



**INSTITUTO POLITÉCNICO
DE VIANA DO CASTELO**

Nuno Miguel Pinto Fernandes

**Prevalência de Enteroparasitas em cães no Distrito de Viana
do Castelo**

**Nome do Curso de Mestrado
Enfermagem Veterinária em Animais de Companhia**

**Trabalho efetuado sob a orientação do
Professor Doutor Alexandre Nuno Vaz Baptista de Vieira e Brito**

Agosto de 2022

“As doutrinas expressas neste trabalho são de exclusiva responsabilidade do autor”.

ÍNDICE

ÍNDICE.....	i
AGRADECIMENTOS.....	vi
LISTA DE ABREVIATURAS, SIGLAS E SÍMBOLOS.....	vii
LISTA DE FIGURAS.....	viii
LISTA DE TABELAS.....	ix
LISTA DE GRÁFICOS.....	x
I. INTRODUÇÃO.....	1
II. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....	2
1. Nematodes.....	2
1.1. Família Ancylostomatidae.....	2
1.1.1. <i>Ancylostoma</i> spp.....	2
1.1.1.1. Morfologia de <i>Ancylostoma</i> spp.....	2
1.1.1.2. Ciclo de vida de <i>Ancylostoma</i> spp.....	4
1.1.2. <i>Uncinaria stenocephala</i>	6
1.1.2.1. Morfologia de <i>Uncinaria stenocephala</i>	6
1.1.2.2. Ciclo de vida de <i>Uncinaria stenocephala</i>	6
1.1.2.3. Sinais clínicos da ancilostomíase.....	7
1.1.2.4. Diagnóstico da ancilostomíase.....	8
1.1.2.5. Terapêutica e profilaxia da ancilostomíase.....	8
1.1.2.6. Risco zoonótico da ancilostomíase.....	10
1.2. Família Trichuridae.....	10
1.2.1. Morfologia de <i>Trichuris vulpis</i>	10
1.2.2. Ciclo de vida.....	11
1.2.3. Sinais clínicos.....	12
1.2.4. Diagnóstico.....	12
1.2.5. Terapêutica e profilaxia.....	12
1.2.6. Risco zoonótico.....	13
1.3. Família Toxocaridae.....	13
1.3.1. Morfologia de <i>Toxocara</i> spp.....	13
1.3.2. Ciclo de vida.....	14
1.3.3. Sinais clínicos.....	17
1.3.4. Diagnóstico.....	18
1.3.5. Terapêutica e profilaxia.....	19

1.3.6.	Risco zoonótico	21
2.	Protozoários	21
2.1.	<i>Cystoisopora</i> spp.	21
2.1.1.	Morfologia de <i>Cystoisopora</i> spp.	21
2.1.2.	Ciclo de vida.....	23
2.1.3.	Sinais clínicos	24
2.1.4.	Diagnóstico.....	24
2.1.5.	Terapêutica e profilaxia	24
2.1.6.	Risco zoonótico	25
III.	PARTE PRÁTICA	26
1.	Objetivos	26
2.	Material e métodos	26
2.1.	Caracterização da área geográfica em estudo	26
2.2.	Locais e período de recolha de amostras	27
2.3.	Colheita e processamento de amostras	27
2.1	Técnicas laboratoriais	28
2.1.1	Exame macroscópico	28
2.1.2	Técnica de flutuação de Willis.....	28
2.1.3	Técnica de sedimentação natural	29
2.1.4	Inquéritos.....	30
2.1.5	Análise estatística.	30
3.	Resultados	30
3.1	Inquéritos	30
3.2	Caracterização dos tutores	30
3.3	Caracterização dos animais de companhia	31
3.3.1	Sexo.....	31
3.3.2	Idade.....	32
3.3.3	Raça.....	32
3.3.4	Tipo de alimentação.....	33
3.3.5	Ambiente	33
3.3.6	Acesso ao exterior	34
3.3.7	Desparasitação	34
3.3.8	Municípios de Viana do Castelo	36
3.3.9.	Presença de parasitas	36
2.3.	Técnicas laboratoriais	37
3.4.1	Observação macroscópica	37

3.4.2	Técnica de Flutuação de Willis.....	37
3.4.3	Técnica de sedimentação natural	37
3.	Discussão	38
IV.	CONCLUSÃO	46
V.	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	47

Anexos

Anexo 1- Inquérito por questionário

RESUMO

Os cães são hospedeiros de vários parasitas, parte destes são zoonóticos. O aumento da popularidade dos cães como animais de estimação tem levado ao aumento do risco de transmissão de parasitas zoonóticos para os humanos. Foram realizados alguns estudos sobre este tema em Portugal, porém não abrem grandes partes do país, razão pela qual se procedeu á realização deste estudo cujo principal objetivo é determinar a prevalência de enteroparasitas em cães do distrito de Viana do Castelo, mas também tem por objetivo determinar os municípios mais afetados e comparar a prevalência de parasitas em cães com tutores com a de cães do canil e associações.

Através da técnica de flutuação de Willis e da técnica de sedimentação natural foram analisadas 228 amostras fecais de cães do distrito de Viana do Castelo para a pesquisa de enteroparasitas. Foram também preenchidos 86 inquéritos pelos tutores dos cães que participaram no estudo.

A prevalência global de amostras fecais positivas foi de 16,7% [IC 95%: 12,4–22,1%]. A prevalência de ancilostomatídeos foi de 11,8% [IC 95%: 8,3–16,7%], de *Cystoisospora* spp. 1,3% [IC 95%: 0,5–3,8%], *Trichuris* spp. 3,9% [IC 95%: 2,1–7,3%] e de *Toxocara* spp. 2,6% [IC 95%: 1,2–5,6%].

Os resultados obtidos mostraram que a prevalência global de enteroparasitas em Viana do Castelo é mais baixa do que a de outros estudos realizados no país, comprovou-se que Ponte de Lima foi o município com a maior prevalência de parasitas e constatou-se que a percentagem de cães parasitados no grupo de cães não desparasitados foi superior à do grupo dos cães desparasitados, revelando o benefício da desparasitação. Estes dados revelam que os tutores, médicos veterinários e funcionários de canis e associações desta região encontram-se sensibilizados para a necessidade da aplicação de medidas profiláticas contra enteroparasitas nestes animais.

Palavras-chave: *inquérito, ancilostomatídeos, Toxocara* spp., *Cystoisospora* spp., *Trichuris* spp.

Agosto de 2022

ABSTRACT

Dogs are hosts to several parasites, some of which are zoonotic. The increased popularity of dogs as pets has led to an increased risk of transmitting zoonotic parasites to humans. Some studies on this subject have been carried out in Portugal, but they do not cover large parts of the country, which is why this study was carried out, whose main objective is to determine the prevalence of enteroparasites in dogs in the district of Viana do Castelo, but also aims to determine which county is the most affected and to compare the prevalence of parasites of dogs with an owner and of dogs from kennels and associations.

Through the Willis flotation technique and the natural sedimentation technique, 228 fecal samples from dogs from the district of Viana do Castelo were analyzed, to search for enteroparasites. 86 surveys were also filled by the dog owners that participated in the study

The global prevalence of positive fecal samples was 16.7% [CI 95%: 12.4–22.1%]. The prevalence of hookworms was 11.8% [IC 95%: 8.3–16.7%], from *Cystoisospora* spp. 1.3% [IC 95%: 0.5–3.8%],

and *Trichuris* spp. was 1.3% [95% CI: 0.5–3.8%] and from *Toxocara* spp. was 1.8% [95% CI: 0.7–4.4%], *Trichuris* spp. 3.9% [IC 95%: 2.1–7.3%] and *Toxocara* spp. 2.6% [IC 95%: 1.2–5.6%].

The results showed that the overall prevalence of enteroparasites in Viana do Castelo is lower than that of other studies carried out in the country, it was proved that Ponte de Lima was the county with the highest prevalence of parasites and it was found that the prevalence of parasitized dogs in the non-dewormed group was superior to the dewormed group, revealing the benefit of deworming. These data reveal that owners, veterinarians and employees of kennels and associations in this region are aware of the need to apply prophylactic measures against enteroparasites in these animals.

Keywords: *survey, hookworms, Toxocara* spp., *Cystoisospora* spp., *Trichuris* spp.

AGRADECIMENTOS

Ao meu orientador, Professor Doutor Alexandre Nuno Vaz Baptista de Vieira e Brito, pela sua disponibilidade e ajuda durante a realização da dissertação de mestrado.

Aos tutores, às clínicas veterinárias, ao Canil Intermunicipal do Alto Minho e à ALAAR pela sua cooperação e terem tornado possível a realização desta dissertação.

Aos meus pais, pois sem eles não teria chegado tão longe. Em especial á minha mãe por me motivar nos momentos mais difíceis e não me deixar desistir do meu sonho.

À minha avó Glória pela motivação e palavras carinhosas que me deu.

À minha grande amiga Joana Monteiro por me ter acompanhado na realização do trabalho laboratorial, na realização da dissertação e por todo o apoio que me deu.

À minha família e amigos, pelo apoio e amizade.

LISTA DE ABREVIATURAS, SIGLAS E SÍMBOLOS

% - por cento (percentagem).

> - maior que.

≤ - menor ou igual que.

≥ - maior ou igual que.

μm – micrómetro.

CAPC - Companion Animal Parasite Council/Conselho de Parasitas de Animais de Companhia.

cm – centímetro.

ESCCAP - European Scientific Counsel Companion Animal Parasites/Conselho Científico Europeu de Parasitas Animais de Companhia.

g – grama.

kg – quilograma.

km² - quilómetro quadrado.

L1 – larva de primeiro estágio.

L3 – larva de terceiro estágio.

L4 – larva de quarto estágio.

L5 – larva de quinto estágio.

mg – miligrama.

mm – milímetro.

NaCl - cloreto de sódio.

°C – grau Celsius.

PCR – Polymerase Chain Reaction/ Reação em Cadeia da Polimerase.

spp- várias espécies.

LISTA DE FIGURAS

Figura 2.1. – Ovos de ancilostomatídeos em fezes de cão (original).....	3
Figura 2.2. – Esquema do ciclo de vida de <i>Ancylostoma caninum</i> . (1) Hospedeiro definitivo excreta ovos nas fezes; (2) Os ovos eclodem originando as L1 e L2; (3) No ambiente as L2 evoluem para L3 a forma infetante; (4) L3 penetram a pele dos humanos; (5) A L3 pode infectar o cão através da via percutânea ou oral; (6) Progenitora infeta as crias através da via transmamária ou galactogénica (Adaptado de Farias <i>et al.</i> , 2021).....	5
Figura 2.3. – Ovo de <i>Trichuris</i> spp. em fezes de cão (original).....	11
Figura 2.4. – (A) Ovo de <i>Toxocara</i> spp. em fezes de cão; (B) forma adulta de <i>Toxocara</i> spp. (original).....	14
Figura 2.5. – Ciclo de vida de <i>Toxocara canis</i> (Adaptado de Dhaliwa e Juyal, 2013)..	16
Figura 2.6. – Oocisto de <i>Cystoisopora</i> spp. em fezes de cão (original).....	23
Figura 3.1. – Mapa do Distrito de Viana do Castelo (Adaptado de SAMTHIAGO, 2013).....	27
Figura 3.2. – Preenchimento dos tubos de ensaio até formação de um menisco convexo (original).	30

LISTA DE TABELAS

Tabela 3.1. - Distribuição dos cães que fizeram parte do estudo por raça (n=228).....	32
Tabela 3.2 - Prevalência amostras fecais positivas nos municípios de Viana do Castelo onde se recolheram amostras fecais (n=228).....	36
Tabela 3.3 - Prevalências e intervalos de confiança dos resultados obtidos (n=228).....	36
Tabela 3.4 - Prevalência dos parasitas detetados através da técnica de flutuação de Willis (n=228).....	37
Tabela 3.5 - Prevalência dos parasitas detetados através da técnica de sedimentação natural (n=228).....	38

LISTA DE GRÁFICOS

Gráfico 3.1. - Frequência absoluta observada: escolaridade básica (6), escolaridade primária (6), escolaridade secundária (22) e ensino superior (25) (n=59).31

Gráfico 3.2. - Frequência absoluta observada: Todos os meses (3), 2 em 2 meses (6), 3 em 3 meses escolaridade (14), 4 em 4 meses (12), 6 em 6 meses (147), 1 vez por ano (9) e sazonalmente (4) (n=203).....35

I. INTRODUÇÃO

Os seres humanos partilham uma ligação com animais domesticados à volta de 15000 anos, esta ligação provocou a disseminação de animais de estimação pelo mundo inteiro. O papel dos cães como animais de estimação oferece vários benefícios para muitas pessoas, porem esta proximidade também apresenta riscos para a saúde publica, uma vez que podem ser transmitidas doenças zoonóticas através dos cães. Algumas destas zoonoses são provocadas por enteroparasitas. Os principais enteroparasitas dos cães são os helmintas e os protozoários e a sua transmissão do cão para o homem pode ocorrer de forma direta ou indireta. Tanto os cães com tutor como os errantes têm um papel na transmissão de parasitas, estes parasitas afetam principalmente os recém-nascidos e os cachorros jovens (Becerra *et al.*, 2007; Travessa, 2012).

Devido aos fatores mencionados anteriormente é necessário conhecer o qual o ciclo de vida dos enteroparasitas, a sua epidemiologia, as principais técnicas de diagnóstico, os métodos de controlo e prevenção que se devem aplicar. Foram realizados poucos estudos sobre a prevalência de enteroparasitas a nível nacional e regional, ainda assim estes são importantes para desenvolver e a adaptar as medidas de controlo e prevenção de infeções parasitárias (Becerra *et al.*, 2007).

Os principais objetivos da presente dissertação de mestrado são: determinar a prevalência de enteroparasitas em cães que habitam no distrito de Viana do castelo utilizando a técnica de flutuação de Willis e a técnica de sedimentação natural, determinar quais são os municípios mais afetados, verificar se existe uma diferença entre a prevalência de enteroparasitas em cães com tutores e cães que se encontram no canil e associações do distrito, determinar se existem fatores que podem ter potencializado a transmissão dos parasitas, verificar quais foram os protocolos de controlo e prevenção utilizados contra as infeções parasitárias nos animais estudados e a sua eficácia.

II. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

1. Nematodes

1.1.Família Ancylostomatidae

A família Ancylostomatidae encontra-se dividida em duas subfamílias: Ancylostomatinae e Bunostominae. A subfamília Ancylostomatinae por sua vez encontra-se dividida em 4 gêneros: *Ancylostoma*, *Globocephalus*, *Uncinaria* e *Placoconus*. Na presente dissertação apenas serão abordados os gêneros *Ancylostoma* e *Uncinaria*, uma vez que são estes que infetam os canídeos domésticos. Esta infecção é denominada ancilostomíase (Conboy e Zajac, 2012; Taylor *et al.*, 2017; Becskei *et al.*, 2020).

1.1.1. *Ancylostoma* spp.

1.1.1.1. Morfologia de *Ancylostoma* spp.

Ancylostoma spp. são parasitas com uma cor cinza-avermelhada, podendo esta variar com a ingestão de alimento. Estes possuem a forma de gancho, pois tem a sua extremidade anterior curvada no sentido dorsal. Estes parasitam apresentam dimorfismo sexual sendo que a fêmeas por norma são maiores do que os machos. O seu comprimento está compreendido entre os 7,5mm a 20mm. Os ovos de *Ancylostoma* spp. têm cerca de 52µm a 79µm de comprimento e 28µm a 58µm de largura, na figura 2.1 pode-se observar-se 2 ovos de ancilostomatídeos. São parasitas hematófagos, com cápsulas bucais bem desenvolvidas que lhes permitem fixar às paredes do intestino delgado e perfurar os vasos capilares de forma a poderem alimentar-se do sangue do hospedeiro. As suas cápsulas bucais podem ser constituídas por dentes ou placas quitinosas. *Ancylostoma* spp. para além de cortarem os vasos capilares, também libertam peptídeos anticoagulantes que vão impedir a coagulação do sangue, o que facilita a sua alimentação (Bethony *et al.*, 2005; Barger e MacNeill, 2015; Coop *et al.*, 2016; Coop *et al.*, 2017). Por dia podem ingerir cerca de 0,1 ml a 0,23 ml de sangue por parasita (Fox *et al.*, 2015; Loukas *et al.*, 2018).

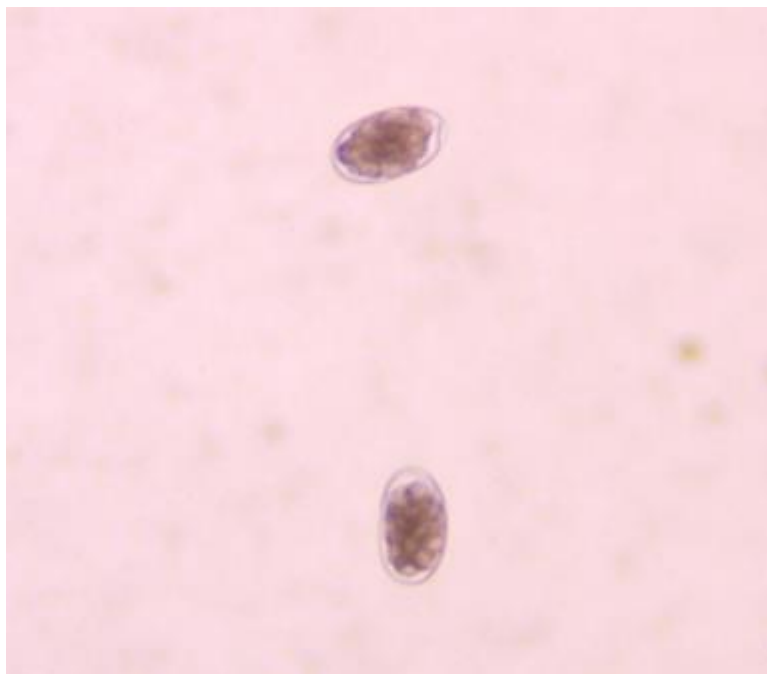


Figura 2.1. – Ovos de ancilostomatídeos em fezes de cão (original).

As espécies de *Ancylostoma* observadas em cães são: *Ancylostoma caninum*, *Ancylostoma ceylanicum* e *Ancylostoma brasiliense* (Conboy e Zajac, 2012; Coop *et al.*, 2017) *Ancylostoma caninum* e *Ancylostoma brasiliense* apresentam uma distribuição mundial enquanto *Ancylostoma ceylanicum* se encontra predominantemente no continente asiático (Loukas e Prociv, 2001; Bowman *et al.*, 2010; Conboy e Zajac, 2012).

Destas três espécies a mais observada é *Ancylostoma caninum* (Bowman e Fogarty, 2004). Os machos normalmente são menores do que as fêmeas, pois medem entre 9mm a 13mm em contrapartida as fêmeas medem ente 14 mm a 20mm. A sua cápsula bucal é constituída por três pares de dentes marginais e um de dentes ventrolaterais (Fox *et al.*, 2015; Coop *et al.*, 2017; Farias *et al.*, 2021). Os ovos desta espécie apresentam uma forma elíptica, podendo ter entre 34 μ m e 45 μ m de largura por 55 μ m a 77 μ m de comprimento. No seu interior podem também apresentam dois a oito Blastómeros (Farias *et al.*, 2021).

Ancylostoma brasiliense é encontrado em zonas de clima tropical e subtropical (Conboy e Zajac, 2012). A cápsula bucal de *Ancylostoma brasiliense* é profunda e constituída por dois pares de dentes dorsais de grandes dimensões e dois pares ventrais menores. Esta espécie é mais pequena do que *Ancylostoma caninum*, uma vez que os machos medem por volta de 7,5mm e as fêmeas entre 9mm a 10mm de comprimento (Coop *et al.*, 2017). Os seus ovos são indistinguíveis dos de *Ancylostoma caninum* (Bowman e Fogarty, 2004).

Ancylostoma ceylanicum por sua vez é muito semelhante a *Ancylostoma brasiliense*, no entanto os pares de dentes ventrais são maiores (Traub, 2013; Coop *et al.*, 2017). Esta espécie normalmente encontra-se na Ásia (Conboy e Zajac, 2012; Traub, 2013).

1.1.1.2. Ciclo de vida de *Ancylostoma* spp.

Ancylostoma caninum tem um ciclo de vida direto, sendo a infecção do hospedeiro realizada pela penetração das larvas de terceiro estágio (L3) na pele ou pela ingestão das mesmas como se pode observar no esquema da figura 2.2. A ingestão das larvas pode ocorrer através da ingestão de água, solo, fezes e ervas contaminadas. Também pode decorrer através do grooming e em alguns casos pode ocorrer a ingestão de hospedeiros paratênicos (sendo nestes casos um ciclo de vida indireto). A infecção percutânea é menos frequente e geralmente ocorre através do abdômen ou das almofadas plantares. Após as larvas penetrarem a pele vão entrar na corrente sanguínea através da qual serão transportadas até aos pulmões. Depois de chegarem aos pulmões vão distribuir-se pelos brônquios e pela traqueia onde vão mudar para larvas de quarto estágio (L4). Posteriormente serão deglutidas e percorrerão o trato digestivo até alcançarem o intestino delgado, onde se irá realizar a sua última muda. No caso de a infecção se iniciar através da ingestão dos parasitas podem ocorrer duas situações: a primeira é as larvas penetrarem a mucosa oral e entrarem na corrente sanguínea até aos pulmões e repetem o processo da infecção percutânea ou podem ser levadas diretamente para o intestino. No intestino os parasitas passam por 2 mudas, os parasitas adultos vão fixar-se na mucosa intestinal com as suas cápsulas bucais para se alimentarem. O período pré-patente varia entre 14 a 21 dias. Estes parasitas reproduzem-se rapidamente, podendo produzir milhões de ovos diariamente durante várias semanas. Os ovos são excretados nas fezes e se o ambiente for favorável (quente, húmido e com sombra) podem eclodir e desenvolver-se até L3 em cerca de 5 dias. Se as condições ambientais se mantiverem favoráveis as larvas podem sobreviver no exterior por 3 ou 4 semanas (Loukas e Prociv, 2001; Bowman *et al.*, 2010; Cesare *et al.*, 2014; Fox *et al.*, 2015; Coop *et al.*, 2017).

Para além das formas de transmissão anteriormente faladas também pode ocorrer a transmissão transmamária ou galactogénica. Pois em cadelas suscetíveis as larvas L3 que se encontram nos pulmões fazem a sua migração para os músculos esqueléticos onde irão permanecer dormentes até que as cadelas fiquem gestantes. Quando tal ocorre as larvas

são reativadas e excretadas no leite por um período de cerca de 3 semanas após o parto (Travessa, 2012; Fox *et al.*, 2015; Coop *et al.*, 2017; Becskei *et al.*, 2020; Hawdon e Wise, 2021).

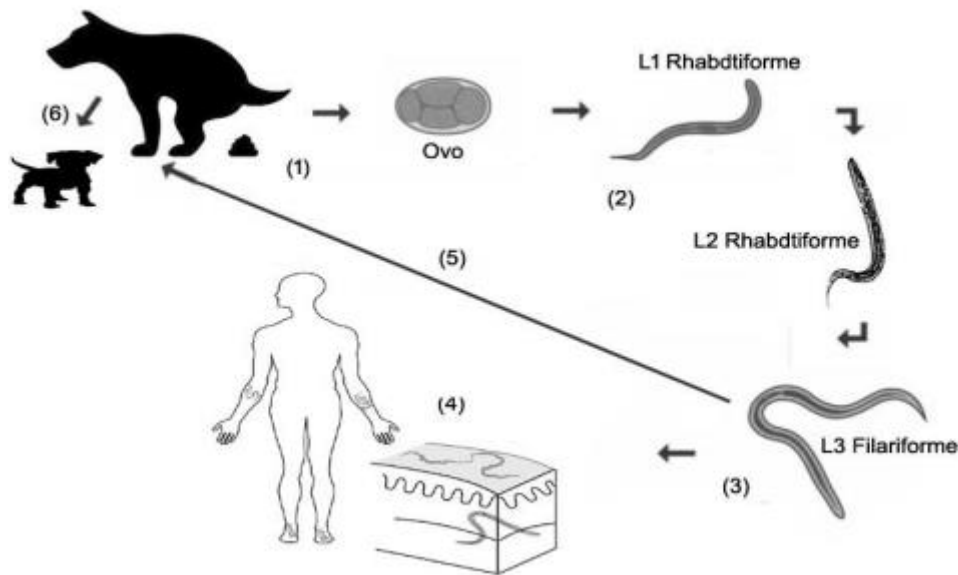


Figura 2.2. – Esquema do ciclo de vida de *Ancylostoma caninum*. (1) Hospedeiro definitivo excreta ovos nas fezes; (2) Os ovos eclodem originando as L1 e L2; (3) No ambiente as L2 evoluem para L3 a forma infetante; (4) L3 penetram a pele dos humanos; (5) A L3 pode infectar o cão através da via percutânea ou oral; (6) Progenitora infeta as crias através da via transmamária ou galactogénica (Adaptado de Farias *et al.*, 2021).

A reativação dos parasitas latentes pode ocorrer meses ou anos após a infecção do hospedeiro, quer sejam cães ou cadelas. Sendo que a reativação pode ser induzida por stress, após várias administrações de corticosteroides em grandes quantidades ou por doenças graves que comprometam o sistema imunitário (Armour *et al.*, 1996)

O ciclo de vida de *Ancylostoma brasiliense* é semelhante ao de *Ancylostoma caninum*, porém apresenta algumas diferenças. Este parasita tem também a capacidade de infetar os hospedeiros através da via oral e percutânea, porém não tem a capacidade de se transmitir através da via transmamária. O seu período pré-patente por sua vez também é mais curto, sendo cerca de 14 dias. Neste caso pode haver o envolvimento de hospedeiros paratênicos, nomeadamente roedores (Ballweber, 2001, Bowman *et al.*, 2010; Mandel e Shapiro, 2010; Coop *et al.*, 2017).

O ciclo de vida de *Ancylostoma ceylanicum* é idêntico ao de *Ancylostoma brasiliense* (Dhaliwa e Juyal, 2013; Traub, 2013; Coop *et al.*, 2017).

1.1.2. *Uncinaria stenocephala*

1.1.2.1. Morfologia de *Uncinaria stenocephala*

O género *Uncinaria* é constituído por apenas uma espécie *Uncinaria stenocephala* (Coop *et al.*, 2017).

Uncinaria stenocephala é um nematode com uma distribuição geográfica predominante no Norte em zonas mais frias como na Europa, Canada e no norte dos Estados Unidos da América. Estes parasitas em geral medem cerca de 1cm de comprimento, sendo que as fêmeas medem entre 7mm a 12mm e os machos entre 4mm a 8,5mm. São esbranquiçados e as suas cápsulas bucais são em forma de funil. No interior das suas cápsulas bucais encontra-se um par de placas quitinosas e um par de dentes subventrais na sua base (Ballweber, 2001; Barr *et al.*, 2002; Conboy e Zajac, 2012; Coop *et al.*, 2017; Elsheika *et al.*, 2018).

Os ovos destes parasitas são maiores que os de *Ancylostoma* spp., têm aproximadamente 70µm a 90µm de comprimento e 40µm a 50µm de largura. Possuem uma forma elíptica e quando são excretados nas fezes apresentam uma morula com 8 a 16 células (Barr *et al.*, 2002; Conboy e Zajac, 2012).

1.1.2.2. Ciclo de vida de *Uncinaria stenocephala*

O ciclo de vida de *Uncinaria stenocephala* é semelhante ao de *Ancylostoma* spp., porém existem algumas diferenças. No caso da *Uncinaria stenocephala* a via mais comum de infeção é a via oral, sendo que neste caso não ocorre a migração pulmonar. É também possível ocorrer a infeção pela via percutânea, esta é menos comum e quando ocorre as larvas não concluem o seu desenvolvimento natural devido a não haver migração traqueal. No seu ciclo de vida também não ocorre a infeção pela via transplacentária ou galactogénica (Ballweber, 2001; Fox *et al.*, 2015; Coop *et al.*, 2017).

