

UNIVERSIDADE DE LISBOA
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA



**CARACTERIZAÇÃO DOS PARASITAS GASTROINTESTINAIS EM PEQUENOS
MAMÍFEROS DE COMPANHIA**

SARA CORREIA MARTINS

ORIENTADOR:

Doutor Luís Manuel Madeira de Carvalho

TUTORA:

Dr.^a Cristina Rosa Almeida

2022

UNIVERSIDADE DE LISBOA
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA



UNIVERSIDADE
DE LISBOA



**CARACTERIZAÇÃO DOS PARASITAS GASTROINTESTINAIS EM PEQUENOS
MAMÍFEROS DE COMPANHIA**

SARA CORREIA MARTINS

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
Doutor José Augusto Farraia e Silva
Meireles

ORIENTADOR:

Doutor Luís Manuel Madeira de Carvalho

TUTORA:

Dr.^a Cristina Rosa Almeida

DECLARAÇÃO RELATIVA ÀS CONDIÇÕES DE REPRODUÇÃO DA DISSERTAÇÃO

Nome: Sara Correia Martins

Título da Tese ou Dissertação: CARACTERIZAÇÃO DOS PARASITAS GASTROINTESTINAIS EM PEQUENOS MAMÍFEROS DE COMPANHIA

Ano de conclusão (indicar o da data da realização das provas públicas): 2022

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

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

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

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

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

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

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

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

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

* Indique o motivo do embargo (OBRIGATÓRIO)

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

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

Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa, 30 de novembro de 2022

(indicar aqui a data da realização das provas públicas)

Assinatura: _____

Sara Martins

AGRADECIMENTOS

Em primeiro lugar, gostaria de agradecer à minha família, especialmente aos meus pais e irmãos pela inspiração e por todo o carinho e apoio ao longo do meu percurso.

Um agradecimento muito particular também ao Vasco, pela sua paciência e apoio incondicional.

A todos os amigos com quem partilhei estes 6 longos anos e um grande obrigado à turma dos Açores, foi um percurso cheio de histórias que ficarão guardadas sempre. Agradeço, também, à Isabel, Teresa e Ana, por estarem sempre presentes, mesmo que os nossos caminhos tomem rumos diferentes.

A toda a equipa da “Exoclinic”, agradeço imenso por me ajudarem a descobrir esta paixão pelos animais exóticos. Esta maravilhosa equipa recebeu-me de braços abertos, ensinou-me tudo o que sei sobre estes animais, sobre o trabalho equipa, e encorajou-me a melhorar todos os dias. Um especial obrigado à Carolina e Leonor por toda a confiança e paciência desde o dia 1.

Por toda a ajuda no processamento de amostras e compreensão das técnicas aplicadas, agradeço à equipa do Laboratório de Parasitologia e Doenças Parasitárias da FMV-UL: Dr^a Lídia Gomes e Mestre João Lozano.

Por último, mas não menos importante, um agradecimento especial aos meus mentores: ao Professor Doutor Luís Madeira de Carvalho, pela sua dedicação e orientação pelo mundo da parasitologia sempre de boa disposição; à Dr^a Cristina Almeida, por me acompanhar ao longo dos últimos meses e me proporcionar uma experiência incrível na “Exoclinic”; e ao meu Pai por todo o apoio, fundamental para a conclusão desta etapa final.

Muito obrigada a todos.

CARACTERIZAÇÃO DOS PARASITAS GASTROINTESTINAIS EM PEQUENOS MAMÍFEROS DE COMPANHIA

RESUMO

Os pequenos mamíferos de companhia ou animais exóticos estão cada vez mais presentes no quotidiano da população portuguesa e centros de atendimento Médico-Veterinário. Apesar dos relatos de doenças zoonóticas atribuídas a estas espécies serem raros, com a crescente popularidade e a exposição amplificada de crianças e indivíduos com sistema imunológico comprometido, a incidência destas doenças pode aumentar. São exemplo de parasitas gastrointestinais com potencial zoonótico em mamíferos exóticos, protozoários como *Cryptosporidium* spp. e *Giardia* spp. e por cestodes como *Rodentolepis nana* e *Taenia serialis*.

No período de novembro de 2021 a abril de 2022 foram colhidas amostras fecais de 86 pequenos mamíferos de companhia: 59 coelhos (68,60%), 25 porquinhos-da-Índia (29,07%) e 2 chinchilas (2,33%), com idades compreendidas entre os 2 meses e os 14 anos. Nessas amostras foram aplicadas 6 técnicas de pesquisa e quantificação de formas parasitárias: Mini-FLOTAC, McMaster, coloração de Ziehl-Neelsen modificada, flutuação de Willis, sedimentação em meio saturado e técnica da fita-cola transparente para pesquisa de *Passalurus ambiguus*. Após cada resultado positivo os animais foram submetidos a tratamento e foi colhida uma nova amostra fecal de modo a comparar as contagens obtidas pelos métodos Mini-FLOTAC e McMaster.

Foi detetada a presença de parasitas em 13 animais (15,1%), incluindo 11 coelhos (18,6%, 11/59), 2 porquinhos-da-Índia (8,0%, 2/25). No caso das chinchilas a pesquisa de parasitas gastrointestinais revelou-se negativa. Dos 13 animais positivos, 92,3% (n=12) revelaram-se positivos a coccídias e 7,7% (n=1) a *Paraspidodera uncinata*.

Os resultados identificaram coccídias como o parasita mais comum em animais jovens, pelo que deverá sempre suspeitar-se da presença destes parasitas numa primeira observação do animal. Portanto, é recomendável o exame coprológico para deteção de parasitas gastrointestinais antes do tratamento e a sua repetição para reavaliação após o mesmo. A média de OPG nas contagens obtidas pelo método de Mini-FLOTAC foi superior ao obtido pelo McMaster, embora esse resultado não tenha sido estatisticamente significativo.

Neste estudo é relatada, pela primeira vez, a utilização de Mini-FLOTAC como enquanto técnica coprológica quantitativa em pequenos mamíferos de companhia, o que, aliado às diferentes técnicas aplicadas, contribuiu para a caracterização dos parasitas gastrointestinais em mamíferos exóticos, sendo uma metodologia de diagnóstico a recomendar, em especial na primeira consulta.

Palavras-Chave: Parasitas gastrointestinais, Mini-FLOTAC, coccídias, mamíferos exóticos.

CHARACTERIZATION OF GASTROINTESTINAL PARASITES IN SMALL COMPANION MAMMALS

ABSTRACT

Exotic pets are increasingly present in the daily life of the Portuguese population and at medical and veterinary care centers. Although reports of zoonotic diseases attributed to these species are rare, with the increasing popularity and amplified exposure of children and individuals with compromised immune systems, the incidence of these diseases may increase. Examples of gastrointestinal parasites with zoonotic potential in exotic mammals are protozoa such as *Cryptosporidium* spp. and *Giardia* spp. and cestodes like *Rodentolepis nana* and *Taenia serialis*.

From November 2021 to April 2022, fecal samples were collected from 86 small pet mammals: 59 rabbits (68.60%), 25 guinea pigs (29.07%) and 2 chinchillas (2.33%), aged between 2 months and 14 years. In these samples, 6 techniques for research and quantification of parasitic forms were used: Mini-FLOTAC, McMaster, modified Ziehl-Neelsen staining, Willis flotation, sedimentation in saturated medium and adhesive tape technique for the investigation of *Passalurus ambiguus*. After each positive result, the animals were subjected to treatment and a new sample was collected in order to compare the counts obtained by the Mini-FLOTAC and McMaster methods.

The presence of parasites was detected in 13 animals (15.1%), including 11 rabbits (18.6%, 11/59), 2 guinea pigs (8.0%, 2/25). In the case of chinchillas, the investigation of gastrointestinal parasites was negative. Of the 13 positive animals, 92.3% (n=12) were positive for coccidia and 7.7% (n=1) for *Paraspidodera uncinata*.

The results identified coccidia as the most common parasite in young animals, so the presence of these parasites should always be suspected in a first observation of the animal. It is therefore recommended to carry out a coprological examination for the detection of gastrointestinal parasites before treatment and to repeat it for reassessment after the treatment. The average OPG was higher with Mini-FLOTAC than the one obtained using the McMaster method, although this result was not statistically significant.

This study represents the first report of Mini-FLOTAC as a quantitative coprological technique in small companion mammals, which, together with the different techniques applied, contributed to the characterization of gastrointestinal parasites in exotic mammals, being a diagnostic methodology to be recommended, especially in the first consultation.

Keywords: Gastrointestinal parasites, Mini-FLOTAC, coccidia, small pet mammals.

ÍNDICE

AGRADECIMENTOS	iii
RESUMO	iv
ABSTRACT	v
LISTA DE FIGURAS.....	viii
LISTA DE TABELAS	x
LISTA DE GRÁFICOS.....	xi
LISTA DE ABREVIATURAS.....	xii
APRESENTAÇÃO DAS ATIVIDADES DESENVOLVIDAS	1
1. Relatório de estágio.....	1
2. Laboratório de Parasitologia e Doenças Parasitárias da FMV-ULisboa	2
REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	3
1. Pequenos mamíferos de companhia.....	3
1.1. Coelho (<i>Oryctolagus cuniculus</i>).....	3
1.2. Porquinho-da-índia (<i>Cavia porcellus</i>)	4
1.3. Chinchila (<i>Chinchila lanigera</i>).....	5
2. Parasitas Gastrointestinais	6
2.1. Nematodes.....	6
2.2. Cestodes.....	11
2.3. Protozoários	13
CARACTERIZAÇÃO DOS PARASITAS GASTROINTESTINAIS EM PEQUENOS MAMÍFEROS DE COMPANHIA	27
1. Objetivos.....	27
2. Material e métodos	27
2.1. População em estudo.....	27
2.3. Técnicas de análise quantitativa.....	28
2.5. Identificação de formas parasitárias	36
2.6. Práticas de desparasitação	36
2.7. Análise estatística	37
3. Resultados.....	37
3.1. Caracterização da população em estudo.....	37
3.2. Parasitas gastrointestinais encontrados	39
3.3. Comparação entre duas técnicas coprológicas quantitativas: McMaster e Mini- FLOTAC.....	43
4. Discussão	45
4.1. Considerações sobre o Parasitismo Gastrointestinal.....	45
4.2. Mini-FLOTAC (MF) vs McMaster (MM).....	47

5. Conclusões.....	49
6. Sugestões futuras.....	49
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	50
ANEXOS	55

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 – Coelho (<i>Oryctolagus cuniculus</i>) (original).	4
Figura 2 – Porquinho-da-Índia (<i>Cavia porcellus</i>) (original).	5
Figura 3 – Chinchila (<i>Chinchilla lanigera</i>) (original).	6
Figura 4 – Ovo de <i>Passalurus ambiguus</i> (Zajac 2012).	7
Figura 5 – Ovo de <i>Syphacia obvelata</i> (Zajac 2012).	11
Figura 6 – Ovo de <i>Rodentolepis nana</i> (Zajac 2012).	13
Figura 7 – Oocisto de <i>Eimeria</i> spp. (Zajac 2012).	18
Figura 8 – Oocistos de <i>Cryptosporidium</i> spp. com coloração de Ziehl Neelsen (UK NEQAS Parasitology [date unknown]).	20
Figura 9 – Desenho representativo da estrutura de <i>Giardia</i> spp. (Teixeira, 2019).	22
Figura 10 – Quistos de <i>Giardia</i> spp. observados através de flutuação com solução saturada de sulfato de zinco (Zajac 2012).	23
Figura 11 – Desenho representativo da estrutura de <i>Balantidium caviae</i> (Baker 2007).	26
Figura 12 – Desenho representativo da estrutura de <i>Tritrichomonas caviae</i> (Vetterling 1976).	26
Figura 13 – Esquema da técnica de Mini-FLOTAC (original).	30
Figura 14 – Operacionalização da técnica de Mini-FLOTAC (original).	30
Figura 15 – Esquema da técnica de McMaster (original).	31
Figura 16 – Observação ao microscópio da câmara de McMaster (original).	31
Figura 17 – Câmaras de McMaster após a transferência da suspensão homogeneizada (original).	31
Figura 18 – Esquema da preparação dos esfregaços fecais com coloração de Ziehl-Neelsen modificada (original).	32
Figura 19 – Reagentes empregues na técnica de coloração de Ziehl-Neelsen modificada (original).	33
Figura 20 – Secagem dos esfregaços fecais pré-coloração de Ziehl-Neelsen modificada (original).	33
Figura 21 – Esquema da técnica de flutuação pelo método de Willis (original).	34
Figura 22 – Esquema da técnica de Sedimentação em meio saturado (original).	35
Figura 23 – Esquema da técnica da fita-cola transparente para pesquisa de ovos de <i>Passalurus ambiguus</i> (original).	35
Figura 24 – Oocisto de coccídea não esporulado, encontrado numa amostra de coelho (original).	40
Figura 25 e 26 – Oocisto esporulado de coccidia (<i>Eimeria</i> spp.) encontrada numa amostra de coelho (original).	40

Figura 27 – Ovo de <i>Paraspidodera uncinata</i> encontrado num Porquinho-da-índia (original).	41
Figura 28 – Poster apresentado no congresso do CIISA 2022.	55
Figura 29 e 30 – Marsupialização de abcesso num coelho.....	56
Figura 31 – Orquiectomia num coelho.	56
Figura 32 – Ovariohisterectomia numa coelha.....	56
Figura 33 –	56
Figura 34 – Correção dentária num coelho.....	56
Figura 35 e 36 – Radiografia de uma catatua onde podemos observar uma fratura do tibiotarso (figura 35) e radiografia após resolução ortopédica (figura 36).....	57
Figura 37 – Colocação de cateter num porquinho-da-índia.	57
Figura 38 – Colocação de cateter num ganso.	57

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 – Espécies de <i>Eimeria</i> spp. mais comuns em coelhos, a sua forma, tamanho, localização, patogenicidade e período pré-patente (adaptada de Brown and Smiler, 2012)).	16
Tabela 2 – Valores de prevalência estimados em vários países, de infecções por <i>Giardia</i> spp. em chinchilas (Adaptado de Gomes, 2021)	22
Tabela 3 – Número de amostras processadas em cada técnica coprológica para cada nível.	38
Tabela 4 – Apresentação das contagens realizadas em ambas as técnicas (MF e MM) no nível 1 e 2.	42
Tabela 5 – Resultados de OPG (média \pm desvio Padrão) e prevalência dos endoparasitas encontrados nas técnicas coprológicas realizadas.	43

LISTA DE GRÁFICOS

Gráfico 1 e 2 – Distribuição das amostras por aplicação de antiparasitários e frequência da mesma.	38
Gráfico 3 – Distribuição por antiparasitário aplicado.	39
Gráfico 4 – Prevalência dos endoparasitas encontrados.	40
Gráfico 5 – Distribuição percentual das amostras por intervalos de idades e incidência de casos positivos.	41
Gráfico 6 – Número de amostras positivas nas técnicas Mini-FLOTAC (MF) e McMaster (MM).	44
Gráfico 7 – Valores de OPG obtidos no Nível 1 e a média dos parasitas presentes no Mini-FLOTAC (MF) e McMaster (MM) e os pontos atípicos (<i>outliers</i>) presentes no Mini-FLOTAC (4380 e 3660 OPG).....	44

LISTA DE ABREVIATURAS

BID – *bis in die*, administrar duas vezes ao dia

ELISA – do inglês *Enzyme-Linked Immunosorbent Assay*

FMV – ULisboa – Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa

TRCOF – teste de contagem da redução de ovos fecais

g – grama

kg – quilogramas

LPDP – Laboratório de parasitologia e doenças parasitárias

L2 – Larva estágio 2

L3 – Larva estágio 3

L4 – Larva estágio 4

MF – Mini-FLOTAC

MFIA – do inglês *Multiplexed Fluorometric ImmunoAssay*

mg/kg – miligramas por quilograma

ml – mililitros

MM - McMaster

OPG – Ovos por grama de fezes

PCR – do inglês *Polymerase Chain Reaction*

PO – Per os, Via oral

SC – Via Subcutânea

SID – *Semil in die*, administrar uma vez ao dia

µm – micrómetro

ZNM – Ziehl-Neelsen Modificada

APRESENTAÇÃO DAS ATIVIDADES DESENVOLVIDAS

1. Relatório de estágio

O estágio curricular realizado no âmbito do Mestrado Integrado em Medicina Veterinária (MIMV), do qual resultou a presente dissertação de mestrado, decorreu na “Exoclinic – Clínica Veterinária de Aves e Exóticos” em Miraflores, teve início em novembro de 2021 e terminou em abril de 2022. A “Exoclinic”, fundada em 2008, dedica-se à assistência de novos animais de companhia (mamíferos, aves, répteis, anfíbios e peixes), fornecendo assistência médico-veterinária exclusivamente a estes animais, com equipamentos e instalações adaptadas às diferentes espécies, contendo também um laboratório interno para a execução de análises clínicas.

Durante o estágio, foi possível realizar atividades em diferentes áreas e com diferentes espécies. No decorrer das consultas tive a oportunidade de recolher o historial do animal, possibilitando, assim, o desenvolvimento das nossas competências na área da comunicação com os detentores. Foram realizados vários métodos de diagnóstico, como colheita de sangue, radiografia e ecografia. Todos os procedimentos realizados foram discutidos, permitindo o desenvolvimento de um raciocínio clínico e aprofundamento dos conhecimentos sobre os diferentes casos clínicos. A “Exoclinic” disponibiliza serviços de urgência, onde surgiu a oportunidade de participar e desenvolver capacidades de resposta rápida.

Ao longo do estágio foi dada assistência em várias cirurgias, enquanto ajudante de cirurgião ou de anestesista e assistência pré- e pós-cirúrgica. As cirurgias realizadas com maior frequência dizem respeito a odontologia (correções dentárias em roedores e lagomorfos), participando, também, noutros procedimentos, como ovário-histerectomias e orquiectomias em pequenos mamíferos; extirpação de massas; gastrotomias; tratamento de abscessos; cistotomias; enterotomias; nodulectomias; e mastectomias. Adicionalmente, foi possível acompanhar outros procedimentos minimamente invasivos, como realização de pensos, colocação de implantes hormonais/microchips e limagem de bico/unhas.

Durante o internamento dos animais, por forma a avaliar os conhecimentos desenvolvidos ao longo do estágio, por solicitação da tutora, realizámos fichas de internamento e a posterior preparação e administração de medicamentos. O acompanhamento das diferentes espécies, permitiu uma constante aprendizagem sobre contenção, alojamento, alimentação, farmacologia e comportamento.

No laboratório interno, participámos na execução de análises sanguíneas, coprológicas e necropsias. Adicionalmente, foram também processadas algumas das amostras colhidas para a realização do presente estudo.

Para além da componente prática, no sentido de complementar o conhecimento sobre as diferentes espécies consultadas na “Exoclinic”, foram reservados alguns momentos

semanais para o estudo dos casos clínicos aí acompanhados e posterior discussão com a equipa clínica.

2. Laboratório de Parasitologia e Doenças Parasitárias da FMV-ULisboa

No decurso do estágio curricular, foram colhidas amostras de fezes de coelhos, porquinhos-da-índia e chinchilas provenientes de consultas de rotina ou de urgência. As amostras fecais foram processadas, ou no laboratório interno da “Exoclinic”, ou no Laboratório de Parasitologia e Doenças Parasitárias da Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa (FMV-ULisboa), sob orientação direta do Professor Doutor Luís Manuel Madeira de Carvalho, no âmbito do MIMV. As técnicas de análise coprológica realizadas com o objetivo de caracterizar os parasitas gastrointestinais das 3 espécies de animais observados foram as seguintes: Mini-FLOTAC, McMaster, esfregaço fecal pela coloração de Ziehl-Nielsen modificada, flutuação de Willis, sedimentação em meio saturado e observação de lâminas preparadas pela técnica da fita-cola transparente para pesquisa de ovos de *Passalurus ambiguus*.

REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

Os novos animais de companhia ou animais exóticos, estão cada vez mais presentes no quotidiano da população portuguesa e centros de atendimento Médico-veterinário. É fundamental um maior conhecimento sobre estes animais, tanto pelos profissionais de saúde veterinária, como pelos detentores. Tendo em conta a espécie em questão, é importante transmitir aos detentores as exigências de manejo e instalações de modo a garantir a saúde destes animais (Ferreira 2017).

Pequenos mamíferos exóticos são animais de estimação relativamente baratos e que muitas vezes não requerem os cuidados intensivos ou a atenção exigida de cães ou gatos. Por esta razão, são frequentemente comprados como animais de estimação iniciais para crianças. Apesar dos relatos de doenças zoonóticas atribuídas a estas espécies serem raros, com a crescente popularidade e a exposição amplificada de crianças e indivíduos com sistema imunológico comprometido, a incidência destas doenças pode aumentar (Mitchell and Tully 2021).

As infeções por protozoários como *Cryptosporidium* spp. e *Giardia* spp. e por cestodes como *Rodentolepis nana* e *Taenia serialis*, são alguns exemplos dos parasitas gastrointestinais com potencial zoonótico em mamíferos exóticos (Mitchell and Tully 2021).

1. Pequenos mamíferos de companhia

1.1. Coelho (*Oryctolagus cuniculus*)

A ordem de mamíferos Lagomorfa inclui duas famílias – Leporidae (coelhos e lebres) e Ochotonidae (pikas). Todas as raças domésticas de coelhos tiveram origem no coelho europeu, *Oryctolagus cuniculus* (Donnelly and Vella 2020).

Pensa-se que a domesticação do coelho se iniciou no sudoeste da França, devido aos registos históricos e à afinidade genética verificada entre os coelhos domésticos e os coelhos silvestres franceses (Donnelly and Vella 2020). São considerados animais de companhia populares e são frequentemente apresentados a clínicas veterinárias para cuidados de rotina e de emergência (Brandão et al. 2020).

As coccídias são os parasitas mais comuns destes mamíferos, sendo a causa mais frequente de doença em coelhos jovens com menos de 6 meses de idade, raramente afetando coelhos adultos (Oglesbee and Lord 2021). Podem ser observadas também infeções por *Giardia* spp. e *Toxoplasma gondii*. *Passalurus ambiguus* é o nematode mais comum de coelhos domésticos, podendo também ser hospedeiros de *Obeliscoides cuniculi*, *Graphidium strigosum* e *Trichostrongylus retortaeformis* (ESCCAP Guideline 07, 2017).

Doença causada por cestodes não foi relatada em coelhos domésticos. No entanto, esses parasitas estão presentes em espécies de coelho-bravo e são possíveis em populações de animais de laboratório. As fases adultas de várias espécies de cestodes

podem ser encontradas no intestino de coelhos, incluindo *Cittotaenia ctenoides* e *Mosgovoyia pectinata*. Ocorrem predominantemente em coelhos selvagens, mas ocasionalmente podem ser encontrados em coelhos domésticos. Ambos têm um ciclo de vida indireto com ácaros coprófagos e outros invertebrados como hospedeiros intermediários. Os coelhos podem também ser hospedeiros intermediários de formas larvares de cestodes, como *Cysticercus pisiformis*, o estágio larvar da *Taenia pisiformis* e *Coenurus serialis*, o estágio larvar de *Taenia serialis* (ESCCAP Guideline 07, 2017).

Os possíveis tratamentos para os parasitas gastrointestinais em coelhos constam do anexo III.



