

UNIVERSIDADE DE LISBOA

FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA



UNIVERSIDADE
DE LISBOA



RASTREIO PARASITOLÓGICO EM MAMÍFEROS EXÓTICOS ATENDIDOS NO HOSPITAL
ESCOLAR VETERINÁRIO DA FMV-ULISBOA

ANDRÉ GUIMARÃES GOMES

ORIENTADOR(A): Doutor David Wilson Russo
Ramilo

TUTOR(A): Mestre Ana Teresa Severino
Caldeira Reisinho

2021

UNIVERSIDADE DE LISBOA
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA



UNIVERSIDADE
DE LISBOA



RASTREIO PARASITOLÓGICO EM MAMÍFEROS EXÓTICOS ATENDIDOS NO HOSPITAL
ESCOLAR VETERINÁRIO DA FMV-ULISBOA

ANDRÉ GUIMARÃES GOMES

DISSERTAÇÃO DE MESTRADO INTEGRADO EM MEDICINA VETERINÁRIA

JÚRI

PRESIDENTE:

Doutor José Augusto Farraia e Silva Meireles

VOGAIS:

Doutora Sandra de Oliveira Tavares de Sousa

Jesus

Doutor David Wilson Russo Ramilo

ORIENTADOR: Doutor David Wilson Russo
Ramilo

TUTOR (A): Mestre Ana Teresa Severino
Caldeira Reisinho

2021

Nome: André Guimarães Gomes

Título da Tese ou Dissertação: Rastreo Parasitológico em Mamíferos Exóticos atendidos no Hospital Escolar Veterinário da FMV-ULisboa

Ano de conclusão (indicar o da data da realização das provas públicas): 2021

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):

1. Disponibilização imediata do conjunto do trabalho para acesso mundial;
2. 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):

1. É AUTORIZADA A REPRODUÇÃO INTEGRAL DESTA TESE/TRABALHO APENAS PARA EFEITOS DE INVESTIGAÇÃO, MEDIANTE DECLARAÇÃO ESCRITA DO INTERESSADO, QUE A TAL SE COMPROMETE.
2. 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.
3. 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, 27 de maio de 2021

Assinatura:



Agradecimentos

“A vida é mesmo assim. Vai pegar em ti e levar-te para onde achar que lhe fazes mais falta, onde sentir que lhe fazes mais diferença. O sentido da vida é esse, é a pessoa deixar-se ir...”

Penas de Pato, Miguel Araújo

Ao meu orientador, Professor David Wilson Russo Ramilo, que sempre soube aliar a sua boa disposição ao árduo trabalho realizado em laboratório. Por me ter guiado ao longo deste trabalho, pelo seu rigor e método, pela sua ajuda, mas principalmente, pelas suas palavras amigas nos momentos de maiores inseguranças e dúvidas.

À Dra. Ana Teresa Reinho, pelo exemplo que é enquanto profissional, por toda a ajuda que me deu, pelos conhecimentos que me transmitiu, pela sua simpatia e por me mostrar o maravilhoso mundo das espécies exóticas.

À Dra. Lídia Gomes por todos os ensinamentos, pela sua disponibilidade e pela sua boa disposição no laboratório.

À responsável pelo Laboratório de Parasitologia e Doenças Parasitárias da FMV-ULisboa, a Professora Doutora Isabel Pereira da Fonseca, pela cedência do espaço e do material necessários à realização deste trabalho.

Aos meus colegas de laboratório: Jorge, Sara, Pedro, Joana e Ana pelas memórias que criámos e pela partilha de conhecimentos e ideias.

Aos meus colegas de estágio por todo o companheirismo, trabalho e momentos de felicidade partilhados durante os 5 meses.

À FMV e sobretudo aos professores desta instituição que me deram os instrumentos necessários para a prática da Medicina Veterinária.

À equipa do HEV-FMV, pela excelente integração e aprendizagem constante e, em especial à Dra. Inês Lobo, pela amizade genuína que me deu desde o dia em que se tornou minha madrinha.

À equipa do Hospital SOSVet que me recebeu de braços abertos, fortaleceu conhecimentos e me ensinou a não entrar em pânico na presença de um gato agressivo.

Aos tutores que permitiram a colheita de amostras dos seus animais e que responderam ao inquérito, tornando possível a realização deste trabalho.

Aos amigos de faculdade: à Catarina Silva, à Bia, à Catarina Marques, à Mafalda e em especial, à Rita, à Leites e à Marta, que viveram comigo esta experiência. Amigas de todas as horas, que sempre me levantaram a cabeça nos momentos mais frágeis e difíceis desta caminhada.

Aos amigos de Almada: à Madalena, ao Tiago, ao Sérgio, ao Daniel, ao Diogo e à Márcia por serem o meu porto de abrigo. Por todo o apoio que me deram, pelas memórias que criámos, pelos cafés e viagens que partilhámos e porque sempre me lembraram que sou capaz de tudo a que me proponho.

Aos meus avós “Zeca” e Rita, que sempre me incentivaram a trabalhar para atingir os meus objetivos e que sempre mostraram orgulho nas minhas conquistas.

Aos meus avós Ilda e Manuel, que estariam aqui hoje cheios de orgulho do seu “netinho”.

Aos meus tios e à minha prima por todo o apoio que me deram ao longo do curso.

Aos meus pais e à minha irmã, por todo o amor, pelos valores que me transmitiram, por serem os pilares da minha vida e por tornarem tudo isto possível.

Por último, aos animais, e em especial aos meus, uma vez que é por eles que escolhi a Medicina Veterinária.

Rastreio Parasitológico em Mamíferos Exóticos atendidos no Hospital Escolar Veterinário da FMV-ULisboa

Resumo

A existência de animais exóticos enquanto animais de estimação é uma realidade cada vez maior, nomeadamente em Portugal (Ferreira 2017). Os pequenos mamíferos exóticos são exemplo disso, pois apresentam inúmeras características que os tornam excelentes animais de companhia. Assim, torna-se fundamental a aquisição de mais conhecimentos sobre estas espécies, nomeadamente na área da parasitologia, uma vez que estas podem ser portadoras de parasitas com potencial zoonótico, representando um risco para a saúde pública.

O objetivo deste estudo foi realizar um rastreio parasitológico nos mamíferos exóticos observados no Hospital Escolar Veterinário da FMV-ULisboa e, desta forma, estimar a prevalência dos mesmos nestes animais. Foram colhidas amostras de 74 animais, nomeadamente coelhos, porquinhos-da-índia, furões, ratazanas, chinchilas e um hamster. Realizou-se a colheita de amostras de pelo, de pele para a pesquisa de ectoparasitas, e de fezes para a pesquisa de parasitas gastrointestinais e pulmonares. Foi, ainda, realizada a necropsia aos animais que faleceram durante o período em que o estudo decorreu. As preparações foram observadas ao microscópio ótico e, posteriormente, realizou-se a análise estatística dos resultados.

Relativamente aos ectoparasitas, nos coelhos (n=37) observaram-se *Cheyletiella parasitovorax* (10,81%), *Leporacarus gibbus* (8,11%) e *Psoroptes cuniculi* (2,70%). Nos porquinhos-da-índia (n=19) detetaram-se *Chirodiscoides caviae* (15,79%) e *Gliricola porcelli* (5,26%). Nos furões (n=8) e nas ratazanas (n=6) observaram-se *Otodectes cynotis* (12,5%) e *Polyplax spinulosa* (16,67%), respetivamente. No único hamster amostrado detetou-se *Ornithonyssus bacoti* (100%). Nas chinchilas (n=3) não se observaram ectoparasitas. Quanto à presença de parasitas gastrointestinais, apenas foi detetado *Passalurus ambiguus* (2,70%) nos coelhos (n=37). Não foram encontrados parasitas pulmonares em nenhum animal. No que diz respeito à prevenção verificou-se que 51,35% dos animais não recebiam desparasitação externa e que 64,86% recebiam desparasitação interna.

Concluiu-se que a espécie mais parasitada foi o coelho. A maioria dos ectoparasitas encontrada nesta espécie (*C. parasitovorax* e *L. gibbus*) bem como o ácaro encontrado no hamster (*O. bacoti*), apresentam potencial zoonótico, o que realça a importância da adoção de cuidados na manipulação destes animais e do cumprimento da desparasitação.

Palavras-chave: Mamíferos exóticos, Ectoparasitas, Parasitas Gastrointestinais, Prevalência, Lisboa

Screening for parasites in Exotic Mammals attended at the Veterinary School Hospital of FMV-ULisbon

Abstract

The existence of exotic animals as pets is an increasing reality, namely in Portugal (Ferreira 2017). Small exotic mammals are an example of this, as they have numerous characteristics that make them excellent companion animals. Thus, it is essential to acquire more knowledge about these species, namely in the area of parasitology, since they may be carriers of parasites with zoonotic potential, representing a risk to public health.

The aim of this study was to perform a screening for parasites in exotic mammals observed at the Veterinary Teaching Hospital of the FMV-ULisbon and, thus, to estimate their prevalence in these animals. Samples were taken from 74 animals, namely rabbits, guinea pigs, ferrets, rats, chinchillas and a hamster. Samples of fur, skin for ectoparasites, and feces for gastrointestinal and pulmonary parasites were collected. Necropsy was also performed on animals that died during the period in which the study ran. The preparations were observed under an optical microscope and, subsequently, a statistical analysis of the results was performed.

Regarding ectoparasites, in rabbits ($n = 37$) *Cheyletiella parasitovorax* (10.81%), *Leporacarus gibbus* (8.11%) and *Psoroptes cuniculi* (2.70%) were observed. In guinea pigs ($n = 19$), *Chirodiscoides caviae* (15.79%) and *Gliricola porcelli* (5.26%) were detected. In ferrets ($n = 8$) and rats ($n = 6$), *Otodectes cynotis* (12.5%) and *Polyplax spinulosa* (16.67%) were observed, respectively. In the only hamster sampled, *Ornithonyssus bacoti* (100%) was detected. In chinchillas ($n = 3$) ectoparasites were not observed. As for the presence of gastrointestinal parasites, only *Passalurus ambiguus* (2.70%) was detected in rabbits ($n = 37$). No pulmonary parasites were found in any animal. With regard to prevention, 51.35% of the animals did not receive external deworming and 64.86% received internal deworming.

In conclusion, the most parasitized specie was the rabbit. The majority of ectoparasites found in this species (*C. parasitovorax* and *L. gibbus*), as well as the mite found in the hamster (*O. bacoti*), have zoonotic potential, which highlights the importance of adopting care in handling these animals as well as a correct deworming.

Keywords: Exotic mammals, Ectoparasites, Gastrointestinal parasites, Prevalence, Lisbon

I Índice

Agradecimentos	iii
Resumo	v
Abstract	vi
Índice de Figuras.....	ix
Índice de Tabelas.....	ix
Índice de Gráficos	x
Índice de Anexos.....	x
Lista de Abreviaturas e Símbolos	xii
I DESCRIÇÃO DAS ATIVIDADES REALIZADAS EM ESTÁGIO.....	1
1.1 Laboratório de Parasitologia e de Doenças Parasitárias da Faculdade de Medicina Veterinária - ULisboa.....	1
1.2 Estágio curricular: Hospital Escolar Veterinário da FMV-ULisboa	1
II REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....	2
2.1 Coelhos (<i>Oryctolagus cuniculus</i>).....	2
2.1.1 Ectoparasitas.....	2
2.1.2 Parasitas gastrointestinais	6
2.1.3 Parasitas pulmonares.....	10
2.2 Furões (<i>Mustela putorius furo</i>)	11
2.2.1 Ectoparasitas.....	11
2.2.2 Parasitas gastrointestinais	13
2.2.3 Parasitas pulmonares.....	15
2.3 Porquinhos-da-Índia (<i>Cavia porcellus</i>).....	15
2.3.1 Ectoparasitas.....	15
2.3.2 Parasitas gastrointestinais	18
2.3.3 Parasitas pulmonares.....	20
2.4 Chinchilas (<i>Chinchilla lanigera</i>),.....	20
2.4.1 Ectoparasitas.....	21
2.4.2 Parasitas gastrointestinais	21
2.4.3 Parasitas pulmonares.....	23
2.5 Ratazanas (<i>Rattus norvegicus</i>).....	23
2.5.1 Ectoparasitas.....	23
2.5.2 Parasitas gastrointestinais	25
2.5.3 Parasitas pulmonares.....	27
2.6 Hamsters (<i>Mesocricetus auratus</i>)	27
2.6.1 Ectoparasitas.....	28
2.6.2 Parasitas gastrointestinais	29
2.6.3 Parasitas pulmonares.....	30
III Rastreamento Parasitológico em Mamíferos Exóticos atendidos no Hospital Escolar Veterinário da FMV-ULisboa	31
3.1 Introdução ao estudo.....	31
3.2 Objetivos do estudo.....	31
IV Materiais e métodos	31
4.1 Animais em estudo	31
4.2 Métodos de recolha das amostras	32
4.2.1 Para a pesquisa de ectoparasitas.....	32

4.2.2	Para Parasitas gastrointestinais e pulmonares	33
4.3	Técnicas laboratoriais	34
4.3.1	Para a pesquisa e observação de ectoparasitas	34
4.3.2	Para a pesquisa de parasitas gastrointestinais	34
4.3.3	Para parasitas pulmonares	35
4.4	Necropsia	35
4.5	Para a obtenção de informação relativamente aos animais	36
4.6	Análise dos dados	36
V	Resultados	37
5.1	Animais em estudo	37
5.2	Ectoparasitas	37
5.2.1	Coelhos	38
5.2.2	Porquinhos-da-Índia	39
5.2.3	Furões	41
5.2.4	Chinchilas	41
5.2.5	Ratazanas	41
5.2.6	Hamsters	42
5.3	Endoparasitas	42
5.3.1	Parasitas gastrointestinais	43
5.3.2	Parasitas pulmonares	45
5.3.3	Necropsia	46
5.4	Resultados observados através do cruzamento de dados (inquéritos e registo clínico do animal)	47
5.4.1	Estilo de vida dos animais	47
5.4.2	Desparasitação externa	47
5.4.3	Desparasitação interna	48
VI	Discussão	49
6.1	Discussão do estudo dos ectoparasitas	49
6.1.1	Coelhos	49
6.1.2	Furões	50
6.1.3	Porquinhos-da-Índia	51
6.1.4	Chinchilas	53
6.1.5	Ratazanas	53
6.1.6	Hamsters	54
6.2	Discussão do estudo dos parasitas gastrointestinais	54
6.2.1	Coelhos	54
6.2.2	Furões	55
6.2.3	Porquinhos-da-Índia	57
6.2.4	Chinchilas	58
6.2.5	Ratazanas	59
6.2.6	Hamsters	60
6.3	Discussão do estudo dos parasitas pulmonares	60
6.4	Limitações ao estudo	61
VII	Conclusão	62
VIII	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	64
IX	ANEXOS	71

Índice de Figuras

Figura 1 Ciclo de vida do ácaro <i>Psoroptes cuniculi</i> (original do autor)	3
Figura 2 Ciclo de vida do ácaro <i>Cheyletiella parasitovorax</i> (original do autor)	4
Figura 3 Ciclo de vida do ácaro <i>Leporacarus gibbus</i> (original do autor)	5
Figura 4 Ciclo de vida do nematode <i>Passalurus ambiguus</i> (original do autor)	10
Figura 5 Ciclo de vida do ácaro <i>Otodectes cynotis</i> (original do autor)	12
Figura 6 Ciclo de vida do ácaro <i>Chirodiscoides caviae</i> (original do autor)	16
Figura 7 Ciclo de vida do piolho <i>Gliricola porcelli</i> (original do autor)	18
Figura 8 Ciclo de vida do ácaro <i>Ornithonyssus bacoti</i> (original do autor)	24
Figura 9 Ciclo de vida do piolho <i>Polyplax spinulosa</i> (original do autor)	25
Figura 10 Técnica da fita-adesiva realizada em furão (<i>Mustela putorius furo</i>) (original do autor)	32
Figura 11 Colheita de cerúmen por zaragatoa num furão (<i>Mustela putorius furo</i>) (original do autor)	33
Figura 12 Pesquisa de parasitas gastrointestinais após realização da técnica de decantação (original do autor)	36
Figura 13 <i>Leporacarus gibbus</i> : A) Macho; B) Fêmea (original do autor)	39
Figura 14 Ácaro <i>Cheyletiella parasitovorax</i> (original do autor)	39
Figura 15 Ácaro <i>Psoroptes cuniculi</i> (original do autor)	39
Figura 16 Ácaro <i>Chirodiscoides caviae</i> (original do autor)	40
Figura 17 A) Piolho <i>Gliricola porcelli</i> , B) Ovos do piolho (original do autor)	40
Figura 18 Ácaro <i>Otodectes cynotis</i> ; B) Ovos do ácaro (original do autor)	41
Figura 19 A) Piolho <i>Polyplax spinulosa</i> ; B) Adulto e ovos (original do autor)	41
Figura 20 Ácaro <i>Ornithonyssus bacoti</i> (original do autor)	42
Figura 21 Número de técnicas coprológicas realizadas consoante o tipo de colheita realizado (Zaragatoa, Colheita livre e Necropsia) na amostra total (N=74)	42
Figura 22 Ovo do nematode gastrointestinal <i>Passalurus ambiguus</i> observado nas fezes de um coelho (original do autor)	43

Índice de Tabelas

Tabela 1 Valores de prevalência de infeções por <i>Giardia</i> spp. em chinchilas estimados em estudos realizados em vários países da Europa.	21
Tabela 2 Espécies de ectoparasitas (ácaros e piolhos) encontrados nos mamíferos amostrados	37

Índice de Gráficos

Gráfico 1 Prevalência de ectoparasitas no total da amostra (N=74)	37
Gráfico 2 Prevalência de ácaros e piolhos no total da amostra (N=74)	38
Gráfico 3 Prevalência dos diferentes ácaros (<i>Leporacarus gibbus</i> , <i>Cheyletiella parasitovorax</i> e <i>Psoroptes cuniculi</i>) na amostra de coelhos (<i>Oryctolagus cuniculus</i>) (n=37)	38
Gráfico 4 Prevalência de ácaros (<i>Chirodiscoides caviae</i>) e piolhos (<i>Gliricola porcelli</i>) na amostra de porquinhos-da-Índia (<i>Cavia porcellus</i>) (n=19)	40
Gráfico 5 Número de flutuações pelo método de Willis realizadas por espécie animal, consoante o método de colheita das amostras fecais (n=67)	43
Gráfico 6 Número de técnicas de sedimentação natural realizadas em Coelhos (<i>Oryctolagus cuniculus</i>), Furões (<i>Mustela putorius furo</i>) e Porquinhos-da-Índia (<i>Cavia porcellus</i>) (n=18).....	44
Gráfico 7 Número de esfregaços fecais corados pelo método de Ziehl-Neelsen realizados em Coelhos (<i>Oryctolagus cuniculus</i>), Furões (<i>Mustela putorius furo</i>), Porquinhos-da-Índia (<i>Cavia porcellus</i>) e Chinchilas (<i>Chinchilla lanigera</i>) (n=19).....	45
Gráfico 8 Número de técnicas de Baermann realizadas em Coelhos (<i>Oryctolagus cuniculus</i>) e Furões (<i>Mustela putorius furo</i>) (n=14)	46
Gráfico 9 Número de animais necropsiados: Coelhos (<i>Oryctolagus cuniculus</i>) e Porquinhos-da-Índia (<i>Cavia porcellus</i>) (n=6).....	46
Gráfico 10 Dados relativos ao estilo de vida (interior, interior/exterior, exterior) na amostra total (N=74).....	47
Gráfico 11 Dados relativos à desparasitação externa na amostra total (N=74).....	48
Gráfico 12 Dados relativos à desparasitação interna na amostra total (N=74)	48

Índice de Anexos

Anexo I – Possíveis tratamentos para ectoparasitas em coelhos (*extra-label*). (Adaptado de Eshar 2019).

Anexo II – Ectoparasitas reportados menos frequentemente em coelhos (Adaptado de Taylor et al. 2016).

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

Anexo IV – Parasitas gastrointestinais e hepáticos reportados menos frequentemente em coelhos (Adaptado de Taylor et al. 2016).

Anexo V – Possíveis tratamentos para ectoparasitas mencionados em furões.

Anexo VI – Possíveis tratamentos para os parasitas gastrointestinais mencionados em furões.

Anexo VII – Possíveis tratamentos para ectoparasitas mencionados em porquinhos-da-Índia.

Anexo VIII – Ectoparasitas reportados menos frequentemente em porquinhos-da-Índia (Adaptado de Taylor et al. 2016).

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

Anexo X – Parasitas gastrointestinais e hepáticos reportados em porquinhos-da-Índia (Adaptado de Taylor et al. 2016).

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

Anexo XII – Possíveis tratamentos para ectoparasitas mencionados em ratazanas.

Anexo XIII – Ectoparasitas reportados menos frequentemente em ratazanas (Adaptado de Taylor et al. 2016).

Anexo XIV – Possíveis tratamentos para parasitas gastrointestinais mencionados em ratazanas.

Anexo XV – Parasitas gastrointestinais e hepáticos reportados em ratazanas (Adaptado de Taylor et al. 2016).

Anexo XVI – Possíveis tratamentos para ectoparasitas mencionados em hamsters.

Anexo XVII – Possíveis tratamentos para parasitas gastrointestinais mencionados em hamsters.

Anexo XVIII – Descrição das técnicas laboratoriais.

Anexo XIX – Descrição do procedimento de necropsia (Adaptado de Carvalho 2016).

Anexo XX – Técnica de decantação (Adaptado de Bowman 2014)

Anexo XXI – Inquérito e termo de consentimento

Lista de Abreviaturas e Símbolos

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

COVID 19 - *Coronavirus Disease 2019*, em português, Doença Coronavírus 2019

ELISA - do inglês *Enzyme-Linked Immunosorbent Assay*

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

g - gramas

g/l – gramas por litro

kg – quilogramas

L1 – Larva estadio 1

L3 – Larva estadio 3

L4 – Larva estadio 4

L5 – Larva estadio 5

mg/kg – miligramas por quilograma

ml – mililitros

PCR - do inglês *Polymerase Chain Reaction*

PO – *Per os*, Via oral

SC – Via Subcutânea

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

spp. – espécies

µg/kg – microgramas por quilograma

ρ - Densidade

® - Marca registada

% - percentagem

I DESCRIÇÃO DAS ATIVIDADES REALIZADAS EM ESTÁGIO

1.1 Laboratório de Parasitologia e de Doenças Parasitárias da Faculdade de Medicina Veterinária - ULisboa

A recolha das amostras necessárias para a realização do presente estudo iniciou-se em outubro de 2019, nas consultas de animais exóticos, e prolongou-se até setembro de 2020, até ao final do estágio curricular no Hospital Escolar Veterinário da FMV-ULisboa. À medida que as amostras iam sendo obtidas, o aluno foi processando e analisando as mesmas no Laboratório de Parasitologia e de Doenças Parasitárias da FMV-ULisboa, tendo sido realizado um total de 750 horas.

1.2 Estágio curricular: Hospital Escolar Veterinário da FMV-ULisboa

O estágio curricular no Hospital Escolar Veterinário da FMV-ULisboa teve início em março de 2020 e terminou em setembro de 2020, com interrupção completa no mês de abril e parcial no mês de maio devido à pandemia de COVID-19, perfazendo um total de 588 horas.

No serviço de **Medicina Geral** participou em consultas e em emergências médicas, com o acompanhamento de vários Médicos Veterinários. Neste departamento, o aluno assistiu às consultas de animais exóticos, de forma a proceder à colheita de amostras, mas também com vista à aquisição de conhecimentos sobre as várias espécies animais atendidas.

No serviço de **Medicina Interna** assistiu a consultas e aprofundou os conhecimentos em Endocrinologia e Gastroenterologia através da discussão de casos clínicos.

No serviço de **Oncologia** assistiu a consultas e ao acompanhamento dos doentes oncológicos, bem como à realização dos protocolos de quimioterapia, com o acompanhamento do Médico Veterinário.

No serviço de **Dermatologia** assistiu a consultas e acompanhou vários casos clínicos de doentes dermatológicos. Realizou igualmente meios complementares de diagnóstico como raspagens cutâneas, biópsias e citologias coradas pelo método de Diff-Quick, que, posteriormente, observou ao microscópio ótico.

No serviço de **Imagiologia** participou e realizou exames Radiográficos, exames de TAC e de Ecografia e auxiliou na elaboração dos relatórios, favorecendo a consolidação de conhecimentos nestas áreas.

No serviço de **Oftalmologia** assistiu a consultas, auxiliou na realização do exame oftalmológico aos animais atendidos e participou, como ajudante de cirurgia, em várias cirurgias no âmbito desta especialidade.

No serviço de **Cirurgia** auxiliou na preparação dos pacientes antes da cirurgia, tendo igualmente participado como ajudante e auxiliado na monitorização anestésica dos mesmos, bem como no acompanhamento pós-cirúrgico dos animais.

II REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

A crescente popularidade dos animais exóticos, enquanto animais de estimação, é cada vez mais evidente, o que torna fundamental a aquisição de mais conhecimentos sobre estas espécies por parte da comunidade médico-veterinária, para que a prestação de cuidados, quando necessária, seja o mais adequada possível (Ferreira 2017). Além disso, tanto o médico veterinário como o enfermeiro têm um papel crucial na transmissão de informação aos tutores, relativamente às particularidades de cada espécie, esclarecendo que o manejo correto e as instalações adequadas são imprescindíveis para que estes animais se mantenham saudáveis (Ferreira 2017).

No entanto, a aquisição destes animais por impulso é bastante regular (Ferreira 2017) e a maioria dos tutores não tem conhecimento relativo aos riscos zoonóticos associados à posse dos mesmos (Mitchell and Tully 2020). No que diz respeito às infeções por parasitas com potencial zoonótico em mamíferos exóticos, são exemplo as infeções por protozoários como *Cryptosporidium* spp. e *Giardia* spp. e por cestodes como *Rodentolepis nana*, mas também as infestações por ácaros como *Cheyletiella parasitovorax*, *Sarcoptes scabiei*, *Trixacarus caviae*, *Ornithonyssus bacoti*, entre outros (Mitchell and Tully 2020).

2.1 Coelhos (*Oryctolagus cuniculus*)

Os coelhos (*Oryctolagus cuniculus*) pertencem à família Leporidae e pensa-se que a sua domesticação se iniciou no século V em França, com base em registos históricos e na afinidade genética verificada entre os coelhos domésticos e os coelhos silvestres encontrados nesse país (Donnelly and Vella 2020). Estes são considerados populares enquanto animais de companhia e surgem regularmente em clínicas veterinárias, tanto para cuidados de rotina como de emergência (Brandão et al. 2020).

2.1.1 Ectoparasitas

As doenças dermatológicas em coelhos de estimação podem ser consideradas causas regulares que motivam o aparecimento destes animais em hospitais veterinários (White et al. 2002). No que diz respeito à etiologia, e mais concretamente à de origem infecciosa, salientam-se as infestações por ectoparasitas (White et al. 2002).

De seguida, é feita uma descrição dos ácaros *Psoroptes cuniculi*, *Cheyletiella parasitovorax* e *Leporacarus gibbus*, considerados os ectoparasitas mais frequentes na literatura consultada; é ainda apresentada uma breve menção aos ectoparasitas considerados menos frequentes. Os possíveis tratamentos para as infestações por ectoparasitas em coelhos (*Oryctolagus cuniculus*) são apresentados no Anexo I.

2.1.1.1 Ácaros

a) *Psoroptes cuniculi*

A espécie de ácaro *P. cuniculi* é causa frequente de otite externa em coelhos (White et al. 2002; Eshar 2019). Apresenta um ciclo de vida de 21 dias (Figura 1), sobrevivendo durante várias semanas no ambiente, desde que as condições de temperatura e humidade sejam favoráveis (White et al. 2002; Meredith 2006a; Varga and Paterson 2020). É um ácaro altamente contagioso, sendo transmitido através do contacto com animais afetados ou de fomites (Varga and Paterson 2020).

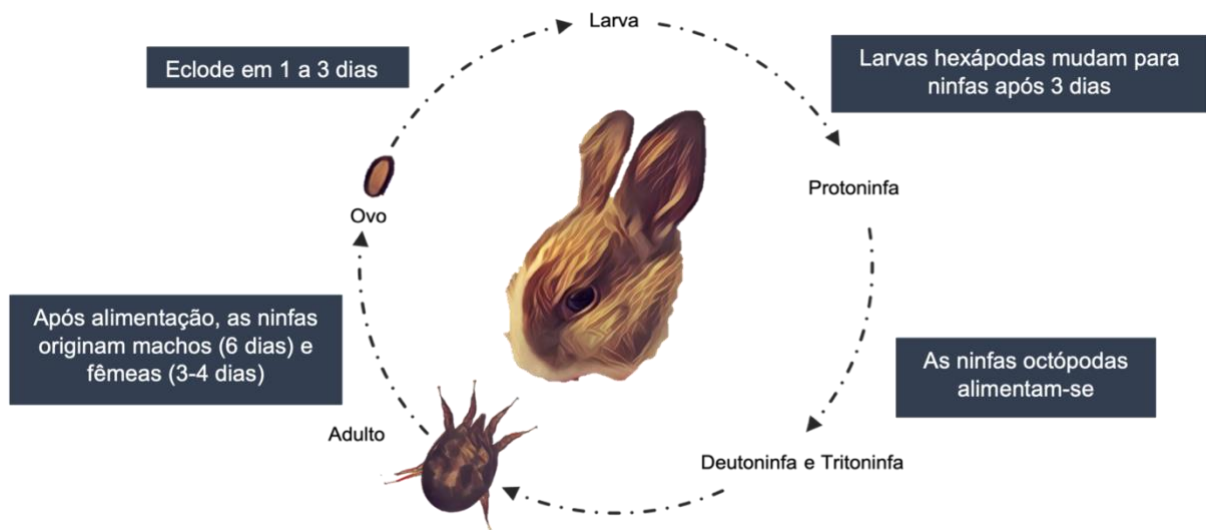


Figura 1 Ciclo de vida do ácaro *Psoroptes cuniculi* (original do autor)

Os animais afetados abanam a cabeça e coçam as orelhas devido ao prurido, causando escoriações e perda de pelo nas zonas afetadas (Meredith 2006a; Eshar 2019; Varga and Paterson 2020). Podem ocorrer infeções secundárias que desencadeiam otites médias e perfuração do tímpano, às quais se associam sinais neurológicos (White et al. 2002, Eshar 2019). Em casos de infestação severa, podem encontrar-se detritos na cabeça, no pescoço e noutras zonas corporais (White et al. 2002; Meredith 2006a; Eshar 2019; Varga and Paterson 2020).

Estes ácaros podem ser observados a "olho nu", através do otoscópio e recorrendo à microscopia, cuja visualização é facilitada através da utilização de esclarecedores como o óleo mineral e o hidróxido de potássio a 10% (Varga and Paterson 2020).

b) *Cheyletiella parasitovorax*

A espécie de ácaro *C. parasitovorax* é comum em coelhos e habita nas camadas superficiais da pele, em particular na zona dorsal do pescoço e do tronco (White et al. 2002; Meredith 2006a; Varga and Paterson 2020). Por vezes, pode estender-se aos quartos traseiros e ao abdómen (Meredith 2006a; Varga and Paterson 2020). O ciclo de vida completo decorre ao longo de 14 a 21 dias (Figura 2), sendo que os ovos e as fêmeas adultas

sobrevivem pelo menos 10 dias fora do hospedeiro (White et al. 2002; Meredith 2006a; Varga and Paterson 2020).

