



UNIVERSIDADE
LUSÓFONA

CENTRO UNIVERSITÁRIO DE LISBOA
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA
MESTRADO INTEGRADO EM MEDICINA VETERINÁRIA

**PARASITAS GASTROINTESTINAIS EM CÃES E GATOS
RESIDENTES NUM ABRIGO COMUNITÁRIO E SEU
CONTROLO ANTIPARASITÁRIO**

Dissertação apresentada a provas públicas para a obtenção do grau de mestre em Medicina Veterinária, orientada por Professor Doutor David Ramilo e por Professora Doutora Carla Maia e por Professor Doutor Pedro Ferreira.

Ana Rita das Neves Ferreira

2025

CENTRO UNIVERSITÁRIO DE LISBOA
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA
MESTRADO INTEGRADO EM MEDICINA VETERINÁRIA

**PARASITAS GASTROINTESTINAIS EM CÃES E GATOS
RESIDENTES NUM ABRIGO COMUNITÁRIO E SEU
CONTROLO ANTIPARASITÁRIO**

VERSÃO FINAL

Dissertação defendida por Ana Rita das Neves Ferreira em provas públicas na Universidade Lusófona, Centro Universitário de Lisboa no dia 21/05 de 2025, perante o júri, nomeado pelo Despacho de Nomeação n.º: 322/2025 de 28 de Abril, com a seguinte composição:

Presidente: Professora Doutora Cátia Marques (Faculdade de Medicina Veterinária - Universidade Lusófona)

Vogal: Professor Doutor André Pereira (Faculdade de Medicina Veterinária - Universidade Lusófona) - arguente

Orientador: Professor Doutor David Ramilo

Este trabalho também foi orientado por Professora Doutora Carla Maia e por Professor Doutor Pedro Ferreira (orientador externo).

Ana Rita das Neves Ferreira

2025

*A compaixão para com os animais é das mais
nobres virtudes da natureza humana.*

Charles Darwin

Dedico este trabalho:

*For you papa, always in my heart, I'll see
you again one day on the other side of the stars.*

AGRADECIMENTOS

A exiguidade da secção de agradecimentos não me permite, infelizmente, agradecer com a devida minúcia a todos os que marcaram este longo percurso de aprendizagem e construção pessoal.

À Professora Doutora Laurentina Pedroso o meu mais sincero agradecimento que me acompanhou em todo o meu percurso, pela disponibilidade, compreensão, sentido de justiça, humanidade e a quem tenho a maior consideração pela pessoa que é. Sem si não era possível. Muita gratidão.

Ao Professor Doutor David Ramilo que apareceu na minha vida como uma estrelinha e uma luz ao fundo do túnel que me motivou, acreditou, acompanhou, orientou, e ajudou a levar esta tese ao fim com todo o seu conhecimento sem nunca duvidar das minhas capacidades, permitindo ajudar-me a alcançar o maior sonho da minha vida. Agradeço a sua incansável disponibilidade.

À Professora Doutora Carla Maia, não posso deixar de expressar a minha mais profunda gratidão por todo o aprendizado adquirido através do seu conhecimento, pelo seu rigor exigido e profissionalismo. Agradeço não só na orientação e elaboração desta tese, mas também a disponibilidade de esclarecer dúvidas e providenciar os meios necessários para poder aprender e acrescentar mais a esta tese, bem como, pelos ensinamentos transmitidos na área da investigação e criado em mim, um grande interesse por esta área.

Ao Doutor Pedro Ferreira, por me cultivar a paixão pela parasitologia, por aceitar co-orientar a minha dissertação, pela vontade e entusiasmo em ajudar em todas as fases do processo da mesma especialmente na orientação no laboratório. É muito gratificante ter sido meu professor do primeiro curso de análises clínicas na disciplina de Doenças Tropicais e ter continuado após seis anos a acompanhar a minha jornada pela parasitologia na área da veterinária incentivando ainda mais o gosto por esta área. Gratidão por esta caminhada.

À Doutora Ana Margarida Alho pela ajuda, amizade, disponibilidade, ensinamento das técnicas laboratoriais necessárias e pelo apoio sempre necessário deste estudo.

Ao Mestre Fausto Brandão pela cooperação, disponibilidade e entusiasmo que sempre me transmitiu.

À Dr.^a Fátima Custódio que me acompanhou sempre no meu percurso de Medicina Veterinária, mostrando-me a grande diferença que existe entre um profissional que trata os animais por verdadeira devoção aos mesmos e os que o fazem somente pela questão monetária. A sua conduta consolidou os valores que já detinha em mim acerca do tipo de profissional que futuramente pretendo ser.

À Professora Doutora Silvana Belo, grata pela confiança, carinho, profissionalismo e disponibilidade, vontade imediata prestada para me receber no Laboratório de Helminologia para a realização da minha dissertação de mestrado. Obrigada por me ter aberto as portas ao mundo da Parasitologia, uma área que nutro uma grande paixão e permitir que tudo isto fosse possível ser executado no seu Laboratório, sem si esta caminhada não era possível.

A todo o Grupo de Helminologia e Malacologia Médicas/UEIPM/IHMT e, em especial, à Mestre Cátia Ferreira e à Professora Manuela Calado pela prontidão, apoio nas técnicas de biologia molecular que dedicaram e no qual, tive um enorme prazer de poder aprender com todos os seus conhecimentos e ensinamentos que contribuíram positivamente para este estudo, sem dúvida que não poderia ter tido melhor acompanhamento junto de excelentes profissionais.

Ao Mestre Mauro pela ajuda na análise estatística dos dados.

A todos os meus colegas de trabalho do Hospital Militar da Estrela: Joaquim Caetano, Alda, Cristiana, Ventura, Rana, Alves, Ana Margarida; por quem tenho um carinho muito especial e por me terem facilitado a troca de turnos de forma a me ser possível frequentar as aulas de Medicina Veterinária. Ao Jorge Nunes pela pessoa que é e por me ter permitido fazer turnos de forma a conciliar a frequência das aulas com a minha actividade laboral. Sem o seu apoio nunca teria chegado até aqui.

Ao casal Bárbara e Henrique pela disponibilidade e simpatia de me receberem tão bem no seu abrigo comunitário do Seixal.

À Novartis, em especial ao Dr. Manuel Joaquim e ao Francisco Garcia por disponibilizar os desparasitantes Milbemax[®] que fizeram com que este estudo fosse possível, pela cordialidade e disponibilidade que sempre demonstraram. Tenho ainda de agradecer a importante ajuda do Dr. Manuel Joaquim por facilitar o contacto com a Novartis relativamente à rápida resposta do meu pedido e prontidão em fornecer o indispensável fármaco.

Ao Dr. Nuno Gonçalves pela amizade e ajuda sempre prestável para com este estudo, facilitar o contacto com o Dr. Manuel para a obtenção do desparasitante Milbemax[®] necessário ao estudo. Obrigada pela partilha de conhecimento sempre que é necessário e a disponibilidade sempre apresentada.

Ao Nuno Ribeiro agradeço a generosidade de me ter facultado o fármaco Profender[®] para administrar aos animais microfilarémicos deste estudo.

À Faculdade de Medicina Veterinária, a todos que fazem desta universidade um lugar de excelência para formar médicos veterinários. A todos os excelentes professores que se esforçaram por transmitir o máximo de conhecimentos, valores e iluminar a minha

caminhada mostrando sempre vontade de ensinar com prontidão para qualquer esclarecimento. Não podia ter escolhido melhor faculdade para esta caminhada.

Ao meu querido pai que sempre me apoiou nesta caminhada pensando sempre que estaria presente na defesa desta tese e de quem tenho tanta saudade. Para ti pai, sei que este dia será o teu orgulho. Agora e para sempre.

Ao Sebastião, João e Rafael pela dedicação, amor, companheirismo e pelo que representam para mim.

À minha irmã que é a minha alma gémea, obrigada pela dedicação, amor, carinho e companheirismo pela vida fora na tristeza e na alegria. É um privilégio ser gémea. Sem ela a minha vida seria incompleta. É um orgulho tornar-me veterinária ao teu lado.

À Catarina Dourado pela amizade, companheirismo e toda a ajuda dada na fase final deste percurso, principalmente com o apoio com o meu bebé, pela dedicação de coração ao meu filho Guilherme, pelos bons conselhos e pela excelente madrinha que o Guilherme poderia ter.

A todos os meus amigos que sempre lá estiveram quando mais precisei.

À minha mãe e avô pela ajuda e motivação.

À minha querida gatinha Becas de quem tenho tanta saudade e que estará sempre no meu coração.

A todos os animais que ajudei e salvei e que espero que se encontrem bem e bem entregues.

RESUMO

Os cães e gatos domésticos podem ser infetados por uma ampla variedade de parasitas gastrointestinais. A identificação de factores de risco, assim como a monitorização ativa da eficácia dos antiparasitários, são fundamentais para reduzir o risco de infeção em cães e gatos e, no caso de parasitas com potencial zoonótico, evitar as infeções humanas.

O objectivo deste estudo foi determinar, através de técnicas coprológicas, quais os parasitas gastrointestinais presentes em cães e gatos residentes num abrigo comunitário na região do Seixal e avaliar o controlo desses parasitas com milbemicina oxima e com a associação INN-emodepside e praziquantel.

A prevalência estimada de parasitas gastrointestinais em cães e gatos foi de 88,6%. Nas amostras fecais dos cães observaram-se formas parasitárias de *Toxocara canis* (11,2%), *Toxascaris leonina* (11,2%), *Ancylostoma* spp./*Uncinaria stenocephala* (84,3%), *Trichuris vulpis* (33,7%), *Dipylidium caninum* (14,6%), *Taenia* spp./*Echinococcus* spp. (3,4%) e *Cystoisospora* spp. (6,7%), enquanto nas fezes dos gatos foram detetados os helmintas *Toxocara cati* (88,2%), *Toxascaris leonina* (11,8%), *Ancylostoma* spp./*Uncinaria stenocephala* (11,8%) e *Taenia* spp./*Echinococcus* spp. (17,6%). No total, 33,7% dos cães e 64,7% dos gatos apresentaram mono-infeções, enquanto 57,3% dos cães e 23,5% dos gatos apresentaram infeções mistas.

A infeção por ancilostomídeos ($p=0,018$) e *T. vulpis* ($p=0,014$) foi significativamente superior em cães mantidos em boxes com pavimento de cimento, enquanto a presença de ovos de *Taenia* spp./*Echinococcus* spp. foi superior ($p<0,05$) em gatos adultos.

Após desparasitação com milbemicina oxima e INN-emodepside/praziquantel, verificou-se uma redução significativa na contagem de formas parasitárias de *Ancylostoma* spp./*U. stenocephala*, *T. vulpis*, *D. caninum* e *T. cati* nas amostras fecais caninas e felinas.

A partir deste estudo, podemos inferir uma elevada prevalência de parasitoses gastrointestinais na população de animais do abrigo na região do Seixal, algumas com potencial zoonótico.

Palavras chave:

Cães; gatos; parasitas gastrointestinais; milbemicina oxima; INN-emodepside/praziquantel; abrigo comunitário.

ABSTRACT

Domestic dogs and cats can be infected by a several variety of gastrointestinal parasites. The identification of risk factors, as the active monitoring of the effectiveness of antiparasitic drugs, are essential to reduce the risk of infection in dogs and cats and, in the case of parasites with zoonotic potential, to avoid human infections.

The aim of the study was to determine, through coprologic techniques, which gastrointestinal parasites were present in dogs and cats living in a community shelter in the Seixal region and to evaluate the control of these parasites with the association milbemycin oxime and INN-emodepside/praziquantel.

The estimated prevalence of gastrointestinal parasites in dogs and cats was 88,6%. In dogs faecal samples were observed parasitic forms of *Toxocara canis* (11,2%), *Toxascaris leonina* (11,2%), *Ancylostoma* spp./*Uncinaria stenocephala* (84,3%), *Trichuris vulpis* (33,7%), *Dipylidium caninum* (14,6%), *Taenia* spp./*Echinococcus* spp. (3,4%) and *Cystoisospora* spp. (6,7%), while helminths in feline faeces were detected *Toxocara cati* (88,2%), *Toxascaris leonina* (11,8%), *Ancylostoma* spp./*Uncinaria stenocephala* (11,8%) and *Taenia* spp./*Echinococcus* spp. (17,6%). In total, 33,7% of the dogs and 64,7% of the cats presented mono-infections, while 57,3% of the dogs and 23,5% of the cats showed mixed infections.

Hookworm ($p=0,018$) and *T. vulpis* ($p=0,014$) infections were significantly higher in dogs living in boxes with cement floor, while *Taenia* spp./*Echinococcus* spp. was higher ($p<0,05$) in adult cats.

After deworming with milbemycin oxime and INN-emodepside/praziquantel, a significant reduction of faecal parasitic forms count of *Ancylostoma* spp./*U. stenocephala*, *T. vulpis*, *D. caninum* and *T. cati* was obtained in both dogs and cats faecal samples.

From this study, it can be inferred a high prevalence of gastrointestinal parasitosis in the animal population from the shelter in Seixal region, some with zoonotic potential.

Keywords:

Dogs; cats; gastrointestinal parasites; milbemycin oxime; INN-Emodepside/praziquantel; Community shelter.

ABREVIATURAS, SIGLAS E SÍMBOLOS

ADN - Ácido Desoxirribonucleico
AH - Anti-helmíntico/s
AHS - American Heartworm Society
ARN - Ácido Ribonucleico
CAPC - Companion Animal Parasite Council
CDC - Centers for Disease Control and Preventions
CFSPH - Center for Food Security and Public Health
cm - Centímetro
E2 - Estádio 2 infectante
EDTA - Ácido Etilenodiamino Tetra-acético
ELISA - Enzyme Linked Immunosorbent Assay (Imunoensaio Enzimático)
ESCCAP - European Scientific Council Companion Animal Parasites
g – Grama(s)
GABA - Ácido Gama Amino Butírico
HA - Hospedeiro accidental(is)
HD - Hospedeiro definitivo(s)
HI - Hospedeiro intermediário(s)
HP - Hospedeiro paraténico(s)
HPA - Health Protection Agency
IHMT - Instituto de Higiene e Medicina Tropical
Kg - Quilograma(s)
L1 – Larva(s) no estágio 1
L2 – Larva(s) no estágio 2
L3 – Larva(s) no estágio 3
L4 – Larva(s) no estágio 4
L5 – Larva(s) no estágio 5
LMC - Larva migrante cutânea
LMO - Larva migrante ocular
LMV - Larva migrante visceral
mf – Microfilária(s)
min - Minuto(s)
mm – Milímetro(s)
NaCl - Cloreto de sódio
PCR - Reacção em cadeia da polimerase

® - Marca registrada

seg – Segundo(s)

V - Volt

µm - Micrómetro

°C - Graus celsius

% - Percentagem

ÍNDICE GERAL

I. INTRODUÇÃO	1
1. Parasitas gastrointestinais dos cães e gatos domésticos	2
1.1. Nemátodes	2
1.1.1. Família Ascarididae	2
1.1.1.1. <i>Toxocara</i> spp.	3
1.1.1.1.1. Ciclo de vida	4
1.1.1.1.2. Saúde pública	6
1.1.1.2. <i>Toxascaris</i> spp.	7
1.1.1.2.1. Ciclo de vida	8
1.1.1.2.2. Saúde pública	8
1.1.1.3. Epidemiologia dos ascarídeos.....	9
1.1.2. Família Ancylostomidae.....	12
1.1.2.1. <i>Ancylostoma</i> spp./ <i>Uncinaria</i> spp.	12
1.1.2.1.1. Ciclo de vida.....	13
1.1.2.1.2. Epidemiologia.....	15
1.1.2.1.3. Saúde pública.....	17
1.1.3. Família Trichuridae.....	17
1.1.3.1. <i>Trichuris vulpis</i>	17
1.1.3.1.1. Ciclo de vida.....	18
1.1.3.1.2. Epidemiologia.....	19
1.1.3.1.3. Saúde pública.....	20
1.2. Céstodes.....	21
1.2.1. Família Taeniidae.....	22
1.2.1.1. <i>Taenia</i> spp.	22
1.2.1.1.1. Ciclo de vida.....	23
1.2.1.2. <i>Echinococcus</i> spp.	24
1.2.1.2.1. Ciclo de vida.....	25
1.2.1.3. Epidemiologia	26
1.2.1.4. Saúde pública	27
1.2.2. Família Dipylidiidae.....	28
1.2.2.1. <i>Dipylidium caninum</i>	28
1.2.2.1.1. Ciclo de Vida.....	29
1.2.2.1.2. Epidemiologia.....	29
1.2.2.1.3. Saúde pública.....	30

1.3. Protozoários.....	31
1.3.1. Família Eimeriidae.....	31
1.3.1.1. <i>Cystoisospora</i> spp.	31
1.3.1.1.1. Ciclo de Vida.....	32
1.3.1.1.2. Epidemiologia.....	33
1.3.1.1.3. Saúde pública.....	35
1.4. Patogenia e sinais clínicos comuns às parasitoses gastrointestinais nos animais domésticos.....	35
1.5. Técnicas coprológicas de diagnóstico parasitológico em animais domésticos.....	36
1.5.1. Exame directo.....	38
1.5.2. Técnica de Willis.....	38
1.5.3. Técnica de Telemann-Lima.....	38
1.6. Tratamento das parasitoses gastrointestinais em animais domésticos.....	39
1.6.1. Milbemicina oxima.....	40
1.6.2. Emodepside.....	40
1.6.3. Praziquantel.....	40
1.7. Profilaxia das parasitoses gastrointestinais em animais domésticos.....	44
1.8. Objetivos.....	45
 II. MATERIAIS E MÉTODOS.....	 46
2.1. Área geográfica de estudo.....	46
2.2. Caracterização do abrigo.....	47
2.3. Caracterização da amostra.....	47
2.4. Protocolo.....	47
2.4.1. Trabalho de campo.....	47
2.4.2. Recolha de dados e exame físico.....	47
2.4.3. Colheita e exame macroscópico de amostras fecais.....	48
2.4.4. Colheita de sangue periférico.....	48
2.4.5. Desparasitação.....	49
2.5. Trabalho laboratorial.....	49
2.5.1. Exame parasitológico de amostras fecais.....	49
2.5.1.1. Exame directo.....	50
2.5.1.2. Técnica de Willis.....	50
2.5.1.3. Técnica de Telemann-Lima.....	51
2.5.2. Pesquisa de microfilárias no sangue periférico.....	51
2.5.2.1. Gota espessa.....	51

2.5.2.2. Técnica de Knott.....	52
2.5.3. Técnicas moleculares.....	52
2.5.3.1. Extracção de ADN.....	52
2.5.3.2. Amplificação de ADN por PCR.....	53
2.5.3.3. Electroforese dos produtos amplificados por PCR.....	54
2.5.3.4. Purificação dos produtos de PCR para sequenciação.....	54
2.5.3.5. Sequenciação e análise dos fragmentos de ADN purificados.....	55
2.6. Análise estatística.....	55
 III. RESULTADOS.....	 56
3.1. Caracterização da amostra.....	56
3.1.1. Sexo.....	56
3.1.2. Idade.....	56
3.1.3. Raça.....	56
3.1.4. Sinais clínicos.....	56
3.1.5. Ectoparasitas.....	57
3.1.6. Desparasitação externa e interna.....	57
3.2. Características das instalações.....	57
3.3. Exame macroscópico.....	57
3.4. Parasitofauna gastrointestinal antes da desparasitação.....	58
3.5. Pesquisa da microfilárias no sangue periférico.....	64
3.6. Parasitofauna gastrointestinal após desparasitação.....	65
3.7.Desparasitação com milbemicina oxima e praziquantel e com emodepside e praziquantel.....	66
 IV. DISCUSSÃO.....	 68
4.1.1. Parasitas gastrointestinais presentes em cães.....	68
4.1.2. Parasitas gastrointestinais presentes em gatos.....	77
4.2. Pesquisa de microfilárias no sangue periférico.....	82
4.3.Desparasitação com milbemicina oxima e praziquantel e com emodepside e praziquantel.....	83
 V. CONCLUSÃO.....	 85
 VI. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	 87

APÊNDICE I	I
APÊNDICE II	II
APÊNDICE III	III
APÊNDICE IV	IV
APÊNDICE V	V
APÊNDICE VI	VI
APÊNDICE VII	VII
APÊNDICE VIII	VIII

ÍNDICE DE TABELAS

Tabela 1 - Prevalência de infecções por <i>Toxocara</i> spp. em cães e gatos na Europa	9
Tabela 2 - Prevalência de infecções por <i>Toxocara</i> spp. em cães e gatos em Portugal	10
Tabela 3 - Prevalência de infecções por <i>Toxascaris leonina</i> em cães e gatos na Europa	11
Tabela 4 - Prevalência de infecções por <i>T. leonina</i> em cães e gatos em Portugal	11
Tabela 5 - Prevalência de infecções por <i>Ancylostoma</i> spp./ <i>Uncinaria stenocephala</i> em cães e gatos na Europa	15
Tabela 6 - Prevalência de infecções por <i>Ancylostoma</i> spp./ <i>U.stenocephala</i> em cães e gatos em Portugal	16
Tabela 7 - Prevalência de infecções por <i>Trichuris vulpis</i> em cães e gatos na Europa	19
Tabela 8 - Prevalência de infecções por <i>T. vulpis</i> em cães e gatos em Portugal	20
Tabela 9 - Espécies do género <i>Taenia</i> com maior importância em medicina veterinária e respetivos hospedeiros definitivos, hospedeiros intermediários e forma infetante larvar	23
Tabela 10 - Espécies do género <i>Echinococcus</i> e respectivos hospedeiros definitivos e hospedeiros intermediários	25
Tabela 11 - Prevalência de infecções por céstodes da família Taeniidae em cães e gatos na Europa	27
Tabela 12 - Prevalência de infecções por céstodes da família Taeniidae em cães e gatos em Portugal	27
Tabela 13 - Prevalência de infecções por <i>Dipylidium caninum</i> em cães e gatos na Europa	30
Tabela 14 - Prevalência de infecções por <i>D. caninum</i> em cães e gatos em Portugal	31
Tabela 15 - Prevalência de infecções por <i>Cystoisospora</i> spp. em cães e gatos na Europa	34
Tabela 16 - Prevalência de infecções por <i>Cystoisospora</i> spp. em cães e gatos em Portugal	35

Tabela 17 - Princípios ativos e suas respectivas apresentações comerciais de anti-helmínticos disponíveis em Portugal	43
Tabela 18 - Primers para diagnóstico de <i>Dirofilaria</i> spp./ <i>Acanthocheilonema</i> sp.	54
Tabela 19 - Condições de reação utilizadas para PCR	55
Tabela 20 - Resultados obtidos após exame macroscópico nos animais do estudo	59
Tabela 21 - Prevalência dos parasitas gastrointestinais nos animais em estudo antes da desparasitação	59
Tabela 22 - Percentagens de co-infecções por parasitas gastrointestinais encontrados em amostras fecais de 89 cães antes da desparasitação	63
Tabela 23 - Percentagens de co-infecções por parasitas gastrointestinais encontrados em amostras fecais de 17 gatos antes da desparasitação	63
Tabela 24 - Resultados de diferentes testes na pesquisa de <i>D. immitis</i> em 17 cães	67
Tabela 25 - Prevalência dos parasitas gastrointestinais nas amostras fecais de 79 cães amicrofilarémicos antes e 21 dias após a desparasitação com milbemicina oxima/praziquantel	67
Tabela 26 - Prevalência dos parasitas gastrointestinais nas amostras fecais de 17 gatos amicrofilarémicos antes e 21 dias após a desparasitação com milbemicina oxima/praziquantel	67
Tabela 27 - Sequências de ADN obtidas	IV
Tabela 28 - Avaliação de proporções e redução após administração de milbemicina oxima e praziquantel aos 72 cães	V
Tabela 29 - Avaliação de proporções e redução após administração de milbemicina oxima e praziquantel aos 17 gatos	V
Tabela 30 - Percentagens e valores de p obtidos a partir do teste de Qui-quadrado e do teste Exacto de Fisher das variáveis intrínsecas com a presença de infeção dos diferentes parasitas gastrointestinais encontrados nos 89 cães	V
Tabela 31 - Resultados estatísticos obtidos a partir do teste de Mann-Whitney da idade com a presença de infeção por parasitas gastrointestinais	VI
Tabela 32 - Resultados estatísticos: percentagens e valores de p obtidos a partir do teste de Qui-quadrado e do teste Exacto de Fisher das variáveis extrínsecas com a presença de infeção dos diferentes parasitas gastrointestinais encontrados nos cães ($p < 0,05$).....	VII

Tabela 33 - Percentagens e valor de p obtido a partir do teste de Qui-quadrado e o teste Exacto de Fisher das variáveis intrínsecas com a presença de infeção dos diferentes parasitas gastrointestinais encontrados nos cães ($p < 0,05$)	VII
Tabela 34 - Resultados estatísticos: variáveis intrínsecas e a presença de infeção dos diferentes parasitas gastrointestinais encontrados nos gatos ($n=17$)	VIII
Tabela 35 - Resultados estatísticos obtidos a partir do teste de Mann-Whitney da idade com a presença de infeção por parasitas gastrointestinais nos gatos: Significativo para $p < 0,05$	VIII

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1 - Ovo de <i>Toxocara canis</i> e ovo de <i>Toxocara cati</i>	3
Figura 2 - Ciclo de vida do parasita <i>Toxocara canis</i>	4
Figura 3 - Ovo de <i>Toxascaris leonina</i>	7
Figura 4 - Ciclo de vida do parasita <i>Toxascaris leonina</i>	8
Figura 5 - Ovos de <i>Ancylostoma</i> spp./ <i>Uncinaria stenocephala</i>	12
Figura 6 - Ciclo de vida do parasita <i>Ancylostoma caninum</i>	13
Figura 7 - Ovo de <i>Trichuris vulpis</i>	18
Figura 8 - Ciclo de vida do parasita <i>Trichuris vulpis</i>	18
Figura 9 - Ovos de <i>Taenia</i> spp./ <i>Echinococcus</i> spp.	22
Figura 10 - Ciclo de vida do parasita <i>Taenia multiceps</i>	23
Figura 12 - Ciclo de vida do parasita <i>Echinococcus granulosus</i>	25
Figura 13 - Cápsula ovígera de <i>Dipylidium caninum</i>	29
Figura 14 - Ciclo de vida do parasita <i>Dipylidium caninum</i>	29
Figura 15 - Oocisto de <i>Cystoisospora</i> spp.	32
Figura 16 - Ciclo de vida do parasita <i>Cystoisospora canis</i>	33
Figura 17 - Escala fecal de Bristol	38
Figura 18 - Concelho do Seixal com as suas quatro freguesias em evidência	47
Figura 19 - Bancada de trabalho com amostras fecais	51
Figura 20 - Ovos de <i>Ancylostoma</i> spp./ <i>Uncinaria stenocephala</i> observados nas fezes de um cão	60
Figura 21 - Ovos de <i>Trichuris vulpis</i> observados nas fezes de um cão	60
Figura 22 - Ovos de <i>Toxocara canis</i> observados nas fezes de um cão	60
Figura 23 - Cápsula ovígera de <i>Dipylidium caninum</i> com presença de ovos no seu interior observada nas fezes de um cão	61
Figura 24 - Ovo de <i>Taenia</i> sp./ <i>Echinococcus</i> sp. observado nas fezes de um cão	61
Figura 25 - Oocisto de <i>Cystoisospora</i> spp. observado nas fezes de um cão	61
Figura 26 - Ovo de <i>Toxocara cati</i> observado nas fezes de um gato	62
Figura 27 - Ovo de <i>Toxascaris leonina</i> observado nas fezes de um gato	62
Figura 28 - Microfilárias observadas através da técnica de Knott, coradas com azul de metileno	65
Figura 29 - Electroforese em gel de agarose dos produtos de ADN amplificado por PCR	65

I. INTRODUÇÃO

A inter-relação homem-animal pode ser considerada um binómio ancestral (Chieppa, 2002; Botigué *et al.*, 2017). De facto, ao longo dos anos, a humanidade rendeu-se ao fascínio pelos animais, quer seja pelo intelecto ou pelo sentimento que eles têm na maioria dos seres humanos (Robertson *et al.*, 2000; Leite *et al.*, 2004; Mateus *et al.*, 2014; Suganya *et al.*, 2019; Centers for disease control and preventions [CDC], 2020).

Os cães e os gatos são os animais domésticos que mais convivem com os humanos e desempenham várias funções tais como companhia, guarda, caça, pastoreio, transporte, salvamento, ou em programas terapêuticos, havendo bastantes evidências relacionadas com o bem-estar físico e psicológico dos humanos (Leite *et al.*, 2004; Galibert *et al.*, 2011; Cardoso *et al.*, 2013; Dantas-Torres & Otranto, 2014; Mateus *et al.*, 2014; Symeonidou *et al.*, 2018; Suganya *et al.*, 2019; Urgel *et al.*, 2019; Ramos *et al.*, 2020).

As parasitoses gastrointestinais são bastante comuns nos cães (Santos, 2007; Cardoso *et al.*, 2013; Zanzani *et al.*, 2014; Pereira *et al.*, 2016; Pellegrin *et al.*, 2018; Diakou *et al.*, 2019; Strube *et al.*, 2019) e gatos (Ogassawara *et al.*, 1986; Ragozo *et al.*, 2002; Serra *et al.*, 2003; Deplazes *et al.*, 2016; Taylor *et al.*, 2016; Otranto *et al.*, 2017; Miró *et al.*, 2020), podendo ser responsáveis por quadros clínicos graves. A proximidade entre os animais domésticos e os seus proprietários traduz-se atualmente em mais de sessenta zoonoses com elevada importância em saúde pública, algumas das quais causadas por helmintas (MacPherson, 2005; Prates *et al.*, 2009; Al-Sabi *et al.*, 2013; Alho *et al.*, 2018). Devido a esta proximidade, é imperativo controlar adequadamente os endoparasitas dos cães e gatos, com o objectivo de diminuir a contaminação do meio ambiente (doméstico, áreas de parques públicos e recreativos) com as formas infetantes de modo a minimizar os riscos de infeção humana (Robertson, 2000; Santarém *et al.*, 2004; Martínez-Barbabosa *et al.*, 2008; Oliveira *et al.*, 2009; Prates *et al.*, 2009; Duarte *et al.*, 2010; Day, 2011; Dantas-Torres & Otranto, 2014; Bojar & Klapac, 2018; Otero *et al.*, 2018; Alho *et al.*, 2018; Diakou *et al.*, 2019; Miró *et al.*, 2020).

A desparasitação efetuada pelos tutores dos animais nem sempre é realizada da forma mais correta ou adequada, causando problemas de resistências parasitárias e/ou não eliminação dos parasitas (Labruna *et al.*, 2006; Pereira *et al.*, 2016; Raza *et al.*, 2018; Strube *et al.*, 2019; ESCAPP, 2020).

O conhecimento mais aprofundado sobre a epidemiologia dos parasitas, principalmente a sua incidência e prevalência em cães e gatos, são cruciais para o conhecimento da relação parasita-hospedeiro e para a adoção de medidas apropriadas para a proteção humana e animal (Ogassawara *et al.*, 1986; Ragozo *et al.*, 2002; Serra *et al.*, 2003; Duarte *et al.*, 2010; Beiromvand *et al.*, 2013; Neves *et al.*, 2014; Otranto *et al.*, 2017; Alho *et al.*, 2018; Diakou *et al.*, 2019; ESCAPP, 2020).

1. Parasitas gastrointestinais dos cães e gatos domésticos

1.1. Nemátodes

Os cães e gatos podem ser parasitados por várias espécies de nemátodes intestinais, os quais apresentam diferenças ao nível dos seus ciclos biológicos, epidemiologia, patologias associadas e importância em saúde pública (Pereira *et al.*, 2016; Diakou *et al.*, 2019; Strube *et al.*, 2019; Ramos *et al.*, 2020). Atualmente os nemátodes com maior impacto, quer pela sua magnitude, quer pela sua influência na saúde pública na Europa são: *Toxocara canis*, *Toxocara cati*, *Toxascaris leonina*, *Ancylostoma caninum*, *Ancylostoma tubaeforme*, *Uncinaria stenocephala* e *Trichuris vulpis* (Zanzani *et al.*, 2014; Raza *et al.*, 2018; ESCAPP, 2020).

1.1.1. Família Ascarididae

Os ascarídeos dos cães e gatos domésticos pertencem aos géneros *Toxocara* e *Toxascaris* (Bowman *et al.*, 2003). A maioria dos ascarídeos possui dimensões relativamente grandes, uma coloração esbranquiçada opaca e finas estrias transversais na sua cutícula. A boca é formada por três lábios bem desenvolvidos e possuem um esófago simples e cilíndrico. Lateroanteriormente os parasitas da ordem Ascaridida possuem duas asas cervicais (Smith & Noordin, 2006; CDC, 2020; ESCAPP, 2020).

Uma das características importantes desta família é a possibilidade de algumas espécies, durante a sua fase larvar, realizarem migrações complexas, originando, consequentemente, patologias associadas (Urquhart *et al.*, 1996; Bowman *et al.*, 2003, ESCAPP, 2020).

1.2. 1.1.1.1. *Toxocara* spp.

O género *Toxocara* contém duas espécies, *Toxocara canis* e *Toxocara cati* que parasitam o intestino delgado de cães e gatos, respetivamente. A toxocarose causada por *T. canis* e, menos frequentemente, por *T. cati*, é uma das zoonoses mais comuns em todo o mundo. As crianças são o grupo etário mais afectado. Contudo, esta parasitose continua a ser negligenciada, principalmente nos países em desenvolvimento, com condições higiénico-sanitárias deficitárias (Pivetti-Pezzi, 2009; Despommier, 2013; Neves *et al.*, 2014; Zanzani *et al.*, 2014; Strube *et al.*, 2019; CFSPH, 2020; ESCAPP, 2020).

Os ovos de *Toxocara* spp., cuja coloração varia de preta a acastanhada, caracterizam-se morfologicamente por serem sub-esféricos, não segmentados e apresentarem uma camada exterior espessa e rugosa. O seu conteúdo preenche praticamente todo o seu interior (Baños *et al.*, 1999; Bowman *et al.*, 2003) (Figura 1). O diâmetro dos ovos de *T. canis* é de aproximadamente 80 - 85 µm, enquanto o dos ovos de *T. cati* é de cerca de 65 - 75 µm (Bowman *et al.*, 2003; Rodríguez *et al.*, 2006; ESCAPP, 2020).

Figura 1 - Ovo de *Toxocara canis* observado nas fezes de um canídeo (A) e ovo de *Toxocara cati* observado nas fezes de um felídeo (B) com uma ampliação total de 400x. (imagens da autora).



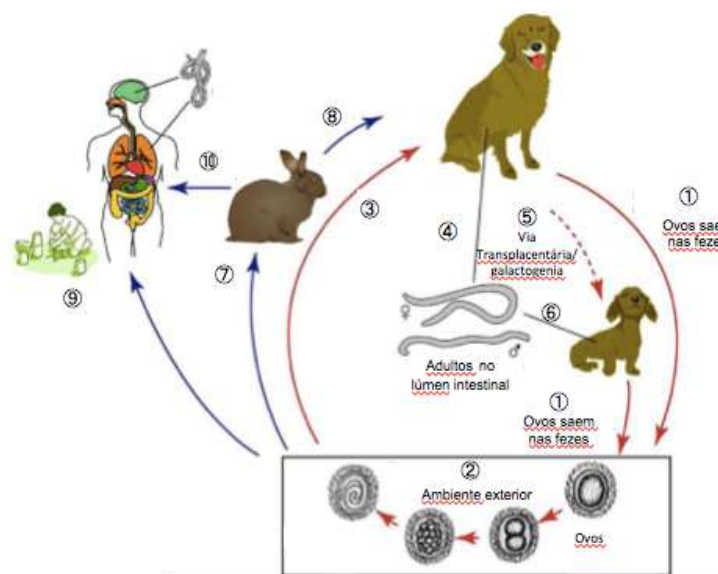
Morfologicamente, os parasitas adultos das espécies *T. canis* e *T. cati* diferenciam-se através da forma das asas cervicais, tendo forma de lança (longas e estreitas) na primeira e forma de seta na segunda (Bowman *et al.*, 2003; Rodríguez *et al.*, 2006; Smith & Noordin, 2006).

No estágio adulto são grandes helmintas intestinais, porém as dimensões dependem da sua idade e do número de parasitas presentes no hospedeiro. Na espécie *T. canis* os machos variam entre 4 a 10 cm e as fêmeas entre 5 a 18 cm, enquanto o comprimento da espécie *T. cati* varia entre 3 a 6 cm nas fêmeas e 4 a 10 cm nos machos (Campillo & Vázquez, 1999; Bowman *et al.*, 2003; Rodríguez *et al.*, 2006; Shell, 2006; ESCAPP, 2020).

1.1.1.1.1. Ciclo de vida

As fêmeas de *T. canis* e *T. cati* depositam os ovos não segmentados no intestino delgado do hospedeiro definitivo (HD), sendo estes eliminados com as fezes para o meio ambiente ① (Figura 2). Após eliminação, os ovos necessitam de aproximadamente quatro semanas de desenvolvimento no solo a temperaturas entre 12° - 32 °C e humidade superior a 85% antes de se tornarem infectantes (Bowman *et al.*, 2003; Rodríguez *et al.*, 2006). Durante este período ocorre o embrionamento e desenvolvimento larvar no interior do ovo até ao estágio 2 infectante (L2), permanecendo a larva no interior do ovo até ser ingerida por um hospedeiro ② (Baños *et al.*, 1999). Os ovos são extremamente resistentes, podendo permanecer viáveis no ambiente desde alguns meses até vários anos (Bowman *et al.*, 2003; Despommier, 2003; Rodríguez *et al.*, 2006; Health Protection Agency [HPA], 2010; CDC, 2020).

Figura 2 - Ciclo de vida do parasita *Toxocara canis* (Figura adaptada de CDC, 2020).



Os ciclos de vida de *T. canis* e de *T. cati* são semelhantes, sendo monoxenos (Okulewicz *et al.*, 2012). O período pré-patente tem a duração de quatro a seis meses (ESCCAP, 2020). *T. canis* apresenta o ciclo de vida mais complexo, verificando-se a existência de quatro possíveis meios de transmissão (Urquhart *et al.*, 1996; Bowman *et al.*, 2003; Rodríguez *et al.*, 2006; CDC, 2020):

- ✓ Directa – através da ingestão directa de ovos embrionados;
- ✓ Pré-natal/transplacentária;
- ✓ Galactogénia;
- ✓ Ingestão de hospedeiros paraténicos (HP), nomeadamente aves e roedores.

Após ingestão dos ovos embrionados pelo HD (Figura 2), ocorre a libertação da larva no estágio 2 (L2) no intestino delgado ③ (Urquhart *et al.*, 1996; CDC, 2020; ESCAPP, 2020). As larvas penetram a mucosa do intestino delgado, passam à circulação sanguínea e iniciam a migração intraorgânica. Entre 24 a 48h após passarem à circulação sanguínea, atingem o fígado por via portal. Algumas larvas L2 ficam retidas nesse órgão, provocando reacções inflamatórias tissulares, enquanto outras continuam o seu comportamento migratório através da circulação sanguínea até alcançarem os pulmões. Já nos pulmões, as L2 podem seguir duas vias: a migração traqueal ou a migração somática. A migração traqueal ocorre em cachorros com idade inferior a seis semanas, em que as larvas sobem a árvore brônquica já convertidas no estágio 3 (L3), sendo deglutidas com as secreções e passando para o aparelho digestivo. No aparelho digestivo, continuam o seu desenvolvimento no estômago, terminando-o no intestino, onde se convertem no estágio 4 (L4) e estágio 5 (L5). Este estágio corresponde ao parasita ainda imaturo que se torna sexualmente maturo posteriormente, referente à fase adulta ④. Aqui iniciam um novo ciclo ao efectuarem a cópula e dando origem a novos ovos que serão eliminados juntamente com as fezes ①. A migração somática ocorre em cães com idade superior a seis semanas. Nesta situação, as L2 não chegam a atingir o lúmen alveolar, sendo dispersadas através da circulação sanguínea por todo o organismo. Estas invadem o tecido músculo-esquelético, pulmões, fígado, rins, útero, glândulas mamárias, entre outros, e permanecem acantonadas nestes órgãos e tecidos durante vários anos sem se desenvolverem. Em cães adultos, embora possam ocorrer infecções patentes, a forma mais comum é o enquistamento das larvas nos tecidos somáticos. Os estádios de enquistamento são reactivados em cadelas durante a gravidez e podem infectar através das vias transplacentária e galactogénia os embriões ou cachorros pré-desmame, respetivamente ⑤. Os ovos presentes no ambiente

são também uma importante fonte de contaminação para os cachorros ⑥ (Stone & Girardeau, 1968; Bowman *et al.*, 2003; CDC, 2020; ESCAPP, 2020).

Nos HP não há desenvolvimento dos parasitas adultos, ficando as larvas infetantes enquistadas nos tecidos ⑦. O ciclo de vida completa-se quando o HD ingere o HP ⑧ (Baños *et al.*, 1999; CDC, 2020; ESCAPP, 2020).

Os seres humanos são hospedeiros acidentais (HA) que se infetam através da ingestão de ovos presentes em solos ou em alimentos contaminados ⑨. Após a ingestão, os ovos eclodem libertando as larvas L2 que penetram a parede do intestino, sendo transportadas através da circulação sanguínea até uma ampla variedade de tecidos (fígado, coração, pulmões, cérebro, músculo, olhos) por migração somática ⑩. As larvas não se desenvolvem nestes locais, contudo podem causar reações locais graves que são a base da toxocarose (Baños *et al.*, 1999; CDC, 2020; ESCAPP, 2020).

