, alimentação, preparação de instalações, realização de tratamentos aos animais internados, monitorização de animais em período pós-cirúrgico, diagnóstico, colheita e processamento de sangue e outras amostras e cuidado dos animais de hotel.

Além disso, observámos e colaborámos em procedimentos cirúrgicos, nomeadamente castrações e ovariectomias de pequenos mamíferos, correção dentária de roedores, a remoção de foliculomas num canário, a remoção de massas num grupo de ratos-domésticos (*Mus musculus*), a resolução de distócia de uma caturra (*Nymphicus hollandicus*); e outras intervenções, tais como a transfusão de sangue de um galo (*Gallus gallus*), a TC de um porquinho-da-índia (*Cavia porcellus*) e a descompressão gástrica de vários coelhos.

3.2. Rias (Centro de Recuperação e Investigação de Animais Selvagens da Ria Formosa)

Por último, foi realizado um segundo estágio na área de Clínica de Animais Selvagens no Centro de Recuperação e Investigação de Animais Selvagens da Ria Formosa (RIAS), durante o período de 1 de agosto a 1 de outubro de 2023, com o objetivo de aprofundar os conhecimentos e desenvolver as competências práticas nesta área.

Neste centro foi possível a passagem por todos os departamentos, desde a clínica até à reabilitação, cozinha, biotério, necrópsias, banco de tecidos, crias, educação ambiental e até pedido de donativos. Foi possível adquirir conhecimentos relativos às aves marinhas, à síndrome parética das gaivotas, aos camaleões e à nutrição animal e utilização de suplementos na dieta.

Finalmente, destacam-se algumas oportunidades que a permanência no RIAS permitiu: o foco na identificação das espécies de aves, sua idade e sexo, presenciando inclusive a anilhagem das aves prontas a libertar; a libertação em alto mar de dois gansos-patolas (*Morus bassanus*); a participação como anestesista numa cirurgia de amputação de membro posterior até ao tarso de uma gaivota-de-patas-amarelas (*Larus michahellis*), que foi libertada após a recuperação; a observação de uma cirurgia para retirar um anzol do esófago de uma gaivota-de-asa-escura (*Larus fuscus*); a colaboração na realização de enxertos de penas; o controlo de um surto de aspergilose; e ainda a necrópsia de um javali (*Sus scrofa*) e de uma lontra (*Lutra lutra*).

III. Revisão bibliográfica

1. Passeriformes selvagens

A classe das Aves é composta, segundo a taxonomia *Clements* (atualização 2021), por 41 ordens, nas quais se inserem cerca de 10000 espécies e 22000 subespécies (avibase 2023).

A ordem Passeriformes, corresponde ao grupo de aves mais rico e abundante, com aproximadamente 6500 espécies, sendo inclusive possível afirmar que duas em cada três espécies de aves são de passeriformes (Schmitt and Edwards 2022). Estes estão globalmente distribuídos, com exceção da Antártida, representando a maioria das aves em quase todas as localizações terrestres do planeta e atingindo a sua maior diversidade nos trópicos. Apesar de serem predominantemente terrestres têm também capacidade de se adaptarem a *habitats* costeiros e aquáticos (Souto et al. 2017).

As palavras “passeriforme” e “pássaro” têm a sua origem no latim - *passer*, cujo significado é pardal que, por sua vez, se trata de um dos géneros mais familiares ao ser humano pelo facto de o pardal-do-telhado (*Passer domesticus*) ser cada vez mais cosmopolita. No entanto e apesar de existirem semelhanças entre esta e outras espécies desta ordem, verifica-se uma variabilidade morfológica e ecológica notável (Schmitt and Edwards 2022).

Esta diversidade deve-se ao facto da sua evolução ter ocorrido no sentido de se desenvolverem características morfológicas ótimas para nichos ecológicos específicos (Schmitt and Edwards 2022). Por um lado, os passeriformes atravessaram um processo designado por radiação adaptativa, na medida em que um grupo ancestral, ao explorar novos nichos ecológicos e conseqüentemente ser submetido e se adaptar a condições ambientais distintas, se diversificou rapidamente em múltiplas espécies (Fjeldså et al. 2020). Por outro lado, podem ser observados bastantes casos representativos do conceito de evolução convergente, no qual vários grupos de animais desenvolvem de forma independente as mesmas características e/ou estruturas especializadas a um nicho ecológico (Schmitt and Edwards 2022).

Existem três subordens bem estabelecidas dentro dos passeriformes: Acanthisittidae, com duas espécies, Tyranni com cerca de 1350 espécies e Passeri, com cerca de 5100 espécies, estas últimas também designadas por aves canoras (*songbirds*) (Fowler 2015; Schmitt and Edwards 2022).

Efetivamente, os passeriformes produzem uma grande diversidade de sons, conduzindo a que os esforços para estudar a vocalização das aves se tenham focado extensivamente nos mesmos (Schmitt and Edwards 2022). Tal deve-se ao facto de possuírem uma siringe bem desenvolvida, sendo esta uma estrutura formada pela porção final da traqueia e início dos brônquios primários, que permite a fonação através da vibração de membranas e ação muscular.

No entanto, as aves da subordem Passeri são as que possuem o maior grau evolutivo deste órgão vocalizador, com uma musculatura exceccionalmente desenvolvida e que, além disso, possuem a capacidade de aprendizagem das melodias e cantos característicos de cada espécie. Assim, produzem complexas vocalizações, que lhes são geralmente instruídas ao invés de lhes serem inatas desde o nascimento, razão pela qual esta subordem compreende as verdadeiras aves canoras (Schmitt and Edwards 2022). Estas particularidades tornam também alguns passeriformes, tais como os estorninhos (*Sturnus* spp.) ou o tordo-imitador (*Mimus polyglottos*) excelentes a mimetizar outras aves.

Outro atributo marcante dos indivíduos desta ordem é a sua plumagem, pois muitos apresentam padrões coloridos, sendo estes frequentemente mais evidentes nos machos adultos (Svensson et al. 2022). Determinadas espécies apresentam, portanto, dimorfismo sexual, possível de identificar observando vários detalhes da plumagem, mas também pelo próprio canto ou, se a ave estiver a ser manipulada, através da pelada de incubação nas fêmeas aquando a época reprodutiva.

Precisamente por serem extremamente diversos, torna-se difícil a generalização das características, hábitos ou comportamentos dos passeriformes (Edwards, 1997).

Normalmente, são aves mais pequenas em comparação com outras ordens, no entanto, exibem uma grande amplitude de tamanhos, desde os corvos (*Corvus* spp.) que pesam mais de um quilograma e que são maiores do que muitas aves de rapina, até ao chapim-pigmeu (*Psaltria exilis*) que pode pesar menos de cinco gramas (Schmitt and Edwards 2022).

Os passeriformes têm, a nível dos membros posteriores, uma apresentação anisodáctila, na qual o dedo I (o hálux) aponta em direção caudal e os restantes dedos II, III e IV, se direcionam cranialmente (Fowler 2015). Além disso, possuem um arranjo único dos tendões plantares, na medida em que estes se estendem até à articulação fémuro-tibiotársica (joelho) e estiram aquando da flexão dos membros posteriores por parte da ave, conduzindo ao encerramento dos dedos. Este mecanismo, juntamente com o bloqueio das articulações falângicas, permite que estas aves se empoleirem sem esforço e durmam nessa posição, o que contribui para um outro nome que lhes é associado, *perching birds* (Elsahy 2014).

Os passeriformes podem ser diferenciados e agrupados de acordo com a morfologia do bico, que, em contrapartida, depende do tipo de dieta. Esta ordem inclui espécies frutívoras, insetívoras, carnívoras, granívoras, nectívoras e omnívoras, cada qual recorrendo a diferentes métodos de obtenção de alimento (Fowler 2015).

São animais diurnos, estando consideravelmente mais ativos ao amanhecer e anoitecer, abrigoando-se do calor e dos predadores durante o resto do dia (Edwards and Harshman 2013).

Contudo, alimentam-se com uma frequência elevada, uma vez que possuem uma taxa metabólica aproximadamente 60% maior do que as espécies de outras ordens de aves. Também os requerimentos diários de água são bastante superiores, podendo chegar aos 200 a 300 mililitros por quilograma (ml/kg) por dia (Fowler 2015). Esta diferença é relevante no contexto dos centros de recuperação de animais selvagens, pois não só se deve fornecer alimento e água *ad libitum*, como também se deve adaptar o tratamento médico, aumentando a dose e/ou frequência de administração dos fármacos.

Existem duas formas principais de contenção, utilizadas inclusive em sessões de anilhagem, que, por um lado, garantem a segurança dos passeriformes, mais frágeis, e, por outro, permitem a observação, exame físico, medição de parâmetros, administração de fármacos, entre outros, destas aves tão esguias, impossibilitando a sua fuga. A primeira e mais segura consiste em estender o pescoço da ave entre o dedo indicador e médio, suportando se necessário o resto do corpo com a mão, sem nunca apertar a zona da cavidade celômica, o que impediria os movimentos respiratórios. A outra técnica, que apenas deve ser aplicada a animais mais pequenos devido ao risco de fratura dos membros posteriores, efetua-se prendendo ambos os tibiotarsos entre os dedos indicador e médio e os tarsometatarsos entre o indicador e o polegar da mesma mão, permanecendo o resto do corpo, incluso as asas, livre (Atkinson et al. 2008).

Os fatores de *stress* associados ao cativeiro e ao manuseio são provavelmente dos obstáculos mais significativos no tratamento de passeriformes (Massey 2003), podendo conduzir à sua morte. Outro fator importante a ter em consideração na recuperação destas aves é garantir que a sua libertação seja feita o mais rápido possível, em virtude dos riscos em cativeiro já abordados, mas também com especial foco nas épocas de migração.

Todos os anos biliões de passeriformes migram milhares de quilómetros entre a Europa e a África subsariana (Ouwehand et al. 2016). As espécies migradoras, como é o caso do papa-moscas-preto (*Ficedula hypoleuca*), acumulam reservas de gordura subcutânea e percorrem longas distâncias, com o objetivo de encontrarem condições mais favoráveis (ex.: nidificação).

Os passeriformes podem nidificar em praticamente qualquer local, desde ramos de árvores até margens de rios, mediante técnicas distintas, mas procurando que os ninhos fiquem camuflados no meio circundante (Edwards and Harshman 2013).

Como já referido anteriormente, os passeriformes têm uma distribuição mundial, sendo que, por exemplo a província de Madrid, onde se localiza o GREFA, possui, além das infraestruturas de cidade, uma grande diversidade de *habitats* característicos da Península Ibérica, incluindo montanha, zonas agrícolas, estepes, vales, rios e lagos. Muitos migradores desta ordem utilizam esta área na sua travessia para norte na primavera e, em maior número, para sul no outono. No inverno, as temperaturas nem muito frias nem muito quentes, são adequadas para uma grande amplitude de espécies, contando-se com 130 que surgem regularmente e outras possíveis raridades (Iberian Wildlife Tours 2022).

Na tabela 1 (Anexo I) resumirei as principais características de doze espécies de passeriformes que podem ser encontradas na região de Madrid na altura entre o outono e o inverno e que constam na amostra analisada para esta dissertação.

2. Necrópsia de passeriformes selvagens

A realização de necrópsias e a sequente avaliação e interpretação das lesões/alterações encontradas são um método de diagnóstico *post mortem gold standard* na profissão veterinária (Majó and Dolz 2019) e uma importante fonte de informação, nomeadamente na medicina de animais selvagens.

Efetivamente, certos sinais clínicos e achados patológicos são, muitas vezes, apenas definitivamente explicados após a necrópsia, o que contribui para diagnosticar e tratar casos futuros, além de que permite a colheita de amostras e a deteção de agentes que poderão ser estudados posteriormente.

Qualquer ave doente/debilitada que tenha morrido recentemente ou que tenha sido sujeita a eutanásia, de preferência sem a utilização de barbitúricos, deve ser submetida a necrópsia (Harrison and Lightfoot 2005).

Apesar de já existir conhecimento acerca da realização de necrópsias em aves, que, tal como outras, exige a preparação prévia do material necessário e o seguimento de um protocolo sequencial, raros são os documentos que abordam as especificidades da técnica em passeriformes.

Tabela 1 – Características das espécies de passeriformes amostradas (Adaptada de Guia de Aves de Svensson et al. 2022 e Aves de Portugal de Costa et al. 2018)

Espécie passeriforme	Aspeto	Alimentação	Comportamento	Habitat
Chapim-rabilongo (<i>Aegithalus caudatus</i>)	Pequeno; rechonchudo; cauda comprida; plumagem cinzenta-acastanhada com tons rosados; cabeça branca com listas negras	Pequenos invertebrados e sementes	Voa em pequenos grupos familiares; voo saltitante	Terrenos florestais; galerias ripícolas; bosques húmidos e ribeirinhos
Petinha-dos-prados (<i>Anthus pratensis</i>)	Petinha típica; plumagem castanho-acinzentada; estriada no dorso, peito e flancos	Maioritariamente insectívora; outros invertebrados e algumas sementes	Hábitos forrageiros; prefere pousar no chão ou em fios, postes, topos de arbustos, etc.	Campo aberto, em urzais e charnecas, prados costeiros, pastagens e turfeiras
Verdilhão (<i>Chloris chloris</i>)	Robusto; coloração esverdeada com marcas amarelas; bico cor-de-rosa-pálido	Granívoro; completa a dieta com frutos, bagas, rebentos e pequenos invertebrados	Resistentes ao frio: alguns invernam no norte da Europa, outros migram	Terrenos arborizados diversos, cultivos arbóreos, hortas, parques e jardins; zonas urbanas
Trepadeira-comum (<i>Certhia brachydactyla</i>)	Pequena e acastanhada, com um bico fino, comprido e curvo	Larvas ou pupas de insetos; aracnídeos	Extrai o alimento através de fendas nas árvores; move-se para cima ao longo dos troncos	Terrenos florestais, em gretas e buracos existentes nas árvores e muros
Pisco-de-peito-ruivo (<i>Erithacus rubecula</i>)	Pequeno e acastanhado; “babete” ruivo que cobre as faces, peito e ventre branco; bico fino; olhos escuros	Insetos, caracóis e minhocas	Canto característico; alguns migram durante o inverno	Matas, jardins, parque, orla de florestas, geralmente com alguma vegetação densa
Tentilhão-comum (<i>Frigilla coelebs</i>)	Dupla barra alar, retrizes exteriores brancas; coloração laranja, cinzento-azulada e preta	Omnívoro	Alimenta-se no solo, em grupo	Terrenos florestais, parques e jardins; pousios e restos
Chapim-carvoeiro (<i>Parus ater</i>)	Semelhante ao chapim real, mas mais pequeno e descolorado; mancha branca nas faces e nuca; coroa preta	Insetívoro	Alimenta-se no topo das árvores ou nos ramos exteriores	Bosques de coníferas, geralmente com alguns abetos altos; parques e jardins em meios urbanos
Pardal-do-telhado (<i>Passer domesticus</i>)	Robusto, de cor castanha com dorso estriado; machos com marcas notórias na plumagem, como o “babete” preto; fêmeas mais uniformes	Tipicamente granívoro, mas também oportunista: insetos, migalhas de pão	Vulgar; pode surgir em bandos de elevada densidade, pois é social	Próximo aos humanos, em zonas rurais e cidades
Estorninho-preto (<i>Sturnus unicolor</i>)	Plumagem preta reluzente, cauda curta e bico amarelo relativamente comprido e pontiagudo	Insetos e outros invertebrados; além de bagas, como azeitonas	Forma bandos, muitas vezes numerosos	Bosques; terrenos de cultivo, pastagens, olivais, pomares; parques e jardins em meios urbanos
Toutinegra-de-barrete (<i>Sylvia atricapilla</i>)	“Barrete” preto nos machos, mas castanho nas fêmeas e imaturos; resto do corpo acinzentado	Durante a época de reprodução é insetívoro; no outono e inverno também ingere frutos e bagas	Migradora no norte e este da Europa e residente ou migradora de curta distância no oeste e sul	Bosques sombrios com vegetação arbustiva densa; parques e jardins com arbustos luxuriosos
Melro-preto (<i>Turdus merula</i>)	Plumagem preta; bico amarelo; anel orbital estreito	Minhocas, insetos e bagas	Não formar bandos; hábitos forrageiros. Tem populações migradoras	Matas, parques e jardins em meios urbanos
Tordo-pinto (<i>Turdus philomelos</i>)	Dorso castanho e ventre branco-amarelado; densamente sarapintado de preto	Caracóis, insetos e minhocas	Alimenta-se no solo, perto de abrigos; parte as cascas dos caracóis com pedras. Migrador	Terrenos florestais; parques com muita vegetação; no inverno surge em olivais e zonas de matagal mediterrâneo

O primeiro a considerar é que a velocidade de decomposição e de degradação dos tecidos nestas espécies mais pequenas é elevadíssima, o que conduz a uma rápida alteração de consistência e cor dos órgãos, nomeadamente na proximidade do intestino. Desta forma, os passeriformes devem ser imediatamente submetidos a necrópsia, pois fornecerão resultados mais fidedignos (Matos and Morrissey 2005).

Além disso, exige a manipulação de estruturas pequenas e frágeis, tendo de se adaptar os instrumentos, que idealmente deverão ser menos traumáticos e de dimensões inferiores, como o caso de tesouras oftálmicas (Harrison and Lightfoot 2005), e de utilizar uma lupa para efetuar a técnica e a observação das várias estruturas. É essencial ter atenção redobrada e especial cuidado com as estruturas tubulares, como o intestino, esófago e traqueia, pois são difíceis de avaliar por possuírem um lúmen tão reduzido.

Igualmente e se não mais importante do que aplicar uma boa técnica de necrópsia, é o conhecimento que deve ser adquirido previamente, tal como: as variações anatómicas das espécies e, se tal não for possível, visto não existirem relatórios de grande parte dos passeriformes, pelo menos da ordem; da história pregressa, quando possível; das doenças mais comuns; ou, em contexto de centro de recuperação de animais selvagens, das causas de ingresso mais prevalentes, de forma a facilitar a deteção de lesões e agentes patogénicos.

Algumas especificidades anatómicas transversais às várias espécies de passeriformes incluem: a presença de um palato do tipo aegitognato (Zusi and Livezey 2006); a não comunicação entre os seios nasais do lado direito e esquerdo; a desenvoltura da siringe; a fusão dos sacos aéreos torácicos craniais e intraclavicular, resultando num total de sete sacos aéreos ao invés dos nove habituais noutras espécies de aves; a existência de papo, mas de o ceco ser vestigial ou ausente na sua maioria (Fowler 2015); o facto de o músculo tensor *propatagialis brevis* conectar o membro anterior ao nível do úmero e do antebraço (Wood 2020); e a existência de dez penas de voo primárias, apesar de alguns Passeri apresentarem a décima pena mais curta ou até vestigial (Fowler 2015).

Devido à elevada taxa metabólica e ao instinto inerente de as aves mascararem a sua condição clínica, um passeriforme doente provavelmente irá ter uma deterioração rápida, podendo inclusive aparentar ser um caso de morte súbita (Fowler 2015). Uma vez que são consideravelmente suscetíveis ao stress, deve-se ter em consideração o aparecimento de doenças oportunistas e secundárias à condição de debilidade e imunossupressão.

Uma das causas de ingresso mais frequentes dos passeriformes em centros de recuperação de animais selvagens é o trauma (Garcês et al 2019), causado pela colisão com objetos difíceis de detetar, como janelas ou turbinas eólicas (Fowler 2015), mas também pelo

ataque de predadores, no qual se incluem espécies domésticas em liberdade, por exemplo, os gatos.

Destacam-se ainda alguns eventos de mortalidade em larga escala de passeriformes por toxinas, muitas vezes envenenamentos intencionais usados no controlo de pestes nas zonas agrícolas (Fowler 2015).

Os passeriformes podem também desenvolver doenças infecciosas: bacterianas, por *Mycoplasma* spp., *Mycobacterium* spp., *Salmonella* spp., *Campylobacter* spp.; virais, por *Poxvirus*, *Paramyxovirus*, *Herpesvirus*; fúngicas, por *Candida* spp., *Aspergillus* spp., *Macrorhabdus ornithogaster*; e parasitárias, por protozoários, artrópodes e uma diversidade de nematodes, trematodes, cestodes e acantocéfalos (Bergman 2011).

3. Parasitologia de passeriformes selvagens

O parasitismo associado à vida selvagem é geralmente considerado como uma associação trófica entre indivíduos de duas espécies distintas, sendo obrigatória para a sobrevivência do parasita e envolvendo um custo para o hospedeiro. Por exemplo, um passeriforme pode ser visto como um *habitat* insular que providencia recursos, tais como alimento, aos parasitas que o infetem, sendo estes últimos unilateralmente beneficiados (Atkinson et al. 2008).

É sabido que as aves parasitadas podem apresentar sinais clínicos vários e inespecíficos que inclusive culminem na sua morte (Prathipa et al. 2013). Apesar disso, o custo para o hospedeiro desta associação não é óbvio para a maioria das aves, assim como a deteção de um ovo ou outra forma parasitária não implica doença (Atkinson et al. 2008).

De facto, várias espécies de parasitas foram identificadas em aves selvagens (Atkinson et al. 2008), no entanto, a informação em passeriformes permanece amplamente fragmentada e com muito menos exemplos documentados em comparação com outras ordens.

Os estudos em espécies selvagens de passeriformes concentram-se com maior frequência em ectoparasitas e hemoprotozoários, possivelmente pela maior facilidade de colher amostras em aves vivas. Independentemente, já foram registados casos de infeção em *Turdus* spp., *Passer domesticus*, *Erithacus rubecula*, *Sylvia atricapilla*, etc. (Parsa et al. 2023), por nematodes, trematodes, cestodes e acantocéfalos, alguns dos quais serão detalhados em seguida.

3.1. Parasitas externos

Existem cerca de sete milhões de espécies de artrópodes terrestres (Stork 2017), dos quais um número relativamente pequeno de espécies da classe Arachnida (que inclui ácaros e carraças) e Insecta, ordem Diptera (que inclui pulgas, piolhos e moscas hipoboscídeas) são descritos como ectoparasitas capazes de parasitar as aves (Tomás 2021). Estes representam um grupo bastante heterogêneo, podendo ser identificados pela sua permanência na superfície externa do hospedeiro, neste caso com especial foco na pele e plumagem, contrariamente aos endoparasitas.

Várias coadaptações foram surgindo ao longo do tempo que permitiram a especialização destes parasitas em certas zonas do hospedeiro e a coordenação do seu ciclo de vida com épocas mais propícias, mas também aos hospedeiros desenvolverem mecanismos e comportamentos de defesa contra os mesmos, tais como a muda das penas ou a limpeza dos ninhos (Tomás 2021). Apesar disso, existe o potencial para o aparecimento de lesões cutâneas, prurido, desconforto, *stress*, anemia no caso de parasitas hematófagos, e debilidade nas aves. Os ectoparasitas são, então, importantes em termos de medicina veterinária (Saavedra-Orjuela et al 2014), podendo também constituir vetores biológicos e/ou mecânicos de agentes patogénicos, dos quais alguns são zoonóticos.

As aves podem-se infetar com ectoparasitas de diversas formas, principalmente durante a alimentação e durante as épocas de migração e de reprodução, nas quais o contacto com outras aves se intensifica (Vila-Viçosa et al 2016). Os ninhos proporcionam condições abióticas e bióticas diversas para estes parasitas (Laska et al. 2023) e constituem pontos importantes para a sua transmissão.

Inseticidas, nomeadamente os piretroides, têm demonstrado ser eficazes na eliminação de uma vasta gama de ectoparasitas em ninhos, incluindo ácaros, piolhos, pulgas, moscas-varejeiras, carraças e percevejos (Hund et al. 2015). Além disso, o carbaryl a 5%, aplicado topicamente ou na serragem de caixas-ninho e a ivermectina, diluída em água ou solução salina, também têm sido tratamentos utilizados para a maioria dos parasitas externos (Carpenter 2023). No caso da ivermectina, a aplicação de uma gota (0,05 mL) na pele de passeriformes, a cada 7 dias, durante 3 tratamentos consecutivos, tem mostrado eficácia, inclusive contra *Dermanyssus* sp. (Carpenter 2023).

É estimado que mais de 3000 espécies de ácaros (subclasse Acari) estejam associadas às aves, destacando-se os ácaros das penas (*feather mites*), integrados na

subordem Psoroptidia, composta por cerca de 2600 espécies, que, por sua vez, podem afetar aves ou mamíferos (Klimov and OConnor 2008).

A plumagem fornece uma grande variedade de *microhabitats* para os ácaros, que devido às suas reduzidas dimensões e diversidade, podem explorar localizações inacessíveis e fontes de alimento insuficientes para os insetos (Proctor and Owens 2000). Alguns grupos permanecem na superfície das penas, não se alimentando destas, mas sim da secreção produzida pela glândula uropigial, enquanto que outros habitam os tecidos que compõem a estrutura interna e/ou cavidades da pena, alimentando-se da descamação da pele e de outros detritos (Proctor and Owens 2000).

Os ácaros das penas são altamente especializados nos diversos tipos de plumagem, completando todo o seu ciclo de vida na ave e sendo considerados inclusive simbiossomas permanentes. Durante muito tempo foram denominados como parasitas, no entanto estudos (Doña et al. 2018) comprovam o estabelecimento de relações comensais e até mutualistas com as aves, pelo facto de ingerirem micropartículas como fungos, bactérias e outros detritos que lhes são nefastos.

Vários ácaros deste grupo foram descobertos em passeriformes na Península Ibérica, nomeadamente dos géneros *Trouessartia*, *Analges*, *Proctophyllodes*, *Pterophagus* e *Monojoubertia*, em particular a espécie *Monojoubertia microhylla* (Alvarez 1990; Rodrigues et al. 2015). Esta última possui um ciclo de vida constituído pela totalidade dos seis estádios de ácaros (ovo, larva, protoninfa, deutoninfa, tritoninfa e adulto).

No entanto, existem de facto ácaros que parasitam as aves e que são hematófagos, cujas picadas desencadeiam uma resposta inflamatória ativa da pele com formação de exsudados, crostas e prurido, que, por sua vez, causam, *stress*, letargia, perda de condição corporal, anemia e inclusive morte, como já relatado em canários (Waap et al. 2017). Além destes efeitos diretos sobre os seus hospedeiros, podem transmitir vírus, *rickettsias* e protozoários (Proctor and Owens 2000).

Os ácaros hematófagos mais estudados são os dos géneros *Dermanyssus* e *Ornithonyssus*, que apesar de serem comumente associados às aves de produção, aparentam ter como seus hospedeiros naturais os passeriformes (Proctor and Owens 2000). No entanto, não foram encontrados relatos em passeriformes selvagens na Península Ibérica, apenas em cativeiro.