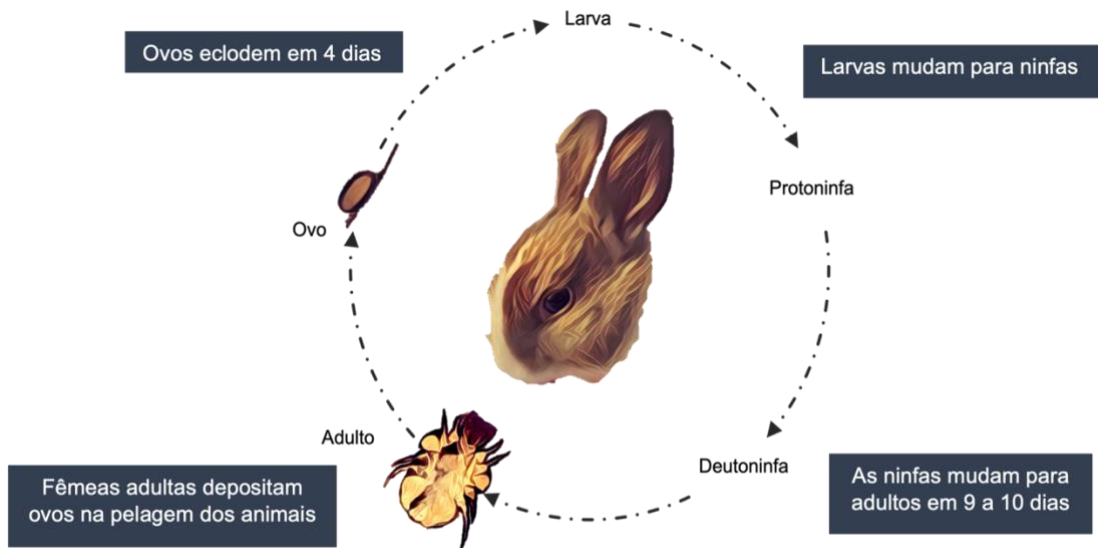


Figura 2 Ciclo de vida do ácaro *Cheyletiella parasitovorax* (original do autor)

As infestações em coelhos podem ser subclínicas; no entanto, em animais mais jovens, imunodeprimidos e nos que apresentam dificuldades no *grooming*, verifica-se uma maior severidade, sendo evidente um quadro de dermatite pruriginosa, com descamação e alopecia irregular ao longo da região dorsal (Meredith 2006a; Varga and Paterson 2020).

O diagnóstico é realizado através da observação microscópica de amostras de pele recolhidas por raspagem ou fita-adesiva (White et al. 2002; Meredith 2006a; Eshar 2019; Varga and Paterson 2020).

Este ácaro zoonótico causa dermatite papular em humanos, e pode ser transmitido a outros animais que habitem em espaço comum (White et al. 2002; Meredith 2006a; Eshar 2019; Varga and Paterson 2020).

Kim et al. (2008) detetaram a infestação por *C. parasitovorax* em 80 (57,1%) dos 140 coelhos em estudo e, mais recentemente, d'Ovidio e Santoro (2015) verificaram a presença deste ácaro em 12 (66,7%) dos 18 coelhos infestados por ectoparasitas.

c) *Leporacarus gibbus*

L. gibbus é uma espécie de ácaro não escavador que afeta a pele dos coelhos, silvestres e domésticos (Matos and Kalivoda 2013; Varga and Paterson 2020). O ciclo de vida deste ácaro ainda não foi descrito detalhadamente (Figura 3), contudo sabe-se que o mesmo decorre por completo na pelagem dos animais (Kirwan et al. 1998; Birke et al. 2009; Varga and Paterson 2020).

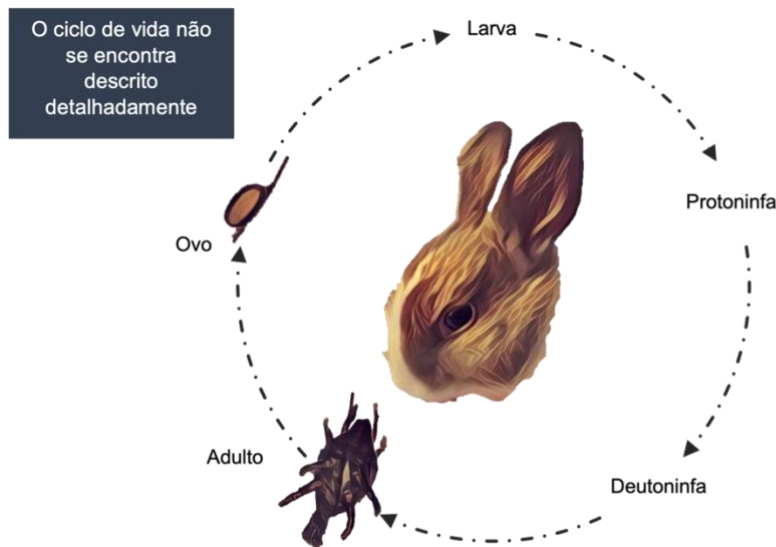


Figura 3 Ciclo de vida do ácaro *Leporacarus gibbus* (original do autor)

Este ácaro não é considerado patogénico, mesmo quando em números elevados; a ocorrência de sinais clínicos está associada a uma causa subjacente, como por exemplo a dificuldade na realização do *grooming* associada a doença dentária, obesidade ou a doença musculoesquelética. Geralmente, encontra-se na presença de outros ácaros, como *Cheyletiella parasitovorax* (Varga and Paterson 2020).

Por vezes, os animais afetados apresentam lesões de dermatite pruriginosa associada a eritema, descamação e zonas de alopecia localizadas, sobretudo, no dorso, no abdómen ventral e na cauda (Varga and Paterson 2020).

Os meios de diagnóstico são semelhantes aos descritos para *C. parasitovorax* (Varga and Paterson 2020).

O potencial zoonótico deste ácaro é confirmado no estudo de d'Ovidio e Santoro (2014a), que descreveram a ocorrência de dermatite papular nos braços e nas pernas de uma tutora de dois coelhos com infestação por *L. gibbus* confirmada. Retomando o estudo de Kim et al. (2008), dos 140 coelhos que participaram, apenas 6 (4,3%) estavam infestados por este ácaro, sendo que também d'Ovidio e Santoro (2015) confirmaram a presença do mesmo em 4 (22,2%) dos 18 coelhos infestados por ectoparasitas. Mais recentemente, Zygnier e Gójska-Zygnier (2018) reportaram o caso de um coelho doméstico, recentemente adquirido, infestado por *Leporacarus gibbus*.

d) Outros ectoparasitas

White et al. (2002) refere que ácaros das espécies *Sarcoptes scabiei* var. *cuniculi* e *Notoedres cati* var. *cuniculi* são raramente reportados em coelhos domésticos. O primeiro é responsável pelo desenvolvimento de dermatite altamente pruriginosa que se estende a todo o corpo, ao passo que o segundo é causa de dermatite pruriginosa a nível facial, podendo

afetar outras zonas corporais (White et al. 2002). No estudo de d'Ovidio e Santoro (2015), anteriormente mencionado, apenas dois coelhos estavam infestados por *S. scabiei*.

A demodicose em coelhos é causada por *Demodex cuniculi*, sendo que a maioria das infestações são subclínicas, uma vez que este é considerado residente normal da epiderme e dos folículos pilosos destes animais (Eshar 2019). Coelhos que desenvolvem sinais dermatológicos associados à infestação por este ácaro apresentam, normalmente, uma doença sistémica concomitante (Eshar 2019).

A presença do ácaro *Ornithonyssus bacoti* é considerada comum em pequenos roedores e em coelhos de laboratório, porém em coelhos domésticos, a presença do mesmo é raramente observada (White et al. 2002; Eshar 2019). No estudo de d'Ovidio et al. (2018), dos 77 mamíferos exóticos infestados por este ácaro, 6 (7,8%) eram coelhos.

Os coelhos domésticos podem também ser portadores de pulgas como *Ctenocephalides* spp., especialmente se partilharem espaços com cães e gatos. Existem outras espécies de pulgas, como *Spilopsyllus cuniculi* e *Cediopsylla simplex*, que são normalmente encontradas em coelhos domésticos alojados no exterior ou em contacto com coelhos silvestres (Eshar 2019).

Eshar (2019) afirma ainda que as infestações pelo piolho sugador *Haemodipsus ventricosus* são comuns em lagomorfos silvestres; contudo, raramente se verificam em coelhos domésticos.

As infestações por carraças são raras em coelhos de estimação, ocorrendo principalmente em animais mantidos no exterior. Nestes podem encontrar-se tanto ixodídeos como argasídeos (Varga and Paterson 2020).

Os ectoparasitas considerados menos frequentes em coelhos, na literatura consultada, encontram-se no Anexo II.

2.1.2 Parasitas gastrointestinais

Os parasitas gastrointestinais considerados mais frequentes em coelhos por DeCubellis e Graham (2013) e por Oglesbee e Lord (2020) são os protozoários dos géneros *Eimeria* e *Cryptosporidium* e o nematode da espécie *Passalurus ambiguus*. Os possíveis tratamentos para as infeções por parasitas gastrointestinais em coelhos são mencionados no Anexo III.

2.1.2.1 Protozoários

a) *Eimeria* spp.

Sendo consideradas causa frequente de doença gastrointestinal em animais jovens, as coccídeas afetam tanto coelhos silvestres como coelhos domésticos (Huynh and Pignon 2013). São 10 as espécies de coccídeas, todas pertencentes ao género *Eimeria* (filo Apicomplexa), que, em condições naturais, afetam o trato intestinal dos coelhos domésticos,

em diferentes áreas e com diferentes graus de patogenicidade (Huynh and Pignon 2013). As espécies consideradas mais importantes no que diz respeito à saúde destes animais são *Eimeria magna*, *E. media* e *E. perforans*, sendo esta última considerada a mais comum, mas também a menos patogénica em coelhos de laboratório (Huynh and Pignon 2013).

Relativamente ao ciclo de vida, os oocistos eliminados nas fezes sofrem esporogonia tornando-se infeciosos. Após serem ingeridos, os oocistos infeciosos libertam os esporozoítos no intestino, que por sua vez invadem o epitélio e sofrem esquizogonia (Schoeb et al. 2007). O número de gerações de esquizogonia é característica de cada espécie, seguindo-se a fase de gametogonia, da qual resultam macrogametas fertilizados, que posteriormente originam oocistos (Schoeb et al. 2007). A cecotrofia, típica destes animais, não constitui uma fonte de infeção, uma vez que os cecotrofos eliminados e, posteriormente, ingeridos, não contêm oocistos infeciosos (Oglesbee and Lord 2020). Com efeito, os oocistos só se tornam infeciosos após sofrerem esporulação, sendo que este período, que ocorre fora do hospedeiro, demora pelo menos 24 horas (McNitt et al. 2013) e, geralmente, os cecotrofos não permanecem no ambiente tanto tempo.

A maioria das infeções são subclínicas e o aparecimento de sinais está habitualmente associado às más condições de manejo e à elevada densidade animal. Pode ser observado um quadro de diarreia intermitente leve a severa, por vezes com presença de muco e sangue, juntamente com perda de peso e desidratação, sendo que a morte dos animais é consequência desta última e da disbiose intestinal secundária (Oglesbee and Lord 2020).

A espécie *Eimeira stiedae*, agente da coccidiose hepática, é comum em colónias nas quais não é realizado o tratamento preventivo com coccidiostáticos (Oglesbee and Lord 2020). Também nestes casos, a maioria dos animais não apresenta sinais clínicos; porém, sinais relacionados com a diminuição da função hepática e com a obstrução do ducto biliar podem manifestar-se em animais que apresentem cargas parasitárias elevadas (Oglesbee and Lord 2020).

Para a coccidiose hepática, a identificação de oocistos em amostras de bÍlis, em exames histológicos e em testes fecais constitui o meio de diagnóstico mais sensato (Oglesbee and Lord 2020). Por outro lado, na coccidiose intestinal, a presença do protozoário em amostras fecais ou em raspagens de intestino em animais com sinais clínicos suporta a suspeita da infeção, sendo o diagnóstico definitivo baseado em achados histológicos (Oglesbee and Lord 2020). Em coelhos clinicamente normais também se podem identificar oocistos no exame coprológico, sem que isso seja sinal de doença, e, nestes últimos, a aplicação de tratamento não é necessária (Oglesbee and Lord 2020).

Em ambos os casos é possível a realização de necropsia, sendo que, na coccidiose hepática, se verifica hepatomegália e presença de lesões do tipo abscesso com coloração amarelo-esbranquiçado; na coccidiose intestinal, dependendo do agente envolvido,

observam-se lesões ao longo do intestino (Oglesbee and Lord 2020). O aparecimento de lesões em diferentes zonas do intestino, consoante a espécie presente, parece estar relacionado com o tropismo que estes agentes apresentam para órgãos específicos, e dentro destes, para células específicas (Duszynsky and Couch 2013).

No Reino Unido, 35 dos 45 coelhos (78%) utilizados num estudo continham oocistos de *Eimeria magna*, *E. media* e *E. intestinalis* nas suas fezes. Nesse estudo, não foram isoladas nem a espécie *Eimeria perforans*, supostamente comum a nível mundial, nem a espécie hepática *E. stiedae* (Redrobe et al. 2010). Em Sürsal et al. (2014), dos 55 coelhos provenientes de diferentes lojas de animais, 29 (52,7%) estavam infetados por *Eimeira* spp.. Mais recentemente, Kurnosova et al. (2019) verificaram que os protozoários mais encontrados em coelhos tidos como animais de estimação pertenciam ao género *Eimeria* spp., com uma prevalência estimada de 13,9%.

b) *Cryptosporidium parvum*

O género *Cryptosporidium* pertence ao Filo Apicomplexa, e todas as espécies incluídas neste género são protozoários intracelulares obrigatórios, cujo desenvolvimento endógeno origina oocistos libertados nas fezes dos hospedeiros (Fayer et al. 2000). O ciclo de vida é direto e os oocistos eliminados nas fezes são imediatamente infecciosos, não necessitando de um período de maturação. A infeção pode ocorrer sem que haja contacto direto com o hospedeiro infetado, dado os oocistos sobreviverem por longos períodos no ambiente (Lewington 2007). No que diz respeito à dispersão, à sobrevivência e à infecciosidade do parasita, a fase de oocisto é a mais importante, sendo também a mais relevante para a deteção e identificação do parasita (Fayer et al. 2000).

No caso dos coelhos, a espécie *C. parvum* afeta especialmente os mais jovens, causando uma diarreia discreta e transitória com duração de 3 a 5 dias, juntamente com outros sinais (Oglesbee and Lord 2020). Este protozoário afeta o intestino delgado, causando danos principalmente no íleo e no jejuno.

Para o diagnóstico de *Cryptosporidium* spp., pode recorrer-se a técnicas convencionais como a coloração de esfregaços fecais pelo método de Ziehl-Neelsen, que cora os oocistos de vermelho (Fayer et al. 2000). No entanto, Fayer et al. (2000) afirmam que as técnicas de coloração diferenciais são demoradas e variam quer na sensibilidade quer na especificidade. Pode, igualmente, recorrer-se a técnicas serológicas, como ELISA, imunofluorescência e imunocromatografia com contraste de fase, para a deteção de anticorpos e, ainda, a técnicas moleculares, como o PCR, que, apesar de rápido e sensível, pode gerar resultados falsos positivos na presença de contaminantes ambientais (Fayer et al. 2000).

No estudo de Shiibashi et al. (2006) foi estimada uma prevalência de 19,7% (13/66) e de 3,3% (1/30) para *Cryptosporidium* spp. em dois grupos de coelhos provenientes de uma loja de animais. A maior prevalência (19,7%) foi observada em coelhos que apresentavam um quadro de diarreia.

c) Outros protozoários

A presença de outros protozoários, nomeadamente flagelados, pode ocasionalmente ser evidenciada em coelhos com diarreia, sendo que nem todos são considerados patogênicos. Apesar dos casos reportados serem raros, o protozoário *Giardia duodenalis*, por exemplo, pode ser encontrado na região anterior do intestino delgado (Oglesbee and Lord 2020). O ciclo de vida deste protozoário é direto e depende da ingestão de quistos eliminados nas fezes, sendo que cada um contém dois trofozoítos que, após fixação no trato intestinal, se multiplicam por fissão binária (Ballweber and Harkness 2007). Segundo estudos moleculares, *G. duodenalis* apresenta, pelo menos, sete grupos geneticamente distintos, mas morfologicamente idênticos, chamados *assemblages*. A maioria desses grupos parece ter preferência de hospedeiro, à exceção das *assemblages* A e B, que apresentam potencial zoonótico (Abe et al. 2010).

O diagnóstico baseia-se na identificação dos quistos de *Giardia* spp. através da flutuação com uma solução saturada de sulfato de zinco, ou através da identificação de trofozoítos em esfregaços de fezes frescas corados com solução de Lugol, no caso das infecções severas (Mans and Donnelly 2013).

Em Pantchev et al. (2014) foi estimada uma prevalência de 7,6% (40/528) para *G. duodenalis*, sendo que 1 dos coelhos estava infetado pela *assemblage* B.

No Anexo IV, encontram-se exemplos de outros protozoários que podem ser encontrados nestes animais.

2.1.2.2 Nematodes

a) *Passalurus ambiguus*

O nematode que mais frequentemente afeta coelhos é *Passalurus ambiguus* (DeCubellis and Graham 2013; Oglesbee and Lord 2020). Este parasita apresenta um ciclo de vida direto (Figura 4), sendo que a transmissão ocorre durante a cecotrofia através da ingestão de ovos; os parasitas adultos localizam-se na porção anterior do ceco e do cólon (DeCubellis and Graham 2013; Oglesbee and Lord 2020). Geralmente, os animais afetados mantêm-se sem sinais clínicos, mesmo quando a carga parasitária é elevada (DeCubellis and Graham 2013; Oglesbee and Lord 2020).

O diagnóstico é obtido através da identificação de formas adultas nas fezes dos animais, ou ainda através da identificação de ovos colhidos da região perianal com recurso a fita adesiva, visto que as fêmeas depositam os ovos nessa zona (Oglesbee and Lord 2020).

Apesar da maioria das infecções serem subclínicas, a presença de parasitas nas fezes dos animais pode ser notada pelos tutores, sendo importante clarificar que este nematode é específico destes hospedeiros e que não apresenta potencial zoonótico (Oglesbee and Lord 2020).

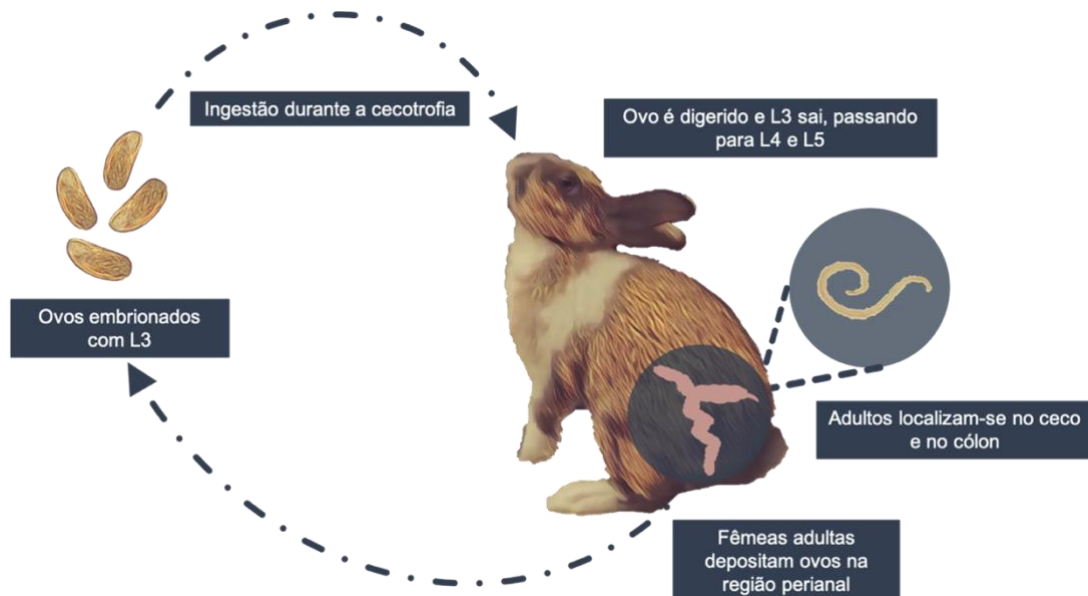


Figura 4 Ciclo de vida do nematode *Passalurus ambiguus* (original do autor)

Sürsal et al. (2014) observaram a presença de *P. ambiguus* em 2 (3,6%) dos 55 coelhos amostrados no seu estudo. Kurnosova et al. (2019) reportaram a presença deste nematode em apenas 4 coelhos ao longo de 6 anos.

2.1.2.3 Outros helmintes

Raramente se verificam infecções por outros helmintes em coelhos domésticos, exceto quando estes são mantidos em condições que favoreçam a exposição a estadios infecciosos (Taylor et al. 2016). Com exceção de *Passalurus ambiguus*, as outras espécies são encontradas, geralmente, em coelhos silvestres e, por esse motivo, a aplicação de tratamento em coelhos domésticos raramente é necessária (Taylor et al. 2016). No Anexo IV são mencionados exemplos destes helmintes, já reportados em coelhos.

No estudo de Szkucik et al. (2014) foi estimada a prevalência de vários parasitas gastrointestinais em coelhos criados para matadouro, verificando-se que as coccídeas intestinais foram os parasitas mais encontrados, seguindo-se a espécie de nematode *P. ambiguus*.

2.1.3 Parasitas pulmonares

Existem vários nematodes que podem afetar os pulmões dos coelhos, no entanto, a grande maioria das infecções verifica-se em coelhos silvestres. São exemplo os nematodes das espécies *Protostrongylus tauricus*, *P. pulmonaris* e *P. oryctolagi* (Taylor et al. 2016).

2.2 Furões (*Mustela putorius furo*)

Os furões domésticos (*Mustela putorius furo*) pertencem à família Mustelidae e considera-se que estes são descendentes diretos dos tourões (*Mustela putorius*) (Powers and Perpiñán 2020). Julga-se que a sua domesticação se iniciou há mais de 2000 mil anos no sul da Europa e que desde então esta espécie tem sido utilizada para inúmeros fins, nomeadamente no controlo de pragas, na indústria de peles e ainda na área da investigação biomédica (Powers and Perpiñán 2020).

Estes são considerados dóceis, curiosos, inteligentes e interativos, o que, juntamente com as suas dimensões reduzidas e a sua natureza relativamente silenciosa, os torna populares enquanto animais domésticos a nível mundial (Powers and Perpiñán 2020).

2.2.1 Ectoparasitas

Os furões são suscetíveis à maioria dos ectoparasitas que afetam cães e gatos; todavia, com exceção das pulgas e dos ácaros do ouvido, raramente se observam infestações nestes animais (d'Ovidio and Santoro 2020). No Anexo V são mencionados possíveis tratamentos para infestações por ectoparasitas em furões.

2.2.1.1 Pulgas

Os furões podem ser portadores de pulgas, sendo a pulga comum dos gatos e dos cães, *Ctenocephalides felis*, a mais frequente (Patterson et al. 2014; d'Ovidio and Santoro 2020).

O principal sinal exibido por furões infestados é o eritema pruriginoso na região dorsal cervical e interescapular, que pode estar associado ou não a alopecia (d'Ovidio and Santoro 2020). As reações de hipersensibilidade à picada da pulga, tal como em cães e gatos, estão descritas nestes animais e incluem um quadro de prurido associado a dermatite papulocrustosa na região da base da cauda, do abdómen ventral e na zona caudomedial das coxas (Matos and Kalivoda 2013; Patterson et al. 2014).

A visualização de fezes ou de qualquer estadio do ciclo de vida das pulgas na pelagem dos animais permite o diagnóstico da infestação (Patterson et al. 2014).

2.2.1.2 Ácaros

a) *Otodectes cynotis*

O ácaro do ouvido *Otodectes cynotis* é responsável pelo desenvolvimento de otite crónica em cães, gatos e ainda em furões (Patterson et al. 2014; d'Ovidio and Santoro 2020). O ciclo de vida direto (Figura 5) apresenta uma duração de 3 semanas e decorre por completo no canal auditivo dos hospedeiros (Patterson et al. 2014).

Apesar de algumas infestações serem subclínicas, a maioria dos animais exibem sinais de otite externa, como abanar a cabeça e coçar as orelhas. Como complicações podem surgir infeções fúngicas e bacterianas secundárias, que acarretam sinais neurológicos

(Patterson et al. 2014; d'Ovidio and Santoro 2020). Ao contrário do que se verifica nos cães e gatos, nos furões o ácaro pode colonizar outras zonas corporais, nomeadamente o períneo (d'Ovidio and Santoro 2020).

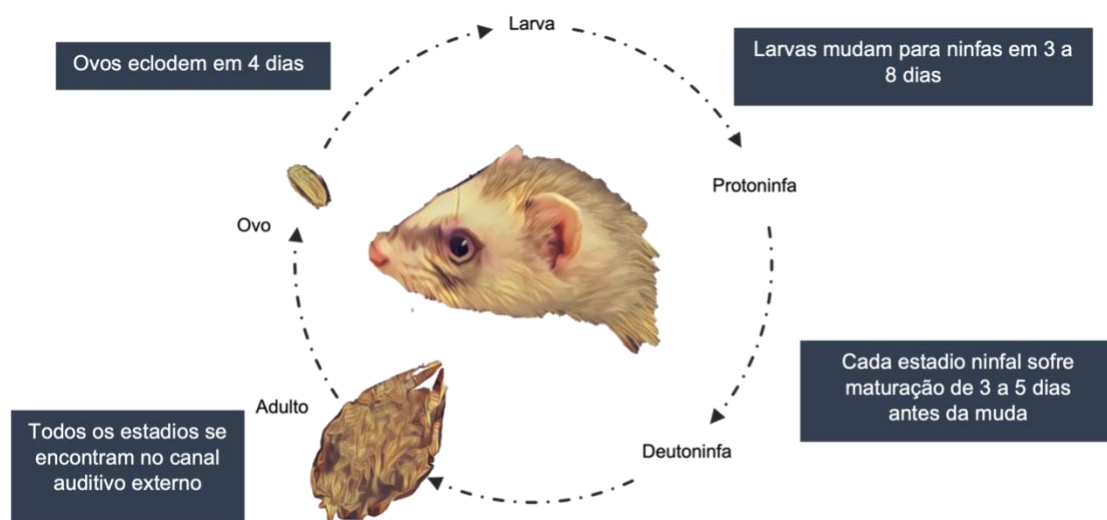


Figura 5 Ciclo de vida do ácaro *Otodectes cynotis* (original do autor)

O diagnóstico é baseado na observação direta dos ácaros através do otoscópio, ou da visualização dos mesmos por microscopia em amostras de cerúmen (Patterson et al. 2014).

No estudo de d'Ovidio e Santoro (2015), dos 9 furões infestados por ectoparasitas, 5 (55,6%) apresentaram-se positivos para *O. cynotis*.

Importa referir que antes da aplicação de qualquer tratamento antiparasitário local e caso a membrana timpânica esteja intacta, os canais auditivos devem ser limpos com soluções próprias para o efeito (d'Ovidio and Santoro 2020).

b) Outros ectoparasitas

Os furões, quando mantidos no interior, raramente são afetados pelo ácaro *Sarcoptes scabiei*; no entanto, estão descritas duas apresentações de sarna sarcótica nesta espécie (Matos e Kalivoda 2013; d'Ovidio and Santoro 2020). A apresentação mais comum é a generalizada, caracterizada por alopecia associada a prurido intenso; a menos comum é a localizada, que é caracterizada por um quadro de pododermatite pruriginosa (Matos e Kalivoda 2013; d'Ovidio and Santoro 2020). A presença deste ácaro foi confirmada em 4 (44,4%) dos 9 furões infestados por ectoparasitas no estudo de d'Ovidio e Santoro (2015).

Sendo considerados agentes comensais, os ácaros da espécie *Demodex* podem ser encontrados em furões saudáveis, ao nível dos folículos pilosos e das glândulas sebáceas (Matos e Kalivoda 2013). Em animais com quadros de imunossupressão (ex.: doenças da adrenal, linfomas sistémicos e terapêuticas à base de glucocorticoides) pode ocorrer o desenvolvimento de sarna demodécica devido à proliferação excessiva deste ácaro; contudo,

tal situação é pouco frequente em furões (d'Ovidio and Santoro 2020). No estudo de Zewe et al. (2017) foi reportada a infestação por *Demodex* spp. num furão ao qual estava a ser administrada prednisolona. Segundo os autores, a espécie encontrada apresentava características morfológicas muito semelhantes à espécie *Demodex canis*, e os fragmentos de ADN amplificados por PCR eram idênticos aos fragmentos amplificados do ácaro em cães. Zewe et al. (2017) sugerem ainda que é provável que este caso se tenha tratado da proliferação do ácaro, enquanto agente comensal, e não de um contacto com um canídeo, visto que em ácaros desta espécie a transmissão entre animais não é frequente.

O parasitismo por carraças ocorre, normalmente, em furões alojados no exterior, que coabitam com animais infestados e ainda nos que são utilizados para a caça (Patterson et al. 2014, d'Ovidio and Santoro 2020).

A ocorrência de míases associada às espécies *Cuterebra* spp., *Hypoderma bovis* e *Wohlfahrtia vigil* é mais frequente em furões mantidos no exterior (Patterson et al. 2014, d'Ovidio and Santoro 2020).

2.2.2 Parasitas gastrointestinais

Lewington (2007) considera que os parasitas gastrointestinais mais frequentes em furões domésticos são os protozoários, nomeadamente *Eimeria furonis*, *E. ictidea*, *Isospora laidlawii*, *Giardia* spp. e *Crypstoporidium* spp.. Os possíveis tratamentos para estes parasitas são apresentados no Anexo VI.

2.2.2.1 Protozoários

a) *Eimeria furonis*, *Eimeria ictidea* e *Isospora laidlawii*

Os furões, assim como outros carnívoros, são suscetíveis à infeção por coccídeas, sobretudo, quando mantidos em locais com contacto com outros animais, e nos quais as práticas de higiene nem sempre são as mais rigorosas (Lewington 2007). Na grande maioria dos casos, as infeções são subclínicas. Por outro lado, em animais jovens ou expostos a fatores de stress, estas infeções podem resultar em elevada morbidade e mesmo mortalidade, sendo exibidos sinais como diarreia, perda de peso, entre outros (Patterson et al. 2014).

Sledge et al. (2011) destacaram a ocorrência de infeções por *Eimeria furonis* com elevada taxa de morbidade e mortalidade em três grupos de furões; na Alemanha, Pantchev et al. (2011) sublinharam o crescimento da prevalência de 6,3% (2002-2004) para 8,3% (2009-2010) relativamente a infeções causadas por *E. furonis*, *E. ictidea* e *Isospora laidlawii*. No período de 2012 a 2017, Kurnosova et al. (2019) detetaram infeções por *Eimeria* spp. em 17 (5,2%) dos 323 furões amostrados.

O diagnóstico é obtido por deteção microscópica de oocistos em esfregaços de fezes diretos ou através de técnicas de flutuação, sendo que, dada a possível eliminação de

oocistos de forma intermitente ou em baixo número nas fezes dos animais, é aconselhada a realização de múltiplos exames fecais em furões com sinais de doença entérica (Patterson et al. 2014).

b) *Giardia* spp.

Ao contrário do referido por Lewington (2007), Hoefler (2020) refere que, nestes animais, raramente se isola *Giardia* spp., e, por conseguinte, a significância clínica é desconhecida. O ciclo de vida deste protozoário encontra-se mencionado anteriormente na secção dos coelhos. Os resultados do estudo de Abe et al. (2010) indicaram que os furões domésticos podem ser afetados por parasitas da *assemblage A*.

Lewington (2007) refere que a preocupação relativamente à giardiose, tal como as coccidioses, deve recair sobre os furões mantidos em lojas de animais, reforçando a importância dos cuidados de higiene e da separação dos furões infetados de outros animais na prevenção destas infeções.

Num estudo realizado na Alemanha verificou-se um crescimento das infeções por *Giardia* spp. em furões de estimação de 2,9% (2002-2004) para 13,3% (2009-2010) com recurso a técnica de ELISA (Pantchev et al. 2011). Mais tarde, no estudo de Pantchev et al. (2014), no qual foram analisadas amostras fecais de 1180 pequenos mamíferos, 5 furões mostraram-se positivos para *Giardia duodenalis*. Kurnosova et al. (2019) assinalaram também a infeção por *Giardia* spp. em 5 (1,5%) dos 323 furões entre 2012 e 2017.

c) *Cryptosporidium parvum*

Como referido anteriormente, o protozoário *Cryptosporidium parvum* é um parasita que afeta o intestino delgado, e cuja infeção é autolimitante em animais imunologicamente competentes (Lewington 2007). Esta é a espécie mais diagnosticada em mamíferos e em humanos, afetando também furões; a grande maioria das infeções nestes animais são subclínicas (Patterson et al. 2014; Hoefler 2020). O ciclo de vida e os meios de diagnóstico são semelhantes aos descritos para os coelhos.