Figura 1 – Coelho (*Oryctolagus cuniculus*) (original).

1.2. Porquinho-da-índia (*Cavia porcellus*)

O porquinho-da-Índia (*Cavia porcellus*), é um roedor histricomorfo domesticado na América do Sul. Inicialmente foram criadas pelos incas para alimentação e para uso em cerimónias religiosas. Foram trazidas para a Europa há cerca de 500 anos. Embora nunca se tenham tornado populares como fonte de alimento fora da América do Sul, na Europa e na América do Norte foram criados como animais de estimação e animais de laboratório desde então (Pignon and Mayer 2021).

Os selvagens vivem em pequenos grupos (5 a 10 indivíduos) e são animais crepusculares. Os porquinhos-da-índia de estimação normalmente procuram contacto físico com outros porquinhos-da-índia quando alojados juntos (Pignon and Mayer 2021).

Os porquinhos-da-índia são hospedeiros de parasitas gastrointestinais, incluindo *Paraspidodera uncinata*, *Rodentolepis nana*, *Eimeria caviae*, *Cryptosporidium wrairi*, *Giardia* spp., *Balantidium caviae*, *Toxoplasma gondii*, *Sarcocystis* spp. e *Tritrichomonas caviae* (ESCCAP Guideline 07, 2017). Normalmente, estes parasitas provocam diarreia em animais jovens e imunocomprometidos. Independentemente da causa subjacente, a diarreia é um

problema sério, pois a hipoglicemia, desidratação, hipotermia e desequilíbrios eletrolíticos desenvolvem-se rapidamente e, portanto, devem ser tratados adequadamente (Pignon and Mayer 2021).

Os possíveis tratamentos para os parasitas gastrointestinais em porquinhos-da-índia constam do anexo IV.



Figura 2 – Porquinho-da-Índia (*Cavia porcellus*) (original).

1.3. Chinchila (*Chinchilla lanigera*)

A chinchila (*Chinchilla lanigera*), assim como o porquinho-da-índia, é um roedor histricomorfo da América do Sul. São animais quase extintos na natureza devido à caça extensiva, para aproveitamento das peles. As chinchilas selvagens habitam encostas rochosas em áreas relativamente áridas dos Andes com elevadas altitudes. São herbívoros, não hibernam e são gregários, vivendo em grupos de várias centenas. Existem duas espécies de chinchilas, *Chinchilla lanigera* (domesticada nos Estados Unidos) e *Chinchilla brevicaudata* (domesticada no Chile), sendo a chinchila doméstica, normalmente mencionada na literatura como *C. lanigera* (Mans and Donnelly 2020).

No seu habitat natural, são ativas ao entardecer e à noite, mas em cativeiro podem também ser ativas durante o dia e habitam-se facilmente aos seus detentores se forem manuseadas com frequência (Mans and Donnelly 2020).

Giardia spp. são considerados habitantes normais do trato gastrointestinal das chinchilas com uma prevalência que varia entre 27% a 66% (Mans and Donnelly 2020). Historicamente, as chinchilas alojadas em grupos, tinham uma alta prevalência de infecção por *Giardia* spp.. (Brown and Smiler 2012). Podem também ser hospedeiras de outros protozoários como *Cryptosporidium* spp., *Eimeria chinchillae*. e *Toxoplasma gondii*. As coccídias causam danos à mucosa intestinal, com conseqüente perturbação da flora

comensal e possível disbiose secundária (Mans and Donnelly 2020). A prevalência de infecções por nematodes é baixa, sendo hospedeiros de *Rodentolepis nana* e hospedeiros intermediários de *Taenia* spp. Podem ocorrer também infecções por *Syphacia obvelata* (ESCCAP Guideline 07, 2017).

Os possíveis tratamentos para os parasitas gastrointestinais em chinchilas constam do anexo V.



Figura 3 – Chinchila (*Chinchilla lanigera*) (original).

2. Parasitas Gastrointestinais

2.1. Nematodes

2.1.1. *Passalurus ambiguus*

Trata-se de um nematode da família Oxyuridae muito prevalente em coelhos domésticos e selvagens, lebres e roedores (Abdel-Gaber et al. 2019). Os machos adultos têm uma única espícula, com 3,8–5 mm de comprimento e 200–460 µm de diâmetro, enquanto as fêmeas adultas têm 5,3–11 mm de comprimento por 410–590 µm de diâmetro. Contêm cerca de 40 estrias cuticulares na cauda. Os ovos são alongados, com 93–105 µm de comprimento e 43 µm de largura, e são achatados de um lado (Baker 2007).

O ciclo de vida é direto, em que as fêmeas adultas migram do intestino grosso após a cópula e fecundação e depositam os ovos na zona perianal, ocorrendo a transmissão através da ingestão de ovos embrionados durante a cecotrofia ou pela comida, água e cama contaminadas (Abdel-Gaber et al. 2019).

A presença de um número relativamente grande de parasitas não é patogénica. O parasita adulto é encontrado na porção anterior do ceco e cólon, e podem mesmo ser vistos no lúmen intestinal durante procedimentos cirúrgicos de rotina (e.g., enterotomias) ou nas

fezes frescas. Os estádios juvenis podem ser encontrados na mucosa do intestino delgado e ceco. São parasitas específicos da espécie e não zoonóticos. A infecção, mesmo com cargas elevadas, não causa normalmente sinais clínicos não sendo necessário tratamento. No entanto, os detentores podem observar os parasitas nas fezes e pretender o tratamento (Oglesbee and Lord 2021). Ocasionalmente, as infecções podem provocar alguns sinais clínicos, como irritação rectal, anal e perianal, prolapso rectal, diminuição do ganho de peso e inquietação (ESCCAP Guideline 07, 2017).

O diagnóstico faz-se através da identificação dos parasitas adultos ou ovos nas fezes, utilizando o método da fita-cola transparente ou, mais raramente, pela análise coprológica qualitativa (ESCCAP Guideline 07, 2017).

Num estudo realizado em 2019 em 20 coelhos domésticos provenientes de instalações de produção, 15 foram encontrados naturalmente infetados, com uma prevalência de infecção de 75%. A taxa de infecção parasitária foi maior nos coelhos machos (9/10) que nas fêmeas (6/10) (Abdel-Gaber et al. 2019). Rinaldi et al. (2007) em 51 coelhos provenientes de instalações de produção, detetaram uma prevalência de 82,3% com técnica de FLOTAC, 56,9% com McMaster e 76,5% com a técnica da fita-cola transparente.

O tratamento com benzimidazóis é efetivo na redução, ou mesmo eliminação dos parasitas. Pode ser usado fenbendazol e piperazina (Oglesbee and Lord 2021). Este parasita não é conhecido como agente de infecção humana.

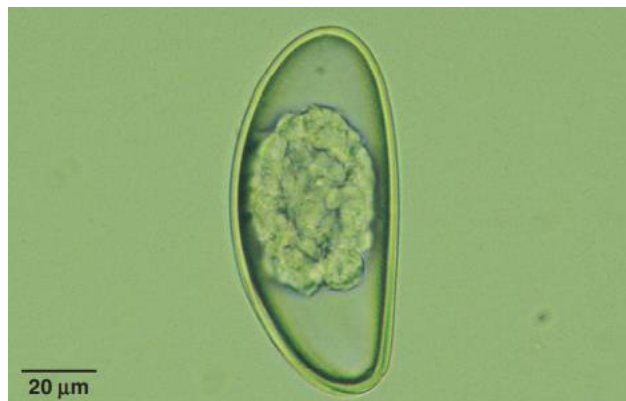


Figura 4 – Ovo de *Passalurus ambiguus* (Zajac 2012).

2.1.2. *Obeliscoides cuniculi*

Nematode da família Trichostrongylidae, que habita o muco aderente à mucosa gástrica de coelhos. Os parasitas machos adultos medem 10–15 mm de comprimento e 230 μm de diâmetro, e possuem espículas pareadas e uma bolsa copuladora. As fêmeas têm 15–18 mm de comprimento e média de 546 μm de diâmetro, com a vulva localizada no segmento posterior do corpo. Os ovos são ovais, de parede fina e medem 75–91 x 42–53 μm (Baker 2007).

A infecção ocorre pela ingestão de larvas do 3º estágio (L3). As larvas ingeridas penetram na mucosa gástrica dentro de um dia e em 3 dias desenvolve-se o 4º estágio larvar (L4). Da muda final resultam as larvas adultas que emergem na superfície da mucosa gástrica como fêmeas capazes de excretar ovos, 16–20 dias após a infecção. O período pré-patente é de 16 a 20 dias. Algumas larvas podem permanecer na mucosa sem se desenvolverem e emergirem mais tarde, enquanto os adultos emergidos anteriormente morrem (Brown and Smiler 2012).

Segundo Baker (2007), macroscopicamente a mucosa gástrica apresenta-se espessada com uma superfície nodular, com maior quantidade de muco e, em alguns casos, petéquias. Este espessamento da mucosa deve-se à invasão larvar.

A maioria das infecções por este parasita é subclínica (Baker 2007), embora em coelhos domésticos infetados experimentalmente tenham sido reportados sinais patológicos como perda de peso, anemia, diarreia, gastrite hemorrágica e petéquias da mucosa gástrica. Os animais voltaam ao normal dentro de 1–2 semanas após a infecção (Brown and Smiler 2012; Fanelli et al. 2020).

O diagnóstico baseia-se na observação de ovos em amostras fecais, na visualização das lesões na mucosa gástrica e na identificação dos parasitas adultos através de raspagens do muco aderente à mucosa (Baker 2007).

As informações relativas à eficácia do tratamento contra *O. cuniculi* são limitadas. Vários anti-helmínticos tem sido usado com algum sucesso, incluindo fenbendazol. A prevenção baseia-se na higiene adequada de modo a minimizar a exposição a matéria fecal e larvas (Brown and Smiler 2012). Este parasita não é conhecido como agente de infecção humana.

2.1.3. *Graphidium strigosum*

Trata-se de um nematode da família Trichostrongylidae. Mesmo não havendo relatos de infecções recentes por *Graphidium strigosum*, Baker (2007) sugere que as infecções por este parasita podem ocorrer tanto em coelhos domésticos, como em lagomorfos selvagens, sendo mais comum nestes. Podem ocorrer infecções de coelhos domésticos onde as práticas de criação são precárias e permitem a exposição a fezes de lagomorfos selvagens. Não foi relatado em coelhos de laboratório (Baker 2007).

Os parasitas adultos machos têm 8–16 mm de comprimento e as fêmeas 11–20 mm de comprimento. Ambos são vermelhos e apresentam finas estrias longitudinais e transversais. Os machos têm uma bolsa copuladora proeminente e espículas com 1,1–2,4 mm de comprimento. Nas fêmeas, a vulva está localizada a 1,1–3,3 mm do final da cauda. Os ovos medem 98–106 µm por 50–58 µm.

O seu ciclo de vida é direto. Os adultos habitam o estômago, sendo os ovos eliminados nas fezes e posteriormente eclodem, desenvolvendo-se as larvas infetantes do 3º estágio

(L3) entre 4–6 dias. A transmissão dá-se pela ingestão dessas larvas infetantes. O período pré-patente é de cinco semanas e a expectativa de vida dos nematodes adultos é de cerca de seis meses. Apesar das infecções serem frequentemente subclínicas, infecções graves podem estar associadas a gastrite catarral crônica ou hemorrágica, anemia, perda de peso e, possivelmente, morte (Baker 2007).

O diagnóstico clínico obtém-se pela identificação de ovos em amostras fecais. O diagnóstico *post-mortem* é feito pela identificação de parasitas adultos em raspagens da mucosa gástrica.

Estão disponíveis poucas informações sobre o tratamento. Richardson (2000) recomenda tratamento oral com fenbendazol ou injeção subcutânea de ivermectina. Para prevenção é recomendado a limpeza e desinfecção adequadas e evitar a exposição a fezes de lagomorfos selvagens. Este parasita não é conhecido como agente de infecção humana (Baker 2007).

2.1.4. *Trichostrongylus retortaeformis*

É um nematode da família Trichostrongylidae, comum em coelhos selvagens e lebres na Europa e Austrália, mas não foi relatado ainda em lagomorfos norte-americanos. Os machos medem 6,8–8,4 mm de comprimento e 127–160 µm de diâmetro, com espículas de 145–172 µm de comprimento. As fêmeas têm 9,6–10,4 mm de comprimento e 104–112 µm de diâmetro. Os ovos medem 86–87 µm por 41–46 µm (Baker 2007). Os adultos habitam o intestino delgado e raramente o estômago. O ciclo de vida é direto e típico da superfamília. No entanto, as larvas infetantes passam pelo estômago e vão para o intestino delgado até 12 horas após a ingestão. Três a cinco dias depois, sofrem a terceira muda, e a muda final, após 4–7 dias. O período pré-patente é de 12 a 13 dias e o período patente 5,5 meses. Algumas larvas invadem as pequenas vilosidades intestinais, estando descrita enterite atrófica em coelhos infetados (Baker 2007).

2.1.5. *Paraspidodera uncinata*

As infecções gastrointestinais em porquinhos-da-índia provocadas por helmintes, são causadas principalmente por *Paraspidodera uncinata*, nematode pertencente à família Oxyuridae. Os machos adultos medem 11–22 mm de comprimento e possuem uma ventosa pré-anal, duas espículas de comprimento aproximadamente igual (470–700 µm) e um gubernáculo (136–158 µm). Fêmeas adultas medem 16–28 mm de comprimento. Os ovos são elipsoidais e são eliminados nas fezes não embrionados. Diferentes autores relatam uma faixa de tamanho de ovo, com alguns relatando 43x31 µm de largura e outros relatando 60–73 x 47–53 µm (Baker 2007). *Paraspidodera uncinata* desenvolve-se e reside no ceco e cólon, sem invadir a mucosa. A ingestão dos ovos origina infecção entre 3–4 dias, normalmente moderada a subclínica, podendo em casos mais graves, originar anorexia, diarreia, perda de

peso e alterações na pelagem (DeCubellis and Graham 2013). O diagnóstico baseia-se na identificação de ovos nas fezes ou adultos no intestino grosso. Este parasita não é conhecido como agente de infecção humana. O tratamento com piperazina ou ivermectina é eficaz e a prevenção é conseguida mantendo uma boa higiene e manejo ambiental, estando as infecções normalmente associadas a animais que vivem no exterior (Taylor et al. 2016).

Num estudo de d'Ovidio et al. (2015a), foram colhidas 60 amostras de fezes, das quais 8 mostraram-se positivas a este parasita, com uma prevalência de 13,3%. Jarošová et al. (2020), relataram uma prevalência de 4,1%, com 2 casos positivos de 49 amostras.

2.1.6. *Syphacia obvelata*

Syphacia obvelata é um nematode pertencente à família Oxyuridae e é ocasionalmente observado no ceco e cólon de chinchilas. Os ovos são assimétricos, grandes e tipicamente achatados ao longo de um lado, medindo 118–153 por 33–55 µm. Os machos adultos têm cerca de 1,0–1,6 mm com uma espícula longa e as fêmeas 3,4–5 mm (Taylor et al. 2016; ESCCAP Guideline 07, 2017).

O ciclo de vida deste parasita é direto, os ovos são depositados na região perianal, onde se forma um embrião em poucas horas e a infecção ocorre pela ingestão dos ovos embrionados, ou ingestão de alimentos e água contaminados. As larvas e parasitas adultos habitam o ceco e cólon. O período pré-patente é de 11–15 dias. Nenhuma lesão entérica específica foi atribuída a infecções leves por *S. obvelata*. Em contraste, cargas parasitárias muito elevadas podem levar a enterite catarral, granulomas hepáticos e irritação perianal. Embora as infecções sejam geralmente subclínicas, o prolapso retal, intussusceção, coprostase, baixo ganho de peso e pelagem áspera foram relatados em roedores altamente infetados (Baker 2007).

O diagnóstico é conseguido pela demonstração de ovos nas fezes ou na região perianal pela técnica da fita-cola transparente, e pela identificação de parasitas adultos no ceco e cólon durante a necropsia. Os ovos podem sobreviver em fita-cola transparente durante 42 horas à temperatura ambiente ou 14 dias a 1–4°C. A idade do hospedeiro no momento do exame também é importante. Alguns estudos demonstraram que as taxas de infecção são máximas entre as 4–5 semanas, diminuindo a partir dessa idade (Baker 2007).

O tratamento com fenbendazol é eficaz. As infecções humanas com *S. obvelata* são incomuns, no entanto devem ser tomadas medidas de higiene pessoal acrescidas em casos de animais infetados (Baker 2007).



Figura 5 – Ovo de *Syphacia obvelata* (Zajac 2012).

2.2. Cestodes

2.2.1. *Taenia pisiformis*

O coelho é um hospedeiro intermediário de *Taenia pisiformis*. O hospedeiro definitivo, geralmente o cão, excreta os ovos nas fezes e estes são ingeridos pelos coelhos durante a alimentação. Após a ingestão, a larva eclode e o embrião hexacanto entra na parede do intestino e migra, através das veias porta, para as vísceras, sendo geralmente o fígado o órgão de eleição (Pritt et al. 2012), podendo ocasionalmente migrar para os linfonodos mesentéricos e pulmões (Baker 2007). O embrião hexacanto cresce, toma uma forma vesicular e, 2 a 4 semanas após ingestão, diferencia-se para formar o 2º estágio larvar (L2), chamado *cysticercus* que consiste numa vesícula que se assemelha a uma bexiga cheia de líquido, que contém um protoescólex, com um diâmetro de até 18 mm. Formas de *cysticercus pisiformis* encontra-se na cápsula hepática ou noutra superfície serosa abdominal e é ingerido pelo hospedeiro definitivo quando consome o hospedeiro intermediário (Pritt et al. 2012).

A infeção por *T. pisiformis* não provoca sinais clínicos. Contudo infeções graves, típicas em inoculações experimentais, podem causar hepatite grave com anorexia crônica ou morte. Infeções graves causam doença devido ao dano hepático causado pela migração do parasita e a inflamação é resultante da resposta do hospedeiro. Esta migração pode resultar numa inflamação granulomatosa focal e fibrose. Formas de *Cysticercus pisiformis* podem ser vistas na cápsula hepática e nas superfícies serosas de outras vísceras (Pritt et al. 2012). Geralmente o diagnóstico é feito durante a necropsia como um achado accidental. O diagnóstico *ante mortem* é possível através de técnicas de imagem como radiografia e ecografia. (Pritt et al. 2012)

Como forma de prevenção, deve evitar-se a contaminação de alimentos, gaiolas e ambiente com fezes de cães infetados. Isso inclui a lavagem adequada de alimentos frescos. O controle de insetos também é importante, pois algumas fontes relatam o transporte de ovos por moscas-varejeiras. O tratamento com mebendazol foi relatado como eficaz contra cisticercos maduros e imaturos. O tratamento com praziquantel ou a combinação de febantel/pamoato de pirantel/praziquantel foi reportado como eficaz contra infeções por

cestodes (Brown and Smiler 2012). Este parasita não é conhecido como agente de infecção humana (Baker 2007).

2.2.2. *Taenia serialis*

Taenia serialis é menos comum que *T. pisiformis*. Este agente provoca casos raros de cenurose humana, mas não transmitida a partir de coelhos.

O ciclo de vida assemelha-se ao de *T. pisiformis*, mas o 2º estágio larvar (L2) designa-se *Coenurus serialis*, apresenta dezenas de protoescólices e cada protoescólex é capaz de se desenvolver num cestode maduro. A forma *C. serialis* desenvolve-se principalmente no tecido subcutâneo, mas também pode ocorrer na musculatura, abdômen ou cérebro, podendo atingir 5 cm de diâmetro (Baker 2007). A larva cenuro infeta o carnívoro hospedeiro definitivo quando este ingere o hospedeiro intermediário (Brown and Smiler 2012). Cenuros subcutâneos geralmente não provocam sinais clínicos. Contudo na musculatura, podem afetar a mobilidade e em locais atípicos, como o cérebro, podem causar distúrbios neurológicos. A migração hepática pode resultar em inflamação granulomatosa focal e fibrose (Brown and Smiler 2012). O diagnóstico, tratamento e prevenção são realizados como descrito para *T. pisiformis* (Brown and Smiler 2012). Este parasita causa raramente casos de cenurose humana, mas não há risco de transmissão a partir dos coelhos, mas sim a partir de carnívoros infetados com as formas adultas (Baker 2007).

2.2.3. *Rodentolepis nana*

O cestode *Rodentolepis nana* (antes conhecido como *Hymenolepis nana*) pertence à família Hymenolepididae, e pode ser encontrado no intestino delgado de roedores de várias espécies, primatas não humanos e em humanos (Brown and Smiler 2012). Geralmente tem cerca de 25–40 mm de comprimento e menos de 1 mm de largura. O comprimento é afetado pelo estado imunológico do hospedeiro e pela temperatura na qual o hospedeiro está alojado. O escólex possui quatro ventosas desarmadas e um rostelo armado com um único anel de 20 a 27 pequenos ganchos. O ovo é oval, com 44–62 x 30–55 µm, e o embrião é esférico, de paredes finas e com um botão em cada polo, do qual emergem seis filamentos finos. A oncosfera (embrião hexacanto) possui três pares de pequenos ganchos (Baker 2007). O seu ciclo de vida tem algumas particularidades. Existem 2 possíveis vias de infecção após a libertação dos ovos pelas proglótides grávidas, no interior do hospedeiro definitivo: (i) autoinfecção do hospedeiro, podendo ou não haver a excreção de ovos nas fezes, e (ii) infecção direta por via fecal-oral de novos hospedeiros definitivos. Deste modo, os ovos eclodem no intestino delgado do hospedeiro definitivo e os embriões vão penetrar nas vilosidades intestinais e transformar-se em larvas cisticercoides dentro da mucosa. Estas vão para o lúmen intestinal, onde se fixam e se desenvolvem em formas adultas. É também possível a infecção indireta pela ingestão de hospedeiros intermediários infetados com larvas

cisticercoides. Neste caso, a larva cisticercoide desenvolve-se no interior do hospedeiro intermediário, sem ocorrer invasão da mucosa intestinal (Teixeira 2013).

Os ovos depositados no ambiente também podem infectar humanos, especialmente crianças. A infecção é geralmente benigna, mas dependendo da carga parasitária e do grau de oclusão intestinal pode originar doença com sintomatologia acentuada (Brown and Smiler 2012). Infecções significativas em animais jovens podem resultar em atraso no crescimento, obstrução intestinal e, ocasionalmente, morte estando os animais imunocomprometidos mais suscetíveis a infecções graves (Teixeira 2013; ESCCAP Guideline 07, 2017). O diagnóstico é confirmado pela detecção dos ovos no exame coprológico (ESCCAP Guideline 07, 2017).

As infecções por *Hymenolepis diminuta* são menos comuns e resultam em menos consequências graves do que a infecção por *R. nana*. O diagnóstico de *H. diminuta* é feito de igual forma, sendo os ovos semelhantes, mas de maior tamanho (ESCCAP Guideline 07, 2017)

Num estudo realizado em Itália, com 172 amostras de fezes de várias espécies de roedores, *R. nana* foi observado em 24 destas amostras, das quais 6 eram chinchilas, revelando uma prevalência de 25%. Das 60 amostras de porquinhos-da-índia, não foi encontrado nenhuma positiva (d'Ovidio et al. 2015b).