Estes ácaros possuem ciclos biológicos curtos, entre cinco a doze dias, podendo formar com rapidez populações de tamanhos consideráveis (Waap et al. 2017). Alimentam-

se preferencialmente à noite e são considerados nidícolas, uma vez que as ninfas estão primeiramente associadas aos ninhos (Proctor and Owens 2000). A principal diferença entre os dois géneros mencionados é a de que os adultos de *Ornithonyssus* sp. permanecem sempre sobre a ave (com algumas espécies a realizar todo o seu ciclo de vida no hospedeiro) (Weisbroth 1960; Cruz-Romero et al 2021), enquanto que os adultos de *Dermanyssus* sp. se recolhem no ninho das aves ou em frestas de árvores durante o dia, quando não necessitam de se alimentar. Ambos apresentam ciclos de vida constituídos por cinco estádios: ovo, larva, protoninfa, deutoninfa e adulto.

3.2. Parasitas respiratórios do Filo Nematoda

Os nematodes são caracterizados pelo corpo cilíndrico, não segmentado, filiforme e simétrico bilateralmente, cujo tegumento possui uma cutícula (Bowman 2019). Podem ser encontrados na maioria dos órgãos das aves, no entanto surgem com maior frequência no aparelho digestivo e respiratório (Krone and Cooper 2002). Apresentam uma multiplicidade de vias de transmissão, possuindo ciclos de vida desde os mais simples até aos que integram vários hospedeiros intermediários e/ou invertebrados, inclusive existindo formas de vida livre. Estes encontram-se entre os parasitas de maior relevância em aves devido à sua prevalência e diversidade, mas também pelas alterações patológicas que produzem nos hospedeiros (Leung and Koprivnikar 2016).

Uma infeção por nematodes não causa, regra geral, sinais clínicos ou doença num hospedeiro saudável. No entanto, em aves debilitadas ou com doenças concomitantes e em aves mais jovens, é comum surgirem alterações graves e nefastas (Krone and Cooper 2002). Além disso, acredita-se que tenham influência a nível populacional, como por exemplo, aumentando a mortalidade das crias e diminuindo a capacidade reprodutiva dos adultos (Souchay et al. 2013).

As aves podem ser diagnosticadas através de métodos coprológicos para pesquisa de ovos nas fezes ou por endoscopia dos sacos aéreos, apesar de o diagnóstico mais viável e preciso se conseguir após a necrópsia (Leung and Koprivnikar 2016).

3.2.1. Família Diplotriaeidae

Os dois géneros mais comuns de parasitas dos sacos aéreos de aves são os nematodes *Diplotriaeina* e *Serratospiculum*, pertencentes à ordem Spirurida, subordem Spirurina, e que, tal como todos os membros desta subordem, utilizam artrópodes como

hospedeiros intermediários. Apresentam corpos filiformes alongados e dimorfismo sexual, sendo que os machos são mais pequenos e possuem uma cauda enrolada com espículas, enquanto que as fêmeas produzem ovos embrionados de casca grossa. A sua distribuição é cosmopolita e podem afetar não apenas o trato respiratório, mas outros órgãos, nomeadamente o coração, fígado, intestino e sistema vascular (Atkinson et al. 2008; Oliveira et al. 2023).

A presença destes parasitas nos sacos aéreos e pulmões das aves pode provocar dificuldades respiratórias, anorexia, letargia, baixa condição corporal, plumagem em mau estado e performance de voo diminuída (Oliveira et al. 2023). Mas, uma vez que os sinais clínicos frequentemente não se manifestam, muitas destas infeções são descobertas acidentalmente em aves examinadas para outros propósitos (Michalski et al. 2021).

As formas adultas são caracterizadas por causar alterações degenerativas ao nível do colagénio e das camadas musculares dos sacos aéreos, o que resulta no seu engrossamento, enquanto que a presença dos ovos causa alterações inflamatórias, como edema e congestão, capazes inclusive de bloquear brônquios (Atkinson et al. 2008). Além disto, aumentam a predisposição para infeções secundárias por *Pseudomonas* spp., *Klebsiella* spp. e *Aspergillus* spp. (Atkinson et al. 2008), assim como por *Salmonella* spp. e *Influenza* aviária (Wettere et al. 2018). Estas infeções levam ao agravamento das lesões, verificando-se aerossaculite, pneumonia e/ou outras complicações que podem culminar na morte do hospedeiro. As formas adultas são ainda capazes de perfurar os sacos aéreos e aceder à cavidade celómica, depositando ovos no fígado e noutros órgãos, além de que a migração das larvas danifica gravemente os tecidos dos mesmos.

A observação de ovos embrionados nas fezes com recurso a técnicas coprológicas ou em zaragatoas faríngeas fornece informações importantes (Oliveira et al. 2023), contudo outros parasitas além dos que se encontram nos sacos aéreos também os produzem. Sendo assim, o diagnóstico definitivo é apenas possível através da identificação morfológica das formas adultas e da sua presença nos sacos aéreos, que, por sua vez, é conseguida por endoscopia (Oliveira et al. 2021) ou *post mortem*, em necrópsia.

O controlo dos parasitas da família Diplostriaenidae em populações selvagens geralmente não é realizado, não existindo tratamento para *Diplostriaena* sp. ou para passeriformes, especificamente. No entanto, *Serratospiculum* sp. tem sido tratado com algum grau de sucesso com mebendazol e fenbendazol em aves de rapina utilizadas na falcoaria, existindo relatos da remoção de formas adultas por via endoscópica 3 a 5 dias após

tratamento com ivermectina, com uma segunda dose 1 a 2 semanas após o procedimento cirúrgico (Atkinson et al. 2008; Carpenter 2023).

3.2.1.1. *Diplotríaena* sp.

Os parasitas do género *Diplotríaena* são conhecidos por afetar aves pertencentes a diversas ordens, tais como os Anseriformes, Galliformes, Charadriiformes, Columbiformes, Piciformes (Atkinson et al. 2008), Strigiformes (Mobedi et al. 2006; Oliveira et al. 2023), alguns Falconiformes (Mobedi et al. 2006; Abdu et al. 2023) e principalmente os Passeriformes, que correspondem aos hospedeiros definitivos mais prevalentes (Atkinson et al. 2008; Stanicka et al. 2021; Abdu et al. 2023).

O número de espécies incluídas neste género é debatido deste há muito tempo e no último consenso foi considerada a existência de 27 espécies válidas no mundo, apesar de já terem sido descritas mais de 70 (Atkinson et al. 2008) e de novas espécies continuarem a surgir, o que dificulta a identificação.

Os hospedeiros intermediários incluem-se na ordem Othoptera, sendo principalmente gafanhotos e besouros coprofágicos (Königová et al. 2013; Stanicka et al. 2021).

O ciclo de vida (Figura 2) inicia-se com a passagem de ovos de casca grossa, contendo uma L1 completamente desenvolvida, através das fezes das aves infetadas. Estas formas parasitárias são posteriormente ingeridas pelos hospedeiros intermediários, dentro dos quais as larvas se libertam e ativamente penetram o intestino em direção ao hemocélio. Posto isto, permanecem essencialmente em cavidades que formam nos corpos adiposos, iniciando o seu desenvolvimento. Passados quatro dias, as larvas evoluem para o secundo estágio (L2) e após oitos dias realizam uma nova muda para o terceiro estágio (L3), sendo já infetantes para o hospedeiro definitivo. Estas podem permanecer no hospedeiro intermediário, encapsuladas numa membrana fina transparente, até serem ingeridas por uma ave, com a maior parte da transmissão a ocorrer nos meses de primavera e verão, ou até à morte do próprio (Mobedi et al. 2006; Atkinson et al. 2008; Stanicka et al. 2021).

Ao chegarem ao intestino do hospedeiro definitivo, as larvas são libertadas, dirigindo-se primeiro para o fígado através do ducto biliar onde passam a L4, depois para o coração através da veia porta e finalmente, seguindo as artérias pulmonares, para os pulmões e sacos aéreos, permanecendo nos últimos enquanto formas adultas após a última muda para L5 (Mobedi et al. 2006). A passagem para o quarto estágio larvar ocorre em cerca de vinte dias, sendo que a L5 e o estágio adulto são conseguidos vinte dias após a sua chegada aos

pulmões (Mobedi et al. 2006), podendo estes parasitas permanecer vivos e ativos no hospedeiro definitivo por vários anos (Königová et al. 2013).

As fêmeas realizam a deposição dos ovos nos sacos aéreos, que, através do movimento natural do ar e do muco, se deslocam para os pulmões e vias respiratórias. Em seguida, são tossidos e deglutidos para o trato gastrointestinal, sendo libertados nas fezes, completando-se assim o ciclo (Atkinson et al. 2008; Stanicka et al. 2021).

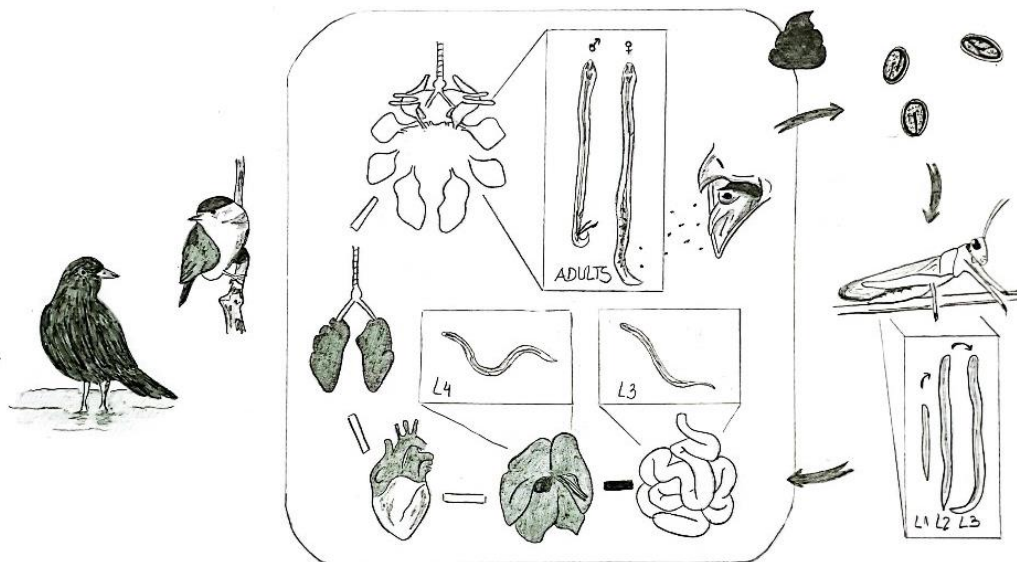


Figura 2 – Ciclo de vida de *Diplotríena* sp. (Original)

3.2.1.2. *Serratospiculum* sp.

O género *Serratospiculum* aparentava estar especializado em aves carnívoras (Atkinson et al. 2008), utilizando como hospedeiros definitivos os falconiformes, nomeadamente o falcão-das-pradarias (*Falco mexicanus*) e o falcão-peregrino (*Falco peregrinus*) (Veiga et al. 2017; Abdu et al. 2023). No entanto, a partir de 2013 na Eslováquia (Königová et al.), onde surgiu o primeiro relato de *Serratospiculum amaculata* num chapim-real (*Parus major*), este parasita tem vindo a ser detetado noutros hospedeiros passeriformes (Abdu et al. 2023).

As espécies de *Serratospiculum* sp. têm-se mantido relativamente constantes ao longo dos anos, sendo diferenciadas a partir do formato e tamanho das espículas dos machos (Königová et al. 2013).

O seu ciclo de vida (Figura 3) é semelhante ao de *Diplotríena* sp., com a diferença de que as larvas L3 penetram a parede do proventrículo ou da moela da ave (Atkinson et al. 2008), migrando diretamente para os sacos aéreos, onde realizam mais duas mudas larvares até ao estágio de adulto, não percorrendo o sistema porta-hepático (Königová et al. 2013).

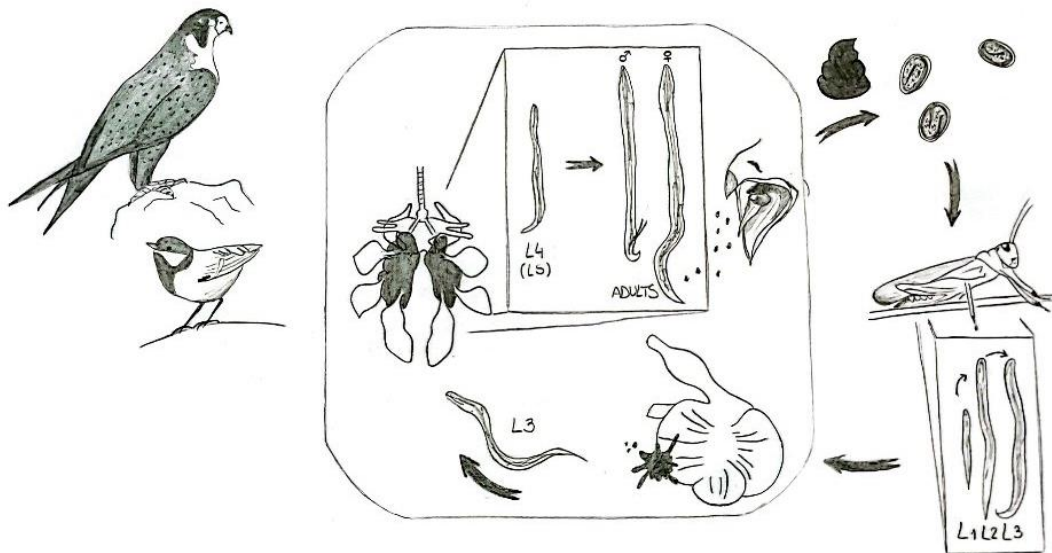


Figura 3 – Ciclo de vida de *Serratospiculum* sp. (Original)

3.2.2. Família Syngamidae

Os parasitas da família Syngamidae incluem-se nos nematodes traqueais, sendo os géneros *Cyathostoma* e *Syngamus* os mais relevantes em aves (Krone and Cooper 2002). Estes diferenciam-se entre si pelo facto de *Syngamus* sp. parasitar aves que se alimentam do solo (ex.: galinhas, gansos, perús, faisões) e aves insetívoras (ex.: tordos, grou, garças, gaivotas, gaios), enquanto que *Cyathostoma* é mais comum em anseriformes e rapinas, tais como falcões, águias e corujas (Atkinson et al. 2008). Além disso, as formas adultas de *Syngamus* sp. encontram-se na traqueia em cópula permanente, não se verificando o mesmo com as do género *Cyathostoma*, visto estas poderem também ser encontradas nos brônquios, sacos aéreos e seios orbitais (Conboy and Zajac 2012).

A sua presença pode despoletar sinais clínicos tais como tosse, respiração entrecortada (*gaspings*), dispneia, anorexia, anemia e aerosaculite (Krone and Cooper 2002; Atkinson et al. 2008), sendo as aves jovens e/ou confinadas as mais gravemente afetadas.

O diagnóstico, quando possível, pode ser realizado com base nos sinais clínicos e através de endoscopia às estruturas do aparelho respiratório, sendo a presença de ovos embrionados nas fezes um bom indicador da infeção por estes parasitas (Castro 2021). No entanto, a confirmação é feita pela observação e identificação das formas adultas durante a necropsia (Atkinson et al. 2008). Os tratamentos recomendados no caso de infeção por *Syngamus* sp. em aves envolvem a administração de ivermectina, levamisol ou fenbendazol, com especial atenção para prevenir a obstrução das vias aéreas pelos parasitas adultos mortos (Valadas 2022; Carpenter 2023).

3.2.2.1. *Syngamus* sp.

O mundialmente reportado nematode *Syngamus trachea* é relativamente comum em aves selvagens, existindo, contudo, uma outra espécie – *Syngamus merulae*, que deve ser tida em consideração caso o hospedeiro se trate de um passeriforme (Barus 1965). A maioria dos critérios que diferenciam as espécies dentro deste género são altamente variáveis, levando a que muitos investigadores considerem as diversas espécies de *Syngamus* como sinónimos de *Syngamus trachea* (Bates 1972). Apesar disso, estudos morfológicos e experimentais confirmam que *Syngamus merulae* se trata de uma espécie distinta.

O ciclo de vida de *Syngamus* sp. inicia-se com a fêmea a expelir os ovos na traqueia da ave hospedeira, sendo estes deglutidos e, posteriormente, excretados nas fezes. A transmissão ocorre através da ingestão de L3 ou de hospedeiros paraténicos infetados com L3, nomeadamente minhocas, formigas, besouros e outros invertebrados (Barus 1965; Atkinson et al. 2008). É importante referir que o desenvolvimento das formas larvares no exterior depende consideravelmente das condições ambientais, sendo que em temperaturas inferiores a 16° C este não se verifica (Atkinson et al. 2008).

No intestino, as larvas L3 migram até aos pulmões através da corrente sanguínea, onde atingem a sua forma adulta após duas mudas (Krone and Cooper 2002; Conboy and Zajac 2012). Estas formas parasitárias podem ser observadas nos pulmões e nos capilares dos sacos aéreos quatro horas após a infeção, chegando à traqueia entre os sete e onze dias e tornando-se férteis aos catorze dias pós-infeção (Atkinson et al. 2008).

3.3. Parasitas gastrointestinais

3.3.1. Protozoários – Família Eimeriidae

Os parasitas designados comumente por “coccídias” apresentam uma distribuição global (Zajac et al. 2021), ocorrendo relatos da sua presença com relativa frequência, inclusive em animais selvagens. A família Eimeriidae é composta por 16 géneros e cerca de 1340 espécies, das quais algumas centenas foram identificadas em aves (Taylor et al. 2016). Uma vez que as coccídias são específicas ao nível da família dos seus hospedeiros (Cardozo et al. 2019) e algumas famílias de aves, principalmente de passeriformes, estão a ser reagrupadas (Brands 2018), tem surgido a necessidade de definir novas classificações taxonómicas.

O género *Eimeria* é o mais representado, com um número de espécies superior a 1000 (Zajac et al. 2021), das quais pelo menos 160 parasitam aves, enquanto que o género *Isoospora* inclui sensivelmente 200 espécies (Doneley 2016). Os géneros *Avispora* e

Sarcocystis também infetam aves, contudo são menos relevantes para o parasitismo gastrointestinal de passeriformes.

A infecção por coccídias tem, geralmente, características autolimitantes, provocando má absorção intestinal (Attree et al. 2021). No entanto, perante circunstâncias que debilitem o sistema imunitário, as aves passam a apresentar quadros de diarreia sanguinolenta ou mucosa, anorexia, perda de condição corporal, mau aspeto das penas, dilatação celómica e morte (Atkinson et al. 2008; Keckeisen et al. 2024). Estes sinais clínicos podem surgir antes de a ave ter capacidade de transmitir o agente para outros hospedeiros através da excreção de oocistos (Doneley 2016).

O diagnóstico é realizado pela observação de oocistos nas fezes, com recurso a técnicas coprológicas de flutuação, sendo os géneros diferenciados pela sua morfologia após esporularem (Zajac et al. 2021). Com exceção das espécies de *Sarcocystis*, que eliminam oocistos já esporulados, as restantes coccídias necessitam de condições ótimas de temperatura e humidade no exterior para que ocorra a esporulação. O toltrazuril, trimetoprim-sulfametoxazol, ormetoprim-sulfa, sulfadimetoxina e amprólio, por via oral ou adicionados na água de beber, juntamente com a manutenção das condições higio-sanitárias, surgem como possíveis tratamentos para a infecção por coccídias em aves (Atkinson et al. 2008; Carpenter 2023).

3.3.1.1. *Eimeria* sp. e *Isospora* sp.

As coccídias dos géneros *Eimeria* e *Isospora* são parasitas intracelulares obrigatórios com um ciclo de vida monoxeno. Enquanto que as espécies de *Eimeria* sp. são estenoxenas (Taylor et al. 2016), detetadas maioritariamente em Galiformes e Columbiformes, as do género *Isospora* são menos específicas para os seus hospedeiros e mais comuns em Passeriformes (Zajac et al. 2021).

As aves infetam-se através da ingestão de oocistos esporulados presentes no ambiente que, ao atingirem o trato gastrointestinal, libertam os esporocistos e esporozoítos (Atkinson et al. 2008). Estes invadem os enterócitos, transformando-se em trofozoítos, que ao se reproduzirem de forma assexuada (esquizogonia) formam esquizontes, dos quais os trofozoítos se convertem posteriormente em merozoítos (Doneley 2016). Através de processos de reprodução sexuada (gametogonia), os merozoítos originam gamontes, posteriormente zigotos e finalmente oocistos (com o esporonte), que são excretados nas fezes do hospedeiro. Posto isto, irão esporular no ambiente face a condições apropriadas (Zajac et al. 2021) e tornar-se infetantes (Atkinson et al. 2008).

É importante referir que algumas espécies de *Isospora*, que estão a ser transferidas do género *Atoxoplasma* (ex.: *Isospora svecica*), possuem uma fase extraintestinal nos monócitos, permitindo o diagnóstico através de esfregaços sanguíneos ou de cortes histológicos de baço, fígado, coração e pulmão, além de intestino (Keckeisen 2024). Os passeriformes são particularmente afetados, sendo as famílias Fringillidae e Sturnidae as de maior risco (Atkinson et al. 2008).

3.3.2. Filo Nematoda

Caso os nematodes gastrointestinais estejam presentes em número elevado pode ocorrer a morte do hospedeiro, particularmente por obstrução do lúmen intestinal (Krone and Cooper 2002). A ivermectina tem sido eficaz no tratamento da maioria destes parasitas em aves (Carpenter 2023), além de outros antiparasitários que serão abordados de seguida.

3.3.2.1. *Porrocaecum* sp.

Dos parasitas da superfamília Ascaridoidea destacam-se os géneros: *Contraecium*, que contém mais de 60 espécies, habitantes do proventrículo, moela e intestino de aves piscívoras, focas e golfinhos (Atkinson et al. 2008); e *Porrocaecum*, que contém mais de 40 espécies descritas que infetam o intestino de várias aves (Li and Scholz 2019).

O parasitismo pelas formas adultas pode levar a inanição que, associada a outros sinais clínicos, é causa de morte em infeções de elevada densidade. Em passeriformes pode-se observar eriçamento das penas e incapacidade de manter o equilíbrio (Atkinson et al. 2008), como resultado da hipotermia e fraqueza, respetivamente. Embora haja limitações no tratamento de infeções por *Porrocaecum* sp., a implementação de medidas para reduzir o *stress* e para a diminuição ou eliminação do acesso aos hospedeiros intermediários pode ser benéfico (Atkinson et al. 2008).

Apesar da sua relevância média e económica (Atkinson et al. 2008) e de serem relativamente comuns em aves, tratam-se de parasitas menos conhecidos, nomeadamente *Porrocaecum* sp., cujas espécies, na sua maioria, não estão suficientemente bem descritas (Li and Scholz 2019). A diferenciação destas espécies é desafiante devido não só aos pequenos detalhes morfológicos, mas também por ser necessário recorrer, por vezes, a técnicas moleculares (Li and Scholz 2019).

Porrocaecum sp. tem uma distribuição cosmopolita, sendo que, dependendo da espécie em causa, este possui diferentes hospedeiros definitivos e adaptações ao seu ciclo

de vida. *Porrocaecum ensicaudatum* utiliza apenas como hospedeiros definitivos aves da ordem Passeriformes, sendo que os parasitas adultos são observados naturalmente nas famílias Sturnidae e Turdidae (McNeill and Anderson 1990).

O ciclo de vida de *Porrocaecum ensicaudatum* (Figura 4) não foi, ainda, completamente relatado, encontrando-se em estudo. No entanto, sabe-se que ocorre a passagem de ovos embrionados nas fezes do hospedeiro definitivo, existindo a possibilidade de alguns ovos adquirirem o embrião apenas no exterior (Levin 1961). O hospedeiro intermediário que, neste caso, será uma minhoca (ordem Oligochaeta) ingere os ovos com L1, assumindo-se que a larva ecloda no seu intestino e que se desenvolva até L3, permanecendo nos vasos sanguíneos da minhoca (Levin 1961). Após ser ingerida por um passeriforme, o hospedeiro definitivo, a L3 é libertada também no seu intestino, progredindo para os últimos estádios larvares, L4 e L5, até chegar à sua forma adulta (Atkinson et al. 2008). Enquanto que os estádios larvares do parasita se podem encontrar por baixo do limite inferior da moela ou na parede do duodeno, a maioria dos adultos surge na parede ou no lúmen intestinal (Mawson 1956).

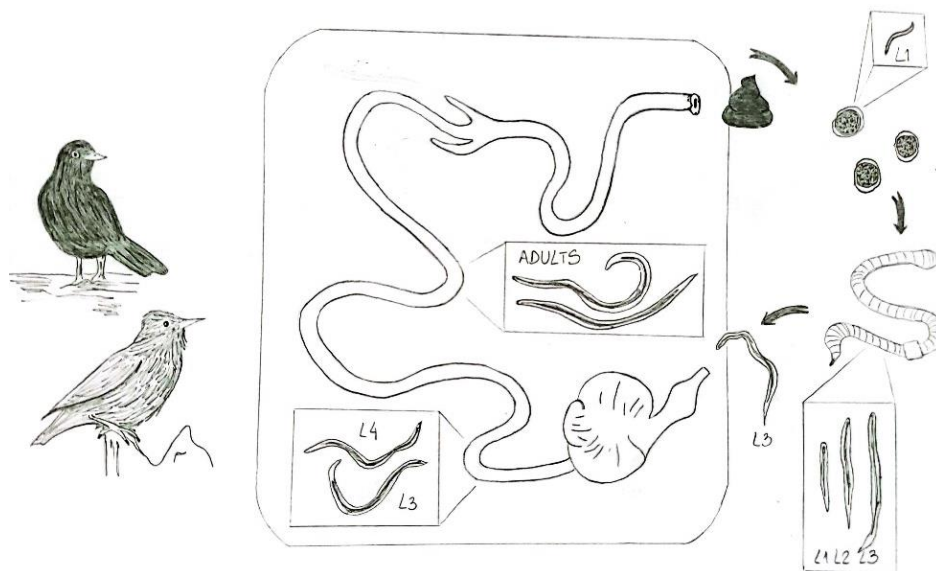


Figura 4 – Ciclo de vida de *Porrocaecum ensicaudatum* (Original)

3.3.2.2. *Capillaria* sp.