No estudo de Kurnosova et al. (2019), na amostra de furões (323), o protozoário mais frequente foi *Cryptosporidium* spp. (21 casos; 6,5%) ao longo dos 6 anos em que a investigação decorreu.

2.2.2.2 Outros parasitas gastrointestinais

As infeções por nematodes em furões não são muito comuns, especialmente no que diz respeito aos de estimação, mantidos no interior das habitações. No entanto, os furões são suscetíveis a alguns parasitas típicos dos cães e dos gatos (Lewington 2007). Por conseguinte, apesar dos casos reportados serem raros, os furões domésticos, que partilhem o mesmo espaço que estes animais, podem ser infetados por nematodes (ex. *Toxascaris*

leonina, *Toxocara cati* e *Ancylostoma* spp.) e cestodes (ex. *Mesocestoides* spp. e *Dipylidium caninum*) (Patterson et al. 2014).

No estudo de d'Ovidio et al. (2014) foi reportada a presença de ovos de ancilostomídeos em 14 (28%) dos 50 furões em estudo, e mais tarde, Kurnosova et al. (2019) detetaram a presença de *Capillaria* spp. em apenas 1 furão (0,3%) incluído no seu estudo.

Do conhecimento do autor, até à data, não se encontram reportadas infeções por trematodes em furões de estimação. Torres et al. (2008) reportaram a infeção por parasitas gastrointestinais de várias espécies em tourões (espécie da qual descendem os furões), incluindo trematodes das espécies *Troglorema acutum* e *Euryhalmis squamula*, colocando a hipótese da ocorrência destas infeções em furões, sobretudo nos que têm acesso ao exterior.

2.2.3 Parasitas pulmonares

Ao conhecimento do autor não estão reportadas infeções por nematodes pulmonares em furões domésticos, contudo Lewington (2007) sugere a possibilidade da infeção por parasitas pulmonares como *Aelurostrongylus abstrusus*. As infeções por parasitas pulmonares em mustelídeos, nomeadamente em tourões, remetem mais uma vez para a possibilidade deste tipo de infeções ocorrerem em furões. Torres et al. (2008), além das infeções por parasitas gastrointestinais em tourões silvestres, verificaram a presença de parasitas pulmonares como *Filaroides martis*, *Crenosoma melesi* e *Eucoleus aerophila*. Mais recentemente, Akdesir et al. (2018) mencionaram a presença de nematodes pulmonares em mustelídeos silvestres, das espécies *Eucoleus* spp., *Crenosoma* spp., *Filaroides* spp., *Aelurostrongylus* spp. e *Angiostrongylus* spp..

2.3 Porquinhos-da-Índia (*Cavia porcellus*)

Os porquinhos-da-Índia (*Cavia porcellus*) foram originalmente criados como fonte de alimentação por alguns povos da América do Sul. Por outro lado, na América do Norte e na Europa, a tendência foi para a adoção destes tanto como animais de companhia, como para a sua utilização em laboratório (Pignon and Mayer 2020).

Estes roedores são populares enquanto animais de estimação, devido ao seu temperamento dócil e à facilidade da manutenção em ambiente doméstico (Pignon and Mayer 2020).

2.3.1 Ectoparasitas

Os ectoparasitas mais comuns destes roedores são os ácaros das espécies *Chirodiscooides caviae* e *Trixacarus caviae* e os piolhos das espécies *Gliricola porcelli* e *Gyropus ovalis* (Nath 2016). Os piolhos e o ácaro *C. caviae* são estenoxenos, todavia, o ácaro *T. caviae* pode ser transmitido a outros animais e apresenta potencial zoonótico (Pignon and Mayer 2020). Os possíveis tratamentos para as infestações por ectoparasitas em porquinhos-da-Índia são apresentados no Anexo VII.

2.3.1.1 Ácaros

a) *Chirodiscoides caviae*

A espécie de ácaro *Chirodiscoides caviae* é considerada a mais comum em porquinhos-da-Índia (Schönfelder et al. 2010; d'Ovidio and Santoro 2014b; Pignon and Mayer 2020). O ciclo de vida decorre por completo na pelagem dos animais e dura aproximadamente 14 dias (Figura 6), sendo que a transmissão do ácaro ocorre por contacto direto entre animais (d'Ovidio and Santoro 2014b).

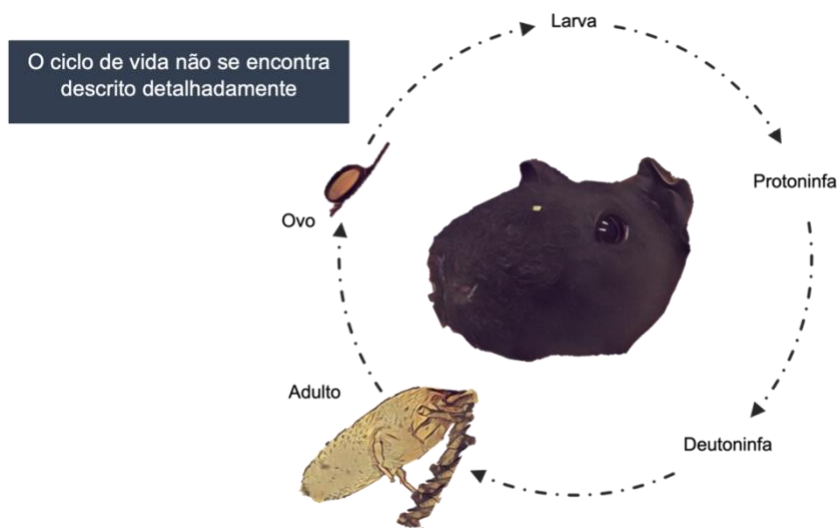


Figura 6 Ciclo de vida do ácaro *Chirodiscoides caviae* (original do autor)

Este pode ser encontrado em todo o corpo; no entanto, as zonas preferenciais são as axilas, as virilhas, o tronco, a zona perineal e glúteos, junto à base do pelo (Schönfelder et al. 2010; d'Ovidio and Santoro 2014b).

A maioria dos animais não apresenta sinais clínicos, exceto nos casos mais severos, nos quais o comportamento de *grooming* pode estar intensificado, surgindo consequentemente lesões traumáticas autoinduzidas (Schönfelder et al. 2010). Além dos sinais dermatológicos, Schönfelder et al. (2010) afirmam que a anorexia pode estar presente devido à acumulação de pelos na boca resultante do *grooming* excessivo, sendo que o porquinho-da-Índia incluído no seu estudo apresentou sinais de caquexia, perda de peso, diminuição da ingestão de água, de comida e diminuição da defecação; ao exame oral foi observada uma acumulação de pelos entre os dentes incisivos superiores deste animal.

O diagnóstico é conseguido através da observação microscópica dos ácaros e dos seus ovos (Pignon and Mayer 2020).

Schönfelder et al. (2010), acima referido, reportaram o caso clínico de um porquinho-da-Índia com uma infestação mista por *C. caviae* e *Demodex caviae*. No estudo de d'Ovidio e Santoro (2014b), foram amostrados 42 porquinhos-da-Índia com infestação por *Chirodiscoides caviae* confirmada, dos quais 28 (66,6%) pertenciam a uma loja de animais e 14 pertenciam a tutores individuais (28%). Ainda nesse estudo, apenas 11 (26,1%) dos 42

porquinhos-da-Índia apresentaram sinais clínicos, e desses 11 apenas 2 (18,2%) exibiram sinais mais severos. Noutra investigação, dos 293 casos de porquinhos-da-Índia com doença dermatológica, apenas 2 apresentaram infestações por este ácaro, e desses apenas 1 exibiu prurido (White et al. 2016). Em Portugal, Veloso (2015) determinou uma prevalência de 21,1% para *C. caviae*, nos 38 porquinhos-da-Índia amostrados.

b) *Trixacarus caviae*

Os ácaros da espécie *Trixacarus caviae* afetam os porquinhos-da-Índia e desencadeiam quadros clínicos severos, sendo que o seu ciclo de vida dura cerca de 14 dias e o mesmo apresenta potencial zoonótico, causando dermatite em humanos (Meredith 2006b).

Nestas infestações são exibidos sinais como prurido intenso e, conseqüentemente, lesões de autotraumatismo, as quais podem ser complicadas por infeções secundárias, tanto fúngicas como bacterianas (White et al. 2016). Os animais afetados podem ainda apresentar desconforto quando manipulados, principalmente nas zonas afetadas, estando descritas vocalizações e espasmos musculares nas patas como reflexo de dor (Singh et al. 2013).

O diagnóstico é obtido através de raspagens cutâneas profundas (Meredith 2006b); porém, a observação do ácaro em porquinhos-da-Índia infestados nem sempre é conseguida, o que eleva a complexidade do diagnóstico (Honda et al. 2011; Singh et al. 2013).

No estudo de d'Ovidio e Santoro (2015), os 7 porquinhos-da-Índia afetados por ectoparasitas mostraram-se positivos para *T. caviae*, ao passo que White et al. (2016) verificaram que dos 293 animais com doença dermatológica, cerca de 21 estavam infestados por este ácaro. Honda et al. (2011) reportaram a infestação por este ácaro em 27 porquinhos-da-Índia pertencentes a um jardim zoológico. Veloso (2015) observou a infestação em 52,6% dos 38 animais em estudo.

2.3.1.2 Piolhos

a) *Gliricola porcelli* e *Gyropus ovalis*

Os porquinhos-da-Índia são parasitados por duas espécies de piolho mastigador: *Gliricola porcelli* e *Gyropus ovalis*. O seu ciclo de vida dura cerca de 3 semanas (Figura 7) e o primeiro é o mais comum dos dois (Cole et al. 2013).

As infestações leves passam despercebidas; todavia, os animais apresentam prurido nas infestações mais graves, principalmente atrás das orelhas, juntamente com perda de pelo e pelagem em mau estado (Meredith 2006b; Cole et al. 2013). As infestações graves podem ser sinal de outro problema subjacente (por exemplo: má nutrição, doenças crónicas e deficiências imunitárias), visto que animais debilitados diminuem o comportamento de *grooming*, facilitando a fixação destes parasitas (Cole et al. 2013). Os piolhos não apresentam estádios de vida livre e são altamente contagiosos, sendo a transmissão realizada por

contacto direto entre animais ou com equipamentos contaminados (Cole et al. 2013; Pignon and Mayer 2020).

White et al. (2016) detetaram a presença de piolhos em 18 (6%) dos 293 porquinhos-da-Índia com doença dermatológica. No entanto, a espécie apenas foi determinada em 6 dos 18 casos. Desses 6 animais, 5 estavam positivos para *G. porcelli*, enquanto o outro apresentava uma infestação mista por *G. porcelli* e *G. ovalis*. Veloso (2015) determinou uma prevalência de 13,2% para *Gliricola porcelli* e de 2,6% para *Gyropus ovalis*.

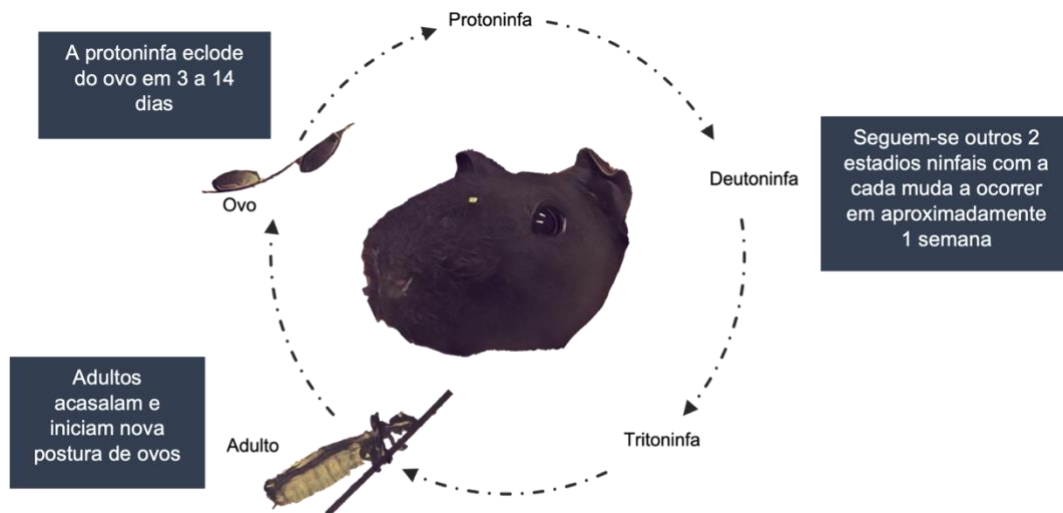


Figura 7 Ciclo de vida do piolho *Gliricola porcelli* (original do autor)

Existe ainda uma terceira espécie de piolho, *Trimenopon hispidium*, que é raramente reportada nestes animais (Cole et al. 2013).

b) Outros ectoparasitas

Demodex caviae raramente é causa de doença dermatológica em porquinhos-da-Índia e ocorre geralmente em animais imunodeprimidos. As infestações são marcadas por sinais como alopecia, eritema, pápulas e crostas sobretudo na zona da cabeça, das patas dianteiras e do tronco (Meredith 2006b). Os porquinhos-da-Índia podem ser afetados transitoriamente por outros ácaros, sobretudo quando mantidos em espaços partilhados com coelhos e outros animais (Pignon and Mayer 2020). Em Portugal, Veloso (2015) detetou *D. caviae* em 1 (2,6%) dos 38 porquinhos-da-Índia e observou, ainda, a presença de *Notoedres muris* (2,6%), *Sarcoptes scabiei* (2,6%) e *Psoroptes cuniculi* (2,6%), em 3 porquinhos-da-Índia diferentes.

Os ectoparasitas encontrados mais raramente em porquinhos-da-Índia são referidos no Anexo VIII.

2.3.2 Parasitas gastrointestinais

Os porquinhos-da-Índia são hospedeiros de inúmeros parasitas gastrointestinais dos quais são exemplo protozoários das espécies *Eimeria caviae* e *Cryptosporidium wrairi* e o

nematode da espécie *Paraspidodera uncinata* (Pignon and Mayer 2020). Os possíveis tratamentos para estes parasitas são apresentados no Anexo IX.

2.3.2.1 Protozoários

a) *Eimeria caviae*

Os porquinhos-da-Índia são hospedeiros de parasitas gastrointestinais como *Eimeria caviae*, cuja transmissão ocorre através da ingestão de oocistos (DeCubellis and Graham 2013). Apesar da maioria das infecções serem subclínicas, os animais mais jovens, quando severamente infetados, exibem letargia, anorexia e fezes mais líquidas durante 4 a 5 dias, podendo culminar com a morte dos mesmos (DeCubellis and Graham 2013). Normalmente, o aparecimento dos sinais ocorre 10 a 13 dias após a ingestão dos oocistos e as infecções são mais comuns em colónias, devido à elevada densidade animal, ao manejo deficiente e à existência de doenças concomitantes (DeCubellis and Graham 2013).

O diagnóstico é semelhante ao descrito para a coccidiose nas outras espécies.

Num estudo realizado em Itália, foi reportada uma prevalência de 10% para *E. caviae* em 60 porquinhos-da-Índia (d'Ovidio et al. 2015a).

b) *Cryptosporidium wrairi*

Cryptosporidium wrairi é um protozoário que atinge o intestino delgado dos porquinhos-da-Índia, sendo transmitido através da ingestão de oocistos presentes em alimentos, na água e em fomites (DeCubellis and Graham 2013).

As infecções são marcadas por diarreia, perda de peso, dilatação abdominal e pelagem em mau estado, podendo ocasionalmente ocorrer prolapsos retais (DeCubellis and Graham 2013). Os animais imunocompetentes recuperam da doença em 4 semanas e desenvolvem imunidade; todavia, em animais jovens e em imunodeprimidos a infeção tende a seguir um curso mais grave, estando associada a elevada mortalidade (DeCubellis and Graham 2013).

Os meios de diagnóstico são semelhantes aos descritos para *Cryptosporidium parvum* em coelhos.

c) Outros protozoários

Além dos protozoários referidos anteriormente, existem muitos outros, comensais ou potencialmente patogénicos, que podem parasitar estes animais (Taylor et al. 2016). DeCubellis e Graham (2013) mencionam como exemplos os protozoários *Balantidium caviae*, *Trichomonas caviae* e *Giardia duodenalis*, afirmando que estes geralmente não são patogénicos em porquinhos-da-Índia. Kursova et al. (2019) detetaram a presença de *Trichomonas* spp., *Entamoeba* spp. e *Giardia* spp. em porquinhos-da-Índia, sendo que o primeiro foi o mais prevalente. No estudo de Pantchev et al. (2014), observou-se uma prevalência de aproximadamente 4% para *G. duodenalis*.

No Anexo X encontram-se exemplos de protozoários que podem ser encontrados no trato gastrointestinal dos porquinhos-da-Índia.

2.3.2.2 Nematodes

a) *Paraspidodera uncinata*

O helminte gastrointestinal que mais frequentemente afeta o porquinho-da-Índia é o nematode da espécie *Paraspidodera uncinata*, que se desenvolve e reside no ceco e cólon, sem, no entanto, invadir a mucosa (DeCubellis and Graham 2013). Apresenta um ciclo de vida direto com duração de 51 a 66 dias, no qual os parasitas sofrem uma maturação de 45 dias e os ovos eliminados nas fezes se tornam infecciosos em 3 a 9 dias (Shomer et al. 2015).

As infecções são frequentemente leves ou mesmo subclínicas, embora nos casos mais graves sejam exibidos sinais como anorexia, diarreia, perda de peso e pelagem em mau estado (DeCubellis and Graham 2013).

A suspeita de infecção é confirmada através da identificação de ovos nas fezes ou através da visualização de parasitas adultos no intestino grosso (Taylor et al. 2016).

No estudo de d'Ovidio et al. (2015a), foi reportada a infecção por *P. uncinata* em 8 (13,3%) dos 60 porquinhos-da-Índia incluídos, e mais tarde, Jarošová et al. (2020) verificaram que, dos 49 porquinhos-da-Índia incluídos no seu estudo, apenas 2 apresentaram infecções por este nematode.

2.3.2.3 Outros helmintes

Os porquinhos-da-Índia podem ser hospedeiros de outros helmintes, como por exemplo cestodes das espécies *Rodentolepis nana* e *R. diminuta*, e de trematodes das espécies *Fasciola hepatica* e *F. gigantica* (Shomer et al. 2015); mas uma vez que estas infecções são raramente observadas, estes parasitas encontram-se mencionados no Anexo X.

2.3.3 Parasitas pulmonares

Taylor et al. (2016) referem que não estão reportados parasitas com significância clínica que afetem o aparelho respiratório de porquinhos-da-Índia.

2.4 Chinchilas (*Chinchilla lanigera*),

As chinchilas (*Chinchilla lanigera*), tal como os porquinhos-da-Índia, são roedores histricomorfos provenientes da América do Sul, encontrando-se praticamente extintas na Natureza devido à caça intensiva para a recolha das suas peles (Mans and Donnelly 2020). No seu habitat natural são mais ativas no período noturno, porém, quando domesticadas adaptam-se facilmente à rotina dos tutores (Mans and Donnelly 2020). De referir que o género *Chinchilla* é constituído por duas espécies, *Chinchilla lanigera* e *Chinchilla brevicaudata*, sendo que, normalmente, a chinchila doméstica é mencionada na literatura como *C. lanigera* (Mans and Donnelly 2020).

2.4.1 Ectoparasitas

Nas chinchilas, as infestações por ectoparasitas são pouco frequentes, devido à elevada densidade da sua pelagem, tendo já sido descritas infestações por *Cheyletiella parasitovorax* e por pulgas (Meredith 2006c).

2.4.2 Parasitas gastrointestinais

Relativamente aos parasitas gastrointestinais, salientam-se as infeções por protozoários como *Giardia duodenalis* e *Cryptosporidium* spp. e ainda pelo cestode *Rodentolepis nana* devido ao impacto que os mesmos têm na saúde destes animais e ao risco que representam quer para os tutores quer para os médicos veterinários. Os possíveis tratamentos para estes parasitas são apresentados no Anexo XI.

2.4.2.1 Protozoários

a) *Giardia duodenalis*

A prevalência elevada de infeções por *Giardia* spp. em colónias de chinchilas é comum, sem que, no entanto, se perceba o papel deste protozoário na ocorrência de doença gastrointestinal, visto que tanto as chinchilas doentes como as saudáveis podem albergar o parasita (Mans and Donnelly 2020). Na Tabela 1 encontram-se os valores de prevalência estimados em vários estudos que decorreram na Europa sobre este parasita em chinchilas.

Tabela 1 Valores de prevalência de infeções por *Giardia* spp. em chinchilas estimados em estudos realizados em vários países da Europa.

País	Prevalência	Origem	Assemblages	Referência
Roméia	55,7%	Colónia	B,D e E	Gherman et al. (2018)
Alemanha e outros países da Europa	61,4%	De estimacção	A,B e D	Pantchev et al. (2014)
Bélgica	66,3%	De estimacção	A,B,C e E	Levecke et al. (2011)
Itália	39,4%	Colónia	B e C	Veronesi et al. (2012)
Portugal	35,2%- 92,3%	De estimacção	Não referido	Teixeira (2013)
Rússia	47,4%	De estimacção	Não referido	Kurnosova et al. (2019)

O diagnóstico destas infeções é semelhante ao descrito para os coelhos. A complexidade do diagnóstico prende-se com a eliminação intermitente dos quistos de *Giardia* spp., que pode implicar a realização de vários exames coprológicos até que a deteção seja

conseguida, mas também com o facto de as soluções utilizadas nas técnicas de flutuação poderem causar a deterioração dos quistos, conduzindo a resultados falso negativos (Mans and Donnelly 2013).

b) *Eimeria chinchillae*

Sendo causa ocasional de enterite e diarreia sobretudo em animais mais jovens, o protozoário *Eimeria chinchillae* é estritamente específico e causa danos na mucosa intestinal, com conseqüente distúrbio da flora (Mans and Donnelly 2020). O diagnóstico é semelhante ao descrito para a coccidiose nas outras espécies.

c) *Cryptosporidium* spp.

A criptosporidiose em chinchilas está associada a quadros de diarreia severa, principalmente nos animais mais jovens, sendo que a infeção tem como consequência a atrofia das vilosidades da mucosa (Reavill 2014). Os meios de diagnóstico são semelhantes aos descritos para *Cryptosporidium parvum* em coelhos.

Relativamente à prevalência deste protozoário, Qi et al. (2015) reportaram a infeção em 14 (10%) de 140 chinchilas. Das 14 chinchilas, 13 estavam infetadas por *Cryptosporidium ubiquitum*, as quais pertenciam a lojas de animais, e uma, pertencente a um clube de criação, estava infetada por *C. parvum*. No estudo de Teixeira (2013) não foi detetada a presença de *Cryptosporidium* spp. em nenhuma das chinchilas amostradas.

2.4.2.2 Nematodes

A prevalência de infeções por nematodes em chinchilas de estimação é baixa (Reavill 2014; Mans e Donnelly 2020); contudo, Taylor et al. (2016) afirmam que estes animais podem, ocasionalmente, ser hospedeiros de *Nippostrongylus brasiliensis*, que afeta geralmente as ratazanas.

2.4.2.3 Cestodes

a) *Rodentolepis nana*

As chinchilas, tal como outros roedores, podem ser afetados por *Rodentolepis nana* (Reavill 2014; Mans e Donnelly 2020). Este parasita apresenta um ciclo de vida único no qual as infeções podem ocorrer diretamente através da ingestão de ovos por via fecal-oral ou indiretamente através da ingestão de hospedeiros intermediários (Reavill 2014). Apesar da maioria das infeções serem subclínicas, sinais como anorexia, diarreia, perda de peso, entre outros, podem ocorrer quando a carga parasitária é elevada (Mans and Donnelly 2020).

Num estudo realizado em Itália no qual foram analisadas amostras fecais de 172 roedores, 24 (13,9%) mostraram-se positivos para *R. nana*, e desses, 6 eram chinchilas (25%) (d'Ovidio et al. 2015b). Kurnosova et al. (2019) assinalaram a presença deste cestode em apenas 1 (0,46%) das 217 chinchilas amostradas, entre 2012 e 2017.

Técnicas coprológicas como o método de Willis permitem demonstrar a presença de ovos nas fezes de chinchilas infetadas (Mans and Donnelly 2020).

Devido ao potencial zoonótico que este cestode apresenta, a adoção de cuidados na manipulação dos animais é fundamental, sobretudo em pessoas imunocomprometidas (Mans and Donnelly 2020).

2.4.3 Parasitas pulmonares

Até à data, não é do conhecimento do autor a existência de infeções por parasitas que afetem o sistema respiratório das chinchilas.

2.5 Ratazanas (*Rattus norvegicus*)

As ratazanas (*Rattus norvegicus*), pertencentes à família Muridae, são animais omnívoros que na Natureza apresentam maior atividade no período noturno (Frohlich 2020). São considerados excelentes animais de companhia devido à sua natureza calma, ao seu comportamento social, e ainda devido ao seu porte superior relativamente a outros pequenos roedores domésticos (Frohlich 2020). Além disso, por serem relativamente inteligentes e interativas, as mesmas podem ser treinadas a troco de recompensas, sendo este mais um fator favorável à crescente popularidade enquanto animais domésticos (Frohlich 2020).

2.5.1 Ectoparasitas

O ectoparasitismo é considerado mais frequente em ratazanas do que em ratos (Frohlich 2020), sendo em seguida feita uma descrição das espécies de ácaro *Radfordia ensifera* e *Ornithonyssus bacoti* (potencial zoonótico) e ainda da espécie de piolho *Polyplax spinulosa*. Os possíveis tratamentos para a infestação por estes parasitas são apresentados no Anexo XII.

2.5.1.1 Ácaros

a) *Radfordia ensifera*

A espécie de ácaro *Radfordia ensifera* é considerada a mais comum em ratazanas, contudo, estas podem ainda ser afetadas ocasionalmente por outras espécies incluindo ácaros típicos dos ratos, como *R. affinis* e *Myobia musculi* (Otto et al. 2015; Frohlich 2020). A transmissão ocorre por contacto direto e o ciclo de vida deste ácaro dura cerca de 21 a 23 dias (Meredith 2006d).

As infestações mais severas por *R. ensifera* são marcadas por lesões de autotraumatismo associadas a dermatites ulcerativas (Meredith 2006d; Frohlich 2020).

Veloso (2015) e d'Ovidio e Santoro (2015) não observaram a presença deste ácaro nas ratazanas amostradas nos seus estudos.

b) *Ornithonyssus bacoti*

Os roedores são considerados os principais hospedeiros do ácaro tropical oportunista *Ornithonyssus bacoti*, que apresenta um ciclo de vida de 11 a 16 dias (Figura 8) (Beck and Fölster-Hols 2009). Geralmente, estes parasitas procuram os hospedeiros preferenciais no período noturno, apenas para se alimentarem, sendo que na ausência dos mesmos, podem recorrer a humanos (Beck and Fölster-Hols 2009).

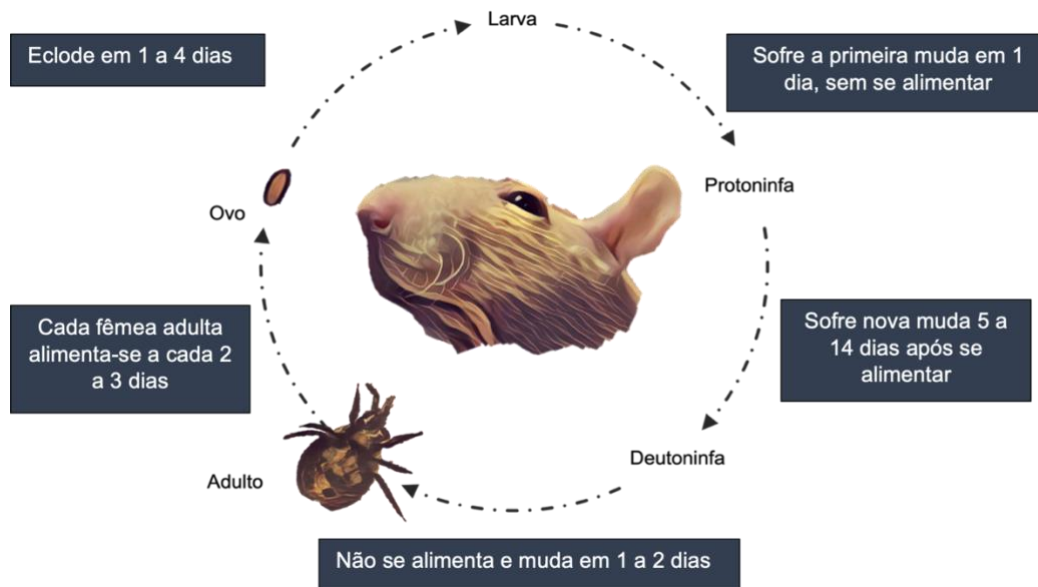


Figura 8 Ciclo de vida do ácaro *Ornithonyssus bacoti* (original do autor)

Em ambos os estudos de d'Ovidio et al. (2017, 2018), é referido que apesar de as ratazanas silvestres serem consideradas hospedeiros prediletos deste ácaro, também outras espécies de pequenos mamíferos podem ser afetadas. No estudo de 2018, os autores determinaram a prevalência do ácaro em 782 mamíferos exóticos de companhia, dos quais 77 se mostraram infestados. Dos 77 mamíferos positivos, 26 hamsters (33,8%), 9 porquinhos-da-Índia (11,7%) e 6 coelhos (7,8%) estavam infestados. Das 10 ratazanas em estudo, nenhuma se mostrou positiva.

2.5.1.2 Piolhos

a) *Polyplax spinulosa*

No que diz respeito a infestações por piolhos, as ratazanas domésticas são frequentemente parasitadas pela espécie *Polyplax spinulosa* (Durden 2019). Este piolho sugador apresenta um ciclo de vida que dura aproximadamente 14 dias (Figura 9), decorrendo por completo na pelagem dos animais (Taylor et al. 2016).

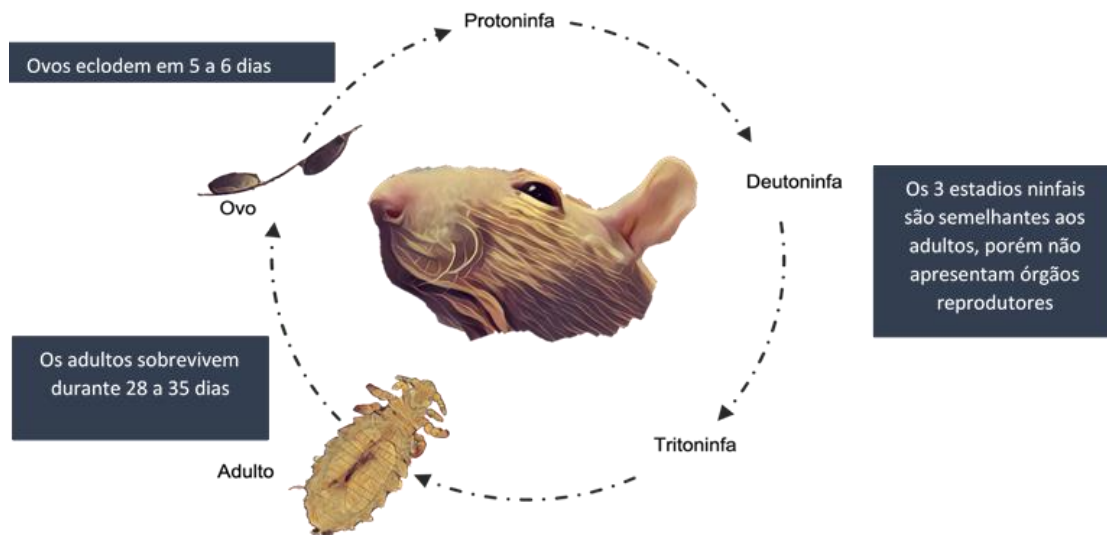


Figura 9 Ciclo de vida do piolho *Polyplax spinulosa* (original do autor)

As infestações são acompanhadas de sinais como prurido e pelagem em mau estado, sobretudo atrás das orelhas. Nas infestações mais severas pode ser exibido um quadro de anemia (Taylor et al. 2016).

2.5.1.3 Outros ectoparasitas

As infestações por outros ácaros, nomeadamente *Notoedres muris*, *Sarcoptes scabiei*, *Trixacarus diversus*, *Trixacarus caviae* e *Demodex ratticola*, já foram descritas em ratazanas mantidas em laboratório; contudo, raramente são observadas (Meredith 2006d; Frohlich 2020). Veloso (2015) detetou *T. caviae* nas 2 ratazanas incluídas no seu estudo.

