

UNIVERSIDADE DE LISBOA  
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA

**U LISBOA**

UNIVERSIDADE  
DE LISBOA



RASTREIO PARASITOLÓGICO EM LAGOMORFOS, ROEDORES E PETAUROS DO  
AÇÚCAR, ATRAVÉS DAS TÉCNICAS DE ESFREGAÇO FECAL E MINI-FLOTAC

ANA LAURA TOMÁS MATEUS

ORIENTADOR:  
Doutor Luís Manuel Madeira de Carvalho

TUTOR:  
Mestre Rui Filipe Galinho Patrício

2022

UNIVERSIDADE DE LISBOA  
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA



UNIVERSIDADE  
DE LISBOA



RASTREIO PARASITOLÓGICO EM LAGOMORFOS, ROEDORES E PETAUROS DO  
AÇÚCAR, ATRAVÉS DAS TÉCNICAS DE ESFREGAÇO FECAL E MINI-FLOTAC

ANA LAURA TOMÁS MATEUS

DISSERTAÇÃO DE MESTRADO INTEGRADO EM MEDICINA VETERINÁRIA

JÚRI

PRESIDENTE:

Doutora Isabel Maria Soares Pereira da  
Fonseca de Sampaio

ORIENTADOR:

Doutor Luís Manuel Madeira de Carvalho

VOGAIS:

Doutor Luís Manuel Madeira de Carvalho  
Doutor José Augusto Farraia e Silva Meireles

TUTOR:

Mestre Rui Filipe Galinho Patrício

2022

## DECLARAÇÃO RELATIVA ÀS CONDIÇÕES DE REPRODUÇÃO DA DISSERTAÇÃO

Nome: Ana Laura Tomás Mateus

Título da Tese ou Dissertação: Rastreo Parasitológico em lagomorfos, roedores e petauros do açúcar, através das técnicas de esfregaço fecal e Mini-FLOTAC

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, 22 de novembro de 2022

Assinatura: *Ana Mateus*

## **Agradecimentos**

Em primeiro lugar, quero agradecer ao meu orientador, Professor Doutor Luís Madeira de Carvalho, ao meu tutor, Dr. Rui Patrício e ao Laboratório de Parasitologia e Doenças Parasitárias da FMV da Universidade de Lisboa, em particular ao doutorando João Lozano e à técnica superior Lídia Gomes, por toda a ajuda, ensinamentos e paciência durante este período de estágio e escrita da dissertação. Obrigada, também, a todos os detentores e animais que permitiram a realização deste estudo.

Agradeço a todos aqueles que contribuíram para o meu crescimento pessoal e profissional, nomeadamente: a equipa da Clínica Veterinária de Tires, da Clínica Veterinária de Telheiras e da Unidade de Isolamento e Contenção Biológica da FMV (ULisboa), entre muitas outras entidades que me acolheram durante estes 6 anos de curso.

Obrigada aos professores da FMV (ULisboa), pelos conhecimentos transmitidos e pela resiliência, mesmo quando as aulas eram lecionadas para pequenos quadrados num ecrã de computador.

E porque sem amigos a faculdade seria um caminho impossível, agradeço a todos os que me ajudaram neste percurso, em especial às amigas do grupo do WhatsApp, às colegas de estágio e àqueles residentes da FMHII (onde até fiz um melhor amigo).

Agradeço a todos os meus amigos de Ansião e arredores e familiares, destacando os meus pais e irmã que permitiram que estudasse durante 6 anos e que não me deixaram desistir em 2016. À minha avó Emília que me ajudou em momentos de grande aperto.

Obrigada aos animais que já me fizeram ou que ainda me fazem companhia na minha casa, com um carinho especial pelo cão Bolota que me acompanha desde os meus 8 anos.

Obrigada a todos os animais, por todo o amor que nos oferecem sem pedir nada em troca (ou talvez uns biscoitos, carinho e lambidelas) e à Medicina Veterinária.

# Rastreo parasitológico em lagomorfos, roedores e petauros do açúcar, através das técnicas de esfregaço fecal e Mini-FLOTAC

## Resumo

Atualmente existe um grande número de animais exóticos mantidos como animais de companhia. Estes animais podem ser importantes reservatórios de parasitas, alguns deles transmissíveis ao Homem.

Neste estudo, foi realizado um rastreo parasitológico em algumas espécies de pequenos mamíferos exóticos de companhia, em Portugal, de forma a obter prevalências de parasitas gastrointestinais nessas populações. Foram obtidas amostras de fezes de 57 animais, incluindo 23 coelhos, 14 porquinhos da Índia, 2 chinchilas, 3 ratazanas, 2 hamsters e 13 petauros do açúcar. As amostras foram analisadas através do Mini-FLOTAC e do esfregaço fecal com coloração Ziehl-Neelsen.

Foram identificados parasitas gastrointestinais em 8,77% (5/57) dos animais. Através do Mini-FLOTAC foi possível observar e quantificar oocistos de *Eimeria* spp. em 13,04% (3/23) dos coelhos. O esfregaço fecal com coloração Ziehl-Neelsen permitiu identificar quistos de *Giardia* spp. em duas das três amostras fecais das ratazanas. Um aspeto comum entre estes 5 animais positivos, é o facto de em nenhum deles ser realizada desparasitação regular de forma profilática.

O Mini-FLOTAC é uma técnica relativamente recente, muito sensível, precisa e exata, que neste estudo permitiu a identificação de uma espécie altamente contagiosa entre coelhos. Por sua vez, através do esfregaço fecal com coloração Ziehl-Neelsen é possível identificar oocistos de *Cryptosporidium* spp. e quistos de *Giardia* spp., dois protozoários com potencial zoonótico.

**Palavras-chave:** Animais exóticos, Medicina preventiva, Parasitas, Prevalência, Portugal

## **Parasitological screening in lagomorphs, rodents and sugar gliders, through faecal smear and Mini-FLOTAC techniques**

### **Abstract**

Nowadays, there is a great number of exotic animals kept as pets. These animals can be important reservoirs of parasites, some transmissible to humans.

In this study, a parasitological screening was carried out on some small exotic mammal species kept as pets, in Portugal, to assess the prevalence of gastrointestinal parasites in these populations. Faecal samples were collected from 57 animals, including 23 rabbits, 14 guinea pigs, 2 chinchillas, 3 rats, 2 hamsters and 13 sugar gliders. Samples were analyzed through Mini-FLOTAC and faecal smear with Ziehl-Neelsen staining.

Gastrointestinal parasites were identified in 8,77% (5/57) of the animals. Through Mini-FLOTAC it was possible to observe and quantify *Eimeria* spp. oocysts in 13,04% (3/23) of the rabbits. The faecal smear with Ziehl-Neelsen staining allowed the identification of *Giardia* spp. cysts in two out of three of the rat faecal samples. One common aspect between these 5 positive animals is the fact that no regular deworming is performed in a prophylactic way in none of them.

Mini-FLOTAC is a relatively recent technique, very sensitive, precise and accurate, that in this study allowed the identification of one highly contagious species among rabbits. On the other hand, through faecal smear with Ziehl-Neelsen staining is possible to identify *Cryptosporidium* spp. oocysts and *Giardia* spp. cysts, two protozoans with zoonotic potential.

**Key-words:** Exotic animals, Preventive medicine, Parasites, Prevalence, Portugal

## ÍNDICE

Agradecimentos .....	iii
Resumo .....	iv
Abstract .....	v
Índice de figuras .....	xi
Índice de gráficos .....	xiii
Índice de tabelas .....	xiv
Índice de anexos .....	xv
Lista de abreviaturas.....	xvi
1. Atividades realizadas durante o estágio curricular .....	1
2. Revisão bibliográfica .....	3
2.1. Introdução .....	3
2.2. Fisiologia do trato gastrointestinal.....	3
2.2.1. Coelhos .....	3
2.2.2. Porquinhos da Índia .....	4
2.2.3. Chinchilas .....	5
2.2.4. Ratazanas.....	6
2.2.5. Hamsters .....	6
2.2.6. Petauros do açúcar .....	7
2.3. Parasitas gastrointestinais de pequenos mamíferos exóticos.....	8
2.3.1. Coelhos .....	8
2.3.1.1. Protozoários.....	8
2.3.1.1.1. <i>Giardia</i> spp.....	8
2.3.1.1.2. <i>Eimeria</i> spp.....	9
2.3.1.1.3. <i>Cryptosporidium</i> spp. ....	11
2.3.1.2. Céstodes.....	12
2.3.1.2.1. <i>Mosgovoyia pectinata</i> e <i>Cittotaenia ctenoides</i> .....	12
2.3.1.3. Nemátodes .....	13
2.3.1.3.1. <i>Trichostrongylus retortaeformis</i> .....	13

2.3.1.3.2. <i>Passalurus ambiguus</i> .....	14
2.3.2. Porquinhos da Índia .....	14
2.3.2.1. Protozoários.....	14
2.3.2.1.1. <i>Eimeria caviae</i> .....	14
2.3.2.1.2. <i>Cryptosporidium</i> spp. ....	15
2.3.2.1.3. <i>Balantidium</i> spp.....	15
2.3.2.1.4. <i>Giardia</i> spp.....	16
2.3.2.2. Céstodes.....	16
2.3.2.2.1. <i>Rodentolepis nana</i> e <i>Hymenolepis diminuta</i> .....	16
2.3.2.3. Nemátodes .....	18
2.3.2.3.1. <i>Paraspidodera uncinata</i> .....	18
2.3.3. Chinchilas .....	19
2.3.3.1. Protozoários.....	19
2.3.3.1.1. <i>Eimeria chinchillae</i> .....	19
2.3.3.1.2. <i>Cryptosporidium</i> spp. ....	19
2.3.3.1.3. <i>Giardia</i> spp.....	19
2.3.3.2. Céstodes.....	19
2.3.3.2.1. <i>Rodentolepis nana</i> .....	19
2.3.3.3. Nemátodes .....	20
2.3.3.3.1. <i>Syphacia obvelata</i> .....	20
2.3.4. Ratazanas.....	20
2.3.4.1. Protozoários.....	20
2.3.4.1.1. <i>Cryptosporidium</i> spp. ....	20
2.3.4.1.2. <i>Eimeria</i> spp. ....	20
2.3.4.1.3. <i>Giardia</i> spp.....	21
2.3.4.2. Céstodes.....	21
2.3.4.2.1. <i>Rodentolepis nana</i> e <i>Hymenolepis diminuta</i> .....	21
2.3.4.3. Nemátodes .....	22
2.3.4.3.1. <i>Trichuris muris</i> .....	22

2.3.4.3.2. <i>Aspiculuris tetraptera</i> .....	22
2.3.4.3.3. <i>Syphacia muris</i> .....	22
2.3.4.3.4. <i>Heterakis spumosa</i> .....	23
2.3.4.3.5. <i>Trichostrongylus spp.</i> .....	23
2.3.5. Hamsters.....	23
2.3.5.1. Protozoários.....	23
2.3.5.1.1. <i>Cryptosporidium muris</i> .....	23
2.3.5.1.2. <i>Giardia spp.</i> .....	23
2.3.5.2. Céstodes.....	24
2.3.5.2.1. <i>Rodentolepis nana e Hymenolepis diminuta</i> .....	24
2.3.5.3. Nemátodes.....	24
2.3.5.3.1. <i>Aspiculuris tetraptera e Syphacia spp.</i> .....	24
2.3.6. Petauros do açúcar.....	24
2.3.6.1. Protozoários.....	24
2.3.6.1.1. <i>Eimeria spp.</i> .....	24
2.3.6.1.2. <i>Cryptosporidium spp.</i> .....	24
2.3.6.1.3. <i>Giardia spp.</i> .....	24
2.3.6.2. Céstodes e nemátodes.....	24
2.4. Diagnóstico.....	25
2.4.1. Protozoários.....	25
2.4.1.1. <i>Cryptosporidium spp.</i> .....	25
2.4.1.2. <i>Eimeria spp.</i> .....	26
2.4.1.3. <i>Balantidium caviae</i> .....	26
2.4.1.4. <i>Giardia spp.</i> .....	27
2.4.2. Céstodes.....	28
2.4.2.1. <i>Rodentolepis nana e Hymenolepis diminuta</i> .....	28
2.4.2.2. <i>Mosgovoyia pectinata</i> .....	28
2.4.3. Nemátodes.....	28
2.4.3.1. <i>Trichostrongylus spp.</i> .....	28

2.4.3.2. <i>Aspiculuris tetraptera</i> .....	29
2.4.3.3. <i>Syphacia</i> spp.....	29
2.4.3.3. <i>Paraspidodera uncinata</i> .....	30
2.4.3.4. <i>Trichuris muris</i> .....	30
2.4.3.5. <i>Heterakis spumosa</i> .....	30
2.4.3.6. <i>Passalurus ambiguus</i> .....	30
2.5. Terapêutica.....	30
2.6. Prevenção.....	31
3. Rastreamento parasitológico em lagomorfos, roedores e petauros do açúcar através das técnicas de esfregaço fecal e Mini-FLOTAC .....	32
3.1. Objetivos do estudo .....	32
3.2. Material e métodos .....	32
3.2.1. Espécies animais envolvidas no estudo.....	32
3.2.2. Colheita e armazenamento de amostras.....	33
3.2.3. Recolha de informações acerca dos animais em estudo .....	33
3.2.4. Técnicas laboratoriais.....	33
3.2.4.1. Mini-FLOTAC.....	33
3.2.4.2. Esfregaço fecal com coloração Ziehl-Neelsen.....	35
3.3. Resultados .....	36
3.3.1. Coelhos .....	36
3.3.2. Porquinhos da Índia .....	40
3.3.3. Chinchilas .....	43
3.3.4. Ratazanas.....	44
3.3.5. Hamsters .....	45
3.3.6. Petauros do açúcar .....	45
3.4. Discussão.....	47
3.4.1. Coelhos .....	47
3.4.1.1. <i>Eimeria</i> spp.....	47
3.4.1.2. <i>Mosgovoyia pectinata</i> , <i>Cittotaenia ctenoides</i> e <i>Trichostrongylus retortaeformis</i> .....	47

3.4.1.3. <i>Passalurus ambiguus</i> .....	47
3.4.1.4. <i>Giardia duodenalis</i> .....	48
3.4.1.5. <i>Cryptosporidium</i> spp. ....	48
3.4.1.6. Idade .....	49
3.4.1.7. Situação de doença .....	49
3.4.1.8. Estilo de vida .....	50
3.4.1.9. Contacto com outros animais .....	50
3.4.2. Porquinhos da Índia .....	50
3.4.2.1. <i>Paraspidodera uncinata</i> .....	50
3.4.2.2. <i>Eimeria caviae</i> .....	51
3.4.2.3. <i>Balantidium</i> spp. ....	51
3.4.2.4. <i>Hymenolepis</i> spp. ....	51
3.4.3. Chinchilas .....	51
3.4.4. Ratazanas .....	52
3.4.4.1. <i>Eimeria nieschulzi</i> e <i>Trichuris muris</i> .....	52
3.4.4.2. <i>Cryptosporidium</i> spp. ....	52
3.4.4.3. Nemátodes e céstodes .....	53
3.4.5. Hamsters .....	53
3.4.7. Petauros do açúcar .....	54
3.4.8. Mini-FLOTAC .....	54
3.4.8. Esfregaço fecal com coloração Ziehl-Neelsen .....	55
3.5. Conclusão .....	56
4. Referências bibliográficas .....	57
5. Anexos .....	71

## Índice de figuras

Figura 1- Timoma num <i>Agapornis fischer</i> .....	2
Figura 2- Abertura do plastron de uma <i>Trachemys scripta elegans</i> para ovariosalpingectomia.....	2
Figura 3- Coelho, <i>Oryctolagus cuniculus</i> .....	3
Figura 4- Porquinhos da Índia, <i>Cavia porcellus</i> .....	5
Figura 5- Chinchila, <i>Chinchilla</i> spp.....	5
Figura 6- Ratazana, <i>Rattus norvegicus</i> .....	6
Figura 7- Hamster Chinês, <i>Cricetulus griseus</i> .....	7
Figura 8- Petauro do açúcar, <i>Petaurus breviceps</i> .....	8
Figura 9- Ciclo de vida de <i>Giardia</i> spp.....	9
Figura 10- Ciclo de vida de <i>Eimeria</i> spp.....	10
Figura 11- Ciclo vida de <i>Cryptosporidium</i> spp.....	12
Figura 12- Ciclo de vida de <i>Trichostrongylus</i> spp.....	14
Figura 13- Ciclo de vida direto de <i>Rodentolepis nana</i> .....	17
Figura 14- Ciclo de vida indireto de <i>Rodentolepis nana</i> e <i>Hymenolepis diminuta</i> .....	18
Figura 15- Oocistos de <i>Cryptosporidium</i> spp.....	25
Figura 16- <i>Eimeria</i> spp.....	26
Figura 17- <i>Giardia</i> spp.....	27
Figura 18- Ovos de <i>Rodentolepis nana</i> e <i>Hymenolepis diminuta</i> identificados em fezes de esquilos de companhia, através da técnica de FLOTAC.....	28
Figura 19- <i>Trichostrongylus</i> spp.....	29
Figura 20- <i>Syphacia</i> spp.....	29
Figura 21- Constituintes do Mini-FLOTAC.....	34
Figura 22- Alguns procedimentos da técnica Mini-FLOTAC.....	35
Figura 23- Alguns procedimentos da coloração Ziehl-Neelsen.....	36
Figura 24- Oocistos de <i>Eimeria</i> spp. na preparação de Mini-FLOTAC, a partir de fezes de um coelho de companhia.....	36
Figura 25- Desparasitação dos coelhos envolvidos no estudo.....	38
Figura 26- Sexo, idade, concelho, desparasitação, histórico de parasitose gastrointestinal, situação de doença, estilo de vida e contacto com outros animais das ratazanas envolvidas no estudo.....	43
Figura 27- Quistos de <i>Giardia</i> spp. (setas) no esfregaço fecal de uma ratazana de companhia, com coloração Ziehl-Neelsen.....	44
Figura 28- Sexo, idade, concelho, desparasitação, histórico de parasitose gastrointestinal, situação de doença, estilo de vida e contacto com outros animais das ratazanas envolvidas no estudo.....	44

**Figura 29- Sexo, idade, concelho, desparasitação, histórico de parasitose gastrointestinal, situação de doença, estilo de vida e contacto com outros animais dos hamsters envolvidos no estudo .....45**

## Índice de gráficos

Gráfico 1- <b>Espécies animais envolvidas no estudo (%)</b> .....	32
Gráfico 2- <b>Sexo dos coelhos envolvidos no estudo (M-Macho; F-Fêmea)</b> .....	37
Gráfico 3- <b>Idade dos coelhos envolvidos no estudo (m- mês(es); a-ano(s))</b> .....	37
Gráfico 4- <b>Concelhos em que os detentores residem com os coelhos envolvidos no estudo</b> .....	38
Gráfico 5- <b>Histórico de parasitose gastrointestinal dos coelhos envolvidos no estudo</b> .....	38
Gráfico 6- <b>Situação de doença dos coelhos envolvidos no estudo</b> .....	39
Gráfico 7- <b>Estilo de vida dos coelhos envolvidos no estudo</b> .....	39
Gráfico 8- <b>Contacto dos coelhos envolvidos no estudo com outros animais</b> .....	40
Gráfico 9- <b>Sexo dos porquinhos da Índia envolvidos no estudo (M-Macho; F-Fêmea)</b> ..	40
Gráfico 10- <b>Idade dos porquinhos da Índia envolvidos no estudo (m- mês(es); a-ano(s))</b> .....	41
Gráfico 11- <b>Concelhos em que os detentores residem com os porquinhos da Índia envolvidos no estudo</b> .....	41
Gráfico 12- <b>Desparasitação dos porquinhos da Índia envolvidos no estudo</b> .....	41
Gráfico 13- <b>Histórico de parasitose gastrointestinal dos porquinhos da Índia envolvidos no estudo</b> .....	42
Gráfico 14- <b>Situação de doença dos porquinhos da Índia envolvidos no estudo</b> .....	42
Gráfico 15- <b>Estilo de vida dos porquinhos da Índia envolvidos no estudo</b> .....	42
Gráfico 16- <b>Contacto dos porquinhos da Índia envolvidos no estudo com outros animais</b> .....	43
Gráfico 17- <b>Sexo dos petauros do açúcar envolvidos no estudo, do grupo 1 (M-Macho; F- Fêmea)</b> .....	46
Gráfico 18- <b>Sexo dos petauros do açúcar envolvidos no estudo, do grupo 2 (M-Macho; F-Fêmea)</b> .....	46
Gráfico 19- <b>Idade dos petauros do açúcar envolvidos no estudo, do grupo 1 (m- mês(es); a-ano(s))</b> .....	46
Gráfico 20- <b>Idade dos petauros do açúcar envolvidos no estudo, do grupo 2 (m- mês(es); a-ano(s))</b> .....	46

## **Índice de tabelas**

Tabela 1- <b>Sexo dos coelhos C1, C2 e C3 (M-Macho; F-Fêmea)</b> .....	37
Tabela 2- <b>Idade dos coelhos C1, C2 e C3 (m- mês(es); a- ano(s))</b> .....	37
Tabela 3- <b>Concelhos em que os detentores residem com os coelhos C1, C2 e C3</b> .....	38
Tabela 4- <b>Desparasitação dos coelhos C1, C2 e C3</b> .....	38
Tabela 5- <b>Histórico de parasitose gastrointestinal dos coelhos C1, C2 e C3</b> .....	38
Tabela 6- <b>Situação de doença dos coelhos C1, C2 e C3</b> .....	39
Tabela 7- <b>Estilo de vida dos coelhos C1, C2 e C3</b> .....	39
Tabela 8- <b>Contacto dos coelhos C1, C2 e C3 com outros animais</b> .....	40

## Índice de anexos

Anexo 1- Intestino grosso do coelho.....	71
Anexo 2- Fígado de coelho parasitado com <i>Eimeira stiedae</i> .....	71
Anexo 3- Ciclo de vida de <i>Balantidium</i> spp. ....	72
Anexo 4- Ciclo de vida de <i>Trichuris</i> spp.....	73
Anexo 5- <i>Ophidascaris robertsi</i> em petauro do açúcar.....	73
Anexo 6- <i>Balantidium</i> spp. ....	74
Anexo 7- Ovos de <i>Mosgovoyia pectinata</i> .....	74
Anexo 8- Ovo de <i>Aspicularis tetraptera</i> .....	74
Anexo 9- Ovo de <i>Paraspidodera uncinata</i> .....	75
Anexo 10- <i>Trichuris</i> spp. ....	75
Anexo 11- Ovo de <i>Heterakis spumosa</i> .....	75
Anexo 12- Ovo de <i>Passalurus ambiguus</i> .....	76
Anexo 13- Ovo de ácaro em preparação de Mini-FLOTAC, em fezes de coelho de companhia.....	76
Anexo 14- Terapêutica antiparasitária em petauros do açúcar, roedores e coelhos .....	76
Anexo 15- Inquérito online realizado aos tutores que recolheram as fezes dos seus animais em casa.....	79

## **Lista de abreviaturas**

% - Percentagem

L1 - Larva(s) de 1º estágio

L2 - Larva(s) de 2º estágio

L3 – Larva(s) de 3º estágio

L4 - Larva(s) de 4º estágio

PCR - *Polymerase Chain Reaction*

ELISA - *Enzyme-Linked Immunosorbent Assay*

DNA - *Deoxyribonucleic Acid*

mg/kg - miligrama por quilograma

PO - *Per os*

q - a cada (um determinado número de horas ou dias)

SC - (Via) Subcutânea

IM- (Via) Intramuscular

g - grama

ml - mililitro

mg/ml - miligrama por mililitro

mg/L - miligrama por litro

mg - miligrama

g/L - grama por litro

ppm/L - partes por milhão por litro

ml/ml - mililitro por mililitro

FMV - Faculdade de Medicina Veterinária

ULisboa - Universidade de Lisboa

FMHII - Faculdade de Motricidade Humana II

sp. - espécie

spp. - espécies

OPG - Ovos por grama de fezes

## 1. Atividades realizadas durante o estágio curricular

O estágio curricular decorreu na “Allpets - Clínica Veterinária de Tires”, no total de 542 horas, com início a 2 de setembro de 2021 e conclusão a 14 de janeiro de 2022. Os animais presentes em consulta eram maioritariamente exóticos, surgindo ocasionalmente cães e gatos.

As principais espécies que surgiam em consulta eram, no caso dos pequenos mamíferos, os coelhos (*Oryctolagus cuniculus*), no caso das aves, os canários (*Serinus canaria*) e no caso dos répteis, as tartarugas aquáticas.

A estagiária teve a oportunidade de assistir e participar em consultas de manejo, vacinação e avaliação do estado geral dos animais.

De entre os motivos de consultas de medicina geral, destacam-se as situações de estase gastrointestinal em coelhos e o sobrecrecimento dentário em porquinhos da Índia. Nas aves destaca-se a regurgitação em psitacídeos, e nos répteis os abscessos em tartarugas aquáticas.

Em situações de urgência médica a estagiária pôde observar e auxiliar nos procedimentos veterinários, nomeadamente cateterização, colocação a soro, sedação, oxigenoterapia, manutenção em incubadora, aquecimento, entre outros.

Quando havia necessidade de realização de exames complementares ao diagnóstico, foi possível observar, auxiliar ou realizar alguns dos procedimentos, nomeadamente: colheita de sangue/urina/fezes, análises bioquímicas, exames radiográficos, realização e observação ao microscópio ótico de esfregaços sanguíneos e fecais, raspagens cutâneas e tricogramas, endoscopia para biópsia do papo, contenção dos animais, entre outros.

Nas cirurgias, a estagiária assistiu, auxiliou ou realizou a sedação dos animais, a cateterização, a indução anestésica, o controlo de parâmetros vitais do animal, participou como assistente de cirurgião, na administração de fármacos no pós-cirúrgico e avaliação do estado geral do animal durante o recobro. As cirurgias mais frequentes foram a ovariectomia e orquiectomia de coelhos, mas destacam-se também as correções de fraturas ósseas em membros de coelhos e porquinhos da Índia (*Cavia porcellus*), assim como o nivelamento dos dentes nestas mesmas espécies. Nas aves foi possível assistir à remoção de um timoma num agapornis (*Agapornis fischer*) (Figura 1) e à realização de uma tala em fratura do tibiotarso (*Agapornis personata*). Finalmente, nos répteis, foi possível assistir à remoção de um iridofuroma num camaleão do lémen (*Chamaleo calyptratus*) e à ovariosalpingectomia numa tartaruga-de-orelhas-vermelhas (*Trachemys scripta elegans*) (Figura 2). Posteriormente, foi possível assistir às consultas de reavaliação dos animais intervencionados cirurgicamente, nomeadamente para observação das feridas cirúrgicas.



Figura 1- Timoma num *Agapornis fischer*



Figura 2- Abertura do plastron de uma *Trachemys scripta elegans* para ovariosalpingectomia

Em casos de animais que permaneciam na clínica em regime diurno, a estagiária realizou, auxiliou ou assistiu à administração de fármacos, higienização das instalações, montagem de sistemas de fluidoterapia e colocação a soro, cateterização e alimentações assistidas (nomeadamente alimentação por seringa em pequenos mamíferos e alimentação por sonda em psitacídeos).

Durante o período de estágio curricular foram obtidas as amostras fecais necessárias para a realização deste estudo, que posteriormente, foram analisadas pela estagiária no Laboratório de Parasitologia e de Doenças Parasitárias da FMV-ULisboa, em horário intercalar com o estágio curricular na clínica.

## 2. Revisão bibliográfica

### 2.1. Introdução

Atualmente, muitos são os detentores que mantêm pequenos mamíferos exóticos como animais de companhia, sendo que em 2020, na Europa, os valores rondavam cerca de 30 milhões de animais (FEDIAF 2020).

É essencial educar os detentores destes animais para o seu manejo correto, nomeadamente em termos de alojamento, higiene, alimentação, comportamento e medicina preventiva (Sutherland et al. 2021). Uma vez que, para a maior parte destes animais (exceto coelhos e furões), não existem protocolos de vacinação, os restantes cuidados preventivos acabam por ser negligenciados (Sutherland et al. 2021).

A medicina preventiva envolve o controlo e deteção precoce de várias doenças, entre as quais as parasitoses. Tal como para os restantes animais, os pequenos mamíferos exóticos são possíveis hospedeiros de diversos parasitas, alguns deles com potencial zoonótico (ESCCAP 2017). Desta forma, a avaliação epidemiológica destas populações, assim como o estudo das medidas profiláticas a adotar, são essenciais para orientar os detentores.

### 2.2. Fisiologia do trato gastrointestinal

#### 2.2.1. Coelhos

Os coelhos (*Oryctolagus cuniculus*) pertencem à ordem Lagomorpha e à família Leporidae (Vella e Donnelly 2012) e são herbívoros estritos (Kohles 2014) (Figura 3). A sua alimentação deve ser, em maior percentagem, feno *ad libitum*, complementando com vegetais frescos (Meredith e Crossley 2002; Kohles 2014). Os alimentos comerciais formulados (rações) e alimentos ricos em açúcar devem ser cuidadosamente doseados (Meredith e Crossley 2002).



Figura 1- Coelho, *Oryctolagus cuniculus* (Vella e Donnelly 2012)

O estômago dos coelhos funciona como um reservatório, contendo cerca de 15% da ingesta do trato gastrointestinal (Vella e Donnelly 2012). O seu pH é bastante ácido (=2), sendo muito eficiente na destruição de bactérias e outros microrganismos (Vella e Donnelly 2012).

Segundo Suckow e Douglas (1997), citados por Sohn e Couto (2012), o intestino delgado é curto, representando 12% do volume do trato gastrointestinal e é nele que ocorrem a maior parte dos processos de digestão e absorção (Carabaño et al. 2010). Na porção distal do íleo ocorre a interseção deste órgão com o ceco e o cólon numa estrutura exclusiva do coelho designada *sacculus rotundus* (Kohles 2014) (Anexo 1).

A válvula íleocecal localiza-se entre o íleo e o intestino grosso e regula o movimento da matéria alimentar entre o intestino delgado e o intestino grosso (Kohles 2014).

Os coelhos possuem um ceco muito desenvolvido, onde ocorre fermentação bacteriana (Meredith e Crossley 2002). Este órgão constitui cerca de 40% do volume do seu trato gastrointestinal (Jenkins 1999). Consequentemente à fermentação bacteriana das partículas alimentares, ocorre formação de ácidos gordos voláteis e, de forma a tamponizar os efeitos destes ácidos, existe, na extremidade distal do ceco, um apêndice vermiforme responsável pela produção de bicarbonato (Cheeke 1987).

Segundo Kohles (2014), estes animais produzem dois tipos de fezes: fezes duras, secas e ricas em fibra e, por outro lado, fezes moles, cobertas por muco, designadas cecotrofos. Os cecotrofos são ricos em bactérias, protozoários, leveduras, ácidos gordos voláteis, enzimas (amilase e lisozima), aminoácidos, nitrogénio, vitaminas, água e minerais e, por isso, são reaproveitados pelos coelhos (Harcourt-Brown 2002; Vella e Donnelly 2012). A coprofagia é uma atividade fisiológica de um coelho saudável, ocorrendo uma a duas vezes em 24 horas, sobretudo durante a noite, e os cecotrofos são ingeridos inteiros diretamente do ânus (Meredith e Crossley 2002; Kohles 2014). Os cecotrofos são eliminados 3 a 8 horas após a ingestão de alimento e as dietas ricas em fibra estimulam a sua produção (Meredith e Crossley 2002).

Parte dos problemas mais comuns que afetam a saúde dos coelhos (de companhia e de produção) estão relacionados com o sistema gastrointestinal (Kohles 2014).