O ciclo de vida de *T. cati*, apesar de ser semelhante ao de *T. canis*, difere deste no sentido em que não ocorre infecção pré-natal/transplacentária e nas infecções por ingestão dos ovos a probabilidade de migração traqueal permanece alta por toda a vida do gato (Bowman *et al.*, 2003; CDC, 2020; ESCAPP, 2020).

1.1.1.1.2. Saúde pública

Nos casos de toxocarose, os seres humanos são hospedeiros acidentais, especialmente as crianças que possuem hábitos de geofagia. Os humanos são infetados quando ingerem acidentalmente os ovos de *Toxocara* spp. presentes em solos, alimentos ou fómites contaminados (Nunes *et al.*, 2000; Lee *et al.*, 2010b; Strube *et al.*, 2019; CDC, 2020).

A toxocarose é o termo clínico aplicado à infecção do Homem com *T. canis* ou *T. cati*. Algumas larvas podem persistir no tecido mais profundo depois de terminar a sua migração através pele, causando a síndrome de larva migrante cutânea (LMC). Este parasita pode também causar a síndrome de larva migrante visceral (LMV) e larva migrante ocular (LMO) (Crespo & Jorge, 2000b; Martins *et al.*, 2000; Alho *et al.*, 2010; Bowman *et al.*, 2010; Desplazes *et al.*, 2011; Biology, 2013; Ilic *et al.*, 2016; Raza *et al.*, 2018; Otero *et al.*, 2018; Diakou *et al.*, 2019; CDC, 2020; Ramos *et al.*, 2020; ESCAPP, 2020).

Ainda assim, a compreensão pública e a consciência dos perigos inerentes a esta zoonose é extremamente reduzida (Crespo & Jorge, 2000b; Martins *et al.*, 2000; CFSPH, 2005a; Lee *et al.*, 2010b; Cardoso *et al.*, 2013; Zanzani *et al.*, 2014; Otero *et al.*, 2018; Miró *et al.*, 2020; CDC, 2020; ESCAPP, 2020; CFSPH, 2020).

1.1.1.2. *Toxascaris leonina*

O género *Toxascaris* apenas possui uma espécie, *Toxascaris leonina*, menos frequente que os descritos anteriormente. O seu microbiótomo é o intestino delgado e pode afetar indiscriminadamente cães e gatos domésticos (Urquhart *et al.*, 1996; Baños *et al.*, 1999; Bowman *et al.*, 2003; Alho *et al.*, 2010; Okulewicz *et al.*, 2012; Pellegrin *et al.*, 2018).

Os ovos são ligeiramente ovais, não segmentados e possuem uma cobertura espessa, lisa e pálida, apresentando um tamanho compreendido entre os 75 e os 85 µm (Figura 3). No seu interior, o conteúdo apresenta uma tonalidade castanha amarelada e existem espaços vazios em ambos os extremos (Urquhart *et al.*, 1996; Baños *et al.*, 1999; Bowman *et al.*, 2003). O parasita adulto apresenta um tamanho médio, que varia entre os 4 e os 18 cm de comprimento (Bowman *et al.*, 2003).

Figura 3 - Ovo de *Toxascaris leonina* observado nas fezes de um cão a 400x (imagem da autora).

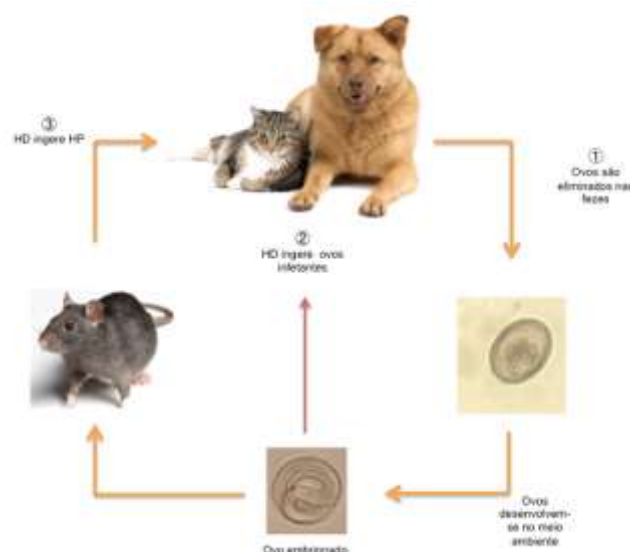


1.1.1.2.1. Ciclo de vida

Toxascaris leonina possui um ciclo de vida monóxeno (Figura 4). O ovo de *Toxascaris leonina* desenvolve-se rapidamente, e em geral atinge o estadio infetante em cerca de uma semana. Quando o ovo infectante é ingerido por um hospedeiro definitivo, a larva eclode do estômago e invade a mucosa do intestino delgado ②. Os ovos são libertados para o ambiente através das fezes ①. Em condições ideais, os ovos podem permanecer viáveis durante vários anos (Baños *et al.*, 1999; Bowman *et al.*, 2003; Pellegrin *et al.*, 2018; Rostami *et al.*, 2020).

O período pré-patente decorre entre quatro a seis meses (ESCCAP, 2020). Após ingestão do HP ③ pelo HD, a larva é ingerida, recomeçando o ciclo (Baños *et al.*, 1999; Bowman *et al.*, 2003; Pellegrin *et al.*, 2018; Rostami *et al.*, 2020).

Figura 4 - Ciclo de vida do parasita *Toxascaris leonina*.



A migração de *Toxascaris leonina* em cães e gatos restringe-se à mucosa intestinal, não sendo possível a infecção por via transplacentária ou galactogénia, pelo que a forma dos cães e gatos adquirirem a infecção é através da ingestão de ovos infetantes ou de HP (Bowman *et al.*, 2003; Rostami *et al.*, 2020).

1.1.1.2.2. Saúde pública

Não se trata de um parasita com potencial zoonótico (Fisher & McGarry, 2006; Beiromvand *et al.*, 2012; Traversa, 2012; Ames *et al.*, 2015; Pellegrin *et al.*, 2018; Rostami *et al.*, 2020).

1.1.1.3. Epidemiologia dos ascarídeos

Os ascarídeos (*Toxocara* spp. e *T. leonina*) são cosmopolitas e têm uma significância moderada na medicina veterinária e uma significância alta em saúde pública (El-Shehabi *et al.*, 1999; Ballweber, 2001; Beiromvand *et al.*, 2012; Despommier, 2013; Raza *et al.*, 2018; ESCCAP, 2020; Rodtami *et al.*, 2020).

Na Europa, as prevalências das infeções por *T. canis* e *T. cati* reportadas variaram entre 1% e 74,2% em cães e entre 4,7% e 44,4% em gatos (tabela 1).

Tabela 1 - Prevalência de infecções por *Toxocara* spp. em cães e gatos na Europa.

País/Países	Prevalência (%)	Referências
Alemanha	6,1 ^{1,5} ; 4,7 ^{3,5} 4,0 ^{1,4} ; 27,1 ^{3,4}	Barutzki & Schaper (2011) Becker <i>et al.</i> (2012)
Áustria, Bélgica, Espanha, França, Hungria, Itália, Roménia	19,7 ^{3,5,10}	Beugnet <i>et al.</i> (2014)
Bélgica	4,4 ^{1,10} 26,3 ^{1,4} 7,4 ^{1,16}	Claerebout <i>et al.</i> (2009)
Espanha (Catalonia)	7,4 ^{1,4} 6,8 ^{1,8}	Ortuño <i>et al.</i> (2014)
Grécia	9,1 ^{1,4} 24,2 ^{3,5,11} 12,8 ^{1,5}	Diakou <i>et al.</i> (2019) Symeonidou <i>et al.</i> (2018) Papazahariadou <i>et al.</i> (2007)
Hungria	17,4 ^{3,5}	Capári <i>et al.</i> (2013)
Itália	6,6 ^{1,4,5,10} ; 5,6 ^{1,10} ; 1,0 ^{1,4} 74,2 ^{1,4} 13,0 ^{1,5} ; 22,2 ^{3,5}	Paoletti <i>et al.</i> (2015) Rinaldi <i>et al.</i> (2015) Riggio <i>et al.</i> (2012)
Polónia	44,4 ^{3,10}	Wierzbowska <i>et al.</i> (2020)
República Checa (Praga)	6,2 ^{1,10,13} 13,7 ^{1,4,9}	Dubná <i>et al.</i> (2007)
Roménia	20,3 ^{3,4}	Mircean <i>et al.</i> (2010)
Sérvia	16,6 ^{1,10}	Ilic <i>et al.</i> , (2016)

Amostras fecais de cães (¹), de cães e gatos (²) e de gatos (³).

Amostras fecais provenientes de animais de canis/gatis ou abrigos (⁴), de animais de CAMV (⁵), de animais que frequentam parques ou do meio ambiente (⁶), de animais de explorações pecuárias (⁷), de animais de caça (⁸), de animais de zonas rurais ou não urbanas (⁹), com tutor (¹⁰), de animais errantes (¹¹), de animais de pastoreio (¹²), de animais de zonas urbanas (¹³), de animais presentes em campanha de vacinação antirrábica (¹⁴), de animais sem sinais clínicos (¹⁵) e de animais com desordem/doença gastrointestinal (¹⁶).

A prevalência destas infecções em cães residentes em Portugal variou entre 0,01% e 52,9%, enquanto que em gatos variou entre 1,5% e 45,9% (tabela 2), podendo esta prevalência estar relacionada com a idade e procedência dos animais, com as condições higieno-sanitárias a que estavam expostos e com os exames de diagnóstico realizados.

Tabela 2 - Prevalência de infecções por *Toxocara* spp. em cães e gatos em Portugal.

Localidade	Prevalência (%)	Referências
Alcobaça	6,0 ^{1,6,13} 4,1 ^{1,6,9}	Rosa <i>et al.</i> (2006)
Alcochete	52,9* ^{1,9,13,14}	Brito <i>et al.</i> (2011)
Almeirim e Cartaxo	3,8 ^{1,6}	Crespo & Jorge (2000b)
Azambuja	1,4 ^{1,6}	Maurício <i>et al.</i> (2006)
Coimbra	24,0 ^{1,4} 8,0 ^{1,9}	Martins <i>et al.</i> (2005) Cardoso <i>et al.</i> (2013)
Amora	0,9 ^{1,6}	Pirão (2019)
Bragança	9,6 ^{1,4,5,10}	Leal (2015)
Évora	2,0 ^{2,4,5}	Ferreira <i>et al.</i> (2011)
Gerês	12,3 ^{1,6,8,11,12}	Silva (2010)

Localidade	Prevalência (%)	Referências
Lisboa	25,5 ^{3,11} 3,9 ^{3,10} 18,1 ^{3,4} 0,5 ⁶ 38,3 ^{3,11} 2,8 ^{1,4} 10,8 ^{3,11}	Santos (2020) Freitas (2020) Carvalho (2017) Ferreira <i>et al.</i> (2017) Waap <i>et al.</i> (2013) Lebre (2011) Duarte <i>et al.</i> (2010)
Minho	45,9 ^{3,10}	Matos (2016)
Óbidos	12,0 ^{1,6,13}	Crespo <i>et al.</i> (2011)
Madeira	5,9 ^{1,10}	Gomes (2019)
Peniche	28,8 ^{1,6,13} 10,0 ^{1,6,9}	Crespo <i>et al.</i> (2006b)
Ponte de Lima	7,4 ^{1,6} 11,3 ^{1,7} 10,9 ^{1,8}	Mateus <i>et al.</i> (2014)
Porto	5,1 ^{1,5,15} 7,8 ^{1,5,16}	Neves <i>et al.</i> (2014)
Portugal continental	5,0 ^{1,4}	Felix (2015)
Santarém	22,6 ^{1,6,13} 7,6 ^{1,6,13}	Crespo <i>et al.</i> (2013) Martins <i>et al.</i> (2000)
Setúbal	1,1 ^{1,4,9,13,14}	Gravata <i>et al.</i> (2007)
Sintra	1,5 ^{2,4,10}	Diniz (2018)
Vila Franca de Xira	0,01 ^{1,10}	Morgado (2016)
Vila Real	1,4 ^{1,10,17}	Silva (2018)

*Família Ascarididae - *Toxocara canis* e *Toxascaris leonina*.

Amostras fecais de cães (¹), de cães e gatos (²) e de gatos (³).

Amostras fecais provenientes de animais de canis/gatis ou abrigos (⁴), de animais de CAMV (⁵), de animais que frequentam parques ou do meio ambiente (⁶), de animais de explorações pecuárias (⁷), de animais de caça (⁸), de animais de zonas rurais ou não urbanas (⁹), com tutor (¹⁰), de animais errantes (¹¹), de animais de pastoreio (¹²), de animais de zonas urbanas (¹³), de animais presentes em campanha de vacinação antirrábica (¹⁴), de animais sem sinais clínicos (¹⁵), de animais com desordem/doença gastrointestinal (¹⁶) e de animais silvestres (¹⁷).

Os animais jovens com idades até aos seis meses apresentam uma maior susceptibilidade à infeção e manifestações clínicas mais graves (Junior *et al.*, 1999; Bowman *et al.*, 2003; Rodríguez *et al.*, 2006; Barutzki & Schaper, 2013; Desplazes *et al.*, 2013), constituindo assim uma importante fonte de infeção, uma vez que há maior excreção de ovos do que nos animais adultos (Bowman *et al.*, 2003; Mandarino-Pereira *et al.*, 2010; ESCCAP, 2020).

É também importante referir que as elevadas prevalências de infeção observadas nos vários estudos poderão estar relacionadas com: i) a elevada fertilidade dos parasitas fêmeas (as quais podem produzir até 200.000 ovos por dia) (Rodríguez *et al.*, 2006; Castelo *et al.*, 2008); ii) a elevada resistência dos ovos no meio ambiente (Despommier, 2003; Rodríguez *et al.*, 2006; HPA, 2008; Mandarino-Pereira *et al.*, 2010; Desplazes *et al.*, 2013; ESCCAP, 2020); e iii) a persistência de larvas nos tecidos somáticos das cadelas (funcionando como um reservatório constante de infeção uma vez que os anti-helmínticos são incapazes de atuar nesses locais) (Carvalho *et al.*, 2014).

Estudos sugerem que existe uma maior prevalência de *Toxocara* spp. em cães residentes em zonas rurais do que em zonas urbanas (Crespo *et al.*, 2006b). Esta diferença pode ser devido à desparasitação frequente dos animais das áreas urbanas, derivado de

uma maior consciencialização dos riscos para a saúde dos tutores que detêm estes animais de companhia (Habluetzel *et al.*, 2003).

Comparativamente às infeções por *T. canis* e *T. cati*, a prevalência da infeção por *T. leonina* nos animais domésticos é inferior e ocorre em animais mais velhos (Bowman *et al.*, 2003; Dubná *et al.*, 2007; Gates & Nolan, 2009; Abu-Madi *et al.*, 2010; Capári *et al.*, 2013; Pellegrin *et al.*, 2018; Raza *et al.*, 2018). Nos estudos realizados na Europa, a prevalência de infeções por este nemátode em cães e gatos foi de 0,1% a 7,2% (Tabela 3), enquanto que nos estudos realizados em Portugal, a prevalência destas infeções variou entre 0,5% e 5,3% (tabela 4).

Tabela 3 - Prevalência de infeções por *Toxascaris leonina* em cães e gatos na Europa.

País/Países	Prevalência (%)	Autores
Alemanha	0,6 ^{1,5} ; 0,1 ^{3,5} 0,4 ^{1,4} ; 0,0 ^{3,4}	Barutzki & Schaper (2011) Becker <i>et al.</i> (2012)
Áustria, Bélgica, Espanha França, Hungria, Itália, Roménia	0,3 ^{3,5,10}	Beugnet <i>et al.</i> (2014)
Bélgica	0,2 ^{1,10} 2,5 ^{1,4} 0,9 ^{1,16}	Claerebout <i>et al.</i> (2009)
Espanha (Catalonia)	2,4 ^{1,4} 2,2 ^{1,8}	Ortuño <i>et al.</i> (2014)
Grécia	0,1 ^{3,5,11} 0,7 ^{1,5}	Papazahariadou <i>et al.</i> (2007)
Hungria	7,2 ^{3,5}	Capári <i>et al.</i> (2013)
Itália	1,7 ^{1,5} ; 0,0 ^{3,5}	Riggio <i>et al.</i> (2012)
Polónia	3,7 ^{3,10}	Wierzbowska <i>et al.</i> (2020)
República Checa (Praga)	0,9 ^{1,10,13} 1,7 ^{1,4,9}	Dubná <i>et al.</i> (2007)

Amostras fecais de cães (¹), de cães e gatos (²) e de gatos (³).

Amostras fecais provenientes de animais de canis/gatis ou abrigos (⁴), de animais de CAMV (⁵), de animais que frequentam parques ou do meio ambiente (⁶), de animais de explorações pecuárias (⁷), de animais de caça (⁸), de animais de zonas rurais ou não urbanas (⁹), de animais domésticos (¹⁰), de animais errantes (¹¹), de animais de pastoreio (¹²), de animais de zonas urbanas (¹³), de animais presentes em campanha de vacinação antirrábica (¹⁴), de animais sem sinais clínicos (¹⁵) e de animais com desordem/doença gastrointestinal (¹⁶).

Tabela 4 - Prevalência de infeções por *Toxascaris leonina* em cães e gatos em Portugal.

Localidade	Prevalência (%)	Autores
Coimbra	1,0 ^{1,4}	Martins <i>et al.</i> (2005)
Évora	0,7 ^{2,4,5}	Ferreira <i>et al.</i> (2011)
Gerês	5,3 ^{1,6,8,11,12}	Silva (2010)
Lisboa	1,1 ^{1,6} 1,4 ^{3,11}	Ferreira <i>et al.</i> (2017) Duarte <i>et al.</i> (2010)
Ponte de Lima	0,7 ^{1,6}	Mateus <i>et al.</i> (2014)
Porto	0,6 ^{1,5,15} 0,5 ^{1,5,16}	Neves <i>et al.</i> (2014)
Portugal continental	1,5 ^{1,4}	Felix (2015)
Setúbal	0,6 ^{1,4,9,13,14}	Gravata <i>et al.</i> (2007)

Amostras fecais de cães (¹), de cães e gatos (²) e de gatos (³).

Amostras fecais provenientes de animais de canis/gatis ou abrigos (⁴), de animais de clínicas veterinárias (⁵), de animais que frequentam parques ou do meio ambiente (⁶), de animais de explorações pecuárias (⁷), de animais de caça (⁸), de animais de zonas rurais ou não urbanas (⁹), de animais domésticos (¹⁰), de animais errantes (¹¹), de animais de pastoreio (¹²), de animais de zonas urbanas (¹³), de animais presentes em campanha de

vacinação antirrábica (¹⁴), de animais sem sinais clínicos (¹⁵) e de animais com desordem/doença gastrointestinal (¹⁶).

1.1.2. Família Ancylostomidae

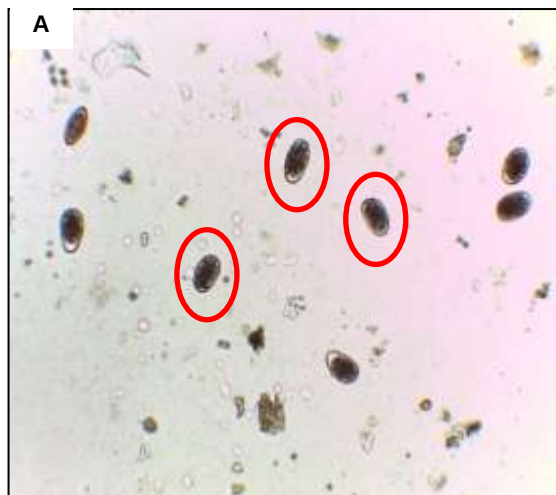
Os membros da família Ancylostomatidae caracterizam-se por possuírem uma cápsula bucal bem desenvolvida (Baños *et al.*, 1999; ESCAPP, 2020). Os adultos do género *Ancylostoma* possuem dentes pontiagudos, ao passo que os do género *Uncinaria* têm placas cortantes (Bowman, 2014; ESCCAP, 2020).

1.1.2.1. *Ancylostoma* spp./*Uncinaria stenocephala*

Os ancilostomídeos que parasitam o intestino delgado de cães e gatos pertencem aos géneros *Ancylostoma* e *Uncinaria* (Baños *et al.*, 1999; Bowman *et al.*, 2003). Na Europa, *U. stenocephala* parasita cães e gatos domésticos enquanto *A. caninum* e *A. tubaeforme* parasitam cães e gatos, respetivamente (ESCCAP, 2020; CAPC, 2021).

Os ovos possuem forma elíptica com casca lisa (Figura 5). No interior contêm um embrião no estágio de mórula. Os ovos de *A. caninum* medem cerca de 56 - 75 µm de comprimento por 34 - 47 µm de largura. Os ovos de *A. tubaeforme* têm um tamanho semelhante aos de *A. caninum*, sendo as medidas 55 - 76 µm de comprimento por 34 - 45 µm de largura. Os ovos de *U. stenocephala* são semelhantes aos descritos anteriormente mas maiores e mais cilíndricos, medindo cerca de 63 - 76 µm de comprimento por 32 - 38 µm de largura (Baños *et al.*, 1999; Dunn & Greiner, 2005; Alho *et al.*, 2010; Lucio-Forster *et al.*, 2012; ESCCAP, 2020).

Figura 5 - Ovos de *Ancylostoma* spp./*Uncinaria stenocephala* observados nas fezes de um cão a 100x (A) (identificados no interior dos círculos vermelhos) e a 400x (B) (imagens da autora).



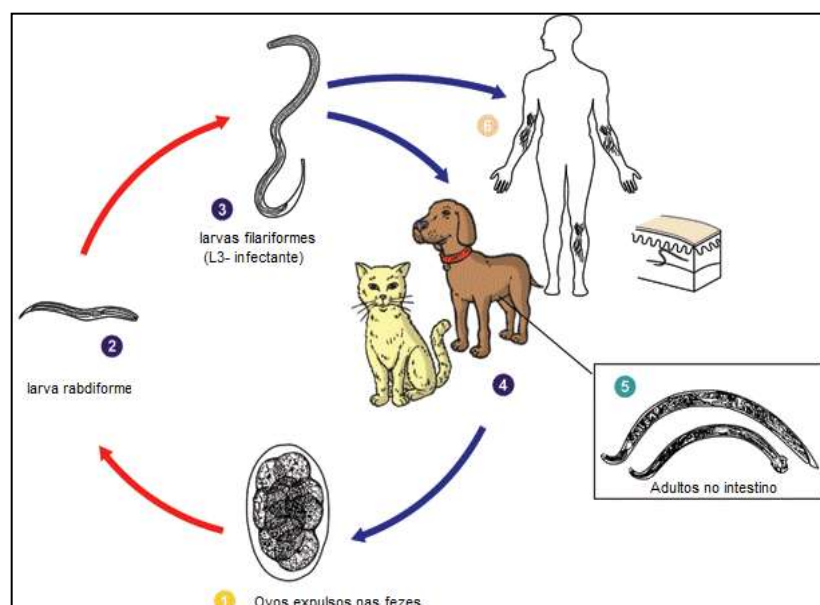
Os adultos das espécies *A. caninum* e *A. tubaeforme* possuem três pares de dentes pontiagudos na margem ventral da cavidade bucal, o que auxilia na sucção de sangue e na fixação nas mucosas do intestino delgado (Foreyt, 2001; Bowman *et al.*, 2003; Dunn & Greiner, 2005; Alho *et al.*, 2010; ESCCAP, 2020). O tamanho dos machos de *A. caninum* varia entre 11- 13 mm de comprimento por 0,34-0,39 mm de diâmetro, enquanto que o das fêmeas varia entre 14,0- 20,5 mm de comprimento por 0,50-0,56 mm de diâmetro (Dunn & Greiner, 2005; ESCCAP, 2020). Os machos de *A. tubaeforme* medem 9,5- 11,0 mm de comprimento por 0,3- 0,35 mm de diâmetro e as fêmeas medem 12- 15 mm de comprimento por 0,38- 0,43 mm de diâmetro (Dunn & Greiner, 2005). Os machos de *U. stenocephala* medem 5 -9 mm de comprimento por 0,2 mm de diâmetro, enquanto que as fêmeas medem 7- 13 mm de comprimento por 0,2- 0,25 mm de diâmetro (Dunn & Greiner, 2005; Alho *et al.*, 2010; ESCCAP, 2020).

Os adultos de *A. caninum* e *A. tubaeforme* apresentam frequentemente uma coloração escura ou avermelhada, contrariamente à espécie *U. stenocephala* que normalmente apresenta uma tonalidade pálida (Bowman *et al.*, 2003; Dunn & Greiner, 2005; Alho *et al.*, 2010, ESCCAP, 2020).

1.1.2.1.1. Ciclo de vida

O ciclo de vida dos géneros *Ancylostoma* e *Uncinaria* é monoxeno (Figura 6) (Urquhart *et al.*, 1996; Bowman *et al.*, 2003; Alho *et al.*, 2010; Dias *et al.*, 2013; CDC, 2020; ESCCAP, 2020).

Figura 6 - Ciclo de vida do parasita *Ancylostoma caninum* (figura adaptada de <http://www.cdc.gov/parasites/zoonotichookworm/biology.html>).



Os ovos são eliminados nas fezes e possuem seis a oito blastómeros ①. Em condições favoráveis de humidade, temperatura e oxigenação, as larvas do primeiro estágio (L1) desenvolvem-se em um a dois dias. As larvas de primeiro e segundo estágio (L1 e L2) desenvolvem-se nas fezes e/ou o solo e denominam-se de larvas rabditoides ②. Estas alimentam-se de bactérias e outros microrganismos até atingirem a forma infectante (estádio 3 infectante - L3), que ocorre passados cinco a dez dias em condições ambientais favoráveis (Dunn & Greiner, 2005; Alho *et al.*, 2010; Alho *et al.*, 2010; CDC, 2020). As L3, denominadas de larvas filariformes, estão envolvidas por uma cutícula remanescente das L2 que lhes confere proteção contra alguns agentes químicos e contra a dissecação ③. As larvas infectantes podem sobreviver no exterior cerca de três a quatro semanas (Bowman *et al.*, 2003; Alho *et al.*, 2010; CDC, 2020).

A infeção pode ocorrer pela ingestão de L3 ou pela penetração ativa desta através da pele ④ (Urquhart *et al.*, 1996; Baños *et al.*, 1999; Bowman *et al.*, 2003; Alho *et al.*, 2010; CDC, 2020; ESCCAP, 2020).

Na infeção por ingestão de L3, as larvas completam o seu desenvolvimento realizando as duas últimas mudas (L4 e L5) no intestino delgado, onde se tornam adultas ⑤ (Baños *et al.*, 1999). Na infeção por penetração ativa da pele, as L3 penetram no HD através dos folículos pilosos e entram na corrente sanguínea através dos vasos sanguíneos sendo transportadas até ao coração e depois para os pulmões (Baños *et al.*, 1999; Bowman *et al.*, 2003). Nos alvéolos pulmonares ocorre a muda para L4, subindo através da árvore brônquica para a traqueia, e posteriormente para a faringe, sendo deglutidas. No aparelho digestivo atingem o intestino delgado onde finalizam o seu desenvolvimento para adultos imaturos (L5) ⑤. Os vermes adultos vivem no lúmen do intestino delgado, onde se fixam à parede intestinal (Baños *et al.*, 1999). Após a cópula no intestino inicia-se a eliminação de ovos nas fezes ① (Bowman *et al.*, 2003). O período pré-patente quer de *A. caninum* quer de *U. stenocephala* é de duas semanas. No caso do nemátode *U. stenocephala*, a infeção por via oral é a mais comum, não ocorrendo migração pulmonar (Baños *et al.*, 1999; Alho *et al.*, 2010; CDC, 2020; ESCCAP, 2020).

Algumas larvas ficam retidas nos tecidos (migração somática), tendo um impacto relativamente importante nas cadelas, uma vez que a gestação reativa as larvas somáticas, e as fêmeas parasitadas servem como fonte de infeção para os cachorros pré-desmame, através da via galactogénia (Stone & Girardeau, 1968; Baños *et al.*, 1999; Loukas & Prociv, 2001; CDC, 2020; ESCCAP, 2020).

Os seres humanos também podem ser infetados pela penetração das L3 através da pele ⑥. As larvas não podem maturar no hospedeiro humano, migrando assim no interior da epiderme vários centímetros por dia (Alho *et al.*, 2010; Bowman *et al.*, 2010, CDC, 2020; ESCCAP, 2020).

1.1.2.1.2. Epidemiologia

Os ancilostomídeos *A. caninum*, *A. tubaeforme* e *U. stenocephala* são comuns em cães e gatos na Europa (Dunn & Greiner, 2005; Alho *et al.*, 2010; Capári *et al.*, 2013; Dias *et al.*, 2013; ESCCAP, 2020) com prevalências entre os 0,2% e 52,2% para o género *Ancylostoma* e de 0,2% a 3,7% para *U. stenocephala* (Tabela 5). Em Portugal, as prevalências de infeção por estes nemátodes variaram entre 0,01% a 80,0% (Tabela 6).

Tabela 5 - Prevalência de infeções por *Ancylostoma* spp./*Uncinaria stenocephala* em cães e gatos na Europa.

País/Países	Prevalência (%)	Autores
Alemanha	2,2 ^{1,5} ; 0,2 ^{3,5} 0,4 ^{1,4} ; 1,1 ^{3,4}	Barutzki & Schaper (2011) Becker <i>et al.</i> (2012)
Áustria, Bélgica, Espanha, França, Hungria, Itália, Roménia	1,4 ^{3,5,10}	Beugnet <i>et al.</i> (2014)
Bélgica	0,7 ^{1,10} 0,3 ^{1,4} 0,3 ^{1,16}	Claerebout <i>et al.</i> (2009)
Espanha	3,7 ^{1,4} 52,2 ^{1,8}	Ortuño <i>et al.</i> (2014)
Grécia	2,8 ^{1,5} 16,2 ^{1,3} 28,6 ^{1,4}	Papazahariadou <i>et al.</i> (2007) Symeonidou, <i>et al.</i> (2018) Diakou <i>et al.</i> , 2019)
Hungria	11,1 ^{3,5}	Capári <i>et al.</i> (2013)
Itália	6,8*/0,2*** ^{1,4,5,10} 21,6 ^{1,4} 2,0*/1,3*** ^{1,5} ; 1,2**/3,7*** ^{3,5}	Paoletti <i>et al.</i> (2015) Rinaldi <i>et al.</i> (2015) Riggio <i>et al.</i> (2012)
Polónia	20,9 ^{3,10}	Wierzbowska <i>et al.</i> (2020)
República Checa	0,4 ^{1,10,13} 0,7 ^{1,4,9}	Dubná <i>et al.</i> (2007)
Roménia	10,1 ^{3,4}	Mircean <i>et al.</i> (2010)
Sérvia	4,0 ^{1,10} ; 1,8 ^{3,10}	Ilic <i>et al.</i> , (2016)

* *Ancylostoma caninum*; ** *Ancylostoma tubaeforme*; *** *Uncinaria stenocephala*

Amostras fecais de cães (¹), de cães e gatos (²) e de gatos (³).

Amostras fecais provenientes de animais de canis/gatis ou abrigos (⁴), de animais de CAMV (⁵), de animais que frequentam parques ou do meio ambiente (⁶), de animais de explorações pecuárias (⁷), de animais de caça (⁸), de animais de zonas rurais ou não urbanas (⁹), de animais com tutor (¹⁰), de animais errantes (¹¹), de animais de pastoreio (¹²), de animais de zonas urbanas (¹³), de animais presentes em campanha de vacinação antirrábica (¹⁴), de animais sem sinais clínicos (¹⁵) e de animais com desordem/doença gastrointestinal (¹⁶).

Tabela 6 - Prevalência de infeções por *Ancylostoma* spp./*Uncinaria stenocephala* em cães e gatos em Portugal.

Localidade	Prevalência (%)	Referências
Alcobaça	56,6 ^{1,6,13} 12,5 ^{1,6,9}	Rosa <i>et al.</i> (2006)
Alcochete	58,8 ^{1,9,13,14}	Brito <i>et al.</i> (2011)
Almeirim e Cartaxo	13,4 ^{1,6}	Crespo & Jorge (2000b)

Amora	20,9 ^{1,6}	Pirão (2018)
Azambuja	4,9 ^{1,6}	Maurício <i>et al.</i> (2006)
Bragança	13,6 ^{1,4,5}	Leal (2015)
Localidade	Prevalência (%)	Referências
Coimbra	40,9 ^{1,9} 32,5 ^{1,4}	Cardoso <i>et al.</i> (2013) Martins <i>et al.</i> (2005)
Évora	6,1 ^{2,4,5}	Ferreira <i>et al.</i> (2011)
Gerês	51,8 ^{1,6,8,11,12}	Silva (2010)
Lisboa	27,7 ^{*,3,11} 5,9 ^{*,3,10} 10,4 ^{3,4} 16,5 ^{1,6} 19,1 ^{3,11} 9,5 ^{1,4} 1,4 ^{*,3,11} ; 2,7 ^{*,3,11}	Santos (2020) Freitas (2020) Carvalho (2017) Ferreira <i>et al.</i> (2017) Waap <i>et al.</i> (2013) Lebre (2011) Duarte <i>et al.</i> (2010)
Madeira	1,5 ^{1,10}	Gomes (2019)
Minho	5,9 ^{3,10}	Matos (2016)
Óbidos	79,9 ^{1,6,13}	Crespo <i>et al.</i> (2011)
Peniche	59,1 ^{1,6,13} 80,0 ^{1,6,13}	Crespo <i>et al.</i> (2006b)
Ponte de Lima	44,6 ^{1,6} 31,3 ^{1,7} 70,3 ^{1,8}	Mateus <i>et al.</i> (2014)
Portugal continental	11,0 ^{1,4}	Felix (2015)
Santarém	64,2 ^{1,6,13} 32,6 ^{1,6,13}	Crespo <i>et al.</i> (2013) Martins <i>et al.</i> (2000)
Setúbal	6,0 ^{1,4,9,13,14}	Gravata <i>et al.</i> (2007)
Sintra	1,5 ^{2,4}	Diniz (2018)
Vila Franca de Xira	0,01 ^{1,10}	Morgado (2016)
Vila real	15,7 ^{1,10,17}	Silva (2018)

A. tubaeforme*; *Uncinaria stenocephala*.

Amostras fecais de cães (¹), de cães e gatos (²) e de gatos (³).

Amostras fecais provenientes de animais de canis/gatis ou abrigos (⁴), de animais de CAMV (⁵), de animais que frequentam parques ou do meio ambiente (⁶), de animais de explorações pecuárias (⁷), de animais de caça (⁸), de animais de zonas rurais ou não urbanas (⁹), de animais com tutores (¹⁰), de animais errantes (¹¹), de animais de pastoreio (¹²), de animais de zonas urbanas (¹³), de animais presentes em campanha de vacinação antirrábica (¹⁴), de animais sem sinais clínicos (¹⁵), de animais com desordem/doença gastrointestinal (¹⁶) e de animais silvestres (¹⁷).

As ancilostomoses são também mais frequentes em animais jovens (Urquhart *et al.*, 1996; Dunn & Greiner, 2005; Maurício *et al.*, 2006). A exposição dos HD às L3 depende da quantidade de ovos eliminados nas fezes, do tipo de solo e da temperatura e humidade necessárias para o desenvolvimento e sobrevivência das larvas infetantes (Bowman *et al.*, 2003; Alho *et al.*, 2010; Mandarino-Pereira *et al.*, 2010; ESCCAP, 2020). A temperatura óptima para desenvolvimento dos ovos de *A. caninum* varia entre os 23 °C e os 30 °C, pelo que, em climas temperados, os períodos propícios à ocorrência de infeções por estes parasitas são o final da Primavera, Verão e o início do Outono (Bowman *et al.*, 2003; Alho *et al.*, 2010; Mandarino-Pereira *et al.*, 2010).

As fêmeas destes vermes apresentam uma elevada fertilidade podendo produzir até 28.000 ovos por dia (Dunn & Greiner, 2005).

As infeções por ancilostomídeos têm a capacidade de provocar anemia hemorrágica, especialmente nos cães. Em cães verifica-se que *A. caninum* é muito mais patogénico que *U. stenocephala* pelo facto de se alimentar de uma maior quantidade de

sangue nos seus hospedeiros. Desta forma, *A. caninum* pode causar anemia hemorrágica de carácter agudo a crónico (Baños *et al.*, 1999; Bowman *et al.*, 2003; Dias *et al.*, 2013). Estes nemátodes possuem ainda a capacidade de provocar enterite eosinofílica (Crespo & Jorge, 2000b; Martins *et al.*, 2000; Robertson *et al.*, 2000; Dunn & Greiner, 2005; Maurício *et al.*, 2006; Bowman *et al.*, 2010; Coelho *et al.*, 2011; Dias *et al.*, 2013; Jacobs *et al.*, 2016; ESCCAP, 2020).

1.1.2.1.3. Saúde pública

O ser humano é também HA de algumas espécies de *Ancylostoma* e de *U. stenocephala*, causando síndromes de LMC (Crespo & Jorge, 2000b; Martins *et al.*, 2000; Maurício *et al.*, 2006; Alho *et al.*, 2010; Cardoso *et al.*, 2013; Dias *et al.*, 2013; Bowman 2014; Gomes, 2019, p.10; CFSPH, 2020).

1.1.3. Família Trichuridae

Os parasitas adultos da família Trichuridae são geralmente encontrados no ceco, menos frequentemente no cólon. A grande maioria dos hospedeiros infetados não apresenta sinais clínicos (Bowman *et al.*, 2001; CFSPH, 2005; Kirkova & Dinev, 2005; Traversa, 2011; Petry *et al.*, 2013; ESCCAP, 2020; CAPC, 2021).

Os nemátodes adultos são providos de uma forma característica, denominada forma de “chicote” devido à extremidade anterior ser delgada, filiforme, longa (correspondendo a cerca de 75% do seu comprimento) e a extremidade posterior ser robusta, espessa e projectar-se livremente no lúmen da mucosa (Urquhart *et al.*, 1996; Bowman *et al.*, 2003; CAPC, 2007; Alho *et al.*, 2010; Traversa, 2011; Petry *et al.*, 2013; ESCCAP, 2020).

1.1.3.1. *Trichuris vulpis*

A Tricuriose é uma parasitose intestinal do cão doméstico causada pelo nemátode *Trichuris vulpis* (Kirkova & Dinev, 2005; CAPC, 2007; Alho *et al.*, 2010; Traversa, 2011; Petry *et al.*, 2013; Raza *et al.*, 2018; ESCCAP, 2020).

Os adultos medem entre 4 a 7 cm de comprimento. Os ovos de *T. vulpis* medem cerca de 70 - 80 µm de comprimento por 30 - 40 µm de diâmetro (figura 7). São lisos e com uma coloração amarelada ou acastanhada, possuindo uma saliência em forma de tampão

distinto em cada pólo, denominado de opérculo, assemelhando-se a um limão (Urquhart *et al.*, 1996; Bowman *et al.*, 2003; CFSPH, 2020: CAPC, 2021).

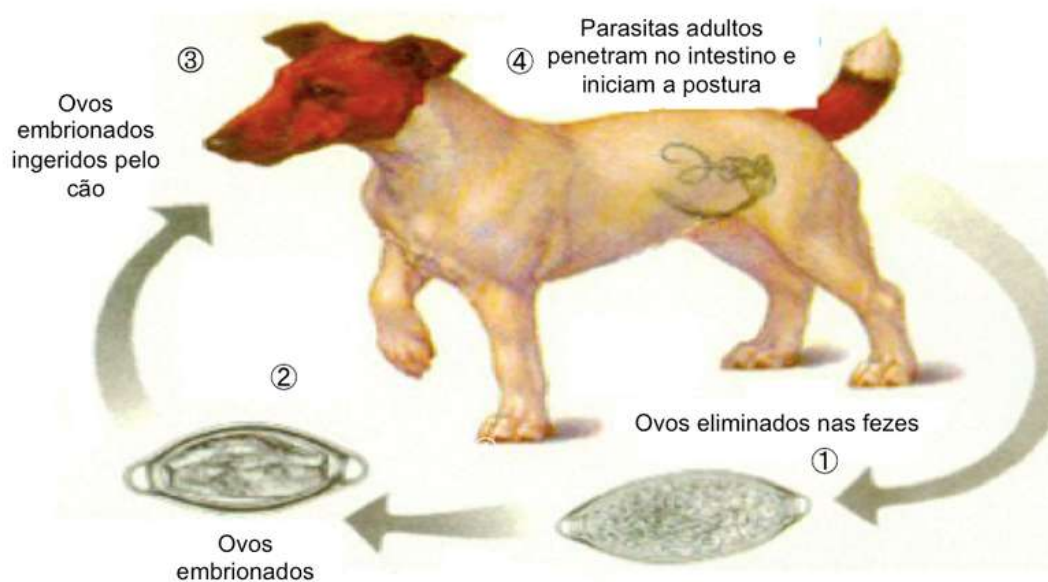
Figura 7 - Ovo de *Trichuris vulpis* observado nas fezes de um cão a 400x (imagem da autora).



1.1.3.1.1. Ciclo de vida

T. vulpis possui um ciclo de vida monoxeno (Figura 8) (Kirkova & Dinev, 2005; CAPC, 2007; Petry *et al.*, 2013; ESCCAP, 2020; CDC, 2020).