1.1.2.3. Sinais clínicos da ancilostomíase

Os sinais clínicos apresentados dependem de fatores como a idade do cão, a imunidade do animal e a severidade da infecção (Armour *et al.*, 1996; Ballweber, 2001; Bowman, 2014; Elsheika *et al.*, 2018; Mehlhorn e Strube, 2021).

Por norma, os sinais clínicos provocados pela ancilostomíase são: anemia, mucosas pálidas, diarreia, melena, enterite hemorrágica, vômito, perda de peso, fraqueza, depressão, o aumento dos neutrófilos circulantes e em alguns casos dispneia. A dispneia ocorre quando há lesão dos pulmões provocada pelas larvas ou devido ao efeito anóxico da anemia. Quando a infecção ocorre pela via cutânea é possível observar-se eritema nos locais onde as larvas penetraram a pele do hospedeiro (Ballweber, 2001; Travessa, 2012; Elsheika *et al.*, 2018; Mehlhorn e Strube, 2021).

Existem três formas clínicas de infecção: a hiperaguda, a aguda e a crónica ou compensada (Mehlhorn e Strube, 2021).

A infecção hiperaguda ocorre em cães neonatos que são infetados com *Ancylostoma caninum* pelas progenitoras através da via transmamária. As crias encontram-se aparentemente saudáveis na primeira semana de vida, mas na segunda semana dependendo da quantidade de parasitas transmitidos podem apresentar uma anemia severa e melena. Sendo que 50 a 100 parasitas são o suficiente para levar á morte do animal. Neste período não são detetados ovos nas fezes pois estes são apenas excretados 14 a 16 dias após a infecção (Ballweber, 2001; Bowman, 2014; Mehlhorn e Strube, 2021).

A infecção aguda ocorre quando cachorros ou cães adultos suscetíveis entram em contato frequente com um grande número de larvas. Pode ocorrer anemia, mas é menos severa e rápida do que nos casos hiperagudos. Normalmente os ovos são encontrados nas fezes, no entanto em casos de uma grande infecção parasitária os sinais clínicos podem aparecer apenas 4 dias antes de se detetar parasitas nas fezes (Ballweber, 2001; Bowman, 2014; Mehlhorn e Strube, 2021).

A infecção crónica por sua vez é provocada pela exposição de cães mais velhos e imunocompetentes a um número reduzido de larvas. Estes animais por norma são assintomáticos, mas em algumas situações podem apresentar anorexia, perda de peso, lesões cutâneas, queda do pelo, dispneia e claudicação (Ballweber, 2001; Bowman, 2014; Mehlhorn e Strube, 2021).

1.1.2.4. Diagnóstico da ancilostomíase

Uma boa anamnese e identificação dos sinais clínicos anteriormente mencionados são importantes para a realização do diagnóstico. Para a confirmação do diagnóstico pode-se realizar uma análise macroscópica das fezes com o intuito de detetar os parasitas adultos que possuem uma forma muito característica ou através da observação de ovos de ancilostomatídeos. Para se detetar os ovos destes parasitas pode-se utilizar técnicas de concentração como por exemplo a técnica de flutuação de Willis ou a técnica de sedimentação natural (Armour *et al.*, 1996; Elsheika *et al.*, 2018).

No entanto, através das técnicas de concentração é difícil distinguir os ovos de *Uncinaria stenocephala* e de *Ancylostoma* spp. pois existe uma sobreposição dos seus intervalos de dimensões. Estas técnicas também não permitem fazer a distinção das espécies de *Ancylostoma* spp. Para fazer estas distinções é necessário realizar a técnica de reação em cadeia pela polimerase (PCR). O PCR também pode ser utilizado para verificar a presença destes parasitas quando estes se encontram em pequenas quantidades (Campbell e Gasser, 2009; Elsheika *et al.*, 2018).

1.1.2.5. Terapêutica e profilaxia da ancilostomíase

A desparasitação regular e uma boa higiene são de extrema importância para o tratamento e controlo de infeções de ancilostomatídeos. Os anti-helmínticos normalmente utilizados na desparasitação que tem ação sobre os ancilostomatídeos, são os benzimidazóis (febendazol, febantel, albendazol e mebendazol), tetrahidropirimidinas (oxantel, pirantel e morantel), lactonas macrocíclicas (ivermectina, doramectina e milbemicina oxima) e emodepside (Travessa, 2012; Mehlhorn e Strube, 2021).

Os benzimidazóis eliminam os parasitas ao ligarem-se á tubulina do parasita, interferindo com a síntese dos microtúbulos que desempenham um processo crucial em alguns processos celulares e inibem a absorção de glicose (Albonico *et al.*, 2006; Mehlhorn e Strube, 2021).

As tetrahidropirimidinas provocam a paralisia espática do parasita e a morte do parasita. Já as lactonas macrocíclicas e emodepside causam a paralisia flácida dos parasitas e a morte do parasita (Bevilaqua e Melo, 2002; Mehlhorn e Strube, 2021).

Em geral os animais devem ser desparasitados regularmente, com uma frequência superior a 3 a 4 vezes por ano, pois verificou-se que uma frequência mais baixa não diminui a prevalência de ancilostomatídeos (Mehlhorn e Strube, 2021).

Em cadelas gestantes, de forma a evitar a transmissão transmamária, deve-se administrar 50mg por kg de fenbendazole diariamente a partir do dia 40 de gestação até ao dia 14 de lactação ou 0,5mg por kg de ivermectina entre 4 a 9 dias antes do parto seguido por outro tratamento 10 dias depois. A realização da desparasitação destas cadelas pode ser realizadas em cadelas que estiveram anteriormente parasitadas ou em contato com animais parasitados (Ballweber, 2001; Bowman, 2014).

No caso das crias o Companion Animal Parasite Council (CAPC) e o European Scientific Counsel Companion Animal Parasites (ESCCAP) recomendam a desparasitação a cada 2 semanas durante as suas primeiras 8 semanas de vida, posteriormente a desparasitação deve ser realizada uma vez por mês até aos 6 meses (Mehlhorn e Strube, 2021).

Um estudo realizado mostrou que a combinação de febantel, pirantel e praziquantel tem uma eficácia de cerca de 99,9% contra ancilostomatídeos. O mesmo estudo demonstrou que os comprimidos com emodepside e praziquantel tem uma eficácia superior a 95% e a 98% contra formas larvares e adultas de *Uncinaria stenocephala* e *Ancylostoma caninum*, respetivamente. Em outro estudo verificou-se que esta associação é capaz de reduzir a quantidade de ovos excretados em 99,9% a 100% (Traversa, 2012).

Os comprimidos com emodepside e toltrazuril associados têm uma eficácia de 99,5% a 100% contra formas adultas de *Uncinaria stenocephala* e *Ancylostoma caninum*. Esta combinação é utilizada quando se verifica a coinfeção com coccídeos (Traversa, 2012).

No que diz respeito às lactonas macrocíclicas verificou-se que a associação de ivermectina e pirantel em comprimidos tem uma eficácia entre os 90,1% e os 99,6%. A eficácia de moxidectina associada à imidacloprida em spot-on é de 99,9% contra ancilostomatídeos (Traversa, 2012).

Comprovou-se num estudo que a moxidectina associada a pirantel tem uma eficácia \geq 98,4% contra as L4 de *Ancylostoma caninum*, \geq 99,8% contra as larvas de quinto estágio L5 e contra as formas adultas de *Ancylostoma caninum* e *Uncinaria stenocephala* têm uma eficácia de 100% (Becskei *et al.*, 2020).

Em um estudo realizado verificou-se que a milbemicina em comprimidos tem uma eficácia de 99,3% a 100% contra nematodes intestinais. A associação de milbemicina e

praziquantel foi capaz de reduzir a contagem de ovos de *Ancylostoma caninum* em 99,4% a 99,8% (Traversa, 2012).

Para além da desparasitação existem medidas que se podem implementar de forma a evitar a infeção dos animais como a limpeza e desinfeção dos canis e das camas no mínimo duas vezes por semana, a remoção diária das fezes, o uso de canis com o chão em cimento sem fissuras e com incidência de luz solar para manter o ambiente seco de forma a evitar o desenvolvimento dos ovos e larvas. Este controlo também pode ser feito através da alimentação, alimentando os animais apenas com ração e evitando que se alimentem de hospedeiros paraténicos (Armour *et al.*, 1996; Ballweber, 2001; Elsheika *et al.*, 2018; Farias *et al.*, 2021).

1.1.2.6. Risco zoonótico da ancilostomíase

Os ancilostomatídeos são parasitas zoonóticos importantes pois provocam uma dermatite conhecida como síndrome de Larva Migrante Cutânea. Esta dermatite é normalmente provocada pela migração das larvas L3 dos ancilostomatídeos na pele, após o contacto com solo contaminado por fezes de cães infetados. As larvas como não podem completar o seu ciclo biológico nos humanos acabam por morrer dentro de 2 a 8 semanas, durante este período podem percorrer até 2cm por dia. Esta dermatite normalmente manifesta-se unilateralmente, com um prurido intenso e eritema em forma de linhas tortuosas vermelhas devido à reação da pele à larva. As zonas mais frequentemente afetadas são as mãos, os pés e as nádegas. Em alguns casos raros as larvas migram até aos pulmões e provocam uma reação imunológica que resulta em uma pneumonia eosinofílica (Loukas e Prociv, 2001; Brener e Patel, 2003; Albonico *et al.*, 2006; Caumes e Hochedez, 2007; Feldmeier e Heukelbach, 2008).

1.2.Família Trichuridae

1.2.1. Morfologia de *Trichuris vulpis*

O género *Trichuris* pertence à família Trichuridae da superfamília Trichuroidea do filo Nematoda. Este género é composto por várias espécies, sendo *Trichuris vulpis* a que tem como hospedeiro definitivo o cão. Este parasita encontra-se distribuído por todo o globo. Os parasitas adultos têm uma forma semelhante á de um chicote (a porção anterior é comprida e fina e a posterior grossa), são esbranquiçados e medem entre 4,5cm a 7,5cm.

Pode-se diferenciar os machos das fêmeas pois estes têm a cauda encaracolada e possuem apenas uma espícula (Coop *et al.*, 2016).

Os ovos de *Trichuris vulpis* são castanhos-claros, têm a forma de limão, uma parede espessa e lisa, em cada extremidade possuem opérculos e medem entre 70 a 90 µm de comprimento por 32 a 41 µm de largura (Ballweber, 2001; Coop *et al.*, 2016; Monteiro, 2017; Andersen *et al.*, 2020).

Na figura 2.3. é possível visualizar uma fotografia de um ovo de *Trichuris* spp. observado ao microscópio.

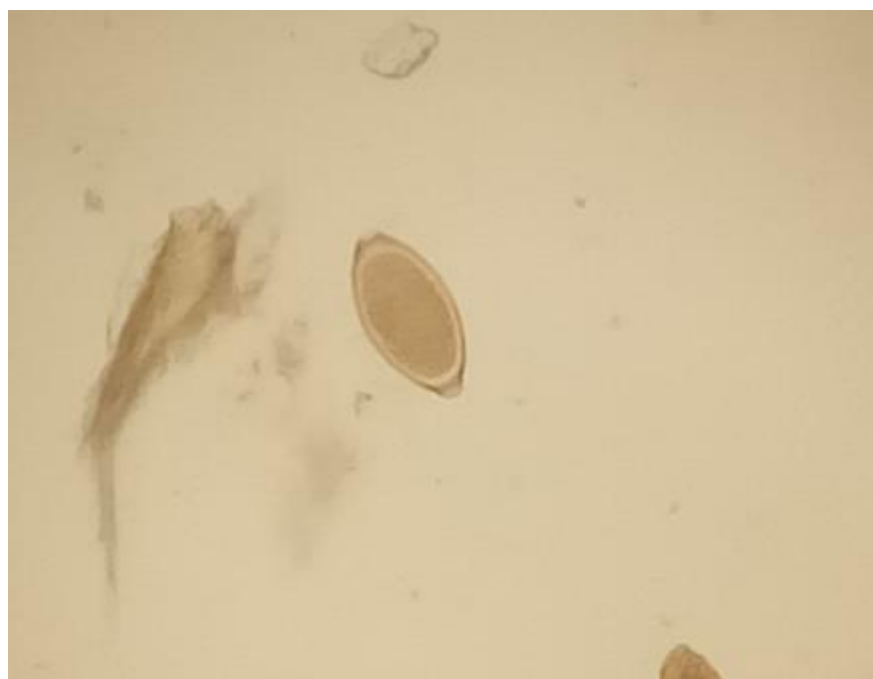


Figura 2.3. – Ovo de *Trichuris* spp. em fezes de cão (original).

1.2.2. Ciclo de vida

Trichuris vulpis tem um ciclo de vida direto, uma vez que o cão (hospedeiro definitivo) é infetado através da ingestão de ovos com a forma infetante (larva de primeiro estágio (L1)) no seu interior. Após a ingestão dos ovos os seus opérculos são digeridos libertando as L1 no lúmen do intestino que em seguida migram para o ílio distal, ceco e cólon e penetram a mucosa intestinal onde se vão desenvolver-se e passar por 3 mudas até atingirem a forma adulta que após emergirem da mucosa se vão fixar á mesma. As formas adultas vão então reproduzir-se e seus ovos serão excretados nas fezes. Os ovos contem uma célula que após 1 a 2 meses de desenvolvimento irá originar a forma infetante de *Trichuris vulpis*. Em condições ideais os ovos podem manter-se viáveis por vários anos e

apenas eclodem se ingeridos por hospedeiros adequados. Por norma não ocorre migração extraintestinal no ciclo de vida deste parasita (Armour *et al.*, 1996; Bowman, 2014; Coop *et al.*, 2016).

O período pré-patente desta infeção varia entre 2 a 3 meses (Coop *et al.*, 2016).