### **2.2.2. Porquinhos da Índia**

Os porquinhos da Índia (*Cavia porcellus*) pertencem à família Caviidae, constituída por 14 espécies (Yarto-Jaramillo 2011) (Figura 4). Estes animais são roedores (Yarto-Jaramillo 2011), herbívoros obrigatórios e possuem uma alimentação semelhante à dos coelhos (Kohles 2014). No entanto, estes necessitam de suplementação com vitamina C, uma vez que não possuem capacidade para sintetizá-la (Flecknell 2002). Esta suplementação pode ser

adquirida através de vegetais verdes frescos (couve, dente de leão, salsa, entre outros) e/ou alimento comercial formulado (Riggs 2009).



Figura 2- Porquinhos da Índia, *Cavia porcellus* (Riggs 2009)

Os porquinhos da Índia realizam fermentação no ceco e coprofagia, apesar de ainda não serem conhecidos os benefícios nutricionais deste comportamento nesta espécie como são descritos nos coelhos (Pignon e Mayer 2021). Os porquinhos da Índia apresentam um estômago exclusivamente glandular, ao contrário de outros roedores (Harkness et al. 2002).

O ceco dos porquinhos da Índia é o órgão mais desenvolvido do seu trato gastrointestinal, constituindo 65% do mesmo (Hargaden e Singer 2012).

### 2.2.3. Chinchilas

As chinchilas (*Chinchilla* spp.) são roedores e pertencem à família Chinchillidae, a qual é constituída por 6 espécies (Yarto-Jaramillo 2011) (Figura 5). O feno deve ser oferecido *ad libitum*, mas o alimento comercial formulado deve ser limitado (1 a 2 colheres de sopa por dia) (Hoefer e Crossley 2002).

A anatomia e fisiologia do trato gastrointestinal das chinchilas são mais semelhantes às dos porquinhos da Índia do que às dos coelhos (Kohles 2014). Por outro lado, o ceco das chinchilas contém menor quantidade de conteúdo alimentar do intestino grosso (23%), relativamente aos porquinhos da Índia (capacidade de 44%) e aos coelhos (capacidade de 57%) (Alworth e Harvey 2012).



Figura 3- Chinchila, *Chinchilla* spp. (ESCCAP 2017)

#### 2.2.4. Ratazanas

As ratazanas (*Rattus norvegicus*) são roedores pertencentes à família Muridae (Orr 2002) (Figura 6). Estes animais são omnívoros, sendo alimentados em cativeiro com alimentos comerciais formulados e, em menor quantidade, alimentos frescos (frutas e vegetais) e sementes (Orr 2002; Frohlich 2020).

O estômago das ratazanas, tal como o dos hamsters, possui uma região glandular e outra não glandular (Frohlich 2020). Tal como nas restantes espécies de roedores, o ceco é relativamente desenvolvido (Frohlich 2020) e realizam coprofagia (Orr 2002).



Figura 4- Ratazana, *Rattus norvegicus* (Frohlich 2020)

#### 2.2.5. Hamsters

Os hamsters (*Mesocricetus auratus*, *Phodopus sungorus sungorus*, *Cricetulus griseus*) são roedores pertencentes à família Cricetidae (Goodman 2002) (Figura 7).

O estômago dos hamsters é compartimentalizado, apresentando duas regiões bem demarcadas por um esfíncter muscular: glandular e não glandular (Baldrey 2021). É nesta última que ocorre a fermentação das partículas alimentares com recurso a microbiota do estômago e a um pH elevado (Miedel e Hankenson 2015).

De acordo com O'Malley (2005), citado por Baldrey (2021), o ceco é saculado e possui microbiota característica (*Lactobacillus* spp., *Bacteroides* spp. e alguns coliformes e clostrídeos). Tal como outros roedores, estes animais realizam coprofagia (Goodman 2002).

Existem poucos estudos sobre dietas específicas adequadas a hamsters (Newberne e McConnell 1979, citados por Miedel e Hankenson 2015). Estes animais são omnívoros e normalmente são alimentados com alimentos comerciais formulados indicados para roedores ou específicos para hamsters, complementando com pequenas quantidades de fruta fresca e vegetais (Baldrey 2021).



Figura 5- Hamster Chinês, *Cricetulus griseus* (Miedel e Hankenson 2015)

#### 2.2.6. Petauros do açúcar

Apesar de algumas semelhanças com carnívoros em relação à anatomia gastrointestinal e dentição (Johnson-Delaney 2006), os petauros do açúcar (*Petaurus breviceps*, família Petauridae) (Jackson 2012) são omnívoros (Johnson-Delaney 2006) (Figura 8).

Quando em estado selvagem, estes animais adaptam a sua alimentação à estação do ano: na primavera e verão ingerem essencialmente exsudados de insetos e aranhas (entre outros artrópodes) e no outono e inverno ingerem exsudados de plantas (nomeadamente goma de acácia) (Brust 2013). Outros alimentos a que podem recorrer são: seiva de eucalipto, melão, pólen e exsudado das suas folhas (Brust 2013). De acordo com Brust (2009), citado por Brust (2013), em cativeiro os petauros podem ser alimentados com alimentos comerciais formulados complementados com frutas frescas e vitaminas.

Estes animais não necessitam de dietas ricas em proteína, podendo até ser prejudicial quando presente em níveis mais elevados (Dierenfeld 2009). Muitas vezes em cativeiro opta-se por oferecer opções variadas: alimento comercial formulado seco ou húmido para gato, fruta fresca, vegetais e presas vivas (*Tenebrio molitor*, *Galleria mellonella*, *Acheta domesticus*) e eventualmente suplementação com líquidos (néctar, sumos de fruta, etc) (Dierenfeld 2009). No entanto, ainda não está descrita uma dieta com resultados ótimos em petauros mantidos em cativeiro (Dierenfeld 2009).

O seu ceco é bastante desenvolvido, pois é onde ocorre a fermentação da goma (exsudados de plantas) e o intestino delgado tem o triplo do comprimento do intestino grosso (Johnson-Delaney 2006).



Figura 6- Petauro do açúcar, *Petaurus breviceps* (Brust 2013)

## 2.3. Parasitas gastrointestinais de pequenos mamíferos exóticos

### 2.3.1. Coelhos

#### 2.3.1.1. Protozoários (Reino Protista, Subreino Protozoa) (Schoch et al. 2020)

##### 2.3.1.1.1. *Giardia* spp. (Filo Fornicata, Ordem Diplomonadida, Família Hexamitidae, Gênero *Giardia*) (Schoch et al. 2020)

*Giardia duodenalis* é um protozoário gastrointestinal que tem capacidade para parasitar coelhos, sendo os quistos eliminados através das fezes destes animais, contaminando alimentos e água (Figura 9) (Halliez e Buret 2013). Segundo Schoeb et al. (2008) ainda não tinham sido reportados até à data casos de giardiose humana transmitida por coelhos.

De acordo com Schwartz e Shook (1931), citados por Hadi (2021), *Giardia* spp. localiza-se no intestino delgado do hospedeiro, aderindo fortemente às células intestinais. A transmissão ocorre através da ingestão dos quistos eliminados por animais infetados (Schoeb et al. 2008) (Figura 9).



Figura 7- **Ciclo de vida de *Giardia* spp.**.. Adaptado de Esch e Petersen (2013).

Apesar de ainda não ser claro se *Giardia duodenalis* é um protozoário considerado patogénico para coelhos, Correa et al. (1971), citados por Pakes e Gerrity (1994), consideraram que poderia ser essa a causa da ocorrência de surtos de enterite catarral e moderada mortalidade em coelhos jovens.

Em avaliações filogenéticas de *Giardia duodenalis* realizadas por Li et al. (2020), foi observada uma relação de proximidade genética entre coelhos e bovinos leiteiros, isto é, existe possibilidade de transmissão do protozoário entre estas duas espécies animais.

2.3.1.1.2. ***Eimeria* spp.** (Filo Apicomplexa, Classe Conoidasida, Subclasse Coccidia, Ordem Eucoccidiorida, Família Eimeriidae, Género *Eimeria*) (Schoch et al. 2020)

A infeção por *Eimeria* spp. em coelhos é um dos principais fatores predisponentes para doença do trato gastrointestinal (Varga 1982).

Estes protozoários são agentes muito contagiosos que podem afetar o intestino (14 espécies) e o fígado e vesícula biliar (*Eimeira stiedae*) (Li e Ooi 2009).

A transmissão ocorre através da ingestão de oocistos esporulados a partir de água ou alimentos contaminados e, posteriormente, a parede dos oocistos rutura no duodeno devido

à agressão dos sucos gástrico e pancreático, libertando os esporozoítos (Abd El-Ghany 2021) (Figura 10). Para além de invadirem as células intestinais, em alguns casos, invadem também o fígado e ducto biliar através dos linfonodos mesentéricos e da circulação portal (Abd El-Ghany 2021).

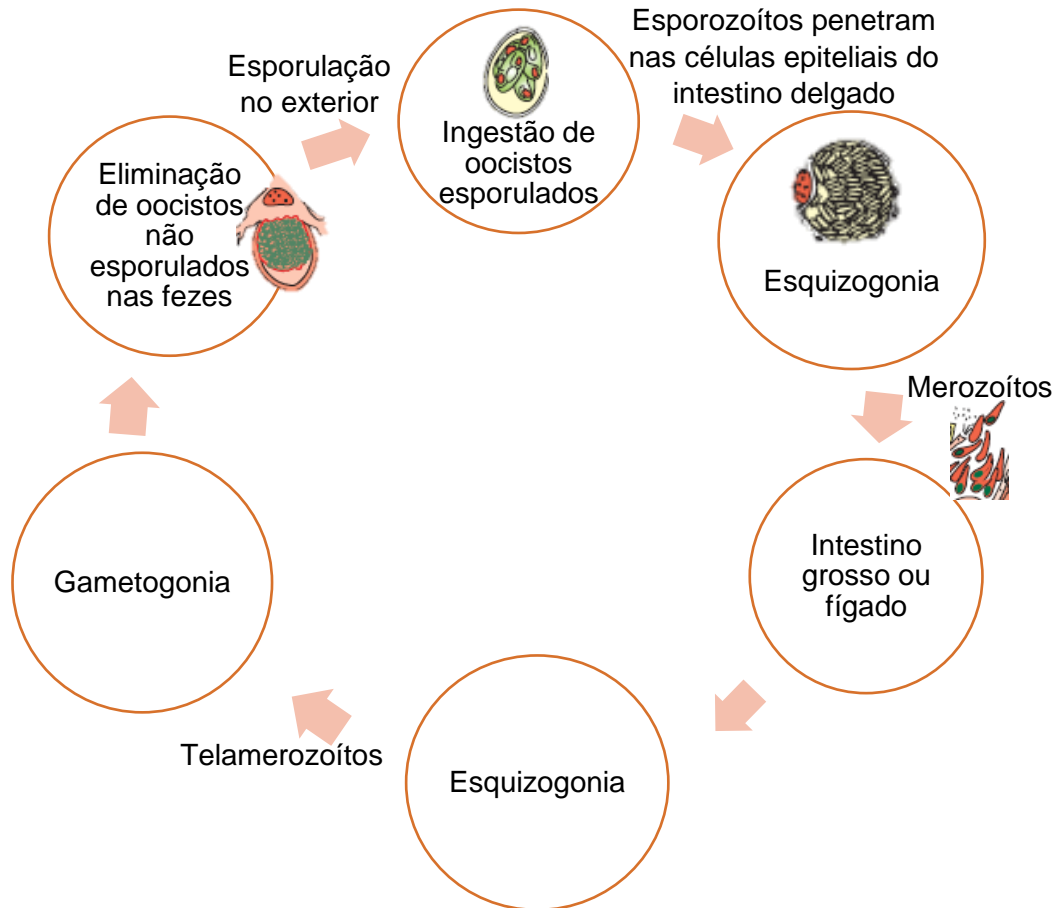


Figura 8- **Ciclo de vida de *Eimeria* spp.**.. Adaptado de Bowman (2014d) e de Xie et al. (2021).

Aparentemente as espécies de *Eimeria* que afetam lagomorfos parecem ser espécie-específicas, com exceção de *E. neoleporis* e *E. stiedae*, pelo que a transmissão para outros hospedeiros parece pouco provável (Carvalho 1982 e Pellérdy 1965, citados por Pakes e Gerrity 1994).

Bhat et al. (1996) caracteriza as espécies de *Eimeria* que afetam o coelho, consoante o seu grau de patogenicidade: *E. intestinalis* e *E. flavescens* são espécies de elevada patogenicidade; *E. magna*, *E. irresidua*, *E. stiedae* e *E. piriformis* são espécies de moderada patogenicidade; e *E. exigua*, *E. media*, *E. coecicola* e *E. perforans* são espécies de baixa patogenicidade ou não patogénicas.

Jing et. al (2012) concluíram que a infeção por mais do que uma espécie de *Eimeria* em coelhos na China era muito frequente, sendo que a maior parte deles possuía duas a oito espécies concomitantemente.

A doença subclínica é comum na eimeriose hepática e intestinal, no entanto, podem surgir sinais clínicos (Pakes e Gerrity 1994; Schoeb et al. 2008). De acordo com Miller e Fowler (2003), citados por Abd El-Ghany (2021), a gravidade da infecção vai depender do número de oocistos ingeridos e da idade e estado imunitário do animal. Na eimeriose hepática pode ocorrer: anorexia, polidipsia, diarreia aquosa, desidratação, mucosas ictéricas, atraso no crescimento, mau estado do pelo, distensão abdominal devido a hepatomegalia, ocasionalmente ascite e mesmo morte (sobretudo em animais mais jovens e em infecções graves) (Schoeb et al. 2008). Na eimeriose intestinal podem surgir: má absorção de nutrientes, anemia, desequilíbrios eletrolíticos, diarreia (Bhat et al. 1996), perda de peso, fraqueza, bruxismo, ânus conspurcado, diarreia hemorrágica, desidratação e polidipsia (Fioramonti et al. 1982, citados por Abd El-Ghany 2021).

Podem ocorrer diferentes alterações histopatológicas, dependendo do tipo de eimeriose em causa (Abd El-Ghany 2021). Na eimeriose hepática podem observar-se: hepatomegalia, nódulos hepáticos esbranquiçados, distensão da vesícula biliar (Anexo 2), colangite, hiperplasia do ducto biliar, necrose dos hepatócitos (Sorour et al. 2018), alteração das veias centrais com dilatação, hemorragia e congestão e fibrose hepática (AL-Naimi et al. 2012). Na forma intestinal, pode ocorrer inflamação e edema do íleo e jejuno associados a hemorragia e ulceração da mucosa (Soulsby 1968, Levine 1985 e Coudert et al. 1995, citados por Oncel et al. 2011).

As espécies de *Eimeria* sp. não parasitam humanos (Schoeb et al. 2008).

**2.3.1.1.3. *Cryptosporidium* spp.** (Filo Apicomplexa, Classe Conoidasida, Subclasse Coccidia, Ordem Eucoccidiorida, Família Cryptosporidiidae, Género *Cryptosporidium*) (Schoch et al. 2020)

De acordo com Shiibashi et al. (2005), até então não tinham sido reportados casos de criptosporidiose em coelhos domésticos, apesar de se conhecerem casos de infecção em coelhos selvagens e de laboratório.

Pavlásek et al. (1996), citados por Schoeb et al. (2008), concluíram que *Cryptosporidium parvum* era o agente responsável pela ocorrência de diarreia, letargia, anorexia e desidratação em coelhos de produção na República Checa.

A transmissão de *Cryptosporidium parvum* ocorre através da ingestão de oocistos esporulados (Schoeb et al. 2008) (Figura 11).

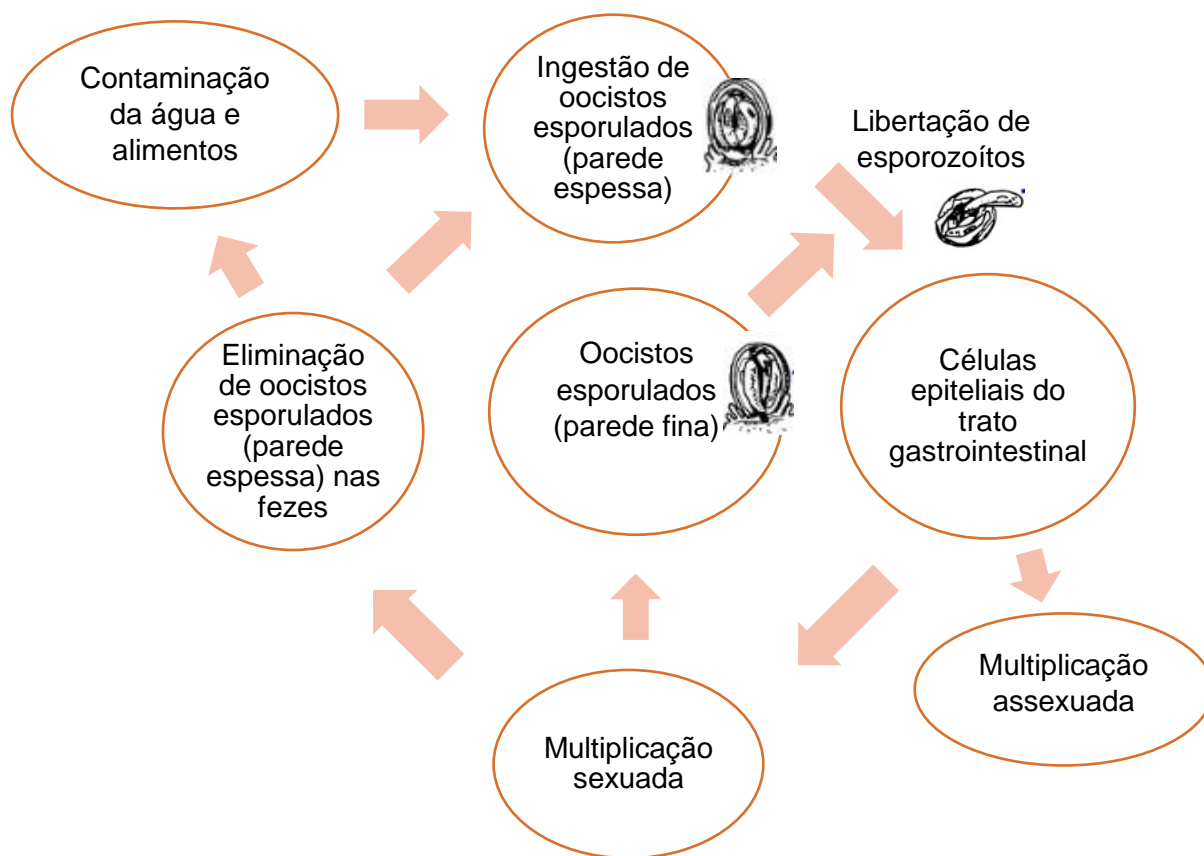


Figura 9- Ciclo vida de *Cryptosporidium* spp.. Adaptado de CDC (2019).

Morgan-Ryan et al. (2002) propuseram individualizar o genótipo humano de *Cryptosporidium parvum* e designá-lo *C. hominis* n. sp.. O genótipo de coelho de *C. parvum* apresenta elevada percentagem (>99%) de semelhança genética com dois locus de *C. hominis* (Ryan et al. 2003).

### 2.3.1.2. Céstodes (Reino Animalia) (Schoch et al. 2020)

2.3.1.2.1. ***Mosgovoyia pectinata*** (Filo Platyhelminthes, Classe Cestoda, Ordem Cyclophyllidea, Família Anoplocephalidae, Género *Mosgovoyia*) (Schoch et al. 2020) e ***Cittotaenia ctenoides*** (Filo Platyhelminthes, Classe Cestoda, Ordem Cyclophyllidea, Família Anoplocephalidae, Género *Cittotaenia*) (Bowman 2014a)

*Mosgovoyia pectinata* e *Cittotaenia ctenoides* já foram reportadas em *Lepus californicus melanotis* no norte do Colorado (*Cittotaenia* spp.) (Britain e Voth 1975) e em *Oryctolagus cuniculus* na Europa (*Mosgovoyia pectinata*) (Boag et al. 2001).

As espécies da família Anoplocephalidae não infetam humanos (Schoeb et al. 2008).

O seu ciclo de vida é indireto, utilizando ácaros oribatídeos como hospedeiro intermediário: os ácaros ingerem os ovos libertados através das fezes de um lagomorfo infetado e, por sua vez, os lagomorfos ingerem os ácaros com larvas cisticercóides em desenvolvimento no seu interior (Schoeb et al. 2008).

De acordo com Shoeb et al. (2008), as formas adultas parasitárias localizam-se no intestino delgado do hospedeiro e, normalmente, não ocorrem sinais clínicos, mas, de acordo com Hoofing e Kraus (1994), citados por Schoeb et al. (2008), podem ocorrer enterite, obstrução intestinal e perfuração quando há grande número de parasitas.

### 2.3.1.3. **Nemátodes** (Reino Animalia) (Schoch et al. 2020)

#### 2.3.1.3.1. ***Trichostrongylus retortaeformis*** (Filo Nematoda, Classe Chromadorea, Ordem Strongylida, Família Trichostrongylidae, Género *Trichostrongylus*) (Schoch et al. 2020)

Segundo Audebert et al. (2002), existem quatro espécies de *Trichostrongylus* exclusivas de lagomorfos. Estes autores reportaram estudos prévios que consideram a hipótese de ocorrer transmissão deste e de outros parasitas entre ruminantes e lagomorfos, baseando-se nas características morfológicas e cinética do desenvolvimento dos parasitas nos seus hospedeiros.

De acordo com Soulsby (1982), citado por Cattadori et al. (2007), a infeção por *Trichostrongylus retortaeformis* é sazonal. O seu ciclo de vida é direto (Cattadori et al. 2007) e os ovos são eliminados através das fezes do hospedeiro e as formas larvares parasitárias desenvolvem-se em estado de vida livre (Audebert et al. 2002). A transmissão ocorre através da ingestão de L3 (Cattadori et al. 2007). A maturação para as formas parasitárias adultas ocorre no intestino delgado e, raramente, no estômago (Schoeb et al. 2008) (Figura 12).

Cattadori et al. (2005), demonstraram que os coelhos adquirem imunidade à infeção por *Trichostrongylus retortaeformis* devido a exposição cumulativa e que, nas fêmeas parasitadas, ocorre aumento da intensidade de nemátodes antes do parto. Cattadori et al. (2007), observaram uma maior intensidade de infeção por *T. retortaeformis* em coelhos machos com mixomatose, comparativamente a coelhos sem infeção viral.

A infeção por *Trichostrongylus retortaeformis* em coelhos selvagens na Austrália contribuiu para a redução das populações (Schoeb et al. 2008). Barker e Ford (1975) comprovaram o desenvolvimento de enterite atrófica em coelhos infetados por este parasita.

Em 30 espécies de *Trichostrongylus* descritas em mamíferos, até então só foram reportadas 10 delas em humanos, como por exemplo *T. colubriformis* e *T. axei*, na Tailândia (Phosuk et al. 2013).

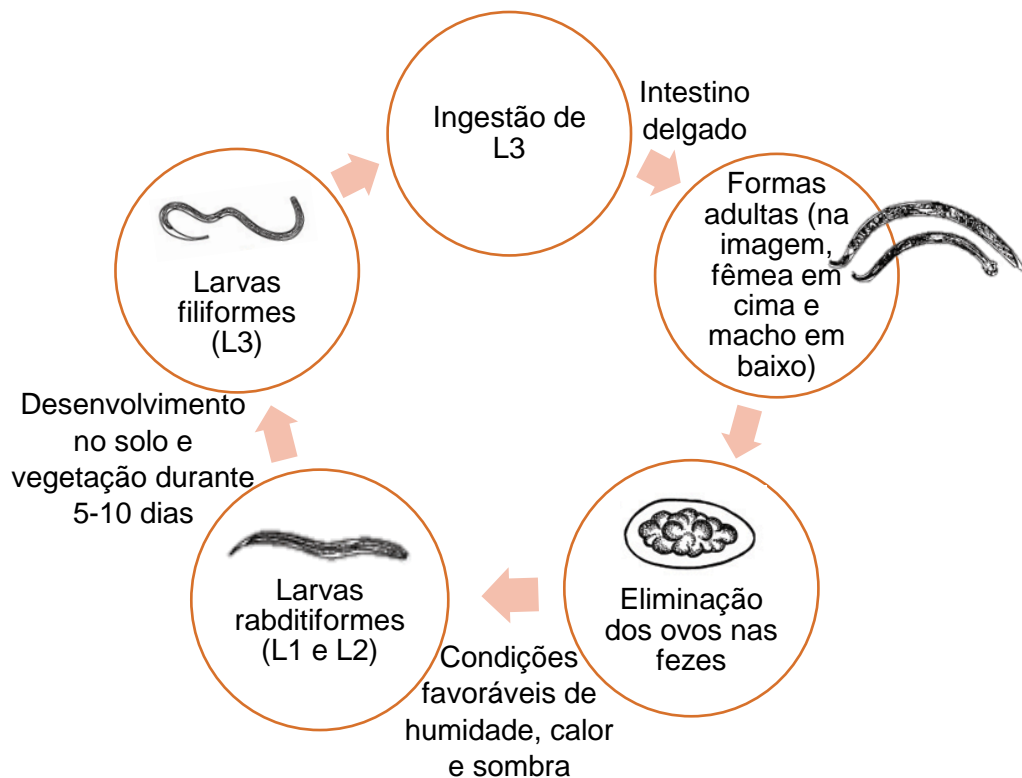


Figura 10- Ciclo de vida de *Trichostrongylus* spp.. Adaptado de CDC (2017b).

### 2.3.1.3.2. *Passalurus ambiguus* (Filo Nematoda, Classe Chromadorea, Ordem Rhabditida, Família Oxyuridae, Género *Passalurus*) (Schoch et al. 2020)

*Passalurus ambiguus* é um dos nemátodes gastrointestinais mais prevalentes em coelhos selvagens e de produção (Szkucik et al. 2013).

Este nemátode tem um ciclo de vida direto e as formas parasitárias adultas localizam-se no ceco e cólon do hospedeiro, podendo ser eliminadas através das fezes (Schoeb et al. 2008). A transmissão ocorre através da ingestão de ovos nas fezes ou ovos que tenham contaminado alimentos e água (Abdel-Gaber et al. 2019), não infetando humanos (Schoeb et al. 2008). No interior destes ovos existe uma L3, que é a forma parasitária infetante (Boag et al. 2001).

De acordo com Abdel-Gaber et al. (2019) geralmente não ocorrem sinais clínicos. Ocasionalmente pode ocorrer irritação perianal, anal e retal, prolapso retal e diminuição do peso (ESCCAP 2017).

## 2.3.2. Porquinhos da Índia

### 2.3.2.1. Protozoários

#### 2.3.2.1.1. *Eimeria caviae*

O ciclo de vida deste parasita é direto, sendo a transmissão fecal-oral (Anónimo 2009).

*Eimeria caviae* pode provocar diarreia em porquinhos da Índia jovens, mas em adultos é raro (Pignon e Mayer 2021). Na América do Sul já foram reportados casos de diarreia hemorrágica associada a este protozoário (Jones e Garcia 2019). A infecção por parasitas é a causa menos comum de diarreia em porquinhos da Índia (Anónimo 2009). Estes podem ser apenas portadores do protozoário, sem desenvolvimento de sinais clínicos e, eventualmente, aqueles que recuperam desenvolvem alguma imunidade (Anónimo 2009). *Eimeria caviae* tem sido descrito como um agente com efeito patogénico baixo em porquinhos da Índia (Jones e Garcia 2019).

As guidelines da ESCCAP (2017) revelam o surgimento de lesões macroscópicas na mucosa do colón em caso de infecção grave, nomeadamente placas brancas ou amarelas e pequenas lesões hemorrágicas.

*Eimeria* spp. são protozoários oportunistas, pelo que, normalmente, existem acontecimentos que predisõem o desenvolvimento de sinais clínicos, como por exemplo: stress, transporte, alterações climáticas, mudança de ambiente, desmame, sobrepopulação ou cuidados de higiene insuficientes (Anónimo 2009).

#### 2.3.2.1.2. ***Cryptosporidium* spp.**

A única espécie do género *Cryptosporidium* descrita em porquinhos da Índia é *Cryptosporidium wrairi* (Vetterling et al. 1971). Este parasita localiza-se principalmente no jejuno e íleo de diferentes hospedeiros (ESCCAP 2017).

De acordo com Ballweber e Harkness (2007), citados por Jones e Garcia (2019), *Cryptosporidium wrairi* é um parasita com capacidade para desenvolver doença em porquinhos da Índia, provocando diarreia, prostração e perda de peso. Ainda assim, considera-se que tem um efeito patogénico baixo (Jones e Garcia 2019).

É importante considerar o potencial zoonótico de *Cryptosporidium wrairi*, uma vez que pode provocar doença em humanos (ESCCAP 2017).

#### 2.3.2.1.3. ***Balantidium* spp.** (Filo Ciliophora, Classe Litostomatea, Ordem Vestibuliferida, Família Balantidiidae, Género *Balantidium*) (Schoch et al. 2020)

*Balantidium caviae* é um protozoário com capacidade de infetar porquinhos da Índia e cuja localização preferencial é o ceco (ESCCAP 2017). Os quistos podem encontrar-se no intestino grosso e fezes de porquinhos da Índia infetados (Vetterling 1976) (Anexo 3).

De acordo com Motamedi et al. (2014), *Balantidium coli* é um protozoário que se distribui por vários hospedeiros: suínos, macacos, ratazanas, porquinhos da Índia e, esporadicamente, a infecção pode ocorrer em humanos em condições higiossanitárias

inadequadas, uma vez que a transmissão ocorre por ingestão de alimentos e água contaminados com quistos do parasita.

De acordo com Ballweber e Harkness (2007), citados por Jones e Garcia (2019), os sinais clínicos induzidos pela infecção por *Balantidium caviae* são: diarreia, perda de peso e prostração. Por outro lado, Jones e Garcia (2019) referem que o efeito patogénico da espécie *Balantidium coli* em porquinhos da Índia é baixo.

#### 2.3.2.1.4. ***Giardia* spp.**

*Giardia* spp. são protozoários que se localizam no intestino delgado do hospedeiro sob a forma de trofozoítos, ao contrário dos restantes parasitas flagelados que se localizam no ceco e cólon (Bowman 2014d). Os porquinhos da Índia podem ser parasitados por *Giardia caviae* e *G. duodenalis* (Morrisey 1996).

Antes de serem eliminados pelas fezes, geralmente os trofozoítos transformam-se em quistos, a sua forma infetante (Bowman 2014d). Os trofozoítos podem surgir em fezes diarreicas de animais infetados, embora estes não tenham capacidade para infetar outro hospedeiro e morrem brevemente (Bowman 2014d).

De acordo com Ballweber e Harkness (2007), citados por Jones e Garcia (2019), *Giardia duodenalis* é um protozoário gastrointestinal com capacidade de causar doença em porquinhos da Índia, provocando perda de peso, prostração e diarreia, mas, de um modo geral, as infeções por *Giardia* spp. são subclínicas (Morrisey 1996).

É relativamente frequente a observação de quistos de *Giardia* spp. em fezes de consistência normal em hospedeiros sem sinais clínicos da doença (Bowman 2014d).

O potencial zoonótico de *assemblages* (nomeadamente A e B) da espécie *Giardia duodenalis* já tem sido considerado em porquinhos da Índia (Lebbad et al. 2011).

#### 2.3.2.2. **Céstodes**

2.3.2.2.1. ***Rodentolepis nana* e *Hymenolepis diminuta*** (Filo Platyhelminthes, Classe Cestoda, Subclasse Eucestoda, Ordem Cyclophyllidea, Família Hymenolepididae, Género *Rodentolepis/Hymenolepis*) (Schoch et al. 2020)

Os porquinhos da Índia, e roedores em geral, podem ser hospedeiros de *Rodentolepis nana* e *Hymenolepis diminuta*, cuja localização ocorre no intestino delgado (Mandal 2017a).

*R. nana* pode infetar também primatas símios e ambas as espécies têm capacidade para infetar o Homem (Mandal 2017a). *Rodentolepis nana* é o céstode mais comum a infetar humanos (Smyth 1994, citado por Macnish et al. 2002). No entanto, de acordo com um estudo realizado por Macnish et al. (2002) na Austrália, o risco zoonótico de *R. nana* ainda era questionável, estando em concordância com outros estudos já reportados.

