

**RITA DO NASCIMENTO PICADO**

**CONTAMINAÇÃO DE ESPAÇOS PÚBLICOS POR  
PARASITAS INTESTINAIS DE CÃES E GATOS NA  
REGIÃO DE AVEIRO**

**Orientador:** Professora Doutora Ana Maria Duque de Araújo Munhoz

**Universidade Lusófona – Centro Universitário de Lisboa  
Faculdade de Medicina Veterinária**

**Lisboa  
2022**

**RITA DO NASCIMENTO PICADO**

**CONTAMINAÇÃO DE ESPAÇOS PÚBLICOS POR  
PARASITAS INTESTINAIS DE CÃES E GATOS NA  
REGIÃO DE AVEIRO**

Dissertação defendida em provas públicas para obtenção do Grau de Mestre em Medicina Veterinária no curso de Mestrado Integrado em Medicina Veterinária conferido pela Universidade Lusófona – Centro Universitário de Lisboa, no dia 16 de Fevereiro de 2023, com o Despacho de Nomeação de Júri nº81/2023, de 16 de Janeiro de 2023, com a seguinte composição:

Presidente: Professora Doutora Margarida Alves,  
por delegação da Professora Doutora Laurentina  
Pedroso

Arguente: Professora Doutora Inês Delgado

Orientador: Professora Doutora Ana Maria Munhoz

**Universidade Lusófona – Centro Universitário de Lisboa**

**Faculdade de Medicina Veterinária**

**Lisboa**

**2022**

## **Agradecimentos**

Em primeiro lugar, quero agradecer a todos os funcionários e docentes da Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias pelo apoio, exigência, orientação e dedicação que revelam para com os alunos.

À Professora Doutora Ana Maria Munhoz pela disponibilidade e apoio que me foi prestado durante a escrita da dissertação e durante todo o meu percurso académico que me fez apaixonar pelo mundo da parasitologia.

À equipa do Hospital Veterinário de Aveiro pela paciência e conhecimento que me foi transmitido ao longo do período de estágio.

Aos amigos que o curso me trouxe, por todos os momentos que passamos juntos desde os mais desesperantes aos mais hilariantes. Por todas as horas de desabafo sobre as frequências, por todas as horas de estudo, todas as aventuras dentro e fora da faculdade, pelo apoio incansável que me providenciaram e não menos importante por todas as brincadeiras recheadas de gargalhadas que fomos criando ao longo destes 6 anos. Sem vocês não teria sido possível.

Aos meus colegas de curso por tornarem este percurso mais leve, recheado de boa disposição.

Aos meus pais que sempre me apoiaram, reconfortaram nos momentos mais difíceis e pelo esforço que fizeram, que permitiu que estes últimos anos se tornassem possíveis. Muito obrigada.

Aos meus avós, que apesar de já não estarem presentes, têm um lugar muito especial no meu coração por todas as palavras de encorajamento e carinho.

À restante família por acreditarem no meu sucesso.

Ao Daniel pela paciência, amor, força e positividade que sempre me transmitiu. Muito obrigada por teres estado presente.

Aos restantes amigos que mesmo estando numa cidade e percurso académico diferente, continuaram sempre do meu lado.

Aos meus gatos, Popi e Fifol por me terem inspirado nesta jornada ao entender o valor e amor pela vida animal.

## Resumo

A proximidade entre o ser humano e os animais de companhia têm-se vindo a mostrar cada vez mais notória. No entanto, esta aproximação torna-se um risco para a infeção do ser humano com agentes zoonóticos, nomeadamente agentes parasitários zoonóticos.

Pretendeu-se com este estudo avaliar a contaminação de espaços públicos com parasitas intestinais de cães e gatos assim como avaliar a perceção dos tutores, rotinas de risco e hábitos de desparasitação dos seus cães na Região de Aveiro.

Foram recolhidas 120 amostras de fezes e 55 amostras de solo provenientes de parques e jardins públicos, parques infantis, parques caninos, praias e centros escolares. Também foram realizados 101 questionários a tutores que passeavam os seus cães nos locais de recolha.

Foi obtida uma prevalência de 17,5% de amostras fecais positivas para formas parasitárias intestinais utilizando o método de Willis e o método de sedimentação e uma prevalência de 67,3% de amostras de solo positivas utilizando o método de Rugai.

Nas amostras de fezes, ovos de *Toxocara* spp. foram encontrados em 14,2% das amostras seguido por ovos de ancilostomídeos em 4,2%, cápsulas ovígeras de *Dipylidium caninum* em 0,8% e oocistos de *Cystoisospora* spp. em 0,8%. Nas amostras de solo, os ovos da família Taeniidae foram encontrados em 54,5% das amostras, seguido por ovos de *Toxocara* spp. em 29,1%, ovos e larvas de ancilostomídeos em 23,6%, cápsulas ovígeras de *Dipylidium caninum* em 3,6%, oocistos de *Cystoisospora* spp. em 3,6% e ovos de *Strongyloides* spp. em 1,8%.

Em relação aos questionários, 88,1% dos tutores afirmou recolher sempre as fezes dos seus cães, 54,5% dos cães não realizava a desparasitação interna segundo as indicações da ESCCAP, 86,1% dos animais tinha acesso aos quartos/camas/sofás, 72,3% dos tutores permitiam que os cães lambessem a sua cara e 84,2% dos tutores desconhecia o termo “zoonose”.

Para concluir, foi possível observar uma elevada contaminação ambiental com parasitas intestinais, tendo a maioria carácter zoonótico. Assim, o contacto próximo com os animais revelado nos questionários, torna-se um risco de infeção para o ser humano. São encorajadas campanhas de sensibilização ou educação por parte do Médico Veterinário para uma correta desparasitação dos animais e recolha de fezes da via pública.

**Palavras-chave:** Cães, gatos, parasitas intestinais, contaminação ambiental, zoonoses

## Abstract

The proximity between human beings and their pets has been more and more notorious. However, this proximity becomes a risk for human infection with zoonotic agents, in particular zoonotic parasitic agents.

This study aimed to assess the contamination of public areas with intestinal parasites from dogs and cats as well as to evaluate the perception of owners, risk routines and deworming habits of their dogs in Aveiro region.

A total of 120 fecal samples and 55 soil samples were collected from public parks and gardens, playgrounds, dog parks, beaches and schools. A total of 101 questionnaires were also conducted on owners walking their dogs at the collection sites.

A prevalence of 17,5% positive fecal samples for intestinal parasitic forms was obtained using the Willis method and the sedimentation method, and a prevalence of 67,3% positive soil samples for intestinal parasitic forms was obtained using the Rugai method.

In the stool samples, *Toxocara* spp. eggs were found in 14,2% of the samples followed by hookworm eggs in 4,2%, *Dipylidium caninum* egg packets in 0,8% and *Cystoisospora* spp. oocysts in 0,8%. In soil samples, Taeniidae eggs were found in 54,5% of the samples followed by *Toxocara* spp. eggs in 29,1% of the samples, hookworm eggs and larvae in 23,6%, *Dipylidium caninum* egg packets in 3,6%, *Cystoisospora* spp. oocysts in 3,6% and *Strongyloides* spp. eggs in 1,8%.

From the results of the questionnaires, 88,1% of the owners stated that they always collected their dogs' feces, 54,5% of the dogs did not perform internal deworming according to ESCCAP indications, 86,1% of the animals had access to bedrooms/beds/sofa, 72,3% of the owners allowed their dogs to lick their faces and 84,2% of the owners did not know the term "zoonosis".

To conclude, it was possible to observe a high environmental contamination with intestinal parasites, most of them having a zoonotic character. Thus, the close contact with animals revealed in the questionnaires becomes an infection risk for humans. Awareness or education campaigns by the Veterinarian for a correct deworming of animals and collection of feces from public roads are encouraged.

**Keywords:** Dogs, cats, intestinal parasites, environmental contamination, zoonosis

## Lista de Abreviaturas, Siglas e Símbolos

AFAST – Ultrassonografia abdominal focada para o trauma, do inglês “Abdominal Focused Assessment Sonography for Trauma”

BID – Duas vezes ao dia, do latim “*Bis in die*”

CAMV – Centro de Atendimento Médico-Veterinário

CAPC – Companion Animal Parasite Council

CDC – Centers for Disease Control and Prevention

cm – Centímetro

ELISA – Ensaio de Imunoabsorção Enzimática, do inglês “Enzyme-Linked Immunosorbent Assay”

ESCCAP – European Scientific Counsel Companion Animal Parasites

*et al.* – Entre outros, da locução latina “*et alii*”

HD – Hospedeiro definitivo

HI – Hospedeiro intermediário

HP – Hospedeiro paraténico

HVA – Hospital Veterinário de Aveiro

IFAT – Imunofluorescência indireta, do inglês “indirect fluorescence antibody test”

IM – Via intramuscular

L1 – Larva de primeiro estágio

L3 – Larva de terceiro estágio

L4 – Larva de quarto estágio

L5 – Larva de quinto estágio

mg/kg – Miligrama por quilograma

ml - Mililitro

mm – Milímetros

PCR – Reação em Cadeia da Polimerase, do inglês “Polymerase Chain Reaction”

PO – Por via oral, da locução latina “*per os*”

rpm – Rotações por minuto

SC – Via subcutânea

SID – Uma vez ao dia, do latim “*semel in die*”

spp. – Espécies

SRD – Sem raça definida

TID – Três vezes ao dia, do latim “*ter in die*”

µm – Micrómetro

WHO – World Health Organization

## Índice Geral

|                                                          |    |
|----------------------------------------------------------|----|
| Índice de Tabelas                                        | 9  |
| Índice de Figuras                                        | 10 |
| Índice de Gráficos                                       | 11 |
| 1. Atividades desenvolvidas durante o estágio curricular | 12 |
| 2. Introdução                                            | 17 |
| 2.1. Contaminação ambiental por parasitas                | 17 |
| 2.2. Nematodes                                           | 18 |
| 2.2.1. <i>Toxocara</i> spp.                              | 18 |
| 2.2.1.1. Taxonomia e morfologia                          | 18 |
| 2.2.1.2. Ciclo de vida                                   | 19 |
| 2.2.1.3. Sinais clínicos                                 | 20 |
| 2.2.1.4. Diagnóstico                                     | 21 |
| 2.2.1.5. Tratamento e profilaxia                         | 21 |
| 2.2.1.6. Importância na saúde pública                    | 22 |
| 2.2.2. <i>Ancylostoma</i> spp.                           | 23 |
| 2.2.2.1. Taxonomia e morfologia                          | 23 |
| 2.2.2.2. Ciclo de vida                                   | 24 |
| 2.2.2.3. Sinais clínicos                                 | 25 |
| 2.2.2.4. Diagnóstico                                     | 25 |
| 2.2.2.5. Tratamento e profilaxia                         | 26 |
| 2.2.2.6. Importância na saúde pública                    | 26 |
| 2.2.3. <i>Uncinaria stenocephala</i>                     | 27 |
| 2.2.3.1. Taxonomia e morfologia                          | 27 |
| 2.2.3.2. Ciclo de vida                                   | 28 |
| 2.2.3.3. Sinais clínicos                                 | 28 |
| 2.2.3.4. Diagnóstico                                     | 28 |
| 2.2.3.5. Tratamento e profilaxia                         | 29 |
| 2.2.3.6. Importância na saúde pública                    | 29 |
| 2.2.4. <i>Strongyloides stercoralis</i>                  | 30 |
| 2.2.4.1. Taxonomia e morfologia                          | 30 |
| 2.2.4.2. Ciclo de vida                                   | 31 |
| 2.2.4.3. Sinais clínicos                                 | 31 |
| 2.2.4.4. Diagnóstico                                     | 32 |
| 2.2.4.5. Tratamento e profilaxia                         | 32 |
| 2.2.4.6. Importância na saúde pública                    | 32 |
| 2.2.5. <i>Trichuris vulpis</i>                           | 33 |
| 2.2.5.1. Taxonomia e morfologia                          | 33 |
| 2.2.5.2. Ciclo de vida                                   | 33 |
| 2.2.5.3. Sinais clínicos                                 | 34 |
| 2.2.5.4. Diagnóstico                                     | 34 |
| 2.2.5.5. Tratamento e profilaxia                         | 35 |
| 2.2.5.6. Importância na saúde pública                    | 35 |
| 2.3. Cestodes                                            | 35 |
| 2.3.1. <i>Taenia</i> spp.                                | 36 |
| 2.3.1.1. Taxonomia e morfologia                          | 36 |
| 2.3.1.2. Ciclo de vida                                   | 37 |
| 2.3.1.3. Sinais clínicos                                 | 38 |
| 2.3.1.4. Diagnóstico                                     | 38 |
| 2.3.1.5. Tratamento e profilaxia                         | 38 |

|          |                                                           |    |
|----------|-----------------------------------------------------------|----|
| 2.3.1.6. | Importância na saúde pública.....                         | 39 |
| 2.3.2.   | <i>Echinococcus</i> spp. ....                             | 39 |
| 2.3.2.1. | Taxonomia e morfologia.....                               | 39 |
| 2.3.2.2. | Ciclo de vida.....                                        | 40 |
| 2.3.2.3. | Sinais clínicos.....                                      | 41 |
| 2.3.2.4. | Diagnóstico.....                                          | 41 |
| 2.3.2.5. | Tratamento e profilaxia.....                              | 42 |
| 2.3.2.6. | Importância na saúde pública.....                         | 42 |
| 2.3.3.   | <i>Dipylidium caninum</i> .....                           | 43 |
| 2.3.3.1. | Taxonomia e morfologia.....                               | 43 |
| 2.3.3.2. | Ciclo de vida.....                                        | 43 |
| 2.3.3.3. | Sinais clínicos.....                                      | 44 |
| 2.3.3.4. | Diagnóstico.....                                          | 44 |
| 2.3.3.5. | Tratamento e profilaxia.....                              | 45 |
| 2.3.3.6. | Importância na saúde pública.....                         | 45 |
| 2.3.4.   | <i>Mesocystoides</i> spp. ....                            | 45 |
| 2.3.4.1. | Taxonomia e morfologia.....                               | 45 |
| 2.3.4.2. | Ciclo de vida.....                                        | 46 |
| 2.3.4.3. | Sinais clínicos.....                                      | 46 |
| 2.3.4.4. | Diagnóstico.....                                          | 47 |
| 2.3.4.5. | Tratamento e profilaxia.....                              | 47 |
| 2.3.4.6. | Importância na saúde pública.....                         | 47 |
| 2.4.     | Protozoários.....                                         | 47 |
| 2.4.1.   | <i>Cystoisospora</i> spp. ....                            | 48 |
| 2.4.1.1. | Taxonomia e morfologia.....                               | 48 |
| 2.4.1.2. | Ciclo de vida.....                                        | 48 |
| 2.4.1.3. | Sinais clínicos.....                                      | 49 |
| 2.4.1.4. | Diagnóstico.....                                          | 49 |
| 2.4.1.5. | Tratamento e profilaxia.....                              | 50 |
| 2.4.1.6. | Importância na saúde pública.....                         | 50 |
| 2.4.2.   | <i>Giardia duodenalis</i> .....                           | 50 |
| 2.4.2.1. | Taxonomia e morfologia.....                               | 50 |
| 2.4.2.2. | Ciclo de vida.....                                        | 52 |
| 2.4.2.3. | Sinais clínicos.....                                      | 52 |
| 2.4.2.4. | Diagnóstico.....                                          | 52 |
| 2.4.2.5. | Tratamento e profilaxia.....                              | 52 |
| 2.4.2.6. | Importância na saúde pública.....                         | 53 |
| 2.4.3.   | <i>Cryptosporidium</i> spp. ....                          | 53 |
| 2.4.3.1. | Taxonomia e morfologia.....                               | 53 |
| 2.4.3.2. | Ciclo de vida.....                                        | 53 |
| 2.4.3.3. | Sinais clínicos.....                                      | 54 |
| 2.4.3.4. | Diagnóstico.....                                          | 54 |
| 2.4.3.5. | Tratamento e profilaxia.....                              | 54 |
| 2.4.3.6. | Importância na saúde pública.....                         | 55 |
| 2.5.     | Protocolos de desparasitação interna (ESCCAP, 2021b)..... | 55 |
| 2.6.     | Resistências aos anti-helmínticos.....                    | 57 |
| 2.7.     | Objetivos.....                                            | 57 |
| 3.       | Materiais e Métodos.....                                  | 59 |
| 3.1.     | Área em estudo.....                                       | 59 |
| 3.2.     | Locais de colheita.....                                   | 59 |

|          |                                                                              |    |
|----------|------------------------------------------------------------------------------|----|
| 3.3.     | Período de colheita.....                                                     | 61 |
| 3.4.     | Recolha de amostras.....                                                     | 61 |
| 3.4.1.   | Fezes .....                                                                  | 61 |
| 3.4.2.   | Solo .....                                                                   | 62 |
| 3.5.     | Questionário .....                                                           | 62 |
| 3.6.     | Análise das amostras .....                                                   | 63 |
| 3.6.1.   | Fezes .....                                                                  | 63 |
| 3.6.1.1. | Exame macroscópico .....                                                     | 63 |
| 3.6.1.2. | Exame microscópico .....                                                     | 63 |
| 3.6.2.   | Solo .....                                                                   | 64 |
| 3.7.     | Análise de dados .....                                                       | 65 |
| 4.       | Resultados .....                                                             | 66 |
| 4.1.     | Caracterização das amostras .....                                            | 66 |
| 4.2.     | Amostras de fezes .....                                                      | 66 |
| 4.2.1.   | Análise macroscópica.....                                                    | 66 |
| 4.2.2.   | Análise microscópica.....                                                    | 67 |
| 4.2.2.1. | Formas parasitárias .....                                                    | 67 |
| 4.2.2.2. | Associação de formas parasitárias .....                                      | 68 |
| 4.2.3.   | Relação das amostras positivas com a análise macroscópica .....              | 69 |
| 4.3.     | Amostras de solo.....                                                        | 70 |
| 4.3.1.   | Análise microscópica.....                                                    | 70 |
| 4.3.1.1. | Formas parasitárias .....                                                    | 71 |
| 4.3.1.2. | Associação de formas parasitárias .....                                      | 71 |
| 4.4.     | Amostras positivas por procedência.....                                      | 72 |
| 4.5.     | Questionários realizados aos tutores.....                                    | 74 |
| 4.5.1.   | Dados dos animais .....                                                      | 74 |
| 4.5.2.   | Caracterização dos passeios .....                                            | 75 |
| 4.5.3.   | Caracterização dos cuidados veterinários e do estilo de vida do animal ..... | 76 |
| 4.5.4.   | Habitação .....                                                              | 79 |
| 4.5.5.   | Relação animal-tutor.....                                                    | 80 |
| 4.5.6.   | Hábitos e perceção dos tutores.....                                          | 80 |
| 5.       | Discussão .....                                                              | 82 |
| 5.1.     | Amostras de fezes .....                                                      | 82 |
| 5.2.     | Amostras de solo.....                                                        | 83 |
| 5.3.     | Contaminação por procedência .....                                           | 85 |
| 5.4.     | Questionários .....                                                          | 87 |
| 6.       | Conclusão .....                                                              | 91 |
| 7.       | Referências bibliográficas .....                                             | 92 |
|          | Apêndice .....                                                               | I  |

## Índice de Tabelas

|                                                                                                                   |    |
|-------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| <b>Tabela 1-</b> Casuística médica no Hospital Veterinário de Aveiro. ....                                        | 13 |
| <b>Tabela 2-</b> Exames complementares de diagnóstico realizados durante o período de estágio. ....               | 15 |
| <b>Tabela 3-</b> Potencial zoonótico dos parasitas entéricos do cão e gato .....                                  | 17 |
| <b>Tabela 4-</b> Informação sobre <i>Taenia</i> spp. de importância veterinária .....                             | 37 |
| <b>Tabela 5-</b> Morfologia de <i>Cystoisospora</i> spp.....                                                      | 48 |
| <b>Tabela 6-</b> Espécies de <i>Giardia</i> e assemblages conhecidas. ....                                        | 51 |
| <b>Tabela 7-</b> Locais selecionados e respetivas amostras analisadas. ....                                       | 66 |
| <b>Tabela 8-</b> Análise macroscópica das amostras de fezes.....                                                  | 67 |
| <b>Tabela 9-</b> Associação de parasitas encontrados na mesma amostra de fezes.....                               | 69 |
| <b>Tabela 10-</b> Avaliação macroscópica das amostras de fezes positivas. ....                                    | 70 |
| <b>Tabela 11-</b> Associação de parasitas encontrados na mesma amostra de solo.....                               | 72 |
| <b>Tabela 12-</b> Prevalência de amostras fecais e de solo positivas por procedência.....                         | 73 |
| <b>Tabela 13-</b> Amostras fecais e de solo positivas nos parques infantis, parques caninos e praia fluvial. .... | 73 |
| <b>Tabela 14-</b> Diferentes raças de cães acompanhados pelos tutores inquiridos.....                             | 75 |

## Índice de Figuras

|                                                                                                                                                                          |    |
|--------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| <b>Figura 1-</b> Comparação das asas cervicais de parasitas pertencentes à família Ascarididae                                                                           | 19 |
| <b>Figura 2-</b> Cápsula bucal de <i>Ancylostoma caninum</i>                                                                                                             | 24 |
| <b>Figura 3-</b> Cápsula bucal de <i>Uncinaria stenocephala</i>                                                                                                          | 27 |
| <b>Figura 4-</b> Infecção mista com <i>Ancylostoma</i> spp. (ovo pequeno) e <i>Uncinaria stenocephala</i> (ovo maior)                                                    | 29 |
| <b>Figura 5-</b> Fêmea adulta de <i>Strongyloides</i> spp.                                                                                                               | 30 |
| <b>Figura 6-</b> <i>Trichuris vulpis</i> macho (em cima) e fêmea (em baixo)                                                                                              | 33 |
| <b>Figura 7-</b> Ovo de <i>Trichuris vulpis</i>                                                                                                                          | 34 |
| <b>Figura 8-</b> Estrutura de um cestode                                                                                                                                 | 36 |
| <b>Figura 9-</b> Ovos de <i>Taenia</i> spp. ou <i>Echinococcus</i> spp. com embrião com seis ganchos no seu interior (seta)                                              | 40 |
| <b>Figura 10-</b> Proglótides de <i>Dipylidium caninum</i> em fezes de cão                                                                                               | 44 |
| <b>Figura 11-</b> <i>Cystoisospora canis</i> (Seta) e <i>Cystoisospora ohioensis</i> (cabeça da seta)                                                                    | 50 |
| <b>Figura 12 -</b> Esquema de desparasitação individual em cães                                                                                                          | 55 |
| <b>Figura 13-</b> Esquema de desparasitação individual em gatos                                                                                                          | 56 |
| <b>Figura 14-</b> Locais de colheita no município de Ílhavo (esquerda) e município de Aveiro (direita)                                                                   | 60 |
| <b>Figura 15-</b> Parque de Santo António                                                                                                                                | 60 |
| <b>Figura 16-</b> Parque Infante D. Pedro                                                                                                                                | 60 |
| <b>Figura 17-</b> Parque dos Amores                                                                                                                                      | 60 |
| <b>Figura 18-</b> Parque infantil do Jardim de Santiago                                                                                                                  | 60 |
| <b>Figura 19-</b> Parque Canino Municipal                                                                                                                                | 60 |
| <b>Figura 20-</b> Parque Aventura Fonte do Meio                                                                                                                          | 60 |
| <b>Figura 21-</b> Parque infantil do Jardim do Cais da Fonte Nova                                                                                                        | 61 |
| <b>Figura 22-</b> Praia da Costa Nova                                                                                                                                    | 61 |
| <b>Figura 23-</b> Praia da Barra                                                                                                                                         | 61 |
| <b>Figura 24-</b> Praia fluvial do Jardim Oudinot                                                                                                                        | 61 |
| <b>Figura 25-</b> Formação do menisco                                                                                                                                    | 63 |
| <b>Figura 26-</b> Sobreposição com a lamela                                                                                                                              | 63 |
| <b>Figura 27-</b> Sedimento após a remoção do sobrenadante                                                                                                               | 64 |
| <b>Figura 28-</b> Amostras de solo embrulhadas em gaze                                                                                                                   | 65 |
| <b>Figura 29-</b> Suspensão em repouso após ter sido removida a gaze com a amostra                                                                                       | 65 |
| <b>Figura 30-</b> Ovos de ancilostomídeos (x400)                                                                                                                         | 68 |
| <b>Figura 31-</b> Cápsula ovígera de <i>Dipylidium caninum</i> (x100)                                                                                                    | 68 |
| <b>Figura 32-</b> Amostra de fezes com associação de ovos de <i>Toxocara</i> spp. (círculo preto) e da família Ancylostomatidae (círculo azul) (x100)                    | 69 |
| <b>Figura 33-</b> Ovo da família Taeniidae corado com solução de lugol (x400)                                                                                            | 71 |
| <b>Figura 34-</b> Larvas de ancilostomídeos coradas com solução de lugol (x100)                                                                                          | 71 |
| <b>Figura 35-</b> Amostra de solo com associação de ovos de <i>Toxocara</i> spp. (círculo preto) e da família Taeniidae (círculo azul) corado com solução de lugol (x40) | 72 |

## Índice de Gráficos

|                                                                                                               |    |
|---------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| <b>Gráfico 1-</b> Animais observados durante o período de estágio. ....                                       | 12 |
| <b>Gráfico 2-</b> Urgências observadas durante o período de estágio. ....                                     | 14 |
| <b>Gráfico 3-</b> Procedimentos realizados no internamento. ....                                              | 14 |
| <b>Gráfico 4-</b> Cirurgias observadas durante o período de estágio. ....                                     | 16 |
| <b>Gráfico 5-</b> Prevalência de formas parasitárias nas técnicas de flutuação de Willis e sedimentação. .... | 67 |
| <b>Gráfico 6-</b> Formas parasitárias detetadas nas amostras de fezes. ....                                   | 68 |
| <b>Gráfico 7-</b> Prevalência de formas parasitárias no método de Rugai. ....                                 | 70 |
| <b>Gráfico 8-</b> Formas parasitárias detetadas nas amostras de solo. ....                                    | 71 |
| <b>Gráfico 9-</b> Sexo dos animais e estado reprodutivo. ....                                                 | 74 |
| <b>Gráfico 10-</b> Locais de passeio preferidos. ....                                                         | 76 |
| <b>Gráfico 11-</b> Hábitos de desparasitação dos animais. ....                                                | 77 |
| <b>Gráfico 12-</b> Frequência da desparasitação interna dos animais. ....                                     | 77 |
| <b>Gráfico 13-</b> Frequência de desparasitação externa dos animais. ....                                     | 78 |
| <b>Gráfico 14-</b> Espécies de animais habitualmente caçadas pelos cães. ....                                 | 78 |
| <b>Gráfico 15-</b> Espécies que coabitavam com os animais. ....                                               | 79 |
| <b>Gráfico 16-</b> Diferentes coabitantes de risco. ....                                                      | 80 |
| <b>Gráfico 17-</b> Conhecimento dos tutores sobre “zoonose”. ....                                             | 81 |

## 1. Atividades desenvolvidas durante o estágio curricular

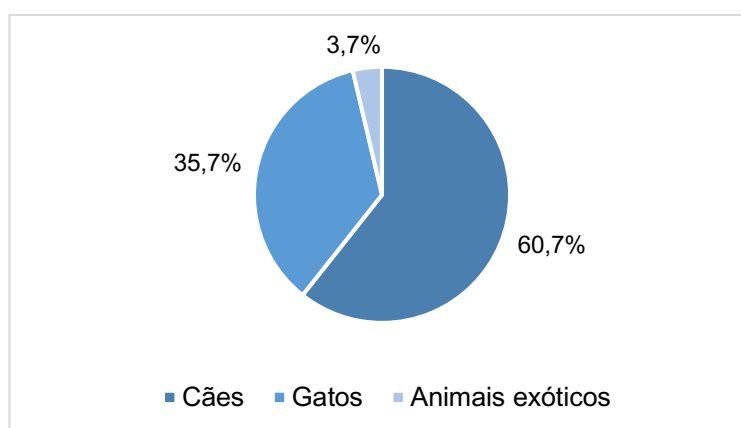
O estágio curricular no âmbito do Mestrado integrado em Medicina Veterinária foi realizado no Hospital Veterinário de Aveiro (HVA) na área da clínica médica e cirúrgica de animais de companhia e exóticos sob orientação da Dra. Inês Santos.

A autora escolheu o HVA para a realização do seu estágio curricular, por se tratar de um hospital de referência na cidade com uma vasta casuística, onde poderia colocar em prática o conhecimento adquirido durante o percurso académico.

O HVA encontra-se aberto 24 horas por dia durante todos os dias da semana. É composto por 3 consultórios destinados a consultas com cães, 2 consultórios destinados a consultas com gatos e 1 consultório destinado a consultas de animais exóticos; 4 áreas de internamento (cães, gatos, animais exóticos e animais com doenças infetocontagiosas); 2 salas de cirurgia; 1 sala de tratamento que se encontra separada por espécies; 1 laboratório; 3 salas dedicadas à imagiologia (ecografia, radiografia, tomografia computadorizada) e 1 sala dedicada à fisioterapia e reabilitação. Também dispõe de serviço de hotel para as diversas espécies e tosquia e banho.

O estágio decorreu durante o período de 20 de Setembro de 2021 a 20 de Março de 2022 (6 meses), em turnos que variaram entre 6 a 12 horas durante todos os dias da semana, incluindo fim-de-semana e feriados perfazendo um total de 1113 horas.

Durante o estágio foram observados 788 animais, sendo os canídeos (60,7%) os animais mais observados, seguido pelos felídeos (35,7%), ficando os animais exóticos, principalmente roedores e aves os menos observados (3,7%) (Gráfico 1).



**Gráfico 1-** Animais observados durante o período de estágio.

Durante o período de estágio a autora conseguiu participar em todas as atividades desenvolvidas no hospital bem como nas diversas áreas de atuação clínica.

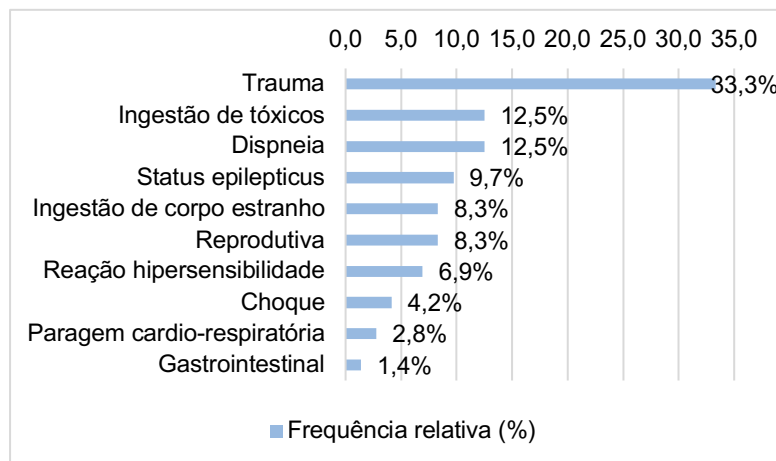
No que diz respeito à área da clínica médica, a autora acompanhou várias consultas, onde foi possível obter uma correta anamnese, realizar exame físico, contenção, colheita de material para análise, exames complementares de diagnóstico, elaboração de uma lista de diagnósticos diferenciais e elaboração de um plano de tratamento juntamente com os Médicos Veterinários que a acompanhavam.

As 409 consultas que foram assistidas estão organizadas na Tabela 1 por especialidades e ordem decrescente de frequência.