O tratamento com praziquantel pode ser eficaz contra este parasita, sendo muito importante a profilaxia através de desparasitações regulares com cestocidas. Em termos de prevenção, deve evitar-se a contaminação por hospedeiros intermediários, como insetos, e o contacto com roedores selvagens, cuja infecção por *R. nana* é elevada (Teixeira 2013). Sendo um parasita com potencial zoonótico, devem ser tomadas medidas de precaução quando há contacto com animais infetados (Taylor et al. 2016).



Figura 6 – Ovo de *Rodentolepis nana* (Zajac 2012).

2.3. Protozoários

Os protozoários com potencial zoonótico mencionados neste capítulo são *Cryptosporidium* spp., *Giardia* spp. e *Toxoplasma gondii*.

2.3.1. *Eimeria* spp.

A coccidiose causada por parasitas protozoários do gênero *Eimeria* é considerada uma das doenças mais importantes dos coelhos em todo o mundo, afetando coelhos selvagens e coelhos domésticos utilizados para pesquisa, produção de carne e companhia. O gênero *Eimeria* pertence à família Eimeriidae (Filo Apicomplexa), contém 65 espécies consideradas específicas do hospedeiro: 11 espécies infetam o coelho europeu, *Oryctolagus cuniculus*, em condições naturais, enquanto outras espécies de coccídias podem ser encontradas em coelhos do gênero *Sylvilagus*, lebres (*Lepus* spp.) e coelho anão (*Brachylagus* spp.). Das várias espécies de coccídias de coelho, *Eimeria stiedae* infecta o fígado (coccidiose hepática), enquanto as 10 restantes infetam diferentes áreas do trato intestinal com patogenicidade variável (coccidiose intestinal). Todas seguem a via de transmissão fecal-oral. Devido à gravidade de algumas infecções por estas coccídias, muitos países exigem que os coelhos importados sejam desparasitados. Embora isso seja mais direcionado à coccidiose hepática, as restrições à importação também podem estender-se às espécies mais patogênicas de coccidiose intestinal (Brown and Smiler 2012).

As coccídias intestinais variam muito em termos de patogenicidade, desde altamente patogênicas, resultando em alta morbidade/mortalidade, até não patogênicas, podendo observar-se coinfeção. *Eimeria perforans* é considerada a espécie de coccídea intestinal mais comum e menos patogênica para coelhos. Além de *E. perforans*, as espécies de coccídias intestinais geralmente mais frequentes, são *E. magna*, *E. media* e *E. irrsidua* (Oglesbee and Lord 2021). *Eimeria intestinalis* e *E. flavescens* são consideradas as espécies mais patogênicas (ESCCAP Guideline 07, 2017).

A distinção entre as diferentes espécies baseia-se nos critérios morfológicos dos oocistos, através de preparações de conteúdo fecal ou intestinal, sendo que os oocistos esporulados favorecem a sua identificação. A identificação é também favorecida pela especificidade das espécies para as diferentes áreas intestinais (Brown and Smiler 2012).

Como as coccídias do gênero *Eimeria* têm um ciclo-biológico monoxeno (possuem apenas um hospedeiro), o seu ciclo de vida é direto, com transmissão fecal-oral. Alimentos contaminados, água, gaiolas e outros fômites servem como meios comuns de infecção por coccídias (Brown and Smiler 2012). Os animais adultos raramente desenvolvem doença, não estando a presença de oocistos nas fezes necessariamente associada a doença (Oglesbee and Lord 2021). Contudo, portadores adultos geralmente servem como fonte de infecção para recém-nascidos, sendo os coelhos de 2 a 3 meses os mais suscetíveis à coccidiose intestinal. As coccídias são a causa de doença mais frequente em animais com menos de 6 meses de idade. O número de animais jovens infetados em colônias pode variar, atingindo uma prevalência de 100% em alguns casos (Brown and Smiler 2012).

A gravidade da doença depende da carga parasitária presente, da imunidade do animal e da patogenicidade do agente (ESCCAP Guideline 07, 2017). Infecções subclínicas

podem existir, sem presença de sinais clínicos. A diarreia é o principal sinal clínico da doença associada a todas as espécies de coccídias intestinais, geralmente escura e aquosa, com muco e odor fétido. Pode também ocorrer hemorragia intestinal (Brown and Smiler 2012). Devido à inibição da função celular, motilidade intestinal prejudicada e atrofia das vilosidades, os sinais clínicos podem incluir má absorção, desequilíbrios eletrolíticos, anemia, hipoproteinemia, desidratação e até morte (geralmente poucos dias após o início da infecção). Outros sinais clínicos como pelagem áspera, anorexia e perda de peso também estão associados. Uma perda de peso de 20% está associada a morte em 24 horas (Brown and Smiler 2012). Geralmente a morte está associada à desidratação e disbiose (Huynh and Pignon 2013).

Os oocistos são libertados nas fezes e sofrem esporulação, tornando-se infecciosos. Após a ingestão desses oocistos durante a cecotrofia, a parede do oocisto é destruída no estômago e os esporozoítos são libertados no intestino, invadem o epitélio, conforme as especificidades para as diferentes áreas do intestino, e sofrem esquizogonia. Após numerosas gerações de esquizogonia, dependendo da espécie de *Eimeria*, ocorre a gametogonia, sendo os macrogametas fertilizados libertados nas fezes sob a forma de oocistos não esporulados e que após algum tempo apresentarão 4 esporocistos, cada um com 2 esporozoítos (Baker 2007; Oglesbee and Lord 2021).

Os coelhos sobreviventes desenvolvem imunidade. Infecções microbianas concomitantes (e.g., *Escherichia coli*) podem exacerbar os sinais clínicos, retardar a formação de imunidade e levar a uma maior mortalidade e morbidade. Não há imunidade cruzada entre as espécies de coccídias intestinais e a imunidade é mediada por células, o que significa que não ocorre imunidade passiva da mãe (Brown and Smiler 2012).

Eimeria stiedae migra do duodeno, através da parede intestinal, seja por via hematogénica ou linfática, para o epitélio dos ductos biliares onde ocorre seu ciclo reprodutivo (Pakandl 2009). A coccidiose hepática provoca anorexia, emaciação, barriga dilatada por ascite e/ou hepatomegalia, icterícia, diarreia, obstipação, morte e outros sinais clínicos consistentes com insuficiência hepática podem ser observados (aumento dos parâmetros hepáticos sanguíneos). A morte é mais comum em animais mais jovens, entre 2–3 meses de idade. Muitos animais podem não apresentar sinais clínicos. Um fígado e vesícula biliar aumentados podem ser observados nas radiografias (Brown and Smiler 2012).

O diagnóstico de *Eimeria* spp. costuma fazer-se com base na identificação de oocistos em preparações fecais (esfregaços diretos, flutuações) (Tabela 1). Podem também ser usadas amostras de preparações intestinais (por exemplo, esfregaços, histopatologia). Recomenda-se que os veterinários solicitem a identificação da espécie para determinar a gravidade da infecção. Amostras de vários animais de uma colónia devem ser examinadas para determinar todas as espécies envolvidas (uma vez que a coinfeção ocorre frequentemente) e o nível de infecção na colónia (Brown and Smiler 2012).

Tabela 1 – Espécies de *Eimeria* spp. mais comuns em coelhos, a sua forma, tamanho, localização, patogenicidade e período pré-patente (adaptada de Brown and Smiler, 2012)).

Espécie	Forma do oocisto	Tamanho do oocisto (µm)	Localização intestinal	Patogenicidade	Período pré-patente (dias)
<i>E. intestinalis</i>	Elipsoide, piriforme ou ovoide	26x18 (21–36 x 15–21)	Jejuno e/ou íleo	Alta	5–10
<i>E. flavescens</i>	Ovoide ou elipsoide	30x21 (25–37 x 14x24)	Ceco e/ou cólon proximal	Alta	9
<i>E. media</i>	Ovoide ou elipsoide	31x17 (19–37 x 13–22)	Jejuno e/ou íleo	Moderada	4–5
<i>E. magna</i>	Ovoide a elipsoide	31x18 (27–41 x 17–29)	Jejuno e/ou íleo	Moderada	5–6
<i>E. irresidua</i>	Ovoide a elipsoide	38x23 (31–44 x 19–28)	Jejuno e/ou íleo	Moderada	9
<i>E. piriformis</i>	Piriforme	29x18 (25–33 x 15–21)	cólon	Moderada	9
<i>E. vej dovskyi</i>	Ovoide	31x19 (25–38 x 16–22)	Íleo	Baixa	10
<i>E. perforans</i>	Elipsoide	21x131 (15–30 x 11–20)	Duodeno e/ou jejuno proximal	Baixa	5–6
<i>E. exigua</i>	Ovoide a elipsoide	15x13 (10–21 x 10–18)	íleo	Baixa	7
<i>E. coecicola</i>	Ovoide a elipsoide	29x18 (23–40 x 15–22)	Ceco	Nula	9
<i>E. stiedae</i>	Elipsoide	36.9 x 19.9 (30–41 x 15–24)	Fígado	Moderada a grave	14–18

Num estudo realizado entre outubro de 2016 e setembro de 2017, em 215 amostras fecais de coelhos de quintas na Nigéria, foram detetados oocistos de diferentes espécies de *Eimeria* spp. em 169 (78,6%) amostras. Das 7 espécies de *Eimeria* detetadas afetando coelhos, *E. coecicola* foi a mais prevalente (22,3%), enquanto *E. flavescens* foi a menos prevalente (3,7%); a prevalência das restantes espécies variou entre 6,5% (*E. stiedae*) e 16,3% (*E. irresidua*) (Fadunsin et al. 2019).

Noutro estudo realizado nas Filipinas por Nicollas et al. (2022), foram colhidas 53 amostras de coelhos com 2–5 meses de idade, 100% dos animais estudados, foram positivos para coccídias intestinais (*Eimeria* spp.). Essa prevalência é maior que a documentada por Hadi (2021) num estudo de coelhos no Iraque (73,9%). Elshahawy and Elgoniemy (2018) reportaram uma prevalência de 49% de várias espécies de protozoários (oocistos de *Eimeria* spp. e *Cryptosporidium* spp.) em coelhos domésticos no Egito. Outro estudo de Sürsal et al. (2014), relatou uma prevalência de 52,7% de *Eimeria* spp. num total de 55 amostras recolhidas de lojas de animais.

Em porquinhos-da-índia, a única espécie encontrada é *Eimeria caviae* (Baker 2007). A transmissão é fecal-oral, com ingestão de oocistos presentes nas fezes (Brown and Smiler 2012). Normalmente não é patogénica, mas pode causar doença em jovens. As infeções são mais comuns em colónias, devido à sobrelotação, condições de manejo deficientes e doenças concomitantes (Baker 2007). O primeiro aparecimento de diarreia geralmente ocorre 10 a 11 dias após a infeção inicial. Formas aquosas, pastosas e hemorrágicas de diarreia foram relatadas, e infeções graves podem mesmo resultar em morte. Em infeções leves ou infeções de animais mais velhos, é provável que a diarreia se resolva em 4–7 dias, após o que pode ocorrer obstipação. O stresse, como mudança de dieta ou transporte, pode exacerbar uma infeção não patogénica de *E. caviae* (Brown and Smiler 2012). O intestino grosso é o mais afetado por *E. caviae*, instalando-se mais frequentemente no cólon proximal.

O diagnóstico de *E. caviae* é feito através da deteção de oocistos em exame coprológico. O período pré-patente é de 11–12 dias, mas a diarreia pode ocorrer antes do 11º dia, pelo que a amostra fecal colhida no início da diarreia pode resultar em falso-negativo (Brown and Smiler 2012). *Eimeria caviae* pode também ser identificada post-mortem, pela observação do parasita em secções intestinais colhidas durante a necrópsia ou por raspagens da mucosa (Brown and Smiler 2012).

Um estudo de Marcatoma (2021), sobre a prevalência de parasitas gastrointestinais em porquinhos-da-índia realizado através das técnicas de sedimentação e flutuação de 381 amostras, demonstrou uma prevalência de infeção por *E. caviae* 53,02%. d'Ovidio et al. (2015) relataram uma prevalência de 10%.

Eimeria chinchillae foi relatada em chinchilas, porquinhos-da-índia, hamsters, ratos e coelhos na África do Sul. As chinchilas infetadas apresentavam sinais clínicos de depressão, anorexia (Brown and Smiler 2012), diarreia aquosa e hemorrágica, timpanite e convulsões. O hospedeiro é infetado pela ingestão de oocistos esporulados (Gurgel et al. 2005). Na necropsia pode observar-se congestão e edema do ceco e cólon, e um grande número de oocistos no intestino grosso (Brown and Smiler 2012).

O tratamento para coccidiose intestinal e hepática em coelhos inclui toltrazuril, sulfadimetoxina e trimetoprim-sulfametoxazol (Oglesbee e Lord 2021). O diclazuril pode usar-se tanto em esquemas profiláticos quanto terapêuticos (Brown and Smiler 2012). Em roedores o tratamento com sulfadimetoxina e trimetoprim/sulfonamidas é considerado eficaz (Baker 2007; Fisher and Graham 2018; Hedley 2020). A prevenção é principalmente através da aquisição apenas de animais livres de parasitas e da manutenção da higiene de todos os locais de acesso dos animais, incluindo a limpeza e desinfeção regular das gaiolas com amónia, visto que os oocistos nas fezes demoram 6 dias para se tornarem infetantes (Brown and Smiler 2012). No caso dos porquinhos-da-índia, para prevenir infeções clínicas é essencial minimizar o stresse e fornecer um nível adequado de vitamina C (Brown and Smiler 2012).



Figura 7 – Oocisto de *Eimeria* spp. (Zajac 2012).

2.3.2. *Cryptosporidium*

O género *Cryptosporidium* pertence à família Cryptosporidiidae (Filo Apicomplexa). Até recentemente, era classificado como coccídia, parasita intracelular obrigatório. No entanto foi descoberta a sua habilidade para terminar o seu ciclo de vida de modo extracelular, tendo sido reclassificado como uma gregarina, pertencente à subclasse Cryptogregarina (Ryan et al. 2016).

A infecção por *Cryptosporidium* sp. é a principal causa de gastroenterite aguda em animais imunocomprometidos (Gurgel et al. 2005). A transmissão é fecal-oral, pela ingestão de oocistos presentes na comida, água ou fômites (DeCubellis and Graham 2013). Os oocistos de *Cryptosporidium* spp. assinalados em mamíferos são semelhantes em tamanho e forma, variando de 4,6 x 4 µm (*C. felis*) a 8,4 x 6,2 µm (*C. muris*) (Baker 2007).

O ciclo de vida do género *Cryptosporidium* inicia-se com a ingestão ou inalação de oocistos viáveis, seguindo-se a libertação dos quatro esporozoítos contidos em cada oocisto (Brown and Smiler 2012). Ocorre a colonização de células epiteliais, normalmente do epitélio do trato gastrointestinal, cuja localização exata depende da espécie de *Cryptosporidium* em questão, respetivo hospedeiro e porta de entrada do parasita. A infecção extraintestinal é também possível, afetando outros órgãos tais como o pulmão e fígado. O ciclo biológico deste parasita inclui dois tipos de reprodução: reprodução assexuada, correspondendo à multiplicação dos esporozoítos por esquizogonia e conseqüente invasão de novas células epiteliais, e reprodução sexuada, que resulta em gametogonia, que culmina na produção de novos oocistos (Teixeira 2013). Cerca de 20% dos oocistos têm paredes finas e são capazes de autoinfecção, permitindo que o organismo persista no hospedeiro. Os oocistos de paredes espessas são resistentes ao meio ambiente e são eliminados nas fezes tornando-se infecciosos para novos hospedeiros quando ingeridos (Baker 2007). Os oocistos permanecem viáveis no ambiente por meses, a menos que sejam expostos a temperaturas extremas, dessecação ou desinfetantes concentrados. Esporozoítos de outra espécie, *C. muris*, possuem ciclo de vida semelhante, no entanto invadem as células das glândulas gástricas e

não o intestino delgado. Algumas espécies de *Cryptosporidium* sp. são consideradas como zoonóticas e há um relato do Reino Unido de transmissão do coelho para humanos (Brown and Smiler 2012).

Infeções subclínicas de *Cryptosporidium* em coelhos são comuns. Os animais imunocomprometidos são mais suscetíveis a desenvolver infecções e com maior taxa de mortalidade (Brown and Smiler 2012). *Cryptosporidium parvum*, embora não afete os coelhos adultos, pode causar diarreia discreta e transitória em coelhos jovens, com pico aos 30 a 40 dias, podendo levar a atraso do crescimento. Os sinais clínicos geralmente incluem diarreia com duração de 3 a 5 dias, diminuição do apetite, depressão, letargia, exaustão e desidratação. O organismo infecta, especialmente o íleo e o jejuno, tendo já sido observada histologicamente atrofia das vilosidades do íleo em coelhos jovens (Oglesbee and Lord 2021).

Cryptosporidium wrairi é um protozoário que afeta as microvilosidades do intestino delgado de porquinhos-da-índia (DeCubellis and Graham 2013). A infecção experimental mostrou que a duração da infecção para animais com mais de 16 semanas é geralmente curta, durante apenas 1–2 semanas, após o que o organismo é eliminado (Brown and Smiler 2012). Animais mais jovens, imunocomprometidos, podem desenvolver infecções mais graves, com uma taxa de mortalidade que se aproxima dos 50% (DeCubellis and Graham 2013). Animais recuperados parecem desenvolver resistência a uma nova infecção (Brown and Smiler 2012). Os sinais clínicos em casos de infecção mais grave são perda de peso, prolapso retal, barriga inchada e pelagem sebosa, acompanhada ou não de diarreia (DeCubellis and Graham 2013).

Embora *C. wrairi* não seja conhecido como agente de infecção humana, o género tem uma reconhecida falta de especificidade e devem ser tomadas precauções adequadas de modo a prevenir a transmissão zoonótica (Brown and Smiler 2012). A água é a principal via de transmissão de *Cryptosporidium* spp. As implicações zoonóticas da criptosporidiose reforçam a necessidade de um controlo máximo sobre as fontes de água para consumo humano, para que esta não constitua um problema de saúde pública. A criptosporidiose pode causar diarreia intensa. Podem ser observadas estruturas esféricas características de *Cryptosporidium* spp. nas células epiteliais do estômago, duodeno, jejuno, íleo e cólon (Gurgel et al. 2005).

O diagnóstico parasitológico é conseguido através de esfregaços diretos, coloração ácido-resistente ou através de amostras de lavagem gástrica dos animais infetados (Baker 2007). Técnicas de imunofluorescência, ELISA e PCR foram desenvolvidas para avaliar a exposição a *Cryptosporidium* spp. (Brown and Smiler 2012). O diagnóstico por exame coprológico é complicado pela eliminação intermitente dos oocistos. Biópsias gástricas ou intestinais para exame histopatológico podem confirmar o diagnóstico (Baker 2007).

Num estudo realizado por uma Universidade de Agricultura no Sul da China, foram colhidas 697 amostras fecais de 11 espécies de roedores em sete lojas de animais, um mercado de animais de estimação e uma quinta. Foram analisadas 43 amostras de

porquinhos-da-índia, com uma prevalência de infecção por *Cryptosporidium* spp. de 52,3% (Chen et al. 2021). No mesmo estudo, foram processadas 280 amostras fecais de chinchilas, e a prevalência relatada de infecção por *Cryptosporidium* foi de 9,3% (Chen et al. 2021). Num outro estudo com 140 amostras, foi observada uma prevalência de 10%, com 14 amostras positivas. Destas, 13 positivas para *C. ubiquitum*, foram colhidas de lojas de animais, e 1 positiva para *C. parvum*, colhida de uma instalação de criação (Qi et al. 2015).

Num outro estudo sobre a ocorrência de parasitas gastrointestinais em porquinhos-da-índia, demonstrou-se uma prevalência de infecção por *C. wrairi* de 1,84% (Marcatoma 2021).

A prevenção é alcançada aderindo a práticas sanitárias rigorosas para interromper a transmissão fecal-oral. Os oocistos são resistentes à maioria dos desinfetantes, sendo os desinfetantes com cloro os com maior eficácia, desde que sejam utilizados corretamente, por um longo tempo de exposição e concentração elevada (Baker 2007). Aquecimento acima de 65°C por mais de 5 minutos, assim como a exposição a temperaturas abaixo de 0°C, tem sido descrito como bem-sucedidos na destruição destes parasitas (Brown and Smiler 2012).

Atualmente não existe nenhum tratamento específico conhecido para *Cryptosporidium* spp. em pequenos mamíferos de companhia, sendo a maioria dos casos subclínica. Perante casos de doença mais grave, devem ser oferecidos cuidados de suporte para manter a hidratação e o equilíbrio eletrolítico (Brown and Smiler 2012).

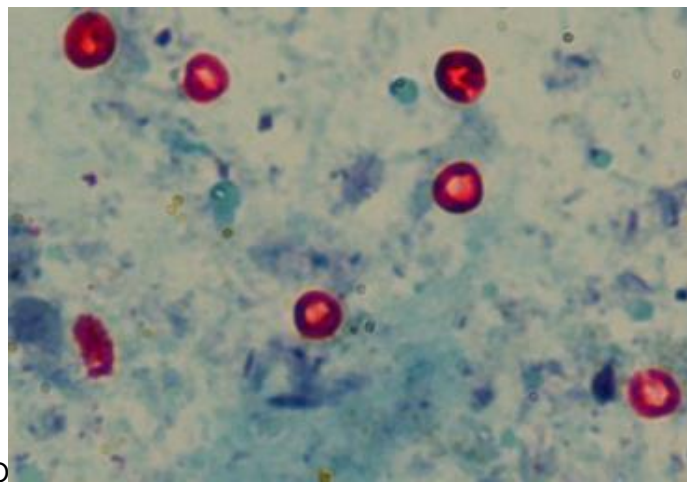


Figura 8 – Oocistos de *Cryptosporidium* spp. com coloração de Ziehl Neelsen (UK NEQAS Parasitology [date unknown]).

2.3.3. *Giardia duodenalis*

Giardia duodenalis para além de infetar coelhos, afeta também outros mamíferos, sendo um dos parasitas intestinais mais comum em humanos. Pertence à família Giardiidae (Filo Fornicata) e aloja-se na região proximal do intestino delgado (Baker 2007). Os trofozoítos têm 9–21 µm de comprimento, 5–15 µm de largura e 2–4 µm de espessura. Os quistos são ovais, contêm quatro núcleos e têm 8–12 µm de comprimento e 7–10 µm de largura (Baker

2007). O ciclo de vida é direto e a transmissão é desencadeada pela ingestão de água ou comida contaminadas por quistos que são eliminados nas fezes. *Giardia duodenalis* é ocasionalmente encontrada em coelhos de laboratório, mas a infecção geralmente não é conhecida como patogénica.

Giardia duodenalis é também o agente causador de giardiose no porquinho-da-índia (por vezes referida como *G. caviae*) (Brown and Smiler 2012). Na água ou num ambiente húmido e privado da luz solar, o quisto pode permanecer viável até dois meses. Este protozoário flagelado pode causar debilidade grave do hospedeiro, ficando este suscetível a outras co-morbilidades, que podem mesmo provocar a morte (Gurgel et al. 2005). Os sinais clínicos de infecção, como diarreia, são raros, embora alguns animais com elevadas cargas parasitárias possam apresentar-se fracos e moribundos (Brown and Smiler 2012).