O ciclo de vida é indireto para *Hymenolepis diminuta* e pode ser direto ou indireto para *Rodentolepis nana* (Mandal 2017a). No ciclo de vida indireto, surgem hospedeiros intermediários invertebrados, nomeadamente *Tenebrio molitor*, *Tribolium confusum* e *Nosopsyllus fasciatus* para *H. diminuta* e *Tenebrio molitor*, *T. obscurus*, *Pulex irritans*, *Ctenocephalides canis* e *Xenopsylla cheopis* para *R. nana* (Baker 2006).

No ciclo de vida direto os ovos são ingeridos pelo hospedeiro, eclodem e surgem as oncosferas que, quando penetram as vilosidades intestinais, transformam-se em larvas cisticercóides (Mandal 2017a). Daqui surgem as formas parasitárias adultas sexualmente maduras, no lúmen intestinal (Mandal 2017a), que vivem apenas alguns dias no interior do hospedeiro (Baker 2006) (Figura 13).

No ciclo de vida indireto os ovos são libertados pelo hospedeiro definitivo e ingeridos pelo hospedeiro intermediário, onde eclodem (Mandal 2017a). Por sua vez, o hospedeiro definitivo ingere o hospedeiro intermediário com larvas cisticercóides (Mandal 2017a) (Figura 14).

A infecção por *Rodentolepis nana* ou *Hymenolepis diminuta* provoca enterite (Mandal 2017a).

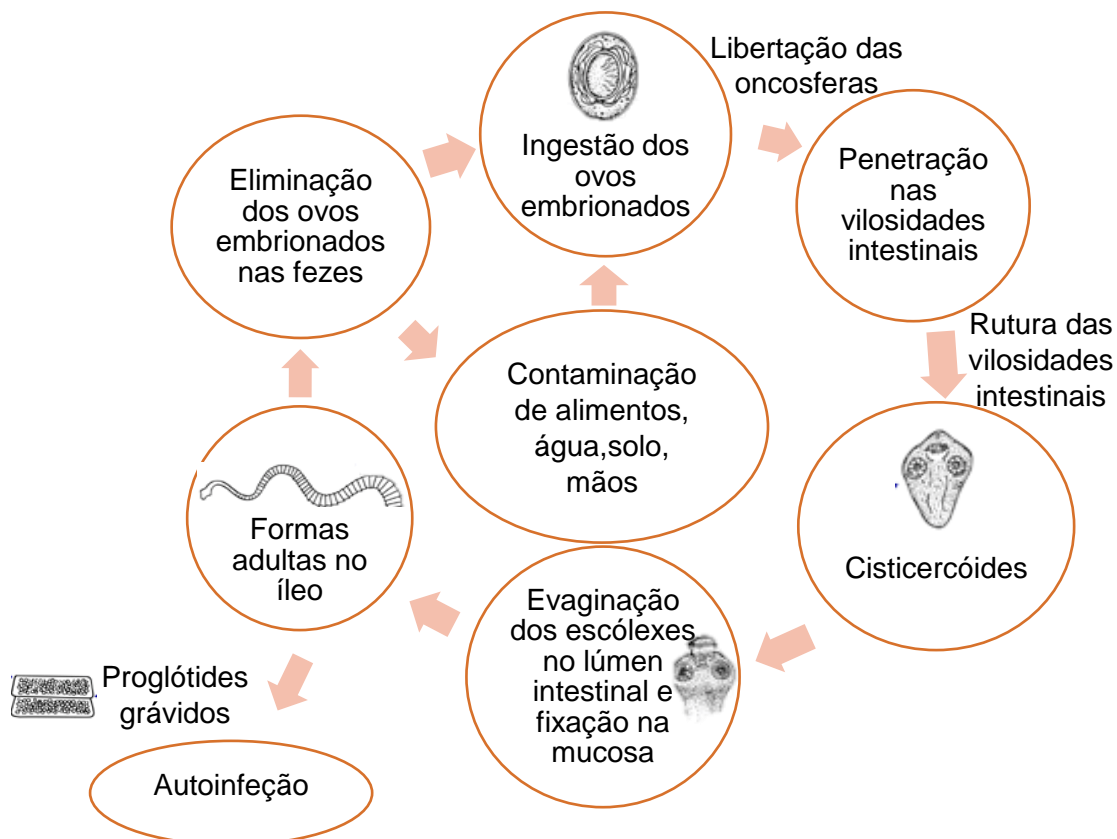


Figura 11- Ciclo de vida direto de *Rodentolepis nana*. Adaptado de CDC (2017a).



Figura 12- Ciclo de vida indireto de *Rodentolepis nana* e *Hymenolepis diminuta*. Adaptado de CDC (2017a).

### 2.3.2.3. Nemátodes

2.3.2.3.1. ***Paraspidodera uncinata*** (Filo Nematoda, Classe Chromadorea, Ordem Rhabditida, Superfamília Heterakoidea, Família Aspidoderidae, Género *Paraspidodera*) (Schoch et al. 2020)

De acordo com Meutchieye et al. (2017), *Paraspidodera uncinata* é um helminte comum em porquinhos da Índia domésticos. Este nemátode localiza-se no ceco do hospedeiro e pode existir em grande número, mas, aparentemente, não provoca doença nem lesões significativas (Motamedi et al. 2014). Por outro lado, de acordo com Ballweber e Harkness (2007), citados por Jones e Garcia (2019), *P. uncinata* promove doença clínica em porquinhos da Índia, surgindo perda de peso, prostração e diarreia.

Num estudo realizado em porquinhos da Índia de laboratório por Porter e Otto (1934), citados por Pinto et al. (2002), foi detetada uma maior gravidade de infeção por *Paraspidodera uncinata* em machos relativamente às fêmeas.

### 2.3.3. Chinchilas

#### 2.3.3.1. Protozoários

##### 2.3.3.1.1. *Eimeria chinchillae*

De acordo com Silva et al. (1980), citados por Gurgel et al. (2005), *Eimeria* spp. afeta sobretudo animais jovens, localizando-se no intestino delgado e/ou intestino grosso.

A infecção por *Eimeria chinchillae* está associada a diarreia aquosa e hemorrágica, timpanismo e convulsões (Boussarie 2002).

##### 2.3.3.1.2. *Cryptosporidium* spp.

De acordo com as guidelines da ESCCAP (2017), até à data só tinha sido diagnosticado um caso de criptosporidiose numa chinchila de companhia com 8 meses de idade que apresentava diarreia.

Qi et al. (2015) realizaram um estudo sobre a ocorrência de *Cryptosporidium* spp. em chinchilas na China. Identificaram o protozoário em chinchilas de lojas de animais e chinchilas de reprodução e detetaram uma maior percentagem de infecção em animais com menos de 180 dias.

##### 2.3.3.1.3. *Giardia* spp.

*Giardia duodenalis* é uma espécie que pode causar doença em chinchilas, sobretudo em jovens ou em animais com desequilíbrios da microbiota intestinal (Gurgel et al. 2005). De acordo com Eidmann (1992), citado por Gurgel et al. (2005), para além disso, existem fatores predisponentes que podem promover a sua patogenicidade, como: stress, sobrepopulação e falta de higiene dos espaços ocupados pelos animais.

A giardiose é a doença parasitária mais comum em chinchilas (Neves 1989, citado por Gurgel et al. 2005).

#### 2.3.3.2. Céstodes

##### 2.3.3.2.1. *Rodentolepis nana*

De acordo com Quesenberry et al. (2012), citados por Teixeira (2013), a infecção por *R. nana* em chinchilas, geralmente, não desenvolve sinais clínicos, mas pode ocorrer debilidade, perda de peso, diarreia, anorexia e morte.

### 2.3.3.3. **Nemátodes**

2.3.3.3.1. ***Syphacia obvelata*** (Filo Nematoda; Classe Chromadorea; Ordem Rhabditida; Família Oxyuridae; Género *Syphacia*) (Schoch et al. 2020)

De acordo com as guidelines da ESCCAP (2017), *Syphacia obvelata* é um nemátode que se localiza no cólon e ceco de chinchilas, sendo que estas geralmente não apresentam sinais clínicos de doença, desenvolvendo apenas alguma irritação perianal.

### 2.3.4. **Ratazanas**

#### 2.3.4.1. **Protozoários**

##### 2.3.4.1.1. ***Cryptosporidium* spp.**

Foram descritas duas espécies de *Cryptosporidium* em ratos de laboratório: *C. muris* nas glândulas gástricas (Tyzzer 1907) e *C. parvum* no intestino delgado (Tyzzer 1912, citado por Iseki 1986).

De acordo com Whary et al. (2015) *Cryptosporidium muris* é ligeiramente patogénico. No estudo realizado por Iseki (1986), ratazanas infetadas experimentalmente com *Cryptosporidium* spp. não desenvolveram sinais clínicos (perda de peso, diarreia, prostração e/ou perda de apetite), mesmo quando estavam a excretar um grande número de oocistos. Podem ocorrer lesões decorrentes da infeção por este protozoário, nomeadamente atrofia das vilosidades intestinais e enterite (ESCCAP 2017).

Os oocistos de *Cryptosporidium* spp. excretados nas fezes de ratazana são infetantes para os humanos (Iseki 1986). Os roedores selvagens têm sido questionados como possíveis reservatórios deste protozoário, transmitindo a infeção ao Homem (Kimura et al. 2007).

*Cryptosporidium hominis* é uma espécie morfológicamente idêntica ao genótipo bovino de *C. parvum*, mas, ao contrário deste último, não é transmitido a ratos, ratazanas, gatos e cães (Morgan-Ryan et al. 2002). Num estudo realizado por Peng et al. (1997), estes puderam concluir que o genótipo humano não é transmissível a ratos e vitelos.

##### 2.3.4.1.2. ***Eimeria* spp.**

*Eimeria nieschulzi* é um parasita do intestino delgado (Baker 2006). É a espécie mais comum em ratazanas e provavelmente a mais patogénica, afetando sobretudo animais mais jovens (ESCCAP 2017). Os animais infetados excretam nas fezes oocistos esporulados durante 4 a 7 dias (Baker 2006).

Quando em pequenos números, *Eimeira nieschulzi* é considerada moderadamente patogénica (Baker 2006) mas, por outro lado, em grande número pode causar lesões intestinais graves como: edema, infiltração celular, hiperplasia das criptas e atrofia das vilosidades (Smith et al. 1995) e petéquias (ESCCAP 2017). Para além disso, a infeção por

este protozoário pode dificultar a digestibilidade de nutrientes (Frandsen 1983). De acordo com Becker (1934), citado por Baker (2006), os animais parasitados por *E. nieschulzi* podem desenvolver sinais clínicos como: anorexia, diarreia ou diminuição da produção fecal, perda de peso e pode também haver dificuldade na resposta à infecção por outros parasitas, nomeadamente nemátodes.

As ratazanas também podem ser infetadas por outras espécies do género *Eimeria* mas essas geralmente não são patogênicas: *Eimeria miyairii*, *E. separata* (ESCCAP 2017), *E. nochtii*, *E. hasei*, *E. ratti* e *E. carinii* (de acordo com Soulsby 1982, citado por Baker 2006).

#### 2.3.4.1.3. ***Giardia* spp.**

De acordo com Morrissey (1996), as ratazanas podem ser infetadas por *Giardia muris* e *Giardia duodenalis*. Normalmente os trofozoítos aderem às microvilosidades dos enterócitos do duodeno (Whary et al. 2015).

A transmissão ocorre pela via fecal-oral (Whary et al. 2015), através da ingestão de quistos resistentes no ambiente (Baker 2006).

Geralmente as infeções são subclínicas, mas pode surgir diarreia, perda de peso (Morrissey 1996), mau estado do pelo, distensão abdominal (Whary et al. 2015), inapetência e letargia (Baker 2006). Whary et al. (2015) acrescenta que infeções graves podem ser letais em animais imunodeficientes e descreve a possibilidade de ocorrência de lesões intestinais, surgindo um fluido amarelo ou branco no interior do intestino delgado e um aumento de células inflamatórias na lâmina própria.

Experimentalmente as ratazanas são resistentes à infecção cruzada por ratos e hamsters (Kunstyr et al. 1992).

*Giardia muris* é um dos protozoários mais importantes que ocorrem em ratazanas (Baker 2007, citado por Chagas et al. 2017). Mas, segundo Baker (2006) não existe evidência de que *G. muris* seja um agente zoonótico.

#### 2.3.4.2. **Céstodes**

##### 2.3.4.2.1. ***Rodentolepis nana* e *Hymenolepis diminuta***

Whary et al. (2015) descrevem que o escólex das larvas cisticercóides fixa-se à mucosa intestinal do hospedeiro definitivo e após 2 semanas surgem as formas parasitárias adultas. 20 a 30 dias após a ingestão dos ovos, poderá ocorrer doença, sendo que os animais jovens são os mais frequentemente afetados aquando de infeções graves (Whary et al. 2015)

Os ovos de *Hymenolepis diminuta* são mais resistentes do que os de *R. nana*, podendo resistir nas fezes durante 6 meses (Baker 2006).

### 2.3.4.3. **Nemátodes**

2.3.4.3.1. ***Trichuris muris*** (Filo Nematoda, Classe Enoplea, Ordem Trichinellida, Família Trichuridae, Género *Trichuris*) (Schoch et al. 2020)

O ciclo de vida de *Trichuris muris* é direto e os hospedeiros eliminam os ovos nas fezes (Cliffe e Grencis 2004). Estes só se tornam infetantes quando embrionados, o que acontece cerca de 2 meses após a sua eliminação no ambiente (Cliffe e Grencis 2004) (Anexo 4).

Este é um parasita do intestino grosso que pode promover diarreia mucóide com coloração sanguínea (ESCCAP 2017).

2.3.4.3.2. ***Aspicularis tetraptera*** (Filo Nematoda, Classe Chromadorea, Ordem Rhabditida, Superfamília Oxyuroidea, Família Heteroxynematidae, Género *Aspicularis*) (Schoch et al. 2020)

*Aspicularis tetraptera* é um oxiurídeo com um ciclo de vida direto que dura cerca de 23 a 25 dias (Whary et al. 2015).

Os ovos tornam-se infetantes 6 a 7 dias após serem libertados nas fezes (Whary et al. 2015) e a transmissão ocorre através da ingestão de ovos embrionados com L3 (Baker 2006). As formas larvares fixam-se no cólon caudal, onde se desenvolvem e posteriormente deslocam-se para o cólon cranial para amadurecerem (Baker 2006), cerca de 3 semanas após infeção do hospedeiro (Whary et al. 2015). As fêmeas adultas localizam-se no intestino grosso, onde se mantêm durante 45 a 50 dias e onde depositam durante a noite os seus ovos, na camada mucosa intestinal (Whary et al. 2015).

*Aspicularis tetraptera* alimenta-se das bactérias intestinais do hospedeiro e, geralmente, não é patogénico mas pode tornar os animais mais suscetíveis a outras infeções (ESCCAP 2017).

2.3.4.3.3. ***Syphacia muris***

O ciclo de vida de *Syphacia muris* é direto e tem a duração de 7 a 8 dias (Lewis e D'silva 1986).

As formas adultas parasitárias localizam-se no ceco e cólon do hospedeiro (Meade e Watson 2014). Antes de morrerem, as fêmeas adultas dirigem-se para o ânus para depositarem os seus ovos (Meade e Watson 2014). Os ovos embrionados com L3 são as formas infetantes do parasita (Stahl 1963).

2.3.4.3.4. ***Heterakis spumosa*** (Filo Nematoda, Classe Chromadorea, Ordem Rhabditida, Família Heterakidae, Género *Heterakis*) (Schoch et al. 2020)

*Heterakis spumosa* localiza-se no cólon proximal de ratos (Harder et al. 1994) mas inicialmente, quando os ovos são ingeridos, estes fixam-se no estômago (Baker 2006).

Através de um estudo realizado por Zain et al. (2012), em duas populações de ratazanas urbanas na Malásia, estes puderam concluir que a intensidade da infeção por este parasita aumenta com a idade das ratazanas, mas diminui com as estações do ano húmidas.

O ciclo de vida de *Heterakis spumosa* é direto: os hospedeiros infetados eliminam os ovos não embrionados com as fezes e estes, por sua vez, tornam-se infetantes em cerca de 14 dias, se as condições ambientais forem favoráveis (Baker 2006).

Segundo Baker (2006), *Heterakis spumosa* não é um parasita patogénico para ratazanas.

#### 2.3.4.3.5. ***Trichostrongylus spp.***

*Trichostrongylus sigmodontis* é um parasita gastrointestinal cujas formas parasitárias adultas estão no ceco, mas, posteriormente, algumas delas deslocam-se para o último terço do intestino delgado do hospedeiro (Thatcher e Scott 1962).

Normalmente na infeção por *Trichostrongylus spp.* os sinais clínicos estão ausentes, no entanto, quando ocorre um grande número de parasitas pode surgir diarreia aquosa (Bowman 2014b).

### 2.3.5. Hamsters

#### 2.3.5.1. Protozoários

##### 2.3.5.1.1. ***Cryptosporidium muris***

A infeção por *Cryptosporidium muris* em hamsters pode provocar diarreia, normalmente associada a ileíte proliferativa (ESCCAP 2017).

##### 2.3.5.1.2. ***Giardia spp.***

De acordo com Percy e Barthold (2007), citados por Sheppard et al. (2013), *Giardia muris* é a espécie de *Giardia* mais comum em hamsters. Quando infetados, normalmente, os animais não desenvolvem sinais clínicos, mas é possível ocorrer emaciação e diarreia (Percy e Barthold 2007, citados por Sheppard et al. 2013).

### 2.3.5.2. Céstodes

#### 2.3.5.2.1. *Rodentolepis nana* e *Hymenolepis diminuta*

De acordo com Soave (1963), citado por Miedel e Hankenson (2015), os efeitos da infecção por *Hymenolepis* spp. dependem do número de parasitas e do grau de oclusão intestinal, mas geralmente são benignos.

Os detentores de hamsters parasitados com *R. nana*, podem observar a presença de proglótides no períneo ou nas fezes do animal (Sheppard et al. 2013).

### 2.3.5.3. Nemátodes

#### 2.3.5.3.1. *Aspiculuris tetraptera* e *Syphacia* spp.

Nos hamsters podem ser encontradas as seguintes espécies de *Syphacia*: *S.criceti*, *S.mesocriceti*, *S.obvelata*, *S.stroma*, *S.peromysci* e *S.muris* (Burr et al. 2012), sendo as duas primeiras as mais prevalentes (ESCCAP 2017).

A transmissão é muito fácil entre roedores coabitantes e ocorre através da ingestão de ovos embrionados ou por retroinfecção (sobretudo no caso de infecção por *Syphacia* spp.) (Sürsal et al. 2014).

### 2.3.6. Petauros do açúcar

#### 2.3.6.1. Protozoários

##### 2.3.6.1.1. *Eimeria* spp.

De acordo com Ness (1999), já foram identificados casos de coccidiose por *Eimeria* spp. em petauros do açúcar de cativeiro.

##### 2.3.6.1.2. *Cryptosporidium* spp.

Em marsupiais a infecção por *Cryptosporidium* spp. pode promover sinais clínicos como: diarreia, letargia, perda de apetite e morte em 7 a 10 dias (Brust 2013).

##### 2.3.6.1.3. *Giardia* spp.

*Giardia* spp. está frequentemente presente em baixos níveis em petauros do açúcar (Brust 2013).

#### 2.3.6.2. Céstodes e nemátodes

Em petauros do açúcar em cativeiro, os parasitas intestinais são raros e normalmente não patogênicos (Brust 2013). Ainda assim, de acordo com Beveridge (1993), citado por Ness (1999), podem destacar-se alguns nemátodes como *Ophidascaris robertsi* e

*Paraastrostrongylus*, cujo diagnóstico pode ser realizado através da observação de ovos na técnica de flutuação fecal (Ness 1999).

Agúndez et al. (2014) reportaram o primeiro caso de infecção por *Ophidascaris robertsi* em petauros do açúcar. O animal apresentava-se em choque, caquético, hipotérmico e gravemente desidratado. À necrópsia foi possível observar nemátodes (L3) na cavidade abdominal e cavidades do coração (Anexo 5).

## 2.4. Diagnóstico

### 2.4.1. Protozoários

#### 2.4.1.1. *Cryptosporidium* spp.

O diagnóstico de infecção por *Cryptosporidium* spp. pode ser realizado através da observação de oocistos a partir de técnicas de flutuação fecal (Jones e Garcia 2019) ou de esfregaço fecal com coloração Ziehl-Neelsen (ESCCAP 2017) (Figura 15). Os oocistos de *Cryptosporidium* spp. são muito pequenos e, na coloração Ziehl-Neelsen, ficam corados de vermelho (ESCCAP 2017). Num estudo realizado por Zahedi et al. (2017), a identificação de *Cryptosporidium* spp. foi realizada através de PCR das amostras de fezes, permitindo também a especiação. Estes autores enviaram segmentos de intestino delgado para avaliação histopatológica, tendo sido identificados trofozoítos e merontes no epitélio (Figura 15).

A solução saturada de açúcar (gravidade específica 1.33) é a solução ideal na técnica de flutuação fecal para concentrar oocistos de *Cryptosporidium* spp. (Bowman 2014d).

Meutchieye et al. (2017) detetaram antígenos de *Giardia* e *Cryptosporidium* em porquinhos da Índia domésticos, através do kit de antígeno baseado na técnica de ELISA.

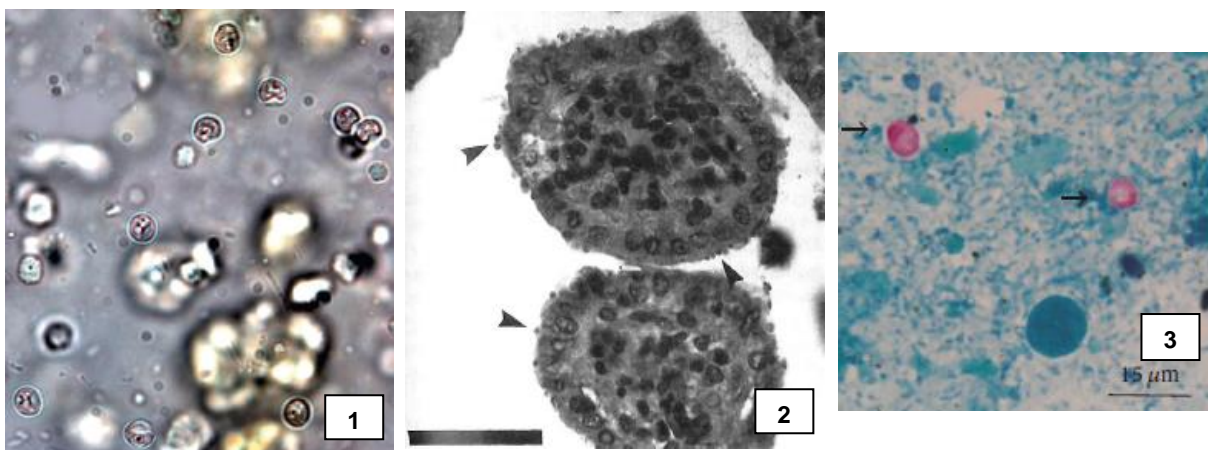


Figura 13- Oocistos de *Cryptosporidium* spp.. 1- Oocistos de *C. parvum* numa preparação de flutuação de fezes de um vitelo (Bowman 2014d). 2- Oocistos de *C. parvum* (setas) em secção histológica do íleo de um hamster (Burr et al. 2012). 3- Oocistos de *Cryptosporidium* spp. (setas) em esfregaço de fezes de cão colhidas num parque canino, com coloração Ziehl-Neelsen (Ferreira et al. 2017).

#### 2.4.1.2. *Eimeria* spp.

O diagnóstico pode ser realizado por observação de esfregaço fecal direto (Ballweber e Harkness 2007, citados por Anónimo 2009) ou através de técnicas de flutuação (Jones e Garcia 2019) para observação de oocistos (Figura 16). Sivajothi et al. (2016) utilizaram solução salina saturada para a deteção de oocistos de *Eimeria stiedae* através da técnica de flutuação. Caracteristicamente apresentam forma oval e contêm no seu interior quatro esporocistos, cada um com dois esporozoítos (d'Ovidio, Noviello, Ianniello, et al. 2015).

A avaliação histopatológica intestinal (Vetterling 1976; Baker 2006), ou de tecido hepático e sedimento biliar (Sivajothi et al. 2016), é útil para a avaliação de diferentes formas parasitárias de *Eimeria* spp. (Figura 16).

Wei et al. (2020), avaliaram o potencial do serodiagnóstico de *Eimeria stiedae*, através das técnicas de *Western blotting* e ELISA. Hassan et al. (2015) concluíram que o PCR permite obter um diagnóstico mais prematuro do que outros métodos tradicionais de diagnóstico (12 dias após a infeção).

Uma análise fecal parasitológica negativa não exclui de imediato o diagnóstico de eimeriose (Anónimo 2009). Um animal que apresente oocistos de *Eimeria* spp. nas análises fecais pode não apresentar doença com sinais clínicos evidentes (Abd El-Ghany 2021).

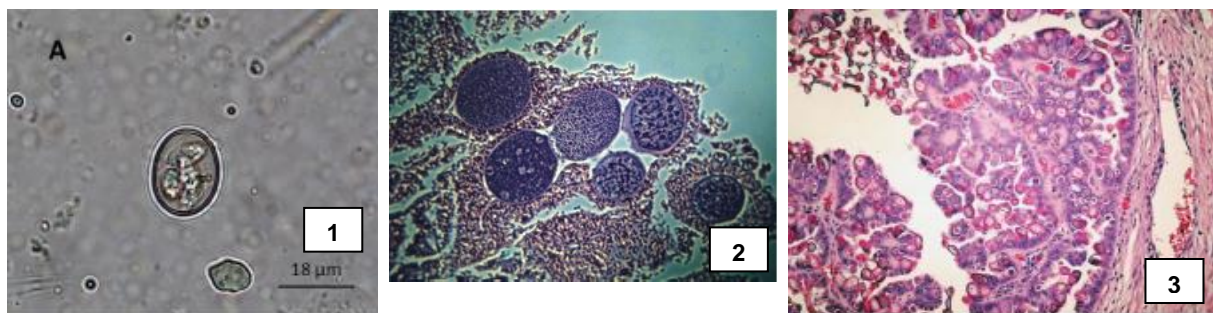


Figura 14- *Eimeria* spp.. 1- Oocisto numa preparação de Mini-FLOTAC, com origem em fezes de aves domésticas e/ou exóticas (Lozano et al. 2021). 2- Esquizontes de *E. bovis* em diferentes fases de desenvolvimento, nas células epiteliais de um vitelo (Bowman 2014c). 3- Secção histológica do fígado de um coelho parasitado com *E. stiedae*. Na imagem podem observar-se diversos estádios de desenvolvimento do protozoário no interior das células epiteliais do ducto biliar e inúmeros oocistos no seu lúmen (Nowland et al. 2015).

#### 2.4.1.3. *Balantidium caviae*

Os quistos de *Balantidium caviae* têm um forma esférica a oval e uma parede espessa de cor amarela-acastanhada, podendo ser observados a partir de: esfregaço fecal direto (Anexo 6), flutuação fecal ou esfregaços de cólon e ceco obtidos na necrópsia (Vetterling 1976).

#### 2.4.1.4 *Giardia* spp.

O diagnóstico de infecção por *Giardia* spp. pode ser realizado através do teste de fixação de complemento, detecção de copro-antigénio por ELISA, sondas DNA e PCR (Mandal 2017b). Atualmente existem testes mais rápidos e práticos para utilização em ambiente clínico, o teste SNAP, que tem por base a técnica de ELISA e a amostra é obtida através de uma zaragatoa retal (Carlin et al. 2006). Whary et al. (2015) referem a observação de trofozoítos e quistos em esfregaço fecal direto (Figura 17).

Levine (1985), citado por Schoeb et al. (2008), descreve o método de flutuação fecal (com solução de sulfato de zinco para evitar a distorção dos quistos) para observação de trofozoítos ou quistos (Figura 17). Leveck et al. (2011) utilizaram o método de flutuação fecal com centrifugação (com solução saturada de açúcar de gravidade específica 1.27). A solução de açúcar é bastante efetiva para a identificação de diferentes ovos e quistos mas distorce ou destrói grande parte dos quistos de *Giardia* spp., dificultando o seu reconhecimento (Dryden et al. 2006). De acordo com Bowman (2014d), a gravidade específica da solução de sulfato de zinco a utilizar deve ser de 1.18.

Bowman (2014d) refere outros métodos de diagnóstico, como por exemplo microscopia em contraste de fase, corando esfregaços fecais com soluto de Lugol, para observação de quistos e trofozoítos. Os quistos de *Giardia* spp. também podem ser identificados em esfregaço fecal com coloração Ziehl-Neelsen, em ampliação 1000x do microscópio ótico (Ferreira et al. 2017) (Figura 17).

No estudo realizado por Al-Aboody et al. (2016), foram detetados quistos de *Giardia* spp. através da técnica de sedimentação.

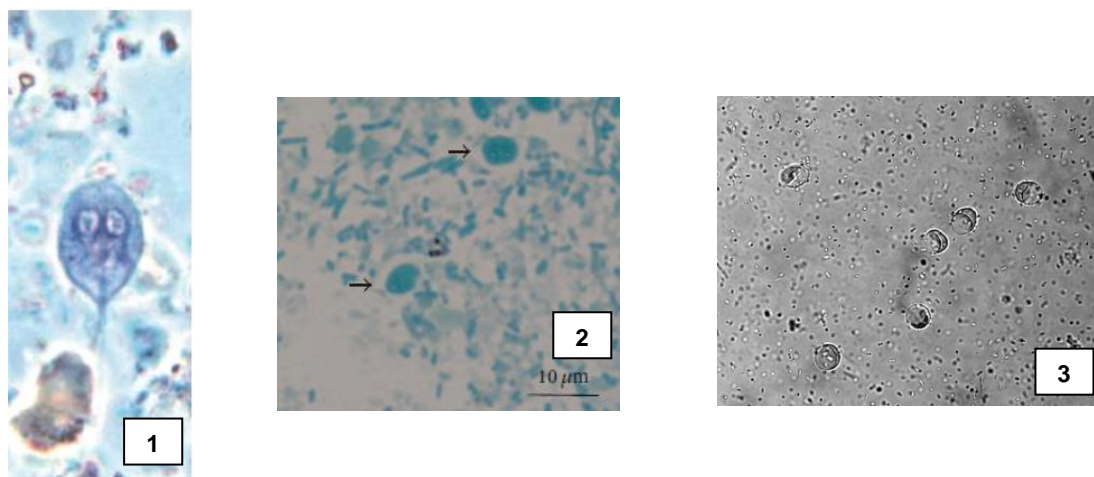


Figura 15- *Giardia* spp.. 1- Trofozoito em esfregaço fecal com coloração tricrômica (Bowman 2014d). 2- Quistos (setas) em esfregaço de fezes de cão colhidas num parque canino, com coloração Ziehl-Neelsen (Ferreira et al. 2017). 3- Quistos numa preparação de flutuação fecal com centrifugação, utilizando solução saturada de açúcar (Dryden et al. 2006).

## 2.4.2. Céstodes

### 2.4.2.1. *Rodentolepis nana* e *Hymenolepis diminuta*

O diagnóstico pode ser realizado por esfregaço fecal direto com observação de ovos ou proglótides (Mandal 2017b).

De acordo com Whary et al. (2015), o diagnóstico também pode ocorrer através da observação de ovos após realização de técnicas de flutuação fecal (Figura 18) ou, em necrópsia, com a abertura de secções intestinais em placas de Petri com solução salina para facilitar a observação de formas parasitárias adultas.