Figura 8 - Ciclo de vida do parasita *Trichuris vulpis* (figura adaptada de <http://endoparasitosdeperrosygos.wikispaces.com/>).



Os ovos de *T. vulpis*, quando são eliminados pelas fezes ① não se encontram embrionados, contendo apenas uma única célula nesta fase. Entre nove a vinte e um dias após se encontrarem no solo, ocorre no interior do ovo o desenvolvimento do embrião e, posteriormente, das larvas no estágio 1 infectante (L1) ② (Bowman *et al.*, 2003; CAPC, 2007; Raza *et al.*, 2018; CFSPH, 2020).

Após ingestão dos ovos pelo HD ③, ocorre a libertação das L1 que penetram nas glândulas da mucosa cecal, onde completam quatro mudas até à fase adulta. Este desenvolvimento demora entre setenta a noventa dias (Kirkova & Dinev, 2005; CAPC, 2007). As formas adultas, através da sua extremidade anterior, penetram profundamente na mucosa do intestino grosso, onde se alimentam quer de tecidos (histófagas), quer de sangue (hematófagas). Após completarem a sua maturidade, iniciam a postura de ovos ④ (Baños *et al.*, 1999; Kirkova & Dinev, 2005; CAPC, 2007; CFSPH, 2020). O período pré-patente é cerca de dois a três meses (ESCCAP, 2010; Bowman *et al.*, 2013; ESCCAP, 2020; CAPC, 2021).

1.1.3.1.2. Epidemiologia

T. vulpis apresenta uma distribuição mundial e uma elevada prevalência, principalmente em ambientes quentes e húmidos; porém, esta prevalência é inferior à dos ascarídeos e ancilostomídeos (Alho *et al.*, 2010; Traversa, 2011; ESCCAP, 2020).

A prevalência da parasitose provocada por este nemátode é superior em cães adultos comparativamente aos animais mais jovens, provavelmente devido à ausência de infeção galactogénia e transplacentária (Longo *et al.*, 2008; Alho *et al.*, 2010; Traversa, 2011). Nos estudos realizados na Europa, a prevalência de infeções por *T. vulpis* variou de 0,6% a 38,0% (Tabela 7) e entre 0,5% a 49,5% em Portugal (Tabela 8).

Tabela 7 - Prevalência de infeções por *Trichuris vulpis* em cães e gatos na Europa.

País	Prevalência (%)	Referências
Alemanha (Norte)	0,2-2,3* ^{1,4,17} 0,0 ^{3,4}	Becker <i>et al.</i> (2012)
Bélgica	1,6 ^{1,10} 6,4 ^{1,4} 0,6 ^{1,16}	Claerebout <i>et al.</i> (2009)
Espanha (Catalonia)	3,7 ^{1,4} 22,7 ^{1,8}	Ortuño <i>et al.</i> (2014)
Grécia	9,6 ^{1,5} 3,9 ^{1,4}	Papazahariadou <i>et al.</i> (2007) Diakou <i>et al.</i> (2019)
Itália	7,2 ^{1,4,5,10}	Paoletti <i>et al.</i> (2015)

País	Prevalência (%)	Referências
	38,0 ^{1,4} 3,3 ^{1,5} ; 0,0 ^{3,5}	Rinaldi <i>et al.</i> (2015) Riggio <i>et al.</i> (2012)
República Checa (Praga)	1,1 ^{1,10,13} 1,7 ^{1,4,9}	Dubná <i>et al.</i> (2007)
Sérvia	4,0 ^{1,10} ; 21,4 ^{3,10}	Ilic <i>et al.</i> (2016)

* Prevalência dada pelo intervalo de confiança de 95%.

Amostras fecais de cães (¹), de cães e gatos (²) e de gatos (³).

Amostras fecais provenientes de animais de canis/gatis ou abrigos (⁴), de animais de CAMV (⁵), de animais que frequentam parques ou do meio ambiente (⁶), de animais de explorações pecuárias (⁷), de animais de caça (⁸), de animais de zonas rurais ou não urbanas (⁹), de animais com tutor (¹⁰), de animais errantes (¹¹), de animais de pastoreio (¹²), de animais de zonas urbanas (¹³), de animais presentes em campanha de vacinação antirrábica (¹⁴), de animais sem sinais clínicos (¹⁵) e de animais com desordem/doença gastrointestinal (¹⁶).

Tabela 8 - Prevalência de infeções por *Trichuris vulpis* em cães e gatos em Portugal.

Localidade	Prevalência (%)	Referências
Alcochete	29,4* ^{1,9,13,14}	Brito <i>et al.</i> (2011)
Alcobaça	0,9 ^{1,6,13} 7,5 ^{1,6,9}	Rosa <i>et al.</i> (2006)
Almeirim e Cartaxo	2,6 ^{1,6}	Crespo & Jorge (2000b)
Amora	1,8 ^{1,6}	Pirão (2018)
Azambuja	1,9 ^{1,6}	Maurício <i>et al.</i> (2006)
Bragança	13,6 ^{1,4,5}	Leal (2015)
Coimbra	24,7 ^{1,4} 29,9 ^{1,9}	Martins <i>et al.</i> (2005) Cardoso <i>et al.</i> (2013)
Évora	0,7 ^{2,4,5}	Ferreira <i>et al.</i> (2011)
Gerês	3,9 ^{1,6,8,11,12}	Silva (2010)
Óbidos	40,2 ^{1,6,13}	Crespo <i>et al.</i> (2011)
Peniche	25,8 ^{1,6,13} 45,0 ^{1,6,9}	Crespo <i>et al.</i> (2006b)
Ponte de Lima	34,5 ^{1,6} 32,8 ^{1,7} 49,5 ^{1,8}	Mateus <i>et al.</i> (2014)
Porto	0,6 ^{1,5,15} 0,5 ^{1,5,16}	Neves <i>et al.</i> (2014)
Portugal continental	1,5 ^{1,4}	Felix (2015)
Santarém	10,4* ^{1,6,13} 28,3* ^{1,6,13}	Martins <i>et al.</i> (2000) Crespo <i>et al.</i> (2013)
Setúbal	3,2 ^{1,4,9,13,14}	Gravata <i>et al.</i> (2007)
Vila Franca de Xira	0,01 ^{1,10}	Morgado (2016)
Vila Real	8,8 ^{1,10,17}	Silva (2018)

* Família Trichuridae

Amostras fecais de cães (¹), de cães e gatos (²) e de gatos (³).

Amostras fecais provenientes de animais de canis/gatis ou abrigos (⁴), de animais de CAMV (⁵), de animais que frequentam parques ou do meio ambiente (⁶), de animais de explorações pecuárias (⁷), de animais de caça (⁸), de animais de zonas rurais ou não urbanas (⁹), de animais com tutor (¹⁰), de animais errantes (¹¹), de animais de pastoreio (¹²), de animais de zonas urbanas (¹³), de animais presentes em campanha de vacinação antirrábica (¹⁴), de animais sem sinais clínicos (¹⁵), de animais com desordem/doença gastrointestinal (¹⁶) e de animais silvestres (¹⁷).

Os aspectos mais importantes da epidemiologia deste parasita residem no facto de os ovos infetantes poderem permanecer viáveis no solo mais de quatro anos e tolerarem temperaturas negativas até aos -20 °C (Urquhart *et al.*, 1996; Bowman *et al.*, 2003; Rochette, 2003; Traversa, 2011; Raza *et al.*, 2018; ESCCAP, 2020; CAPC, 2021).

1.1.3.1.3. Saúde pública

Não existem evidências que seja zoonótico (Traversa, 2011; Navarro *et al.*, 2012; Ilic *et al.*, 2016; CFSPH, 2020; ESCCAP, 2020).

1.2. Céstodes

Os céstodes adultos apresentam o corpo achatado e segmentado em fita (Urquhart *et al.*, 1996). O parasita adulto é constituído por cabeça ou escólex com órgãos de fixação, pescoço curto, não-segmentado e uma cadeia de segmentos. O escólex geralmente possui na zona anterior um cone projectável móvel ou rostelo, que pode também conter fileiras concêntricas de ganchos que ajudam na fixação e locomoção. A cadeia é conhecida como estróbilo e cada segmento denominado de proglótide. Não possuem aparelho digestivo, circulatório ou respiratório (Urquhart *et al.*, 1996). Requerem, para completar o seu ciclo, pelo menos um HI, vertebrado ou invertebrado, e como tal, o seu ciclo de vida designa-se heteroxeno (Urquhart *et al.*, 1996; Bowman *et al.*, 2003). A predação é o mecanismo de transmissão dos parasitas do HI para o HD (Bowman *et al.*, 2003). Os proglótides desenvolvem-se continuamente da região do pescoço e tornam-se sexualmente maduros na extremidade distal do estróbilo (Bowman *et al.*, 2003). Cada proglótide é hermafrodita, com um ou dois conjuntos de órgãos reprodutores masculinos e femininos. Com isto pode ocorrer tanto a autofertilização como a fertilização entre proglótides (Urquhart *et al.*, 1996).

De entre as espécies de céstodes que parasitam os carnívoros domésticos, as que possuem maior importância em veterinária são as pertencentes às seguintes famílias (Ballweber, 2001; Bowman *et al.*, 2003; CAPC, 2021; ESCCAP, 2020):

- Família Taeniidae
 - *Taenia* spp.
 - *Taenia pisiformis*
 - *Taenia ovis*
 - *Taenia hydatigena*
 - *Taenia multiceps*
 - *Taenia serialis*
 - *Taenia taeniaeformis*
 - *Echinococcus* spp.

- *Echinococcus granulosus*
- *Echinococcus multilocularis*
- Família Dipylidiidae
 - *Dipylidium caninum*

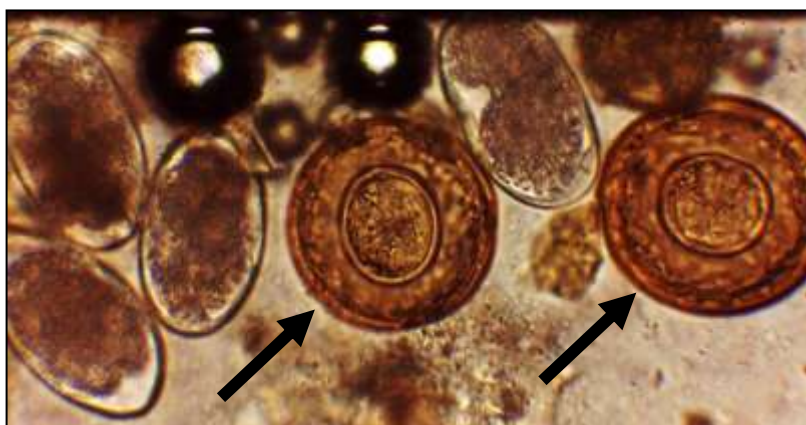
1.2.1. Família Taeniidae

Incluídos na família Taeniidae estão os gêneros *Taenia* e *Echinococcus*. A diferenciação dos gêneros e das espécies faz-se com base no número e tamanho de ganchos no rostelo e na morfologia dos proglotes maduros (Bowman *et al.*, 2003; ESCCAP, 2020; CAPC, 2021).

As espécies da família Taeniidae apresentam como HI mamíferos herbívoros e omnívoros e, ocasionalmente, as espécies *T. multiceps*, *T. serialis* e espécies do gênero *Echinococcus* podem infectar o homem (Deplazes *et al.*, 2010; Wu *et al.*, 2012; Lescano & Zunt, 2013). Os ciclos de vida de ambos os gêneros são semelhantes (Bowman *et al.*, 2003; CDC, 2020; ESCCAP, 2020).

Os ovos do gênero *Taenia* e *Echinococcus* são morfologicamente semelhantes e, por isso, a sua identificação é extremamente difícil (Dinkel *et al.*, 1998; Ballweber, 2001; Bowman *et al.*, 2003; CDC, 2020; ESCCAP, 2020). Os ovos da família Taeniidae são redondos e possuem uma cobertura espessa, denominada embrióforo (Figura 9), medem cerca de 29 a 50 µm de comprimento por 20 a 35 µm diâmetro. Possuem um embrião hexacanto no seu interior após serem eliminados nas fezes (Acedo *et al.*, 1999; Bowman *et al.*, 2003; CAPC, 2021; ESCCAP, 2020).

Figura 9 - Ovos de *Taenia* spp./*Echinococcus* spp. observados nas fezes de um cão a 400x (setas pretas) (imagem da autora).



1.2.1.1. *Taenia* spp.

Dependendo da espécie e do grau de maturidade do parasita, os céstodes adultos do género *Taenia* podem medir entre dezenas a centenas de centímetros de comprimento. O escólex possui quatro ventosas musculares e um rostelo não retráctil, que por vezes está “armado” com um ou dois anéis de ganchos, cujo número varia entre 24 e 76 consoante a espécie. O estróbilo é plano e segmentado, sendo formado por todos os proglótides (Bowman *et al.*, 2003). Os proglótides assemelham-se a retângulos, possuindo poros genitais unilaterais, alternados irregularmente ao longo do estróbilo (Bowman *et al.*, 2003; CDC, 2020; ESCCAP, 2020).

O HD, o HI e a forma infetante variam consoante a espécie (Ballweber, 2001) (Tabela 9).

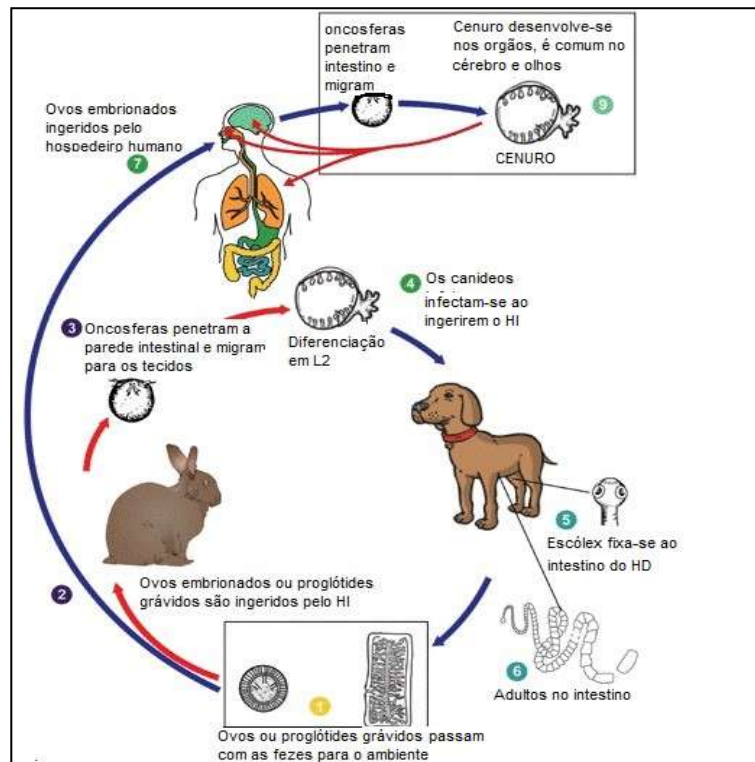
Tabela 9 - Espécies do género *Taenia* com maior importância em medicina veterinária e respetivos hospedeiros definitivos (HD), hospedeiros intermediários (HI) e forma larvar infetante (Ballweber, 2001; Bowman *et al.*, 2003; ESCCAP, 2020; CAPC, 2021).

Espécie	HD	HI (Localização)	Forma larvar infetante (Nome científico)
<i>Taenia pisiformis</i>	Cão	Lagomorfos (Fígado/Peritoneu)	Cisticerco (<i>Cysticercus pisiformis</i>)
<i>Taenia ovis</i>	Cão	Ovinos/Caprinos (Músculos)	Cisticerco (<i>Cysticercus ovis</i>)
<i>Taenia hydatigena</i>	Cão/raposa	Ruminantes/Suínos (Fígado/Peritoneu)	Cisticerco (<i>Cysticercus tenuicollis</i>)
<i>Taenia multiceps</i>	Cão	Ovinos/Bovinos (Cérebro/Medula espinal/Olhos)	Cenuro (<i>Coenurus cerebralis</i>)
<i>Taenia serialis</i>	Cão	Leporídeos (Tecido Intramuscular/Subcutâneo)	Cenuro (<i>Coenurus serialis</i>)
<i>Taenia taeniaeformis</i>	Gatos/ Felinos Selvagens	Roedores (Fígado/Peritoneu)	Estrobilocerco (<i>Cysticercus fasciolaris</i>)

1.2.1.1.a. Ciclo de vida

Na Figura 10, é possível observar o ciclo biológico da *T. multiceps* como exemplo dos ciclos de vida verificados para *Taenia* sp.:

Figura 10 - Ciclo de vida do parasita *Taenia multiceps* (figura adaptada de <http://www.cdc.gov/dpdx/coenurosis/>).



Com o decorrer do amadurecimento do proglótide, a sua estrutura interna desaparece e o proglótide totalmente maduro ou grávido passa a conter apenas vestígios do útero ramificado e ovos. Os proglótides grávidos, em geral, saem intatos dos estróbilos e são eliminados juntamente com as fezes ①. Os proglótides movimentam-se pela superfície do pêlo dos hospedeiros na zona perianal ou pela superfície da massa fecal, libertando os seus ovos (oncosferas) no processo. Assim é possível que os proglótides colhidos do meio ambiente contêm poucos ovos, por já se encontrarem no exterior há algum tempo (Urquhart *et al.*, 1996).

Se o ovo for ingerido por um HI adequado ②, o embrião hexacanto eclode, penetra na parede do intestino e migra para diferentes tecidos do HI ③. No caso da infeção por *T. multiceps*, o fígado, a parede peritoneal e, menos frequentemente, os músculos esqueléticos e cardíaco do HI são os órgãos mais afetados. Após fixação, o embrião hexacanto cresce e diferencia-se na forma larvar L2 infetante para o HD (neste caso, na larva cenuro - *Coenurus cerebralis*).

Quando a forma larvar é ingerida por um HD adequado ④, a vesícula é digerida e o escólex insere-se na mucosa do intestino ⑤, originando proglótides por brotamento para formar o estróbilo, desenvolvendo-se a forma adulta ⑥ (Bowman *et al.*, 2003). Os ovos das

ténias começam a ser eliminados juntamente com as fezes do HD entre seis a nove semanas após a ingestão da forma larvar.

Nos humanos, a infecção por *T. multiceps* ocorre por ingestão de ovos do ambiente ⑦, seguida de eclosão do embrião no intestino e penetração na parede intestinal e migração para os órgãos para os quais tem tropismo ⑧, desenvolvendo-se a forma larvar infetante, neste caso, o cenuro (*Coenurus cerebralis*) ⑨ (Bowman *et al.*, 2003; CDC, 2020; ESCCAP, 2020; CAPC, 2021).

1.2.1.2. *Echinococcus* spp.

A forma adulta de *Echinococcus* spp. tem entre 2 e 8 mm de comprimento, possuindo três a cinco proglotes, dos quais apenas o último é gravídico (Figura 11) (Bowman *et al.*, 2003). A forma adulta de *E. granulosus* possui entre 45 a 65 testículos dispersos no proglótide e o poro genital localiza-se na parte posterior ou a meio deste. A espécie *E. multilocularis* possui entre 17 e 26 testículos situados posteriormente ao poro genital, que se localiza na metade anterior do proglótide. A hidátide de *Echinococcus* spp. é esférica, de cor branca e de consistência elástica (Bowman *et al.*, 2003; CDC, 2020; ESCCAP, 2020; CAPC, 2021).

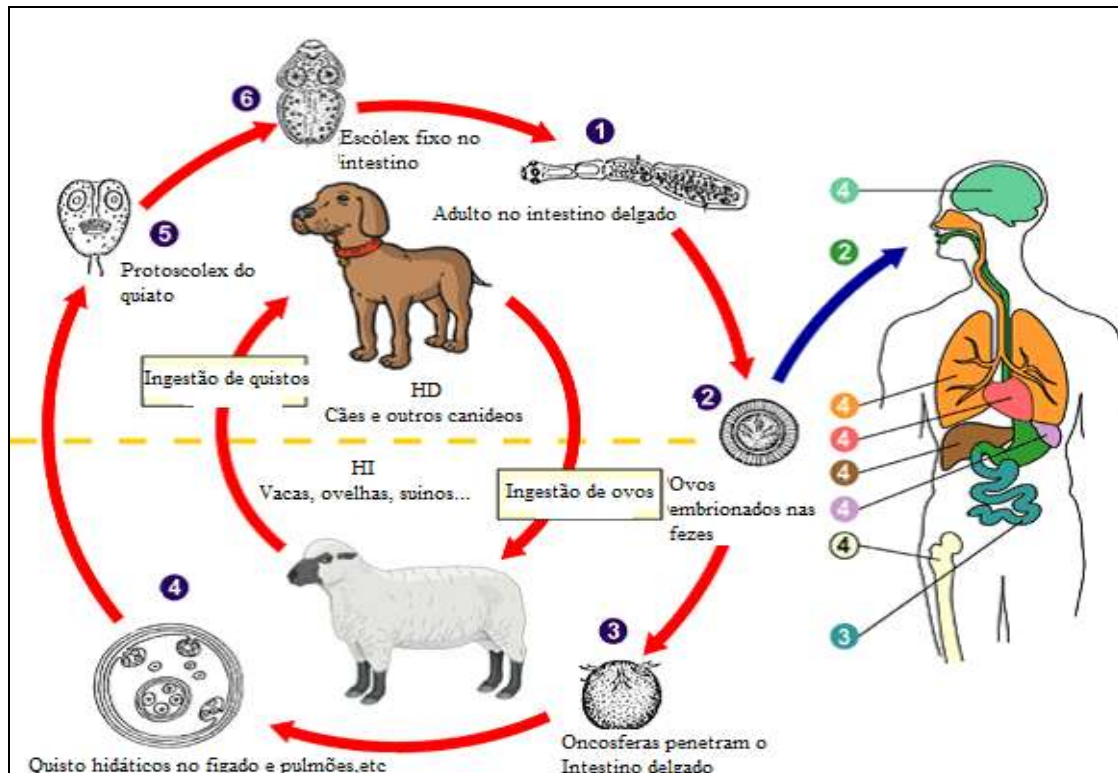
1.2.1.2.1. Ciclo de vida

O ciclo de vida de *E. granulosus* e *E. multilocularis* desenvolve-se em diferentes espécies de mamíferos (Tabela 10) (CFSPH, 2020; ESCCAP, 2020; CAPC, 2021) e encontra-se representado na Figura 12.

Tabela 10 - Espécies do género *Echinococcus* e respectivos hospedeiros definitivos (HD) e hospedeiros intermediários (HI) (Deplazes, 2001; Bowman *et al.*, 2003; Lewis *et al.*, 2014; CFSPH, 2020; CAPC, 2021).

Espécie	Comprimento da larva adulta	HD	HI (Localização)
<i>Echinococcus granulosus</i>	3 a 6 mm	Cães/outras Canídeos Selvagens	Ovinos/Caprinos/Bovinos/Suínos/Equino/ acidentalmente humanos (Fígado/Pulmões)
<i>Echinococcus multilocularis</i>	1,2 a 3,7 mm	Cães/Gatos/Raposas/Coitotes	Pequenos Roedores/ Ocasionalmente Humanos (Fígado/Pulmões/Cérebro)

Figura 12 - Ciclo de vida do parasita *Echinococcus granulosus* (figura adaptada de <http://www.cdc.gov/dpdx/echinococcosis/>).



A forma adulta de *E. granulosus* reside no intestino delgado do HD ①. Os proglótides gravídicos de *E. granulosus* libertam os ovos que são expulsos com as fezes ②. Após a ingestão dos ovos por um HI adequado, a oncosfera é libertada do interior do ovo, geralmente por estímulo do suco gástrico, penetrando a parede intestinal ③ e migrando através do sistema circulatório para vários órgãos, especialmente para o fígado e pulmão. Nesses órgãos, a oncosfera desenvolve-se num quisto hidático que aumenta gradualmente e origina outros quistos filhos ④. Os quistos hidáticos produzem alguns efeitos patogénicos, nomeadamente atrofia por compressão dos órgãos adjacentes e reações alérgicas ao extravasamento do líquido do quisto hidático. O HD é infetado pela ingestão de vísceras do HI que contém o quisto hidático ⑤. Após a ingestão, a hidátide fixa-se à mucosa intestinal levando cerca de 32 a 80 dias até a forma adulta completar o seu desenvolvimento ⑥ (Deplazes, 2001; Bowman *et al.*, 2003; CDC, 2020; CFSPH, 2020).

O ciclo de vida de *E. multilocularis* assemelha-se ao de *E. granulosus*, embora o crescimento das larvas no fígado continue indefinidamente na fase proliferativa, resultando na invasão dos tecidos circundantes (Deplazes, 2001; Bowman *et al.*, 2003; CDC, 2020; CFSPH, 2020).

Os seres humanos infetam-se pela ingestão dos ovos ② com consequente libertação de oncosferas no intestino ③. O desenvolvimento dos quistos hidáticos ocorre em vários órgãos, nomeadamente no sistema nervoso central, fígado, pulmão e coração ④ (Deplazes, 2001; Bowman *et al.*, 2003; Lewis *et al.*, 2014; CDC, 2020; CFSPH, 2020).

1.2.1.3. Epidemiologia (*Taenia* spp./*Echinococcus* spp.)

A distribuição geográfica dos géneros *Taenia* e *Echinococcus* é cosmopolita. Embora a sua importância em medicina veterinária seja moderada, acarreta perdas económicas, principalmente a nível da produção pecuária (Ballweber, 2001; Dakkak, 2010; Lewis *et al.*, 2014; CDC, 2020; CFSPH, 2020).

Nas Tabelas 11 e 12, é possível verificar a prevalência de infeções em cães e gatos por parasitas da família Taeniidae na Europa e em Portugal, respetivamente. Na Europa, esta prevalência variou entre 0,0% e 41,9%, enquanto em Portugal variou entre 0,0% e 4,8%.

Tabela 11 - Prevalência de infeções por céstodes da família Taeniidae em cães e gatos na Europa.

País/Países	Prevalência (%)	Autores
Alemanha (Norte)	0 ^{1,4} ; 2,0 ^{3,4}	Becker <i>et al.</i> (2012)
Áustria, Bélgica, Espanha, França, Hungria, Itália, Roménia	1,3 ^{3,5,10}	Beugnet <i>et al.</i> (2014)
Bélgica	0,2 ^{1,4,10}	Claerebout <i>et al.</i> (2009)
Espanha (Catalonia)	2,2 ^{1,8}	Ortuño <i>et al.</i> (2014)
Hungria	4,7 ^{3,5}	Capári <i>et al.</i> (2013)
Itália	0,4 ^{1,5} 0,0 ^{3,5}	Riggio <i>et al.</i> (2012)
Polónia	41,9 ^{3,10}	Wierzbowska <i>et al.</i> (2020)
República Checa (Praga)	1,0 ^{1,10,13} 3,5 ^{1,4,9}	Dubná <i>et al.</i> (2007)
Roménia	2,7 ^{3,4}	Mircean <i>et al.</i> (2010)

Amostras fecais de cães (¹), de cães e gatos (²) e de gatos (³).

Amostras fecais provenientes de animais de canis/gatis ou abrigos (⁴), de animais de CAMV (⁵), de animais que frequentam parques ou do meio ambiente (⁶), de animais de explorações pecuárias (⁷), de animais de caça (⁸), de animais de zonas rurais ou não urbanas (⁹), de animais com tutor (¹⁰), de animais errantes (¹¹), de animais de pastoreio (¹²), de animais de zonas urbanas (¹³), de animais presentes em campanha de vacinação antirrábica (¹⁴), de animais sem sinais clínicos (¹⁵) e de animais com desordem/doença gastrointestinal (¹⁶).

Tabela 12 - Prevalência de infeções por céstodes da família Taeniidae em cães e gatos em Portugal.

Localidade	Prevalência (%)	Autores
Azambuja	0,2 ^{1,6}	Maurício <i>et al.</i> (2006)
Almeirim e Cartaxo	0,2 ^{1,6}	Crespo & Jorge (2000b)
Bragança	4,8 ^{1,4,5}	Leal (2015)
Coimbra	2,5 ^{1,4} 1,7 ^{1,9}	Martins <i>et al.</i> (2005) Cardoso <i>et al.</i> (2013)
Lisboa	2,1 ^{3,11} 1,2 ^{3,4} 3,1* ^{2,11}	Santos (2020) Carvalho (2017) Waap <i>et al.</i> (2013)

Localidade	Prevalência (%)	Autores
Peniche	1,5 ^{1,6,13} 0 ^{1,6,9}	Crespo <i>et al.</i> (2006b)
Ponte de Lima	0,3 ^{1,6} 0,5 ^{1,7} 2,0 ^{1,8}	Mateus <i>et al.</i> (2014)
Portugal continental	3,5 ^{1,4}	Felix (2015)
Santarém	2,1 ^{1,6,13} 1,9 ^{1,6,13}	Martins <i>et al.</i> (2000) Crespo <i>et al.</i> (2013)
Setúbal	0,2 ^{1,4,9,13,14}	Gravata <i>et al.</i> (2007)
Vila Real	6,3 ^{1,10,17}	Silva (2018)

* *Taenia taeniaeformis*

Amostras fecais de cães (¹), de cães e gatos (²) e de gatos (³).

Amostras fecais provenientes de animais de canis/gatis ou abrigos (⁴), de animais de CAMV (⁵), de animais que frequentam parques ou do meio ambiente (⁶), de animais de explorações pecuárias (⁷), de animais de caça (⁸), de animais de zonas rurais ou não urbanas (⁹), de animais com tutor (¹⁰), de animais errantes (¹¹), de animais de pastoreio (¹²), de animais de zonas urbanas (¹³), de animais presentes em campanha de vacinação antirrábica (¹⁴), de animais sem sinais clínicos (¹⁵), de animais com desordem/doença gastrointestinal (¹⁶) e de animais silvestres (¹⁷).

De entre os fatores mais importantes na epidemiologia destas espécies pode-se referir o número de ovos e a sua distribuição no meio ambiente, o que varia consoante a espécie e o número de parasitas presentes no intestino (Acedo *et al.*, 1999; Bowman *et al.*, 2003; CFSPH, 2020; ESCCAP, 2020).

1.2.1.4. Saúde pública (*Taenia* spp./*Echinococcus* spp.)

Os humanos agem como HI para as espécies de *Echinococcus*, ficando infetados após ingestão accidental de ovos presentes em solos, alimentos ou água contaminados (Yong *et al.*, 2019; CDC, 2020; CFSPH, 2020). As espécies *E. granulosus* e *E. multilocularis* são responsáveis pela hidatidose ou equinococose cística e equinococose alveolar, respetivamente, com repercussões ao nível da saúde pública (Urquhart *et al.*, 1996; Martins *et al.*, 2000; Desplazes *et al.*, 2011; Yong *et al.*, 2019; CFSPH, 2020). Ambas as infeções resultam na formação de quistos, mais comumente no fígado e pulmão, que se não forem tratadas podem ter consequências potencialmente fatais (Yong *et al.*, 2019; ESCCAP, 2020; CFSPH, 2020). A infeção humana por *T. multiceps* é extremamente rara (Lescano & Zunt, 2013; Miró *et al.*, 2020; CFSPH, 2020).

1.2.2. Família Dipylidiidae

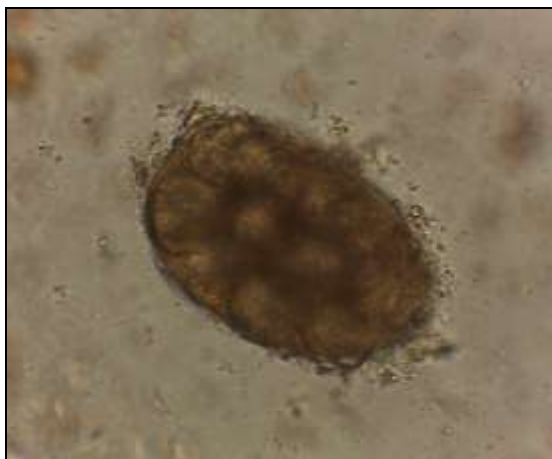
Os céstodes da família Dipylidiidae possuem um escoléx com quatro ventosas e um rostelo retráctil armado com várias fileiras de ganchos em forma de espinho. Os proglótides têm forma de grãos de arroz e poros genitais bilaterais a meio do proglótide (Bowman *et al.*, 2003; CDC, 2019).

1.2.2.1. *Dipylidium caninum*

O parasita *D. caninum* é o céstode mais comum dos cães e gatos domésticos que ocasionalmente infeta o ser humano (Ballweber, 2001; Viera *et al.*, 2012; ; Ilic *et al.*, 2016; Raza *et al.*, 2018, CDC, 2019).

Os parasitas adultos medem entre 20 e 60 cm de comprimento. O escólex possui quatro ventosas, sendo o rostelo em forma de roseta retrátil e armado com três filas de ganchos (Bowman *et al.*, 2003; CDC, 2019). A dificuldade na observação de ovos nas fezes deve-se ao fato destes, permanecerem normalmente no interior das cápsulas ovíferas (Figura 13), que são expulsas dentro dos proglótides juntamente com as fezes (Acedo *et al.*, 1999; CDC, 2019). Cada cápsula ovífera pode conter entre cinco e trinta ovos embrionados.

Figura 13 - Cápsula ovífera de *Dipylidium caninum* com presença de ovos no seu interior observada nas fezes de um cão a 400x (imagem da autora).

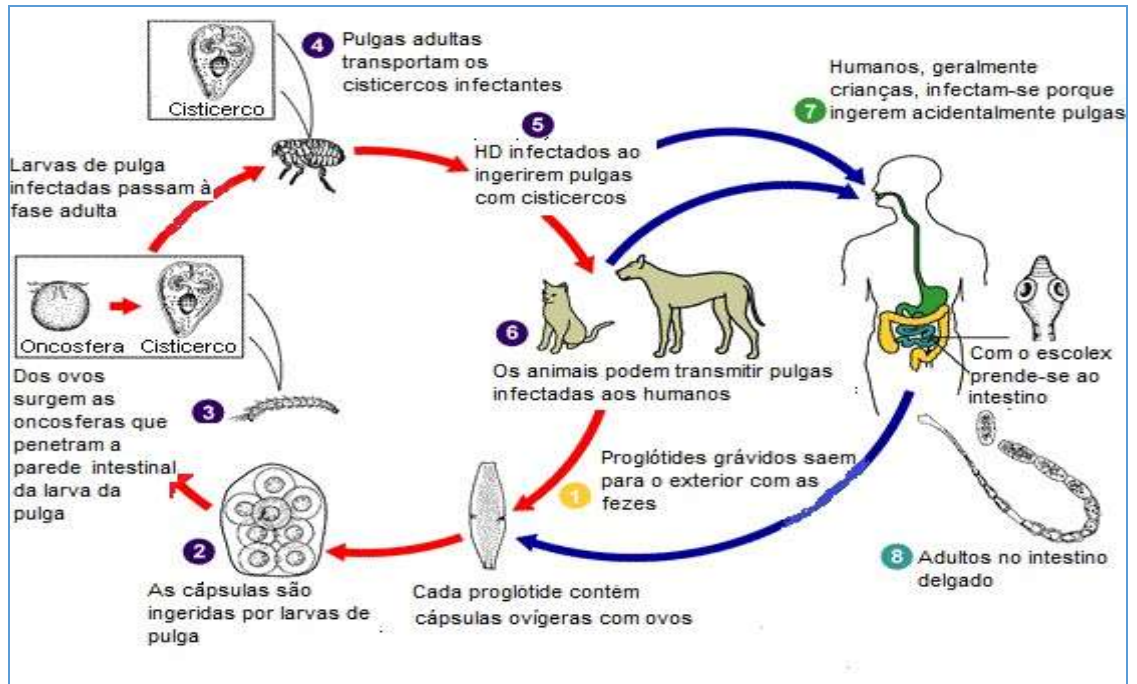


1.2.2.1.1. Ciclo de Vida

As larvas de pulgas (*Ctenocephalides felis*, *Ctenocephalides canis*, *Pulex irritans*) e os piolhos mastigadores (*Trichodectes canis*) são HI de *D. caninum* (Urquhart *et al.*, 1996; Ballweber, 2001; Bowman *et al.*, 2003; Raza *et al.*, 2018 p.10; CDC, 2019).

Os proglótides gravídicos são eliminados espontaneamente ou juntamente com as fezes do HD, disseminando as cápsulas ovíferas que contêm os ovos ① (Figura 14).

Figura 14 - Ciclo de vida do parasita *Dipylidium caninum* (figura adaptada de http://commons.wikimedia.org/wiki/File:CicloVital_Dipylidium.png).



As cápsulas e ovos podem ser encontrados nas fezes ou no ambiente dos cães e dos gatos (por exemplo, cama dos animais). Os HI infetam-se ao ingerirem os ovos embrionados ②. A oncosfera eclode no tubo digestivo do insecto ③, atravessa a parede do trato digestivo atingindo a cavidade corpórea onde evolui até ao estágio de larva cisticercóide ④. Os HD infetam-se quando ingerem acidentalmente o piolho mastigador ou a pulga adulta infetada ⑤. Ao chegar ao intestino delgado, a larva desenvolve-se em adulto em aproximadamente três a quatro semanas. Os proglótides maduros ficam grávidos e separam-se do resto do corpo do parasita, migrando até ao ânus, sendo expulsos nas fezes e iniciando um novo ciclo de transmissão ①. O período pré-patente é entre duas a três semanas (Ballweber, 2001; Bowman *et al.*, 2003). Os animais podem transmitir pulgas infetadas aos humanos ⑥. Os seres humanos, geralmente crianças, infetam-se quando ingerem acidentalmente o HI que contém as larvas cisticercóides ⑦, havendo desenvolvimento do parasita adulto no intestino delgado ⑧ (Urquhart *et al.*, 1996; Ballweber, 2001; Bowman *et al.*, 2003; Raza *et al.*, 2018 p.10; CDC, 2019).

1.2.2.1.2. Epidemiologia

Este parasita é cosmopolita e normalmente apatogénico, causando, na maioria das vezes, apenas algum prurido na área perianal (Ballweber, 2001; Bowman *et al.*, 2003; Raza

et al., 2018 p.11; CDC, 2019). A eliminação de proglótides, cápsulas ovígeras ou ambos é irregular, sendo por vezes interrompida durante dias ou semanas (Ballweber, 2001; Bowman et al., 2003; Raza et al., 2018 p.11; CDC, 2019).

Nos estudos realizados na Europa, a prevalência da infeção por *D. caninum* variou entre 0,2% e 24,7% (Tabela 13), enquanto em Portugal variou entre 0,4% e 53,1% (Tabela 14).

Tabela 13 - Prevalência de infeções por *Dipylidium caninum* em cães e gatos na Europa.

País/Países	Prevalência (%)	Referências
Áustria, Bélgica, Espanha, França, Hungria, Itália, Roménia	3,0 ^{3,5,10}	Beugnet et al. (2014)
Grécia	0,2 ^{3,5,11} 0,3 ^{1,5}	Symeonidou et al. (2018) Papazahariadou et al. (2007)
Itália	6,0 ^{1,4} 1,3 ^{1,5} , 1,2 ^{3,5}	Rinaldi et al. (2015) Riggio et al. (2012)
Polónia	6,1 ^{3,10}	Wierzbowska et al. (2020)
República Checa (Praga)	0,7 ^{1,10,13} 1,3 ^{1,4,9}	Dubná et al. (2007)
Roménia	0,2 ^{3,4}	Mircean et al. (2010)
Sérvia	24,7 ^{1,10} , 21,4 ^{3,10}	Ilic et al. (2016)

Amostras fecais de cães (¹), de cães e gatos (²) e de gatos (³).

Amostras fecais provenientes de animais de canis/gatis ou abrigos (⁴), de animais de CAMV (⁵), de animais que frequentam parques ou do meio ambiente (⁶), de animais de explorações pecuárias (⁷), de animais de caça (⁸), de animais de zonas rurais ou não urbanas (⁹), de animais com tutor (¹⁰), de animais errantes (¹¹), de animais de pastoreio (¹²), de animais de zonas urbanas (¹³), de animais presentes em campanha de vacinação antirrábica (¹⁴), de animais sem sinais clínicos (¹⁵) e de animais com desordem/doença gastrointestinal (¹⁶).

Tabela 14 - Prevalência de infeções por *Dipylidium caninum* em cães e gatos em Portugal.

Localidade	Prevalência (%)	Referências
Azambuja	0,5 ^{1,6}	Maurício et al. (2006)
Amora	1,8 ^{1,4}	Pirão (2018)
Coimbra	7,4 ^{1,4}	Martins et al. (2005)
Lisboa	6,4 ^{3,11} 7,8 ^{3,10} 0,4 ^{3,4} 53,1 ^{3,11} 1,4 ^{3,11}	Santos (2020) Freitas (2020) Carvalho (2017) Waap et al. (2013) Duarte et al. (2010)
Óbidos	0,7 ^{1,6,13}	Crespo et al. (2011)
Peniche	3,0 ^{1,6,13} 5,0 ^{1,6,9}	Crespo et al. (2006b)
Ponte de Lima	0,7 ^{1,6} 1,0 ^{1,7} 1,0 ^{1,8}	Mateus et al. (2014)
Santarém	2,8 ^{1,6,13} 1,9 ^{1,6,13}	Martins et al. (2000) Crespo et al. (2013)
Setúbal	0,6 ^{1,4,9,13,14}	Gravata et al. (2007)

Amostras fecais de cães (¹), de cães e gatos (²) e de gatos (³).