A giardiose é a mais comum e a principal doença parasitária das chinchilas. Situações de stresse (crias recém-desmamadas ou desequilíbrios da flora intestinal), assim como más condições de criação (mau fornecimento de alimento, água e contaminações por fezes de outros animais), podem desencadear um surto de *Giardia* spp. (Gurgel et al. 2005). Pode resultar num aumento da carga parasitária e predispor os animais a infeções bacterianas gastrointestinais oportunistas, resultando em diarreia grave e morte. Mesmo que as espécies de *Giardia* possam estar presentes em animais saudáveis, um número aumentado destes parasitas num esfregaço fecal fresco juntamente com sinais de diarreia, pode ser sugestivo de giardiose (Brown and Smiler 2012).

O diagnóstico de *G. duodenalis* é feito por observação de quistos através de flutuação com solução saturada de sulfato de zinco ou em esfregaço direto de fezes (Brown and Smiler 2012). A disseminação de *G. duodenalis* é intermitente, portanto, a menos que sejam realizados vários esfregaços fecais, há uma alta probabilidade de obter um resultado falso-negativo (Brown and Smiler 2012).

O estudo de Marcatoma (2021), sobre a prevalência de parasitas gastrointestinais em porquinhos-da-índia, demonstrou uma prevalência de infecção por este parasita de 0,26% (1/381), com apenas uma amostra positiva (Marcatoma 2021). Num outro estudo de Pantchev et al. (2014), a prevalência relatada em coelhos é de 7,6% (40/228) e em porquinhos-da-índia 4,1% (5/121). Na tabela 2 apresentam-se os valores de prevalência de infecção por *Giardia* spp. em chinchilas estimados em vários países.

Tabela 2 – Valores de prevalência estimados em vários países, de infeções por *Giardia* spp. em chinchilas (Adaptado de Gomes, 2021)

PAÍS	PREVALÊNCIA	ORIGEM	REFERÊNCIA
Roménia	55,7%	Colónia	Gherman et al. (2018)
Alemanha e outros países da Europa	61,4%	De estimação	Pantchev et al. (2014)
Bélgica	66,3%	De estimação	Levecke et al. (2011)
Itália	39,4%	Colónia	Veronesi et al. (2012)
Portugal	35,2%–92,3%	De estimação	Teixeira (2013)
Rússia	47,4%	De estimação	Kurnosova et al. (2019)

O tratamento de giardiose no coelho com metronidazol é eficaz (Baker 2007). Para além do metronidazol, o fenbendazol é também uma opção de tratamento nas infeções por *Giardia* spp. em porquinhos-da-índia (Brown and Smiler 2012). No caso de suspeita de doença em chinchilas, pode ser iniciado o tratamento com fenbendazol, albendazol ou metronidazol (Brown and Smiler 2012). A infeção pode ser prevenida através da limpeza e desinfeção com produtos de amónio quaternário ou hipoclorito de sódio. Temperaturas quentes podem ser usadas para destruir os quistos, devendo-se também manter o ambiente seco, pois estes desenvolvem-se em áreas húmidas.

Embora algumas *assemblages* de *Giardia* spp. (A e B) em pequenos animais de companhia tenham sido assinaladas em humanos, segundo Pantchev et al. (2014), a explicação para este facto não é clara, sendo necessários estudos que permitam determinar o risco real de transmissão.

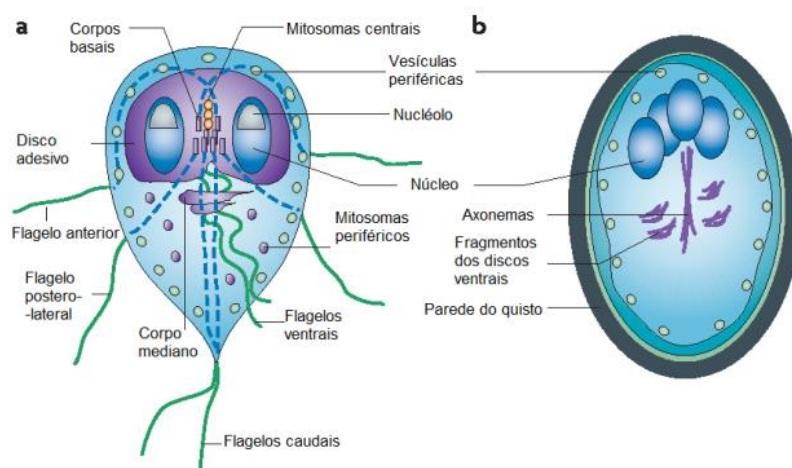


Figura 9 – Desenho representativo da estrutura de *Giardia* spp. (Teixeira, 2019).

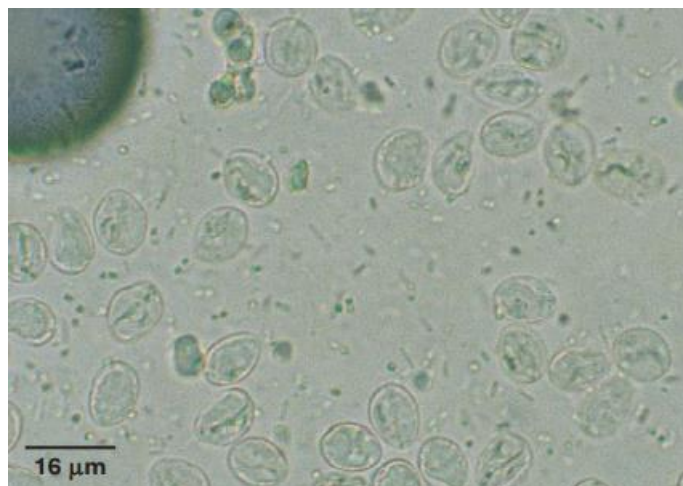


Figura 10 – Quistos de *Giardia* spp. observados através de flutuação com solução saturada de sulfato de zinco (Zajac 2012).

2.3.4. *Toxoplasma gondii*

O protozoário *Toxoplasma gondii* é um parasita intracelular obrigatório da família Sarcocystiidae (Filo Apicomplexa), identificado em coelhos por todo o mundo, apesar da capacidade de causar doença não ser consensual. Para além de coelhos, um grande número de espécies de mamíferos e aves são hospedeiros intermediários de *T. gondii*, incluindo humanos (Brown and Smiler 2012). Embora existam apenas raros relatos de *T. gondii* causando doença natural em *Oryctolagus cuniculus*, a prevalência sorológica em algumas colónias domésticas pode aproximar-se de 50%, podendo ser maior em *O. cuniculus* selvagens. Os coelhos servem como um modelo de toxoplasmose ocular caracterizada por uma retinocoroidite, uma doença observada em humanos imunodeficientes (Brown and Smiler 2012).

Os oocistos de *Toxoplasma gondii* são esféricos e medem 11–13 μm de diâmetro. Os oocistos esporulados contêm dois esporocistos, ambos contendo quatro esporozoítos. Os estádios assexuados, os taquizoítos e bradizoítos, são em forma de crescente ou banana e medem 4–8 x 2–4 μm (Baker 2007).

Este protozoário está tipicamente associado a gatos, como hospedeiros definitivos, sendo os coelhos, porquinhos-da-índia e chinchilas hospedeiros intermediários. A transmissão ocorre pela ingestão de oocistos esporulados, do ambiente, água, ração, manipuladores dos animais ou fômites contaminadas com fezes de gato. Para além destas vias de infeção, pode ocorrer transmissão transplacentária e pensa-se que poderá ocorrer transmissão por via sexual. Os trofozoítos também podem ser encontrados no sangue de animais infetados. Este protozoário embora zoonótico, não representa perigo para a saúde dos detentores, uma vez que a sua transmissão para humanos apenas ocorreria se fossem utilizados na alimentação (Brown and Smiler 2012).

A multiplicação do parasita continua até à morte do hospedeiro intermediário ou ao desenvolvimento de uma resposta imune eficaz. Neste caso os trofozoítos desaparecem,

permanecendo bradizoitos dentro dos quistos, que persistem longos períodos de tempo no cérebro, miocárdio e musculo esquelético. A toxoplasmose aguda grave é mais frequente em coelhos jovens, caracterizando-se pelo desenvolvimento de necrose multifocal dos órgãos afetados, principalmente no baço, linfonodos, pulmões, fígado e coração (Baker 2007). Em coelhos mais velhos o curso da doença é normalmente crônico, podendo não apresentar sinais clínicos, ter sinais intermitentes que aparecem devido ao stresse ou sinais clínicos progressivos, como emagrecimento, podendo mesmo resultar em paralisia e/ou morte (Brown and Smiler 2012).

Embora a toxoplasmose seja uma causa muito rara de distúrbio neurológico em coelhos, é considerada um diagnóstico diferencial de *Encephalitozoon cuniculi*. A infecção com envolvimento do SNC pode incluir vários sinais neurológicos inespecíficos, como ataxia, tremores, paresia posterior, paralisia e tetraplegia. No entanto, a maioria das infecções por *T. gondii* são subclínicas em coelhos, com testes sorológicos positivos indicando exposição. Segundo Brown and Smiler (2012), num estudo de 2010 na República Checa, os níveis de IgG para *T. gondii* foram medidos em paralelo com os níveis de IgM e IgG para *E. cuniculi*; anticorpos IgG anti-*T. gondii* específicos foram detetados em 19% de 500 coelhos. Como a maioria dos coelhos positivos não apresentou sinais clínicos, a deteção de anticorpos IgG anti-*T. gondii* específicos indica apenas exposição ao agente infeccioso.

No exame post-mortem, *T. gondii* pode induzir meningoencefalite granulomatosa semelhante à observada na encefalitozoonose, com presença de focos de necrose e taquizoítos, que podem ser encontrados em muitos órgãos, incluindo músculo esquelético, baço, coração, pulmões e linfonodos.

A infecção por *T. gondii* em porquinhos-da-índia e chinchilas muitas vezes não é diagnosticada pela ausência de sinais clínicos. A infecção em fêmeas grávidas pode resultar em sangramento vulvar e aborto. Foi relatado um caso de encefalite espontânea por *T. gondii* associado a paralisia espástica, opistótono e perda do controle dos esfíncteres uretral e anal (Brown and Smiler 2012).

O diagnóstico é realizado através de métodos sorológicos e histopatológicos: ELISA, imunofluorescência indireta, MFIA, imunohistoquímica e PCR. Os achados macroscópicos durante a necropsia também podem ser usados para identificar a infecção (Brown and Smiler 2012).

Para prevenção deve-se assegurar um bom saneamento e evitar a contaminação do ambiente com fezes de gato. Temperaturas acima de 60°C destroem os oocistos (Brown and Smiler 2012).

Num estudo realizado em 2022 com 270 amostras de soro de coelhos, para estudar a seroprevalência de *E. cuniculi* e *T. gondii*, apenas 8 resultaram positivas para *T. gondii* (3,9%), sendo 3 destas positivas também a *E. cuniculi* e apenas 3 destes animais coabitavam

com gatos (Mäkitaipale et al. 2022). Wang et al. (2018) relataram uma seroprevalência de *T. gondii* de 10,55% (128/1213 animais), sendo 84 destes também positivos a *E. cuniculi*.

Segundo o estudo realizado por Sigcha (2021), sobre a prevalência deste parasita em porquinhos-da-índia, através do método de ELISA indireto, de 240 amostras, 42 demonstraram-se positivas, com uma prevalência de 17,5%.

O tratamento com trimetoprim-sulfa ou doxiciclina é eficaz. A clindamicina usada no tratamento da toxoplasmose em gatos não pode ser usada em coelhos, por causar disbiose gastrointestinal e morte (Fisher et al. 2021). O sucesso do tratamento de coelhos infetados geralmente não é considerado garantido (Brown and Smiler 2012).

O controlo e a prevenção dependem da limitação do acesso dos animais às fezes ou a itens contaminados com fezes de gatos. Como os oocistos são resistentes à dessecação, temperaturas extremas e desinfetantes, é necessária uma limpeza extensiva dos ambientes infetados (Brown and Smiler 2012).

2.3.5. *Balantidium caviae*

Os porquinhos-da-índia são considerados as únicas espécies de roedores capazes de alojar parasitas ciliados. *Balantidium caviae* é encontrado no ceco, muitas vezes em grande número (ESCCAP Guideline 07, 2017). O trofozoíto é ovóide a elipsóide e mede 92x65 µm (55–155 x 45–72,5 µm). Quase toda a superfície é coberta por cílios finos dispostos em fileiras longitudinais paralelas e contêm um macro e micronúcleo. Os quistos têm uma parede espessa e resistente, com 40–45 µm de diâmetro. Tem um ciclo de vida direto e a transmissão ocorre pela ingestão de quistos (Baker 2007).

Normalmente, *B. caviae* não é patogénico, pela sua incapacidade de invadir a mucosa intacta. No entanto, se a mucosa estiver comprometida, pode tornar-se um invasor secundário, resultando em enterite. O diagnóstico de *B. caviae* pode ser conseguido em cortes histológicos do ceco ou cólon. No entanto, deve-se ter cuidado ao interpretar a presença de organismos dentro das paredes intestinais. Esses organismos podem penetrar no tecido do hospedeiro *post-mortem*; portanto, o intervalo de tempo entre o óbito e o exame deve ser considerado. Este parasita pode também ser detetado a partir de esfregaços frescos do conteúdo do ceco ou cólon. Não existe nenhum tratamento descrito para este parasita. A prevenção das infeções baseia-se na correta higiene das instalações onde estão alojados os animais (Baker 2007).

No estudo de Marcatoma (2021) sobre a ocorrência de parasitas gastrointestinais em porquinhos-da-índia, a prevalência relatada de infeção por *B. caviae* foi 3,41%.

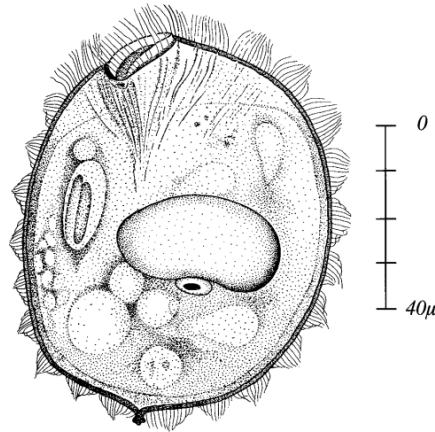
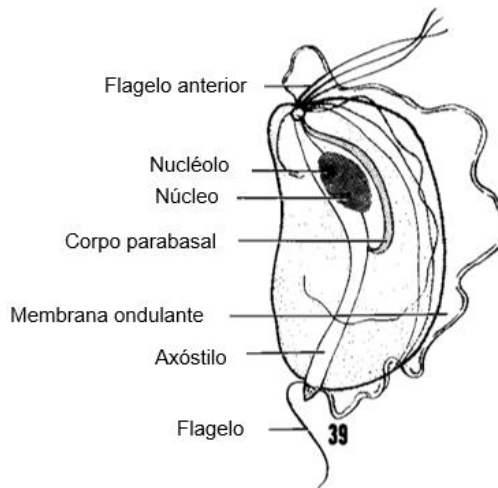


Figura 11 – Desenho representativo da estrutura de *Balantidium caviae* (Baker 2007).

2.3.6. *Tritrichomonas caviae*

O protozoário *Tritrichomonas caviae* anteriormente referido como *Trichomonas caviae* e *T. flagelliphora*, é um dos maiores parasitas intestinais flagelados do porquinho-da-índia, não sendo um agente patogénico. Ovoide, piriforme ou em forma de rim com 10–22 x 6–11 μm . Tem uma estrutura complexa formada principalmente por: três flagelos na extremidade anterior; um flagelo recorrente que forma a borda da membrana ondulante, que segue para além desta; o axóstilo cilíndrico que se projeta na extremidade posterior do corpo; a pelta (uma extensão do capítulo axostilar); e um núcleo dorsal ao axóstilo, com 5–3 μm , oval a elipsoide (Baker 2007).

Nenhum estágio de quisto é conhecido. A transmissão de *T. caviae* é fecal-oral, sendo observado mais frequentemente no ceco, embora também tenha sido observado no duodeno, jejuno e íleo posterior. Embora rara, a invasão tecidual e a ulceração do ceco ou cólon são possíveis. O diagnóstico de *T. caviae* é feito por esfregaço direto de fezes. A infecção por este parasita geralmente não resulta em sinais clínicos ou patologia clínica, pelo que não requer tratamento de rotina (Brown and Smiler 2012).



1.
Figura 12 – Desenho representativo da estrutura de *Tritrichomonas caviae* (Vetterling 1976).

CARACTERIZAÇÃO DOS PARASITAS GASTROINTESTINAIS EM PEQUENOS MAMÍFEROS DE COMPANHIA

1. Objetivos

A presente dissertação tem por objetivo contribuir para a caracterização dos parasitas gastrointestinais em mamíferos exóticos trazidos por particulares para consulta na “Exoclinic”. Os objetivos específicos foram:

- 1- Realizar um rastreio parasitológico e determinar a prevalência de parasitas gastrointestinais em mamíferos exóticos atendidos na “Exoclinic” através da colheita de amostras fecais e dados relevantes sobre os pacientes;
- 2- Realização das técnicas coprológicas quantitativas e qualitativas no LPDP (FMV – ULisboa) e laboratório interno da “Exoclinic”;
- 3- Avaliar a eficácia do protocolo de desparasitação implementado na “Exoclinic”;
- 4- Comparação entre as técnicas: Mini-Flotac e McMaster;
- 5- Alertar para o potencial zoonótico destes parasitas.

A avaliação quantitativa e qualitativa da presença de parasitas é necessária para medir, gerir e reduzir o risco de infeções parasitárias. Os métodos de diagnóstico permitem a identificação dos agentes parasitários, para permitir a elaboração de um plano terapêutico eficaz e avaliar a presença de risco (Almeida 2022).

2. Material e métodos

2.1. População em estudo

A amostragem foi efetuada por conveniência, de acordo com os animais presentes à consulta na “Exoclinic”. O estudo incidiu sobre 86 animais: 59 coelhos (68,60%), 25 porquinhos-da-Índia (29,07%) e 2 chinchilas (2,33%), com idades compreendidas entre os 2 meses e os 14 anos.

2.2. Colheita de amostras fecais

Procedemos à colheita de uma amostra de fezes de cada um dos mamíferos exóticos consultados (Nível 1), durante um período de 6 meses (novembro de 2021 a abril de 2022). Foram ainda colhidas amostras fecais dos indivíduos onde foram detetados parasitas, após o tratamento para a infeção detetada (Nível 2).

Na impossibilidade de processar as amostras de imediato, fez-se a sua colheita para sacos de plástico e foram armazenadas à temperatura de refrigeração (4–5°C) até ao seu processamento (Taylor et al. 2016). A análise das amostras decorreu na “Exoclinic” e no Laboratório de Parasitologia e Doenças Parasitárias da Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa, através dos seguintes métodos coprológicos: Mini-FLOTAC,

McMaster, esfregaço fecal com coloração de Ziehl-Neelsen modificada, Flutuação de Willis, Sedimentação em meio saturado e pesquisa de *Passalurus ambiguus* pela técnica da fita-cola transparente. No Laboratório de Parasitologia e Doenças Parasitárias foi possível aplicar todas as metodologias abrangidas neste estudo sempre que a quantidade de amostra assim o permitisse. Nas amostras com quantidades insuficientes para aplicar todas as metodologias, foi dada prioridade à utilização de Mini-FLOTAC. Nas amostras processadas no laboratório da “Exoclinic”, apenas foi possível aplicar o Mini-FLOTAC, flutuação de Willis, Sedimentação e a observação das lâminas para a pesquisa de *P. ambiguus*.

Todos os dados dos animais, tais como o sexo, idade, coabitação com outros animais, o historial de desparasitações, foram recolhidos e registados. Foram também registados os resultados das técnicas aplicadas.

2.3. Técnicas de análise quantitativa

Antes da realização de qualquer técnica coprológica, é importante observar a aparência geral da amostra; consistência, cor e presença de sangue ou muco podem ser indicativos de infeções parasitárias específicas. A presença de parasitas adultos ou segmentos de cestodes também deve ser observada (Zajac 2012).

Aplicaram-se nas amostras as técnicas coprológicas quantitativas de Mini-FLOTAC (Cringoli et al. 2010; Cringoli et al. 2017) e McMaster (Madeira de Carvalho, 2002; Lozano et al. 2021), e qualitativas de Flutuação de Willis (Madeira de Carvalho, 2002; Lopes 2013; Taylor et al. 2016), Sedimentação em meio saturado (Madeira de Carvalho, 2002), Esfregaço fecal com coloração de Ziehl-Neelsen modificada (Taylor et al. 2016) e técnica da fita-cola transparente para pesquisa de *Passalurus ambiguus* (Rinaldi et al. 2007). Os métodos qualitativos revelam a presença de elementos parasitários, caracterizando-se pela sua rápida execução e sensibilidade. Muitas vezes são complementados com estudos quantitativos. No exame microscópico podem observar-se ovos, oocistos e quistos de protozoários ou larvas (Zajac 2012). As técnicas qualitativas de Flutuação de Willis e sedimentação em meio saturado foram realizadas em série, apenas em duas amostras, pela quantidade insuficiente para realização de outras técnicas. Durante o período do estudo realizou-se uma desparasitação dos animais positivos. Subsequentemente, realizou-se um teste de contagem da redução de ovos fecais, 7–14 dias após o tratamento:

$$\text{TRCOF} = \frac{\text{OPG (pré-tratamento)} - \text{OPG (pós-tratamento)}}{\text{OPG (pré-tratamento)}} \times 100$$

Este teste permite ao médico veterinário determinar a eficácia dos antiparasitários utilizados. Considera-se que um tratamento foi eficaz com níveis de redução superiores a 95% (Madeira de Carvalho, 2002).

2.3.1. Técnica do Mini-FLOTAC

O Mini-FLOTAC faz parte de um kit em conjunto com o Fill-FLOTAC, um dispositivo plástico utilizado para homogeneizar, filtrar e preencher as câmaras de flutuação (Barda et al. 2014). O Mini-FLOTAC é composto por dois componentes físicos (a base e o disco de leitura) e dois acessórios (a chave e o adaptador do microscópio). Contém duas câmaras de flutuação de 1 ml que permitem otimizar o exame microscópico de suspensões de amostras fecais dentro das câmaras (volume total: 2 ml) usando as duas grelhas na superfície do disco de leitura, que dividem cada câmara em 12 seções (Cringoli et al. 2010). Esta técnica permite a detecção e diagnóstico, numa única amostra, de ovos de helmintes (nematodes, cestodes e trematodes) e protozoários (trofozoítos, quistos e oocistos), com elevada sensibilidade e precisão (Cringoli et al. 2010).

O Fill-FLOTAC permite a colheita e homogeneização da amostra fecal antes do processamento laboratorial, composto por um recipiente graduado, uma tampa, um coletor/homogeneizador e um filtro. Existem duas versões do Fill-FLOTAC: Fill-FLOTAC 2, que permite a análise de até 2 g de fezes (usado normalmente para exame de fezes colhidas a partir de gatos, cães e humanos), e Fill-FLOTAC 5, que permite a análise de até 5 g de fezes (geralmente usado para exame de fezes de animais de produção). Os recipientes para são graduados, semitransparentes e permitem o fecho hermético. A base do recipiente contém um cone que possibilita a homogeneização das amostras e a parte superior da tampa contém um coletor/homogeneizador, e uma ponteira para a passagem das amostras filtradas (Cringoli et al. 2017).