No que diz respeito às infestações por pulgas, Meredith (2006d) refere ainda que as mesmas ocorrem raramente em ratazanas domésticas.

Os ectoparasitas considerados menos frequentes nestes animais encontram-se mencionados no Anexo XIII.

2.5.2 Parasitas gastrointestinais

As ratazanas podem atuar como hospedeiros para inúmeros parasitas gastrointestinais, sendo que, além do impacto negativo na vida destes animais, alguns destes agentes constituem igualmente um risco para a Saúde Pública. Os possíveis tratamentos para os parasitas gastrointestinais mencionados a seguir é apresentado no Anexo XIV.

2.5.2.1 Protozoários

As ratazanas, assim como os ratos e os hamsters, podem ser hospedeiros de inúmeros protozoários sendo que nem todos são considerados patogénicos (Taylor et al. 2016). No que diz respeito à patogenicidade salientam-se as espécies *Spironucleus muris* e *Giardia muris*, porém em animais imunocompetentes podem não ser exibidos sinais de doença (Frohlich 2020). As infeções por *S. muris* estão associadas ao desenvolvimento de

enterite e diarreia em roedores de laboratório (Taylor et al. 2016). No caso da espécie *G. muris*, a maioria das infecções são subclínicas; mas em alguns casos pode ocorrer igualmente o desenvolvimento de enterite, nomeadamente em roedores mais jovens (Taylor et al. 2016). O ciclo de vida destes flagelados e de outros protozoários comensais, como o *Entamoeba muris*, é direto, sendo a transmissão por via fecal-oral (Baker, 2007).

O diagnóstico depende da demonstração dos trofozoítos em amostras de fezes (Frohlich 2020).

Ao conhecimento do autor não existem casos reportados destas infecções em ratazanas de estimação. Porém, Chagas et al. (2017) observaram a presença de vários protozoários, incluindo *Entamoeba* spp. (14,3%), *Spironucleus* spp. (7,1% e 28,6%), *Giardia* spp. (42,9%), *Tritrichomonas* spp. (100%), *Chilomastix* spp. (28,6%) e *Eimeria* spp. (14,3%-57,1%) em dois grupos de ratazanas de uma colónia criada para a alimentação de animais de um jardim zoológico.

Relativamente ao género *Cryptosporidium*, as ratazanas podem ser afetadas pelas espécies *Cryptosporidium muris* e *C. parvum*, ambas mais frequentes em animais silvestres, sendo que os animais adultos imunocompetentes não exibem, normalmente, sinais clínicos (Baker 2007).

2.5.2.2 Nematodes

O nematode oxiurídeo mais comum destes animais é *Syphacia muris* e, apesar de também poderem ser afetados por *S. obvelata* e *Aspicularis tetraptera*, estes dois últimos são mais comuns em ratos (Frohlich 2020). O ciclo de vida destes parasitas é direto, sendo que no caso de *Syphacia* spp. apresenta uma duração de 11 a 15 dias, ao passo que para *A. tetraptera* dura 23 a 25 dias (Baker 2007). Os ovos de *Syphacia* spp. são depositados pelas fêmeas na região perianal e, por esse motivo, o diagnóstico pode ser obtido através da colheita de amostras por fita-adesiva (Frohlich 2020). Relativamente à espécie *Aspicularis tetraptera*, o diagnóstico não é possível através desse método, uma vez que as fêmeas depositam os ovos diretamente no intestino grosso, sendo necessário recorrer aos esfregaços e ao método de Willis (Frohlich 2020).

Em Jarošová et al. (2020), das 165 ratazanas em estudo, 38 estavam infetadas por *Syphacia muris* (23%), 1 estava infetada por *S. obvelata* (0,6%) e 22 por *A. tetraptera* (13,3%). Chagas et al. (2017) detetaram a presença de *S. muris* (42,9% e 14,3%) e de *Aspicularis tetraptera* (21,4%) em dois grupos de ratazanas, enquanto que Panti-May et al. (2017) observaram a infeção por *Syphacia muris* em 4 (17,4%) das 23 ratazanas em estudo.

2.5.2.3 Cestodes

As ratazanas são hospedeiras definitivas de duas espécies de cestodes, *Rodentolepis nana* e *R. diminuta*, ambos com potencial zoonótico, e cuja localização normal é o intestino

delgado (Taylor et al. 2016). O diagnóstico é semelhante ao descrito para *R. nana* em chinchilas. A distinção entre as duas espécies baseia-se em diferenças estruturais, uma vez que *R. nana* apresenta um escólex com quatro ventosas armado com um rostelo retrátil e uma única fileira de 20 a 30 ganchos, enquanto que *R. diminuta* não apresenta ganchos a nível do rostelo (Taylor et al. 2016). O ciclo de vida de ambas as espécies é indireto; todavia, na ausência de hospedeiros intermediários, *Rodentolepis nana* consegue, igualmente, completar o seu ciclo de vida (Taylor et al. 2016).

Em d'Ovidio et al. (2015b) verificou-se a presença de *R. nana* em 24 roedores, dos quais 10 eram ratazanas (41,6%). Fitte et al. (2017) apuraram a presença de *Rodentolepis diminuta* (12,2%) e de *R. nana* (8,2%) em ratazanas de zonas urbanas, enquanto que Chagas et al. (2017) estimaram uma prevalência mais elevada deste último (35,7% e 57,1%) em dois grupos de ratazanas.

A maioria das infeções são subclínicas; porém, quando as cargas parasitárias são elevadas, podem ser evidenciados sinais clínicos, como a perda de peso, o vômito e, por vezes, a obstrução intestinal (Taylor et al. 2016).

2.5.2.4 Outros parasitas gastrointestinais

Além dos parasitas referidos acima, no Anexo XV são, ainda, apresentados outros parasitas gastrointestinais (protozoários e nematodes) que podem ser encontrados no trato gastrointestinal das ratazanas.

2.5.3 Parasitas pulmonares

Angiostrongylus cantonensis é um nematode que se localiza, geralmente, nos vasos sanguíneos do pulmão das ratazanas, cujo ciclo de vida é indireto e implica a presença de hospedeiros intermediários como os moluscos (Taylor et al. 2016; Cowie 2017).

Na maioria dos casos, os animais não apresentam sinais clínicos; no entanto, nas infeções severas podem ser notados sinais respiratórios, como tosse, espirros, corrimento nasal do tipo sanguinolento, entre outros (Taylor et al. 2016).

O diagnóstico é obtido pela identificação de larvas nas fezes e o tratamento passa pela administração de anti-helmínticos, como o mebendazol e o albendazol (Taylor et al. 2016).

Devido ao potencial zoonótico, os humanos podem-se tornar hospedeiros através da ingestão de moluscos infetados com o terceiro estadio larvar (Taylor et al. 2016; Cowie 2017).

2.6 Hamsters (*Mesocricetus auratus*)

Os hamsters, pertencentes à família Cricetidae, são considerados os pequenos roedores domésticos menos resistentes, quando recentemente adquiridos, e apresentam grande suscetibilidade aos fatores de stress, sendo comum o desenvolvimento de doenças associadas aos mesmos (por exemplo: ileíte proliferativa) (Miwa and Mayer 2020). Existem

várias espécies de hamster mantidas como animais domésticos, sendo a mais comum o hamster dourado ou sírio (*Mesocricetus auratus*) (Miwa and Mayer 2020).

2.6.1 Ectoparasitas

Os ácaros das espécies *Demodex criceti* e *D. aurati* são considerados os mais frequentes nestes animais e as infestações manifestam-se no decorrer de quadros de imunossupressão ou secundariamente a outras doenças cutâneas (Miwa and Mayer 2020).

2.6.1.1 Ácaros

a) *Demodex aurati* e *Demodex criceti*

As espécies de ácaro *Demodex aurati* e *D. criceti* são considerados os ectoparasitas mais comuns dos hamsters (Meredith 2006e, Miedel and Hankenson 2015). A observação dos ácaros, obtidos por raspagens profundas da pele, permite distingui-los pela forma e pela localização habitual, uma vez que *Demodex aurati* é alongado e vive nos folículos e ductos das glândulas sebáceas, enquanto que *D. criceti* é mais curto e habita em camadas mais superficiais da epiderme (Meredith 2006e).

O desenvolvimento de demodicose está geralmente associado a fatores predisponentes e o quadro clínico inclui sinais como alopecia moderada a severa, descamação, eritema e pequenas hemorragias, não sendo o prurido muito frequente (Meredith 2006e; Miedel and Hankenson 2015).

Veloso (2015) reportou a presença de *Demodex aurati* no único hamster incluído no seu estudo.

Os possíveis tratamentos para a demodicose em hamsters são apresentados no Anexo XVI.

b) Outros Ectoparasitas

Embora ocorram raramente, as infestações por outros ácaros, como *Sarcoptes scabiei*, *Notoedres* spp., *Trixacarus caviae* e ainda *Ornithonyssus bacoti*, podem também ser observadas nestes animais (Meredith 2006e). Em oposição ao afirmado por Meredith (2006e), d'Ovidio et al. (2018) reportaram a infestação por *O. bacoti* em 77 (9,8%) de 782 mamíferos exóticos de estimação, sendo que os hamsters foram a espécie mais afetada, com uma prevalência de 33,8% (26/77). Além disso, nesse estudo foi ainda confirmado o potencial zoonótico deste ácaro, uma vez que 21 dos 26 tutores dos hamsters apresentaram sinais de dermatite associada à infestação.

Relativamente às infestações por outros ectoparasitas, Meredith (2006e) refere que a pulga *Ctenocephalides felis* pode ser encontrada, ocasionalmente, em hamsters que coabitem com cães e gatos; quanto a infestações por piolhos e carraças, Meredith (2006e)

afirma que não existem casos relatados e, ao conhecimento do autor, não estão reportadas, atualmente, infestações por estes ectoparasitas em hamsters domésticos.

2.6.2 Parasitas gastrointestinais

No seguimento do estudo de Reavill (2012), Huynh e Pignon (2013) afirmam que, além da enterite, as infeções por nematodes, cestodes e por *Spiroucleus* spp. são causa comum de doença gastrointestinal em hamsters vendidos em lojas, sendo que as mesmas podem ditar a morte destes animais.

Os possíveis tratamentos para parasitas gastrointestinais mencionados em hamsters são apresentados no Anexo XVII.

2.6.2.1 Protozoários

Através da realização de exames coprológicos em fezes de hamster é possível identificar vários protozoários, contudo o papel destes parasitas enquanto agentes etiológicos de doença entérica não é claro, uma vez que podem ser encontrados quer em animais doentes quer em animais saudáveis (Miedel and Hankenson 2015; Miwa and Mayer 2020).

Hankenson e Van Hoosier (2007) e Miedel e Hankenson (2015) mencionam, como exemplos, em hamsters de laboratório, as espécies *Giardia muris*, *Spiroucleus muris* e *Tritrichomonas muris*.

No estudo de Sürsal et al. (2014), foi determinada uma prevalência de 15,4% (11/71) para *Eimeria* spp. em hamsters mantidos em lojas de animais.

2.6.2.2 Nematodes

No que diz respeito aos nematodes, os hamsters são suscetíveis a várias espécies incluindo *Syphacia* spp. (ex.: *Syphacia criceti*, *S. mesocriceti*, *S. muris* e *S. obvelata*) *Aspicularis tetraptera* e *Dentostomella translucida* (Miedel and Hankenson 2015).

Em Sürsal et al. (2014), verificou-se uma prevalência de 15,4% (11/71) para *Syphacia* spp., de 5,6% (4/71) para *Aspicularis* spp. e ainda a presença de ovos de tricurídeos em 28,1% (20/71) dos hamsters. No estudo de Jarošová et al. (2020), dos 119 hamsters, 37 (31,1%) estavam infetados por *S. muris*, 4 (3,4%) por *A. tetraptera* e nenhum se mostrou positivo para *S. obvelata*. Panti-May et al. (2017) observaram que 8 (28,6%) dos 28 hamsters amostrados estavam infestados por *S. mesocriceti*.

Tal como as chinchilas, Taylor et al. (2016) referem que estes animais podem também atuar como hospedeiros de *Nippostrongylus brasiliensis*, um nematode típico das ratazanas.

2.6.2.3 Cestodes

Estes animais são, ainda, suscetíveis a infeções por várias espécies de cestodes, sendo que algumas, como *Rodentolepis nana*, apresentam potencial zoonótico (Huynh and Pignon 2013; Miedel and Hankenson 2015). Sinais clínicos como diarreia e distensão abdominal podem ser observados nas infeções mais severas (Huynh and Pignon 2013).

O diagnóstico é semelhante ao referido para as infecções por este cestode em chinchilas.

Em Sürsal et al. (2014), foi ainda observada a presença de *R. nana* em 8 (11,2%) dos 71 hamsters provenientes de uma loja de animais, ao passo que, em d'Ovidio et al. (2015b), a presença de *R. nana* se verificou em apenas 1 (4,2%) hamster dos 30 examinados. No estudo de Panti-May et al. (2017), 5 (17,9%) dos 28 hamsters amostrados mostraram-se infetados por este cestode.

2.6.3 Parasitas pulmonares

Do conhecimento do autor, não estão descritos parasitas que afetem clinicamente o aparelho respiratório de hamsters.

III Rastreio Parasitológico em Mamíferos Exóticos atendidos no Hospital Escolar Veterinário da FMV-ULisboa

3.1 Introdução ao estudo

A presente dissertação procurou contribuir um pouco mais para o conhecimento na área da parasitologia dos mamíferos exóticos, sendo que a revisão bibliográfica incluiu informação relativa aos ectoparasitas, parasitas gastrointestinais e parasitas pulmonares que podem afetar estes animais e reuniu, ainda, informação acerca dos meios de diagnóstico, dos possíveis tratamentos e dos resultados obtidos em estudos parasitológicos anteriores. A parte prática desenvolvida, tanto em laboratório como em hospital, permitiu cimentar conhecimentos na área da parasitologia e da medicina destes animais, através da pesquisa e da avaliação da prevalência destes parasitas, e da avaliação do cumprimento dos protocolos de desparasitação, externa e interna, por parte dos tutores.

3.2 Objetivos do estudo

Inicialmente, o objetivo era realizar o rastreio em todas as espécies exóticas que surgissem para consulta no Hospital Escolar Veterinário da FMV-ULisboa. Porém, não tendo sido encontrados parasitas nas amostras de répteis e de aves observadas, e dado o número de colheitas realizada nessas espécies ter sido bastante inferior comparativamente à efetuada em mamíferos, decidiu-se restringir o estudo apenas à fauna parasitológica destes últimos.

Por conseguinte, os objetivos do trabalho experimental desenvolvido nesta dissertação foram:

1. Realizar um rastreio parasitológico e determinar a prevalência de parasitas gastrointestinais, pulmonares e de ectoparasitas em mamíferos exóticos atendidos no Hospital Escolar Veterinário da FMV-ULisboa, através da colheita de amostras fecais, de amostras de pelo e de pele e ainda através da realização de necropsias.
2. Realizar um inquérito aos tutores, no momento da consulta, de forma a adquirir informação sobre os animais de estimação.
3. Perceber o grau de conhecimento dos tutores relativamente à importância de efetuar a correta desparasitação, interna e externa, dos animais.
4. Avaliar a importância para a Saúde Pública destes parasitas.

IV Materiais e métodos

4.1 Animais em estudo

Para a realização do trabalho prático foram colhidas amostras de fezes, de pelo e de pele de mamíferos exóticos durante um período de 9 meses (outubro de 2019 a agosto de 2020).

O estudo incluiu um total de 74 animais, dos quais fizeram parte 37 coelhos (50,00%), 19 porquinhos-da-Índia (25,68%), 8 furões (10,81%), 6 ratazanas (8,11%), 3 chinchilas (4,05%) e 1 hamster (1,35%).

4.2 Métodos de recolha das amostras

4.2.1 Para a pesquisa de ectoparasitas

A recolha de amostras para a pesquisa de ectoparasitas foi realizada através dos seguintes procedimentos:

4.2.1.1 Observação direta

A observação a olho nu, aquando do exame dermatológico, permite a visualização de alguns ectoparasitas, nomeadamente piolhos, carraças, pulgas e alguns ácaros (Palmeiro and Roberts 2013).

4.2.1.2 Técnica da fita-adesiva

A colheita de amostras com recurso a fita-adesiva (Figura 10) permite obter amostras de lesões secas e capturar ectoparasitas superficiais (ex.: *Cheyletiella parasitovorax* e *Chirodiscooides caviae*), que possam estar presentes na pelagem dos animais (Palmeiro and Roberts 2013).



Figura 10 Técnica da fita-adesiva realizada em furão (*Mustela putorius furo*) (original do autor)

4.2.1.3 Tricograma

A remoção de pelos para a realização de tricograma possibilita, não só a pesquisa de ectoparasitas como *Demodex* spp., mas também a avaliação da integridade da estrutura dos pelos, ajudando a determinar se a queda dos mesmos é de origem traumática ou não (Palmeiro and Roberts 2013).

4.2.1.4 Raspagens da pele

A colheita de amostras por raspagens cutâneas permite procurar ectoparasitas, sobretudo ácaros e os seus ovos. O tipo de raspagem varia de acordo com o ectoparasita, e

desta forma, as raspagens superficiais destinam-se à pesquisa de ácaros, como *Cheyletiella* spp. por exemplo, que habitam nas camadas externas da epiderme, enquanto que as raspagens mais profundas se destinam à procura de ácaros como o *Demodex* spp., que habita em camadas mais profundas.

4.2.1.5 Zaragatoa do conduto auditivo

A visualização do canal auditivo com recurso ao otoscópio e a colheita de amostras de cerúmen, por zaragatoa (Figura 11), é utilizada para detetar a presença determinados ácaros, como *Otodectes cynotis* (Palmeiro and Roberts 2013).



Figura 11 Colheita de cerúmen por zaragatoa num furão (*Mustela putorius furo*) (original do autor)

4.2.2 Para Parasitas gastrointestinais e pulmonares

A recolha de amostras para a pesquisa de parasitas gastrointestinais e pulmonares foi realizada através procedimentos descritos nos subcapítulos seguintes.

4.2.2.1 Colheita de fezes

A colheita de fezes para a pesquisa de parasitas gastrointestinais e pulmonares pode ser realizada com auxílio de zaragatoa a partir do ânus dos animais e, sempre que possível, a partir do compartimento onde os animais são transportados (Taylor et al. 2016).

4.2.2.2 Acondicionamento das amostras fecais

Sempre que não seja possível realizar o exame coprológico nas 24 horas após a colheita das fezes, as amostras devem ser armazenadas a temperaturas de refrigeração (Taylor et al. 2016). Para a realização deste trabalho, e com o intuito de preservar as amostras fecais até à realização das técnicas coprológicas, as mesmas foram armazenadas em frigorífico a uma temperatura de 4°C.

4.3 Técnicas laboratoriais

4.3.1 Para a pesquisa e observação de ectoparasitas

A pesquisa de ectoparasitas nas amostras de pele e de pelo colhidas foi realizada através da montagem entre lâmina e lamela, tendo sido utilizados como esclarecedores o lactofenol e o meio de Hoyer.

4.3.2 Para a pesquisa de parasitas gastrointestinais

A pesquisa de parasitas gastrointestinais foi realizada através das técnicas coprológicas descritas nos subcapítulos seguintes.

4.3.2.1 Técnica de flutuação pelo método de Willis

O método de Willis baseia-se no princípio de que os ovos e os oocistos com densidade inferior à da solução onde se encontram, flutuam até à superfície, aderindo à lamela; os ovos de nematodes e de cestodes flutuam em soluções com densidades entre 1,10-1,20 (Taylor et al. 2016). A procura de ovos de helmintes e oocistos de protozoários nas fezes dos animais amostrados foi realizada através desta técnica, tendo sido utilizada uma solução saturada de sacarose ($\rho = 1,20$). A descrição da técnica realizada em laboratório encontra-se no Anexo XVIII.

4.3.2.2 Técnica de sedimentação natural

Os ovos de trematodes, contrariamente aos de outros helmintes, apenas flutuam em soluções com densidade superior (1,30-1,35) (Taylor et al. 2016). Dessa forma, não é expectável que sejam detetados ovos de trematodes através da técnica de flutuação com solução saturada de sacarose. Por esse motivo, no seguimento da técnica de flutuação, e sempre que a quantidade de fezes o permitiu, procedeu-se à técnica de sedimentação natural. Nas amostras colhidas por zaragatoa (menor quantidade), a execução da técnica não foi possível. A descrição da técnica realizada em laboratório encontra-se no Anexo XVIII.

4.3.2.3 Esfregaço fecal corado pelo método de Ziehl-Neelsen modificado

A coloração de esfregaços fecais pelo método de Ziehl-Neelsen modificado permite diferenciar os oocistos de detritos fecais. Embora apresente algumas limitações, este método fornece uma avaliação qualitativa da presença de oocistos de *Cryptosporidium* spp. e de quistos de *Giardia* spp. que possam estar presentes em esfregaços fecais secos ao ar livre. Por exemplo, os oocistos de *Cryptosporidium* spp. coram de vermelho num fundo verde-azulado, devido à sua natureza álcool-ácido resistente (Taylor et al. 2016).

Para a pesquisa de oocistos de protozoários como *Cryptosporidium* spp. e *Giardia* spp., sempre que a quantidade de fezes foi suficiente, foram realizados esfregaços fecais que, posteriormente, foram corados pelo método de Ziehl-Neelsen modificado. A descrição da técnica realizada em laboratório encontra-se no Anexo XVIII.

4.3.3 Para parasitas pulmonares

4.3.3.1 Técnica de Baermann

A técnica de Baermann baseia-se na incapacidade que as larvas têm de nadar contra a gravidade, estimulando a mobilidade das mesmas através da aplicação de calor. Desta forma, as larvas abandonam as fezes e acumulam-se no fundo de um recipiente (Bowman 2014). Para a pesquisa de larvas de nematodes pulmonares no estadio L1 realizou-se a técnica de Baermann, cuja descrição se encontra no anexo XVIII.

4.4 Necropsia

A realização do exame *post mortem* fornece informação fundamental para determinação da causa de morte de um animal, sendo importante no caso das infeções parasitárias, visto que, por vezes, podem não ser detetadas em vida (Bowman 2014). A informação obtida através da realização da necropsia deve ser relacionada com história do animal e com os sinais clínicos exibidos em vida, de forma obter um diagnóstico definitivo da infeção (Bowman 2014).

Para que o rastreio fosse o mais completo possível foi decidido realizar a necropsia aos mamíferos exóticos que falecessem no período em que o estudo decorreu. A descrição da técnica de necropsia encontra-se no Anexo XIX.

Para a recolha e processamento das amostras obtidas durante a necropsia foram utilizados os seguintes procedimentos:

4.4.1.1 Para ectoparasitas

Correia e Pissarra (2016) afirmam que larvas e ovos que sejam detetados, na pelagem dos animais necropsiados, devem ser colhidos e preservados em álcool etílico a 70%.

Quaisquer ectoparasitas observados no decorrer da necropsia (ácaros, carraças, pulgas e piolhos) devem ser colhidos por raspagem com lâmina de bisturi ou por fita-adesiva, sendo posteriormente colocados em frascos e remetidos a seco para laboratório (Correia and Pissarra 2016).

4.4.1.2 Para parasitas gastrointestinais e pulmonares

A pesquisa de parasitas internos, nomeadamente parasitas gastrointestinais e pulmonares, deve ser realizada no decorrer da necropsia efetuando colheitas a partir dos vários órgãos; os parasitas encontrados devem ser recolhidos e preservados em álcool etílico a 70% (Correia and Pissarra 2016).

Para a pesquisa de parasitas gastrointestinais procedeu-se à colheita isolada dos conteúdos dos vários órgãos do trato gastrointestinal os quais foram submetidos a uma técnica de decantação (Figura 12), cuja descrição se encontra no Anexo XX.



Figura 12 Pesquisa de parasitas gastrointestinais após realização da técnica de decantação (original do autor)

4.5 Para a obtenção de informação relativamente aos animais

Para a obtenção de dados relativamente aos animais, foram realizados inquéritos aos tutores no momento da consulta. O inquérito fornecido encontra-se no Anexo XXI.

4.6 Análise dos dados

Os dados obtidos no presente estudo foram, posteriormente organizados em folhas de cálculo do *software Microsoft Office Excel 2019®*, para que fossem submetidos a uma análise estatística descritiva.

V Resultados

5.1 Animais em estudo

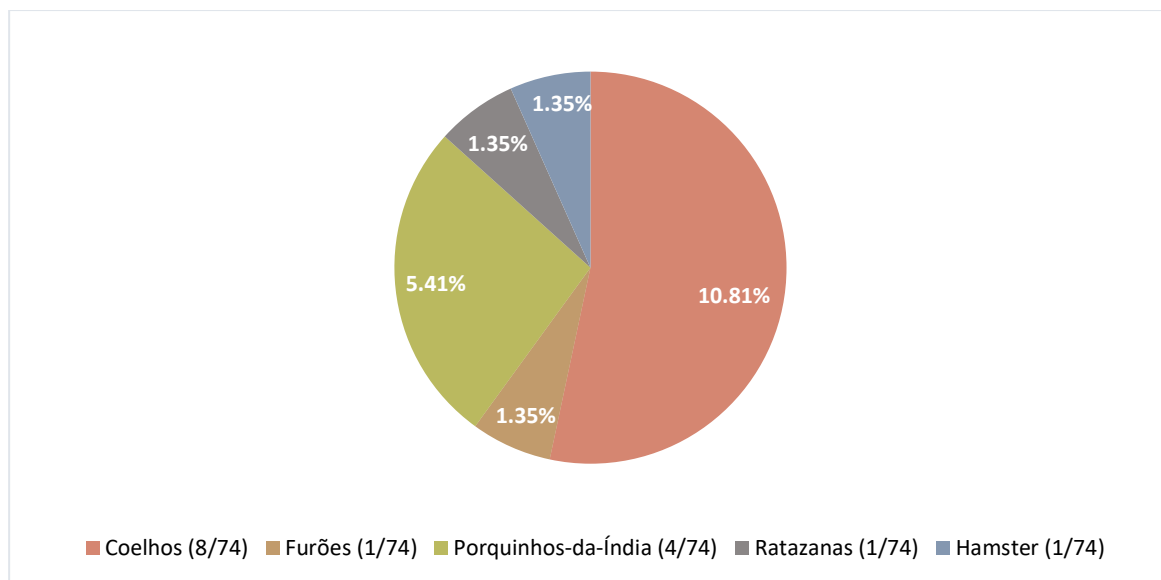
O estudo incluiu um total de 74 animais, dos quais fizeram parte 37 coelhos (50,00%), 19 porquinhos-da-Índia (25,68%), 8 furões (10,81%), 6 ratazanas (8,11%), 3 chinchilas (4,05%) e 1 hamster (1,35%).

5.2 Ectoparasitas

Da pesquisa efetuada verificou-se a presença de ectoparasitas em todas as espécies, exceto nas chinchilas, tendo sido estimada uma prevalência de 20,27% (15/74). Em 59 (79,73%) dos 74 animais incluídos neste estudo não foram observados quaisquer ectoparasitas ou sinais da sua presença (ex.: fezes ou ovos).

No gráfico 1 é apresentada a prevalência de ectoparasitas por espécie animal no total da amostra (N=74).

Gráfico 1 Prevalência de ectoparasitas no total da amostra (N=74)



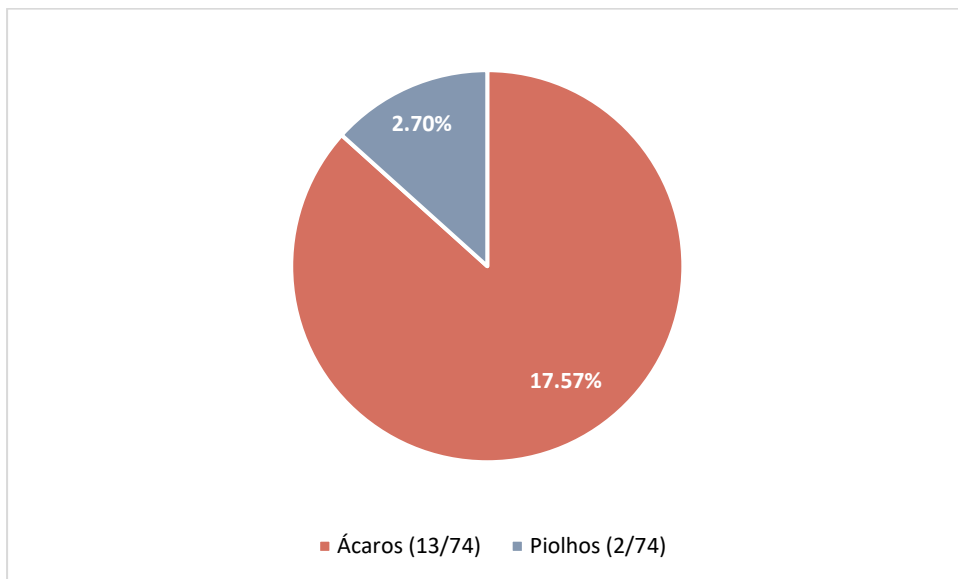
A identificação dos ectoparasitas baseou-se nas suas características morfológicas, tendo sido detetada a presença de 6 espécies de ácaro e 2 espécies de piolho (Tabela 2).

Tabela 2 Espécies de ectoparasitas (ácaros e piolhos) encontrados nos mamíferos amostrados

Ectoparasitas observados	Ácaros	Piolhos
	<i>Leporacarus gibbus</i> <i>Cheyletiella parasitovorax</i> <i>Psoroptes cuniculi</i> <i>Otodectes cynotis</i> <i>Chirodiscoides caviae</i> <i>Ornithonyssus bacoti</i>	<i>Gliricola porcelli</i> <i>Polyplax spinulosa</i>

No gráfico 2 é apresentado o valor de prevalência estimado para ácaros e piolhos no total da amostra (N=74).

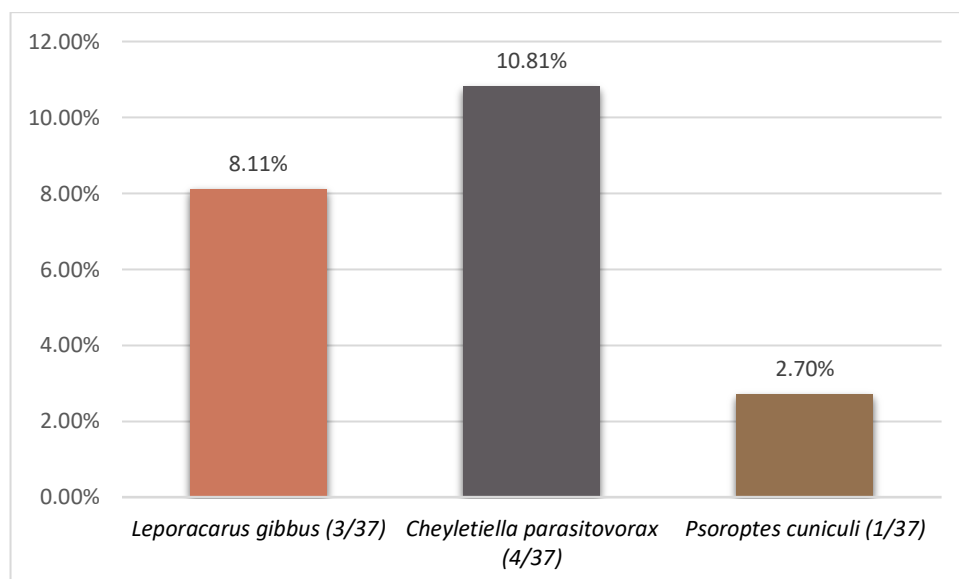
Gráfico 2 Prevalência de ácaros e piolhos no total da amostra (N=74)



5.2.1 Coelhos

Em 21,62% (8/37) dos coelhos foram detetadas 3 espécies de ácaro: *Leporacarus gibbus* (Figura 13), *Cheyletiella parasitovorax* (Figura 14), e *Psoroptes cuniculi* (Figura 15). No gráfico 3 são apresentadas as prevalências estimadas para cada espécie de ácaro encontrada na amostra de coelhos (n=37).