1.2.3. Sinais clínicos

Normalmente as infeções de *Trichuris vulpis* são ligeiras e assintomáticas. Os cachorros jovens são mais suscetíveis a infeções mais severas. Em infeções mais severas são observados sinais clínicos como: perda de peso, diarreia, colite hemorrágica, desidratação e anemia. Em casos raros a diarreia e anemia severas podem provoca a morte dos cães infetados (Longo *et al.*, 2008; Bowman, 2014; Coop *et al.*, 2016).

1.2.4. Diagnóstico

Como os sinais clínicos observados são inespecíficos o diagnóstico desta infeção é realizado através de técnicas de flutuação ou através da deteção das formas adultas excretadas nas fezes.

1.2.5. Terapêutica e profilaxia

Os benzimidazóis (febantel, albendazol, febendazol e mebendazol), as lactonas microlíticas (milbemicina e moxidectina) e emodepside são eficazes no tratamento de cães infetados com *Trichuris vulpis*. As formas larvares são mais resistentes a estes anti-helmínticos do que as formas adultas (Traversa, 2011; Coop *et al.*, 2016; Elsheika *et al.*, 2018).

Em estudos realizados verificou-se que o emodepside tem uma eficácia de quase 100% nas fases larvares e adultas. A associação de emodepside e praziquantel tem uma eficácia > 99 %. A moxidectina tem uma eficácia $\geq 97\%$. A milbemicina por sua vez tem uma eficácia de 96% a 99% e quando é associada a praziquantel tem uma eficácia $\geq 99,6\%$ (Altreuther *et al.*, 2009; Traversa, 2011).

A cães infetados deve-se fazer duas administrações de um destes anti-helmínticos com 1 mês de intervalo e os locais onde se encontram devem ser higienizados para evitar uma reinfeção (Mandel e Shapiro, 2010; Elsheika *et al.*, 2018).

Como o processo de desenvolvimento das larvas demora cerca de 3 meses a administração profilática de anti-helmínticos em cães com tutores deve ser realizada a cada 3 meses, desta forma são eliminadas as formas adultas existentes e as que formas larvares existentes que vão atingir a maturidade depois da primeira dose. Os cães de canis ou associações, como se encontram em grande número e próximos uns dos outros podem necessitar de ser desparasitados mensalmente para evitar a propagação da infeção. As instalações dos canis ou associações devem ser higienizadas regularmente para evitar a contaminação fecal das instalações (Mandel e Shapiro, 2010; Traversa, 2011; Elsheika *et al.*, 2018).

1.2.6. Risco zoonótico

Trichuris vulpis não representa um grande risco zoonótico visto que a infeção em humanos é muito rara. O género *Trichuris* possui espécies com hospedeiros muito específicos. A espécie específica do Homem é *Trichuris trichiura* (Conboy e Zajac, 2012; Coop *et al.*, 2016; Elsheika *et al.*, 2018)

1.3. Família Toxocaridae

1.3.1. Morfologia de *Toxocara* spp.

O género *Toxocara* pertence à família Toxocaridae, ordem *Ascaridiodea* do filo Nematelmintes. Este género possui várias espécies das quais *Toxocara canis* e *Toxascaris leonina* é que têm como hospedeiros definitivos os cães e outros canídeos. A infeção de *Toxascaris leonina* em cães é menos frequente do que a de *Toxocara canis* e não é um parasita zoonótico (Alberto *et al.*, 2006; Conboy e Zajac, 2012; Monteiro, 2017).

A toxocariase, a doença resultante da infeção de *Toxocara canis*, é a doença zoonótica provocada por helmintas mais frequente em todo o mundo (Mehlhorn e Strube, 2021).

Os parasitas adultos têm uma cor creme, apresentam dimorfismo sexual, por norma os machos são menores que as fêmeas, medindo cerca de 10cm e 18cm respetivamente. A extremidade anterior tem uma forma elíptica e um par de asas cervicais lanceoladas, não possui cápsula bucal e o esófago não possui bulbo posterior. A boca é constituída por 3

pares de lábios grandes. É possível ver os seus órgãos reprodutores através de cutícula pois tem uma coloração mais branca. Os machos têm asas caudais e o seu apêndice terminal é estreito. No caso das fêmeas os seus órgãos genitais prolongam-se anteriormente e posteriormente até à região vulvar. Na figura 2.4 é possível visualizar uma fotografia de uma forma adulta de *Toxocara* spp. Quando os parasitas mortos são excretados nas fezes podem apresentar uma coloração mais acinzentada ou negra na zona do intestino (Altreuther *et al.*, 2009; Bowman, 2014; Coop *et al.*, 2016; Monteiro, 2017).

Os ovos de *Toxocara canis* são ovais, castanhos, revestidos por camada exterior espessa, medem entre 85µm a 90µm de comprimento por 75 µm de largura e contem uma única célula escura que preenche o interior do ovo, na figura 2.4 pode-se observar um exemplo de um ovo de *Toxocara* spp.

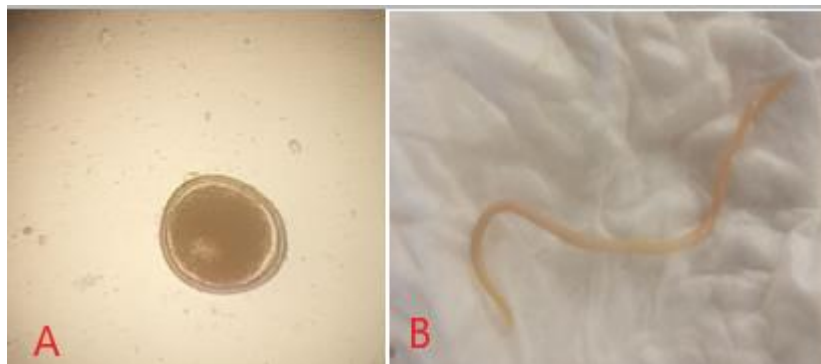


Figura 2.4. – (A) Ovo de *Toxocara* spp. em fezes de cão; (B): forma adulta de *Toxocara* spp. (original).

1.3.2. Ciclo de vida

Toxocara canis pode apresentar um ciclo de vida direto ou indireto dependendo da via de infeção. Existem 4 vias de infeção: através da ingestão de ovos embrionados, galactogénica, transplacentária e pela ingestão de hospedeiros paraténicos (Laabs *et al.*, 2011; Conboy e Zajac, 2012; Coop *et al.*, 2016).

A principal via de transmissão é a ingestão de ovos embrionados, estes 3 a 4 semanas após serem excretados no ambiente passam por mudas dentro do ovo até à forma infetante, que neste caso é a L3 (Ballweber, 2001; Altreuther *et al.*, 2009; Laabs *et al.*, 2011; Dhaliwa e Juyal, 2013).

Este período de desenvolvimento é influenciado por fatores ambientais como a temperatura e a humidade. O ovo começa a desenvolver-se quando a temperatura ambiente ronda os 10°C, o desenvolvimento torna-se mais rápido à medida que a

temperatura aumenta, sendo que a temperatura ideal se encontra entre os 23°C e os 35°C. Se a humidade for baixa e houver a incidência direta do sol o ovo pode parar de se desenvolver e degradar-se. Em um ambiente quente e húmido os ovos podem-se manter viáveis durante cerca de 4 anos (Altreuther *et al.*, 2009; Laabs *et al.*, 2011; Coop *et al.*, 2016).

Após a ingestão os ovos eclodem no duodeno e as L3 penetram a parede intestinal, entram nos vasos linfáticos e migram até ao fígado. A maioria das larvas deixam o fígado através da veia cava, passam pelo coração e chegam aos pulmões através da artéria pulmonar. Após entrarem nos alvéolos pulmonares as larvas podem continuar a migrar para os tecidos somáticos (fígado, rins, útero, glândulas mamárias e músculos esqueléticos) através da corrente sanguínea ou são expulsas para a traqueia pela tosse e de seguida são novamente deglutidas quando voltarem ao intestino delgado vão desenvolver-se para a sua forma adulta e vão produzir ovos que vão ser excretados nas fezes. Esta forma de migração ocorre normalmente em cães até aos seus 2 a 3 meses de idade. O período pré-patente é de aproximadamente 28 dias. Na figura 2.5 encontra-se ilustrado todo este processo de desenvolvimento descrito (Ballweber, 2001; Alberto *et al.*, 2006; Altreuther *et al.*, 2009; Laabs *et al.*, 2011; Dhaliwa e Juyal, 2013; Heuer *et al.*, 2013).

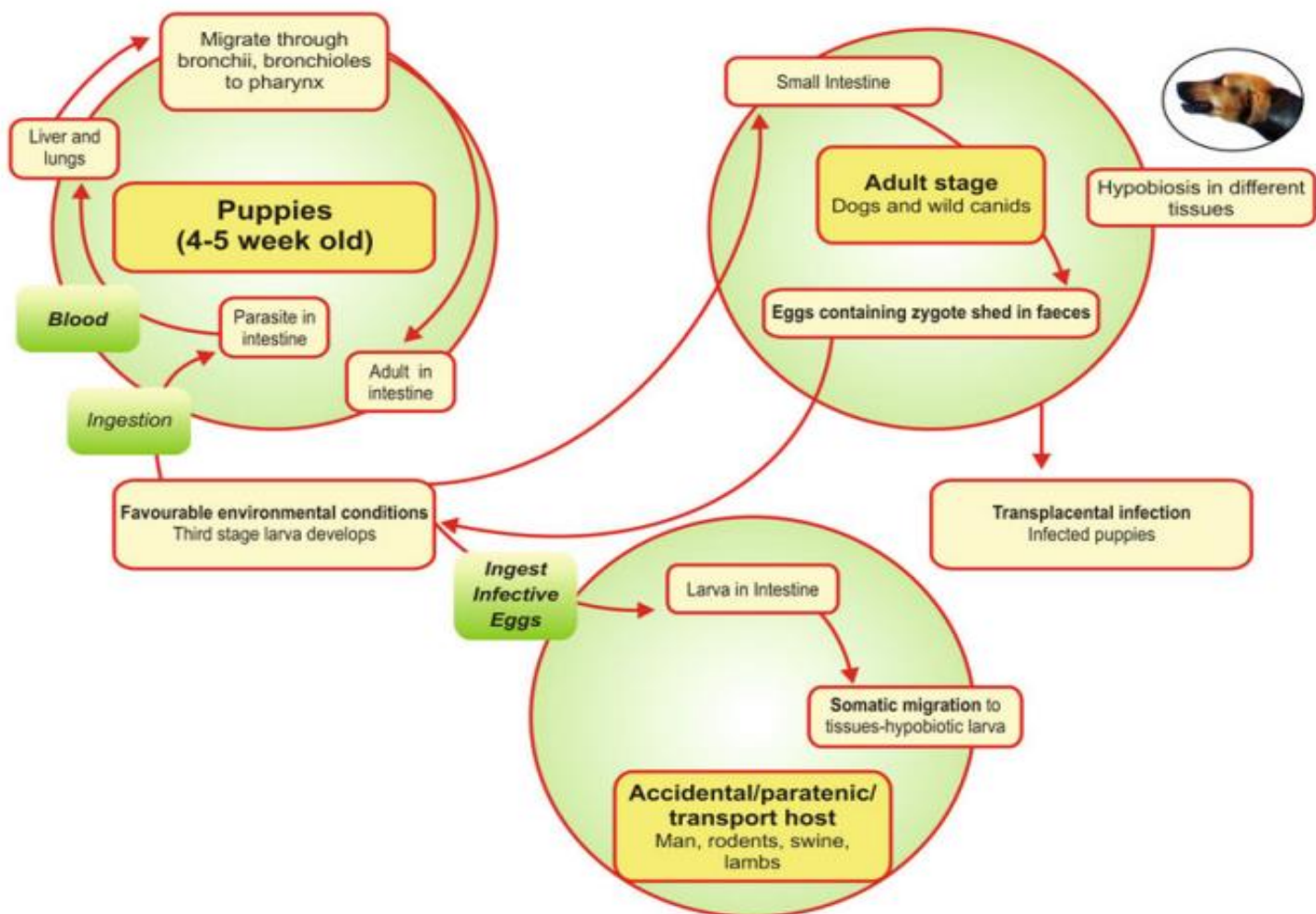


Figura 2.5. – Ciclo de vida de *Toxocara canis* (Adaptado de Dhaliwa e Juyal, 2013).

Em cães com mais de 2 a 3 meses a migração hepato-traqueal é menos frequente, porém verifica-se um aumento da migração somática, seguida de hipobiose. O período pré-patente é de aproximadamente 2 meses (Armour *et al.*, 1996; Ballweber, 2001; Altreuther *et al.*, 2009; Coop *et al.*, 2016; Elsheika *et al.*, 2018).

Nas cadelas gestantes infetadas com *Toxocara canis* quando encontram no último trimestre de gestação as larvas que se encontravam em hipobiose voltam a ficar ativas e vão infetar os fetos através da via transplacentária. As L3 fazem a migração até aos pulmões dos fetos e fazem a muda para L4. Após o parto migram para o intestino delgado onde se desenvolvem para a sua forma adulta e completam o seu ciclo de vida (Alberto *et al.*, 2006; Altreuther *et al.*, 2009; Laabs *et al.*, 2011; Coop *et al.*, 2016).

As cadelas infetadas contêm um número de larvas, nos seus tecidos somáticos, capaz de infetar todas as suas ninhadas subsequentes, mesmo que não haja uma nova infeção. Algumas destas larvas reativadas completam a sua migração normal e não vão para o útero, provocando a disseminação de parasitas nas suas fezes nas semanas seguintes ao parto (Ballweber, 2001; Altreuther *et al.*, 2009; Laabs *et al.*, 2011; Coop *et al.*, 2016).

Algumas destas larvas móveis em vez de irem para o útero completam a sua migração normal e os parasitas adultos restantes produzem um aumento transitório, mas significativo de ovos nas fezes nas semanas seguintes ao parto. O período pré-patente é de aproximadamente 3 a 5 semanas (Ballweber, 2001; Altreuther *et al.*, 2009; Laabs *et al.*, 2011; Coop *et al.*, 2016).