No presente trabalho foi aplicado o protocolo para animais exóticos otimizado na Unidade de Parasitologia e Doenças Parasitárias da Universidade de Nápoles Federico II (Mini-FLOTAC – Exotic Animals, 2019) (Lozano et al. 2021). Foram processadas 2g de fezes, adicionadas e homogeneizadas no dispositivo Fill-FLOTAC em 38 ml de solução saturada de sacarose (gravidade específica 1,2), através de movimentos verticais e rotativos. Seguindo-se o preenchimento das câmaras do Mini-FLOTAC. Após 10 minutos, gira-se o disco de leitura, com a ajuda da chave, e faz-se a observação e contagem dos oocistos presentes ao microscópio ótico com ampliação até 400x usando uma sensibilidade analítica de 10 OPG, ou seja, 100 oocistos/g de fezes (Castro 2021; Lozano et al. 2021) (Figuras 13 e 14).

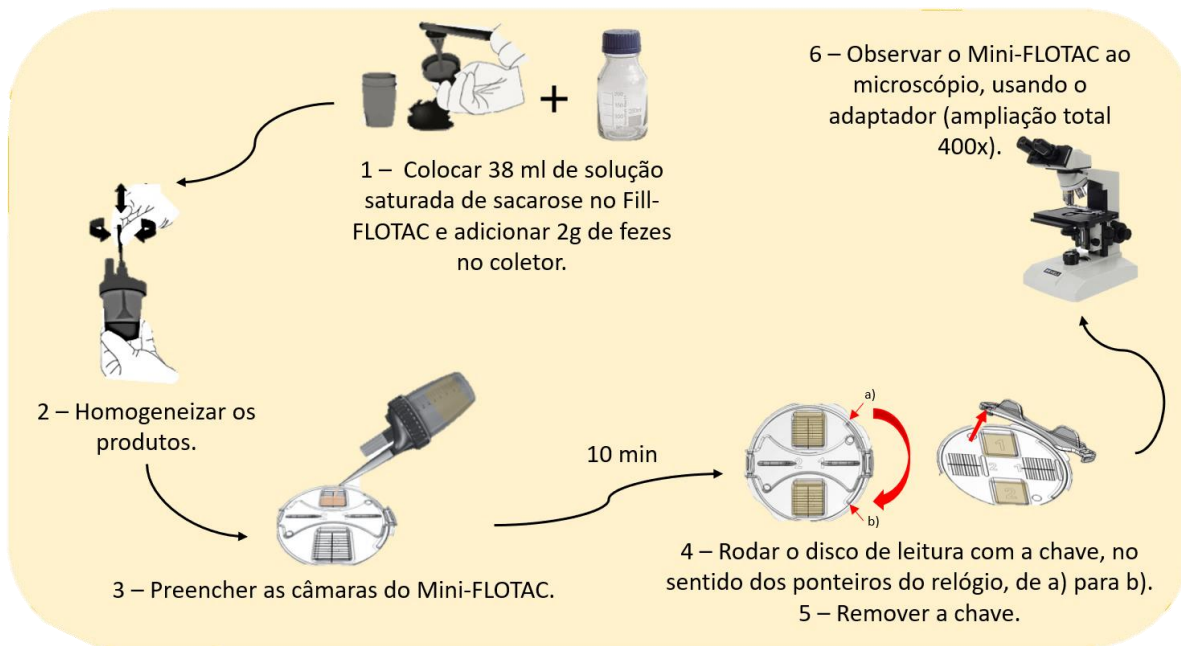


Figura 13 – Esquema da técnica de Mini-FLOTAC (original).



Figura 14 – Operacionalização da técnica de Mini-FLOTAC (original).

2.3.2. Técnica de McMaster

Esta técnica coprológica quantitativa, foi desenvolvida por Gordon and Whitlock (1939) na Austrália (Amarante and Amarante 2016), e permite-nos calcular a quantidade de ovos existentes numa grama de fezes.

Para cada amostra, 2 g de fezes foram misturados com 28 ml de solução saturada de sacarose (gravidade específica 1,2). Após a homogeneização e filtração da suspensão através de um coador, esta foi transferida para a câmara de McMaster com uma pipeta, preenchendo ambas as grelhas. Após um repouso de 10 minutos, os ovos existentes na suspensão vão aderir às grelhas e segue-se a visualização ao microscópio ótico com objetiva 4x ou 10x (ampliação total 100x) e a contagem dos ovos (Madeira de Carvalho, 2002; Lozano

et al. 2021). O total de ovos contados, é multiplicado pelo fator 50 nesta diluição, de modo a obter o total de OPG (Madeira de Carvalho, 2002; Barda et al. 2014).

A técnica de MM tem uma sensibilidade de 50 OPG. Este nível de detecção é aceitável na maioria das situações, uma vez que os programas de controlo de parasitas geralmente não exigem a detecção de números mais baixos de ovos/ocistos. No entanto, a precisão é reduzida quando as contagens de ovos estão nos limites inferiores de detecção (por exemplo, em testes de redução de contagem de ovos fecais), esta técnica torna-se limitada (Zajac 2012) (Figuras 15.16 e 17).

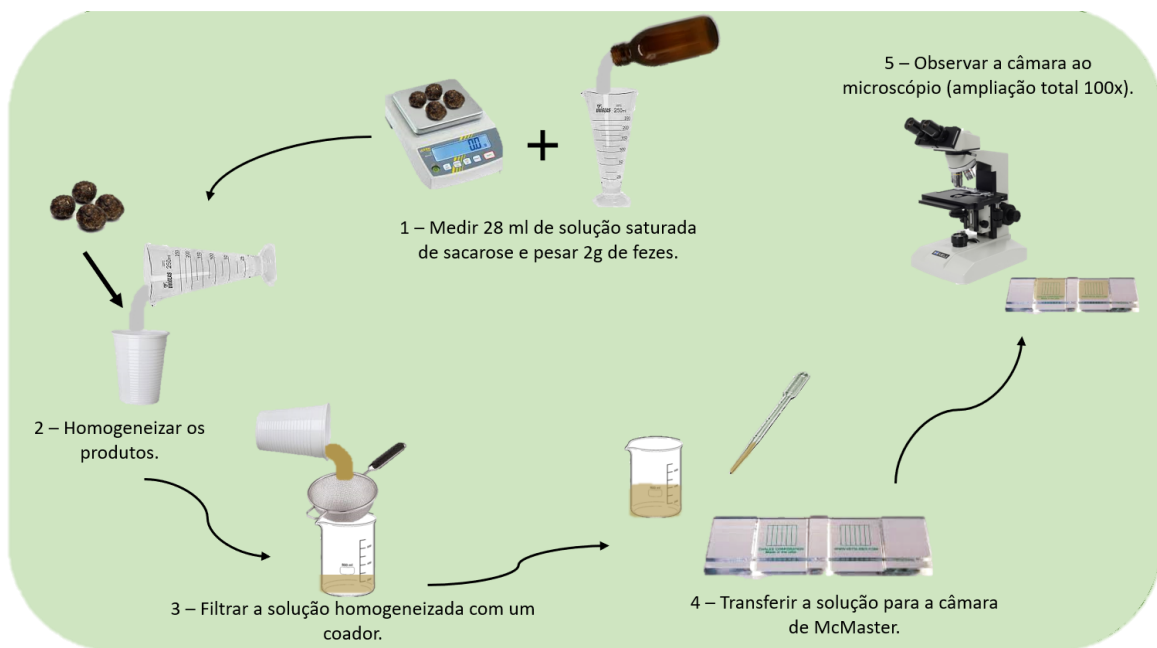


Figura 15 – Esquema da técnica de McMaster (original).

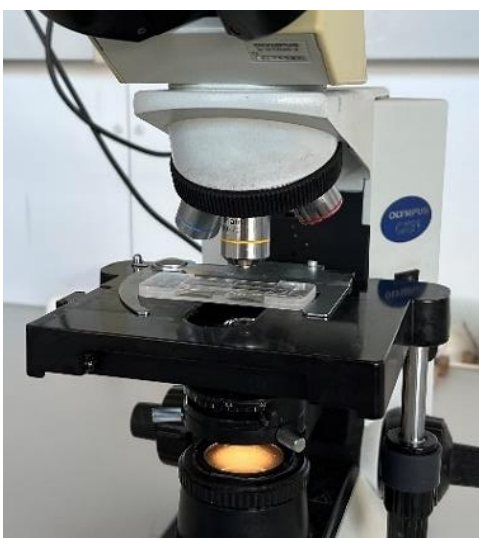


Figura 16 – Observação ao microscópio da câmara de McMaster (original).

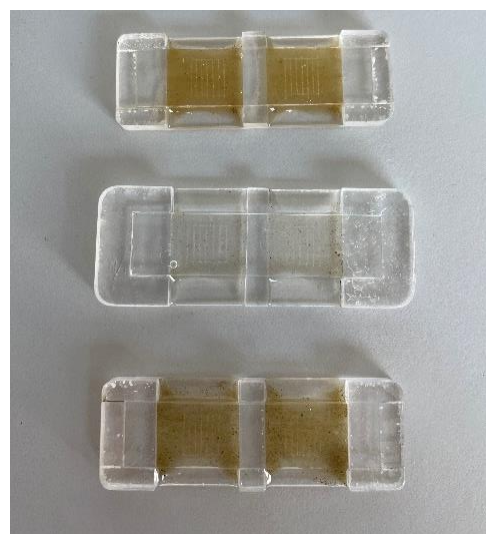


Figura 17 – Câmaras de McMaster após a transferência da suspensão homogeneizada (original).

2.4. Técnicas coprológicas qualitativas

2.4.1. Esfregaço fecal com coloração de Ziehl-Neelsen Modificada

A coloração pelo método de Ziehl-Neelsen modificado foi utilizada para a pesquisa de *Cryptosporidium* spp. e *Giardia* spp. nos esfregaços fecais. O esfregaço deve ser deixado a secar por um período de 24h, após o qual é fixado com metanol, durante 1 minuto, e de seguida coradas com Fucsina. Após um período de 10 minutos, as lâminas são lavadas com água corrente. Procede-se uma lavagem com álcool clorídrico a 1% durante poucos segundos seguida de água corrente para eliminar o excesso de Fucsina. É então feita uma segunda coloração, com Verde Malaquite a 0,4% durante 30 segundos e uma última lavagem. As lâminas são deixadas a secar num suporte e prontas a ser observadas na objetiva de imersão (100x) (Gomes 2021) (Figuras 18, 19 e 20).

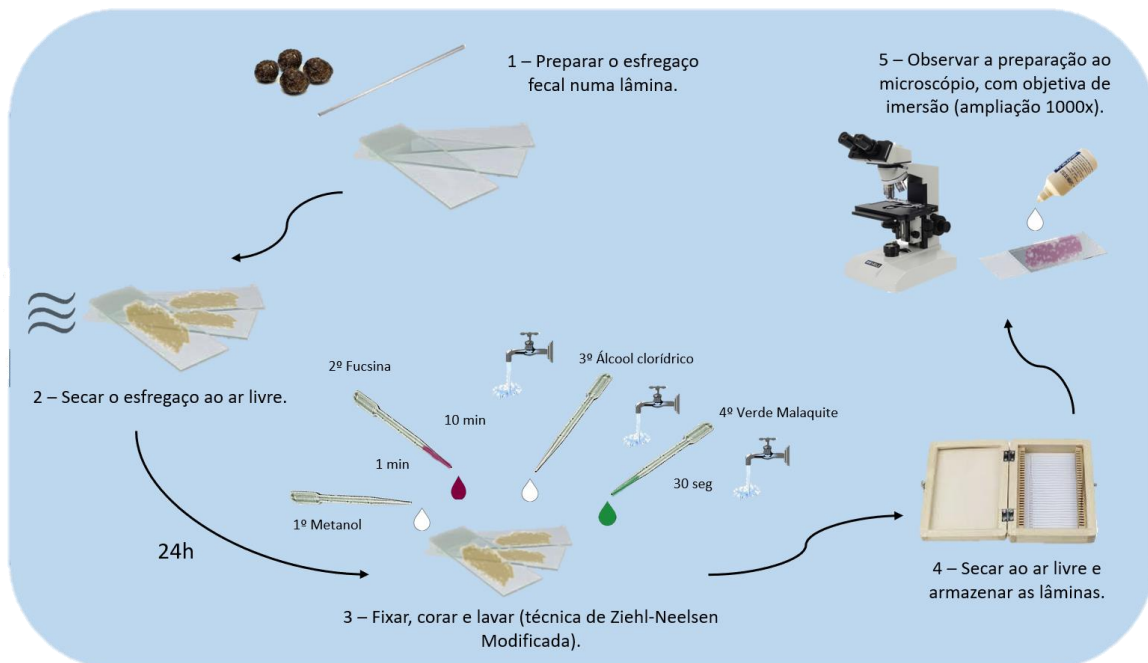


Figura 18 – Esquema da preparação dos esfregaços fecais com coloração de Ziehl-Neelsen modificada (original).



Figura 19 – Reagentes empregues na técnica de coloração de Ziehl-Neelsen modificada (original).

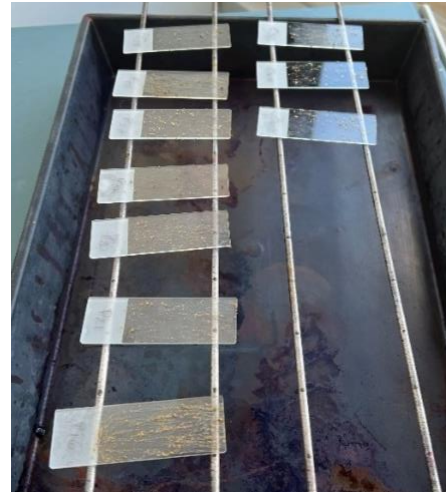


Figura 20 – Secagem dos esfregaços fecais pré-coloração de Ziehl-Neelsen modificada (original).

2.4.2. Técnica de flutuação de Willis

Técnica coprológica qualitativa para pesquisa de ovos de nematodes, cestodes e quistos e oocistos de protozoários. Este método baseia-se no princípio de que os ovos, quistos e oocistos têm uma densidade inferior à da solução utilizada, flutuando em líquidos com densidade superior ou igual a 1,10, aderindo à lamela (Lopes 2013; Taylor et al. 2016). As fezes são homogeneizadas e misturadas com a solução saturada de sacarose, criando uma suspensão que vai ser filtrada para um tubo de ensaio ou *ependorf* (amostras de menor quantidade), até formar um menisco no topo. É colocada imediatamente uma lamela sobre esse menisco, para que a ela adiram os ovos, quistos e oocistos. Após 15 minutos, a lamela é colocada sobre uma lâmina e observada ao microscópio ótico (objetiva de 4x, 10x e 40x) (Castro 2021; Gomes 2021) (Figura 21).

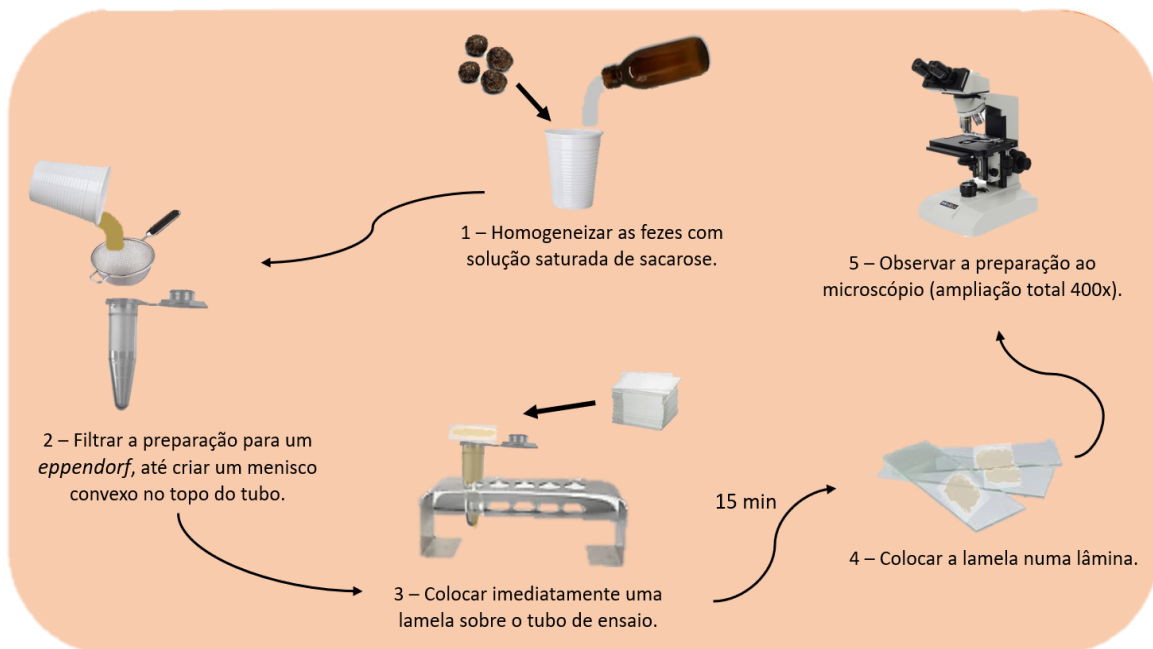


Figura 21 – Esquema da técnica de flutuação pelo método de Willis (original).

2.4.3. Técnica de sedimentação natural em meio saturado

Esta técnica é utilizada para pesquisa de ovos de trematodes e alguns nematodes e cestodes, que não flutuam na técnica descrita anteriormente. São formas parasitárias mais pesadas e requerem uma densidade entre 1,30 e 1,35 para flutuar. Neste método coprológico, as fezes são diluídas numa solução cuja densidade é inferior à dos ovos (nomeadamente água da torneira ou soluções saturadas de açúcar ou cloreto de sódio utilizadas previamente nos testes de flutuação), fazendo com que estes se depositem no sedimento encontrado no tubo de ensaio. Após 15 minutos, o líquido em suspensão do tubo de ensaio é descartado, ficando apenas o sedimento. Com uma pipeta, este sedimento é retirado e colocado numa lâmina (1–2 gotas), adicionado o corante Azul de Metileno (1 gota) e misturada a solução levemente com uma lamela que é colocada em cima da lâmina. Esta preparação é então observada microscopicamente (objetivas de 4x a 40x), visualizando-se um fundo azul e os ovos com coloração amarelada (Madeira de Carvalho, 2002) (Figura 22).

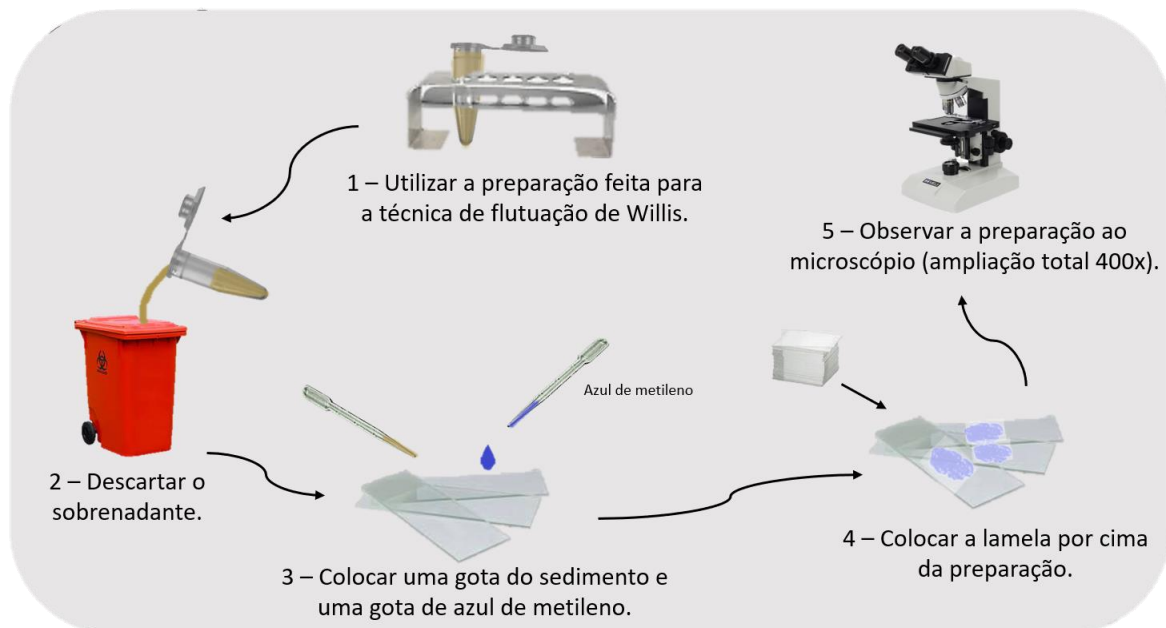


Figura 22 – Esquema da técnica de Sedimentação em meio saturado (original).

2.4.4. Técnica da fita-cola transparente para pesquisa de *Passalurus ambiguus*

Esta técnica é realizada pressionando o lado adesivo de um pedaço de fita de 2–3 cm contra a região perianal de cada animal durante alguns segundos; esta é posteriormente colada numa lâmina (Rinaldi et al. 2007). As lâminas foram identificadas e armazenadas a 4–5°C e observadas ao microscópio ótico (objetivas 4x e 10x) para detetar ovos de *P. ambiguus*, no laboratório interno da “Exoclinic” (Figura 23).

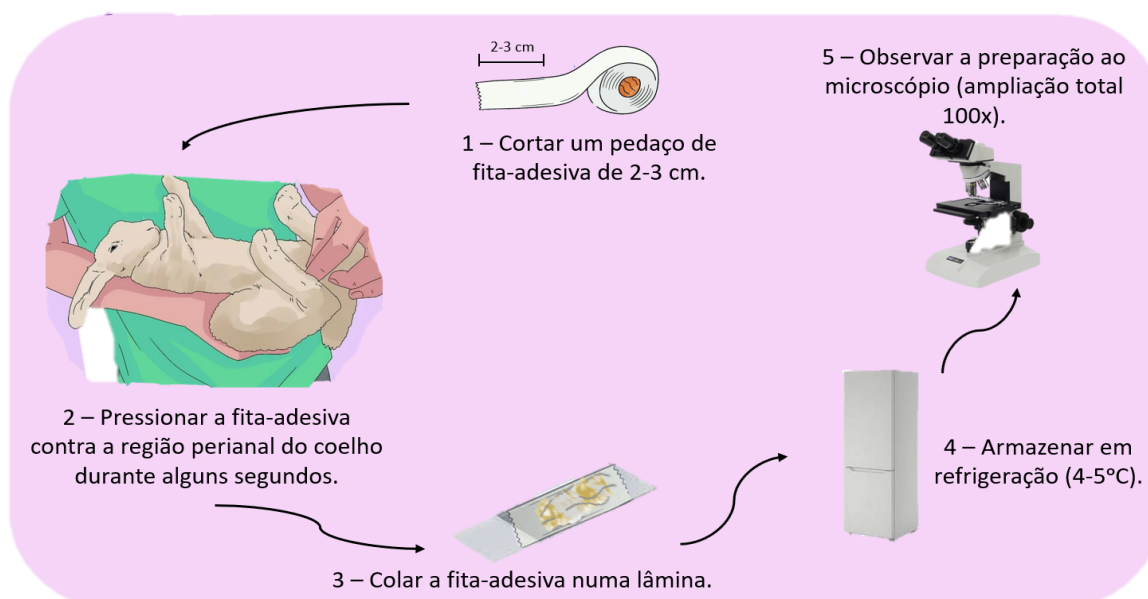


Figura 23 – Esquema da técnica da fita-cola transparente para pesquisa de ovos de *Passalurus ambiguus* (original).