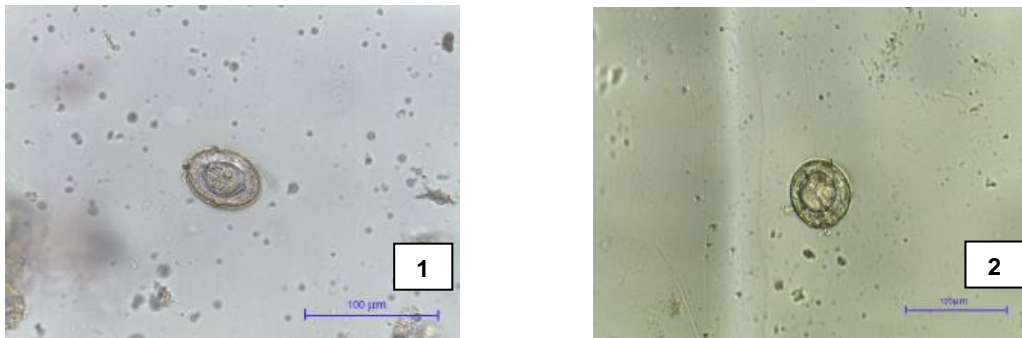


Figura 16- Ovos de *Rodentolepis nana* e *Hymenolepis diminuta* identificados em fezes de esquilos de companhia, através da técnica de FLOTAC (d'Ovidio, Noviello, Pepe, et al. 2015). 1- *Rodentolepis nana*. 2- *Hymenolepis diminuta*

### 2.4.2.2. *Mosgovoyia pectinata*

No estudo realizado por Szkucik et al. (2013) em coelhos de matadouro, foram detetados ovos de *Mosgovoyia pectinata* através de técnicas de flutuação fecal (Anexo 7).

## 2.4.3. Nemátodes

### 2.4.3.1. *Trichostrongylus* spp.

Num estudo realizado por Thatcher e Scott (1962), o diagnóstico de infecção por *Trichostrongylus* spp. foi realizado a partir da observação de ovos em técnicas de flutuação fecal (Figura 19) e através do método de Baerman para observação de formas larvares. Na necrópsia poderá observar-se diretamente a presença de formas adultas no lúmen intestinal (Thatcher e Scott 1962).

Buonfrate et al. (2017) acrescentam as técnicas de cultura fecal em agár-Koga modificada (baixa sensibilidade) para a deteção de larvas (Figura 19) e PCR.

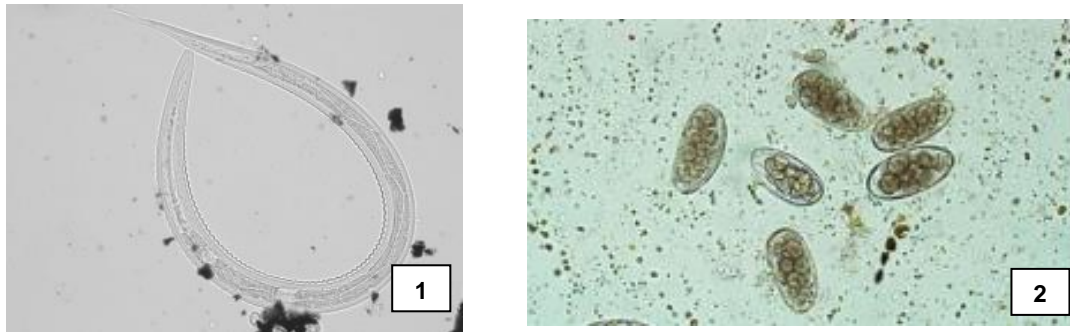


Figura 17- *Trichostrongylus* spp.. 1- L3 identificada em cultura de fezes de um humano (Buonfrate et al. 2017). 2- Ovos observados em fezes de coelhos de matadouro, através da técnica de McMaster (Szkucik et al. 2013).

#### 2.4.3.2. *Aspicularis tetraptera*

De acordo com Baker (2006), os métodos de diagnóstico envolvem as técnicas de flutuação fecal para observação de ovos de *Aspicularis* spp. ou observação das formas larvares e/ou adultas no intestino durante a necrópsia. Os ovos têm forma elíptica (Whary et al. 2015) (Anexo 8).

#### 2.4.3.3. *Syphacia* spp.

O diagnóstico de infecção por *Syphacia* spp. baseia-se na identificação de ovos por observação direta após colheita com fita-cola na região perianal (ESCCAP 2017) (Figura 20). Também é possível através da flutuação fecal (ESCCAP 2017), mas é pouco fiável uma vez que a maior parte dos ovos são depositados fora do trato gastrointestinal (Whary et al. 2015).

A observação de formas parasitárias adultas no intestino grosso em necrópsia, é outro método de diagnóstico (Whary et al. 2015) (Figura 20).



Figura 18- *Syphacia* spp.. 1- Ovos de *S. mesocriceti*, com origem em amostra perianal de um hamster sírio obtida com recurso a fita-cola (Burr et al. 2012). 2- Adulto de *S. muris* e ovos excretados pelo mesmo, observados na necrópsia de uma ratazana (Meade e Watson 2014).

#### 2.4.3.3. *Paraspidodera uncinata*

O diagnóstico de infecção por *Paraspidodera uncinata* pode ser realizado através de técnicas de flutuação fecal (Jones e Garcia 2019) (Anexo 9). Os ovos têm uma parede espessa e forma elíptica (d'Ovidio, Noviello, Ianniello, et al. 2015). A presença de formas parasitárias larvares nas fezes é muito rara (Pinto et al. 2002).

#### 2.4.3.4. *Trichuris muris*

De acordo com a ESCCAP, o meio de diagnóstico consiste na observação de ovos de *Trichuris* spp., através de técnicas de flutuação fecal. Os ovos apresentam forma de barril ou de limão, cor castanha e um tampão em cada polo (ESCCAP 2017) (Anexo 10).

#### 2.4.3.5. *Heterakis spumosa*

No estudo desenvolvido por Qasim et al. (2014), o meio de diagnóstico utilizado foi a técnica de flutuação fecal (com solução saturada de cloreto de sódio) para observação de ovos de *Heterakis* spp. (Anexo 11). Também pode ser realizada a identificação de formas adultas do parasita no intestino grosso, durante a necrópsia (Baker 2006).

#### 2.4.3.6. *Passalurus ambiguus*

No estudo realizado por Rinaldi et al. (2007) acerca da prevalência de *Passalurus ambiguus* em coelhos, os métodos de diagnóstico utilizados foram: McMaster, FLOTAC e esfregaço fecal direto a partir de colheita com fita-cola na região perianal. Os ovos de *Passalurus ambiguus* são, como quase todos os ovos de oxiurídeos, achatados ao longo de um dos lados (ESCCAP 2017) (Anexo 12).

Foi através da técnica de FLOTAC que, Rinaldi et al. (2007), obtiveram um maior número de resultados positivos, sendo que a de McMaster e o esfregaço fecal originaram alguns falsos negativos. Estes autores verificaram uma maior excreção de ovos durante os períodos da tarde e noite.

O diagnóstico também pode ser realizado através da observação de formas parasitárias adultas no ceco e cólon de coelhos, em necrópsia (Schoeb et al. 2008).

### 2.5. Terapêutica

Os princípios ativos utilizados na terapêutica das parasitoses por nemátodes são febantel em associação com pamoato de pirantel, fenbendazol, oxfendazol ou ivermectina em petausos do açúcar (Brust e Pye 2013), pamoato de pirantel ou febantel em roedores (Mayer 2013) e pamoato de pirantel ou fenbendazol em coelhos (Fiorello e Divers 2013) (Anexo 14).

Nas parasitoses por céstodes, utilizam-se oxfendazol ou fenbendazol em petauros do açúcar (Brust e Pye 2013) e praziquantel em roedores (Mayer 2013) e coelhos (Fiorello e Divers 2013) (Anexo 14).

Em petauros do açúcar, coelhos e roedores, a terapêutica da infecção por protozoários intestinais é realizada com metronidazol (Brust e Pye 2013; Fiorello e Divers 2013; Mayer 2013) (Anexo 14).

## 2.6. Prevenção

De acordo com Sutherland et al. (2021), a prevenção de parasitas internos e externos em coelhos, porquinhos da Índia, ratazanas, chinchilas, hamsters e petauros do açúcar depende dos fatores de risco envolventes e da presença de sinais de doença parasitária. A idade do animal, o seu estado de saúde, o acesso ou não ao exterior, a qualidade e dimensões do local onde vive, a ventilação, a higiene dos locais que frequenta e a qualidade da alimentação são fatores que favorecem o desenvolvimento destas doenças (ESCCAP 2017).

De acordo com Sutherland et al. (2021), por rotina, não se considera a realização de desparasitações “preventivas” nestes pequenos mamíferos exóticos. Por outro lado, de acordo com a guideline GL7 da ESCCAP (2017), a prevenção das doenças parasitárias baseia-se num bom manejo e na administração de fármacos para tratamento profilático.

A quarentena é uma medida muito importante antes de juntar um animal recém-adquirido ao animal já residente (ESCCAP 2017). Durante este período é crucial rastrear alguns parasitas internos comuns, através das técnicas de flutuação fecal e esfregaço fecal direto, destacando-se: nos coelhos, *Passalurus ambiguus* e *Eimeria* spp.; nos porquinhos da Índia, coccídias e *Giardia* spp.; e nos petauros do açúcar *Paraastrostrongylus* spp. (Sutherland et al. 2021).

### 3. Rastreo parasitológico em lagomorfos, roedores e petauros do açúcar através das técnicas de esfregaço fecal e Mini-FLOTAC

#### 3.1. Objetivos do estudo

O objetivo deste estudo consistiu em determinar a prevalência de parasitas passíveis de serem detetados nas fezes de algumas espécies de mamíferos exóticos de companhia. Foram selecionadas as técnicas de esfregaço fecal com coloração Ziehl-Neelsen e Mini-FLOTAC. A primeira permite a identificação de quistos de *Giardia* spp. e oocistos de *Cryptosporidium* spp, tendo estas duas espécies de protozoários um potencial zoonótico e, a segunda, é uma recente técnica de flutuação fecal para a qual ainda existem poucos resultados descritos nas espécies envolvidas neste estudo.

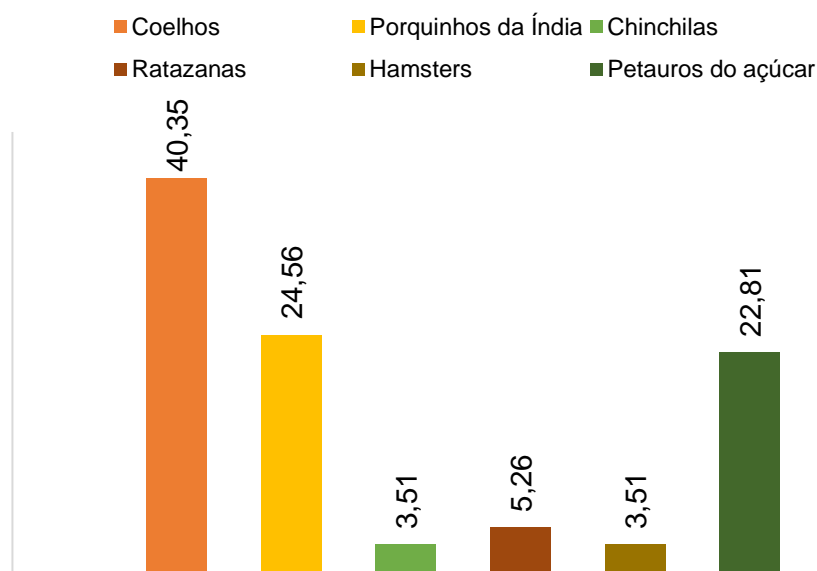
Através de inquéritos a detentores e colheita de histórias clínicas dos animais, pretende-se analisar a relação entre os resultados obtidos neste estudo e alguns fatores do estilo de vida, saúde e fisiologia dos animais.

#### 3.2. Material e métodos

##### 3.2.1. Espécies animais envolvidas no estudo

Para a realização deste estudo, foram utilizadas amostras fecais de algumas espécies de mamíferos exóticos de companhia, nomeadamente: 23 coelhos, 14 porquinhos da Índia, 2 chinchilas, 3 ratazanas, 2 hamsters e 13 petauros do açúcar (Gráfico 1).

Gráfico 1- Espécies animais envolvidas no estudo (%)



### 3.2.2. Colheita e armazenamento de amostras

As amostras de fezes foram obtidas durante o estágio curricular: nas consultas, a partir das caixas transportadoras ou gaiolas; a partir das instalações de internamento quando os animais necessitavam de permanecer na clínica durante o dia; e foram também recebidas amostras colhidas pelos detentores em casa. Para o armazenamento foram utilizados sacos, frascos e caixas de plástico em ambiente refrigerado (4°C) e as amostras foram processadas num período máximo de 15 dias após a colheita.

### 3.2.3. Recolha de informações acerca dos animais em estudo

Foram recolhidos alguns dados sobre os animais envolvidos no estudo, nomeadamente: sexo, idade, concelho em que o detentor reside com o animal, desparasitação interna do animal (é ou não efetuada, frequência de administração, princípio ativo do desparasitante), histórico de parasitose gastrointestinal, situações de doença, estilo de vida (exterior e/ou interior) e contacto com outros animais. Estas informações foram obtidas durante as consultas ou através das fichas clínicas dos animais e, para os detentores que enviaram as amostras de fezes, foi realizado um inquérito online.

Todas as informações recolhidas, assim como os resultados obtidos no estudo foram organizados e analisados através do Microsoft Excel 2016, versão 2206.

### 3.2.4. Técnicas laboratoriais

O processamento das amostras fecais para pesquisa de parasitas foi realizado no Laboratório de Parasitologia e de Doenças Parasitárias da FMV-ULisboa, através das técnicas de esfregaço fecal com coloração Ziehl-Neelsen e Mini-FLOTAC.

#### 3.2.4.1. Mini-FLOTAC

O Mini-FLOTAC é uma técnica coprológica simultaneamente qualitativa e quantitativa que permite a identificação e contagem de ovos e larvas de helmintes e de oocistos, quistos e trofozoítos de protozoários presentes nas fezes de animais parasitados (Batista et al. 2021).

Para a identificação de tremátodes é necessária centrifugação, sendo por isso preferível a técnica de FLOTAC (Cringoli et al. 2017).

Para a realização desta técnica são necessários: o *fill*-FLOTAC, o coletor cónico do *fill*-FLOTAC e o aparelho do Mini-FLOTAC constituído pelo disco de leitura e câmaras de flutuação (University of Naples Federico II) (Figura 21).

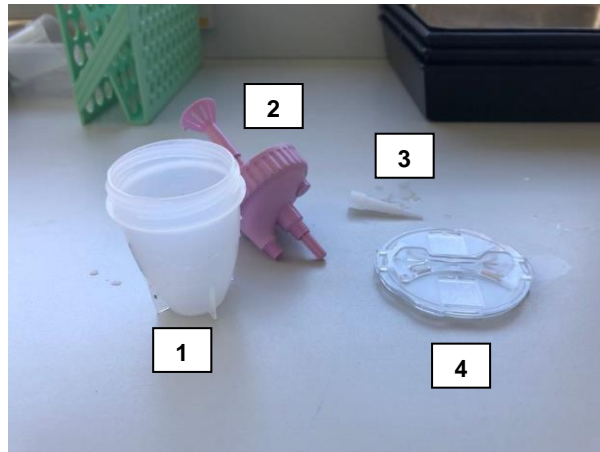


Figura 19- **Constituintes do Mini-FLOTAC.** 1- Fill-FLOTAC. 2- Coletor cônico. 3- Ponta. 4- Aparelho do Mini-FLOTAC (Original).

O protocolo em animais exóticos consiste em (University of Naples Federico II):

1. Adicionar 38 ml de solução de flutuação ao *fill*-FLOTAC 2 (foi utilizada solução saturada de açúcar, densidade relativa 1.2);
2. Homogeneizar a amostra fecal;
3. Preencher o coletor cônico com as fezes homogeneizadas (cerca de 2g), nivelando a superfície;
4. Homogeneizar com movimentos de rotação e verticais da base do coletor cônico;
5. Com o aparelho do Mini-FLOTAC inclinado para evitar a formação de bolhas de ar, verter a suspensão fecal nas duas câmaras de flutuação até criar um menisco (Figura 22);
6. Aguardar 10 minutos;
7. Utilizar a chave para rodar o disco de leitura cerca de 90°, no sentido dos ponteiros do relógio;
8. Observar ao microscópio colocando o aparelho do Mini-FLOTAC no adaptador (Figura 22). A ampliação utilizada foi de 100x.

Para uma diluição da solução de flutuação de 1:20 (2g de fezes + 38 ml de solução saturada), o fator de multiplicação será 10, querendo dizer que o limite de detecção é de 10 OPG (ovos ou oocistos por grama de fezes), 10 LPG (larvas por grama de fezes) ou 10 QPG (quistos por grama de fezes), pois a contagem é efetuada nas duas câmaras.

As amostras fecais dos petardos do açúcar tiveram origem em 2 grupos, um deles constituído por 7 animais (que será designado como “grupo 1”), e o outro constituído por 6 animais (que será designado como “grupo 2”). Para a realização do Mini-FLOTAC, foi necessário organizar subgrupos. Para o primeiro grupo realizaram-se 2 subgrupos, um constituído por 4 machos e outro por 3 fêmeas. Para o segundo grupo foram homogeneizadas

as 6 amostras no mesmo recipiente, realizando-se apenas uma preparação de Mini-FLOTAC para todo o grupo.

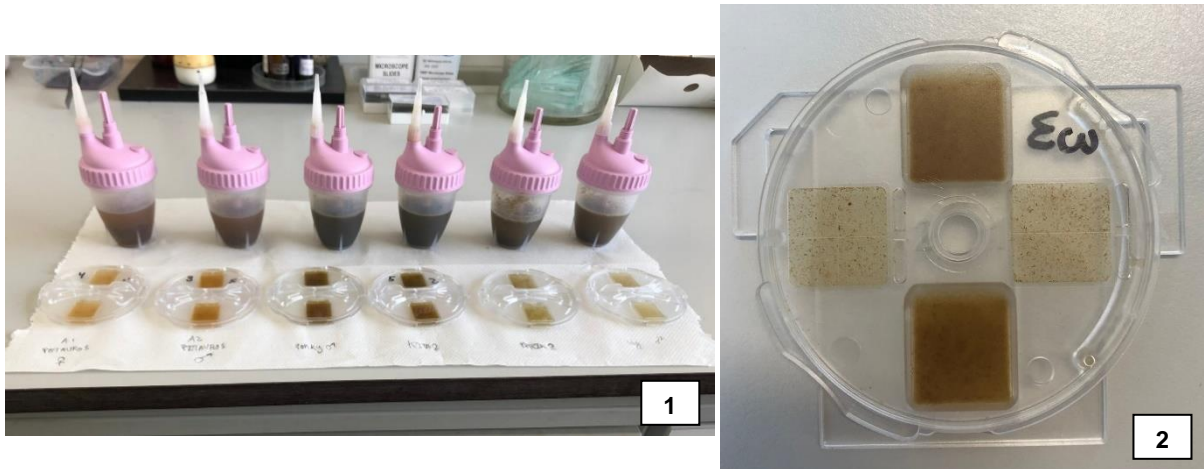


Figura 20- **Alguns procedimentos da técnica Mini-FLOTAC.** 1- Câmaras de flutuação preenchidas. 2- Aparelho do Mini-FLOTAC no adaptador (Original).

#### 3.2.4.2. Esfregaço fecal com coloração Ziehl-Neelsen

Anteriormente à coloração Ziehl-Neelsen foram efetuados os esfregaços fecais (Figura 23), os quais foram deixados secar ao ar e, depois de bem secos, fixados com metanol durante 1 minuto. O protocolo para a coloração Ziehl-Neelsen inclui os seguintes procedimentos (Ferreira et al. 2017):

1. Colocar fucsina durante 10 minutos (Figura 23);
2. Lavar a lâmina com água corrente;
3. Lavar com álcool clorídrico a 1% para remover o excesso de fucsina;
4. Lavar com água corrente;
5. Colocar verde malaquite a 0,4% durante 30 segundos (Figura 23);
6. Lavar com água corrente;
7. Colocar a lâmina ao alto para secar;
8. Observar com óleo de imersão na objetiva de 100x. Foram percorridos cerca de 40 campos por lâmina.

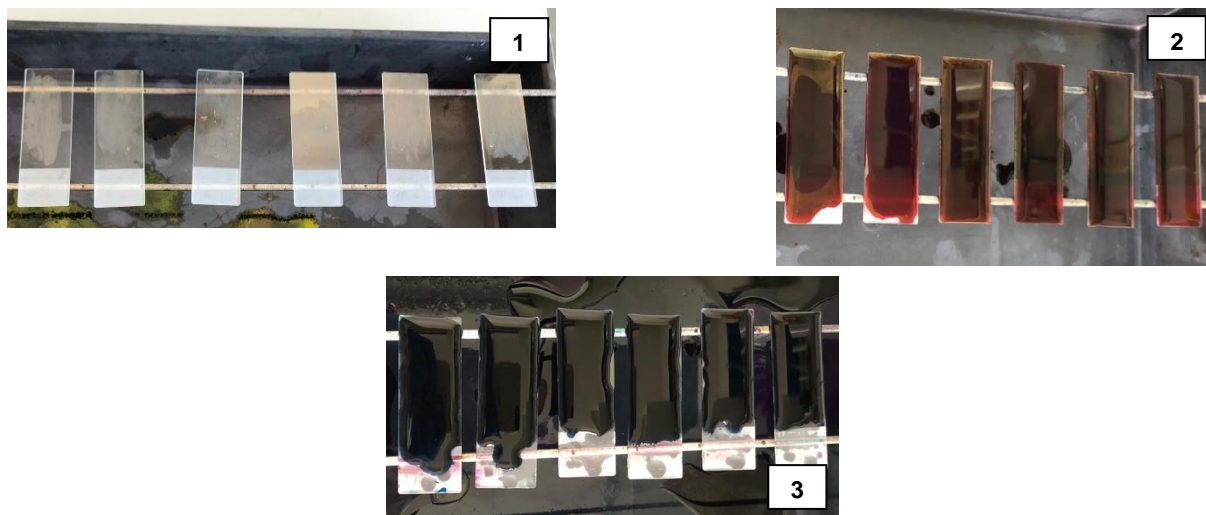


Figura 21- Alguns procedimentos da coloração Ziehl-Neelsen. 1- Esfregaços fecais. 2- Coloração com fucsina. 3- Coloração com verde malaquite a 0,4% (Original).

Os oocistos de *Cryptosporidium* spp. irão surgir corados de vermelho num fundo verde (Ortolani 2000). Por outro lado, os trofozoítos e quistos de *Giardia* spp. surgem com a cor azul (Harrington 2008).

### 3.3. Resultados

#### 3.3.1. Coelhos

O Mini-FLOTAC permitiu identificar oocistos de *Eimeria* spp. (Figura 24) em 3 amostras de fezes de coelhos, tendo sido obtidos os seguintes valores: 10 OPG, 20 OPG e 24190 OPG. Num grupo de 23 coelhos, obteve-se, assim, uma prevalência de *Eimeria* spp. de 13,04%. Para além disso, noutra amostra foi possível observar nemátodes de vida livre e um ovo de ácaro. Não foi possível realizar o Mini-FLOTAC para 4 das amostras fecais devido a quantidade insuficiente das mesmas.

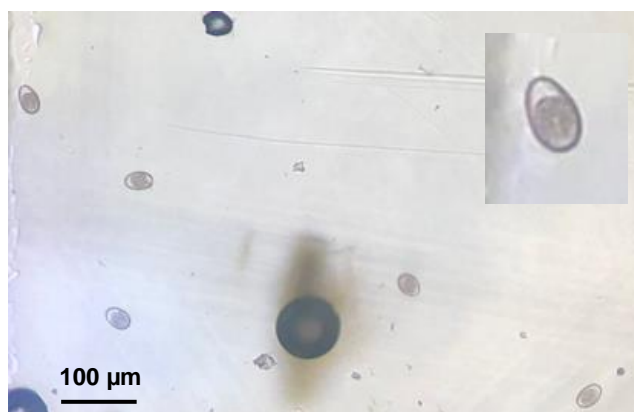
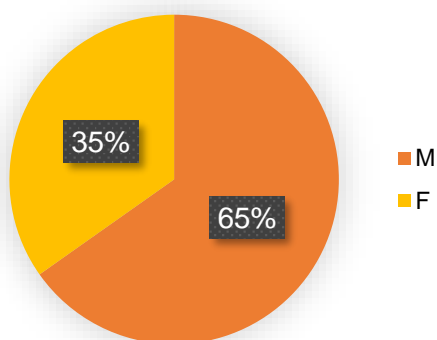


Figura 22- Oocistos de *Eimeria* spp. na preparação de Mini-FLOTAC, a partir de fezes de um coelho de companhia (Original)

Por outro lado, em todos os esfregaços fecais corados com Ziehl-Neelsen, não foram observados parasitas.

As informações recolhidas acerca dos coelhos envolvidos no estudo, estão representadas nos gráficos 2 a 8 e na figura 25. Os coelhos para os quais foram quantificados 10 OPG, 20 OPG e 24190 OPG, serão, a partir deste momento, designados como C1, C2 e C3, respetivamente (Tabelas 1 a 8).

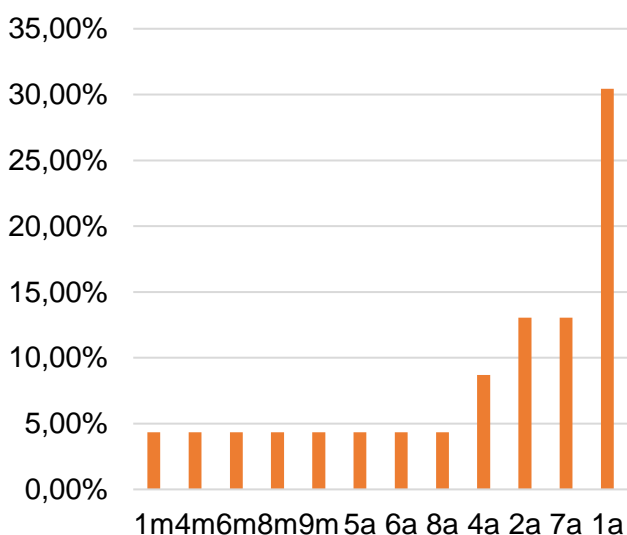
**Gráfico 2- Sexo dos coelhos envolvidos no estudo (M-Macho; F-Fêmea)**



**Tabela 1- Sexo dos coelhos C1, C2 e C3 (M-Macho; F-Fêmea)**

Coelhos	Sexo
C1	M
C2	F
C3	M

**Gráfico 3- Idade dos coelhos envolvidos no estudo (m- mês(es); a-ano(s))**



**Tabela 2- Idade dos coelhos C1, C2 e C3 (m- mês(es); a- ano(s))**

Coelhos	Idade
C1	5a
C2	1m
C3	9m

Gráfico 4- Concelhos em que os detentores residem com os coelhos envolvidos no estudo

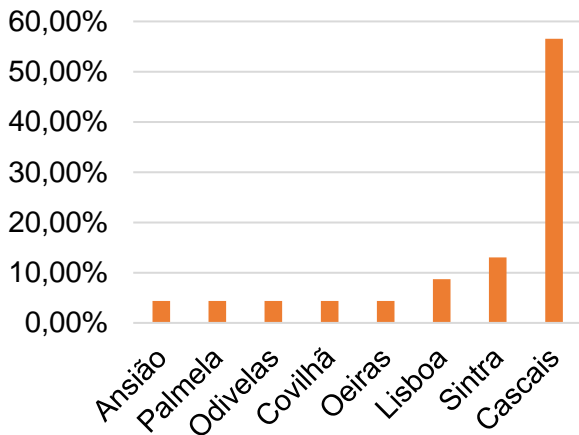


Tabela 3- Concelhos em que os detentores residem com os coelhos C1, C2 e C3

Coelhos	Concelho
C1	Odivelas
C2	Cascais
C3	Cascais

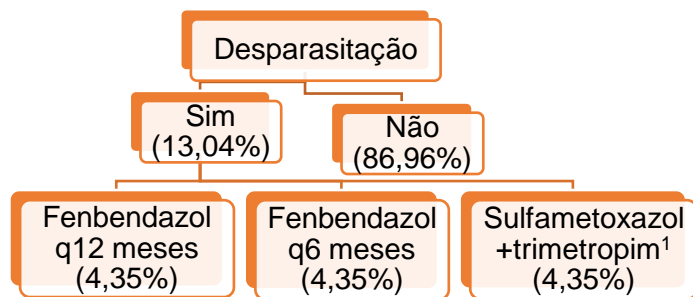


Tabela 4- Desparasitação dos coelhos C1, C2 e C3

Coelhos	Desparasitação
C1	Não
C2	Não
C3	Não

Figura 23- Desparasitação dos coelhos envolvidos no estudo

<sup>1</sup>Um dos coelhos realizou tratamento anti-parasitário com sulfametoxazol em associação com trimetropim durante 1 semana, devido a diagnóstico de coccidiose em consulta, através de esfregaço fecal.

Gráfico 5- Histórico de parasitose gastrointestinal dos coelhos envolvidos no estudo

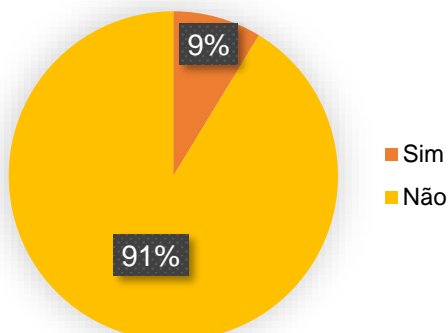


Tabela 5- Histórico de parasitose gastrointestinal dos coelhos C1, C2 e C3

Coelhos	Histórico de parasitose gastrointestinal
C1	Não
C2	Não
C3	Não

Em 23 coelhos envolvidos no estudo, 2 deles já tinham histórico de parasitose gastrointestinal. Num dos casos foram observados oocistos de *Eimeria* spp. no esfregaço fecal realizado em consulta, previamente ao estágio curricular da autora. No outro caso, o(a) detentor(a) terá observado parasitas nas fezes do seu animal e, após o sucedido, realizou tratamento antiparasitário, não tendo sido realizado diagnóstico de parasitose gastrointestinal.

Gráfico 6- Situação de doença dos coelhos envolvidos no estudo

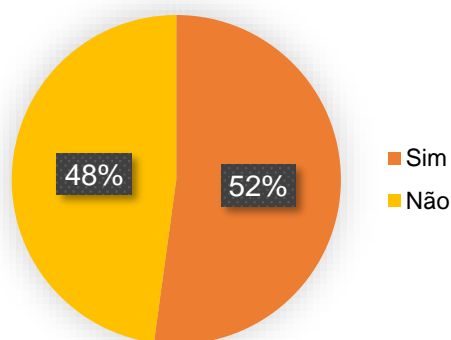


Tabela 6- Situação de doença dos coelhos C1, C2 e C3

Coelhos	Situação de doença
C1	Sim
C2	Sim
C3	Não

As situações de doença comuns a um maior número de coelhos são Encefalitozoonose (33,33%) e sinais clínicos inespecíficos (33,33%), como perda de peso, anorexia e/ou prostração.