As crias lactantes podem ser infetadas através da via galactogénica, durante as 3 primeiras semanas após o parto, uma vez que as L3 presentes na glândula mamária infetam o leite durante este período. É de notar que transmissão por esta via é a menos frequente (Ballweber, 2001; Altreuther *et al.*, 2009; Laabs *et al.*, 2011; Coop *et al.*, 2016).

A transmissão através da ingestão dos hospedeiros paraténicos (como por exemplo roedores, ovinos, suínos ou aves) ocorre quando estes ingerem os ovos com L3. Após a ingestão as larvas migram do intestino para os tecidos somáticos e entram em hipobiose. Quando o hospedeiro paraténico é consumido pelo hospedeiro definitivo as larvas são reativadas, desenvolvem-se no intestino até atingirem a sua forma adulta e reproduzem-se. O período pré-patente é de 21 dias (Altreuther *et al.*, 2009; Laabs *et al.*, 2011; Heuer *et al.*, 2013; Coop *et al.*, 2016).

O ciclo de vida de *Toxascaris leonina* é parecido com o de *Toxascaris canis* no entanto neste caso não ocorre transmissão transplacentária ou transmamária (Ballweber, 2001).

1.3.3. Sinais clínicos

As infeções leves a moderadas de *Toxocara canis* podem ser assintomáticas em alguns casos, em outros apenas o são numa fase inicial. Esta fase está compreendida entre o momento em que ocorre a infeção e a migração pulmonar. Depois das larvas migrarem para o intestino podem-se observar sinais clínicos como: distensão abdominal, atraso do desenvolvimento do animal e pontualmente diarreia e vómito nos quais às vezes é possível observar formas adultas de *Toxocara canis* (Ballweber, 2001; Alberto *et al.*, 2006; Altreuther *et al.*, 2009; Coop *et al.*, 2016; Elsheika *et al.*, 2018).

Em infecções severas podem-se observar sinais como tosse, descarga nasal espumosa, pneumonia, dispneia, vômito, diarreia distensão abdominal, atraso do desenvolvimento do animal e mucosas pálidas. A morte dos animais não é muito frequente, mas pode ser provocada por exemplo pela obstrução do intestino, pela ulcerarção ou perfuração da parede intestinal. A maior parte das mortes ocorre na fase de migração pulmonar e em crias infetadas por uma grande carga parasitária através da via transplacentária, alguns dias após o parto (Ballweber, 2001; Alberto *et al.*, 2006; Altreuther *et al.*, 2009; Laabs *et al.*, 2011).

Os sinais clínicos de *Toxascaris leonina* são menos severos, estes podem incluir atrasos de crescimento, diarreia ligeira intermitente e abdómen dilatado (Ballweber, 2001; Alberto *et al.*, 2006).

1.3.4. Diagnóstico

O diagnóstico pode ser realizado através de anamnese e sinais clínicos e de exames complementares de diagnóstico. Por vezes pode-se observar macroscopicamente a presença de parasitas adultos nas fezes ou vômito (Altreuther *et al.*, 2009; Coop *et al.*, 2016).

Em casos de infecções severas em que há uma grande carga de ovos nas fezes pode ser possível fazer a identificação dos ovos dos parasitas com um esfregaço fecal (Altreuther *et al.*, 2009; Coop *et al.*, 2016).

Podem-se utilizar técnicas de flutuação ou de sedimentação para confirmar a existência de ovos deste parasita nas amostras fecais. Deve-se ter em conta que estas técnicas não são muito sensíveis, pois em alguns casos a excreção dos ovos pode ocorrer de forma intermitente, podendo então não se detetar até um terço das infecções (Altreuther *et al.*, 2009; Knapen e Overgaauw, 2013; Coop *et al.*, 2016; Elsheika *et al.*, 2018).

Para compensar este problema podem ser utilizadas técnicas com mais especificidade e sensibilidade como o ensaio de imunoabsorção enzimática para a deteção de antígenos de *Toxocara* spp. nas fezes. Estes antígenos são excretados nas fezes dos parasitas adultos, o que permite a deteção dos parasitas no período pré-patente e também superar o problema da excreção intermitente dos ovos (Elsheika *et al.*, 2018).

1.3.5. Terapêutica e profilaxia

Os anti-helmínticos são muito eficazes na remoção das formas adultas de *Toxocara* spp. Existem vários fármacos disponíveis para efetuar a desparasitação, os utilizados mais frequentemente são os benzimidazóis, tetrahidropirimidinas, lactonas macrocíclicas e emodepside (Alberto *et al.*, 2006; Elsheika *et al.*, 2018; Mehlhorn e Strube, 2021).

Apesar de os anti-helmínticos também serem eficazes em larvas imaturas, estes não garantem a sua eliminação completa (Mehlhorn e Strube, 2021).

O tratamento das crias deve ser iniciado às 2 semanas de vida e repetido a cada duas semanas até o desmame. Após o desmame o tratamento deve ser realizado mensalmente até que atinjam os 6 meses de idade. O objetivo deste tratamento é eliminar os parasitas que possam ter sido transmitidos através da via transplacentária, da amamentação ou do contato com as fezes parasitadas da progenitora (Altreuther *et al.*, 2009; Knapen e Overgaauw, 2013; Bowman, 2014).

Quando os tutores adquirem um cachorro devem desparasitá-lo inicialmente duas vezes com um intervalo de 14 dias, depois continuar a fazer a desparasitação com a frequência anteriormente mencionada em função da idade do cachorro (Bowman, 2014; Coop *et al.*, 2017; Mehlhorn e Strube, 2021).

Para se reduzir de forma significativa a infeção das crias através das vias transmamária e transplacentária, pode-se administrar febendazol diariamente em grandes quantidades no período entre a 40 a 24 antes do parto até 2 dias após o parto (Knapen e Overgaauw, 2013; Elsheika *et al.*, 2018).

Após o parto as progenitoras devem ser desparasitadas em simultaneamente com as crias, uma vez que existe a possibilidade de estarem infetadas (Bowman, 2014; Mehlhorn e Strube, 2021).

Em cães adultos deve-se realizar a desparasitação a cada 3 meses por ano pois a produção de ovos é reduzida significativamente. Se não se realizar as desparasitações com frequência os cães podem começar a excretar ovos nas fezes devido a uma nova infeção ou de larvas que se encontravam em hipobiose nos seus tecidos somáticos e que voltaram a ficar ativas (Knapen e Overgaauw, 2013; Bowman, 2014; Coop *et al.*, 2017; Elsheika *et al.*, 2018; Mehlhorn e Strube, 2021).

Verificou-se que o uso mensal de anti-helmínticos, reduz consideravelmente a quantidade de ovos excretados, por norma só se realiza a desparasitação com esta frequência em cães de caça, que se encontram em contato com pessoas imunodeprimidas ou crianças (Elsheika *et al.*, 2018).

Foi realizado um estudo no qual se verificou que a combinação de febantel, pirantel e praziquantel tem uma eficácia de cerca de 99,9% contra *Toxocara canis* (Traversa, 2012).

Foram efetuados diversos estudos para determinar a eficácia de comprimidos com emodepside associados a praziquantel contra formas larvares e adultas nos quais se constatou-se que a sua eficácia se encontra entre os 92% e os 99% (Traversa, 2012).

Os comprimidos com emodepside e toltrazuril associados têm uma eficácia de 94,7% a 99,3% contra formas larvas imaturas, já contra os parasitas adultos é 100% eficaz (Traversa, 2012).

No grupo das lactonas macrocíclicas constatou-se que a eficácia da associação de ivermectina e pirantel em comprimidos varia entre os 90,1% e os 99,6% tal como acontece nos ancilostomatídeos. A associação de moxidectina e imidacloprida em formato spot-on tem uma eficácia de 98,8% contra *Toxocara canis* (Traversa, 2012).

A associação de milbemicina e praziquantel possui uma eficácia de 99,4% a 99,8% contra *Toxocara canis* (Traversa, 2012).

Para evitar a infeção dos cães também se podem tomar medidas semelhantes às mencionadas anteriormente para os ancilostomatídeos com a remoção diária das fezes, o uso de canis com o chão em cimento sem fissuras e com incidência de luz solar para manter o ambiente seco para impedir o desenvolvimento dos ovos e larvas (Ballweber, 2001; Elsheika *et al.*, 2018; Farias *et al.*, 2021).

A limpeza e desinfecção dos canis deve ser feita com água de preferência a pressão e hipoclorito de sódio a 1% de forma a ser mais eficiente. O hipoclorito de sódio não destrói os ovos, mas remove a sua camada proteica exterior o que impede que estes adiram às superfícies facilitando a sua remoção (Bowman, 2014).

Na via pública deve-se recolher as fezes dos animais para evitar que outros animais entrem em contato com elas e sejam infetados (Mehlhorn e Strube, 2021).

1.3.6. Risco zoonótico

A toxocaríase humana é uma infecção provocada pelas larvas de *Toxocara canis*. A infecção normalmente ocorre através da ingestão acidental de ovos deste parasita, que se encontram por exemplo em solos contaminados, na pelagem dos cães e em vegetais ou carnes cruas ou mal cozinhadas (Altreuther *et al.*, 2009).

As larvas depois de ingeridas migram para diversos tecidos e dependendo dos órgãos que afetam podem provocar 5 formas diferentes de toxocaríase: assintomática, oculta, sistêmica (Larva Migrans Visceral), ocular (Larva Migrans Ocular) e neurológica (Larva Migrans Neurológica) (Alberto *et al.*, 2006; Altreuther *et al.*, 2009; Heuer *et al.*, 2013; Knäpen e Overgaauw, 2013; Nicoletti, 2013).

Em contra partida *Toxascaris leonina* não tem um potencial zoonótico como *Toxocara canis* (Ballweber, 2001).

2. Protozoários

2.1. *Cystoisospora* spp.

2.1.1. Morfologia de *Cystoisospora* spp.

Estes parasitas pertencem ao Filo Apicomplexa, Família Eimeriidae, Género *Cystoisospora*. O género *Cystoisospora* é composto por várias espécies de parasitas que possuem hospedeiros definitivos distintos, sobretudo animais vertebrados como se pode verificar na tabela 2.1. As espécies que afetam o cão são *Cystoisospora canis*, *Cystoisospora ohioensis* e *Cystoisospora burrowsi* (Conboy e Zajac, 2012; Dar *et al.*, 2013; Byakhova *et al.*, 2020; Gonçalves *et al.*, 2021).

Tabela 2.1 – Espécies de *Cystisospora* e os seus respetivos hospedeiros.

Espécie	Hospedeiro
<i>Cystisospora canis</i>	Cão
<i>Cystisospora ohioensis</i>	Cão
<i>Cystisospora burrowsi</i>	Cão
<i>Cystisospora felis</i>	Gato
<i>Cystisospora rivolta</i>	Gato
<i>Cystisospora suis</i>	Porco
<i>Cystisospora orlovi</i>	Camelo
<i>Cystisospora belli</i>	Humano
<i>Cystisospora aectopithecii</i>	Primatas
<i>Cystisospora callimico</i>	Primatas
<i>Cystisospora papionis</i>	Primatas

As diferentes espécies de *Cystisospora* encontram-se distribuídas geograficamente a nível mundial (Conboy e Zajac, 2012; Bowman, 2014; Coop *et al.*, 2017).

Os oocistos de *Cystisospora canis* são elipsoides ligeiramente ovoides, com uma parede é lisa e clara. O seu tamanho pode variar um pouco, mas normalmente medem cerca de 34µm a 42µm de comprimento e entre 23µm a 36µm de largura. Os seus esporocistos também são elipsoides e medem cerca de 18µm a 28µm de comprimento e cerca de 15µm a 19µm de largura. No interior de cada esporocisto existem 4 esporozoítos em forma de salsicha com glóbulos subcentrais claros (Bowman, 2014; Coop *et al.*, 2017; Gonçalves *et al.*, 2021).

Os oocistos de *Cystisospora ohioensis* são semelhantes aos de *Cystisospora canis*, porém são mais pequenos. Medem cerca de 20µm a 27µm de comprimento e cerca de 14µm a 24µm de largura e os seus esporocistos medem cerca de 12µm a 19µm de comprimento e cerca de 9µm a 13µm de largura (Bowman, 2014; Coop *et al.*, 2017).

Os oocistos de *Cystisospora burrowsi* são os mais pequenos pois medem de 17µm a 22µm de comprimento e cerca de 16µm a 19µm de largura. Os seus esporocistos medem cerca de 12µm a 16µm de comprimento e cerca de 8µm a 11µm de largura (Trayser e Todd, 1978; Bowman, 2014).

Na figura 2.6. é possível visualizar uma fotografia de um oocisto de *Cystisospora* spp. observado ao microscópio.



Figura 2.6. – Oocisto de *Cystoisopora* spp. em fezes de cão (original).

2.1.2. Ciclo de vida

O seu ciclo de vida normalmente é direto, mas em alguns casos pode ser indireto quando ocorre a ingestão de hospedeiros paraténicos (Coop *et al.*, 2017; Gonçalves *et al.*, 2021).

O ciclo de vida direto é iniciado quando os cães ingerem oocistos esporulados, após a ingestão são libertados esporozoítos que penetram as células da parede intestinal. Nesta fase da infeção irá ocorrer a reprodução assexuada dos parasitas, que se inicia com o arredondamento dos esporozoítos. Estes esporozoítos arredondados são chamados de trofozoítas. Os trofozoítas vão passar por um processo chamado merogonia. A merogonia consiste na divisão dos trofozoítas por fissão múltipla, formando merontes (estruturas que no seu interior contém vários merozoítos). Quando a multiplicação estiver completa vai ocorrer a rotura do meronte e da célula hospedeira. Os merozoítos libertados podem infetar as células circundantes e repetir a merogonia por várias gerações consoante a espécie em questão (Coop *et al.*, 2017; Gonçalves *et al.*, 2021).