Amostras fecais provenientes de animais de canis/gatis ou abrigos (⁴), de animais de CAMV (⁵), de animais que frequentam parques ou do meio ambiente (⁶), de animais de explorações pecuárias (⁷), de animais de caça (⁸), de animais de zonas rurais ou não urbanas (⁹), de animais com tutor (¹⁰), de animais errantes (¹¹), de animais de pastoreio (¹²), de animais de zonas urbanas (¹³), de animais presentes em campanha de vacinação antirrábica (¹⁴), de animais sem sinais clínicos (¹⁵) e de animais com desordem/doença gastrointestinal (¹⁶).

1.2.2.1.3. Saúde pública

O parasita *D. caninum* é um agente zoonótico, sendo as crianças as mais afetadas pela ingestão acidental de pulgas infetadas através do contacto com cães e gatos (Martins *et al.*, 2000; Molina *et al.*, 2003; Fisher & McGarry, 2006; Nieira *et al.*, 2008; Raza *et al.*, 2018; CDC, 2019; ESCCAP, 2019).

1.3. Protozoários

1.3.1. Família Eimeriidae

Os protozoários da família Eimeriidae são organismos unicelulares que destroem o epitélio da parede intestinal. Estes parasitas têm um hospedeiro específico. O ciclo de vida é monoxeno e divide-se em três fases: esporogonia/esquizogonia, merogonia e gametogonia (Lepp & Todd, 1976; Urquhart *et al.*, 1996; ESCCAP, 2018c).

1.3.1.1. *Cystoisospora* spp.

Os protozoários do género *Cystoisospora* podem causar cistoisossorose nos cães e gatos domésticos (Urquhart *et al.*, 1996; Vasconcelos *et al.*, 2008; Lappin, 2010; ESCCAP, 2018b). Os cães são HD de *Cystoisospora canis*, *Cystoisospora ohioensis*, *Cystoisospora neorivolta* e *Cystoisospora burrowsi*. Os gatos são HD para as espécies *Cystoisospora felis* e *Cystoisospora rivolta*. A existência no mesmo hospedeiro de várias espécies de *Cystoisospora* não é frequente (Filho *et al.*, 2004; Mitchell *et al.*, 2007; Lappin, 2010; Houk *et al.*, 2013; ESCCAP, 2018c).

Os oocistos (formas parasitárias eliminadas juntamente com as fezes) podem ser identificados de acordo com a sua forma e tamanho. As formas mais comumente identificadas são a forma esférica, a oval e a elipsoide (Figura 15). As dimensões verificadas para cada espécie também diferem entre si, sendo os oocistos de *C. canis* (39 x 33 µm) e *C. felis* (45 x 33 µm) maiores do que os oocistos de *C. ohioensis* (24 x 20 µm), de *C. neorivolta* (22 x 17 µm), de *C. burrowsi* (21 x 18 µm) e *C. rivolta* (26 x 24 µm) (Foreyt, 2001; Mitchell *et al.*, 2007; Lappin, 2010; ESCCAP, 2011; Houk *et al.*, 2013; ESCCAP, 2018c).

Os oocistos de *C. canis* são ligeiramente ovais, com membrana externa lisa, com cor esverdeada e com um pequeno poro na sua extremidade mais larga. Os oocistos de *C. felis* são igualmente ovais e com cor amarelada (Vasconcelos *et al.*, 2008; ESCCAP, 2018c).

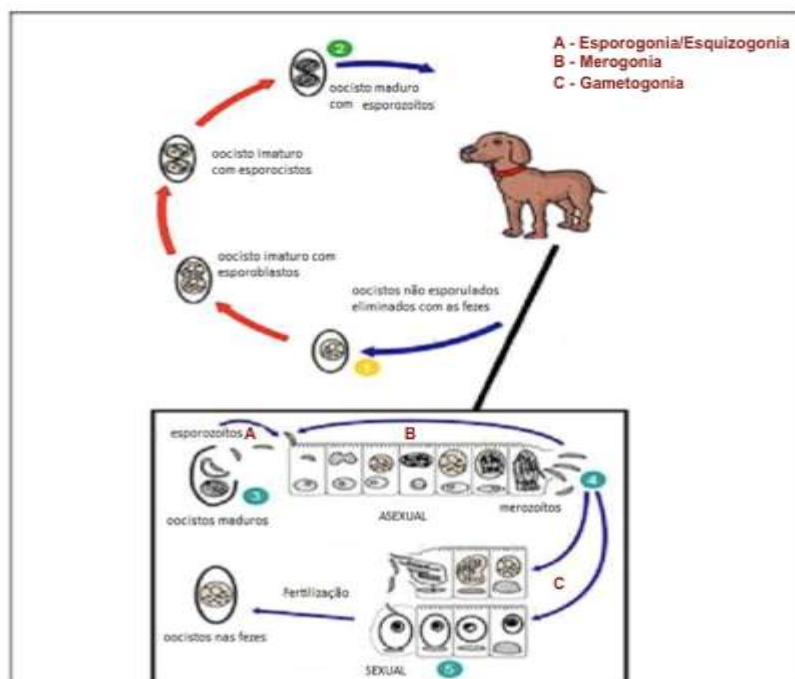
Figura 15 - Oocisto de *Cystoisospora* sp. observado nas fezes de um cão a 40x (imagem da autora).



1.3.1.1.1. Ciclo de Vida

A infecção por *Cystoisospora* spp. ocorre geralmente por via fecal-oral, através da ingestão de oocistos esporulados ou de tecidos de HP (aves, roedores) infetados (Figura 16) (Filho *et al.*, 2004; Lappin, 2010; ESCCAP, 2018c).

Figura 16 - Ciclo de vida do parasita *Cystoisospora canis* (figura adaptada de: <http://www.cdc.gov/parasites/cystoisospora/biology.html>).



Os oocistos não esporulados (estádio não infetante) são eliminados para o exterior juntamente com as fezes dos hospedeiros ①. Os oocistos só esporulam no ambiente em condições climáticas favoráveis de oxigenação, temperatura e humidade relativa elevada. A

esporulação ocorre rapidamente (<16h) a uma temperatura entre 30 °C e 37 °C. Temperaturas superiores a 40 °C e inferiores a 20 °C inibem o desenvolvimento dos oocistos. Em condições óptimas, o núcleo divide-se e forma dois esporoblastos que evoluem para dois esporocistos, possuindo cada um deles quatro esporozoítos ② (Urquhart *et al.*, 1996; Bowman *et al.*, 2003; Vasconcelos *et al.*, 2008).

Os oocistos são muito resistentes e permanecem viáveis no meio ambiente por vários meses (Vasconcelos *et al.*, 2008; Lappin, 2010; ESCCAP, 2018b).

Após ingestão do oocisto esporulado (forma infetante) por um novo hospedeiro, este sofre a ação de sais biliares e enzimas presentes no tracto digestivo, libertando os esporozoítos para o lúmen intestinal ③. Os esporozoítos penetram nos enterócitos e multiplicam-se nestas células de forma assexuada dando lugar às formas esquizontes. Cada esquizonte tem vários merozoítos. Após maturação do esquizonte, este rompe-se libertando os merozoítos, os quais invadem as células vizinhas ④. O número de gerações assexuadas e de merozoítos produzidos depende da espécie de *Cystoisospora* (Urquhart *et al.*, 1996; Bowman *et al.*, 2003; Vasconcelos *et al.*, 2008). Na última fase de merogonia, os merozoítos diferenciam-se em gâmetas masculinos (microgâmetas) e gâmetas femininos (macrogâmetas). Assim, a partir da união entre gâmetas forma-se um zigoto que se desenvolve em oocisto ⑤. O oocisto não esporulado é expelido juntamente com as fezes ①. O período de excreção é variável, mas a maioria dos animais elimina oocistos durante cinco a dez dias (Urquhart *et al.*, 1996; Bowman *et al.*, 2003; Vasconcelos *et al.*, 2008; CAPC, 2020).

O período pré-patente varia conforme as diferentes espécies de *Cystoisospora* (CAPC, 2021). Nas espécies que infetam cães, verifica-se um período pré-patente entre os cinco e os treze dias, enquanto que nas espécies que parasitam os gatos esse período varia entre os sete a onze dias para *C. felis* e entre quatro a sete dias para *C. rivolta* (Urquhart *et al.*, 1996; Bowman *et al.*, 2003; ESCCAP, 2018b; CAPC, 2020).

1.3.1.1.2. Epidemiologia

A infeção por parasitas do género *Cystoisospora* apresenta uma distribuição mundial (Ballweber, 2001; Lappin, 2010; Houk *et al.*, 2013, CDC, 2020). Nos estudos realizados na Europa, a prevalência de infeção variou entre 1,2% e 30,8% (Tabela 15), enquanto em Portugal a prevalência de infeção variou entre 0,02% a 46,3% (Tabela 16).

Tabela 15 - Prevalência de infeções por *Cystoisospora* spp. em cães e gatos na Europa.

Países/País	Prevalência (%)	Referências
Alemanha	5,6 ^{1,5} ; 6,0 ^{3,5} 1,2-4,4* ^{1,4} ; 7,5 ^{3,4}	Barutzk i& Schaper (2011) Becker <i>et al.</i> (2012)
Áustria, Bélgica, Espanha, França, Hungria, Itália, Roménia	9,7 ^{3,5,10}	Beugnet <i>et al.</i> (2014)
Bélgica	2,0 ^{1,10} 26,3 ^{1,4} 8,8 ^{1,16}	Claerebout <i>et al.</i> (2009)
Espanha (Catalonia)	30,8 ^{1,4} 16,8 ^{1,8}	Ortuño <i>et al.</i> (2014)
Grécia	2,6 ^{1,4} 16,4 ^{3,5,11} 3,9 ^{1,5}	Diakou <i>et al.</i> (2019) Symeonidou <i>et al.</i> (2018) Papazahariadou <i>et al.</i> (2007)
Hungria	4,3 ^{3,5}	Capári <i>et al.</i> (2013)
Itália (Centro)	7,5 ^{1,5} 4,5 ^{3,5}	Riggio <i>et al.</i> (2012)
República Checa (Praga)	2,4 ^{1,10,13} 8,0 ^{1,4,9}	Dubná <i>et al.</i> (2007)
Roménia	14,2 ^{3,4}	Mircean <i>et al.</i> (2010)

* Prevalência dada pelo intervalo de confiança de 95%.

Amostras fecais de cães (¹), de cães e gatos (²) e de gatos (³).

Amostras fecais provenientes de animais de canis/gatis ou abrigos (⁴), de animais de CAMV (⁵), de animais que frequentam parques ou do meio ambiente (⁶), de animais de explorações pecuárias (⁷), de animais de caça (⁸), de animais de zonas rurais ou não urbanas (⁹), de animais com tutor (¹⁰), de animais errantes (¹¹), de animais de pastoreio (¹²), de animais de zonas urbanas (¹³), de animais presentes em campanha de vacinação antirrábica (¹⁴), de animais sem sinais clínicos (¹⁵) e de animais com desordem/doença gastrointestinal (¹⁶).

Tabela 16 - Prevalência de infeções por *Cystoisospora* spp. em cães e gatos em Portugal.

Localidade	Prevalência	Referências
Azambuja	0,7 ^{1,6}	Maurício <i>et al.</i> (2006)
Amora	5,5 ^{1,4}	Pirão (2018)
Coimbra	7,8 ^{1,4} 4,0 ^{1,9}	Martins <i>et al.</i> (2005) Cardoso <i>et al.</i> (2013)
Évora	5,4 ^{2,4,5}	Ferreira <i>et al.</i> (2011)
Gerês	3,5 ^{1,6,8,11,12}	Silva (2010)
Lisboa	4,3 ^{*,3,11} 16,9 ^{*,3,4} ; 11,2 ^{**,3,4} 1,1 ^{1,6} 14,2 ^{*,3} ; 11; 46,3 ^{**,3,11}	Santos (2020) Carvalho (2017) Ferreira <i>et al.</i> (2017) Waap <i>et al.</i> (2013)
Madeira	5,9 ^{1,10}	Gomes (2019)
Minho	5,4 ^{*,3,10} ; 9,8 ^{**,3,10}	Matos (2016)
Óbidos	2,6 ^{1,6,13}	Crespo <i>et al.</i> (2011)
Peniche	1,5 ^{***} ^{1,6} 5,0 ^{***} ^{1,6}	Crespo <i>et al.</i> (2006b)
Ponte de Lima	3,0 ^{1,6} 1,5 ^{1,7} 5,0 ^{1,8}	Mateus <i>et al.</i> (2014)
Porto	8,0 ^{1,5,15} 13,5 ^{1,5,16}	Neves <i>et al.</i> (2014)
Portugal continental	8,0 ^{1,4}	Felix (2015)
Santarém	2,8 ^{1,6,13}	Martins <i>et al.</i> (2000)
Setúbal	2,2 ^{1,4,9,13,14}	Gravata <i>et al.</i> (2007)
Vila Franca de Xira	0,02 ^{1,10}	Morgado (2016)
Vila Real	1,0 ^{1,10,17}	Silva (2018)

* *Cystoisospora felis*; ** *Cystoisospora rivolta*; *** *Eimeridae*

Amostras fecais de cães (¹), de cães e gatos (²) e de gatos (³).

Amostras fecais provenientes de animais de canis/gatis ou abrigos (⁴), de animais de CAMV (⁵), de animais que frequentam parques ou do meio ambiente (⁶), de animais de explorações pecuárias (⁷), de animais de caça (⁸), de animais de zonas rurais ou não urbanas (⁹), de animais com tutor (¹⁰), de animais errantes (¹¹), de animais de pastoreio (¹²), de animais de zonas urbanas (¹³), de animais presentes em campanha de vacinação antirrábica

(¹⁴), de animais sem sinais clínicos (¹⁵), de animais com desordem/doença gastrointestinal (¹⁶) e de animais silvestres (¹⁷).

A cistoisporose é muito comum, principalmente em animais residentes em abrigos e canis, o que poderá estar relacionada com a deficiente higienização das boxes e camas e sobrelotação de animais, condições que contribuem para a esporulação de oocistos (Urquhart *et al.*, 1996; Mitchell *et al.*, 2007; Vasconcelos *et al.*, 2008; Lappin, 2010; Ferreira *et al.*, 2011; Houk *et al.*, 2013; CAPC, 2020). Os animais errantes são também bastante susceptíveis de contrair a infecção pelos hábitos de predação (Lappin, 2010; ESCCAP, 2018c; CAPC, 2020).

Os animais mais jovens (com idades inferiores a quatro meses) desenvolvem infecções mais rápidas e graves do que os animais mais velhos. Os animais adultos normalmente não apresentam sinais clínicos (embora tenham a capacidade de eliminar oocistos para o meio ambiente) (Reinemeyer *et al.*, 2007; Vasconcelos *et al.*, 2008; Lappin, 2010; Houk *et al.*, 2013; ESCCAP, 2018b; CAPC, 2020).

1.3.1.1.3. Saúde pública

As coccídeas do género *Cystoisospora* não têm potencial zoonótico (ESCCAP, 2018b).

1.4. Patogenia e sinais clínicos comuns às parasitoses gastrointestinais nos cães e gatos domésticos

Infeções massivas pré-natais por *T. canis* provocam desconforto abdominal grave nos cachorros lactantes. Geralmente estes assumem uma postura muito peculiar com os membros posteriores abertos quando caminham ou em repouso, encontrando-se o abdómen distendido e doloroso à palpação (Bowman *et al.*, 2003; Rodríguez *et al.*, 2006; CFSPH, 2020). Os sinais clínicos são tipicamente associados ao trato gastrointestinal, nomeadamente diarreia, vômito, crescimento retardado, desconforto abdominal, e, em casos graves, obstrução intestinal. É comum em cães altamente parasitados o aparecimento de parasitas adultos nas fezes, nos vômitos e nas descargas nasais. A morte também pode ocorrer por ruptura ou obstrução intestinal (Bowman *et al.*, 2003; Rodríguez *et al.*, 2006; Lee *et al.*, 2010b; Alho *et al.*, 2010; CDC, 2020; CFSPH, 2020).

A severidade da infecção por ancilostomídeos depende da carga parasitária e da resistência do hospedeiro, variando desde uma infecção assintomática a perdas de sangue que rapidamente se podem tornar fatais. Segundo Bowman *et al.* (2003), existem quatro

formas clínicas de ancilostomose em cães: (i) ancilostomose hiperaguda, resultante da transmissão galactogénia, e que se caracteriza por, na segunda semana de vida, os cachorros se encontrarem debilitados, com mucosas pálidas, fezes moles ou líquidas e presença de melena; (ii) ancilostomose aguda, onde é possível a observação de muitos ovos nas fezes; (iii) ancilostomose crónica, que geralmente é assintomática; e (iv) ancilostomose secundária, que ocorre principalmente em cães geriátricos com problemas de saúde (Alho *et al.*, 2010; Dias *et al.*, 2013; CDC, 2020; CFSPH, 2020).

Nos cães, a maioria das infecções por *T. vulpis* são assintomáticas; porém, quando a carga parasitária é elevada, provocam episódios de diarreia frequentemente alternados com fezes normais. As fezes diarreicas geralmente contêm muito muco e podem conter sangue. Em casos excepcionais, pode ser caracterizada por uma diarreia persistente (Bowman *et al.*, 2003; CFSPH, 2020). A infeção crónica pode causar intusceção não associada a prolapso rectal (CDC, 2020; CFSPH, 2020).

Nas infeções por cestodes adultos da espécie *D. caninum* os animais infetados adquirem a posição de “cão sentado” e arrastam o ânus no solo. Este facto deve-se ao prurido no períneo provocado pela presença de proglotes neste local (Bowman *et al.*, 2003; Raza *et al.*, 2018).

Nas infeções agudas por *Cystoisospora* spp., os sinais clínicos podem proceder a eliminação de oocistos, com uma diarreia abundante e aquosa (mais grave no caso de animais jovens) e que pode persistir por algumas semanas (Bowman *et al.*, 2003; Houk *et al.*, 2013; CDC, 2020). De fato, a diarreia crónica é o principal sinal clínico da coccidiose que advém da destruição do epitélio intestinal (Lappin, 2010; ESCCAP, 2018b).

1.5. Técnicas coprológicas de diagnóstico parasitológico em cães e gatos domésticos

O exame macroscópico e microscópico de fezes é importante no diagnóstico parasitológico. A associação destes dois tipos de exame pode levar à determinação mais precisa da prevalência de determinadas parasitoses (Katagiri & Oliveira-Sequeira, 2007; Sousa, 2016).

O exame macroscópico de fezes permite observar: (1) a forma das fezes com base na escala fecal de Bristol (Figura 17); (2) a presença de elementos não fecais, como sangue e muco e (3) a presença de larvas ou parasitas adultos inteiros ou fragmentados (Sousa, 2016).

Figura 17 - Escala de Bristol de consistência de fezes (Martinez & Azevedo, 2012).

A ESCALA FECAL DE BRISTOL		
TIPO 1		Caroços duros e separados, como nozes (difíceis de passar)
TIPO 2		Salsicha-moldada, mas granuloso
TIPO 3		Como uma salsicha, mas com fissuras em sua superfície
TIPO 4		Como uma salsicha ou serpente, suave e macio
TIPO 5		Bolhas suaves com bordas nítidas (que passa facilmente)
TIPO 6		Peças folhas com bordas em pedaços, um cocô sem consistência
TIPO 7		Aquoso, Sem partes sólidas. Inteiramente líquido

O exame microscópico de fezes ainda é a base do diagnóstico de grande número de doenças parasitárias, permitindo a observação de ovos ou larvas de helmintas, oocistos, trofozoítos e quistos de protozoários (Bowman *et al.*, 2003; Katagiri & Oliveira-Sequeira, 2007).

Os métodos mais utilizados no processamento de amostras fecais incluem a diluição de uma pequena quantidade de fezes para o exame directo e o recurso a técnicas de concentração dos elementos parasitários, quer por flutuação, quer por sedimentação (Katagiri & Oliveira-Sequeira, 2007).

Nenhum teste apresenta uma sensibilidade de 100%. Contudo, esta pode aumentar em 50% se em vez de uma amostra forem usadas 3 ou mais, dado que a eliminação das formas parasitárias é intermitente. Por outro lado, o uso de mais de um método coprológico por amostra aumenta a sensibilidade de detecção dos vários agentes (Sudré *et al.*, 2006; Katagiri & Oliveira-Sequeira, 2007; Sousa, 2016).

1.5.1. Exame directo

O exame directo consiste na realização de um esfregaço fecal, imediatamente após a colheita das fezes, dissolvendo-se uma pequena quantidade de fezes numa gota de solução salina (Sacramento, 1940; Bowman *et al.*, 2003). É um sistema rápido, de fácil execução e de baixo custo, sendo muito útil em animais jovens com infeções massivas (Bowman *et al.*, 2003; Sudré *et al.*, 2006; Katagiri & Oliveira-Sequeira, 2007). O exame directo é realizado primariamente para detetar formas móveis de parasitas, tais como trofozoitos de protozoários e larvas de helmintas, as quais podem ser distorcidas ou até mesmo destruídas pelos meios usados para a concentração (Bowman *et al.*, 2003; Katagiri & Oliveira-Sequeira, 2007). O uso da gota salina em vez da utilização de água serve para evitar a lise por osmose dos trofozoítos e protozoários (Bowman *et al.*, 2003).

Apenas uma pequena quantidade de fezes pode ser examinada, visto que a suspensão resultante precisa ser fina o suficiente para permitir a leitura (Bowman *et al.*, 2003). Outra das limitações desta técnica é, a dificuldade de se analisar amostras com conservantes, pois os parasitas morrem e perdem a motilidade. Para além disso, em infeções leves a moderadas pode não se conseguir visualizar qualquer parasita (Katagiri & Oliveira-Sequeira, 2007; Bowman *et al.*, 2003; Sousa, 2016).

1.5.2. Técnica de Willis

A técnica de Willis (Willis, 1921) é uma técnica de concentração por flutuação, e o seu princípio consiste na diluição de uma amostra fecal numa solução mais densa do que os elementos parasitários (i.e. ovos e larvas de nemátodes, ovos de alguns céstodes e oocistos de protozoários), e, assim sendo, o uso de soluções com alta densidade permite a separação dos elementos parasitários [que flutuam com densidade (DE) entre 1,05 a 1,23] dos detritos e resíduos alimentares que se depositam. Várias soluções podem ser utilizadas para a flutuação: cloreto de sódio (DE=1,20); solução de sacarose (DE=1,20 e 1,25); nitrato de sódio (DE=1,20 e 1,30); sulfato de magnésio (DE=1,32) e sulfato de zinco a 33% (DE=1,18). Uma das vantagens desta técnica é a preparação, observada ao microscópico, ser mais limpa que a obtida pela concentração da sedimentação. As limitações deste método são a necessidade da observação ser imediatamente realizada no tempo estipulado, porque os sais causam distorção osmótica ou cristalização do meio, causando distorção nas formas parasitárias e dificultando a sua identificação. Por outro lado, ao prolongar o tempo, os ovos vão ter tendência a sedimentar. Este método apresenta baixa sensibilidade em detetar elementos parasitários que apresentem uma densidade mais elevada que a das

soluções que podem ser utilizadas em cima mencionadas, como é o caso de ovos de *Taenia* spp. que são ovos mais pesados e que tendem a sedimentar (Bowman *et al.*, 2003; Dryden *et al.*, 2005; Katagiri & Oliveira-Sequeira, 2007; Sousa, 2016).

1.5.3. Técnica de Telemann-Lima

A técnica de Telemann-Lima consiste na concentração difásica dos elementos fecais e o seu princípio consiste na obtenção de uma emulsão com duas fases não miscíveis, uma aquosa e outra lipofílica, que permite a separação das partículas fecais (parasitas, resíduos alimentares e bactérias) de acordo com o seu equilíbrio hidrófilo-lipófilo, resultando na eliminação dos elementos com predominância lipofílica (responsável pela formação de artefactos) e por consequência, uma concentração dos elementos com predominância hidrofílica, facilitando a deteção de ovos de tremátodes, larvas e ovos pesados de helmintas, quistos e oocistos de protozoários. A adição da solução de éter etílico não causa distorção celular, preservando-a. O acetato de etilo é outra solução utilizada mais segura e semelhante ao éter etílico porque é menos inflamável e perigoso (Bowman *et al.*, 2003; Dryden *et al.*, 2005; Katagiri & Oliveira-Sequeira, 2007).

1.6. Tratamento das parasitoses gastrointestinais em animais domésticos

Atualmente, existem no mercado inúmeras apresentações comerciais destinadas ao tratamento e prevenção dos parasitas gastrointestinais (Tabela 17); porém, é necessário conhecer detalhadamente o espectro de acção de cada fármaco (Alho *et al.*, 2010; Matos *et al.*, 2013). É também importante realizar a rotatividade dos princípios ativos por forma a diminuir o aparecimento de resistências (Matos *et al.*, 2013; Rebelo, 2014, Castro, 2018).

Tabela 17 - Princípios ativos e suas respectivas apresentações comerciais de anti-helminticos (AH) disponíveis em Portugal (Apifarma, 2013; Matos et al., 2013; Rebelo, 2014; Castro, 2018; EMA, 2020).

Princípios ativos	Nome comercial	Forma farmacêutica	Espécie	Espetro de ação
milbemicina oxima + praziquantel	Milbemax®	Cp	C/G	<i>Toxocara</i> spp., <i>Toxascaris leonina</i> , <i>Ancylostoma</i> spp., <i>Trichuris vulpis</i> , <i>Taenia</i> spp., <i>Echinococcus</i> spp., <i>Dipylidium caninum</i> , <i>Dirofilaria immitis</i>
milbemicina oxima	Interceptor®	Cp	C	<i>Toxocara canis</i> , <i>Toxascaris leonina</i> , <i>Ancylostoma caninum</i> , <i>Trichuris vulpis</i> , <i>Dirofilaria immitis</i>
milbemicina oxima + lufenuron	Program Plus®	Cp	C	<i>Toxocara canis</i> , <i>Toxascaris leonina</i> , <i>Ancylostoma caninum</i> , <i>Trichuris vulpis</i> , <i>Dirofilaria immitis</i>
Praziquantel	Zipyran®	Cp	C/G	<i>Taenia</i> spp., <i>Echinococcus</i> spp., <i>Dipylidium caninum</i>
praziquantel + pirantel	Cazitel®	Cp	G	<i>Toxocara cati</i> , <i>Toxascaris leonina</i> , <i>Taenia taeniaeformis</i> , <i>Echinococcus multiloculares</i> , <i>Dipylidium caninum</i>
praziquantel + pirantel	Drontal®	Cp	G	<i>Toxocara cati</i> , <i>Toxascaris leonina</i> , <i>Ancylostoma</i> spp./ <i>Uncinaria stenocephala</i> , <i>Taenia</i> spp., <i>Echinococcus</i> spp., <i>Dipylidium caninum</i>
praziquantel + pirantel + febantel	Cazitel Plus XL®	Cp	C	<i>Toxocara canis</i> , <i>Toxascaris leonina</i> , <i>Ancylostoma</i> spp./ <i>Uncinaria stenocephala</i> , <i>Trichuris vulpis</i> , <i>Taenia</i> spp., <i>Echinococcus</i> spp., <i>Dipylidium caninum</i>
praziquantel + pirantel + febantel	Endogard Plus®	Cp	C	<i>Toxocara canis</i> , <i>Toxascaris leonina</i> , <i>Ancylostoma caninum</i> , <i>Uncinaria stenocephala</i> , <i>Taenia</i> spp., <i>Dipylidium caninum</i>
praziquantel + pirantel + febantel	Drontal Plus® Drontal Plus XL®	Cp	C	<i>Toxocara canis</i> , <i>Toxascaris leonina</i> , <i>Ancylostoma</i> spp./ <i>Uncinaria stenocephala</i> , <i>Trichuris vulpis</i> , <i>Taenia</i> spp., <i>Echinococcus</i> spp., <i>Dipylidium caninum</i> , <i>Giardia</i> spp.
praziquantel + pirantel + febantel	Zipyran Plus®	Cp	C	<i>Toxocara canis</i> , <i>Toxascaris leonina</i> , <i>Ancylostoma</i> spp./ <i>Uncinaria stenocephala</i> , <i>Trichuris vulpis</i> , <i>Taenia</i> spp., <i>Echinococcus</i> spp., <i>Dipylidium caninum</i>
praziquantel + pirantel + febantel	Cazitel Plus®	Cp	C	<i>Toxocara canis</i> , <i>Toxascaris leonina</i> , <i>Ancylostoma</i> spp./ <i>Uncinaria stenocephala</i> , <i>Trichuris vulpis</i> , <i>Taenia</i> spp., <i>Echinococcus</i> spp., <i>Dipylidium caninum</i>
praziquantel + pirantel + febendazol	Praziquan®	Cp	C	<i>Toxocara canis</i> , <i>Toxascaris leonina</i> , <i>Ancylostoma</i> spp./ <i>Uncinaria stenocephala</i> , <i>Trichuris vulpis</i> , <i>Taenia</i> spp., <i>Echinococcus</i> spp., <i>Dipylidium caninum</i>
praziquantel + pirantel + oxantel	Dolpac®	Cp	C	<i>Toxocara canis</i> , <i>Toxascaris leonina</i> , <i>Ancylostoma</i> spp./ <i>Uncinaria stenocephala</i> , <i>Trichuris vulpis</i> , <i>Taenia</i> spp., <i>Echinococcus</i> spp., <i>Dipylidium caninum</i>
praziquantel + febendazol	Caniquantel Plus® Caniquantel Plus XL®	Cp	C/G	<i>Toxocara</i> spp., <i>Toxascaris leonina</i> , <i>Ancylostoma</i> spp./ <i>Uncinaria stenocephala</i> , <i>Trichuris vulpis</i> , <i>Taenia</i> spp., <i>Echinococcus</i> spp., <i>Dipylidium caninum</i>
Pirantel	Strongid®	P	C/G	<i>Toxocara</i> spp., <i>Toxascaris leonina</i> , <i>Ancylostoma</i> spp./ <i>Uncinaria stenocephala</i>
pirantel + febantel	Drontal Puppy®	So	C	<i>Toxocara canis</i> , <i>Toxascaris leonina</i> , <i>Ancylostoma caninum</i> , <i>Uncinaria stenocephala</i> , <i>Trichuris vulpis</i>
pirantel + ivermectina	Heartgard 30 Plus®	Cp	C	<i>Toxocara canis</i> , <i>Toxascaris leonina</i> , <i>Ancylostoma</i> spp./ <i>Uncinaria stenocephala</i> , <i>Dirofilaria immitis</i>
fipronil + metopreno + praziquantel + eprinomectina	Broadline®	Up	G	<i>Toxocara</i> spp., <i>Toxascaris leonina</i> , <i>Ancylostoma</i> spp., <i>Capillaria plica</i> , <i>Taenia taeniaeformis</i> , <i>Echinococcus multilocularis</i> , <i>Dipylidium caninum</i> , <i>Dirofilaria immitis</i> , <i>Ctenocephalides felis</i> , <i>Ixodes ricinus</i>
emodepside + praziquantel	Profender®	Cp	C	<i>Toxocara canis</i> , <i>Toxascaris leonina</i> , <i>Ancylostoma</i> spp./ <i>Uncinaria stenocephala</i> , <i>Trichuris vulpis</i> , <i>Taenia</i> spp., <i>Echinococcus</i> spp., <i>Dipylidium caninum</i>
		Up	G	<i>Toxocara cati</i> , <i>Toxascaris leonina</i> , <i>Ancylostoma tubaeforme</i> , <i>Taenia</i> spp., <i>Echinococcus</i> spp., <i>Dipylidium caninum</i>
emodepside + toltrazuril	Procox®	So	C	<i>Toxocara canis</i> , <i>Ancylostoma caninum</i> , <i>Uncinaria stenocephala</i> , <i>Trichuris vulpis</i> , <i>Cystoisospora canis</i> , <i>Cystoisospora ohioensis</i>
epsiprantel + pirantel	Dosalid®	Cp	C	<i>Toxocara canis</i> , <i>Toxascaris leonina</i> , <i>Ancylostoma</i> spp./ <i>Uncinaria stenocephala</i> , <i>Taenia</i> spp., <i>Echinococcus</i> spp., <i>Dipylidium caninum</i>

Princípios ativos	Nome comercial	Forma farmacêutica	Espécie	Espetro de ação
moxidectina + imidacloprid	Advocate®	Up	C	<i>Toxocara</i> spp., <i>Toxascaris leonina</i> , <i>Ancylostoma</i> spp./ <i>Uncinaria stenocephala</i> , <i>Trichuris vulpis</i> , <i>Dirofilaria immitis</i>
			G	<i>Toxocara cati</i> , <i>Ancylostoma tubaeforme</i> , <i>Dirofilaria immitis</i>
oxibendazol + niclosamida	Viitaminthe®	P	C/G	<i>Toxocara</i> spp., <i>Toxascaris leonina</i> , <i>Ancylostoma</i> spp./ <i>Uncinaria stenocephala</i> , <i>Taenia</i> spp.
Fenbendazol	Panacur®	P	C/G	<i>Toxocara</i> spp., <i>Toxascaris leonina</i> , <i>Ancylostoma</i> spp./ <i>Uncinaria stenocephala</i> , <i>Giardia</i> spp. (cães)
Flubendazol	Flubenol®	P	C/G	<i>Toxocara</i> spp., <i>Toxascaris leonina</i> , <i>Ancylostoma</i> spp./ <i>Uncinaria stenocephala</i> , <i>Trichuris vulpis</i> , <i>Taenia</i> spp.
Mebendazol	Telmin®	P	C/G	<i>Toxocara</i> spp., <i>Toxascaris leonina</i> , <i>Ancylostoma</i> spp./ <i>Uncinaria stenocephala</i> , <i>Trichuris vulpis</i> , <i>Taenia</i> spp., <i>Echinococcus</i> spp.
Selamectina	Stronghold®	Up	C/G	<i>Toxocara</i> spp., <i>Ancylostoma</i> spp./ <i>Uncinaria stenocephala</i> , <i>Dirofilaria immitis</i>

Forma farmacêutica: Up- Unção punctiforme; Cp - comprimidos; P - pasta; So - solução oral

Espécie: C - cão; G - gato.

O epsiprantel, a niclosamida e o praziquantel são moléculas cestocidas, podendo ser associadas a diversos nematocidas, de modo a apresentar um largo espectro de ação (Matos *et al.*, 2013; Rebelo, 2014).

No caso dos nematodes, as moléculas mais comumente utilizadas em cães e gatos são as tetrahidropirimidinas (pirantel e oxantel), os benzimidazóis (oxibendazol, mebendazol, fenbendazol, flubendazol e febantel) e mais recentemente o emodepside (Matos *et al.*, 2013; Rebelo, 2014; Castro, 2018).

Os dois anti-helmínticos (AH) utilizados neste estudo foram a milbemicina oxima associado ao praziquantel (Milbemax®), e o emodepside associado ao praziquantel (Profender®).

1.6.1. Milbemicina oxima

A milbemicina oxima pertence ao grupo das lactonas macrocíclicas. O seu mecanismo de acção reside na interrupção da transmissão do impulso nervoso pelo aumento da libertação do GABA resultando na paralisia e morte do parasita pelo aumento da permeabilidade das membranas neuromusculares (hiperpolarização) dos nemátodes aos iões cloro. É desaconselhado o uso de milbemicina em cães e gatos microfilarémicos devido às reações de hipersensibilidade que podem ocorrer, estando esta hipersensibilidade associada à libertação de proteínas das microfilárias mortas ou que estão a morrer (Webster, 2005; Apifarma, 2015; Rebelo, 2014 p.69; EMA, 2021).

1.6.2. Emodepside

O emodepside é um antiparasitário e o seu mecanismo de ação consiste em interferir na transmissão do impulso nervoso dos nemátodes, levando à sua paralisia e morte (Webster, 2005; Apifarma, 2015; Rebelo, 2014, p.101; EMA, 2020).

1.6.3. Praziquantel

O praziquantel é considerado um fármaco seguro, altamente eficaz e de largo espetro, sendo um componente essencial para controlar parasitas de importância zoonótica. É um composto sintético derivado da isoquinolina que modifica a permeabilidade do cálcio das membranas dos céstodes e tremátodes causando um desequilíbrio das estruturas da membrana. Esta situação resulta na despolarização da membrana, contração

da musculatura, vacuolização e desintegração do tegumento sincicial, causando a eliminação ou a morte do parasita (Webster, 2005; Apifarma, 2015; Rebelo, 2014 p.73).

1.7. Profilaxia das parasitoses gastrointestinais em cães e gatos domésticos

A profilaxia das parasitoses gastrointestinais faz-se através: i) do despiste frequente e tratamento dos animais infetados e doentes; ii) manejo adequado das fezes; iii) o uso periódico de antiparasitários; iv) o combate às pulgas e piolhos; v) limpeza regular do pêlo e pele por forma a eliminar qualquer forma parasitária e (vi) educação sanitária da população (ESCCAP, 2020). É importante que os médicos veterinários chamem a atenção para a importância da vigilância parasitária contínua, como parte de um programa de bem-estar animal e humano (Vasconcelos, 1998; Robertson, 2000; Lee *et al.*, 2010b; Alho *et al.*, 2018; ESCCAP, 2020).

Para os parasitas em que alguns estádios têm grande resistência às condições ambientais adversas, a melhor forma de atuar é eliminando sempre as fezes do ambiente e educar os proprietários para a recolha das fezes dos animais. Porém, realizar um controlo e recolha das fezes de gatos é extremamente difícil no caso de animais errantes e com acesso ao exterior (Vasconcelos, 1998; ESCCAP, 2020). Para as áreas de extrema contaminação (por exemplo: canis/abrigos) são necessárias medidas mais extremas tais como, a descontaminação do solo através da remoção da areia e substituição por asfalto (Mandarino-Pereira *et al.*, 2010; ESCCAP, 2020). No caso de não ser possível, deve fazer-se uma limpeza adequada com soluções de hipoclorito de sódio a 1% ou borato de sódio de modo a eliminar as formas parasitárias mais resistentes (como é o caso dos ovos de *T. vulpis*). Segundo Steffen *et al.* (2010), o produto recomendado para a desinfecção de pisos deve ser feito à base de cresol (Creolina®). A desidratação e a incidência da luz solar directa sobre os locais é uma medida eficaz para destruição dos oocistos de *Cystoisospora* spp. (Bowman *et al.*, 2003, Vasconcelos *et al.*, 2008; ESCCAP, 2020).

No caso dos parasitas com ciclo de vida heteroxeno a profilaxia passa primariamente por eliminar/evitar a ingestão/contacto com o HI (Vasconcelos *et al.*, 2008; Desplazes *et al.*, 2013). É também importante evitar o contacto do HD com o HP (Bowman *et al.*, 2003; ESCCAP, 2020).

A frequência de desparasitação depende do ciclo de vida do parasita, da idade e estilo de vida do hospedeiro. A ESCCAP (2020) recomenda desparasitar internamente os animais de companhia pelo menos quatro vezes ao ano. Geralmente é recomendada a

aplicação mensal de acaricidas com actividade repelente e inseticida juntamente com o tratamento ambiental (limpeza diária das boxes, camas e roupa de cama) (ESCCAP, 2020).

1.8. Objetivos

O presente trabalho teve como objetivos principais:

- a) Caracterizar a parasitofauna gastrointestinal de cães e gatos residentes num abrigo comunitário localizado na região do Seixal;
- b) Determinar a relação das características intrínsecas (idade, sexo, raça, peso) e extrínsecas (sinais clínicos, desparasitações interna e externa, presença de ectoparasitas, tipo de pavimento, limpeza, desinfeção, remoção de fezes, tipo de cama) dos animais da amostra com a presença dos diferentes agentes patogénicos identificados;
- c) Controlo antiparasitário com milbemicina oxima e praziquantel (Milbemax®, Novartis) e emodepside e praziquantel (Profender®, Bayer) na eliminação de parasitas gastrointestinais.

II. MATERIAIS E MÉTODOS

O presente estudo foi aprovado pela comissão de Ética da Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias de Lisboa.

As amostras foram processadas nos laboratórios do Grupo de Helminologia e Malacologia Médicas, Unidade de Parasitologia Médica do Instituto de Higiene e Medicina Tropical, Universidade Nova de Lisboa.

2.1. Área geográfica de estudo

Este estudo foi realizado num abrigo comunitário situado no Município do Seixal, região pertencente ao Distrito de Setúbal. Situado no concelho do Seixal, na margem sul do Rio Tejo, faz fronteira a Norte com o Rio Tejo, a Este com o Barreiro, a Sul com Sesimbra e Oeste com Almada (Câmara Municipal do Seixal [CMS], 2014).

O concelho do Seixal tem uma área de 95,50 km², 184.269 habitantes e está subdividido em quatro freguesias: Amora, Corroios, Fernão Ferro e Seixal/Arrentela/Aldeia de Paio Pires, tendo-se realizado o estudo nesta última (Figura 18) (CMS, 2020).

A região em estudo apresenta um tipo de clima mediterrânico, com um período seco de cerca de 80 a 100 dias, durante o verão, em que a temperatura média ronda os 29 °C. Durante o inverno as temperaturas são amenas (CMS, 2020).

Figura 18 - Freguesia do Seixal/Arrentela/Aldeia de Paio Pires dentro do concelho do Seixal em evidência (original da autora).



2.2. Caracterização do abrigo

O abrigo comunitário albergava 106 animais, sendo 89 cães e 17 gatos.

Os cães eram mantidos em dois canis fechados e alojados em boxes, geralmente em número superior a um cão por box. Os cães agressivos estão numa box sozinhos. Cada box têm um pavimento de cimento ou mosaico (com muitas fissuras que permite a entrada de roedores) e um abrigo em cimento..