Gráfico 3 Prevalência dos diferentes ácaros (*Leporacarus gibbus*, *Cheyletiella parasitovorax* e *Psoroptes cuniculi*) na amostra de coelhos (*Oryctolagus cuniculus*) (n=37)



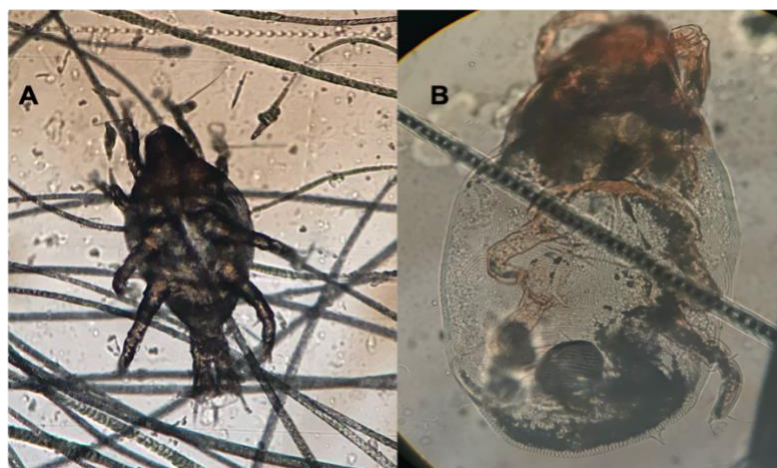


Figura 13 *Leporacarus gibbus*: A) Macho; B) Fêmea (original do autor)



Figura 14 Ácaro *Cheyletiella parasitovorax* (original do autor)



Figura 15 Ácaro *Psoroptes cuniculi* (original do autor)

5.2.2 Porquinhos-da-Índia

Em 21,05% (4/19) dos porquinhos-da-Índia foram detetados ectoparasitas, tendo sido encontrada a espécie de ácaro *Chirodiscoides caviae* (Figura 16) e a espécie de piolho *Gliricola porcelli* (Figura 17). A prevalência estimada para os diferentes ectoparasitas encontrados nos porquinhos-da-Índia em estudo é apresentada no gráfico 4.

Gráfico 4 Prevalência de ácaros (*Chirodiscoides caviae*) e piolhos (*Gliricola porcelli*) na amostra de porquinhos-da-Índia (*Cavia porcellus*) (n=19)

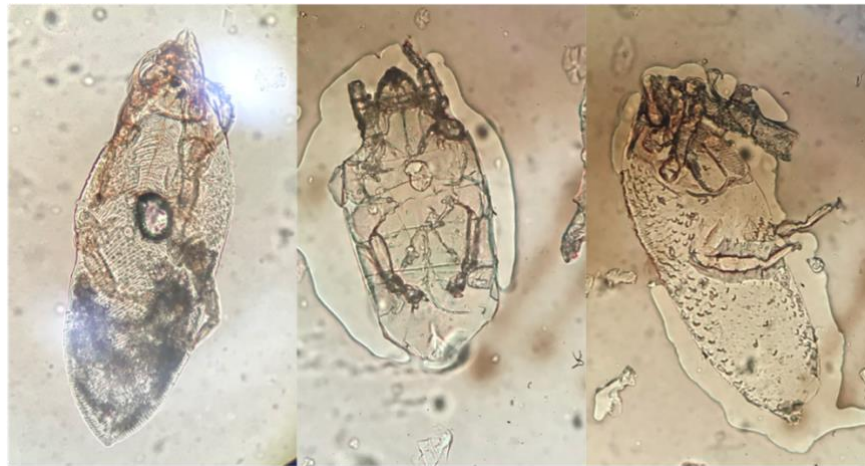
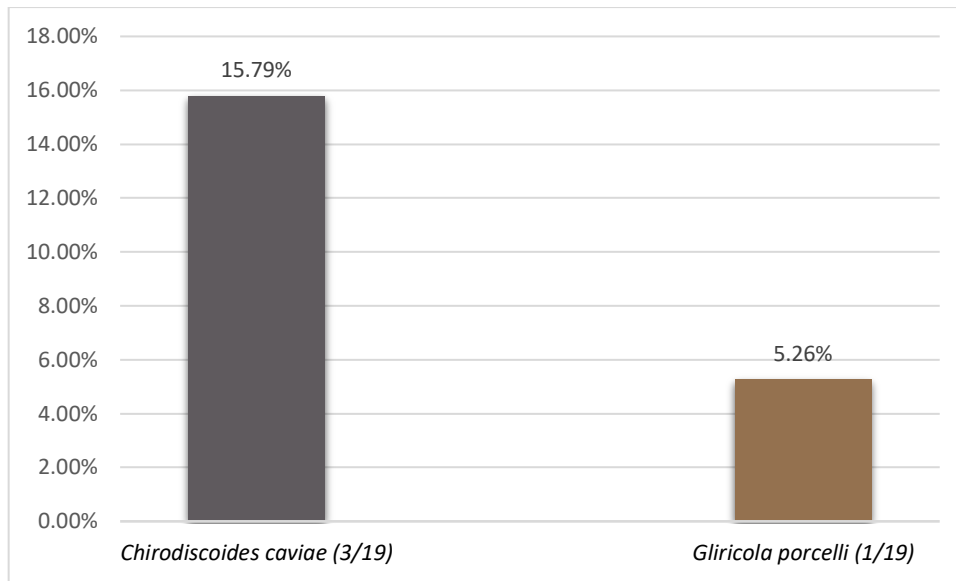


Figura 16 Ácaro *Chirodiscoides caviae* (original do autor)

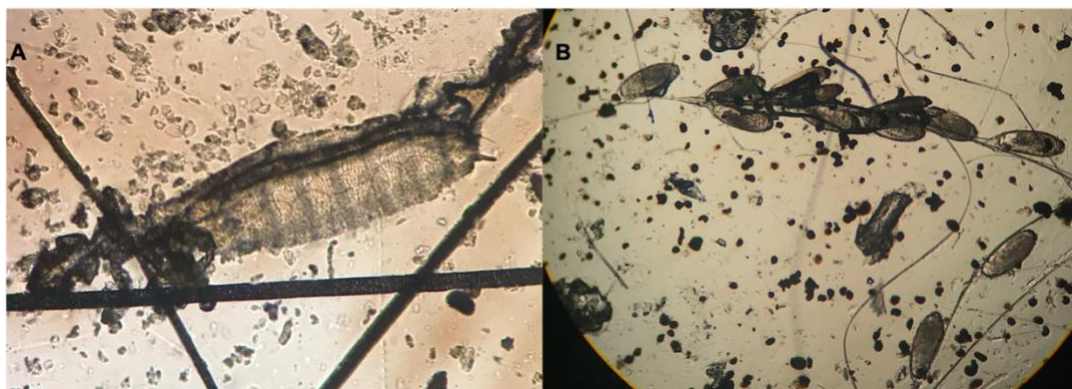


Figura 17 A) Piolho *Gliricola porcelli*, B) Ovos do piolho (original do autor)

5.2.3 Furões

Em 12,5% (1/8) dos furões foi observada a presença de ácaros da espécie *Otodectes cynotis* (Figura 18).

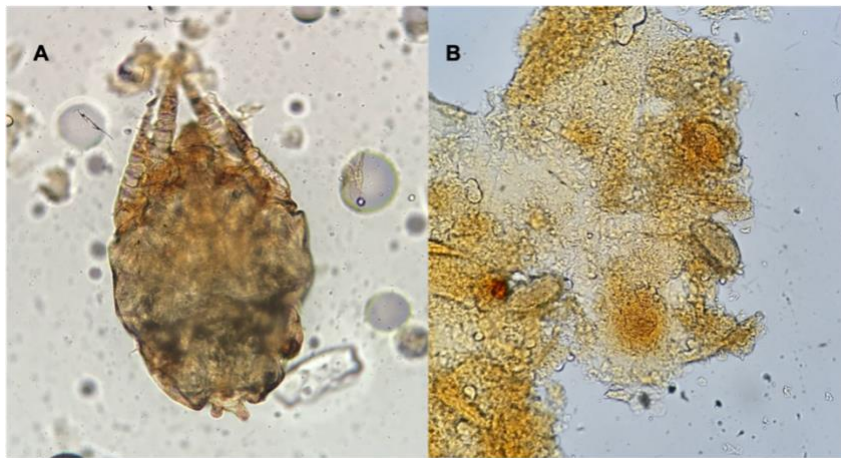


Figura 18 Ácaro *Otodectes cynotis*; B) Ovos do ácaro (original do autor)

5.2.4 Chinchilas

Nas 3 chinchilas incluídas no presente trabalho, não foram encontrados ectoparasitas.

5.2.5 Ratazanas

Em 16,67% (1/6) das ratazanas foi detetada a espécie de piolho *Polyplax spinulosa* (Figura 19).

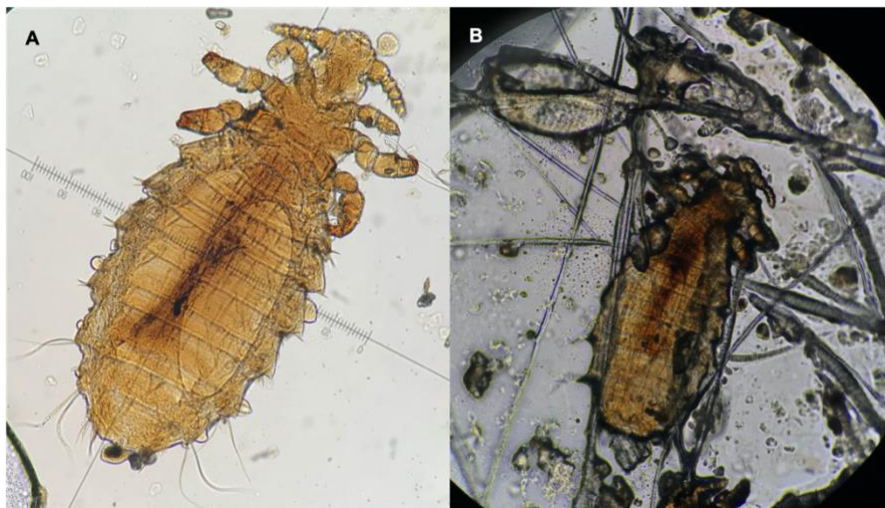


Figura 19 A) Piolho *Polyplax spinulosa*; B) Adulto e ovos (original do autor)

5.2.6 Hamsters

No único hamster incluído no estudo foi registada a espécie de ácaro *Ornithonyssus bacoti* (100%) (Figura 20).



Figura 20 Ácaro *Ornithonyssus bacoti* (original do autor)

5.3 Endoparasitas

No que diz respeito à pesquisa de parasitas gastrointestinais e pulmonares, a mesma foi realizada de acordo com o esquema apresentado na Figura 21. Importa referir que a colheita de fezes não foi possível no único hamster amostrado.

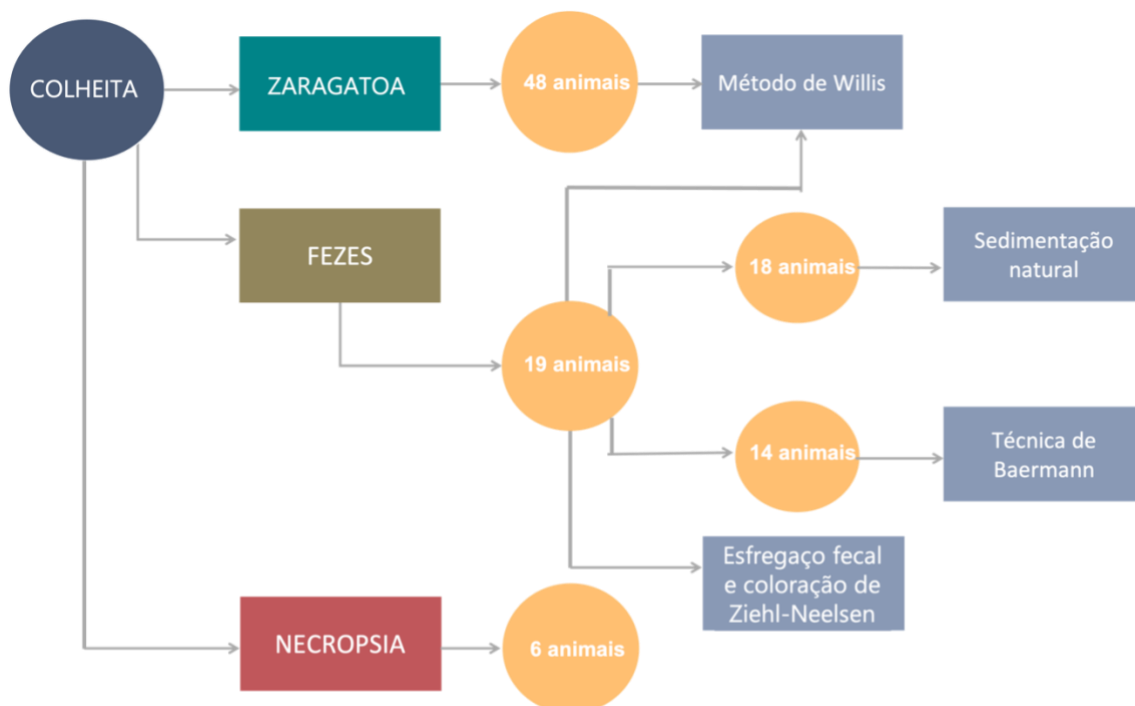


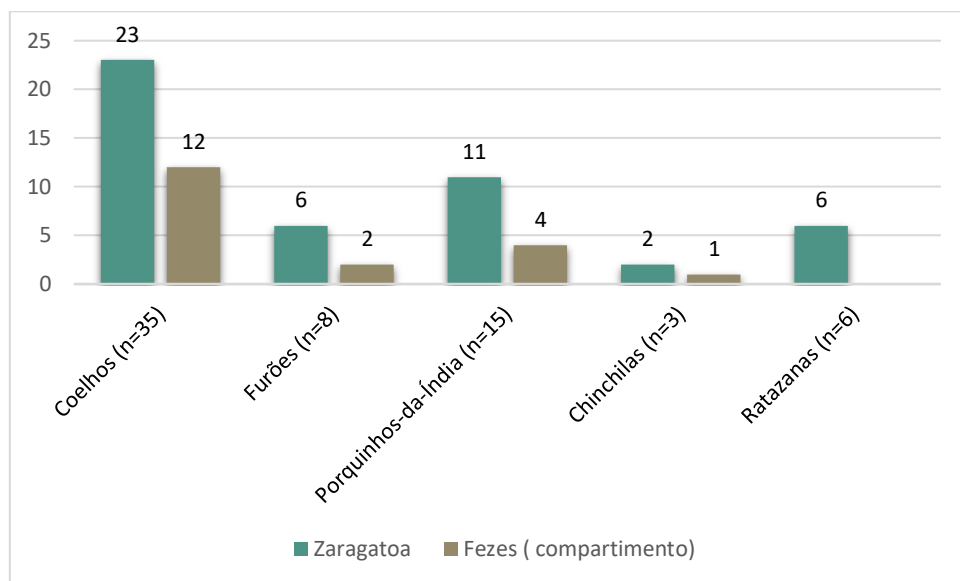
Figura 21 Número de técnicas coprológicas realizadas consoante o tipo de colheita realizado (Zaragatoa, Colheita livre e Necropsia) na amostra total (N=74)

5.3.1 Parasitas gastrointestinais

5.3.1.1 Técnica de flutuação pelo método de Willis

A pesquisa de parasitas gastrointestinais pelo método de Willis foi realizada em amostras fecais de 67 animais: 35 coelhos, 8 furões, 15 porquinhos-da-Índia, 3 chinchilas e 6 ratazanas. No gráfico 5 é apresentado o número de flutuações pelo método de Willis, por espécie animal, consoante o método de colheita das amostras fecais (por zaragatoa ou a partir do compartimento).

Gráfico 5 Número de flutuações pelo método de Willis realizadas por espécie animal, consoante o método de colheita das amostras fecais (n=67)



Relativamente aos resultados obtidos através do método de Willis, apenas foram observados ovos da espécie de nematode *Passalurus ambiguus* (Figura 22) em 1 coelho. A prevalência estimada para este nematode, na amostra total de coelhos, foi de 2,70% (1/37).

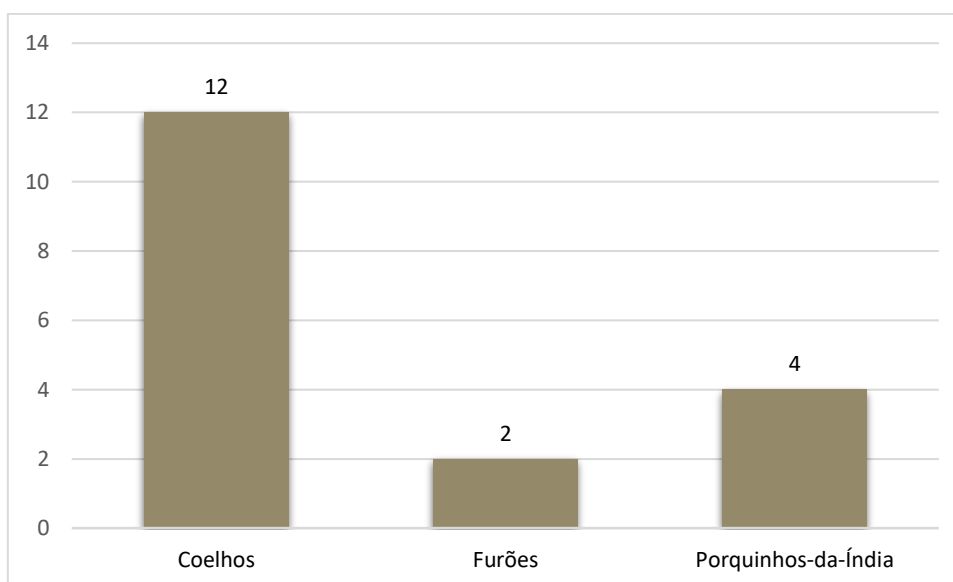


Figura 22 Ovo do nematode gastrointestinal *Passalurus ambiguus* observado nas fezes de um coelho (original do autor)

5.3.1.2 Técnica de sedimentação natural

A pesquisa de parasitas, sobretudo de ovos de trematodes, através da técnica de sedimentação natural foi realizada em amostras fecais de 18 animais. No gráfico 6 é apresentado o número de animais, organizados por espécie, nas quais a amostra fecal permitiu a realização desta técnica. No caso específico das ratazanas, a realização da mesma não foi possível devido à quantidade reduzida de fezes, sendo nesse caso priorizada a técnica de flutuação pelo método de Willis. Em relação à chinchila, na qual a colheita de fezes foi obtida do compartimento, apesar da quantidade de amostra ser superior comparativamente à obtida por zaragatoa nas outras 2 chinchilas, a mesma não foi suficiente para realizar todas as técnicas coprológicas pretendidas. Por isso, no caso desta chinchila, optou-se por realizar o método de Willis e o esfregaço fecal corado pelo método de Ziehl-Neelsen (devido à elevada prevalência de protozoários, como *Giardia* spp., reportados na literatura).

Gráfico 6 Número de técnicas de sedimentação natural realizadas em Coelhos (*Oryctolagus cuniculus*), Furões (*Mustela putorius furo*) e Porquinhos-da-Índia (*Cavia porcellus*) (n=18)

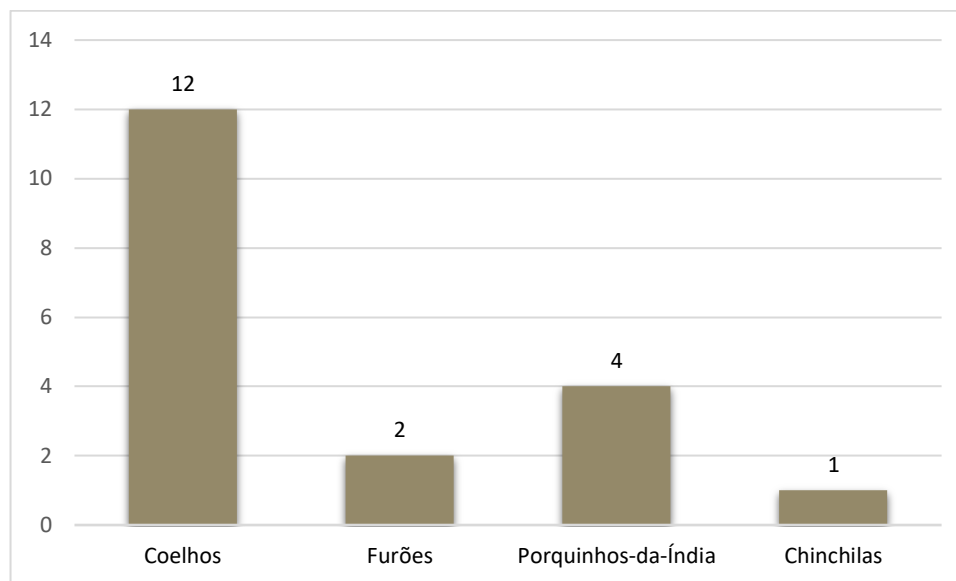


Nos 18 animais nos quais foi possível a realização desta técnica não foram observados quaisquer parasitas ou ovos.

5.3.1.3 Esfregaço fecal corado pelo método de Ziehl-Neelsen

A realização do esfregaço fecal corado pelo método de Ziehl-Neelsen, para a pesquisa de *Cryptosporidium* spp. e *Giardia* spp., foi exequível em 19 animais. Como referido anteriormente, a amostra fecal das 6 ratazanas foi obtida por zaragatoa, não sendo suficiente para a execução de todas as técnicas coprológicas; por esse motivo, esta técnica não foi realizada nestes animais. No gráfico 7 é apresentado o número de animais, organizados por espécie, nas quais a amostra fecal permitiu a realização desta técnica.

Gráfico 7 Número de esfregaços fecais corados pelo método de Ziehl-Neelsen realizados em Coelhos (*Oryctolagus cuniculus*), Furões (*Mustela putorius furo*), Porquinhos-da-Índia (*Cavia porcellus*) e Chinchilas (*Chinchilla lanigera*) (n=19)



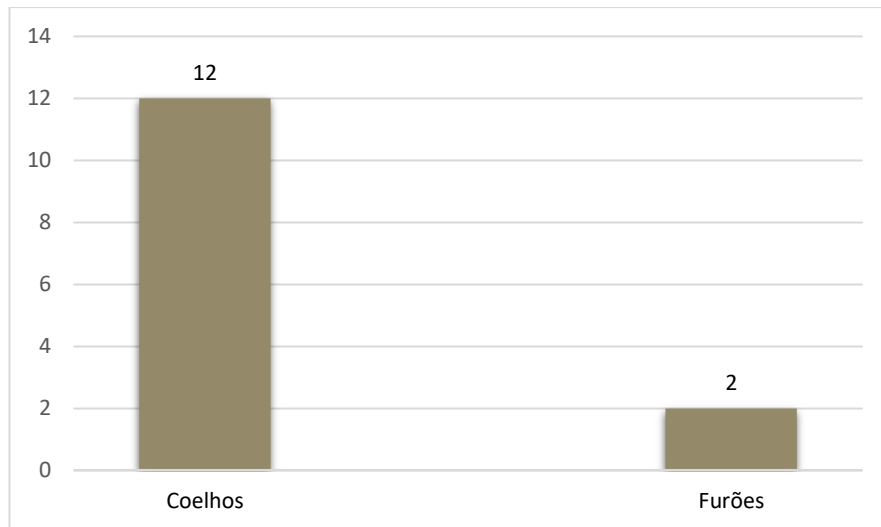
Nos 19 animais nos quais foi possível a realização desta técnica, não foram observados quaisquer oocistos de *Cryptosporidium* spp. ou quistos de *Giardia* spp..

5.3.2 Parasitas pulmonares

5.3.2.1 Técnica de Baermann

A pesquisa de larvas L1 de nematodes pulmonares foi executada em 14 animais. No gráfico 8 é apresentado o número de animais, organizados por espécie, nas quais a amostra fecal permitiu a realização da mesma. No caso específico dos 4 porquinhos-da-Índia nos quais a amostra fecal foi obtida a partir do compartimento, optou-se por não realizar a técnica de Baermann, visto que, segundo Taylor et al. (2016), não estão reportados parasitas com significância clínica que afetem o aparelho respiratório destes animais; desta forma a quantidade de amostra disponível para a execução de outras técnicas coprológicas foi superior. Como referido anteriormente, em relação à chinchila, na qual a colheita de fezes foi obtida através do compartimento, apesar da quantidade de amostra ser superior, optou-se por realizar o método de Willis e o esfregaço fecal corado pelo método de Ziehl-Neelsen, e não a técnica de Baermann visto que, ao conhecimento do autor, não estão descritas infecções por nematodes pulmonares nestes animais.

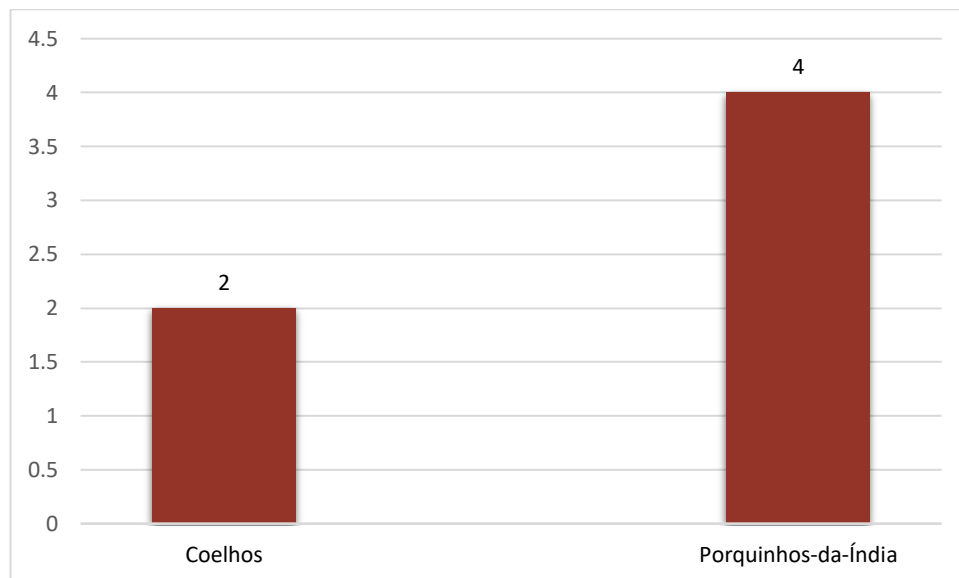
Gráfico 8 Número de técnicas de Baermann realizadas em Coelhos (*Oryctolagus cuniculus*) e Furões (*Mustela putorius furo*) (n=14)



5.3.3 Necropsia

A pesquisa de parasitas, através da realização de necropsia foi efetuada em 6 animais. No gráfico 9 é apresentado o número de animais de cada espécie aos quais foi realizada a necropsia.

Gráfico 9 Número de animais necropsiados: Coelhos (*Oryctolagus cuniculus*) e Porquinhos-da-Índia (*Cavia porcellus*) (n=6)



No que diz respeito aos coelhos, ao nível do exame externo, apenas foi observada a presença de ectoparasitas em 1 dos coelhos necropsiados; contudo, a infestação por *Cheyletiella parasitovorax* nesse animal, já tinha sido confirmada em vida aquando do exame dermatológico. Relativamente ao exame interno, não foram evidenciadas quaisquer alterações compatíveis com infeções parasitárias, ou mesmo parasitas, quer a nível hepático,

quer ao nível dos órgãos do trato respiratório. Da avaliação macroscópica dos conteúdos gástrico e intestinal, pela técnica de decantação, não foram recuperados quaisquer parasitas.

No caso dos 4 porquinhos-da-Índia necropsiados não foram encontrados quaisquer parasitas no exame *post mortem*, quer a nível externo, quer a nível interno.

5.4 Resultados observados através do cruzamento de dados (inquéritos e registo clínico do animal)

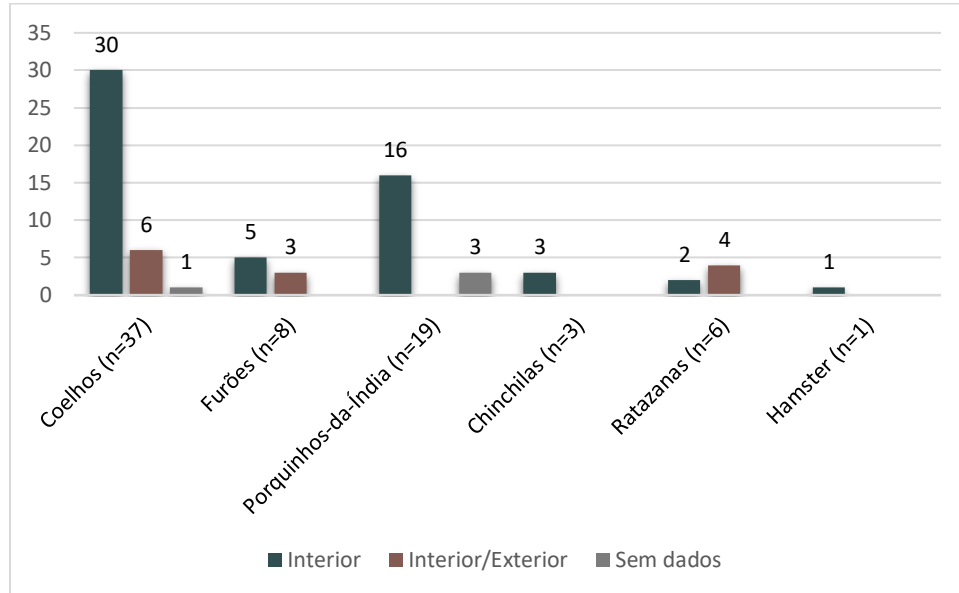
5.4.1 Estilo de vida dos animais

Através do cruzamento da informação obtida através dos inquéritos e dos registos clínicos dos animais no Hospital Escolar Veterinário, verificou-se que:

- 77,03% (57/74) eram mantidos no interior das habitações
- 17,57% (13/74) eram mantidos no interior, tendo por vezes acesso ao exterior
- Nenhum animal era mantido permanentemente no exterior (0%)
- De 5,41% (4/74) não foram obtidos dados

No gráfico 10 são apresentadas as respostas relativamente ao estilo de vida por espécie animal.

Gráfico 10 Dados relativos ao estilo de vida (interior, interior/exterior, exterior) na amostra total (N=74)



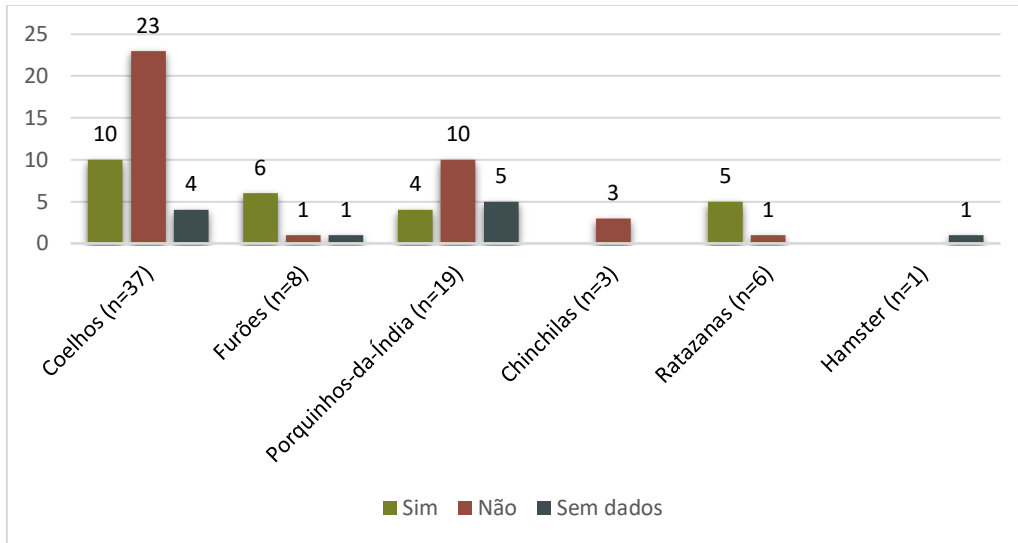
5.4.2 Desparasitação externa

Relativamente à realização de desparasitação externa verificou-se que:

- 33,78% (25/74) recebiam desparasitação externa
- 51,35% (38/74) não recebiam desparasitação externa
- Em 14,86% (11/74) não foram obtidos dados

No gráfico 11 são apresentados os dados relativamente à desparasitação externa dos animais amostrados.