**Tabela 1-** Casuística médica no Hospital Veterinário de Aveiro.

| <b>Clínica médica</b>              | <b>Frequência absoluta<br/>(n)</b> | <b>Frequência relativa<br/>(%)</b> |
|------------------------------------|------------------------------------|------------------------------------|
| <b>Urgências</b>                   | 72                                 | 17,6                               |
| <b>Medicina preventiva</b>         | 57                                 | 13,9                               |
| <b>Nefrologia/Urologia</b>         | 52                                 | 12,7                               |
| <b>Fisioterapia e reabilitação</b> | 46                                 | 11,2                               |
| <b>Dermatologia</b>                | 31                                 | 7,6                                |
| <b>Gastroenterologia</b>           | 23                                 | 5,6                                |
| <b>Oftalmologia</b>                | 18                                 | 4,4                                |
| <b>Cardiologia</b>                 | 17                                 | 4,2                                |
| <b>Otorrinolaringologia</b>        | 12                                 | 2,9                                |
| <b>Pré/Pós-cirúrgico</b>           | 12                                 | 2,9                                |
| <b>Pneumologia</b>                 | 11                                 | 2,7                                |
| <b>Eutanásia</b>                   | 10                                 | 2,4                                |
| <b>Oncologia</b>                   | 10                                 | 2,4                                |
| <b>Endocrinologia</b>              | 10                                 | 2,4                                |
| <b>Ortopedia</b>                   | 8                                  | 2,0                                |
| <b>Neurologia</b>                  | 8                                  | 2,0                                |
| <b>Reprodução</b>                  | 6                                  | 1,5                                |
| <b>Neonatologia</b>                | 3                                  | 0,7                                |
| <b>Estomatologia</b>               | 3                                  | 0,7                                |
| <b>Total</b>                       | <b>409</b>                         | <b>100</b>                         |

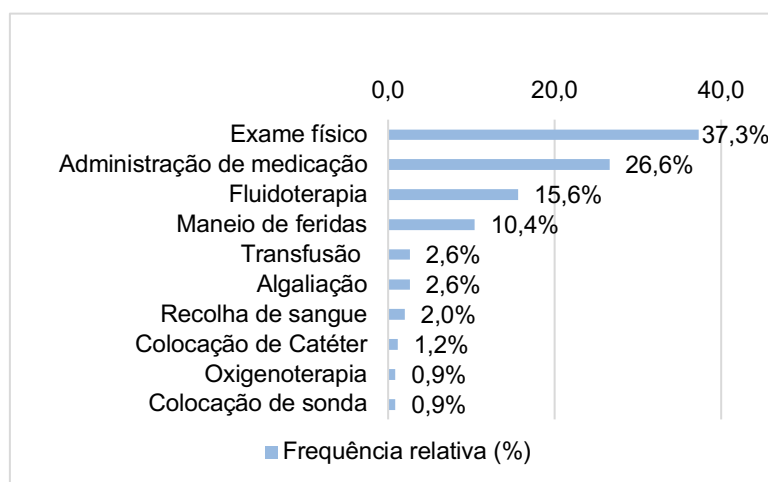
Pode-se verificar que as consultas de urgências ocorreram com uma maior frequência (17,6%) durante o estágio (Gráfico 2). A causa mais frequente de urgência terá sido trauma (33,3%), nomeadamente animais atacados por outros, quedas de edifícios e atropelamentos. A elevada frequência poderá ser devido ao HVA ser o único centro de atendimento médico-veterinário (CAMV) aberto 24 horas por dia todos os dias da semana na cidade de Aveiro, recebendo a maioria dos casos de urgências referenciados.



**Gráfico 2-** Urgências observadas durante o período de estágio.

A segunda área de atuação mais frequente foi a medicina preventiva (13,9%), onde nas consultas eram realizadas vacinações, desparasitações, colocação de microchip, estabelecido um protocolo profilático com os tutores e análises de rotina. Esta especialidade foi seguida pela nefrologia/urologia (12,7%) com incidência em casos de doença renal crónica e doença do trato urinário inferior felino; fisioterapia e reabilitação (11,2%) em que eram realizados tratamentos com laserterapia, passadeira aquática, electroestimulação, entre outros e dermatologia (7,6%) com incidência em casos de dermatite atópica.

Todos os dias, a autora teve contacto com os animais no internamento, sendo possível realizar diversos procedimentos conforme o estado clínico de cada animal (Gráfico 3).



**Gráfico 3-** Procedimentos realizados no internamento.

O procedimento mais realizado foi o exame físico dos animais internados (37,3%). O exame de estado geral foi o mais realizado seguido pelo exame neurológico e oftalmológico. No exame de estado geral eram avaliados os seguintes parâmetros: estado mental; escala de

dor; cor e hidratação das mucosas; tempo de repleção capilar; hidratação; tamanho e forma dos linfonodos; palpação abdominal; frequência cardíaca e respiratória; temperatura corporal e pulso.

O segundo procedimento mais realizado foi a administração de medicação pelas diversas vias de administração (26,6%). Para além dos procedimentos mencionados no Gráfico 3, a autora também teve a oportunidade de fazer a higienização dos animais, passeios, contenções, enemas, alimentações, nebulizações, etc.

Durante as consultas e sempre que necessário aos animais internados eram realizados exames complementares de diagnóstico imprescindíveis para realizar o diagnóstico definitivo do animal (Tabela 2).

**Tabela 2-** Exames complementares de diagnóstico realizados durante o período de estágio.

| Exames Complementares de diagnóstico                                 | Frequência absoluta (n) | Frequência relativa (%) |
|----------------------------------------------------------------------|-------------------------|-------------------------|
| <b>Análises sanguíneas</b>                                           | 319                     | 48,6                    |
| <b>Ecografia</b>                                                     | 124                     | 18,9                    |
| <b>Radiografia</b>                                                   | 55                      | 8,4                     |
| <b>Citologia</b>                                                     | 45                      | 6,8                     |
| <b>Teste rápido de diagnóstico</b>                                   | 23                      | 3,5                     |
| <b>Ecocardiografia</b>                                               | 17                      | 2,6                     |
| <b>Cistocentese ecoguiada</b>                                        | 16                      | 2,4                     |
| <b>Esfregaço de sangue</b>                                           | 14                      | 2,1                     |
| <b>Eletrocardiograma</b>                                             | 11                      | 1,7                     |
| <b>Punção aspirativa por agulha fina/<br/>Punção por agulha fina</b> | 10                      | 1,5                     |
| <b>Medição de pressão arterial</b>                                   | 7                       | 1,1                     |
| <b>Exame coprológico</b>                                             | 5                       | 0,8                     |
| <b>Tomografia Computorizada</b>                                      | 3                       | 0,5                     |
| <b>Toracocentese</b>                                                 | 3                       | 0,5                     |
| <b>Biopsia</b>                                                       | 2                       | 0,3                     |
| <b>Lâmpada de Wood</b>                                               | 2                       | 0,3                     |
| <b>Urianálise</b>                                                    | 1                       | 0,2                     |
| <b>Total</b>                                                         | <b>657</b>              | <b>100</b>              |

Na Tabela 2 é possível verificar que o exame complementar mais realizado foi a análise sanguínea (48,6%) que consistia em: hemograma; análise bioquímica; ionograma; doseamento hormonal; medição de glicose; fatores de coagulação e microhematócrito. A frequência relativa das análises sanguíneas pode ser justificada uma vez que são análises que fornecem informação sobre vários órgãos e sistemas tendo sido feita como primeira

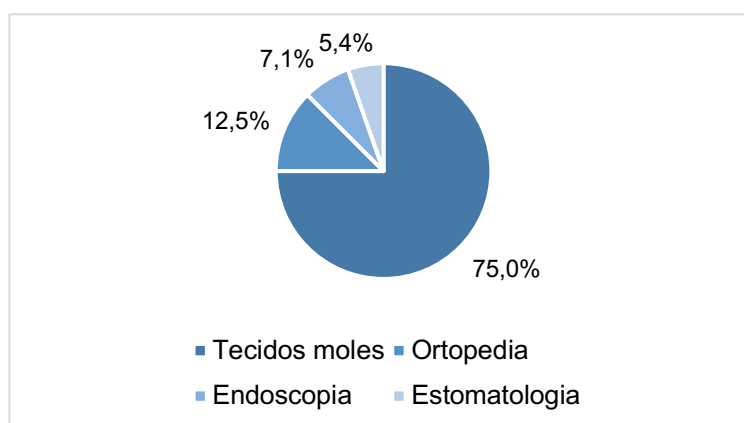
abordagem a um paciente, um hemograma e um painel bioquímico geral que incluía alanina aminotransferase, fosfatase alcalina, albumina, ureia, creatinina e glicose.

Seguindo as análises sanguíneas, os exames complementares de diagnóstico mais realizados foram a ecografia (18,9%) abdominal e ultrassonografia abdominal focada para o trauma (AFAST, do inglês “Abdominal Focused Assessment Sonography for Trauma”) e a radiografia (8,4%) abdominal, torácica e aos membros.

No que refere à área da clínica cirúrgica, para além de assistir às cirurgias, a autora assumiu o papel de circulante e anestesista. Ainda teve a oportunidade de realizar a entubação dos animais, sedação, assepsia cirúrgica, monitorização anestésica e vigiar os mesmos durante o recobro.

No total foram observadas 56 cirurgias (Gráfico 4), com uma maior incidência na cirurgia de tecidos moles (75%) nomeadamente em cirurgias eletivas (ovarioriectomia e orquiectomia). No entanto foi possível observar outras cirurgias de tecidos moles: resolução de otomatomia; laparotomia exploratória; enterectomia; enteretomia; cesariana; nodulectomia; cistotomia; entre outras.

As cirurgias na área da ortopedia (12,5%) foram o segundo tipo de procedimento cirúrgico mais realizado, consistindo na reparação de fraturas.



**Gráfico 4-** Cirurgias observadas durante o período de estágio.

A realização do estágio curricular no HVA revelou-se uma experiência muito enriquecedora onde foi possível consolidar toda a informação adquirida durante o percurso académico, desenvolver competências no domínio do trabalho em equipa e nos meios de comunicação com os tutores.

## 2. Introdução

### 2.1. Contaminação ambiental por parasitas

Cada vez mais, os cães e os gatos são considerados membros da família, contudo, estes podem-se tornar uma fonte de zoonoses através da infeção dos seus tutores com parasitas intestinais (Tabela 3) (Robertson & Thompson, 2002).

Estima-se que cerca de um bilião de pessoas estão infetadas por parasitas intestinais a nível mundial e a sua transmissão pode ocorrer através do contacto e ingestão de formas parasitárias muitas vezes presentes no solo (Hotez *et al.*, 2008; Bowman, Montgomery, Zajac, Eberhard & Kazacos, 2010; Rey, 2013).

Tem sido reportada a distribuição mundial de formas parasitárias (principalmente *Toxocara* spp. e ancilostomídeos) em parques, praias, áreas residenciais, quintas e parques infantis (Sudhakar *et al.*, 2013; Maraghi, Jafari, Sadjjadi, Latifi & Zibaei, 2014; Traversa *et al.*, 2014). Esta situação pode ser explicada uma vez que, as pessoas, ao usufruírem destas áreas costumam trazer os seus animais. Assim, os animais defecam nestas áreas contaminando o ambiente com parasitas, acabando por favorecer a transmissão zoonótica e infeção de outros animais (Traversa *et al.*, 2014; Prestes, Jeske, dos Santos, Gallo & Villela, 2015).

**Tabela 3-** Potencial zoonótico dos parasitas entéricos do cão e gato (Adaptado de Robertson & Thompson, 2002; Bowman, 2014).

| Parasita                      | Potencial zoonótico                           |
|-------------------------------|-----------------------------------------------|
| <b>Nematodes</b>              |                                               |
| <i>Toxocara</i> spp.          | Larva migrans visceral e ocular               |
| <i>Ancylostoma</i> spp.       | Larva migrans cutânea e enterite eosinofílica |
| <i>Uncinaria stenocephala</i> | Larva migrans cutânea                         |
| <i>Strongyloides</i> spp.     | Estrongiloidose                               |
| <i>Trichuris vulpis</i>       | Sem potencial                                 |
| <b>Cestodes</b>               |                                               |
| <i>Dipylidium caninum</i>     | Dipilidiose                                   |
| <i>Echinococcus</i> spp.      | Quisto hidático                               |
| <i>Taenia</i> spp.            | Cenurose e cisticercose (Raro)                |
| <i>Mesocestoides</i> spp.     | Raro                                          |
| <b>Protozoários</b>           |                                               |
| <i>Giardia duodenalis</i>     | Giardiose                                     |
| <i>Cryptosporidium</i> spp.   | Criptosporidiose                              |
| <i>Cystoisospora</i> spp.     | Sem potencial                                 |

## 2.2. Nematodes

Os nematodes, frequentemente denominados por “vermes cilíndricos” possuem um tamanho variável desde microscópico como *Strongyloides stercoralis* a gigante como o *Dioctophyma renale* (Taylor, Coop & Wall, 2017; Saari, Näreaho & Nikander, 2019).

São cilíndricos, não segmentados com extremidade afunilada e o seu corpo é revestido por uma cutícula com a hipoderme subjacente. A cavidade corporal é constituída pelo pseudoceloma que permite manter a forma do corpo. As células musculares permitem a sua locomoção e estão dispostas entre a hipoderme e a cavidade corporal (Kiontke & Fitch, 2013; Taylor *et al.*; 2017; Saari *et al.*, 2019).

Os nematodes são considerados dioicos, o que significa que possuem dimorfismo sexual, sendo as fêmeas maiores que os machos (Saari *et al.*, 2019).

Também possuem um sistema digestivo completo com cavidade bucal e ânus. A cavidade bucal pode possuir diferentes estruturas que permitem identificar os diferentes nematodes (Saari *et al.*, 2019).

Os nematodes podem ter um ciclo de vida direto ou indireto (Kiontke & Fitch, 2013; Saari *et al.*, 2019).

### 2.2.1. *Toxocara* spp.

#### 2.2.1.1. Taxonomia e morfologia

**Filo:** Nematoda

**Classe:** Secernentea

**Família:** Ascarididae

**Género:** *Toxocara*

Existem 21 espécies de *Toxocara*, em que duas se destacam pelo seu caráter zoonótico e por terem uma distribuição cosmopolita. Estas espécies são *Toxocara canis* e *Toxocara cati* e serão abordadas com maior intensidade (Holland & Smith, 2006).

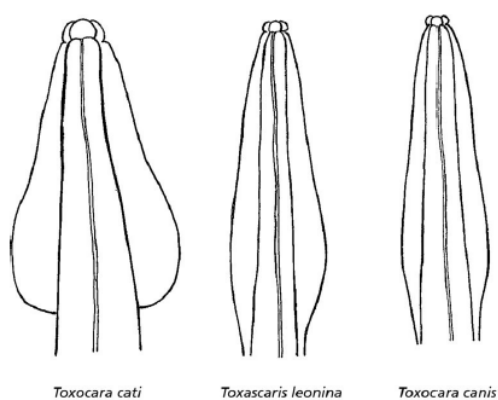
Apesar de *T. canis* e *T. cati* se destacarem, os cães e os gatos também podem ser infetados por *Toxascaris leonina* em meios rurais através da predação de roedores (Beugnet, Halos & Guillot, 2018). Também pertencente à mesma família, a espécie *Baylisascaris procyonis* infeta ocasionalmente cães apesar do hospedeiro definitivo ser o guaxinim (Companion Animal Parasite Council [CAPC], 2022).

Em relação a *T. canis*, os machos adultos atingem no máximo 10 cm e as fêmeas adultas 18 cm de comprimento. Na porção anterior possuem uma asa cervical em forma de lança (Figura 1) e uma boca na extremidade anterior rodeada por três lábios (Bowman, 2014;

Taylor *et al.*, 2017). Os ovos são microscópicos (85 - 90 x 75 µm), redondos com uma parede espessa e contêm no centro um embrião unicelular (Fahrion, Schnyder, Wichert & Deplazes, 2011; Zajac & Conboy, 2012; Saari *et al.*, 2019).

Os machos adultos da espécie *T. cati*, atingem 3 a 6 cm e as fêmeas 4 a 10 cm de comprimento. A asa cervical é mais curta, larga e tem forma de seta em que as bordas posteriores formam quase um ângulo reto com o seu corpo (Figura 1) (Taylor *et al.*, 2017). Os ovos são semelhantes aos de *T. canis*, no entanto são menores (65 x 75 µm) (Fahrion *et al.*, 2011; Zajac & Conboy, 2012).

Ambas as espécies possuem uma coloração creme em que os seus órgãos reprodutivos internos são de cor branca (Bowman, 2014).



**Figura 1-** Comparação das asas cervicais de parasitas pertencentes à família Ascarididae (Jacobs, Fox, Gibbons & Hermosilla, 2016).

#### 2.2.1.2. Ciclo de vida

Os parasitas adultos de *Toxocara* spp. têm como microbiótoto o intestino delgado dos seus hospedeiros definitivos (HD). A espécie *T. canis* tem como HD o cão, a raposa, o lobo e outros canídeos silvestres enquanto *T. cati*, tem como HD o gato, lince e outros felídeos e viverrídeos silvestres. No entanto, ambas as espécies podem parasitar qualquer mamífero, incluindo o ser humano (Holland & Smith, 2006).

Os ovos quando expelidos pelas fezes necessitam de pelo menos duas semanas até se tornarem infetantes, ou seja, com forma larvar de terceiro estágio (L3) no seu interior (Schnieder, Laabs & Welz, 2011; Saari *et al.*, 2019).

A infeção por *T. canis* pode ocorrer de quatro formas: fecal-oral, transplacentária, galactogénica e pelo consumo do hospedeiro paraténico (HP) (Taylor *et al.*, 2017).

Ao ocorrer a ingestão de ovos embrionados com larvas L3, estas eclodem no estômago e duodeno do animal e migram pela corrente sanguínea do fígado até aos capilares pulmonares. Neste local, dependendo do hospedeiro (idade e estado imunológico) podem penetrar nos alvéolos pulmonares ou permanecer na corrente sanguínea. No caso de animais

mais jovens (2 - 3 meses de idade) ocorre a migração hepato-traqueal, as larvas penetram nos alvéolos pulmonares, onde ocorre uma nova muda, realizam uma migração traqueal e são posteriormente deglutidas, regressando ao intestino delgado onde sofrem mais uma muda para larvas de quinto estágio (L5) e chegam à fase adulta, tornando-se sexualmente maduras (Bowman, 2014; Taylor *et al.*, 2017). No caso de animais adultos e de HP, ocorre a migração somática, em que as larvas L3 seguem pela corrente sanguínea, onde se instalam em diversos órgãos e tecidos, entrando em hipobiose, porém infetantes (Taylor *et al.*, 2017; Bowman, 2014; Saari *et al.*, 2019).

As cadelas gestantes também servem como importantes reservatórios de transmissão de *T. canis* para as suas crias, tanto pela via transplacentária como pela via galactogénica. Durante o último terço da gestação, as larvas que se encontravam em hipobiose deslocam-se pela placenta até aos pulmões dos fetos. Após o nascimento dos cachorros, as larvas deslocam-se para o intestino através da traqueia completando-se o ciclo (Taylor *et al.*, 2017; Saari *et al.*, 2019). Durante as 3 semanas pós-parto, as crias podem ser infetadas através da ingestão de larvas L3 no leite materno, onde as larvas migram diretamente para o intestino delgado, atingido a maturidade sexual nas crias (Taylor *et al.*, 2017; Saari *et al.*, 2019).

Como referido anteriormente, a infeção por *T. canis* também pode ocorrer através da ingestão dos HP, nomeadamente roedores, insetos, ovinos, suínos e aves (Bowman, 2014; Taylor *et al.*, 2017).

Segundo European Scientific Counsel Companion Animal Parasites (ESCCAP) (2021a), o período pré-patente de infeção por *T. canis* é de 21 dias para as infeções transplacentárias, 27 - 35 dias para infeções via galactogénica e 32 - 39 dias para infeções por ingestão de ovos embrionados. O período patente é de 4 - 6 meses.

O ciclo de vida de *T. cati* é semelhante ao de *T. canis*, à exceção da ausência de infeção transplacentária (Strube, Heuer & Janecek, 2013).

Segundo ESCCAP (2021a), o período pré-patente é de 6 semanas após ingestão de ovos embrionados e o período patente é de 4 - 6 meses.

#### **2.2.1.3. Sinais clínicos**

Geralmente, os parasitas do género *Toxocara* não causam sinais clínicos em animais mais velhos, mas sim em animais jovens até 1 ano de idade (Zajac & Conboy, 2012; Beugnet *et al.*, 2018).

Os sinais clínicos podem ser manifestados de diversas formas. A nível respiratório, a tosse é o primeiro sinal a surgir, correspondendo à passagem das larvas dos capilares pulmonares até aos brônquios antes de serem deglutidas. Outros sinais clínicos incluem

taquipneia e secreção nasal espumosa. Em infecções intensas, a pneumonia pode surgir durante a migração das larvas (Taylor *et al.*, 2017; Beugnet *et al.*, 2018).

A nível intestinal pode surgir diarreia (alternada com obstipação), distensão abdominal e vômito. No caso de diarreia e vômito, estes podem conter parasitas adultos e imaturos. A presença de elevada carga parasitária pode provocar a oclusão parcial ou completa do intestino (Taylor *et al.*, 2017; Beugnet *et al.*, 2018).

#### **2.2.1.4. Diagnóstico**

O diagnóstico presuntivo pode ser feito quando um parasita é observado nas fezes ou vômito do animal. No entanto, uma pesquisa microscópica dos ovos presentes nas fezes deve ser sempre feita (Saari *et al.*, 2019).

Os ovos podem ser detetados através da técnica de flutuação fecal simples ou com centrifugação. Como abordado anteriormente, é possível diferenciar os ovos de *T. canis* e *T. cati* através do seu tamanho (Zajac & Conboy, 2012). É de notar que os ovos de *Toxascaris leonina* são semelhantes aos de *Toxocara* spp., no entanto, a camada externa da parede do ovo é lisa e no seu interior existe um embrião claro, enquanto que a parede do ovo de *Toxocara* spp. é irregular e possui um embrião escuro no interior (Zajac & Conboy, 2012; Beugnet *et al.*, 2018). De forma semelhante, os ovos de *B. procyonis* são parecidos aos de *Toxocara* spp., no entanto mais pequenos (CAPC, 2022).

Outras técnicas podem ser utilizadas para a diferenciação das espécies, como reação em cadeia da polimerase (PCR, do inglês “Polymerase Chain Reaction”) (Overgaauw & Van Knapen, 2013).

No caso de infecções pré-patentes, o diagnóstico pode ser realizado através de ensaio de imunoabsorção enzimática (ELISA, do inglês “Enzyme-Linked Immunosorbent Assay”) (Schmidt & Roberts, 2008).

#### **2.2.1.5. Tratamento e profilaxia**

O tratamento das cadelas gestantes é muito importante devido ao seu papel como reservatório através da transmissão transplacentária. Por estas razões, todos os cachorros devem ser considerados infetados à nascença (Bowman, 2014).

O tratamento e profilaxia consiste na administração de um anti-helmíntico: fármacos como o fenbendazol estão aprovados na dose de 50 mg/kg em cães por via oral (PO, da locução latina “*per os*”) uma vez ao dia (SID, do latim “*semel in die*”) durante 3 dias, milbemicina oxima também está aprovada na dose de 0,5 mg/kg em cães e 2 mg/kg em gatos PO a cada 30 dias, pamoato de pirantel na dose de 5 mg/kg em cães e 10 mg/kg em gatos

PO, selamectina 6 mg/kg em gatos topicamente e emodepside 3 mg/kg em gatos topicamente também estão aprovados (Brewer, 2016b; CAPC, 2020a).

Segundo ESCCAP (2021b), os cachorros devem ser desparasitados aos 14 dias de vida, deve-se repetir o procedimento quinzenalmente até às 2 semanas após o desmame e de seguida mensalmente até atingirem os 6 meses de idade. Uma vez que a transmissão transplacentária não ocorre nos gatos, o tratamento pode iniciar-se às 3 semanas de vida e repetir-se quinzenalmente até às 2 semanas após o desmame e de seguida, mensalmente até atingirem os 6 meses de idade.

De forma a reduzir a transmissão transplacentária aos cachorros, as cadelas gestantes podem ser tratadas com lactonas macrocíclicas no 40º dia e 55º dia de gestação ou com fenbendazol diariamente a partir do 40º dia de gestação até 2 dias após o parto. As gatas gestantes devem receber emodepside 1 semana antes do parto de modo a prevenir a transmissão galactogénica (ESCCAP, 2021b).

Para além de protocolos de desparasitação, devem ser postas em prática várias medidas de prevenção. Os tutores devem evitar que os seus animais cacem hospedeiros paraténicos e escavem o solo, assim, os animais devem permanecer dentro de casa ou quando possuam acesso ao exterior, devem ser vigiados ou ser utilizada trela. A remoção de fezes de liteiras e de espaços públicos torna-se importante para manter o ambiente livre de contaminação (CAPC, 2020a).

#### **2.2.1.6. Importância na saúde pública**

A toxocarose é uma zoonose e é transmissível ao ser humano por via fecal-oral, através do consumo de vegetais crus e não lavados que contenham ovos, carne crua ou semi-cozinhada que possua larvas enquistadas, contacto direto com animais que possuam ovos no seu pelo e também pela geofagia, principalmente nas crianças (Roddie, Stafford, Holland & Wolfe, 2008; Rostami *et al.*, 2016; Ma *et al.*, 2018).

A toxocarose humana pode ser assintomática, apresentar sinais clínicos inespecíficos ou ser manifestada nas seguintes formas: Larva migrans visceral (tosse, mialgia e manifestações cutâneas), larva migrans ocular (deficiência visual uniocular, acompanhada por endoftalmite, retinite e reações granulomatosas) ou neurotoxocaríase (meningite, encefalite, vasculite cerebral e convulsões) (Despommier, 2003; Macpherson, 2013).

Segundo Maleki *et al.* (2018), os locais frequentados pelo ser humano podem conter um elevado número de ovos de *Toxocara* spp. como consequência da contaminação fecal pelos animais. Os ovos podem sobreviver durante anos no solo, principalmente nos locais onde transitam animais e humanos como o caso das praias, parques públicos e parques

infantis, sendo estes considerados muito importantes na transmissão desta infecção (Otero *et al.*, 2018).

A higiene pessoal, a recolha de fezes dos animais, impedir a ingestão de terra pelas crianças e evitar a ingestão de carne mal cozinhada são considerados pontos chave no controlo da toxocarose humana. Para além destes, é de extrema importância o controlo da parasitose por *Toxocara* spp. nos hospedeiros definitivos (Palmer, Thompson, Traub, Rees & Robertson, 2008; Moreira *et al.*, 2014; Centers for Disease Control and Prevention [CDC], 2019d).

### **2.2.2. *Ancylostoma* spp.**

#### **2.2.2.1. Taxonomia e morfologia**

**Filo:** Nematoda

**Classe:** Secernentea

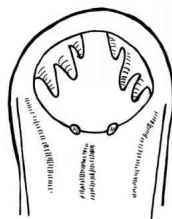
**Família:** Ancylostomatidae

**Género:** *Ancylostoma*

Os parasitas da espécie *Ancylostoma caninum* são considerados os mais abundantes, tendo uma distribuição cosmopolita nas regiões temperadas e tropicais. Os machos possuem cerca de 12 mm de comprimento e as fêmeas 15 - 20 mm. Possuem a extremidade anterior angular no sentido dorsal, assumindo uma postura em forma de “gancho”. Também possuem uma cápsula bucal grande com três pares de dentes marginais ao orifício oral e um par de dentes ventrolaterais, estes são utilizados para se fixar ao hospedeiro durante a alimentação (Figura 2) (Fortes, 2004; Taylor *et al.*, 2017).

Os parasitas da espécie *Ancylostoma tubaeforme* possuem uma morfologia muito idêntica à de *A. caninum* e também se encontram distribuídos mundialmente. Os machos atingem cerca de 10 mm e as fêmeas 12 - 15 mm de comprimento, revelando-se mais pequenos quando comparados com *A. caninum*. A cápsula bucal é profunda e a borda ventral possui três dentes em cada lado (Zajac & Conboy, 2012; Taylor *et al.*, 2017).

Os ovos são elípticos, apresentam uma cápsula fina, são compostos por dois a oito blastómeros e possuem aproximadamente 55 - 77 x 34 - 45 µm (Fortes, 2004; Zajac & Conboy, 2012).



**Figura 2-** Cápsula bucal de *Ancylostoma caninum* (Reproduzido de “*Ancylostoma caninum* and *brasiliense*” In European Medical. Retirado a 9 de Novembro de 2021 de <https://www.europeanmedical.info/parasitology/w-01.html>).

#### 2.2.2.2. Ciclo de vida

O nematode *A. caninum* tem como microbiótomo o intestino delgado. O seu ciclo de vida é direto (monoxeno), ou seja, necessita apenas de um hospedeiro para o completar. Este parasita tem como HD cães, raposas, canídeos selvagens e por vezes o ser humano (Gennari, 2015; Taylor *et al.*, 2017).

As fêmeas de *A. caninum* têm a capacidade de colocar cerca de 16 mil ovos por dia no intestino delgado do HD, que posteriormente são eliminados com as fezes para o meio ambiente. Num período aproximado de 5 dias, o ovo torna-se embrionado e a larva de primeiro estágio (L1) é libertada com a eclosão do ovo e no ambiente realiza duas mudas até ao estágio infetante (L3) (Ribeiro, 2004; Gennari, 2015; Taylor *et al.*, 2017).

A infeção pode ocorrer por via fecal-oral, percutânea ou galactogénica. Também pode ocorrer através da ingestão de hospedeiros paraténicos como baratas e roedores (Saari *et al.*, 2019; CAPC, 2020b).

Quando ingeridas, as L3 passam pelo estômago, invadem a mucosa do intestino delgado e nesta zona ocorre uma muda para larva de quarto estágio (L4). Posteriormente, existe migração para o lúmen do intestino delgado onde ocorre uma nova muda e atingem a fase adulta. As formas adultas fixam-se à mucosa intestinal, onde realizam a hematofagia e cópula (Gennari, 2015). Ainda na infeção oral, as larvas podem penetrar a mucosa oral e migrar para os pulmões (Taylor *et al.*, 2017).

Na infeção percutânea, as larvas infetantes L3 penetram na pele, principalmente na região interdigital e migram pela corrente sanguínea até aos pulmões, brônquios e traqueia onde ocorre a muda para larvas L4. Estas são deglutidas e atingem o intestino delgado onde decorre a muda final e maturação (Taylor *et al.*, 2017).

De forma alternativa, as larvas presentes nos pulmões podem prosseguir pela corrente sanguínea para os músculos onde atingem um estado de hipobiose (Saari *et al.*, 2019). As larvas presentes na musculatura que se encontram em hipobiose podem migrar para a glândula mamária no caso de cadelas gestantes, infetando a sua ninhada logo após o

nascimento através da amamentação. As L3 são excretadas no leite aproximadamente durante três semanas após o parto (Gennari, 2015; Saari *et al.*, 2019).

Segundo ESCCAP (2021a), o período pré-patente em qualquer via de infeção é de 2 - 3 semanas, sendo que o período patente pode ser longo dependendo do estado imunitário do animal.

O ciclo de vida de *A. tubaeforme* é muito semelhante ao de *A. caninum*. Este parasita tem como microbiótomo o intestino delgado e como HD os felídeos. A infeção pode ocorrer por via oral e percutânea, no entanto não foi demonstrada a transmissão galactogénica. O período pré-patente é de 3 semanas (Taylor *et al.*, 2017).

#### **2.2.2.3. Sinais clínicos**

A infeção por *A. caninum* é observada frequentemente em cães com idade inferior a 1 ano e cachorros que foram infetados através do leite materno. Nestes, ocorre anemia aguda ou crónica. Cada parasita consegue retirar 0,1 ml de sangue por dia, o que se torna problemático em infeções com centenas de parasitas (Taylor *et al.*, 2017).

Nos animais jovens a anemia pode ser acompanhada por diarreia, que pode conter sangue e muco, vômito, hemorragias, membranas mucosas pálidas, apatia, fraqueza, sinais respiratórios devido à passagem das larvas pelos pulmões, perda de peso, pelagem em mau estado, anorexia e picacismo (Taylor *et al.*, 2017; Saari *et al.*, 2019; Mulinge *et al.*, 2020a).

No caso de animais mais velhos, estes demonstram poucos sinais de infeção. A anemia não é muito severa, uma vez que a medula óssea consegue compensar esta perda. No entanto, o animal poderá desenvolver uma deficiência em ferro e posteriormente anemia microcítica hipocrómica (Taylor *et al.*, 2017; CAPC, 2020b).

Nas infeções por via percutânea, a pele poderá apresentar-se ulcerada, com presença de prurido, eritema e pápulas nomeadamente entre os dígitos (Saari *et al.*, 2019; CAPC, 2020b).

A espécie *A. tubaeforme* provoca sinais clínicos muito semelhantes aqueles causados por *A. caninum*, no entanto tem uma patogenicidade mais baixa (Taylor *et al.*, 2017; CAPC, 2020b; ESCCAP, 2021a).