2.5. Identificação de formas parasitárias

A identificação de ovos e oocistos nas técnicas coprológicas aplicadas foi baseada na sua morfologia, sendo possível a sua classificação até à família ou género. A classificação utilizada neste trabalho baseia-se em Baker (2007) e Zajac (2012). Os ovos de algumas espécies, como certos ascarídeos, *Strongyloides* spp., Oxyuridae, *Trichuris* spp. podem ser facilmente reconhecidos morfologicamente. Enquanto os ovos de tricostrongilídeos comuns, requerem medição para diferenciação, embora seja difícil e devam ser referidos como ovos de Trichostrongylidae ou simplesmente ovos de tricostrongilídeos (Taylor et al. 2016).

A identificação de formas parasitárias em amostras fecais, não permite calcular a população real de parasitas num hospedeiro, uma vez que muitos fatores influenciam a produção de ovos. Em mamíferos exóticos não está referenciada a relação entre o número de ovos contados e o nível de infeção. Em ruminantes, contagens de ovos >1000 OPG, geralmente indicam infeções pesadas e cerca de 500 OPG infeção moderada. No entanto, uma quantidade baixa de OPG não é necessariamente indicativa de uma infeção leve, alternativamente, o número de OPG pode ser afetado pelo desenvolvimento da imunidade (Taylor et al. 2016).

2.6. Práticas de desparasitação

O protocolo de desparasitação realizado na “Exoclinic”, é seguido pela maioria dos animais atendidos. Este protocolo é realizado semestralmente e consiste na administração de Fenbendazol (20 mg/kg, por via oral, a cada 24h durante 3 dias) e ivermectina (0,2 mg/kg, por via subcutânea, uma toma única) (Fisher and Graham 2018).

Na primeira consulta, faz-se a análise coprológica, que nos indicará a presença ou não de parasitas assim como a carga existente. Em caso de análise positiva para coccídias, é realizado um tratamento com e toltrazuril (Baycox®). Em caso de análise positiva para helmintes, é realizado um tratamento com praziquantel ou fenbendazol (Hedley (2020). As doses referentes a estes medicamentos encontram-se apresentadas nos anexos III, IV e V.

Para além do tratamento anti-parasitário, é também realizado suplementação alimentar dos animais infetados, conforme recomendado por Gladden and Lennox (2021), durante 7 dias com *Oxbow digestive support* (contém um suporte elevado de fibra e outros elementos que favorecem a motilidade e o crescimento de bactérias benéficas para o trato gastrointestinal) (Oxbow Animal Health 2022) e *Harrison’s fauna flora* (composto por *Saccharomyces cerevisiae*, benéfico em casos de má nutrição e digestão, infeção bacteriana e fúngica, e pode estimular o sistema imunitário) (Harrison’s Bird Food 2022). Após o tratamento, foi realizada uma nova análise de fezes.

2.7. Análise estatística

Os dados deste estudo foram registados e trabalhados ao nível da estatística descritiva no software Microsoft Office Excel 2019 ® (Microsoft Corporation, Redmond, Estados Unidos da América). Os dados foram sujeitos ao teste de Shapiro-Wilk, para determinar o tipo de distribuição, e a um teste não-paramétrico de Mann-Whitney, para análise da significância da diferença das contagens de OPG obtidas pelas técnicas de Mini-FLOTAC e McMaster. A significância foi aferida com um nível de $p < 0,05$.

3. Resultados

3.1. Caracterização da população em estudo

O estudo incluiu 86 animais todos a residir no interior das habitações dos seus detentores: 59 coelhos, 25 porquinhos-da-Índia e 2 chinchilas. Numa primeira amostragem (Nível 1 – pré-tratamento) foram colhidas 40 amostras fecais de coelhos e de todos os porquinhos-da-índia e chinchilas. Das 40 amostras fecais de coelhos, 39 foram analisadas pela técnica de Mini-FLOTAC, sendo algumas também processadas pela técnica de McMaster (17) e de Ziehl-Neelsen modificado (17). Vinte e quatro amostras fecais de porquinhos-da-índia foram processadas pela técnica de Mini-FLOTAC, sendo algumas também processadas pela técnica de McMaster (7) e Ziehl-Neelsen modificado (9). Uma das amostras fecais de coelho e uma de porquinho-da-índia, foram processadas sequencialmente pelas técnicas de flutuação de Willis e Sedimentação em meio saturado. Ambas as amostras recolhidas de chinchilas foram processadas pelas técnicas de Mini-FLOTAC, McMaster e Ziehl-Neelsen modificado.

Após cada resultado positivo, foram colhidas novamente amostras destes animais para processamento (Nível 2 – 7–14 dias pós-tratamento): 8 amostras de coelhos, que foram processadas pela técnica de Mini-FLOTAC e 3 destas também pela técnica de McMaster. Não foram recolhidas amostras de outros animais pós-tratamento, porque os detentores não trouxeram os animais ou as amostras fecais para reavaliação.

Dos 40 coelhos aos quais foram colhidas fezes para processamento, foi também pesquisada a presença de *Passalurus ambiguus* pela técnica da fita-cola transparente em 10 animais. Para além destes, esta pesquisa incluiu outros 19 indivíduos. Na ausência de resultados positivos segundo esta técnica, a mesma não foi repetida no Nível 2.

Na tabela 3 são indicados o número de amostras processadas em cada técnica coprológica para cada um dos níveis de amostragem.

Tabela 3 – Número de amostras processadas em cada técnica coprológica para cada nível.

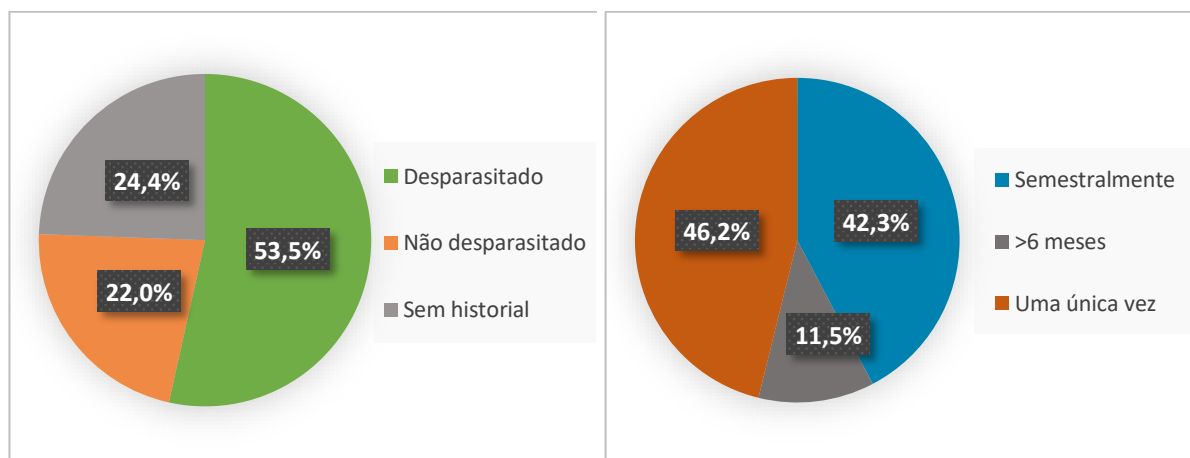
TÉCNICA	Nível 1				Nível 2			
	Coelho (n=59)	P. índia (n=25)	Chinchila (n=2)	Total	Coelho (n=11)	P. índia (n=2)	Chinchila (n=0)	Total
MF	39	24	2	65	8	0	0	8
MM	17	7	2	26	3	0	0	3
ZNM	17	9	2	28	0	0	0	0
Willis e Sedimentação	1	1	0	2	0	0	0	0
Fita-cola transparente	29	0	0	29	0	0	0	0

MF – Mini-FLOTAC; MM – McMaster; ZNM - Ziehl-Neelsen modificado.

Em relação à faixa etária, os animais em estudo podem distribuir-se em 4 grupos: animais com menos de 1 ano de idade, que representaram 27% (n=23) da amostra; animais com idade compreendida entre 1 e 5 anos, que representaram 43% (n=37) da amostra; animais com mais de 5 anos, que representaram 15% (n=13) da amostra; e animais em que não foi possível definir a idade, por vários motivos, como por exemplo, animais adotados. Estes representaram 15% (n=13) da amostra.

Foi também apurado o estatuto sanitário dos animais em termos de aplicação de antiparasitários. Da totalidade das amostras, 53,5% (n=46) são animais que apresentavam a desparasitação em dia e apenas 22,0% (n=19) não se encontravam desparasitados, 10 destes tinham menos de 6 meses de idade, sendo a primeira visita ao veterinário. Em 24,4% (n=21) não foi possível apurar o historial de desparasitações. Dos animais com desparasitação em dia ou desparasitados em alguma fase da vida (n=52), 42,3% (n=22) eram desparasitados semestralmente, 46,2% (n=24) foram apenas desparasitados uma única vez na vida, e 11,5% (n=6) não eram desparasitados há mais de 6 meses (Gráficos 1 e 2).

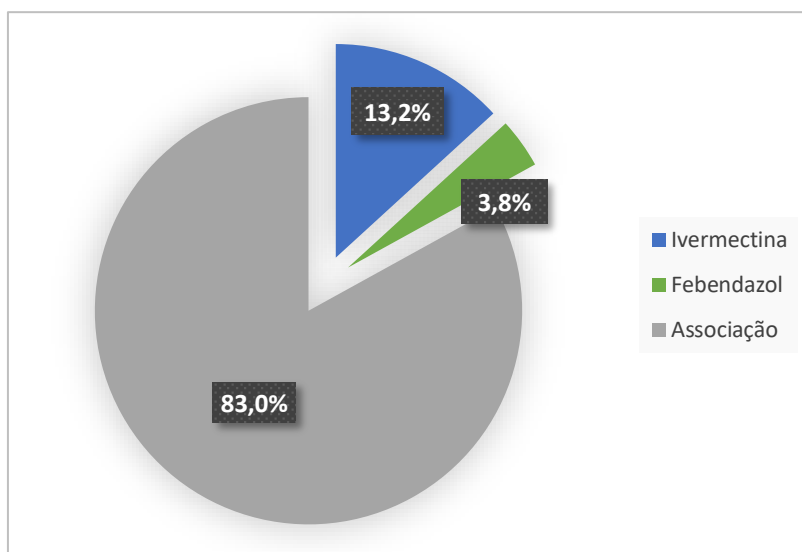
Gráfico 1 e 2 – Distribuição das amostras por aplicação de antiparasitários e frequência da mesma.



Os 2 animais com mais de 5 anos com resultado positivo para a presença de elementos parasitários, não tinham a desparasitação em dia. O único animal positivo com idade entre 1–5 anos fazia desparasitação semestralmente.

Dos animais desparasitados pelo menos uma vez na vida ou com desparasitação em dia (n=53), 13,2% (n=7) foram ou são desparasitados com recurso a ivermectina, 3,8% (n=2) com recurso a fenbendazol e 83,0% (n=44) com associação dos dois medicamentos (Gráfico 3).

Gráfico 3 – Distribuição por antiparasitário aplicado.



3.2. Parasitas gastrointestinais encontrados

As coccídias foram os parasitas gastrointestinais predominantes neste estudo. Foi detetada a presença de parasitas em 13 animais (15,1%) de um total de 86, incluindo 11 coelhos (18,6%, 11/59), 2 porquinhos-da-Índia (8,0%, 2/25). No caso das chinchilas a pesquisa de parasitas gastrointestinais revelou-se negativa. Não foram realizadas coproculturas pela quantidade insuficiente de material amostrado, não sendo possível determinar a género ou espécie presente em algumas amostras. Em 7 casos foram observados oocistos esporulados de *Eimeria* spp. Num Porquinho-da-índia que apresentava diarreia, prostração e anemia, foi encontrado um oxiurídeo, *Paraspidodera uncinata*, o único helminte encontrado neste hospedeiro e no conjunto de todas as amostras, representando uma prevalência de 7,7% (n=1) (Gráfico 4 e Figs. 24 a 27).

Gráfico 4 – Prevalência dos endoparasitas encontrados.

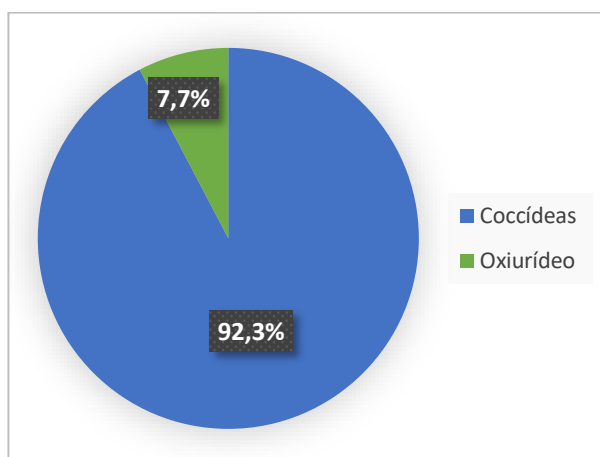


Figura 24 – Oocisto de coccídia não esporulado, encontrado numa amostra de coelho (original).

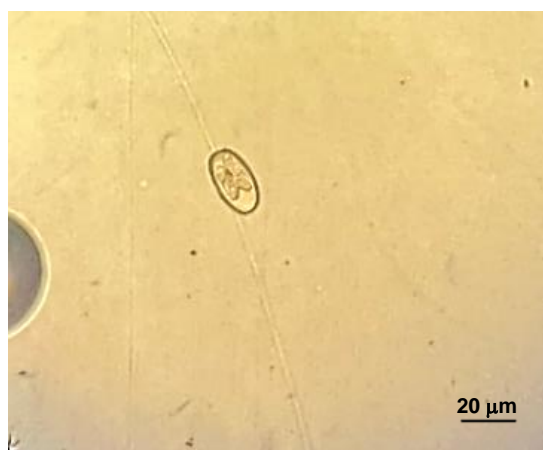


Figura 25 e 26 – Oocisto esporulado de coccídia (*Eimeria* spp.) encontrada numa amostra de coelho (original).

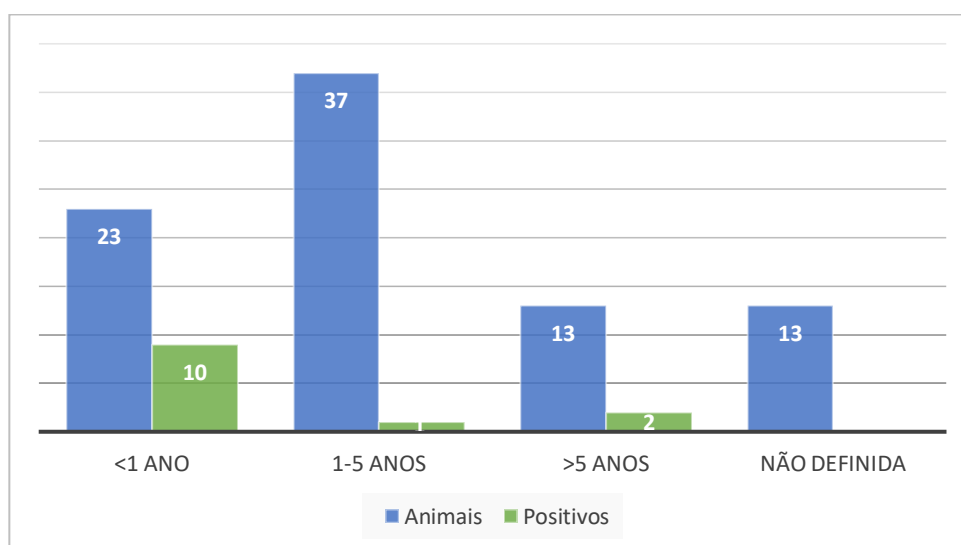


Figura 27 – Ovo de *Paraspidodera uncinata* encontrado num Porquinho-da-índia (original).

Não foram detetadas outras formas parasitárias. A pesquisa de *Passalurus ambiguus* pela técnica da fita-cola transparente também resultou negativa para a presença deste parasita. No entanto, 2 animais negativos para *P. ambiguus* revelaram-se positivos para a presença de coccídias na amostra fecal.

Observou-se uma maior prevalência de formas parasitárias no grupo de animais mais jovens, com 76,9% dos casos positivos (n=10). Nos restantes grupos etários o número de casos positivos foi mais reduzido: 7,7% (n=1) nos animais com idade entre 1-5 anos, 15,4% (n=2) nos animais mais velhos e 0% nos animais de estatuto etário desconhecido (Gráfico 5).

Gráfico 5 – Distribuição percentual das amostras por intervalos de idades e incidência de casos positivos.



As contagens de OPG obtidos no nível 1 e 2 de colheita nas técnicas de Mini-FLOTAC e McMaster encontram-se representados na tabela 4. Não foi possível processar todas as amostras do Nível 2 pela técnica de McMaster, pela quantidade insuficiente de amostra, ou pela análise coprológica ter sido efetuada em contexto clínico, no laboratório da “Exoclinic”, onde não está disponível o equipamento necessário para a realização desta técnica.

O valor médio de OPG (MF = 943,64±1569,54; MM = 166,67±160,21) foi superior à contagem no Nível 2 (MF = 115±273,13; MM = 0). Observou-se também na técnica de Mini-FLOTAC uma amplitude maior no valor dos resultados obtidos, comparado com o de McMaster (e.g. MF = 4380 OPG; MM = 300 OPG) (tabela 4), tendo este até demonstrado contagens nulas em amostras positivas pela técnica de Mini-FLOTAC, em ambos os Níveis.

Tabela 4 – Apresentação das contagens realizadas em ambas as técnicas (MF e MM) no nível 1 e 2.

Animal	Nível 1			Nível 2	
	FW e SMS	MF	MM	MF	MM
C3	Positivo (<i>Eimeria</i> spp.)	NR	NR	140	0
C4	NR	100	NR	780	0
C11	NR	120	NR	NR	NR
C12	NR	20	0	0	NR
C16	NR	270	NR	NR	NR
C27	NR	1290	400	NR	NR
C31	NR	60	150	0	NR
C33	NR	4380	300	0	NR
C35	NR	3660	150	0	NR
C36	NR	160	NR	0	0
C37	NR	100	NR	0	NR
P23	NR	220	0	NR	NR
P25	Positivo (oxiurídeo)	NR	NR	NR	NR

FW - Flutuação de Willis; SMS - Sedimentação em meio saturado; NR – não realizado;
C – Coelho; P - Porquinho-da-índia.

Nas amostras processadas no Nível 2, pelo teste de redução da contagem de ovos fecais (TRCOF), verificou-se uma redução de 87,8% pelo MF e 100% pelo MM. Registou-se ainda uma redução total na prevalência das formas parasitárias em 6 amostras (75%, 6/8), comparativamente com as amostras do nível 1 (Tabela 5). Das 8 amostras processadas 7–14 dias após o tratamento, apenas 2 realizadas em animais coabitantes, resultaram positivas. Num destes animais, houve inclusive um aumento de contagem de cerca de 8x (100 OPG no Nível 1 para 780 OPG no Nível 2).

No caso do porquinho-da-índia parasitado por *Paraspidodera uncinata*, como o animal melhorou após o tratamento, o tutor decidiu não submeter o animal a mais tratamentos, não tendo sido repetida a análise (Figura 15).

Tabela 5 – Resultados de OPG (média ± desvio Padrão) e prevalência dos endoparasitas encontrados nas técnicas coprológicas realizadas.

	Contagem média e desvio padrão (Nível 1)	Contagem média e desvio padrão (Nível 2)
MF	OPG = 943,64±1569,54	OPG = 115±273,13
MM	OPG = 166,67±160,21	OPG = 0
Willis e Sedimentação	Positivo a <i>Paraspidodera uncinata</i>	NR
ZNM	Quistos = 0	NR
Fita-cola transparente	OPG = 0	NR
Prevalência	92,3% coccídias, 7,7% oxiurídeo	25% coccídias
TRCOF		MF=87,8% MM=100%

MF – Mini-FLOTAC; MM – McMaster; ZNM– Ziehl-Neelsen modificado; OPG – Oocistos por grama de fezes; NR – Não realizado; TRCOF – teste de redução da contagem de ovos fecais.

Foi também analisada a influência da coabitação com outros animais na detecção de parasitas. Dos 86 animais observados, cerca de metade (55,8%) coabitam com outros da mesma espécie, tendo-se verificado o mesmo número de animais positivos, tanto nos animais que coabitavam como nos que não coabitavam.

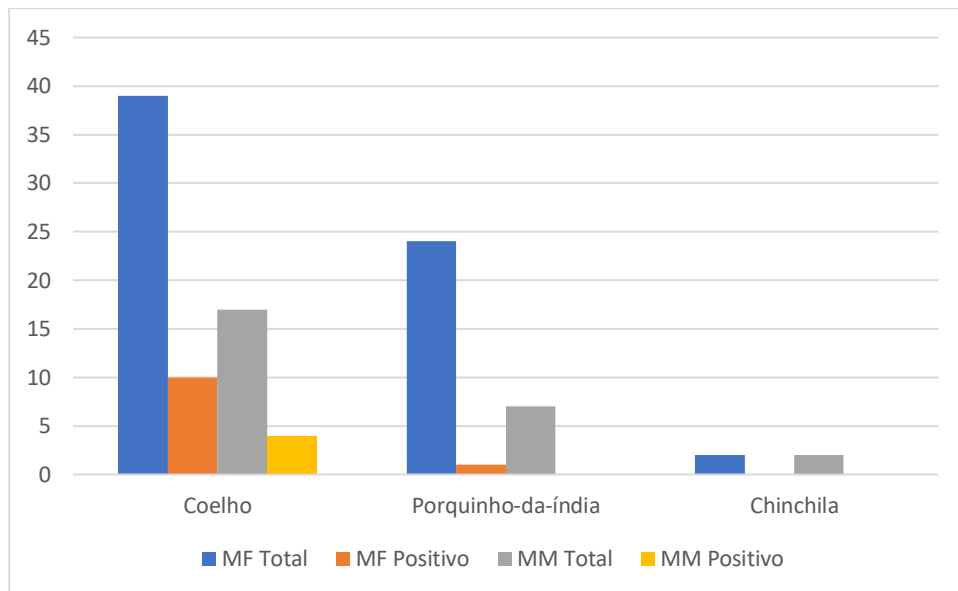
3.3. Comparação entre duas técnicas coprológicas quantitativas: McMaster e Mini-FLOTAC

No gráfico 6 são apresentadas o número de amostras processadas no Nível 1 e as que resultaram positivas em cada técnica para os diferentes hospedeiros. Das fezes de coelho amostradas, 25,6% (10/39) foram positivas no Mini-FLOTAC e 23,5% (4/17) foram positivas no McMaster. Nos porquinhos-da-índia, apenas 1 das amostras se revelou positiva para coccídias no Mini-FLOTAC enquanto no McMaster não foi detetada nenhuma positiva. Nas chinchilas não foi detetado nenhum animal positivo a parasitas gastrointestinais.