Gráfico 7- Estilo de vida dos coelhos envolvidos no estudo

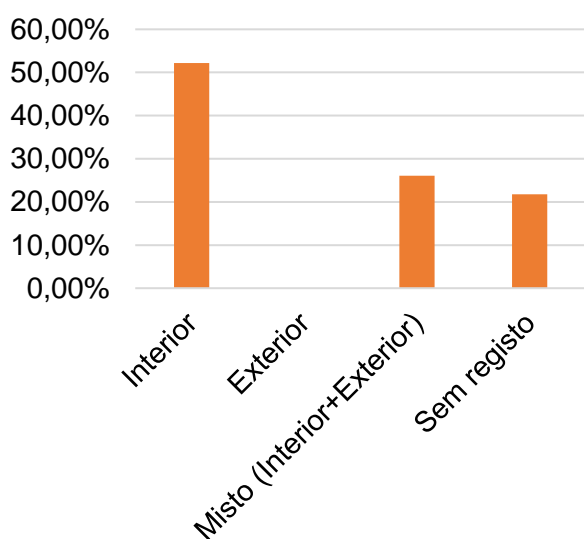
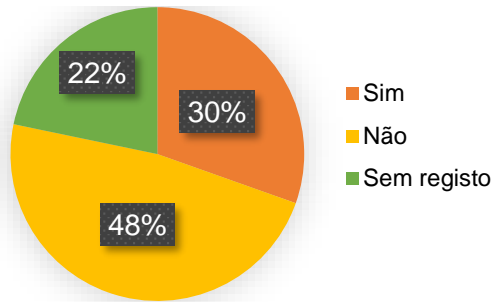


Tabela 7- Estilo de vida dos coelhos C1, C2 e C3

Coelhos	Estilo de vida
C1	Misto (Interior+Exterior)
C2	Interior
C3	Misto (Interior+Exterior)

**Gráfico 8- Contacto dos coelhos envolvidos no estudo com outros animais**



**Tabela 8- Contacto dos coelhos C1, C2 e C3 com outros animais**

Coelhos	Contacto com outros animais
C1	Sim (cão)
C2	Não
C3	Sem registo

A principal espécie que contacta com os coelhos envolvidos no estudo são outros coelhos (42,86%). Os restantes coabitam com cão e gato de forma simultânea ou individual.

### 3.3.2. Porquinhos da Índia

Em todas as amostras fecais dos 14 porquinhos da Índia envolvidos no estudo, tanto no Mini-FLOTAC, como nos esfregaços fecais corados com Ziehl-Neelsen, não foram observados quaisquer parasitas.

Os esfregaços fecais foram realizados para todas as amostras fecais. No entanto, o Mini-FLOTAC não foi realizado para 3 amostras fecais devido a quantidade insuficiente das mesmas.

As informações recolhidas acerca dos porquinhos da Índia envolvidos no estudo, estão representadas nos gráficos 9 a 16.

**Gráfico 9- Sexo dos porquinhos da Índia envolvidos no estudo (M-Macho; F-Fêmea)**

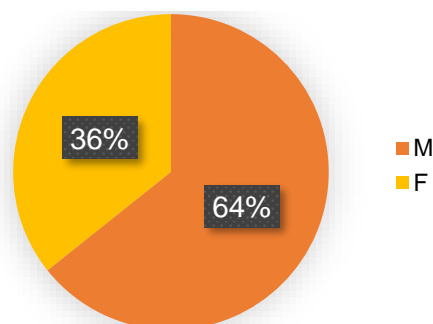


Gráfico 10- Idade dos porquinhos da Índia envolvidos no estudo (m- mês(es); a-ano(s))

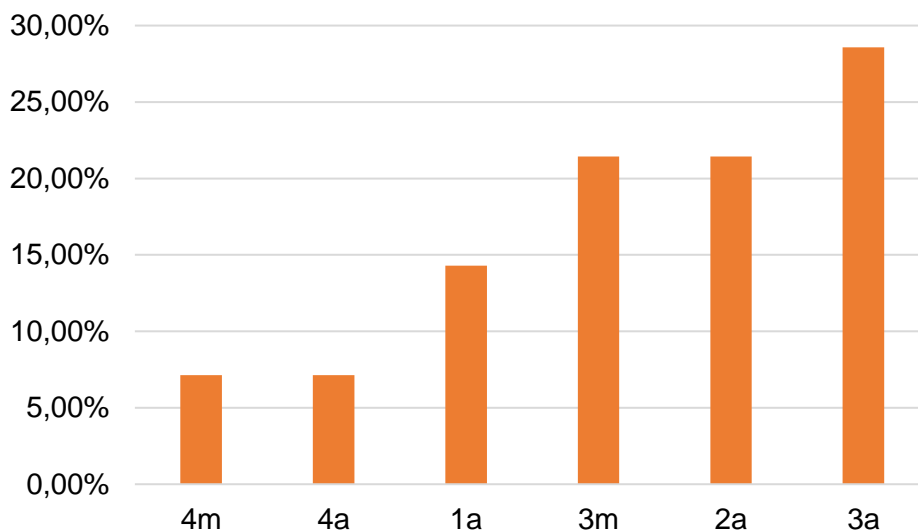


Gráfico 11- Concelhos em que os detentores residem com os porquinhos da Índia envolvidos no estudo

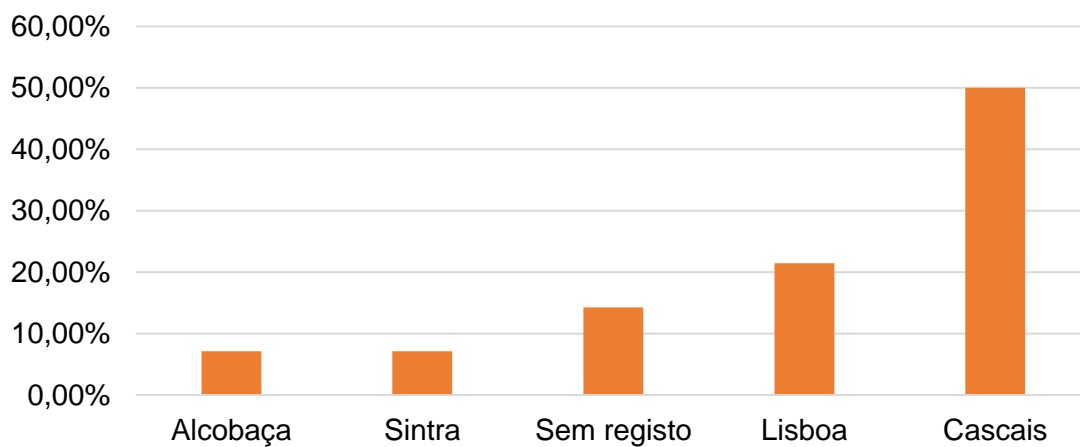


Gráfico 12- Desparasitação dos porquinhos da Índia envolvidos no estudo

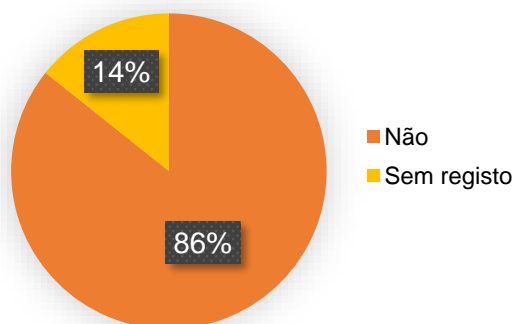


Gráfico 13- Histórico de parasitose gastrointestinal dos porquinhos da Índia envolvidos no estudo

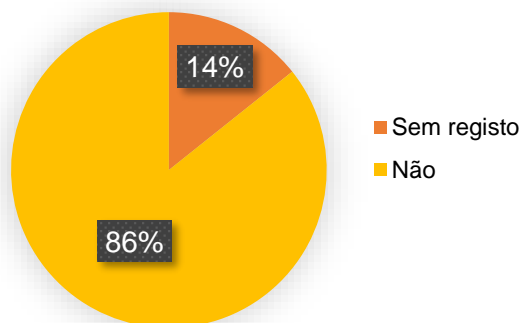
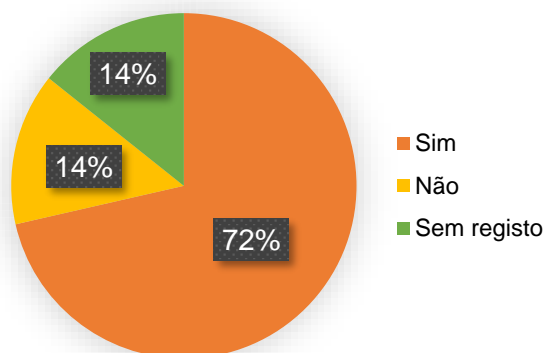


Gráfico 14- Situação de doença dos porquinhos da Índia envolvidos no estudo



As ectoparasitoses são a situação de doença mais comum (40%) entre os porquinhos da Índia envolvidos no estudo.

Gráfico 15- Estilo de vida dos porquinhos da Índia envolvidos no estudo

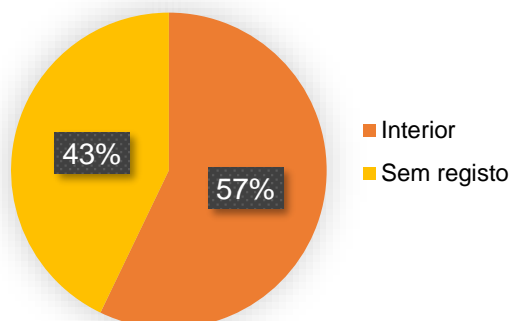
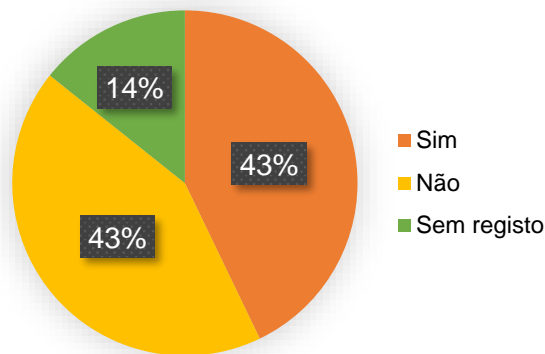


Gráfico 16- Contacto dos porquinhos da Índia envolvidos no estudo com outros animais



De acordo com os dados que foi possível recolher, os porquinhos da Índia envolvidos no estudo contactam apenas com indivíduos da mesma espécie.

### 3.3.3. Chinchilas

O Mini-FLOTAC foi realizado apenas para uma das 2 das amostras fecais das chinchilas envolvidas no estudo, devido a quantidade insuficiente da amostra, mas o esfregaço fecal com coloração Ziehl-Neelsen foi realizado para ambas as amostras. Em nenhuma das técnicas foram observados parasitas.

As informações recolhidas acerca das chinchilas envolvidas no estudo, estão representadas na figura 26.

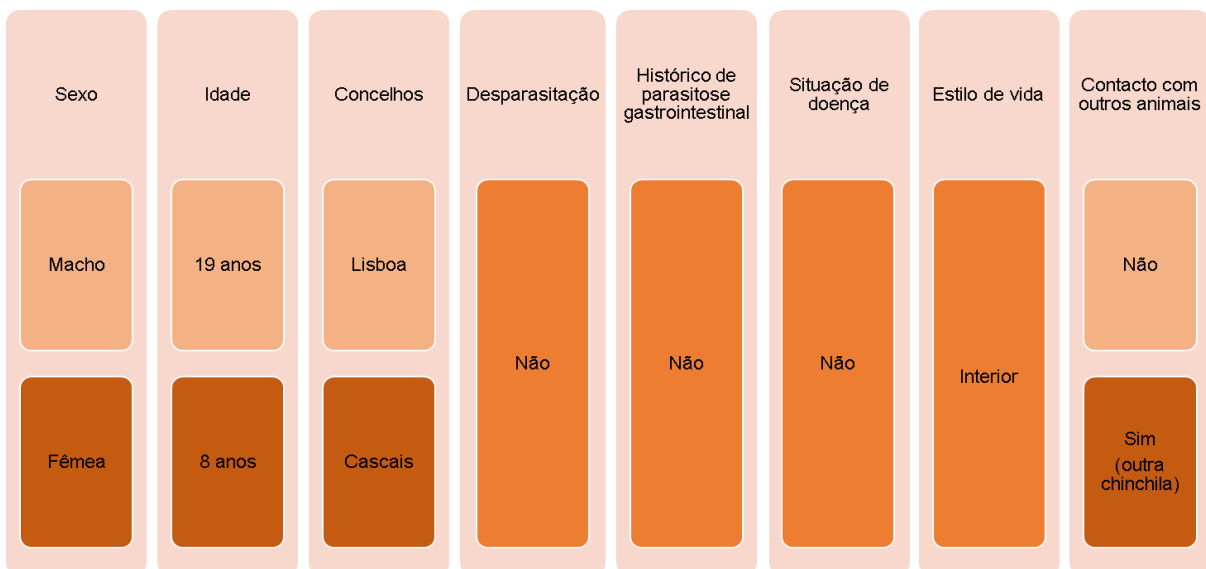


Figura 24- Sexo, idade, concelho, desparasitação, histórico de parasitose gastrointestinal, situação de doença, estilo de vida e contacto com outros animais das ratazanas envolvidas no estudo

### 3.3.4. Ratazanas

O esfregaço fecal com coloração Ziehl-Neelsen foi realizado para as 3 amostras fecais de ratazanas envolvidas no estudo, tendo sido observados quistos de *Giardia* spp. (Figura 27) em 2 das amostras. As ratazanas para as quais foram observados quistos de *Giardia* spp., serão, a partir deste momento, designadas como R1 e R2.

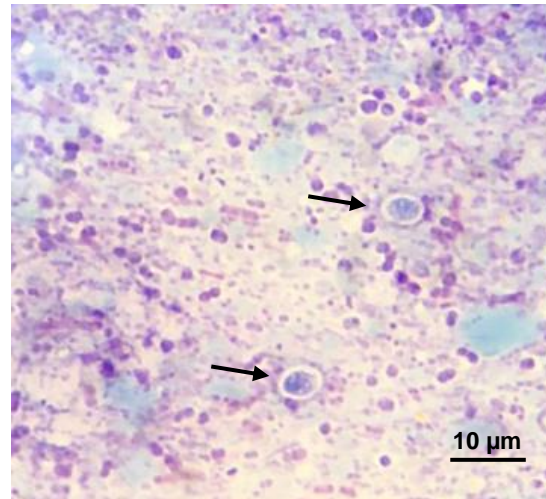


Figura 25- Quistos de *Giardia* spp. (setas) no esfregaço fecal de uma ratazana de companhia, com coloração Ziehl-Neelsen (Original)

O Mini-FLOTAC não foi realizado para uma das amostras fecais devido a quantidade insuficiente da mesma. Para as 2 amostras processadas através desta técnica não foram identificadas quaisquer formas parasitárias.

As informações recolhidas acerca das ratazanas envolvidas no estudo, estão representadas na figura 28.

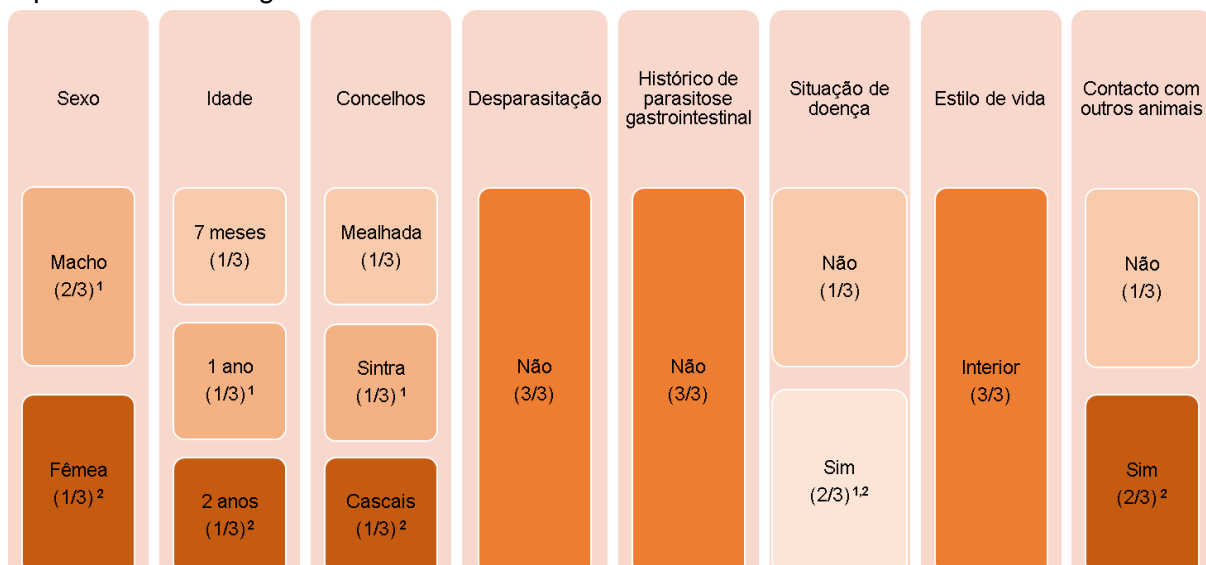


Figura 26- Sexo, idade, concelho, desparasitação, histórico de parasitose gastrointestinal, situação de doença, estilo de vida e contacto com outros animais das ratazanas envolvidas no estudo. <sup>1</sup> inclui R1; <sup>2</sup> inclui R2

As doenças concomitantes presentes nas ratazanas para as quais foram identificados quistos de *Giardia* spp. são fibrossarcoma e doença respiratória por *Mycoplasma*. Uma destas ratazanas coabitava com outra ratazana.

### 3.3.5. Hamsters

No caso das amostras fecais provenientes dos 2 hamsters envolvidos no estudo, não foi possível realizar o Mini-FLOTAC para nenhuma delas, devido a quantidade insuficiente das mesmas. Por outro lado, o esfregaço fecal com coloração Ziehl-Neelsen foi realizado para ambas, mas em nenhuma delas foram observados parasitas.

As informações recolhidas acerca das ratazanas envolvidas no estudo, estão representadas na figura 29.



Figura 27- Sexo, idade, concelho, desparasitação, histórico de parasitose gastrointestinal, situação de doença, estilo de vida e contacto com outros animais dos hamsters envolvidos no estudo

Ambos os hamsters apresentavam situações que poderiam debilitar o seu sistema imunitário, nomeadamente infeção de ferida cirúrgica no caso da fêmea, e dermatite axilar no caso do macho.

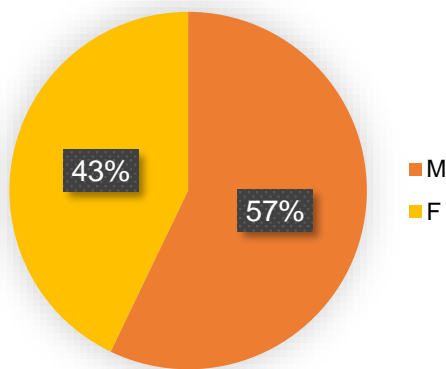
### 3.3.6. Petauros do açúcar

Foi realizado esfregaço fecal com coloração Ziehl-Neelsen para todas as amostras individualmente mas, nem no Mini-FLOTAC, nem no esfregaço fecal com coloração Ziehl-Neelsen, foram observados quaisquer parasitas.

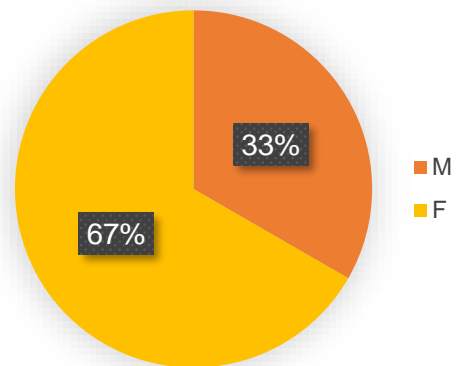
Vários dados são comuns aos patauros do açúcar envolvidos no estudo, sendo que nenhum deles é desparasitado regularmente, não possuem histórico de parasitose gastrointestinal, não estão perante uma situação de doença, não têm acesso ao exterior e contactam apenas com animais da mesma espécie. Os animais do grupo 1 residem com o seu(ua) detentor(a) no concelho de Sintra e, os do grupo 2, no concelho de Lisboa.

As restantes informações recolhidas acerca dos patauros do açúcar envolvidos no estudo, estão representadas nos gráficos 17 a 20.

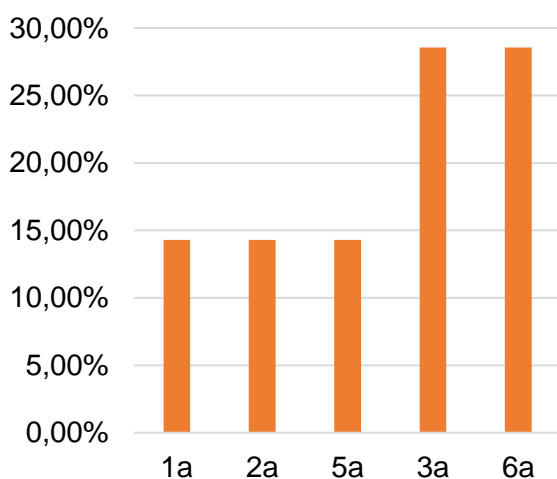
**Gráfico 18- Sexo dos patauros do açúcar envolvidos no estudo, do grupo 1 (M-Macho; F-Fêmea)**



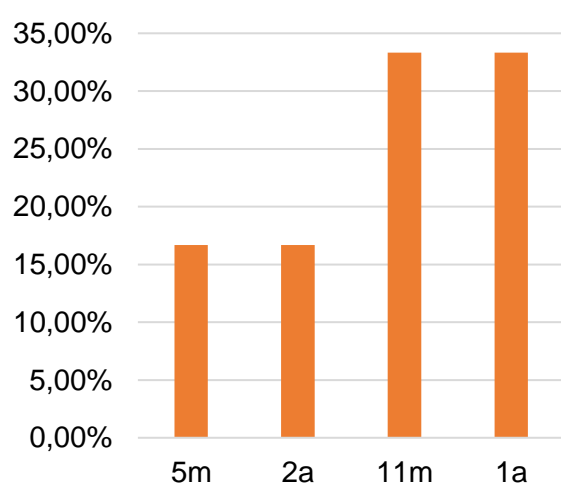
**Gráfico 17- Sexo dos patauros do açúcar envolvidos no estudo, do grupo 2 (M-Macho; F- Fêmea)**



**Gráfico 20- Idade dos patauros do açúcar envolvidos no estudo, do grupo 1 (m- mês(es); a-ano(s))**



**Gráfico 19- Idade dos patauros do açúcar envolvidos no estudo, do grupo 2 (m- mês(es); a-ano(s))**



### 3.4. Discussão

#### 3.4.1. Coelhos

##### 3.4.1.1. *Eimeria* spp.

A prevalência de *Eimeria* spp. obtida neste estudo, está em concordância com um estudo realizado na Finlândia, em que foram processadas, através da técnica de McMaster, cerca de 320 amostras fecais de coelhos de companhia mantidos em condições de higiene adequadas, em que o endoparasita mais prevalente foi *Eimeira* spp. (Mäkitaipale et al. 2017). Por outro lado, o número de coelhos parasitados e a variedade de parasitas identificados foi superior, provavelmente devido ao maior número de amostras recolhidas e à maior duração do estudo (cerca de 3 anos), relativamente ao presente estudo.

Por outro lado, a prevalência de *Eimeria* spp. em coelhos de estimação está próxima da assinalada noutra investigação efetuada em Portugal (18,6%) e que utilizou pela primeira vez a técnica de Mini-FLOTAC para o seu diagnóstico em lagomorfos e roedores (Martins et al. 2022).

De acordo com Alowanou et al. (2021), para contagens de 10 e 20 OPG (<200 OPG) as parasitoses consideram-se ligeiras, mas para 24190 OPG (>500 OPG) considera-se uma infeção grave. De acordo com Gutiérrez (2003), citado por Papeschi et al. (2013), neste último caso, é indicada a realização de tratamento antiparasitário (24190 OPG > 4000-5000 OPG). Martins et al. (2022) também encontraram grande variabilidade de contagens de oocistos, principalmente com Mini-FLOTAC, variando os OPGs entre 20 e 4380, mas cujo nível máximo não foi tão elevado como o assinalado no presente estudo.

##### 3.4.1.2. *Mosgovoyia pectinata*, *Cittotaenia ctenoides* e *Trichostrongylus retortaeformis*

Tal como se verificou, seria bastante provável que não fossem identificados ovos nas fezes dos coelhos envolvidos no estudo. Estes parasitas ocorrem sobretudo em espécies selvagens, podendo surgir ocasionalmente em coelhos de companhia (ESCCAP 2017).

##### 3.4.1.3. *Passalurus ambiguus*

O facto de, no presente estudo, os coelhos terem cuidados adequados de higiene e assistência veterinária, pode tornar menos provável a infeção por *P. ambiguus*. Hajipour e Zavarshani (2020), realizaram colheitas fecais de 50 coelhos provenientes de criadores de Urmia e Tabriz, Irão. As amostras foram analisadas a partir das técnicas de sedimentação e flutuação, identificando *Passalurus ambiguus* como o parasita com maior prevalência (54%) nessa população. No entanto, os autores descrevem que as instalações em que se encontravam esses coelhos tinham uma higienização muito pobre, incluindo o solo, a água e

os sistemas de alimentação conspurcados, presença de fezes nas gaiolas, para além de que os animais não eram desparasitados regularmente.

Na Finlândia, Mäkitaipale et al. (2017), obtiveram uma prevalência de 3% para a infeção por *Passalurus ambiguus* em coelhos de companhia. Neste caso, os detentores foram alertados para a importância de manter a higienização das caixas onde os animais defecam. É muito provável que as condições de higiene tenham sido fundamentais para uma pequena prevalência deste nemátode, em comparação com o estudo de Hajipour e Zavarshani (2020), reportado anteriormente. Em concordância com o estudo de Mäkitaipale et al. (2017), seria esperado que fossem identificados poucos animais parasitados com este nemátode neste estudo. No entanto, sendo o Mini-FLOTAC uma técnica mais sensível do que o McMaster, a probabilidade de ocorrerem resultados falsos negativos diminui, e, conseqüentemente, a prevalência dos parasitas observados poderia ser maior.

A maior parte dos coelhos do presente estudo não era desparasitada de forma regular (13,04%). Em Lisboa, Portugal, foi realizado um estudo por Gomes (2021) a partir de amostras fecais de 35 coelhos de companhia, tendo sido obtida uma prevalência de 2,7% para *Passalurus ambiguus*, através do método de Willis, corroborando novamente a ideia de uma baixa prevalência deste parasita nesta população. Neste caso, a maior parte dos coelhos eram desparasitados de forma regular (86,49%).

Este parasita pode não ter sido identificado no presente estudo, devido ao menor número de amostras utilizado, comparativamente àqueles citados, sendo que apenas 19 amostras fecais foram processadas no Mini-FLOTAC. De acordo com Mäkitaipale et al. (2017) e Gomes (2021), a prevalência de *Passalurus ambiguus* é baixa em populações de coelhos de companhia mantidos em condições de manejo adequadas.

#### 3.4.1.4. ***Giardia duodenalis***

O facto de este protozoário não ter sido identificado em nenhum dos 23 esfregaços fecais, pode ser explicado pelo facto de *Giardia duodenalis* surgir apenas ocasionalmente em coelhos (Schoeb et al. 2008). Também no estudo de Gomes (2021), este parasita não foi detetado em 19 esfregaços fecais com coloração Ziehl-Neelsen.

#### 3.4.1.5. ***Cryptosporidium* spp.**

No presente estudo, nenhum dos coelhos apresentava diarreia. Shiibashi et al. (2005) recolheram amostras fecais de 66 coelhos juvenis que morreram depois de episódios diarreicos e de 30 coelhos aparentemente saudáveis, presentes numa loja de animais no Japão. Obtiveram uma prevalência de infeção por *Cryptosporidium* spp. de 19,7% e 3,3% para animais diarreicos e saudáveis, respetivamente. As técnicas utilizadas foram a técnica de

flutuação fecal (com solução de açúcar) com centrifugação e esfregaço fecal com coloração Ziehl-Neelsen. De acordo com os autores, este foi o primeiro conjunto de casos reportados de infecção por *Cryptosporidium* spp. em coelhos de companhia.

Os coelhos envolvidos no estudo de Shiibashi et al. (2005) coabitavam com 2 a 5 animais por gaiola e, possivelmente, animais saudáveis contactavam diretamente com animais diarreicos, potenciando a transmissão do parasita.

#### 3.4.1.6. Idade

As idades dos coelhos envolvidos no estudo variam entre 1 mês e 8 anos, concentrando-se no ano de idade (30,43%). Para aqueles em que foram quantificados oocistos de *Eimeria* spp., as idades variam entre 1 mês e 5 anos, sendo que as idades dos coelhos C2 e C3 são inferiores a 1 ano de idade.

Este protozoário não é viável em coelhos com menos de 3 semanas de idade (Abd El-Gahny 2021), uma vez que, de acordo com Pakandl e Hlášková (2007), não tem capacidade para completar o seu ciclo endógeno em coelhos muito jovens. Os coelhos mais suscetíveis à infecção por *Eimeria* spp. são aqueles desmamados recentemente (Bachene et al. 2018). O desmame ocorre às 6 semanas de idade (Meredith e Crossley 2002), sendo por isso esperada uma maior prevalência de infecção nessa idade.

O coelho C2, com 1 mês de idade, encontrava-se numa situação de aquisição recente pelo(a) detentor(a) e, simultaneamente, desmame precoce, tornando-se assim mais suscetível à infecção por *Eimeria* spp.

#### 3.4.1.7. Situação de doença

Mais de metade dos coelhos envolvidos no estudo (52,17%) estão perante uma situação de doença que poderia comprometer o sistema imunitário e facilitar o desenvolvimento de parasitoses gastrointestinais. De facto, os coelhos C1 e C2 têm ambos um diagnóstico serológico positivo para *Encephalitozoon*, mas no caso do coelho C3 não há, aparentemente, influência de uma doença concomitante.

Nenhum dos coelhos parasitados apresentava sinais clínicos compatíveis com eimeriose. De acordo com Gutiérrez (2003), citado por Mäkitaipale et al. (2017), seria esperado que os coelhos C1 e C2 não apresentassem sinais clínicos de doença, por terem contagens de oocistos nas fezes inferiores a 1000 OPG. Também no estudo de Mäkitaipale et al. (2017), verificou-se uma maior prevalência de infecção por *Eimeria* spp. para os coelhos em que os sinais clínicos de doença estavam ausentes.

#### 3.4.1.8. **Estilo de vida**

A maior parte dos coelhos do estudo (52,17%) não tem acesso ao exterior. Desta forma, é eliminado um fator de risco para a infecção por parasitas internos, e este pode ser um fator importante para explicar a baixa prevalência e variedade de parasitas identificados.

Mäkitaipale et al. (2017) descrevem que o acesso ao exterior é um fator de risco para o desenvolvimento de eimeriose. De facto, de entre os 3 coelhos para os quais foram identificados oocistos de *Eimeria* spp., apenas o coelho C2 vivia sem acesso ao exterior, podendo esse estilo de vida ter influenciado a infecção.

#### 3.4.1.9. **Contacto com outros animais**

De entre os coelhos parasitados, apenas o coelho C1 contacta com um cão. A convivência de 3 ou mais coelhos pode ser um fator de risco para a infecção por *Eimeria* spp. (Mäkitaipale et al. 2017), o que não se verifica no presente estudo.

#### 3.4.2. **Porquinhos da Índia**

O diagnóstico de infecção por *Giardia* spp. e *Cryptosporidium* spp. em porquinhos da Índia é importante, na medida em que o potencial zoonótico de *Giardia duodenalis* e *Cryptosporidium wrairi* já tem sido considerado em porquinhos da Índia (Lebbad et al. 2011; ESCCAP 2017). Neste estudo, podem ter ocorrido resultados falsos negativos, que teriam sido detetados com técnicas laboratoriais mais sensíveis. Muitos dos estudos descritos nesta espécie, identificam esses protozoários através da técnica de ELISA, nomeadamente Pantchev et al. (2014) e Meutchieye et al. (2017). De acordo com Quadros et al. (2015), esta técnica é mais sensível do que os métodos coprológicos normalmente utilizados, que requerem observação ao microscópio.

d'Ovidio, Noviello, Ianniello, et al. (2015), avaliaram a presença de endoparasitas intestinais através da técnica FLOTAC em 60 porquinhos da Índia de companhia, provenientes de lojas de animais em Itália e cujas amostras fecais foram recolhidas durante 1 ano. A prevalência de *Eimeria caviae* foi de 10% e de *Paraspidodera uncinata* foi de 13,3%.