#### **2.2.2.4. Diagnóstico**

Os ovos de *Ancylostoma* spp. podem ser detetados através da técnica de flutuação fecal simples ou com centrifugação e posterior observação ao microscópico (Fortes, 2004; Zajac & Conboy, 2012).

Também podem ser feitos testes como ELISA ou PCR, sendo assim possível a detecção de infecção durante os períodos pré-patentes, durante a excreção intermitente de ovos ou apenas parasitas de um sexo (CAPC, 2020b; ESCCAP, 2021a).

#### **2.2.2.5. Tratamento e profilaxia**

A terapia anti-helmíntica deve ser combinada com terapia de suporte em animais com sintomatologia severa. Esta inclui: fluidoterapia, suplementação de ferro, vitamina B12, dieta com elevado teor de proteína e transfusão de sangue (Taylor *et al.*, 2017; CAPC, 2020b).

A terapia anti-helmíntica pode incluir: fenbendazol na dosagem de 50 mg/kg em cães PO SID durante 3 dias; emodepside na dosagem de 3 mg/kg em gatos topicamente; pamoato de pirantel na dosagem de 10 mg/kg PO ou milbemicina oxima 0,5 mg/kg em cães e 2 mg/kg em gatos PO a cada 30 dias (Brewer, 2016a; Taylor *et al.*, 2017; Saari *et al.*, 2019; CAPC, 2020b).

Visto que *Ancylostoma* spp. sobrevive em solos húmidos, perdura facilmente em canis e gatis. Os solos destes devem ser mantidos limpos, secos, sem fendas e as camas e fezes devem ser removidas diariamente. O controlo de roedores é essencial visto que estes se assumem como HP. Manter os animais dentro de casa ou uso de trela também é considerado importante de modo a evitar que estes escavem a terra e cacem animais considerados HP (Taylor *et al.*, 2017; Beugnet *et al.*, 2018; CAPC, 2020b).

#### **2.2.2.6. Importância na saúde pública**

Os parasitas da família Ancylostomatidae são a principal causa de larva migrans cutânea no ser humano. As larvas infetantes ao migrarem na pele provocam lesões pruriginosas e em forma de serpentina (Bowman *et al.*, 2010; CAPC, 2020b).

As lesões cutâneas são causadas principalmente por larvas infetantes da espécie *Ancylostoma brasiliense*, *Ancylostoma caninum*, *Ancylostoma ceylanicum*, *Uncinaria stenocephala* e *Bunostomum phlebotomum* (Vega-López & Hay, 2010)

A espécie *A. caninum* tem ainda a capacidade de penetrar mais profundamente nos tecidos, migrando para o intestino, provocando enterite eosinofílica (larva migrans visceral) que dá origem a dor abdominal severa, diarreia, distensão abdominal e perda de peso (CAPC, 2020b).

A transmissão nos humanos ocorre maioritariamente por via percutânea, normalmente quando se caminha descalço e ao se sentar em terra ou areia contaminada (CDC, 2020c).

O risco de infeção aumenta em indivíduos que tenham maior contacto com o solo como o caso de jardineiros, agricultores e crianças. Curiosamente, a larva migrans cutânea é considerada a principal infeção cutânea em turistas (CAPC, 2020b).

De forma a evitar a contaminação ambiental por estes parasitas, devem ser instituídos protocolos regulares de desparasitação nos animais e fazer a recolha de fezes do meio ambiente. É importante que os tutores não permitam que os cães defequem nos parques infantis e nas caixas de areia presentes nestes, e estas devem ser cobertas quando não estão em uso. Também é aconselhado o uso de luvas, calçado e toalhas de forma a prevenir o contacto direto da pele com terra e areia (Saari *et al.*, 2019; CDC, 2019e; CAPC, 2020b).

### 2.2.3. *Uncinaria stenocephala*

#### 2.2.3.1. Taxonomia e morfologia

**Filo:** Nematoda

**Classe:** Secernentea

**Família:** Ancylostomatidae

**Género:** *Uncinaria*

O parasita *Uncinaria stenocephala* encontra-se distribuído em regiões temperadas e subárticas, na América do Norte, Canada e Europa (Zajac & Conboy, 2012; Taylor *et al.*, 2017).

São caracterizados por serem parasitas esbranquiçados, pequenos, em que os machos atingem o comprimento de 5 - 8,5 mm e as fêmeas 7 - 12 mm (Taylor *et al.*, 2017). Os parasitas adultos possuem uma cápsula bucal grande direcionada dorsalmente em forma de funil com um par de placas cortantes e um par de dentes subventrais (Figura 3) (Bowman, 2014; Taylor *et al.*, 2017).

Os ovos são semelhantes aos de *A. caninum*, no entanto são mais longos e largos (71 - 92 x 35 - 58 µm) (Zajac & Conboy, 2012; Taylor *et al.*, 2017; Saari *et al.*, 2019).



**Figura 3-** Cápsula bucal de *Uncinaria stenocephala* (Saari *et al.*, 2019).

#### **2.2.3.2. Ciclo de vida**

A espécie *U. stenocephala* tem como microbiótoto o intestino delgado de cães, gatos, raposas e outros canídeos e felídeos selvagens. O seu ciclo de vida é monoxeno (Taylor *et al.*, 2017; Saari *et al.*, 2019).

Normalmente, a infeção ocorre através da ingestão de larvas infetantes L3 presentes no solo. As larvas ao serem ingeridas fixam-se na mucosa intestinal com as suas placas cortantes e lá permanecem até se tornarem adultas e iniciarem a produção de ovos (Taylor *et al.*, 2017; Saari *et al.*, 2019).

À semelhança do ciclo de vida de *A. caninum*, as formas larvares também conseguem penetrar na pele, porém, não se desenvolvem em adultos por esta via (Saari *et al.*, 2019).

A ingestão de HP também pode ser considerada uma fonte de infeção (Saari *et al.*, 2019).

Segundo ESCCAP (2021a), o período pré-patente tem uma duração de 3 - 4 semanas e o período patente pode ser prolongado dependendo do estado imunitário do hospedeiro.

#### **2.2.3.3. Sinais clínicos**

O nematode *Uncinaria stenocephala* é hematófago, porém tem uma menor atividade quando comparado a *A. caninum* causando sinais de anemia ligeira (Zajac & Conboy, 2012; Taylor *et al.*, 2017).

Em animais mais jovens pode surgir hipoalbuminemia e uma ligeira anemia acompanhada por diarreia, anorexia e letargia (Zajac & Conboy, 2012; Taylor *et al.*, 2017). A hipoalbuminemia pode ser explicada pelo dano causado pela aderência dos parasitas às vilosidades intestinais que provocam extravasamento de proteína (Saari *et al.*, 2019).

A dermatite podal é considerada a lesão mais comum em cães com anterior exposição ao parasita (Taylor *et al.*, 2017).

#### **2.2.3.4. Diagnóstico**

Os ovos podem ser detetados através da técnica de flutuação fecal simples ou com centrifugação (Zajac & Conboy, 2012).

Os ovos de *Ancylostoma* spp. e *U. stenocephala* são morfológicamente idênticos sendo possível a sua distinção pelo tamanho superior de *U. stenocephala* (Figura 4) (Zajac & Conboy, 2012). A infeção também pode ser diferenciada de *Ancylostoma* spp. através da cultura de larvas e a sua identificação morfológica (Saari *et al.*, 2019).

À semelhança do diagnóstico de *Ancylostoma* spp., também podem ser feitos testes ELISA ou PCR (CAPC, 2020b; ESCCAP, 2021a).



**Figura 4-** Infecção mista com *Ancylostoma* spp. (ovo pequeno) e *Uncinaria stenocephala* (ovo maior) (Zajac & Conboy, 2012).

#### 2.2.3.5. Tratamento e profilaxia

À semelhança do tratamento de *Ancylostoma* spp., CAPC (2020b) recomenda terapia anti-helmíntica combinada com terapia de suporte em animais com sinais clínicos severos.

A terapia anti-helmíntica aprovada para *U. stenocephala* deve incluir os seguintes princípios ativos: fenbendazol na dose de 50 mg/kg em cães PO SID durante 3 dias, pamoato de pirantel na dose de 10 mg/kg PO ou moxidectina na dose de 0,17 mg/kg em cães por via subcutânea (SC) a cada 6 meses (Brewer, 2016a; CAPC, 2020b).

A dermatite podal é resistente ao tratamento, no entanto esta tem resolução espontânea se as reinfeções forem prevenidas (Taylor *et al.*, 2017; Saari *et al.*, 2019).

As larvas são sensíveis a ambientes secos e à exposição solar, desta forma manter o solo seco e limpo é essencial para o controlo da infeção (Saari *et al.*, 2019).

Para evitar a contaminação ambiental e a infeção por *U. stenocephala*, é importante garantir o controlo de roedores, remoção de fezes do ambiente, manter os animais dentro de casa e o uso de trela tal como abordado para o controlo de *Ancylostoma* spp. (CAPC, 2020b).

#### 2.2.3.6. Importância na saúde pública

Como abordado anteriormente, a família Ancylostomatidae é frequentemente a causa de larva migrans cutânea no ser humano (Bowman *et al.*, 2010; CAPC, 2020b).

As larvas ao penetrarem a pele causam reação local e prurido (CDC, 2020d). Os sinais de dor e prurido podem-se prolongar por várias semanas até à morte da larva, resolvendo a infeção (infeção auto-limitante) (CDC, 2020d). Segundo Mackenstedt, Jenkins e Romig (2015), as lesões provocadas por *U. stenocephala* podem persistir por várias semanas a um ano, enquanto as infeções provocadas por *A. caninum* são mais curtas.

Devem ser adotados os mesmos métodos para prevenir larva migrans cutânea anteriormente abordados (CDC, 2019e; CAPC, 2020b).

#### 2.2.4. *Strongyloides stercoralis*

##### 2.2.4.1. Taxonomia e morfologia

**Filo:** Nematoda

**Classe:** Secernentea

**Família:** Strongyloididae

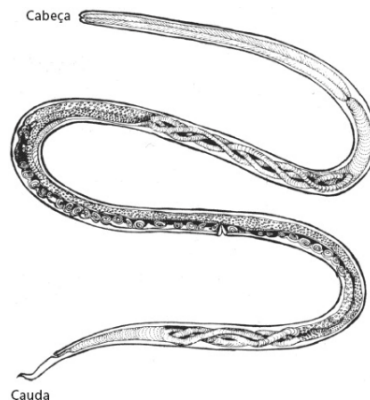
**Gênero:** *Strongyloides*

O parasita *Strongyloides stercoralis* é responsável pela infecção de cães, gatos e o ser humano (Beugnet *et al.*, 2018). No entanto, os gatos podem também ser infectados por *S. felis*, *S. tumefaciens* e *S. planiceps* (Thamsborg, Ketziz, Horii & Matthews, 2017).

A espécie *S. stercoralis* tem prevalência cosmopolita, ainda assim, é mais elevada em países de climas quentes e húmidos e está presente na Europa (Portugal, França, Polónia, Ucrânia, Roménia e Hungria) (Taylor *et al.*, 2017; Beugnet *et al.*, 2018).

Os nematodes *Strongyloides* spp. são pequenos e finos, medindo 2 - 9 mm de comprimento. O esófago é longo e pode ocupar até um terço do corpo. O útero das fêmeas está entrelaçado com o intestino dando um aspeto de filamentos torcidos (Figura 5). A ponta da cauda das larvas é romba (Taylor *et al.*, 2017; Beugnet *et al.*, 2018).

Os ovos são pequenos, ovais e transparentes com 30 x 40 µm e no seu interior é possível observar uma larva L1 (Beugnet *et al.*, 2018).



**Figura 5-** Fêmea adulta de *Strongyloides* spp. (Taylor *et al.*, 2017).

#### **2.2.4.2. Ciclo de vida**

O género *Strongyloides* tem um ciclo de vida direto e tem como microbiótoto o intestino delgado. No entanto *S. tumefaciens* tem como microbiótoto o intestino grosso (Thamsborg *et al.*, 2017; Beugnet *et al.*, 2018).

Todas as espécies de *Strongyloides* que infetam o cão e o gato possuem um ciclo de vida parasitário (homogónico) em que as fêmeas adultas se reproduzem por partenogénese e um ciclo de vida livre (heterogónico) em que os machos e as fêmeas adultas se reproduzem no ambiente (Thamsborg *et al.*, 2017).

Quando os ovos são excretados, contêm no seu interior uma larva L1, estes eclodem no solo e desenvolvem-se num ambiente húmido e quente (Beugnet *et al.*, 2018). As larvas desenvolvem-se até L4, tornando-se adultas de forma livre (Taylor *et al.*, 2017; Beugnet *et al.*, 2018).

O estágio L3 é considerado o estágio infetante e consiste apenas em fêmeas que penetram pela pele do HD ou são ingeridas (Taylor *et al.*, 2017; Beugnet *et al.*, 2018). Estas migram pela corrente sanguínea até aos pulmões. Na traqueia, através da tosse são deglutidas para o intestino delgado e tornam-se adultas (Beugnet *et al.*, 2018).

Em hospedeiros imunocomprometidos, os ovos podem eclodir no hospedeiro e desenvolverem-se no intestino do mesmo, produzindo larvas L3 que penetram na parede do intestino ou na pele perianal (auto-infeção) (Beugnet *et al.*, 2018).

Animais recém-nascidos podem ser infetados através da mobilização de larvas L3 em estado latente nos tecidos da parede abdominal ou mamário, sendo excretadas pelo leite materno (Taylor *et al.*, 2017).

O ciclo de vida de *S. stercoralis* compreende um período pré-patente mínimo de 9 dias e um período patente entre 3 - 15 meses (ESCCAP, 2021a).

#### **2.2.4.3. Sinais clínicos**

A strongiloidose normalmente é assintomática e auto-limitante (Thamsborg *et al.*, 2017).

A infeção provocada por *S. stercoralis* ocorre mais frequentemente em cachorros e cães jovens com idade inferior a 1 ano, sobretudo os que habitam em canis com pobres condições de higiene e em climas quentes e húmidos (Umur, Meral, Bölürkbaş, Gürler & Acici, 2017).

Em infeções graves com elevado número de parasitas, pode existir inflamação com edema e erosão do epitélio do duodeno e jejuno proximal provocando dor abdominal, diarreia sanguinolenta, com muco ou aquosa, desidratação, anemia e eventualmente morte. Com o

decorrer da migração das larvas pode vir a desenvolver-se tosse, broncopneumonia, assim como lesões cutâneas e pododermatite (Bowman, 2014; Taylor *et al.*, 2017; Beugnet *et al.*, 2018; ESCCAP, 2021b).

#### **2.2.4.4. Diagnóstico**

O método de Baermann é recomendado para a recuperação de larvas L1 de *S. stercoralis* (Zajac & Saleh, 2013). No entanto, segundo ESCCAP (2021b), encontra-se a indicação que a deteção de ovos e larvas de *S. stercoralis* pode ser realizada através do método de flutuação com centrifugação.

As larvas L1 de *Ancylostoma* spp. e *Strongyloides* spp. são muito semelhantes, por isso, pode ser necessário cultura para as diferenciar (Zajac & Conboy, 2012; Thamsborg *et al.*, 2017).

#### **2.2.4.5. Tratamento e profilaxia**

O tratamento da infeção por *S. stercoralis* em cães pode ser realizado com fenbendazol na dosagem de 10–20 mg/kg PO SID durante 3 dias e ivermectina na dosagem de 0,2 mg/kg PO SID (Itoh, 2009, Taylor *et al.*, 2017). Em gatos, o tratamento com ivermectina na dose de 0,2 mg/kg também é considerado eficaz (Bowman, Hendrix, Lindsay & Barr, 2002).

Visto que as fêmeas gestantes podem transmitir larvas através do leite, é recomendado o seu tratamento antes do parto (Beugnet *et al.*, 2018).

De forma a evitar e controlar a infeção por *Strongyloides* spp., é recomendada a desinfecção de canis e substituição das camas dos mesmos. A recolha de fezes de cães e gatos do meio ambiente, assim como o uso de trela podem ser eficazes para diminuir o risco de infeção (Dillard, Saari & Anttila, 2007; Taylor *et al.*, 2017).

#### **2.2.4.6. Importância na saúde pública**

A estrogiloidose possui uma elevada importância veterinária e na saúde pública. Estima-se que 613.9 milhões de pessoas estejam infetadas globalmente (Buonfrate *et al.*, 2020).

O ser humano pode contrair esta infeção através do contato com o solo contaminado com larvas L3 que penetram na pele e pela auto-infeção (Beugnet *et al.*, 2018; CDC, 2020b).

As manifestações clínicas podem variar de assintomáticas a diarreia, perda de peso, dor abdominal e sintomatologia respiratória e dermatológica (Taylor *et al.*, 2017; Page, Judd & Bradbury, 2018; CDC, 2020b; ESCCAP, 2021a).

De forma a prevenir a infeção por *S. stercoralis* deve ser reforçado o uso de calçado quando em contacto com o solo, recolher as fezes dos animais e manter uma higiene adequada dos mesmos (CDC, 2020b).

### 2.2.5. *Trichuris vulpis*

#### 2.2.5.1. Taxonomia e morfologia

**Filo:** Nematoda

**Classe:** Adenophorea

**Família:** Trichuridae

**Género:** *Trichuris*

A espécie *Trichuris vulpis* encontra-se distribuída mundialmente, no entanto é menos comum em países com um clima mais frio (Beugnet *et al.*, 2018; Saari *et al.*, 2019).

Os parasitas do género *Trichuris* são vulgarmente designados por “*whipworms*” devido à sua extremidade posterior larga e espessa que afunila radicalmente até à extremidade anterior (Figura 6) (Traversa, 2011; Taylor *et al.*, 2017; Saari *et al.*, 2019).

Os parasitas adultos são esbranquiçados e possuem um comprimento médio de 4,5 - 7,5 cm (Taylor *et al.*, 2017; Saari *et al.*, 2019).

Os ovos possuem uma forma característica de “limão”, amarelos ou castanhos, com uma cápsula espessa e lisa e opérculos bipolares. Estes detêm um comprimento de 80 - 90 µm x 36 - 42 µm (Taylor *et al.*, 2017).



**Figura 6-** *Trichuris vulpis* macho (em cima) e fêmea (em baixo) (Beugnet *et al.*, 2018).

#### 2.2.5.2. Ciclo de vida

O ciclo de vida de *Trichuris vulpis* é direto e tem como microbiótomo o intestino grosso de cães e canídeos selvagens (Zajac & Conboy, 2012; Ferraz *et al.*, 2020).

A sua transmissão ocorre por via fecal-oral através da ingestão de ovos contendo larvas infetantes (L1) que podem permanecer viáveis durante anos antes de serem ingeridos (Prats *et al.*, 2005; Zajac & Conboy, 2012; CAPC, 2020c). Ao serem ingeridos, as larvas L1

são libertadas e penetram nas glândulas da mucosa do íleo distal, ceco e cólon (Criptas de Lieberkühn). As mudas ocorrem nas glândulas e os adultos emergem na mucosa após 2 - 10 dias com a extremidade anterior fixa nesta onde realizam histofagia e hematofagia (Elsemore *et al.*, 2014; Taylor *et al.*, 2017; Beugnet *et al.*, 2018; Saari *et al.*, 2019).

Após o período pré-patente de 8 semanas, os ovos começam a surgir nas fezes dos animais. O período patente é até 18 meses (ESCCAP, 2021a).

#### 2.2.5.3. Sinais clínicos

A infeção por *T. vulpis* é possível em qualquer idade, no entanto, a infeção é mais prevalente em animais adultos do que nos mais jovens (Beugnet *et al.*, 2018). Isto pode ser explicado pela ausência de transmissão galactogénica e transplacentária e pelo longo período pré-patente (Fontanarrosa, Vezzani, Basabe & Eiras, 2006; Taylor *et al.*, 2017).

A tricuriase é normalmente caracterizada por infeções ligeiras e assintomáticas (Taylor *et al.*, 2017; CAPC, 2020c).

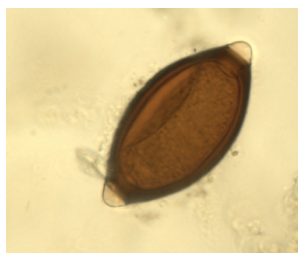
Devido à inflamação da mucosa do ceco, diarreia intermitente mucosa, aquosa por vezes com sangue pode estar presente (Traversa, 2011; Bowman, 2014; Taylor *et al.*, 2017).

Sinais como vômito, letargia, dor e distensão abdominal podem estar presentes em animais com elevada carga parasitária (Ferraz *et al.*, 2020). Uma vez que *T. vulpis* possui uma atividade hematófaga e histofaga, pode ocorrer anemia assim como perda de peso do animal (Taylor *et al.*, 2017; Beugnet *et al.*, 2018).

#### 2.2.5.4. Diagnóstico

A tricuriase pode ser diagnosticada através do método de flutuação fecal com centrifugação ao permitir a observação de ovos em forma de “limão” (Figura 7) (Fortes, 2004; ESCCAP, 2021a; ESCCAP, 2021b).

Também podem ser feitos outros testes como ELISA ou PCR, assim é possível a deteção da infeção durante períodos pré-patentes e facilita a identificação durante a excreção intermitente de ovos (CAPC, 2020c; ESCCAP, 2021a).



**Figura 7-** Ovo de *Trichuris vulpis* (Saari *et al.*, 2019).

#### **2.2.5.5. Tratamento e profilaxia**

Os princípios ativos aprovados para o tratamento de infeções por *T. vulpis* incluem: fenbendazol na dose de 50 mg/kg PO SID durante 3 dias e uma combinação de febantel 25 mg/kg PO, pamoato de pirantel 5 mg/kg PO e praziquantel 5mg/kg PO (CAPC, 2020c).

A reinfeção é frequente em ambientes contaminados com ovos (ex: canis), visto que estes sobrevivem no solo húmido por um longo período de tempo (Bowman, 2014). De forma a combater a infeção, os ambientes de risco devem ser mantidos limpos, secos e idealmente alteradas as superfícies para uma que não absorva água (Saari *et al.*, 2019).

As fezes dos animais devem ser removidas diariamente de forma a evitar que os ovos se tornem infetantes (Saari *et al.*, 2019).

#### **2.2.5.6. Importância na saúde pública**

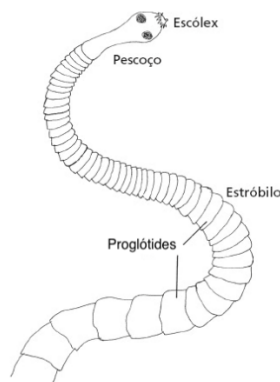
Existem estudos que reportam infeções provocadas por *T. vulpis* em humanos, no entanto, CAPC (2020c) afirma que estes não possuem validação suficiente para se considerar um parasita zoonótico.

### **2.3. Cestodes**

A classe Cestoda é caracterizada por parasitas planos em forma de fita, que não possuem cavidade corporal ou sistema digestivo. O seu corpo (estróbilo) é segmentado e em cada segmento (proglótide) é possível encontrar conjuntos de órgãos reprodutores (masculino e feminino) (Figura 8) (Taylor *et al.*, 2017). Estes segmentos estão em constante formação a partir do pescoço e vão-se tornando maturos progressivamente. Os segmentos mais distais são libertados nas fezes e possuem um útero com ovos embrionados (Bowman, 2014; Saari *et al.*, 2019).

O escólex (Figura 8) pode possuir diferentes estruturas de modo a permitir a aderência ao intestino dos hospedeiros (ventosas, ganchos e bótrias). Como não possuem sistema digestivo, estes parasitas absorvem os nutrientes através do tegumento (Taylor *et al.*, 2017; Saari *et al.*, 2019).

O ciclo de vida destes parasitas é indireto (Bowman, 2014).



**Figura 8-** Estrutura de um cestode (Adaptado de Taylor *et al.*, 2017).

### 2.3.1. *Taenia* spp.

#### 2.3.1.1. Taxonomia e morfologia

**Filo:** Platyhelminthes

**Classe:** Cestoda

**Família:** Taeniidae

**Gênero:** *Taenia*

Os parasitas do gênero *Taenia* estão distribuídos mundialmente, no entanto têm uma maior prevalência nas zonas rurais onde os cães de quinta e de caça se tornam infetados, assim como os gatos que tenham acesso ao exterior (Beugnet *et al.*, 2018).

São parasitas achatados e grandes, podendo atingir centenas de centímetros. O escólex possui um rostelo com uma fileira dupla de ganchos (à exceção de *T. saginata* e *T. asiatica* que não possuem ganchos) e quatro ventosas (Bowman, 2014; Taylor *et al.*, 2017; Beugnet *et al.*, 2018).

A forma larvar pode englobar várias formas: cisticerco (pequena vesícula de líquido com apenas um escólex); estrobilocerco (forma mais desenvolvida de cisticerco) ou cenuro (grande vesícula de líquido com vários escólex) (Bowman, 2014; CAPC, 2016c; Taylor *et al.*, 2017).

Os ovos de *Taenia* spp. possuem um diâmetro entre 25 - 40  $\mu\text{m}$ , são castanhos com uma cápsula densa e estriada com um embrião no seu interior com seis ganchos (embrião hexacanto) (CAPC, 2016c ; Zajac & Conboy, 2012; Beugnet *et al.*, 2018).

### 2.3.1.2. Ciclo de vida

Os cestodes do género *Taenia* necessitam de dois hospedeiros para completar o seu ciclo de vida. Um hospedeiro definitivo que aloja *Taenia* spp. adultos no intestino delgado e um hospedeiro intermediário onde os estádios larvares podem estar localizados em vários tecidos dependendo da espécie (Alvarez Rojas, Mathis & Deplazes, 2018; Mulinge *et al.*, 2020b).

Os hospedeiros intermediários (HI) (coelhos, ruminantes, suínos e roedores) são infetados através da ingestão de ovos que se encontram nas fezes dos HD (Zajac & Conboy, 2012; CAPC, 2016c; Beugnet *et al.*, 2018; ESCCAP, 2021b). Após a ingestão, o ovo eclode e o embrião hexacanto entra na parede do intestino e migra para o órgão de eleição onde cresce e se torna uma larva infetante (Bowman, 2014).

Os HD são infetados ao ingerirem vísceras de animais que estejam contaminadas pelo estágio larvar infetante cisticerco, cenuro ou estrobilocerco (Beugnet *et al.*, 2018).

Quando a larva é ingerida pelo HD, a vesícula é digerida e o escólex une-se à mucosa do intestino delgado iniciando a formação de proglótides, que serão expulsas nas fezes no final do período pré-patente (Bowman, 2014).

Uma vez que existem várias espécies de *Taenia* com hospedeiro, forma larvar e período pré-patente diferentes, estas serão apresentadas de forma mais clara na Tabela 4.

Segundo ESCCAP (2021a), o período patente do género *Taenia* pode variar de meses a vários anos.

**Tabela 4-** Informação sobre *Taenia* spp. de importância veterinária (Adaptado de Bowman, 2014; ESCCAP, 2021b).

| Família<br>Taeniidae        | Hospedeiro<br>Definitivo | Hospedeiro<br>Intermediário | Estádio larvar | Período pré-<br>patente |
|-----------------------------|--------------------------|-----------------------------|----------------|-------------------------|
| <i>Taenia pisiformis</i>    | Cão                      | Coelhos (Abdómen ou fígado) | Cisticerco     | 56 dias                 |
| <i>Taenia hydatigena</i>    | Cão                      | Ovinos (Abdómen ou fígado)  | Cisticerco     | 51 dias                 |
| <i>Taenia ovis</i>          | Cão                      | Ovinos (músculo)            | Cisticerco     | 42-63 dias              |
| <i>Taenia taeniaeformis</i> | Gato                     | Roedores (Abdómen e fígado) | Estrobilocerco | 40 dias                 |
| <i>Taenia serialis</i>      | Cão                      | Coelhos (tecido conjuntivo) | Cenuro         | 1-2 meses               |
| <i>Taenia multiceps</i>     | Cão                      | Ovinos (SNC)                | Cenuro         | 30 dias                 |

### 2.3.1.3. Sinais clínicos

Os adultos de *Taenia* spp. provocam uma infeção normalmente assintomática e bem tolerada (Zajac & Conboy, 2012; CAPC, 2016c; ESCCAP, 2021b).

Em infeções intensas, podem estar presentes distúrbios gastrointestinais como diarreia e dor abdominal. As proglótides ao serem expelidas do ânus poderão originar prurido anal (Zajac & Conboy, 2012; Taylor *et al.*, 2017; ESCCAP, 2021b).

Já no HI, devido à localização das larvas, a infeção provocada resulta em perdas económicas ao afetar a qualidade alimentar, produção pecuária e consecutivamente a saúde pública (Borji, Azizzadeh & Kamelli, 2012; Beugnet *et al.*, 2018; ESCCAP, 2021b).

### 2.3.1.4. Diagnóstico

Ao exame macroscópico das fezes, podem ser encontradas proglótides que podem ser distinguidas microscopicamente de *D. caninum* ao possuírem apenas um poro genital (CAPC, 2016c; ESCCAP, 2021b). Os tutores dos animais também podem observar proglótides moveis na região perianal (Taylor *et al.*, 2017; ESCCAP, 2021b).

Os ovos de *Taenia* spp. podem ser detetados através de técnicas de flutuação fecal, contudo, estes não flutuam de forma consistente e encontram-se dentro de proglótides que por sua vez não estão distribuídas uniformemente na matéria fecal, assim, a técnica de flutuação fecal é um indicador de infeção pouco eficaz (Zajac & Conboy, 2012; CAPC, 2016c).

### 2.3.1.5. Tratamento e profilaxia

O tratamento da infeção provocada por *Taenia* spp. é possível através da administração de anti-helmínticos como: epsiprantel na dose de 5,5 mg/kg em cães e 2,8 mg/kg em gatos PO, praziquantel na dose de 2,5-7,5 mg/kg PO ou SC ou por via intramuscular (IM) ou fenbendazol na dose de 50 mg/kg em cães PO SID durante 3 dias (Brewer, 2016c; CAPC, 2016c; Taylor *et al.*, 2017).

No caso dos cães pastores, estes devem ser tratados antes de serem colocados nas pastagens e após o seu regresso (Beugnet *et al.*, 2018).

De forma a prevenir e a controlar esta infeção é importante realizar um correto descarte de carcaças dos HI, impedir o acesso dos animais a carne crua e roedores, manter os animais dentro de casa ou encorajar o uso de trela e também o tratamento dos HI com fármacos anti-helmínticos (CAPC, 2016c; Taylor *et al.*, 2017; Beugnet *et al.*, 2018; ESCCAP, 2021b).

### 2.3.1.6. Importância na saúde pública

A teniose/cisticercose no ser humano pode ser provocada pela ingestão de larvas cisticerco de *T. saginata*, *T. asiatica*, *T. solium* na carne mal cozinhada (Brunet *et al.*, 2014).

Algumas espécies de *Taenia* que possuem o cão como HD, apresentam potencial zoonótico, provocando cenurose (*T. multiceps* e *T. serialis*) e cisticercose (*T. crassiceps*) (Brunet *et al.*, 2014; Deplazes, Eichenberger & Grimm, 2019).

O ser humano pode agir como hospedeiro intermediário destes parasitas ao ingerir alimentos não lavados que estejam contaminados (vegetais e fruta) ou através das mãos contaminadas por ovos (Taylor *et al.*, 2017; Alvarez Rojas *et al.*, 2018).

A infeção normalmente é assintomática, no entanto pode provocar alterações intestinais ligeiras como diarreia e dores abdominais (Brunet *et al.*, 2014; Taylor *et al.*, 2017).

### 2.3.2. *Echinococcus* spp.

#### 2.3.2.1. Taxonomia e morfologia

**Filo:** Platyhelminthes

**Classe:** Cestoda

**Família:** Taeniidae

**Género:** *Echinococcus*

As espécies com maior interesse em medicina veterinária e humana são: *Echinococcus granulosus* e *Echinococcus multilocularis* (Woolsey & Miller, 2021).

A espécie *E. granulosus* possui uma distribuição mundial enquanto *E. multilocularis* está presente nos Estados Unidos, Canada, Europa central e oriental e na Ásia (Zajac & Conboy, 2012; ESCCAP, 2021a).

A forma adulta de *E. granulosus* possui cerca de 2 - 7 mm de comprimento contendo 3 a 4 proglótides em que a última proglótide grávida representa metade do seu comprimento total (CAPC, 2017b; Taylor *et al.*, 2017; Beugnet *et al.*, 2018). O rostelo apresenta duas fileiras de ganchos (30 - 60 ganchos) (Taylor *et al.*, 2017).