Para determinar o tipo de distribuição dos resultados foi efetuado o teste estatístico de Shapiro-Wilk. Os resultados obtidos no McMaster apresentam uma distribuição normal, com um valor de $p=0,4248$, enquanto os resultados obtidos no Mini-FLOTAC, com um valor de $p=0,000058$, indicam que as amostras não têm uma distribuição normal. Sendo assim, para estes resultados, foi realizado um teste não-paramétrico de Mann-Whitney. Este mostrou

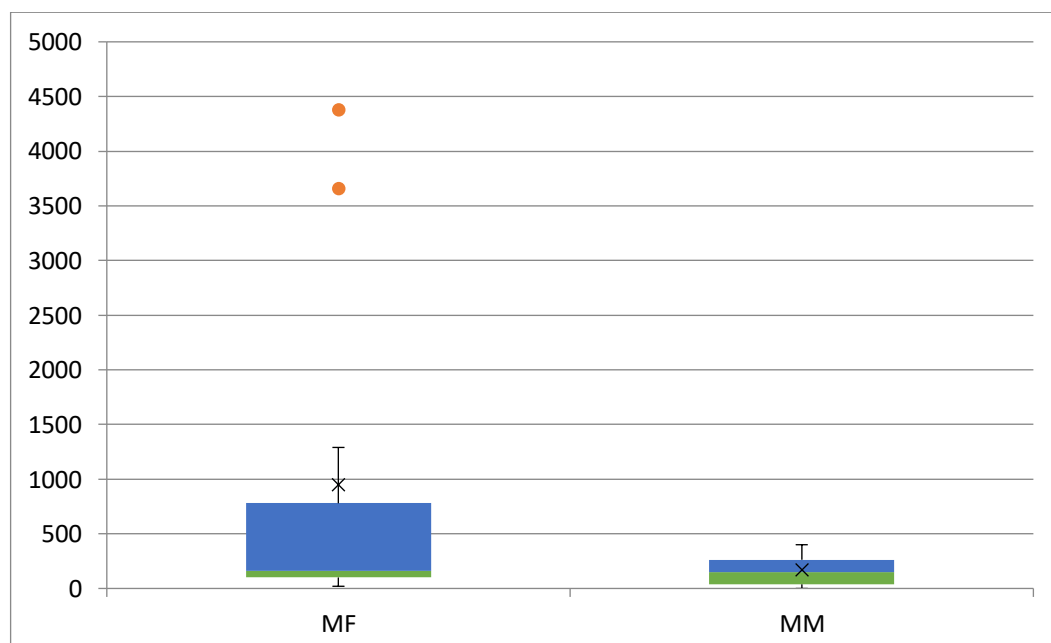
que apesar das diferenças entre os valores de OPG registados por estas técnicas, estas não foram significativamente diferentes ($U=26$; $p=0,5128$).

Gráfico 6 – Número de amostras positivas nas técnicas Mini-FLOTAC (MF) e McMaster (MM).



Para o estudo comparativo entre as duas técnicas, apresenta-se de seguida, um gráfico (gráfico 7), onde podemos observar uma maior amplitude de valores e uma média de OPG superior no Mini-FLOTAC, comparativamente ao McMaster.

Gráfico 7 – Valores de OPG obtidos no Nível 1 e a média dos parasitas presentes no Mini-FLOTAC (MF) e McMaster (MM) e os pontos atípicos (outliers) presentes no Mini-FLOTAC (4380 e 3660 OPG).



4. Discussão

4.1. Considerações sobre o Parasitismo Gastrointestinal

Foi detetada a presença de parasitas em 13 animais (15,1%) de um total de 86, incluindo 11 coelhos (18,6%, 11/59), 2 porquinhos-da-Índia (8,0%, 2/25). No caso das chinchilas a pesquisa de parasitas gastrointestinais revelou-se negativa.

Este trabalho pioneiro sobre a utilização da técnica Mini-FLOTAC em pequenos mamíferos foi divulgado à comunidade científica no congresso do CIISA realizado em 11-12 novembro de 2022, constituindo à data a primeira utilização reportada desta técnica de diagnóstico coprológico, utilizada de forma mais extensa nestes animais de companhia (Martins et al, 2022).

De acordo com os dados recolhidos destes animais, 44,2%, para além de serem os únicos da espécie presentes nas habitações, são mantidos permanentemente no interior em condições mais controladas. No entanto, neste grupo, o número de animais positivos foi precisamente o mesmo que o detetado no grupo de animais que coabitavam com outros. Além disso, na maioria (53,5%) apresentam a desparasitação atualizada, podendo ser o fator que mais influencia a baixa prevalência de parasitas gastrointestinal encontrada neste estudo. A maioria dos casos positivos (10/13) eram animais com menos de 1 ano de idade, sem qualquer desparasitação, sendo a primeira visita ao veterinário. Dos restantes animais, 2 não tinham desparasitação atualizada e um fazia desparasitações semestrais.

Os resultados obtidos de *Eimeria* spp. em coelhos no presente estudo revelaram uma prevalência de 11,9% (7/59). No estudo de Shola et al. (2019), a prevalência de infeção relatada foi de 78,6%. Esta diferença poderá ser explicada pelo maior tamanho da amostra (215 coelhos), mas sobretudo pelas amostras serem provenientes de animais de instalações de criação, em regra consideradas com maior predisposição para infeções parasitárias, do que animais de detentores individuais. Por outro lado, no presente estudo, 91% (10/11) dos coelhos positivos para a presença de coccídias tinham menos de 1 ano de idade. Este aspeto vai ao encontro do descrito por Nicollas et al. (2022), em que numa população amostrada de 53 coelhos com 2-5 meses de idade, relata uma prevalência de 100% de parasitados. Este resultado pode estar relacionado com a origem dos animais, provenientes de criações normalmente sobrelotadas e com condições de higiene precárias. No estudo de Hadi (2021) a população amostrada incluía 30 coelhos com idades entre 2 meses e 2 anos, 17 destes estavam infetados por *Eimeria* spp., revelando uma prevalência de 56,7%, mais elevada do que no presente estudo, que incluiu animais até aos 14 anos.

Verificou-se a presença de parasitas gastrointestinais em apenas 2 dos 25 porquinhos-da-Índia amostrados. Num dos animais foi encontrado *Paraspidodera uncinata*, e noutro *Eimeria* spp. A prevalência destes parasitas no corrente estudo foi de 4% (1/25), estando em concordância com o observado por d'Ovidio et al. (2015a), que revelaram uma prevalência de 10% para *Eimeria caviae* e de 13,3% para *P. uncinata* num total de 60 animais

provenientes de lojas de animais e detentores individuais. Os resultados obtidos no presente estudo são também coerentes com os obtidos por Jarošová et al. (2020) relativamente ao nematode *P. uncinata*, na medida em que apenas detetaram este nematode em 2 dos 49 porquinhos-da-Índia, provenientes de lojas de animais e clubes de criação. No presente estudo, o animal em que foi encontrado o oxiurídeo, apresentava diarreia, anemia e prostração, no entanto tratava-se de um animal que vivia no interior, sem outros animais coabitantes, o que é contrário às condições consideradas ideais para a presença deste parasita (Taylor et al. 2016).

A presença de *Giardia duodenalis* não foi observada. Segundo Oglesbee and Lord (2021), as infeções por este protozoário em coelhos são raras. Pantchev et al. (2014), relatam prevalências de 7,6% e 4,1%, em coelhos e porquinhos-da-índia, respetivamente. Não eram esperados resultados negativos para *G. duodenalis* em chinchilas, uma vez que estudos realizados em vários países da Europa relataram prevalências elevadas deste parasita. No entanto nestes estudos a população amostrada foi muito superior (Gherman et al. 2018; Pantchev et al. 2014; Levecke et al. 2011; Veronesi et al. 2012; Teixeira 2013; Kumosova et al. 2019). Mesmo sendo a doença infecciosa parasitária mais frequente nas chinchilas, Mans e Donnelly (2020), afirmam que as infeções são mais frequentes em colónias, o que poderá justificar a ausência de infeção por este parasita, uma vez que as chinchilas observadas são de detentores individuais. A menor sensibilidade das técnicas coprológicas em conjunto com a eliminação intermitente de quistos nas fezes, pode originar falsos negativos (Mans and Donnelly 2013). No entanto, sendo um parasita com potencial zoonótico, a sua pesquisa deve ser efetuada regularmente, devido ao risco para a Saúde Pública, tal como confirmado no estudo de Pantchev et al. (2014).

Cryptosporidium spp. também não foram detetados. Chen et al. (2021) observaram uma prevalência de 52,3% deste protozoário em porquinhos-da-índia, contudo as suas amostras provinham de animais em más condições sanitárias, eventualmente causadoras da elevada prevalência deste parasita. Para além disso, o tamanho da população amostrada por Chen et al. (2021) foi de 43 animais, enquanto no presente estudo foram processadas apenas 9 amostras de porquinhos-da-índia. A prevalência relatada por Chen et al. (2021) em chinchilas alojadas em melhores condições sanitárias, foi muito menor, 9,3%, numa população de 280 animais, o que reforça a ideia de que o desadequado manejo ambiental, falta de saneamento dos alojamentos ou a sobrelotação de animais, podem ser os principais fatores para um aumento das infeções parasitárias por estes protozoários. Assim, um bom manejo ambiental e saneamento correto poderia resultar numa menor incidência de infeções, como no presente estudo, em que os animais de detentores individuais vivendo em casa e em condições de limpeza mais adequadas, revelaram ausência de infeção.

A presença de *Passalurus ambiguus* não se verificou, ao contrário do reportado por Abdel-Gaber et al. (2019), com uma prevalência de infeção de 75% numa população de 20

coelhos. No entanto, o presente estudo em que foi utilizada a técnica da fita-cola transparente de animais de detentores individuais, não é comparável ao de Abdel-Gaber et al. (2019), onde foram amostrados animais provenientes de instalações de produção e em que o método de diagnóstico utilizado foi necropsia com dissecação de todo o trato gastrointestinal, e posterior identificação dos parasitas encontrados por PCR. Rinaldi et al. (2007) também demonstraram prevalências elevadas deste parasita, pelas técnicas de Mini-FLOTAC, McMaster e fita-cola transparente, 82,3%, 56,9% e 76,5%, respetivamente. No entanto eram também animais provenientes de instalações de produção, enquanto os animais amostrados neste estudo vivem no interior e em condições sanitárias mais adequadas.

4.2. Mini-FLOTAC (MF) vs McMaster (MM)

Foi possível constatar em ambos os Níveis, que a técnica de Mini-FLOTAC revelou uma maior quantidade de amostras positivas a formas parasitárias, comparativamente ao McMaster. Estes resultados são análogos aos obtidos por Castro (2021) em aves de rapina. Do conhecimento da autora, este é o primeiro estudo que utiliza Mini-FLOTAC enquanto técnica quantitativa para o diagnóstico de parasitoses em pequenos mamíferos de companhia.

Na maioria das amostras processadas com ambas as técnicas em ambos os níveis (n=9), a contagem pelo Mini-FLOTAC foi superior à contagem pelo McMaster (7/9), tendo se revelado positiva em 50% das amostras, em que com a técnica de McMaster não foi detetado qualquer forma parasitária (4/8). Embora as diferenças não fossem estatisticamente significativas, o Mini-FLOTAC permitiu detetar uma média mais elevada de oocistos excretados nas fezes, para uma sensibilidade analítica de 10 OPG, em comparação com o método de McMaster, com uma sensibilidade analítica de 50 OPG. Este resultado, apesar de obtido com um reduzido número de amostras, parece indicar que a utilização apenas da técnica de McMaster poderá originar falsos negativos, particularmente se as cargas parasitárias forem inferiores a 50 OPG, como ocorreu num dos casos com contagem de 20 OPG com Mini-FLOTAC e 0 OPG com McMaster.

Estes resultados estão de acordo com o reportado por Lozano et al. (2021). Segundo estes autores, a diferença observada poderá ser justificada pela elevada homogeneização em ambiente fechado e pela fidelidade do processo de filtração, permitido pelo aparelho Fill-FLOTAC, que minimiza o erro humano e permite uma melhor mistura das fezes na solução saturada utilizada. Bortoluzzi et al. (2018) também obtiveram resultados superiores de OPG no Mini-FLOTAC, em comparação com McMaster, apesar da sua diferença também não ser estatisticamente significativa.

Contrariamente ao observado na generalidade das amostras realizadas com ambas as técnicas, num dos casos a contagem de OPG pela técnica de Mini-FLOTAC foi inferior à obtida pelo McMaster (MF = 60 OPG; MM = 150 OPG). Como a excreção de oocistos nas

fezes é intermitente, esta exceção poderá ser justificada pelo facto das amostras utilizadas em cada uma das técnicas terem sido recolhidas em momentos diferentes.

Os resultados obtidos no Nível 2 (7–14 dias depois da desparasitação) mostraram uma redução assinalável da carga parasitária fecal média de oocistos em 75% (6/8) dos animais em que foi realizada a repetição da análise, com ausência de deteção de qualquer forma parasitária nos testes efetuados, revelando assim a ação positiva dos fármacos desparasitantes sobre as coccídias. Contudo, em 2 dos animais, não se registou uma anulação da presença dos parasitas e num deles houve inclusive um aumento substancial do nível de infeção, o que pode estar associado à coabitação com um animal da mesma espécie, com possível reinfeção por falta de higiene dos detentores. O TRCOF registou uma redução de 87,8% pelo Mini-FLOTAC e 100% pelo McMaster, o que demonstra uma maior sensibilidade da técnica de Mini-FLOTAC na deteção de uma possível resistência das coccídias à desparasitação. Esta hipótese de resistência ao toltrazuril, está descrita para *Eimeria* spp. em aves (Sokól and Galecki 2018). Outras possíveis justificações para o aumento registado numa das contagens poderão ser: sub-representação da amostra na primeira contagem; reinfeção do animal por falta de saneamento ambiental pelos detentores após a desparasitação; ou contaminação pelo coabitante.

5. Conclusões

A nossa investigação permitiu identificar as coccídias como o grupo de parasitas mais comum nos animais estudados, em especial nos animais jovens, pelo que deverá sempre suspeitar-se da presença destes parasitas numa primeira observação do animal. Portanto, é recomendável o exame coprológico para deteção de parasitas gastrointestinais antes do tratamento e a sua repetição para reavaliação após o mesmo. Segundo o protocolo da “Exoclinic”, é realizada a análise fecal a todos os animais que são atendidos em consulta pela primeira vez, de modo a perceber o estatuto sanitário e os nossos resultados corroboram a importância e necessidade desse procedimento.

Devido à elevada taxa de mortalidade provocada por coccídias em juvenis, no caso de animais que apresentam sinais clínicos, o tratamento deve ocorrer sob a supervisão de um veterinário, atendendo aos sinais clínicos, às condições de vida e ao tamanho do animal, o qual pode ser logo iniciado aquando da 1ª consulta, poupando tempo que pode ser determinante no sucesso do controlo da parasitose e concorrendo para uma melhoria acentuada da saúde e bem-estar do animal.

Após o tratamento, é necessária a higienização do ambiente e a monitorização do estatuto sanitário do animal, através de uma análise fecal regular para prevenir reinfeções e/ou surtos súbitos.

A utilização de Mini-FLOTAC em alternativa ao McMaster, técnica de quantificação de formas parasitárias tradicional, permite detetar a presença de formas parasitárias em amostras onde a sua concentração era inferior a 50 OPG, valor mínimo para a deteção pela técnica de McMaster, que pode originar falsos negativos.

Em sùmula, achamos que é importante efetuar análises coprológicas a animais recém-adquiridos, pois provêm de criações em que, frequentemente, há sobrelotação de animais e condições de manejo desadequadas, o que pode favorecer o aparecimento de parasitismo gastrointestinal. É também importante recomendar aos detentores a realização de análises coprológicas frequentes, visto que os quistos, oocistos e ovos são resistentes no ambiente, podendo reinfetar os animais.

6. Sugestões futuras

Sugere-se que em trabalhos futuros sobre esta temática, seja realizada a identificação das formas parasitárias até à espécie. Para tal, paralelamente à utilização das técnicas coprológicas referidas neste estudo, dever-se-á proceder à realização de coproculturas e, se possível, a utilização de técnicas moleculares de diagnóstico.

Para uma melhor uma melhor precisão dos resultados comparativos entre as técnicas de Mini-FLOTAC e McMaster, importaria repetir este estudo com um maior número de amostras de modo a minimizar os valores atípicos (*outliers*).

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abdel-Gaber R, Ataya F, Fouad D, Daoud M, Alzuhairy S. 2019. Prevalence, Morphological and Molecular Phylogenetic Analyses of the Rabbit Pinworm, *Passalurus ambiguus* Rudolphi 1819, in the Domestic Rabbits *Oryctolagus cuniculus*. *Acta Parasitologica*. 64(2):316–330. doi:10.2478/s11686-019-00047-7.
- Almeida C. 2022. Caracterização do Parasitismo Gastrointestinal em coleções de Pavão Comum (*Pavo cristatus*) Inseridos no Património Cultural na Região de Lisboa. [dissertação]. Lisboa: Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa.
- Amarante A, Amarante M. 2016. Avanços no diagnóstico das infecções por nematódeos gastrintestinais em ruminantes. *Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science*. 53(2):127–137. doi:10.11606/issn.1678-4456.v53i2p127-137.
- Baker DG. 2007. Flynn's parasites of laboratory animals. 2ª Edição. Oxford (UK): Blackwell Publishing. Capítulo 11, Parasites of Rats and Mice; p. 303-398.
- Baker DG. 2007. Flynn's parasites of laboratory animals. 2ª Edição. Oxford (UK): Blackwell Publishing. Capítulo 14, Parasites of Guinea Pigs; p. 421-450.
- Baker DG. 2007. Flynn's parasites of laboratory animals. 2ª Edição. Oxford (UK): Blackwell Publishing. Capítulo 15, Parasites of Rabbits; p. 451-500.
- Barda B, Cajal P, Villagran E, Cimino R, Juarez M, Krolewiecki A, Rinaldi L, Cringoli G, Burioni R, Albonico M. 2014. Mini-FLOTAC, Kato-Katz and McMaster: Three methods, one goal; Highlights from north Argentina. *Parasites and Vectors*. 7(1). doi:10.1186/1756-3305-7-271.
- Bortoluzzi C, Paras KL, Applegate TJ, Verocai GG. 2018. Comparison between McMaster and Mini-FLOTAC methods for the enumeration of *Eimeria maxima* oocysts in poultry excreta. *Veterinary Parasitology*. 254: 21-25. doi:10.1016/j.vetpar.2018.02.039.
- Brandão J, Graham J, Quesenberry KE. 2021. Basic Approach to Veterinary Care of Rabbits. In: Quesenberry KE, Orcutt CJ, Mans C, Carpenter JW, editores. *Ferrets, Rabbits and Rodents Clinical Medicine and Surgery*. 4ª Edição. St. Louis (MO): Elsevier. p.150-161.
- Brown MJ, Smiler KL. 2012. Ethical Considerations and Regulatory Issues. In: *The Laboratory Rabbit, Guinea Pig, Hamster, And Other Rodents*. Elsevier Inc. P. 3–31.
- Castro D. 2021. Pesquisa de Parasitas Gastrointestinais Em Aves de Rapina Mantidas em Cativeiro em Portugal. [dissertação de mestrado]. Lisboa: Lisboa: Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa.
- Chen J, Wang W, Lin Y, Sun L, Li N, Guo Y, Kvac M, Ryan U, Feng Y, Xiao L. 2021. Genetic characterizations of *Cryptosporidium* spp. from pet rodents indicate high zoonotic potential of pathogens from chinchillas. *One Health*. 13. doi:10.1016/j.onehlt.2021.100269.
- Cringoli G, Maurelli MP, Levecke B, Bosco A, Vercruyse J, Utzinger J, Rinaldi L. 2017. The Mini-FLOTAC technique for the diagnosis of helminth and protozoan infections in humans and animals. *Nature Protocols*. 12(9):1723–1732. doi:10.1038/nprot.2017.067.

- Cringoli G, Rinaldi L, Maurelli MP, Utzinger J. 2010. FLOTAC: New multivalent techniques for qualitative and quantitative copromicroscopic diagnosis of parasites in animals and humans. *Nature Protocols*. 5(3):503–515. doi:10.1038/nprot.2009.235.
- DeCubellis J, Graham J. 2013. Gastrointestinal disease in guinea pigs and rabbits. *Veterinary Clinics of North America - Exotic Animal Practice*. 16(2):421–435. doi:10.1016/j.cvex.2013.01.002.
- Donnelly TM, Vella D. 2021. Basic Anatomy, Physiology, and Husbandry of Rabbits. In: Quesenberry KE, Orcutt CJ, Mans C, Carpenter JW, editores. *Ferrets, Rabbits and Rodents Clinical Medicine and Surgery*. 4ª Edição. St. Louis (MO): Elsevier. p.131-149.
- d'Ovidio D, Noviello E, Ianniello D, Cringoli G, Rinaldi L. 2015a. Survey of endoparasites in pet guinea pigs in Italy. *Parasitol Res*. 114(3):1213–1216. doi:10.1007/s00436-014-4289-7
- d'Ovidio D, Noviello E, Pepe P, Del Prete L, Cringoli G, Rinaldi L. 2015b. Survey of *Hymenolepis* spp. in pet rodents in Italy. *Parasitol Res*. 114(12):4381–4384. doi:10.1007/s00436-015-4675-9
- Elshahawy I, Elgoniemy A. 2018. An epidemiological study on endoparasites of domestic rabbits (*Oryctolagus cuniculus*) in Egypt with special reference to their health impact. *Sains Malays*. 47(1):9–18. doi:10.17576/jsm-2018-4701-02.
- ESCCAP Guideline 07 First Edition-Control of Parasites and Fungal Infections in Small Pet Mammals. 2017.
- Fanelli A, Ghirardi M, Meneguz P, Tizzani P. 2020. First Report of *Obeliscooides cuniculi* in the European Rabbit (*Oryctolagus cuniculus*). Doi: 10.2478/s11686-020-00203-4
- Fayer R, Morgan U, Upton SJ. 2000. Epidemiology of *Cryptosporidium*: Transmission, detection and identification. *Int J Parasitol*. 30(12–13): 1305-1322. doi:10.1016/S0020-7519(00)00135-1
- Ferreira R. 2017. Espécies exóticas: uma realidade cada vez maior; [acesso em 2022 jun 06]. <https://www.veterinaria-atual.pt/na-clinica/especies-exoticas-umarealidade-cada-vez-maior/>
- Fisher P, Graham J. 2018. Chapter 10 - Rabbits. In: Carpenter J, Marion C, editores. *Exotic Animal Formulary*. 5th Edition. Elsevier, Amesterdão. p. 494–531.
- Fisher PG, Künzel F, Rylander H. 2021. Neurologic and Musculoskeletal Diseases. In: Quesenberry KE, Orcutt CJ, Mans C, Carpenter JW, editores. *Ferrets, Rabbits and Rodents Clinical Medicine and Surgery*. 4ª Edição. St. Louis (MO):Elsevier. p.233-247.
- Gherman C, Kalmár Z, Györke A, Mircean V. 2018. Occurrence of *Giardia duodenalis* assemblages in farmed long-tailed chinchillas *Chinchilla lanigera* (Rodentia) from Romania. *Parasites and Vectors*. 11(1). doi:10.1186/s13071-018-2652-8.
- Gladden J, Lennox A. 2021. Emergency and Critical care of Small Mammals. In: Quesenberry KE, Orcutt CJ, Mans C, Carpenter JW, editores. *Ferrets, Rabbits and Rodents Clinical Medicine and Surgery*. 4ª Edição. St. Louis (MO):Elsevier. p.595-608.
- Gomes A. 2021. Rastreio Parasitológico Em Mamíferos Exóticos Atendidos No Hospital Escolar Veterinário Da Fmv-Ulisboa [dissertação]. Universidade de Lisboa Faculdade de Medicina Veterinária.