Gráfico 11 Dados relativos à desparasitação externa na amostra total (N=74)



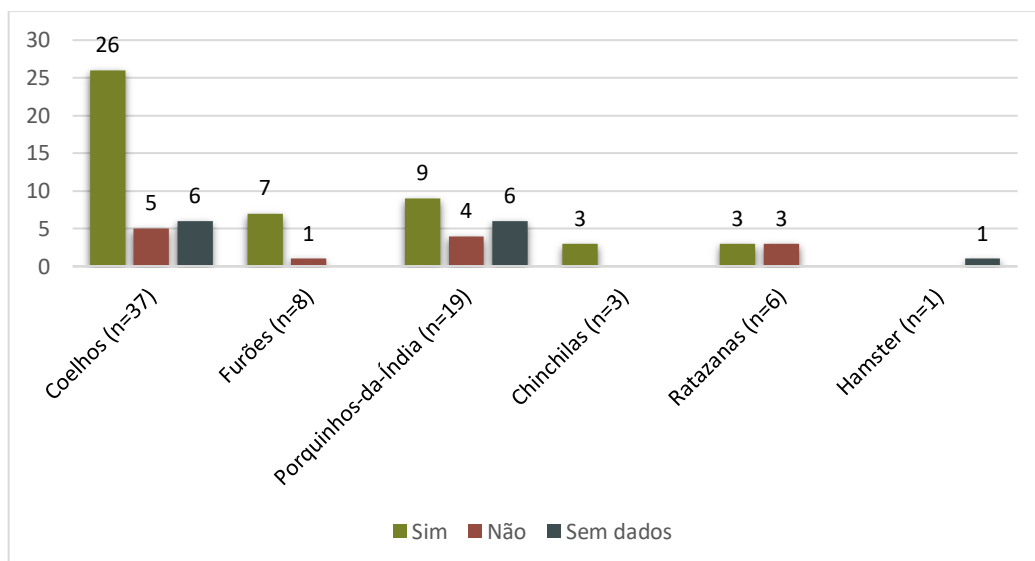
5.4.3 Desparasitação interna

Relativamente à desparasitação interna verificou-se que:

- 64,86% (48/74) recebiam desparasitação interna
- 17,57% (13/74) não recebiam desparasitação interna
- Em 17,57% (13/74) não foram obtidos dados

No gráfico 12 são apresentados os dados relativamente à desparasitação interna dos animais amostrados.

Gráfico 12 Dados relativos à desparasitação interna na amostra total (N=74)



VI Discussão

6.1 Discussão do estudo dos ectoparasitas

A presença de ectoparasitas foi detetada em 15 animais (20,27%) de um total de 74, incluindo 8 coelhos (10,81%), 4 porquinhos-da-Índia (5,41%), 1 furão (1,35%), 1 ratazana (1,35%) e 1 hamster (1,35%). Da prevalência estimada de ectoparasitas na amostra total (N=74), 17,57% correspondeu a infestações por ácaros e 2,70% a infestações por piolhos.

6.1.1 Coelhos

A presença de ectoparasitas foi observada em 8 (21,62%) dos 37 coelhos amostrados. Neste grupo de animais foram encontrados ácaros das espécies *Psoroptes cuniculi* (2,70%), *Cheyletiella parasitovorax* (10,81%) e *Leporacarus gibbus* (8,11%). De acordo com White et al. (2002), Meredith (2006a), Eshar (2019) e Varga e Paterson (2020), os coelhos podem ser afetados por várias espécies de ácaros, sendo as mais frequentes *P. cuniculi*, *C. parasitovorax* e *L. gibbus*. Assim sendo, os resultados deste estudo estão em concordância com o afirmado pelos autores.

Quanto ao coelho infestado por *P. cuniculi*, o mesmo apresentou-se à consulta com otite grave unilateral do lado esquerdo. Varga e Paterson (2020) afirmam que este é um ácaro altamente contagioso, cuja transmissão ocorre por contacto direto entre animais. Surge assim uma possível explicação para a infestação neste animal, visto que o mesmo tinha sido recentemente resgatado de uma coelheira com coelhos mantidos para a produção de carne e que muito provavelmente nunca tinha recebido qualquer desparasitação externa.

Relativamente aos 4 coelhos nos quais foi diagnosticada a infestação por *C. parasitovorax*, verificou-se que todos apresentavam a pelagem em mau estado, com zonas de alopecia e descamação exuberante mais evidente na zona dorsal, contudo, nem todos apresentavam prurido. O quadro clínico exibido por estes animais está em concordância com a descrição da sintomatologia típica mencionada em White et al. (2002), Meredith (2006a) e Varga e Paterson (2020). Para o tratamento destes animais, foram adotadas diferentes terapêuticas, nomeadamente ivermectina por via oral (duas administrações com intervalo de 10 dias) ou via subcutânea e ainda com uma unção puntiforme à base de selamectina.

No que diz respeito aos 3 coelhos nos quais se observou a presença de *L. gibbus*, apenas 1 se apresentou com sinais dermatológicos, incluindo prurido e descamação abundante, sem zonas de alopecia, sobretudo na zona toracolombar. Segundo Varga e Paterson (2020), este ácaro não é considerado patogénico e a ocorrência de sinais clínicos está associada a uma causa subjacente que, no caso do coelho sintomático, se revelou ser uma infeção fúngica por *Candida* spp., secundária a alergia de contacto aos produtos de limpeza utilizados pelo tutor. O tratamento adotado neste coelho consistiu em duas administrações orais ivermectina com um intervalo de 10 dias, ao fim dos quais já não se observaram ácaros na pelagem. Nos 2 coelhos que não exibiram sinais clínicos, o tratamento

foi realizado recorrendo a unções puntiformes à base de imidaclopride a 10% com moxidectina a 1%.

Comparando a prevalência obtida neste estudo com o reportado por Kim et al. (2008) e d'Ovidio e Santoro (2015) verifica-se que, em todos, o ácaro mais prevalente foi *C. parasitovorax*. Neste estudo e em d'Ovidio e Santoro (2015), contrariamente ao observado por Kim et al. (2008), a infestação mista por *C. parasitovorax* e *L. gibbus* não foi observada.

Não foi detetada a presença de outros ectoparasitas, nomeadamente de *Sarcoptes scabiei* var. *cuniculi*, *Notoedres cati* var. *cuniculi* e *Demodex cuniculi*; no entanto, tal era esperado visto que, segundo Varga e Paterson (2020), estes raramente são causa de doença dermatológica em coelhos domésticos.

Com base nas respostas obtidas através do inquérito, verificou-se que a grande maioria dos coelhos amostrados eram mantidos permanentemente no interior das habitações, estando desta forma mais protegidos relativamente à infestação por ectoparasitas. No entanto, a grande maioria dos tutores também mencionaram que não realizavam desparasitação externa regular aos seus coelhos. Desta forma, muito provavelmente, a ausência da desparasitação surge como a melhor explicação para a presença destes ácaros em alguns coelhos amostrados.

Os resultados observados neste estudo reforçam ainda a necessidade da adoção de cuidados na manipulação destes animais, devido ao potencial zoonótico dos ácaros das espécies *Cheyletiella parasitovorax* e *Leporacarus gibbus*.

6.1.2 Furões

Relativamente aos 8 furões em estudo, 1 (12,5%) apresentou-se infestado pelo ácaro *Otodectes cynotis*. Este furão tinha acesso esporádico ao exterior e habitava em espaço partilhado com gatos, o que pode constituir uma possível explicação para a presença do ácaro; todavia, não foram obtidas informações relativamente à presença de sinais clínicos compatíveis com a infestação nos gatos coabitantes. O furão em causa não exibia sinais de otite externa associada à infestação e apresentou-se à consulta após ter iniciado o tratamento tópico com imidaclopride a 10% e moxidectina a 1%. Apesar do tratamento, nas amostras de cerúmen colhidas, foram observados tanto ácaros adultos como ovos; porém o mesmo era esperado, visto que, segundo Sueur et al. (2011), o tratamento com unções puntiformes à base de imidaclopride a 10% e moxidectina a 1% só é eficaz na erradicação destes ácaros após 2 ou 3 aplicações. Comparando os resultados obtidos com os de d'Ovidio e Santoro (2015), constata-se que o ácaro mais prevalente, em ambos os estudos, foi *O. cynotis*.

Ainda em d'Ovidio e Santoro (2015) foi reportada a infestação por *Sarcoptes scabiei* em 4 dos 9 furões, porém a infestação por este ácaro não foi observada neste estudo. De acordo com d'Ovidio e Santoro (2020), as infestações por *S. scabiei* são mais frequentes em

furões com acesso ao exterior. Três dos furões amostrados neste estudo, apesar de passarem a maioria do tempo no interior, tinham por vezes acesso ao exterior, no entanto, segundo os tutores, estes eram desparasitados com regularidade, o que pode justificar a ausência deste ácaro.

Os furões são, ainda, suscetíveis a infestações por pulgas, sobretudo por *Ctenocephalides felis* (Patterson et al. 2014) e, por isso, seria possível a presença destes parasitas nos furões em estudo. Dado que 3 dos furões partilhavam o espaço com outros animais, nomeadamente gatos e cães e, apesar de não ter sido obtida informação relativamente ao cumprimento da desparasitação externa nos animais coabitantes, apenas 1 desses 3 furões não era tratado preventivamente para as infestações por ectoparasitas; porém, este último era mantido permanentemente no interior.

6.1.3 Porquinhos-da-Índia

Nos porquinhos-da-Índia incluídos neste estudo foi encontrada uma espécie de ácaro e uma espécie de piolho. A presença destes ectoparasitas foi comprovada em 4 (21,05%) dos 19 porquinhos-da-Índia, sendo as prevalências de ácaros e piolhos de 15,79% e de 5,26%, respetivamente. Com estes resultados, averiguou-se que as infestações por piolhos foram menos frequentes do que as infestações por ácaros, tal como o verificado por Veloso (2015).

A espécie de piolho encontrada foi *Gliricola porcelli*, cuja prevalência na amostra total de porquinhos-da-Índia foi de 5,26%. Segundo Cole et al. (2013) os porquinhos-da-Índia são parasitados sobretudo por duas espécies de piolho mastigador, sendo a espécie *G. porcelli*, a mais frequente das duas. A espécie *Gyropus ovalis* não foi detetada, em oposição aos resultados obtidos por Veloso (2015) e White et al. (2016), porém, verifica-se que o presente estudo está em concordância com ambos, uma vez que, em todos, é reforçada a ideia de que a espécie *Gliricola porcelli* é a que mais frequentemente afeta estes mamíferos.

No exame físico do porquinho-da-Índia com pediculose foram observados sinais como dermatite discreta associada a prurido e algumas zonas de alopecia. Este era um animal com doença dentária adquirida e com desconforto e tumefação em ambas as articulações femoro-tibio-patelares, fatores que conseqüentemente levariam à diminuição do *grooming*, comprovada pela presença de fezes na pelagem da zona perianal, e que podem facilitar a fixação deste tipo de parasitas tal como referido por Cole et al. (2013). Como tratamento, optou-se pela administração de ivermectina por via oral.

Relativamente aos outros ectoparasitas encontrados na amostra total de porquinhos-da-Índia (n=19), apenas foi detetada a espécie de ácaro *Chirodiscoides caviae*, com uma prevalência de 15,79%.

Os três porquinhos-da-Índia nos quais foi observada a presença deste ácaro, pertenciam ao mesmo tutor, sendo expectável que todos se mostrassem infestados, dado que, além de partilharem o mesmo espaço, segundo d'Ovidio e Santoro (2014b), a transmissão de *C. caviae* ocorre por contacto direto, sendo favorecida pelo comportamento social destes animais, que procuram contacto uns com os outros e que partilham a atividade de *grooming*. A infestação observada foi considerada leve e discreta e, à exceção de prurido ligeiro, não foram observados outros sinais clínicos, o que está de acordo com o referido por Schönfelder et al. (2010), que menciona que, geralmente, os sinais só são exibidos em animais com infestações severas. Através do inquérito realizado ao tutor, averiguou-se que os 3 animais não recebiam desparasitação externa regular, facto que poderá ter contribuído para a ocorrência da infestação. Inicialmente optou-se pelo tratamento com ivermectina por via oral; porém, na consulta de reavaliação 10 dias depois, ainda foi observada a presença de ácaros e os animais ainda mantinham o prurido. Iniciou-se um novo tratamento com uma unção punctiforme à base de selamectina e 28 dias depois, na nova consulta de reavaliação, nenhum dos animais exibia prurido, nem foram detetados quaisquer ácaros na pelagem dos animais.

Contrariamente aos estudos de Veloso (2015), d'Ovidio e Santoro (2015) e White et al. (2016), nos quais o ácaro mais prevalente foi *Trixacarus caviae*, neste estudo a presença do mesmo não se verificou. Uma explicação possível para esta ausência recai sobre a complexidade do diagnóstico, que segundo d'Ovidio e Santoro (2015), pode implicar a realização de várias raspagens cutâneas para evitar resultados falsos negativos. A presença do ácaro *Demodex caviae* também não foi detetada nos porquinhos-da-Índia, no entanto, tal era esperado já que, este raramente é causa de doença dermatológica, segundo Meredith (2006b). A ausência deste ácaro no presente trabalho e a baixa prevalência determinada por Veloso (2015), reforçam a ideia de que as infestações por este ácaro ocorrem raramente.

Pignon e Mayer (2020) referem que os porquinhos-da-Índia podem ser afetados transitoriamente por outros ácaros, quando partilham espaços com outros animais, nomeadamente coelhos. Apesar de alguns dos porquinhos-da-Índia amostrados partilharem o espaço com outros animais, este tipo de infestações não se verificou, contrariamente a Veloso (2015), que observou a presença de *Notoedres muris*, *Sarcoptes scabiei* e *Psoroptes cuniculi* em 3 porquinhos-da-Índia diferentes.

Assim como nos coelhos, a maioria dos porquinhos-da-Índia incluídos neste estudo eram mantidos em ambiente mais controlado no interior das habitações; porém, nem todos eram desparasitados externamente de forma regular, sendo esta a justificação mais lógica para presença de tais ectoparasitas nos animais infestados.

6.1.4 Chinchilas

Nas chinchilas amostradas (n=3), a ausência de ectoparasitas era esperada devido à elevada densidade da pelagem destes animais referida por Meredith (2006c). Veloso (2015) detetou a presença de *Trixacarus caviae* na única chinchila incluída no seu estudo, muito provavelmente devido a um possível contacto com um porquinho-da-Índia. Neste estudo, a ocorrência desse tipo de infestações não se verificou, mas poderia ter acontecido, uma vez que 1 das chinchilas coabitava com 1 porquinho-da-Índia; contudo, este último não apresentava nenhum ácaro dessa espécie.

6.1.5 Ratazanas

Na amostra de murídeos incluídos neste trabalho foi observada a espécie de piolho *Polyplax spinulosa* em 1 (16,67%) das 6 ratazanas. O animal em causa apresentou-se à consulta com um quadro dermatológico marcado por prurido e alopecia, em várias zonas corporais, incluindo atrás das orelhas, tal como o afirmado por Taylor et al. (2016); segundo os tutores, o animal tinha tido contacto com uma ratazana silvestre, sendo esta uma das possíveis justificações para a ocorrência da infestação. Como tratamento, optou-se pela terapêutica com uma unção punctiforme à base de selamectina aplicada mensalmente.

Relativamente a outros ectoparasitas, a presença de determinados ácaros, como *Radfordia ensifera* poderia ter ocorrido, visto ser considerado por Otto et al. (2015) e Frohlich (2020) como o ácaro mais comum destes animais, contudo tal não se verificou. Relacionando os resultados deste estudo com os de Veloso (2015) e d'Ovidio e Santoro (2015), verifica-se que a ausência do ácaro é comum a todos.

Outro ácaro que poderia ter surgido era *Ornithonyssus bacoti*, que, segundo Beck e Fölster-Hols (2009), tem como principais hospedeiros as ratazanas, porém, tal não se verificou. Uma possível justificação para a ausência do mesmo é a idiosincrasia do ácaro, que apenas recorre aos hospedeiros para se alimentar. Os resultados deste estudo estão de acordo com os obtidos por d'Ovidio et al. (2018), no sentido em que, nas 10 ratazanas incluídos nesse estudo, nenhuma se mostrou infestada por este ácaro.

Conforme o referido por Meredith (2006d), a infestação por pulgas ocorre raramente em ratazanas domésticas, não sendo por isso prevista a presença destes parasitas na amostra de murídeos.

Das 6 ratazanas amostradas, 2 eram mantidas permanentemente no interior e recebiam desparasitação externa, e 4 eram mantidas no interior, com acesso esporádico ao exterior. Das 4 ratazanas com acesso ao exterior, apenas 1 não recebia desparasitação externa regular. A melhor explicação para a ausência de ectoparasitas na maioria das ratazanas recai sobre o cumprimento dos protocolos de desparasitação externa por parte dos tutores, mesmo naquelas que tinham acesso esporádico ao exterior.

6.1.6 Hamsters

Em relação ao hamster incluído neste estudo, este foi positivo para o ácaro *Ornithonyssus bacoti* (100%). Apesar de não ser um ácaro específico dos hamsters, segundo d'Ovidio et al. (2017, 2018), na ausência de hospedeiros de eleição (ratazanas), estes ácaros podem recorrer a outros pequenos mamíferos, o que permite justificar a presença do mesmo no único cricetídeo examinado. Comparando estes resultados com os apresentados por d'Ovidio et al. (2018) verifica-se que ambos estão em concordância, pois a presença do ácaro foi detetada em hamsters e não em ratazanas.

6.2 Discussão do estudo dos parasitas gastrointestinais

6.2.1 Coelhos

Na pesquisa de parasitas gastrointestinais em coelhos foi observada a presença de ovos do nematode *Passalurus ambiguus* em 1 (2,70%) dos 37 coelhos. O coelho no qual foram observados os ovos não apresentava quaisquer sinais clínicos, o que está de acordo com o referido por DeCubellis e Graham (2013) e Oglesbee e Lord (2020), que afirmam que, geralmente, os coelhos se mantêm sem sinais clínicos mesmo quando a carga parasitária é elevada. O animal em causa nunca tinha recebido desparasitação interna, sendo esta a explicação mais provável para a presença do parasita. Este é considerado o nematode que mais frequentemente afeta coelhos domésticos, por DeCubellis e Graham (2013) e Oglesbee e Lord (2020), e, por isso, a presença do mesmo, sobretudo nos coelhos não desparasitados (n=5), era esperada; contudo, só se verificou em 1 dos 5 coelhos, nos quais os tutores afirmaram que não cumpriam qualquer protocolo de desparasitação interna.

Os resultados deste estudo estão ainda em concordância com o afirmado por Taylor et al. (2016) que refere que, à excepção de *Passalurus ambiguus*, as infeções por outros helmintos ocorrem raramente em coelhos domésticos, sendo as mesmas mais frequentes em coelhos silvestres devido à maior exposição destes a estadios infecciosos. Tal não se aplica aos coelhos amostrados neste estudo, tendo em conta que, enquanto animais domésticos, a grande maioria era mantida no interior em condições mais controladas, que os resguardam deste tipo de infeções.

Relativamente a protozoários, como *Eimeria* spp., a presença de oocistos não foi observada em nenhum dos coelhos incluídos neste estudo, contrariamente ao observado por Sürsal et al. (2014) e Kurnosova et al. (2019). Por um lado, os coelhos incluídos no estudo de Sürsal et al. (2014) provinham de diferentes lojas de animais, locais onde geralmente o número de indivíduos em contacto é superior e nos quais as práticas de higiene nem sempre são as mais rigorosas, o que favorece a ocorrência deste tipo de infeções; por outro, o estudo de Kurnosova et al. (2019) incluiu uma amostra bastante superior (165 coelhos) e teve uma maior duração (6 anos).

A presença de *Cryptosporidium* spp. também não se verificou, ao contrário do observado por Shiibashi et al. (2006); contudo, a pesquisa do mesmo através da realização do esfregaço fecal corado pelo método de Ziehl-Neelsen apenas foi possível em 12 coelhos, devido à quantidade reduzida de amostra fecal. Em Shiibashi et al. (2006), no qual foram colhidas amostras de fezes de coelhos com diarreia e de coelhos saudáveis provenientes de uma loja de animais, verificou-se uma maior prevalência de *Cryptosporidium* spp. nos coelhos com diarreia. De certa forma, os resultados obtidos por Shiibashi et al. (2006) tornam expectáveis os resultados observados no presente estudo, dado que nenhum dos 12 coelhos nos quais foi possível realizar o esfregaço fecal corado pelo método de Ziehl-Neelsen se apresentava com quadro de diarreia. Independentemente dos resultados observados, fica clara a importância da adoção de cuidados na manipulação de coelhos com esta sintomatologia, devido ao potencial zoonótico deste protozoário.

A presença de *Giardia duodenalis* também não foi observada, e não era esperada, visto que, segundo Oglesbee e Lord (2020), as infecções por estes protozoários em coelhos são raras. Contudo a pesquisa do mesmo deve ser realizada devido ao potencial zoonótico que este apresenta, tal como confirmado no estudo de Pantchev et al. (2014).

Observando ainda os resultados de Szkucik et al. (2014), que estudaram a fauna parasitária de coelhos criados para matadouro, mantidos num elevado número e em grande proximidade, comparativamente aos deste trabalho, é possível verificar uma disparidade entre os mesmos. Esta disparidade torna mais uma vez evidente que, além das condições em que os animais são mantidos, também a densidade elevada pode influenciar os valores de prevalência dos vários parasitas, sobretudo daqueles que apresentam um ciclo de vida direto.

De acordo com as respostas dos tutores, a grande maioria dos coelhos amostrados no presente trabalho, além de serem os únicos da espécie presentes nas habitações, eram mantidos permanentemente no interior em condições mais controladas, salvo algumas exceções que tinham acesso esporádico ao exterior. Além disso, na grande maioria eram cumpridos os protocolos de desparasitação interna quer pelos tutores, quer pelo Médico Veterinário durante a consulta, sendo esta a explicação mais sensata para a baixa prevalência de parasitas observada.

6.2.2 Furões

Nos furões amostrados, também não foram encontrados protozoários, o que de certa forma contraria o afirmado por Lewington (2007), que considera que estes são os parasitas gastrointestinais mais comuns em furões domésticos. Não obstante, a presença de protozoários como *Eimeria furonis*, *E. ictidea*, *Isospora laidlawi*, *Giardia* spp. e *Cryptosporidium* spp. era possível, em virtude de terem sido reportados em investigações

anteriores. Observando os resultados obtidos por Sledge et al. (2011), relativamente a infecções por *E. furonis*, fica claro que, contrariamente ao que se considerava, as infecções por este protozoário podem desencadear quadros severos de doença, especialmente em grupos de furões com densidade animal elevada e introdução ativa de novos indivíduos. Todavia, Sledge et al. (2011) referem ainda que em animais domésticos as infecções são geralmente inaparentes e que a eliminação intermitente de oocistos pode ocorrer, mesmo em infecções severas, aumentando a complexidade do diagnóstico e a possível ocorrência de resultados falsos negativos. Desta forma, aquando da suspeita deste tipo de infecções é aconselhada a realização de múltiplas colheitas e de exames fecais, algo que não foi possível no presente trabalho, visto que a colheita de fezes se processou numa única ocasião (consulta) e que na maioria dos furões foi obtida por zaragatoa (baixa quantidade). Também a dimensão reduzida da amostra constitui, possivelmente, um motivo para estes resultados, visto que Pantchev et al. (2011) e Kurnosova et al. (2019) detetaram a presença de *Eimeria* spp. em furões domésticos, recorrendo a uma amostra maior (253 e 323, respetivamente).

A presença de *Giardia duodenalis* também não se observou, contrariamente aos resultados de Pantchev et al. (2011) que reportaram um crescimento de 2,9% para 13,3% entre 2002 e 2010, e os resultados de Kurnosova et al. (2019) que verificaram a presença deste protozoário em 5 furões entre 2012 e 2017. No entanto, a pesquisa do mesmo deve fazer parte da abordagem clínica a furões com quadros de diarreia, não só pelo impacto nos animais, mas também pelo potencial zoonótico das *assemblages* A e B confirmados em furões por Abe et al. (2010) e Pantchev et al. (2014). A presença de outros protozoários também não foi detetada, ao invés do verificado por Kurnosova et al. (2019), que confirmaram a presença de *Cryptosporidium* spp. em 21 furões domésticos; todavia, tal como referido anteriormente, nesse estudo foi incluído um maior número de animais (323 furões) num maior intervalo de tempo (6 anos), sendo mais provável a deteção de parasitas. Um dos furões incluídos neste trabalho apresentava um quadro de diarreia e, segundo o tutor, para além de ter acesso ocasional ao exterior, não recebia qualquer tratamento preventivo para endoparasitas. Nas suas fezes não foram observados nem oocistos de protozoários nem ovos de parasitas, e, ao conhecimento do autor, a causa desta diarreia não chegou a ser determinada. Importa referir que a realização do esfregaço fecal corado pelo método de Ziehl-Neelsen apenas foi possível no furão com diarreia e noutro, no qual a ausência de parasitas era esperada, dado que o mesmo recebia desparasitação interna regular.

No que diz respeito às infecções por helmintes em furões, Lewington (2007) e Patterson et al. (2014) referem que estes podem ser infetados por parasitas típicos de outros animais (ex.: cães e gatos), sendo que esse tipo de infeção ocorre raramente. Alguns dos furões incluídos neste estudo partilhavam a habitação com outros animais, nomeadamente cães e gatos; no entanto, este tipo de infeções não se verificou, não tendo sido averiguado junto dos

tutores se estes animais coabitantes eram regularmente desparasitados ou se tinham acesso ao exterior. Em comparação com o estudo de d'Ovidio et al. (2014), é mais uma vez evidente que os locais e as condições em que os animais são mantidos pode influenciar a prevalência estimada, visto que dos 15 furões positivos a parasitas, 9 eram provenientes de uma loja de animais, enquanto que 6 pertenciam a tutores individuais. Todos os furões incluídos em d'Ovidio et al. (2014) se mostraram sem sinais clínicos e não receberam qualquer tratamento antiparasitário prévio (animais pertencentes às lojas de animais) ou pelo menos nos três meses anteriores ao estudo (animais pertencentes a tutores individuais). Desta forma, é realçada também a importância da realização da desparasitação, uma vez que em d'Ovidio et al. (2014) a maioria dos animais afetados por parasitas não tinha recebido qualquer tratamento preventivo.

Na amostra de furões incluída neste trabalho (n=8), 5 furões eram mantidos permanentemente no interior, e 3 tinham acesso ocasional ao exterior; porém, 7 dos 8 furões recebiam desparasitação interna com regularidade, o que terá contribuído seguramente para a ausência de quaisquer parasitas gastrointestinais nestes animais.

6.2.3 Porquinhos-da-Índia

A presença de parasitas gastrointestinais não se verificou em nenhum dos 19 porquinhos-da-Índia amostrados. Segundo DeCubellis e Graham (2013) estes animais, enquanto animais de companhia, podem ser hospedeiros de protozoários como *Eimeira caviae* e de nematodes como *Paraspidodera uncinata*. Por exemplo, em d'Ovidio et al. (2015a), onde foram amostrados porquinhos-da-Índia tanto de tutores individuais como de lojas de animais, foi estimada uma prevalência de 13,3% (8/60) para *P. uncinata* e de 10% (6/60) para *E. caviae*, sendo que a infeção por ambos apenas se verificou em 1 porquinho-da-Índia. Além disso, nesse estudo foi ainda evidente que a maioria dos animais positivos para parasitas gastrointestinais eram mantidos em lojas de animais, locais nos quais as condições são mais favoráveis à ocorrência destas infeções, devido ao maior contacto entre animais, à introdução ativa de novos indivíduos e ao ciclo de vida direto destes parasitas. Relativamente à presença de *Cryptosporidium* spp. e *Giardia* spp., ambos os estudos estão em concordância, pois os mesmos não foram detetados nas amostras. No entanto, importa referir que a realização do esfregaço fecal corado pelo método de Ziehl-Neelsen apenas foi possível em 4 porquinhos-da-Índia no presente trabalho, facto que limitou a pesquisa destes protozoários.

De certa forma, os resultados obtidos por Jarošová et al. (2020), relativamente ao nematode *Paraspidodera uncinata*, tornam expectáveis os resultados observados no presente estudo, na medida em que Jarošová et al. (2020) apenas detetaram este nematode em 2 dos 49 porquinhos-da-Índia, os quais provinham de lojas de animais e clubes de criação,

locais onde as infecções se perpetuariam mais facilmente, quando comparado com o ambiente mais controlado em que por porquinhos-da-Índia amostrados no presente estudo se encontravam.

A importância dos protocolos de desparasitação é perceptível observando, de novo, os estudos de d'Ovidio et al. (2015a) e de Jarošová et al. (2020), nos quais os animais amostrados não receberam qualquer tratamento antiparasitário prévio e alguns se mostraram infetados por parasitas. Com base nas respostas fornecidas pelos tutores, verificou-se que 16 porquinhos-da-Índia incluídos no presente trabalho eram mantidos sempre no interior, sendo este um dos fatores que terá contribuído para os resultados obtidos, uma vez que nessas condições os animais se encontram mais protegidos face a estadios infecciosos dos parasitas. Para além disso, nos porquinhos-da-Índia para os quais se obteve informação relativamente à desparasitação interna (n=13), averiguou-se que 9 a recebiam regularmente, fator que terá igualmente contribuído para os resultados observados.

6.2.4 Chinchilas

No caso das chinchilas a pesquisa de protozoários também se revelou negativa. Relativamente às infecções por *Giardia duodenalis*, este estudo está em concordância com o referido por Mans e Donnelly (2020), que afirmam que as infecções por este protozoário são mais frequentes em colónias. Este seria o protozoário mais esperado, uma vez que, em vários estudos realizados em países da Europa, foram estimadas prevalências relativamente elevadas, sendo que, em todos, a população amostrada foi bastante superior à utilizada neste estudo, e em alguns, as chinchilas amostradas pertenciam a colónias (Gherman et al. 2018; Pantchev et al. 2014; Levecke et al. 201; Veronesi et al. 2012; Teixeira 2013; Kurnosova et al. 2019).

Gherman et al. (2018) afirmam que a sensibilidade do meio de diagnóstico é outro fator com impacto na prevalência estimada, o que pode também justificar a ausência deste protozoário na presente investigação, dado que os autores referem que as técnicas coprológicas apresentam uma menor sensibilidade, comparativamente aos métodos serológicos e moleculares (ELISA, PCR) utilizados em alguns dos estudos, acima referidos. Este fator, em conjunto com a eliminação intermitente de quistos nas fezes, por vezes verificada, e com o facto de as soluções utilizadas nas técnicas de flutuação poderem causar a deterioração dos quistos, pode determinar a ocorrência de resultados falsos negativos (Mans and Donnelly 2013). Surge assim uma possível justificação para os resultados obtidos neste estudo, visto que, além do tamanho reduzido da amostra de chinchilas (n=3), a pesquisa de protozoários nestes animais apenas se realizou através de técnicas coprológicas, sobretudo pelo método de Willis. Independentemente dos resultados obtidos, a pesquisa de *G. duodenalis* deve ser realizada com alguma regularidade, considerando que

em muitos dos estudos, acima referidos, se observou a presença das *assemblages* A e B (zoonóticos) em chinchilas, o que sugere que estes animais podem atuar como reservatórios para as infeções em humanos.

Devido à quantidade reduzida de amostra fecal, a realização do esfregaço fecal corado pelo método de Ziehl-Neelsen apenas foi possível em 1 chinchila e a presença de *Cryptosporidium* spp., neste estudo, assim como no de Teixeira (2013), não se verificou. Em contrapartida, Qi et al. (2015) observaram a infeção por *Cryptosporidium parvum* e *C. ubiquitum* em 14 chinchilas; no entanto, é possível afirmar que a presente investigação está ainda em concordância com este último, visto que a presença dos mesmos apenas se verificou nas chinchilas provenientes de lojas de animais e de clubes de criação, e não nas pertencentes a tutores individuais, supostamente mantidas em condições mais controladas. Salienta-se que estas infeções são possíveis de acontecer em chinchilas de estimação, sendo importante a sua pesquisa devido ao risco que acarretam para a Saúde Pública.