Morfológicamente, *E. multilocularis* adulto possui 1,2 - 4,5 mm contendo 4 a 5 proglótides (CAPC, 2017b). Pode ser distinguido de *E. granulosus* por apresentar a última proglótide com menos de metade do comprimento do parasita e um útero em forma de saco (Taylor *et al.*, 2017; Beugnet *et al.*, 2018). O rostelo apresenta duas fileiras de ganchos (14 - 34 ganchos) (Taylor *et al.*, 2017).

Os ovos são esféricos com 30 - 45 µm de diâmetro com uma cápsula densa com estrias concêntricas. No seu interior está presente um embrião hexacanto com seis ganchos

(oncosfera) (Beugnet *et al.*, 2018). São idênticos aos ovos de *Taenia* spp. e por isso não podem ser distinguidos destes (Figura 9) (CAPC, 2017b; Beugnet *et al.*, 2018).

O quisto hidático unilocular (forma larvar) de *E. granulosus* representa uma grande vesícula de parede espessa, preenchida de líquido com 5 a 10 cm de diâmetro. Possui uma camada germinativa que origina várias cápsulas cada uma contendo até 40 protoescólices e encontram-se principalmente no fígado e pulmões (CAPC, 2017b; Taylor *et al.*, 2017).

O quisto hidático multilocular (alveolar) de *E. multilocularis*, desenvolve-se principalmente no fígado e é composto por vários quistos de forma irregular. Possui uma parede fina e várias câmaras no seu interior. Tem capacidade de proliferar por brotamento, permitindo a invasão de outros órgãos (CAPC, 2017b; CDC, 2019c).



**Figura 9-** Ovos de *Taenia* spp. ou *Echinococcus* spp. com embrião com seis ganchos no seu interior (seta) (Zajac & Conboy, 2012).

#### 2.3.2.2. Ciclo de vida

O ciclo de vida de *Echinococcus* spp. é indireto em que o hospedeiro definitivo assume um papel de predador e o hospedeiro intermediário de presa (Romig *et al.*, 2017). Assim, podemos considerar como HD de *E. granulosus*, os canídeos e como HI, os caprinos, bovinos, equinos, suínos e ovinos. Em relação a *E. multilocularis*, os HD incluem a raposa, lobo, chacal, coioite, o cão e o gato e o HI, roedores e suínos (Beugnet *et al.*, 2018).

Os adultos de *E. granulosus* encontram-se presentes na porção anterior do intestino delgado no HD. Estes eliminam as proglótides grávidas com ovos infetantes para o ambiente juntamente com as fezes (CAPC, 2017b; Romig *et al.*, 2017; CDC, 2019c).

Os ovos são consumidos pelo HI, eclodem no intestino delgado, libertam as oncosferas que penetram na parede do intestino e migram pelo sistema circulatório com destino a diversos órgãos. Nestes, as oncosferas dão origem a um quisto hidático unilocular que vai aumentando e produzindo protoescólices e quistos-filho no seu interior (Taylor *et al.*, 2017; CDC, 2019c).

O ciclo termina quando o HD ingere os órgãos com quistos no HI e os protoescolícos aderem à mucosa intestinal e desenvolvem-se em adultos (Romig *et al.*, 2017; CDC, 2019c). O ciclo de vida de *E. granulosus*, possui um período pré-patente de 45 dias e um período patente que pode ser de vários meses (ESCCAP, 2021b).

A forma adulta de *E. multilocularis* é encontrada na porção média-distal do duodeno do HD (CAPC, 2017b). O seu ciclo de vida, é muito semelhante ao de *E. granulosus*, diferindo na apresentação da forma larvar no HI, sendo esta um quisto hidático multilocular (CDC, 2019c). O ciclo de vida desta espécie possui um período pré-patente de 28 dias e um período patente que pode ser de vários meses (ESCCAP, 2021a).

### **2.3.2.3. Sinais clínicos**

No hospedeiro definitivo, os parasitas adultos não são considerados patogénicos (Zajac & Conboy, 2012; Taylor *et al.*, 2017).

Geralmente, o hospedeiro intermediário é assintomático relativamente à presença de quisto hidático unilocular, sendo apenas detetado no momento do abate. No entanto, em infeções graves pode ocorrer atrofia compressiva do fígado, ascite, icterícia, encefalopatia hepática, assim como, dispneia e tosse quando os pulmões estão gravemente infetados. Quando outros órgãos são afetados podem ocorrer fraturas ósseas, mialgia, disfunção renal e nervosa (Taylor *et al.*, 2017; Beugnet *et al.*, 2018). Pode ainda ocorrer risco de rutura do quisto com consequente choque anafilático (Beugnet *et al.*, 2018).

No caso dos quistos multiloculares de *E. multilocularis*, os sinais clínicos dependem do nível de infeção e da sua localização (Taylor *et al.*, 2017). Os órgãos do HI tornam-se hipertróficos e escleróticos que eventualmente irá levar à sua morte (Beugnet *et al.*, 2018).

### **2.3.2.4. Diagnóstico**

O diagnóstico de *Echinococcus* spp. torna-se difícil de realizar uma vez que, as proglótides são libertadas esporadicamente e possuem um pequeno tamanho (Taylor *et al.*, 2017; ESCCAP, 2021a).

O diagnóstico pode ser feito através da técnica de flutuação, sedimentação ou ambas as técnicas combinadas. Contudo, estas técnicas são pouco sensíveis uma vez que, os ovos de *Echinococcus* spp. são indistinguíveis dos ovos de *Taenia* spp. (ESCCAP, 2021a; ESCCAP, 2021b).

O método ELISA também se encontra disponível e o método PCR é útil na determinação da espécie (CAPC, 2017b; ESCCAP, 2021a).

No caso dos HI, a deteção de *Echinococcus* spp. ocorre durante o abate (Chihai *et al.*, 2016).

#### **2.3.2.5. Tratamento e profilaxia**

O tratamento com praziquantel na dose de 5 mg/kg PO ou SC está aprovado para o controlo de *Echinococcus* spp. (Brewer, 2016c; CAPC, 2017b; Taylor *et al.*, 2017; Beugnet *et al.*, 2018; ESCCAP, 2021b).

Alusivo à prevenção, não devem ser oferecidas vísceras aos hospedeiros definitivos e estes não devem ter acesso a matadouros (Taylor *et al.*, 2017; Saari *et al.*, 2019). É importante a realização de inspeções nestes locais de forma a garantir a destruição de cadáveres e miudezas (Beugnet *et al.*, 2018).

O controlo de roedores torna-se importante na prevenção do ciclo de *E. multilocularis* (Beugnet *et al.*, 2018).

#### **2.3.2.6. Importância na saúde pública**

O ser humano pode agir como hospedeiro intermediário no ciclo de vida de *Echinococcus* spp. ao ingerir alimento, água, solo contaminado ou através do contato com animais infetados (CAPC, 2017b; World Health Organization [WHO], 2021).

Quando ocorre infeção provocada por *E. granulosus* (Equinococose quística), os quistos hidáticos uniloculares que se desenvolvem, estão associados a atrofia e disfunção dos órgãos (CAPC, 2017b). O ser humano geralmente permanece assintomático durante vários anos até que o tamanho do quisto cause desconforto, dor abdominal, náusea e vômito caso o órgão afetado seja o fígado e tosse crónica, dor no peito e falta de ar, caso o órgão afetado seja o pulmão (CDC, 2012a; WHO, 2021).

No caso de infeção provocada por *E. multilocularis* (Equinococose alveolar), os quistos hidáticos multiloculares que se desenvolvem estão associados a um crescimento rápido e invasivo que pode provocar desconforto, dor, perda de peso e mal-estar. Esta infeção é mais severa e possui um prognóstico reservado, podendo resultar em morte (CDC, 2012a; CAPC, 2017b).

Quando os alimentos são recolhidos da natureza, há possibilidade de estarem contaminados com fezes de hospedeiros definitivos, assim, estes têm de ser lavados e cozinhados antes do seu consumo. Também é recomendada a higienização das mãos dos tutores e crianças aquando contacto com os animais de forma a reduzir o risco de infeção (CDC, 2012b; Beugnet *et al.*, 2018; Saari *et al.*, 2019).

### 2.3.3. *Dipylidium caninum*

#### 2.3.3.1. Taxonomia e morfologia

**Filo:** Platyhelminthes

**Classe:** Cestoda

**Família:** Dilepididae

**Género:** *Dipylidium*

O cestode *Dipylidium caninum* é considerado o mais comum no cão e no gato. Para além de estar distribuído mundialmente, apresenta uma elevada relevância pelo seu potencial zoonótico (Alho, Cruz, Gomes & Carvalho, 2015).

É um parasita longo, esbranquiçado, em forma de fita com cerca de 15 - 70 cm de comprimento. O seu escólex possui três a cinco filas de pequenos e largos ganchos e ainda possui quatro ventosas (Saari *et al.*, 2019; Mehlhorn, 2021).

O seu corpo é segmentado e cada proglótide possui dois conjuntos de órgãos sexuais (masculinos e femininos). As proglótides mais distais contêm cápsulas ovígeras que podem conter até 30 ovos no seu interior. As proglótides têm movimento próprio e têm um aspeto de sementes de pepino ou grão de arroz.

Em relação aos ovos, estes possuem uma coloração amarelo-acastanhado e são subesféricos (25 - 50 µm) (Bowman, 2014; Taylor *et al.*, 2017; Mehlhorn, 2021).

#### 2.3.3.2. Ciclo de vida

A espécie *D. caninum* têm como microbiótoto o intestino delgado de cães e gatos. Possui um ciclo de vida heteroxeno em que as pulgas do género *Ctenocephalides* e *Pulex* (e raramente piolhos *Trichodectes canis*) infetadas com larva cisticercoide, assumem o papel de hospedeiro intermediário através da ingestão acidental pelo hospedeiro definitivo (Zajac & Conboy, 2012; ESCCAP, 2021b).

As proglótides são expelidas pelas fezes e no exterior libertam cápsulas ovígeras que as larvas de pulgas ingerem. No HI, a larva é libertada do ovo (oncosfera) e penetra no intestino até atingir o estágio larvar cisticercoide (Beugnet *et al.*, 2018; Saari *et al.*, 2019).

O HD é infetado quando ingere o HI, a larva cisticercoide atinge o estágio adulto e prende-se à parede intestinal (Saari *et al.*, 2019).

Segundo ESCCAP (2021a), o período pré-patente tem uma duração de 3 semanas e o período patente tem duração de alguns meses.

### 2.3.3.3. Sinais clínicos

Os sinais clínicos demonstrados pela infecção por *D. caninum* são reduzidos. No entanto, existem dois sinais que normalmente são motivos de consulta: prurido anal (manifestado pelo arrastar do ânus no solo) e a presença de segmentos na região perianal ou nas fezes (Saari *et al.*, 2019; ESCCAP, 2021b).

A dipilidiose pode provocar enterite crónica que pode ser acompanhada por apetite variável e fezes diarreicas (Beugnet *et al.*, 2018).

A dermatite alérgica à pulga e anemia podem estar presentes na dipilidiose, não pelo parasita em si, mas sim pela presença do vetor (Farkas, Gyurkovszky, Solymosi & Beugnet, 2009).

### 2.3.3.4. Diagnóstico

O diagnóstico pode ser feito pela observação de proglótides na zona perianal e nas fezes. Estas possuem uma forma de grão de arroz com motilidade (Figura 10) (Zajac & Conboy, 2012; Ettinger, Feldman & Cote, 2017). As proglótides podem ser distinguidas microscopicamente das de *Taenia* spp. uma vez que possuem dois poros genitais (ESCCAP, 2021a).

A observação microscópica de ovos no interior das cápsulas ovígeras pode ser feita resultante da detioração das proglótides presentes na superfície das fezes (Zajac & Conboy, 2012; CAPC, 2016b; Ettinger *et al.*, 2017).

A técnica de flutuação pode ser realizada, no entanto possui uma baixa sensibilidade para o diagnóstico de dipilidiose, uma vez que a eliminação de proglótides nas fezes é inconsistente e os ovos nem sempre flutuam (Ettinger *et al.*, 2017).



**Figura 10-** Proglótides de *Dipylidium caninum* em fezes de cão (Beugnet *et al.*, 2018).

#### **2.3.3.5. Tratamento e profilaxia**

O ciclo de vida de *D. caninum* é heteroxeno, ou seja, necessita da pulga ou piolho para se completar. Assim, a terapêutica não só deve incluir o controlo do parasita adulto como o controlo do hospedeiro intermediário (Alho *et al.*, 2015).

Aquando infeção por *D. caninum* adulto, os anti-helmínticos mais indicados são praziquantel na dose de 5 mg/kg PO ou SC e epsiprantel na dose de 5,5 mg/kg em cães e 2,75 mg/kg em gatos PO (CAPC, 2016b; ESCCAP, 2021b).

De forma a prevenir que o animal seja reinfetado pela ingestão dos HI presentes na pelagem é importante a desparasitação regular com princípios ativos como imidacloprida (Fourie, Crafford, Horak & Stanneck, 2013).

#### **2.3.3.6. Importância na saúde pública**

A dipilidiose é uma doença considerada zoonótica. A infeção no ser humano já foi reportada em todos os continentes (CDC, 2019b).

O ser humano pode ser infetado através da ingestão acidental de pulgas ou piolhos com larvas cisticercoides (Cabello *et al.*, 2011; Mehlhorn, 2021).

As crianças são as mais afetadas quando brincam e tocam no pelo de animais infetados (Zajac & Conboy, 2012; Beugnet *et al.*, 2018; Mehlhorn, 2021).

A infeção normalmente é assintomática ou tem uma apresentação ligeira e é facilmente tratável. No entanto, podem-se manifestar os seguintes sinais: diarreia, anorexia, desconforto abdominal, dor, obstipação, prurido anal e obstrução intestinal (Cabello *et al.*, 2011; CAPC, 2016b; Beugnet *et al.*, 2018).

A desparasitação regular interna e externa dos animais reduz o risco de desenvolvimento deste parasita e consequentemente a infeção do ser humano (CAPC, 2016b).

### **2.3.4. Mesocestoides spp.**

#### **2.3.4.1. Taxonomia e morfologia**

**Filo:** Platyhelminthes

**Classe:** Cestoda

**Família:** Mesocestoididae

**Género:** *Mesocestoides*

A infecção por *Mesocestoides* spp. é considerada rara, no entanto pode ser observada em cães e gatos que caçam e habitam em ambientes rurais (CAPC, 2013; Beugnet *et al.*, 2018).

O comprimento das formas adultas varia de 20 – 50 cm. O escólex não possui ganchos nem rostelo, no entanto detém quatro ventosas (CAPC, 2013; Beugnet *et al.*, 2018).

Os ovos têm um formato oval, com uma cápsula fina e lisa e possuem 30 – 40 µm de diâmetro e no seu interior é possível observar um embrião hexacanto (Zajac & Conboy, 2012; CAPC, 2013; Taylor *et al.*, 2017).

#### **2.3.4.2. Ciclo de vida**

A espécie *Mesocestoides lineatus* tem como hospedeiro definitivo o cão, gato, raposa, martas, ocasionalmente humanos e está distribuído pela Europa, Ásia e África (Taylor *et al.*, 2017). *Mesocestoides litteratus* também infeta o cão e gato e *Mesocestoides corti* infeta carnívoros na América do Norte (Beugnet *et al.*, 2018).

O ciclo de vida de *Mesocestoides* spp. é indireto, necessitando de dois hospedeiros intermediários (Papini, Matteini, Bandinelli, Pampurini & Mancianti, 2010; CAPC, 2013). Uma forma larvar cisticercoide desenvolve-se no primeiro HI (inseto ou ácaro coprófago), que posteriormente, ao ser ingerido por um segundo HI gera um tetratirídeo, localizado na cavidade peritoneal de répteis e mamíferos e pulmões de aves (Taylor *et al.*, 2017; Beugnet *et al.*, 2018).

Os carnívoros são infetados ao ingerir o segundo HI e começam a excretar segmentos que contêm ovos 4 - 10 semanas após a ingestão da larva, tendo um período patente de vários anos (Beugnet *et al.*, 2018, ESCCAP, 2021a). As formas adultas encontram-se no intestino delgado. (Taylor *et al.*, 2017).

#### **2.3.4.3. Sinais clínicos**

As infecções geralmente são subclínicas (Taylor *et al.*, 2017; McGarry, Collins & Baross, 2020). No entanto à semelhança das outras infecções por cestodes, pode originar anorexia ou polifagia (Beugnet *et al.*, 2018). No caso de migração accidental, em que o hospedeiro definitivo age como hospedeiro intermediário, pode ocorrer peritonite com ascite, vômito, diarreia e taquipneia (CAPC, 2013; Beugnet *et al.*, 2018; Carta *et al.*, 2021).

#### **2.3.4.4. Diagnóstico**

O diagnóstico pode ser realizado através da identificação de proglótides no material fecal (CAPC, 2013). Os ovos são raramente encontrados nas fezes, mas estes podem ser detetados através do método da flutuação fecal (Zajac & Conboy, 2012; CAPC, 2013).

Quando presente peritonite, a infeção pode ser confirmada através da abdominocentese, laparoscopia, ecografia, radiografia e PCR (CAPC, 2013; Beugnet *et al.*, 2018).

#### **2.3.4.5. Tratamento e profilaxia**

Praziquantel na dose de 5 mg/kg PO ou SC é eficaz no tratamento de *Mesocestoides* spp. adulto no intestino. No caso de peritonite, a lavagem peritoneal deve ser realizada para a remoção de larvas (CAPC, 2013).

Em simultâneo com o tratamento deve ser impedida a ingestão de HI pelos HD (CAPC, 2013).

#### **2.3.4.6. Importância na saúde pública**

A infeção por *Mesocestoides* spp. no ser humano é pouco comum, no entanto pode ocorrer pela ingestão de alimentos como vísceras cruas que contenham formas tetratirídeo (CAPC, 2013; Széll, Tolnai & Sréter, 2015).

### **2.4. Protozoários**

Os protozoários são organismos unicelulares, eucarióticos, microscópicos, que podem existir livremente na natureza ou em forma de parasita (Taylor *et al.*, 2017; Saari *et al.*, 2019; CDC, 2020a).

Os protozoários possuem núcleo, órgãos celulares e a sua maioria possui flagelos, cílios ou pseudópodes que os permitem mover-se e obter nutrientes. A sua alimentação ocorre por pinocitose ou fagocitose (Taylor *et al.*, 2017; Saari *et al.*, 2019).

É denominado esporozoíto o estágio infetante do protozoário e trofozoíto o estágio deste no hospedeiro (Taylor *et al.*, 2017).

A reprodução ocorre no hospedeiro e pode ser assexuada ou sexuada. Na maioria dos protozoários a reprodução é assexuada e envolve divisão binária ou gemulação, no entanto também pode ocorrer esquizogonia não tendo a possibilidade de realizar a troca de material genético, assim, grande parte destes também podem realizar a gametogonia ou esporogonia (reprodução sexuada) (Taylor *et al.*, 2017).

### 2.4.1. *Cystoisospora* spp.

#### 2.4.1.1. Taxonomia e morfologia

**Filo:** Apicomplexa

**Classe:** Conoidasida

**Família:** Eimeriidae

**Género:** *Cystoisospora*

O género *Cystoisospora* é considerado hospedeiro-específico e possui uma distribuição mundial (Zajac & Conboy, 2012).

Os oocistos de *Cystoisospora* spp. são incolores, ovoides/elípticos, de parede lisa sem micrópilo ou anel polar (Bowman, 2014). É importante acrescentar que podem ser observados no seu interior ou um esporoblasto aquando excretado pelas fezes ou dois esporocistos cada um contendo quatro esporozoítos (Zajac & Conboy, 2012; ESCCAP, 2018).

A morfologia dos oocistos das diferentes espécies encontra-se mais detalhada na Tabela 5.

**Tabela 5-** Morfologia de *Cystoisospora* spp. (Adaptado de ESCCAP, 2018).

| Espécie             | Hospedeiro | Dimensão (µm) | Forma        | Parede                      |
|---------------------|------------|---------------|--------------|-----------------------------|
| <i>C. canis</i>     | Cão        | 39 x 32       | Redonda-oval | Lisa, incolor a acastanhada |
| <i>C. ohioensis</i> | Cão        | 24 x 20       | Redonda-oval | Lisa, incolor a acastanhada |
| <i>C. burrowsi</i>  | Cão        | 21 x 18       | Redonda-oval | Lisa, incolor a acastanhada |
| <i>C. felis</i>     | Gato       | 45 x 33       | Ovoide       | Lisa, incolor a acastanhada |
| <i>C. rivolta</i>   | Gato       | 26 x 24       | Redonda-oval | Lisa, incolor a acastanhada |

#### 2.4.1.2. Ciclo de vida

O ciclo de vida de *Cystoisospora* spp. é direto e o microbiótomo é o intestino delgado, o ceco e o cólon (Zajac & Conboy, 2012).

A infeção ocorre por via fecal-oral pela ingestão de oocistos esporulados ou pela ingestão de hospedeiros paraténicos contendo hipnozoítos ou dormozoítos (roedores, coelhos, ruminantes e aves) (Zajac & Conboy, 2012; ESCCAP, 2018).

Os oocistos são libertados juntamente com as fezes e atingem o estágio infetante no ambiente ao esporularem, formando dois esporocistos cada um com quatro esporozoítos em 2 a 4 dias (Bowman, 2014; ESCCAP, 2018). Estes são muito resistentes e podem sobreviver até 2 anos no ambiente (Saari *et al.*, 2019).

Ao serem ingeridos, os oocistos libertam os esporozoítos que invadem o intestino, iniciando a formação de esquizontes e merozoítos (Esquizogonia). Os esporozoítos podem

penetrar na parede intestinal e entrar nos linfonodos mesentéricos ou enquistarem noutros tecidos como no caso dos HP. Os merozoítos podem continuar a reprodução assexuada através da formação de esquizontes ou realizar a formação de gametócitos femininos e masculinos (Gametogonia), que irão dar origem a um oocisto não esporulado que é excretado pelas fezes (Dubey, Lindsay & Lappin, 2009).

Segundo ESCCAP (2018), o período pré-patente é de 6 - 10 dias. No entanto, se a infeção for por via ingestão de HP, este período torna-se mais curto.

#### **2.4.1.3. Sinais clínicos**

A coccidiose é por vezes subestimada e afeta geralmente os animais mais jovens, muitas vezes associado ao desmame, mudança de tutor, transporte e outros fatores causadores de stress (Lappin, 2010; Zajac & Conboy, 2012; CAPC, 2016a; Saari *et al.*, 2019).

Taylor *et al.* (2017), menciona que não existe evidência que o género *Cystoisospora* é patogénico por si só. Os oócitos podem ser encontrados nas fezes de animais assintomáticos e saudáveis (Zajac & Conboy, 2012; CAPC, 2016a). Ou seja, a coccidiose poderá ser exacerbada por outras patologias virais, bacterianas, parasitárias e imunossupressoras (Taylor *et al.*, 2017; ESCCAP, 2018).

Esta infeção é caracterizada por enterite severa com diarreia aquosa por vezes com sangue, dor abdominal e perda de peso (Zajac & Conboy, 2012; CAPC, 2016a; Bowman, 2014; Saari *et al.*, 2019). Sinais neurológicos e respiratórios também já foram reportados (Zajac & Conboy, 2012).

#### **2.4.1.4. Diagnóstico**

Os oocistos de *Cystoisospora* spp. podem ser detetados através do exame de flutuação fecal simples ou com centrifugação (Zajac & Conboy, 2012; CAPC, 2016a; ESCCAP, 2018).

No entanto, é importante relembrar que a presença de oocistos nas fezes não implica que esteja presente doença. A existência destes nas fezes deve ser considerada quando estão reunidos sinais clínicos de enterite (Lappin, 2010; CAPC, 2016a; Taylor *et al.*, 2017; Saari *et al.*, 2019).

A espécie *C. canis* pode ser distinguida facilmente das restantes que afetam o cão devido ao seu tamanho (Figura 11). De igual forma, as espécies que afetam o gato podem ser facilmente distinguidas uma vez que o seu tamanho é distinto (Dubey *et al.*, 2009).



**Figura 11-** *Cystoisospora canis* (Seta) e *Cystoisospora ohioensis* (cabeça da seta). (Dubey et al., 2009).

#### **2.4.1.5. Tratamento e profilaxia**

Os fármacos de eleição para a eliminação de *Cystoisospora* spp. são toltrazuril na dose de 9–20 mg/kg e diclazuril 2,5–5 mg/kg (ESCCAP, 2018). No entanto, CAPC (2016a), afirma que sulfadimetoxina na dose de 50-60 mg/kg é o único fármaco aprovado para o tratamento de enterite associada à coccidiose.

O risco de infeção pode ser diminuído através de medidas de higienização como a remoção diária das fezes dos animais e desinfecção e limpeza dos locais onde se encontram. Para a desinfecção deverão ser selecionados métodos que incluam calor e desinfecção química com elevada concentração de amoníaco para inativar os oocistos (Lappin, 2010; CAPC, 2016a; Beugnet *et al.*, 2018; ESCCAP, 2018).

A higiene pessoal dos tutores e trabalhadores em canis é importante de modo a evitar a disseminação de oocistos (ESCCAP, 2018).

Uma vez que a transmissão deste parasita pode ocorrer através da ingestão de hospedeiros paraténicos, é importante evitar que os animais assumam um comportamento predatório perante estes e não devem ser alimentados com carne crua (Dubey *et al.*, 2009; CAPC, 2016a).

O tratamento das fêmeas gestantes antes do parto pode diminuir a ocorrência de coccidiose nos animais mais jovens (Lappin, 2010).

#### **2.4.1.6. Importância na saúde pública**

O género *Cystoisospora* não é considerado um agente zoonótico uma vez que são parasitas hospedeiro-específicos (Lappin, 2010; CAPC, 2016a; ESCCAP, 2018).

### **2.4.2. *Giardia duodenalis***

#### **2.4.2.1. Taxonomia e morfologia**

**Filo:** Fornicata

**Classe:** Metamonadea

**Família:** Giardiidae

**Género:** *Giardia*

A infeção provocada por *Giardia* spp. é considerada a causa mais comum de diarreia em animais e humanos, tendo por isso uma distribuição mundial (Zajac & Conboy, 2012; Taylor *et al.*, 2017).

Os trofozoítos de *Giardia* spp. apresentam uma forma de pêra/lágrima, são móveis e possuem flagelo. Os quistos são imóveis, ovoides e no seu interior estão presentes dois trofozoítos imaturos (Bowman, 2014; Beugnet *et al.*, 2018; Taylor *et al.*, 2017; CAPC, 2019).

São conhecidas oito espécies de *Giardia* mencionadas na Tabela 6. Uma vez que *G. duodenalis* possui uma grande variedade de hospedeiros, incluindo o ser humano e animais domésticos, será abordada com maior intensidade. Esta está classificada em oito *assemblages* (A - H), variando a especificidade do hospedeiro (Feng & Xiao, 2011, ESCCAP, 2018).

**Tabela 6-** Espécies de *Giardia* e *assemblages* conhecidas (Adaptado de Ryan & Zahedi, 2019).

| <i>Giardia</i> spp. / <i>assemblages</i> | Hospedeiro principal                  | Casos em humanos                                  |
|------------------------------------------|---------------------------------------|---------------------------------------------------|
| <b><i>G. duodenalis</i></b>              | Mamíferos                             | Comum                                             |
| <i>Assemblage A</i>                      | Mamíferos (incluindo humanos)         | Comum                                             |
| <i>Assemblage B</i>                      | Mamíferos (incluindo humanos)         | Comum                                             |
| <i>Assemblage C</i>                      | Canídeos                              | Casos reportados em humanos na China e Eslováquia |
| <i>Assemblage D</i>                      | Canídeos                              | Um único caso reportado na Alemanha               |
| <i>Assemblage E</i>                      | Ungulados                             | Vários casos reportados                           |
| <i>Assemblage F</i>                      | Felídeos                              | Um único caso reportado na Etiópia                |
| <i>Assemblage G</i>                      | Roedores                              | Nenhum                                            |
| <i>Assemblage H</i>                      | Penípedes                             | Nenhum                                            |
| <b><i>G. agilis</i></b>                  | Anfíbios                              | Nenhum                                            |
| <b><i>G. microti</i></b>                 | Roedores                              | Nenhum                                            |
| <b><i>G. muris</i></b>                   | Roedores                              | Nenhum                                            |
| <b><i>G. ardeae</i></b>                  | Aves                                  | Nenhum                                            |
| <b><i>G. psittaci</i></b>                | Aves                                  | Nenhum                                            |
| <b><i>G. peramelis</i></b>               | Bandicoot ( <i>Isodon obesulus</i> )  | Nenhum                                            |
| <b><i>G. cricetidarum</i></b>            | Hamsters ( <i>Phodopus sungorus</i> ) | Nenhum                                            |

#### **2.4.2.2. Ciclo de vida**

A espécie *Giardia duodenalis* possui um ciclo de vida direto e tem como microbiótoto o intestino delgado (Tangtrongsup & Scorza, 2010; Taylor *et al.*, 2017; Beugnet *et al.*, 2018).

A infeção inicia-se quando os quistos (forma infetante) são ingeridos pelo hospedeiro, que posteriormente, são eliminados com as fezes e podem permanecer viáveis até vários meses em ambientes húmidos (Feng & Xiao, 2011; Beugnet *et al.*, 2018).

Segundo ESCCAP (2018), o período pré-patente varia entre 4 e 16 dias e o período patente persiste por várias semanas a meses.

#### **2.4.2.3. Sinais clínicos**

A infeção provocada por *G. duodenalis* normalmente é assintomática, no entanto, pode causar diarreia crónica pastosa com muco de forma intermitente, anorexia, vômito, dor abdominal, perda de peso, letargia e falha no crescimento (Tangtrongsup & Scorza, 2010; Feng & Xiao, 2011; Siwila, 2017; ESCCAP, 2018). Estes sinais clínicos estão normalmente presentes em animais imunocomprometidos, jovens, com elevados níveis de stress e com infeções pré-existentes (ESCCAP, 2018).

#### **2.4.2.4. Diagnóstico**

Os quistos de *Giardia* spp. são detetados mais facilmente através da técnica de flutuação com centrifugação com solução a 33% de sulfato de zinco, ficando irreconhecíveis com outras soluções (Dryden, Payne & Smith, 2006; Zajac & Conboy, 2012; Bowman, 2014).

Os trofozoítos podem ser observados num esfregaço de fezes diarreicas frescas (Tangtrongsup & Scorza, 2010; Feng & Xiao, 2011; Bowman, 2014).

O teste PCR pode ser realizado e permite a identificação da *assemblage* em causa de forma a determinar o seu potencial zoonótico (Tangtrongsup & Scorza, 2010; Feng & Xiao, 2011; ESCCAP, 2018).

#### **2.4.2.5. Tratamento e profilaxia**

O tratamento da giardíase é eficaz e tem como base tratamento sintomático e específico (Tangtrongsup & Scorza, 2010; Beugnet *et al.*, 2018). O grupo dos benzimidazóis (ex: febendazol na dose de 50 mg/kg PO SID durante 3 - 5 dias) e nitroimidazóis (ex: metronidazol na dose de 25 mg/kg PO BID durante 5 - 8 dias) são efetivos no tratamento da giardíase (Taylor *et al.*, 2017; Beugnet *et al.*, 2018; ESCCAP, 2018; CAPC, 2019).

De forma a prevenir esta infeção, é importante manter uma boa higiene dos animais, dos cães e gatos, garantir a remoção de fezes, a limpeza de mantas e camas e a desinfecção do pavimento com produtos à base de amónia quaternária (Tangtrongsup & Scorza, 2010; Beugnet *et al.*, 2018; ESCCAP, 2018).

#### **2.4.2.6. Importância na saúde pública**

O ser humano raramente é infetado por *assemblages* específicas de gato e cão. No entanto, as *assemblages* do ser humano podem circular em cães e gatos (ESCCAP, 2018).

A transmissão pode ocorrer através de água e alimentos contaminados, contacto próximo com alguém infetado, viagens para locais com más condições sanitárias, fómites contaminadas e contacto com animais infetados (CDC, 2021a).

A giardíase pode causar vários sinais clínicos: diarreia, flatulência, esteatorreia, dor abdominal, náusea e desidratação, no entanto, algumas pessoas infetadas, são assintomáticas (CDC, 2021a).