- Gurgel A, Sartori A, Araújo F. 2005. Protozoan parasites in captive chinchillas (*Chinchilla lanigera*) raised in the State of Rio Grande do Sul, Brazil. <http://www.vin.com/>.
- Harrison's Bird Foods. 2022. Harrison's Bird Foods Fauna Flora; [acedido em 2022 jun 26]. <https://www.harrisonsbirdfoods.com/FAUNA-FLORA-2-z/productinfo/FAUNAFLORA/>
- Hadi H. 2021. Internal parasites that infected local rabbits. GSC Biological and Pharmaceutical Sciences. 15(02):067–071. doi:10.30574/gscbps.2021.15.2.0108.
- Hedley J. 2020. BSAVA Small Animal Formulary Part B Exotic pets. London: Royal Veterinary College
- Huynh M, Pignon C. 2013. Gastrointestinal disease in exotic small mammals. Journal of Exotic Pet Medicine. 22(2):118–131. doi:10.1053/j.jepm.2013.05.004.
- Jarošová J, Antolová D, Zalesny G, Halán M. 2020. Oxyurid nematodes of pet rodents in Slovakia-A neglected zoonotic threat. Revista Brasileira de Parasitologia Veterinaria. 29(1). doi:10.1590/s1984-29612019072.
- Kurnosova OP, Arisov M v, Odoyevskaya IM. 2019. Intestinal parasites of pets and other house-kept animals in Moscow. Helminthologia. 56:108–117. doi:10.2478/helm2019-0007.
- Levecke B, Meulemans L, Dalemans T, Casaert S, Claerebout E, Geurden T. 2011. Mixed *Giardia duodenalis* assemblage A, B, C and E infections in pet chinchillas (*Chinchilla lanigera*) in Flanders (Belgium). Veterinary Parasitology. 177(1–2):166–170. doi:10.1016/j.vetpar.2010.11.027.
- Lopes C. 2013. Estudo dos parasitas gastrointestinais do sacarrabos (*Herpestes ichneumon*) e outros carnívoros silvestres coabitantes, com relevância em Portugal. [dissertação]. Lisboa: Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa.
- Lozano J, Anaya A, Rinaldi L, Cringoli G, Gomes L, Oliveira M, Paz-Silva A, Rebelo MT, Madeira de Carvalho L. 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.
- Madeira de Carvalho, LM. 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, 445 pp.
- Mäkitaipale J, Järvenpää E, Bruce A, Sankari S, Virtala AM, Näreaho A. 2022. Seroprevalence of *Encephalitozoon cuniculi* and *Toxoplasma gondii* antibodies and risk-factor assessment for *Encephalitozoon cuniculi* seroprevalence in Finnish pet rabbits (*Oryctolagus cuniculus*). Acta Veterinaria Scandinavica. 64(1). doi:10.1186/s13028-022-00622-5.
- Mans C, Donnelly TM. 2021. Chinchillas. In: Quesenberry KE, Orcutt CJ, Mans C, Carpenter JW, editores. Ferrets, Rabbits and Rodents Clinical Medicine and Surgery. 4ª Edição. St. Louis (MO): Elsevier. p.298-322.
- Marcatoma E. 2021. Prevalencia de Parásitos intestinales en cuyes de producción (*Cavia porcellus*) mediante las técnicas de Flotación y Sedimentación. Universidad Politécnica Salesiana Sede Cuenca Carrera de Medicina Veterinaria Y Zootecnia.
- Martins, S., Almeida, C., Lozano, J., Madeira de Carvalho, L.M. (2022) Case study: characterization of gastrointestinal parasites in small companion mammals. CIISA

Congress “Innovation in Animal, Veterinary and Biomedical Research, Lisbon 11-12 November, pp. 164.

- Mayer J, Mans C. 2018. Chapter 9 - Rodents. In: Carpenter J, Marion C, editores. Exotic Animal Formulary. 5th Edition. Elsevier, Amesterdão. p. 459–493.
- Mitchell MA, Tully TN. 2021. Zoonotic Diseases Associated with Small Mammals. In: Quesenberry KE, Orcutt CJ, Mans C, Carpenter JW, editores. Ferrets, Rabbits and Rodents Clinical Medicine and Surgery. 4ª Edição. St. Louis (MO):Elsevier. p.609-619.
- Nicollas H, Domingo C, Ferrer A, Waminal S. 2022. Identification of Internal Parasites Of Meat-Type Rabbits (*Oryctolagus cuniculus* L.) through fecalysis in a State College Bulacan, Philippines. Agrikultura CRI Journal 2 (2).
- Oglesbee BL, Lord B. 2021. Gastrointestinal Diseases of Rabbits. In: Quesenberry KE, Orcutt CJ, Mans C, Carpenter JW, editores. Ferrets, Rabbits and Rodents Clinical Medicine and Surgery. 4ª Edição. St. Louis (MO):Elsevier. p.174-187.
- Oxbow Animal Health. 2022. Natural Science Digestive Support; [acedido em 2022 jun 26]. <https://www.oxbowanimalhealth.com/our-products/supplements/natural-science-digestive-support/>
- Pakandl M. 2009. Coccidia of rabbit: a review. Folia Parasitol 56[3]: 153–166. Doi: 10.14411/fp.2009.019
- Pantchev N, Broglia A, Paoletti B, Globokar Vrhovec M, Bertram A, Nöckler K, Cacciò SM. 2014. Occurrence and molecular typing of *Giardia* isolates in pet rabbits, chinchillas, guinea pigs and ferrets collected in Europe during 2006-2012. Veterinary Record. 175(1):18. doi:10.1136/vr.102236.
- Pignon C, Mayer J. 2021. Guinea Pigs. In: Quesenberry KE, Orcutt CJ, Mans C, Carpenter JW, editores. Ferrets, Rabbits and Rodents Clinical Medicine and Surgery. 4ª Edição. St. Louis (MO):Elsevier. p.270-297.
- Pritt S, Cohen K, Sedlacek H. 2012. Chapter 15 - Parasitic Diseases. In: Suckow MA, Stevens KA, Wilson RP, editores. American College of Laboratory Animal Medicine, The Laboratory Rabbit, Guinea Pig, Hamster, and Other Rodents. Academic Press. p. 415-446.
- Qi M, Luo N, Wang H, Yu F, Wang R, Huang J, Zhang L. 2015. Zoonotic *Cryptosporidium* spp. and *Enterocytozoon bieneusi* in pet chinchillas (*Chinchilla lanigera*) in China. Parasitology International. 64(5):339–341. doi:10.1016/j.parint.2015.05.007.
- Richardson VCG. 2000. Rabbits: Health, husbandry, and disease. Blackwell Science.
- Rinaldi L, Russo T, Schioppi M, Pennacchio S, Cringoli G. 2007. *Passalurus ambiguus*: New insights into copromicroscopic diagnosis and circadian rhythm of egg excretion. Parasitology Research. 101(3):557–561. doi:10.1007/s00436-007-0513-z.
- Ryan U, Papparini A, Monis P, Hijjawi N. 2016. It's oficial – *Cryptosporidium* is a gregarine: What are the implications for the water industry? Water Res. 105:305–313. doi:10.1016/j.watres.2016.09.013.
- Fadunsin S, Nuhu A, Fabiyi J, Sanda I, Hussain K, Rabiou M, Ganiyu I. 2019. Prevalence and associated risk factors of *Eimeria* species in rabbits (*Oryctolagus cuniculus*) in Ilorin, Kwara State, Nigeria. Ann Parasitol. 65(3):267–273. doi:10.17420/ap6503.209.

- Sigcha K. 2021. Prevalencia de Toxoplasmosis en muestras de cobayos (*Cavia porcellus*) por el método de ELISA indirecto. Universidad Politécnica Salesiana Sede Cuenca Carrera de Medicina Veterinaria Y Zootecnia.
- Sokól R, Galecki R. 2018. The resistance of *Eimeria* spp. to toltrazuril in black grouse (*Lyrurus tetrix*) kept in an aviary. Poultry Science 97 (12):4193-4199. doi: 10.3382/ps/pey296
- Sürsal N, Gökpınar S, Yıldız K. 2014. Prevalence of intestinal parasites in hamsters and rabbits in some pet shops of Turkey. Türkiye parazitolojii dergisi / Türkiye Parazitoloji Derneği=Acta parasitologica Turcica / Turkish Society for Parasitology. 38(2):102–105. doi:10.5152/tpd.2014.3338.
- Taylor MA, Coop RL, Wall RL. 2016. Veterinary Parasitology. 4ª Edição. United Kingdom: Willey Blackwell
- Teixeira J. 2019. Comparação da prevalência de *giardia* spp. e *cryptosporidium* spp. Entre canídeos de clínica e de canil da região de lisboa [dissertação]. Lisboa: Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa.
- Teixeira RSD 2013. Ocorrência de parasitas gastrointestinais em dois grupos de *Chinchilla lanigera* no norte de Portugal. [dissertação de mestrado]. Lisboa: Lisboa: Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa.
- UK NEQAS Parasitology. [date unknown]. Modified Ziehl-Neelsen. PHENational Parasitology Reference Laboratory. London: Hospital for Tropical Diseases; [acedido em 2022 dez 5].
https://www.ukneqasmicro.org.uk/parasitology/images/pdf/FaecalParasitology/DiagnosticTests/Modified_Ziehl.pdf
- Veronesi F, Piergili Fioretti D, Morganti G, Bietta A, Moretta I, Moretti A, Traversa D. 2012. Occurrence of *Giardia duodenalis* infection in chinchillas (*Chinchilla lanigera*) from Italian breeding facilities. Research in Veterinary Science. 93(2):807–810. doi:10.1016/j.rvsc.2011.12.019.
- Vetterling JM. 1976. Protozoan Parasites. In: The Biology of the Guinea Pig. Elsevier. p. 163–196
- Wang S, Yao Z, Li L, Pan Y, Li P, Nan X, Xie Q, Zhang Z. 2018. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* and *Encephalitozoon cuniculi* among domestic rabbits in central China. Parasite. 25. doi:10.1051/parasite/2018010.
- Zajac. 2012. Veterinary Clinical Parasitology Eighth Edition. Iowa: John Wiley & Sons, Inc.

ANEXOS

Anexo I – Poster apresentado no congresso do CIISA 2022

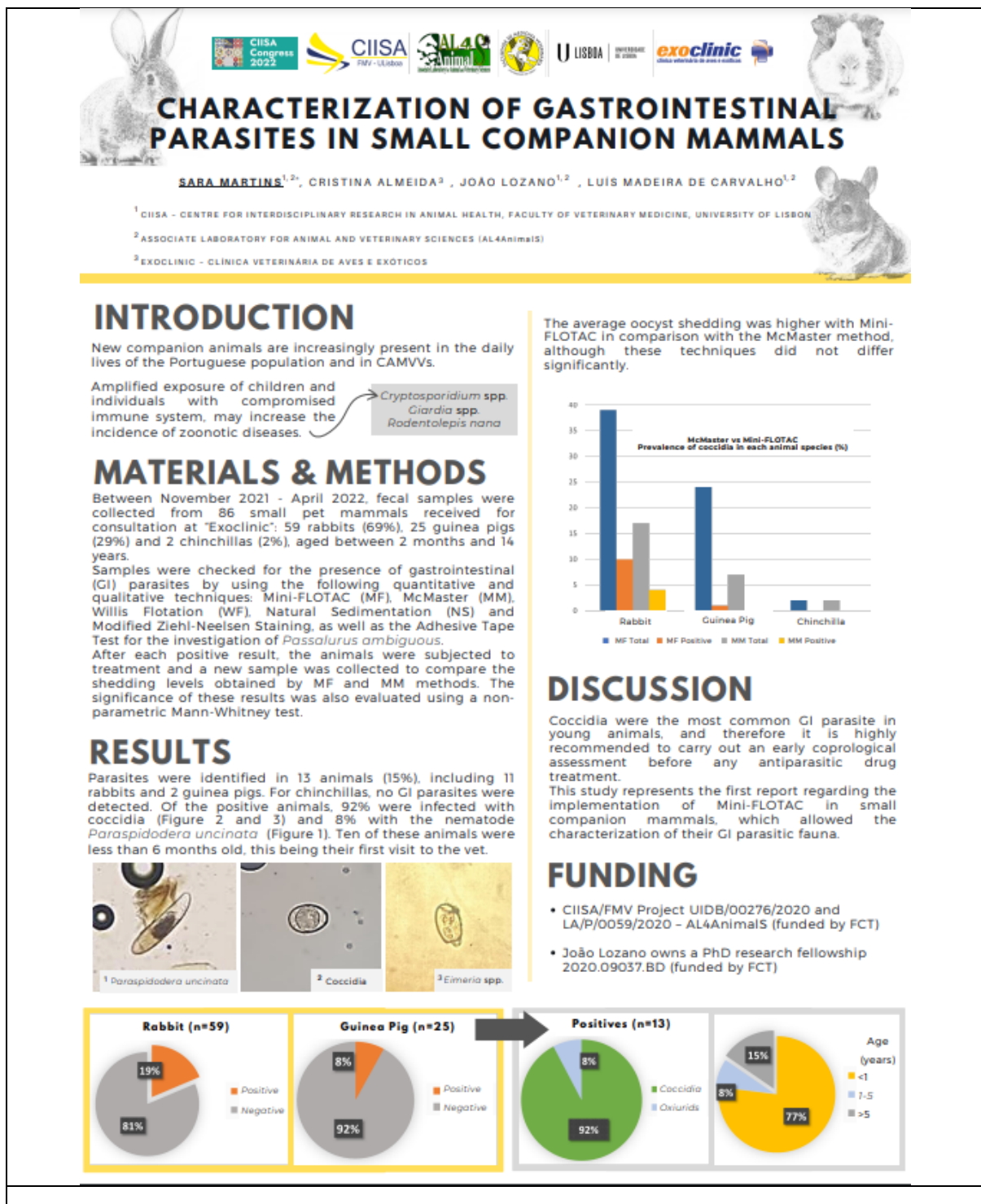


Figura 28 – Poster apresentado no congresso do CIISA 2022 (Martins et al, 2022).

Anexo II – Fotografias originais retiradas durante o estágio curricular



Figura 29 e 30 – Marsupialização de abscesso num coelho.

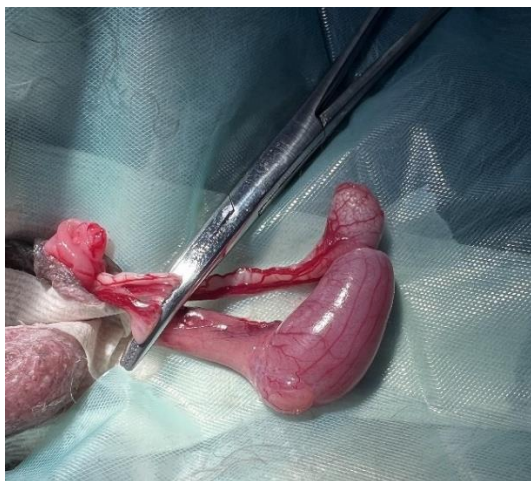


Figura 31 – Orquiectomia num coelho.



Figura 32 – Ovariohisterectomia numa coelha.



Figura 33 – Enterotomia num coelho.

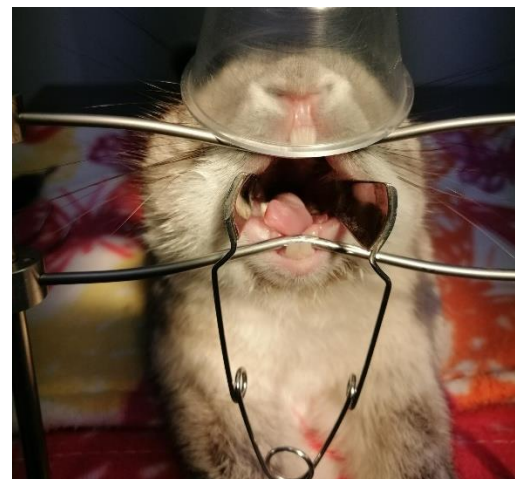


Figura 34 – Correção dentária num coelho.



Figura 35 e 36 – Radiografia de uma catatua onde podemos observar uma fratura do tibiotarso (figura 35) e radiografia após resolução ortopédica (figura 36).



Figura 37 – Colocação de cateter num porquinho-da-índia.



Figura 38 – Colocação de cateter num ganso.

Anexo III – Possíveis tratamentos para os parasitas gastrointestinais em coelhos.

PARASITAS	SUBSTÂNCIA ATIVA	PLANO TERAPÊUTICO	REFERÊNCIA
PROTOZOÁRIOS			
<i>Eimeria</i> spp.	Diclazuril	4 mg/kg SC (profilaxia 0,5/1/2 mg/kg)	Brown and Smiler (2012); Fisher and Graham (2018)
	Toltrazuril	2.5–10 mg/kg PO SID durante 3 dias e repetir após 7–10 dias	Brandão et al. (2021)
	Trimetoprim- sulfametoxazol	30 mg/Kg, PO, BID, durante 10 dias	Oglesbee and Lord (2021)
	Sulfadimetoxina	Uma toma a 50 mg/kg PO, seguido de 25 mg/kg PO SID durante 10–20 dias	Hedley (2020)
<i>Cryptosporidium</i> spp.	Atualmente não existe nenhum tratamento eficaz		Oglesbee and Lord (2021)
<i>Giardia</i> <i>duodenalis</i>	Metronidazol	20 mg/kg, PO, BID	Fisher and Graham (2018)
<i>Toxoplasma</i> <i>gondii</i>	Trimetoprim-sulfa	30 mg/kg PO, SC SID	Hedley (2020)
	Doxiciclina	2.5–4 mg/kg PO SID	
NEMATODES			
<i>Passalurus</i> <i>ambiguus</i>	Fenbendazol	20 mg/kg, PO, SID durante 5 dias e repetir em 14 dias	Fisher and Graham (2018)
	Piperazina	200 mg/kg, PO, repetida em 14 dias	Oglesbee e Lord (2021)
<i>Obeliscoides</i> <i>cuniculi</i>	Fenbendazol	5–20 mg/kg, PO, SID durante 5 dias e repetir em 14 dias	Fisher and Graham (2018)
<i>Graphidium</i> <i>strigosum</i>	Fenbendazol	5–20 mg/kg, PO, SID durante 5 dias e repetir em 14 dias	Fisher and Graham (2018)
	Ivermectina	0.2–0,5 mg/kg SC, PO a cada 7–14 dias	Hedley (2020)
CESTODES			
<i>Taenia pisiformis</i> <i>Taenia serialis</i>	Praziquantel	5–10 mg/kg PO, repetir após 10–14 dias	Hedley (2020)
	Pamoato de pirantel	5-10 mg/kg PO, SC e repetir em 14 dias	Fisher and Graham (2018)

Anexo IV – Possíveis tratamentos para os parasitas gastrointestinais mencionados em porquinhos-da-Índia.

PARASITAS	SUBSTÂNCIA ATIVA	PLANO TERAPÊUTICO	REFERÊNCIA
PROTOZOÁRIOS			
<i>Eimeria caviae</i>	Sulfadimetoxina	Uma toma a 50 mg/kg PO, seguindo de 25 mg/kg PO SID durante 10–20 dias	Hedley (2020)
	Trimetoprim/sulfanamida	15–30 mg/kg PO, IM, SC a cada 12–24h	
	Toltrazuril	10 mg/kg PO SID durante 3 dias, após um intervalo de 3–5 dias, repetir durante mais 3 dias	Mayer and Mans (2018)
<i>Cryptosporidium wrairi</i>	Atualmente não existe nenhum tratamento eficaz		Brown and Smiler (2012)
<i>Giardia spp.</i>	Metronidazol	10–20 mg/kg PO BID ou 40 mg/kg PO SID	Hedley (2020)
	Fenbendazol	20–50 mg/kg PO SID durante 5 dias	Mayer and Mans (2018)
<i>Toxoplasma gondii</i>	Trimetoprim-sulfa	15–30 mg/kg PO, IM, SC a cada 12–24h	Hedley (2020)
	Doxiciclina	2.5 mg/kg PO BID ou 70–100 mg/kg SC, IM preparação de longa ação	
NEMATODES			
<i>Paraspidodera uncinata</i>	Ivermectina	0,2 a 0,4 mg/kg, PO, SC, a cada 7 a 14 dias	Mayer and Mans (2018)
	Fenbendazol	20–50 mg/kg PO SID durante 5 dias	Mayer and Mans (2018)
CESTODES			
<i>Rodentolepis nana</i>	Praziquantel	5–10 mg/kg PO, SC 2 tomas a cada 10 dias	Mayer and Mans (2018)

Anexo V– Possíveis tratamentos para os parasitas gastrointestinais mencionados em chinchilas.

PARASITAS	SUBSTÂNCIA ATIVA	PLANO TERAPÊUTICO	REFERÊNCIA
PROTOZOÁRIOS			
<i>Eimeria chinchillae</i>	Sulfadimetoxina	Uma toma a 50 mg/kg PO, seguindo de 25 mg/kg PO SID durante 10–20 dias	Mayer and Mans (2018)
	Trimetoprim/sulfanamida	15–30 mg/kg PO, IM, SC a cada 12–24h	Hedley (2020)
	Toltrazuril	10 mg/kg PO SID durante 3 dias, após um intervalo de 3–5 dias, repetir durante mais 3 dias	Mayer and Mans (2018)
<i>Giardia duodenalis</i>	Metronidazol	10–20 mg/kg PO BID; 40 mg/kg PO SID; 50 mg/kg PO BID durante 5 dias pode ser necessário (com precaução)	Hedley (2020)
	Fenbendazol	20–50 mg/kg PO SID durante 5 dias	Mayer and Mans (2018)
	Albendazol	25 mg/kg PO BID durante 2 dias	
<i>Cryptosporidium spp.</i>	Atualmente não existe nenhum tratamento eficaz		Brown and Smiler (2012)
<i>Toxoplasma gondii</i>	Trimetoprim-sulfa	15–30 mg/kg PO, IM, SC a cada 12–24h	Hedley (2020)
	Doxiciclina	2.5 mg/kg PO BID ou 70–100 mg/kg SC, IM preparação de longa ação	
NEMATODES			
<i>Syphacia obvelata</i>	Fenbendazol	20–50 mg/kg PO SID durante 5 dias	Mayer and Mans (2018)
CESTODES			
<i>Rodentolepis nana</i>	Praziquantel	6–10 mg/kg PO, SC, repetir em 10 dias	(Mayer and Mans (2018)