Os animais são alimentados à base de comida seca.

Os gatos estavam num quarto todos juntos, com um pavimento em mosaico, com acesso a um pequeno pátio.

Os animais deste abrigo não seguiam nenhum protocolo de desparasitação interna e externa, sendo realizado apenas quando havia disponibilidade do produto. Contudo, ao serem realizadas, as desparasitações interna e externa não seguiam as *guidelines* da ESCCAP recomendadas.

2.3. Caracterização da amostra

A população em estudo foi constituída por 89 cães e 17 gatos de um abrigo comunitário na região do Seixal. Os animais foram avaliados entre o período de 1 de fevereiro a 30 julho de 2013.

3. Protocolo

3.1. Trabalho de campo

3.1.1. Recolha de dados e exame físico (Ficha de registo no Apêndice I)

De todos animais incluídos no estudo foram recolhidos os seguintes dados: nome, espécie, idade, sexo, raça, inteiro/não inteiro, peso, data de recolha de fezes, número de box/jaula; exame físico; avaliação dos sinais vitais; avaliação da condição corporal; avaliação da coloração das mucosas; avaliação da presença de linfadenopatia por palpação dos linfonodos submandibulares, retrofaringeos e poplíteos; avaliação da presença de tumefacções e ectoparasitas; avaliação de sinais clínicos compatíveis com infecções

parasitárias gastrointestinais: rinorreia, tosse, vômito, distensão ou dor abdominal; avaliação da presença de doenças concomitantes; profilaxia realizada: desparasitação interna e externa; fármaco utilizado e o tipo de vacinação. As características das instalações: tipo de pavimento e cama; os aspetos referentes à periodicidade da limpeza, desinfecção, remoção das fezes e mudança de cama/liteira também foram anotadas.

Relativamente à idade, os dados foram classificados em 3 categorias: “Jovem”, animais com idade inferior a 1 ano; “Adulto”, animais com idades compreendidas entre 1 e 7 anos; e “Sénior” animais com idade superior a 7 anos.

Agrupou-se na categoria 'Sinais clínicos' os animais com um ou mais sinais clínicos.

3.1.2. Colheita e exame macroscópico de amostras fecais

A recolha das amostras de fezes foi efectuada quando se abria a porta da box para a sua limpeza e o cão saía para o exterior, defecando nessa altura. Noutras ocasiões, as amostras foram recolhidas durante o passeio dos animais no exterior ou então directamente do chão da box.

Para cada animal foram colhidas três amostras de fezes em dias alternados e colocadas em recipientes estéreis, devidamente acondicionados e posteriormente refrigerados a 4 °C, até processamento laboratorial.

Relativamente ao exame macroscópico das fezes, foi efectuada a avaliação da consistência fecal de acordo com a escala de Bristol (Martinez & Azevedo, 2012). As fezes tipo 1 e 2 indicam obstipação, as fezes tipos 3 e 4 são consideradas óptimas. As fezes classificadas como tipo 5 a 7 estão associadas com tendência de aumento de diarreia ou de urgência (Lewis & Heaton, 1997).

De seguida foi feita a identificação de parasitas adultos, presença de melena/hematoquézia e muco nas fezes.

Os resultados foram anotados na ficha de registo de cada animal (Apendice II).

3.1.3. Colheita de sangue periférico

Para se proceder à desparasitação interna, e tendo em conta que a administração de milbemicina oxima está contraindicada em animais microfilarémicos, foi necessário fazer o despiste de infeção por *Dirofilaria immitis* nos animais do estudo. Como tal, foram efectuadas colheitas de 3 ml de sangue periférico para um tubo com anticoagulante ácido etilenodiamino tetra-acético (EDTA). Nos cães, as amostras de sangue foram obtidas por

punção venosa da veia cefálica ou safena lateral e, nos gatos, da veia jugular ou veia femoral, obedecendo aos cuidados assépticos de uma colheita de sangue.

3.1.4. Desparasitação

Após despiste da infeção por *D. immitis*, foi administrado aos cães amicrofilarémicos a combinação de milbemicina oxima e praziquantel (Milbemax®, Novartis) e aos cães microfilarémicos a combinação de emodepside e praziquantel (Profender®, Bayer). Escolheu-se a associação destas últimas moléculas para administrar nos gatos devido à sua forma farmacêutica de unção punctiforme porque os gatos eram maioritariamente agressivos.

3.2. Trabalho laboratorial

3.2.1. Exame parasitológico de amostras fecais

Foi feita a observação macroscópica das fezes para se verificar a sua consistência e detetar a presença de formas parasitárias, como a presença de nemátodes adultos, proglotes de cestodes, e de de muco ou sangue.

Para detetar parasitas gastrointestinais foram realizadas três técnicas parasitológicas de forma a poder cobrir todo o tipo de formas parasitárias: exame direto a fresco, técnica de concentração por flutuação (técnica de Willis) e técnica de concentração por centrifugação (técnica de Telemann-Lima). Na Figura 19, encontra-se representada a bancada de trabalho com algumas das amostras fecais analisadas.



Figura 19 - Bancada de trabalho com amostras fecais para execução de provas coprológicas.

3.2.1.1. Exame direto

O exame direto a fresco permite visualizar a presença de ovos e larvas de helmintas e oocistos de protozoários (Sacramento, 1940; Bowman *et al.*, 2003; Katagiri & Oliveira-Sequeira, 2007).

Preparou-se uma pequena quantidade de fezes numa lâmina, adicionando-se uma gota de soluto de lugol, usado como corante para evidenciar a estrutura interna dos ovos e oocistos; em seguida, misturou-se com uma vareta de vidro. Posteriormente, cobriu-se a lâmina com uma lamela de 20mm x 18mm e observou-se a preparação ao microscópio óptico, fazendo-se a contagem do número de ovos/oocistos presentes (Sacramento, 1940).

3.2.1.2. Técnica de Willis

Emulsionou-se 1 a 2 gramas (g) de fezes em cerca de 10 a 20 volumes de soluto saturado de cloreto de sódio (NaCl). Filtrou-se a mistura, através da passagem por duas camadas de gaze e recolheu-se a emulsão nos tubos de vidro (tipo Borel), formando um menisco convexo com os bordos do tubo. Colocou-se horizontalmente uma lamela de 20mm x 18mm no topo do tubo. Ao fim de dez minutos, retirou-se rapidamente a lamela e colocou-se a mesma sobre uma lâmina de microscópio. Examinou-se a preparação ao microscópio óptico e efectuou-se a contagem do número de ovos/oocistos presentes na lamela (Sacramento, 1940; Bowman *et al.*, 2003; Katagiri & Oliveira-Sequeira, 2007; Carvalho *et al.*, 2012).

3.2.1.3. Técnica de Telemann-Lima

Preparou-se uma emulsão com cerca de 20 cm³ de água destilada com 1 a 2g de fezes. Filtrou-se a mistura, através da passagem por duas camadas de gaze e recolheu-se a emulsão para um tubo de centrífuga, perfazendo até um terço da sua altura. Em seguida, adicionou-se igual volume de uma mistura de água e éter etílico. A mistura foi centrifugada a 1000 x *g* durante três minutos, decantada, e o sedimento foi observado entre lâmina e uma lamela de 20mm x 18mm ao microscópio. Foi então feita uma contagem do número de ovos/oocistos presentes na amostra (Bowman *et al.*, 2003; Katagiri & Oliveira-Sequeira, 2007).

3.2.2. Pesquisa de microfilárias no sangue periférico

A pesquisa de microfilárias (mfs) não fazia parte dos objetivos do trabalho; contudo, e como já foi referido anteriormente, foi efetuada, uma vez que a administração de milbemicina oxima está contraindicada em animais microfilarémicos.

Para pesquisa e identificação de mfs no sangue periférico foram realizadas as seguintes técnicas: observação de esfregaço sanguíneo por gota espessa, teste de Knott e reação em cadeia da polimerase (PCR), com posterior sequenciação dos amplicões obtidos/ fragmentos de ADN amplificados.

3.2.2.1. Gota espessa

A técnica de gota espessa é um exame a fresco que permite detectar a presença e a motilidade celular de mfs ao microscópio (Gomes *et al.*, 2012); no entanto, a não observação destes movimentos não exclui um resultado positivo (Landum, 2012).

Para a realização deste exame de gota espessa colocou-se uma gota de sangue após a colheita, diretamente numa lâmina, cobriu-se com uma lamela e observou-se ao microscópio óptico com objetiva de 10x para visualizar a motilidade de mfs, quando presentes na amostra (Landum, 2012).

3.2.2.2. Técnica de Knott

A técnica de Knott consiste num método de concentração de mfs, sendo usado para a pesquisa e diferenciação de géneros/espécies (Bowman *et al.*, 2003).

Para a realização desta técnica colocou-se, num tubo de centrifuga, 1ml de sangue com EDTA e adicionou-se 9ml de formol a 2%. Como o formol é um agente hemolisante, este causa a destruição dos eritrócitos, que depois são eliminados no sobrenadante, permitindo uma observação mais fácil das mfs (AHS, 2014a). Centrifugou-se a 1000 x g durante 8 minutos e eliminou-se o sobrenadante. Adicionou-se uma gota de azul de metileno ao sedimento com o auxílio de uma pipeta de Pasteur e agitou-se a mistura no vórtex. Posteriormente, colocou-se numa lâmina uma a duas gotas do sedimento, cobriu-se com uma lamela de 20mm x 60 mm e observou-se ao microscópio óptico com objectiva de 10x (Bowman *et al.*, 2003; Furtado *et al.*, 2009; Magnis *et al.*, 2013; AHS, 2014 a).

3.2.3. Técnicas moleculares

A técnica de PCR tem sido muito útil na diferenciação de *Dirofilaria immitis* e *D. repens* (Silva & Langoni, 2009; Tzanetou *et al.*, 2009; Furtado *et al.*, 2009; Gomes *et al.*, 2012) que são espécies patogénicas para os cães e gatos domésticos. Estas espécies devem ser diferenciadas de outras não patogénicas, tais como *Acanthocheilonema dracunculoides* e *Acanthocheilonema reconditum*, que não necessitam de tratamento.

3.2.3.1. Extracção de ADN

A extração de ADN genómico das 106 amostras de sangue conservado em EDTA foi efectuada segundo o protocolo adaptado de Stothard *et al.* (1996).

Aqueceu-se previamente o tampão de brometo cetiltrimetilamónio (CTAB) (100 mM Tris-HCL - “Amresco®”, pH 8.0, 1.4M NaCl - “Panreac”, 20 mM EDTA “Ameresco®”, 2% (CTAB), 0.2% 2–mercaptoethanol – “Ameresco®”) na estufa a 60 °C durante 10 min. De seguida colocou-se 200µl de amostra num tubo de 1,5ml, adicionou-se 600µl de CTAB e 10µl de proteinase K (20mg/dl – “Bioline”), homogeneizaram-se as amostras com o auxílio de “homogeneizadores” estéreis e incubou-se a 55 °C durante 1h30min, agitando-se intermitentemente de 15 em 15 min. O tampão CTAB solubiliza as membranas, formando um complexo com o ADN, o que vai permitir a sua precipitação. A proteinase K remove as proteínases e degrada outras proteínas existentes. Após a incubação, adicionaram-se 600 µl de clorofórmio isoamílico (24:1) (AppliChem), para a desnaturação das proteínas, agitaram-se as amostras por inversão durante 2 min, e centrifugaram-se 15 segundos a 6000 x g. De seguida, colocaram-se 800µl de etanol absoluto gelado em novos tubos de 1,5ml, o qual induz a precipitação dos ácidos nucleicos (Oliveira *et al.*, 2007). Retirou-se o sobrenadante (que contém o ADN) para novos tubos com o etanol gelado e centrifugou-se a 14 800 x g durante 20 min.

Após a centrifugação, descartou-se o sobrenadante e o sedimento foi lavado com 500µl de etanol a 70% (para remover resíduos de sais). Centrifugou-se a 13000 x g durante 15min. Retirou-se o sobrenadante totalmente e colocou-se na estufa a 55 °C durante um máximo de 15 min para secar o sedimento e eliminar os restos de etanol. Por fim, adicionou-se 50µl de tampão TE (10 mM Tris-HCL, 1mM EDTA, pH 7.0 – “appliChem”) para a reidratação do sedimento/eluição do ADN. O ADN extraído foi quantificado no espectrofotómetro (Nanodrop 1000, Thermo Scientific) e conservado a -20 °C até à realização da PCR (Furtado, 2009; Rani *et al.*, 2010).

3.2.3.2. Amplificação de ADN por PCR

Todas as amostras foram testadas para a pesquisa de ADN de *Dirofilaria* spp. e *Acanthocheilonema* spp.. Os primers utilizados amplificam a região 5.8S-ITS2-28S e formam diferentes fragmentos conforme a espécie amplificada (Tabela 18).

Tabela 18 - Primers para diagnóstico de *Dirofilaria* spp./*Acanthocheilonema* spp. (Furtado 2009; Rani et al., 2010).

Primers	Sequência	Fragmentos (espécie que identifica)
DIDR-F1	AGT GCG AAT TGC AGA CGC ATT GAG	542 pb (<i>Dirofilaria immitis</i>) 484 pb (<i>Dirofilaria repens</i>)
DIDR-R1	AGC GGG TAA TCA CGA CTG AGT TGA	578 pb (<i>Acanthocheilonema reconditum</i>) 584 pb (<i>Acanthocheilonema dracunculoides</i>)

Cada reacção foi efectuada para um volume final de 50 µL, contendo 25,75 µL de água destilada estéril, livre de DNases e RNases, 5 µL de tampão 10X, 5 µL 25 mM de cloreto de magnésio (MgCl₂), 4 µL 1mM de dNTP mix, 2,5 µL de cada primer (50 pmol), 5 µL de amostra de ADN e 0,25 µL de TaqDNA polymerase (1,25 IU).

As condições de PCR encontram-se descritas na tabela 19.

Tabela 19 - Condições de reacção utilizadas para PCR (Furtado 2009; Rani et al., 2010).

Etapa	Temperatura (°C)	Tempo
Desnaturação inicial	92	2 min
Desnaturação	92	30 seg
Hibridização	60	30 seg
Extensão	72	30 seg
Extensão final	72	7 min

3.2.3.3. Electroforese dos produtos amplificados por PCR

Os fragmentos amplificados foram observados com recurso à electroforese em gel de agarose a 1,5% (m/v) em tampão TAE (Tris-Acetato 40 mM, EDTA 1mM; pH 8,3) (AccuGENE®), após coloração com brometo de etídio na concentração de 0,5 µg/ml. O brometo de etídio possui a capacidade de se intercalar nas cadeias de ADN e emitir fluorescência quando exposto a luz ultravioleta. Esta fluorescência foi observada num documentador de imagem AlphaImager HP (Alpha Innotech). Foram usados 2µl de cada produto amplificado.

Juntamente com as amostras colocou-se um marcador de massa molecular de 1000 pares de bases - “*Hyperladder IV*” (Bioline).

Os fragmentos de ADN migram através do gel, sendo que a taxa de migração é proporcional à voltagem aplicada, que neste caso foram 120V.

3.2.3.4. Purificação dos produtos de PCR para sequenciação

De acordo com as diferentes bandas de DNA obtidas, as amostras foram purificadas para retirar os restos de primers e dNTP's, assim como restos de tampão e enzimas, provenientes do processo de amplificação, que possam afetar a sequenciação. Assim, as amostras positivas foram purificadas recorrendo ao Kit comercial "QIAquick PCR™ Purification Kit".

Adicionou-se 500 µl de tampão PB a 100 µl de reacção de PCR e homogeneizou-se. Colocou-se uma coluna QIAquick no tubo coletor de 2ml fornecido pelo kit e aplicou-se a amostra na coluna QIAquick para retenção do ADN e centrifugou-se a 10 000 x g por 60 segundos.

Descartou-se o líquido do tubo coletor e recolocou-se a coluna no mesmo tubo. Acrescentou-se 750 µl de tampão PE na coluna para lavar e centrifugou-se a 10 000 x g por 60 segundos. Descartou-se o líquido do tubo coletor e recolocou-se a coluna no mesmo tubo centrifugando a amostra por mais um minuto na velocidade máxima. Colocou-se a coluna num tubo de 1,5 ml e adicionou-se 50 µl do tampão EB (Tris 10 mM, pH 8,5) no centro da membrana para eluir o ADN. Centrifugou-se por um minuto a 10 000 x g e conservaram-se as amostras purificadas a - 20 °C.

3.2.3.5. Sequenciação e análise dos fragmentos de ADN purificados

As amostras foram sequenciadas na empresa StabVida, num sequenciador automático comercial, com os mesmos primers que foram utilizados na PCR inicial. As amostras foram sequenciadas nos dois sentidos (3'/5' e 5'/3'). As sequências obtidas foram analisadas no programa Basic Local Alignment Search Tool (BLAST) (disponível em: <http://blast.ncbi.nlm.nih.gov/Blast.cgi>) e comparadas com outras sequências homólogas depositadas na base de dados NCBI (National Center for Biotechnology Information) "GenBank" (<http://www.ncbi.nlm.nih.gov>).

3.3. Análise estatística

Os dados obtidos ao longo deste estudo foram analisados recorrendo a tabelas e gráficos através do programa informático Microsoft Excel 2010®.

Para a avaliação estatística recorreu-se ao software SPSS versão 20 (c) IBM Corp. (c) SPSS (r) STATISTICS. Este software foi utilizado para análise descritiva, nomeadamente no cálculo de medidas de tendência central (média) e de dispersão (desvio padrão) nas variáveis numéricas (como a idade), tabelas de contingência ou disposição de frequências no caso das variáveis categóricas (são as características que não possuem valores quantitativos, e são definidas por categorias) como os determinantes intrínsecos (sexo, estado fértil, raça, sintomatologia, ectoparasitas) e extrínsecos (tipo de pavimento, limpeza/lavagem, desinfeção, produto de desinfeção, remoção das fezes, muda e tipo de cama, desparasitação interna e externa). Adicionalmente, para a estatística inferencial (para identificar relações entre variáveis que representem ou não relações significativas) utilizou-se o teste Exacto de Fisher para avaliar a relação das variáveis dicotómicas (presente ou ausente), assim como o teste de Qui-quadrado para avaliar a relação dos determinantes intrínsecos e extrínsecos e a presença de parasitas. Ainda para a avaliação do valor p da variável idade que é numérica recorreu-se ao teste estatístico de Mann-Whitney.

Foi efectuada a análise de redução das cargas parasitárias, o cálculo de proporções e a diferença entre colheitas (1ª colheita – 2ª colheita). O nível de significância considerado foi de 5% ($p < 0,05$).

IV. RESULTADOS

4.1. Caracterização da amostra

4.1.1. Sexo

Dos 89 cães analisados, 44 (49,4%) eram fêmeas e 45 (50,6%) eram machos. Todas as fêmeas eram esterilizadas. Nos machos, 41 (46,1%) eram inteiros e 4 (4,5%) eram castrados.

Dos 17 gatos analisados, 13 (76,5%) eram fêmeas, estando nove delas (52,9%) esterilizadas. Dos 4 machos, 3 (17,6%) eram inteiros e 1 (5,9%) era castrado.

4.1.2. Idade

Relativamente à idade, a maioria dos cães foi distribuída pela categoria “Adulto” (n=59; 66,3%), seguindo-se a categoria “Sénior” (n=29; 32,6%) e a “Jovem” (n=1; 1,1%).

A maioria dos gatos foi distribuída pela categoria “Adulto” (n=14; 82,3%), seguindo-se a categoria “Jovem” (n=2; 11,8%) e a “Sénior” (n=1; 5,9%).

O valor mínimo e máximo referente à idade observado em cães foi de 6 meses e 17 anos e em gatos foi de 1 ano a 9 anos.

4.1.3. Raça

Setenta e nove (88,8%) dos canídeos eram de raça “indefinida” e dez (11,2%) eram de raça pura. Todos os gatos eram da raça “Europeu comum”.

4.1.4. Sinais clínicos

Trinta e nove dos 89 (43,8%) cães apresentaram sinais clínicos, nomeadamente, diarreia (n=20; 22,5%), vômito (n=10; 11,2%), distensão abdominal (n=2; 2,2%), tosse (n=3; 3,4%), epistaxis (n=4; 4,5%), linfadenopatia (n=6; 6,7%), mucosas pálidas (n=14; 15,7%), mucosas ictéricas (n=1; 1,1%), desidratação (n=11; 12,4%) e desconforto abdominal (n=1; 1,1%). Cinco cães estavam caquéticos, quatro eram obesos e os restantes tinham uma condição corporal normal.

Onze dos 17 (64,7%) gatos apresentaram rinorreia, um era obeso e os restantes tinham uma condição corporal normal.

4.1.5. Ectoparasitas

Observou-se a presença de ectoparasitas em 72 cães, dos quais 22 (24,7%) estavam infestados com pulgas e carraças e 50 (56,2%) albergavam apenas pulgas. Observaram-se pulgas em 10 (58,8%) gatos.

4.1.6. Desparasitação externa e interna

No que respeita a desparasitações externas, a prevenção de ectoparasitas era apenas realizada nos cães de modo esporádico, de acordo com a disponibilidade dos fármacos. Os ectoparasiticidas usados foram: fipronil (Frontline® spray) e deltametrina (Scalibor®).

Nenhum dos animais em estudo era desparasitado internamente ou recebia profilaxia vacinal.

4.2. Características das instalações

A remoção de fezes e a limpeza das instalações dos cães era efectuada diariamente com água, semanalmente com detergentes e lixívia de uso comum e mensalmente com creolina. A remoção de fezes e urina da liteira dos gatos era efectuada diariamente e a desinfecção das instalações era feita semanalmente com detergentes e lixívia de uso comum. As camas dos animais eram de madeira e não eram mudadas. Em todas as instalações havia fezes de roedores.

4.3. Exame macroscópico das fezes

De acordo com a escala de Bristol, as fezes dos cães foram maioritariamente dos tipos 3 e 4 (39,3% e 46,1%) e as dos gatos do tipo 2 (76,5%) (Tabela 20). Apenas cinco cães apresentaram diarreia.

Tabela 20 - Resultados obtidos após exame macroscópico nos animais do estudo.

Cães			Gatos		
Escala de Bristol	N	%	Escala de Bristol	N	%
Tipo 1	1	1,1	Tipo 1	3	17,6
Tipo 2	7	7,9	Tipo 2	13	76,5
Tipo 3	35	39,3	Tipo 3	1	5,9
Tipo 4	41	46,1	Tipo 4	0	0,0
Tipo 5	5	5,6	Tipo 5	0	0,0
Total	89	100,0	Total	17	100,0

Observou-se um cão com melena, um com hematoquêzia, oito com muco nas fezes e um com muco e hematoquêzia.

Foi identificada um indivíduo adulto de *T. canis* e proglotes de *D. caninum* nas fezes dos cães.

No exame macroscópico das fezes dos gatos não houve alterações dignas de registro.

4.4. Parasitofauna gastrointestinal antes da desparasitação

Detetaram-se parasitas gastrointestinais em setenta e nove (88,7%) cães e quinze (88,2%) gatos. Nas fezes colhidas no início do estudo foram identificados nemátodes (*T. canis*, *T. cati*, *T. leonina*, *Ancylostoma* spp./*U. stenocephala*, *T. vulpis*), céstodes (*Taenia* sp./*Echinococcus* spp., *D. caninum*) e protozoários (*Cystoisospora* spp.) (Tabela 21).

Na tabela 21, está registada a prevalência dos parasitas gastrointestinais nos animais em estudo antes da desparasitação.

Tabela 21 - Prevalência dos parasitas gastrointestinais nos animais em estudo antes da desparasitação.

Nemátode	Cães (n=89)		Gatos (n=17)	
	Prevalência		Prevalência	
	n positivos	%	n positivos	%
<i>Toxocara canis</i>	10	11,2	-	-
<i>Toxocara cati</i>	-	-	15	88,2
<i>Toxascaris leonina</i>	10	11,2	2	11,8
<i>Ancylostoma</i> sp./ <i>Uncinaria stenocephala</i>	75	84,3	2	11,8
<i>Trichuris vulpis</i>	30	33,7	-	-
Céstodes	n positivos	%	n positivos	%
<i>Dipylidium caninum</i>	13	14,6	-	-
<i>Taenia</i> sp./ <i>Echinococcus</i> spp.	3	3,4	3	17,6
Protozoários	n positivos	%	n positivos	%
<i>Cystoisospora</i> spp.	6	6,7	-	-

Onze dos cães infetados por *D. caninum* tinham pulgas. Verificou-se igualmente uma associação estatisticamente significativa entre o piso de cimento das boxes dos cães e os cães infetados com *Ancylostoma* sp./*U. stenocephala* ($p=0,018$) e *T. vulpis* ($p=0,014$). Não se observou nenhuma associação estatisticamente significativa ($p>0,5$) entre os determinantes intrínsecos e extrínsecos dos cães e a presença dos restantes parasitas.

Figura 20 - Ovos de *Ancylostoma* spp./*U. stenocephala* observados nas fezes de um cão a 400x (imagem da autora).



Figura 21 - Ovos de *T. vulpis* observados nas fezes de um cão a 400x (imagem da autora).



Figura 22 - Ovos de *T. canis* observados nas fezes de um cão a 400x (imagem da autora).



Figura 23 - Cápsula ovígera de *D. caninum* com presença de ovos no seu interior observada nas fezes de um cão a 100x (imagem da autora).

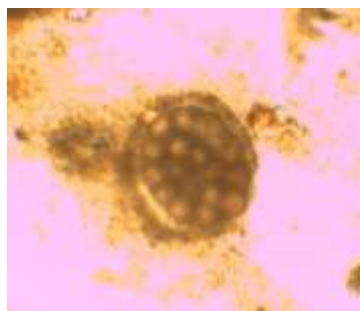


Figura 24 - Ovo de *Taenia* spp./*Echinococcus* spp. observado nas fezes de um cão a 400x (imagem da autora).

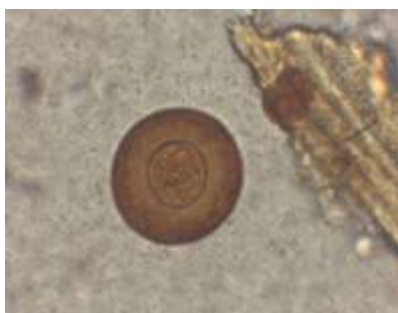


Figura 25 - Oocisto de *Cystoisospora* sp. observado nas fezes de um cão a 400x (imagem da autora).



A presença de ovos de *Taenia* spp./*Echinococcus* sp. nas fezes de gato foi significativamente superior nos animais da categoria “adultos” ($p < 0,05$).

Não se observou nenhuma associação estatisticamente significativa ($p > 0,5$) entre os outros determinantes intrínsecos e extrínsecos dos gatos e os restantes parasitas.

Figura 26 - Ovo de *T. cati* observado nas fezes de um gato a 400x (imagem da autora).

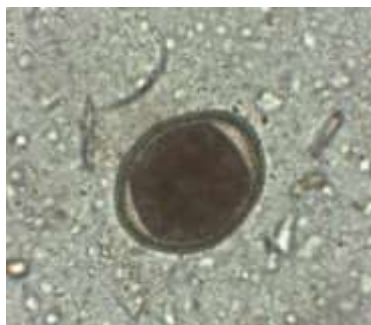


Figura 27 - Ovo de *T. leonina* observado nas fezes de um gato a 400x (imagem da autora).



Vinte e nove (34%) dos cães e onze (64,7%) dos gatos parasitados apresentaram infecções simples. As co-infecções por múltiplos agentes foram mais frequentes em cães (56,1%) do que em gatos (23,5%) (Tabelas 22 e 23). Trinta e quatro (38,2 %) dos cães e dois (11,8) dos gatos encontravam-se parasitados por dois agentes, tendo sido o tipo de co-infecção mais frequente. Em quinze (16,9%) cães e em um (5,9%) gato detectaram-se ovos de três agentes. Um gato (5,9%) e um cão (1,1%) encontravam-se parasitados por quatro e cinco agentes, respetivamente.

Foi administrada por via oral em dose única a combinação milbemicina oxima (0,5 mg/Kg) e praziquantel (5 mg/Kg) (Milbemax®, Novartis) a setenta e dois cães amicrofilarémicos assim como a dezassete gatos amicrofilarémicos (milbemicina oxima: 2 mg/Kg e praziquantel: 5 mg/Kg). Aos dezassete cães microfilarémicos foi administrado por via oral em dose única a combinação emodepside (1mg/Kg) e praziquantel (5 mg/Kg) (Profender®, Bayer).

Na tabela 22, estão representadas as percentagens antes da desparasitação de co-infecção por parasitas encontrados em amostras fecais de oitenta e nove cães.

Tabela 22 - Percentagens de co-infecções por parasitas encontrados em amostras fecais de 89 cães antes da desparasitação.

	Nemátodes								Céstodes				Protozoários	
	<i>Toxocara canis</i>		<i>Toxascaris leonina</i>		<i>Ancylostoma spp./ Uncinaria stenocephala</i>		<i>Trichuris vulpis</i>		<i>Dipylidium caninum</i>		<i>Taenia spp./ Echinococcus spp.</i>		<i>Cystoisospora spp.</i>	
	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%
Co-infecção com 2 agentes	3	3,37	7	7,86	35	39,30	18	20,22	5	5,61	1	1,12	0	0,00
Co-infecção com 3 agentes	6	6,74	3	3,37	15	16,80	11	12,35	4	4,49	1	1,12	5	5,61
Co-infecção com 5 agentes	0	0,00	0	0,00	1	1,12	1	1,12	1	1,12	1	1,12	1	1,12

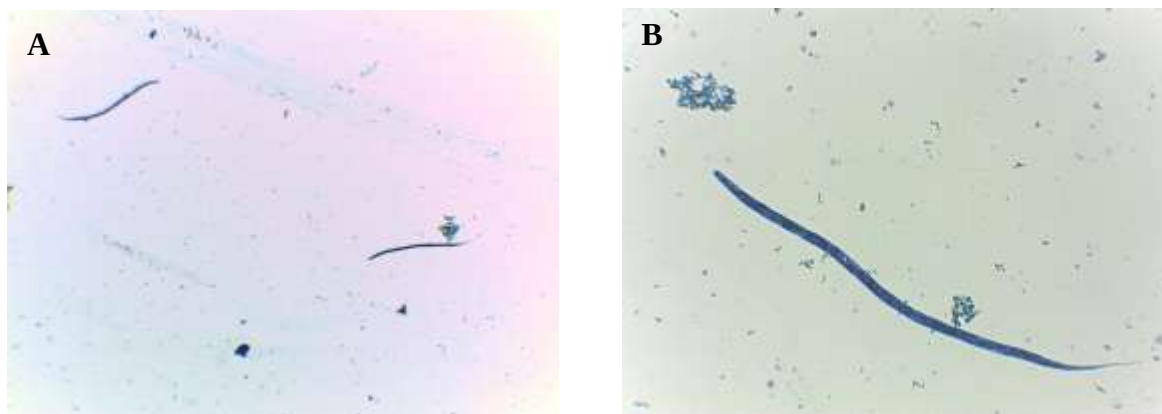
Tabela 23 - Percentagens de co-infecções por parasitas encontrados em amostras fecais de 17 gatos antes da desparasitação.

	Nemátodes						Céstodes	
	<i>Toxocara cati</i>		<i>Toxascaris leonina</i>		<i>Ancylostoma spp./ Uncinaria stenocephala</i>		<i>Taenia spp./Echinococcus spp.</i>	
	n	%	n	%	n	%	n	%
Co-infecção com 2 agentes	2	2,24	0	0,00	1	1,12	1	1,12
Co-infecção com 3 agentes	1	1,12	1	1,12	0	0,00	1	1,12
Co-infecção com 4 agentes	1	1,12	1	1,12	1	1,12	1	1,12

4.5. Pesquisa da microfilárias no sangue periférico

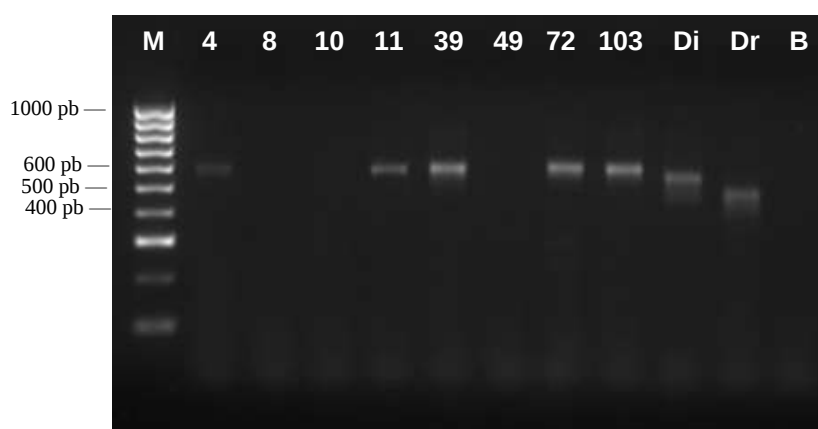
Através dos testes de gota espessa e de Knott (Figura 32) foi possível observar a presença de mfs no sangue periférico de quinze (14,15%) cães.

Figura 28 - Microfilárias observadas através da técnica de Knott, a 100x (A) e a 400x (B) (imagens da autora).



No que diz respeito às técnicas de biologia molecular, após a realização da PCR e da corrida eletroforética observaram-se bandas de ADN em dezassete amostras (16,03%) de cães (Figura 33). Dessas bandas, catorze apresentavam um produto de PCR com cerca de 600 pares de bases e três tinham um produto de PCR com aproximadamente 550 pares de bases.

Figura 29 - Electroforese em gel de agarose (1,5%) dos produtos de ADN amplificado por PCR: M - marcador de peso molecular (1000pb); 4,8,10,11,39,49,72,103 - ADN de amostras; Di - ADN de *Dirofilaria immitis*; Dr - ADN de *Dirofilaria repens*; B - controlo negativo (imagem da autora).



Assim, de acordo com as sequências obtidas (Apêndice IV) e após a análise BLAST, verificou-se que as amostras que evidenciavam bandas de 600 pb, apresentavam 99% de homologia com o parasita *A. dracunculoides*, enquanto que as bandas de 550 pb apresentavam 91% de homologia com o parasita *D. immitis* (Tabela 26).

Tabela 24 - Resultados de diferentes testes na pesquisa de *Dirofilaria immitis* em 17 cães.

Número de animais	Espécie	Gota espessa	Teste de Knott	Identificação por PCR
3	Cão	Positivo	Positivo	<i>Dirofilaria immitis</i>
12	Cão	Positivo	Positivo	<i>Acanthocheilonema dracunculoides</i>
2	Cão	Negativo	Negativo	<i>Acanthocheilonema dracunculoides</i>

4.6. Parasitofauna gastrointestinal após desparasitação

Tabela 25 - Prevalência dos parasitas gastrointestinais nas amostras fecais de 72 cães amicrofilarémicos antes e 21 dias após a desparasitação com milbemicina oxima/praziquantel.

Agente(s)	Nº positivos (prevalência, %) Antes da desparasitação	Nº positivos (prevalência, %) 21 dias após desparasitação
Infeções simples	29 (32,5)	30 (33,7)
Tcan	1 (1,1)	2 (2,2)
Tleon	0	1 (1,1)
Anc/Unc	25 (28,0)	27 (30,3)
Dcan	3 (3,3)	0
Co-infeções	50 (56,1)	12 (13,4)
Tcan + Anc/Unc	3 (3,3)	2 (2,2)
Tcan + Anc/Unc + Tvulp	4 (4,4)	0
Tcan + Anc/Unc + Dcan	1 (1,1)	0
Tcan + Anc/Unc + Cyst	1 (1,1)	0
Tleon + Anc/Unc	7 (7,8)	4 (4,5)
Tleon + Anc/Unc + Tvulp	1 (1,1)	0
Tleon + Anc/Unc + Dcan	1 (1,1)	0
Tleon + Anc/Unc + Taen/Ech	1 (1,1)	0
Anc/Unc + Taen/Ech.	1 (1,1)	1 (1,1)
Anc/Unc + Tvulp	18 (20,2)	1 (1,1)
Anc/Unc + Tvulp + Dcan	2 (2,2)	1 (1,1)
Anc/Unc + Tvulp + Cyst	4 (4,4)	1 (1,1)
Anc/Unc + Dcan	5 (5,6)	1 (1,1)
Anc/Unc + Cyst	0	1 (1,1)
Anc/Unc + Tvulp + Taen/Ech + Dcan + Cyst	1 (1,1)	0
Total	79 (88,7)	42 (47,1)

Tcan - *Toxocara canis*; Tleon - *Toxascaris leonina*; Anc/Unc - *Ancylostoma* spp./*Uncinaria stenocephala*; Tvulp - *Trichuris vulpis*; Taen/Ech - *Taenia* p./*Echinococcus* spp.; Dcan - *Dipylidium caninum*; Cyst - *Cystoisospora* spp.

Tabela 26- Prevalência dos parasitas gastrointestinais nas amostras fecais de 17 gatos amicrofilarémicos antes e 21 dias após a desparasitação com milbemicina oxima/praziquantel.

Agentes (s)	Nº positivos (prevalência,%) antes da desparasitação	Nº positivos (prevalência, %) 21 dias após desparasitação
Infeções simples	11 (64,7)	7 (41,1)
Tcat	11 (64,7)	6 (35,2)
Anc./Unc	0	1 (5,9)
Co-infeções	4 (23,5)	0
Tcat + Anc/Unc	1 (5,9)	0
Tcat + Tleon + Anc/Unc + Taen/Ech	1 (5,9)	0
Tcat + Tleon + Taen/Ech	1 (5,9)	0
Tcat + Taen/Ech	1 (5,9)	0
Total	15 (88,2)	7 (41,1)

Tcat -*Toxocara cati*; Tleon - *Toxascaris leonina*; Anc/Unc - *Ancylostoma* spp./*Uncinaria stenocephala*; Taen/Ech - *Taenia* spp./*Echinococcus* spp.

4.7. Controlo da desparasitação com milbemicina oxima e praziquantel e com emodepside e praziquantel

Para determinar a eficácia do tratamento com milbemicina oxima e praziquantel foi realizado o Teste de Redução de Contagem de ovos fecais. Vinte e um dias após administração verificou-se uma redução parcial do número de animais infetados. A redução da infeção por *Ancylostoma* spp./*U. stenocephala* spp. (54,2%), de *T. vulpis* (40,3%) e de *D. caninum* (15,3%) foi significativa ($p < 0,001$). Contudo, e apesar de se observar uma redução da percentagem de cães infetados por *T. canis* (6,9%), *T. leonina* (5,6%), *Taenia* spp./*Echinococcus* spp. (2,8%) e *Cystoisospora* spp. (4,2%), as diferenças não foram significativas ($p > 0,05$).

Nos gatos, também se verificou uma redução de 52,9% do número de animais infetados por *T. cati* entre a colheita de fezes realizada antes e após desparasitação, apresentando diferenças estatisticamente significativas ($p < 0,001$). Relativamente às infeções por *T. leonina*, *Ancylostoma* spp./*U. stenocephala* e *Taenia* spp./*Echinococcus* spp., apesar de ter havido uma redução da carga parasitária (11,8%, 5,9% e 17,7% respetivamente), essas diferenças não foram significativas ($p > 0,05$).

Após a desparasitação com emodepside e praziquantel, apenas dois dos 13 cães microfilarémicos continuaram parasitados por *Ancylostoma* spp./*U. stenocephala*. No entanto, não foi possível avaliar a sua significância devido ao reduzido número das amostras.

V. DISCUSSÃO

O presente estudo teve como objectivo caracterizar a parasitofauna gastrointestinal em cães e gatos residentes num abrigo comunitário na região do Seixal e o seu controlo antiparasitário.

5.1. Prevalência total de parasitoses gastrointestinais nos cães e gatos

As espécies estudadas foram o cão e o gato e a prevalência total encontrada para parasitas gastrointestinais nestas duas espécies foi de 88,6%, (94/106). Resultados inferiores foram encontrados em Lisboa (24,6%) por Nabais (2008, p.79); em Évora (39,2%) por Ferreira *et al.* (2011) em Sintra (3,0%) por Dinis (2018, p.36) em cães e gatos de abrigo, presentes a CAMV e em canis e gatis. A prevalência encontrada é importante para a Saúde Pública dado o potencial zoonótico de algumas espécies observadas no presente estudo, tais como *T. canis*, *Ancylostoma* spp., *T. vulpis*, *Echinococcus* spp. e *D. caninum* (Martins *et al.*, 2005; Duarte *et al.*, 2010; Ferreira *et al.*, 2011; Ramos *et al.*, 2011; Cardoso *et al.*, 2013; Waap *et al.*, 2013; Mateus *et al.*, 2014; Neves *et al.*, 2014; Matos, 2016, p.16-36; Carvalho 2017, p.49; Ferreira *et al.*, 2017; Diniz, 2018, p.20; Pirão, 2018, p.43-44; Silva, 2018, p.9-11; Gomes, 2019, p.4-13; Freitas, 2020, p.14-30; Ramos *et al.*, 2020).

5.1.1. Parasitas gastrointestinais presentes em cães

O presente estudo mostrou uma elevada prevalência de parasitas gastrointestinais (88,7%, 79/89) em cães de abrigo na região do Seixal. Pirão (2018, p.60), observou uma prevalência menor (30,9%) na zona do Seixal em fezes colhidas do ambiente facultadas pelos tutores dos animais. Esta diferença poderá ser devido à técnica utilizada por Pirão (2018), que realizou apenas o método de Willis, enquanto que no presente estudo se realizou ainda o exame a fresco e a técnica de sedimentação. Segundo Pirão (2018), amostras recolhidas da via pública (41,8%) revelam maior prevalência de infeção por endoparasitas, enquanto que as amostras colhidas pelos proprietários revelam uma prevalência menor (20,0%), isto porque na via pública, as fezes devem ser maioritariamente de cães errantes, não desparasitados, enquanto que os cães que possuem tutores, têm acompanhamento veterinário e consequentemente são desparasitados.