Quanto à presença de nematodes, esta não se verificou, nem era esperada, pois Mans e Donnelly (2020) afirmam que a prevalência nestes animais é geralmente baixa. Relativamente à ausência de cestodes, como *Rodentolepis nana*, comparando os resultados obtidos com os de d'Ovidio et al. (2015b), infere-se novamente que a origem dos animais que constituem as amostras pode influenciar a presença de parasitas, em virtude de a maior prevalência deste parasita, nesse estudo, ter sido observada nas chinchilas que provinham de lojas de animais, locais onde o contacto entre indivíduos é mais evidente e a higiene se encontra por vezes comprometida. De certa forma, os resultados obtidos por Kurnosova et al. (2019), tornam expectável a ausência deste parasita na presente investigação, dado que estes autores apenas detetaram a presença deste cestode em 1 chinchila numa amostra bastante superior (217 chinchilas) e num maior período de tempo (6 anos).

Com base nas respostas adquiridas nos inquéritos, verificou-se que as 3 chinchilas incluídas neste estudo eram mantidas continuamente no interior e que todas recebiam desparasitação interna, sendo possível afirmar que estes fatores terão muito presumivelmente, influenciado os resultados observados neste trabalho.

6.2.5 Ratazanas

Na amostra de murídeos presentes neste estudo (6 ratazanas) não foram encontrados parasitas gastrointestinais. Não é do conhecimento do autor a existência de casos reportados de infeções por protozoários em ratazanas de estimação, o que suporta a ideia de que esse tipo de infeções é mais frequente em animais silvestres ou em colónias, devido à maior exposição a estadios infecciosos e à facilidade da transmissão justificada pelo ciclo de vida direto que estes apresentam. O estudo de Chagas et al. (2017) é exemplo disso, no sentido em que foram observados protozoários e helmintes em ratazanas pertencentes a uma colónia

classificada como “convencional”, o que significa que os animais eram mantidos em gaiolas abertas, sem restrições de entrada e saída para espaço comum, e nos quais o controlo de agentes infecciosos (incluindo parasitas) não era o mais rigoroso. Torna-se evidente que o ambiente e as condições menos controladas, em que os animais são mantidos, juntamente com a elevada densidade animal, são fatores determinantes na prevalência destas infeções.

Da mesma forma, a presença de nematodes e de cestodes também não se observou, sendo que a ausência dos mesmos pode ser justificada através da comparação com outros estudos, como o de Jarošová et al. (2020), Chagas et al. (2017), Panti-May et al. (2017), Fitte et al. (2017) e d’Ovidio et al. (2015b), porque nesses foram amostradas ratazanas provenientes de locais onde as infeções por estes helmintes se perpetuam mais facilmente, devido ao maior contacto entre animais e ao menor controlo das condições (ex.: lojas de animais, mercados de rua, clubes de criação, um jardim zoológico ou mesmo ratazanas silvestres).

Importa referir que, no caso das ratazanas, as amostras de fezes foram obtidas por zaragatoa e que nestas apenas se realizou a técnica de flutuação pelo método de Willis, o que limitou a pesquisa de alguns parasitas descritos nestes animais, nomeadamente o protozoário *Cryptosporidium* spp.; contudo, segundo Baker (2007), as infeções por *Cryptosporidium muris* e *C. parvum* são mais frequentes em ratazanas silvestres.

De acordo com o mencionado pelos tutores, todas as ratazanas incluídas neste trabalho eram mantidas no interior; no entanto, 4 dessas 6 ratazanas tinham acesso esporádico ao exterior. Além disso, segundo os tutores, apenas 1 das 4 ratazanas com acesso ao exterior não recebia desparasitação interna regular, o que poderia predispor a este tipo de infeções, mas tal não se verificou. Relativamente às outras 2 ratazanas que não recebiam qualquer tratamento preventivo para endoparasitas, ambas eram mantidas permanentemente no interior das habitações, o que em parte limita a exposição dos animais a estadios infecciosos dos parasitas.

6.2.6 Hamsters

Por último, a presença de parasitas gastrointestinais não se apurou no único hamster presente em estudo, uma vez que a colheita de amostra fecal neste animal não foi possível. Independentemente disso, é expectável que a prevalência destes parasitas em hamsters de estimação seja menor, na medida em que nos estudos de Sürsal et al. (2014), Jarošová et al. (2020), Panti-May et al. (2017) e d’Ovidio et al. (2015b), anteriormente mencionados, a maioria dos animais infetados, incluindo hamsters, pertenciam a lojas de animais.

6.3 Discussão do estudo dos parasitas pulmonares

A pesquisa de nematodes pulmonares, com recurso à técnica de Baermann, foi realizada sempre que a quantidade de fezes o permitiu, embora nenhum dos casos se tenha

revelado positivo. Relativamente aos coelhos, Taylor et al. (2016) referem infeções pulmonares por *Protostrongylus tauricus*, *P. pulmonaris* e *P. oryctolagi*, afirmando que a maioria ocorre em coelhos silvestres. Assim embora possíveis, as infeções por estes parasitas não eram esperadas visto que a maioria dos coelhos incluídos neste estudo, enquanto animais domésticos, eram mantidos no interior e além disso, à grande maioria era administrada regularmente a desparasitação interna.

Torres et al. (2008) e Akdesir et al. (2018) evidenciam as infeções por parasitas pulmonares em mustelídeos silvestres, nomeadamente em tourões (espécie da qual descendem os furões). O acesso livre ao exterior, comparativamente ao estilo de vida de interior, justifica a maior prevalência verificada nesses animais, uma vez que, como animais silvestres, contactam mais frequentemente com fontes de infeção. No entanto, embora não se tenha verificado, havia possibilidade de alguns parasitas ocorrerem, em virtude de Lewington (2007) assinalar também que os furões domésticos podem ser afetados por parasitas pulmonares, como o *Crenosoma* spp. e *Aelurostrongylus abstrusus*. Todavia, além da maioria ser mantida permanentemente no interior, segundo os tutores, apenas 1 dos 8 furões amostrados neste estudo não recebia, habitualmente, desparasitação interna.

A realização desta técnica não foi possível no caso das ratazanas. Todavia, Taylor et al. (2016) e Cowie (2017) mencionam possíveis infeções pelo nematode *Angiostrongylus cantonensis* em ratazanas de zonas com clima tropical. Embora a presença não fosse esperada, Cowie (2017) refere que, com as alterações climáticas, é expectável que este parasita comece a surgir em novas regiões, sendo importante considerar a infeção como um possível dignóstico diferencial de doença respiratória nestes animais, justificando o aumento da pesquisa do mesmo por parte dos médicos veterinários, não só pela proteção dos animais, mas também pelo potencial zoonótico que o parasita apresenta.

6.4 Limitações ao estudo

Sendo a base deste estudo a colheita de amostras para a pesquisa de parasitas, a principal limitação foi a quantidade de amostra obtida, mais concretamente no caso das fezes, visto que muitas vezes se limitou à quantidade obtida com recurso à zaragatoa. Este fator restringiu a pesquisa, no sentido em que nem sempre foi possível realizar as várias técnicas coprológicas pretendidas, tendo sido priorizada a técnica de flutuação pelo método de Willis nesses casos.

VII Conclusão

Neste trabalho foi realizado um rastreio parasitológico aos mamíferos exóticos que se apresentaram à consulta no Hospital Escolar Veterinário da FMV-ULisboa, com o intuito de perceber quais os parasitas, externos e internos (gastrointestinais e pulmonares), mais frequentes nestes animais, enquanto animais de estimação. Foi também averiguado o grau de conhecimento dos tutores relativamente à importância da realização da correta desparasitação, interna e externa.

O conhecimento da fauna parasitológica destes animais é determinante, não só pelo impacto que os mesmos têm nos seus hospedeiros naturais, mas também pelo potencial zoonótico que alguns apresentam, constituindo, assim, um risco tanto para os tutores como para os médicos veterinários.

No decorrer da análise dos resultados obtidos, foi evidenciada uma maior prevalência de ectoparasitas (20,27%) em relação aos parasitas gastrointestinais (1,35%) e aos parasitas pulmonares (0%). Relativamente à pesquisa de ectoparasitas, das 6 espécies de mamíferos exóticos incluídas neste estudo, a que se mostrou mais parasitada foi o coelho (*Oryctolagus cuniculus*) (8/74; 10,81%). Sendo o coelho o terceiro animal de estimação mais comum em Portugal, a seguir ao cão e ao gato, seria expectável que estes fossem os animais mais parasitados, visto que, além da sua maior representatividade na amostra, estes foram os animais para os quais um maior número de tutores afirmou não realizar qualquer tipo de desparasitação externa. Nos outros animais (furões, ratazanas e hamster) apenas foi observada a infestação em 1 animal de cada espécie (1/74; 1,35%), ao passo que nas chinchilas não foram observados ectoparasitas. Importa referir que na espécie mais parasitada (coelhos), a maioria dos ectoparasitas observados (*Cheyletiella parasitovorax* e *Leporacarus gibbus*), além de serem altamente contagiosos, apresentam potencial zoonótico, o que realça a importância da adoção de cuidados na manipulação destes animais, quer pelos tutores quer pelo médico veterinário. No que diz respeito aos outros ectoparasitas encontrados, apesar de não apresentarem potencial zoonótico (à exceção de *Ornithonyssus bacoti*), todos são facilmente transmitidos a outros animais (da mesma espécie ou de espécie diferente) que se encontrem nas habitações.

Quanto à presença de endoparasitas, e mais concretamente de parasitas gastrointestinais, apenas se observou a infeção em 1 coelho no total da amostra de mamíferos (1/74; 1,35%); contudo, tal era esperado, uma vez que a maioria dos animais amostrados recebia desparasitação interna regular. Este fator, juntamente com o facto das infeções ocorrerem geralmente em animais silvestres, permite também explicar a ausência de parasitas pulmonares.

Quanto aos resultados observados relativamente ao cumprimento dos protocolos de desparasitação externa por parte dos tutores, verificou-se que 51,35% (38/74) dos animais

não recebiam desparasitação externa regular. Estes valores chamam a atenção não só para o desconhecimento dos tutores relativamente à importância da prevenção destas infestações, mas também para a necessidade de uma maior sensibilização dos mesmos em relação ao impacto que estes parasitas podem ter na saúde dos seus animais e do risco zoonótico que alguns representam.

Quanto aos resultados observados em relação ao cumprimento dos protocolos de prevenção de endoparasitas, a tendência observada foi diferente, dado 64,86% (48/74) dos animais receberem desparasitação interna, sendo que, na maioria dos casos, a mesma era realizada em consulta pelo médico veterinário assistente.

De uma forma geral, considera-se que os objetivos propostos para a presente dissertação foram cumpridos e que a mesma, assim como outros estudos publicados nesta área, procurou colmatar algumas lacunas ainda presentes na informação relativamente à fauna parasitológica dos pequenos mamíferos domésticos, cada vez mais presentes nos lares portugueses.

VIII REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abe N, Tanoue T, Noguchi E, Ohta G, Sakai H. 2010. Molecular characterization of *Giardia duodenalis* isolates from domestic ferrets. *Parasitology Res.* 106(3):733–736. doi:10.1007/s00436-009-1703-7
- Akdesir E, Origgi FC, Wimmershoff J, Frey J, Frey CF, Ryser-Degiorgis MP. 2018. Causes of mortality and morbidity in free-ranging mustelids in Switzerland: Necropsy data from over 50 years of general health surveillance. *BMC Vet Res.* 14(1):1–19. doi:10.1186/s12917-018-1494-0
- Baker DG. 2007. Parasites of Rats and Mice. In: Baker DG, editor. *Flynn's Parasites of Laboratory Animals*. 2ª Edição. Oxford (UK): Blackwell Publishing. p.303-397
- Ballweber LR, Harkness JE. 2007. Parasites of Guinea Pigs. In: Baker DG, editor. *Flynn's Parasites of Laboratory Animals*. 2ª Edição. Oxford (UK): Blackwell Publishing. p.421-449
- Beaufriere H, Neta M, Smith DA, Taylor WM. 2009. Demodectic Mange Associated With Lymphoma in a Ferret. *Journal of Exotic Pet Medicine.* 18(1):57–61. doi:10.1053/j.jepm.2008.10.007
- Beck W, Fölster-Holst R. 2009. Tropical rat mites (*Ornithonyssus bacoti*) - Serious ectoparasites. *J Dtsch Dermatol Ges.* 7(8):667–670. doi:10.1111/j.1610-0387.2009.07140.x
- Birke LL, Molina PE, Baker DG, Leonard ST, Marrero LJ, Johnson M, Simkin J. 2009. Comparison of selamectin and imidacloprid plus permethrin in eliminating *Leporacarus gibbus* infestation in laboratory rabbits (*Oryctolagus cuniculus*). *J Am Assoc Lab Anim Sci.* 48(6):757-762. PMID: 19930824
- Bowman, DD. 2014. *Georgis' Parasitology for Veterinarians*. 10ª edição. St Louis (MO): Elsevier Saunders
- Brandão J, Graham J, Quesenberry KE. 2020. Basic Approach to Veterinary Care of Rabbits. In: Quesenberry KE, Orcutt CJ, Mans C, Carpenter JW, editores. *Ferrets, Rabbits and Rodents Clinical Medicine and Surgery*. 4ª Edição. St. Louis (MO):Elsevier. p.150-161.
- Brousseau G. 2020. Oral fluralaner as a treatment for *Demodex aurati* and *Demodex criceti* in a golden (Syrian) hamster (*Mesocricetus auratus*). *Can Vet J.* 61(2):135-137. PMID: 32020929
- Carvalho T. 2016. Técnica de necrópsia de roedores. In: Peleteiro M, Silva J, Dias-Pereira P, Carvalho T, Faustino A, Correia J, Pissarra H, Stilwell G. *Manual de Necrópsia Veterinária*. 1ª Edição. Lisboa (PT):Lidel. p. 81-96
- Casemore DP, Armstrong M, Sands RL. 1985. Laboratory diagnosis of cryptosporidiosis. *J Clin Pathol.* 38:1337-1341
- 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.* 63(4):291–297. doi:10.17420/ap6304.115

- Cole D, Rea-Keywood J, Metz MA. 2013. Common Mites of Your Rabbit and Small Animal Part II: Cavy Lice. [Internet]. [acedido em 2020 mar 19]. <https://njaes.rutgers.edu/fs1184/>
- Correia J, Pissarra H. 2016. Seleção, recolha e envio de material para laboratório. In: Peleteiro M, Silva J, Dias-Pereira P, Carvalho T, Faustino A, Correia J, Pissarra H, Stilwell G. Manual de Necrópsia Veterinária. 1ª Edição. Lisboa (PT):Lidel. p. 131-137
- Cowie RH. 2017. *Angiostrongylus cantonensis*: Agent of a Sometimes Fatal Globally Emerging Infectious Disease (Rat Lungworm Disease). *ACS Chem Neurosci*. 8(10):2102–2104. doi: 10.1021/acchemneuro.7b00335
- d'Ovidio D, Noviello E, Ianniello D, Cringoli G, Rinaldi L. 2015a. Survey of endoparasites in pet guinea pigs in Italy. *Parasitol Res*. 114(3):1213–1216. doi:10.1007/s00436-014-4289-7
- d'Ovidio D, Noviello E, Pepe P, Del Prete L, Cringoli G, Rinaldi L. 2015b. Survey of *Hymenolepis* spp. in pet rodents in Italy. *Parasitol Res*. 114(12):4381–4384. doi:10.1007/s00436-015-4675-9
- d'Ovidio D, Noviello E, Santoro D. 2017. Tropical rat mite (*Ornithonyssus bacoti*) infestation in pet Syrian hamsters (*Mesocricetus auratus*) and their owner. *Vet Dermatol*. 28(2):256–257. doi:10.1111/vde.12411
- d'Ovidio D, Noviello E, Santoro D. 2018. Prevalence and zoonotic risk of tropical rat mite (*Ornithonyssus bacoti*) in exotic companion mammals in southern Italy. *Vet Dermatol*. 29(6):522-e174. doi:10.1111/vde.12684
- d'Ovidio D, Pepe P, Ianniello D, Noviello E, Quinton JF, Cringoli G, Rinaldi L. 2014. First survey of endoparasites in pet ferrets in Italy. *Vet Parasitol*. 203(1–2), 227–230. doi:10.1016/j.vetpar.2014.03.019
- d'Ovidio D, Santoro D. 2014a. *Leporacarus gibbus* infestation in client-owned rabbits and their owner. *Vet Dermatol*. 25(1): 46-e17. doi:10.1111/vde.12089
- d'Ovidio D, Santoro D. 2014b. Prevalence of fur mites (*Chirodiscoides caviae*) in pet guinea pigs (*Cavia porcellus*) in southern Italy. *Vet Dermatol*. 25(2):135-138 doi:10.1111/vde.12110
- d'Ovidio D, Santoro D. 2015. Survey of Zoonotic Dermatoses in Client-Owned Exotic Pet Mammals in Southern Italy. *Zoonoses Public Health*. 62(2): 100-104. doi:10.1111/zph.12100
- d'Ovidio D, Santoro D. 2020. Dermatologic Diseases of Ferrets. In: Quesenberry KE, Orcutt CJ, Mans C, Carpenter JW, editores. *Ferrets, Rabbits and Rodents Clinical Medicine and Surgery*. 4ª Edição. St. Louis (MO):Elsevier. p.109-116.
- DeCubellis J, Graham J. 2013. Gastrointestinal disease in guinea pigs and rabbits. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract*. 16(2): 421-435. doi:10.1016/j.cvex.2013.01.002
- Donnelly TM, Vella D. 2020. Basic Anatomy, Physiology, and Husbandry of Rabbits. In: Quesenberry KE, Orcutt CJ, Mans C, Carpenter JW, editores. *Ferrets, Rabbits and Rodents Clinical Medicine and Surgery*. 4ª Edição. St. Louis (MO):Elsevier. p.131-149.
- Durden LA. 2019. Lice (Phthiraptera). In: Mullen GR, Durden LA, editores. *Medical and Veterinary Entomology*. 3ª edição. Oxford (UK):Elsevier. p. 79-106

- Duszynski DW, Couch L. 2013. The Biology and Identification of the Coccidia (Apicomplexa) of Rabbits of the World. 1ª edição. Londres (UK):Elsevier
- Eshar D, Bdolah-Abram T. 2012. Comparison of efficacy, safety, and convenience of selamectin versus ivermectin for treatment of *Trixacarus caviae* mange in pet guinea pigs (*Cavia porcellus*). *J Am Vet Med Assoc.* 241(8):1056-1058. doi: 10.2460/javma.241.8.1056.
- Eshar D. 2019. Ectoparasites in Rabbits [Internet]. [acedido em 2020 mar 18]. <https://www.cliniciansbrief.com/article/ectoparasites-rabbits>
- Fayer R, Morgan U, Upton SJ. 2000. Epidemiology of *Cryptosporidium*: Transmission, detection and identification. *Int J Parasitol.* 30(12–13): 1305-1322. doi:10.1016/S0020-7519(00)00135-1
- Fehr M, Koestlinger S. 2013. Ectoparasites in Small Exotic Mammals. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract.* 16(3): 611-657. doi:10.1016/j.cvex.2013.05.011
- Ferreira R. 2017. Espécies exóticas: uma realidade cada vez maior [Internet]. [acedido em 2020 fev 12]. <https://www.veterinaria-atual.pt/na-clinica/especies-exoticas-uma-realidade-cada-vez-maior/>
- Fisher M, Beck W, Hutchinson MJ. 2007. Efficacy and safety of selamectin (Stronghold®/Revolution™) used off-label in exotic pets. *Intern J Appl Res Vet Med.* 5(3):87-96. URL: <https://www.jarvm.com/articles/Vol5Iss3/Beck%2087-96.pdf>
- Fitte B, Robles MR, Dellarupe A, Unzaga JM, Navone GT. 2018. *Hymenolepis diminuta* and *Rodentolepis nana* (Hymenolepididae: Cyclophyllidea) in urban rodents of Gran la Plata: Association with socio-environmental conditions. *J Helminthol.* 92(5):549–553. doi:10.1017/ S0022149X17000864
- Frohlich J. 2020. Rats and Mice. In: Quesenberry KE, Orcutt CJ, Mans C, Carpenter JW, editores. *Ferrets, Rabbits and Rodents Clinical Medicine and Surgery.* 4ª Edição. St. Louis (MO):Elsevier. p.345-367.
- Gherman CM, Kalmár Z, Györke A, Mircean V. 2018. Occurrence of *Giardia duodenalis* assemblages in farmed long-tailed chinchillas *Chinchilla lanigera* (Rodentia) from Romania. *Parasit Vectors.* 11(1):1–6. doi:10.1186/s13071-018-2652-8
- Hankenson FC, Van Hoosier GL. 2007. Parasites of Hamsters. In: Baker DG, editor. *Flynn's Parasites of Laboratory Animals.* 2ª Edição. Oxford (UK): Blackwell Publishing. p.399-412
- Hoefler HL. 2020. Gastrointestinal Diseases of Ferrets. In: Quesenberry KE, Orcutt CJ, Mans C, Carpenter JW, editores. *Ferrets, Rabbits and Rodents Clinical Medicine and Surgery.* 4ª Edição. St. Louis (MO): Elsevier. p.27-38.
- Honda M, Namikawa K, Hirata H, Neo S, Maruo T, Lynch J, Chida A, Morita T. 2011. An Outbreak of *Trixacarus caviae* infestation in guinea pigs at an animal petting facility and an evaluation of the safety and suitable dose of selamectin treatment. *J Parasitol.* 97(4):731- 734. doi:10.1645/GE-2725.1
- Huynh M, Pignon C. 2013. Gastrointestinal Disease in Exotic Small Mammals. *J Exot Pet Med.* 22: 118-131. doi:10.1053/j.jepm.2013.05.004

- Jarošová J, Antolová D, Zalesny G, Halán M. 2020. Oxyurid nematodes of pet rodents in Slovakia - a neglected zoonotic threat. *Rev Bras Parasitol Vet.* 29(1):e014319. doi:10.1590/S1984-29612019072
- Kim SH, Jun HK, Song KH, Gram D, Kim DH. 2008a. Prevalence of fur mites in pet rabbits in South Korea. *Vet Dermatol.* 19(3):189–190. doi: 10.1111/j.1365-3164.2008.00673.x
- Kirwan AP, Middleton B, McGarry JW. 1998. Diagnosis and prevalence of *Leporacarus gibbus* in the fur of domestic rabbits in the UK. *Vet Rec.* 142(1):20-21. doi: 10.1136/vr.142.1.20. PMID: 9460219.
- Kurnosova OP, Arisov MV, Odoyevskaya IM. 2019. Intestinal parasites of pets and other house-kept animals in Moscow. *Helminthologia.* 56(2):108–117. doi:10.2478/helm2019-0007
- Levecke B, Meulemans L, Dalemans T, Casaert S, Claerebout E, Geurden T. 2011. Mixed *Giardia duodenalis* assemblage A, B, C and E infections in pet chinchillas (*Chinchilla lanigera*) in Flanders (Belgium). *Vet Parasitol.* 177(1–2):166–170. doi:10.1016/j.vetpar.2010.11.027
- Lewington JH. 2007. *Ferret Husbandry, Medicine and Surgery.* 2ª Edição. Philadelphia (USA): Elsevier Limited.
- Mans C, Donnelly TM. 2013. Update on Diseases of Chinchillas. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract.* 16(2):383-406. doi: 10.1016/j.cvex.2013.01.007.
- Mans C, Donnelly TM. 2020 Chinchillas. In: Quesenberry KE, Orcutt CJ, Mans C, Carpenter JW, editores. *Ferrets, Rabbits and Rodents Clinical Medicine and Surgery.* 4ª Edição. St. Louis (MO): Elsevier. p.298-322.
- Matos RD, Kalivoda K. 2013. Dermatoses of Exotic Small Mammals. In: Miller WH, Griffin CE, Campbell KL. Muller and Kirk's *Small Animal Dermatology.* 7ª Edição. St. Louis (MO):Elsevier. p.1715-1808
- McNitt JI, Lukefahr SD, Cheeke PR, Patton NM. 2013. *Rabbit Production.* 9ª edição. Oxfordshire (UK): CABI
- Meredith A. 2006a. Skin Diseases and Treatment of Rabbits. In: Paterson S, editor. *Skin Diseases of Exotic Pets.* 1ª Edição. Oxford: Blackwell Science Ltd. p. 288–311
- Meredith A. 2006b. Skin Diseases and Treatment of Guinea Pigs. In: Paterson S, editor. *Skin Diseases of Exotic Pets.* 1ª Edição ed. Oxford: Blackwell Science Ltd. p. 232–350
- Meredith A. 2006c. Skin Diseases and Treatment of Chinchillas. In: Paterson S, editor. *Skin Diseases of Exotic Pets.* 1ª Edição. Oxford: Blackwell Science Ltd. p. 195–203
- Meredith A. 2006d. Skin Diseases and Treatment of Rats. In: Paterson S, editor. *Skin Diseases of Exotic Pets.* 1ª Edição. Oxford: Blackwell Science Ltd. p. 312–324
- Meredith A. 2006e. Skin Diseases and Treatment of Hamsters. In: Paterson S, editor. *Skin Diseases of Exotic Pets.* 1ª Edição. Oxford: Blackwell Science Ltd. p. 251–263
- Miedel EL, Hankenson FC. 2015. Biology and Diseases of Hamsters. In: Fox JG, Anderson LC, Otto GM, Pritchett-Corning KR, Whary MT, editores. *Laboratory Animal Medicine.* 3ª Edição. Oxford (UK):Elsevier. p.209-245

- Miller DS, Eagle RP, Zabel S, Rosychuk R, Campbell TW. 2006. Efficacy and safety of selamectin in the treatment of *Otodectes cynotis* infestation in domestic ferrets. *Vet Rec.* 159(22): 748. doi:10.1136/vr.159.22.748
- Mitchell MA, Tully TN. 2020. Zoonotic Diseases Associated with Small Mammals. In: Quesenberry KE, Orcutt CJ, Mans C, Carpenter JW, editores. *Ferrets, Rabbits and Rodents Clinical Medicine and Surgery*. 4ª Edição. St. Louis (MO):Elsevier. p.609-619.
- Miwa Y, Mayer J. 2020. Hamsters and Gerbils. In: Quesenberry KE, Orcutt CJ, Mans C, Carpenter JW, editores. *Ferrets, Rabbits and Rodents Clinical Medicine and Surgery*. 4ª Edição. St. Louis (MO):Elsevier. p.368-384.
- Morrisey JK, Carpenter JW. 2020. Appendix: Formulary. In: Quesenberry KE, Orcutt CJ, Mans C, Carpenter JW, editores. *Ferrets, Rabbits and Rodents Clinical Medicine and Surgery*. 4ª Edição. St. Louis (MO):Elsevier. p.620-630.
- Nath AJ. 2016. Treatment and control of *Trixacarus caviae* infestation in a conventional guinea pig (*Cavia porcellus*) breeding colony. *J Parasit Dis.* 40(4): 1213-1216. doi:10.1007/s12639-015-0652-6
- Oglesbee BL, Lord B. 2020. Gastrointestinal Diseases of Rabbits. In: Quesenberry KE, Orcutt CJ, Mans C, Carpenter JW, editores. *Ferrets, Rabbits and Rodents Clinical Medicine and Surgery*. 4ª Edição. St. Louis (MO):Elsevier. p.174-187.
- Otto GM, Franklin CL, Clifford CB. 2015. Biology and Diseases of Rats. In: Fox JG, Anderson LC, Otto GM, Pritchett-Corning KR, Whary MT, editores. *Laboratory Animal Medicine*. 3ª Edição. Oxford (UK):Elsevier. p.151-207
- Palmeiro BS, Roberts H. 2013. Clinical Approach to Dermatologic Disease in Exotic Animals. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract.* 16(3):523–577. doi:10.1016/j.cvex.2013.05.003
- Pantchev N, Broglia A, Paoletti B, Globokar Vrhovec M, Bertram A, Nöckler K, Cacciò SM. 2014. Occurrence and molecular typing of *Giardia* isolates in pet rabbits, chinchillas, guinea pigs and ferrets collected in Europe during 2006-2012. *Vet Rec.* 175(1):18. doi:10.1136/vr.102236
- Pantchev N, Gassmann D, Globokar-Vrhovec M. 2011. Parasitic diseases: Increasing numbers of *Giardia* (but not coccidian) infections in ferrets, 2002 to 2010. *Vet Rec.* 168(19):519. doi:10.1136/vr.d2962
- Panti-May JA, Caraveo-Centeno L, Hernández-Betancourt SF, Robles MR, Machain-Williams C. 2017. Survey of intestinal helminths collected from pet rodents in México. *Parasitol Res.* 116(11):3239–3242. doi:10.1007/s00436-017-5626-4
- Patterson MM, Fox JG, Eberhard ML. 2014. Parasitic Diseases. In: Fox JG, Marini RP, editores. *Biology and Diseases of the Ferret*. 3ª Edição. Oxford (UK): Wiley Blackwell. p.553-572
- Pignon C, Mayer J. 2020. Guinea Pigs. In: Quesenberry KE, Orcutt CJ, Mans C, Carpenter JW, editores. *Ferrets, Rabbits and Rodents Clinical Medicine and Surgery*. 4ª Edição. St. Louis (MO):Elsevier. p.270-297.
- Powers LV, Perpiñán D. 2020. Basic Anatomy, Physiology, and Husbandry of Ferrets. In: Quesenberry KE, Orcutt CJ, Mans C, Carpenter JW, editores. *Ferrets, Rabbits and Rodents Clinical Medicine and Surgery*. 4ª Edição. St. Louis (MO):Elsevier. p.1-12.