A fase sexuada ocorre quando merozoítos resultantes da merogonia invadem novas células e produzem gametócitos masculinos (microgametócitos) e femininos (macrogametócitos). Os macrogametócitos são unicelulares e aumentam as suas dimensões até que preencham o interior da célula hospedeira. Os microgametócitos vão se tornar organismos flagelados unicelulares após passarem por várias divisões. Os microgametócitos saem das células hospedeiras para fertilizar os macrogametócitos, que

após a fertilização se transformam em oocistos. Os oocistos (não esporulados) são excretados para o meio ambiente através das fezes. O oocisto esporula em cerca de 2 a 4 dias em condições ambientais favoráveis, tornando-se infeccioso para o hospedeiro definitivo (Coop *et al.*, 2017; Gonçalves *et al.*, 2021).

Quando os oocistos são ingeridos por hospedeiros paraténicos como aves ou roedores penetram o intestino e migram para os restantes órgãos onde enquistam (Coop *et al.*, 2017; Gonçalves *et al.*, 2021).

O período pré-patente varia de espécie para espécie, o de *Cystoisospora canis* é de 9 a 11 dias, de *Cystoisospora ohioensis* é de 4 a 5 dias e o de *Cystoisospora burrowsi* é de 6 a 7 dias (Bowman, 2014; Coop *et al.*, 2017).

2.1.3. Sinais clínicos

As crias jovens são mais suscetíveis à infeção do que os adultos. Os animais infetados normalmente apresentam sinais clínicos como: dor abdominal, diarreia, anorexia, perda de peso. Em casos graves pode ser apresentada diarreia hemorrágica e anemia (Conboy e Zajac, 2012; Dar *et al.*, 2013; Byakhova *et al.*, 2020).

2.1.4. Diagnóstico

O diagnóstico é realizado com base na anamnese, nos sinais clínicos e através da identificação dos oocistos através de técnicas de flutuação fecal, do esfregaço fecal direto e exame histopatológico das zonas afetadas do intestino (Bowman, 2014; Coop *et al.*, 2017; Gonçalves *et al.*, 2021).

2.1.5. Terapêutica e profilaxia

Para tratar cães infetados com *Cystoisospora* spp. utiliza-se sulfadimetoxina ou uma combinação de toltrazuril e emodepside (Bowman, 2014; Gonçalves *et al.*, 2021).

No tratamento com sulfadimetoxina a primeira dose deve ser de 55 mg/kg e durante os próximos 4 dias caso o cão ainda apresente sintomas por mais de 2 dias seguidos pode-se administrar diariamente uma dose de 27,5 mg/kg (Bowman, 2014; Gonçalves *et al.*, 2021).

O tratamento com toltrazuril e emodepside consiste na administração pela via oral de 0,5ml/mg da suspensão de 18 mg/ml de toltrazuril e de 0,9 mg/ml de emodepside (Bowman, 2014; Gonçalves *et al.*, 2021).

Podem ser tomadas medidas para prevenir a infecção por *Cystoisospora* spp. Como o isolamento de animais doentes, a limpeza e higienização de bebedouros, comedouros e das instalações onde os animais se encontram especialmente em canis ou associações, em que existem muitos animais a compartilhar o mesmo espaço. Nestes espaços a limpeza deve ser realizada diariamente e o desinfetante utilizado deve ser à base de amónia, pois os outros desinfetantes não são tão eficazes (Coop *et al.*, 2017).

2.1.6. Risco zoonótico

As espécies de *Cystoisospora* abordadas não representam um risco zoonótico pois são parasitas que afetam hospedeiros muito específicos, neste caso o cão (Coop *et al.*, 2017).

III. PARTE PRÁTICA

1. Objetivos

A presente dissertação teve como principal objetivo definir a prevalência de enteroparasitas em cães no distrito de Viana do Castelo e identificar quais as formas parasitárias existentes. Teve também por objetivo verificar qual a relação entre a carga parasitária dos animais e o número de desparasitações realizadas anualmente. Identificar quais os fatores existentes que podem influenciar a prevalência de parasitas em função de determinadas características dos animais e do meio onde habitam. Assim como verificar qual a diferença na prevalência de enteroparasitas entre animais sem tutores de associações e canis em comparação a animais com tutores.

2. Material e métodos

2.1. Caracterização da área geográfica em estudo

O Distrito de Viana do Castelo situa-se no norte de Portugal, fazendo fronteira com Espanha e o distrito de Braga. Este distrito é constituído por 10 municípios como se pode verificar no mapa da figura 3.1, o distrito tem uma área total de 2255 km² e uma população de cerca de 250390 habitantes.

Entre o mês de setembro de 2021 e janeiro de 2022 foram recolhidas 228 amostras de fezes frescas, de cães que habitavam no Distrito de Viana do Castelo, sendo parte animais de canis, associações ou de tutores que aderiram ao estudo.



Figura 3.1. – Mapa do Distrito de Viana do Castelo (Adaptado de SAMTHIAGO, 2013)

2.2. Locais e período de recolha de amostras

As amostras fecais foram recolhidas no Canil Intermunicipal do Alto Minho, na associação Alaar, na Centro Veterinário Dr. Diogo Brito, Clínica Veterinária de Viana, Clínica Veterinária Alto Minho, Clínica Veterinária Ani+, Clínica Médico-Veterinária d'Areosa, na clínica VetMinho, na Clínica Animalima, no Centro Veterinário Santoinho, no Centro Veterinário EQUUS PET e algumas foram recolhidas diretamente pelos tutores.

2.3. Colheita e processamento de amostras

As amostras foram recolhidas o mais frescas possíveis a partir do solo. Foram recolhidas pelo menos cerca de 10g de fezes com a exceção de algumas em que havia pouca quantidade de amostra disponível. As amostras foram recolhidas para sacos de plástico previamente identificados com o número de amostra. Após a recolha das amostras foram conservadas em uma mala térmica com placas térmicas até ao momento da realização do exame que deve ser realizado dentro de 48 horas, em alguns casos de amostras recolhidas em clínicas em que não foi possível fazer a análise dentro deste período de tempo, as

amostras foram conservadas num frigorífico a 4°C, para evitar o desenvolvimento dos parasitas no ovo (Foreyt, 2001; Barger e MacNeill, 2015; Monteiro, 2017).

Segundo Foreyt (2001), as amostras conservadas num frigorífico a 4°C mantem-se viáveis durante 2 meses. Neste caso o tempo não excedeu uma semana.

2.1 Técnicas laboratoriais

2.1.1 Exame macroscópico

Todas as amostras foram analisadas macroscopicamente, com o intuito de detetar anomalias nas fezes como a alteração da consistência a presença de muco, sangue ou parasitas adultos ou proglótides (Linardi *et al.*, 2005; Gockel-Blessing, 2013).

2.1.2 Técnica de flutuação de Willis

A técnica de flutuação de Willis é qualitativa, por tanto é utilizada para verificar se existem ovos de helmintas e oocistos de protozoários nas amostras fecais de canídeos. O princípio desta técnica é utilizar uma solução mais densa do que os ovos de helmintas e oocistos de protozoários para fazer com que estes flutuem e adiram à lamela colocado no topo do tubo de ensaio. Grande parte dos ovos e oocistos flutuam com uma densidade de 1,20 a 1,30g/ml (Foreyt, 2001; Coop *et al.*, 2017; Monteiro, 2017).

Para realizar a técnica de flutuação de Willis, primeiro é necessário colocar 2g de fezes em um recipiente, adicionar a solução de flutuação (solução saturada de cloreto de sódio (NaCl)), mexer o conteúdo do recipiente com uma vareta de vidro até a solução ficar homogenia, acrescenta-se mais um pouco da solução de flutuação e cõa-se o conteúdo do recipiente para um tubo de ensaio. Deve-se colocar a solução até esta chegar ao topo do tubo de ensaio e formar um menisco, em seguida é colocada uma lamela sobre o menisco e deixa-se repousar por cerca 15 minutos. Após os 15 minutos deve-se retirar a lamela verticalmente e colocá-la sobre uma lâmina de microscópio. A análise microscópica idealmente deve ser realizada com a objetiva de 10x e de 40x (Coop *et al.*, 2017; Monteiro, 2017)

As vantagens desta técnica são: a capacidade de se encontrar os parasitas mais comuns. A possibilidade de se usar uma solução saturada salina ou de açúcar para fazer com que os ovos e oocistos flutuem, o que significa que os custos monetários

necessários para a realização da técnica sejam baixos. Permite também separar os detritos das amostras dos ovos e oocistos, o que facilita a análise das amostras, sendo este um dos motivos pelos quais esta é uma das técnicas mais utilizadas (Bowman e Fogarty, 2004; Monteiro, 2017).

Porém também existem desvantagens, caso a solução salina tenha uma densidade baixa os ovos e oocistos não flutuam, caso seja muito alta pode ocorrer a alteração da sua estrutura e conseqüente destruição. É também uma técnica que deve ser realizada em poucos minutos pois a amostra presente na lâmina irá cristalizar impedindo a identificação dos parasitas (Foreyt, 2001; Aguilera, 2010; Monteiro, 2017)

2.1.3 Técnica de sedimentação natural

A técnica de sedimentação natural é uma técnica qualitativa que consiste em utilizar a força da gravidade para isolar os ovos de parasitas mais pesados, que normalmente não flutuam nas técnicas de flutuação, nomeadamente os ovos de trematódes e de cestodes. Esta técnica também é útil quando se pretende detetar parasitas que se podem danificar com as soluções de flutuação (Conboy e Zajac, 2012; Fox *et al.*, 2015; Monteiro, 2017).

Para efetuar esta técnica são primeiramente colocados 2 gramas de amostra em um recipiente com uma solução fisiológica ou água. A amostra é então homogeneizada com uma vareta de vidro e coada para dentro de um tubo de ensaio. A solução é deixada a repousar por um período de 15 minutos, ao fim do qual é decantado o sobre nadante e colocada mais solução salina ou água até se encher o tubo de ensaio. Passados mais 15 minutos são recolhidas algumas gotas do sedimento resultante do processo anterior, coloca-se então uma gota na lâmina e sobre esta uma lamela. Para a análise microscópica devem ser as objetivas de 10x e de 40x (Fox *et al.*, 2015; Monteiro, 2017).

Na figura 3.2 pode observar-se o preenchimento dos tubos de ensaio até formação de um menisco realizado nas técnicas de flutuação de Willis e de sedimentação natural.



Figura 3.2. – Preenchimento dos tubos de ensaio até formação de um menisco convexo (original).

2.1.4 Inquéritos

Os inquéritos foram preenchidos por 86 tutores de cães que fizeram parte do estudo, sendo que cada inquérito corresponde a uma amostra fecal e cada tutor apenas preencheu um inquérito.

O inquérito (em anexo) estava dividido em 3 partes. A primeira parte era relativa aos dados pessoais dos tutores, a segunda era aos dados dos cães e as suas rotinas, a terceira parte era sobre os hábitos de desparasitação e o conhecimento dos tutores sobre zoonoses.

Os inquéritos consistem em 25 perguntas de escolha múltipla e de respostas fechadas.

2.1.5 Análise estatística.

Os dados recolhidos dos exames coprológicos e dos inquéritos foram organizados num ficheiro do programa Microsoft Excel 2013 e trabalhados na plataforma Epi Tools (<http://epitools.ausvet.com.au/>). Foi calculada a prevalência de parasitas nas amostras fecais e o seu intervalo de confiança, o nível de confiança utilizado foi de 95% segundo os Limites de Wilson.

3. Resultados

3.1 Inquéritos

Os 86 inquéritos recolhidos foram preenchidos pelos tutores dos animais.

3.2 Caracterização dos tutores

Dos 86 inquéritos apenas 79 dos tutores colocaram a sua idade, a média da idade dos tutores é de 36 anos, sendo as suas idades compreendidas entre os 18 anos e os 83 anos. Verificou-se que 30,4% (24/79) dos tutores pertencem ao sexo masculino

e 69,6% (55/79) ao sexo feminino. No que diz respeito ao nível de escolaridade apenas 59 tutores responderam à questão, destes 10,2% (6/59) tinham escolaridade primária (5º ano ao 9º ano), 10,2% (6/59) básica (1º ano ao 4º ano), 37,3% (22/59) secundária (10º ano ao 12º ano) e 42,4% (25/59) ensino superior como se pode verificar no gráfico 3.1.

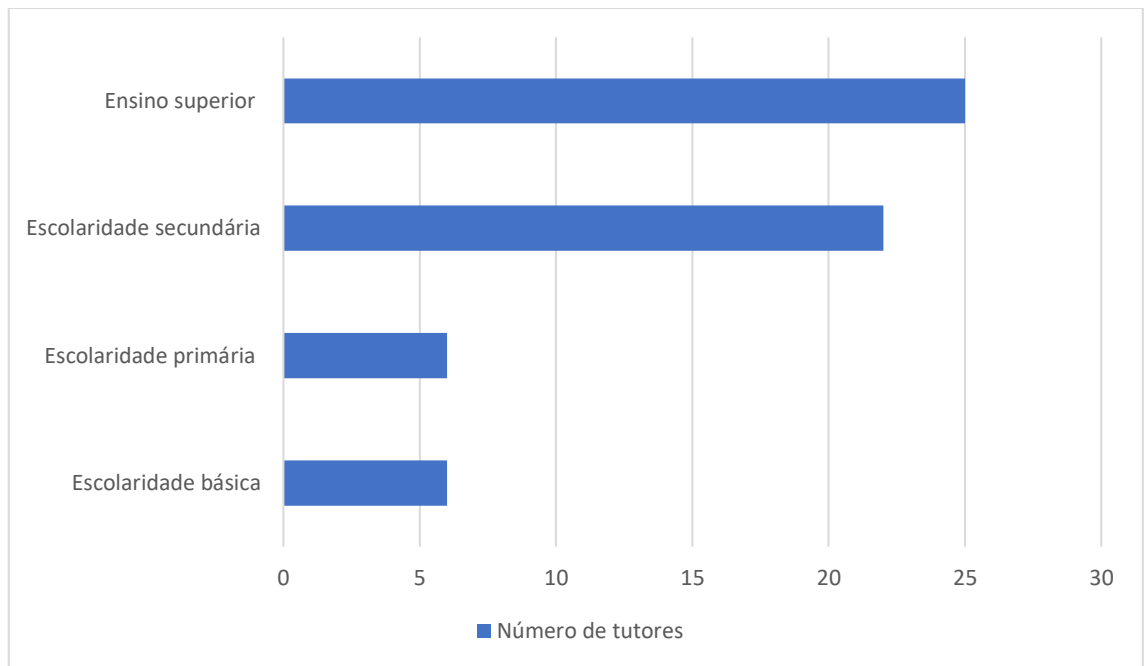


Gráfico 3.1. - Frequência absoluta observada: escolaridade básica (6), escolaridade primária (6), escolaridade secundária (22) e ensino superior (25) (n=59).