Contudo, outros estudos realizados em Portugal em cães de canil, domésticos, de abrigo, pastores, de caça, presentes a CAMV e de amostras do ambiente mostraram prevalências mais baixas, entre 19,9% e 73,4% (Martins *et al.*, 2005; Nabais, 2008, p.76-78;

Cardoso *et al.*, 2013; Mateus *et al.*, 2014; Neves *et al.*, 2014; Diniz, 2018, p.36-37; Silva, 2018, p.28-29; Gomes, 2019 p. 52). Noutros países, mostraram também prevalências inferiores entre 17,6% e 75,0% (Dubná *et al.*, 2007; Scorza *et al.*, 2011; Bajer *et al.*, 2011; Ortuño *et al.*, 2014; Kostopoulou *et al.*, 2017; Suganya *et al.*, 2019; Diakou *et al.*, 2019). A elevada prevalência obtida neste estudo poderá estar relacionada com o tipo de amostra avaliada; ao espaço confinado onde permanecem os animais, que pode contribuir para a propagação de parasitas e consequentemente aumentar o risco de infecção; à inexistência de desparasitação à entrada dos animais e o acesso constante a fontes de contaminação, devido à existência de HP (roedores) nas instalações (Mircean *et al.*, 2010; Ferreira *et al.*, 2011; Raza *et al.*, 2018).

5.1.2. Parasitas encontrados no estudo

Os parasitas mais frequentemente encontrados nos cães analisados foram: *Ancylostoma* sp./*U. stenocephala*, seguido de *T. vulpis*, *T. leonina*, *T. canis*, *D. caninum*, *Taenia* sp./*Echinococcus* sp. e *Cystoisospora* sp.. De acordo, com o estudo realizado por Pirão (2018, p.58) no Seixal, foram encontrados cinco dos parasitas comumente encontrados no presente estudo (*Ancylostoma* sp., seguido de *Cystoisospora* sp., *D. caninum*, *T. vulpis*, *T. leonina*, *T. canis*). *Taenia* sp./*Echinococcus* não foram observados no estudo de Pirão (2018). Isto poderá ser devido ao tipo de amostra, porque, no presente estudo, os animais são de abrigo e no estudo de Pirão (2018) as amostras foram recolhidas do meio ambiente, indicando que estas últimas poderão ser de animais com tutores que passem os seus animais na rua. Este estudo, contrasta com o estudo realizado por Lebre (2011), com amostras de fezes de cães de canil em Lisboa, onde os parasitas mais prevalentes foram três protozoários: *Cystoisospora* sp., *Giardia* sp. e *Cryptosporidium* sp. Esta diferença relativamente ao tipo de parasitas encontrado poderá ter sido influenciada pelo meio de diagnóstico utilizado por Lebre (2011), que consistiu no uso de um teste rápido de imunofluorescência direta.

Segundo Felsmann *et al.* (2017), os cães com mais parasitas gastrointestinais são os animais errantes, o que está de acordo com o presente estudo, que analisou animais de abrigo provenientes da rua.

5.1.3. Infecções simples e mistas nos cães

Neste estudo, 33,7% dos cães apresentaram infecções com apenas um agente e 57,3% apresentaram infecções mistas. Outros estudos relatam o contrário, indicando que as infecções simples foram as mais frequentes em cães (Martins *et al.*, 2005; Rosa *et al.*, 2006; Ferreira *et al.*, 2011; Ramos *et al.*, 2011; Crespo *et al.*, 2013; Neves *et al.*, 2014; Silva, 2018;

Gomes, 2019). A razão desta diferença poderá estar relacionada com o facto dos animais de abrigo estarem confinados em grande número a um espaço limitado e esta situação poderá contribuir para aumentar o risco de infeção. Por outro lado, Mateus *et al.* (2014) observaram que nas fezes de cães de caça da região de Ponte de Lima, a prevalência de infeções mistas foram superior do que as infeções por apenas um agente parasitário (Família Ancylostomatidae, *T. vulpis*, *Toxocara* sp., *Cystoisospora* spp., *D. caninum*, Família Taeniidae e *T. leonina*).

A elevada prevalência de infeções por mais de um agente parasitário, como é o caso deste estudo, poderá estar relacionado com o estilo de vida do animal que favoreça um maior contacto ambiental com as formas parasitárias (cães errantes, de caça e de abrigo) e/ou com a ausência de desparasitação (Becker *et al.*, 2012; Mateus *et al.*, 2014). Estudos com maior prevalência de infeções mistas foram reportados (Labruna *et al.*, 2006). Segundo Fortes (2004), o piso dos canis/abrigos não devem ter frestas, devem ser secos e as camas devem ser limpas frequentemente; as áreas livres devem ser mantidas limpas e frescas; as fezes removidas com uma pá antes de se aplicar um jato de água e o piso deve ter um declive para água para não ficar empoçada. Tais condições não eram cumpridas diariamente.

5.1.4. Sinais clínicos nos cães

A presença dos diversos parasitas no presente estudo poderá estar relacionada com doenças concomitantes (animais com leishmaniose, dirofilariose, hemoparasitas, doenças endócrinas, doença renal crónica), dieta inadequada, e más condições ambientais (Barr & Bowman, 2010). Neste trabalho observou-se que 43,8% dos animais apresentavam sinais clínicos [diarreia (22,4%), vômito (11,2%), distensão abdominal (2,2%), tosse (3,3%), epistaxis (4,49%), linfadenopatia (6,7%), mucosas pálidas (15,7%), mucosas ictéricas (1,1%), desidratação (12,3%) e desconforto abdominal (1,1%)]. Além disso, 5,6% de animais com anorexia apresentavam caquexia.

De acordo com Neves *et al.* (2014), os parasitas gastrointestinais causam frequentemente anorexia, anemia e diarreia, podendo levar à morte, particularmente em animais jovens, idosos e imunodeprimidos (como é o caso de animais deste estudo que tinham doenças concomitantes, incluindo infeções por *Leishmania* e outros hemoparasitas). De acordo com Rinaldi *et al.* (2015), os cães de abrigo/canil constituem o grupo de risco mais elevado de infeção por endoparasitas e segundo Raza *et al.* (2018), é de esperar que o nível de parasitismo seja maior nos abrigos de animais devido à contaminação do solo. É importante realçar que o elevado número de animais, juntamente com o facto de as fezes não serem removidas diariamente e o tipo de pavimento das boxes, nomeadamente as de

cimento por apresentaram um número significativamente superior de ovos de *Ancylostoma* spp./*U. stenocephala* e *T. vulpis* em relação ao pavimento em cerâmica. Este conjunto de fatores, poderão ter contribuído para a permanência de formas parasitárias infetantes, algumas com potencial zoonótico, durante meses (Bowman, 2003; Coelho *et al.*, 2009; Altreuther *et al.*, 2011).

Uma maneira de reduzir ou até mesmo eliminar esta contaminação ambiental passa pela sensibilização dos responsáveis do abrigo sobre os riscos para a saúde animal e saúde pública, da presença e manutenção das parasitoses encontradas e, explicar como se deve proceder para que ocorra essa redução/eliminação de parasitas. Foi perguntado aos responsáveis do abrigo se tinham conhecimento sobre o potencial zoonótico de alguns dos parasitas detetados nos cães e gatos que se encontravam à sua guarda, tendo a sua resposta sido negativa. Semelhante resultado foi obtido por Cardoso *et al.* (2013), quando os autores questionaram os donos dos cães de pastoreio e de guarda sobre o potencial zoonótico e a possibilidade de ficarem infetados por parasitas.

5.1.5. Infecção por *Ancylostoma* spp./*U. stenocephala* nos cães

Ao contrário do descrito por vários autores (Urquhart *et al.*, 1996; Dunn & Greiner, 2005; Fontanarroza *et al.* 2006; Maurício *et al.*, 2006), que encontraram uma prevalência de *Ancylostoma* spp./*U. stenocephala* superior em animais mais jovens, no presente estudo verificou-se uma maior prevalência em cães adultos, o que provavelmente estará relacionado com o facto de ser a faixa etária com um maior número de animais analisados. Neste estudo, apenas vinte e um dos setenta e cinco canídeos (28%) infetados por *Ancylostoma* spp./*U. stenocephala* apresentaram sinais clínicos, corroborando que em cães adultos a infecção por *Ancylostoma* spp. pode ocorrer sem a presença de sintomatologia (Deplazes *et al.*, 2010).

A prevalência encontrada (84,3%) de infecção por *Ancylostoma* spp./*U. stenocephala* nos cães do abrigo do Seixal do presente estudo foi superior à reportada por Pirão (2018), de 27,3% em amostras recolhidas do ambiente no Seixal. Estes resultados poderão ser explicados pelo facto destes parasitas serem mais frequentemente encontrados em cães errantes (Aguirre *et al.*, 2018). Estes valores de prevalência de infecção foram mais elevados comparativamente a estudos realizados a nível mundial com prevalências entre 6,0% e 71,6% (Martins *et al.*, 2005; Dubná *et al.*, 2007; Gravata *et al.*, 2007; Papazahariadou *et al.*, 2007; Claerebout *et al.*, 2009; Mircean *et al.*, 2010; Silva, 2010, p.108; Barutzi & Schaper; Ferreira *et al.*, 2011; Scorza *et al.*, 2011; Riggio *et al.*, 2012; Becker *et al.*, 2012; Capári *et al.*, 2013; Crespo *et al.*, 2013; Beugnet *et al.*, 2014; Mateus *et*

al., 2014; Ortuño *et al.*, 2014; Paoletti *et al.*, 2015; Pirão, 2018; Silva, 2018 p.37; Diakou *et al.*, 2019).

A elevada prevalência encontrada neste estudo, revela que há uma falha na prevenção, seja pelo incumprimento da desparasitação regular dos animais, ou pela diminuição da eficácia do desparasitante devido à utilização inadequada dos princípios ativos, ou pela eventual resistência a certos princípios ativos por parte dos parasitas.

A Infecção por *Ancylostoma* spp./*U. stenocephala* nos cães foi significativamente superior em cães mantidos em boxes com pavimento de cimento, que poderá ser justificado pelo mau estado do pavimento destas boxes, deficiente higienização e crescente contaminação ambiental. O pavimento em cerâmica, existente em alguns locais do abrigo, permite uma melhor higienização das instalações, contudo, apresenta limitações, nomeadamente se o piso não estiver seco, em que a humidade pode conduzir ao deslizamento do animal pela box e levar a algum trauma, assim como também não é benéfico para o desgaste das unhas.

5.1.6. Infecção por *T. canis*

Relativamente à infecção por *T. canis*, alguns autores referem que os ascarídeos são mais frequentes em animais de abrigo/canil do que em cães domésticos, provavelmente porque estes últimos são desparasitados mais frequentemente contra endoparasitas (Grandemange *et al.*, 2007; Claerobout *et al.*, 2009; Schimmel *et al.*, 2009; Raza *et al.*, 2018).

A prevalência de *T. canis* obtida no presente estudo (11,2%) foi semelhante às percentagens reportadas na Europa e Turquia por Papazahariadou *et al.* (2007) e Oge *et al.* (2017) em cães pastores (12,8% e de 9,3%, respetivamente), e por Diakou *et al.* (2019) em cães de abrigo (9,1%) na Grécia. Noutras regiões de Portugal outras prevalências foram encontradas: 7,4%, 11,3%, 10,9% em amostras de fezes de canídeos recolhidos do ambiente, cães de quintas e cães de caça, respetivamente, por Mateus *et al.* (2014), em Ponte de Lima. Contudo, a prevalência obtida neste estudo foi superior às obtidas em estudos realizados por Pirão (2018), com 0,8% no Seixal, e por Gravata *et al.* (2007), com 1,1% em Setúbal. Estas diferenças de prevalência podem ser explicadas pelo tipo de amostra.

Em cães errantes no concelho de Coimbra obteve-se uma prevalência superior de 24,0% e em amostras de solo de parques públicos na área de Lisboa foi encontrada uma prevalência de 63,2% (Martins *et al.*, 2005; Otero *et al.*, 2014). Estes dados mais elevados, sugerem um risco para a saúde pública por constituir uma zoonose (Alho *et al.*, 2018).

Embora a maioria dos estudos apontem para uma maior prevalência de infecção por *T. canis* em animais jovens (Papazahariadou *et al.*, 2007; Clarebout *et al.*, 2009), no presente trabalho foi a faixa etária adulta, a apresentar o maior número de animais parasitados talvez pelo facto da maioria dos animais estudados serem adultos.

5.1.7. Infecção por *T. leonina*

Segundo Rostami *et al.* (2020), o parasita *T. leonina* é cosmopolita. A prevalência de *T. leonina* (11,2%) foi superior nos animais de idade adulta, o que está de acordo com o referido por Bowman (2003), em que os ovos deste ascarídeo tendem a ser encontrados em animais mais velhos.

Segundo três estudos (Espanha, Grécia e Portugal, respetivamente), foram estimadas as prevalências de infecção por *T. leonina*: 2,4%, Ortuño *et al.* (2014); 6,1%, Kostopoulou *et al.* (2017), ambos em animais de abrigo; e 2,9%, Silva (2018, p.37) em cães domésticos. Outros estudos realizados em Portugal observaram uma prevalência ainda menor, entre 0,5% a 1,1% (Martins *et al.*, 2005; Ferreira *et al.*, 2011; Mateus *et al.*, 2014; Neves *et al.*, 2014; Ferreira *et al.*, 2017).

5.1.8. Infecção por *T. vulpis*

No presente estudo, *T. vulpis* foi o segundo parasita mais encontrado em animais adultos, também devido aos animais do estudo serem maioritariamente adultos. Embora a infecção por *T. vulpis* possa ocorrer em canídeos de todas as idades, este parasita raramente é encontrado em animais com menos de 3 meses de idade (Barr & Bowman, 2010; Petry *et al.* 2013).

No presente estudo, 33,7% dos cães encontravam-se parasitados por este nematode. Estes valores aproximam-se aos valores de 24% obtidos por Grandemange *et al.* (2007), em cães de abrigo do continente europeu, e por Mateus *et al.* (2014) nos três grupos de canídeos referidos anteriormente (34,4%, 32,8%, 49,5%) em Portugal. Outros estudos apresentam prevalências inferiores: 3,5% no Gerês (Silva, 2010, p.108) em canídeos silvestres e domésticos; 3,7% em Espanha (Ortuño *et al.*, 2014) em cães de abrigo; 4,0% na Sérvia (Ilic *et al.* 2016) em cães domésticos; 13,3% em Vila Real, (Silva, 2018, p.37) em cães domésticos; 1,8% no Seixal (Pirão, 2018, p.58) em fezes recolhidas no ambiente pelos tutores.

A infecção por *T. vulpis* foi significativamente superior em cães mantidos em boxes com pavimento de cimento, em comparação com os cães mantidos em boxes com pavimento de cerâmica, o que poderá ser justificado pelo fato do primeiro tipo de pavimento ser de difícil limpeza (saliências/fissuras do pavimento, onde se podem alojar os ovos do

parasita), perpetuando e completando o ciclo de vida de *T. vulpis*. Também é importante salientar que a não remoção das camas sujas, especialmente neste abrigo, no Inverno que é bastante húmido e cheio de fendas no pavimento e algumas paredes, pode resultar em contaminações massivas (Urquhart *et al.*, 1998).

5.1.9. Infecção por *D. caninum*

A prevalência de infecção obtida neste estudo de *D. caninum* foi de 14,6% e foram observadas proglotes e cápsulas ovígeras nas fezes. Tal como esperado, onze dos treze cães infetados com este parasita apresentaram pulgas, evidenciando a importância de se fazer um tratamento ectoparasiticida (Ilic *et al.*, 2016; Tavares, 2020, p. 23). De acordo com a ESCCAP (2020), para o controlo de *D. caninum* é fundamental o controlo dos HI, quer a nível do hospedeiro, quer a nível ambiental. É importante tratar e prevenir a dipilidiose, pois esta doença apresenta um potencial zoonótico e ocasionalmente infeta crianças quando estas acidentalmente ingerem pulgas/piolhos infetados com larvas cisticercóides (Matos, 2013; Bowman, 2014; Beugnet *et al.*, 2014; Gomes, 2019, p. 5; ESCCAP, 2020).

A prevalência de *D. caninum* neste estudo foi superior a outros estudos realizados em Portugal, com valores entre 1,1% e 3,75% (Nabais, 2008; Lebre, 2011; Crespo *et al.*, 2013; Santos, 2014; Diniz, 2018; Pirão, 2018), e inferior a outros estudos realizados na Europa, com valores entre 24,7% e 54,5% (Ilic *et al.*, 2016; Dimitrijevic *et al.*, 2017). Segundo Miró *et al.* (2020), esta parasitose é comum em Espanha e afeta entre 8,3 a 39,0% dos cães, porque a desparasitação nos animais de companhia não é feita adequadamente.

Alguns estudos realizados em Portugal não detetaram este parasita, sendo o caso do estudo realizado por Ferreira *et al.* (2011) em Évora, em cães que se apresentaram a consultas em clínicas veterinárias, ou por Neves *et al.* (2014) no Porto, em amostras fecais recolhidas num hospital veterinário, ou por Morgado (2016, p.58) em Vila Franca de Xira e por Gomes (2019, p. 5) no Funchal, em cães com tutor. Isto pode ser devido, ao médico veterinário informar o proprietário do animal da importância do controlo endoparasiticida, bem como do controlo ectoparasiticida (controlo de pulgas e piolhos) e por informar o proprietário dos riscos das doenças parasitárias. Esta informação disponível e acessível ao público é de extrema importância, revelando resultados positivos na consciencialização da parte da população, sendo necessária a continuação da partilha de informação dos riscos que esta parasitose acarreta (Morgado, 2016 p.58; Alho *et al.*, 2018).

5.1.10. Infecção por *Taenia* spp./*Echinococcus* spp.

Os céstodes *Taenia* spp./*Echinococcus* spp. foram encontrados em apenas três cães (3,4%). A baixa prevalência de infecção por estes parasitas já tinha sido reportada por Neves

et al. (2014) e por Pirão (2018), onde não se detectou ovos da família Taeniidae em nenhum dos cães provenientes de um hospital veterinário da região do Porto e em amostras de fezes recolhidas do meio ambiente na zona do Seixal, respetivamente.

Segundo Kostopoulou *et al.* (2017), os céstodes *Taenia* spp./*Echinococcus* spp. são mais prevalente em cães pastores (6,9%). Oge *et al.* (2017) encontraram uma prevalência de 12,0% em cães pastores na Turquia. Este valor em cães pastores pode ser explicado pelo acesso a carne crua e vísceras de ruminantes domésticos (ovinos).

Grandmange *et al.* (2007) encontraram uma prevalência de 3% destes céstodes em cães com tutores a partir de amostras recolhidas do meio ambiente em vários países europeus (Bélgica, França, Alemanha, Itália e Espanha). Este valor revela que a população poderá ter mais consciência dos riscos destas parasitoses para a saúde pública através da informação dada pelos médicos veterinários.

5.1.11. Infecção por *Cystoisospora* spp.

Nos estudos realizados a nível europeu, a prevalência desta protozoose variou entre 2,4% e 30,8% (Dubná *et al.*, 2007; Becker *et al.*, 2012; Ortuño *et al.*, 2014; Zanzani *et al.*, 2014; Diakou *et al.*, 2019), enquanto no presente estudo foi de 6,7%, semelhante à prevalência de 5,5% obtida por Ferreira *et al.* (2011), 5,5% por Pirão (2018) e 5,9% por Gomes (2019), em cães de abrigo, presentes a clínicas veterinárias e amostras do ambiente da região de Évora, Seixal e Funchal respetivamente.

Porém, os resultados obtidos neste estudo foram superiores aos obtidos por Mateus *et al.* (2014), em cães de quinta (1,5%) e de caça (4,9%) na região de Ponte de Lima, o que poderá estar relacionado com o confinamento dos cães de abrigo e, como tal, com maior contacto com oocistos infetantes na box/meio ambiente.

Curiosamente, em Lisboa, a prevalência obtida por Nabais (2008, p. 77) e por Lebre (2011, p.79) foram igualmente de 10,1% em cães presentes em abrigo e canis respetivamente. Ambos os estudos utilizaram as mesmas técnicas de diagnóstico. A prevalência obtida por Neves *et al.* (2014) em cães presentes a um hospital veterinário num estudo do Porto foi de 8,2%, sendo esta protozoose a mais prevalente no seu estudo; refere ainda, que maior parte dos seus cães do estudo não apresentavam sintomas, sendo difícil, desta forma, diagnosticar e tratar esta protozoose.

De acordo com as diretrizes da ESCCAP (2020b): i) os cães introduzidos recentemente em abrigos/canis devem fazer um controlo desta parasitose, com realização de análises fecais até à obtenção de um resultado negativo; ii) um adequado isolamento com quarentena; iii) higiene e desinfeção ambiental à base de creolina; iv) a remoção frequente das fezes e v) o adequado tratamento com toltrazuril ou diclazuril também é

recomendado para evitar a contaminação de outros animais. A desinfecção do abrigo era realizada mensalmente com creolina; o que poderá justificar os valores desta parasitose e não terem sido mais elevados.

5.2.1. Parasitas gastrointestinais presentes em gatos

A maioria dos dados existentes sobre a prevalência de parasitismo em gatos em Portugal provem de animais errantes capturados para necropsia ou para esterilização (Waap *et al.*, 2013; Santos, 2020) ou de gatos domésticos observados em CAMV (Ferreira *et al.*, 2011; Matos, 2016). No entanto, ainda não existem muitos estudos que avaliem o grau de parasitismo em gatos de abrigo. A heterogenicidade destes estudos não permite avaliar a prevalência real de infeção em determinada região. O estudo de Ferreira *et al.* (2011), realizado em Évora, contemplou apenas 2 gatos de abrigo, sendo os restantes domésticos. Este estudo permitiu determinar a prevalência de parasitismo em animais de abrigo, embora com uma população pequena de 17 gatos.

A prevalência de parasitas gastrointestinais (88,2%) encontrada nos gatos de abrigo na região do Seixal revela um alto nível de parasitismo. Um estudo similar foi realizado por Waap *et al.* (2013) em Lisboa, com uma prevalência de 90,7% e por Khalafalla (2011), com uma prevalência de 91,0% em gatos errantes no Egipto. Contudo, estes valores são superiores aos obtidos em Portugal por outros investigadores, que obtiveram valores entre 23,1% e 63,9% (Duarte *et al.* 2010; Matos *et al.* 2016; Carvalho, 2017; Diniz, 2018; Freitas, 2020; Santos, 2020).

A nível mundial, as prevalências de parasitas gastrointestinais em gatos de abrigo, gatis, errantes, domésticos e atendidos em clínicas veterinárias variaram entre 20,5% e 67,5% (Scorza *et al.*, 2011; Pivoto *et al.*, 2013; Kostopoulou *et al.*, 2017; Syneonidou *et al.* 2018; Lee *et al.*, 2019; Ramos *et al.*, 2020). As prevalências altas observadas em animais de abrigo poderão justificar -se pelo facto de os animais não serem desparasitados; à incorreta desinfecção e higiene dos espaços, que leva à contaminação ambiental, e ao facto dos animais estarem confinados a um espaço limitado, o que contribui para a propagação destes parasitas, aumentando o risco de infeção (Ferreira *et al.*, 2017).

5.2.2. Infeção simples e mista em gatos

Na Europa, os gatos podem ser infetados por uma ampla variedade de endoparasitas, podendo ser perigoso para eles próprios e para os seres humanos (Beugnet *et al.*, 2014; waap *et al.*, 2013; Giannelli *et al.*, 2017). Neste estudo, observaram-se ovos de *T. cati*, *T. leonina*, *Ancylostoma* spp./*U. stenocephala*, *Taenia* spp./*Echinococcus* spp.

corroborando os resultados obtidos por Waap *et al.* (2013) em gatos errantes da área metropolitana de Lisboa.

Dos 17 gatos avaliados neste estudo, maioritariamente foram encontradas infeções com apenas um agente parasitário (64,7%) e em menor número infeções mistas (23,5%), que também foram reportados noutros estudos com gatos em Portugal (Matos, 2016, p.52-53; Carvalho, 2017, p.64-65; Freitas, 2020, p.43) e noutros países (Khalafalla, 2011; Capari *et al.*, 2013; Riggio *et al.*, 2013; Symeonidou *et al.*, 2018; Lee *et al.*, 2019; Ramos *et al.*, 2020).

Por outro lado, Waap *et al.* (2013) verificou maior ocorrência de infeções mistas em gatos errantes da região de Lisboa. As diferenças entre estes estudos poderá estar relacionada com a população-alvo, uma vez que, no presente trabalho, os gatos encontravam-se num abrigo protegidos do frio e com acesso a comida enquanto, no estudo de Waap *et al.* (2013) os gatos eram errantes, pelo que as condições ambientais e alimentares poderão ter possibilitado o completar do ciclo de vida de várias espécies de parasitas.

Devido ao reduzido número de gatos parasitados neste estudo, serão necessários mais estudos no futuro para se poder determinar se as variáveis extrínsecas e intrínsecas analisadas têm uma relação estatisticamente significativa com a presença das parasitoses estudadas.

5.2.3. Infeção por *T. cati*

A prevalência de toxocarose em gatos testados na Europa (Mircean *et al.*, 2010; Barutzki & Schaper, 2011; Becker *et al.*, 2012; Riggio *et al.*, 2012; Capári *et al.*, 2014; Beugnet *et al.*, 2014; Zanzani *et al.*, 2014; Ilic *et al.*, 2016; Kostopoulou *et al.*, 2017; Wierzbowska *et al.*, 2020) variou entre 4,7% a 44,4%, sendo considerado o nemátode mais comum em gatos (Duarte *et al.*, 2010; Becker *et al.*, 2012; Wolken *et al.*, 2012; Waap *et al.*, 2013; Zanzani *et al.*, 2014; Carvalho, 2017; Otero *et al.*, 2018). A prevalência de infeção por *T. cati* obtida neste estudo (88,2%) foi superior aos resultados obtidos por Waap *et al.* (2013) (38,2%), em gatos errantes na área metropolitana de Lisboa. Carvalho (2017, p.67), num estudo realizado no distrito de Setúbal em gatos presentes em gatis, não observou a presença deste nematode, mas encontraram-no no distrito de Lisboa (27,8%). Esta diferença encontrada no estudo de Carvalho pode ser justificada: a) pela colheita de fezes, que foi realizada de forma aleatória e solicitada algumas amostras aos proprietários dos gatis e que seria de esperar alguma prevalência nesta região, dado que alguns gatos do gatil do distrito de Setúbal, não realizaram tratamento antiparasitário; b) Por outro lado, a

limpeza do gatil era realizada diariamente com recurso a lixívia, o que pode ter evitado a transmissão desta parasitose.

Outras, prevalências foram encontradas na região de Lisboa (10,8% e 25,5%) por Duarte *et al.* (2010) e Santos (2020, p.38), em gatos errantes. O estudo de Waap *et al.* (2013) teve uma amostra maior (n=162) e baseou-se em necropsia parasitológica comparativamente ao estudo presente. No estudo de Duarte *et al.* (2010) e Santos (2020, p.38), o número de animais (n=74 e n=47 respetivamente) foi superior ao número de animais neste estudo em gatos, com recurso a métodos coprológicos. Assim estas diferenças podem estar relacionadas com o tamanho da amostra e à falta de tratamento antiparasitário (Duarte *et al.*, 2010; Ferreira *et al.*, 2011; Waap *et al.*, 2013; Beugnet *et al.*, 2014; Giannelli *et al.*, 2017; Santos, 2020, p.38).

Tendo em conta a prevalência encontrada neste estudo, e o potencial zoonótico de *T. cati*, que é responsável pelo síndrome de larva migrante visceral/ocular, é importante sensibilizar os proprietários e tratadores do abrigo para a importância de realizar uma higiene adequada e a remoção diária das fezes para diminuir o risco de infeção por este nemátode (Beugnet *et al.*, 2014; Otero *et al.*, 2014; Otero *et al.*, 2018; ESCCAP, 2020).

A elevada prevalência deste agente em gatos adultos neste estudo, pode estar relacionada com: i) o facto de os gatos não terem feito uma desparasitação adequada e poderem estar parasitados desde jovens até à fase adulta; ii) serem animais de abrigo, e iii) por haver muitos roedores nas instalações que podem servir de reservatório destes agentes e desempenhar um papel significativo como fonte de infeção, especialmente em gatos com hábitos predatórios (Becker *et al.*, 2012; Waap *et al.*, 2013; Schuster *et al.*, 2016; Giannelli *et al.*, 2017; Otero *et al.*, 2018).

5.2.4. Infeção por *T. leonina*

No presente estudo as prevalências de *T. leonina* e *Ancylostoma* spp./*U. stenocephala* foram ambas de 11,8%, corroborando as prevalências destes nematodes noutros estudos com gatos em Portugal (Ferreira *et al.*, 2011; Waap *et al.*, 2013).

A infeção por *T. leonina* não foi relatada em estudos realizados recentemente em Portugal no distrito de Lisboa e Setúbal por Carvalho (2017, p.67), e por Freitas, (2020, p.43). Tal poderá ser justificado por esses animais serem mantidos em gatis, não terem acesso a HI e HP e à desparasitação realizada mensal/trimestralmente em alguns grupos de animais, no estudo de Carvalho (2017); no estudo de Santos (2020), pelo facto da amostragem ter sido em animais errantes, com uma só recolha de fezes por animal, a prevalência real das infeções poderá ser superior ao detetado, devido à eliminação intermitentes de ovos.

Estudos em animais domésticos também não relataram esta parasitose em gatos (Matos, 2016; Freitas, 2020), porque os animais desses estudos tinham sido desparasitados. A nível mundial, a presença desta parasitose variou entre os 0,1% e os 31,5% em gatos errantes, de abrigo e domésticos (Khalafalla, 2011; Capari *et al.*, 2013; Symeonidou *et al.*, 2018; Lee *et al.*, 2019; Wierzbowska *et al.*, 2020).

5.2.5. Infecção por *Ancylostoma* spp./*U. stenocephala*

A prevalência de ancilostomídeos nos gatos deste estudo (11,8%), foi ligeiramente inferior à obtida em gatos errantes da região de Lisboa por Waap *et al.* (2013) e superior à de Duarte *et al.* (2010), de 19,1% e 1,4% *A. tubaeforme* e 2,7% *U. stenocephala*, respetivamente. Prevalências semelhantes de 10,1% e 11,1% foram encontradas na Europa em gatos domésticos da Roménia (Mircean *et al.* 2010) e da Hungria (Capári *et al.*, 2013), respetivamente; valores inferiores de 1,4% foram obtidos em gatos domésticos provenientes de clínicas veterinárias pela Europa (França, Itália, Austria, Bélgica, Hungria, Roménia e Espanha) segundo Beugnet *et al.* (2014). Normalmente, os animais de abrigo, errantes ou que foram abandonados raramente ou nunca receberam tratamento antiparasitário, tal como acontece neste abrigo do Seixal (Becker *et al.*, 2012). Desta forma, os abrigos que abrigam os animais deveriam ser acompanhados por um Médico Veterinário, para vacinar e tratar os animais com antihelmínticos específicos para prevenir a infeção e disseminação dos parasitas (Ferreira *et al.*, 2011).

Tal como referido anteriormente para os cães, a detecção de ovos destes ancilostomídeos nas fezes de gatos representam um risco para a saúde humana, uma vez que podem causar síndromes de LMC e LMO (Maurício *et al.*, 2006; Bowman *et al.*, 2010).

5.2.6. Infecção por *Taenia* spp./*Echinococcus* spp.

Esta parasitose foi a segunda infeção mais frequentemente encontrada nos gatos do estudo.

No estudo de Waap *et al.* (2013), a prevalência (3,1%) foi superior em gatos adultos, tal como foi encontrado no presente estudo, sendo a infeção desta parasitose estatisticamente significativa para a categoria “adultos”. Isto pode ser devido ao estilo de vida dos gatos, que influencia a prevalência do parasitismo, tendo em conta os seus hábitos predatórios, e também devido às condições de limpeza e desinfeção.

Prevalências mais baixas, que variaram entre 1,3% e 4,7%, foram encontradas em estudos realizados noutros países europeus, quer em gatos domésticos, quer em gatos errantes (Becker *et al.*, 2012; Mircean *et al.*, 2010; Capári *et al.*, 2013; Beugnet *et al.*, 2014; Otranto *et al.*, 2017). Wierzbowska *et al.* (2020) registou uma prevalência mais alta de

Taenia taeniaeformis em gatos domésticos na Polónia devido ao acesso ao exterior dos mesmos e ao incontável número de gatos errantes. A equinococose é uma parasitose importante em saúde pública, uma vez que é considerada uma zoonose (Almeida *et al.*, 2008; Ilic *et al.*, 2016; ESCCAP, 2020).

5.2.7. Infecção *D. caninum*

No estudo realizado por Waap *et al.* (2013), o céstode e o protozoário mais prevalentes em gatos errantes foram *D. caninum* (53,1%) e *C. rivolta* (46,3%), respetivamente. No presente estudo não se observaram cápsulas ovíferas nem proglótides de *D. caninum* nem oocistos de *Cystoisospora* spp., talvez devido: i) ao número reduzido da amostra (n=17); ii) à ausência de ectoparasitas e iii) ao tipo de pavimento (de cerâmica sem fissuras sendo, mais fácil de desinfetar). Nos estudos realizados em gatos provenientes de abrigos e clínicas veterinárias europeias, as percentagens de infecção por *D. caninum* variaram entre 0,2% e 54,5% e as percentagens de infecção por *Cystoisospora* spp. entre 4,3% e 7,5% (Mircean *et al.*, 2010; Barutzki & Schaper, 2011; Becker *et al.*, 2012; Capári *et al.*, 2013; Beugnet *et al.*, 2014; Ilic *et al.*, 2016).

5.3. Pesquisa de microfilárias no sangue periférico

A dirofilariose é uma zoonose, sendo *D. immitis* a espécie mais amplamente conhecida (Urquhart *et al.*, 1996; Silva & Langoni, 2009; Lee *et al.*, 2010a; Morchón *et al.*, 2012; Otranto *et al.*, 2013; Taylor *et al.* 2016; Alho, 2017). A prevalência de infecção por *D. immitis* em cães e gatos residentes em Portugal varia entre 0% a 15,1% (Cardoso *et al.*, 2012; Vieira *et al.*, 2012; Alho *et al.*, 2014; Maia *et al.*, 2015; Cruz, 2017, p. 41; Cunha, 2019). A infecção por *D. repens* foi descrita em Portugal por Maia *et al.* (2015) sendo capaz de provocar tanto nos animais domésticos como no ser humano lesões subcutâneas (i.e. granulomas, pápulas, eritema, prurido, alopecias, nódulos e edemas) e oculares (Baneth *et al.*, 2002; Rishniw *et al.*, 2006; Tarello, 2011; Otranto *et al.*, 2013).

Dada a sua endemecidade e, uma vez que a administração de milbemicina oxima é contraindicada em animais microfilarémicos, procedeu-se ao despiste da infecção por *D. immitis* em todos os animais do estudo previamente à desparasitação com este fármaco. No total detectaram-se 17 cães infetados por *Dirofilaria* spp./*Acanthocheilonema* spp.. A prevalência obtida de animais com dirofilariose no presente estudo, foi de 16,0%. Esta prevalência encontrada foi inferior à encontrada por Alho (2017, p.194), em cães de abrigo do distrito de Setúbal (24,8%). Mas, superior às prevalências obtidas em cães: aparentemente saudáveis (2,4%) e em cães suspeitos de estarem infetados por agentes patogénicos transmitidos por vetores (5,8%) provenientes de clínicas veterinárias na região

de Lisboa por Cardoso *et al.* (2012) e por Cruz (2017, p.41) em animais que se apresentaram à consulta de rotina em clínicas e hospitais no Porto. É provável que, nestes últimos estudos com prevalência inferiores, como a população alvo era composta exclusivamente por animais que tinham assistência médico-veterinária, a prevalência seja mais baixa. Esta pode ser justificada por os animais terem à sua disposição melhores condições de alimentação, bem-estar, cuidados médicos e segurança, do que animais de abrigos ou de canil ou mesmo errantes. Além disso, segundo Cruz (2017, p. 41), os tutores destes animais, que visitam regularmente o veterinário, estão mais bem informados e sensibilizados para os fatores de risco desta doença, incluindo o papel do mosquito vetor na propagação da doença e da necessidade de prevenção. Apesar de muito remota, poderão existir casos de infeção não detetada, quando o animal apresenta infeções muito leves, com apenas um ou dois parasitas adultos, ou infeções com parasitas imaturos ou com espécimes apenas do sexo masculino que, não são detetados pelo teste realizado e que apenas deteta antígenos provenientes de fêmeas (Cruz, 2017, p. 46). Alho (2017), no seu estudo utilizou técnicas parasitológicas, diretas, serológicas e moleculares para a deteção de *D. immitis* em cães de abrigo, tal como neste presente estudo com exceção dos testes serológicos que foram utilizados no estudo de Cardoso *et al.* (2012) e Cruz (2017).

Neste estudo não foram encontrados gatos com infeção por *Dirofilaria* spp./*Acanthocheilonema* spp. podendo dever-se ao facto dos gatos serem mais resistentes à infeção (Prieto *et al.*, 1999; Silva & Langoni, 2009; Alho *et al.*, 2010; Sun *et al.*, 2012; Meireles *et al.*, 2014; Cruz, 2017).

O diagnóstico de infeção por filarídeos é bastante complexo devendo ser realizado com uma combinação de vários testes (Simón *et al.*, 2012; Magnis *et al.*, 2013; Cruz, 2017; AHS, 2020). Tanto o teste de gota espessa como a técnica de Knott permitiu detetar mfs em 15 cães; embora ambas as técnicas sejam de fácil execução e pouco dispendiosas, apenas a segunda permite diferenciar *D. immitis* de *A. dracunculoides* e *A. reconditum* (Miller, 1998; Bowman *et al.*, 2003; Maia, 2014). Esta técnica apresenta como desvantagens a necessidade de ser executada por um profissional com experiência e a dificuldade em diagnosticar infeções mistas (Bowman *et al.*, 2003; Casiraghi *et al.*, 2006; Rishniw *et al.*, 2006; Simón *et al.*, 2012; Liota *et al.*, 2013). Neste caso, é necessário distinguir as espécies por métodos bioquímicos e/ou moleculares (Magnis *et al.*, 2013). A técnica de PCR, com posterior sequenciação de ADN, permitiu detectar a presença de DNA *Dirofilaria* sp./*Acanthocheilonema* sp. em 17 amostras (em mais duas do que com as técnicas laboratoriais anteriormente descritas) revelando que apenas três cães se encontravam infetados por *D. immitis*.

5.4. Desparasitação com milbemicina oxima e praziquantel e com emodepside e praziquantel

Este estudo sugere que a desparasitação com milbemicina oxima e praziquantel resultou numa diminuição em 54,2%, 40,3% e 15,3% da carga parasitária nos seguintes parasitas: *Ancylostoma* spp./*U. stenocephala*, *T. vulpis* e de *D. caninum* em cães, respetivamente, e 52,9% na infeção por *T. cati* em gatos. Sugere-se que mais estudos com populações de animais de canis/gatis/abrigos sejam efetuados para validar estas observações.

O desparasitante milbemicina oxima com praziquantel foi importante na redução da carga parasitária das espécies de *T. canis*, *T. leonina*, *Taenia* spp./*Echinococcus* spp. e *Cystoisospora* spp. em cães e das espécies de *T. leonina*, *Ancylostoma* spp./*U. stenocephala* e *Taenia* sp./*Echinococcus* sp. em gatos. Isto não revela que o desparasitante não tenha sido eficaz, mas que existe uma necessidade destes animais efetuarem mais ciclos de desparasitação até à eliminação total das formas parasitárias presentes no intestino dos cães, evitando a persistência das mesmas no meio ambiente (Alho *et al.*, 2009; Strube *et al.*, 2019; Apifarma, 2020; ESCCAP, 2020).

Apesar da associação milbemicina/praziquantel ter mostrado 100% de eficácia contra helmintas em cães de um abrigo de Itália (Rinaldi *et al.*, 2015), no presente estudo, não foi possível eliminar a infeção em todos os animais, talvez por causa das condições ambientais, a falta de higiene, bem como a resistência das formas infetantes no meio ambiente e a presença de HP (roedores) que mantêm o ciclo parasitário. (Webster, 2005; Bowman, 2012; Matos *et al.*, 2013; AHS, 2020; ESCCAP, 2020). Contudo, a não deteção de ovos de céstodes nas análises coprológicas após desparasitação demonstra que o praziquantel continua a ser um cestocida eficaz (Prats *et al.*, 2005; Alho *et al.*, 2009; Rebelo, 2014; Castro, 2018 p.73). Por outro lado, a deteção de oocistos de *Cystoisospora* spp. após administração de milbemicina/praziquantel era esperada, uma vez que nenhum destes princípios ativos tem ação coccidiostática. Nestes casos, aconselha-se a associação de emodepside com a molécula toltrazuril (Procox[®]) que possui ação contra estes protozoários (Webster, 2005; EMA, 2021).

Como referido anteriormente, não foi possível avaliar a eficácia do desparasitante emodepside com praziquantel devido ao reduzido número das amostras.