##### 3.4.2.1. ***Paraspidodera uncinata***

Os porquinhos da Índia raramente são infetados por nemátodes, com exceção de *Paraspidodera uncinata* (Motamedi et al. 2014). Assim, tal como aconteceu no estudo de d'Ovidio, Noviello, Ianniello, et al. (2015), seria expectável que este parasita fosse identificado.

No presente estudo, a maior parte dos porquinhos da Índia não tem acesso ao exterior (57,14%), diminuindo a probabilidade de infecção por este nemátode. A maior parte dos

porquinhos da Índia parasitados por *Paraspidodera uncinata* vivem no exterior, sendo muito raramente identificado em animais mantidos em gaiola (ESCCAP 2017).

#### 3.4.2.2. *Eimeria caviae*

Os oocistos de *Eimeria caviae* podem não ser detetados laboratorialmente até 11 dias após a infecção pelo parasita, por não estarem ainda a ser excretados e, mesmo quando o são, podem não ser observados em todas as amostras (Anónimo 2009).

Do total, 71,43% dos porquinhos da Índia envolvidos no estudo apresentavam situações de doença, mas em nenhum deles ocorria sinais clínicos semelhantes aos descritos. Durante o período em que os oocistos não são excretados, os animais poderão apresentar sinais clínicos como diarreia ou, em casos mais graves, morrer por graves desequilíbrios eletrolíticos (Anónimo 2009).

#### 3.4.2.3. *Balantidium spp.*

Apesar de este protozoário também poder ocorrer em animais de companhia, existe um maior número de estudos referentes à sua prevalência em animais de laboratório, população esta que não foi incluída neste estudo. Em porquinhos da Índia provenientes de laboratórios de experimentação animal, já foi identificado *Balantidium sp.* (Alves et al. 2007; Motamedi et al. 2014; Umba et al. 2016, citados por Jones e Garcia 2019).

O potencial zoonótico de *Balantidium coli* (Motamedi et al. 2014) atribui uma maior importância ao seu diagnóstico.

#### 3.4.2.4. *Hymenolepis spp.*

d'Ovidio, Noviello, Pepe, et al. (2015), recolheram fezes de vários roedores para aferir a prevalência de *Hymenolepis spp.*, em Itália. Neste estudo estavam envolvidos 60 porquinhos da Índia provenientes de casas particulares ou de lojas de animais. Em concordância com os resultados obtidos no presente estudo, as amostras fecais foram processadas através da técnica de FLOTAC, não tendo sido observados ovos deste céstode nas fezes dos porquinhos da Índia.

#### 3.4.3. Chinchilas

Apenas duas chinchilas participaram no presente estudo e ambas são provenientes de casas particulares de detentores. Neste sentido, a probabilidade de identificação de parasitas nas fezes desses animais, seria menor.

O género *Giardia* é o parasita mais comum em chinchilas (Neves 1989, citado por Gurgel et al. 2005).

No estudo realizado por Gurgel et al. (2005), foram recolhidas 250 amostras fecais de chinchilas de reprodução do Rio Grande do Sul, Brasil. Identificaram apenas *Giardia* spp., numa prevalência de 8%, através do método de Faust et al. (1939). Da mesma forma, no norte de Portugal, Teixeira (2013), avaliou a ocorrência de parasitas gastrointestinais em 44 chinchilas provenientes de criadores, onde apenas foram observados quistos de *Giardia* spp., através das técnicas de esfregaço fecal direto, flutuação fecal passiva e flutuação com centrifugação.

A sobrepopulação e a idade jovem são fatores de risco que não se verificam nas chinchilas deste estudo.

Nos estudos referenciados, este protozoário foi identificado em chinchilas provenientes de criadores, sendo que no estudo de Teixeira (2013), a maior parte delas eram mantidas em gaiolas com 2 a 4 animais.

De acordo com Gurgel et al. (2005) e Teixeira (2013), a infecção por este protozoário ocorre sobretudo em animais jovens, ao contrário daquilo que se verifica no presente estudo, em que as chinchilas têm idade adulta (8 e 19 anos).

#### 3.4.4. Ratazanas

Não é do conhecimento do autor, a existência de prevalências reportadas para este parasita em ratazanas de companhia. Os estudos em que foram detetadas prevalências de infecção por *Giardia* spp. em ratazanas, utilizaram animais de laboratório, de colónias ou ratazanas urbanas (Al-Aboody et al. 2016; Chagas et al. 2017; Asghari et al. 2022).

De entre as 3 ratazanas envolvidas no estudo, 2 estavam perante situações de doença, sendo estas as mesmas para as quais foram observados quistos de *Giardia* spp. no esfregaço fecal com coloração Ziehl-Neelsen. Essas alterações podem ter despoletado a infecção oportunista pelo protozoário, para além de que não era realizada a desparasitação regular destes animais.

##### 3.4.4.1. *Eimeria nieschulzi* e *Trichuris muris*

Seria pouco provável identificar estes parasitas nas amostras fecais das ratazanas de companhia deste estudo, uma vez que estes são parasitas que ocorrem sobretudo em ratazanas selvagens (Baker 2006; ESCCAP 2017).

##### 3.4.4.2. *Cryptosporidium* spp.

Kimura et al. (2007), identificaram *Cryptosporidium* spp. em fezes de ratazanas urbanas no Japão, através das técnicas de imunofluorescência e *nested* PCR. Para além do diferente estilo de vida dos animais, uma vez que as ratazanas deste estudo têm origem em

casas particulares, e do menor número de amostras fecais (50 versus 3), o PCR é uma técnica mais sensível do que os métodos coprológicos comuns, diminuindo a probabilidade de resultados falsos negativos (Gomes et al. 2004).

#### 3.4.4.3. **Nemátodes e céstodes**

Tal como para os parasitas referidos anteriormente, não são conhecidos pelo autor, registos de prevalências de *S. muris* e *R. nana* em ratazanas de companhia.

Neste estudo, a colheita de amostras não recorreu à fita-cola na região perianal, o que pode despoletar falsos negativos na infeção por *Syphacia* spp. (Wary et al. 2015).

De acordo com Baker (2007), citado por Chagas et al. (2017), os helmintes mais comuns em ratazanas são *Syphacia muris* e *Rodentolepis nana*. De facto, no estudo realizado por Chagas et al. (2017), em 21 ratazanas de uma colónia, os helmintes identificados num maior número de indivíduos foram *S. muris* (42,8%) e *R. nana* (35,7%).

Outros estudos também permitiram a identificação de ovos de *Hymenolepis* spp. em ratazanas, nomeadamente: Al-Aboody et al. (2016), no Iraque, em animais de laboratório; e Zain et al. (2012), na Malásia, em duas populações de ratazanas urbanas. McInnes et al. (2011) identificaram ovos de *S. muris* em ratazanas provenientes de centros de investigação.

#### 3.4.5. **Hamsters**

No presente estudo não foi possível realizar o Mini-FLOTAC devido a quantidade insuficiente das amostras fecais, excluindo a hipótese de identificar céstodes e nemátodes.

Num estudo realizado por Sürsal et al. (2014), foram recolhidas amostras de fezes de hamsters em lojas de animais na Turquia e, posteriormente, estas foram processadas através da técnica de flutuação fecal com solução saturada de cloreto de sódio. Identificaram diversos parasitas gastrointestinais, nomeadamente *Rodentolepis nana*, *Syphacia* spp. e *Aspiculuris* spp.. Também Polozowski et al. (2016), recolheram fezes de 97 hamsters provenientes de 12 lojas de animais em Wraclow, Polónia. As amostras foram processadas através do método de flutuação fecal e esfregaço fecal corado com soluto de Lugol, identificando *Giardia* spp., *Syphacia* spp. e *R. nana*.

O número de amostras (2) deste estudo é limitante para o registo de prevalências epidemiologicamente significativas. No entanto, se os hamsters envolvidos fossem recém-adquiridos em loja, a probabilidade de identificar quistos de *Giardia* spp. no esfregaço fecal corado, poderia aumentar. Polozowski et al. (2016), identificaram *Giardia* spp. em fezes de hamsters de lojas de animais.

### 3.4.7. Petauros do açúcar

Já foram identificados parasitas gastrointestinais em petauros do açúcar em cativeiro, mas neste estudo esta situação não se verificou.

Pelo facto de os animais envolvidos não serem desparasitados regularmente, poderia ser expectável a identificação de alguns parasitas. Por outro lado, estes não têm acesso ao exterior e apresentam um estado de saúde e assistência veterinária adequados.

De acordo com Brust (2013), em petauros do açúcar em cativeiro, os parasitas intestinais são raros, mas a informação acerca da sua prevalência ainda é limitada (Rivera 2017), o que dificulta a interpretação dos resultados obtidos.

### 3.4.8. Mini-FLOTAC

O Mini-FLOTAC evoluiu a partir da técnica de FLOTAC (Cringoli et al. 2017), em 2013 (Capasso et al. 2019), uma vez que a última é uma técnica que exige maior quantidade de materiais e mais complexos, sobretudo devido ao processo de centrifugação (Cringoli et al. 2010).

Rinaldi et al. (2014), observaram uma correlação positiva entre os OPG de estrôngilos obtidos em *pools* de fezes de ovelhas e a média de OPG em amostras de fezes individuais obtidos em McMaster e Mini-FLOTAC, potenciando a utilização desta técnica para tornar o trabalho de laboratório mais eficiente.

Estão descritos diversos valores, por diferentes autores, para a classificação da infeção por parasitas gastrointestinais com base nas contagens fecais. De acordo com Hansen e Perry (1995), citados por Alowanou et al. (2021), para contagens inferiores a 500 OPG considera-se infeção ligeira; entre 500 OPG (inclusivé) e 1500 OPG (inclusivé), infeção moderada a grave; e para contagens superiores a 1500 OPG considera-se infeção grave. Por outro lado, Alowanou et al. (2021), realizaram as técnicas de Mini-FLOTAC e McMaster para contagem de OPG de parasitas gastrointestinais em ovelhas, cabras e coelhos, e classificaram a infeção com base nos seguintes valores de referência: para contagens inferiores a 200 OPG, infeção ligeira; 200 a 500 OPG, infeção moderada; e superiores a 500 OPG, infeção grave. Finalmente, de acordo com Gutiérrez (2003), citado por Papeschi et al. (2013), só a partir de contagens de 4000-5000 OPG de *Eimeria* spp. é que se considera o tratamento antiparasitário.

De acordo com Gutiérrez (2003), citado por Mäkitaipale et al. (2017), para contagens inferiores a 1000 OPG de *Eimeria* spp. raramente surgem sinais clínicos, sobretudo quando a infeção é provocada por espécies menos patogénicas.

Num estudo realizado por Alowanou et al. (2021), concluíram que o Mini-FLOTAC foi mais preciso do que o McMaster na contagem de OPG em amostras provenientes de cabras,

ovelhas e coelhos, mas o processamento através do Mini-FLOTAC demorou o dobro do tempo. Para além disso, Noel et al. (2016), obtiveram uma maior exatidão e sensibilidade para o Mini-FLOTAC, relativamente ao McMaster, na contagem de ovos de estrôngilos em cavalos. Segundo Martins et al. (2022) a eliminação média de oocistos foi mais elevada com Mini-FLOTAC em comparação com o método de McMaster, embora estas técnicas não diferissem significativamente. O facto de o Mini-FLOTAC ser mais preciso, exato e sensível, pode estar relacionado com o método de homogeneização da amostra com o *fill*-FLOTAC, que restringe a perda de ovos (Noel et al. 2016).

Barda et al. (2013), obtiveram um valor de sensibilidade superior para o Mini-FLOTAC relativamente ao esfregaço fecal direto na deteção de helmintes em amostras fecais de crianças, mas o contrário foi observado na deteção de protozoários, pelo que estes autores consideraram que o Mini-FLOTAC ainda poderia ser melhorado no diagnóstico destes últimos.

O limite de deteção está diretamente relacionado com o fator de multiplicação utilizado e com a sensibilidade analítica da técnica, sendo esse limite menor na técnica de Mini-FLOTAC do que no McMaster mas maior do que na técnica de FLOTAC (Bosco 2014; Noel et al. 2016). De entre as técnicas coprológicas frequentemente utilizadas para a deteção de helmintes e protozoários, só o FLOTAC é mais sensível, preciso e exato do que o Mini-FLOTAC (Cringoli et al. 2017).

Num estudo realizado por Daş et al. (2020), foi possível concluir que, para contagens de OPG mais baixas, o Mini-FLOTAC foi mais sensível do que o McMaster, devido ao seu baixo limite mínimo de deteção. No entanto, para valores superiores de OPG, a sensibilidade destas duas técnicas foi semelhante, tendo estes autores concluído até que o McMaster é relativamente mais sensível nesta situação, possivelmente devido ao seu maior limite máximo de deteção.

#### **3.4.8. Esfregaço fecal com coloração Ziehl-Neelsen**

Num estudo realizado por Tahvildar-Biderouni e Salehi (2014) para a deteção de *Cryptosporidium* spp. em fezes de crianças com diarreia, através da coloração Ziehl-Neelsen e PCR, obtiveram valores de sensibilidade elevados para ambas as técnicas, mas superior para o PCR, e 100% de especificidade para ambas. No entanto, esta coloração tem baixa sensibilidade na deteção de quistos de *Giardia* spp., mesmo quando realizada por técnicos experientes, provavelmente devido ao facto de serem mais dificilmente detetáveis, uma vez que, ao contrário de *Cryptosporidium* spp., não são álcool-ácido resistentes (Teixeira 2019).

Esta técnica de coloração não é usualmente referida para a identificação de quistos de *Giardia* spp., no entanto, é uma técnica útil na medida em que permite a observação simultânea de oocistos de *Cryptosporidium* spp. (Ferreira et al. 2017).

### 3.5. Conclusão

Neste rastreio parasitológico indentificaram-se 8,77% (5/57) dos animais parasitados, dos quais fazem parte 3 coelhos e 2 ratazanas. Identificaram-se apenas dois géneros de parasitas gastrointestinais, *Eimeria* e *Giardia*. Estes são dois protozoários com um importante impacto nas populações. Por um lado, porque *Eimeria* spp. transmite-se facilmente entre coelhos coabitantes e, por outro lado, devido ao potencial zoonótico de *Giardia duodenalis*.

Existem diversos fatores relacionados com os animais que podem influenciar o surgimento de determinadas parasitoses gastrointestinais, nomeadamente: a idade, a desparasitação, a debilidade do sistema imunitário e o estilo de vida de interior e/ou exterior.

Sendo que 91,23% (52/57) dos animais não eram desparasitados regularmente, seria esperado que fosse obtida uma maior prevalência de animais parasitados. No entanto, se em substituição de uma desparasitação regular, forem realizadas análises fecais a cada 6 ou 12 meses, assim como quando surjam sinais clínicos compatíveis com parasitose gastrointestinal ou quando os animais são sujeitos a quarentena, então é expectável que haja um controlo tão ou mais eficaz como aquele que é obtido com a desparasitação “profilática”. Tal como referido por Mäkitaipale et al. (2017), existe uma preocupação crescente sobre o desenvolvimento de resistências dos nemátodes aos anti-helmínticos, devido à utilização de fármacos de longo espetro em detrimento daqueles que iriam realizar um tratamento seletivo após diagnóstico coprológico.

O facto de muitos dos animais (68,42%) envolvidos no estudo não terem acesso ao exterior, também acaba por impedir a exposição direta aos parasitas, ainda que os seus detentores ou outros animais que com eles coabitem e que tenham acesso ao exterior, possam funcionar como vetores mecânicos desses agentes.

De acordo com a pesquisa bibliográfica realizada pelo autor, ainda existem poucos estudos reportados acerca da prevalência de parasitas gastrointestinais em mamíferos exóticos utilizando o Mini-FLOTAC, provavelmente por ser uma técnica coprológica relativamente recente.

O esfregaço fecal com coloração Ziehl-Neelsen permite identificar duas espécies de protozoários que podem ocorrer em todas as espécies animais envolvidas no estudo e que apresentam um potencial zoonótico, podendo ocorrer na maioria dos mamíferos, incluindo humanos.

Uma das limitações deste estudo foi a pequena quantidade de amostras obtida para cada espécie, uma vez que diminui a probabilidade de identificar parasitas gastrointestinais nessas populações, impedindo a obtenção de prevalências significativas em termos epidemiológicos. Por outro lado, também a pequena quantidade de amostras fecais obtida para alguns dos animais em particular, impossibilitou ou dificultou a realização das técnicas coprológicas.

#### 4. Referências bibliográficas

- Abd El-Ghany WA. 2021. Coccidiosis: a parasitic disease of significant importance in rabbits. *World Vet J* [Internet]. [acedido em 2022 jan 25]; 10(4):499-507. doi: 10.54203/scil.2020.wvj60.
- 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 Parasit* [Internet]. [acedido em 2022 jan 26]; 64(2):316-330. doi: 10.2478/s11686-019-00047-7.
- Adamcak A, Otten B. 2000. Rodent therapeutics. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract* [Internet]. [acedido em 2022 mai 12]; 3(1):221-237. doi: 10.1016/s1094-9194(17)30102-0.
- Agúndez MG, Rodríguez JEV, Juan-Sallés C, Spratt DM. 2014. First report of parasitism by *Ophidascaris robertsi* (Nematoda) in a sugar glider (*Peaturus breviceps*, Marsupialia). *J Zoo Wildl Med* [Internet]. [acedido em 2022 mai 7]; 45(4):984-986. doi: 10.1638/2014-0107.1.
- Al-Aboody BA, Al-Mosawi RA, Hafedh AA. 2016. Detection of intestinal parasites in laboratory animals (rats and mice). *Eur J Biomed Pharm Sci* [Internet]. [acedido em 2022 jan 22]; 3(6):07-09. [https://www.researchgate.net/publication/355471241\\_DETECTION\\_OF\\_INTESTINAL\\_PARASITES\\_IN\\_LABORATORY\\_ANIMALS\\_RATS\\_AND\\_MICE](https://www.researchgate.net/publication/355471241_DETECTION_OF_INTESTINAL_PARASITES_IN_LABORATORY_ANIMALS_RATS_AND_MICE).
- AL-Naimi RAS, Khalaf OH, Tano SY, Al-Tae E. 2012. Pathological study of hepatic coccidiosis in naturally infected rabbits. *Al-Qadisiyah J Vet Med Sci* [Internet]. [acedido em 2022 mai 5]; 11(1):63-69. doi: 10.29079/vol11iss1art172.
- Alowanou GG, Adenilé AD, Akouèdegne GC, Bossou AC, Zinsou FT, Akakpo G-CA, Kifouly HA, Rinaldi L, von Samson-Himmelstjerma G, Cringoli G, et al. 2021. A comparison of Mini-FLOTAC and McMaster techniques in detecting gastrointestinal parasites in West Africa Dwarf sheep and goats and crossbreed rabbits. *J Appl Anim Res* [Internet]. [acedido em 2022 mai 28]; 49(1):30-38. doi: 10.1080/09712119.2021.1876703.
- Alves LC, Borges CCA, da Silva S, Couto SER, Menezes RC. 2007. Endoparasitos em cobaias (*Cavia porcellus*) (Mammalia, Rodentia, Caviidae) provenientes de biotérios de criação e experimentação do município do Rio de Janeiro, Brasil. *Cienc Rural* [Internet]. [acedido em 2022 jun 10]; 37(5):1380-1386. doi: 10.1590/S0103-84782007000500025.
- Alworth LC, Harvey SB. 2012. Anatomy, physiology and behavior. In: Suckow M, Stevens K, Wilson R, editores. *The laboratory rabbit, guinea pig, hamster, and other rodents* [Internet]. 1ª edição. [s.l.]: Academic Press. p. 955-966; [acedido em 2022 abr 25]. doi: 10.1016/B978-0-12-380920-9.00039-0.
- Anónimo. 2009. Lab animal. Diagnosis | *Eimeria caviae* infection. [acedido em 2022 jan 20]; 38:190-191. doi: 10.1038/labani0609-190.
- Asghari A, Motazedian MH, Asgari Q, Shamsi L, Sarkari B, Shahabi S, Mohammadi-Ghalehbin B. 2022. Occurrence, genetic characterization, and zoonotic importance of *Giardia duodenalis* in various species of rodents (*Mus musculus*, *Rattus norvegicus*, and *Rattus rattus*). *Comp Immunol Microbiol Infect Dis* [Internet]. [acedido em 2022 jan 15]; 85:101812. doi: 10.1016/j.cimid.2022.101812.
- Audebert F, Hoste H, Durette-Desset MC. 2002. Life cycle of *Trichostrongylus retortaeformis*

- in its natural host, the rabbit (*Oryctolagus cuniculus*). *J Helminthol* [Internet]. [acedido em 2022 jan 3]; 76:189-192. doi: 10.1079/JOH2002126.
- Bachene MS, Temim S, Ainbaziz H, Bachene A, Suo X. 2018. A vaccination trial with a precocious line of *Eimeria magna* in Algerian local rabbits *Oryctolagus cuniculus*. *Vet Parasitol* [Internet]. [acedido em 2022 mai 5]; 261:73-76. doi: 10.1016/j.vetpar.2018.08.013.
- Baker DG. 2006. Parasitic diseases. In: Suckow M, Weisbroth S, Franklin C, editores. *The laboratory rat* [Internet]. 2ª edição. [s.l.]: Academic Press. p. 453-478; [acedido em 2022 jan 19]. doi: 10.1016/B978-012074903-4/50016-9.
- Baldrey V. 2021. Approaches to common conditions of the gastrointestinal tract in pet hamsters. *Companion Anim* [Internet]. [acedido em 2022 fev 19]; 26(3):20-26. doi: 10.12968/coan.2020.0085.
- Barda BD, Rinaldi L, Ianniello D, Zepherine H, Salvo F, Sadutshang T, Cringoli G, Clementi M, Albonico M. 2013. Mini-FLOTAC, an innovative direct diagnostic technique for intestinal parasitic infections: experience from the field. *PLoS Negl Trop Dis* [Internet]. [acedido em 2021 nov 22]; 7(8):1-7. doi: 10.1371/journal.pntd.0002344.
- Barker IK, Ford GE. 1975. Development and distribution of atrophic enteritis in the small intestine of rabbits infected with *Trichostrongylus retortaeformis*. *J Comp Path* [Internet]. [acedido em 2022 mai 6]; 85(3):427-435. doi: 10.1016/0021-9975(75)90030-4.
- Barnes M. 2002. Sugar gliders. In: Gage LJ, editor. *Hand-rearing wild and domestic mammals* [Internet]. 1ª edição. Iowa (US): Wiley-Blackwell. p. 55-62; [acedido em 2022 mai 11]. [https://books.google.pt/books?hl=ptPT&lr=&id=yeiLQvLVyOOC&oi=fnd&pg=PP1&dq=Handrearing+Wild+and+Domestic+Mammals&ots=yVhSjTehUc&sig=rliDWfjoZrOYFCAYiYsWek9dKj4&redir\\_esc=y#v=onepage&q=pyrantel&f=false](https://books.google.pt/books?hl=ptPT&lr=&id=yeiLQvLVyOOC&oi=fnd&pg=PP1&dq=Handrearing+Wild+and+Domestic+Mammals&ots=yVhSjTehUc&sig=rliDWfjoZrOYFCAYiYsWek9dKj4&redir_esc=y#v=onepage&q=pyrantel&f=false).
- Batista AIV, Lucena GVC, Nery TFL, Batista CCN, Batista JS, Winkeler IE, Rolim CMM, Coelho WAC, Rocha ELB, Lima VSF, et al. 2021. Gastrointestinal parasites in wild and exotic animals from a Zoobotanical Park in Northeast of Brazil. *Res, Soc, Dev* [Internet]. [acedido em 2021 dez 3]; 10(13):1-12. doi: 10.33448/rsd-v10i13.21255.
- Bhat TK, Jithendran KP, Kurade NP. 1996. Rabbit coccidiosis and its control: a review. *World Rabbit Sci* [Internet]. [acedido em 2022 mai 5]; 4(1):37-41. [https://krishi.icar.gov.in/jspui/bitstream/123456789/1438/1/89WRSvol%204\\_1\\_bhat%20et%20al.%20rabbit%20coccidiosis%20PDF.pdf](https://krishi.icar.gov.in/jspui/bitstream/123456789/1438/1/89WRSvol%204_1_bhat%20et%20al.%20rabbit%20coccidiosis%20PDF.pdf).
- Boag B, Lello J, Fenton A, Tompkins DM, Hudson PJ. 2001. Patterns of parasite aggregation in the wild European rabbit (*Oryctolagus cuniculus*). *Int J Parasitol* [Internet]. [acedido em 2022 mai 6]; 31(13):1421-1428. doi: 10.1016/S0020-7519(01)00270-3.
- Bosco A. 2014. *The coprological diagnosis of gastrointestinal nematode infections in small ruminants* [dissertation]. Nápoles (IT): Università degli Studi di Napoli Federico II.
- Boussarie D. 2002. *Carte d'identité chinchilla* [Internet]. [s.l.]: VIN; [acedido em 2022 mai 7]. <https://www.vin.com/apputil/project/defaultadv1.aspx?pid=0&id=3846183>.
- Bowman DD. 2014a. *Diagnostic Parasitology*. In: *Georgis' parasitology for veterinarians*. 10ª edição. St. Louis (MO): Elsevier, Saunders. p. 326-398.
- Bowman DD. 2014b. *Helminths*. In: *Georgis' parasitology for veterinarians*. 10ª edição. St.

- Louis (MO): Elsevier, Saunders. p. 122-240.
- Bowman DD. 2014c. Histopathologic diagnosis. In: Georgis' parasitology for veterinarians. 10ª edição. St. Louis (MO): Elsevier, Saunders. p. 399-431.
- Bowman DD. 2014d. Protista. In: Georgis' parasitology for veterinarians. 10ª edição. St. Louis (MO): Elsevier, Saunders. p. 87-121.
- Britain PC, Voth DR. 1975. Parasites of the black-tailed jack rabbit in north central Colorado. J Wildl Dis [Internet]. [acedido em 2022 mai 6]; 11(2):269-271. doi: 10.7589/0090-3558-11.2.269.
- Brust DM. 2013. Gastrointestinal diseases of marsupials. J Exot Pet Med [Internet]. [acedido em 2022 fev 18]; 22(2):132-140. doi: 10.1053/j.jepm.2013.05.005.
- Brust DM, Pye GW. 2013. Sugar gliders. In: Carpenter JW, Marion CJ, editores. Exotic animal formulary. 4ª edição. St. Louis (MO): Elsevier, Saunders; p. 438-454.
- Buonfrate D, Angheben A, Gobbi F, Mistretta M, Degani M, Bisoffi Z. 2017. Four clusters of *Trichostrongylus* infection diagnosed in a single center, in Italy. Infection [Internet]. [acedido em 2022 jan 26]; 45(2):233-236. doi: 10.1007/s15010-016-0957-0.
- Burr HN, Paluch L-R, Roble GS, Lipman NS. 2012. Parasitic diseases. In: Suckow M, Stevens K, Wilson R, editores. The laboratory rabbit, guinea pig, hamster, and other rodents [Internet]. 1ª edição. [s.l.]: Academic Press. p. 839-866; [acedido em 2022 mai 7]. doi: 10.1016/B978-0-12-380920-9.00032-8.
- Capasso M, Maurelli MP, Ianniello D, Alves LC, Amadesi A, Laricchiuta P, Silvestre P, Campolo M, Cringoli G, Rinaldi L. 2019. Use of Mini-FLOTAC and Fill-FLOTAC for rapidly diagnosing parasitic infections in zoo mammals. Rev Bras Parasitol Vet [Internet]. [acedido em 2021 nov 28]; 28(1):168-171. doi: 10.1590/s1984-296120180087.
- Carabaño R, Piquer J, Menoyo D, Badiola I. 2010. The digestive system of the rabbit. In: Blas C, Wiseman J, editores. Nutrition of the rabbit [Internet]. 2ª edição. Wallingford (GB): CABI. p. 1-18; [acedido em 2022 abr 24]. <https://wabbitwiki.com/images/7/7d/Nutrition.of.the.Rabbit.2eddeBlas.Wiseman.pdf#page=10>.
- Carlin EP, Bowman DD, Scarlett JM, Garrett J, Lorentzen L. 2006. Prevalence of *Giardia* in symptomatic dogs and cats throughout the United States as determined by the IDEXX SNAP *Giardia* Test. Vet Ther [Internet]. [acedido em 2022 mai 8]; 7(3):199-206. [http://assets.prod.vetlearn.com.s3.amazonaws.com/mmah/62/981aeaf954bf4a93766169b7aef62/fileVTX\\_07\\_03\\_199.pdf](http://assets.prod.vetlearn.com.s3.amazonaws.com/mmah/62/981aeaf954bf4a93766169b7aef62/fileVTX_07_03_199.pdf).
- Carpenter JW, Marion CJ. 2013. Exotic animal formulary. 4ª edição. St Louis (MO): Elsevier, Saunders.
- Cattadori IM, Albert R, Boag B. 2007. Variation in host susceptibility and infectiousness generated by co-infection: the myxoma – *Trichostrongylus retortaeformis* case in wild rabbits. J R Soc Interface [Internet]. [acedido em 2022 jan 3]; 4(16):831-840. doi: 10.1098/rsif.2007.1075.
- Cattadori IM, Boag B, Bjørnstad ON, Cornell SJ, Hudson PJ. 2005. Peak shift and epidemiology in a seasonal host–nematode system. Proc R Soc B [Internet]. [acedido em 2022 mai 6]; 272(1568):1163-1169. doi: 10.1098/rspb.2004.3050.