Esta infeção pode ser prevenida através do aprovisionamento de água limpa e tratamento de águas residuais adequado (Baneth *et al.*, 2016; CDC, 2021a). A lavagem de alimentos antes do seu consumo, assim como uma boa higiene pessoal torna-se essencial para limitar a infeção por *G. duodenalis* (Baneth *et al.*, 2016; CDC, 2021a).

Apesar do risco de transmissão de *G. duodenalis* dos animais domésticos para os humanos ser baixa, se estes estiverem infetados, deve ser diminuída a exposição ao ser humano (CDC, 2021b).

### **2.4.3. *Cryptosporidium* spp.**

#### **2.4.3.1. Taxonomia e morfologia**

**Filo:** Apicomplexa

**Classe:** Conoidasida

**Família:** Cryptosporidiidae

**Género:** *Cryptosporidium*

O protozoário *Cryptosporidium* spp. é pequeno (4 - 6 µm) e está distribuído de forma cosmopolita (Uehlinger *et al.*, 2013).

#### **2.4.3.2. Ciclo de vida**

O ciclo de vida de *Cryptosporidium* spp. é monoxeno e tem como microbiótoto o intestino delgado (Taylor *et al.*, 2017).

Existem mais de 30 espécies de *Cryptosporidium*, no entanto *C. canis* tem como hospedeiro o cão e raramente o ser humano, *C. felis* o gato e raramente o ser humano e *C. parvum* ruminantes, equinos, cães, gatos e o ser humano (CAPC, 2017a; Taylor *et al.*, 2017; Alves *et al.*, 2018; ESCCAP, 2018; Zahedi & Ryan, 2020).

O ciclo inicia-se quando os oocistos são ingeridos pelo hospedeiro e os esporozoítos invadem o epitélio do intestino delgado, iniciando a multiplicação intracelular, terminando com a formação de um oocisto que é excretado nas fezes já no estágio infetante (CAPC, 2017a; ESCCAP, 2018). O período pré-patente é variável conforme a espécie (ESCCAP, 2018).

#### **2.4.3.3. Sinais clínicos**

A infeção normalmente é assintomática e auto-limitante (Santín, 2013, CAPC, 2017a). Em animais imunodeprimidos, podem surgir sinais clínicos de infeção como diarreia crónica e desidratação (CAPC, 2017a). Em animais jovens pode estar presente diarreia aquosa que pode perdurar durante dias a semanas acompanhada por dor abdominal, vômitos e pirexia (Taylor *et al.*, 2017; ESCCAP, 2018).

#### **2.4.3.4. Diagnóstico**

Podem ser encontrados oocistos no esfregaço fecal com coloração de Ziehl-Neelsen, em que os esporozoítos dentro dos oocistos surgem como grânulos vermelhos-claros (Taylor *et al.*, 2017; ESCCAP, 2018). Os oocistos também podem ser observados com a técnica de flutuação (CAPC, 2017a).

Como não é possível distinguir a espécie pela morfologia, podem ser realizadas outras técnicas como ELISA e técnica de imunofluorescência indireta (IFAT, do inglês “indirect fluorescence antibody test”) (Taylor *et al.*, 2017; CAPC, 2017a; ESCCAP, 2018).

#### **2.4.3.5. Tratamento e profilaxia**

Uma vez que a infeção se resolve de forma espontânea, o tratamento é de suporte (Taylor *et al.*, 2017; ESCCAP, 2018). Em animais com diarreia persistente, pode ser administrada paromomicina na dose de 150 mg/kg SID durante 5 dias, tilosina 10-15 mg/kg em gatos três vezes ao dia (TID, do latim “*ter in die*”) durante 14 - 21 dias e azitromicina 5-10 mg/kg em cães BID e 7-15 mg/kg em gatos durante 5 - 7 dias (CAPC, 2017a).

De forma a controlar a infeção é necessário implementar boas práticas de higiene (Taylor *et al.*, 2017; ESCCAP, 2018).

#### 2.4.3.6. Importância na saúde pública

O parasita *C. parvum* tem uma baixa especificidade de hospedeiros definitivos, sendo infeccioso para o ser humano (ESCCAP, 2018).

A transmissão ocorre principalmente através de água e alimentos contaminados e contato com indivíduos ou animais infetados (CDC, 2019a).

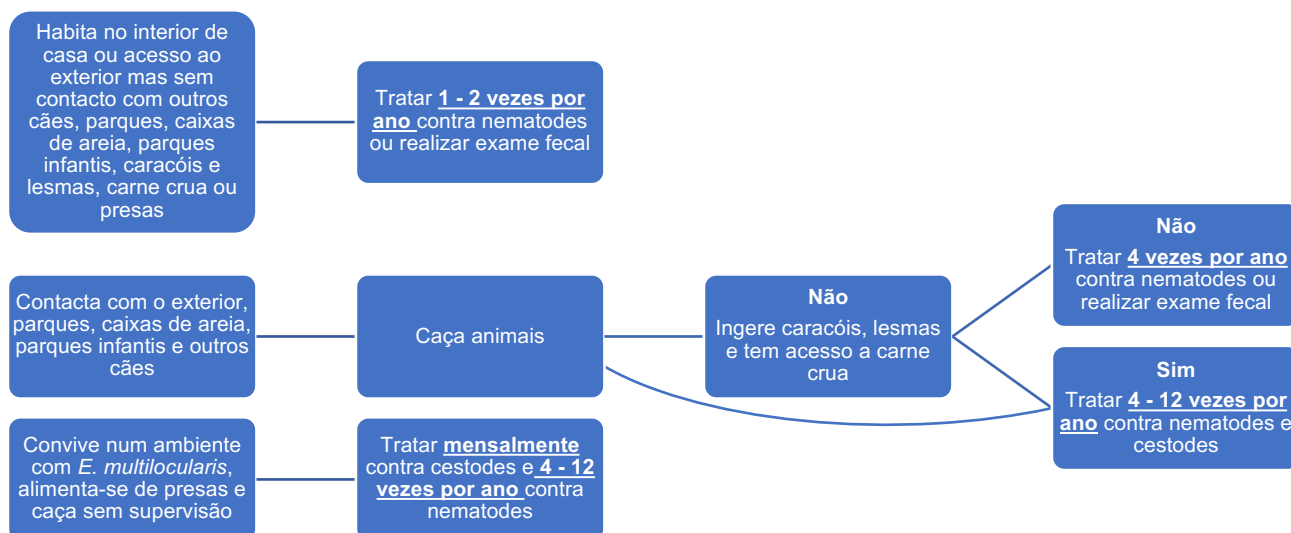
O ser humano pode apresentar diarreia que se resolve espontaneamente, no entanto os indivíduos imunocomprometidos apresentam sinais clínicos mais severos (CDC, 2019a).

As infeções por *C. felis* e *C. canis* normalmente estão restritas ao ser humano imunocomprometido, assim, estes não devem ser expostos a cães e gatos infetados (CACP, 2017a; ESCCAP, 2018).

### 2.5. Protocolos de desparasitação interna (ESCCAP, 2021b)

O tratamento e prevenção das infeções provocadas por parasitas deve ter em conta a legislação de cada país e as suas circunstâncias epidemiológicas, assim como a avaliação do risco de cada animal: idade, estado reprodutivo, lactação, ambiente, nutrição e viagens.

De um modo geral ESCCAP (2021b), recomenda o esquema de desparasitação em cães apresentado na Figura 12.



**Figura 12** - Esquema de desparasitação individual em cães (Adaptado de ESCCAP, 2021b).

Em relação aos cachorros, estes devem ser desparasitados a partir das 2 semanas de idade a cada 14 dias até ao período de 2 semanas pós desmame e de seguida mensalmente até atingirem 6 meses de idade.

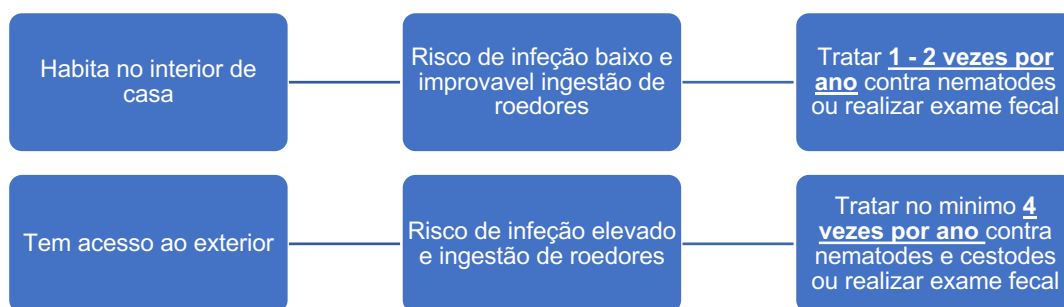
De forma a reduzir a transmissão parasitária aos cachorros, as cadelas gestantes podem ser tratadas com lactonas macrocíclicas no 40º e 55º dia de gestação ou fenbendazol a partir do 40º dia até ao 2º dia pós-parto. Enquanto lactantes, as cadelas devem ser tratadas em concordância com os seus cachorros.

Os cães que habitam em canis devem ser desparasitados mensalmente, assim como os animais que tenham atividade profissional (polícia, terapia ou resgate) e que coabitem com crianças e indivíduos imunocomprometidos. Como alternativa poderão ser realizados exames coprológicos e o tratamento ser realizado conforme os resultados.

Os animais que participem em eventos desportivos e competições, a desparasitação deve ser feita 4 semanas antes e 2 - 4 semanas após o evento.

No caso de um animal viajar para um destino com risco elevado de infeção por *Echinococcus* spp., este deve ser tratado 4 semanas após o início da viagem, a cada 4 semanas e 4 semanas após o seu regresso.

No que respeita a gatos, ESCCAP (2021b), recomenda o esquema de desparasitação apresentado na Figura 13.



**Figura 13-** Esquema de desparasitação individual em gatos (Adaptado de ESCCAP, 2021b).

Os gatinhos devem iniciar tratamento a partir das 3 semanas de idade, a cada 2 semanas até ao desmame e depois mensalmente até atingirem os 6 meses.

No caso das gatas gestantes, um tratamento único com emodepside *spot-on* pode ser feito 7 dias antes do parto, de forma a prevenir a transmissão de *T. cati* pelo leite. As gatas lactantes devem ser tratadas em concordância com os gatinhos.

Em relação aos animais que participam em eventos, habitam em gatis e em casas com crianças e indivíduos imunocomprometidos, o esquema de desparasitação deverá seguir as mesmas recomendações que as abordadas anteriormente em cães.

## 2.6. Resistências aos anti-helmínticos

Entende-se como resistência, a habilidade dos parasitas sobreviverem a doses de fármacos que normalmente iriam causar a morte de parasitas da mesma espécie e estágio (Geary *et al.*, 2012).

Atualmente, o desenvolvimento de resistências aos anti-helmínticos gera uma maior preocupação, especialmente em pequenos ruminantes e equinos (Coles & Lynn, 2014). Todavia, no caso dos animais de companhia este problema não se torna tão evidente, podendo ser justificado pelo uso individual de anti-helmínticos ou em pequenos grupos. Assim, o aparecimento de uma população de parasitas resistentes dificilmente irá influenciar outra população parasitária, visto que existe pouco contacto entre ambas (contrariamente ao que acontece nos efetivos de animais de produção) (Traversa *et al.*, 2012).

Segundo ESCCAP (2021b), até a data não existem casos provados de resistência a anti-helmínticos em cães e gatos na Europa. No entanto, nos EUA, a resistência anti-helmíntica de *D. immitis* é cada vez mais comum, assim como de *T. canis* e *D. caninum* (Bowman, 2012; ESCCAP, 2021b). Na Austrália também têm sido verificadas resistências ao pirantel em infeções por *A. caninum* (Kopp, Kotze, McCarthy, Traub & Coleman, 2008; Epe & Kaminsky, 2013).

Com um tratamento antiparasitário regular, poderá ocorrer aumento da pressão de seleção para o desenvolvimento de resistências. Isto é mais provável de ocorrer num canil em que os animais são tratados em simultâneo com o mesmo princípio ativo. De forma a evitar este problema, é recomendado um programa de controlo indicado a cada situação e realização de exames fecais para identificar as espécies presentes e verificar a eficácia do programa profilático (Traversa, 2012; ESCCAP, 2021b).

É relevante entender que a terapia anti-helmíntica não é a única forma de prevenir infeções por parasitas. Desta forma, o uso de alternativas a fármacos como: nutrição, medidas de saúde pública e criação de animais adequada pode tornar a profilaxia mais eficaz (Elsheikha & Castro, 2015).

## 2.7. Objetivos

O objetivo deste estudo consistiu em estudar a contaminação de espaços públicos por parasitas intestinais de cães e gatos na Região de Aveiro. Para isso, estabeleceu-se a prevalência através da deteção e identificação de formas parasitárias em amostras fecais e de solo recolhidas em parques e jardins públicos, parques infantis, praias, centros escolares e parques caninos localizados nesta região.

Para além do que foi referido, pretendeu-se também avaliar o conhecimento dos tutores sobre zoonoses, assim como os seus hábitos de rotina, hábitos de higiene e desparasitação dos seus animais, realizado por meio de um questionário.

### **3. Materiais e Métodos**

#### **3.1. Área em estudo**

O estudo decorreu nos municípios de Aveiro e Ílhavo que estão localizados no distrito de Aveiro.

O município de Aveiro possui uma área de 197,58 km<sup>2</sup>, é constituído por 10 freguesias e conta com 80.978 cidadãos residentes (PORDATA, 2022; Região de Aveiro, 2022a). Este encontra-se limitado a norte pelo município da Murtosa, a nordeste por Albergaria-a-Velha, a leste por Águeda, a sul por Oliveira do Bairro e a sudeste por Ílhavo e Vagos.

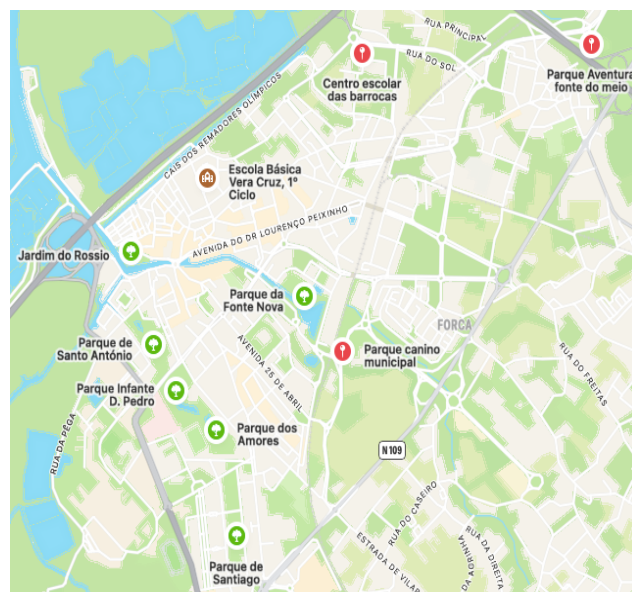
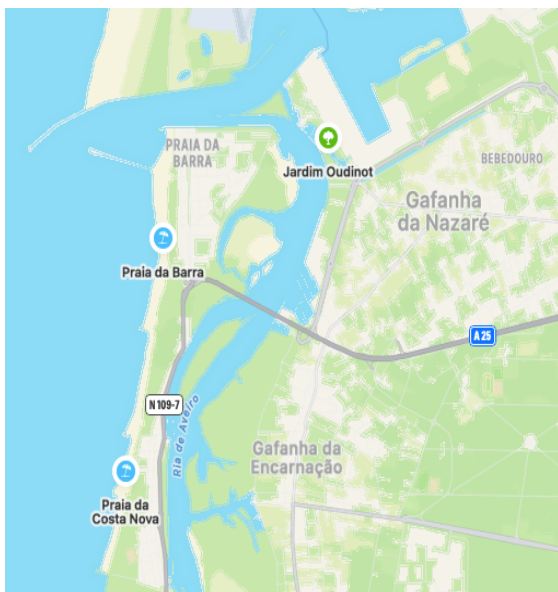
O município de Ílhavo possui uma área de 73,48 km<sup>2</sup>, é constituído por 4 freguesias e conta com 39.239 cidadãos residentes (PORDATA, 2022; Região de Aveiro, 2022b). Este encontra-se limitado a norte e nordeste pelo município de Aveiro e a sul por Vagos.

#### **3.2. Locais de colheita**

As amostras foram recolhidas nos municípios de Aveiro e Ílhavo em parques e jardins públicos, parques infantis, parques caninos, praias e centros escolares. Estes foram selecionados por se tratarem de locais onde coabitam animais e pessoas diariamente.

No que diz respeito ao município de Aveiro foram selecionados 10 locais de recolha (Figura 14): Jardim do Rossio, Parque de Santo António, Parque Infante D. Pedro, Parque dos Amores, Jardim de Santiago, Parque Canino Municipal, Parque Aventura Fonte do Meio, Jardim do Cais da Fonte Nova, Escola Básica da Vera Cruz e Centro Escolar das Barrocas (Figura 15 a 21). Nos locais Jardim do Rossio, Parque de Santo António, Parque Infante D. Pedro, Jardim de Santiago, Parque Aventura Fonte do Meio e Jardim do Cais da Fonte Nova, foram ainda recolhidas amostras nos parques infantis existentes nestes locais. O Parque Aventura Fonte do Meio para além de um parque infantil, também possuía um parque canino pelo que também foram recolhidas amostras neste.

No município de Ílhavo foram selecionados 3 locais de recolha (Figura 14): Praia da Costa Nova, Praia da Barra e Jardim Oudinot (Figura 22 a 24). Ainda no Jardim Oudinot foram recolhidas amostras na praia fluvial, parque infantil norte e parque infantil sul. Na praia da Barra foram igualmente recolhidas amostras no parque infantil do Largo do Farol e parque infantil Praceta Molhe do Sul.



**Figura 14-** Locais de colheita no município de Ílhavo (esquerda) e município de Aveiro (direita) (Adaptado de Maps-Apple).



**Figura 15-** Parque de Santo António. Original da autora.



**Figura 16-** Parque Infante D. Pedro. Original da autora.



**Figura 17-** Parque dos Amores. Original da autora.



**Figura 18-** Parque infantil do Jardim de Santiago. Original da autora.



**Figura 19-** Parque Canino Municipal. Original da autora.



**Figura 20-** Parque Aventura Fonte do Meio. Original da autora.



**Figura 21-** Parque infantil do Jardim do Cais da Fonte Nova. Original da autora.



**Figura 22-** Praia da Costa Nova. Original da autora.



**Figura 23-** Praia da Barra. Original da autora.



**Figura 24-** Praia fluvial do Jardim Oudinot. Original da autora.

### **3.3. Período de colheita**

O período de colheita das amostras de fezes e a realização de questionários presenciais decorreu entre Outubro de 2021 e Julho de 2022 perfazendo um total de 10 meses.

As amostras de solo foram recolhidas durante o mês de Abril de 2022.

A recolha foi realizada em dias onde não havia precipitação, de forma a não deteriorar e humedecer demasiado as amostras.

### **3.4. Recolha de amostras**

#### **3.4.1. Fezes**

No total foram recolhidas 120 amostras de fezes nos locais determinados para o estudo. As amostras foram recolhidas de forma aleatória em sacos de plástico e identificadas com a data e o local da colheita. O critério de seleção para recolha foi possuir um aspeto fresco, caso tivessem um aspeto ressequido e deteriorado pela precipitação eram excluídas.

As amostras de fezes foram mantidas sob refrigeração e transportadas para o laboratório de Parasitologia da Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias, onde foram analisadas.

### 3.4.2. Solo

Os locais em que se realizou a recolha das amostras de solo para o estudo foram divididos em 3 áreas retangulares e em cada uma foram recolhidas 5 amostras de solo com cerca de 5 cm de profundidade dos vértices e do centro de cada área. As 5 amostras foram colocadas dentro de um saco de plástico compondo 1 *pool*, que foi devidamente identificado com a data e o local da colheita.

Em cada local foram recolhidos 3 *pools* de amostras de solo. Nos parques que possuíam um parque infantil foi recolhido mais 1 *pool* de 5 amostras de solo, recolhidas na periferia do parque ou dentro deste se o solo não apresentasse cobertura. Nos locais que possuíam parque canino ou praia fluvial, foram também recolhidos mais 3 *pools* por local.

No total foram recolhidos 55 *pools*. As amostras foram recolhidas em dias sem precipitação, de forma a não influenciar no peso total da amostra.

Estas foram armazenadas e processadas no laboratório de Parasitologia da Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias.

### 3.5. Questionário

Foram realizados 101 questionários sob forma de entrevista pessoal a tutores que demonstravam disponibilidade e estavam acompanhados pelo seu cão nas áreas de recolha de amostras (Apêndice).

O questionário era composto por perguntas de resposta curta e de escolha múltipla onde poderiam ser selecionadas apenas uma ou várias opções de resposta.

Quando um tutor se acompanhava por mais que um cão, era realizado apenas um questionário.

O questionário foi realizado presencialmente e de forma anónima sendo o tempo de entrevista médio de 2 minutos.

Com este questionário pretendeu-se obter dados sobre as rotinas, hábitos de higiene e desparasitação do animal, assim como avaliar o conhecimento sobre o conceito de zoonose.

No final do questionário eram explicados os objetivos do estudo, assim como esclarecidas as dúvidas dos inquiridos.

### 3.6. Análise das amostras

#### 3.6.1. Fezes

##### 3.6.1.1. Exame macroscópico

Inicialmente foi realizada a análise macroscópica das fezes que tinha como objetivo a verificação da consistência, presença de sangue, muco e formas parasitárias ou insetos.

##### 3.6.1.2. Exame microscópico

Posteriormente, foi realizada a análise microscópica das fezes através do método de flutuação simples ou método de Willis e pelo método de sedimentação.

A solução utilizada no estudo foi a solução de Sheater que consiste numa mistura de 355 ml água com 454 g de açúcar, atingindo assim uma gravidade específica de 1,27.

Para o método de Willis, foi realizado o seguinte procedimento:

1. As amostras foram homogeneizadas num copo de plástico com auxílio de uma vareta de vidro.
2. Foram pesadas 3 g de fezes e colocadas noutra copo de plástico.
3. Adicionou-se 20 ml da solução saturada de açúcar à amostra e homogeneizou-se com uma vareta de vidro.
4. A suspensão foi filtrada com auxílio de um passador para outro copo de plástico e repetiu-se este passo.
5. A suspensão foi colocada num tubo de ensaio até à formação de um menisco convexo, e sobre este uma lamela (Figuras 25 e 26).
6. Após 15 - 20 minutos, retirou-se a lamela que foi colocada sobre uma lâmina.
7. Observou-se ao microscópico com a ampliação de x100 e x400.



**Figura 25-** Formação do menisco. Original da autora.



**Figura 26-** Sobreposição com a lamela. Original da autora.

O método de sedimentação foi realizado logo após o método de flutuação, tendo sido eliminado o sobrenadante e examinado o sedimento obtido da técnica de flutuação.

Foi realizado o seguinte procedimento:

1. Retirou-se o sobrenadante do tubo de ensaio que foi utilizado na técnica de flutuação (Figura 27).
2. Foi adicionada 1 gota do corante azul de metileno ao sedimento e homogeneizado com uma vareta de vidro.
3. Retirou-se 1 - 2 gotas do sedimento que foi colocado sobre uma lâmina de microscópio e sobre este uma lamela.
4. Observou-se ao microscópio com a ampliação de x100 e x400.



**Figura 27-** Sedimento após a remoção do sobrenadante. Original da autora.

### 3.6.2. Solo

A análise microscópica das amostras de solo foi feita através do método de Rugai adaptado por Carvalho *et al.* (2005).

Foi realizado o seguinte procedimento:

1. Homogeneizou-se a amostra de solo dentro do saco em que foi feita a recolha.
2. Pesou-se 100 g da amostra que foi acondicionada em gazes dobradas em 8 com aproximadamente 30 x 30 cm unindo-se as extremidades com um elástico de modo a formar uma trouxa (Figura 28).
3. Cada amostra foi colocada num copo de sedimentação com água aquecida a 45° C de modo que cobrisse quase a sua totalidade.
4. Deixou-se em repouso durante 60 minutos.
5. Após o período de repouso a amostra foi retirada e a suspensão no copo de sedimentação permaneceu em repouso por mais 60 minutos (Figura 29).

6. Após o período de repouso, o sobrenadante foi desprezado e o sedimento foi transferido para tubos Falcon de 15 ml.
7. O material foi centrifugado a 2000 rpm durante 2 minutos.
8. Recolheu-se o sedimento do fundo do tubo com o auxílio de uma pipeta.
9. Colocou-se uma 1 - 2 gotas do sedimento e 1 gota de corante lugol numa lâmina a e sobre esta uma lamela.
10. Observou-se ao microscópio com a ampliação de x100 e x400.



**Figura 28-** Amostras de solo embrulhadas em gaze. Original da autora.



**Figura 29-** Suspensão em repouso após ter sido removida a gaze com a amostra. Original da autora.

### 3.7. Análise de dados

Os resultados das análises das amostras e dos questionários foram inseridos numa tabela do programa Microsoft Excel 2017.

O cálculo de prevalências e a elaboração de gráficos e tabelas também foram realizados através do programa Microsoft Excel 2017.

Para o cálculo de prevalências foi utilizada a seguinte fórmula: Prevalência (%) = (número de amostras positivas / número total de amostras) \* 100.

## 4. Resultados

### 4.1. Caracterização das amostras

O estudo foi composto por 120 amostras de fezes e 55 amostras de solo. Estas amostras foram provenientes de 13 locais de recolha (parques e jardins públicos, parques infantis, parques caninos, praias e centros escolares). Foram também realizados 101 questionários através de entrevistas pessoais a tutores de cães que se encontravam nestes locais (Tabela 7).

**Tabela 7-** Locais selecionados e respetivas amostras analisadas.

| Local                         | Amostras de fezes | Amostras de solo | Questionários |
|-------------------------------|-------------------|------------------|---------------|
| Centro escolar das Barrocas   | 0                 | 3                | 0             |
| Escola básica da Vera Cruz    | 0                 | 3                | 0             |
| Jardim de Santiago            | 9                 | 4                | 4             |
| Jardim do Cais da Fonte Nova  | 11                | 4                | 18            |
| Jardim do Rossio              | 3                 | 4                | 2             |
| Jardim Oudinot                | 13                | 8                | 10            |
| Parque Aventura Fonte do Meio | 14                | 7                | 7             |
| Parque Canino Municipal       | 11                | 3                | 6             |
| Parque de Santo António       | 12                | 4                | 17            |
| Parque dos Amores             | 15                | 3                | 5             |
| Parque Infante D. Pedro       | 10                | 4                | 6             |
| Praia da Barra                | 11                | 5                | 15            |
| Praia da Costa Nova           | 11                | 3                | 11            |
| Total                         | 120               | 55               | 101           |

### 4.2. Amostras de fezes

#### 4.2.1. Análise macroscópica

As 120 amostras de fezes foram previamente submetidas a uma análise macroscópica onde foi avaliada a consistência, presença de sangue, muco e formas parasitárias/insetos (Tabela 8).

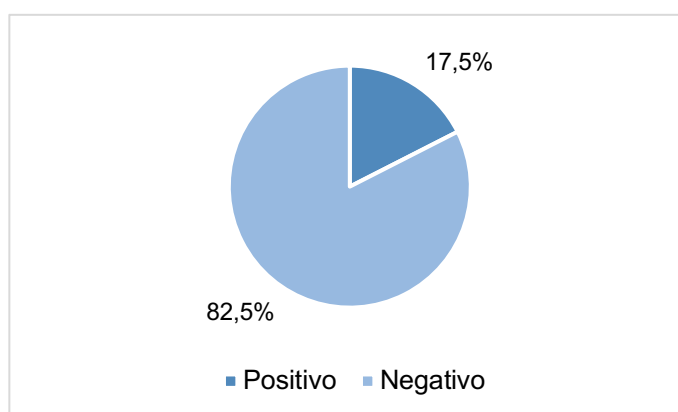
Em relação à presença de formas parasitárias e insetos, proglótides de cestodes foram observadas em 2 amostras (1,7%; 2/120), larvas de mosca em 5 amostras (4,2%; 5/120) e um inseto coprófago em 1 amostra (0,8%; 1/120).

**Tabela 8-** Análise macroscópica das amostras de fezes.

| Parâmetros avaliados           | Análise macroscópica | Frequência absoluta (n) | Prevalência |
|--------------------------------|----------------------|-------------------------|-------------|
| Consistência                   | Normal               | 85                      | 70,8%       |
|                                | Duro                 | 19                      | 15,8%       |
|                                | Mole                 | 13                      | 10,8%       |
|                                | Líquido              | 3                       | 2,5%        |
| Sangue                         | Ausente              | 119                     | 99,2%       |
|                                | Presente             | 1                       | 0,8%        |
| Muco                           | Ausente              | 116                     | 96,7%       |
|                                | Presente             | 4                       | 3,3%        |
| Formas parasitárias ou insetos | Ausente              | 112                     | 93,3%       |
|                                | Presente             | 8                       | 6,7%        |

#### 4.2.2. Análise microscópica

De acordo com os resultados obtidos nas duas técnicas utilizadas, técnica de flutuação de Willis e técnica de sedimentação, das 120 amostras analisadas, 17,5% (21/120) encontravam-se positivas para pelo menos 1 forma parasitária (Gráfico 5).

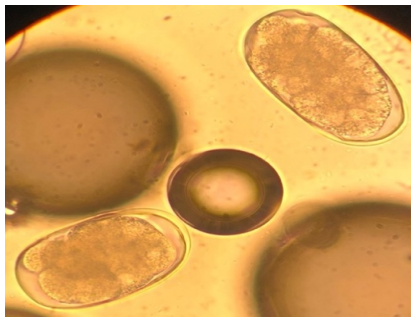


**Gráfico 5-** Prevalência de formas parasitárias nas técnicas de flutuação de Willis e sedimentação.

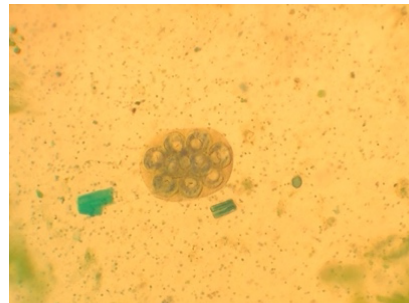
##### 4.2.2.1. Formas parasitárias

Foram os ovos, cápsulas ovíferas e oocistos, as formas parasitárias observadas nas duas técnicas empregadas. Os ovos de *Toxocara* spp. foram a forma parasitária encontrada

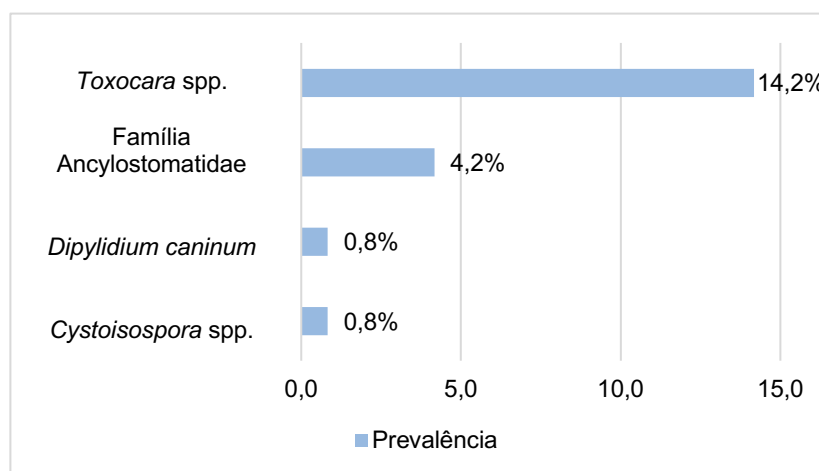
com maior frequência (14,2%; 17/120) seguido por ovos da família Ancylostomatidae (Figura 30) (4,2%; 5/120), 1 cápsula ovígera de *Dipylidium caninum* (Figura 31) (0,8%; 1/120) e 1 oocisto de *Cystoisospora* spp. (0,8%; 1/120) (Gráfico 6).



**Figura 30-** Ovos de ancilostomídeos (x400). Original da autora.



**Figura 31-** Cápsula ovígera de *Dipylidium caninum* (x100). Original da autora.



**Gráfico 6-** Formas parasitárias detetadas nas amostras de fezes.

#### 4.2.2.2. Associação de formas parasitárias

A presença de 1 só forma parasitária foi observada em 18 amostras (15%; 18/120) e 2 formas parasitárias foram observadas em 3 amostras (2,5%; 3/120) conforme se observa na Tabela 9.