Estes nematodes pertencentes à superfamília Trichuroidea, família Capillariidae, demonstram a sua variedade e adaptabilidade ao possuírem a capacidade de parasitar todas as classes de vertebrados. Esta família é composta correntemente por 24 géneros, sete dos quais possuem espécies que infetam aves (Atkinson et al. 2008). Os capilarídeos localizam-se essencialmente no trato gastrointestinal (ex.: esófago, papo, intestino delgado e ceco)

(Taylor et al. 2016), mas também surgem noutras regiões do organismo, tais como o aparelho respiratório, a bexiga, o fígado e os tecidos subcutâneos.

O sinal clínico mais evidente em aves parasitadas por *Capillaria* sp. é a perda de peso, no entanto, em infeções mais graves, pode surgir diarreia, regurgitação, emaciação e, em alguns casos, anemia (Atkinson et al. 2008). O diagnóstico é efetuado através da deteção de ovos em amostras fecais e/ou esfregaços da mucosa da cavidade oral, papo ou intestino (Krone and Cooper 2002), além da deteção de ovos ou formas adultas em cortes histológicos de tecidos (Atkinson et al. 2008).

As aves selvagens em cativeiro devem ser testadas e tratadas conforme apropriado para prevenir o desenvolvimento de doenças clínicas associadas ao *stress* ou à aquisição de infeções intensas pelo confinamento (Atkinson et al. 2008). O fenbendazol, febantel e levamisol são extremamente eficazes no tratamento de capilaríase em várias espécies de aves (Carpenter 2023).

A maioria das espécies de *Capillaria* sp. possui um ciclo de vida direto, ocorrendo infeção do hospedeiro definitivo através da ingestão de ovos embrionados com L1. De seguida, a larva infetante eclode no trato digestivo da ave e sofre quatro mudas até atingir a forma adulta e se dirigir para a região do organismo característica da sua espécie. Posteriormente, ovos não embrionados são excretados nas fezes, os quais entre três a quatro semanas formarão L1. Não obstante, o ciclo de vida de algumas espécies de *Capillaria* sp. é indireto, sendo incluídas as minhocas como hospedeiros intermediários (Taylor et al. 2016).

3.3.2.3. *Strongyloides* sp.

Na ordem Rhabditida inclui-se a família Strongyloididae, constituída por três géneros, dos quais *Strongyloides* sp. é o mais relevante em medicina veterinária (Gutierrez 2011). No entanto, é importante referir a existência de uma ordem designada Strongyloidea, da qual faz parte o parasita *Strongylus* sp., que apesar de imensamente conhecido não deve ser confundido com o primeiro, uma vez que se tratam de parasitas distintos, com hospedeiros também distintos (Viney and Lok 2005; Viney 2017).

Strongyloides sp. são nematodes intestinais de anfíbios, répteis, aves e mamíferos, tendo sido descritas pelo menos 52 espécies válidas (Birmani et al 2012), sendo *Strongyloides avium* a mais frequente em aves (Taylor et al. 2016). *Strongyloides avium* pode parasitar Anseriformes, Galliformes e aves selvagens, encontrando-se no intestino delgado e ceco, especialmente de animais mais jovens (Taylor et al. 2016; Valadas 2022).

Strongyloides sp. está associado a diarreia, anorexia e perda de peso e a eventuais sinais respiratórios e dermatológicos (Ballard et al. 2010; Thamsborg et al. 2017), podendo ser diagnosticado através de métodos coprológicos ou após necrópsia. Dois possíveis tratamentos para este parasita consistem na administração de fenbendazol SID durante três dias e repetido em 15 dias (Ballard et al. 2010; Valadas 2022), e a administração de duas doses de ivermectina com 15 dias de intervalo (Carpenter 2023).

O ciclo de vida de *Strongyloides avium* envolve uma fase parasitária no hospedeiro e uma fase de vida livre no meio ambiente (Taylor et al. 2016).

Primeiramente, os ovos são eliminados nas fezes, ocorrendo a eclosão de L1 no exterior, após o que se segue um de dois desenvolvimentos larvares possíveis. Por um lado, pode ocorrer um desenvolvimento heterogónico, sexual ou indireto, no qual as larvas evoluem até L5 e se formam os adultos no ambiente. Machos e fêmeas de vida livre acasalam e originam ovos fertilizados que, posteriormente eclodem sob forma de larvas de primeiro estágio que, por sua vez, progridem até serem L3 infetantes. Por outro lado, pode ocorrer um desenvolvimento homogónico, assexual ou direto, sendo que as L1, após a eclosão, atingem diretamente o estágio de L3 infetante. Em ambos os casos, as formas parasitárias infetantes resistem e movimentam-se no meio ambiente, persistindo até encontrarem um hospedeiro suscetível (Viney and Lok 2005; Taylor et al. 2016; Viney 2017).

Posto isto, as larvas de terceiro estágio podem ser ingeridas ou então penetram na pele da ave, migrando através do sistema circulatório venoso até atingir os pulmões, traqueia e região nasal, sendo posteriormente deglutidas para alcançar o intestino do hospedeiro (Taylor et al. 2016). Neste local, após alcançarem o quinto estágio de desenvolvimento larvar, formam-se adultos unicamente do sexo feminino. As fêmeas permanecem no intestino da ave, formando por partenogénese ovos com L1 (Taylor et al. 2016; Viney 2017).

3.3.3. Classe Trematoda

Os trematodes digenéticos, pertencentes à subclasse Digenea do filo Platyhelminthes, apresentam uma morfologia foliácea não segmentada, além de possuírem ventosas orais e/ou ventrais (Galaktionov and Dobrovolskij 2003). Estes endoparasitas são comuns em diversos hospedeiros vertebrados, sendo essencialmente eurixenos enquanto adultos, com aproximadamente 536 espécies identificadas em aves (Atkinson et al. 2008).

Os seus ciclos de vida são relativamente complexos e sempre indiretos, verificando-se uma fase de reprodução sexuada no hospedeiro definitivo e uma assexuada no hospedeiro

intermediário. A sua dispersão geográfica é moldada pelas condições ambientais que possam favorecer a presença dos hospedeiros intermediários, com os quais, enquanto imaturos, mantêm uma elevada especificidade (estenoxenos) (Carney 1970; Atkinson et al. 2008).

O ciclo de vida generalizado de um tremátode digenético inicia-se com a eliminação de ovos através das fezes do hospedeiro definitivo para solos húmidos, poças ou lagos. Em água doce, os ovos libertam o miracídio que, através de sinais químicos, nada até ao hospedeiro intermediário, um molusco. Após penetrar neste, o miracídio desenvolve-se em esporocisto, que, por reprodução assexuada, origina mais esporocistos ou rédias, que, posteriormente formam cercárias. Estas últimas emergem do molusco, aderindo a superfícies como as folhas das plantas ou penetrando num segundo hospedeiro intermediário, como por exemplo um caracol, anfíbio ou peixe, enquistando sob a forma de metacercárias. Após a sua ingestão por uma ave, as formas adultas do parasita surgem, reproduzindo-se sexualmente por autofecundação ou fecundação cruzada, dependendo da espécie de trematode, produzindo ovos que chegarão ao intestino do hospedeiro definitivo (Krone and Cooper 2002; Atkinson et al. 2008; Taylor et al. 2016).

Os trematodes que parasitam aves geralmente desenvolvem-se em locais específicos do seu organismo, sendo o intestino o mais comum. No entanto, podem também surgir nos sacos aéreos, bolsa de *Fabricius*, cloaca, pele e fígado (Atkinson et al. 2008; Heneberg et al. 2015).

Nas aves selvagens, pode-se encontrar uma ampla variedade de trematodes, cuja patogenicidade varia entre espécies ou mesmo entre populações da mesma espécie de hospedeiro. Embora a maioria não esteja associada a doenças significativas, já foram relatados surtos epizooticos durante a época de migração das aves (Atkinson et al. 2008).

Os sinais clínicos mais comuns são diarreia, sanguinolenta ou não, emaciação, fraqueza, incapacidade de voar, desorientação e vocalização débil ou rouca. O diagnóstico pode ser baseado na observação microscópica de ovos nas fezes, apesar da localização anatómica dos trematodes adultos ser um importante fator para a sua identificação (Atkinson et al. 2008; Taylor et al. 2016). O praziquantel e o fenbendazol têm sido utilizados como tratamento para trematodes (Carpenter, 2023), no entanto, em aves selvagens são necessárias medidas de controlo para reduzir os hospedeiros intermediários, através por exemplo da drenagem do seu habitat ou do uso de moluscidas (Atkinson et al. 2008).

Brachylecithum sp., em particular a espécie *Brachylecithum mosquensis*, apresenta especificidade para os passeriformes. O seu ciclo de vida inclui um caracol terrestre como primeiro hospedeiro intermediário e artrópodes, neste caso, formigas carpinteiras

(*Componotus* spp.) como segundos HI (Carney 1970; Heneberg et al. 2015). Estas formigas quando infetadas com metacercárias sofrem alterações comportamentais que as tornam mais suscetíveis a serem ingeridas, neste caso pela ave, o hospedeiro definitivo (Mehlhorn 2015).

As formas adultas deste trematode localizam-se nos ductos biliares, causando inflamação do epitélio, dilatação do lúmen, colangiectasia, ou mesmo obstrução com refluxo da bilis para o fígado, resultando em alterações distróficas e atróficas do mesmo (Atkinson et al. 2008).

3.3.4. Classe Cestoda

Os cestodes, pertencentes ao filo Platyhelminthes, classe Cestoda, são facilmente distinguíveis dos restantes parasitas pela sua aparência segmentada (Atkinson et al. 2008), na medida em que as formas adultas apresentam um escólex, onde se inserem os órgãos de fixação, um pescoço e um estróbilo dividido em várias proglotes (segmentos). A maioria destes parasitas habita o intestino delgado do hospedeiro definitivo (Krone and Cooper 2002), no entanto, existe a possibilidade, no caso das aves, de também se localizarem no ceco ou na moela (Atkinson et al. 2008).

Esta classe é particularmente prevalente e diversificada em aves, tendo sido identificadas mais de 1700 espécies das cerca de 4000 espécies de cestodes existentes, número que continua a aumentar fruto da identificação de novas espécies (Atkinson et al. 2008). Além disso, são também comumente encontrados em passeriformes, exceto em canários e psitacídeos (Taylor et al. 2016).

Os cestodes raramente são patogénicos, exceto quando se encontram em número elevado e/ou existe um desequilíbrio na homeostasia dos seus hospedeiros, podendo estes manifestar sinais clínicos, tais como diarreia, anorexia, debilidade, fraqueza ou morte (Krone and Cooper 2002; Doneley 2016). Não obstante, estes parasitas causam lesões nos locais de fixação e na mucosa intestinal, verificando-se enterite catarral (Atkinson et al. 2008).

O diagnóstico pode ser efetuado pela presença de ovos embrionados, proglotes grávidas ou mesmo fragmentos do parasita nas fezes da ave, embora não seja possível a identificação até à sua espécie (Atkinson et al. 2008). Para tal, se possível, devem ser realizadas necrópsias com colheita e observação das formas adultas (Conboy e Zajac 2012). O fenbendazol e o praziquantel têm sido eficazes para o tratamento de cestodes em aves, sendo o último utilizado em passeriformes da família Sturnidae (Carpenter 2023).

O ciclo de vida dos cestodes é indireto, envolvendo gafanhotos, minhocas, besouros ou outros insetos como hospedeiros intermediários. Estes infetam-se através da ingestão de ovos com embriões hexacantos, que ativamente se libertam e penetram nos seus intestinos com recurso aos seus ganchos, alcançando a corrente sanguínea do HI. Posto isto, evoluem para metacestodes ou formas larvares até serem ingeridos pelo hospedeiro definitivo, tornando-se então adultos, cujas proglotes hermafroditas produzem ovos embrionados que permanecem armazenados nos segmentos ovígeros do estróbilo, sendo posteriormente veiculados nas fezes da ave para o exterior (Atkinson et al. 2008; Taylor et al. 2016).

Em conclusão, a revisão bibliográfica evidencia a grande diversidade de parasitas dos passeriformes e a complexidade das infeções que estes causam. No entanto, muitos aspetos permanecem por explorar, incluindo ciclos de vida incompletos lacunas na distribuição geográfica e a necessidade de identificar e descrever novas espécies.

IV. Rastreo parasitológico em passeriformes selvagens no GREFA

1. Objetivos

Com a presente dissertação de Mestrado pretendeu-se investigar os parasitas de passeriformes selvagens, com foco na sua diversidade. Além disso, procurou-se proporcionar uma compreensão mais abrangente de uma ordem de hospedeiros que até então recebeu menor atenção em estudos científicos desta área. Para tal, foram propostos os seguintes objetivos: a) rastreo parasitológico em aves selvagens da ordem Passeriformes ingressadas no GREFA, baseado na realização de necrópsias, análise do conteúdo intestinal com recurso a três técnicas coprológicas qualitativas e uma quantitativa e identificação das formas parasitárias detetadas; b) determinação da influência de fatores como o sexo dos passeriformes, a utilização de corticosteroides no seu tratamento, o tempo de transporte desde o local de recolha até ao centro, o tempo de internamento e a sua condição corporal nas contagens parasitárias.

2. Materiais e métodos

2.1. Caracterização da amostra

Foram realizadas necrópsias e colhido o conteúdo intestinal de 17 passeriformes selvagens ingressados no *Grupo De Rehabilitación De La Fauna Autóctona Y Su Hábitat* (GREFA) em Majadahonda, Madrid, entre outubro e dezembro de 2022. A amostra

apresentou-se heterogênea, pois incluiu indivíduos de 12 espécies distintas, com diferentes causas de ingresso e tratamentos aplicados.

Os cadáveres analisados foram obtidos após a morte dos passeriformes durante o internamento ou após a execução de eutanásia em casos nos quais a gravidade das lesões não permitisse uma recuperação suficiente para a sobrevivência em meio selvagem. Sendo assim, foram colhidos espécimes parasitários e material para aplicação de métodos coprológicos o mais brevemente possível e de maneira a atingir resultados fidedignos.

2.2. Técnica de necrópsia

As necrópsias foram conduzidas de acordo com o protocolo de técnica de necrópsia de aves desenvolvido e implementado no GREFA (Anexo II). Com base nos achados do exame *post mortem* foram elaborados relatórios, a partir dos modelos de relatório utilizados no GREFA e na FMV (Anexo III), com os devidos registros fotográficos.

É de referir que previamente à realização das necrópsias foram compilados, de cada ave, os dados relativos à história progressa, incluindo a espécie, idade e causa de ingresso, e os dados de internamento (ex.: diagnóstico e tratamento). Posto isso, foram também efetuadas radiografias ventrodorsais e, em alguns casos, laterolaterais.

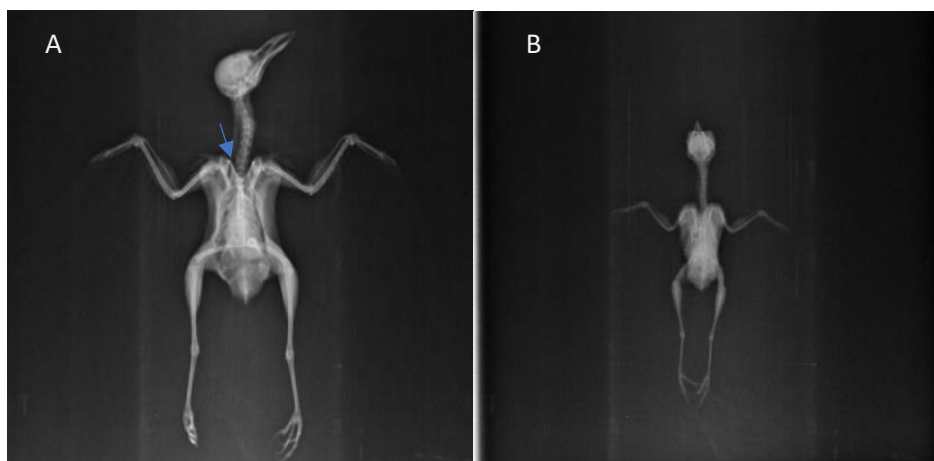


Figura 5 – Radiografia *post mortem* de dois passeriformes da amostra. A: Melro-preto (*Turdus merula*) com fratura de clavícula direita (seta) e semente na moela. B: Toutinegra-de-barrete (*Sylvia atricapilla*) com infecção parasitária dos sacos aéreos (Original).

Os recipientes destinados à colheita de amostras parasitológicas foram sempre antecipadamente preparados, sendo que durante a necrópsia se recorreu a uma lupa e a instrumentos e lâminas de bisturi com as menores dimensões disponíveis.

2.3. Colheita e processamento das amostras para pesquisa de parasitas

Após a deteção e confirmação da morte dos passeriformes, os cadáveres foram acondicionados num saco próprio, devidamente etiquetado, e transportado para o frigorífico da sala de necrópsias, que se mantinha a uma temperatura de 4^o-5^o C. Visto a necessidade de se realizar o exame *post mortem* o mais brevemente possível, procurou-se que o cadáver não permanecesse em refrigeração por mais de 48 horas.

Durante a necrópsia, os parasitas externos ou internos macroscópicos detetados foram colocados em tubos de colheita com álcool etílico a 70% para que se mantivessem conservados até à sua identificação. Por sua vez, as amostras de conteúdo intestinal foram colhidas apenas na etapa final do exame *post mortem*, de modo a evitar a conspurcação das mesmas e do cadáver. Tendo em consideração a reduzida quantidade de material disponível, foi coletado todo o conteúdo intestinal (intestino delgado e grosso) para análise coprológica. Pretendia-se que as amostras fossem frescas, pelo que a sua análise laboratorial ocorria no próprio dia da necrópsia ou no dia seguinte, permanecendo também refrigeradas, a 4^o C, no frigorífico do laboratório, em tubos de colheita devidamente etiquetados.

A seleção das técnicas e métodos coprológicos a aplicar foi definida com base na quantidade reduzida de conteúdo intestinal destas espécies de ave, realizando-se, em todos os indivíduos da amostra, o exame direto/esfregaço fecal (em primeiro lugar) e, em seguida as técnicas de concentração e de contagem de formas parasitárias

2.4. Coprologia qualitativa microscópica

2.4.1. Exame direto/Esfregaço fecal

O exame direto, também designado por esfregaço fecal, consiste num método simples e rápido de obter uma imagem geral relativa ao tipo de parasitas e grau de parasitismo que o hospedeiro apresenta. Sendo assim, fornece informações quanto à presença de ovos de nematodes, trematodes e cestodes, de diversas formas evolutivas de protozoários (por exemplo, oocistos e trofozoítos) e ainda de larvas (Conboy and Zajac 2012; Cunha and Junior, 2021). Este método é bastante útil quando a quantidade de amostra disponível é pequena (Cunha and Junior, 2021).

Para preparar o esfregaço fecal, colocou-se numa lâmina uma ou mais gotas de soro fisiológico, com uma quantidade proporcional de conteúdo intestinal, homogeneizando-se levemente com uma ansa. Posto isto, eliminaram-se as partículas de maiores dimensões que

pudessem interferir com a preparação, colocou-se uma lamela por cima da mesma e retirou-se o soro em excesso, com papel ou compressas. Por fim, observou-se o esfregaço fecal ao microscópio ótico, com as ampliações: 40x, 100x e 400x.

2.4.2. Técnica de flutuação de Willis

A técnica de flutuação de Willis baseia-se no princípio de que os elementos parasitários presentes nas fezes ou, neste caso, no conteúdo intestinal, sejam menos densos do que o líquido de diluição utilizado. Desta forma, estes irão concentrar-se à superfície, enquanto que os detritos fecais, geralmente mais pesados, sedimentam (Conboy and Zajac 2012). Este método possibilita, principalmente, a deteção de oocistos de protozoários, assim como de ovos de nematodes e cestodes (Conboy and Zajac 2012).

Sendo assim, o efeito desta técnica depende da densidade do líquido de diluição utilizado, que neste contexto se trata de uma solução saturada ou hipersaturada. No presente estudo recorreu-se a uma solução saturada de sulfato de magnésio, com densidade 1,180, preparada através da seguinte fórmula: 331 grama de sulfato de magnésio em pó por cada litro de água destilada.

É importante referir que para este trabalho foi necessário adaptar o protocolo da técnica de flutuação de Willis e de sedimentação, uma vez que a quantidade de amostra era muito reduzida. Sendo assim, preparou-se uma suspensão de dois grama de amostra, que, na maior parte das vezes, correspondia a todo o conteúdo intestinal do passeriforme, com 28 mililitro de solução de sulfato de magnésio. Esta suspensão corresponde àquela utilizada para a realização de coprologias quantitativas segundo o método de McMaster, e da qual foi, portanto, retirada parte para aplicar estas duas técnicas coprológicas qualitativas.

Em concreto, para a técnica de flutuação de Willis, transferiu-se, então, parte da suspensão anteriormente mencionada para um tubo de ensaio, após filtração, até que se formasse um menisco convexo à superfície. Imediatamente de seguida, posicionou-se uma lamela por cima do mesmo. Após um intervalo de quinze a vinte minutos, retirou-se com cuidado a lamela, colocando-a, de seguida, na lâmina para observação ao microscópio ótico.

2.4.3. Técnica de sedimentação (por centrifugação)

A técnica coprológica de sedimentação é utilizada para a pesquisa de ovos de trematodes, acantocéfalos e de alguns nematodes e cestodes cujos ovos possuem um peso e densidade

superiores, que os impedem de flutuar e de, conseqüentemente, serem detetados com o método de flutuação de Willis (Conboy and Zajac 2012; Becker et al. 2016).

Neste método coprológico, colocou-se a suspensão de conteúdo intestinal e sulfato de magnésio, filtrada e homogeneizada, num tubo de ensaio, sem que esta chegasse ao topo. De seguida, foi centrifugada a 2000 rpm durante dois a três minutos, de forma a que o sedimento se depositasse no fundo do tubo e o sobrenadante fosse transparente. Posto isto, retirou-se o sobrenadante com uma pipeta de Pasteur ou uma micropipeta de um mililitro e aplicou-se uma gota do remanescente numa lâmina. Foi, então, adicionado o corante Azul de Metileno (uma gota) e coberta a preparação com uma lamela, para posterior observação ao microscópio ótico.

2.5. Coprologia quantitativa microscópica

2.5.1. Contagem pelo método McMaster

O método de McMaster consiste numa técnica coprológica quantitativa amplamente conhecida em veterinária, que, recorrendo aos princípios aplicados nas técnicas de flutuação, viabiliza o cálculo da quantidade de ovos/ocistos existentes por cada grama de fezes de um hospedeiro (Vadlejch et al. 2012). Sendo assim, tanto pode ser utilizada como ferramenta de diagnóstico, como também permite a monitorização de uma terapêutica antiparasitária em curso ou possibilita decisões profiláticas de grupo (Conboy and Zajac 2012; Vadlejch et al. 2012). É utilizado principalmente em casos de parasitismo por coccídias, por alguns nematodes e mais raramente alguns cestodes (Becker et al. 2016).

Neste estudo, para a contagem de formas parasitárias pelo método de McMaster foi, então, necessário misturar dois gramas de conteúdo intestinal do cadáver de um passeriforme com 28 mililitro de solução saturada de sulfato de magnésio. Em seguida, esta suspensão foi filtrada através de um funil com filtro para um copo graduado, por sua vez, utilizado para preencher ambas as câmaras da lâmina de McMaster. Após cinco minutos de repouso, nos quais os ovos/ocistos existentes se podem deslocar em direção à superfície e aderir às grelhas, efetuou-se a contagem ao microscópio ótico com ampliação 100x.

O número de ovos (OPG) ou oocistos (OoPG) por grama de conteúdo intestinal foi calculado através da multiplicação do número total de formas parasitárias existentes dentro dos limites de ambas as câmaras de flutuação pelo fator 50 (Madeira de Carvalho 2002). No caso de se terem verificado resultados negativos pelo método de McMaster, mas positivos

nas técnicas coprológicas qualitativas, o número total de ovos/ooquistos por grama de conteúdo intestinal desse hospedeiro foi considerado como sendo inferior a 50 OPG/OoPG.

2.6. Identificação das formas parasitárias detetadas

A identificação dos parasitas externos e dos parasitas internos macroscópicos detetados durante a necrópsia foi efetuada com recurso a uma vasta bibliografia e artigos específicos, entre os quais Weisbroth (1960), Levin (1961), Proctor and Owens (2000), Mobedi et al. (2006), Atkinson et al. (2008), Palma et al. (2012), Königová et al. (2013), Morais et al. (2018), Hong et al. (2019), Li and Scholz (2019), Stanicka et al. (2021) e Tomás (2014, 2021). Através da observação ao microscópio e à lupa, foi possível reconhecer características morfológicas distintivas que, juntamente com a sua localização no passeriforme, permitiram alcançar a identificação ao nível do género dos parasitas adultos:

- Ácaros: artrópodes de pequenas dimensões, constituídos pelo gnatosoma (peças bucais) e pelo idiosoma (cefalotórax e abdómen fundidos); são octópodes enquanto ninfas e adultos, mas hexápodes enquanto larvas.
- *Diplotrriaena* sp.: nematode dos sacos aéreos, filiforme, apresentando estruturas em forma de tridente na sua extremidade anterior e que, em algumas espécies, se projetam para além da mesma.
- *Serratospiculum* sp.: nematode dos sacos aéreos, filiforme, com uma cutícula lisa, em que os machos possuem uma cauda em forma de gancho, com duas espículas.
- *Porrocaecum* sp.: nematode gastrointestinal filiforme, cuja porção anterior apresenta três lábios e em que os machos possuem uma modificação em nó/alargamento da porção distal da cauda.

A identificação dos ovos e ooquistos detetados pelas técnicas coprológicas foi efetuada através da sua morfologia, tendo em consideração o hospedeiro, localização geográfica e presença de parasitas adultos na necrópsia. Estes resultados foram alcançados através da consulta de uma extensa bibliografia, que incluiu: Carney (1970), Gomez and López (1979), Wharton (1979), Atkinson et al. (2008), Conboy and Zajac (2012), Taylor et al. (2016), Veiga et al. (2017), Wettere et al. (2018) Cardozo et al. (2019), Stanicka et al. (2021) e Oliveira et al. (2023). De seguida, serão descritos os ooquistos e ovos dos parasitas relevantes neste estudo:

Coccídias: ooquistos esféricos, ovais ou alongados, que, quando esporulados, possuem esporocistos e esporozoítos em número variável dependendo do género do parasita.