A prevalência de parasitas em cães com tutores com a escolaridade primária foi de 1,7% (1/59) [IC 95%: 0,3 – 9%], com básica 0% (0/59) [IC 95%: 0 – 6 %], secundária 5,1% (3/59) [IC 95%: 1,7– 13,9%], e superior 3,4% (2/59) [IC 95%: 0,9 – 11,5 %].

3.3 Caracterização dos animais de companhia

3.3.1 Sexo

Relativamente ao sexo dos animais 228 animais estudados, verificou-se que 57,9% (132/228) são do sexo masculino e 42,1% (96/228) são do feminino. A prevalência de parasitas em cães do sexo masculino é de 9,6% (22/228) [IC 95%: 6,5– 14,2%] e do feminino é 7% (16/228) [IC 95%: 4,4 – 11,1%].

3.3.2 Idade

A média da idade dos cães estudados é de 6 anos, sendo as suas idades compreendidas entre os 2 meses e os 17 anos. Os cães foram agrupados em 3 grupos: jovens (idade ≤ 1 ano), adultos ($1 < \text{idade} < 6$ anos) e geriátricos (idade ≥ 6 anos). O grupo dos jovens corresponde a 11,4% (26/228), o de adultos 34,2% (78/228) e dos geriátricos a 54,4% (124/228). A prevalência de cães jovens parasitados é de 2,6% (6/228) [IC 95%: 1,2 – 5,6%], de adultos é de 6,1% (14/228) [IC 95%: 3,7– 10%] e de geriátricos é 7,9% (18/228) [IC 95%: 5– 12,1%].

3.3.3 Raça

Dentro dos animais estudados 20,6% (47/228) têm raça definida e 79,4% (181/228) não têm. Na tabela 3.1 encontra-se a distribuição dos cães que fizeram parte do estudo por raça.

Tabela 3.1. -Distribuição dos cães que fizeram parte do estudo por raça (n=228).

Raça	Frequência	Raça	Frequência
Border collie	0,4% (1/228)	Pastor Alemão	1,8% (4/228)
Boxer	0,4% (1/228)	Pastor Belga	1,3% (3/228)
Braco Alemão	0,9% (2/228)	Pincher	1,3% (3/228)
Buldogue Francês	0,9% (2/228)	Podengo	1,3% (3/228)
Caniche	0,9% (2/228)	Pug	0,4% (1/228)
Cão de Gado Transmontano	0,4% (1/228)	Rafeiro Alentejano	0,4% (1/228)
Castro Labreiro	0,4% (1/228)	Shi-tzu	0,4% (1/228)
Chihuahua	0,4% (1/228)	Spaniel bretão	0,4% (1/228)
Husky Siberiano	0,4% (1/228)	Spitz	0,4% (1/228)
Indeterminada	79,4% (181/228)	Teckel	1,8% (4/228)
Labrador Retriever	3,9% (9/228)	Yorkshier terrier	1,3% (3/228)

A prevalência de parasitas em cães com raça definida é de 2,2% (4/228) [IC 95%: 0,7 – 4,4%] e a de cães sem raça definida é de 14,5% (33/228) [IC 95%: 10,5–19,6%].

A raça com maior prevalência de parasitas é a Labrador Retriever com 0,8% (2/228) [IC 95%: 0,2– 3,1%], seguida pelas raças Rafeiro Alentejano, Cão de Gado Transmontano e Braco Alemão que têm prevalências de 0,4% (1/228) [IC 95%: 0,1– 2,4%]. Os cães das outras raças não se encontravam parasitados.

3.3.4 Tipo de alimentação

Dos 228 cães estudados apenas se obteve informação sobre a alimentação de 219, destes foi possível constatar que 92,2% (202/219) são alimentados com ração comercial seca, 1,4% (3/219) com ração comercial húmida, 0,5% (1/219) com comida caseira, 2,7% (6/219) com ração comercial seca e comida caseira, 1,8% (4/219) com ração comercial seca e ração comercial húmida e 1,4% com ração comercial seca, ração comercial húmida e comida caseira.

A prevalência de parasitas em animais alimentados com ração comercial seca foi de 16,4% (36/219) [IC 95%: 12,1– 21,9%], com ração comercial seca e comida caseira foi de 0,5% (1/219) [IC 95%: 0,1–2,5%]. Os restantes grupos não se encontravam parasitados.

3.3.5 Ambiente

Em relação aos animais estudados apenas foi possível obter informação de 219 sobre o ambiente em que se encontravam, estes foram divididos em 4 grupos em função do seu ambiente: exterior; interior; exterior e interior; canil.

Os cães do grupo do canil correspondem a 63% (138/219), os de exterior e interior a 20,1% (44/219), os de exterior a 11,9% (26/219) e os de interior a 5% (11/219). Destes 4 grupos o que teve a prevalência de parasitas mais elevada foi o grupo do canil com 10,5% (24/219) [IC 95%: 7,5–15,8%] seguido pelo de exterior com 3,2% (7/219) [IC 95%: 1,6–6,5%], pelo grupo de exterior e interior com 2,7% (6/219) [IC 95%: 1,3–5,9%] e por último o grupo de interior com 0% (0/219) [IC 95%: 0–1,7%].

3.3.6 Acesso ao exterior

Constatou-se que 50% (47/94) dos animais com tutor tem acesso á via publica. A prevalência de parasitas dos animais com acesso á via publica é de 5,3% (5/94) [IC 95%: 2,3–11,9%].

Dos 47 animais com acesso á via publica apenas 59,6% (28/47) dos seus tutores recolhem sempre as suas fezes nos passeios, 25,5% (12/47) recolhem pontualmente e 15,9% (7/47) não recolhem as fezes.

3.3.7 Desparasitação

Quanto á desparasitação constatou-se que 89% (203/228) dos animais estudados foram desparasitados. Dos cães desparasitados 0,5% (1/203) foram desparasitados apenas externamente, 1,5% (3/203) foram desparasitados apenas internamente e os restantes 98% (199/203) foram desparasitados internamente e externamente. Os animais desparasitados apenas internamente e apenas exteriormente não se encontravam parasitados. A prevalência de parasitas em cães que foram desparasitados internamente e externamente é de 14% (32/228) [IC 95%: 10,1–19,1%] e a dos que não foram desparasitados foi de 2,6% (6/228) [IC 95%: 1,2–5,6%].

Os cães desparasitados foram divididos em 7 grupo em função da frequência de desparasitação. Os grupos são: Todos os meses, 2 em 2 meses, 3 em 3 meses, 4 em 4 meses, 6 em 6 meses, 1 vez por ano, sazonalmente. No gráfico 3.2 encontra-se a distribuição dos cães estudados por estes 7 grupos.

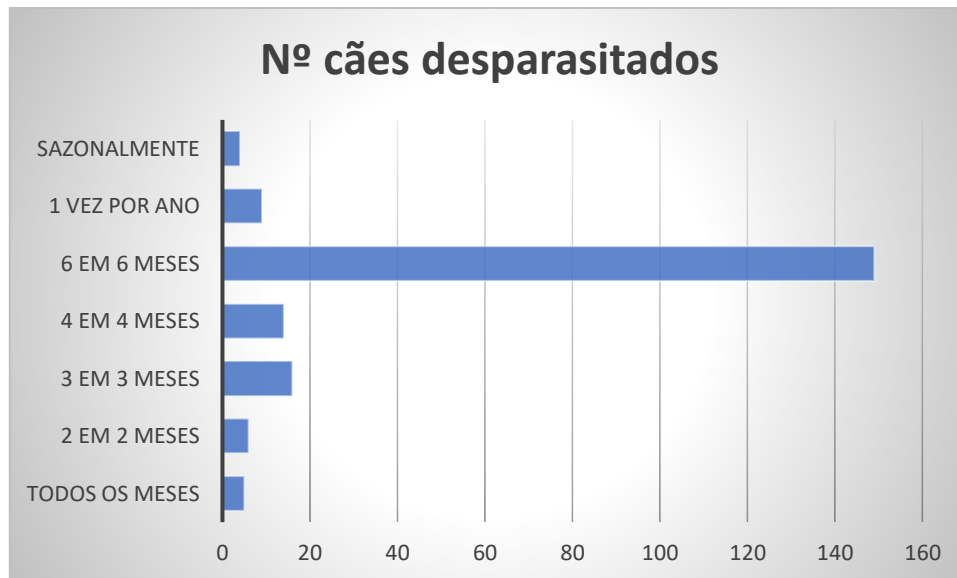


Gráfico 3.2. - Frequência absoluta observada: Todos os meses (5), 2 em 2 meses (6), 3 em 3 meses escolaridade (16), 4 em 4 meses (14), 6 em 6 meses (149), 1 vez por ano (9) e sazonalmente (4)(n=203).

A prevalência de parasitas nos cães do grupo desparasitado 3 em 3 meses é de 0,9% (2/228) [IC 95%: 0,2–0,3%], do grupo desparasitado 6 em 6 meses é de 11% (25/228) [IC 95%: 7,5–15,7%] e do grupo desparasitado 1 vez por ano é de 1,3% (3/228) [IC 95%: 0,5–3,8%]. Os cães dos restantes grupos não se encontram parasitados.

Dos cães que foram desparasitados só se sabe qual o desparasitante administrado em 176 cães, que foram divididos em 7 grupos em função dos desparasitantes utilizados: moxidectina; mebendazol; ivermectina; pirantel e febantel; praziquantel; praziquantel e fenbendazol; praziquantel, febantel e pirantel. Verificou-se que 0,6% (1/176) pertencem ao grupo do mebendazol, 0,6% (1/176) pertencem ao grupo da ivermectina, 0,6% (1/176) pertencem ao grupo do pirantel e febantel, 1,7% (3/176) pertencem ao grupo do praziquantel, 4% (7/176) pertencem ao grupo da moxidectina, 34,7% (61/176) pertencem ao grupo do praziquantel, febantel e pirantel e 58% (102/176) pertencem ao grupo do praziquantel e fenbendazol.

A prevalência de parasitas em cães do grupo em que se utilizou praziquantel e fenbendazol é de 12,5% (22/176) [IC 95%: 8,4–18,2%], a do grupo em que se utilizou praziquantel, febantel e pirantel é de 3,4% (6/176) [IC 95%: 1,6–7,2%], do grupo em que se utilizou ivermectina é de 0,6% (1/176) [IC 95%: 0,1–3,2%], do grupo em que se utilizou moxidectina é de 1,1% (2/176) [IC 95%: 0,3–4,1%] e do grupo em que se utilizou

praziquantel é de 0,6% (1/176) [IC 95%: 0,1–3,2%]. Os cães dos 2 restantes grupos não se encontravam parasitados.

3.3.8 Municípios de Viana do Castelo

Dos 10 municípios de Viana do Castelo apenas foi possível recolher amostras fecais de 5. O município com a maior prevalência de amostras fecais positivas foi o de Ponte de Lima com uma prevalência de 14% (32/2228) [IC 95%: 10,1–19,1%], como se pode verificar na tabela 3.2.

Tabela 3.2 – Prevalência de parasitas nos municípios de Viana do Castelo onde se recolheram amostras fecais (n=228).

Resultado	N	%	Intervalo de confiança no percentil 95 (limites de wilson) (%)
Caminha	1/10	0,4	[IC 95%: 0,1–2,4%]
Paredes de coura	2/8	0,9	[IC 95%: 0,2–3,1%]
Ponte de Lima	32/163	14	[IC 95%: 10,1–19,1%]
Viana do Castelo	3/38	1,3	[IC 95%: 0,5–3,8%]
Vila Nova de Cerveira	0/9	0	[IC 95%: 0–1,7%]

3.3.9. Presença de parasitas

A prevalência global de amostras fecais positivas é de 16,7% (38/228) [IC 95%: 12,4–22,1%]. Foram detetadas infeções simples e infeções múltiplas (dois géneros parasitários), na tabela 3.3 encontram-se descritos os resultados obtidos.

Tabela 3.3 – Prevalências e intervalos de confiança dos resultados obtidos (n=228).

Resultado	N	%	Intervalo de confiança no percentil 95 (limites de wilson) (%)
Negativo	190/228	83,4	[IC 95%: 78–87,6%]
Ancilostomatídeos	21/228	9,2	[IC 95%: 6,1–13,7%]
<i>Cystoisospora</i> spp.	3/228	1,3	[IC 95%: 0,5–3,8%]
<i>Toxocara</i> spp.	4/228	1,8	[IC 95%: 0,7–4,4%]
<i>Trichuris</i> spp.	3/228	1,3	[IC 95%: 0,5–3,8%]
Ancilostomatídeos + <i>Toxocara</i> spp.	1/228	0,4	[IC 95%: 0,1–2,4%]
Ancilostomatídeos + <i>Trichuris</i> spp	5/228	2,2	[IC 95%: 0,9–5%]
<i>Toxocara</i> spp. + <i>Trichuris</i> spp	1/228	0,4	[IC 95%: 0,1–2,4%]

Os géneros de parasitas com maior prevalência foram os ancilostomatídeos com 11,8% (27/228) [IC 95%: 8,3–16,7%] e *Trichuris* spp. 3,9% (9/228) [IC 95%: 2,1–7,3%]. Os géneros de parasitas com menor prevalência foram *Toxocara* spp. 2,6% (6/228) [IC 95%: 1,2–5,6%] e *Cystoisospora* spp. 1,3% (3/228) [IC 95%: 0,5–3,8%].