A associação de parasitas da família Ancylostomatidae e *Toxocara* spp. (Figura 32) foi encontrada em 2 amostras (1,7%; 2/120), seguido pela associação de parasitas da família Ancylostomatidae e *Dipylidium caninum* detetada em 1 amostra (0,8%; 1/120).

**Tabela 9-** Associação de parasitas encontrados na mesma amostra de fezes.

| Associação parasitária                               | Frequência absoluta (n) | Prevalência |
|------------------------------------------------------|-------------------------|-------------|
| Família Ancylostomatidae e <i>Toxocara</i> spp.      | 2                       | 1,7%        |
| <i>Dipylidium caninum</i> e Família Ancylostomatidae | 1                       | 0,8%        |
| <b>Total</b>                                         | <b>3</b>                | <b>2,5%</b> |



**Figura 32-** Amostra de fezes com associação de ovos de *Toxocara* spp. (círculo preto) e da família Ancylostomatidae (círculo azul) (x100). Original da autora.

#### 4.2.3. Relação das amostras positivas com a análise macroscópica

Em relação ao aspeto macroscópico e às 21 amostras de fezes positivas (17,5%), 14 apresentavam uma consistência normal e moldada (66,7%; 14/21) e 7 (33,3%; 7/21) apresentavam-se com consistência desde muito dura, mole e líquida. Quanto à presença de sangue em nenhuma das amostras foi observado. Foi observado muco em apenas 1 das amostras positivas (4,8%; 1/21) e foram observadas formas parasitárias ou insetos em 2 amostras (1 proglótide de cestode e 1 inseto coprófago) (9,5%; 2/21) (Tabela 10).

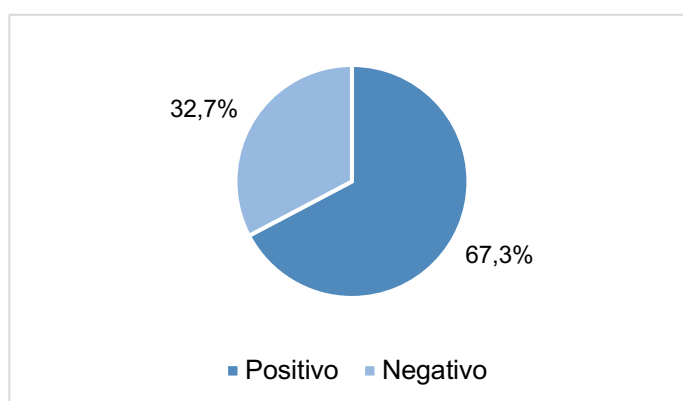
**Tabela 10-** Avaliação macroscópica das amostras de fezes positivas.

| Parâmetros avaliados                  | Análise macroscópica | Frequência absoluta (n) | Prevalência |
|---------------------------------------|----------------------|-------------------------|-------------|
| <b>Consistência</b>                   | Normal               | 14                      | 66,7%       |
|                                       | Duro                 | 3                       | 14,3%       |
|                                       | Mole                 | 3                       | 14,3%       |
|                                       | Líquido              | 1                       | 4,8%        |
| <b>Sangue</b>                         | Ausente              | 21                      | 100%        |
|                                       | Presente             | 0                       | 0%          |
| <b>Muco</b>                           | Ausente              | 20                      | 95,2%       |
|                                       | Presente             | 1                       | 4,8%        |
| <b>Formas parasitárias ou insetos</b> | Ausente              | 19                      | 90,5%       |
|                                       | Presente             | 2                       | 9,5%        |

### 4.3. Amostras de solo

#### 4.3.1. Análise microscópica

Das 55 amostras de solo analisadas através do método de Rugai, 67,3% (37/55) encontravam-se positivas para pelo menos 1 forma parasitária (Gráfico 7).



**Gráfico 7-** Prevalência de formas parasitárias no método de Rugai.

#### 4.3.1.1. Formas parasitárias

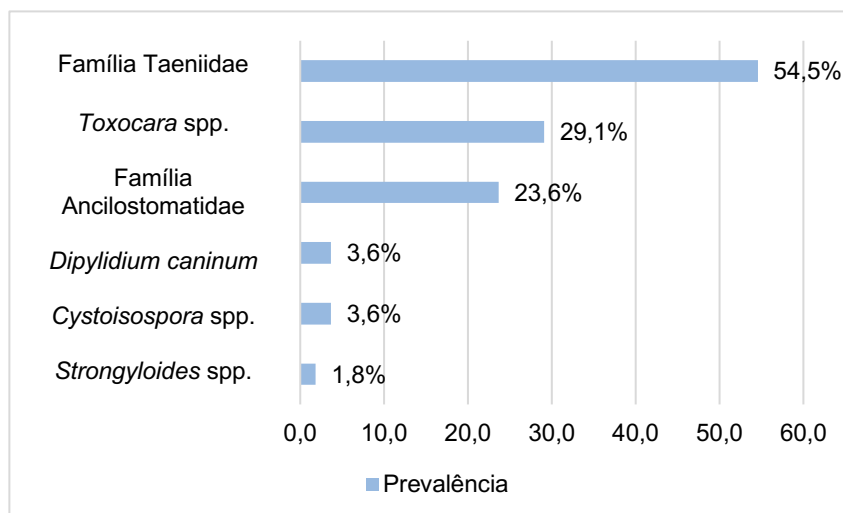
As formas parasitárias observadas com maior frequência nas amostras de solo foram ovos pertencentes à família Taeniidae (54,5%; 30/55) (Figura 33), seguido por ovos de *Toxocara* spp. (29,1%; 16/55) e por larvas e ovos da família Ancylostomatidae (23,6%; 13/55) (Figura 34). Em 2 amostras foram encontradas cápsulas ovígeras de *Dipylidium caninum* (3,6%; 2/55), oocistos de *Cystoisospora* spp. também em 2 amostras (3,6%; 2/55) e ovos de *Strongyloides* spp. em 1 amostra (1,8%; 1/55), conforme se pode observar no Gráfico 8.



**Figura 33-** Ovo da família Taeniidae corado com solução de lugol (x400). Original da autora.



**Figura 34-** Larvas de ancilostomídeos coradas com solução de lugol (x100). Original da autora.



**Gráfico 8-** Formas parasitárias detetadas nas amostras de solo.

#### 4.3.1.2. Associação de formas parasitárias

O resultado da análise das 55 amostras de solo, demonstrou que 38,2% (21/55) possuíam mais que 1 tipo de forma parasitária. A presença de ovos de parasitas da família Taeniidae e de *Toxocara* spp. (Figura 35) foram observados em 8 amostras (14,5%; 8/55), seguido pela associação de ovos ou larvas de parasitas da família Ancylostomatidae e Taeniidae em 6 amostras (10,9%; 6/55) e a associação de ovos ou larvas da família

Ancylostomatidae, Taeniidae e *Toxocara* spp. em 2 amostras (3,6%; 2/55). As restantes associações foram observadas apenas em 1 amostra cada (Tabela 11).

**Tabela 11-** Associação de parasitas encontrados na mesma amostra de solo.

| Associação parasitária                                                                        | Frequência absoluta (n) | Prevalência  |
|-----------------------------------------------------------------------------------------------|-------------------------|--------------|
| Família Taeniidae e <i>Toxocara</i> spp.                                                      | 8                       | 14,5%        |
| Família Ancylostomatidae e Família Taeniidae                                                  | 6                       | 10,9%        |
| Família Ancylostomatidae, Família Taeniidae e <i>Toxocara</i> spp.                            | 2                       | 3,6%         |
| <i>Cystoisospora</i> spp., Família Ancylostomatidae e Família Taeniidae                       | 1                       | 1,8%         |
| <i>Cystoisospora</i> spp. e Família Taeniidae                                                 | 1                       | 1,8%         |
| Família Ancylostomatidae e <i>Toxocara</i> spp.                                               | 1                       | 1,8%         |
| <i>Dipylidium caninum</i> , Família Ancylostomatidae e Família Taeniidae                      | 1                       | 1,8%         |
| Família Ancylostomatidae, Família Taeniidae, <i>Toxocara</i> spp. e <i>Strongyloides</i> spp. | 1                       | 1,8%         |
| <b>Total</b>                                                                                  | <b>21</b>               | <b>38,2%</b> |



**Figura 35-** Amostra de solo com associação de ovos de *Toxocara* spp. (círculo preto) e da família Taeniidae (círculo azul) corado com solução de lugol (x40). Original da autora.

#### 4.4. Amostras positivas por procedência

Dentre as amostras positivas de fezes, o Jardim do Rossio (66,7%; 2/3) e o Jardim de Santiago (44,4%; 4/9) consideraram-se os locais com maior prevalência de formas parasitárias. Nos locais de recolha, como o Jardim do Cais da Fonte Nova e o parque canino do Parque Aventura Fonte do Meio, não foram encontradas formas parasitárias (Tabela 12 e 13).

Em relação às amostras de solo, o Centro escolar das Barrocas, o Jardim do Cais da Fonte Nova, o Jardim Oudinot, o Parque Aventura Fonte do Meio e o Parque de Santo António, obtiveram todas as amostras positivas para a presença de formas parasitárias (100%; 3/3),

contrariamente ao Jardim do Rossio que foi o único local onde não foram encontradas formas parasitárias no solo (0%; 0/3) (Tabela 12).

Em relação aos parques infantis, parque canino e praia fluvial inseridos nos parques e jardins públicos (Tabela 13), todas as amostras de solo encontravam-se positivas para formas parasitárias à exceção do parque infantil do Jardim do Rossio, os dois parques infantis do Jardim Oudinot e o parque infantil Praceta Molhe do Sul localizado na praia da Barra (0%; 0/1).

**Tabela 12-** Prevalência de amostras fecais e de solo positivas por procedência.

| Local                         | Prevalência das amostras positivas de fezes | Prevalência das amostras positivas de solo |
|-------------------------------|---------------------------------------------|--------------------------------------------|
| Centro Escolar das Barrocas   | -                                           | 100% (3/3)                                 |
| Escola Básica da Vera Cruz    | -                                           | 33,3% (1/3)                                |
| Jardim de Santiago            | 44,4% (4/9)                                 | 33,3% (1/3)                                |
| Jardim do Cais da Fonte Nova  | 0% (0/11)                                   | 100% (3/3)                                 |
| Jardim do Rossio              | 66,7% (2/3)                                 | 0% (0/3)                                   |
| Jardim Oudinot                | 23,1% (3/13)                                | 100% (3/3)                                 |
| Parque Aventura Fonte do Meio | 12,5% (1/8)                                 | 100% (3/3)                                 |
| Parque Canino Municipal       | 27,3% (3/11)                                | 66,7% (2/3)                                |
| Parque de Santo António       | 8,3% (1/12)                                 | 100% (3/3)                                 |
| Parque dos Amores             | 13,3% (2/15)                                | 66,7% (2/3)                                |
| Parque Infante D. Pedro       | 10,0% (1/10)                                | 66,7% (2/3)                                |
| Praia da Barra                | 27,3% (3/11)                                | 66,7% (2/3)                                |
| Praia da Costa Nova           | 9,1% (1/11)                                 | 33,3% (1/3)                                |

**Tabela 13-** Amostras fecais e de solo positivas nos parques infantis, parques caninos e praia fluvial.

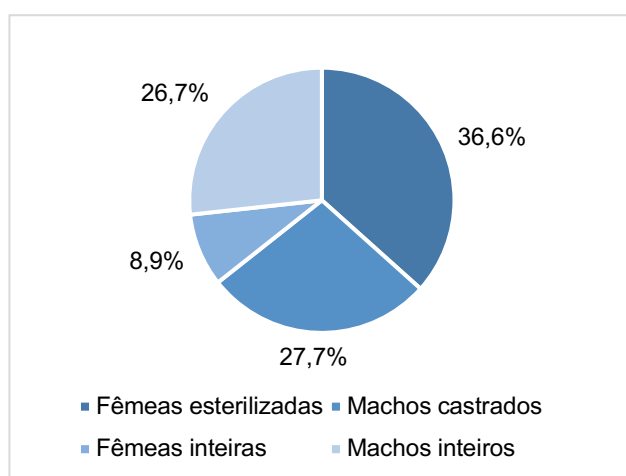
| Local                                                 | Prevalência das amostras positivas de fezes | Prevalência das amostras positivas de solo |
|-------------------------------------------------------|---------------------------------------------|--------------------------------------------|
| Jardim de Santiago - Parque infantil                  | -                                           | 100% (1/1)                                 |
| Jardim do Cais da Fonte Nova - Parque infantil        | -                                           | 100% (1/1)                                 |
| Jardim do Rossio - Parque infantil                    | -                                           | 0% (0/1)                                   |
| Jardim Oudinot - Parque infantil norte                | -                                           | 0% (0/1)                                   |
| Jardim Oudinot - Parque infantil sul                  | -                                           | 0% (0/1)                                   |
| Jardim Oudinot - Praia fluvial                        | -                                           | 66,7% (2/3)                                |
| Parque Aventura Fonte do Meio - Parque canino         | 0% (0/6)                                    | 100% (3/3)                                 |
| Parque Aventura Fonte do Meio - Parque infantil       | -                                           | 100% (1/1)                                 |
| Parque de Santo António - Parque infantil             | -                                           | 100% (1/1)                                 |
| Parque Infante D. Pedro - Parque infantil             | -                                           | 100% (1/1)                                 |
| Praia da Barra - Parque infantil Largo do Farol       | -                                           | 100% (1/1)                                 |
| Praia da Barra - Parque infantil Praceta Molhe do Sul | -                                           | 0% (0/1)                                   |

## 4.5. Questionários realizados aos tutores

### 4.5.1. Dados dos animais

Dos 101 questionários realizados, 12,9% (13/101) dos animais possuíam idade inferior a 1 ano, 68,3% (69/101) tinham idade compreendida entre 1 e 8 anos e 18,8% (19/101) idade superior a 8 anos. A idade mínima registada foi de 3 meses e a máxima de 17 anos. A média de idades registada foi de 4,6 anos.

Em relação ao sexo dos animais, 36,6% (37/101) eram fêmeas esterilizadas e 27,7% (28/101) machos castrados, correspondendo a um total de 64,4% (65/101) de animais esterilizados/castrados (Gráfico 9).



**Gráfico 9-** Sexo dos animais e estado reprodutivo.

De acordo com o resultado dos questionários, foi observada uma grande variedade de raças de cães (Tabela 14), no entanto, os animais sem raça definida (SRD) foram os mais frequentes, representando 43,6% (44/101), seguido pela raça Pinscher (5,9%; 6/101).

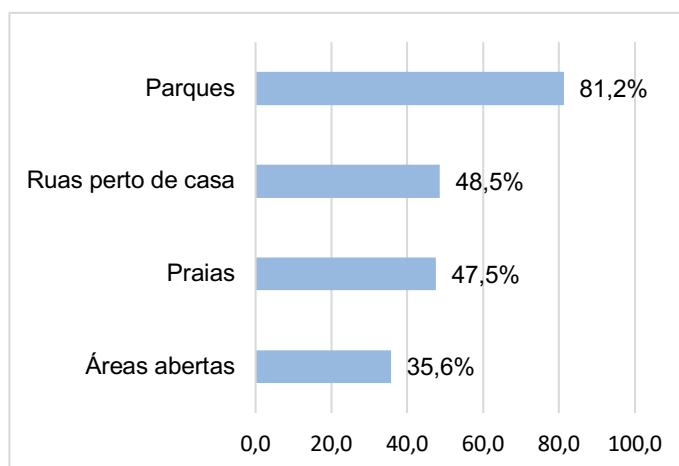
**Tabela 14-** Diferentes raças de cães acompanhados pelos tutores inquiridos.

| <b>Raça</b>                        | <b>Frequência absoluta (n)</b> | <b>Frequência relativa</b> |
|------------------------------------|--------------------------------|----------------------------|
| <b>Beagle</b>                      | 4                              | 4,0%                       |
| <b>Bichon Maltês</b>               | 2                              | 2,0%                       |
| <b>Border Collie</b>               | 2                              | 2,0%                       |
| <b>Bouvier Bernois</b>             | 1                              | 1,0%                       |
| <b>Boxer</b>                       | 1                              | 1,0%                       |
| <b>Bulldogue Francês</b>           | 1                              | 1,0%                       |
| <b>Caniche</b>                     | 1                              | 1,0%                       |
| <b>Chihuahua</b>                   | 4                              | 4,0%                       |
| <b>Cocker Spaniel</b>              | 2                              | 2,0%                       |
| <b>Golden Retriever</b>            | 3                              | 3,0%                       |
| <b>Grand Danois</b>                | 2                              | 2,0%                       |
| <b>Jack Russel</b>                 | 2                              | 2,0%                       |
| <b>Labrador</b>                    | 4                              | 4,0%                       |
| <b>Pastor Alemão</b>               | 2                              | 2,0%                       |
| <b>Pastor Australiano</b>          | 1                              | 1,0%                       |
| <b>Pastor Belga</b>                | 2                              | 2,0%                       |
| <b>Pastor Inglês</b>               | 1                              | 1,0%                       |
| <b>Perdigueiro</b>                 | 1                              | 1,0%                       |
| <b>Pinscher</b>                    | 6                              | 5,9%                       |
| <b>Pug</b>                         | 1                              | 1,0%                       |
| <b>Rafeiro Alentejano</b>          | 1                              | 1,0%                       |
| <b>Schnauzer Gigante</b>           | 1                              | 1,0%                       |
| <b>Serra de Aire</b>               | 1                              | 1,0%                       |
| <b>Shar-pei</b>                    | 1                              | 1,0%                       |
| <b>Shiba Inu</b>                   | 1                              | 1,0%                       |
| <b>Shih-tzu</b>                    | 3                              | 3,0%                       |
| <b>Spitz-Alemão</b>                | 1                              | 1,0%                       |
| <b>SRD</b>                         | 44                             | 43,6%                      |
| <b>Teckel</b>                      | 2                              | 2,0%                       |
| <b>Weimaraner</b>                  | 1                              | 1,0%                       |
| <b>West Highland White Terrier</b> | 1                              | 1,0%                       |
| <b>Yorkshire Terrier</b>           | 1                              | 1,0%                       |
| <b>Total</b>                       | <b>101</b>                     | <b>100%</b>                |

SRD – Sem raça definida

#### 4.5.2. Caracterização dos passeios

Relativamente aos locais que os tutores selecionavam para os passeios com os seus cães, os locais de eleição foram os parques, sendo estes parques e jardins públicos e parques caninos com uma preferência de 81,2% (82/101), seguido por ruas perto da habitação apontada em 48,5% (49/101) das respostas e praias em 47,5% (48/101). O passeio dos animais em áreas abertas foi o local que obteve uma menor preferência sendo esta referida em 35,6% (36/101) das respostas (Gráfico 10).



**Gráfico 10-** Locais de passeio preferidos.

Durante os passeios 40,6% (41/101) dos inquiridos afirmaram utilizar trela, 13,9% (14/101) afirmou não utilizar trela e 45,5% (46/101) fazia uso da trela somente em locais como ruas ou estradas movimentadas, e à chegada do local pretendido retirava a trela do animal.

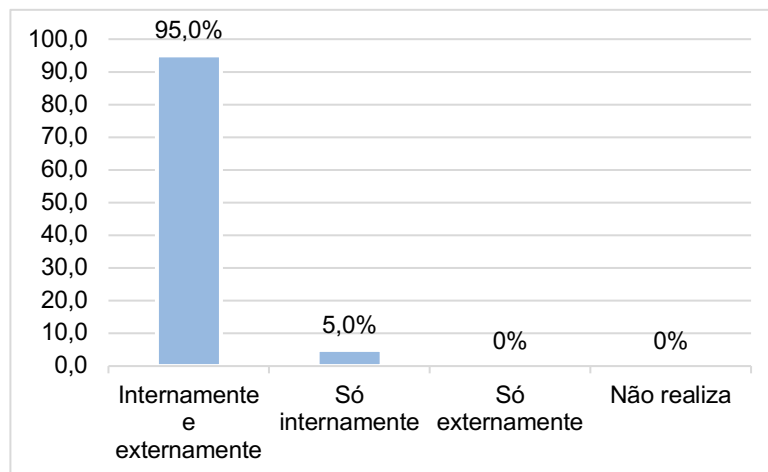
Quando inquiridos sobre a recolha de fezes durante os passeios, 88,1% (89/101) dos tutores afirmou recolher sempre as fezes dos seus animais. Muitas das vezes estes acrescentavam à sua resposta a afirmação de que o faziam por se tratar de um risco público e uma questão de bom senso e educação. Em segundo lugar observou-se que 8,9% (9/101) dos tutores só recolham as fezes dos animais na via pública, no entanto em locais com relva e áreas abertas não o faziam. Por fim, 3,0% (3/101) dos tutores afirmou não realizar a recolha das fezes dos animais, dizendo se tratar de uma matéria biodegradável que é benéfica no crescimento da vegetação.

No questionário, foram interrogados os hábitos no final dos passeios, onde 51,5% (52/101) dos tutores informaram ter o hábito de realizar a higienização das patas e do pelo dos seus animais, enquanto 48,5% (49/101) dos tutores afirmaram não possuir esse hábito, realizando apenas quando estes se encontravam muito sujos.

Em relação à troca do calçado dos tutores no final do passeio, 68,3% (69/101) trocavam o calçado ou retiravam o mesmo antes de entrar na sua habitação.

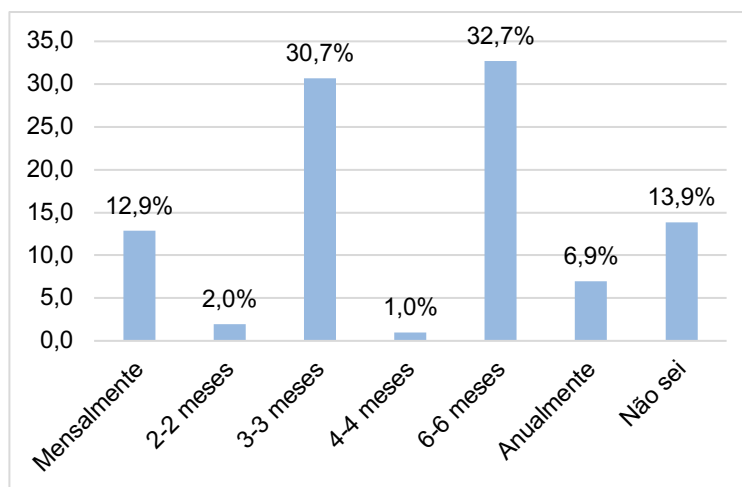
#### **4.5.3. Caracterização dos cuidados veterinários e do estilo de vida do animal**

Quando questionado os hábitos de desparasitação dos animais, 95,0% (96/101) dos tutores referiram realizar a desparasitação interna e externa dos seus animais e apenas 5,0% (5/101) realizava somente a desparasitação interna. É de salientar que nenhum tutor referiu que não realizava qualquer tratamento antiparasitário (Gráfico 11).



**Gráfico 11-** Hábitos de desparasitação dos animais.

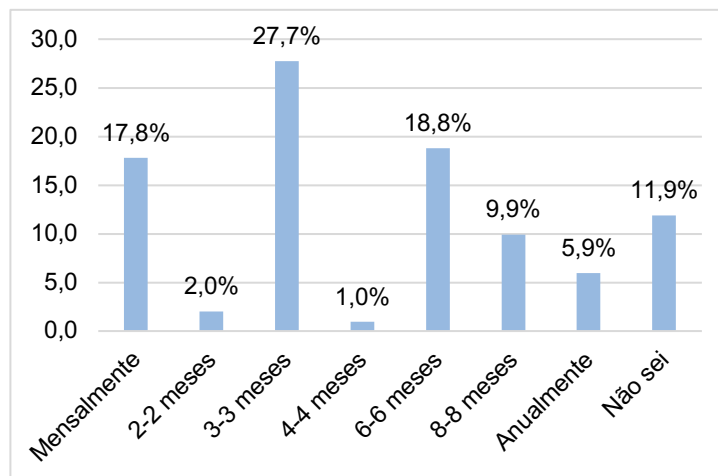
Em relação à frequência da desparasitação interna (Gráfico 12), a maioria dos tutores revelaram administrar com maior frequência fármacos anti-helmínticos semestralmente (32,7%; 33/101), seguido por administração trimestral (30,7%; 31/101) e mensal (12,9%; 13/101).



**Gráfico 12-** Frequência da desparasitação interna dos animais.

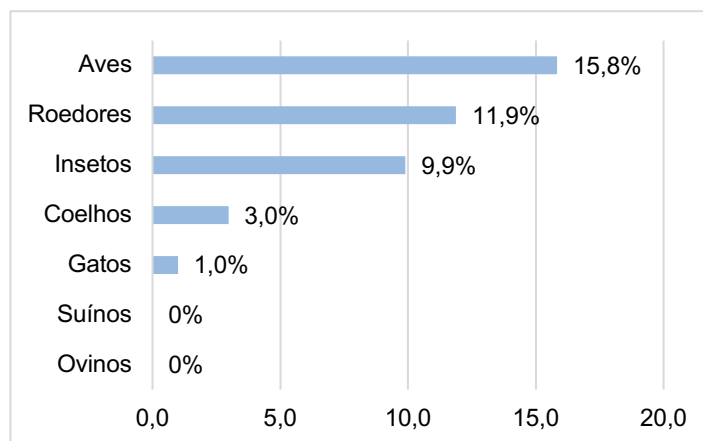
Em relação à desparasitação externa (Gráfico 13), os tutores revelaram administrar com maior frequência antiparasitários externos trimestralmente (27,7%; 28/101), seguido por administração semestral (18,8%; 19/101) e mensal (17,8%; 18/101).

Também se obteve como resposta, que 13,9% (14/101) e 11,9% (12/101) dos tutores, não se recordava da frequência da desparasitação interna e externa respetivamente, no entanto acrescentaram que lhes era enviado um lembrete por parte do médico veterinário que acompanhava o animal.



**Gráfico 13-** Frequência de desparasitação externa dos animais.

Ainda no inquérito, foi questionado se os cães tinham o hábito de caçar outros animais, obtendo-se como resposta que 32,7% (33/101) dos animais possuíam esse hábito. Os animais que costumavam ser caçados eram maioritariamente as aves (15,8%; 16/101), seguido pelos roedores (11,9%; 12/101) e insetos (9,9%; 10/101), nomeadamente gafanhotos, moscas e mosquitos. Os suínos e ovinos nunca foram referidos como alvo de caça (Gráfico 14).



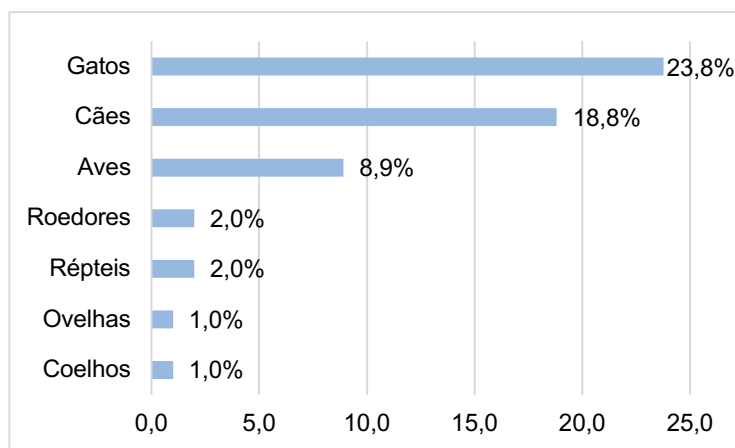
**Gráfico 14-** Espécies de animais habitualmente caçadas pelos cães.

Em relação à alimentação, 99,0% (100/101) dos animais consumia ração seca e enlatados, 36,6% (37/101) consumia comida caseira cozinhada (proteína animal, arroz, massa, lacticínios, vegetais e pão) e 9,9% (10/101) consumiam alimentos crus (fruta e legumes).

#### 4.5.4. Habitação

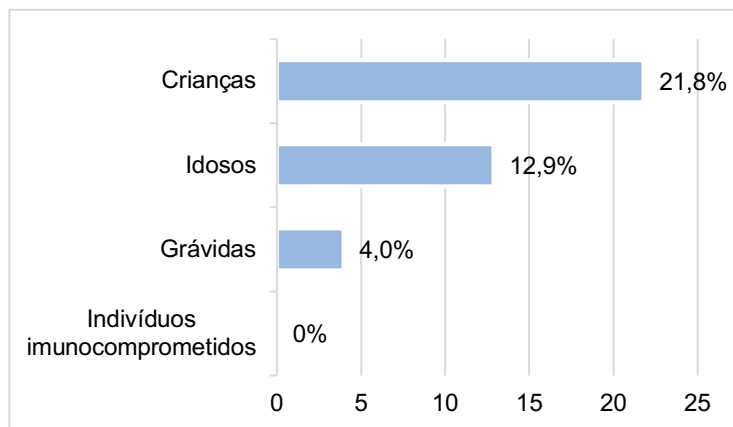
Quanto ao ambiente em que os animais viviam, foi questionado se o cão coabitava com mais animais, obtendo-se como resposta que 59,4% (60/101) eram os únicos animais em casa e 40,6% (41/101) coabitavam com mais animais.

Quando estes coabitavam com outros animais, era perguntado quais eram as outras espécies coabitantes. O gato (23,8%; 24/101) foi a espécie que mais convivia com os cães, seguido por outros cães (18,8%; 19/101), sendo as ovelhas e os coelhos as espécies com menor representatividade neste parâmetro (1,0%; 1/101) (Gráfico 15).



**Gráfico 15-** Espécies que coabitavam com os animais.

Outra questão colocada, foi se o animal coabitava com indivíduos imunocomprometidos, crianças, idosos ou grávidas, a qual 31,7% (32/101) dos inquiridos afirmaram que coabitavam. As crianças revelaram ser o tipo de indivíduo que coabita mais frequentemente com os animais (21,8%; 22/101), seguido por idosos (12,9%; 13/101) e grávidas (4,0%; 4/101) (Gráfico 16). É de salientar que não foram inquiridos tutores cujo animais coabitavam com indivíduos imunocomprometidos.



**Gráfico 16-** Diferentes coabitantes de risco.

Foi questionado aos tutores se os animais tinham acesso aos quartos, camas e sofás. Do total de inquiridos, 86,1% (87/101) responderam que os seus animais tinham acesso a estes locais.

#### **4.5.5. Relação animal-tutor**

Quando inquiridos sobre o hábito do animal lambem o rosto do tutor, 72,3% (73/101) dos tutores permitiam este comportamento.

Em relação ao hábito dos tutores lavarem as mãos após contato com o seu cão, 56,4% (57/101) afirmaram realizar a higienização das mãos e 43,6% (44/101) negaram fazê-lo ou apenas o faziam antes das refeições.

#### **4.5.6. Hábitos e percepção dos tutores**

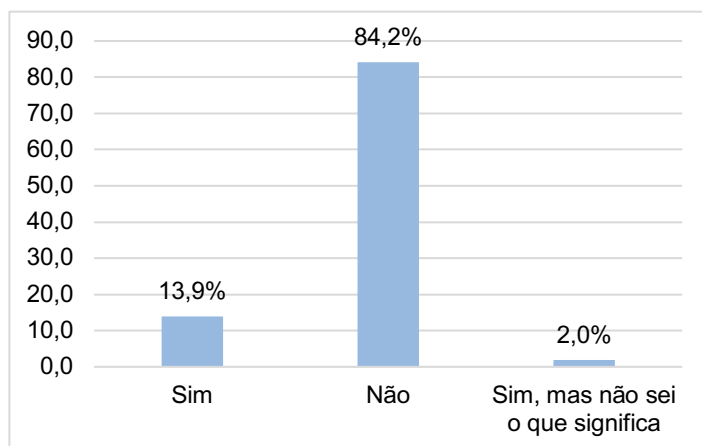
Em relação aos hábitos dos tutores, nomeadamente à questão da lavagem de frutas e legumes antes do seu consumo, apenas 4,0% (4/101) dos inquiridos não a realizava e os restantes 96,0% (97/101) realizavam a lavagem.

Quando questionados sobre o risco da presença das fezes dos animais na via pública para a saúde humana, 89,1% (90/101) afirmaram estar conscientes em relação ao perigo, enquanto 10,9% (11/101) referiram não existir qualquer tipo de perigo, tratando-se apenas de algo incomodativo na via pública.