Nematodes:

- *Diplotrriaena* sp. e *Serratospiculum* sp.: ovo elipsóide, de parede grossa, contendo uma larva no interior.
- *Porrocaecum* sp.: ovo redondo ou oval, com um opérculo discreto em cada um dos pólos, de parede grossa e irregular.
- *Capillaria* sp.: ovo com aspeto de barril, bioperculado, com opérculos protuberantes e transparentes.
- *Syngamus* sp.: ovo com opérculos pouco salientes nos dois pólos, de parede lisa, contendo uma mórula no interior.
- *Strongyloides* sp.: ovo translúcido, mais alongado do que arredondado, contendo uma larva filiforme no interior.

Trematodes - *Brachylecithum* sp.: ovo elipsóide, com um opérculo e dois núcleos granulares (miracídeo).

Cestodes: ovos esféricos ou elipsóides, de parede espessa e lisa, contendo um embrião hexacanto no interior.

2.7. Análise estatística

A estatística descritiva foi realizada com recurso ao programa de *software Microsoft Office Excel2019*, no qual foram organizados, trabalhados e armazenados os dados deste trabalho, além de construídos e editados os gráficos. Para análises estatísticas mais complexas recorreu-se ao *software SPSS Statistics Version 29.0*.

De forma a avaliar a influência de fatores intrínsecos dos passeriformes e de maneio nos centros de recuperação nas contagens parasitárias, foram selecionados: o sexo, a utilização de corticosteroides (um fármaco imunossupressor) no tratamento, o tempo de transporte desde o local de recolha até ao centro, o tempo de internamento e a condição corporal, utilizando uma escala de 0 a 5 (0 - caquexia, 1 - emaciação, 2 - magreza, 3 - normal, 4 - gordo, 5 - obeso). Visto os dados não apresentarem distribuição normal e não cumprirem os pressupostos para a aplicação de testes paramétricos, foram aplicados dois testes não paramétricos para o estudo das respetivas variáveis. O teste de *Mann-Whitney U*, bilateral, foi utilizado para comparar grupos independentes, nomeadamente de machos e fêmeas, e de passeriformes com e sem tratamento com corticosteroides, enquanto que foram utilizados testes de correlação de *Spearman* para investigar possíveis correlações entre a contagem de OoPG e as variáveis: condição corporal, tempo de transporte e tempo de internamento.

Ao calcular os intervalos de confiança para a média e para os restantes testes estatísticos foi estabelecido um nível de significância de 0,05.

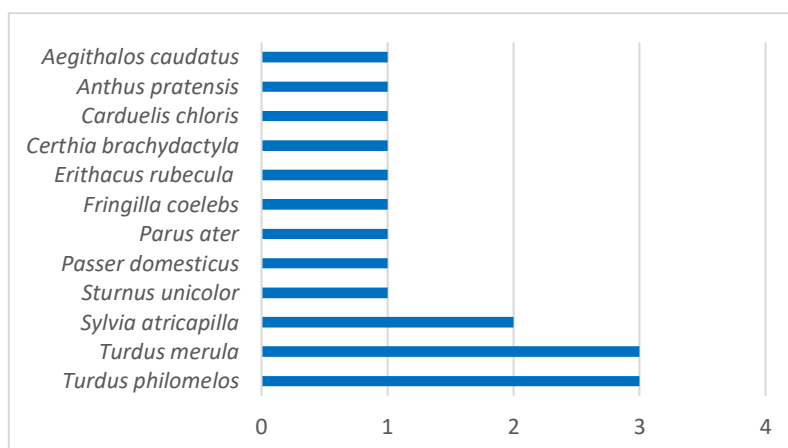
3. Resultados

3.1. Amostragem

Para a elaboração deste trabalho, foram analisados 17 passeriformes ingressados num centro de recuperação de animais selvagens, o GREFA, ao longo dos meses de outubro, novembro e dezembro de 2022.

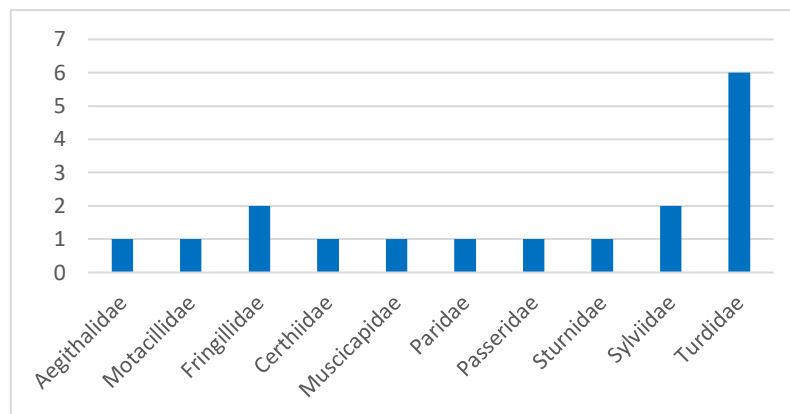
Como demonstrado no gráfico 3, os passeriformes incluídos na amostragem compreendem um total de 12 espécies distintas, sendo que a maior parte dessas espécies (9/12; 75%), nomeadamente chapim-rabilongo (*Aegithalos caudatus*), petinha-dos-prados (*Anthus pratensis*), verdilhão (*Carduelis chloris*), trepadeira-comum (*Certhia brachydactyla*), pisco-de-peito-ruivo (*Erithacus rubecula*), tentilhão-comum (*Fringilla coelebs*), chapim-carvoeiro (*Parus ater*), pardal-do-telhado (*Passer domesticus*) e estorninho-vulgar (*Sturnus unicolor*) estão representadas apenas por um indivíduo. Adicionalmente, existem duas toutinegras-de-barrete (*Sylvia atricapilla*), três melros-pretos (*Turdus merula*) e três tordos-pinto (*Turdus philomelos*), correspondendo a 12% (2/17), 18% (3/17) e 18% (3/17) da totalidade da amostra, respetivamente.

Gráfico 3 – Distribuição da amostra de passeriformes por espécie



No que diz respeito à distribuição da amostra por famílias, apresentada no gráfico 4, denotam-se apenas duas alterações face à distribuição por espécies, sendo estas: a família Fringillidae, que compreende as espécies verdilhão (*Carduelis chloris*) e tentilhão-comum (*Fringilla coelebs*) e a família Turdidae, representando 35% (6/17) da amostra, com os indivíduos das espécies melro-preto (*Turdus merula*) e tordo-pinto (*Turdus philomelos*).

Gráfico 4 – Distribuição da amostra de passeriformes por família



Dos passeriformes constituintes da amostra, 94% (16/17) eram adultos e apenas 6% (1/17) eram juvenis, isto é, com idade inferior a um ano, além de que 47% (8/17) eram machos, 47% (8/17) eram fêmeas e 6% (1/17) cujo sexo não foi possível de determinar.

A sua principal causa de ingresso no GREFA foi por trauma indeterminado, em 65% (11/17) da amostra, seguida de predação, em 35% (6/17) da mesma, tendo sido o prognóstico considerado como grave e muito grave em 47% (8/17) e 41% (7/17) dos passeriformes, respetivamente, excluindo 12% (2/17) dos casos aos quais não foi possível corresponder um prognóstico. Em última instância, 76% (13/17) dos passeriformes morreu durante a manipulação ou durante o internamento, enquanto que em 24% (4/17) da amostra foi tomada a decisão de proceder à eutanásia.

Os passeriformes ingressados no GREFA são transportados, de preferência o mais rapidamente possível, desde o seu local de recolha, que terá necessariamente de se localizar em Madrid. Através do gráfico 5 verifica-se que o mais comum, decorrido em 29% (5/17) da amostra, foi que os passeriformes demorassem entre 10 a 20 minutos a chegar ao centro. No entanto, o segundo período de tempo mais prevalente, obtido em 18% (3/17) da amostra, foi entre 50 a 60 minutos, tendo inclusive existido um passeriforme que tardou mais de uma hora a ingressar no centro.

O gráfico 6 permite constatar que grande parte (47%, 8/17) dos passeriformes da amostra apresentava uma condição corporal normal (CC = 3). Contudo, a mesma percentagem é aplicada para uma condição corporal inferior à normalidade (CC = 0, 1 e 2), em casos de caquexia, emaciação e magreza.

Após ingressarem no GREFA, os passeriformes foram examinados, sendo que, como observado no gráfico 7, em 35% (6/17) efetuou-se um tratamento com corticosteroides e em

41% (7/17) aplicaram-se tratamentos sem corticosteroides, tais como analgesia, antibioterapia, anti-inflamatórios não esteroides, ligaduras, oxigenação. Em 24% (4/17) dos casos o passeriforme não foi tratado, em grande parte por impossibilidade de recuperação médica, tendo-se recorrido à eutanásia.

Devido ao facto de o confinamento de animais selvagens ter implicações para o bem-estar animal, foram colhidos dados relativos ao período de permanência dos passeriformes da amostra em internamento, presentes no gráfico 8. Foi possível determinar que em 47% (8/17) dos casos, os passeriformes morreram após um dia de internamento, 29% (5/17) em menos de um dia, 12% (2/17) após dois dias, 6% (1/17) após cinco dias e, por fim, 6% (1/17) após seis dias.

Gráfico 5 – Distribuição da amostra de passeriformes por tempo de transporte

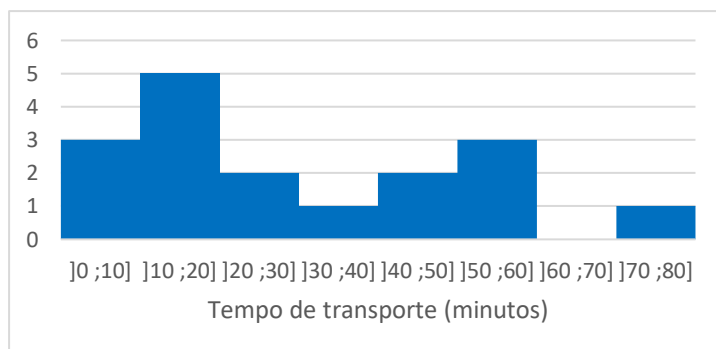


Gráfico 6 – Distribuição da amostra de passeriformes por condição corporal

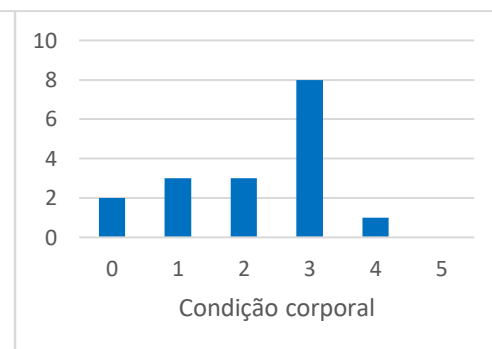


Gráfico 7 – Distribuição da amostra de passeriformes por tipo de tratamento aplicado

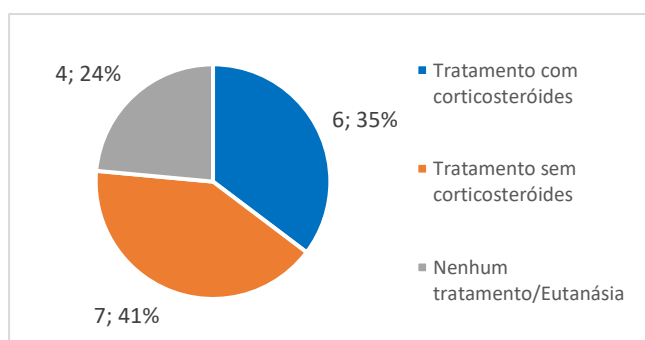
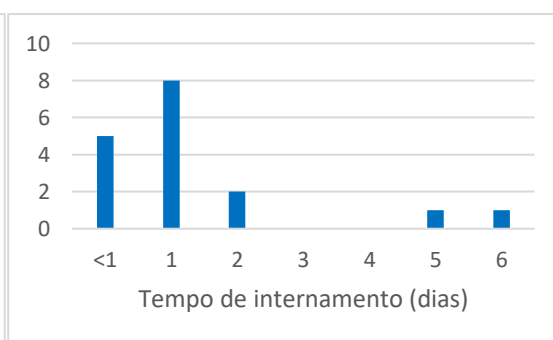


Gráfico 8 – Distribuição amostra de passeriformes por tempo de internamento



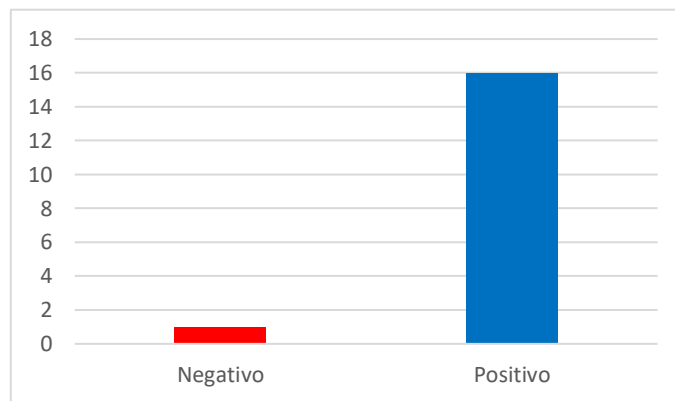
3.2. Parasitas identificados e técnicas coprológicas

Neste trabalho, foram realizadas necrópsias à totalidade dos passeriformes, sendo colhidos os parasitas macroscópicos, quando detetados, e posteriormente aplicadas técnicas

coprológicas, qualitativas e quantitativa, aos conteúdos intestinais dos mesmos. Apesar da reduzida quantidade de conteúdo, foi possível adaptar as técnicas coprológicas para se proceder à sua aplicação em todas as amostras.

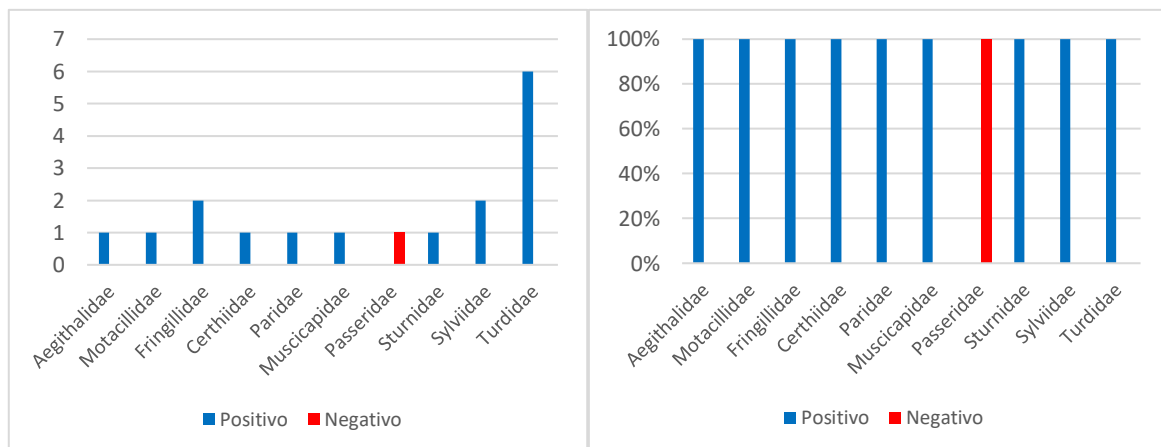
Das 17 amostras submetidas a análise, 16 (94,1%) foram consideradas positivas para a presença de formas parasitárias em pelo menos uma das técnicas utilizadas, tendo sido incluídos os parasitas detetados em necrópsia (Gráfico 9).

Gráfico 9 – Distribuição da amostra de passeriformes por resultado parasitológico



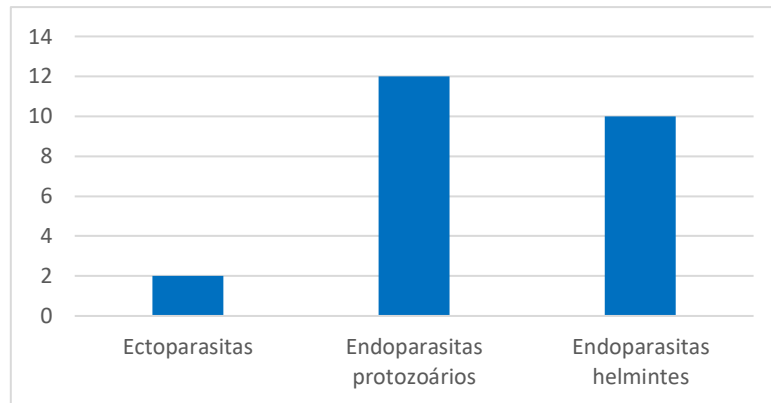
Como demonstrado no gráfico 10, a família Passeridae, representada por apenas um indivíduo, corresponde ao único caso no qual não foi detetada a presença de qualquer forma parasitária, sendo assim considerado, um resultado negativo. As restantes famílias obtiveram resultados positivos na totalidade (100%) dos indivíduos nela incluídos, sendo de destacar a família Turdidae, que, como mencionado anteriormente, possui maior quantidade de passeriformes representados.

Gráfico 10 – Distribuição dos resultados parasitológicos por família de passeriforme



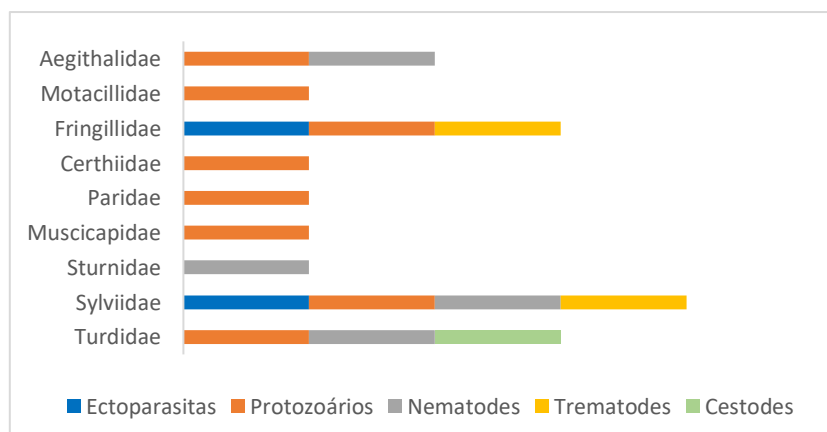
Findada a análise de todas as amostras, os parasitas identificados foram categorizados em três grupos principais (Gráfico 12): os ectoparasitas, detetados em dois dos passeriformes (2/17; 12%), os endoparasitas protozoários, encontrados em 12 dos passeriformes (12/17; 71%) e os endoparasitas helmintes presentes em 10 dos passeriformes (10/17; 59%).

Gráfico 11 – Distribuição da amostra de passeriformes por grupos parasitários



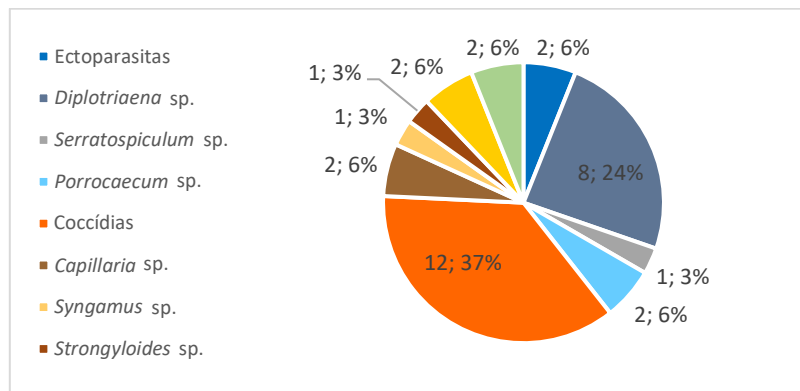
O gráfico 12 representa a distribuição dos endoparasitas helmintes em nematodes, trematodes e cestodes, uma vez que não foram detetados acantocéfalos na amostra. Das famílias de passeriformes com resultado positivo para parasitismo, foi possível observar que a família Sylviidae possuía maior diversidade de grupos parasitários, nomeadamente ectoparasitas, protozoários, nematodes e trematodes, enquanto que as famílias Motacillidae, Certhiidae, Paridae, Muscicapidae e Sturnidae apresentaram apenas um destes grupos. Singularmente, a família Turdidae foi a única na qual surgiram cestodes, enquanto que a família Sturnidae se destaca pela ausência de protozoários. Em acréscimo, as famílias Fringillidae e Sylviidae obtiveram os únicos casos de ectoparasitas e trematodes da amostra.

Gráfico 12 – Distribuição dos grupos parasitários detetados por família de passeriforme



Dos 33 resultados positivos dos grupos/gêneros parasitários detetados (Gráfico 13), 37% (12/33) corresponderam ao nematode *Diplotriaeana* sp. e 24% (8/33) a coccídias, sendo estes os parasitas mais frequentes. De seguida, foram identificados *Porrocaecum* sp., *Capillaria* sp., *Brachylecithum* sp. (trematodes), cestodes e ectoparasitas, cada qual com uma ocorrência de 6% (2/33). Por último, *Serratospiculum* sp., *Syngamus* sp. e *Strongyloides* sp. surgiram em 3% (1/33) dos resultados positivos.

Gráfico 13 – Distribuição por classificação taxonómica dos resultados parasitológicos positivos na amostra de passeriformes



3.2.1. Parasitas externos

Ao iniciar a necrópsia de dois dos passeriformes da amostra, no contexto da sua exploração externa, foram detetados parasitas externos/ectoparasitas. No caso do tentilhão-comum (*Fringilla coelebs*) foram observados parasitas, de pequenas dimensões, imóveis, distribuídos essencialmente ao longo das penas primárias e secundárias de ambas as asas. Após observação ao microscópio foram identificados espécimes adultos de ambos os sexos e tritoninfas de *Monojoubertia microhylla*.



Figura 6 – Fêmea (à esquerda), macho (à direita, em baixo) e tritoninfa (à direita, em cima) de *Monojoubertia microhylla* (Original)

O segundo caso no qual foram detetados parasitas externos ocorreu numa toutinegra-de-barrete (*Sylvia atricapilla*), tendo estes sido observados em movimento pelo saco onde o cadáver estava acondicionado e por toda a superfície externa do passeriforme. Estes ectoparasitas foram identificados como pertencentes ao género *Ornithonyssus*.

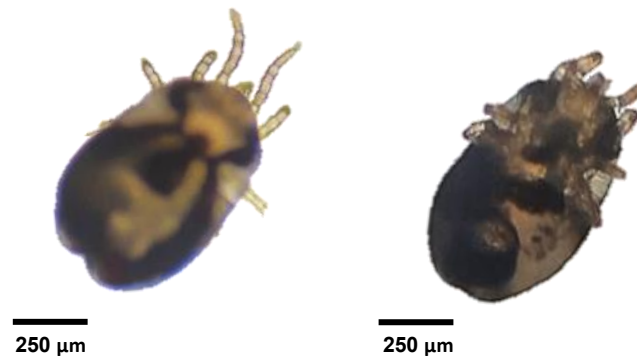


Figura 7 – Vista dorsal (à esquerda) e ventral (à direita) de *Ornithonyssus* sp. (Original)

3.2.2. Parasitas macroscópicos detetados em necrópsia

Da totalidade das necrópsias realizadas, 35% (6/17) foram consideradas positivas para a presença de formas parasitárias macroscópicas adultas. Nos sacos aéreos foram detetados parasitas dos géneros *Diplotriaeana* e *Serratospiculum*, enquanto que a nível intestinal se evidenciou um espécime do género *Porrocaecum*.

Diplotriaeana sp. surgiu em 24% (4/17) dos passeriformes da amostra, mais concretamente em indivíduos das espécies chapim-rabilongo (*Aegithalos caudatus*), estorninho-vulgar (*Sturnus unicolor*) e toutinegra-de-barrete (*Sylvia atricapilla*).



Figura 8 – Extremidade anterior de *Diplotriaeana* sp., (à esquerda), na qual se pode observar o tridente; cadáver de uma toutinegra-de-barrete (*Sylvia atricapilla*) com parasitas do género *Diplotriaeana* ao nível do saco aéreo intraclavicular. (Original)

Serratospiculum sp. e *Porrocaecum* sp. foram ambos identificados apenas num dos passeriformes, um tordo-pinto (*Turdus philomelos*) e um melro-preto (*Turdus merula*), respetivamente.

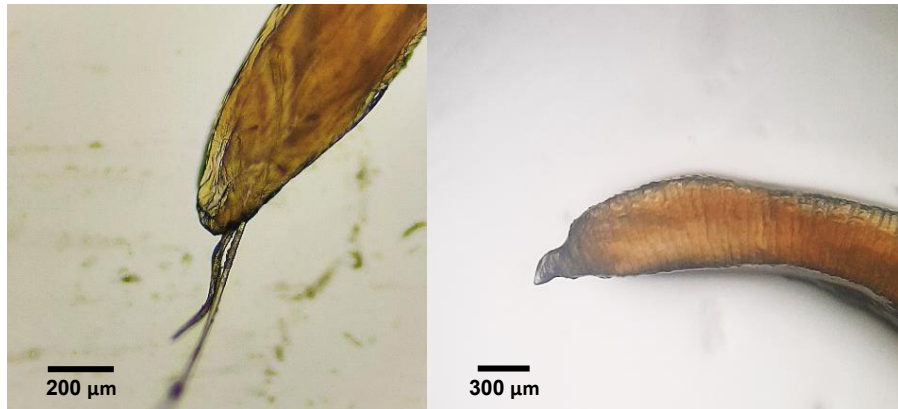


Figura 9 – Espículas na extremidade posterior de um macho da família Diplotriaenidae, observada ao microscópio (à esquerda); extremidade posterior de um macho de *Porrocaecum* sp., observada ao microscópio (à direita). (Original)

3.2.3. Coprologia

A partir do conteúdo intestinal dos passeriformes da amostra, foram realizadas coprologias nas quais se aplicaram três métodos qualitativos (exame direto, técnica de flutuação de Willis e técnica de sedimentação) e um quantitativo pelo Método de McMaster.

Das 17 amostras processadas, 16 (94%) foram consideradas positivas para a presença de uma ou mais formas parasitárias em pelo menos uma das técnicas coprológicas utilizadas. Foi possível observar parasitismo por coccídias em 75% (12/16) das amostras positivas, não se tendo verificado esporulação em nenhum dos casos.