- [CDC] Centers for Disease Control and Prevention: Parasites - Balantidiasis (also known as Balantidium coli Infection) [Internet]. 2015. [acedido em 2022 jun 26]. <https://www.cdc.gov/parasites/balantidium/biology.html>.
- [CDC] Centers for Disease Control and Prevention: Cryptosporidiosis [Internet]. 2019. [acedido em 2022 jun 24]. <https://www.cdc.gov/dpdx/cryptosporidiosis/index.html>.
- [CDC] Centers for Disease Control and Prevention: Hymenolepiasis [Internet]. 2017a. [acedido em 2022 jun 26]. <https://www.cdc.gov/dpdx/hymenolepiasis/index.html>.
- [CDC] Centers for Disease Control and Prevention: Trichostrongylosis [Internet]. 2017b. [acedido em 2022 jun 26]. <https://www.cdc.gov/dpdx/trichostrongylosis/index.html>.
- Chagas CRF, Gonzalez IHL, Favoretto SM, Ramos PL. 2017. Parasitological surveillance in a rat (*Rattus norvegicus*) colony in São Paulo zoo animal house. *Ann Parasitol* [Internet]. [acedido em 2022 fev 17]; 63(4):291-297. doi: 10.17420/ap6304.115.
- Cheeke PR. 1987. Digestive physiology: Anatomy and functions of the rabbit digestive tract. In: Rabbit feeding and nutrition. 1ª edição. London (UK): Academic Press. p. 20-28.; [acedido em 2022 abr 25]. [https://books.google.pt/books?hl=pt-PT&lr=&id=7ZRJVuiMCHIC&oi=fnd&pg=PP1&dq=Rabbit+feeding+and+nutrition+cheeke&ots=8s6G2Wzofs&sig=6vXfg0x9cm1kL2V1GZEzLPmEev8&redir\\_esc=y#v=onepage&q=buffer&f=false](https://books.google.pt/books?hl=pt-PT&lr=&id=7ZRJVuiMCHIC&oi=fnd&pg=PP1&dq=Rabbit+feeding+and+nutrition+cheeke&ots=8s6G2Wzofs&sig=6vXfg0x9cm1kL2V1GZEzLPmEev8&redir_esc=y#v=onepage&q=buffer&f=false).
- Cliffe LJ, Grensis RK. 2004. The *Trichuris muris* system: a paradigm of resistance and susceptibility to intestinal nematode infection. In: Baker JR, Muller R, Rollinson D, editores. *Advances in parasitology* [Internet]. 1ª edição. San Diego (US): Elsevier Science Publishing Co Inc. p. 256-307; [acedido em 2022 mai 4]. [https://d1wqtxts1xzle7.cloudfront.net/49863712/Scabies\\_new\\_future\\_for\\_a\\_neglected\\_disea2016102557038pt2m7withcoverpagev2.pdf?Expires=1651668638&Signature=TsCGcEOONMBrbnjNfnVsEqoCj59nPLjstr03nlAnbk7UhAx6aNKGcCI5tEBQnCcKSE~2MHWgxwRh9FMsyNCu9qzYhHHtKH1ZRLKXrZuwyUGyapBrgvAhccDvv9HJvDUnRCY3BooGbzChOqIPuvUZHds728CR1qf87Rhhhsma1CjyNw1zI~vgTxI66YEE9oN0DdjmuB3kdfMHR~e5rR1IUgaed7gygpFnVJBmLBJqHWxakegBg6BM0av2a4yLgXdNKb1yBUZZOeGdp0~aliRL~b9pDQQVwxRRP15uLwrHX6ho3f~L6nVWhodO1wAKE98Vi2UDli8SS9re5vQ\\_\\_&Key-Pair-Id=APKAJLOHF5GGSLRBV4ZA#page=262](https://d1wqtxts1xzle7.cloudfront.net/49863712/Scabies_new_future_for_a_neglected_disea2016102557038pt2m7withcoverpagev2.pdf?Expires=1651668638&Signature=TsCGcEOONMBrbnjNfnVsEqoCj59nPLjstr03nlAnbk7UhAx6aNKGcCI5tEBQnCcKSE~2MHWgxwRh9FMsyNCu9qzYhHHtKH1ZRLKXrZuwyUGyapBrgvAhccDvv9HJvDUnRCY3BooGbzChOqIPuvUZHds728CR1qf87Rhhhsma1CjyNw1zI~vgTxI66YEE9oN0DdjmuB3kdfMHR~e5rR1IUgaed7gygpFnVJBmLBJqHWxakegBg6BM0av2a4yLgXdNKb1yBUZZOeGdp0~aliRL~b9pDQQVwxRRP15uLwrHX6ho3f~L6nVWhodO1wAKE98Vi2UDli8SS9re5vQ__&Key-Pair-Id=APKAJLOHF5GGSLRBV4ZA#page=262).
- Cringoli G, Maurelli MP, Levecke B, Bosco A, Vercruysse J, Utzinger J, Rinaldi L. 2017. The Mini-FLOTAC technique for the diagnosis of helminth and protozoan infections in humans and animals. *Nat Protoc* [Internet]. [acedido em 2021 nov 25]; 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. *Nat Protoc* [Internet]. [acedido em 2021 dez 3]; 5(3):503-515. doi: 10.1038/nprot.2009.235.
- Daş G, Klausera S, Stehra M, Tuchscherer A, Metgesa CC. 2020. Accuracy and precision of McMaster and Mini-FLOTAC egg counting techniques using egg-spiked faeces of chickens and two different flotation fluids. *Vet Parasitol* [Internet]. [acedido em 2022 mai 31]; 283:1-9. doi: 10.1016/j.vetpar.2020.109158.
- Dierenfeld ES. 2009. Feeding behavior and nutrition of the sugar glider (*Petaurus breviceps*). *Vet Clin North Am Exot Anim Pract* [Internet]. [acedido em 2022 fev 18]; 12(2):209-215.

doi: 10.1016/j.cvex.2009.01.014.

d'Ovidio D, Noviello E, Ianniello D, Cringoli G, Rinaldi L. 2015. Survey of endoparasites in pet guinea pigs in Italy. *Parasitol Res* [Internet]. [acedido em 2022 jan 21]; 114: 1213-1216. doi: 10.1007/s00436-014-4289-7.

d'Ovidio D, Noviello E, Pepe P, Prete L, Cringoli G, Rinaldi L. 2015. Survey of *Hymenolepis* spp. in pet rodents in Italy. *Parasitol Res* [Internet]. [acedido em 2022 jun 10]; 114:4381-4384. doi: 10.1007/s00436-015-4675-9.

Dryden MW, Payne PA, Smith V. 2006. Accurate diagnosis of *Giardia* spp and proper fecal examination procedures. *Vet Ther* [Internet]. [acedido em 2022 mai 8]; 7(1):4-14. [https://www.researchgate.net/publication/7180442\\_Accurate\\_diagnosis\\_of\\_Giardia\\_spp\\_and\\_proper\\_fecal\\_examination\\_procedures](https://www.researchgate.net/publication/7180442_Accurate_diagnosis_of_Giardia_spp_and_proper_fecal_examination_procedures).

[ESCCAP] European Scientific Counsel Companion Animal Parasites. 2017. Control of parasites and fungal infections in small pet mammals [Internet]. 1ª edição. Malvern (PA): ESCCAP; [acedido em 2022 fev 6]. [https://www.esccap.org/uploads/docs/z5pju5lb\\_0576\\_ESCCAP\\_Guideline\\_GL7\\_v12\\_1p.pdf](https://www.esccap.org/uploads/docs/z5pju5lb_0576_ESCCAP_Guideline_GL7_v12_1p.pdf).

Esch KJ, Petersen CA. 2013. Transmission and epidemiology of zoonotic protozoal diseases of companion animals. *Clin Microbiol Rev* [Internet]. [acedido em 2022 jun 24]; 26(1):58-85. doi: 10.1128/CMR.00067-12.

Ewringmann A, Glöckner B. 2012. Medikamentenverzeichnis. In: Leitsymptome bei meerschweinchen, chinchilla und degu: diagnostischer leitfaden und therapie. 2ª edição. Stuttgart (BW): Enke. [after p. 348]; [acedido em 2022 mai 12]. [https://books.google.pt/books?hl=ptPT&lr=&id=VDfNPcwauM8C&oi=fnd&pg=PR5&dq=Leitsymptome+bei+Meerschweinchen,+Chinchilla+und+Degu:+Diagnostischer+Leitfaden+und+Therapie.&ots=dhkZ2pepb&sig=qdqsj1Sg5xo7FiKvobdoiRWWAi0&redir\\_esc=y#v=onepage&q=febantel&f=false](https://books.google.pt/books?hl=ptPT&lr=&id=VDfNPcwauM8C&oi=fnd&pg=PR5&dq=Leitsymptome+bei+Meerschweinchen,+Chinchilla+und+Degu:+Diagnostischer+Leitfaden+und+Therapie.&ots=dhkZ2pepb&sig=qdqsj1Sg5xo7FiKvobdoiRWWAi0&redir_esc=y#v=onepage&q=febantel&f=false).

[FEDIAF] European Pet Food Industry Federation: European statistics [Internet]. 2020. [acedido em 2022 jun 20]. <https://fediaf.org/who-we-are/european-statistics.html>.

Ferreira A, Alho AM, Otero D, Gomes L, Nijse R, Overgaauw PAM, Madeira de Carvalho L. 2017. Urban dog parks as sources of canine parasites: contamination rates and pet owner behaviours in Lisbon, Portugal. *J Environ Public Health* [Internet]. [acedido em 2022 mai 30]; 2017:1-7. doi: 10.1155/2017/5984086.

Fiorello CV, Divers SJ. 2013. Rabbits. In: Carpenter JW, Marion CJ, editores. *Exotic animal formulary*. 4ª edição. St Louis (MO): Elsevier, Saunders; p. 517-559.

Flecknell P. 2002. Guinea pigs. In: Meredith A, Redrobe S, editores. *Bsava manual of exotic pets*. 4ª edição. Gloucester (MA): British Small Animal Veterinary Association; p. 52-64.

FLOTAC Group, Parassitologia Veterinaria, University of Naples Federico II; [acedido em 2022 mai 28]. <http://www.parassitologia.unina.it>.

Frandsen JC. 1983. Effects of low-level infections by coccidia and roundworms on the nutritional status of rats fed an adequate diet. *J Anim Sci* [Internet]. [acedido em 2022 mai 2]; 57(6):1487-1497. doi: 10.2527/jas1983.5761487x.

Frohlich J. 2020. Rats and mice. In: Quesenberry KE, Carpenter JW, Mans C, Orcutt CJ,

- editores. Ferrets, rabbits, and rodents: clinical medicine and surgery [Internet]. 4ª edição. Saint Louis (MO): Elsevier, Saunders. p. 345-367; [acedido em 2022 fev 18]. doi: 10.1016/B978-0-323-48435-0.00025-3.
- Gomes AG. 2021. Rastreo parasitológico em mamíferos exóticos atendidos no Hospital Escolar Veterinário da FMV-ULisboa [dissertação de mestrado]. Lisboa: FMV-Universidade Técnica de Lisboa.
- Gomes AHS, Kanamura HY, Eduardo de Almeida M, Araujo AJUS. 2004. Detection of *Cryptosporidium* in fecal samples tested by Nested-PCR and comparison between immunologic and parasitologic methods. Rev. Inst. Adolfo Lutz [Internet]. [acedido em 2022 jul 17]; 63(2):255-261. file:///C:/Users/Ana%20Laura/Downloads/34871-Texto%20do%20artigo-2922-34230-10-20210326.pdf.
- Goodman G. 2002. Hamsters. In: Meredith A, Redrobe S, editores. BSAVA manual of exotic pets. 4ª edição. Gloucester (MA): British Small Animal Veterinary Association; p. 26-33.
- Gurgel ACF, Sartori AS, Araújo FAP. 2005. Protozoan parasites in captive chinchillas (*Chinchilla lanigera*) raised in the State of Rio Grande do Sul, Brazil. Parasitol Latinoam [Internet]. [acedido em 2022 fev 6]; 60:186-188. doi: 10.4067/S0717-77122005000200016.
- Hadi H. 2021. Internal parasites that infected local rabbits. GSC Biol Pharm Sci [Internet]. [acedido em 2022 fev 19]; 15(2):67-71. doi: 10.30574/gscbps.
- Hajipour N, Zavarshani M. 2020. Ectoparasites and endoparasites of New Zealand white rabbits from North West of Iran. Iran J Parasitol [Internet]. [acedido em 2022 mai 9]; 15(2):266-271. doi: 10.18502/ijpa.v15i2.3310.
- Halliez MCM, Buret AG. 2013. Extra-intestinal and long term consequences of *Giardia duodenalis* infections. World J Gastroenterol [Internet]. [acedido em 2022 mai 4]; 19(47):8974-8985. doi: 10.3748/wjg.v19.i47.8974.
- Harcourt-Brown F. 2002. Digestive disorders. In: Textbook of rabbit medicine. 1ª edição. [s.l.]: Butterworth-Heinemann. p. 249-291; [acedido em 2022 abr 25]. doi: 10.1016/B978-075064002-2.50013-8.
- Harder A, Danneschewski A, Wunderlich F. 1994. Genes of the mouse H-2 complex control the efficacy of testosterone to suppress immunity against the intestinal nematode *Heterakis spumosa*. Parasitol Res [Internet]. [acedido em 2022 mai 4]; 80(5):446-448. doi: 10.1007/BF00932386.
- Hargaden M, Singer L. 2012. Anatomy, physiology and behavior. In: Suckow M, Stevens K, Wilson R, editores. The Laboratory rabbit, guinea pig, hamster, and other rodents [Internet]. 1ª edição. [s.l.]: Academic Press. p. 575-602; [acedido em 2022 abr 25]. doi: 10.1016/B978-0-12-380920-9.00020-1.
- Harkness JE, Murray KA, Wagner JE. 2002. Biology and diseases of guinea pigs. In: Fox J, Anderson L, Loew F, Quimby F, editores. Laboratory animal medicine [Internet]. 2ª edição. [s.l.]: Academic Press. p. 203-246; [acedido em 2022 abr 25]. doi: 10.1016/B978-012263951-7/50009-0.
- Harkness JE, Turner PV, WandWoude S, Wheler CL. 2010. Clinical procedures. In: Harkness and Wagner's biology and medicine of rabbits and rodents. 5ª edição. Iowa (US): Blackwell-Publishing. p. 107-194; [acedido em 2022 mai 12].

[https://books.google.pt/books?hl=ptPT&lr=&id=ccRURBiXMHYC&oi=fnd&pg=PR11&dq=the+biology+and+medicine+of+rabbits+and+rodents+harkness&ots=QPDmPEnIIB&sig=OxdUP1uY0g\\_n1v18\\_SBPjtUflYk&redir\\_esc=y#v=onepage&q=pyrantel&f=false](https://books.google.pt/books?hl=ptPT&lr=&id=ccRURBiXMHYC&oi=fnd&pg=PR11&dq=the+biology+and+medicine+of+rabbits+and+rodents+harkness&ots=QPDmPEnIIB&sig=OxdUP1uY0g_n1v18_SBPjtUflYk&redir_esc=y#v=onepage&q=pyrantel&f=false).

- Harrington BJ. 2008. Microscopy of 4 pathogenic enteric protozoan parasites: a review. *Lab Med* [Internet]. [acedido em 2022 jun 1]; 39(4):231-238. doi: 10.1309/83G3PE2H1V2NY9FK.
- Hassan KM, El-Askalany MA, Mousa WM, Shokier KAM, Arafa WM, Aboelhadid SM. 2015. Molecular diagnosis of *Eimeria stiedae* in hepatic tissue of experimentally infected rabbits in comparison with traditional methods. *Egypt Vet Med Soc Parasitol J* [Internet]. [acedido em 2022 mai 8]; 11(1):51-57. doi: 10.21608/EVMSPJ.2015.37917.
- Hoefler HL, Crossley DA. 2002. Chinchillas. In: Meredith A, Redrobe S, editores. *Bsava manual of exotic pets*. 4ª edição. Gloucester (MA): British small animal veterinary association; p. 67-75.
- Iseki M. 1986. Two species of *Cryptosporidium* naturally infecting house rats, *Rattus norvegicus*. *Jpn J Parasitol* [Internet]. [acedido em 2022 jan 18]; 35(6):521-526. [http://jssp.tm.nagasaki-u.ac.jp/archive/pdf/1986\\_35\\_6\\_08.pdf](http://jssp.tm.nagasaki-u.ac.jp/archive/pdf/1986_35_6_08.pdf).
- Jackson S. 2012. Gliding mammals of the world [Internet]. Collingwood (ON): CSIRO Publishing; [acedido em 2022 fev 18]. [https://books.google.pt/books?hl=pt-PT&lr=&id=TLBW\\_iiYaVQC&oi=fnd&pg=PP1&dq=fam%C3%ADlia+petauridae+petaurus&ots=0haPa7tqD&sig=6dKpR8mMSxJRVeFPWdfV1g7stCk&redir\\_esc=y#v=onepage&q=fam%C3%ADlia%20petauridae%20petaurus&f=false](https://books.google.pt/books?hl=pt-PT&lr=&id=TLBW_iiYaVQC&oi=fnd&pg=PP1&dq=fam%C3%ADlia+petauridae+petaurus&ots=0haPa7tqD&sig=6dKpR8mMSxJRVeFPWdfV1g7stCk&redir_esc=y#v=onepage&q=fam%C3%ADlia%20petauridae%20petaurus&f=false).
- Jenkins JR. 1999. Feeding recommendations for the house rabbit. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract* [Internet]. [acedido em 2022 abr 24]; 2(1):143-151. doi: 10.1016/s1094-9194(17)30144-5.
- Jing F, Yin G, Liu X, Suo X, Qin Y. 2012. Large-scale survey of the prevalence of *Eimeria* infections in domestic rabbits in China. *Parasitol Res* [Internet]. [acedido em 2022 jan 25]; 110:1495-1500. doi: 10.1007/s00436-011-2653-4.
- Johnson-Delaney CA. 2006. Anatomy and physiology of the gastrointestinal system of the ferret and selected exotic carnivores. *ResearchGate* [Internet]. [acedido em 2022 fev 18]. [https://www.researchgate.net/publication/237472931\\_Anatomy\\_and\\_Physiology\\_of\\_the\\_Gastrointestinal\\_System\\_of\\_the\\_Ferret\\_and\\_Selected\\_Exotic\\_Carnivores](https://www.researchgate.net/publication/237472931_Anatomy_and_Physiology_of_the_Gastrointestinal_System_of_the_Ferret_and_Selected_Exotic_Carnivores).
- Jones KR, Garcia GW. 2019. Endoparasites of domesticated animals that originated in the neo-tropics (New World Tropics). *Vet Sci* [Internet]. [acedido em 2022 jan 20]; 6(1):24. doi: 10.3390/vetsci6010024.
- Kimura A, Edagawa A, Okada K, Takimoto A, Yonesho S, Karanis P. 2007. Detection and genotyping of *Cryptosporidium* from brown rats (*Rattus norvegicus*) captured in an urban area of Japan. *Parasitol Res* [Internet]. [acedido em 2022 jun 15]; 100(6):1417-1420. doi: 10.1007/s00436-007-0488-9.
- Kohles M. 2014. Gastrointestinal anatomy and physiology of select exotic companion mammals. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract* [Internet]. [acedido em 2022 fev 18]; 17(2):165–178. doi: 10.1016/j.cvex.2014.01.010.
- Kunstyr I, Sehoeneberg U, Friedhoff KT. 1992. Host specificity of *Giardia muris* isolates from

- mouse and golden hamster. *Parasitol Res* [Internet]. [acedido em 2022 mai 2]; 78:621-622. doi: 10.1007/BF00936463.
- Lebbad M, Petersson I, Karlsson L, Botero-Kleiven S, Andersson JO, Svenungsson B, Staffan G, Svärd SG. 2011. Multilocus genotyping of human *Giardia* isolates suggests limited zoonotic transmission and association between assemblage B and flatulence in children. *PloS Negl Trop Dis* [Internet]. [acedido em 2022 mai 2]; 5(8):e1262. doi: 10.1371/journal.pntd.0001262.
- 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). *Vet Parasitol* [Internet]. [acedido em 2022 fev 6]; 177(1-2):166-170. doi: 10.1016/j.vetpar.2010.11.027.
- Lewis JW, D'silva J. 1986. The life-cycle of *Syphacia muris* Yamaguti (Nematoda: Oxyuroidea) in the laboratory rat. *J Helminthol* [Internet]. [acedido em 2022 mai 18]; 60(1):39-46. doi: 10.1017/S0022149X00008208.
- Li M-H, Ooi H-K. 2009. Fecal occult blood manifestation of intestinal *Eimeria* spp. infection in rabbit. *Vet Parasitol* [Internet]. [acedido em 2022 mai 5]; 161(3-4):327-329. doi: 10.1016/j.vetpar.2009.01.009.
- Li T-S, Zou Y, Peng J-J, Wang L-Q, Zhang H-S, Cong W, Zhu X-Q, Sun X-L. 2020. Prevalence and genotype distribution of *Giardia duodenalis* in rabbits in Shandong province, eastern China. *BioMed Res Int* [Internet]. [acedido em 2022 jan 25]; 2020:1-5. doi: 10.1155/2020/4714735.
- Lozano J, Almeida C, Victório AC, Melo P, Rodrigues JP, Rinaldi L, Cringoli G, Gomes L, Oliveira M, Paz-Silva A, et al. 2021. Implementation of Mini-FLOTAC in routine diagnosis of coccidia and helminth infections in domestic and exotic birds. *Vet Sci* [Internet]. [acedido em 2021 nov 11]; 8(8):160. doi: 10.3390/vetsci8080160.
- Macnish MG, Morgan UM, Behnke JM, Thompson RCA. 2002. Failure to infect laboratory rodent hosts with human isolates of *Rodentolepis* (= *Hymenolepis*) *nana*. *J Helminthol* [Internet]. [acedido em 2022 mai 4]; 76(1):37-43. doi: 10.1079/JOH200198.
- Mäkitaipale J, Karvinen I, Virtala AK, Näreaho A. 2017. Prevalence of intestinal parasites and risk factor analysis for *Eimeria* infections in Finnish pet rabbits. *Vet Parasitol Reg Stud Reports* [Internet]. [acedido em 2022 jan 25]; 2017(9):34-40. doi: 10.1016/j.vprsr.2017.04.005.
- Mandal SC. 2017a. Cestodes. In: *Veterinary parasitology at a glance 2ª edição*. Nova Delhi (IN): CBS Publishers. p. 159-224.
- Mandal SC. 2017b. Protozoa. In: *Veterinary parasitology at a glance. 2ª edição*. Nova Delhi (IN): CBS Publishers. p. 331-410.
- Martins S, Almeida C, Lozano J, Madeira de Carvalho LM. 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. 2013. Rodents. In: Carpenter JW, Marion CJ, editores. *Exotic animal formulary. 4ª edição*. St Louis (MO): Elsevier, Saunders; p. 476-516.
- McInnes EF, Rasmussen L, Fung P, Auld AM, Alvarez L, Lawrence DA, Quinn ME, Utteridge

- TD, del Fierro GM, Vassallo BA et al. 2011. Prevalence of viral, bacterial and parasitological diseases in rats and mice used in research environments in Australasia over a 5-y period. *Lab Anim* [Internet]. [acedido em 2022 jan 22]; 40(11):341-350. doi: 10.1038/labani1111-341.
- Meade TM, Watson J. 2014. Characterization of rat pinworm (*Syphacia muris*) epidemiology as a means to increase detection and elimination. *J Am Assoc Lab Anim Sci* [Internet]. [acedido em 2022 jan 17]; 53(6):661-667. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC4253580/>.
- Meredith A, Crossley DA. 2002. Rabbits. In: Meredith A, Redrobe S, editores. *Bsava manual of exotic pets*. 4ª edição. Gloucester (MA): British Small Animal Veterinary Association; p. 76-92.
- Meutchieye F, Kouam MK, Miegoué E, Nguafack TT, Tchoumboué J, Téguaia A, Théodoropoulos G. 2017. A survey for potentially zoonotic gastrointestinal parasites in domestic cavies in Cameroon (Central Africa). *BMC Vet Res* [Internet]. [acedido em 2022 jan 7]; 13(1):196. doi: 10.1186/s12917-017-1096-2.
- Miedel EL, Hankenson FC. 2015. Biology and diseases of hamsters. In: Fox JG, Anderson LC, Otto G, Pritchett-Corning KR, Whary MT, editores. *Laboratory animal medicine* [Internet]. 3ª edição. [s.l.]: Academic Press. p. 209-245; [acedido em 2022 fev 19]. doi: 10.1016/B978-0-12-409527-4.00005-5.
- Morgan-Ryan UM, Fall A, Ward LA, Hijjawi N, Sulaiman I, Fayer R, Thompson RCA, Olson M, Lal A, Xiao L. 2002. *Cryptosporidium hominis* n. sp. (Apicomplexa: Cryptosporidiidae) from *Homo sapiens*. *J Eukaryot Microbiol* [Internet]. [acedido em 2022 mai 6]; 49(6):433-440. doi: 10.1111/j.1550-7408.2002.tb00224.x.
- Morrissey JK. 1996. Parasites of ferrets, rabbits, and rodents. *Semin Avian Exot Pet Med* [Internet]. [acedido em 2022 fev 6]; 5(2):106-114. doi: 10.1016/S1055-937X(96)80023-5.
- Morrissey JK, Carpenter JW. 2012. Appendix - Formulary. In: Quesenberry KE, Carpenter JW, editores. *Ferrets, rabbits, and rodents: clinical medicine and surgery* [Internet]. 3ª edição. St. Louis (MO): Elsevier, Saunders. p. 566-575; [acedido em 2022 mai 11]. [https://books.google.pt/books?hl=ptPT&lr=&id=VvICUGYAWtUC&oi=fnd&pg=PP1&dq=formulary+ferrets,+rabbits+and+rodents&ots=konneCE84j&sig=7Zy9ckAFfyyF0eWlQbPyPP8EHI&redir\\_esc=y#v=onepage&q=formulary%20ferrets%2C%20rabbits%20and%20rodents&f=false](https://books.google.pt/books?hl=ptPT&lr=&id=VvICUGYAWtUC&oi=fnd&pg=PP1&dq=formulary+ferrets,+rabbits+and+rodents&ots=konneCE84j&sig=7Zy9ckAFfyyF0eWlQbPyPP8EHI&redir_esc=y#v=onepage&q=formulary%20ferrets%2C%20rabbits%20and%20rodents&f=false).
- Motamedi G, Moharami M, Paykari H, Eslampanah M, Omraninava A. 2014. A survey on the gastrointestinal parasites of rabbit and guinea pig in a laboratory animal house. *Arch Razi Inst* [Internet]. [acedido em 2022 jan 21]; 69(1):77-81. doi: 10.7508/ari.2014.01.011.
- Ness RD. 1999. Clinical pathology and sample collection of exotic small mammals. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract* [Internet]. [acedido em 2022 mai 7]; 2(3):591-620. doi: 10.1016/S1094-9194(17)30112-3.
- Noel ML, Scare JA, Bellaw JL, Nielsen MK. 2016. Accuracy and precision of Mini-FLOTAC and McMaster techniques for determining equine strongyle egg counts. *J Equine Vet Sci* [Internet]. [acedido em 2021 dez 5]; 48:182-187. doi: 10.1016/j.jevs.2016.09.006.
- Nowland MH, Brammer DW, Garcia A, Rush HG. 2015. Biology and diseases of rabbits. In: Fox JG, Anderson LC, Otto GM, Pritchett-Corning KR, Whary MT, editores. *Laboratory*

- animal medicine [Internet]. 3ª edição. Elsevier. p. 411-461. [acedido em 2022 jun 28]. doi: 10.1016/b978-0-12-409527-4.00010-9.
- Oncel T, Gulegen E, Senlik B, Bakirci S. 2011. Intestinal coccidiosis in angora rabbits (*Oryctolagus cuniculus*) caused by *Eimeria intestinalis*, *Eimeria perforans* and *Eimeria coecicola*. YYU Vet Fak Der [Internet]. [acedido em 2022 mai 5]; 22(1):27-29. [http://vfdergi.yyu.edu.tr/archive/2011/22-1/2011\\_22\\_\(1\)\\_27-29.pdf](http://vfdergi.yyu.edu.tr/archive/2011/22-1/2011_22_(1)_27-29.pdf).
- Orr HE. 2002. Rats and mice. In: Meredith A, Redrobe S, editores. BSAVA manual of exotic pets. 4ª edição. Gloucester (MA): British Small Animal Veterinary Association; p. 13-25.
- Ortolani EL. 2000. Standardization of the modified Ziehl-Neelsen technique to stain oocysts of *Cryptosporidium* sp.. Rev Bras Parasitol Vet [Internet]. [acedido em 2022 mai 31]; 9(1):29-31. [http://www.ufrj.br/rbpv/912000/c9129\\_31.pdf](http://www.ufrj.br/rbpv/912000/c9129_31.pdf).
- Pakandl M, Hlášková L. 2007. The reproduction of *Eimeria flavescens* and *Eimeria intestinalis* in suckling rabbits. Parasitol Res [Internet]. [acedido em 2022 jan 3]; 101:1435-1437. doi: 10.1007/s00436-007-0646-0.
- Pakes SP, Gerrity LW. 1994. Protozoal diseases. In: Manning P, Ringler DH, Newcomer CE, editores. The biology of the laboratory rabbit [Internet]. 2ª edição. (USA): Academic Press. p. 205-229; [acedido em 2022 mai 4]. doi: 10.1016/B978-0-12-4692350.50016-6.
- Pan BL, Zhang YF, Suo X, Xue Y. 2008. Effect of subcutaneously administered diclazuril on the output of *Eimeria* species oocysts by experimentally infected rabbits. Vet Rec [Internet]. [acedido em 2022 mai 12]; 162(5):153-155. doi: 10.1136/vr.162.5.153.
- Pantchev N, Broglia A, Paoletti B, Vrhovec MG, 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. Vet Rec [Internet]. [acedido em 2022 jan 21]; 175(1):18. doi: 10.1136/vr.102236.
- Papeschi C, Fichi G, Perrucci S. 2013. Oocyst excretion pattern of three intestinal *Eimeria* species in female rabbits. World Rabbit Sci [Internet]. [acedido em 2022 jul 15]; 21(2):77-83. doi:10.4995/wrs.2013.1235.
- Peng MM, Xiao L, Freeman AR, Arrowood MJ, Escalante AA, Weltman AC, Ong CS, Kenzie WRM, Lal AA, Bears CB. 1997. Genetic polymorphism among *Cryptosporidium parvum* isolates: evidence of two distinct human transmission cycles. Emerg Infect Dis [Internet]. [acedido em 2022 mai 6]; 3(4):567-573. doi: 10.3201/eid0304.970423.
- Phosuk I, Intapan PM, Sanpool O, Janwan P, Thanchomnang T, Sawanyawisuth K, Morakote N, Maleewong W. 2013. Short report: molecular evidence of *Trichostrongylus colubriformis* and *Trichostrongylus axei* infections in humans from Thailand and Lao PDR. Am J Trop Med Hyg [Internet]. [acedido em 2022 mai 6]; 89(2):376-379. doi: 10.4269/ajtmh.13-0113.
- 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 [Internet]. 4ª edição. Saint Louis (MO): Elsevier, Saunders. p. 270-297; [acedido em 2022 abr 25]. [https://books.google.pt/books?hl=ptPT&lr=&id=t\\_eDwAAQBAJ&oi=fnd&pg=PA270&dq=%2Bguinea%2Bpigs%2Bferrets,%2Brabbits%2Band%2Brodents&ots=RlaZcjp7uC&sig=7gJmHUYPj6tKIOUZL\\_igiaz&redir\\_esc=y#v=onepage&q=guinea%20pigs%20ferrets%2C%20rabbits%20and%20rodents&f=false](https://books.google.pt/books?hl=ptPT&lr=&id=t_eDwAAQBAJ&oi=fnd&pg=PA270&dq=%2Bguinea%2Bpigs%2Bferrets,%2Brabbits%2Band%2Brodents&ots=RlaZcjp7uC&sig=7gJmHUYPj6tKIOUZL_igiaz&redir_esc=y#v=onepage&q=guinea%20pigs%20ferrets%2C%20rabbits%20and%20rodents&f=false).