Ainda sobre o mesmo tópico, foi questionado sobre o conhecimento de possível transmissão de parasitas ao ser humano através das fezes dos animais, em que 84,2% (85/101) dos tutores afirmou ter esse conhecimento e 15,8% (16/101) desconhecia esta via de transmissão.

Como última questão aos tutores, foi questionado se conheciam o termo “Zoonose”, em que 84,2% desconhecia o termo (85/101). No entanto, 13,9% (14/101) dos inquiridos

estavam familiarizados com o termo e 2,0% (2/101), já teriam ouvido o termo, mas não sabiam ao certo do que se tratava (Gráfico 17).



**Gráfico 17-** Conhecimento dos tutores sobre “zoonose”.

## 5. Discussão

### 5.1. Amostras de fezes

As amostras de fezes recolhidas (n=120), foram provenientes de locais onde pessoas e animais conviviam. A prevalência de parasitas intestinais foi de 17,5% (21/120) (Gráfico 5). Esta prevalência demonstrou-se inferior quando comparada à prevalência obtida nos estudos realizados por Bessa, Delgado e Munhoz (2021), em praias, parques públicos e caninos no concelho de Sintra e Cascais que obtiveram uma prevalência de 36% de amostras fecais positivas; Ferreira *et al.* (2017), em parques caninos em Lisboa que obtiveram uma prevalência de 33% e Mateus, Castro, Ribeiro e Vieira-Pinto (2014), que obtiveram uma prevalência de 59,8% de amostras positivas em parques públicos em Ponte de Lima. Por outro lado, Otero *et al.* (2018), obtiveram uma prevalência inferior de 5,9% em parques públicos e infantis em Lisboa.

No estrangeiro, em Itália, num estudo realizado por Simonato *et al.* (2019) em jardins públicos e parques infantis foi obtida uma prevalência de amostras de fezes positivas inferior de 7,1%; no Brasil, Bricarello, Magagnin, Oliveira, Silva e Lima (2018), obtiveram uma prevalência superior de 43,3% em amostras recolhidas de praias e na Sérvia, Raičević, Pavlović e Galonja-Coghill (2021), obtiveram uma prevalência de 78,4% em parques e praças públicas e creches.

Como resultado das análises de fezes, no presente estudo, foram observados ovos de nematodes, cestodes e oocistos de protozoários (Gráfico 6). Os nematodes encontrados foram ovos de *Toxocara* spp. (14,2%; 17/120) e ancilostomídeos (4,2%; 5/120). A prevalência de amostras fecais positivas com ovos de *Toxocara* spp. e ancilostomídeos obtida no presente estudo demonstrou-se muito variável quando comparada aos estudos realizados por Bessa *et al.* (2021), em que se obteve prevalências de 15,1% e 20,9% para estes parasitas respetivamente; Ferreira *et al.* (2017), que obtiveram prevalência de 0,5% e 16,5%; Mateus *et al.* (2014), 7,4% e 44,6%; Otero *et al.* (2018), 5,9% e 0%; Simonato *et al.* (2019), 1,9% e 0,4%; Bricarello *et al.* (2018), 0,96% e 37,5% e Raičević *et al.* (2021), 29,1% e 40,1%.

A maior prevalência de ovos de *Toxocara* spp. e ancilostomídeos pode ser justificada uma vez que estes são os principais parasitas a infetar cães (Traversa *et al.*, 2014).

Em relação à classe Cestoda, o único cestode detetado na análise das amostras foi *Dipylidium caninum*, em 0,8% das amostras de fezes (1/120). Curiosamente, duas amostras apresentavam proglótides ao exame macroscópico e apenas uma se encontrava positiva para *D. caninum* ao exame microscópico, podendo ser justificado pelo método utilizado (flutuação fecal) possuir uma baixa sensibilidade para o diagnóstico de dipilidiose (Ettinger *et al.*, 2017). No estudo de Mateus *et al.* (2014), em que foi também utilizado o método de flutuação fecal,

foi obtida uma prevalência de 0,7% de amostras positivas para *D. caninum*, sendo este resultado semelhante ao presente estudo. No entanto, Raičević *et al.* (2021), utilizaram este mesmo método e obtiveram uma prevalência muito superior de 27% de amostras fecais positivas.

Relativamente aos protozoários intestinais, *Cystoisospora* spp. foi o único protozoário encontrado numa única amostra de fezes com uma prevalência de 0,8% (1/120). No estudo realizado por Ferreira *et al.* (2017), foi obtida uma prevalência semelhante de 1,1% de amostras positivas com oocistos de *Cystoisospora* spp.; Mateus *et al.* (2014) obtiveram uma prevalência superior de 3% e Raičević *et al.* (2021), 2,5%.

O protozoário *Cystoisospora* spp. infeta predominantemente animais jovens o que poderá justificar a baixa prevalência, visto que nos locais analisados a presença destes era pouco comum.

No que diz respeito à associação de endoparasitas, no presente estudo 2,5% (3/120) das amostras fecais possuíam mais que 1 tipo de parasita (Tabela 9). No estudo realizado por Mateus *et al.* (2014), a presença de mais que um tipo de parasita foi verificada em 26,4% das amostras de fezes; Simonato *et al.* (2019), também observaram uma prevalência superior de mais que um tipo de parasita em 14,6% das amostras e Raičević *et al.* (2021), em 84,6%.

Relativamente às amostras positivas ao exame microscópico para parasitas intestinais, a maioria apresentava um exame macroscópico correspondente à normalidade (66,7% consistência normal/moldada; 100% com ausência de sangue; 95,2% com ausência de muco e 90,5% ausentes de formas parasitárias/insetos) (Tabela 10). Segundo Katagiri e Oliveira-Sequeira (2007), em fezes de consistência diarreica encontram-se principalmente trofozoítos de protozoários, em fezes moldadas encontram-se quistos e em fezes de qualquer consistência podem ser encontrados ovos e larvas de helmintes, estando de acordo com os resultados obtidos no presente estudo.

## 5.2. Amostras de solo

Relativamente às amostras de solo analisadas, obteve-se uma prevalência de 67,3% (37/55) de amostras positivas para parasitas intestinais (Gráfico 7). Esta prevalência demonstrou-se superior quando comparada à prevalência obtida nos estudos realizados por Bessa *et al.* (2021) em Sintra e Cascais, em que foram recolhidas amostras de solo de parques públicos, praias e parques caninos obtendo uma prevalência de 50%; Ferreira *et al.* (2017) que obtiveram uma prevalência de 27,8% de amostras de solo positivas em parques caninos de Lisboa e Otero *et al.* (2018) que obtiveram uma prevalência de 53% em parques públicos e parques infantis em Lisboa.

Quando comparado a estudos no estrangeiro, as prevalências demonstraram-se muito variáveis: No Brasil, Sousa, Santos, Lira, Sá e Hirsch-Monteiro (2014), obtiveram uma prevalência de 75,4% de amostras de solo positivas em praias; também no Brasil, Bortolatto, Sniegovski, Bernardi, Crippa e Rodrigues (2017) obtiveram uma prevalência de 58% no Verão e 60% no Inverno de amostras de solo positivas em parques e praças públicas; na Polónia, Sadowska, Tomza-Marciniak e Juszcak (2019) obtiveram uma prevalência de 41,4% em parques infantis e na Espanha, Dado *et al.* (2012) obtiveram uma prevalência de 18% em parques públicos e infantis.

De acordo com os resultados obtidos neste estudo, foram observados ovos e larvas de nematodes, ovos de cestodes e oocistos de protozoários nas amostras de solo (Gráfico 8). Relativamente aos cestodes, as amostras que continham ovos da família Taeniidae corresponderam a 54,5% (30/55) (não sendo possível realizar a distinção de ovos de *Taenia* spp. e *Echinococcus* spp.) e 3,6% (2/55) continham cápsulas ovígeras de *D. caninum*. Sousa *et al.* (2014), obtiveram uma prevalência inferior de 23,6% de ovos de parasitas da família Taeniidae e 0% de *D. caninum* e Sadowska *et al.* (2019), obtiveram uma prevalência inferior de 0% e superior de 6,9% de parasitas da família Taeniidae e *D. caninum* respetivamente.

Era esperada uma prevalência inferior de cestodes da família Taeniidae, dado que as amostras de solo foram recolhidas em áreas urbanas, onde a presença de HI não era comum e a alimentação dos animais presentes nestes locais era maioritariamente comercial.

Em relação às amostras positivas para a presença de ovos e larvas de nematodes, *Toxocara* spp. obteve uma prevalência de 29,1% (16/55), a família Ancylostomatidae 23,6% (13/55) e *Strongyloides* spp. 1,8% (1/55). Estas prevalências demonstraram-se variáveis quando comparados aos seguintes estudos: Bessa *et al.* (2021), em que 33,3% das amostras continham ovos de *Toxocara* spp., 16,7% ancilostomídeos e 0% *Strongyloides* spp.; Ferreira *et al.* (2017) que detetaram apenas 27,8% de ancilostomídeos; Otero *et al.* (2018) que obtiveram 53% de contaminação com parasitas *Toxocara* spp.; Sousa *et al.* (2014), que obtiveram 56,6%, 14,2% e 3,8%; Bortolatto *et al.* (2017), 0%, 33,3% e 0,3%; Sadowska *et al.* (2019), 20,7%, 0% e 0% e Dado *et al.* (2012) 16,4%, 0% e 3% de parasitas *Toxocara* spp., ancilostomídeos e *Strongyloides* spp. respetivamente.

Oocistos do protozoário *Cystoisospora* spp. foram observados em 2 amostras com uma prevalência de 3,6% (2/55). No estudo realizado por Bortolatto *et al.* (2017) foi obtida uma prevalência de 4% de amostras de solo contendo oocistos de *Cystoisospora* spp., sendo este resultado semelhante à prevalência obtida neste estudo.

No presente estudo, em 38,2% (21/55) das amostras foram detetadas mais que 1 forma parasitária (Tabela 11). No estudo de Sousa *et al.* (2014), 29,1% e no estudo de

Sadowska *et al.* (2019), 13,8% das amostras continham associação de parasitas, revelando-se prevalências inferiores quando comparadas ao presente estudo.

A elevada prevalência de associação de formas parasitárias na mesma amostra pode ser explicada pelo longo período de viabilidade que as formas parasitárias possuem no ambiente (Bojar & Klapac, 2018).

### 5.3. Contaminação por procedência

As amostras de fezes (n=120) e de solo (n=55) foram recolhidas de 13 locais (parques e jardins públicos, parques infantis, parques caninos, praias e centros escolares) (Tabela 12 e 13).

No presente estudo foram selecionadas amostras fecais e de solo provenientes de 8 jardins e parques públicos, resultando numa prevalência de 17,3% (14/81) de amostras de fezes positivas nos parques/jardins e uma prevalência global de 11,7% (14/120). Foi obtida uma prevalência de 70,8% (17/24) de amostras de solo positivas nos parques/jardins e global de 30,9% (17/55). Foram também recolhidas amostras de solo de parques infantis, destes, 60% (6/10) possuíam amostras positivas para formas parasitárias intestinais, perfazendo uma prevalência global de 10,9% (6/55). Quando comparada a outros estudos, as prevalências obtidas foram variáveis: Otero *et al.* (2018), obtiveram uma prevalência de 3,9% de amostras fecais positivas e de 34,4% de amostras de solo positivas nos parques públicos e 85,5% de amostras de solo positivas em parques infantis de Lisboa; Simonato *et al.* (2019), obtiveram uma prevalência de 7,1% de amostras fecais positivas em jardins públicos e parques infantis em Itália; Sadowska *et al.* (2019), uma prevalência de 41,4% de amostras de solo positivas em parques infantis na Polónia e Dado *et al.* (2012), obtiveram uma prevalência de 40,3% de amostras de fezes e 18% de amostras de solo com parasitas em parques públicos e infantis de Espanha.

Nos parques e jardins públicos selecionados para o estudo, era recorrente a observação de pessoas, muitas vezes acompanhadas pelos seus cães, a realizar piqueniques e outras atividades no solo, aumentando o risco de infeção pela ingestão de parasitas que se veio a verificar estarem presentes no solo.

A maioria dos parques infantis (6/10) encontrava-se protegido por vedações com uma porta de acesso que impedia a entrada de cães, no entanto não impedia o acesso a gatos. De todos os parques analisados, 5 possuíam solo arenoso, com relva natural ou sintética, o que para além de ser atrativo para os animais, não é facilmente lavável como os parques de pavimento sintético. É importante acrescentar que não foram encontradas caixas de areia em

nenhum dos parques infantis selecionados para o estudo, reduzindo assim, o risco de infeção para as crianças.

No presente estudo foram recolhidas amostras fecais e de solo de dois parques caninos. Nestes foram detetados parasitas em 17,6% (3/17) das amostras fecais dos parques caninos e globalmente 2,5% (3/120). Em relação às amostras de solo foi obtida uma prevalência de amostras positivas em 83,3% (5/6) dos parques caninos e global de 9,1% (5/55). Ferreira *et al.* (2017), obtiveram uma prevalência superior de 33% de amostras fecais positivas e uma prevalência inferior de 27,8% de amostras de solo positivas em parques caninos de Lisboa. Nos Estados Unidos, Bishop e DeBess (2020), também obtiveram uma prevalência superior de 29,7% de amostras fecais positivas em parques caninos.

A elevada contaminação ambiental destes espaços sugere que os animais não seguiam corretamente um protocolo de desparasitação, no entanto uma das regras para a entrada dos animais nestes parques é que estes estejam corretamente desparasitados e vacinados.

Em relação às amostras fecais recolhidas nas praias, foi obtida uma prevalência de 18,2% (4/22) de amostras positivas em praias, resultando numa prevalência global de 3,3% (4/120). Nas amostras de solo foi obtida uma prevalência de 55,6% (5/9) de amostras positivas em praias e global de 9,1% (5/55). No Brasil, num estudo realizado por Bricarello *et al.* (2018) em praias, foi observada uma prevalência de 43,3% de amostras fecais positivas, sendo esta superior à que foi observada no presente estudo. Também no Brasil, Sousa *et al.* (2014), obtiveram uma prevalência superior de amostras de solo positivas de 75,4% em praias.

É de salientar que a presença de animais nas praias estudadas não era autorizada, no entanto os tutores ignoravam esta proibição e alguns cães foram observados nas recolhas e entrevistas durante a época balnear, muitas vezes com a ausência de trela, dificultando a recolha das fezes por parte dos tutores.

No presente estudo, foram recolhidas amostras de solo provenientes de 2 escolas do ensino básico e pré-escolar. Após a análise, foi obtida uma prevalência de 66,7% (4/6) de amostras positivas em escolas e global de 7,3% (4/55). Num estudo realizado por Mello *et al.* (2022) no Brasil com amostras de solo procedentes de escolas do ensino básico, 54,5% encontravam-se contaminadas com parasitas, obtendo uma prevalência inferior ao presente estudo. No entanto, Martins *et al.* (2016), obteve uma prevalência semelhante a este estudo de 69,4% de amostras de solo positivas em creches no Brasil.

Apesar das escolas em estudo serem vedadas, a presença de gatos e fezes dos mesmos no seu interior era frequentemente relatada. Não só era relatada a presença de gatos no interior das escolas como também eram relatadas as brincadeiras das crianças no solo,

potenciando o comportamento de risco de infeção pela ingestão de solo que se veio a verificar estar contaminado.

A elevada contaminação verificada nos locais estudados pode ser justificada pela elevada resistência que alguns parasitas possuem face a condições ambientais adversas e pelas boas condições que o solo oferece ao desenvolvimento de parasitas (Dado *et al.*, 2010; Bojar & Klapac, 2018). Esta é alarmante uma vez que se tratam de locais onde pessoas de todas as idades, incluindo crianças e outros indivíduos de risco convivem, aumentando o risco de infeção (Otero *et al.*, 2018).

Ao comparar o presente estudo com outros semelhantes realizados em Portugal e no estrangeiro é possível detetar prevalências muito variadas. Esta variação pode ser justificada uma vez que a prevalência de parasitas intestinais pode ser influenciada por fatores climáticos, geográficos, culturais, económicos e pelas diferentes técnicas de análise de amostras utilizadas (Mandarino-Pereira, Souza, Lopes & Pereira, 2010; Bahrami, Doosti, Nahravanian, Noorian & Asbchin, 2011).

#### 5.4. Questionários

Os questionários foram realizados de forma presencial aos tutores que se encontravam a passear os seus animais nos locais de recolha. Era composto por 22 perguntas de resposta curta e de escolha múltipla onde poderiam ser selecionadas apenas uma ou várias opções de resposta.

Este teve como objetivo adquirir informação relativa aos dados, rotinas, hábitos de higiene e desparasitação, assim como avaliar o conhecimento dos tutores sobre o conceito de zoonose.

Aquando questionada a rotina dos passeios, 81,2% (82/101) dos inquiridos passeavam os seus animais em parques, 48,5% (49/101) em ruas perto de casa, 47,5% (48/101) em praias, 35,6% (36/101) em áreas abertas (Gráfico 10) e 45,5% (46/101) fazia uso intermitente da trela nos animais. No estudo de Ferreira *et al.* (2017) com entrevistas a tutores que passeavam os seus cães em parques caninos de Lisboa foram obtidos resultados distintos, em que 82,3% passeavam os seus cães diariamente em ruas e parques, 16,7% apenas em parques, 1% em parques e áreas abertas e 24,5% fazia uso intermitente da trela. Alho *et al.* (2018) em CAMVs localizados no Catar, obtiveram resultados semelhantes ao presente estudo em que 46,6% dos tutores usava intermitentemente trela nos animais.

Os resultados fornecidos pelo presente estudo demonstraram a elevada afluência de cães em locais públicos, acrescendo o risco de infeção para o ser humano e outros animais. Segundo Smith, Semeniuk, Kutz e Massolo (2014), a infeção com parasitas intestinais está associada à não utilização de trela nos animais, estando estes mais expostos a fontes de

infecção como hospedeiros intermediários, outros cães e fezes de animais. Por isso, o uso constante de trela deve ser encorajado.

Apenas 3,0% (3/101) dos tutores afirmou não recolher as fezes dos seus cães durante os passeios, enquanto 88,1% (89/101) afirmou recolher sempre. Esta percentagem é semelhante à obtida por Simonato *et al.* (2019) em entrevistas realizadas a tutores em parques públicos e infantis em Itália em que 2,9% dos tutores não recolhia as fezes dos seus animais e 85,4% recolhia sempre e por Alho *et al.* (2018) em que 2,7% dos tutores não recolhia, no entanto superior ao percentual de 79,5% dos tutores que recolhiam sempre. No estudo de Ferreira *et al.* (2017), foi obtido um resultado superior de 94,1% que afirmou recolher as fezes dos seus animais. Um resultado díspar foi obtido por Overgaauw *et al.* (2009) em CAMVs nos Países Baixos, em que 39% dos tutores não removiam as fezes dos cães e por Matos, Alho, Owen, Nunes e Carvalho (2015) num Hospital Veterinário em Lisboa, que obtiveram um resultado de 37% de tutores que não recolhiam as fezes.

É importante realçar que os questionários do presente estudo foram realizados na presença do entrevistador e oralmente, podendo não refletir o verdadeiro comportamento dos tutores visto a informação não ter sido recolhida de forma anónima. Esta medida deve ser encorajada, uma vez que se trata de um método eficaz para reduzir a contaminação ambiental (Alho *et al.*, 2018).

Quando questionado o hábito de higienização das patas e pelo dos cães no final do passeio, 51,5% (52/101) dos tutores tinha esse hábito. Relativamente ao calçado, 68,3% (69/101) dos tutores trocavam ou retiravam o mesmo no final dos passeios antes de entrar na sua habitação. Num estudo realizado por Panova e Khrustalev (2018) em Moscovo com o objetivo de detetar ovos de *Toxocara* spp. através da lavagem das patas dos cães e calçado dos tutores após o passeio, obteve uma prevalência de 19,4% de ovos de *Toxocara* spp. nas patas e 11,4% no calçado dos tutores. Também num estudo realizado por Overgaauw *et al.* (2009), foram recolhidas amostras de pelo com objetivo a deteção de ovos de *Toxocara* spp. em que foram detetados em 12,2% das amostras. Assim, é possível verificar o transporte de ovos de parasitas através do calçado, patas e pelo dos animais provenientes do solo.

Dos 101 tutores inquiridos, 95% (96/101), realizavam desparasitação interna e externa aos seus animais (Gráfico 11). O intervalo de administração de fármacos anti-helmínticos mais frequente foi de 6 - 6 meses (32,7%; 33/101) (Gráfico 12). No estudo elaborado por Matos *et al.* (2015), 89,7% e 92,2% realizavam desparasitação interna e externa respetivamente. No mesmo estudo 30,6% tratava os seus animais semestralmente, semelhante ao obtido no presente estudo. No estudo elaborado por Pereira *et al.* (2016) em várias regiões de Portugal, 95,5% dos cães estariam a ser tratados com fármacos anti-

helmínticos e 98,2% tratados com fármacos ectoparasiticidas, correspondendo a um resultado semelhante ao presente estudo.

Segundo ESCCAP (2021c) a frequência de administração dos fármacos anti-helmínticos deve ser avaliada individualmente, porém o tratamento deve ser realizado no mínimo quatro vezes por ano (3 - 3 meses). A elevada contaminação ambiental pode ser justificada pelo elevado percentual (54,5%) de tutores que não realizava a desparasitação interna dos seus animais segundo estas recomendações.

Quando inquiridos sobre os hábitos de caça dos animais, 32,7% (33/101) dos tutores afirmaram que os seus cães tinham esse hábito. No estudo de McNamara, Drake, Wiseman e Wright (2018), com tutores de vários países (França, Alemanha, Espanha, Suécia e Reino Unido), 16% dos seus cães possuía o mesmo hábito, sendo um resultado inferior ao deste estudo. É importante referir que algumas formas parasitárias detetadas no presente estudo podem ser transmitidas através de hospedeiros paraténicos/intermediários que os tutores referiram ser habitualmente caçados pelos seus cães (Gráfico 14).

A maioria dos animais alimentava-se à base de ração e alimentos enlatados (99%; 100/101). À semelhança do estudo elaborado por Alho *et al.* (2018), a maioria dos animais (95,3%) alimentava-se de ração e comida enlatada, no entanto 4,7% alimentava-se de carne crua. No estudo de McNamara *et al.* (2018), foi observado que 19% dos cães também eram alimentados com carne crua. Apesar de não se verificar neste estudo, este hábito tem aumentado na Europa e expõe os animais ao risco de infeções parasitárias, nomeadamente as dietas “cruas” caseiras (Schlesinger & Joffe, 2011).

Neste estudo, 40,6% (41/101) dos cães inquiridos coabitavam com pelo menos mais 1 animal. Este resultado foi semelhante ao obtido por Ferreira *et al.* (2017), em que 40,2% dos cães coabitavam com pelo menos 1 animal, sendo a maioria cães e gatos tal como no presente estudo, facilitando assim, a transmissão parasitária entre os mesmos (Gráfico 15).

No que se refere aos grupos de risco, 31,7% (32/101) dos animais coabitavam com estes indivíduos, sendo que o mais comum foram as crianças (21,8%; 22/101), seguido por idosos (12,9%; 13/101) e mulheres grávidas (4,0%; 4/101) (Gráfico 16). No estudo realizado por McNamara *et al.* (2018) 84% dos cães inquiridos viviam ou tinham contacto com crianças e idosos, sendo um resultado mais elevado quando comparado ao presente estudo. Este resultado é relevante uma vez que as crianças, mulheres grávidas, idosos e imunocomprometidos são considerados os indivíduos com maior risco de contrair uma infeção parasitária com carácter zoonótico (Robertson, Irwin, Lymbery & Thompson, 2000; ESCCAP, 2021b).

Na sua habitação, 86,1% (87/101) dos tutores permitia que os cães tivessem acesso aos quartos, camas e sofás e 72,3% (73/101) permitia que os animais lambessem a sua cara.

Estes resultados são semelhantes quando comparados ao estudo de Ferreira *et al.* (2017) em que 82,4% dos cães tinham acesso aos quartos dos tutores e 75,5% podiam lambear a sua cara, no entanto, são superiores aos do estudo de Alho *et al.* (2018), com 73,3% e 60% e também superiores aos obtidos por Overgaauw *et al.* (2009) com 60% e 50% dos animais que tinham acesso aos quartos e que era permitido que lambessem a cara do tutor respetivamente. Estes comportamentos demonstram um próximo contacto entre o ser humano e os animais, o que aumenta o risco de transmissão de doenças zoonóticas (Alho *et al.*, 2018).

Após contacto com os animais, 56,4% (57/101) dos tutores tinha por hábito realizar a lavagem das mãos. No estudo elaborado por Overgaauw *et al.* (2009), apenas 15% dos tutores realizava a lavagem, sendo este um resultado inferior quando comparado ao presente estudo. A lavagem das mãos evita a ingestão de ovos de parasitas aquando contacto destas com a boca (ESCCAP, 2021b).

Quando questionados quanto à lavagem de frutas e legumes antes do seu consumo, 96% (97/101) dos tutores realizavam a mesma. Um estudo realizado por Kozan, Gonenc, Sarimehmetoglu e Aycicek (2005), em que foi avaliada a presença de helmintes em vegetais lavados e não lavados foi apenas detetada a presença nas amostras não lavadas. Assim, de forma a tornar estes alimentos livres de parasitas, princípios básicos de higiene devem ser efetuados nomeadamente a lavagem de frutas e legumes antes do seu consumo.

No que concerne o conhecimento dos tutores sobre o papel das fezes dos animais como risco para a saúde pública, 89,1% (90/101) considerava ser um risco. Quando comparado ao estudo elaborado por Simonato *et al.* (2019) apenas 10,9% dos entrevistados estavam conscientes. Também foi questionado sobre o papel das fezes dos animais na transmissão de parasitas ao ser humano, em que 84,2% (85/101) dos inquiridos estava ciente. No estudo elaborado por Bessa *et al.* (2021), quando inquirida a mesma questão, 79,3% dos inquiridos estavam cientes, mostrando-se um resultado inferior quando comparado ao presente estudo.

A maioria dos inquiridos desconhecia o termo “zoonose” (84,2%; 85/101) (Gráfico 17). No estudo elaborado por Pereira *et al.* (2016), 43,5% dos inquiridos desconhecia este termo, sendo um resultado inferior quando comparado ao presente estudo. No estudo de Matos *et al.* (2015), 85% e no de Alho *et al.* (2018), 88% dos tutores que desconhecia o termo, aproximando-se dos resultados obtidos no presente estudo.

Este estudo, demonstrou que a população estava informada quanto ao risco das fezes dos animais para a sua saúde, no entanto, a maioria desconhecia o termo “zoonose”. Neste aspeto, o papel do Médico Veterinário torna-se importante para alertar os tutores sobre doenças de carácter zoonótico (Day, 2011).

## 6. Conclusão

Este estudo foi o primeiro a ser realizado no município de Aveiro e Ílhavo e permitiu a caracterização epidemiológica da contaminação ambiental por parasitas em parques e jardins públicos, parques infantis, parques caninos, praias e centros escolares. Obteve-se uma prevalência de 17,5% de amostras fecais positivas e 67,3% de amostras de solo positivas.

No que concerne às amostras de fezes recolhidas de parques, jardins públicos, parques caninos e praias foi *Toxocara* spp. que obteve uma prevalência mais elevada, gerando preocupação no que diz respeito à saúde pública. Para além do género *Toxocara* spp., foram encontradas outras formas parasitárias com potencial zoonótico como ovos de ancilostomídeos e cápsulas ovígeras de *D. caninum*. Apesar de não possuir potencial zoonótico, mas tratando-se de um agente importante causador de enterite em animais jovens, também foram detetados oocistos de *Cystoisospora* spp.

Em relação às amostras de solo recolhidas de parques, jardins públicos, parques infantis, parques caninos, praias e centros escolares, os ovos identificados como pertencentes à família Taeniidae foram os que obtiveram uma maior prevalência. Outras formas parasitárias zoonóticas encontradas nas amostras de solo foram ovos de *Toxocara* spp., ovos e larvas de ancilostomídeos, cápsulas ovígeras de *D. caninum* e ovos de *Strongyloides* spp. Não tendo potencial zoonótico, também foram detetados oocistos de *Cystoisospora* spp.

Os questionários revelaram que 54,5% dos entrevistados não realizavam uma correta desparasitação interna dos seus animais segundo as recomendações da ESCCAP. Assim o risco de infeção torna-se acrescido, uma vez que grande parte dos animais convivia nos locais analisados, com uso intermitente de trela, mantinham contato com outros animais e além disso revelavam uma relação muito próxima com os seus tutores.

Apesar da maioria dos tutores afirmar recolher as fezes dos seus animais durante os passeios, alguns ainda não o faziam, sendo possível observar fezes com frequência e em grande quantidade no solo.

Embora, os tutores inquiridos estivessem conscientes do risco das fezes dos animais para a saúde pública e a transmissão parasitária através destas, a maioria desconhecia o termo “zoonose”.

Como conclusão e recomendação futura, são necessárias campanhas de sensibilização e educação por parte dos Médicos Veterinários sobre doenças parasitárias de forma a reduzir o risco de infeção de animais e pessoas.

## 7. Referências bibliográficas

- Alho, A. M., Cruz, R., Gomes, L. & Carvalho, L. M. M. (2015). *Dipylidium caninum*, da ingestão da pulga ao controlo do céstode mais comum do cão e do gato. *Clínica animal*, 3(3), 26-29.
- Alho, A. M., Lima, C., Colella, V., Madeira de Carvalho, L., Otranto, D., & Cardoso, L. (2018). Awareness of zoonotic diseases and parasite control practices: a survey of dog and cat owners in Qatar. *Parasites & vectors*, 11(1), 1-7.
- Alvarez Rojas, C. A., Mathis, A., & Deplazes, P. (2018). Assessing the contamination of food and the environment with *Taenia* and *Echinococcus* eggs and their zoonotic transmission. *Current Clinical Microbiology Reports*, 5(2), 154-163.
- Alves, M. E. M., Martins, F. D. C., Bräunig, P., Pivoto, F. L., Sangioni, L. A., & Vogel, F. S. F. (2018). Molecular detection of *Cryptosporidium* spp. and the occurrence of intestinal parasites in fecal samples of naturally infected dogs and cats. *Parasitology research*, 117(9), 3033-3038.
- Bahrami, A., Doosti, A., Nahravanian, H., Noorian, A. M., & Asbchin, S. A. (2011). Epidemiological survey of gastro-intestinal parasites in stray dogs and cats. *Aust J Basic Appl Sci*, 5(9), 1944-1948.
- 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. *Journal of comparative pathology*, 155(1), S54-S74.
- Bessa, P., Delgado, I. L. S., Munhoz, A. M. (2021). Contribuição para o estudo de geohelminthes em parques e praias dos concelhos de Sintra e Cascais, Portugal. Acedido a 3 de Setembro de 2022 em <https://congressohvm.com/2021/wp-content/uploads/2021/10/Concurso-Posters-One-Health.pdf>
- Beugnet, F., Halos, L., & Guillot, J. (2018). *Textbook of Clinical Parasitology in dogs and cats* (2ªed). Zaragoza: Servet editorial – Grupo Asís Biomedica, S.L.
- Bishop, G. T., & DeBess, E. (2020). Detection of parasites in canine feces at three off-leash dog parks in Portland, Oregon 2014. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*, 22, 100494.

- Bojar, H., & Kłapeć, T. (2018). Contamination of selected recreational areas in Lublin Province, Eastern Poland, by eggs of *Toxocara* spp., *Ancylostoma* spp. and *Trichuris* spp. *Annals of Agricultural and Environmental Medicine*, 25(3), 460.
- Borji, H., Azizzadeh, M., & Kamelli, M. (2012). A retrospective study of abattoir condemnation due to parasitic infections: economic importance in Ahwaz, southwestern Iran. *Journal of Parasitology*, 98(5), 954-957.
- Bortolatto, J. M., Sniegovski, M. M., Bernardi, S. T., Crippa, L. B., & Rodrigues, A. D. (2017). Prevalence of parasites with zoonotic potential in soil from the main public parks and squares in caxias do sul, rs, brazil. *Revista de Patologia Tropical/Journal of Tropical Pathology*, 46(1), 85-93.
- Bowman, D. D. (2012). Heartworms, macrocyclic lactones, and the specter of resistance to prevention in the United States. *Parasites & vectors*, 5(1), 1-10.
- Bowman, D. D. (2014). *Georgi's Parasitology for Veterinarians* (10ªEd.). St. Louis: Saunders Elsevier.
- Bowman, D. D., Hendrix, C. M., Lindsay, D. S., & Barr, S. C. (2002). *Feline clinical parasitology* (1ªEd). Iowa: Blackwell.
- 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. *Trends in parasitology*, 26(4), 162-167.
- Brewer, M. (2016a). Hookworms (Ancylostomiasis). In L.P. Tilley & F. W. K. Smith, Jr. (Eds), *Blackwell's Five-Minute Veterinary Consult: Canine and Feline* (6ªEd., pp. 637). Iowa: John Wiley & Sons, Inc.
- Brewer, M. (2016b). Roundworms (Ascariasis). In L.P. Tilley & F. W. K. Smith, Jr. (Eds), *Blackwell's Five-Minute Veterinary Consult: Canine and Feline* (6ªEd., pp. 1192). Iowa: John Wiley & Sons, Inc.