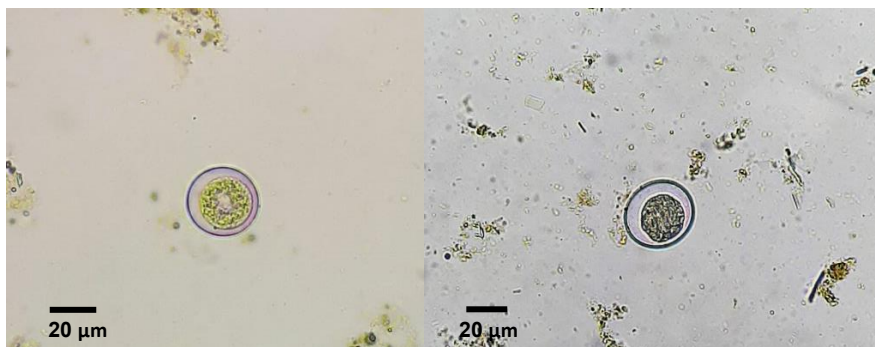


Figura 10 – Coccídias não esporuladas (Original)

Além disso, foram detetados ovos de nematodes de vários géneros, tais como *Diplotriaeana* sp. (Figura 11), *Capillaria* sp. (Figura 12), *Porrocaecum* sp. (Figura 13), *Syngamus* sp. (Figura 14) e *Strongyloides* sp. (Figura 15), em 44% (7/16) das amostras positivas.

Mais concretamente, foram observados ovos de *Diplotriaeana* sp. em 25% (4/16) das amostras parasitadas, ovos de *Capillaria* sp. em 13% (2/16) das mesmas e ovos de *Porrocaecum* sp., *Syngamus* sp. e *Strongyloides* sp. em 6% (1/16) das amostras positivas.

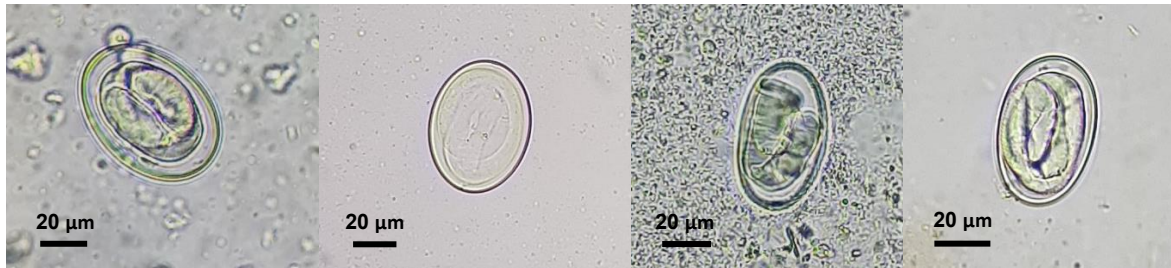


Figura 11 – Ovos de *Diplotriaeana* sp. (Original)

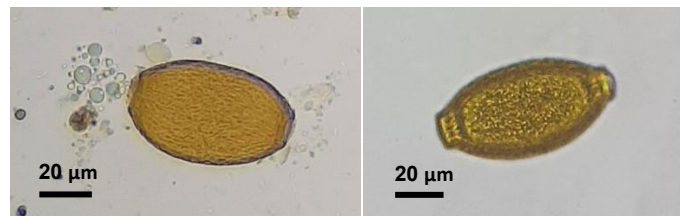


Figura 12 – Ovos de *Capillaria* sp. (Original)

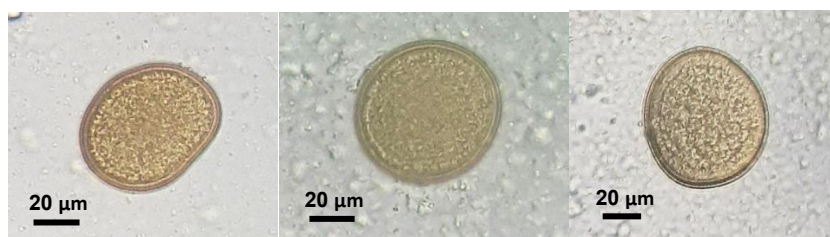


Figura 13 – Ovos de *Porrocaecum* sp. (Original)

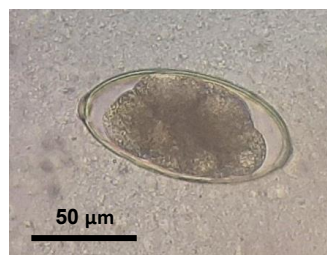


Figura 14 – Ovo de *Syngamus* sp. (Original)



Figura 15 – Ovo de *Strongyloides* sp. (Original)

Foi ainda possível confirmar ovos de trematodes, nomeadamente do género *Brachylecithum*, e ovos de cestodes, cujo géneros não foram identificados, em 13% (2/16) das amostras positivas para ambos os casos.



Figura 16 – Ovos de *Brachylecithum* sp. (Original)

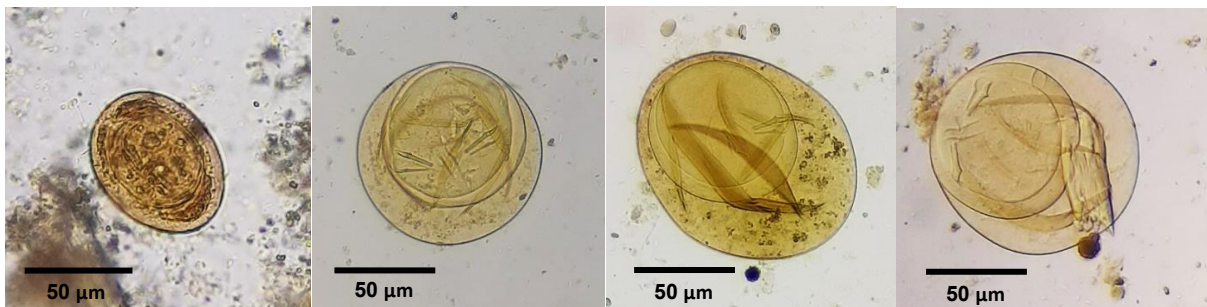


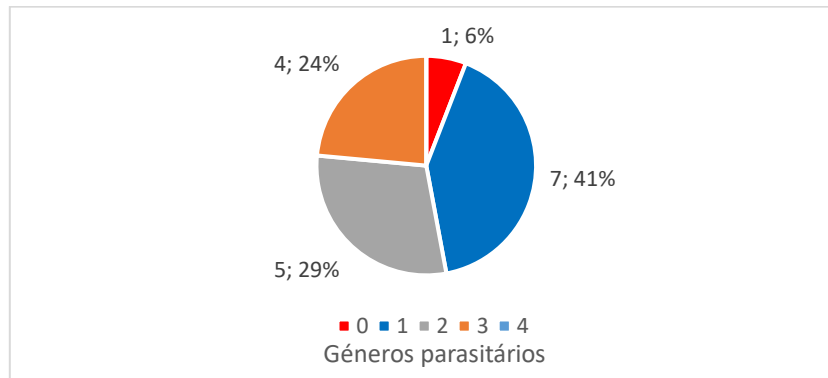
Figura 17 – Ovos de cestodes (Original)

3.2.4. Infeções mistas

Dos 17 passeriformes analisados (Gráfico 14), 41% (7/17) apresentaram infeções isoladas, isto é, por apenas um género de parasita, enquanto que 53% (9/17) possuíam infeções mistas: 29% (5/17) por dois géneros parasitários distintos e 24% (4/17) por três. A coexistência de parasitas mais comum ocorreu entre as coccídias e outros helmintes, em 41% (7/17) dos casos. É importante referir que as infeções mistas foram detetadas no chapim-

rabilongo (*Aegithalus caudatus*), verdilhão (*Carduellis Chloris*), em ambas as toutinegras-de-barrete (*Sylvia atricapilla*) e em 83% (5/6) dos indivíduos da família Turdidae.

Gráfico 14 – Distribuição da amostra de passeriformes pelo número de géneros parasitários



3.2.5. Comparação entre os métodos de deteção de parasitas

Através do exame direto/esfregaço fecal foram detetadas 11 amostras positivas para coccídias (65%), três para *Diplotriaeana* sp. (18%), uma para *Capillaria* sp. (6%), uma para *Porrocaecum* sp. (6%), uma para *Syngamus* sp. (6%) uma para *Strongyloides* sp. (6%), uma para *Brachylecithum* sp. (6%) e duas para cestodes (12%).

Através da técnica de flutuação de Willis foram detetadas 12 amostras positivas para coccídias (71%), uma para *Diplotriaeana* sp. (6%), uma para *Capillaria* sp. (6%) e nenhuma para os nematodes *Porrocaecum* sp., *Syngamus* sp., *Strongyloides* sp., nem para trematodes ou cestodes.

Através da técnica de sedimentação (por centrifugação) foram detetadas 8 amostras positivas para coccídias (47%), três para *Diplotriaeana* sp. (18%), uma para *Capillaria* sp. (6%), uma para *Porrocaecum* sp. (6%), uma para *Syngamus* sp. (6%), tendo sido todas negativas para *Strongyloides* sp. Foram ainda confirmadas duas amostras positivas para *Brachylecithum* sp. (12%) e duas para cestodes (12%).

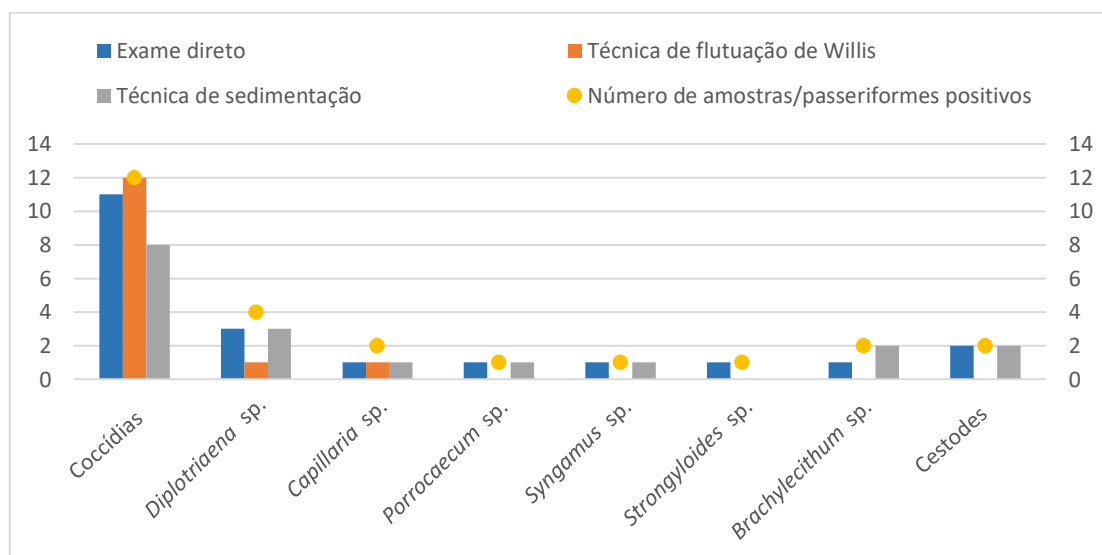
É também possível comparar, recorrendo ao gráfico 15, os resultados de cada teste coprológico qualitativo na deteção dos parasitas identificados no estudo. As amostras positivas para coccídias foram detetadas na sua totalidade pelo teste de flutuação de Willis, 92% (11/12) destas foram evidenciadas pelo exame direto e unicamente 67% (8/12) pelo teste de sedimentação.

No que diz respeito aos ovos de *Diplotriaeana* sp., estes foram detetados em grande parte, 75% (3/4), pelo exame direto e teste de sedimentação, enquanto que o teste de

flutuação de Willis apenas revelou 25% (1/4) das amostras positivas para este parasita. *Capillaria* sp. foi identificado em metade (1/2) dos passeriformes positivos para a mesma, independentemente do teste coprológico qualitativo utilizado. O exame direto e o teste de sedimentação revelaram a totalidade das amostras positivas para os nematodes *Porrocaecum* sp. e *Syngamus* sp. (1/1), enquanto que o teste de flutuação de Willis não permitiu a descoberta dos seus ovos. Por fim, os ovos de *Strongyloides* sp. da amostra foram evidenciados pelo exame direto.

Os ovos de *Brachylecithum* sp. foram encontrados em todos os passeriformes positivos para trematodes com recurso ao teste de sedimentação, mas apenas em 50% (1/2) dos mesmos pelo exame direto e nenhum pelo teste de flutuação de Willis. Os ovos de cestodes foram detetados na totalidade (2/2) das amostras positivas destes parasitas pelo exame direto e teste de sedimentação, porém nenhum caso foi evidenciado pelo teste de flutuação de Willis.

Gráfico 15 – Comparação das técnicas coprológicas qualitativas na deteção de amostras parasitológicas positivas



Ao realizar a comparação entre as formas adultas dos helmintes, detetados durante as necrópsias, e as formas imaturas, mais concretamente, os ovos, detetados através das técnicas coprológicas, foi possível notar que em 27% (4/15) dos casos existiu uma correspondência entre ambas as formas. Contudo, foram identificados parasitas adultos de *Serratospiculum* sp. e *Porrocaecum* sp., apenas um indivíduo, em 13% (2/15) das situações, sem que os ovos desses géneros tivessem surgido nas coprologias. Além disso, foram ainda detetados, em 60% (9/15) dos casos, ovos cujas formas adultas não foram confirmadas em necrópsia.

3.2.6. Coprologia quantitativa pelo método de McMaster

Das 17 amostras de conteúdo intestinal analisadas com recurso ao método de McMaster, 71% (12/17) apresentavam formas parasitárias contabilizáveis. Não obstante, em 20% (3/15) dos passeriformes positivos para as técnicas coprológicas qualitativas, não foi possível realizar nenhuma contagem, ou seja, não surgiram ovos ou oocistos na câmara de McMaster apesar de estes já terem sido identificados qualitativamente.

Visto o limite de deteção considerado para este método quantitativo ser 50 OPGs/OoPGs, determinou-se que 47% (7/15) das amostras positivas na coprologia qualitativa para nematodes se encontravam abaixo desse limite para um ou mais géneros de parasitas, sendo o seu valor considerado, portanto, inferior a 50. As coccídias, no entanto, foram possíveis de contabilizar em 100% (12/12) dos passeriformes positivos para as mesmas nas técnicas qualitativas (Tabela 2).

Tabela 2 – Resultados da contagem de formas parasitárias pelo método de McMaster

Nº historial	Espécie passeriforme	Contagem pelo método de McMaster (OPG/OoPG)					
		Coccídias	<i>Diplotriaeana</i> sp.	<i>Capillaria</i> sp.	<i>Porrocaecum</i> sp.	<i>Syngamus</i> sp.	<i>Strongyloides</i> sp.
22/7233	<i>Aegithalos caudatus</i>	100	< 50	-	-	-	-
22/6994	<i>Anthus pratensis</i>	3200	-	-	-	-	-
22/7164	<i>Carduelis chloris</i>	6050	-	-	-	-	-
22/7172	<i>Certhia brachydactyla</i>	550	-	-	-	-	-
22/7161	<i>Erithacus rubecula</i>	4100	-	-	-	-	-
22/7217	<i>Fringilla coelebs</i>		-	-	-	-	-
22/7036	<i>Parus ater</i>	11750	-	-	-	-	-
22/7064	<i>Passer domesticus</i>	-	-	-	-	-	-
22/6978	<i>Sturnus unicolor</i>	-	< 50	-	-	-	-
22/7209	<i>Sylvia atricapilla</i>	-	< 50	-	-	-	-
22/7171	<i>Sylvia atricapilla</i>	850	< 50	-	-	-	-
22/7157	<i>Turdus merula</i>	30450	-	-	-	-	-
22/7198	<i>Turdus merula</i>	10750	-	-	-	-	-
22/7202	<i>Turdus merula</i>	12900	-	-	-	-	-
22/7080	<i>Turdus philomelos</i>	-	-	< 50	-	-	-
22/7081	<i>Turdus philomelos</i>	8650	-	-	< 50	< 50	-
22/7090	<i>Turdus philomelos</i>	21600	-	< 50	-	-	< 50

Nos 12 passeriformes positivos para coccídias (Gráfico 16), foram observados valores de oocistos por grama de fezes que variaram entre 100 e 30450 OoPGs, sendo importante

notar que a família Turdidae e o Chapim-carvoeiro (*Parus ater*) registaram as contagens mais elevadas. A amostra apresentou uma média de 9245,8 OoPGs, estando o intervalo de confiança para a média populacional entre 3411,61 e 15080,06 oocistos por grama de conteúdo intestinal. No entanto, visto os dados não seguirem uma distribuição normal e existir um valor *outlier* (30450 OoPGs), é importante considerar a mediana e a amplitude interquartil, com os valores de 7350 OoPGs e 11175 OoPGs, respetivamente (Gráfico 17).

Gráfico 16 – Resultados da contagem de oocistos de coccídias pelo método de McMaster

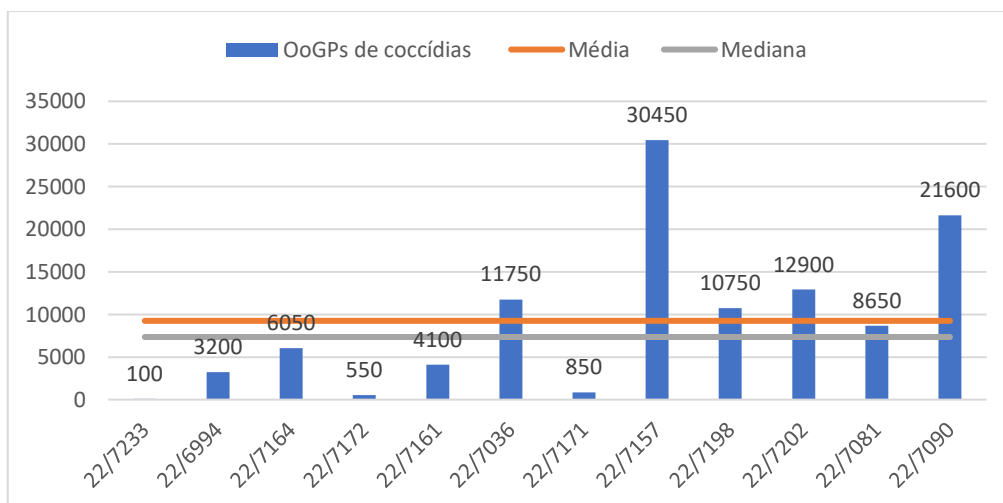
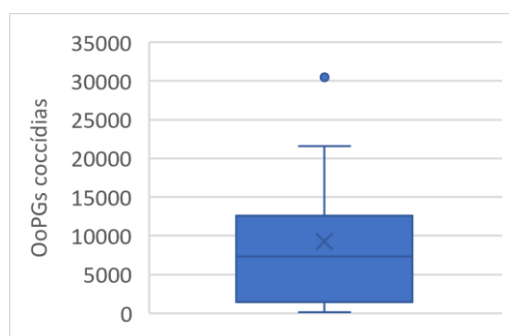


Gráfico 17 – Distribuição dos resultados da contagem de oocistos de coccídias pelo método de McMaster



O gráfico 18 apresenta a distribuição dos resultados da contagem de oocistos de coccídias pelo método de McMaster em machos e fêmeas.

No grupo dos machos, a mediana foi de 11250 OoPGs, um valor próximo da média dos dados, enquanto que no das fêmeas foi de 4100 OoPGs, observando-se que a maioria dos valores se encontra abaixo da mediana e mais próxima do primeiro quartil. Esta evidência indica uma distribuição assimétrica à direita, cujos dados se concentram em valores mais baixos, contrariamente ao que se verifica nos passeriformes macho, onde a distribuição é

simétrica. É importante referir que não foram identificados *outliers* em nenhum dos grupos. A amplitude interquartil no grupo dos machos foi de 10513 OoPGs e nas fêmeas foi de 17525 OoPGs, o que revela uma maior dispersão dos dados do grupo feminino, que, por sua vez, possui o valor mais elevado de oocistos por grama de conteúdo intestinal da amostra.

No entanto, o teste de *Mann-Whitney-U* evidencia que não existe diferença significativa ($U = 19$; $P = 0,54$; $P > 0,05$) na contagem de OoPGs entre os dois grupos de diferentes sexos, com intervalo de confiança entre -12050 e 17550.

O gráfico 19 apresenta a distribuição dos resultados da contagem de oocistos de coccídias pelo método de McMaster em dois grupos de passeriformes, o primeiro cujo tratamento incluiu corticosteroides, e o segundo, no qual foram administrados outros fármacos, realizadas ligaduras, oxigenação ou eutanásia. No grupo tratado com corticosteroides a mediana foi de 11825 OoPGs, um valor próximo da média dos dados, enquanto que no grupo sem administração de corticosteroides esta foi consideravelmente inferior, de 5075 OoPGs. No entanto, o valor 30450 OoPGs é considerado *outlier*, tornando evidente que o grupo sem corticosteroides possuiu, comparativamente, valores de OoPGs inferiores. A amplitude interquartil no grupo com corticosteroides foi de 16663 OoPGs e no sem corticosteroides foi de 9538 OoPGs, o que revela uma maior concentração dos dados do último.

Contudo, o teste de *Mann-Whitney-U* evidencia que não existe diferença significativa ($U = 12$; $P = 0,57$; $P > 0,05$) na contagem de OoPGs entre o grupo tratado com corticosteroides e o grupo no qual esse tratamento não foi administrado, com intervalo de confiança entre -8850 e 15550.

Gráfico 18 – Distribuição dos resultados da contagem de oocistos de coccídias pelo método de McMaster em machos e fêmeas

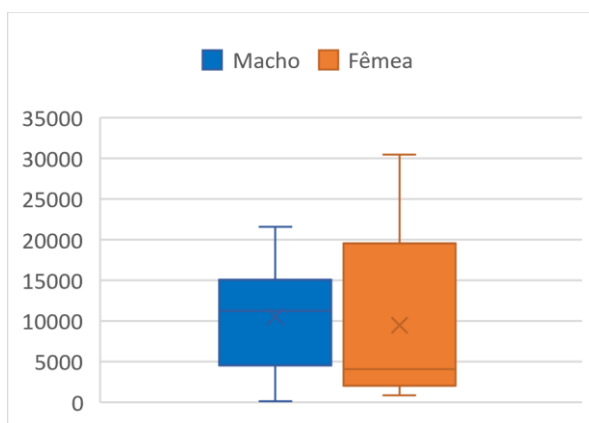
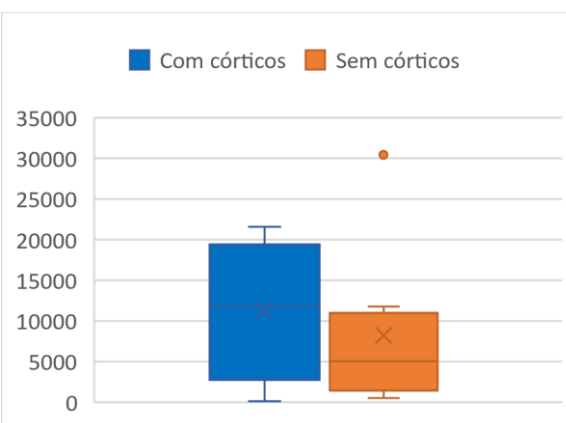


Gráfico 19 – Distribuição dos resultados da contagem de oocistos de coccídias pelo método de McMaster em passeriformes tratados com e sem corticosteroides



Com o intuito de investigar possíveis correlações entre a contagem de oocistos de coccídias por grama de conteúdo intestinal dos passeriformes e três variáveis distintas - condição corporal, tempo de transporte e tempo de internamento -, foram elaborados gráficos de dispersão (Gráficos 20, 21 e 22, respectivamente) e aplicado o teste estatístico de *Spearman*, como método de correlação não paramétrico.

Os resultados revelaram que não houve correlação significativa ($\rho = -0,410$; $P = 0,19$; $P > 0,05$) entre a condição corporal e a contagem de OoPGs de coccídias dos passeriformes, com intervalo de confiança entre -0,804 e 0,232. Da mesma forma, não foi observada correlação significativa ($\rho = 0,295$; $P = 0,35$; $P > 0,05$) entre o tempo de transporte e a contagem de OoPGs, com intervalo de confiança entre -0,353 e 0,752. Por fim, não existiu correlação significativa ($\rho = 0,522$; $P = 0,08$; $P > 0,05$) entre o tempo de internamento e a contagem de OoPGs dos passeriformes, com intervalo de confiança entre -0,093 e 0,849.

Gráfico 20 – Relação entre a contagem de oocistos de coccídias pelo método de McMaster e a condição corporal

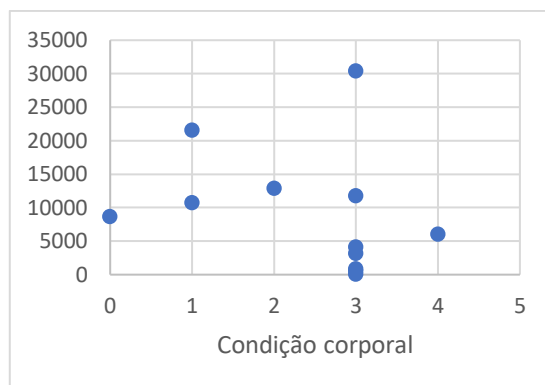


Gráfico 21 – Relação entre a contagem de oocistos de coccídias pelo método de McMaster e o tempo de transporte

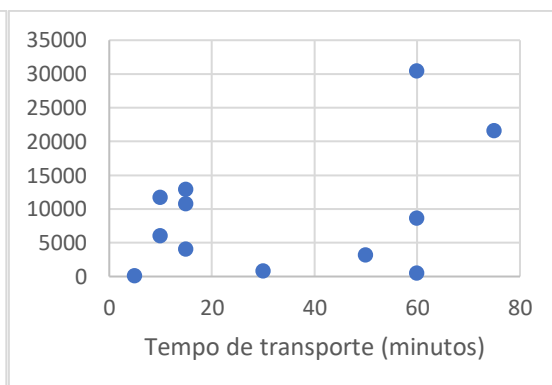
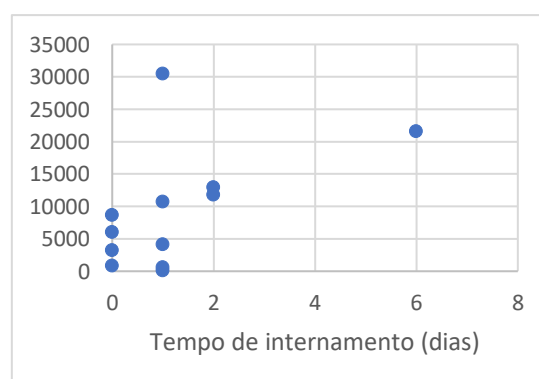


Gráfico 22 – Relação entre a contagem de oocistos de coccídias pelo método de McMaster e o tempo de internamento



4. Discussão

4.1. Amostra

O estudo realizado no âmbito desta dissertação de Mestrado recorreu a uma amostra heterogénea de passeriformes selvagens ingressados no GREFA, cuja espécie, idade, sexo, causa de ingresso, prognóstico e tipo de morte variaram. Além disso, outros fatores foram tidos em consideração, tais como o tempo de transporte até ao centro, a condição corporal, o tipo de tratamento, se aplicado, e o tempo de internamento.