VI. CONCLUSÃO

Este estudo veio demonstrar que os animais de abrigo na área do Seixal se encontram frequentemente infetados por parasitas gastrointestinais. A prevalência encontrada foi relativamente elevada comparativamente com outros estudos anteriormente realizados e alguns destes endoparasitas possuem potencial zoonótico, realçando a importância de se realizar regularmente o diagnóstico coprológico nestes animais.

Quando os animais dão entrada em abrigos, é muito provável que nos últimos tempos tenham recebido cuidados veterinários insuficientes ou mesmo nenhum. Por conseguinte, existe uma grande possibilidade de serem portadores de uma série de agentes infecciosos, entre eles, endoparasitas.

O despiste das parasitoses gastrointestinais deverá ser realizado através da colheita de três amostras fecais em dias alternados, bem como a utilização do exame macroscópico e microscópico das mesmas. Para o exame microscópico devem ser utilizadas diferentes técnicas coprológicas, incluindo a técnica de flutuação, de sedimentação e o esfregaço fecal, de modo a aumentar a sensibilidade de deteção de parasitas gastrointestinais. Além disso, o diagnóstico parasitário através das técnicas coprológicas permite avaliar a eficácia dos antiparasitários, constituindo uma mais valia na actuação do médico veterinário.

Este estudo também realça a importância de se implementarem métodos de limpeza e desinfeção diárias das instalações do abrigo onde os animais se encontram de modo a eliminar os parasitas no meio ambiente e dificultar a sua perpetuação. Outra maneira de reduzir a prevalência de infeção neste abrigo seria a substituição da superfície do solo por cimento novo. Deveriam também ser implementadas desratizações de modo a eliminar e evitar a entrada de roedores, que funcionam como hospedeiros paraténicos no ciclo de vida de alguns dos helmintas que parasitam os cães e os gatos.

Este trabalho demonstrou que seria necessário executar mais ciclos de desparasitação com milbemicina oxima e praziquantel para a completa eliminação dos endoparasitas. Para além disso, a existência de *Cystoisospora* spp. em alguns animais indica que a profilaxia contra este género deve ser tida em conta, uma vez que os protocolos profiláticos de rotina utilizados nos animais de companhia normalmente não incluem princípios ativos que controlem ou eliminem estes parasitas.

É de extrema importância o alertar dos proprietários dos animais para os efeitos adversos que podem resultar na administração do endoparasicida milbemicina oxima e praziquantel (Milbemax®) num animal microfilarémico. Assim, a desparasitação dos animais

com milbemicina oxima deve ser antecedido de um despiste de dirofilariose, ressaltando que um resultado negativo na técnica de gota espessa ou técnica de Knott não exclui a infecção por *D. immitis*.

É importante sensibilizar os médicos veterinários, os profissionais de saúde, os proprietários que adotem animais de abrigos e o pessoal que contacta com estes, para um controlo profilático regular dos animais e do meio ambiente envolvente, com o objectivo de manter os animais livres de infecção por endo- e ectoparasitas, evitando possíveis transmissões de agentes zoonóticos.

É de salientar que os animais deste abrigo não eram submetidos ao processo de adoção, possivelmente devido à situação económica do país na altura. Para além disso, o número de animais abandonados naquela época estava a aumentar exponencialmente. Nesse sentido, campanhas de esterilizações gratuitas por parte das câmaras municipais deveriam ser implementadas em maior número para se conseguir fazer frente ao abandono de animais e diminuir assim as possíveis infecções por endo- e ectoparasitas zoonóticos que ponham em risco a saúde pública.

IV. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Abu-Madi, M. A., Behnke, J. M., Prabhaker, K. S., Al-Ibrahim, R., Lewis, J. W. (2010). Intestinal helminths of feral cat populations from urban and suburban districts of Qatar. *Veterinary Parasitology*, 168, 284–292.

Alho, A., M. (2017). *Dirofilaria immitis* e *Angiostrongylus vasorum*: Epidemiologia e impacto dos principais nematodes cardiopulmonares em carnívoros em Portugal. Tese apresentada na Faculdade de Medicina Veterinária para obtenção de doutor, orientada por Luís Manuel Madeira de Carvalho, Silvana Maria Duarte Belo e Peter Deplazes, na Universidade de Lisboa.

Alho, A. M., Landum, M., Ferreira, C., Meireles, J., Gonçalves, L., Carvalho, L., M., Belo, S. (2014). Prevalence and seasonal variations of canine dirofilariosis in Portugal. *Veterinary Parasitology*, 206, 99-105.

Alho, A. M., Seixas, R., Rafael, T., Carvalho, L. M. (2010). Formas larvares dos helmintas: o elo mais forte na desparasitação do cão e do gato. *Veterinary Medicine*, 33.

Al-Sabi, M. N. S., Kapel, C. M. O., Johansson, A., Espersen, M. C., Koch, J., Willesen, J. L. (2013). A coprological investigation of gastrointestinal and cardiopulmonary parasites in hunting dogs in Denmark. *Veterinary Parasitology*, 196(3-4), 366-72.

Altreuther, G., Radeloff, I., LeSueur, C., Schimmel, A., Krieger, K. J. (2009a). Field evaluation of the efficacy and safety of emodepside plus praziquantel tablets (Profender® tablets for dogs) against naturally acquired nematode and cestode infections in dogs. *Parasitol. Res.*, 105(1), 23–9.

Altreuther, G., Schimmel, A., Schroeder, I., Bach, T., Charles, S., Kok, D. J., Kraemer, F., Wolken, S., Young, D., Krieger, K. J. (2009b). Efficacy of emodepside plus praziquantel tablets (Profender® tablets for dogs) against mature and immature infections with *Toxocara canis* and *Toxascaris leonina* in dogs. *Parasitol. Res.*, 105(1), 1-8.

American Heartworm Society [AHS] (2020a). Current canine guidelines for the prevention, diagnosis and management of heartworm (*Dirofilaria immitis*) Infection in cats. Acedido em 3 de Maio em <http://heartwormsociety.org/veterinary-resources/canine-guidelines.html>.

American heartworm society [AHS] (2020b). Current canine guidelines for the prevention, diagnosis and management of heartworm (*Dirofilaria immitis*) infection in dogs. Acedido a 2 de Maio de 2020 em <http://heartwormsociety.org/veterinary-resources/canine-guidelines.html>.

Anécimo, R. S., Tonani, K. A. A., Fregonesi, B. M., Mariano, A. P., Ferrassino, M. D. B., Trevilato, T. M. B., *et al.* (2012). Adaptation of ritchie`s method for parasites diagnosing with minimization of chemical products. Interdisciplinary perspectives on infectious diseases. Acedido a 3 de Maio em <https://doi.org/10.1155/2012/409757>.

Associação Portuguesa da Indústria Farmacêutica (Apifarma) (2020). Simposium Veterinário Apifarma. Acedido em 2 de Janeiro de 2021 em <http://www.apifarma.pt/simposiumvet/Paginas/Pesquisaavancada.aspx>.

Ballweber, L. R. (2001). Parasites of the Gastrointestinal Tract II – Acanthocephalans, Cestodes, and Trematodes. In Veterinary Parasitology, Butterworth-Heinemann, 165-189.

Campillo, C. M., Vázquez, F. A. (1999). Parasitologia Veterinaria. Madrid: McGraw-Hill, Interamericana, 998.

Baneth, G., Volansky, Z., Anug, Y., Favia, G., Bain, O., Goldstein, R. E., *et al.* (2002). *Dirofilaria repens* infection in a dog: diagnosis and treatment with melarsomine and doramectin. Vet. Parasitol., 105,173–178.

Baños, P. D., Baños, N. D. & Morrondo-Pelayo, M. P. (1999). Nematodosis: Toxocariosis, Toxascariosis, Ancilostomosis, Tricuriosis, Estrongiloidosis, Espirocercosis, Olulanosis. In Cordero del Campillo M., Rojo Vazquez F.A., Martinez Fernandez, A.R., Sanchez Acedo, M.C., Hernandez Rodriguez, S., Navarrete Lopez-Cozar, I., Diez Banos, P., Quiroz Romero, H., Carvalho Varela, M., Parasitologia Veterinária. Madrid: McGraw-Hill-Interamericana de Espana, 636.

Barr, S. C., Bowman, D. D. (2010). Doenças infecciosas e parasitárias em cães e gatos: Consulta em 5 minutos. Revinter,177-183.

Barutzki, D. & Schaper, R. (2013). Age-Dependant Prevalence of Endoparasites in Young Dogs and Catsup to One Year of Age. Parasitol. Res., 112,119-131.

Batista, N. C., Bezerra, N. M., Gadelha, I. C. N., Borges, M. E. O., Cabral, S. O., Dias, C. E. V., et al. (2008). Utilização de Kit comercial Anigen Rapid *Dirofilaria immitis* Ag® em comparação com a técnica de Knott Modificada no diagnóstico da incidência de cães portadores da Dirofilariose. *Acta Veterinaria Brasilica*, 2(3), 76-79.

Beiromvand, M., Akhlaghi, L., Fattahi-Massom, S. H., Meamar, A. R., Motevalian, A., Oormazdi, H., Razmjou, E. (2013). Prevalence of zoonotic intestinal parasites in domestic and stray dogs in a rural area of Iran. *Preventive Veterinary Medicine*, 109(1-2), 162–7.

Beugnet, F. & Halos, L. (2015). *Parasitoses & Vector diseases of cats*. Lyon, France: Merial.

Bolio, M. E., Montes, A. M., Alonso, F. D., Gutiérrez, C., Bernal, L. J., Rodríguez-vivas, R.I., et al. (2004). Prevalence of *Dipetalonema dracunculoides* in dogs in Murcia, Spain. *Veterinary Record*, 154,726-727.

Bojar, H., Kleapec, T. (2018). Contamination of selected recreational areas in Lublin Province, Easter Poland, by eggs of *Toxocara* spp., *Ancylostoma* spp. And *Trichuris* spp. *Animals of agricultural and the environmental Medicine*, volume 125, (3), 460-463.

Botigué, L. R., Song, S., Scheu, A., Gopalan, S., Pendleton, A. L., et al. (2017). Ancient European dog genomes reveal continuity since the Early Neolithic. *Nature Communications*.

Bowman, D. D. (2009). *Georgis' Parasitology for Veterinarians*. 9th ed., USA: Elsevier Health Sciences.

Bowman, D. D. & Lucio-Forster, A. (2010). Cryptosporidiosis and giardiasis in dogs and cats: Veterinary and public health importance. *Experimental Parasitology*, 124, 121-127.

Bowman, D. D., Montgomery, S. P., Zajac, A. M., Eberhard, M. L., Kazacos, K. R. (2010). Hookworms of dogs and cats as agents of cutaneous larva migrans. Special Issue: Zoonoses of people and pets in the USA. *Trends in Parasitology*, 26(4).

Câmara Municipal do Seixal [CMS] (2014). Seixal, Câmara Municipal. Acedido em 2 de Junho de 2020 em <http://sig.cm-seixal.pt/sig/>.

Capári, B., Hamel, D., Visser, M., Winter, R., Pfister, K., Rehbein, S. (2013). Parasitic infections of domestic cats, *Felis catus*, in western Hungary. *Veterinary Parasitology*, 192(1-3), 33–42.

Capuano, D. M., Rocha, G. M. (2006). Ocorrência de parasitas com potencial zoonótico em fezes de cães coletadas em áreas públicas do município de Ribeirão Preto, SP, Brasil. *Revista brasileira epidemiologia*, 9(1), 81-86.

Cardoso, A. S., Costa, I. M. H., Figueiredo, C., Castro, A., Conceição, M. A. P. (2013). The occurrence of zoonotic parasitic in rural dog populations from Northern Portugal. *Jornal of Helminthology*, 1-7.

Cardoso L., Mendão, C., Carvalho, L. M. (2012). Prevalence of *Dirofilaria immitis*, *Ehrlichia canis*, *Borrelia burgdorferi* sensu lato, *Anaplasma* spp. and *Leishmania infantum* in apparently healthy and CVBD - suspect dogs in Portugal - a national serological study. *Parasites & Vectors*, 5(62).

Carvalho, I., T. (2017). Rastreio de parasitas gastrointestinais e pulmonares em gatos de gatis nos distritos de Lisboa e Setúbal, Portugal. Tese apresentada à faculdade de Medicina Veterinária de Lisboa para obtenção do grau de Mestre, orientada pela Doutor Luís Manuel Madeira de Carvalho.

Casiraghi, M., Bazzocchi, C., Mortarino, M., Ottina, E., Genchi, C. (2006). A simples molecular method for discriminating common filarial nematodes of dogs (*Canis familiaris*). *Veterinary Parasitology* 141, 368-372.

Castelo, T., Dinis, A., Rocha, G. (2008). Toxocarose. Protocolo de Atuação. Secção de Infecçiology da Sociedade Portuguesa de Pediatria. Sociedade Portuguesa de Pediatria – Consensos e recomendações. *Acta Pediátrica. Portuguesa* 39(4), 171-5.

Castro, S., F. (2018). Farmácia Sanches. Mestrado integrado em Ciências Farmacêuticas. Faculdade de farmácia da Universidade do Porto. Acedido em 12 de Janeiro de 2021 em file:///Users/Bruno/Downloads/289886.pdf.

Centers for Disease Control and Prevention (CDC) (2020). Toxocariasis - Biology: Causal Agents & Life cycle acessado em 15 de Maio de 2020 em <http://www.cdc.gov/parasites/toxocariasis/biology.html>.

Center for Food Security & Public Health [CFSPH] (2020a). Larva migrans. Iowa State University, College of Veterinary Medicine. Acessado em 12 de Maio de 2020 em http://www.cfsph.iastate.edu/Factsheets/pdfs/larva_migrans.pdf.

Center for Food Security & Public Health [CFSPH] (2020b). Trichuriasis, Trichocephaliasis, Trichocephalosis, Whipworm Infestation. Iowa State University, College of Veterinary Medicine. Acessado em 12 de Fevereiro de 2020 em <http://www.cfsph.iastate.edu/Factsheets/pdfs/trichuriasis.pdf>.

Center for Food Security & Public Health [CFSPH] (2020c). Echinococcosis, Echinococciasis, Hydatidosis, Hydatid Disease. Iowa State University, College of Veterinary Medicine. Acessado em 12 de Maio de 2020 em <http://www.cfsph.iastate.edu/Factsheets/pdfs/echinococcosis.pdf>.

Cerbo, A. R., Manfredi, M. T., Bregoli, M., Milone, N. F., Cova, M. (2008). Wild carnivores as source of zoonotic helminths in north-eastern Italy. *Helminthologia*, 45(1), 13-19.

Cerqueira, E. J. L., Arcanjo, M. S., Alcântara, L. M. (2007). Análise comparativa da sensibilidade da técnica de Willis no diagnóstico parasitológico da ancilostomíase. *Diálogos & Ciência*, 5, 1-7.

Chalkowski, K., Wilson, A. E., Lepczyk, C. A., Zohdy, S. (2019). Who let the cats out? A global meta-analysis on risk of parasitic infection in indoor versus outdoor domestic cats (*Felis catus*). *Biol Lett*, 5.

Chieppa, F. (2002). A relação homem-animal. *Uccelli*, 40-42. Acessado a 4 de Maio de 2020 em disponível em <http://www.ao.com.br/pet.htm>.

Cielecka, D., Zarnowska-Prymek, H., Masny, A., Salamatin, R., Wesolowska, M., Golab, E. (2012). Human dirofilariosis in Poland: The first cases of autochthonous infections with *Dirofilaria repens*. *Ann. Agric. and Environ. Med.*, 19(3), 445-450.

Coelho, W. M. D., Amarante, A. F. T., Apolinario, J. C., Coelho, N. M. D., Bresciani, K. D. S. (2011). Occurrence of *Ancylostoma* in dogs, cats and public places from Andradina city, São Paulo State, Brazil. Rev. Inst. Med. Trop., 53(4), 81-4.

Companion Animal Parasite Council [CAPC] (2021). CAPC guidelines. Acedido a 18 de Maio de 2014. Disponível em <https://capcvet.org/guidelines/>.

Costa, E., Pinto, C., Sousa, S., Martins, S. (2005). Coproparasitological survey of public spaces in Coimbra. Acta Parasitologica Portuguesa, 12(1-2).

Crespo, M. V. M., Fradinho, A. R., Rosa, F. (2013 b). Contaminação ambiental e parasitária por fezes de canídeos na cidade de Santarém. Revista da Unidade de Investigação do Instituto Politécnico de Santarém, 2, 132-150.

Crespo, M. V. M. & Jorge, A. T. (2000a). Contributo do laboratório de parasitologia animal, no diagnóstico de algumas parasitoses, na área geográfica da ESAS. A investigação no Ensino Superior Politécnico. Conselho Coordenador dos Institutos Superiores Politécnicos, 2, 205-210.

Crespo, M. V. M. & Jorge, A. T. (2000b). Contaminação parasitária, por ovos de helmintes de alguns jardins e parque públicos das cidades de Almeirim e do Cartaxo In: Acta parasitológica portuguesa, 7(1/2), 43-47.

Crespo, M. V. M., Ribeiro, A. P., Rosa, F. (2013 a). Ação de sensibilização e educação sobre ambiente e saúde – Expo criança, 2009. Revista da Unidade de Investigação do Instituto Politécnico de Santarém, 2, 6-22.

Crespo, M. V. M., Rosa, F., Morgado, M., Ferreira, D., Cerejo, A., Madeira, M. (2006a). Intestinal parasites in dogs from the center-west of Portugal. Proceedings of the 11th International Congress of Parasitology. Glasgow, 6(11), 311–315.

Crespo, M. V. M., Rosa, F., Almeida, J. P. (2011). Parasitismo em canídeos do Concelho de Óbidos. 5º Congresso de Ciências Veterinárias, Res., 136.

Crespo, M. V. M., Rosa, F., Silva, A. E. (2006b). Contaminação parasitária por fezes de canídeos no concelho de Peniche – Dados preliminares. *Acta Parasitológica Portuguesa*, 13(1-2), 53 – 57.

Dakkak, A. (2010). Echinococcosis/hydatidosis: A severe threat in Mediterranean countries. *Veterinary Parasitology*, 174, 2 -11.

Dantas-Torres, F., Chomel, B. B., Otranto, D. (2012). Ticks and tick-borne diseases: a One Health perspective. *Trends. Parasitol.*, 28, 437–446.

Dantas-Torres, F. & Otranto, D. (2013). Dirofilariosis in Americas; a more virulent *Dirofilaria immitis*. *Parasites&Vectors*, 6, 288.

Dantas-Torres, F. & Otranto, D. (2014). Dogs, cats, parasites, and humans in Brazil: opening the black box. *Parasites & Vectors*, 7, 22.

Davidson, W. R., Appel, M. J., Doster, G. L., BakerBrown, O. E., Brown, J. F. (1992). Diseases and parasites of red foxes, gray foxes, and coyotes from commercial sources selling to fox-chasing enclosures. *Journal of Wildlife Diseases*, 28(4), 581–589.

Day, M. J. (2011). One health: the importance of companion animal vector-borne diseases. *Parasit. Vectors*, 4, 49.

Desplazes, P., van, K. F., Schweiger, A., Overgaauw, P. A. (2011). Role of pet dogs and cats in the transmission of helminthic zoonoses in Europe, with a focus on echinococcosis and toxocarosis. *Vet. Parasitol.*, 24, 41– 53.

Despommier, D. (2003). Toxocariasis: Clinical Aspects, Epidemiology, Medical Ecology, and Molecular Aspects. *Clinical Microbiology Reviews*, 265-272.

Dias, S. R. C., Cunha, D. E. S., Silva, S. M., Santos, H. A., Fujiwara, R. T., Rabelo, E. M. L. (2013). Evaluation of parasitological and immunological aspects of acute infection by *Ancylostoma caninum* and *Ancylostoma braziliense* in mixed-breed dogs. *Parasitol. Res.*, 112, 2151–2157.

Diakou, A., Cesare, A., Morelli, S., Colombo, M., Halos, L., Simonato, G., *et al.* (2019). Endoparasites and vector-borne pathogens in dogs from Greek islands: Pathogen distribution and zoonotic implications. *PLOS, neglected tropical diseases*, 1-16.

Duarte, A., Castro, I., Fonseca, I. M. P, Almeida, V., Carvalho, L. M. M, Meireles, J. *et al.* (2010). Survey of infectious and parasitic diseases in stray cats at the Lisbon Metropolitan Area, Portugal. *Journal of Feline Medicine & Surgery*, 12(6), 441-446.

Dubná, S., Langrová, I., Nápravník, J., Jankovská, I., Vadlejch, J., Pekár, S. *et al.* (2007). The prevalence of intestinal parasites in dogs from Prague, rural areas, and shelters of the Czech Republic. *Vet. Parasitol.*, 145, 120–128.

Dunn, R. A., Greiner, E. C. (2005). Managing Hookworms in the Landscape [versão electrónica]. Institute of Food and Agricultural Sciences, University of Florida. Acedido a 15 de Maio de 2014. Disponível em <http://edis.ifas.ufl.edu>.

Eira, C., Vingada, J., Torres, J., Miquel, J. (2006). The helminth community of the red fox, *Vulpes vulpes*, in Dunas de Mira (Portugal) and its effect on host condition. *Wildlife Biology in Practice*, 2(1), 26–36.

El-Shehabi, F. S., Abdel-Hafez, S. K., Kamhawi, S. A. (1999). Prevalence of intestinal helminthes of dogs and foxes from Jordan. *Parasitol. Res.*, 85(11), 928-934.

Epe, C. (2009). Intestinal Nematodes: Biology and Control Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice, 39(6), 1091-1107.

European medicines Agency (EMA) (2020). Relatório Público Europeu de Avaliação (EPAR), Profender. Resumo do EPAR destinado ao público. Acedido a 13 de Janeiro de 2021 em http://www.ema.europa.eu/ema/index.jsp?curl=pages/medicines/veterinary/medicines/000097/vet_med_000167.jsp&mid=WC0b01ac058001fa1c.

European Scientific Counsel Companion Animal Parasites [ESCAP] (2018a). Current Guidelines for the Control of Ectoparasites in dog and cat. Guideline 03 Sixth Edition. Acedido a 2 de Dezembro de 2020 em https://www.esccap.org/uploads/docs/mjy50wev_0720_ESCCAP_Guideline_GL3_v9_1p.pdf.

European Scientific Counsel Companion Animal Parasites [ESCCAP] (2018b). Tabla antihelmínticos para perros disponibles en España. Acedido a 2 de Dezembro de 2020 em http://www.esccap.es/wp-content/uploads/2018/05/ESCCAP_Antihelminticos_2018.pdf.

European Scientific Counsel Companion Animal Parasites [ESCCAP] (2018c). Current Guidelines for the Control of intestinal Protozoa in dogs and cats. Guidelines 06. Second Edition. Acedido a 27 de Maio de 2020. Disponível em https://www.esccap.org/uploads/docs/xnqpgri2_0701_ESCCAP_Guideline_GL6_v7_1p.pdf.

European Scientific Counsel Companion Animal Parasites [ESCCAP] (2019). Current Guidelines for the Control of vector-borne diseases in dogs and cats. Guidelines 05. Third Edition. Acedido a 25 de Maio de 2020. Disponível em <http://www.esccap.org/uploads/file/ESCCAP%20Guidelines%20GL5%2001Oct2012.pdf>.

European scientific counsel companion animal parasites [ESCCAP] (2020). Current Guidelines for the Worm control in dogs and cats. Guidelines 01, Sixth Edition. Acedido a 25 de Abril de 2020. Disponível em http://www.esccap.org/uploads/docs/nkzqxmxn_escapgl1endoguidelines.pdf.

Favole, P., Cauduro, A., Opreni, M., Zanzani, S., Albonico, F., Manfredi, M., *et al.* (2013). Epidural dirofilariosis in a paraparetic cat: case report of *Dirofilaria immitis* infection. Journal of Feline Medicine and surgery, 15(2), 1160-1164.

Ferreira, A., Alho, A. M., Otero, D., Gomes, L., Nijse, R., Overgaauw, P. A. M., *et al.* (2017). Urban Dog Parks as Sources of Canine Parasites: Contamination Rates and Pet Owner Behaviours in Lisbon, Portugal. Journal of Environmental and Public Health. Acedido em 22 de dezembro de 2020 em <https://doi.org/10.1155/2017/5984086>.

Ferreira, F. S., Baltasar, P. P., Parreira, R., Padre, L., Vilhena, M., Tavira, L. T., *et al.* (2011). Intestinal parasites in dogs and cats from the district of Évora, Portugal. Veterinary Parasitology, 179(1-3), 242–245.

Filho, P. R. C., Massad, F. V., Bezerra, M. M., Oliveira, F. C. R. O., Lopes, C. W. G. (2004). *Cystoisospora felis* e *C. rivolta* (Apicomplexa: Cystoisosporinae) em vísceras de Gerbis da Mongólia (*Meriones unguiculatus*) e sua transmissão para gatos livres de coccídios. Rev. Bras. Parasitol. Vet., 13(4), 169-172.

- Fontanarrosa, M .F., Vezzani, D., Basabe, J., Eiras, D. F. (2006). An epidemiological study of gastrointestinal parasites of dogs from Southern Greater Buenos Aires (Argentina): age, gender, breed, mixed infections, and seasonal and spatial patterns. *Vet. Parasitol.*, 136, 283-295.
- Foreyt, W. J. (1989). Diagnostic parasitology. *Veterinary Clinics of North America Small Animal Practice*, 19, 979-1000.
- Freitas, M. (2020). Prevalência de Parasitas Gastrointestinais e Cardiorrespiratórios em Gatos Domésticos na área metropolitana de Lisboa. Tese apresentada à faculdade de Medicina Veterinária de Lisboa para obtenção do grau de Mestre, orientada pela Doutora Ana Margarida Alho.
- Galibert, F., Quignon, P., Hitte, C., André, C. (2011). Toward understanding dog evolutionary and domestication history. Rennes (FR): Elsevier Masson SAS. Acedido a 22 de dezembro de 2020 em <https://doi.org/10.1016/j.crv.2010.12.011>.
- Gates, M. C., Nolan, T. J. (2009). Endoparasite prevalence and recurrence across different age groups of dogs and cats. *Vet. Parasitol.*, 152-158.
- Genchi, C., Rinaldi, L., Mortarino, M., Genchi, M., Cringoli, G. (2009). Climate and *Dirofilaria* infection in Europe. *Veterinary Parasitology*, 163, 286–292.
- Geraili, A., Maroufi, A., Dabirzadeh, M., Noormohammadi, H., Shahraki, M. K. (2016). A survey of gastrointestinal helminth of stray dogs in Zabol city, southeastern of Iran. *Archives of Razi Institute*, 71(1), 57-60.
- Giangaspero, A., Marangi, M., Latrofa, M. S., Martinelli, D., Traversa, D., Otranto, D., *et al.* (2013). Evidences of increasing risk of dirofilarioses in Southern Italy. *Parasitol. Res.*, 112, 1357-1361.
- Giannelli, A., Capelli, G., Joachim, A., Hinney, B., Losson, B., Kircova, z., *et al.* (2017). Lunworms and gastrointestinal parasites of domestic cats: a European perspective. *International Journal for Parasitology*, 47, 517-528.

- Gibbons, L. M., Jacobs, D. E., Sani, R. A. (2001). *Toxocara malaysiensis* n. sp. (Nematoda: Ascaridoidea) from the domestic cat (*Felis catus* Linnaeus, 1758. Journal of parasitology 87(3), 660-665.
- Gomes, L. R., Rodrigues, R. D., Souza, R. R., Rodrigues, G. G, Hundim, A.V., Barbosa, F.C. (2012). Identificação morfológica de *A. Reconditum* em um cão no município de Uberlândia – MG: relato de caso. Vet. Not., 18 (2), 126-130.
- Grandemange, E., Claerebout, E., Genchi, C., Franc, M. (2007). Field evaluation of the efficacy and the safety of a combination of oxantel/pyrantel/praziquantel in the treatment of naturally acquired gastrointestinal nematode and/or cestode infestations in dogs in Europe. *Veterinary Parasitology*, 145(1-2), 94–9.
- Gravata, A. S. A., Rosa, F. & Crespo, M. V. (2007) Parasitas de canídeos no concelho de Setúbal (Portugal) – dados preliminares. In Sociedad Española de Parasitología (Ed.). X Congresso Ibérico de Parasitologia, Madrid: Sociedad Española de Parasitologia and Sociedade Portuguesa de Parasitologia.
- Health Protection Agency [HPA] (2008). Survival and destruction of *Toxocara canis* in the environment. Acedido em 19 de Dezembro de 2013 em http://www.hpa.org.uk/webw/HPAweb&HPAwebStandard/HPAweb_C/1195733756784?p=1191942148949.
- Hoffman, W. A., Pons, J.A., Janer, J. L. (1934). Sedimentation concentration method in *Schistosomiasis mansoni*. Puerto Rico Journal of Public Health, 9, 283-298.
- Houk, A. E., Connor, T., Pena, H. F. J., Gennari, S. M., Zajac, A. M., Lindsay, D. S. (2013). Experimentally induced clinical *Cystoisospora canis* coccidiosis in dogs with prior natural patente *Cystoisospora ohioensis*-like or *C. canis* infections. Journal of Parasitology, 892-895.
- Huynh, T., Thean, J., Maini, R. (2001). *Dipetalonema reconditum* no olho humano. Br. J. Ophthalmol., 85,1391 -1392.
- Iglódyová, A., Miterpáková, M., Hurníková, Z., Antolová, D., Dubinský, P., Letková, V. (2012). Canine dirofilariosis under specific environmental conditions of the Eastern Slovak Lowland. Annals of Agricultural and Environmental Medicine, 19(1), 57-60.

Ilić, T., Kulišić, Z., Antić, N., Radisavljević, K., Dimitrijević, S. (2016). Prevalence of zoonotic intestinal helminths in pet dogs and cats in the Belgrade área. Journal of applied animal research. Volume 45, (1), 204-208.

Jacobs, D., Fox, M., Gibbons, L., Hermosilla, C. (2016). Principles of Veterinary Parasitology (1st ed.). Wiley Blackwell.

Jenkins, E. J., Castrodale, L. J., Rosemond, S. J., Dixon, B.R., Elmore, S. A., Gesy, K. M., *et al.* (2013). Tradition and transition: parasitic zoonoses of people and animals in Alaska, northern Canada, and Greenland. Adv. Parasitol. 82, 33–204.

Junior, J. S. G., Vidotto, O., Yamamura, M. H., Fonseca, N. A., Ross, G. M., Pereira, A. B. L. (1996). Helmintoses gastrointestinais em cães (*Canis familiaris*) na região de Londrina-Pr. Semina: Ci. Agr., Londrina, 7(1), 29-32.

Kalogeropoulos, C. D., Stefaniotou, M. I., Gorgoli, K. E., Papadopoulou, C. V., Pappa, C. N., Paschidis, C.A. (2014). Ocular dirofilariasis: a case series of 8 patients. Middle East Afr. J. Ophthalmol., 21(4), 312-316.

Katagiri, S. & Oliveira-sequeira, T. G. C. (2007). Zoonoses caused by dog intestinal parasites and the problem of diagnosis. Arq. Inst. Biol., 74(2), 175-184.

Katagiri, S., Oliveira-Sequeira, T. C. G. (2010). Comparison of three concentration methods for the recovery of canine intestinal parasites from stool samples. Exp. Parasitol., 126, 214-216.

Kirkova, Z. & Dinev, I. (2005). Morphological changes in the intestine of dogs, experimentally infected with *Trichuris vulpis*. Bulgarian Journal of Veterinary Medicine, 8(4), 239-243.

Kirkpatrick, C. E. (1988). Epizootiology of endoparasitic infections in pet dogs and cats presented to a veterinary teaching hospital. Vet. Parasitol. 30, 1113–1124.

Kostopoulou, D., Claerebout, E., Arvanitis, D., Ligda, P., Voutzourakis, N., Casaert, S., *et al.* (2017). Abundance, zoonotic potential and risk factors of intestinal parasitism amongst dog and cat populations: The scenario of Crete, Greece. Parasites & Vectors 10, 43.

Labruna, M. B., Pinter, A. & Gennari, S. M. (2006). Município de Monte Negro, Rondonia, 183–193.

Lappin, M. R. (2010). Update on the diagnosis and management of *Isospora* spp infections in dogs and cats. Topics in companion animal medicine, 25(3).

Lebre, F. L. M. C. R. (2011). Rastreio de parasitas gastrintestinais e seu impacto zoonótico em cães de canil da cidade de Lisboa. Dissertação de Mestrado em Medicina Veterinária. Lisboa: Universidade Técnica de Lisboa, Faculdade de Medicina Veterinária.

Lee, A. C. Y., Montgomery, S. P., Theis, J. H., Blagburn, B. L., Eberhard, M. L. (2010 a). Public health issues concerning the widespread distribution of canine heartworm disease. Trends in Parasitology, 26(4).

Lee, S., H. Ock, Y., Choi, D., Kwak, D. (2019). Gastrointestinal parasite infection in cats in Daegu, Republic of Korea, and efficacy of treatment using topical Emodepside/Praziquantel formulation. Korean J. Parasitol., vol. 57,(3): 243-248.

Lee, A. C. Y., Schantz, P. M., Kazacos, K. R., Montgomery, S. P., Bowman, D. D. (2010 b). Epidemiologic and zoonotic aspects of ascarid infections in dogs and cats. Trends in parasitology, 26(4),155-161.

Leite, L. C., Marinoni, L. P., Círio, S. M., Diniz, J. M. F., Silva, M. A. N., Luz, E., *et al.* (2004). Endoparasitas em cães (*Canis familiaris*) na cidade de Curitiba – Paraná – Brasil. Archives of Veterinary Science, Curitiba, 9(2), 95-99.

Lepp, D. L. & Todd, K. S. (1976). Sporogony of the oocysts of *Isospora canis*. Trans. Amer. Micros. Soc., 95, 98-103.

Levine, N. D. & Ivens. (1965). *Isospora* species in the dogs. The journal of parasitology, 51(5).

Liota, J. L., Sandhu, G. K., Rishniw, M., Bowman, D. D. (2013). Differentiation of the microfilariae of *Dirofilaria immitis* and *Dirofilaria repens* in stained blood films. Parasitol., 99(3), 421–425.

Little, S. E., Raymond, M. R., Thomas, J. E., Gruntmeir, J., Hostetler, J. A., Meinkoth, J. H., *et al.* (2014). Heat treatment prior to testing allows detection of antigen of *Dirofilaria immitis* in feline serum. *Parasites & Vectors*, 7,1.

Longo, C. E. M., Santos, G. R., Oliveira, J. L. S. & Neves, M. F. (2008). *Trichuris vulpis*. Revista científica eletrônica de medicina veterinária, 11. Acedido em 15 de Julho de 2014 em http://faef.revista.inf.br/imagens_arquivos/arquivos_destaque/XyKkjb9YmlwQfqm_2013-6-13-15-14-48.pdf.

Loukas, A. & Prociv, P. (2001). Immune responses in hookworms infections. *Clinical Microbiology Reviews*, 14(4), 689-703.

Lucio-Forster, A., Liotta, J. L., Yaros, J. P., Briggs, K. R., Mohammed, H. O., Bowman, D. D. (2012). Morphological Differentiation of Eggs of *Ancylostoma caninum*, *Ancylostoma tubaeforme*, and *Ancylostoma braziliense* From Dogs and Cats in the United States. *J. Parasitol.*, 98(5), 1 041–1044.

Lugli, C., Guidetti, C., Vecchia, L. (2010). A case of dirofilaria in human eye localization. *Microbiologia medica*, 25(3), 205-207.

Macpherson, C. N. L. (2005). Human behaviour and the epidemiology of parasitic zoonoses. *Int. J. Parasitol.*, 35, 1319-1331.

Magnis, J., Lorentz, S., Guardone, L., Grimm, Magi, M., Naucke, T. J. (2013). Morphometric analyses of canine blood microfilariae isolated by the Knott's test enables *Dirofilaria immitis* and *D. repens* species-specific and *Acanthocheilonema* (syn. *Dipetalonema*) genus-specific diagnosis, *Parasites & Vectors*, 6, 48.

Maia, C., Ramos, C., Coimbra, M., Cardoso, L., Campino, L. (2015). Prevalence of *Dirofilaria immitis* antigen and antibodies to *Leishmania infantum* in cats from Southern Portugal. *Parasitology International*, 64, 154-156.

Mandarino-Pereira., A., Souza., F. S., Lopes, C. W., Pereira, M. J. S. (2010). Prevalence of parasites in soil and dog feces according to diagnostic tests. *Veterinary Parasitology* 170, 176–181.

Martinez & Azevedo (2012). The Bristol Stool Form Scale: its translation to Portuguese, cultural adaptation and validation. *Rev. Latino-Am. Enfermagem*, 20(3), 583-589. Acedido a 1 de fevereiro de 2015 em <http://www.scielo.br/pdf/rlae/v20n3/a21v20n3.pdf>.

Martínez-Barbabosa, I., Cárdenas, E. M. G., Sosa, E. A. A., Lastra, R. J. P. (2008). Contaminación parasitaria en heces de perros, recolectadas en calles de la ciudad de San Cristóbal de Las Casas, Chiapas, México. *Vet. Méx.*, 39(2), 173-180.

Martins, A. S., Crespo, M. V., Pereira, A. P. S., Jorge, A. T. F. (2000). Contaminação, por ovos de helmintes encontrados em fezes de canídeos, de alguns jardins e parques públicos da cidade de Santarém: resultados preliminares In: *Jornadas do ambiente e qualidade/dir. Jorge Justino. Santarém: Instituto Politécnico*, 201-206.

Martins, S., Sousa, S. & Portugal, M. (2005). Estudo parasitológico dos canídeos recolhidos pelo canil municipal de Coimbra. *Revista Portuguesa de Ciências Veterinárias*, 129–130,(8–9).

Mateus, T. L., Castro, A., Ribeiro, J.N. & Vieira-Pinto, M. (2014). Multiple zoonotic parasites identified in dog feces collected in Ponte de Lima, Portugal - A potential threat to human health. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 11(9), 9050–67.

Matos, M. (2013). Hábitos de desparasitação em animais de companhia: inquérito a proprietários de cães e gatos, da região de Lisboa, Portugal. *Dissertação de Mestrado Integrado em Medicina Veterinária. Universidade técnica de Lisboa, Faculdade de Medicina Veterinária*.

Matos, B., M. (2016). Parasitoses e gastrointestinais em felinos domésticos no Minho, Portugal. *Dissertação de mestrado integrado em Medicina Veterinária. Lisboa: Faculdade de Medicina Veterinária- Universidade de Lisboa*.

Matos, M. S., Alho, A. M., Carvalho, L. M. (2013) Anti-helmínticos em animais de companhia: quando o fim justifica o meio. *Revista clínica animal*. 6,18-22.

Matos, M. S., Alho, A. M., Owen, S. P., Nunes, T., Carvalho, L. M. (2015). Parasite control practices and public perception of parasitic diseases: a survey of dog and cat owners. *Prev. Vet Med.*, (122), 174–80.

McNamara, J., Drake, J., Wiseman, S., Wright, I. (2018). Survey of European pet owners quantifying endoparasitic infection risk and implications for deworming recommendations. *Parasites Vectors* (1), 571.

Maurício. C., Rosa, F., Crespo, M. V. (2006). Contaminação fecal por parasitas de canídeos da zona da Azambuja. *Acta Parasitológica Portuguesa*. 13(1-2), 47-51.

McNamara, J., Drake, J., Wiseman, S., Wright, I. (2018). Survey of European pet owners quantifying endoparasitic infection risk and implications for deworming recommendations. *Parasites Vectors* (1), 571.

Miller, M. (1998 a). Feline dirofilariasis. *Clinical Techniques in Small Animal Practice*, 13(2), 99-108.

Miró, G., G., Montoya, A., D., B., Drake, J. (2020). Survey of Spanish pet owners about endoparasite infection risk and deworming frequencies. *Parasit. Vectors.*, 13(1), 10.

Santos, S., I., H. (2020). Parasitas respiratórios, gastrointestinais e auriculares em gatos de uma colónia, na casa dos animais de Lisboa. Tese apresentada na Universidade de Lisboa, Faculdade de Medicina Veterinária, para obtenção do grau de mestre, orientada pelo Doutor Luís Manuel Madeira de Carvalho, Lisboa.

Strube, C., Neubert, A., Springer, A., von Samson-Himmelstjerna, G. (2019). Survey of German pet owners quantifying endoparasitic infection risk and implications for deworming recommendations. *Parasites Vectors* (12), 203.

Suganya, G., Poeteen, K., Sekar, M., Sangaran, A. (2019). Prevalence and molecular characterization of zoonotic helminths in dogs. *J. Parasit.*, 96-102.

Mitchell, S. M., Zajac, A. M., Charles, S., Duncan, R. B., Lindsay, D. S. (2007). *Cystoisospora canis* Nemeséri, 1959 (syn. *Isospora canis*), infections in dogs: clinical signs, pathogenesis, and reproducible clinical disease in beagle dogs fed oocysts. *J. Parasitol.*, 93(2), 345-352.

Mizgajska-Wiktor, H. & Wojciech, J. (2007). A comparison of soil contamination with *Toxocara canis* and *Toxocara cati* eggs in rural and urban areas of Wielkopolska district in 2000–2005. *Wiad. Parazytol.*, 53, 219–225.

Mohamed, A. S., Glickman, L. T., Joseph, W. C., Lund, E., Moore, G. E. (2013). Prevalence and risk factors for *Giardia* spp. infection in a large national sample of pet dogs visiting veterinary hospitals in the United States (2003-2009). *Vet. Parasitol.*, 195(1-2), 35-41.