Brewer, M. (2016c). Tapeworms (Cestodiasis). In L.P. Tilley & F. W. K. Smith, Jr. (Eds), *Blackwell's Five-Minute Veterinary Consult: Canine and Feline* (6ªEd., pp. 1291). Iowa: John Wiley & Sons, Inc.

Bricarello, P. A., Magagnin, E. A., de Oliveira T., da Silva, A., & Lima, L. M. (2018). Contamination by parasites of zoonotic importance in fecal samples from Florianópolis Beaches, Santa Catarina State, Brazil. *Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science*, 55(1), 1-10.

Brunet, J., Pesson, B., Chermette, R., Regnard, P., Grimm, F., Deplazes, P., ... Candolfi, E. (2014). First case of peritoneal cysticercosis in a non-human primate host (*Macaca tonkeana*) due to *Taenia martis*. *Parasites & vectors*, 7(1), 1-5.

Buonfrate, D., Bisanzio, D., Giorli, G., Odermatt, P., Fürst, T., Greenaway, C., ... Bisoffi, Z. (2020). The global prevalence of *Strongyloides stercoralis* infection. *Pathogens*, 9(6), 468.

Cabello, R. R., Ruiz, A. C., Feregrino, R. R., Romero, L. C., Feregrino, R. R., & Zavala, J. T. (2011). *Dipylidium caninum* infection. *BMJ Case Reports*, 3(6).

Carta, S., Corda, A., Tamponi, C., Dessì, G., Nonnis, F., Tilocca, L., ... Scala, A. (2021). Clinical forms of peritoneal larval cestodiasis by *Mesocostoides* spp. in dogs: diagnosis, treatment and long term follow-up. *Parasitology Research*, 120(5), 1727-1735.

Carvalho, S. M. S., Gonçalves, F. D. A., Campos Filho, P. C., Guimarães, E. M., Cáceres, G. Y., Souza, A. P., ... & Vianna, L. C. (2005). Adaptação do método de Rugai e colaboradores para análise de parasitas do solo. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*, 38(3), 270-271.

Centers for Disease Control and Prevention (2012a). Parasites- Echinococcosis- Disease. Acedido a 30 de Janeiro de 2022 em <https://www.cdc.gov/parasites/echinococcosis/disease.html>

Centers for Disease Control and Prevention (2012b). Parasites- Echinococcosis- Prevention & Control. Acedido a 30 de Janeiro de 2022 em <https://www.cdc.gov/parasites/echinococcosis/prevent.html>

Centers for Disease Control and Prevention (2019a). DPDx – Laboratory Identification of Parasites of Public Health Concern - Cryptosporidiosis. Acedido a 18 de Dezembro de 2022 em <https://www.cdc.gov/dpdx/cryptosporidiosis/>

Centers for Disease Control and Prevention (2019b). Parasites- *Dipylidium* Infection (also known as Dog and Cat Flea Tapeworm) – Biology. Acedido a 3 de Dezembro de 2021 em <https://www.cdc.gov/parasites/dipylidium/biology.html>

Centers for Disease Control and Prevention (2019c). Parasites – Echinococcosis – Biology. Acedido a 28 de Janeiro de 2022 em <https://www.cdc.gov/parasites/echinococcosis/biology.html>

Centers for Disease Control and Prevention (2019d). Parasites- Toxocariasis (also known as Roundworm infection) – Prevention & Control. Acedido a 18 de Outubro de 2021 em <https://www.cdc.gov/parasites/toxocariasis/prevent.html>

Centers for Disease Control and Prevention (2019e). Parasites-Zoonotic Hookworm – Prevention & Control. Acedido a 15 de Novembro de 2021 em <https://www.cdc.gov/parasites/zoonotichookworm/prevent.html>

Centers for Disease Control and Prevention (2020a). Parasites- About Parasites. Acedido a 11 de Dezembro de 2021 em <https://www.cdc.gov/parasites/about.html#protozoa>

Centers for Disease Control and Prevention (2020b). Parasites- *Strongyloides*. Acedido a 9 de Maio de 2022 em [https://www.cdc.gov/parasites/strongyloides/gen\\_info/faqs.html](https://www.cdc.gov/parasites/strongyloides/gen_info/faqs.html)

Centers for Disease Control and Prevention (2020c). Parasites-Zoonotic Hookworm. Acedido a 15 de Novembro de 2021 em <https://www.cdc.gov/parasites/zoonotichookworm/>

Centers for Disease Control and Prevention (2020d). Parasites – Zoonotic Hookworm – About Zoonotic Hookworm. Acedido a 11 de Dezembro de 2021 em [https://www.cdc.gov/parasites/zoonotichookworm/gen\\_info/faqs.html](https://www.cdc.gov/parasites/zoonotichookworm/gen_info/faqs.html)

Centers for Disease Control and Prevention (2021a). Parasites- *Giardia* – General Information. Acedido a 7 de Abril de 2022 em [https://www.cdc.gov/parasites/giardia/general-info.html#anchor\\_1614258695587](https://www.cdc.gov/parasites/giardia/general-info.html#anchor_1614258695587)

Centers for Disease Control and Prevention (2021b). Parasites- *Giardia* – *Giardia* and Pets. Acedido a 7 de Abril de 2022 em <https://www.cdc.gov/parasites/giardia/prevention-control-pets.html>

Chihai, O., Umhang, G., Erhan, D., Boue, F., Tălămbuță, N., Rusu, Ș., & Zamornea, M. (2016). Slaughterhouse survey of cystic echinococcosis in cattle and sheep from the Republic of Moldova. *journal of helminthology*, 90(3), 279-283.

Coles T.B & Lynn, R.C. (2014). Antiparasitic drugs. In D.D. Bowman (Ed), *Georgis' Parasitology for veterinarians* (10ªEd. pp.264-315). St. Louis: Saunders Elsevier.

Companion Animal Parasite Council (2013). *Mesocostoides*. Acedido a 13 de Maio de 2022 em <https://capcvet.org/guidelines/mesocostoides/>

Companion Animal Parasite Council (2016a). *Coccidia*. Acedido a 11 de Janeiro de 2022 em <https://capcvet.org/guidelines/coccidia/>

Companion Animal Parasite Council (2016b). *Dipylidium caninum*. Acedido a 3 de Dezembro de 2021 em <https://capcvet.org/guidelines/dipylidium-caninum/>

Companion Animal Parasite Council (2016c). *Taenia* spp.. Acedido a 20 de Abril de 2022 em <https://capcvet.org/guidelines/taenia/>

Companion Animal Parasite Council (2017a). *Cryptosporidium*. Acedido a 17 de Maio de 2022 em <https://capcvet.org/guidelines/cryptosporidium/>

Companion Animal Parasite Council (2017b). *Echinococcus* spp. Acedido a 27 de Janeiro de 2022 em <https://capcvet.org/guidelines/echinococcus-spp/>

Companion Animal Parasite Council (2019). *Giardia*. Acedido a 29 de Março de 2022 em <https://capcvet.org/guidelines/giardia/>

Companion Animal Parasite Council (2020a). *Ascarid*. Acedido a 1 de Novembro de 2021 em <https://capcvet.org/guidelines/ascarid/>

Companion Animal Parasite Council (2020b). *Hookworms*. Acedido a 8 de Dezembro de 2021 em <https://capcvet.org/guidelines/hookworms/>

Companion Animal Parasite Council (2020c). *Trichuris vulpis*. Acedido a 21 de Dezembro de 2021 em <https://capcvet.org/guidelines/trichuris-vulpis/>

Companion Animal Parasite Council (2022). *Baylisascaris procyonis*. Acedido a 29 de Novembro de 2022 em <https://capcvet.org/guidelines/baylisascaris-procyonis/>

Dado, D., Izquierdo, F., Vera, O., Montoya, A., Mateo, M., Fenoy, S., ... & Miró, G. (2012). Detection of zoonotic intestinal parasites in public parks of Spain. Potential epidemiological role of microsporidia. *Zoonoses and public health*, 59(1), 23-28.

Day, M. J. (2011). One health: the importance of companion animal vector-borne diseases. *Parasites & vectors*, 4(1), 1-6.

Deplazes, P., Eichenberger, R. M., & Grimm, F. (2019). Wildlife-transmitted *Taenia* and *Versteria* cysticercosis and coenurosis in humans and other primates. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, 9, 342-358.

Despommier, D. (2003). Toxocariasis: clinical aspects, epidemiology, medical ecology, and molecular aspects. *Clinical microbiology reviews*, 16(2), 265-272.

Dillard, K. J., Saari, S. A., & Anttila, M. (2007). *Strongyloides stercoralis* infection in a Finnish kennel. *Acta Veterinaria Scandinavica*, 49(1), 1-6.

Dryden, M. W., Payne, P. A., & Smith, V. (2006). Accurate diagnosis of *Giardia* spp and proper fecal examination procedures. *Veterinary Therapeutics*, 7(1), 4.

Dubey, J. P., Lindsay, D. S., & Lappin, M. R. (2009). Toxoplasmosis and other intestinal coccidial infections in cats and dogs. *Veterinary Clinics: Small Animal Practice*, 39(6), 1009-1034.

Elsemore, D. A., Geng, J., Flynn, L., Cruthers, L., Lucio-Forster, A., & Bowman, D. D. (2014). Enzyme-linked immunosorbent assay for coproantigen detection of *Trichuris vulpis* in dogs. *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation*, 26(3), 404-411.

Elsheikha, H., & Castro, P. D. J. (2015). Anthelmintics: targets, mechanisms and resistance. *Companion Animal*, 20(8), 436-441.

Epe, C., & Kaminsky, R. (2013). New advancement in anthelmintic drugs in veterinary medicine. *Trends in Parasitology*, 29(3), 129-134.

Ettinger, S. J., Feldman, E. C., & Cote, E. (2017). *Textbook of Veterinary Internal Medicine* (8<sup>a</sup>ed). St Louis: Elsevier.

European Scientific Counsel Companion Animal Parasites (2018). Control of Intestinal Protozoa in Dogs and Cats (6<sup>a</sup>Ed). Acedido a 17 de Maio de 2022 em [http://www.esccap.org/uploads/docs/xnqpgri2\\_0701\\_ESCCAP\\_Guideline\\_GL6\\_v7\\_1p.pdf](http://www.esccap.org/uploads/docs/xnqpgri2_0701_ESCCAP_Guideline_GL6_v7_1p.pdf)

European Scientific Counsel Companion Animal Parasites (2021a). Endoparasites. Acedido a 13 de Maio de 2022 em <https://www.esccap.org/parasites/Endoparasites/1/#p7>

European Scientific Counsel Companion Animal Parasites (2021b). Worm Control in Dogs and Cats (6<sup>a</sup>Ed). Acedido a 20 de Abril de 2022 em [https://www.esccap.org/uploads/docs/oc1bt50t\\_0778\\_ESCCAP\\_GL1\\_v15\\_1p.pdf](https://www.esccap.org/uploads/docs/oc1bt50t_0778_ESCCAP_GL1_v15_1p.pdf)

European Scientific Counsel Companion Animal Parasites (2021c). Modular Guide Series Worm Control in Dogs and Cats. Acedido a 16 de Agosto de 2022 em [https://www.esccap.org/uploads/docs/uoayqf2a\\_0461\\_ESCCAP\\_MG1\\_English\\_20210518.pdf](https://www.esccap.org/uploads/docs/uoayqf2a_0461_ESCCAP_MG1_English_20210518.pdf)

Fahrion, A. S., Schnyder, M., Wichert, B., & Deplazes, P. (2011). *Toxocara* eggs shed by dogs and cats and their molecular and morphometric species-specific identification: is the finding of *T. cati* eggs shed by dogs of epidemiological relevance?. *Veterinary Parasitology*, 177(1-2), 186-189.

Farkas, R., Gyurkovszky, M., Solymosi, N., & Beugnet, F. (2009). Prevalence of flea infestation in dogs and cats in Hungary combined with a survey of owner awareness. *Medical and Veterinary Entomology*, 23(3), 187-194.

Feng, Y., & Xiao, L. (2011). Zoonotic potential and molecular epidemiology of *Giardia* species and giardiasis. *Clinical microbiology reviews*, 24(1), 110-140.

Ferraz, A., Santos Pires, B. D., Barwaldt, E. T., dos Santos, E. M., Dallmann, P. R. J., de Castro, T. A., ... & Nizoli, L. Q. (2020). *Trichuris vulpis* eggs in stool samples of dogs analyzed in the region of Pelotas, RS, between 2015 and 2018. *Revista Acadêmica: Ciência Animal*, 18(18004).

Ferreira, A., Alho, A. M., Otero, D., Gomes, L., Nijse, R., Overgaauw, P. A., & Madeira de Carvalho, L. (2017). Urban dog parks as sources of canine parasites: contamination rates and pet owner behaviours in Lisbon, Portugal. *Journal of environmental and public health*, 2017.

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. *Veterinary parasitology*, 136(3-4), 283-295.

Fortes, E. (2004). *Parasitologia Veterinária* (4ªEd). São Paulo: Editora Ícone.

Fourie, J. J., Crafford, D., Horak, I. G., & Stanneck, D. (2013). Prophylactic treatment of flea-infested dogs with an imidacloprid/flumethrin collar (Seresto®, Bayer) to preempt infection with *Dipylidium caninum*. *Parasitology Research*, 112, S33-S46.

Geary, T. G., Hosking, B. C., Skuce, P. J., von Samson-Himmelstjerna, G., Maeder, S., Holdsworth, P., ... & Vercruysse, J. (2012). World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (WAAVP) Guideline: Anthelmintic combination products targeting nematode infections of ruminants and horses. *Veterinary Parasitology*, 190(2012), 306-316.

Gennari, S. M. (2015). Principais helmintos intestinais em cães no Brasil. *Boletim Bayer Veterinário*, 2(8), 1-8.

Holland, C. V. & Smith, H.V. (2006). *Toxocara: the enigmatic parasite*. Wallingford: CABI Publishing.

Hotez, P. J., Brindley, P. J., Bethony, J. M., King, C. H., Pearce, E. J., & Jacobson, J. (2008). Helminth infections: the great neglected tropical diseases. *The Journal of clinical investigation*, 118(4), 1311-1321.

- Itoh, N., Kanai, K., Hori, Y., Nakao, R., Hoshi, F., & Higuchi, S. (2009). Fenbendazole treatment of dogs with naturally acquired *Strongyloides stercoralis* infection. *The Veterinary Record*, 164(18), 559.
- Jacobs, D., Fox, M., Gibbons, L., & Hermosilla, C. (2016). *Principles of veterinary parasitology*. West Sussex: John Wiley & Sons.
- Katagiri, S., & Oliveira-Sequeira, T. C. G. (2007). Zoonoses causadas por parasitas intestinais de cães e o problema do diagnóstico. *Arquivos do Instituto Biológico*, 74, 175-184.
- Kiontke, K., & Fitch, D. H. (2013). Nematodes. *Current Biology*, 23(19), 862-864.
- Kopp, S. R., Kotze, A. C., McCarthy, J. S., Traub, R. J., & Coleman, G. T. (2008). Pyrantel in small animal medicine: 30 years on. *The Veterinary Journal*, 178(2), 177-184.
- Kozan, E., Gonenc, B., Sarimehmetoglu, O., & Aycicek, H. (2005). Prevalence of helminth eggs on raw vegetables used for salads. *Food Control*, 16(3), 239-242.
- 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), 133-135.
- Ma, G., Holland, C. V., Wang, T., Hofmann, A., Fan, C. K., Maizels, R. M. & Gasser, R.B. (2018). Human toxocariasis. *The Lancet Infectious Diseases*, 18(1), 14-24.
- Mackenstedt, U., Jenkins, D., & Romig, T. (2015). The role of wildlife in the transmission of parasitic zoonoses in peri-urban and urban areas. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, 4(1), 71-79.
- Macpherson, C. N. (2013). The epidemiology and public health importance of toxocariasis: a zoonosis of global importance. *International journal for parasitology*, 43(12-13), 999-1008.
- Maleki, B., Khorshidi, A., Gorgipour, M., Mirzapour, A., Majidiani, H., & Foroutan, M. (2018). Prevalence of *Toxocara* spp. eggs in soil of public areas in Iran: a systematic review and meta-analysis. *Alexandria journal of medicine*, 54(2), 97-101.

- Mandarino-Pereira, A., de Souza, F. S., Lopes, C. W. G., & Pereira, M. J. S. (2010). Prevalence of parasites in soil and dog feces according to diagnostic tests. *Veterinary parasitology*, 170(1-2), 176-181.
- Maraghi, S., Jafari, K. M., Sadjjadi, S. M., Latifi, S. M., & Zibaei, M. (2014). Study on the contamination of Abadan public parks soil with *Toxocara* spp. eggs. *Journal of Environmental Health Science and Engineering*, 12(1), 1-3.
- Martins, W. S., Amorim, M. G. R., Leite, C. M. F., Martins, I. S., Macaraja, P. B., & Medeiros, A. C. (2016). Análise parasitológica do solo em parques infantis de creches municipais de Patos-PB. *INTESA Inf Tec Semiárido (Pombal-PB)*, 10(1), 50-3.
- Mateus, T. M., Castro, A., Niza Ribeiro, J., & 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), 9050-9067.
- Matos, M., Alho, A. M., Owen, S. P., Nunes, T., & de Carvalho, L. M. (2015). Parasite control practices and public perception of parasitic diseases: A survey of dog and cat owners. *Preventive Veterinary Medicine*, 122(1-2), 174-180.
- McGarry, J., Collins, M., & Baross, K. (2020). UK report of tapeworm *Mesocestoides litteratus*. *The Veterinary Record*, 186(15), 498.
- 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*, 11(1), 1-12.
- Mehlhorn, H. (2021). *Dipylidium caninum*. In: C. Strube & H. Mehlhorn (Eds.), *Dog Parasites Endangering Human Health* (pp. 141-146). Gewerbestrasse: Springer Nature Switzerland AG
- Mello, C. C. S. D., Nizoli, L. Q., Ferraz, A., Chagas, B. C., Azario, W. J. D., Motta, S. P. D., & Villela, M. M. (2022). Contaminação do solo de praças de recreação de escolas de ensino fundamental por ovos de *Ancylostoma* spp. e *Toxocara* spp. no extremo sul do Brasil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 31.

- Moreira, G. M. S. G., de Lima Telmo, P., Mendonça, M., Moreira, Â. N., McBride, A. J. A., Scaini, C. J., & Conceição, F. R. (2014). Human toxocariasis: current advances in diagnostics, treatment, and interventions. *Trends in parasitology*, 30(9), 456-464.
- Mulinge, E., Njenga, S. M., Odongo, D., Magambo, J., Zeyhle, E., Mbae, C., ... Romig, T. (2020a). Molecular identification of zoonotic hookworms in dogs from four counties of Kenya. *Journal of Helminthology*, 94.
- Mulinge, E., Odongo, D., Magambo, J., Njenga, S. M., Zeyhle, E., Mbae, C., ... Romig, T. (2020b). Diversity of *Taenia* and *Hydatigera* (Cestoda: Taeniidae) in domestic dogs in Kenya. *Parasitology research*, 119(9), 2863-2875.
- Otero, D., Alho, A. M., Nijse, R., Roelfsema, J., Overgaauw, P., & de Carvalho, L. M. (2018). Environmental contamination with *Toxocara* spp. eggs in public parks and playground sandpits of Greater Lisbon, Portugal. *Journal of infection and public health*, 11(1), 94-98.
- Overgaauw, P. A., & van Knapen, F. (2013). Veterinary and public health aspects of *Toxocara* spp. *Veterinary parasitology*, 193(4), 398-403.
- Overgaauw, P. A., van Zutphen, L., Hoek, D., Yaya, F. O., Roelfsema, J., Pinelli, E., ... & Kortbeek, L. M. (2009). Zoonotic parasites in fecal samples and fur from dogs and cats in The Netherlands. *Veterinary parasitology*, 163(1-2), 115-122.
- Page, W., Judd, J. A., & Bradbury, R. S. (2018). The unique life cycle of *Strongyloides stercoralis* and implications for public health action. *Tropical medicine and infectious disease*, 3(2), 53.
- Palmer, C. S., Thompson, R. A., Traub, R. J., Rees, R., & Robertson, I. D. (2008). National study of the gastrointestinal parasites of dogs and cats in Australia. *Veterinary parasitology*, 151(2-4), 181-190.
- Panova, O. A., & Khrustalev, A. V. (2018). Dog walking brings *Toxocara* eggs to people's homes. *Veterinary parasitology*, 262, 16-19.

Papini, R., Matteini, A., Bandinelli, P., Pampurini, F., & Mancianti, F. (2010). Effectiveness of praziquantel for treatment of peritoneal larval cestodiasis in dogs: a case report. *Veterinary parasitology*, 170(1-2), 158-161.

Pereira, A., Martins, Â., Brancal, H., Vilhena, H., Silva, P., Pimenta, P., ... & Maia, C. (2016). Parasitic zoonoses associated with dogs and cats: a survey of Portuguese pet owners' awareness and deworming practices. *Parasites & vectors*, 9(1), 1-9.

PORDATA (2022). Censos de 2021. Acedido a 17 de Junho de 2022 em <https://www.pordata.pt/#AnchorCensos>

Prats, A., Prats, A., García, F., Dumon, C., Martí, S., & Coll, V. (2005). *Neonatologia e pediatria canina e felina*. São Paulo: Interbook.

Prestes, L. F., Jeske, S., dos Santos, C. V., Gallo, M. C., & Villela, M. M. (2015). Contaminação do solo por geohelmintos em áreas públicas de recreação em municípios do sul do Rio Grande do Sul (RS), Brasil. *Revista de Patologia Tropical/Journal of Tropical Pathology*, 44(2), 155-162.

Raičević, J. G., Pavlović, I. N., & Galonja-Coghill, T. A. (2021). Canine intestinal parasites as a potential source of soil contamination in the public areas of Kruševac, Serbia. *The Journal of Infection in Developing Countries*, 15(01), 147-154.

Região de Aveiro (2022a). Aveiro. Acedido a 17 de Junho de 2022 em <https://www.regiaodeaveiro.pt/pages/522>

Região de Aveiro (2022b). Ílhavo. Acedido a 17 de Junho de 2022 em <https://www.regiaodeaveiro.pt/pages/524>

Rey, L. (2013). *Parasitologia: parasitos e doenças parasitárias do homem nos trópicos ocidentais* (4ªEd). Rio de Janeiro: Guanabara Koogan.

Ribeiro, V. M. (2004). Controle de helmintos de cães e gatos. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 13(1), 88-95

Robertson, I. D., & Thompson, R. C. (2002). Enteric parasitic zoonoses of domesticated dogs and cats. *Microbes and Infection*, 4(8), 867-873.

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. *International journal for parasitology*, 30(12-13), 1369-1377.

Roddie, G., Stafford, P., Holland, C., & Wolfe, A. (2008). Contamination of dog hair with eggs of *Toxocara canis*. *Veterinary parasitology*, 152(1-2), 85-93.

Romig, T., Deplazes, P., Jenkins, D., Giraudoux, P., Massolo, A., Craig, P. S., & De La Rue, M. (2017). Ecology and life cycle patterns of *Echinococcus* species. *Advances in parasitology*, 95, 213-314.

Rostami, A., Ebrahimi, M., Mehravar, S., Omrani, V. F., Fallahi, S., & Behniafar, H. (2016). Contamination of commonly consumed raw vegetables with soil transmitted helminth eggs in Mazandaran province, northern Iran. *International Journal of Food Microbiology*, 225, 54-58.

Ryan, U., & Zahedi, A. (2019). Molecular epidemiology of giardiasis from a veterinary perspective. *Advances in parasitology*, 106, 209-254.

Saari, S., Näreaho, A., & Nikander, S. (2019). *Canine parasites and parasitic diseases*. Londres: Elsevier.

Sadowska, N., Tomza-Marciniak, A., & Juszczak, M. (2019). Soil contamination with geohelminths in children's play areas in Szczecin, Poland. *Annals of parasitology*, 65(1).

Santín, M. (2013). Clinical and subclinical infections with *Cryptosporidium* in animals. *New Zealand veterinary journal*, 61(1), 1-10.

Schlesinger, D. P., & Joffe, D. J. (2011). Raw food diets in companion animals: a critical review. *The Canadian Veterinary Journal*, 52(1), 50.

Schmidt, G. & Roberts, L. (2008). *Foundations of Parasitology* (8ªEd). Nova York: McGraw Hill.

Schnieder, T., Laabs, E. M., & Welz, C. (2011). Larval development of *Toxocara canis* in dogs. *Veterinary parasitology*, 175(3-4), 193-206.

Simonato, G., Cassini, R., Morelli, S., Di Cesare, A., La Torre, F., Marcer, F., ... & di Regalbono, A. F. (2019). Contamination of Italian parks with canine helminth eggs and health risk perception of the public. *Preventive veterinary medicine*, 172, 104788.

Siwila, J. (2017). Giardiasis: livestock and companion animals. *Current topics in Giardiasis*, 39-49.

Smith, A. F., Semeniuk, C. A., Kutz, S. J., & Massolo, A. (2014). Dog-walking behaviours affect gastrointestinal parasitism in park-attending dogs. *Parasites & vectors*, 7(1), 1-10.

Sousa, J. O. D., Santos, E. O. D., Lira, E. M., Sá, Í. C., & Hirsch-Monteiro, C. (2014). Análise parasitológica da areia das praias urbanas de João Pessoa/PB. *Rev. bras. ciênc. saúde*, 195-202.

Strube, C., Heuer, L., & Janecek, E. (2013). *Toxocara* spp. infections in paratenic hosts. *Veterinary parasitology*, 193(4), 375-389.

Sudhakar, N. R., Samanta, S., Sahu, S., Raina, O. K., Gupta, S. C., Madhu, D. N., & Kumar, A. (2013). Prevalence of *Toxocara* species eggs in soil samples of public health importance in and around Bareilly, Uttar Pradesh, India. *Veterinary World*, 6(2), 87.

Széll, Z., Tolnai, Z., & Sréter, T. (2015). Environmental determinants of the spatial distribution of *Mesocestoides* spp. and sensitivity of flotation method for the diagnosis of mesocestoidosis. *Veterinary parasitology*, 212(3-4), 427-430.

Tangtrongsup, S., & Scorza, V. (2010). Update on the diagnosis and management of *Giardia* spp. infections in dogs and cats. *Topics in companion animal medicine*, 25(3), 155-162.

Taylor, M. A. Coop, R. L. Wall, R. L. (2017). *Parasitologia Veterinária* (4ªEd). Rio de Janeiro: Guanabara Koogan.

Thamsborg, S. M., Ketzis, J., Horii, Y., & Matthews, J. B. (2017). *Strongyloides* spp. infections of veterinary importance. *Parasitology*, 144(3), 274-284.

Traversa, D. (2011). Are we paying too much attention to cardio-pulmonary nematodes and neglecting old-fashioned worms like *Trichuris vulpis*?. *Parasites & Vectors*, 4(1), 1-11.

Traversa, D., Castagna, G., von Samson-Himmelstjerna, G., Meloni, S., Bartolini, R., Geurden, T., ... & D'Esposito, M. (2012). Efficacy of major anthelmintics against horse cyathostomins in France. *Veterinary Parasitology*, 188(3-4), 294-300.

Traversa, D., di Regalbono, A. F., Di Cesare, A., La Torre, F., Drake, J., & Pietrobelli, M. (2014). Environmental contamination by canine geohelminths. *Parasites & vectors*, 7(1), 1-9.

Uehlinger, F. D., Greenwood, S. J., McClure, J. T., Conboy, G., O'Handley, R., & Barkema, H. W. (2013). Zoonotic potential of *Giardia duodenalis* and *Cryptosporidium* spp. and prevalence of intestinal parasites in young dogs from different populations on Prince Edward Island, Canada. *Veterinary parasitology*, 196(3-4), 509-514.

Umur, Ş., Meral, Y., Bölürkbaş, C. S., Gürler, A. T., & Acici, M. (2017). First clinical *Strongyloides stercoralis* case in a dog in Turkey. *Turkish Journal of Veterinary and Animal Sciences*, 41(2), 312-315.

Vega-López, F., & Hay, R. J. (2010). Parasite Worms and Protozoa. In: Burns, T., Breathnach, S., Cox, N., Griffiths, C., (Eds.), *Rook's Textbook of Dermatology* (8<sup>a</sup>ed., pp 37.16-37.17). West Sussex: Wiley-Blackwell

Woolsey, I. D., & Miller, A. L. (2021). *Echinococcus granulosus sensu lato* and *Echinococcus multilocularis*: A review. *Research in veterinary science*, 135, 517-522.

World Health Organization (2021). Echinococcosis. Acedido a 30 de Janeiro de 2022 em <https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/echinococcosis>

Zahedi, A., & Ryan, U. (2020). *Cryptosporidium*—an update with an emphasis on foodborne and waterborne transmission. *Research in veterinary science*, 132, 500-512.

Zajac, A. M. and Saleh, M. (2013). The Baermann test: try this parasitology test in your practice. *Veterinary Medicine* 108,18–23

Zajac, A.M. & Conboy, G.A. (2012). *Veterinary Clinical Parasitology* (8ªEd). Oxford: Blackwell Publishing.

## Apêndice

### Contaminação de espaços públicos por parasitas intestinais na Região de Aveiro

Faculdade de Medicina Veterinária – Universidade Lusófona - Centro Universitário de Lisboa

**Dados do animal:** Idade\_\_\_\_\_ Sexo\_\_\_\_\_ Raça\_\_\_\_\_

**Onde costuma passear o seu cão?** ☐Ruas perto de casa ☐Praias ☐Parques ☐Áreas abertas

**Passeia com:** ☐Trela ☐Sem trela ☐Ambos

**Costuma recolher as fezes do seu animal?** ☐Sim ☐Por vezes ☐Não

**No final dos passeios tem por hábito a higienização das patas e pelo do seu cão?**  
☐Sim ☐Não

**Costuma trocar o calçado no final do passeio com o seu cão?** ☐Sim ☐Não

**O seu animal é desparasitado internamente e externamente?** ☐Sim ☐Só internamente  
☐Só externamente ☐Não

**Com que frequência faz a desparasitação interna do seu animal?**\_\_\_\_\_

**Com que frequência faz a desparasitação externa do seu animal?**\_\_\_\_\_

**O seu cão costuma caçar?** ☐Não ☐Roedores ☐Aves ☐Insetos ☐Coelhos ☐Ovinos  
☐Suínos ☐Outros:\_\_\_\_\_

**A alimentação do seu cão é constituída por:** ☐Ração e enlatados ☐Comida caseira cozinhada ☐Alimentos crus. Quais?\_\_\_\_\_

**Coabita com mais animais?** ☐Não ☐Sim. Quais:\_\_\_\_\_

**Coabita com indivíduos imunodeprimidos, crianças, idosos ou grávidas?** ☐Não ☐Sim  
Qual:\_\_\_\_\_

**O animal tem acesso ao quarto/cama/sofá?** ☐Sim ☐Não

**Costuma lambear o seu rosto?** ☐Sim ☐Não

**Tem por hábito lavar as mãos após contacto com o seu cão?** ☐Sim ☐Não

**Faz a lavagem de frutas e legumes antes do seu consumo?** ☐Sim ☐Não

**Considera as fezes na via pública um risco para a saúde do ser humano?** ☐Sim ☐Não

**Sabia que as fezes dos animais podem transmitir parasitas ao ser humano?** ☐Sim ☐Não

**Já ouviu falar em zoonose?** ☐Sim ☐Sim, mas não sei o que significa ☐Não