Tendo em consideração o tamanho da amostra, de 17 indivíduos, o estudo incluiu uma ampla diversidade de espécies de passeriformes, mais especificamente 12, facto que dependeu unicamente dos ingressos no centro ao longo dos meses de outubro, novembro e dezembro. É relevante notar que o número de aves admitidas em centros de recuperação é geralmente menor durante o outono e o inverno, aumentando na primavera e atingindo o pico máximo durante o verão, como indicado por Mullineaux e Pawson (2023).

As 12 espécies mencionadas, nomeadamente chapim-rabilongo (*Aegithalos caudatus*), petinha-dos-prados (*Anthus pratensis*), verdilhão (*Carduelis chloris*), trepadeira-comum (*Certhia brachydactyla*), pisco-de-peito-ruivo (*Erithacus rubecula*), tentilhão-comum (*Fringilla coelebs*), chapim-carvoeiro (*Parus ater*), pardal-do-telhado (*Passer domesticus*), estorninho-vulgar (*Sturnus unicolor*), toutinegra-de-barrete (*Sylvia atricapilla*), melro-preto (*Turdus merula*) e tordo-pinto (*Turdus philomelos*), são habitualmente encontradas na região de Madrid pela altura do outono/inverno ou durante todo o ano (Svensson et al. 2022). Por esta razão e devido ao historial de ingressos do GREFA, no qual constavam previamente passeriformes destas espécies, foi considerado expectável o seu aparecimento no contexto do estudo.

Relatórios anuais de outros centros de recuperação sediados em Portugal e Espanha (RIAS 2018; AMUS 2021) mencionam o melro-preto (*Turdus merula*), o pardal-do-telhado (*Passer domesticus*), o verdilhão (*Carduelis chloris*), o estorninho-preto (*Sturnus unicolor*) e o pintassilgo (*Carduelis carduelis*) como as espécies mais comuns de passeriformes admitidas nos mesmos.

Na presente dissertação, as espécies mais prevalentes foram o melro-preto (*Turdus merula*) e o tordo-pinto (*Turdus philomelos*), cada uma representando 18% (3/17) do total da amostra, sendo que, de modo similar, a família Turdidae destacou-se como a mais numerosa, correspondendo a 35% (6/17) dos indivíduos considerados.

Estes dados podem ser justificados por vários fatores, entre os quais a caracterização destes passeriformes como relativamente grandes e de hábitos forrageiros, o que naturalmente torna mais acessível o seu avistamento, além de que, o Melro-preto (*Turdus merula*) habita não só áreas arborizadas, tais como parques, jardins e bosques (Svensson et al. 2022), mas também é avistado em áreas urbanas ou arredores (Kurucz et al. 2021). Desta forma, espécies mais facilmente detetadas quando feridas ou debilitadas e com contato mais próximo com humanos, têm a tendência de serem mais recorrentemente encaminhadas para centros de recuperação (Miller et al. 2023; Tapia and López-Jiménez 2023). Além disso, quer o tordo-pinto (*Turdus philomelos*), quer o melro-preto (*Turdus merula*), apesar de este possuir populações residentes em Espanha, realizam uma migração sazonal na época do ano considerada (Cardells-Peris et al. 2020), possibilitando a existência de indivíduos que, enfraquecidos pela mesma, necessitem de cuidados veterinários para sobreviver (Schmaljohann et al. 2022).

Um estudo realizado durante um período de 10 anos (2012-2022) num centro de recuperação de animais selvagens no Reino Unido identificou o melro-preto (*Turdus merula*) como o passeriforme mais prevalente (Mullineaux and Pawson 2023). Além disso, Duffy (2020) destacou no seu trabalho o facto de as aves migradoras terem um pico de ingressos em centros de recuperação nas épocas de migração, principalmente no outono, no qual muitos juvenis fazem a sua primeira travessia.

Dos 17 passeriformes incluídos na amostra, 16 (94%) foram identificados como adultos, enquanto apenas um (6%) foi categorizado como tendo menos de um ano de idade. Este desequilíbrio significativo na distribuição etária limitou a viabilidade de comparações precisas dos dados parasitários entre diferentes grupos etários. No entanto, é reconhecido na literatura científica que a idade do hospedeiro desempenha um papel importante na presença e prevalência de espécies específicas de parasitas, o que, por sua vez, pode ser atribuído às variações na dieta e no sistema imunitário entre passeriformes jovens e adultos (Vestbo et al. 2019; Cardells-Peris et al. 2020).

A principal causa de ingresso dos passeriformes amostrados no GREFA foi por trauma indeterminado e por predação, em 65% (11/17) e 35% (6/17) da amostra, respetivamente. Estes resultados estão de acordo com vários estudos que mencionam o trauma como a causa principal de admissão de aves em centros de recuperação (Dalton 2016; Hernandez et al. 2020), mas cujo motivo muitas vezes não consegue ser determinado (Duffy 2020).

Madrid é uma cidade com áreas densamente urbanizadas, o que aumenta o risco de colisões de aves com edifícios/infraestruturas ou atropelamentos por veículos. Além disso, recentemente, têm surgido informações sobre a morte em massa de passeriformes ao

colidirem com janelas em grandes cidades, tais como Novosibirsk, Tyumen, Yekaterinburg, Moscovo, durante migrações sazonais (Mitropolskiy 2021).

O impacto direto da atividade humana no ingresso de aves em centros de reabilitação varia entre estudos, dependendo da região onde se realizam. Por exemplo, enquanto o Centro de Vida Selvagem de Torreferrussa, em Espanha, teve 64% de admissões com causas antropogénicas, a Universidade Aristóteles de Tessalónica, na Grécia, registrou uma proporção mais elevada, de 85% (Komnenou et al. 2005; Montesdeoca et al. 2017).

Contudo, a predação também é um fator relevante, e novos estudos começam a destacar as interações com animais domésticos como sendo significativas para a conservação de espécies selvagens (Mullineaux and Pawson 2023). É estimado que gatos domésticos em estado livre matem anualmente de 1,3 a 4,0 bilhões de aves nos Estados Unidos (Mullineaux and Pawson 2023). Esta predação representa uma fonte significativa de mortalidade que contribui para o declínio das populações de aves a nível global (Demezas and Robinson 2021).

Ademais, a taxa de mortalidade dos passeriformes em centros de recuperação é considerável, com as aves geralmente a apresentar as menores taxas de libertação (Mullineaux and Pawson 2023).

Todos os indivíduos da amostra foram avaliados inicialmente e foi atribuído um prognóstico grave ou muito grave, sendo que 76% (13/17) dos mesmos morreram durante a manipulação ou internamento. É, no entanto, importante considerar que os passeriformes são particularmente suscetíveis ao *stress* (Fowler 2015; Hernandez et al. 2020) e que embora existam variações entre indivíduos, este pode facilmente levar à sua morte (Robertson 2019; Bebus et al. 2020).

De forma a mitigar o *stress*, é crucial adotar medidas, tais como: planejar as intervenções antes de abordar a ave; trabalhar rapidamente e eficientemente; minimizar o tempo de manipulação; impedir a visão do passeriforme durante os procedimentos, por exemplo, cobrindo a sua cabeça com uma toalha; aplicar técnicas de contenção adequadas; e colocar a ave em instalações com enriquecimento ambiental e com o mínimo de perturbação humana (Fowler 2015; Perry and Averka 2020; Hernandez et al. 2020).

4.2. Dados parasitários em passeriformes

No que diz respeito aos dados parasitários, foi observado que a grande maioria, 16 em 17 (94,1%) dos passeriformes amostrados apresentava resultados positivos para a presença

de parasitas. Apesar de existirem artigos que abordam o parasitismo destas aves selvagens, estes incidem apenas sobre grupos parasitários específicos, não existindo valores comparativos para uma análise mais abrangente.

Na presente dissertação, foram detetados ectoparasitas em dois dos passeriformes da amostra (2/17; 12%), um valor inferior quando comparado a outros estudos. Um trabalho realizado na Turquia (Girişgin et al. 2023), entre 2015 e 2019, analisou 188 aves selvagens feridas resgatadas, observando que 88 (46,8%) das mesmas estavam infetadas com parasitas externos, enquanto que outro estudo determinou que pelo menos uma espécie de ectoparasita foi encontrada em 114 de 266 (43%) passeriformes selvagens analisados no Arquipélago dos Açores (Oslejskova et al. 2020). Este resultado deve-se possivelmente à não utilização de métodos específicos para colheita de ectoparasitas, tais como a câmara de fumigação modificada, a passagem de algodão impregnado com 70% de etanol nas penas ou apenas o recurso a uma superfície de trabalho branca (Vila-Viçosa et al. 2016; Tomás 2021).

Por sua vez, os endoparasitas protozoários, encontrados em 12 dos passeriformes (12/17; 71%) e os endoparasitas helmintes, presentes em 10 dos passeriformes (10/17; 59%) apresentaram percentagens de indivíduos infetados superiores em comparação com os parasitas externos.

Em dois estudos distintos foram encontradas diferentes percentagens de aves infetadas por coccídias, os únicos protozoários detetados na presente dissertação. No trabalho conduzido por Assam et al. (2020), que examinou 357 aves, incluindo algumas em cativeiro, constatou-se que 39,1% das aves selvagens em liberdade estavam infetadas por coccídias. Por outro lado, Dolnik et al. (2010) encontrou uma percentagem mais elevada, com 66,6%, de parasitas *Isospora* sp. em passeriformes, estando este valor mais próximo do obtido neste trabalho (71%).

De fato, embora a prevalência de coccídias tenha sido documentada em espécies de passeriformes selvagens, muitas vezes essas observações são feitas incidentalmente ou baseadas em amostras pequenas, o que contribui para resultados díspares, que podem não refletir com precisão a situação a nível populacional (Knight et al. 2018).

Além disso, o trabalho conduzido por Keckeisen et al. (2024), no qual foram colhidas amostras de sangue e tecidos de 815 passeriformes selvagens e 15 em cativeiro, concluiu que *Isospora* sp. foi principalmente identificada não só no intestino, mas também no baço e fígado, demonstrando a relevância das fases extraintestinais deste género de parasita em passeriformes.

Apesar de os endoparasitas helmintes terem recentemente começado a ser objeto de estudo em hospedeiros passeriformes, continua a existir uma escassez de dados disponíveis. Num estudo realizado no sul de Portugal (Tomás et al. 2017), foram coletados parasitas adultos do trato gastrointestinal de 22 espécimes de aves selvagens que morreram no Centro de Reabilitação e Investigação da Vida Selvagem da Ria Formosa. O nível geral de infeção foi de 54,5% (12/22), sendo os nematodes os helmintes mais frequentes, conforme observado nesta dissertação.

Adicionalmente, Parsa et al. (2023) conduziram uma pesquisa na qual foram efetuadas coprologias a 755 passeriformes selvagens da Inglaterra, País de Gales e Irlanda, com o intuito de identificar helmintes e protozoários intestinais e estudar a sua epidemiologia. Tal como no presente trabalho, observaram-se coccídias, nematodes, trematodes e cestodes, mas não acantocéfalos, embora já tenham sido identificados em passeriformes. A presença destes parasitas também variou entre famílias de aves, tendo sido detetados: helmintes e coccídias nas famílias Paridae, Sylviidae, Muscicapidae e Turdidae; apenas helmintes na família Sturnidae; apenas coccídias nas famílias Passeridae e Fringillidae; e nenhum destes na família Aegithalidae.

É importante notar a existência quer de semelhanças, quer de disparidades entre os resultados descritos e os da presente dissertação, uma vez que fatores, tais como a estação do ano, a presença de hospedeiros intermediários, o sexo e a idade das aves podem estar envolvidos na prevalência, abundância e riqueza parasitária (Cardells-Peris et al. 2020). Destaca-se que as famílias Sylviidae e Turdidae estavam igualmente infetadas por helmintes e coccídias, tal como a família Sturnidae por helmintes apenas. No entanto, foram identificados trematodes na família Fringillidae e ambos os grupos parasitários na família Aegithalidae.

Efetivamente, o tipo de dieta e comportamentos alimentares influenciam a parasitofauna das aves (Leung and Koprivnika 2016). Passeriformes, como a maioria dos tordos (Turdidae), estão mais expostas a ovos e oocistos transmitidos troficamente devido à ampla variedade de alimentos que consomem e aos seus hábitos forrageiros, o que pode explicar uma maior variedade e incidência de parasitas. Além disso, passeriformes omnívoros, como os estorninhos (Sturnidae), surgem mais intensamente parasitados por helmintes do que granívoros, como os pardais (Passeridae) e os tentilhões (Fringillidae) (Parsa et al. 2023).

As variações do parasitismo entre famílias de passeriformes podem ser também atribuídas tanto a adaptações coevolutivas causadas por diferenças geográficas e climáticas, quanto ao estado imunológico e resistência genética dos hospedeiros (Parsa et al. 2023).

Os parasitas mais frequentes nesta dissertação foram *Diplotriaeana* sp. e as coccídias, presentes em 37% (12/33) e 24% (8/33) dos resultados positivos, respetivamente. Diversos estudos, como o de Parsa et al. (2023), reportam a presença de *Isospora* e de nematodes (por exemplo *Syngamus* sp. e *Capillaria* sp.) como os mais prevalentes. A principal discrepância reside na falta de identificação e subsequente exclusão de *Diplotriaeana* sp. da lista de parasitas mais comuns, uma tendência que é constantemente observada, exclusive nos trabalhos que se concentram especificamente neste género parasitário.

Essa ausência pode ser atribuída à escassez de relatos sobre parasitas respiratórios em passeriformes, resultando num desconhecimento generalizado. Além disso, a negligência na pesquisa sobre o género *Diplotriaeana* e seus hospedeiros (Stanicka et al. 2021) ou a necessidade de observar formas adultas para identificação do género podem contribuir para essa disparidade.

4.3. Grupos/géneros/espécies de parasitas

Na presente dissertação foram observados apenas ácaros no grupo dos parasitas externos. Apesar de não se ter recorrido a métodos de deteção mais eficazes, estes resultados são apoiados pelo facto de diversos estudos (Sajid and Ehsan 2017; Fratoni et al. 2021) mencionarem prevalências altas de ácaros em passeriformes selvagens, por exemplo atingindo um valor de 75,6%, enquanto que as prevalências dos restantes ectoparasitas são inferiores e, muitas vezes, em conjunto, não ultrapassam os 30%. Em adição, um projeto de investigação conduzido por Ouarab et al. (2021) registou cerca de 701 artrópodes colhidos em passeriformes de 40 ninhos, incluindo 6 espécies de ácaros e uma única espécie de piolho, destacando-se a completa ausência de pulgas e carraças.

Importa destacar que é comum encontrar um número consideravelmente maior de ácaros das penas em comparação com outros ectoparasitas, fruto do alto grau de especialização e relação simbiótica com os hospedeiros (Fratoni et al. 2021), o que, sem dúvida, influencia as prevalências dos ácaros em geral.

Monojoubertia microphylla tinha sido previamente identificada no tentilhão-comum (*Fringilla coelebs*) na Península Ibérica e aparenta ser, até à data, específica desta espécie de ave (Rodrigues 2015). Em contrapartida, as informações sobre *Ornithonyssus* sp. em passeriformes selvagens na Europa são escassas, sendo, contudo, possível notar um aumento das deteções deste ácaro, com trabalhos noutros continentes nos quais este prevalece (Ouarab et al. 2021).

Até ao momento foram apenas relatados casos de *Diplotriaeana* sp. e *Diplotriaeana henry* em Espanha (Martinez et al. 1977; Gomez and López 1979), tornando este trabalho o registo mais recente do parasita em muito tempo. Felizmente, artigos recentes têm abordado a identificação de espécies de *Diplotriaeana* em passeriformes selvagens e têm surgido esforços para criar uma base de dados molecular que corrobore as características morfológicas diferenciadoras deste parasita (Stanicka et al. 2021), tendo já sido sequenciado o genoma do nematode *Diplotriaeana obtusa*, encontrado numa toutinegra-de-barrete (*Sylvia atricapilla*) na Europa (Abdu et al. 2023).

Na presente dissertação, formas adultas de *Diplotriaeana* sp. surgiram em 24% (4/17) dos passeriformes da amostra, de modo similar a um estudo efetuado na Polónia, no qual foram capturados 24 indivíduos de *S. atricapilla*, que foram sacrificados e dissecados após 7 meses em cativeiro, e em que 20% das aves estavam infetadas com parasitas *Diplotriaeana* sp. ao nível dos seus sacos aéreos (Stanicka et al. 2021).

Serratospiculum sp. foi identificado num indivíduo da amostra, tratando-se do primeiro relato em passeriformes selvagens na Península Ibérica. Este resultado é corroborado pelo crescente número de relatos da presença deste parasita em passeriformes, tais como o pisco-de-peito-ruivo (*Erithacus rubecula*), trepadeira-azul (*Sitta europaea*), verdilhão (*Chloris chloris*) (Abdu et al. 2023) e estorninho (*Sturnus* spp.). Cinquenta estorninhos foram examinados por Suleiman et al. (2022), verificando-se que 15 deles estavam infetados ao nível da cavidade celómica por formas adultas do parasita.

Serratospiculum amaculata destaca-se como a espécie mais identificada nestas aves, estando a expandir as suas opções de hospedeiros e também a aumentar a sua distribuição geográfica (Abdu et al. 2023).

Nesta dissertação, foram identificadas formas adultas e ovos de *Porrocaecum* sp., um género de parasita comumente encontrado em passeriformes que se alimentam no solo, tais como o tordo-pinto (*Turdus philomelos*) e o melro-preto (*Turdus merula*) (Levin 1961; Li and Scholz 2019), o que está em linha com os dados obtidos. Este corresponde ao segundo relato do parasita em passeriformes selvagens na Península Ibérica.

Porrocaecum ensicaudatum consiste na espécie mais documentada nestas aves a nível europeu, contudo, novos estudos indicam a presença de outra espécie a considerar, *P. semiteres* (Li and Scholz 2019).

A maioria dos ovos foi classificada até ao género, no entanto, os oocistos, por não apresentarem esporulação, foram apenas incluídos na classe Coccidia. Sendo assim, teria

sido interessante incubar as amostras de conteúdo intestinal a temperatura ambiente durante dez dias para que ocorresse esporulação (Cardozo et al. 2019) e se procedesse posteriormente à sua identificação.

Apesar de já terem sido detetadas espécies do género *Eimeria* em passeriformes selvagens (Berto et al. 2011), o género *Isospora* é predominante, com algumas espécies identificadas na Europa, tais como *I. lacazei*, *I. chloridris*, *I. daszaki* e *I. lusitanensis* (Anwar 1966; Ball et al. 2012; Cardozo et al. 2019).

Capillaria sp. foi identificada em dois dos indivíduos da amostra. Este parasita é comumente reportado em passeriformes, quer selvagens, quer de cativeiro, existindo autores (Atkinson et al. 2008) que sugerem que a sua prevalência pode, ainda assim, estar subestimada. Em passeriformes selvagens na Europa já foram identificadas *Capillaria caudinflata*, *Capillaria ovopunctata* e *Capillaria resecta* (Carrera-Játiva et al. 2020).

Syngamus sp. foi detetado na presente dissertação em 6% (1/16) das amostras positivas para ovos/oocistos parasitários. Por um lado, existem estudos que o consideram como um dos nematodes mais comuns (Parsa et al. 2023), juntamente com *Syngamus trachea* a ser reportado com frequência em aves selvagens. Por outro lado, a prevalência da infeção por *S. trachea* diminui consideravelmente em populações de aves em vida livre à medida que a idade do hospedeiro aumenta (Meister et al. 2022) e, de facto, 94% desta amostra é composta por indivíduos adultos.

Ademais, este trabalho foi realizado no outono/inverno, um período no qual existe maior dificuldade de as formas larvares de *Syngamus* sp. persistirem no exterior, tornando relevante o papel dos hospedeiros paraténicos na sua transmissão. Estes diversos fatores podem ter contribuído para uma percentagem mais baixa deste parasita na amostra.

Quanto à espécie *Syngamus merulae*, embora já tenha sido identificada em tordos (*Turdus* spp.) e no pardal-do-telhado (*Passer domesticus*) (Barus 1965), permanece desconsiderada pelos investigadores.

Segundo Boll (2016), a prevalência de *Strongyloides* sp. em aves selvagens é baixa (1,9%). Apesar de já terem sido identificadas espécies deste parasita em passeriformes selvagens na América (Barus 1968), os relatos na Europa são escassos e surgem apenas de aves em cativeiro, muitas vezes como resultado de más condições higiénicas (Taylor et al. 2016). Na presente dissertação, foram detetados ovos de *Strongyloides* sp. num dos indivíduos da amostra, o que sugere a possível ocorrência da via direta do ciclo do parasita e consequente intensificação da infeção em passeriformes selvagens mantidos em cativeiro.

Brachylecithum mosquensis infeta os passeriformes, com ênfase nos pisco-de-peito-ruivo (*Erithacus rubecula*). Encontra-se amplamente difundido pelo hemisfério norte, tendo sido detetado na Rússia, China, Japão e Estados Unidos (Carney 1970), mas a sua distribuição ainda não está completamente elucidada a nível europeu. Este trata-se do segundo relato de *Brachylecithum sp.* em passeriformes selvagens na Península Ibérica.

Relativamente aos cestodes, foram apenas observados ovos, não tendo sido possível avançar na sua identificação taxonómica. Estes parasitas são comuns de serem transmitidos entre espécies de aves da mesma ordem (Carrera-Játiva et al. 2020), tendo já sido descritos em passeriformes selvagens na Península Ibérica, nomeadamente *Raillietina sartica*, *Haploparaxis dujardini*, *Dilepis undula*, *Choanotaenia musculosa*, *Choanotaenia passerina*, *Anonchotaenia globata*, *Mayhewia serpentulus* e *Passerilepis sp.* (Gomez and López 1979; Martinez et al. 1977; Cardells et al. 2014; Cruz et al. 2022).

A maioria dos parasitas identificados nesta dissertação utiliza hospedeiros intermediários presentes na dieta dos passeriformes amostrados (Svensson et al. 2022). Contudo, também foram descobertos parasitas com ciclos de vida diretos, que podem potencialmente exercer uma maior influência em cenários específicos, sobretudo nos ninhos ou durante o processo de reabilitação em centros de recuperação de animais selvagens.

As consequências do parasitismo devem, então, ser sempre interpretadas tendo em conta a idade e genética da ave, mas também o contexto em que esta se encontra, nomeadamente a localização geográfica, disponibilidade de alimento, sazonalidade, época migratória (Massey 2003), estado geral e cativeiro. Atualmente, é ainda importante considerar a repercussão que as alterações antropogénicas podem ter na maior ou menor capacidade de resistência ao parasitismo por parte das aves selvagens.

4.4. Infeções mistas

Na presente dissertação, constatou-se que 41% (7/17) dos passeriformes estavam infetados por apenas um género de parasita, enquanto que 53% (9/17) apresentavam infeção por vários géneros, evidenciando, assim, a relevância do parasitismo misto. Dentro destes casos, 29% (5/17) estavam parasitados por dois géneros distintos, enquanto que em 24% (4/17) coexistiam três. De facto, a infeção por duas espécies de parasitas é o mais comum, embora existam relatos de passeriformes nos quais se observaram até cinco espécies de parasitas em simultâneo (Parsa et al. 2023).

A coexistência de parasitas mais prevalente ocorreu entre as coccídias e os helmintes, em 41% (7/17) dos casos. De igual forma, Parsa et al. 2023 descreveu a associação entre *Isospora* sp. e quatro outros géneros de helmintes como a mais frequente, adicionando que estes parasitas competem entre si por recursos do hospedeiro e que parecem influenciar o seu sistema imunitário.

Efetivamente, as aves selvagens são afetadas por uma variedade de parasitas, os quais podem coexistir em relativo equilíbrio (Atkinson et al. 2008) ou, pelo contrário, ter um impacto negativo na competição intraespecífica e interespecífica dos seus hospedeiros, nomeadamente ao aumentar a suscetibilidade a predadores ou causar a morte. Além disso, as aves são fontes consideráveis de agentes parasitários para uma diversidade de grupos taxonómicos de animais, incluindo humanos e outros mamíferos (Carrera-Játiva et al. 2020). Principalmente, os migradores, como *Turdus* spp., possuem a capacidade de transportar rapidamente os parasitas entre diferentes localizações através do voo (Sajid and Ehsan 2017).

4.5. Métodos de deteção de parasitas

A análise comparativa dos métodos de deteção parasitária ressaltou a eficácia do teste de flutuação de Willis na identificação de coccídias, tendo este sido o único método utilizado nos escassos estudos coprológicos em passeriformes. No entanto, tornou-se evidente a importância da realização do exame direto ou do teste de sedimentação como complemento, visto estes terem revelado outros géneros parasitários da amostra que não foram detetados pelo teste de flutuação.

Por exemplo, Stanicka et al. (2021) mencionam que o método de flutuação em solução saturada de sulfato de magnésio pode não detetar infeções de *Diplotrriaena* sp. com baixa intensidade, além de que Becker et al. (2016) inferem na sua pesquisa que amostras fecais positivas são identificadas de maneira mais confiável com o método combinado de sedimentação e flutuação.

Até ao momento, não existem registos de estudos que tenham realizado coprologias do conteúdo intestinal de passeriformes. Portanto, é crucial explorar possíveis adaptações destes métodos, especialmente na seleção da solução saturada mais adequada, uma vez que a sua densidade poder ter um impacto significativo nos resultados (Cringoli et al. 2004).

Na presente dissertação foram identificados em 60% (9/15) dos casos, ovos cujas formas adultas não puderam ser confirmadas durante a necropsia, o que destaca a necessidade de aprimorar o processamento da amostra.

A principal justificação reside na dificuldade em manipular os tecidos e estruturas dos passeriformes durante a necrópsia, especialmente na abertura do intestino para colher o seu conteúdo. Esta dificuldade deve-se não só à fragilidade dos tecidos, mas também às limitações dos instrumentos utilizados. Assim sendo, seria benéfico recorrer a instrumentos de microcirurgia e desenvolver um método mais eficaz para abrir o intestino dos passeriformes e colher o conteúdo intestinal.

Embora os métodos deste trabalho possam ser otimizados, a identificação da parasitofauna completa dos passeriformes requer pesquisas adicionais. O estudo de Parsa et al. (2023) avaliou a diversidade parasitária em dezoito famílias de passeriformes, revelando, através de análises de rarefação, que apenas em cinco dessas famílias foi possível identificar a maioria dos parasitas intestinais.