- 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.* 64(5):339–341. doi:10.1016/j.parint.2015.05.007
- Reavill D. 2014. Pathology of the Exotic Companion Mammal Gastrointestinal System. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract.* 17: 145-164. doi:10.1016/j.cvex.2014.01.002
- 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.* 167(8):287–290. doi:10.1136/vr.c3453
- Schönfelder J, Henneveld K, Schönfelder A, Hein J, Müller R. 2010. Concurrent infestation of *Demodex caviae* and *Chirodiscoides caviae* in a guinea pig A case report. *Tierarztl Prax Ausg K Kleintiere Heimtiere.* 38(1):28–30. doi:10.1055/s-0038-1622826
- Shiibashi T, Imai T, Sato Y, Abe N, Yukawa M, Nogami S. 2006. *Cryptosporidium* infection in juvenile pet rabbits. *J. Vet. Med. Sci.* 68(3):281-282. doi: 10.1292/jvms.68.281.
- Shoeb TR, Cartner SC, Baker RA, Gerrity LW. 2007. In: Baker DG, editor. *Flynn's Parasites of Laboratory Animals.* 2ª Edição. Oxford (UK): Blackwell Publishing. p.451-499
- Shomer NH, Holcombe H, Harkness JE. 2015. Biology and Diseases of Guinea Pigs. In: Fox JG, Anderson LC, Otto GM, Pritchett-Corning KR, Whary MT, editores. *Laboratory Animal Medicine.* 3ª Edição. Oxford (UK):Elsevier. p.247-283
- Singh SK, Dimri U, Ahmed QS, Sayedda K, Singh KV. 2013. Efficacy of doramectin in *Trixacarus caviae* infestation in guinea pigs (*Cavia porcellus*). *J Parasit Dis.* 37(1):148–150. doi:10.1007/s12639-012-0155-7
- Sledge DG, Bolin SR, Lim A, Kaloustian LL, Heller RL, Carmona FM, Kiupel M. 2011. Outbreaks of severe enteric disease associated with *Eimeria furonis* infection in ferrets (*Mustela putorius furo*) of 3 densely populated groups. *J Am Vet Med Assoc.* 239(12):1584–1588. doi:10.2460/javma.239.12.1584
- Sueur CL, Bour S, Schaper R. 2011. Efficacy and safety of the combination imidacloprid 10%/moxidectin 1.0% Spot-on (Advocate® spot-on for small cats and ferrets) in the treatment of ear mite infection (*Otodectes cynotis*) in ferrets. *Parasitol Res.* 109(1):149–156. doi:10.1007/s00436-011-2411-7
- Sürsal N, Gökpınar S, Yıldız K. 2014. Prevalence of intestinal parasites in hamsters and rabbits in some pet shops of Turkey. *Turkiye Parazitol Derg.* 38(2): 102-105. doi:10.5152/tpd.2014.3338
- Szkucik K, Pyz-Łukasik R, Szczepaniak KO, Paszkiewicz W. 2014. Occurrence of gastrointestinal parasites in slaughter rabbits. *Parasitol Res.* 113(1):59–64. doi:10.1007/s00436-013-3625-7
- Taylor MA, Coop RL, Wall RL. 2016. *Veterinary Parasitology.* 4ª Edição. United Kingdom: Willey Blackwell
- 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

- Torres J, Miquel J, Fournier P, Fournier-Chambrillon C, Liberge M, Fons R, Feliu C. 2008. Helminth communities of the autochthonous mustelids *Mustela lutreola* and *M. putorius* and the introduced *Mustela vison* in south-western France. *J Helminthol.* 82(4):349–355. doi:10.1017/S0022149X08046920
- Varga M, Paterson S. 2020. Dermatologic Diseases of Rabbits. In: Quesenberry KE, Orcutt CJ, Mans C, Carpenter JW, editores. *Ferrets, Rabbits and Rodents Clinical Medicine and Surgery.* 4ª Edição. St. Louis (MO): Elsevier. p.220-232.
- Veloso IMF 2015. Estudo de ectoparasitas no porquinho-da-Índia e noutros pequenos roedores domésticos. [dissertação de mestrado]. Lisboa: FMV-Universidade Técnica de Lisboa
- Veronesi F, Piergili Fioretti D, Morganti G, Bietta A, Moretta I, Moretti A, Traversa D. 2012. Occurrence of *Giardia duodenalis* infection in chinchillas (*Chinchilla lanigera*) from Italian breeding facilities. *Res Vet Sci.* 93(2):807–810. doi:10.1016/j.rvsc.2011.12.019
- Wenzel U, Heine J, Mengel H, Erdmann F, Schaper R, Heine S, Dauschiess A. 2008. Efficacy of imidacloprid 10%/moxidectin 1% (Advocate®/Advantage Multi™) against fleas (*Ctenocephalides felis felis*) on ferrets (*Mustela putorius furo*). *Parasitol Res.* 103(1): 231-234. doi:10.1007/s00436-008-0955-y
- White SD, Bourdeau PJ, Meredith A. 2002. Dermatologic problems of rabbits. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine.* 11(3): 141-150. doi:10.1053/saep.2002.123982
- White SD, Sanchez-Migallon Guzman D, Paul-Murphy J, Hawkins MG. 2016. Skin diseases in companion guinea pigs (*Cavia porcellus*): A retrospective study of 293 cases seen at the veterinary medical teaching hospital, university of California at Davis (1990-2015). *Vet Dermatol.* 27(5):1–8. doi:10.1111/vde.12348
- Zewe CM, Graham J, Lam ATH, Ferrer L. 2017. Demodicosis in a ferret caused by *Demodex canis*. *Vet Dermatol.* 28(5):528-529. doi: 10.1111/vde.12454.
- Zygner W, Gójska-Zygner O. 2018. The first case of *Leporacarus gibbus* infestation in a rabbit from Poland. *Acta Parasitol.* 63(1): 210–213. doi:10.1515/ap-2018-0024

IX ANEXOS

Anexo I - Possíveis tratamentos para ectoparasitas em coelhos (*extra-label*). (Adaptado de Eshar 2019).

Substância ativa	Plano terapêutico	Parasitas alvo
Doramectina	0,2-0,3, mg/kg, SC, uma vez 0,2 mg/kg, PO, uma vez	<i>Psoroptes</i> spp. <i>L. gibbus</i> e <i>Psoroptes</i> spp.
Eprinomectina	0,2-0,3 mg/kg, SC, uma vez ou 0,5 mg/kg a cada 2 a 3 semanas com base na resposta ao tratamento	<i>Psoroptes</i> spp.
Fipronil	Contraindicado em coelhos	
Fluralaner	20 mg/kg, PO, uma vez	<i>Psoroptes</i> spp.
Imidaclopride	10-16 mg/kg, Tópico, uma vez ou semanalmente se necessário	Pulgas adultas
Imidaclopride + Moxidectina	Imidaclopride 10% + Moxidectina 1%, tópico, a cada 4 semanas até 3 tratamentos	<i>Psoroptes</i> spp.
Imidaclopride + Permetrina	11-16 mg/kg, tópico, uma vez	<i>L. gibbus</i>
Ivermectina	0,2-0,4 mg/kg, SC, a cada 10 a 14 dias até 3 tratamentos	Ácaros adultos, piolhos e carraças
Lufenuron	30 mg/kg, PO, a cada 30 dias	Larvas de pulga
Moxidectina	0,2-0,3 mg/kg, SC, a cada 10 a 14 dias até 3 tratamentos 0,2 mg/kg, PO, a cada 10 dias até 2 tratamentos	Ácaros adultos <i>Psoroptes</i> spp.
Selamectina	12 mg/kg, tópico, uma vez 20 mg/kg, tópico, uma vez por semana 8-14 mg/kg, tópico, a cada 30 dias até 2 tratamentos 6-18 mg/kg, tópico, uma vez	<i>Cheyletiella</i> spp. Pulgas <i>Sarcoptes</i> spp. <i>Psoroptes</i> spp.

Anexo II – Ectoparasitas reportados menos frequentemente em coelhos (Adaptado de Taylor et al. 2016).

Ectoparasitas				
Ácaros	Pulgas	Piolhos	Míases	Carraças
<i>Demodex cuniculi</i>	<i>Ctenocephalides felis</i>	<i>Haemodipsus ventricosus</i>	<i>Cuterebra</i> spp.	Ixodídeos:
<i>Notoedres cati</i>	<i>Ctenocephalides canis</i>		<i>Cordylobia anthropophaga</i>	<ul style="list-style-type: none"> • <i>Haemaphysalis leporispalustris</i> • <i>Ixodes</i> spp. • <i>Amblyomma</i> spp. • <i>Rhipicephalus</i> spp. • <i>Boophilus</i> spp. • <i>Rhipicephalus</i> spp. • <i>Dermacentor</i> spp.
<i>Sarcoptes scabiei</i>	<i>Spilopsyllus cuniculi</i>		<i>Cordylobia rhodaini</i>	
<i>Chorioptes bovis</i>	<i>Echidnophaga gallinacea</i>		<i>Dermatobia hominis</i>	
<i>Neotrombicula autumnalis</i>	<i>Odontopsyllus multispinosus</i>		<i>Wohlfahrtia vigil</i>	Argasídeos:
<i>Dermanyssus gallinae</i>	<i>Hoplopsyllus</i> spp.		<i>Lucilia</i> spp.	<ul style="list-style-type: none"> • <i>Otobius lagophilus</i> • <i>Ornithodoros parkeri</i> • <i>Ornithodoros turicata</i>

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

Parasitas	Substância ativa	Plano terapêutico	Referência
Protozoários			
<i>Eimeria</i> spp.	toltrazuril	2,5 mg/Kg, PO, uma vez	Redrobe et al. (2010)
	sulfadimetoxina	15 mg/Kg, PO, BID, durante 10 dias	Oglesbee e Lord (2020)
	trimetropim-sulfametoxazol	30 mg/Kg, PO, BID, durante 10 dias	
<i>Cryptosporidium parvum</i>	Atualmente não existe nenhum tratamento eficaz		Oglesbee e Lord (2020)
<i>Giardia duodenalis</i>	metronidazol	20 mg/kg, PO, BID	Morrissey e Carpenter (2020)
Nematodes	Substância ativa	Dose	Referência
<i>Passalurus ambiguus</i>	tiabendazol	50 mg/kg, PO, repetido em 10 a 14 dias	Oglesbee e Lord (2020)
	fenbendazol	10 a 20 mg/kg, PO, repetido em 14 dias	
	piperazina	200 mg/kg, PO, repetida em 14 dias	

Anexo IV – Parasitas gastrointestinais e hepáticos reportados menos frequentemente em coelhos (Adaptado de Taylor et al. 2016).

Parasitas		Protozoários		Helmintes	
Trato digestivo	Estômago			<i>Graphidium strigosum</i> (nematode)	
	Intestino Delgado	<i>Eimeria flavescens</i>	<i>Eimeria media</i>	<i>Obeliscoides cuniculi</i> (nematode)	
		<i>Eimeria exigua</i>	<i>Eimeria perforans</i>	Nematodes	Cestodes
<i>Eimeria intestinalis</i>		<i>Eimeria vej dovskyi</i>	<i>Trichostrongylus retortaeformis</i>	<i>Cittotaenia ctenoides</i>	
<i>Eimeria irresidua</i>			<i>Trichostrongylus colubriformis</i>	<i>Cittotaenia denticulata</i>	
<i>Eimeria magna</i>			<i>Trichostrongylus vitrinus</i>	<i>Cittotaenia pectinata</i>	
Ceco e cólon	<i>Eimeria piriformis</i>	<i>Entamoeba cuniculi</i>	<i>Trichostrongylus calcaratus</i>	<i>Paranoplocephala cuniculi</i>	
	<i>Eimeria coecicola</i>	<i>Retortamonas cuniculi</i>	<i>Nematodirus leporis</i>		
	<i>Eimeria flavescens</i>		<i>Strongyloides papillosus</i>		
Fígado (com eliminação de oocistos ou ovos através das fezes)		Protozoários		Helmintes	
		<i>Eimeria stiedae</i>		<i>Passalurus ambiguus</i>	
				<i>Passalurus nonannulatus</i>	
				<i>Dermatoxys veligera</i>	
				<i>Trichuris leporis</i>	
				<i>Capillaria hepatica</i> (nematode)	
				<i>Fasciola hepatica</i> (trematode)	

Anexo V - Possíveis tratamentos para ectoparasitas mencionados em furões.

Pulgas	Substância ativa	Plano terapêutico	Referência
<i>Ctenocephalides felis</i>	Imidaclopride 10% com moxidectina 1%	0,4 ml por animal, aplicação tópica a cada 30 dias	Wenzel et al. (2008)
	Imidaclopride	0,1 a 0,4 ml por animal, aplicação tópica a cada 30 dias	Morrissey e Carpenter (2020)
	Selamectina	6 a 18 mg/kg, aplicação tópica a cada 30 dias	Fisher et al. (2007)
	Fipronil	0,2 a 0,4 ml, aplicação tópica a cada 30 dias	Morrissey e Carpenter (2020)
	Lufenuron (larvicida)	30 a 45 mg/kg, PO, a cada 30 dias	Morrissey e Carpenter (2020)
Ácaros	Substância ativa	Plano terapêutico	Referência
<i>Otodectes cynotis</i>	Imidaclopride 10% com moxidectina 1%	0,4 ml, por animal, 2 a 3 aplicações tópicas com intervalo de 14 dias	Seur et al. (2011)
	Selamectina	15 mg por animal, aplicação tópica a cada 30 dias	Fisher et al. (2007)
		45 mg por animal, aplicação tópica a cada 30 dias	Miller et al. (2006)
	Ivermectina	0,2 a 0,4 mg/kg, SC, a cada 2 semanas até 3 tratamentos	Fehr e Koestlinger (2013)
		Diluição de 1:10 em propileno glicol, aplicação tópica	
Fipronil	2 gotas em cada ouvido ou 2 a 3 aplicações de um <i>spray</i> , por furão em 2,5 g/l		
<i>Sarcoptes scabiei</i>	Ivermectina	0,2 a 0,4 mg/kg, SC, 3 administrações com intervalo de 7 a 14 dias	
	Selamectina	15 mg/kg, tópico (peso: 400g até 1,3kg) 30 mg/kg, tópico (peso superior a 1,3kg)	
<i>Demodex spp.</i>	Imidaclopride 10% com moxidectina 1%	0,4 ml, por animal, aplicação tópica a cada 30 dias	Beaufriere et al. (2009)
	Ivermectina	50 a 300 µg/kg, PO, SID, até 1 mês após obtenção de raspagens negativas	
	Amitraz 0,0125%	3 banhos com intervalos de 7 dias	Fehr e Koestlinger (2013)

Anexo VI – Possíveis tratamentos para os parasitas gastrointestinais mencionados em furões.

Parasitas	Substância ativa	Plano terapêutico	Referência
Protozoários			
<i>Eimeria furonis</i>	sulfadiazina-trimetropim	30 mg/kg PO, SID	Patterson et al. (2014)
<i>Eimeria ictidea</i> <i>Isospora laidlawi</i>	sulfadimetoxina	50 mg/kg, PO, administrado 1 vez, seguido de 25 mg/kg, PO, SID, durante 10 dias	Morrisey e Carpenter (2020)
<i>Giardia</i> spp.	metronidazol	50 mg/kg, PO, SID, durante pelo menos 5 dias	Patterson et al. (2014)
		15 a 20 mg/kg, PO, BID	Morrisey e Carpenter (2020)
<i>Cryptosporidium parvum</i>	Não há nenhum tratamento que seja amplamente aceite		Patterson et al. (2014)

Anexo VII – Possíveis tratamentos para ectoparasitas mencionados em porquinhos-da-Índia.

Ectoparasitas	Substância ativa	Plano terapêutico	Referência
Ácaros			
<i>Chirodiscoides caviae</i>	Selamectina	15 mg/kg, por aplicação tópica, para animais com peso inferior ou igual a 800g	Fisher et al. (2007)
		30 mg/kg, por aplicação tópica, para animais com peso superior a 800g	
<i>Trixacarus caviae</i>	Selamectina	15 mg/kg, por aplicação tópica	Eshar e Bdolah-Abram (2012)
	Ivermectina	0,4 mg/kg, SC, a cada 10 a 14 dias até 4 tratamentos	
	Fipronil	<i>Spray</i> (corpo todo) aplicado 2 vezes com 10 dias de intervalo	Fehr e Koestlinger (2013)
	Amitraz 0,025%	3 banhos com 7 dias de intervalo	
Piolhos	Substância ativa	Plano terapêutico	Referência
<i>Gliricola porcelli</i> <i>Gyropus ovalis</i>	Imidaclopride 10% com moxidectina a 1%	0,05 ml, aplicação tópica	Fehr e Koestlinger (2013)
	Ivermectina	0,4 mg/kg, SC, a cada 10 a 14 dias até 4 tratamentos	Pignon e Mayer (2020)
	Selamectina	Semelhante ao descrito para o tratamento da infestação por <i>C. caviae</i>	Fisher et al. (2007)

Anexo VIII – Ectoparasitas reportados menos frequentemente em porquinhos-da-Índia (Adaptado de Taylor et al. 2016).

Ectoparasitas			
Ácaros	Pulgas	Piolhos	Míases
<i>Psoroptes cuniculi</i>	<i>Ctenocephalides felis</i>	<i>Trimenopon hispidium</i>	<i>Cuterebra</i> spp.
<i>Demodex caviae</i>			
<i>Notoedres muris</i>			
<i>Myocoptes musculinus</i>			
<i>Sarcoptes scabiei</i>			
<i>Cheyletiella parasitovorax</i>			

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

Parasitas	Substância ativa	Plano terapêutico	Referência
Protozoários			
<i>Eimeria caviae</i>	sulfadimetoxina	25 a 50 mg/kg, PO, SID, durante 10 dias	Morrissey e Carpenter (2020)
<i>Cryptosporidium wrairi</i>	Não existe nenhum tratamento,		DeCubellis e Graham (2013)
Nematodes			
<i>Paraspidodera uncinata</i>	Ivermectina	0,2 a 0,4 mg/kg, SC, a cada 7 a 14 dias	Morrissey e Carpenter (2020)
	Fenbendazol	20 a 50 mg/kg, PO, SID, durante 5 dias	Morrissey e Carpenter (2020)

Anexo X – Parasitas gastrointestinais e hepáticos reportados em porquinhos-da-Índia (Adaptado de Taylor et al. 2016).

Parasitas		Protozoários		Helminthes
	Intestino Delgado	<i>Eimeria caviae</i> <i>Cryptosporidium wrairi</i> <i>Giardia intestinalis</i>		Cestodes <i>Rodentolepis diminuta</i> <i>Rodentolepis nana</i>
	Ceco e cólon	<i>Entamoeba caviae</i> <i>Caviomonas mobilis</i> <i>Enteromonas caviae</i> <i>Monocercomonoides caviae</i> <i>Monocercomonoides quadrifunilis</i> <i>Monocercomonoides wenrichi</i> <i>Monocercomonoides exilis</i> <i>Protomonas brevifilia</i>	<i>Hexamastix caviae</i> <i>Hexamastix robustus</i> <i>Chilomitus caviae</i> <i>Chilomitus conexus</i> <i>Retortamonas caviae</i> <i>Tritrichomaonas caviae</i> <i>Balantidium caviae</i>	Nematodes <i>Paraspidodera uncinata</i>
Fígado (com eliminação de oocistos ou ovos através das fezes)		Helminthes <i>Fasciola hepatica</i> (trematode) <i>Fasciola gigantica</i> (trematode)		

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

Parasitas	Substância ativa	Plano terapêutico	Referência
Protozoários			
<i>Giardia duodenalis</i>	Fenbendazol	20 a 50 mg/kg, PO, SID, durante 5 dias	Morrisey e Carpenter (2020)
	Metronidazol	10 a 20 mg/kg, PO, SID/BID	
<i>Eimeria chinchillae</i>	Sulfadimetoxina	25 a 50 mg/kg, PO, SID, durante 10 dias	Reavill (2014)
<i>Cryptosporidium</i> spp.	Não existe nenhum tratamento		
Cestodes	Substância ativa	Plano terapêutico	Referência
<i>Rodentolepis nana</i>	Praziquantel	5 a 10 mg/kg, PO/SC, repetido a cada 10 dias	Mans e Donnelly (2020)

Anexo XII – Possíveis tratamentos para ectoparasitas mencionados em ratas.

Ectoparasitas	Substância ativa	Plano terapêutico	Referência
Ácaros			
<i>Radfordia ensifera</i>	Selamectina	15 mg/kg, por aplicação tópica, repetido em 10 dias	Frohlich (2020)
	Ivermectina	0,2 a 0,4 mg/kg, SC, repetido a cada 7 a 10 dias, até 3 tratamentos	
		Em solução a 10% (diluída em propileno glicol), aplicação tópica de uma gota atrás da orelha	
Doramectina	0,5 mg/kg, SC, 3 tratamentos com intervalo de 1 semana		
<i>Ornithonyssus bacoti</i>	Além dos referidos para <i>R. ensifera</i> pode ainda ser utilizado: Imidaclopride 10% com moxidectina a 1%	0,5 mg/kg, por aplicação tópica, por administrado 2 vezes com 15 dias de intervalo	d'Ovidio et al. (2018)
Piolhos			
Substância ativa			
Plano terapêutico			
Referência			
<i>Polyplax spinulosa</i>	Ivermectina	0,2 a 0,4 mg/kg, SC, repetido a cada 7 a 10 dias, até 3 tratamentos	Frohlich (2020)
		Em solução a 10% (diluída em propileno glicol), aplicação tópica de uma gota atrás da orelha	
	Selamectina	15 mg/kg, por aplicação tópica, repetido em 10 dias	

Anexo XIII – Ectoparasitas reportados menos frequentemente em ratazanas (Adaptado de Taylor et al. 2016).

Ectoparasitas					
Ácaros			Pulgas	Piolhos	Míases
<i>Myocoptes musculus</i>	<i>Hirstionyssus isabellinus</i>	<i>Ornithonyssus sylviarum</i>	<i>Xenopsylla cheopis</i>	<i>Polyplax serrata</i>	<i>Cuterebra</i> spp.
<i>Myobia musculi</i>	<i>Laelaps echidnina</i>	<i>Psorobia simplex</i>	<i>Nosopsyllus fasciatus</i>	<i>Trimenopon jenningsi</i>	
<i>Demodex ratticola</i>	<i>Laelaps nuttali</i>	<i>Liponyssoides sanguineus</i>	<i>Leptopsylla segnis</i>		
<i>Leptotrombidium deliense</i>	<i>Eulaelaps stabularis</i>	<i>Haemogamasus pontiger</i>			
<i>Dermanyssus gallinae</i>	<i>Radfordia affinis</i>	<i>Androlaelaps casalis</i>			
<i>Notoedres muris</i>					

Anexo XIV – Possíveis tratamentos para parasitas gastrointestinais mencionados em ratas.

Parasitas	Substância ativa	Plano terapêutico	Referência
Protozoários			
<i>Spironucleus muris</i> <i>Giardia muris</i> (Entre outros)	Metronidazol	10 a 40 mg/kg, 2 administrações com 5 dias de intervalo	Frohlich (2020)
<i>Eimeria</i> spp.	Toltrazuril 0,5%	10 a 20 mg/kg, SID, durante 3 dias, seguido de uma pausa de 5 dias após os quais repete o tratamento	
<i>Cryptosporidium</i> spp.	Não existe nenhum tratamento		Baker (2007)
Nematodes	Substância ativa	Plano terapêutico	Referência
<i>Syphacia</i> spp. <i>Aspicularis tetraptera</i>	Ivermectina	2 mg/kg, PO/Tópico, 1 a 2 vezes com intervalo de 7 a 10 dias	Frohlich (2020)
	Fenbendazol	20 mg/kg, PO, SID durante 5 dias	
	Doramectina	0,2 mg/kg, SC, a cada 7 a 14 dias, até 2 a 3 tratamentos	
Cestodes	Substância ativa	Plano terapêutico	Referência
<i>Rodentolepis nana</i> <i>Rodentolepis diminuta</i>	Praziquantel	25 mg/kg, PO, repetir 2 vezes a cada 10 a 14 dias, até 3 tratamentos	Frohlich (2020)

XV- Parasitas gastrointestinais e hepáticos reportados em ratazanas (Adaptado de Taylor et al. 2016).

Parasitas		Protozoários		Helmintes	
	Intestino Delgado	<i>Eimeria nieschulzi</i>		Cestodes	Nematodes
		<i>Eimeria hasei</i>		<i>Rodentolepis diminuta</i>	<i>Nematospiroides dubius</i>
<i>Eimeria nochtii</i>		<i>Rodentolepis nana</i>	<i>Nippostrongylus brasiliensis</i>		
<i>Eimeria ratti</i>					
	Ceco e cólon	<i>Eimeria separata</i>	<i>Enteromonas hominis</i>	Nematodes	
		<i>Tetratrichomonas microti</i>	<i>Entamoeba muris</i>	<i>Aspicularis tetraptera</i>	
		<i>Tritrichomonas muris</i>	<i>Endolimax nana</i>	<i>Syphacia muris</i>	
		<i>Tritrichomonas minuta</i>		<i>Syphacia obvelata</i>	
		<i>Tritrichomonas wenyoni</i>		<i>Trichuris muris</i>	
Fígado (com eliminação de ovos através das fezes)		Helmintes			
		<i>Capillaria hepatica</i> (nematode)			

Anexo XVI - Possíveis tratamentos para ectoparasitas mencionados em hamsters.

Ectoparasitas			
Ácaros	Substância ativa	Plano terapêutico	Referência
<i>Demodex aurati</i>	Ivermectina	0,2 a 0,3 mg/kg, PO, SID	Morrisey e Carpenter (2020)
	Selamectina	15 a 30 mg/kg, tópico	
<i>D. criceti</i>	Fluralaner	25 mg/kg, PO, por 1 a 2 administrações	Brosseau (2020)
	Amitraz 0,013%	banhos	Fehr e Koestlinger (2013)

Anexo XVII- Possíveis tratamentos para parasitas gastrointestinais mencionados em hamsters.

Parasitas	Substância ativa	Plano terapêutico	Referência
Protozoários			
<i>Giardia muris</i>	Metronidazol	20 a 50 mg/kg, PO, SID/BID	Morrisey e Carpenter (2020)
<i>Spironucleus muris</i>			
<i>Tritrichomonas muris</i>			
(Entre outros)			
Nematodes	Substância ativa	Plano terapêutico	Referência
<i>Syphacia spp.</i>	Ivermectina	2 mg/kg, 1 aplicação tópica	Huynh e Pignon (2013)
	Fenbendazol	20 a 50 mg/kg, PO, SID, durante 5 dias	
<i>Aspicularis tetraptera</i>			
<i>Dentostomella translucida</i>			
Cestodes	Substância ativa	Plano terapêutico	Referência
<i>Rodentolepis nana</i>	Praziquantel	5 mg/kg, PO/SC, a cada 10 dias	Huynh e Pignon (2013)

Anexo XVIII – Descrição das técnicas laboratoriais

1 - Técnica de flutuação pelo método de Willis (Adaptada de Taylor et al. 2016):

1. Homogeneizar uma certa quantidade de fezes com uma certa quantidade de solução saturada de sacarose (aproximadamente 3 ou 4 gramas de fezes para 15 a 20 ml de solução de saturada), com auxílio de uma vareta no caso das amostras de maior quantidade, ou diretamente com a zaragatoa no caso das amostras de quantidades inferiores.
2. Filtrar com auxílio de um passador e um funil para o interior de um tubo de ensaio (amostras de maior quantidade) ou de um tubo *ependorf* (amostras de menor quantidade), até criar, no topo, um pequeno menisco convexo.
3. Colocar, imediatamente, uma lamela sobre o menisco, previamente formado.
4. Aguardar cerca de 15 minutos, nas amostras de maior quantidade, e 5 minutos, nas amostras de menor quantidade, para que as formas parasitárias ascendam e adiram à lamela.
5. Retirar a lamela, cuidadosamente, e colocar sobre uma lâmina de vidro.
6. Observar as lâminas ao microscópio ótico na objetiva de 4x, 10x e 40x

2 – Técnica de sedimentação natural (Adaptada de Taylor et al. 2016):

1. Após o término da técnica de flutuação, eliminar o sobrenadante do tubo de ensaio.
2. Colocar 1 a 2 gotas do corante azul de metileno sobre o sedimento e homogeneizar com auxílio da pipeta de Pasteur.
3. Colocar uma amostra entre lâmina e lamela.
4. Observar ao microscópio ótico na objetiva de 4x, 10x e 40x

3 – Esfregaço fecal corado pelo método de Ziehl-Neelsen modificado (Adaptado de Casemore et al. 1985):

1. Fazer um esfregaço fecal e deixar secar durante 24 horas.
2. Colocar metanol (fixador) sobre o esfregaço e deixar durante 1 minuto.
3. Não lavar.
4. Colocar fucsina e deixar durante 10 minutos.
5. Lavar com água corrente.
6. Lavar a lâmina com álcool clorídrico a 1%.
7. Lavar, novamente, com água corrente.
8. Colocar o verde malaquite 0,4% e deixar durante 30 segundos.
9. Lavar, novamente, com água corrente.
10. Deixar secar durante 24 horas.

11. Observar, com óleo de imersão, na objetiva de 100x

4 – Técnica de Baermann (Adaptada de Taylor et al. 2016):

1. Envolver uma pequena parte das fezes em gaze e colocar no topo de um copo cônico.
2. Colocar água tépida no interior do copo até que as fezes fiquem totalmente submersas.
3. Deixar repousar a preparação, em estufa a 37°C, durante 24 horas para permitir a migração e, posterior deposição das larvas L1 no fundo do copo.
4. Eliminar o conjunto das fezes, gaze e sobrenadante.
5. Retirar umas gotas do fundo do copo com auxílio de uma pipeta de Pasteur.
6. Colocar uma amostra entre lâmina e lamela.
7. Observar as lâminas ao microscópio

Anexo XIX - Descrição do procedimento de necropsia (Adaptado de Carvalho 2016).

1ª Fase - Exame externo

- Iniciar o procedimento pelo exame externo do cadáver, avaliando os fenómenos cadavéricos e a condição corporal (considerando a constituição esquelética, o desenvolvimento e simetria da massa muscular e a avaliação do estado de nutrição).
- Observar o estado da pele e da pelagem do animal em toda a sua extensão, descrevendo quaisquer lesões cutâneas observadas. A pele deve ser avaliada quanto à elasticidade, à espessura e à coloração, enquanto que a pelagem deve ser avaliada quanto à abundância, ao brilho, à fragilidade e à coloração, sendo ainda importante avaliar os anexos córneos (unhas).
- Efetuar a pesquisa de ectoparasitas.
- Explorar ainda as aberturas naturais, com destaque às mucosas, quanto à coloração e integridade e à existência de conteúdo (ex.: exsudados). Inspeccionar as cavidades oral, nasal, mucosa ocular, o ouvido externo, o ânus e a genitália externa.
- Por último, proceder à avaliação dos linfonodos palpáveis.

2ª Fase - Exame interno

- Realizar a primeira incisão na pele sobre a linha média, desde a região intermandibular até à abdominal.
- Puxar a pele lateralmente até que esta fique ao nível dos membros (examinar a pele e o tecido subcutâneo).
- Remover os linfonodos cervicais e glândulas salivares (parótida e submandibular) em bloco.
- Avaliar a glândula mamária e o linfonodo subilíaco presentes na zona inguinal.

- Proceder à abertura das cavidades torácica e abdominal. A abertura da cavidade abdominal é realizada através de um corte desde o apêndice xifóide até ao púbis, enquanto que a abertura da cavidade torácica é realizada rebatendo o esterno pelo apêndice xifóide com o corte caudocranial através das costelas.
- Proceder ao exame *in situ* do conteúdo.

2.1 - Exame dos órgãos das cavidades oral e torácica

- Iniciar pelo corte da sínfise mandibular com recurso a uma tesoura, de forma a separar os ramos mandibulares e expor a língua.
- Rebater caudalmente o conjunto da língua, da laringe, da traqueia, do esófago e continuar o rebatimento de forma a remover do interior do tórax, o coração, o timo, os pulmões e aorta. Estes tecidos devem ser libertados da face interna do tórax (ao nível da coluna vertebral) por disseção romba com a tesoura.
- Proceder ao exame destes órgãos após a sua remoção.

2.2 - Para o exame dos órgãos da cavidade abdominal

- Proceder ao corte da sínfise púbica, para facilitar a remoção completa dos órgãos abdominais
- Realizar o corte do diafragma ao nível das inserções costais e rebatê-lo para que se remova o conteúdo abdominal em bloco (fígado, baço, pâncreas e trato gastrointestinal).
- Pesquisar, dissecar e examinar, individualmente, todos os órgãos.

Anexo XX - Técnica de decantação (Adaptado de Bowman 2014):

1. Isolar os órgãos do trato gastrointestinal com recurso a cordeis.
2. Proceder à abertura de cada víscera com recurso a uma lâmina de bisturi.
3. Recolher o conteúdo de cada víscera para um recipiente.
4. Adicionar água tépida e misturar com o conteúdo recolhido.
5. Deixar repousar para os parasitas presentes e os detritos se depositem no fundo.
6. Eliminar o sobrenadante e repetir o processo até que o sedimento fique mais límpido.
7. Transferir o sedimento para uma placa de petri e avaliar a presença de parasitas.
8. Colher os parasitas encontrados para um frasco com álcool a 70%.
9. Observar ao microscópio.

Anexo XXI – Inquérito e termo de consentimento



Dissertação de Mestrado Integrado da Faculdade de Medicina
Veterinária da Universidade de Lisboa

Rastreo Parasitológico em Mamíferos Exóticos atendidos no Hospital Escolar

Veterinário da FMV-ULisboa



Dados do Animal:

Animal _____
Nome: _____ Idade: _____
Sexo: <input type="checkbox"/> Macho <input type="checkbox"/> Fêmea <input type="checkbox"/> Macho Castrado <input type="checkbox"/> Fêmea Esterilizada
Estilo de vida: <input type="checkbox"/> Interior <input type="checkbox"/> Interior/ Exterior <input type="checkbox"/> Exterior
Vive com outros Animais? <input type="checkbox"/> Sim <input type="checkbox"/> Não
Se sim, quais? _____
Faz desparasitação interna? Sim <input type="checkbox"/> Não <input type="checkbox"/>
Se sim, qual? _____
Com que Frequência: _____
Faz desparasitação externa? Sim <input type="checkbox"/> Não <input type="checkbox"/>
Se sim, qual? _____
Com que Frequência: _____

Dados do Dono:

Nome: _____
Morada: _____
Código Postal: _____
Telefone: _____
E-mail: _____
Nº Do Cartão de Cidadão: _____

Termo de Consentimento

Instituição onde decorre o estudo: Laboratório de Parasitologia e Doenças Parasitárias da Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa

Investigador responsável: André Guimarães Gomes sob a orientação do Doutor David Wilson Russo Ramilo e tutoria da Dra. Ana Teresa Reisinho

Eu _____

Tutor/ responsável por _____ após devidamente informado sobre os procedimentos a realizar, declaro que concedo o meu total consentimento à sua participação neste projeto de investigação e a utilização dos dados recolhidos (exceção feita aos dados pessoais), incluindo registos fotográficos do meu animal, para fins de publicação.

Local e Data: _____ de _____ de _____

Assinatura: _____