- Pinto RM, Gomes DC, Muniz-Pereira LC, Noronha D. 2002. Helminths of the guinea pig, *Cavia porcellus* (Linnaeus), in Brazil. Rev Bras Zool [Internet]. [acedido em 2022 jan 19]; 19(Supl. 1):261-269. doi: 10.1590/S0101-81752002000500020.
- Polozowski A, Piasecki T, Kowalska M, Klimiuk M, Hormañska M. 2016. Prevalence of internal parasites in hamsters in pet shops in Wrocław. Ann Parasitol [Internet]. [acedido em 2022 jun 18]; 62(Supl.):127. <http://agro.icm.edu.pl/agro/element/bwmeta1.element.agro-d9db213f-97ae-45a7-b920-d48f0f2f7e51?q=bwmeta1.element.agro-125159c4-585f-44d0-95c9-b2f2cd3a1d57;60&qt=CHILDREN-STATELESS>.
- Qasim AMM, Egwu OK, Musa U. 2014. *Heterakis spumosa* and *Eimeria* sp infection of rats in the hatchery of a poultry farm, Jos, Nigeria. NISEB J [Internet]. [acedido em 2022 jan 24]; 14(2):56-58. <http://www.ojs.klobexjournals.com/index.php/nisebj/article/viewFile/90/99>.
- 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. Parasitol Int [Internet]. [acedido em 2022 fev 6]; 64(5):339-341. doi: 10.1016/j.parint.2015.05.007.
- Quadros RM, Weiss PHE, Miletti LC, Marques SM. 2015. Comparison of parasitological methods and enzyme-linked immunosorbent assay (ELISA) for the diagnosis of *Giardia duodenalis* in children and dogs in Santa Catarina, southern Brazil. Parasitol Lat Am [Internet]. [acedido em 2022 jul 21]; 64 (1):11-17. [https://www.researchgate.net/publication/279442891\\_Comparacao\\_entre\\_metodos\\_co\\_proparasitologicos\\_e\\_de\\_Enzyme-Linked\\_Immunosorbent\\_Assay\\_ELISA\\_para\\_o\\_diagnostico\\_de\\_Giardia\\_duodenalis\\_em\\_criancas\\_e\\_caes\\_em\\_Santa\\_Catarina\\_sul\\_do\\_Brasil](https://www.researchgate.net/publication/279442891_Comparacao_entre_metodos_co_proparasitologicos_e_de_Enzyme-Linked_Immunosorbent_Assay_ELISA_para_o_diagnostico_de_Giardia_duodenalis_em_criancas_e_caes_em_Santa_Catarina_sul_do_Brasil)
- Redrobe SP, Gakos G, Elliot SC, Saunders R, Martin S, Morgan ER. 2010. Comparison of toltrazuril and sulphadimethoxine in the treatment of intestinal coccidiosis in pet rabbits. Vet Rec [Internet]. [acedido em 2022 mai 12]; 167(8):287-290. doi: 10.1136/vr.c3453.
- Riggs SM. 2009. Guinea pigs. In: Mitchell MA, Tully TN Jr., editores. Manual of exotic pet practice [Internet]. 1ª edição. [s.l.]: Saunders Elsevier. p. 456-473; [acedido em 2022 abr 25]. doi: 10.1016/B978-141600119-5.50020-2.
- Rinaldi L, Levecke B, Bosco A, Ianniello D, Pepe P, Charlier J, Cringoli G, Vercruyssen J. 2014. Comparison of individual and pooled faecal samples in sheep for the assessment of gastrointestinal strongyle infection intensity and anthelmintic drug efficacy using McMaster and Mini-FLOTAC. Vet Parasitol [Internet]. [acedido em 2021 nov 25]; 205(1-2):216-223. doi: 10.1016/j.vetpar.2014.06.011.
- Rinaldi L, Russo T, Schioppi M, Pennacchio S, Cringoli G. 2007. *Passalurus ambiguus*: new insights into copromicroscopic diagnosis and circadian rhythm of egg excretion. Parasitol Res [Internet]. [acedido em 2021 dez 28]; 101(3):557-561. doi: 10.1007/s00436-007-0513-z.
- Rivera S. 2017. Sugar gliders. In: Ballard B, Cheek R, editores. Exotic animal medicine for the veterinary technician [Internet]. 3ª edição. Oxford (UK): John Wiley & Sons, Inc. p. 371-374; [acedido em 2022 mai 10]. [https://books.google.pt/books?hl=ptPT&lr=&id=j\\_rCDAAAQBAJ&oi=fnd&pg=PA251&dq=exotic+animal+medicine+ballard+and+cheek&ots=4Vr7BQs2H&sig=QYN8jxauVRr4HlqidCT9kA9IWh8&redir\\_esc=y#v=onepage&q&f=false](https://books.google.pt/books?hl=ptPT&lr=&id=j_rCDAAAQBAJ&oi=fnd&pg=PA251&dq=exotic+animal+medicine+ballard+and+cheek&ots=4Vr7BQs2H&sig=QYN8jxauVRr4HlqidCT9kA9IWh8&redir_esc=y#v=onepage&q&f=false).

- Ryan U, Xiao L, Read C, Zhou L, Lal AA, Pavlasek I. 2003. Identification of novel *Cryptosporidium* genotypes from the Czech Republic. *Appl Environ Microbiol* [Internet]. [acedido em 2022 mai 6]; 69(7):4302-4307. doi: 10.1128/AEM.69.7.4302-4307.2003.
- Saari S, Näreaho A, Nikande S. 2019. Nematoda (Roundworms). In: Canine parasites and parasitic diseases [Internet]. 1ª edição. [s.l.]: Academic Press. p. 83-149; [acedido em 2022 jun 27]. doi: 10.1016/B978-0-12-814112-0.00005-2.
- Schoch CL, et al. 2020. NCBI Taxonomy: a comprehensive update on curation, resources and tools. [Oxford]: NCBI; [acedido em 2022 mai 11]. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/Taxonomy/Browser/wwwtax.cgi>.
- Schoeb TR, Cartner SC, Baker RA, Gerrity LW. 2008. Parasites of rabbits. In: Baker DG, editor. *Flynn's parasites of laboratory animals* [Internet]. 2ª edição. Oxford (UK): Blackwell Publishing Ltd. p. 451-499; [acedido em 2022 jan 5]. doi: 10.1002/9780470344552.ch15.
- Sheppard BJ, Stockdale Walden HD, Kondo H. 2013. Syrian hamsters (*Mesocricetus auratus*) with simultaneous intestinal *Giardia* sp., *Spironucleus* sp., and trichomonad infections. *J Vet Diagn Invest* [Internet]. [acedido em 2022 jan 27]; 25(6):785-790. doi: 10.1177/1040638713505286.
- Shiibashi T, Imai T, Sato Y, Abe N, Yukawa M, Nogami S. 2005. *Cryptosporidium* infection in juvenile pet rabbits. *J Vet Med Sci* [Internet]. [acedido em 2021 dez 8]; 68(3):281-282. doi: 10.1292/jvms.68.281.
- Sivajothi S, Reddy BS, Rayulu VC. 2016. Study on impression smears of hepatic coccidiosis in rabbits. *J Parasit Dis* [Internet]. [acedido em 2022 mai 8]; 40(3):906-909. doi: 10.1007/s12639-014-0602-8.
- Smith NC, Ovington KS, Deplazes P, Eckert J. 1995. Cytokine and immunoglobulin subclass responses of rats to infection with *Eimeria nieschulzi*. *Parasitol* [Internet]. [acedido em 2022 mai 2]; 111(1):51-57. doi: 10.1017/s0031182000064593.
- Sohn J, Couto MA. 2012. Anatomy, physiology and behavior. In: Suckow M, Stevens K, Wilson R, editores. *The laboratory rabbit, guinea pig, hamster, and other rodents* [Internet]. 1ª edição. [s.l.]: Academic Press. p. 195-215; [acedido em 2022 abr 24]. doi: 10.1016/B978-0-12-380920-9.00008-0.
- Sorour SS, Abou Asa S, Elhawary NM, Ghazy EW, Abd El Latif A, El-Abasy MA, Khalifa HO. 2018. Anticoccidial and hepatoprotective effects of artemisinin liquid extract, cinnamon essential oil and clove essential oil against *Eimeria stiedae* infection in rabbits. *Trop Biomed* [Internet]. [acedido em 2022 mai 5]; 35(4):926-943. <http://msptm.org/files/Vol35No4/926-943-Hazim-O-Khalifa.pdf>.
- Stahl W. 1963. Studies on the life cycle of *Syphacia muris*, the rat pinworm. *Keio J Med* [Internet]. [acedido em 2022 mai 18]; 12(2):55-60. doi: 10.2302/kjm.12.55.
- Sürsal N, Gokpinar S, Yildiz K. 2014. Prevalence of intestinal parasites in hamsters and rabbits in some pet shops of Turkey. *Turkiye Parazit Derg* [Internet]. [acedido em 2022 fev 6]; 38(2):102-105. doi: 10.5152/tpd.2014.3338.
- Sutherland M, Baron H, Llinas J. 2021. Recommended health care and disease-prevention programs for herds/flocks of exotic animals. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract* [Internet]. [acedido em 2021 dez 21]; 24(3):697-737. doi: 10.1016/j.cvex.2021.05.003.

- Szkucik K, Pyz-Łukasik R, Szczepaniak KO, Paszkiewicz W. 2013. Occurrence of gastrointestinal parasites in slaughter rabbits. *Parasitol Res* [Internet]. [acedido em 2022 mai 7]; 113(1):59-64. doi: 10.1007/s00436-013-3625-7.
- Tahvildar-Biderouni F, Salehi N. 2014. Detection of *Cryptosporidium* infection by modified Ziehl-neelsen and PCR methods in children with diarrheal samples in pediatric hospitals in Tehran. *Gastroenterol Hepatol Bed Bench* [Internet]. [acedido em 2022 mai 31]; 7(2):125-130. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC4017569/>.
- Teixeira JCMVM. 2019. Comparação da prevalência de *Giardia* spp. e *Cryptosporidium* spp. entre canídeos de clínica e de canil da região de Lisboa, Portugal [dissertação de mestrado]. Lisboa: FMV-Universidade Técnica de Lisboa.
- Teixeira RSD. 2013. Ocorrência de parasitas gastrointestinais em dois grupos de *Chinchilla lanigera* no Norte de Portugal [dissertação de mestrado]. Lisboa: FMV - Universidade Técnica de Lisboa.
- Thatcher VE, Scott JA. 1962. The life cycle of *Trichostrongylus sigmodontis* Baylis, 1945, and the susceptibility of various laboratory animals to this nematode. *J Parasitol* [Internet]. [acedido em 2022 jan 24]; 48(4):558-561. doi: 10.2307/3274910.
- Tyzzer EE. 1907. A sporozoan found in the peptic glands of the common mouse. *Exp Biol Med* [Internet]. [acedido em 2022 mai 2]; 5(1):12-13. doi: 10.3181/00379727-5-5.
- Varga I. 1982. Large-scale management systems and parasite populations: Coccidia in rabbits. *Vet Parasitol* [Internet]. [acedido em 2022 mai 5]; 11(1):69-84. doi: 10.1016/0304-4017(82)90122-4.
- Vella D, Donnelly TM. 2012. Basic anatomy, physiology, and husbandry. In: Quesenberry KE, Carpenter JW, editores. *Ferrets, rabbits, and rodents: clinical medicine and surgery* [Internet]. 3ª edição. Elsevier, Saunders. p. 157-173; [acedido em 2022 fev 21]. doi: 10.1016/B978-1-4160-6621-7.00012-9.
- Vetterling JM. 1976. Protozoan parasites. In: Wagner JE, Breazile JE, Manning PJ, editores. *The biology of the guinea pig* [Internet]. 1ª edição. [s.l.]: Academic Press. p. 163-196; [acedido em 2022 jan 21]. doi: 10.1016/B978-0-12-730050-4.50017-X.
- Vetterling JM, Jervis HR, Merrill TG, Sprinz H. 1971. *Cryptosporidium wrairi* sp. n. from the guinea pig *Cavia porcellus*, with an emendation of the genus. *J Protozool* [Internet]. [acedido em 2022 abr 25]; 18(2):243-247. doi: 10.1111/j.1550-7408.1971.tb03315.x.
- Wei W, Shen N, Xiao J, Tao Y, Luo Y, Angel C, Gu X, Xie Y, He R, Jing B, et al. 2020. Expression analysis and serodiagnostic potential of microneme proteins 1 and 3 in *Eimeria stiedai*. *Genes* [Internet]. [acedido em 2022 mai 8]; 11(7):725. doi: 10.3390/genes11070725.
- Whary MT, Baumgarth N, Fox JG, Barthold SW. 2015. Biology and diseases of mice. In: Fox JG, Anderson LC, Otto GM, Pritchett-Corning KR, Whary MT, editores. *Laboratory animal medicine* [Internet]. 3ª edição. Elsevier. p. 43-149; [acedido em 2022 jan 24]. doi: 10.1016/B978-0-12-409527-4.00003-1.
- Yarto-Jaramillo E. 2011. Respiratory system anatomy, physiology, and disease: guinea pigs and chinchillas. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract* [Internet]. [acedido em 2022 fev 18]; 14(2):339-355. doi: 10.1016/j.cvex.2011.03.008.

- Xie Y, Xiao J, Zhou X, Gu X, He R, Xu J, Jing B, Peng X, Yang G. 2021. Global transcriptome landscape of the rabbit protozoan parasite *Eimeria stiedae*. *Parasit Vectors* [Internet]. [acedido em 2022 jun 24]; 14(1):308. doi: 10.1186/s13071-021-04811-5.
- Zahedi A, Durmic Z, Gofton AW, Kueh S, Austen J, Lawson M, Callahan L, Jardine J, Ryan U. 2017. *Cryptosporidium homai* n. sp. (Apicomplexa: Cryptosporididae) from the guinea pig (*Cavia porcellus*). *Vet Parasitol* [Internet]. [acedido em 2022 jan 19]; 245:92–101. doi: 10.1016/j.vetpar.2017.08.014.
- Zain SNM, Behnke JM, Lewis JW. 2012. Helminth communities from two urban rat populations in Kuala Lumpur, Malaysia. *Parasit Vectors* [Internet]. [acedido em 2022 mai 9]; 5(47):1-23. doi: 10.1186/1756-3305-5-47.

## 5. Anexos

### Anexo 1- Intestino grosso do coelho



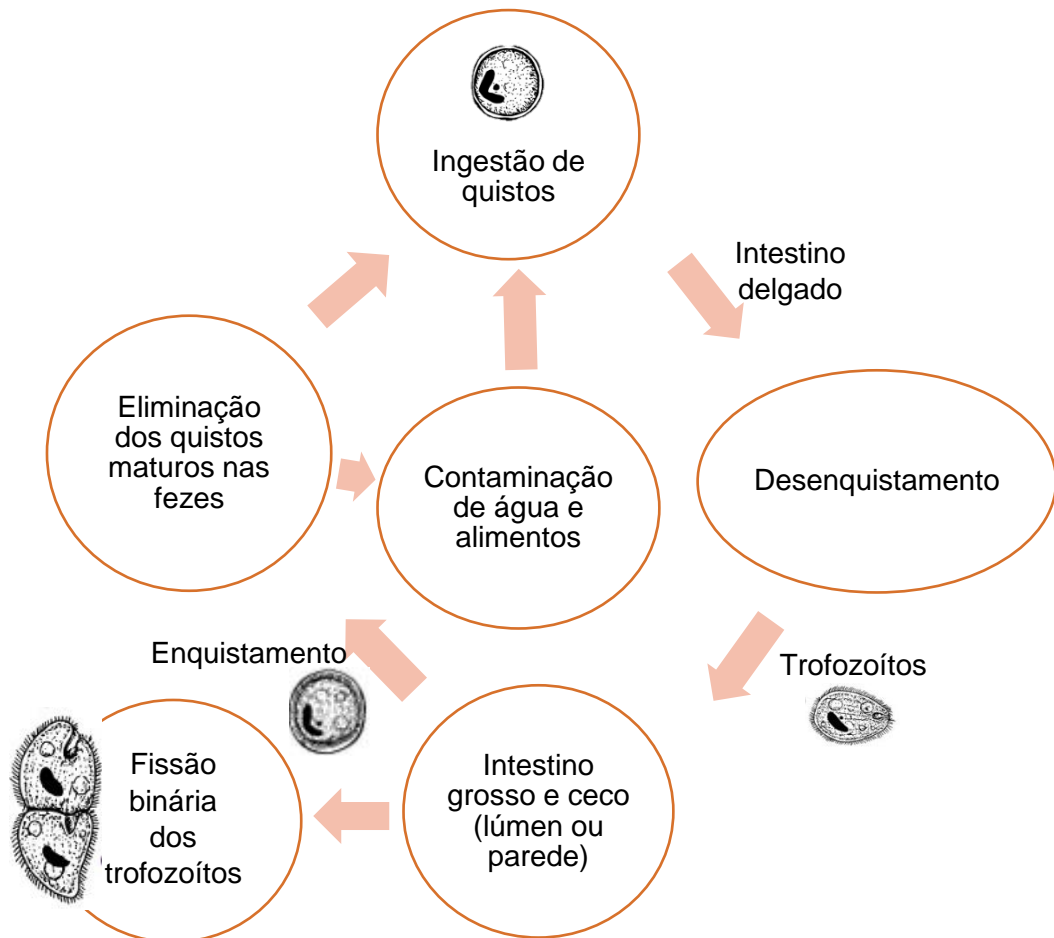
1- íleo; 2- *sacculus rotundus*; 3- corpo do ceco; 4- apêndice vermiforme; 5- *ampulla coli*; 6- cólon proximal; 7- *fuscus coli*; 8- cólon distal (Vella e Donnelly 2012).

### Anexo 2- Fígado de coelho parasitado com *Eimeria stiedae*



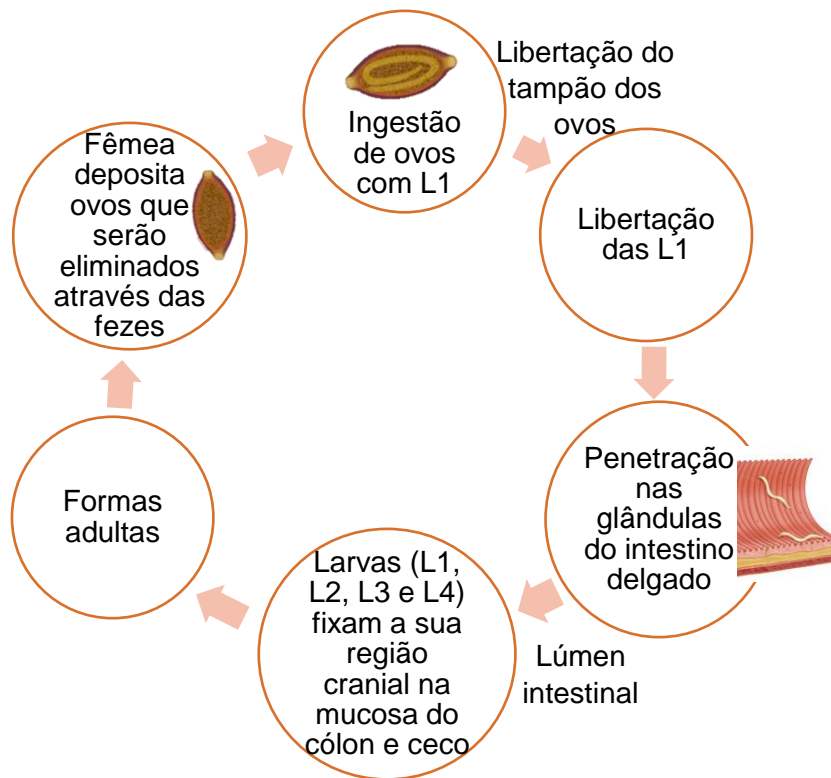
Hepatomegália, distensão da vesícula biliar e presença de múltiplos nódulos de diferentes tamanhos em coelho infestado com *Eimeria stiedae* (Sorour et al. 2018).

Anexo 3- Ciclo de vida de *Balantidium* spp.



Adaptado de CDC (2015).

Anexo 4- Ciclo de vida de *Trichuris* spp.



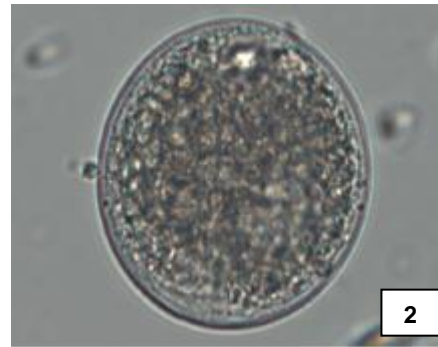
Adaptado de Saari et al. (2019).

Anexo 5- *Ophidascaris robertsi* em petauro do açúcar



L3 (seta) livre na cavidade abdominal (Agúndez et al. 2014).

Anexo 6- *Balantidium* spp.



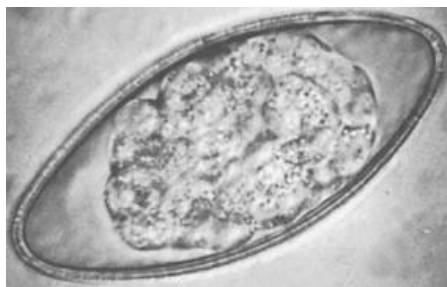
1- Trofozoíto em esfregaço de conteúdo intestinal de um porquinho da Índia (Alves et al. 2007). 2- Quisto de *B. coli* detetado em fezes de porquinho da Índia (Bowman 2014a).

Anexo 7- Ovos de *Mosgovoyia pectinata*



Identificados em fezes de coelhos de matadouro, através da técnica de McMaster (Szkucik et al. 2013).

Anexo 8- Ovo de *Aspicularis tetraptera* (Whary et al. 2015)

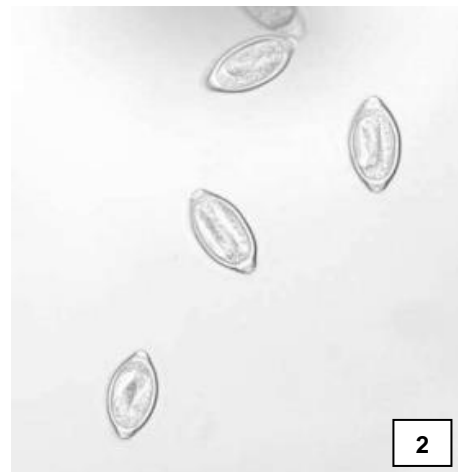


Anexo 9- Ovo de *Paraspidodera uncinata*



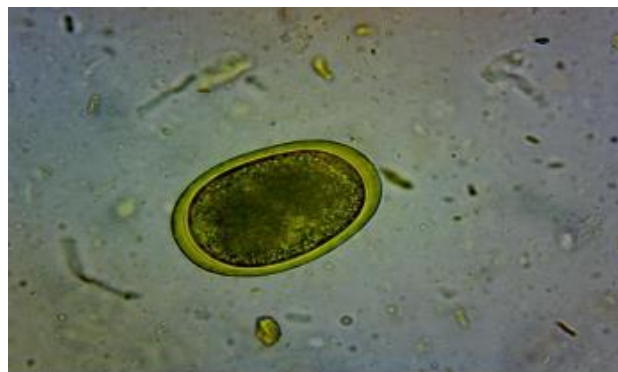
Preparação de flutuação fecal (FLOTAC), a partir de fezes de porquinho da Índia de companhia (d'Ovidio, Noviello, Ianniello, et al. 2015).

Anexo 10- *Trichuris* spp.



1- Ovo observado nas fezes de um macaco-pata (Bowman 2014a). 2- Ovo embrionado de *T. muris* (Cliffe e Grecis 2004).

Anexo 11- Ovo de *Heterakis spumosa*



Preparação de flutuação fecal com solução salina saturada, a partir de fezes de ratazana (Qasim et al. 2014).

Anexo 12- Ovo de *Passalurus ambiguus*



Identificado em fezes de coelhos de matadouro, através da técnica de McMaster (Szkucik et al. 2013).

Anexo 13- Ovo de ácaro em preparação de Mini-FLOTAC, em fezes de coelho de companhia



Anexo 14- Terapêutica antiparasitária em petauros do açúcar, roedores e coelhos

Substância ativa	Parasitas	Dose	Animais
<b>Febantel + Pamoato de pirantel</b>	Nemátodes ( <b>estrôngilos</b> )	15mg/kg+14,4mg/kg PO <sup>1</sup>	Petauros do açúcar
<b>Pamoato de pirantel</b>	Nemátodes	50mg/kg <sup>4</sup>	Roedores
		5-10mg/kg PO/SC/IM, repetir em 10 dias <sup>3</sup>	Coelhos
<b>Febantel</b>	Nemátodes	10mg/kg PO q24h, 3 dias <sup>5</sup>	Roedores
<b>Fenbendazol</b>	Nemátodes; céstodes	20-50mg/kg PO q24h, 3 dias, repetir em 14 dias <sup>3</sup>	Petauros do açúcar
	<i>Giardia</i> spp.	20-50mg/kg PO q24h, 5 dias <sup>6</sup>	Roedores

	Nemátodes	5-20mg/kg PO q24h, 5 dias, repetir em 14 dias <sup>17</sup>	Coelhos
	<i>Passalurus ambiguus</i>	20mg/kg PO q24h, 5 dias, repetir em 14 dias <sup>17</sup>	Coelhos
<b>Oxfendazol</b>	Nemátodes; céstodes (adultos)	10-20mg/kg PO <sup>1</sup>	Petauros do açúcar
<b>Albendazol</b>	<i>Giardia</i> spp.	5mg/kg q12h <sup>7</sup>	Porquinhos da Índia
		25mg/kg q12h, 2 dias <sup>8</sup>	Chinchilas
		7,5-20mg/kg PO q24h <sup>13</sup> , 3 a 14 dias <sup>14</sup>	Coelhos
<b>Mebendazol</b>	Oxiurídeos	40mg/kg PO q7dias, 21 dias <sup>9</sup>	Ratazanas
		50-60mg/kg PO q12h, 5 dias <sup>7</sup>	Chinchilas
<b>Dimetridazol</b>	Protozoários gastrointestinais	1mg/ml de água de bebida <sup>9</sup> , 14 dias <sup>21</sup>	Ratazanas
		20-50mg/kg PO q24h, 7 dias <sup>7</sup>	Porquinhos da Índia
<b>Ivermectina</b>	Nemátodes	0,2mg/kg SC, repetir em 10 a 14 dias <sup>3</sup>	Petauros do açúcar
	Oxiurídeos	25mg/L de água de bebida, 4 dias/semana, 5 semanas <sup>10</sup>	Ratazanas
		2mg/kg PO ou tópico, 1 vez ou 2 vezes em 7-10 dias <sup>22</sup>	
<b>Adipato de piperazina</b>	Oxiurídeos	200mg/kg PO q24h, 7 dias+interrupção 7 dias+7dias	Ratazanas
		0,5mg/ml de água de bebida, 21 dias <sup>9</sup>	
		500mg/kg PO q24h <sup>3</sup>	Chinchilas
		3-5mg/ml de água de bebida, 7 dias+interrupção 7 dias+7 dias <sup>3</sup>	Hamsters
		4-7mg/ml de água de bebida, 3 a 10 dias <sup>3</sup>	Porquinhos da Índia, ratazanas
<b>Citrato de piperazina</b>	Oxiurídeos	100mg/kg PO q24h, 2 dias <sup>3</sup>	Chinchilas
		2-5mg/ml de água de bebida, 7 dias+interrupção 7 dias+7dias <sup>9</sup>	Roedores
		10mg/ml de água de bebida, 7 dias+interrupção 7 dias+7dias <sup>3</sup>	Porquinhos da Índia, hamsters

<b>Praziquantel</b>	Céstodes	6-10mg/kg PO/SC, repetir em 10 dias <sup>3</sup>	Roedores
		30mg/kg PO q14 dias, 3 vezes <sup>11</sup>	Ratazanas
		5-10mg/kg PO/SC/IM, repetir em 10 dias <sup>6</sup>	Coelhos
		10mg/kg PO <sup>17</sup>	
<b>Metronidazol</b>	Protozoários intestinais	25mg/kg PO q12h <sup>3</sup>	Petauros do açúcar, porquinhos da Índia
		10-40mg/animal PO q24h <sup>12</sup>	Ratazanas
		2,5mg/ml de água de bebida, 5 dias <sup>12</sup>	
		10-40mg/kg PO, repetir em 5 dias <sup>22</sup>	
		25mg/kg PO q12h <sup>3</sup>	Chinchilas
		70mg/kg PO q8h <sup>9</sup>	Hamsters
		20mg/kg PO q12h <sup>3</sup>	Coelhos
<b>Sulfadimetoxina</b>	Coccídias	10-15mg/kg PO q12h <sup>3</sup>	Ratazanas
		25-50mg/kg PO q24h, 10 dias <sup>3</sup>	Chinchilas, porquinhos da Índia, hamsters
		50mg/kg PO uma vez e depois 25mg/kg q24h, 10 a 20 dias <sup>15</sup>	Coelhos
<b>Sulfamerazina Sulfametazina</b>	Coccídias	1mg/ml de água de bebida <sup>9</sup>	Chinchilas, porquinhos da Índia, hamsters, ratazanas
		100mg/kg PO <sup>18</sup>	Coelhos
<b>Sulfametazina</b>	Coccídias	0,77g/L de água de bebida <sup>18</sup>	Coelhos
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	2mg/ml na água de bebida <sup>20</sup>	Porquinhos da Índia
<b>Sulfaquinoxalina</b>	Coccídias	1mg/ml de água de bebida, 14 a 21 dias <sup>2</sup>	Roedores
		1mg/ml de água de bebida <sup>3</sup>	Coelhos
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	2mg/ml na água de bebida <sup>20</sup>	Porquinhos da Índia
<b>Toltrazuril</b>	Coccídias	10 mg/kg PO q24h, 3 dias+interrupção 3 dias+3 dias <sup>5</sup>	Roedores
		25ppm/L de água de bebida <sup>7</sup>	
		2,5-5mg/kg PO <sup>19</sup>	
		25mg/kg PO, 2 dias, repetir em 5 dias <sup>14</sup>	Coelhos

<b>Amprólio (9,6%)</b>	Coccídias	0,5ml/500ml de água de bebida, 10 dias <sup>15</sup>	Coelhos
<b>Diclazuril</b>	Coccídias	4mg/kg SC <sup>16</sup>	Coelhos

Adaptado de Fiorello e Divers 2013, Brust e Pye 2013 e Mayer 2013.<sup>1</sup>(Barnes 2002); <sup>2</sup>(Mayer 2013); <sup>3</sup>(Morrisey e Carpenter 2012); <sup>4</sup>(Adamcak e Otten 2000); <sup>5</sup> (Ewringmann e Glöckner 2012); <sup>6</sup> (Allen et al. 1993, citados por Carpenter e Marion 2013); <sup>7</sup>(Beck e Pantchev 2006, citados por Carpenter e Marion 2013); <sup>8</sup>(Donnelly 2004, citado por Carpenter e Marion 2013); <sup>9</sup>(Anderson 1994, citado por Carpenter e Marion 2013); <sup>10</sup>(Klement et al. 1996, citado por Carpenter e Marion 2013); <sup>11</sup>(Burke 1995, citado por Carpenter e Marion 2013); <sup>12</sup>(Johnson-Delaney 1996, citado por Carpenter e Marion 2013); <sup>13</sup>(Brown 1997, citado por Carpenter e Marion 2013); <sup>14</sup>(Harcourt-Brown 2002, citado por Carpenter e Marion 2013); <sup>15</sup>(Harkness et al. 2010); <sup>16</sup>(Pan et al. 2008); <sup>17</sup>(Mencke e Bach 2007, citados por Carpenter e Marion 2013); <sup>18</sup>(Gillet 1994, citado por Carpenter e Marion 2013); <sup>19</sup>(Redrobe et al. 2010); <sup>20</sup>(Vetterling 1976); <sup>21</sup>(Whary et al. 2015); <sup>22</sup>(Frohlich 2020)

## Anexo 15- Inquérito online realizado aos tutores que recolheram as fezes dos seus animais em casa

### Rastreo parasitológico em fezes de mamíferos exóticos

Obrigada pelo seu contributo para a realização da minha dissertação de mestrado em Medicina Veterinária. Para efeitos de análise e discussão dos resultados obtidos, agradeceia que respondesse às questões a seguir colocadas.

1. Espécie e nome do seu animal

\_\_\_\_\_

2. Idade do tutor

Marcar apenas uma oval.

- 18-30 anos  
 31-40 anos  
 41-50 anos  
 51-60 anos  
 >60 anos

3. Habilitações literárias

Marcar apenas uma oval.

- 4º ano de escolaridade  
 9º ano de escolaridade  
 12º ano de escolaridade  
 Curso superior na área das ciências veterinárias  
 Curso superior noutra área

4. Qual o concelho em que reside com o seu animal?

\_\_\_\_\_

5. O seu animal é desparasitado internamente?

Marcar apenas uma oval.

- Sim  
 Não

6. Com que frequência desparasita internamente o seu animal?

Marcar apenas uma oval.

- Nunca  
 Uma vez por ano  
 Duas vezes por ano  
 Três vezes por ano  
 Quatro vezes por ano  
 Outra: \_\_\_\_\_

7. Qual o desparasitante interno utilizado?

Marcar apenas uma oval.

- Febendazol (Panacur)  
 Ivermectina (Ivomec)  
 Não sei  
 Outra: \_\_\_\_\_

8. O seu animal já teve parasitoses gastrointestinais?

Marcar apenas uma oval.

- Sim  
 Não  
 Não sei

9. O seu animal tem alguma doença diagnosticada? Se sim, qual?

\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_

10. O seu animal tem acesso ao exterior?

Marcar apenas uma oval.

- Sim  
 Não

11. Interação do seu animal com outros

Marcar apenas uma oval.

- Contacta com animais da mesma espécie  
 Não contacta com outros animais  
 Contacta com animais de outra espécie

12. Se contacta com animais de outra espécie, qual ou quais?

\_\_\_\_\_