Nesta dissertação, foram realizadas contagens de ovos/ocistos através do método quantitativo de McMaster, tendo em consideração a possível ausência de formas parasitárias não detetadas previamente pelo teste de flutuação de Willis, nomeadamente ovos de trematode, que, por serem mais pesados dificilmente se aderem às grelhas.

Os ocistos de coccídias foram os mais abundantes, tendo surgido em maior quantidade nas câmaras de contagem, de forma análoga ao estudo de Parsa et al. (2023) no qual, utilizando o método de McMaster em amostras fecais de 755 passeriformes selvagens, se contactou que *Isospora* sp. apresentava a maior abundância geral, enquanto que os trematodes a menor. Além disso, os autores revelaram que o género do parasita é o principal fator condutor das tendências de abundância e que *Isospora* sp. teve também a maior intensidade máxima geral.

No presente trabalho, foram observados valores de ocistos por grama de conteúdo intestinal que variaram entre 100 e 30450 OoPG, sendo que a amostra apresentou uma média de 9245,8 OoPG, e uma mediana de 7350 OoPG. Em comparação com a pesquisa de Parsa et al. (2023), a qual obteve uma abundância média de ocistos de *Isospora* sp. de 6080 \pm 2197,4 OoPG no inverno, obtiveram-se valores próximos, porém superiores.

Diversos fatores podem influenciar a contagem de ocistos de coccídias em aves, sendo a estação do ano, a diversidade do habitat e a idade fortemente influentes (Knight et al. 2018; Parsa et al. 2023). Observou-se que os passeriformes amostrados no inverno apresentaram uma maior abundância de *Isospora* sp., aproximando-se dos resultados desta dissertação, enquanto que nos meses primaveris o valor foi consideravelmente mais baixo, afetando a abundância geral destas formas parasitárias (1485.2 \pm 500,51 OoPG) (Parsa et al. 2023). Estas variações são bastante relevantes e devem ser tidas em consideração na interpretação dos dados.

As contagens de oocistos de coccídias foram superiores nesta dissertação principalmente devido ao facto de a amostra ser constituída por passeriformes selvagens, debilitados, que foram manipulados e mantidos em cativeiro, o que pode ter incentivado um desequilíbrio na relação parasita-hospedeiro e propiciado a replicação das coccídias.

Embora estejam descritas contagens de oocistos de coccídias em aves que alcançam os 38940 OoPG num indivíduo (Lozano et al. 2021), o valor 30450 OoPG foi considerado um *outlier* na análise geral deste trabalho. Apesar disso, é importante observar que este valor deixa de ser considerado um *outlier* dependendo do contexto em que é avaliado. Estes detalhes demonstram a necessidade de se realizarem mais estudos em condições semelhantes a este, mas que suprimam a variabilidade e a limitação do tamanho desta amostra.

A abundância de oocistos de coccídias em Parsa et al. (2023) foi superior nos turdídeos, assim como se verificou nesta dissertação que a família Turdidae e o Chapim-carvoeiro (*Parus ater*) registaram as contagens mais elevadas. Esta concordância fortalece a hipótese de que os hábitos forrageiros podem ter um papel importante no nível de infeção parasitária (Knight et al. 2018).

Em centros de recuperação de animais selvagens, as coccídias são parasitas especialmente importantes, uma vez que o transporte, manipulação, confinamento, lesão ou doença propiciam a transmissão de grandes quantidades de oocistos. Além disso, não existe a prática de se realizarem análises coprológicas sem que exista uma suspeita clínica e podem frequentemente ocorrer falhas na identificação e quantificação de coccídias, procedendo-se à reintrodução de animais em locais *naive* para certas espécies (Cardozo et al. 2019).

Por estas razões, reforça-se a necessidade de reduzir ao máximo as interações com o ser humano e o confinamento, de uma correta limpeza das instalações, por exemplo com compostos de amónio quaternário, de uma otimização da ventilação (Attree et al. 2021) e, principalmente, de uma maior consciencialização relativamente a este tema.

4.6. Análise da influência do sexo, tratamento com corticosteroides, tempo de transporte, tempo de internamento e condição corporal nas contagens parasitárias

Nesta dissertação, não foram encontradas diferenças significativas na contagem de oocistos de coccídias entre machos e fêmeas, o que está alinhado com o estudo de Filipiak

et al. (2009), no qual se demonstrou que o número de oocistos excretados nas fezes de melros (*Turdus merula*) variava de acordo com o dia, mas não entre grupos de sexos distintos.

Também não foram identificadas diferenças significativas na contagem de oocistos de coccídias entre grupos de passeriformes tratados com e sem corticosteroides, nem foram encontradas associações significativas entre essas contagens e o tempo de transporte ou o tempo de internamento. O objetivo consistia em testar se os corticosteroides, por serem fármacos imunossupressores, e os períodos de confinamento, por estarem associados a maior *stress*, agravariam a infecção por coccídias. Estudos indicam que os corticosteroides aumentam a contagem de oocistos de coccídias, intensificam a infecção e exacerbam os sinais clínicos (Galha et al. 2010). No entanto, é importante notar que esses estudos foram conduzidos principalmente em frangos, além de que o tempo de tratamento dos passeriformes foi reduzido. Infelizmente, não existem outros estudos disponíveis para comparar os restantes resultados devido, em grande parte, à ausência de registros deste tipo de dados nos centros de recuperação (Duffy 2020).

Por fim, a condição corporal não foi significativamente associada às contagens de oocistos de coccídias. Embora alguns estudos (Fratoni et al. 2021) sugiram que os passeriformes apresentem menor massa muscular dos peitorais quando parasitados, também existem pesquisas que relatam passeriformes intensamente parasitados com condição corporal normal (Lüdtke et al. 2013; Sánchez et al. 2018), o que sugere uma coevolução entre parasita-hospedeiro (Cardells-Peris et al. 2020).

É importante notar que o tamanho da amostra é relativamente pequeno, sendo incentivados trabalhos que apliquem estes testes estatísticos a uma amostra de passeriformes maior, de forma a que se obtenham resultados mais abrangentes.

Efetivamente, existe ainda pouca informação sobre quais os fatores que afetam negativamente o nível de infecção parasitária e que podem comprometer a reabilitação dos passeriformes ao nível dos centros de recuperação de animais selvagens. Da mesma forma, embora se considere que uma maior carga parasitária propicie efeitos mais severos (Atkinson et al. 2008), continua a existir uma escassez de conhecimento relativo às consequências que o parasitismo tem nesta ordem de aves.

V. Conclusões e perspectivas futuras

Esta dissertação proporcionou uma análise abrangente da parasitofauna dos passeriformes selvagens, englobando parasitas externos, respiratórios e gastrointestinais,

alguns dos quais pouco reportados pela comunidade científica. A prevalência parasitária foi bastante elevada, de 94,1% (16/17), destacando-se *Diplotrriaena* sp. e as coccídias como os parasitas mais frequentemente encontrados. Além disso, foram identificados outros nematodes, trematodes e cestodes, e relatada pela primeira vez a presença de *Serratospiculum* sp. em passeriformes selvagens na Península Ibérica.

Os parasitas identificados exibiram uma variedade de ciclos de vida, incluindo ciclos diretos e indiretos, cuja compreensão é essencial para avaliar o impacto do parasitismo em diversos cenários, nomeadamente nos centros de recuperação de animais selvagens.

Pela primeira vez, foram também realizadas coprologias de conteúdo intestinal nestas espécies, um método oportuno, de baixo custo e que pode ampliar os resultados e diagnóstico nos exames *post mortem*, visando facilitar e incentivar estudos futuros. Apesar de serem necessárias adaptações e melhorias nos métodos de colheita e processamento deste tipo de amostra, destaca-se a importância da realização da técnica de sedimentação ou do exame direto em conjunto com a técnica de flutuação de Willis para melhores resultados.

A realização de necrópsias completas e cuidadas revelou-se fundamental, dada a dificuldade na manipulação dos órgãos/tecidos dos passeriformes, além da diversidade e da falta de informação sobre os seus parasitas.

Os centros de reabilitação de animais selvagens evidenciaram-se como fontes valiosas de informação, porém é necessário que garantam uma colheita e armazenamento de dados mais eficaz, de forma a permitir estudos em larga escala sobre fatores intrínsecos e de manejo que possam ter influência no parasitismo e condicionar a reabilitação dos passeriformes.

A monitorização contínua das aves selvagens é crucial para detetar e controlar a mortalidade e a propagação de parasitas, com especial atenção à ação antropogénica.

Os dados obtidos contribuirão para aprofundar um tema fundamental para a manutenção e recuperação de espécies de passeriformes selvagens, numa perspetiva de Medicina da Conservação, e para ajudar a compreender as relações interespecíficas entre parasitas e hospedeiros desta ordem. Contudo, é importante que sejam realizados novos trabalhos que melhor avaliem o agravamento das infeções por parasitas no contexto dos centros de reabilitação e que também determinem o impacto dos parasitas no bem-estar, sistema imunitário, reprodução e sucesso geral das populações de passeriformes.

Bibliografía

- Abdu S, Eisenring M, Zúñiga D, Alarcón-Nieto G, Schmid H, Aplin LM, Brandl HB, Farine DR. 2023. The presence of air sac nematodes in passerines and near-passerines in southern Germany. *Int J Parasitol Parasites Wildl.* 21:174-178. doi:10.1016/j.ijppaw.2023.05.004.
- Alvarez MR. 1990. Acaros plumícolas del genero *Proctophyllodes* Robin, 1877 parasitos de aves españolas [tese]. Espanha: Universidad de Sevilla.
- AMUS (Acción por el Mundo Selvaje). 2021. Anuario. https://www.amus.org.es/module/docmanager/ajax/download.php?id=121&id_lang=1&token=ZjWuC%ne9i3jI2
- Anwar M. 1966. *Isospora lacazei* (Labbe, 1893) and *I. chloridis* sp. n. (Protozoa: Eimeriidae) from the english sparrow (*Passer domesticus*), greenfinch (*Chloris chloris*) and chaffinch (*Fringilla coelebs*). *J Protozool.* 12(1): 84-90.
- Assam A, Salamatu A, Abdu P, Ezealor A. 2020. Endo-parasites of apparently healthy wild birds in Kaduna State, Nigeria. *Annu Res Rev Biol.* 35(12): 63–72. doi:10.9734/arrb/2020/v35i1230312.
- Atkinson CT, Thomas N J, Hunter DB, editors. 2008. *Parasitic Diseases of Wild Birds.* USA: Wiley-Blackwell.
- Attree E, Sanchez-Arsuaga G, Jones M, Xia D, Marugan-Hernandez V, Blake D, Tomley F. 2021. Controlling the causative agents of coccidiosis in domestic chickens; an eye on the past and considerations for the future. *CABI Agriculture and Bioscience.* 2(37). doi:10.1186/s43170-021-00056-5.
- Avibase [website]. 2023. Canada: Denis Lepage. [accessed 23 december 23]. <https://avibase.bsc-eoc.org/avibase.jsp?lang=EN>
- Ball SJ, Brown MA, Snow KR. 2012. A new species of *Isospora* (Apicomplexa: Eimeriidae) from the greenfinch *Carduelis chloris* (Passeriformes: Fringillidae). *Parasitol Res.* 111(4):1463-1466. doi:10.1007/s00436-012-2980-0.
- Ballard B, Cheek R. 2010. *Exotic Animal Medicine for the Veterinary Technician.* 2nd edition. USA: Blackwell Publishing
- Barus V; GJ. 1965. The occurrence of the nematodes *Syngamus (Syngamus) trachea* (Montagu, 1811) and *S. (Ornithogamus) merulae* (Baylis, 1926) in free living birds of Czechoslovakia. *Vestnik Ceskoslovenske Spolecnosti Zoologicke.* 29(2):97–107.
- Barus V. 1968. Parasitic nematodes of birds of the family *Icteridae* (Passeriformes) in Cuba. *Folia Parasitologica (Praha).* 15: 131-146.
- Bates HB Jr. Are the nematodes *Syngamus Trachea* and *Syngamus Merulae* synonymous? *Proceedings of the Iowa Academy of Science.* 79(14): 1972-1973. <https://scholarworks.uni.edu/pias/vol79/iss2/14>.
- Bebus SE, Jones BC, Anderson RC. Development of the corticosterone stress response differs among passerine species. *General and Comparative Endocrinology.* <https://doi.org/.j.ygcen.2020.113417>.
- Becker AC, Kraemer A, Epe C, Strube C. 2016. Sensitivity and efficiency of selected coproscopical methods—sedimentation, combined zinc sulfate sedimentation-flotation, and McMaster method. *Parasitol Res.* 115(7):2581–2587. doi:10.1007/s00436-016-5003-8.

- Bergman E. 2011. Proceedings of the association of avian veterinarians. 32nd annual conference and expo with the association of exotic mammal veterinarians. August 6-12. Seattle, Washington, USA: Association of Avian Veterinarians
- Berto BP, Flausino W, McIntosh D, Teixeira-Filho WL, Lopes CWG. 2011. Coccidia of New World passerine birds (Aves: Passeriformes): A review of *Eimeria* Schneider, 1875 and *Isoospora* Schneider, 1881 (Apicomplexa: Eimeriidae). Syst Parasitol. 80(3):159–204. doi:10.1007/s11230-011-9317-8.
- Birmani NA, Dharejo AM, Khan MM, Shaikh AM. 2012. First record of genus *Strongyloides* Grassi, 1879 (Nematoda: Strongyloidae) in Pakistan. Sindh Univ.Res. Jour. (Sci. Scer.) 44(2): 143-144.
- Boddeke R. 1960. The life history of *Prosthogonimus ovatus*. II. The intermediate hosts. Tropical and Geographical Medicine. 12(4):363-377.
- Boll AS. 2016. Parasitos em passeriformes e psitaciformes provenientes de tráfico e posse ilegal no Rio Grande do Sul, Brasil [trabalho de graduação]. Porto Alegre: Faculdade de veterinária - Universidade Federal do Rio Grande do Sul.
- Bowman DD. 2019. Parasitology for Veterinarians. 11th edition. St. Louis, Missouri: Elsevier.
- Brands SJ. The Taxonomicon & Systema Naturae 2000 [internet]. 2018. Zwaag, the Netherlands: Universal Taxonomic Services. [accessed 2023 nov 14] <http://taxonomicon.taxonomy.nl>.
- Cardells J, Ortega J, Martínez-Herrero M, Martí-Scharfhausen MR, Villamayor M, Domínguez V, Pereira P, Catalá-Gregori P, Severino R, Garijo MM. 2014. Influencia del estado parasitario de los tordos (*Turdus* spp.) sobre su condición corporal. www.ncbi.nlm.nih.gov.
- Cardells-Peris J, González M, Ortega-Porcel J, Ruiz de Ybáñez MR, Martínez-Herrero MC, Garijo-Toledo MM. 2020. Parasitofauna survey of song thrushes (*Turdus philomelos*) from the eastern part of Spain. Parasitol Int. doi:10.1016/j.parint.2020.102176.
- Cardozo SV, Berto BP, Caetano I, Thomás A, Santos M, Fonseca IP da, Lopes CWG. 2019. Coccidian parasites from birds at rehabilitation centers in Portugal, with notes on *Avispora bubonis* in Old World. Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária. 28(2):187–193. doi:10.1590/s1984-29612019023.
- Carney WP. 1970. *Brachylecithum mosquensis*: Infections in vertebrate, molluscan and arthropod hosts. Transactions of the American Microscopical Society. 89 (2):233-250.
- Carpenter J W, Harms CA. 2023. Carpenter’s exotic animal formulary. 6th edition. Missouri: Elsevier Inc.
- Carrera-Játiva PD, Morgan ER, Barrows M, Jiménez-Uzcátegui G, Armijos Tituaña JR. 2020. Free-ranging avifauna as a source of generalist parasites for captive birds in zoological settings: An overview of parasite records and potential for cross-transmission. J Adv Vet Anim Res. 7(3):482–500. doi:10.5455/javar.2020.g445.
- Castro DR. 2021. Pesquisa de parasitas gastrointestinais em aves de rapina mantidas em cativeiro em Portugal [dissertação de mestrado]. Faculdade de medicina veterinária – Universidade de Lisboa
- Clements Checklist [website]. 2021. Cornell: Cornell Lab of Ornithology. [accessed nov. 1]. <https://www.birds.cornell.edu/clementschecklist/introduction/updateindex/august-2021/>
- Conboy G, Zajac A. 2012. Veterinary Clinical Parasitology. 8th edition. UK: Black well.

Costa H, Juana E, Varela J. 2018. Aves de Portugal. 2nd edition. Barcelona: Lynx Edicions.

Cringoli G, Rinaldi L, Veneziano V, Capelli G, Scala A. 2004. The influence of flotation solution, sample dilution and the choice of McMaster slide area (volume) on the reliability of the McMaster technique in estimating the faecal egg counts of gastrointestinal strongyles and *Dicrocoelium dendriticum* in sheep. *Veterinary Parasitology*. 123(1-2): 121-131. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2004.05.021>.

Crúz-Romero NJ, Gudiño-Mendoza VL, Ocegueda-Gutiérrez CM, Solorzano-Mazariegos AB, Trejo-Moya EA, Cuéllar-Pérez JR. 2021. Reporte de ectoparásitos en aves de cautiverio, y su control. 53-64.

Cruz JT, Carvalho LM, Correia J, Marzal A, Cardoso L, Pereira Da Fonseca I, Ramilo DW. 2022. Helminths found in wild thrushes (*Turdus* spp.) from Portugal [poster]. CIISA Congress.

Cunha IP da, Rodrigues Junior OM. 2021. Avaliação da sensibilidade dos métodos direto à fresco e Hoffman para *Ascaris Lumbricoides*. *Research, Society and Development*. 10(15). doi:10.33448/rsd-v10i15.23460.

Dalton RB. 2016. A Retrospective Analysis of Trends in Central Ohio Wildlife Health using Records from a Wildlife Rehabilitation Facility. Undergraduate Honors Thesis Projects. Westerville: Department of Biology and Earth Science - Otterbein University.

Demezas KG, Robinson WR. 2021. Characterizing the influence of domestic cats on birds with wildlife rehabilitation center data. *Diversity*. 13(7): 13-322. doi:10.3390/d13070322.

Dolnik OV, Dolnik VR, Bairlein F. 2010. The effect of host foraging ecology on the prevalence and intensity of coccidian infection in wild passerine birds. *Ardea*. 98(1): 97-103. doi:10.5253/078.098.0112.full.

Doña J, Proctor H, Serrano D, Johnson KP, Oploo AO, Huguet-Tapia JC, Ascunce MS, Jovani R. 2018. Feather mites play a role in cleaning host feathers: New insights from DNA metabarcoding and microscopy. *Mol Ecol*. 28(2):203–218. doi:10.1111/mec.14581.

Doneley B. 2016. Avian medicine and surgery in practice: Companion and aviary birds. 2nd edition. London, UK: Manson Publishing Ltd.

Duffy MM. 2020. Wildlife rehabilitation datasets as an underutilized resource to understand avian threats, mortality, and mitigation opportunities [dissertação de mestrado]. The University of Maine. <https://digitalcommons.library.umaine.edu/etd/3301>.

Edwards SV. 1997. Passeriformes perching birds. Seattle. University of Washington. 353010.

Edwards SV, Harshman J. 2013. Passeriformes: Perching birds, passerine birds. Tree of Life Web Project. [accessed 2023 June 21]. <http://tolweb.org/Passeriformes/15868/2013.02.06>

Elsahy DA. 2014. The passive perching mechanism in passeriformes birds. Undergraduate Honors Thesis Collection. 208. <https://digitalcommons.butler.edu/ugtheses/208>.

Filipiak L, Mathieu F, Moreau J. 2009. Caution on the assessment of intestinal parasitic load in studying parasite-mediated sexual selection: The case of blackbirds coccidiosis. *Int J Parasitol*. 39(6):741–746. doi:10.1016/j.ijpara.2008.11.005.

Fjeldså J, Christidis L, Ericson PG, editors. 2020. The largest avian radiation: the evolution of perching birds, or the order Passeriformes. 1st edition. Barcelona: Lynx Edicions

Fowler ME, Miller RE, editors. 2015. Fowler’s zoo and wild animal medicine. 8th edition. Philadelphia. Saunders.

- Fratoni R, Torre G, Freitas F, Guaraldo A, Manica L. 2021. From unwanted squatters to good tenants: Ectosymbionts and their relationships with body condition of atlantic forest passeriformes. *Austral Ecol.* 46(4):521–531. doi:10.1111/aec.12997.
- Galaktionov KV, Dobrovolskij AA. 2003. The biology and evolution of trematodes: An Essay on the Biology, Morphology, Life Cycles, Transmission, and Evolution of Digenetic Trematodes. Boston, London: Kluwer Academic Publishers.
- Galha V, Bondan E, Bonamin L, Lallo M. 2010. Coccidiose clínica em frangos de corte infectados naturalmente e imunossuprimidos com dexametasona. *Arquivos do Instituto Biológico.* 77(1): 25-31. <https://doi.org/10.1590/1808-1657v77p0252010>.
- Garcês A, Pires I, Pacheco F, Fernandes LS, Soeiro V, Lóio S, Prada J, Cortes R, Queiroga F. 2019. Natural and anthropogenic causes of mortality in wild birds in a wildlife rehabilitation center in northern Portugal: a ten-year study. *Bird Study.* 66(4):484–493. doi:10.1080/00063657.2020.1726874.
- Girişgin O, Girişgin AO, Cimenlikaya N, Saygin B. 2023. A survey of the ectoparasites found on wild birds in northwest Turkey. *Indian Journal of Animal Research.* 57(8): 1059-1065. doi: 10.18805/ijar.bf-1474.
- Gomez PI, López RR. 1979. Parasitación por helmintos de las aves de la provincia de Granada. *Ars Pharm,* 20(2): 165-170. <https://revistaseug.ugr.es/index.php/ars/article/view/24931>.
- Harrison GJ, Lightfoot T. (2005) *Clinical Avian Medicine*, Vol. II. Florida: Spix Publishing.
- Heneberg P, Sitko J, Bizos J. 2015. Integrative taxonomy of central european parasitic flatworms of the family *Prosthogonimidae* Lühe, 1909 (Trematoda: Plagiorchiida). *Parasitol Int.* 64(5):264–273. doi:10.1016/j.parint.2015.02.003.
- Hernandez SM, Barron HW, Miller EA, Aguilar RF, Yabsley MJ, editors. 2020. *Natural history and medical management of wildlife species: a guide for practitioners*, 1st edition. USA: John Wiley and sons, Inc.
- Hong EJ, Ryu SY, Chae JS, Kim HC, Park J, Cho JG, Choi KS, Yu DH, Park BK. 2019. Description of *Diplotriaeana manipoli* (nematoda: Diplotriaeonoidea) detected in the body cavity of *Garrulus glandarius brandtii* from Republic of Korea. *Journal of Veterinary Clinics.* 36(3):133–138. doi:10.17555/jvc.2019.06.36.3.133.
- Hund AK, Blair JT, Hund FW. 2015. A review of available methods and description of a new method for eliminating ectoparasites from bird nests. *J Field Ornithol.* 86(3):191–204. doi:10.1111/jfo.12113.
- Iberian Wildlife Tours [website]. 2022. Spain: Richard Albion. [accessed 2024 jun 23]. <http://www.iberianwildlife.com/central-spain/birdwatching-madrid.htm>.
- Keckeisen C, Šujanová A, Himmel T, Matt J, Nedorost N, Chagas CR, Weissenböck H, Harl J. 2024. *Isospora* and *Lankesterella* Parasites (Eimeriidae, Apicomplexa) of Passeriforme Birds in Europe: Infection Rates, Phylogeny, and Pathogenicity. *Pathogens.* 13 (337). <https://doi.org/10.3390/pathogens13040337>
- Klimov PB, OConnor BM. 2008. Origin and higher-level relationships of psoroptidian mites (Acari: Astigmata: Psoroptidia): Evidence from three nuclear genes. *Molecular Phylogenetics & Evolution.* 47 (3): 1135-1156. <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S1055790308000031>.
- Knight A, Ewen JG, Brekke P, Santure AW. 2018. The evolutionary biology, ecology and epidemiology of coccidia of passerine birds. In: *Advances in Parasitology*. Vol. 99. Academic Press. p. 35–60.

- Kommenou, AT, Georgopoulou, I, Savvas, I, Dessiris, A. 2005. A retrospective study of presentation, treatment, and outcome of free-ranging raptors in Greece (1997-2000). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 36(2), 222–228. <https://doi.org/10.1638/04-061.1>.
- Königová A, Molnár L, Hrčková G, Várady M. 2013. The first report of serratospiculiasis in great tit (*Parus major*) in Slovakia. *Helminthologia (Poland)*. 50(4):254–260. doi:10.2478/s11687-013-0138-y.
- Krone O, Cooper JE. 2002. Parasitic diseases. In: *Birds of prey-Health & Disease*. 3th edition. Oxford, UK: Blackwell Science. p. 105-120.
- Kurucz K, Purger JJ, Batáry P. 2021. Urbanization shapes bird communities and nest survival, but not their food quantity. *Glob Ecol Conserv*. 26. doi:10.1016/j.gecco.2021.e01475.
- Laska A, Puchalska E, Mikołajczyk M, Gwiazdowicz DJ, Kaźmierski A, Niedbała W, Błoszyk J, Olszanowski Z, Szymkowiak J, Hałas N, et al. 2023. Mites inhabiting nests of wood warbler, *Phylloscopus sibilatrix* (Aves: Passeriformes), in the Wielkopolska National Park in western Poland. *Exp Appl Acarol*. 89:393-416. doi:10.1007/s10493-023-00792-5.
- Leung TLF, Koprivnikar J. 2016. Nematode parasite diversity in birds: the role of host ecology, life history and migration. *Journal of Animal Ecology*. 85(6):1471–1480. doi:10.1111/1365-2656.12581.
- Levin NL. 1961. Life History Studies on *Porrocaecum ensicaudatum* (Nematoda), an Avian Nematode [tese de doutoramento]. Urbana, Illinois: Graduate College – University of Illinois.
- Li L, Scholz T. 2019. Redescription of *Porrocaecum semiteres* (Zeder, 1800) (Nematoda: Ascaridida) from the Song Thrush *Turdus philomelos* (Passeriformes: Turdidae). *Acta Parasitol*. 64(1):1–6. doi:10.2478/s11686-018-00001-z.
- Lozano J, Anaya A, Rinaldi L, Cringoli G, Gomes L, Oliveira M, Paz-Silva A, Rebelo MT, Carvalho LM. 2021. Diagnosis of coccidiosis by *Eimeria* spp. in free-range chickens using Mini-FLOTAC and McMaster techniques-preliminary results. *Sci Parasitol*. 22(1):13–18.
- Lüdtke B, Moser I, Santiago-Alarcon D, Fischer M, Kalko EKV, Martin Schaefer H, Suarez-Rubio M, Tschapka M, Renner SC. 2013. Associations of forest type, parasitism and body condition of two european passerines, *Fringilla coelebs* and *Sylvia atricapilla*. *PLoS One*. 8(12). doi:10.1371/journal.pone.0081395.
- Madeira de Carvalho L. 2002. Epidemiologia e controlo da estrogilidose em diferentes sistemas de produção equina em Portugal [tese de doutoramento]. Lisboa: Faculdade de Medicina Veterinária, Universidade Técnica de Lisboa, p. 445.
- Majó N, Dolz R. 2019. Atlas of avian necropsy: macroscopic diagnosis sampling. Espanha: Grupo Asis Biomedica, SL.
- Massey JG. 2003. Diseases and medical management of wild passeriformes. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 12(1):29-36. doi:10.1053/saep.2003.127876.
- Matos R, Morrissey JK. 2005. Emergency and critical care of small psittacines and passerines. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 14(2):90–105. doi:10.1053/j.saep.2005.04.004.
- Mawson 1956. Ascaroid nematodes from canadian birds. *Canadian Journal of Zoology*. 34:35-47. www.nrcresearchpress.com.
- McNeil, M. A., and R. C. Anderson. 1990. Development of *Porrocaecum ensicaudatum* (Nematoda: Ascaridoidea) in terrestrial oligochaetes. *Canadian Journal of Zoology* 68:1476-1483.