Monteiro, R. V. (2008). Biossegurança na manipulação de animais silvestres. Zoonoses de animais silvestres. *Revista Ciência Veterinária nos Trópicos*, Recife, 11(1), 170-173.

Morchón, R., Carretón, E., González-Miguel, J., Mellado-Hernández, I. (2012). Heartworm disease (*Dirofilaria immitis*) and their vectors in Europe – new distribution trends. *Frontiers in Physiology*, 3, 196.

Murrell, K. D. (2005). WHO/FAO/OIE guidelines for the surveillance, prevention and control of *taeniosis/cysticercosis*. Paris: World Health Organisation for Animal Health (OIE).

Nolan, T. J., Smith, G. (1995). Time series analysis of the prevalence of endoparasitic infections in cats and dogs presented to a veterinary teaching hospital. *Vet. Par.*, 59, 87-96.

Nunes, C. M., Fernanda, C. P., Giuliano, B. N., Cristiano, G. S. A., Nakano, M. M., Neusa, S. S. (2000). Ocorrência de larva migrans na areia de áreas de lazer das escolas municipais de ensino infantil, Araçatuba, SP, Brasil, *Rev. Saúde Pública*, 34 (6), 656-58.

Number of cats in the European Union. (2018). Consumer Goods & FMCG, Pets & Animal Supplies. Acedido em 2 de Dezembro de 2020 em <https://www.statista.com/statistics/515410/cat-population-european-union-eu-by-country/>.

Number of dogs in the European Union. (2018). Consumer Goods & FMCG, Pets & Animal Supplies. Acedido em 2 de Dezembro de 2020 em <https://www.statista.com/statistics/414956/dog-population-european-union-eu-by-country/>.

- Ogassawara, S., Benassi, S., Larsson, C. E., Leme, P. T. Z., Hagiwara, M. K. (1986). Prevalência de infecções helmínticas em gatos na cidade de São Paulo. Revista da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo, 23, 139-144.
- Oge, H., Oge, S., Ozbakis, G., Gurcan, I., S. (2017). Helminth infections by coprology examination in sheep-dogs and their zoonotic importance. Original investigation. Acedido em 2 Janeiro a 2021 em <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/28483730/>.
- Okulewicz, A., Perec-Matysiak, A., Buńkowska, K. & Hildebrand, J. (2012). *Toxocara canis*, *Toxocara cati* and *Toxascaris leonina* in wild and domestic carnivores. Helmintologia, 49(1), 3-10.
- Oliveira, V. S. F., Melo, D. P. G., Fernandes, P. R., Schulze, C. M. B., Guimarães, M. S., Silva, A. C. (2009). Ocorrência de helmintos gastrintestinais em cães errantes na cidade de Goiânia -Goiás. Revista de Patologia Tropical, Goiânia, 38(4), 279-283.
- Otranto, D., Torres, F. D., Brianti, E., Traversa, D., Petric, D., Genchi, C., *et al.* (2013). Vector-borne helminths of dogs and humans in Europe. Parasites & Vectors, 6, 16.
- Otero, D., Alho, A., M., Nijse, R., Roelfsema, J., Overgaaauw, P. (2018). Environmental contamination with *Toxocara* spp. Eggs in public parks and playground sandpits of Great Lisbon, Portugal. Journal of Infection and Public Health, 11, 94-98.
- Overgaaauw, P. A. (1997). Prevalence of intestinal nematodes of dogs and cats in the Netherlands, Veterinary Quarterly, 19(1), 14-17.
- Overgaaauw, P. A. & Boersema, J. H. (1998). Nematode infections in dog breeding kennels in the Netherlands, with special reference to *Toxocara* , Veterinary Quarterly, 20(1), 12-15.
- Pantchev, N., Etzold, M., Dauschies, A., Dyachenko, V. (2011). Diagnosis of Imported Canine Filarial Infections in Germany 2008-2010. Parasitol. res., 109, 61-76.
- Panova, O. A., Khrustalev, A. V. (2018). Dog walking brings *Toxocara* eggs to people`s homes. Vet. parasitol., 262, 16-9.

Parsons, J. C. (1987). Ascarid infections of cats and dogs. Vet. Clin. North Am., 17, 1307–1303.

Pellegrin, T., G., Lingnon, J., S., Pappen, F., G., Antunes, T., A., Pinto, D., M. (2018). Ocorrência de *Toxascaris Leonina* em amostras fecais ambientais de uma praça no município de Cerrito/rs. Anais do 10º salão internacional de ensino, pesquisa e extensão – SIEPE.

Pereira, A., Martins, A., Brancal, H., Vilhena, H., Silva, P., Pimenta, P., *et al.* (2016). Parasitic zoonose associated with dogs and cats: a survey of Portuguese pet owners awareness and deworming practices. Parasites vectors, 9, 245.

Peribáñez, M. A., Lucientes, J., Arce, S., Morales, M., Castillo, J. A., Gracia, M. J. (2001). Histochemical differentiation of *dirofilaria immitis*, *Dirofilaria repens* and *Acanthocheilonema dracunculoides* microfilariae by staining with a commercial Kit, Leucognost-SP®. Veterinary parasitology, 102, 173-175.

Petry, G., Altreuther, G., Wolken, S., Swart, P., Kok, D. J. (2013). Efficacy of Emodepside plus Toltrazuril oral suspension for dogs (Procox®, Bayer) against *Trichuris vulpis* in naturally infected dogs. Parasitol. Res., 112, 133–138.

Pezzi, P. P. (2009). Ocular Toxocariasis. International journal of medical sciences, 6(3),129-130.

Pirão, T., S., Q. (2018). Prevalências de parasitas intestinais em cães na cidade da Amora, Concelho de Setúbal. Dissertação de mestrado integrado em Medicina Veterinária. Faculdade de Medicina Veterinária. Universidade de Lisboa.

Pouille, M. L., Bastien, M., Richard, Y., Dupuis, E. J., Aubert, D., Villena, I., *et al.* (2017). Detection of *Echinococcus multilocularis* and other foodborne parasites in fox, cat and dog. Parasite journal, 24-29.

Baneth, G., Thamsborg, S. M., Otranto, D., Guillot, J., Blaga, R., Deplazes, P., Solano-Gallego, L. (2016). Major parasitic zoonoses associated with dogs and cats in Europe. J. comp. pathol., 55 (1), 54–74.

Prates, L., Pacheco, L. S., Kuhl, J. B., Dias, M. L. G. G., Araújo, S. M., Pupulin, A. R. T. (2009). Frequência de parasitos intestinais em cães domiciliados da cidade de Maringá, PR. *arq. bras. med. vet. zootec.*, 61(6), 1468-1470.

Prieto, G., Simón, F., Genchi, C., McCall, J. W., Venco, L. (1999). Utility of adult antigens of *Dirofilaria immitis* for the early detection of dirofilariosis and for the evaluation of chemoprophylactic treatment in experimentally infected cats. *Veterinary Parasitology*, 86, 5-13.

Ragozo, A. M. A., Muradian, V., Silva, J. C. S., Caravieri, R., Amajoner, V. R., Magnabosco, C., *et al.* (2002). Occurrence of gastrointestinal parasites in feces of cats from the cities of São Paulo and Guarulhos. *Braz. J. vet. res. anim. sci.*, São Paulo, 39,(5), 244-246.

Ramos, N., V., Silva, M., L., Barreto, M., S., Barros, L., A., Almeida, F., M. (2020). Endoparasites of household and shelter cats in the city of Rio de Janeiro, Brazil. *Brazilian journal of veterinary parasitology*.

Rebelo, E., S. (2014). “Novos fármacos antiparasitários em Medicina Veterinária” Experiência Profissionalizante na vertente de Farmácia Comunitária e Investigação. Relatório para obtenção do Grau de Mestre em Ciências Farmacêuticas. Universidade da Beira Interior. Ciências da saúde. Covilha.

Reifur, L., Thomaz-Soccol, V., Montiani-Ferreira, F. (2001). Aspectos biológicos que influenciam na existência e na propagação da Dirofilariose. *Arq.cien. vet. Zool. Unipar*, 4(1), 65-70.

Reinemeyer, C. R., Lindsay, D. S., Mitchell, S. M., Mundt, H. C., Charles, S. D., Arther, R. G., *et al.* (2007). Development of experimental *Cystoisospora canis* infection models in beagles puppies and efficacy evaluation of 5% Ponazuril (Toltrazuril sulfone) oral suspension. *Parasitol. Res.*, 101, 129-136.

Ribeiro, V. M. (2004). Controle de Helminthos de cães e gatos. *Ver. bras. parasitol. vet.*, 13(11).

Rishniw, M., Barr, S. C., Simpson, K. W., Frongillo, M. F., Franz, M., Alpizar, J. L. D. (2006). Discrimination between six species of canine microfilariae by a single polymerase chain reaction. *Veterinary parasitology*, 135, 303–31.

Robertson, I. D., Irwin, P. J., Lymbery, A. J., Thompson, R. C. A. (2000). The role of companion animals in the emergence of parasitic zoonoses. *Int. J. Parasit.*, 30, 1369-1377.

Rochette, F. (2003). Los parásitos del perro y su control. *Toxocara canis*. Veterinária esteve, Barcelona, Espanha, 275 - 276.

Roddie, G., Stafford, P., Holland, C., wolfe, A. (2008) Contamination of dog hair with eggs of *Toxocara canis*. *Veterinary parasitology*, 152, 85–93.

Rodríguez, P., Ripoll, B., Alberto, E. & Sotelo, J. (2006). *Toxocara canis* y Síndrome Larva Migrans Visceralis. Revista electrónica de veterinaria REDVET, 7(4). Acedido a 17 de Maio de 2014 em <http://www.veterinaria.org/revistas/redvet/n040406.html>.

Rosa, F., Crespo, M. V., António, A. C. (2006). Contaminação parasitária por fezes de canídeos em áreas urbanas e não urbanas no concelho de alcobaça - dados preliminares. *Acta parasitológica portuguesa*, 13(1-2), 37.

Rostami, A., Mohammad, R., Omrani, V., F., Fakhuri, Y., Macpherson, C., N., L., Gasser, B. (2020). Global Prevalence Estimates of *Toxascaris leonina* infection in dogs and cats. *Pathogens*, (9), 503.

Ruiz-Moreno, J. M., Bornay-Llinares, F. J., Maza, G. P., Medrano, M., Simón, F., Eberhard, M. L. (1998). Subconjunctival infection with *Dirofilaria repens*. Serological confirmation of cure following surgery. *Arch. Ophthalmol.*, 116, 1370-1372.

Sacramento, W. (1940). Observações sobre processos de enriquecimento de ovos e larvas de helmintas e de cistos de protozoários, nas fezes, com especial referência ao método de faust. *Rev. med.*, 24, 67-73.

Santarém, V. A., Giuffrida, R., Zanin, G. A. (2004). Larva *migrans* cutânea: ocorrência de casos humanos identificação de larvas de *Ancylostoma* spp. em parque público do município

de Taciba, São Paulo. Revista Brasileira de Medicina Tropical, Rio de Janeiro, 37(2), 179-181.

Santos, F. A. G., Yamamura, M. H., Vidotto, O., Camargo, P. L. (2007). Ocorrência de parasitos gastrintestinais em cães (*Canis familiaris*) com diarreia aguda oriundos da região metropolitana de Londrina, Estado do Paraná, Brasil. Semina: Ciências Agrárias, Londrina, 28(2), 257-268.

Santos, M. M., Alho, A. M., Carvalho L. M. (2014). Utilização correta de ectoparasiticidas: eis o fim da picada! Revista Clínica Animal, 7, 26-31.

Schimmel, A., Altreuther, G., Schroeder, I., Charles, S., Cruthers, L., Ketzis, J., et al. (2009a). Efficacy of emodepside plus praziquantel tablets (Profender® tablets for dogs) against mature and immature adult *Ancylostoma caninum* and *Uncinaria stenocephala* infections in dogs. Parasitol. Res., 105(1), 9–16.

Schimmel, A., Altreuther, G., Schroeder, I., Charles, S., Cruthers, L., Kok, D. J., et al. (2009b). Efficacy of emodepside plus praziquantel tablets (Profender® tablets for dogs) against mature and immature adult *Trichuris vulpis* infections in dogs. Parasitol. Res., 105(1), 17–22.

Schnieder, T., Laabs, E. M., Welz, C. (2011). Larval development of *Toxocara canis* in dogs. Vet. parasitol., 175, 193-206.

Schrey, C. F. & Trautvetter, E. (1998). Canine and feline heartworm disease - diagnosis and therapy. Waltham Focus, 8(2), 23-30.

Scorza, A. V., Duncan, C., Miles, L., Lappin, M. R. (2011). Prevalence of selected zoonotic and vector-borne agents in dogs and cats in Costa Rica. Veterinary parasitology, 1-29.

Serra, C. M. B., Uchôa, C. M. A., Coimbra, R. A. (2003). Parasitological study with faecal samples of stray and domiciliated cats (*Felis catus domesticus*) from the metropolitan area of Rio de Janeiro, Brazil. Revista da sociedade brasileira de medicina tropical. 36(3), 331-334.

Shell, L. (2006). Ascariasis (Zoonotic). Acedido em 18 de maio de 2014, disponível em <http://www.vin.com/Members/associate/associate.plx?diseaseid=252>.

Silva, G. (2018). Rastreio de Parasitas Gastrointestinais e Pulmonares de Canídeos Domésticos e Silvestres no Distrito de Vila Real, Portugal. Tese apresentada à faculdade de Medicina Veterinária de Lisboa para obtenção do grau de Mestre, orientada pela Doutor Luís Madeira de Carvalho.

Silva, H. C., Castagnolli, K. C., Silveira, D. M., Costa, G. H. N., Gomes, R. A., Nascimento, A. A. (2001). Fauna helmíntica de cães e gatos provenientes de alguns municípios do Estado de São Paulo. *Semina: Ciência Agrárias*, Londrina, 22(1), 63-66.

Silva, M. S. S. (2010). Rastreio de parasitas gastrintestinais, pulmonares, cutâneos e musculares em canídeos domésticos e silvestres no norte de Portugal. Dissertação de Mestrado em Medicina Veterinária. Lisboa: Universidade Técnica de Lisboa. Faculdade de Medicina Veterinária.

Silva, R. C. & Langoni, H. (2009). *Dirofilariasis*. Neglected emerging zoonosis. *Ciência rural*, Santa Maria, 39(5), 1614-1623.

Simón, F., Lucas, M. S., Morchón, R., Miguel, J. G., Mellado, I., Carretón, E., *et al.* (2012). Human and animal *Dirofilariasis*: the emergence of a zoonotic mosaic. *Clinical microbiology reviews*, 507-544.

Smith, H., Noordin, R. (2006). Diagnostic limitations and future trends in the serodiagnosis of human toxocariasis. In: Holland, C.V., Smith, H.V. (Eds.), *Toxocara: The enigmatic parasite*. CABI Publishing, CAB Inter-national, Wallingford, Oxfordshire, UK, 89–112.

Sprent, J. F. (1982). Ascaridoid nematodes of South American mammals, with a definition of a new genus. *Journal of helminthology*, 56(3), 275-95.

Steffen, R., B., Antonioli, Z., I., Steffen, G., P., K., Morales, D., Eckhard, D., P., Bassaco, A., C. (2010). Efeitos da creolina sobre a nematofauna associada à cultura do fumo. Departamento de solos, centro de ciência rurais. Universidade federal de Santa Maria. Revista do departamento de química e física do departamento de engenharia. Acedido em 2 de Janeiro de 2021 em <https://online.unisc.br/seer/index.php/tecnologica/article/view/1267>.

Stone, W. M., Girardeau, M. (1968). Transmammary passage of *Ancylostoma caninum* Larvae in dogs. The journal of parasitology, 54(3), 426-429.

Strube, C., Heuer, L., Janecek, E. (2013). *Toxocara spp.* infections in paratenic hosts. Veterinary parasitology, 193(4), 375–89.

Strube, C., Neubert, A., Springer, A., Himmelstjerna, G. V. S. (2019). Survey of German pet owners quantifying endoparasitic infection risk and implications for deworming recommendations. Parasites vectors (12), 203.

Sudré, A. P., Macedo, H. W., Peralta, R. H. S., Peralta, J. M. (2006). Diagnóstico da Estrongiloidíase Humana: Importância e técnicas. Revista de patologia tropical, 35(3), 173-184.

Sun, M., Zhuo, W., Guo, S., Liao, S., Shi, D., Liu, J., *et al.* (2012). Serological survey of canine dirofilariosis in Chongqing, Kunming, Nanchang, Fuzhou, Guangzhou, Shenzhen, and Nanning in Southern China, veterinary parasitology, 185, 225-228.

Suzuki, J., Kobayashi, S., Okata, U., Matsuzaki, H., Mori, M., Chen, K. R. (2015). Molecular analysis of *Dirofilaria repens* removed from a subcutaneous nodule in a Japanese woman after a tour to Europe. Parasite, 22(2),1-8.

Szénási, Z., Kovács, A. H., Pampiglione, S., Fioravanti, M. L., Kucsera, I., Tanczos, B., *et al.* (2008). Human Dirofilariosis in Hungary: an emerging zoonosis in central Europe. Wien Klin Wochenschr, 120(3-4), 96-102.

Táparo, C. V., Perri, S. H. V., Serrano, A. C. M., Ishizaki, M. N, Costa, T. P., Amarante A. F. T., *et al.* (2006). Comparasion between coproparasitological techniques for the diagnosis of helminth eggs or protozoa oocysts in dogs. Rev. bras. parasitol. vet., 15 (1), 1-5.

Tarello, W. (2011). Clinical Aspects of Dermatitis Associated with *Dirofilaria repens* in Pets: A review of 100 canine and 31 feline cases (1990-2010) and report of a new clinic case imported from Italy to Dubai. Journal of parasitology research, 7.

Thompson, R. C. A. & Smith, A. (2011). Zoonotic enteric protozoa. Veterinary parasitology, 182(1), 70-78.

Travanca, A. J. & Grácio, M. A. A. (1997). Helminthosis in dogs and its epidemiological importance. *Acta Parasitológica portuguesa*, 4(1-2), 53.

Traversa, D. (2011). Are we paying too much attention to cardio-pulmonary nematodes and neglecting old-fashioned worms like *Trichuris vulpis*?. *Parasites & vectors*, 4(32).

Traversa, D. (2012). Pet roundworms and hookworms: a continuing need for global worming. *Parasites & Vectors*, 5(91).

Tzanetou, K., Gasteratos, S., Pantazopoulou, A., Gogou, C., Konidaris, D., Fragia, K. (2009). Subcutaneous dirofilariasis caused by *Dirofilaria repens* in Greece: a case report. *Journal of cutaneous pathology*, 36, 892-895.

Urquhart, G. M., Armour, J., Duncan, J. L., Dunn, A. M. & Jennings, F.W. (1996). *Veterinary parasitology*. Second edicion. Oxford, Blackwell Publishing.

Urguel, M., F., M., Ybanez, R., H., D., Ybanez, A., P. (2019). The detecion of gastrointestinal parasites in owned and shelter dogs in Cebu, Philippines. *Veterinary world*, 2231-2916.

Vakalis, N., Vougioukas, E. P., Patsoula, E., Spanakos, G., Sioutopoulou, D. O., Vamvakopoulos, N. C. (2002). Genotypic assignment of infection by *Dirofilaria repens*. *Parasitology international*, 51,1 63-169.

Vasconcelos, C. V., Barros, J. S. L., Oliveira, C. S. (2006). Intestinal parasitic helminths in institutionalized dogs of Rio de Janeiro, Brasil. *Rev. Saúde pública*, 40(2), 321-323.

Vasconcelos, E. M. (1998). Educação popular como instrumento de reorientação das estratégias de controle das doenças infecciosas e parasitárias. *Saúde pública*, 14(2), 39-57.

Vasconcelos, M. G. C., Talon, D. D. B., Silva, C. A., Neves, M. F., Sacco, S. R. (2008). Isosporose nos animais domésticos. *Revista científica eletrônica de medicina veterinária*, 7(10).

Vieira, A. L., Vieira, M. J., Oliveira, J. M., Simões, A. R., Diez-Baños, P., Gestal, J. (2014). Prevalence of canine heartworm (*Dirofilaria immitis*) disease in dogs of central Portugal. *Parasite*, 21(5), 1-7.

Vieira, F. M., Luque, J. L., Lima, S. S., Moraes Neto, A. H. A., Muniz-Pereira, L. C. (2012). *Dipylidium caninum* (Cyclophyllidea, Dipylidiidae) in a wild carnivore from Brazil. *Journal of wildlife diseases*, 48(1), 233–234.

Villeneuve, A. (2009). Giardia e Cryptosporidium como infecções emergentes em animais de companhia. *Veterinary focus*, 19(1), 42-45.

Visco, R. J., Corwin, R. M., Selby, L. A. (1977). Effect of age and sex on the prevalence of intestinal parasitism in dogs. *J. am. vet. med. assoc.*, 170, 835-837.

Willis, H. H. (1921). A simple levitation method for the detection of hookworm ova. *Med. j.*, 2, 375-376.

Worm control in dogs and cats. (2017). Guideline 01, 3rd edition. España. Acedido a 2 de Dezembro de 2020 em http://www.esccap.es/wp-content/uploads/2018/05/ESCCAP_Antihelminticos_2018.pdf.

Young, T., S., Lee, K., Shin, M., H., Yu, H., S., Suvonkulov, U., Sergeevich, T., B., *et al.* (2019). Prevalence of intestinal helminth infections in dogs and two species of wild animals from Samarkand Region of Uzbekistan. *Korean J. parasitology*, vol. 57, (5), 549-552.

VII. APÊNDICES

Apêndice I - Ficha de campo para registo dos cães e gatos do abrigo comunitário.

Número de Ficha: # _____ #		Local:	
Data de Recolha: ____ / ____ / ____		D0 ☐	D21 ☐
Jaula/Box:		Nome:	
Espécie:	CANÍDEO ☐	FELÍDEO ☐	Idade: _____ (Anos / Meses)
Sexo:	Masculino ☐	Feminino ☐	Inteiro ☐
Raça: SRD ☐		Europeu Comum ☐	Esterilizado ☐
Outra:			
CARACTERÍSTICAS DAS INSTALAÇÕES:			
Tipo de Pavimento:	Cimento ☐	Cerâmica ☐	Pedra ☐
Limpeza / Lavagem:	Dias alternados ☐	Diária ☐	Semanalmente ☐
Desinfecção:	Dias alternados ☐	Diária ☐	Semanalmente ☐
Prod. Desinfecção:	Hipoclorito ☐	Amónio Quaternário ☐	Creolina ☐
Remoção de Fezes:	Dias alternados ☐	Diária ☐	Bidiária ☐
Mudança de Liteira:	Dias alternados ☐	Diária ☐	Bidiária ☐
Mudança de Cama:	Dias alternados ☐	Diária ☐	Bidiária ☐
Tipo de Cama:	Cartão ☐	Aparas ☐	Tecido ☐
Desparasitação interna:	Sim ☐	Não ☐	Produto: _____ Data: ____/____/____
Desparasitação externa:	Sim ☐	Não ☐	Produto: _____ Data: ____/____/____
Profilaxia vacinal:	Sim ☐	Não ☐	Produto: _____ Data: ____/____/____
Presença de Ectoparasitas:	Pulgas ☐	Carraças ☐	Piolhos ☐
Exame físico:	Bom Estado Geral ☐	Mau Estado Geral ☐	
Peso Estimado:	Hidratado ☐	Desidratado ☐	Estimativa (%):
Condição corporal:	Normal ☐	Obesidade ☐	Emaciação ☐
Frequência cardíaca:		Frequência Respiratória:	
Mucosas:	Normais ☐	Congestivas ☐	Pálidas ☐
Tempo de Repleção Capilar:			Ictéricas ☐
Linfadenopatia:	Ausente ☐	Presente ☐	Cianóticas ☐
SINTOMATOLOGIA:			
Rinorreia ☐	Tosse ☐	Vômito ☐	Distensão abdominal ☐
Desconforto abdominal ☐			
EXAME COPROLÓGICO:			
Consistência fecal (de acordo com a Escala de Bristol)			
1	2	3	4
5	6	7	
Exame Macroscópico de Adultos:	Nematodes ☐	Cestodes ☐	Outros:
Registos:	Muco ☐	Hematoquézia ☐	Melena ☐
Teste de Willis (flutuação):			
Teste de Telemann-lima (sedimentação):			

Observações:

Apêndice II - Ficha de trabalho para registar os resultados obtidos no exame macroscópico e no exame microscópico das amostras fecais de cães e gatos do abrigo comunitário.

NOME:

Nº

1ª Colheita (D0)

Data							
E. Bristol	1	2	3	4	5	6	7
	☐	☐	☐	☐	☐	☐	☐
	☐	☐	☐	☐	☐	☐	☐
	☐	☐	☐	☐	☐	☐	☐
	☐	☐	☐	☐	☐	☐	☐

Exame direto:
T. Flutuação:
T. sedimentação:

DESPARASITAÇÃO: ____ / ____ / 2013 OBSERVAÇÕES: _____

2ª Colheita (D21)

OBSERVAÇÕES: _____

Data							
E. Bristol	1	2	3	4	5	6	7
	☐	☐	☐	☐	☐	☐	☐
	☐	☐	☐	☐	☐	☐	☐
	☐	☐	☐	☐	☐	☐	☐

Exame direto:
T. Flutuação:
T. sedimentação:

Apêndice III – Ficha de resultados para pesquisa de microfilárias e de *Dirofilaria immitis* no sangue periférico de cães e gatos do abrigo comunitário.

DESPISTE DE DIROFILARIOSE			
Identificação dos animais	Gota espessa	Teste de Knott	PCR
1			
2			
3			
4			
5			
6			
7			
8			
9			
10			
11			
12			
13			
14			
15			
16			
17			
18			
19			
20			
21			
22			
23			
24			
25			
26			

Apêndice IV - Sequências de DNA obtidas.

Tabela 27

Amostra	Sequência
72	TTGCACTATCGGGTTGATTCCCGGTAGTACGTCTGGTTGAGGGTCAATGAAAGAAGTAAATGTTA TTTTTATTCGTCAGGTGATGATTTGATGATAGATATGTTGTCATTCATGATCCCCTGATAAGTAAG TGAAAAAGCAGTATACAATTGGCATAACAATGTGTATATGTTTTGTGTACGTGATACGACACACCAT ACGTGTATTTAAGGAATTTCTCATATAATATACTTGTAGATATTATGCTATATGCTACGTGTGTATA GCAGGAGGAGGAGAAATTTGGAAATATACACACCTCTCCTCTTACTTCATCATTCTTGATCATCAT CTTGTAATTTCACTGTTTCATATTTCTCCATGCTTTTTTTCTTAGCAAGAGAAAAAGAAAAAAGAGG AAGCATGAGAGTAAAAGGGAGAAAGTGAAGCAATGCGAGTGCGTGGAATTATGAGAATGATAATG AGGAGTTTGGGTGGGTGAATAATGGGTG
71	ATGCAATTGCACCATCGGGTTGATTCCCGATGGTACGTCTGGTTGAGGGTCAATATCGATCAGAT TATCAAATAATATACCAAAATTGATACATATGATACATATGAATGATATATGTTTTGGATATATTATT TGTTAAAATTAATTCATCAGGTGATGATGTGATGATAATCATTGAAAAATGACAAAAATCCCCTGA TTAAGTATGATAAAAAATAGTAAGTAAAAAAGGCAAATACTTTACACATACAAAATTTTACTTATTG GAATAAATTTTTCTTCTTTCTTATATATTGCTGTACACATCATAACTATATAAATAAAAAAAAAA AATAAAAAATTATTATCATTTTTTTTTGATCATTATTGATATACTGTTTCTCGCGCTTGTTTAACTATAA TAAGGGAGGTGAATGAATTAATAATTTTATAGATAACCCCCAAAACCCCGCTTTATTAATTTTTTTTT TTTTTTTATCTCCCCCCCCCGCCAATAACCCATAAAAAAAAA
103	TTGCACTATCGGGTTGATTCCCGGTAGTACGTCTGGTTGAGGGTCAATGAAAGAAGTAAATGTTA TTTTTATTTGTCAGGTGATGATTTGATGATAGATATGTTGTCATTCATGATCCCCTGATAAGTAAGT GAAAAAGCAGTATACAATTGGCATAACAATGTGTATATGTTTTGTGTACGTGATACGACACACACATA CGTGTATTTAAGGAATTTCTCATATAATATACTTGTAGATATTATGCTATATGCTACGTGTGTATAG CAGGAGGAGGAGAAATTTGGAAATATACACACCTCTCCTCTTACTTCATCATTCTTGATCATCATC TTGTAATTTCACTGTTTCATATTTCTCCATGCTTTTTTTTTTAGCAAGAGAAAAAGAAAAAGAAGAGGA AGCATGAGAGTAAAAGGGAGAAAGTGAAGCAATGCGAGTGCGTGGAATTATGAGAATGATAATGA GGAGTTTGGGTGGGAATAATGGGTG

Apêndice V - Avaliação de proporções e redução de parasitas gastrointestinais após administração de milbemicina oxima e praziquantel

Tabela 28 - Avaliação de proporções e redução de parasitas gastrointestinais após administração de milbemicina oxima e praziquantel aos 72 cães.

Colheita		Parasita	Pos	Neg	n	Proporção média	IC 95% para proporção		% de redução	Valor de <i>p</i>
							Limite Inferior	Limite Superior		
1º	Nemátodes	<i>Toxocara canis</i>	8	64	72	0,11	0,04	0,18		
		<i>Toxascaris leonina</i>	9	63	72	0,13	0,05	0,20		
		<i>Ancylostoma</i> spp./ <i>Uncinaria stenocephala</i>	66	6	72	0,92	0,85	0,98		
		<i>Trichuris vulpis</i>	29	43	72	0,40	0,29	0,52		
	Céstodes	<i>Dipylidium caninum</i>	11	61	72	0,15	0,07	0,24		
		<i>Taenia</i> spp./ <i>Echinococcus</i> spp.	2	70	72	0,03	0,00	0,07		
	Protozoários	<i>Cystoisospora</i> spp.	4	68	72	0,06	0,00	0,11		
2º	Nemátodes	<i>Toxocara canis</i>	3	69	72	0,04	0,00	0,09	6,94	0,11525
		<i>Toxascaris leonina</i>	5	67	72	0,07	0,01	0,13	5,56	0,23413
		<i>Ancylostoma</i> spp./ <i>Uncinaria stenocephala</i>	27	45	72	0,38	0,26	0,49	54,17	0,00000
		<i>Trichuris vulpis</i>	0	72	72	0,00	0,00	0,00	40,28	0,00000
	Céstodes	<i>Dipylidium caninum</i>	0	72	72	0,00	0,00	0,00	15,28	0,00105
		<i>Taenia</i> spp./ <i>Echinococcus</i> spp.	0	72	72	0,00	0,00	0,00	2,78	0,14307
	Protozoários	<i>Cystoisospora</i> spp.	1	71	72	0,01	0,00	0,04	4,17	0,10703

IC - intervalo de confiança; Pos - Positivos; Neg - Negativos

Tabela 29 - Avaliação de proporções e redução de parasitas gastrointestinais após administração de milbemicina oxima e praziquantel aos 17 gatos.

Colheita		Parasita	Pos	Neg	N	Proporção média	IC 95% para Proporção		% de redução	Valor de <i>p</i>
							Limite Inferior	Limite Superior		
1º	Nemátodes	<i>Toxocara cati</i>	15	2	17	0,88	0,73	1,00		
		<i>Toxascaris leonina</i>	2	15	17	0,12	0,00	0,27		
		<i>Ancylostoma</i> spp./ <i>Uncinaria stenocephala</i>	2	15	17	0,12	0,00	0,27		
	Céstodes	<i>Taenia</i> spp./ <i>Echinococcus</i> spp.	3	14	17	0,18	0,00	0,36		
2º	Nemátodes	<i>Toxocara cati</i>	6	11	17	0,35	0,13	0,58	52,94	0,00042
		<i>Toxascaris leonina</i>	0	17	17	0,00	0,00	0,00	11,76	0,09455
		<i>Ancylostoma</i> spp./ <i>Uncinaria stenocephala</i>	1	16	17	0,06	0,00	0,17	5,88	0,32973
	Céstodes	<i>Taenia</i> spp./ <i>Echinococcus</i> spp.	0	17	17	0,00	0,00	0,00	17,65	0,08536

IC - intervalo de confiança; Pos - Positivos; Neg - Negativos

Apêndice VI - Resultados estatísticos referentes às associações entre a presença de parasitas gastrointestinais em cães e gatos e as diferentes variáveis intrínsecas e extrínsecas

Tabela 30 - Resultados estatísticos: percentagens e valores de p obtidos a partir do teste de Qui-quadrado e do teste Exacto de Fisher das variáveis intrínsecas com a presença de infecção dos diferentes parasitas gastrointestinais encontrados nos 89 cães. Significativo para $p < 0,05$.

		<i>Toxocara canis</i>			<i>Toxascaris leonina</i>			<i>Ancylostoma</i> spp./ <i>U. stenocephala</i>			<i>Trichuris vulpis</i>			<i>Dipylidium caninum</i>			<i>Taenia</i> spp./ <i>Echinococcus</i> spp.			<i>Cystoisospora</i> spp.		
		N	%	p	n	%	p	n	%	p	n	%	p	n	%	p	n	%	p	n	%	p
Sexo do Animal	Macho	4	9,1	0,739	4	9,1	0,739	40	90,9	0,144	15	34,1	0,940	5	11,4	0,550	2	4,6	-	4	9,1	-
	Fêmea	6	13,3		6	13,3		35	77,8		15	33,3		8	17,8		1	2,2		2	4,4	
Estado Fértil	Esterilizado	7	14,6	0,331	6	12,5	0,683	38	79,2	0,243	14	29,2	0,373	8	16,7	0,765	2	4,2	-	3	6,3	-
	Inteiro	3	7,3		4	9,8		37	90,2		16	39,0		5	12,2		1	2,4		3	7,3	
Raça do Animal	SRD	10	12,7	0,595	9	11,4	0,895	65	82,3	0,352	26	32,9	0,728	12	15,2	0,662	2	2,5	-	6	7,6	-
	Raça Pura	0	0,0		1	10,0		10	100,0		4	40,0		1	10,0		1	10,0		0	0,0	
Peso do animal	0-4 Kg	0	0,0	-	0	0,0	-	0	0,0	-	0	0,0	-	0	0,0	-	0	0,0	-	0	0,0	-
	5-10 Kg	1	14,3		0	0,0		5	71,4		1	14,3		2	28,6		0	0,0		0	0,0	
	11-25 Kg	8	11,6		10	14,5		59	85,5		24	34,8		9	13,0		3	4,4		5	7,3	
	26-60 Kg	1	7,7		0	0,0		11	84,6		5	38,5		2	15,4		0	0,0		1	7,7	
Sinais clínicos	Ausente	6	10,2	0,465	7	11,9	0,936	54	83,1	0,748	20	32,2	0,453	9	13,6	0,737	3	3,4	-	6	8,5	-
	Presentes	4	16,7		3	12,5		21	87,5		10	41,7		4	16,7		0	0,0		0	0,0	
Ectoparasitas	Ausentes	2	11,8	0,939	1	5,9	0,437	15	88,2	0,618	7	41,2	0,570	2	11,8	0,712	0	0,0	-	1	5,9	-
	Presentes	8	11,1		9	12,5		60	83,3		23	31,9		11	15,3		3	4,2		5	6,9	

* Os parasitas que não têm valor de p não foi possível executar o teste estatístico.

Tabela 31 - Resultados estatísticos obtidos a partir do teste de Mann-Whitney da idade com a presença de infecção por parasitas gastrointestinais: Significativo para $p < 0,05$.

	Nemátodes			Céstodes		Protozoários	
	<i>Toxocara canis</i>	<i>Toxascaris leonina</i>	<i>Ancylostoma</i> spp./ <i>U. stenocephala</i>	<i>Trichuris vulpis</i>	<i>Dipylidium caninum</i>	<i>Taenia</i> spp./ <i>Echinococcus</i> spp.	<i>Cystoisospora</i> spp.
	<i>p</i>	<i>p</i>	<i>p</i>	<i>p</i>	<i>p</i>	<i>p</i>	<i>p</i>
Idade	0,724	0,932	0,368	0,246	0,555	0,425	0,118

Tabela 32 - Resultados estatísticos: Percentagens e valor de p obtido a partir do teste de Qui-quadrado e o teste Exacto de Fisher das variáveis extrínsecas com a presença de infecção dos diferentes parasitas gastrointestinais encontrados nos cães ($p < 0,05$).

		Nemátodes												Céstodes						Protozoários		
		<i>Toxocara canis</i>			<i>Toxascaris leonina</i>			<i>Ancylostoma</i> spp./ <i>U. stenocephala</i>			<i>Trichuris vulpis</i>			<i>Dipylidium caninum</i>			<i>Taenia</i> spp./ <i>Echinococcus</i> spp.			<i>Cystoisospora</i> spp.		
		Positivo			Positivo			Positivo			Positivo			Positivo			Positivo					
		n	%	<i>p</i>	n	%	<i>p</i>	n	%	<i>p</i>	n	%	<i>p</i>	n	%	<i>p</i>	n	%	<i>p</i>	n	%	<i>p</i>
Tipo de Pavimento	Cimento	6	11,5	0,915	8	15,4	0,185	48	92,3	0,018	23	44,2	0,014	9	17,3	0,545	3	5,8	-	6	11,5	-
	Cerâmica	4	10,8		2	5,4		27	73,0		7	18,9		4	10,8		0	0,0		0	0,0	

* Os parasitas que não têm valor de p não foi possível executar o teste estatístico.

Tabela 33 - Percentagens e valor de p obtido a partir do teste de Qui-quadrado e o teste Exacto de Fisher das variáveis intrínsecas com a presença de infecção dos diferentes parasitas gastrointestinais encontrados nos cães ($p < 0,05$).

		Nemátodes												Céstodes						Protozoários		
		<i>Toxocara canis</i>			<i>Toxascaris leonina</i>			<i>Ancylostoma</i> spp./ <i>U. stenocephala</i>			<i>Trichuris vulpis</i>			<i>Dipylidium caninum</i>			<i>Taenia</i> spp./ <i>Echinococcus</i> spp.			<i>Cystoisospora</i> spp.		
		Positivo			Positivo			Positivo			Positivo			Positivo			Positivo			Positivo		
		n	%	<i>p</i>	n	%	<i>p</i>	n	%	<i>p</i>	n	%	<i>p</i>	n	%	<i>p</i>	n	%	<i>p</i>	n	%	<i>p</i>
Desparasit ação Interna	Não	10	11,2	-	10	11,2	-	75	84,2	-	30	33,7	-	13	14,6	-	3	3,3	-	6	6,7	-
	Sim	0	0,0		0	0,0		0	0,0		0	0,0		0	0,0		0	0,0				
Desparasit ação Externa	Sim	10	11,2	-	10	11,2	-	75	84,2	-	30	33,7	-	13	14,6	-	3	3,3	-	6	6,7	-
	Não	0	0,00		0	0,0		0	0,0		0	0,0		0	0,0		0	0,0				

Tabela 34 - Resultados estatísticos: variáveis intrínsecas e a presença de infecção dos diferentes parasitas gastrointestinais encontrados nos gatos (n=17).

		Nemátodes									Céstodes		
		<i>Toxocara cati</i>			<i>Toxascaris leonina</i>			<i>Ancylostoma spp./U. stenocephala</i>			<i>Taenia spp./Echinococcus spp.</i>		
		Positivo			Positivo			Positivo			Positivo		
		n	%	p	n	%	p	n	%	p	n	%	p
Sexo do Animal	Macho	4	100,0	0,404	0	0,0	0,404	0	0,0	0,404	1	25,0	-
	Fêmea	11	84,6		2	15,4		2	15,4		2	15,4	
Estado Fértil	Esterilizado	9	90,0	0,787	2	20,0	0,485	1	10,0	0,787	3	30,0	-
	Inteiro	6	85,7		0	0,0		1	14,3		0	0,0	
Raça do Animal	Europeu comum	15	88,2	-	2	11,7	-	2	11,7	-	3	17,7	-
	Raça Pura	0	0,0		0	0,0		0	0,0		0	0,0	
Peso do animal	0-4Kg	14	87,5	0,707	2	12,5	0,707	2	12,5	0,707	3	18,8	-
	5-10Kg	1	100,0		0	0,0		0	0,0		0	0,0	
Sintomatologia	Ausente	6	100,0	0,515	1	16,7	0,643	1	16,7	0,643	2	33,3	-
	Presentes	9	81,8		1	9,1		1	9,1		1	9,1	
Ectoparasitas	Ausentes	2	100,0	0,582	0	0,0	0,582	1	50,0	0,228	1	50,0	-
	Presentes	13	86,7		2	13,3		1	6,7		2	13,3	

* Os parasitas que não têm valor de *p* não foi possível executar o teste estatístico de Q de Cochran.

Tabela 35 - Resultados estatísticos obtidos a partir do teste de Mann-Whitney da idade com a presença de infecção por parasitas gastrointestinais nos gatos: Significativo para *p*<0,05.

		Nemátodes			Céstodes	
		<i>Toxocara canis</i>	<i>Toxascaris leonina</i>	<i>Ancylostoma spp./U. stenocephala</i>	<i>Taenia spp./Echinococcus spp.</i>	
		<i>p</i>	<i>p</i>	<i>p</i>	<i>p</i>	
Idade		0,618	0,294	0,892	0,047	