- Mehlhorn H, editor. 2015. Host manipulations by parasites and viruses, volume 7. 1st edition. Berlin, Germany: Springer.
- Meister SL, Wenker C, Wyss F, Zühlke I, Veiga IB, Basso WU. 2022. *Syngamus trachea* in free-ranging white stork (*Ciconia ciconia*) nestlings in Switzerland. International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife. 18:76-81. <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S2213224422000396>.
- Michalski ML, Hadolph E, Roderick CL, Lankton JS, Cole RA. 2021. *Diplotrriaena obtusa* (Nematoda: Diplotrriaenidae) from barn swallows (*Hirundo rustica*) and cliff swallows (*Petrochelidon pyrrhonota*) collected during mortality events in the upper Midwest, USA. 107(4): 593-599. <https://doi.org/10.1645/19-76>.
- Miller TK, Pierce K, Clark EE Jr., Primack RB. 2023. Wildlife rehabilitation records reveal impacts of anthropogenic activities on wildlife health. Biological Conservation. 286. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2023.110295>.
- Mitropolskiy MG. 2021. Sex and age determination of the eurasian coal tit (*Periparus ater*, Passeriformes, *Paridae*) using anatomical and morphological characteristics of the wing. Biology Bulletin. 48(7):1079–1083. doi:10.1134/S1062359021070219.
- Mobedi I, Sehhatiasabet ME, Razmjou E, Shafiei S. 2006. First record of *Diplotrriaena henryi* Blanc, 1919 from the coal tit, *Parus ater* with new report from the great tit, *Parus major* in the Middle East. Helminthologia. 43(4):239–241. doi:10.2478/s11687-006-0045-6.
- Montesdeoca N, Calabuig P, Corbera JA, Rocha J, Orós J. 2017. Final outcome of raptors admitted to the Tafira Wildlife Rehabilitation Center. Animal Biodiversity and Conservation, 40:211–220. <https://doi.org/10.32800/abc.2017.40.0211>.
- Morais J, Souza D, Gallas M, Silveira E, Périco E. 2018. *Diplotrriaena delirae* Pinto & Noronha, 1970 (Nematoda, Diplotrriaenidae) in *Pitangus sulphuratus* (Linnaeus, 1766) (Passeriformes, *Tyrannidae*) from southern Brazil. Check List. 14:823–826. doi:10.15560/14.5.823.
- Mullineaux E, Pawson C. 2023. Trends in Admissions and Outcomes at a British Wildlife Rehabilitation Centre over a Ten-Year Period (2012–2022). Animals. 14(1):86. doi:10.3390/ani14010086.
- Oliveira HG, Santos RC dos, Lopes CT, Souza AI, Almeida DV, Scalercio SR, Viott AM, Domingues SF, Salvarani FM. 2023. Airsacculitis caused by enterobacteria and occurrence of eggs of the superfamily Diplotrriaenoidea in feces of tropical screech owl (*Megascops choliba*) in the Amazon biome. Animals. 13(17). doi:10.3390/ani13172750.
- Oliveira WJ, Martins NB, Pinto NN, Rosalinski-Moraes F, Hoppe EG. 2021. Serratospiculosis in a wild peregrine falcon (*Falco peregrinus*) from the Cerrado region, Minas Gerais, Brazil. Revista Acadêmica Ciência Animal. 19(1). doi: 10.7213/acad.2021.19202.
- Oslejskova L, Kounkova S, Gustafsson DR, Resendes R, Rodrigues P, Literak I, Sychra O. 2020. Insect ectoparasites from wild passerine birds in the Azores Islands. Parasite. 27:64. doi:10.1051/parasite/2020063.
- Ouarab S, Baaloudj A, Aouar-Sadli M, Medjdoub-Bensaad F, Abdelkader D. Diversity of ectoparasites and their pathogens in birds (Passeriformes and Columbiformes) in Bouinan Region (Blida-Algeria). 2020. Eco. Env & Cons. 27(1): 253-260.
- Ouwehand J, Ahola MP, Ausems AN, Bridge ES, Burgess M, Hahn S, Hewson CM, Klaassen RHG, Laaksonen T, Lampe HM, et al. 2016. Light-level geolocators reveal migratory connectivity in european populations of pied flycatchers *Ficedula hypoleuca*. J Avian Biol. 47(1):69–83. doi:10.1111/jav.00721.

- Palma AD, Giangaspero A, Cafiero MA, Germinara GS. 2012. A gallery of the key characters to ease identification of *Dermanyssus gallinae* (Acari: Gamasida: Dermanyssidae) and allow differentiation from *Ornithonyssus sylviarum* (Acari: Gamasida: Macronyssidae). *Parasit Vectors*. 5(1). doi:10.1186/1756-3305-5-104.
- Parsa FR, Bayley S, Bell F, Dodd S, Morris R, Roberts J, Wawman D, Clegg SR, Dunn JC. 2023. Epidemiology of protozoan and helminthic parasites in wild passerine birds of Britain and Ireland. *Parasitology*. 150(3):297–310. doi:10.1017/S0031182022001779.
- Perry DJ, Averka JP. 2020. Case Study Caring for the circle of life: wildlife rehabilitation and sanctuary care. *Human-Wildlife Interactions*. 14(2):309-324. digitalcommons.usu.edu/hwi.
- Prathipa A, Jayathangaraj M, Gomathinayagam S, Thangavelu A. 2013. Prevalence of endoparasites in captive psittacine birds belonging to pet shops and private residences in and around Chennai. *International Journal Veterinary Science*. 2(2):58–60.
- Proctor H, Owens I. 2000. *Mites and Birds: diversity, parasitism and coevolution*. Elsevier Science Ltd. 15 (9): 358-364. doi:10.1016/s0169-5347(00)01924-8.
- RIAS (Centro de Recuperação e Investigação de Animais Selvagens Ria Formosa). 2018. Relatório de atividades. Olhão. <http://rias-aldeia.blogspot.com>.
- Rodrigues P, Mironov S, Sychra O, Resendes R, Literak I. 2015. Feather mites (Acari, Astigmata) from Azorean passerines (Aves, Passeriformes): lower species richness compared to european mainland. *Parasite*. 22:8. doi:10.1051/parasite/2015009.
- Saavedra-Orjuela A, Arévalo-Barreto S, Soler-Tovar D. 2014. Ectoparasitos del orden Phthiraptera en aves silvestres. *Memorias de la conferencia interna en medicina y aprovechamiento de fauna silvestre, exótica y no convencional*. 10(2): 5-27.
- Sajid M, Ehsan N. 2017. Insect ectoparasites on wild migratory birds: A review. *Animal Science Journal*. 8(1): 1-8. www.isisn.org.
- Sánchez CA, Becker DJ, Teitelbaum CS, Barriga P, Brown LM, Majewska AA, Hall RJ, Altizer S. 2018. On the relationship between body condition and parasite infection in wildlife: a review and meta-analysis. *Ecol Lett*. 21(12):1869–1884. doi:10.1111/ele.13160.
- Schmaljohann H, Eikenaar C, Sapir N. 2022. Understanding the ecological and evolutionary function of stopover in migrating birds. *Biological Reviews*. 97(4):1231–1252. doi:10.1111/brv.12839.
- Schmitt CJ, Edwards SV. 2022. Passerine birds. *Current Biology Magazine*. 35:1042-1172.
- Souchay G, Gauthier G, Pradel R. 2013. Temporal variation of juvenile survival in a long-lived species: The role of parasites and body condition. *Oecologia*. 173(1):151–160. doi:10.1007/s00442-013-2613-z.
- Souto WM, Torres MA, Sousa BF, Lima KG, Vieira LT, Pereira GA, Guzzi A, Silva MV, Pralon BG. 2017. Singing for cages: The use and trade of passeriformes as wild pets in an economic center of the Amazon – NE Brazil route. *Trop Conserv Sci*. 10:1-19. doi:10.1177/1940082917689898.
- Stanicka A, Zajac KS, Jefimow M, Wojciechowski MS. 2021. *Diplotrriaena obtusa* (Nematoda: Filariidae) infection in first-year *Sylvia atricapilla* from Poland – molecular evidence. *European Zoological Journal*. 88(1):1144–1151. doi:10.1080/24750263.2021.1998679.
- Stork NE. 2017. How Many Species of Insects and Other Terrestrial Arthropods Are There on Earth? *Annual Review of Entomology*. 63: 31-45. doi:10.1146/annurev-ento-020117.

- Robertson M. 2019. Stress and Rescued Wild Birds [internet]. New Zealand: Learn Bird care. [accessed 2024 march 29]. <https://www.learnbirdcare.com/post/stress-and-rescued-wild-birds>.
- Suleiman E, Alhayali N, Hasan M. 2022. Diagnostic Study of *Serratospiculum* spp. in Starlings. Basrah Journal of Veterinary Research. 21(4):46–56. doi:10.23975/bjvetr.2022.176614.
- Svensson L, Mullarney K, Zetterström D. 2022. Guia de Aves. 4th edition. Portugal: Assírio & Alvim.
- Tapia GG, López-Jiménez N. 2023. Informe sobre las causas de mortalidad no natural de avifauna en España. Madrid: Proyecto LIFE Guardianes de la Naturaleza. doi:10.31170/0092.
- Taylor M, Coop R, Wall R. 2016. Parasitologia Veterinária. 4th edition. Rio de Janeiro: Grupo Editorial Nacional.
- Thamsborg SM, Ketzis J, Horii Y, Matthews JB. 2017. *Strongyloides* spp. infections of veterinary importance. Parasitology. 144(3):274–284. doi:10.1017/S0031182016001116.
- Tomás A, Rebelo MT, da Fonseca IP. 2017. Occurrence of helminth parasites in the gastrointestinal tract of wild birds from Wildlife Rehabilitation and Investigation Centre of Ria Formosa in southern Portugal. Vet Parasitol Reg Stud Reports. 8:13–20. doi:10.1016/j.vprsr.2016.12.008.
- Tomás AF. 2014. Rastreo parasitológico em aves selvagens de zonas periurbanas do Litoral e Interior de Portugal [dissertação de mestrado]. Faculdade de Ciências – Universidade de Lisboa.
- Tomás AF. 2021. Passeriformes colonization and related ectoparasites in insular and mainland populations [tese de doutoramento]. Faculdade de Ciências – Universidade de Lisboa; Departamento de biologia – Universidade de Aveiro.
- Vadlejch J, Petrtýl M, Lukešová D, Čadková Z, Kudrnáčová M, Jankovská I, Langrová I. 2012. The concentration McMaster technique is suitable for quantification of coccidia oocysts in bird droppings. Pakistan Veterinary Journal. 33(3): 291-295. www.pvj.com.pk.
- Valadas AS. 2022. Rastreo parasitológico de aves da região sul de Portugal em ambiente de clínica [dissertação de mestrado]. Lisboa. Faculdade De Medicina Veterinária – Universidade De Lisboa.
- Veiga IB, Schediwy M, Hentrich B, Frey CF, Marreros N, Stokar-Regenscheit N. 2017. Serratospiculosis in captive peregrine falcons (*Falco peregrinus*) in Switzerland. J Avian Med Surg. 31(3):250–255. doi:10.1647/2016-204.
- Vestbo S, Hindberg C, Forbes MR, Mallory ML, Merkel F, Steenweg RJ, Funch P, Gilchrist HG, Robertson GJ, Provencher JF. 2019. Helminths in common eiders (*Somateria mollissima*): Sex, age, and migration have differential effects on parasite loads. Int J Parasitol Parasites Wildl. 9:184–194. doi:10.1016/j.ijppaw.2019.05.004.
- Vila-Viçosa MJ, Reis B, Godinho C, Catarino L, Cortes H. 2016. Occurrence and diversity of feather mites on Passeriformes on the South of Portugal [poster]. IX Congresso de Ornitologia da SPEA; VI Congresso Ibérico de Ornitologia. April 23-25. Vila Real: UTAD. doi:10.13140/RG.2.2.26205.36327.
- Viney M. 2017. *Strongyloides*. Parasitology. 144(3):259–262. doi:10.1017/S0031182016001773.
- Viney ME, Lok JB. 2005. The biology of *Strongyloides* spp. Pasadena (CA): WormBook. [accessed 2023 december 7]. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK19795/>.

- Waap H, Paulino D, Cardoso R. 2017. Occurrence of *Ornithonyssus sylviarum* in pet birds from the district of Setúbal, Portugal. *Parasitol Res.* 116(7):2041–2046. doi:10.1007/s00436-017-5486-y.
- Weisbroth SH. 1960. The Differentiation of *Dermanyssus gallinae* from *Ornithonyssus sylviarum*. *Avian Diseases.* 4(2): 133-137. <http://www.jstor.org/stable/1587499>.
- Wettere AJ, Kurz JP, Wilhelm A, Ipsen JD. 2018. Opisthotonos 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. doi:10.1177/1040638718777284.
- Wharton DA. 1979. The structure of the egg-shell of *Porrocaecum ensicaudatum* (nematoda: ascaridida). *International Journal for Parasitology.* 9:127-131. [https://doi.org/10.1016/0020-7519\(79\)90102-4](https://doi.org/10.1016/0020-7519(79)90102-4)
- Wood L, Sc B. 2020. Muscle function and control roles of the elbow flexion system in european starlings [dissertação de mestrado]. Vancouver: Faculty of graduate and postdoctoral studies – University of British Columbia
- Zajac et al. 2021. *Veterinary Clinical Parasitology.* 9th edition. USA: John Wiley & Sons, Inc.
- Zusi RL, Livezey BC. 2006. Variation in the os palatinum and its structural relation to the palatum osseum of birds (aves). *Annals of Carnegie Museum.* 75(3):137–180. doi:10.2992/0097-4463(2006)75[137:VITOPA]2.0.CO;2.

Anexos

Anexo I – Imagens das espécies de passeriformes da amostra



Chapim-rabilongo (*Aegithalus caudatus*).
Cedida por Maria Figueiredo, 2024.



Trepadeira-comum (*Certhia brachydactyla*).
Cedida por Jaime Silva, 2023.



Petinha-dos-prados (*Anthus pratensis*).
Cedida por Celestino Gonçalves, 2023.



Pisco-de-peito-ruivo (*Erithacus rubecula*).
Cedida por Hugo Marques, 2023.



Verdilhão (*Chloris chloris*). Cedida por
António Rosa, 2023.



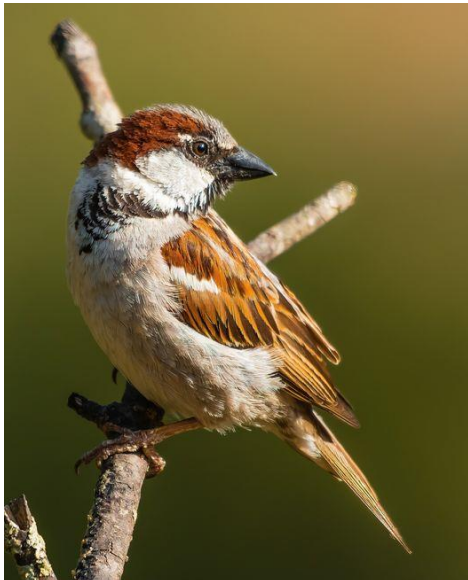
Tentilhão-comum (*Fringilla coelebs*). Cedida
por José Miranda, 2023.



Chapim-carvoeiro (*Parus ater*). Cedida por Nuno Martins, 2023.



Toutinegra-de-barrete (*Sylvia atricapilla*). Cedida por Maria Ribeiro, 2023.



Pardal-do-telhado (*Passer domesticus*). Cedida por Humberto Matos, 2023.



Melro-preto (*Turdus merula*). Cedida por Adelia Ferraz, 2023.



Estorninho-preto (*Sturnus unicolor*). Cedida por Luis Silva, 2023.



Tordo-pinto (*Turdus philomelos*). Cedida por António Tavares, 2019.

Anexo II

Protocolo de necrópsia de aves

(Adaptação do protocolo do GREFA)

1. Exploração externa.
2. Colocação do cadáver em decúbito dorsal.
3. Remoção das penas a nível ventral, desde a zona da laringe até à cloaca.
4. Incisão desde o espaço intermandibular até à cloaca:
 - Observação da gordura subcutânea do ventre e flancos.
 - Observação do sistema musculoesquelético.
5. Observação e desarticulação da articulação coxofemoral, através de um corte medial à mesma.
6. Desarticulação dos úmeros.
7. Individualização das escápulas.
8. Incisão desde a extremidade caudal da quilha até à porção anterior da cloaca.
9. Incisão a nível da extremidade caudal da quilha para ambos os lados do cadáver (direita e esquerda).
 - Observação das vísceras celômicas: intestinos, moela, gordura mesentérica, bordes caudal do fígado e sacos aéreos.
 - Corte das serosas dos sacos aéreos, o mais próximo ao osso possível.
 - Colheita de amostras.
10. Corte das costelas através da união costochondral, em ambos os lados, até à articulação da cintura escapular.
11. Exposição completa da cavidade celômica, ao retirar intacto a porção do esqueleto composta pela quilha e cintura escapular.
 - Observação das restantes vísceras da cavidade celômica: coração, pulmões, sacos aéreos, fígado, baço e timo.
 - Colheita de amostras.
12. Exame do timo: surge em animais jovens, a nível do sulco jugular, constituído por lobos cinzentos que se estendem até à entrada da cavidade celômica.
13. Exame das tiróides
14. Exame das paratiróides
15. Exame do coração:
 - Observação do saco pericárdio (grossura, conteúdo e aderências).
 - Corte da união dos grandes vasos ao coração.
 - Corte da aurícula direita, seguido do ventrículo direito e da artéria pulmonar.
 - Corte da aurícula esquerda, ventrículo esquerdo e aorta.
 - Observação das válvulas auriculoventriculares.
16. Exame do fígado, retirando-o.
17. Exame do baço, retirando-o.
18. Aparelho digestivo:
 - Retirar a língua através da parte inferior da mandíbula.
 - Separação do esófago e traqueia do músculo esquelético do pescoço.
 - Passar o esófago através da bifurcação da traqueia em brônquios primários.
 - Retirar todo o aparelho digestivo, cortando o mesentério.
 - Ter cuidado ao recortar a pele em redor da cloaca para a separar juntamente com o aparelho digestivo, pois pode ter conteúdo.
 - Deixar o aparelho digestivo para ser examinado em último lugar.
19. Exame do aparelho respiratório:
 - Observação da traqueia, abrindo-a longitudinalmente.
 - Observação dos pulmões, que se encontram aderentes à região dorsocraneal da cavidade celômica.

- 20.** Exame do aparelho reprodutor:
- Identificar o sexo.
 - Testículos: órgãos pares, ovalados ou elípticos, localizados cranialmente aos rins.
 - Ovário esquerdo (em algumas espécies também se pode observar o direito): órgão triangular, amarelado e rugoso.
 - Oviducto.
- 21.** Glândulas adrenais: irregulares, amarelo-alaranjadas e localizadas dorsocranealmente às gónadas.
- 22.** Exame do aparelho urinário:
- Rins: lobulares, pares, castanho-avermelhados, encaixados em ambos os lados da coluna vertebral desde o borde caudal dos pulmões até ao sinsacro.
 - Ureteres.
 - Não existe bexiga.
- 23.** Separar ao longo de toda a coluna a pele e músculos que lhe estão sobrepostos.
- Exame da coluna.
- 24.** Separar a pele da cabeça.
- Exame da cabeça.
- 25.** Abrir o crânio.
- Exame do cérebro.
- 26.** Exame da língua, papo, esófago, proventrículo, moela, duodeno, pâncreas, restante intestino, cecos e em animais jovens a bolsa de Fabricius, procedendo à abertura dos órgãos tuulares.

Anexo III

Relatório de necrópsia

(Adaptação do modelo de relatório da FMV e do GREFA)

Identificação do animal:

- Número de processo:
- Espécie:
- Sexo:
- Idade:

História pregressa:

I- ESTADO GERAL DO CADÁVER, INCLUINDO PESO E CONDIÇÃO CORPORAL E EXPLORAÇÃO EXTERNA:

II- REBATIMENTO DA PELE E DOS MEMBROS (gordura subcutânea, músculos esqueléticos, articulações):

III- ABERTURA DA CAVIDADE CELÔMICA:

IV- LESÕES OBSERVADAS NOS SEGUINTE APARELHOS E SISTEMAS:

- A) Coração e vasos
- B) Aparelho respiratório (traqueia, siringe, brônquios, pulmões, sacos aéreos)
- C) Glândulas anexas ao tubo digestivo (fígado e vesícula biliar, pâncreas)
- D) Tubo digestivo (língua, papo, esôfago, proventrículo, moela, intestino delgado, cecos, intestino grosso, cloaca) e mesentério
- E) Órgãos linfóides (timo, baço, bolsa de Fabricius)
- F) Aparelho reprodutor
- G) Aparelho urinário
- H) Glândulas endócrinas (tiróides, paratiróides, glândulas adrenais)
- I) Sistema nervoso central e periférico; órgãos dos sentidos
- J) Aparelho locomotor

V- MATERIAL COLHIDO PARA EXAMES COMPLEMENTARES:

- Histopatológico –
- Bacteriológico –
- **Parasitológico –**
- Micológico –
- Viroológico –
- Toxicológico –
- Outros -

VI- CONCLUSÕES:

Anexo IV – Resultados dos métodos de deteção parasitários qualitativos

Nº historial	Espécie do passeriforme	Família do passeriforme	Parasitas externos	Parasitas macroscópicos (necrópsia)	Exame direto	Teste de flutuação	Teste de sedimentação
22/7233	<i>Aegithalos caudatus</i>	Aegithalidae	Negativo	<i>Diplotriaeana</i> sp.	Negativo	Oocistos de coccídias	Ovos de <i>Diplotriaeana</i> sp.
22/6994	<i>Anthus pratensis</i>	Motacillidae	Negativo	Negativo	Oocistos de coccídias	Oocistos de coccídias	Oocistos de coccídias
22/7164	<i>Carduelis chloris</i>	Fringillidae	Negativo	Negativo	Oocistos de coccídias	Oocistos de coccídias	Ovos de <i>Brachylecithum</i> sp., Oocistos de coccídias
22/7172	<i>Certhia brachydactyla</i>	Certhiidae	Negativo	Negativo	Oocistos de coccídias	Oocistos de coccídias	Negativo
22/7161	<i>Erithacus rubecula</i>	Muscicapidae	Negativo	Negativo	Oocistos de coccídias	Oocistos de coccídias	Negativo
22/7217	<i>Fringilla coelebs</i>	Fringillidae	<i>Monjoubertia microhylla</i>	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
22/7036	<i>Parus ater</i>	Paridae	Negativo	Negativo	Oocistos de coccídias	Oocistos de coccídias	Oocistos de coccídias
22/7064	<i>Passer domesticus</i>	Passeridae	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
22/6978	<i>Sturnus unicolor</i>	Sturnidae	Negativo	<i>Diplotriaeana</i> spp.	Ovos de <i>Diplotriaeana</i> sp.	Negativo	Ovos de <i>Diplotriaeana</i> sp.
22/7209	<i>Sylvia atricapilla</i>	Sylviidae	<i>Ornithonyssus</i> sp.	<i>Diplotriaeana</i> sp.	Ovos de <i>Diplotriaeana</i> sp.; Ovos de <i>Brachylecithum</i> sp.	Ovos de <i>Diplotriaeana</i> sp.	Ovos de <i>Diplotriaeana</i> sp.; Ovos de <i>Brachylecithum</i> sp.
22/7171	<i>Sylvia atricapilla</i>	Sylviidae	Negativo	<i>Diplotriaeana</i> sp.	Ovos de <i>Diplotriaeana</i> sp.; Oocistos de coccídias	Oocistos de coccídias	Negativo
22/7157	<i>Turdus merula</i>	Turdidae	Negativo	<i>Porrocaecum</i> sp.	Oocistos de coccídias	Oocistos de coccídias	Oocistos de coccídias
22/7198	<i>Turdus merula</i>	Turdidae	Negativo	Negativo	Ovos de cestodes, Oocistos de coccídias	Oocistos de coccídias	Ovos de cestodes, Oocistos de coccídias
22/7202	<i>Turdus merula</i>	Turdidae	Negativo	Negativo	Oocistos de coccídias	Oocistos de coccídias	Oocistos de coccídias
22/7080	<i>Turdus philomelos</i>	Turdidae	Negativo	<i>Serratospiculum</i> sp.	Ovos de <i>Capillaria</i> sp.; Ovos de cestodes	Negativo	Ovos de <i>Capillaria</i> sp., Ovos de cestodes
22/7081	<i>Turdus philomelos</i>	Turdidae	Negativo	Negativo	Ovos de <i>Porrocaecum</i> sp.; Ovos de <i>Syngamus</i> sp.; Oocistos de coccídias	Oocistos de coccídias	Ovos de <i>Porrocaecum</i> sp.; Ovos de <i>Syngamus</i> sp.; Oocistos de coccídias
22/7090	<i>Turdus philomelos</i>	Turdidae	Negativo	Negativo	Ovos de <i>Strongyloides</i> sp., Oocistos de coccídias	Ovos de <i>Capillaria</i> sp.; Oocistos de coccídias	Oocistos de coccídias