Os parasitas mais prevalentes nas infeções simples foram os ancilostomídeos com 9,2% (21/228) [IC 95%: 6,1–13,7%] e as infeções múltiplas as mais prevalentes foram as de ancilostomatídeos e *Trichuris* spp. com 2,3% (5/228) [IC 95%: 0,9–5%], como se pode verificar na tabela 3.3.

2.3. Técnicas laboratoriais

3.4.1 Observação macroscópica

A observação macroscópica permitiu a identificação de *Toxocara* spp. Em uma das amostras 0,4% (1/228) [IC 95%: 0,1–2,4%].

3.4.2 Técnica de Flutuação de Willis

A prevalência de parasitas nas amostras fecais analisadas com a técnica de flutuação de Willis é de 15,3% (35/228) [IC 95%: 11,3–20,6%]. Na tabela 3.4 encontram-se descritas as prevalências dos parasitas detetados através da técnica de flutuação de Willis. Os parasitas mais prevalentes são os ancilostomatídeos 11% (25/228) [IC 95%: 7,5–15,7%].

Tabela 3.4 – Prevalência dos parasitas detetados através da técnica de flutuação de Willis (n=228).

Resultado	N	%	Intervalo de confiança no percentil 95
			(limites de wilson) (%)
Ancilostomatídeos	25/228	11	[IC 95%: 7,5–15,7%]
<i>Cystoisospora</i> spp.	3/228	1,3	[IC 95%: 0,5–3,8%]
<i>Toxocara</i> spp.	5/228	2,2	[IC 95%: 0,9–5%]
<i>Trichuris</i> spp.	6/228	2,6	[IC 95%: 1,2–5,6%]

3.4.3 Técnica de sedimentação natural

A prevalência de parasitas nas amostras fecais analisadas com a técnica de sedimentação natural é de 9,6% (22/228) [IC 95%: 6,5–14,2%]. Na tabela 3.5 encontram-se descritas as prevalências dos parasitas detetados através da técnica de sedimentação natural. Os

parasitas com a prevalência mais elevada são os ancilostomatídeos com 5,7% (13/228) [IC 95%: 3,4–9,5%].

Tabela 3.5 – Prevalência dos parasitas detetados através da técnica de sedimentação natural (n=228).

Resultado	N	%	Intervalo de confiança no percentil 95
			(limites de wilson) (%)
Ancilostomatídeos	13/228	5,7	[IC 95%: 3,4–9,5%]
<i>Cystoisospora</i> spp.	2/228	0,9	[IC 95%: 0,2–3,1%]
<i>Toxocara</i> spp.	5/228	2,2	[IC 95%: 0,9–5%]
<i>Trichuris</i> spp.	5/228	2,2	[IC 95%: 0,9–5%]

3. Discussão

Os principais objetivos deste estudo foram: determinar a prevalência de infeções parasitárias gastrointestinais existentes em cães que habitam no distrito de Viana do castelo, determinar qual o município mais afetado dentro dos municípios estudados, verificar se existe diferença entre a prevalência de parasitas em cães com tutores e cães que se encontram em canis e associações, determinar os fatores que podem ter potencializado a transmissão dos parasitas, averiguar quais foram as medidas de controlo e prevenção utilizadas contra as infeções parasitárias nos animais estudados e a sua eficácia.

Neste estudo a prevalência global de amostras fecais positivas é de 16,7% (38/228) [IC 95%: 12,4–22,1%]. Esta prevalência é mais baixa do que a de outras regiões do país como o distrito de Setúbal (30,9%) (Pirão, 2018), Porto (21%) (Cardoso *et al.*, 2014), Évora (42,9%) (Atouguia *et al.*, 2011) e Setúbal (30,9%) (Diniz, 2018). Em contrapartida a prevalência foi maior do que a do distrito de Lisboa (3%) (Diniz, 2018) e dos distritos de Lourinhã, Leiria e Lisboa jutos (15%) (Melo, 2017).

A prevalência de cães do canil e associações parasitados neste estudo foi de 10,5% (24/228) [IC 95%: 7,1–15,2%]. Esta prevalência é relativamente baixa quando comparada à de outros estudos realizados em canis e cães errantes de outras regiões do país como: Évora (25%), Guarda (33%), Portalegre (33%), Castelo Branco (36,6%) (Félix, 2015), Algarve (21,2%) (Owen, 2017) e Beja (63%) (Braga, 2017). Em contrapartida foi mais

alta do que em regiões como Vila Franca de Xira (5%) (Morgado, 2016), Faro (8,7%) e Lisboa (10,3%) (Félix, 2015).

Neste estudo verificou-se que a prevalência de cães com tutores parasitados no distrito de Viana do Castelo 6,1% (14/228) [IC 95%: 3,7–10%] é inferior á dos cães do Canil e associações com 10,5% (24/228) [IC 95%: 7,1–15,2%]. A diferença entre estes dois grupos não é significativamente diferente e pode dever-se ao facto de que os canis e associações recolhem vários cães errantes que estão expostos aos parasitas que se encontram no ambiente e ao de haver um grande número de animais a conviver no mesmo espaço.

Os municípios com a maior prevalência de cães parasitados foram o de Ponte de Lima e o de Viana do castelo com 14% (32/2228) [IC 95%: 10,1–19,1%] e 1,3% (3/228) [IC 95%: 0,5–3,8%] respetivamente. O possível motivo pelo qual a prevalência de cães parasitados em Ponte de Lima se destaca dos restantes 4 municípios estudados é que este município engloba não só os cães com tutores desta zona, mas também todos os cães do canil e da associação pois ambos são sediados em Ponte de Lima. Como a prevalência de parasitas dos cães do Canil e da associação é superior à prevalência dos cães com tutor, estes resultados podem ter elevado os resultados do município.

No que diz respeito aos géneros de parasitas os mais prevalentes foram os ancilostomatídeos com 11,8% (27/228) [IC 95%: 8,3–16,7%], seguidos por *Trichuris* spp. 3,9% (9/228) [IC 95%: 2,1–7,3%], *Toxocara* spp. 2,6% (6/228) [IC 95%: 1,2–5,6%] e por fim *Cystoisospora* spp. 1,3% (3/228) [IC 95%: 0,5–3,8%].

A prevalência de ancilostomatídeos neste estudo é superior à dos estudos realizados por Diniz (2018) em que a prevalência era de 1,5%, de Owen (2017) que era de 3%, de (Melo, 2017) que foi de 7% e foi ligeiramente superior a prevalência do estudo de (Félix, 2015) no qual a prevalência era de 11%. No entanto a prevalência deste estudo é menor do que a dos estudos realizados por Pirão (2018) que era de 20,9% e de Braga (2017) em que foi de 25%.

Verificou-se que a prevalência de *Trichuris* spp. nas amostras analisadas foi superior à dos estudos realizados por Morgado (2016) de 1,3%, Félix (2015) de 1,5%, Pirão (2018) de 1,8%, Owen (2017) de 2% e de Braga (2017) também com 2% de prevalência.

A prevalência de *Toxocara* spp. nos estudos realizados por Pirão (2018), Diniz (2018), Félix (2015) e Morgado (2016) foi de 0,9%, 1,5%, 1,5% e 1,3% respetivamente. A

prevalência nesses estudos foi mais baixa do que a observada neste estudo. Em contrapartida o estudo de Braga (2017) teve uma prevalência de 4%, que foi superior à deste estudo.

Cystoisospora spp. foi o género com a menor prevalência neste estudo. A prevalência de *Cystoisospora* spp. neste estudo foi menor do que a dos estudos realizados por Pirão (2018), Braga (2017), Félix (2015), Owen (2017) e Morgado (2016) cujas prevalências eram de 5,5%, 8%, 8%, 6,6% e 2,5% respetivamente.

Os parasitas mais frequentes neste estudo foram os ancilostomatídeos evidenciando-se em 11,8% (27/228) [IC 95%: 8,3–16,7%], e os menos frequentes foram *Cystoisospora* spp. em 1,3% (3/228) [IC 95%: 0,5–3,8%]. Nos estudos realizados por Félix (2015) e Pirão (2018) os parasitas mais frequentes foram os ancilostomatídeos e os menos frequentes *Toxocara* spp. No estudo efetuado por Braga (2017) os parasitas mais frequentes foram os ancilostomídeos e os menos frequentes *Trichuris* spp. No estudo elaborado por Owen (2017) os parasitas mais frequentes foram *Toxocara* spp. e os menos frequentes *Cystoisospora* spp. No estudo realizado por Diniz (2018) os ancilostomatídeos e *Toxocara* spp. apareceram com a mesma frequência.

Das coinfeções detetadas as mais frequentes foram as de ancilostomatídeos e *Trichuris* spp. com uma prevalência de 2,3% (5/228) [IC 95%: 0,9–5%], seguidas pelas coinfeções de ancilostomatídeos e *Toxocara* spp. e de *Toxocara* spp. e *Trichuris* spp. ambas com uma prevalência de 0,4% (1/228) [IC 95%: 0,1–2,4%]. No estudo realizado por Félix (2015) os resultados obtidos foram diferentes pois as coinfeções mais prevalentes foram as de ancilostomatídeos e *Cystoisospora* spp. com 10,3% seguidas pelas de *Toxocara* spp. e *Cystoisospora* spp. com 3,4% e de ancilostomatídeos, *Toxocara* spp. e Taeniidae também com 3,4%. No estudo realizado por Diniz (2018) a única coinfeção detetada foi de ancilostomatídeos e *Toxocara* spp. com uma prevalência de 11,1%

A prevalência de parasitas obtida através da análise macroscópica das fezes foi de amostras 0,4% (1/228) [IC 95%: 0,1–2,4%], nesta análise apenas se identificou uma forma adulta de *Toxocara* spp.

A prevalência de parasitas detetados nas amostras analisadas com a técnica de flutuação de Willis é de 15,3% (35/228) [IC 95%: 11,3–20,6%] e com a técnica de sedimentação natural foi de 9,6% (22/228) [IC 95%: 6,5–14,2%]. A diferença entre a prevalência de parasitas detetados nas mesmas amostras usando a técnica de flutuação de Willis e a

técnica de sedimentação natural pode deve-se à maior capacidade da técnica de flutuação de Willis de detetar nematodes gastrointestinais, que compõe a maioria dos parasitas presentes nas amostras analisadas (Bowman, 2014).

O grupo de tutores cujos cães tinham uma maior prevalência de parasitas foi o dos tutores com a escolaridade secundária de 5,1% (3/59) [IC 95%: 1,7– 13,9%], seguido pelos tutores com ensino superior de 3,4% (2/59) [IC 95%: 0,9 – 11,5 %], pelos tutores com escolaridade primária de 1,7% (1/59) [IC 95%: 0,3 – 9%] e por último os tutores com a escolaridade básica de 0% (0/59) [IC 95%: 0 – 6 %]. Seria de esperar que os tutores com um maior nível de educação estivessem mais informados sobre a necessidade de desparasitarem os seus animais pois esta é benéfica para a saúde dos seus cães e também para a sua própria saúde, visto que alguns dos parasitas intestinais são zoonóticos. No entanto não foi o que se verificou nos resultados obtidos, uma possível explicação para o sucedido é que os 2 grupos com as menores prevalências de parasitas apenas compõe 20,3% (12/59) da amostra e como as amostras destes grupos são reduzidas os resultados obtidos a partir delas podem não corresponder à realidade.

O sexo dos cães não parece ser um fator que influencia a predisposição dos cães serem infetados, visto que não se observou uma diferença significativa da prevalência de parasitas entre cães do sexo masculino 9,6% (22/228) [IC 95%: 6,5– 14,2%] e do feminino 7% (16/228) [IC 95%: 4,4 – 11,1%].

No presente estudo verificou-se que o grupo de animais geriátricos foi o que teve a maior prevalência de parasitas com 7,9% (18/228) [IC 95%: 5– 12,1%], seguido pelo grupo de cães adultos com 6,1% (14/228) [IC 95%: 3,7– 10%] e por fim pelo grupo de cães jovens com 6% (6/228) [IC 95%: 1,2 – 5,6%]. As prevalências de parasitas observadas nos cães destes 3 grupos não vai de encontro ao que está descrito na literatura, pois está descrito que os animais mais jovens são mais propensos a serem infetados por parasitas devido à imaturidade do seu sistema imunitário (Robertson e Thompson, 2002). Uma possível justificação para o facto de o grupo de animais geriátricos ter tido a maior prevalência de parasitas é que os cães nesta faixa etária em geral têm o seu sistema imunitário comprometido, sendo mais suscetíveis a infeções parasitárias. É de salientar que especialmente o grupo dos cães geriátricos, mas também o de cães adultos constituem 54,4% (124/228) e 34,2% (78/228) respetivamente da amostra, sendo estes valores muito superiores aos do grupo dos cães jovens que apenas constituem 11,4% (26/228). Este facto pode ter influenciado os resultados obtidos neste estudo.

A prevalência de parasitas em cães com raça definida é de 2,2% (4/228) [IC 95%: 0,7 – 4,4%] e é inferior à de cães sem raça definida que é de 14,5% (33/228) [IC 95%: 10,5– 19,6%]. Como os cães com raça definida apresentaram uma prevalência mais baixa do que os sem raça definida, a raça não parece ser um fator que influencia a predisposição dos cães serem infetados. Dentro do grupo de cães com raça, o grupo com a maior prevalência de parasitas foi o do Labrador Retriever com 0,8% (2/228) [IC 95%: 0,2– 3,1%], seguida pelos grupos das raças Rafeiro Alentejano, Cão de Gado Transmontano e Braco Alemão com prevalências de 0,4% (1/228) [IC 95%: 0,1– 2,4%]. Com base nestes valores, verificou-se que não há uma raça em específico que seja significativamente mais suscetível a uma infeção parasitária do que as outras.

Verificou-se que 92,2% (202/219) dos cães são alimentados com ração comercial seca, 1,4% (3/219) com ração comercial húmida, 0,5% (1/219) com comida caseira, 2,7% (6/219) com ração comercial seca e Comida caseira, 1,8% (4/219) com ração comercial seca e ração comercial húmida e 1,4% com Ração comercial seca, Ração comercial húmida e Comida caseira. No estudo realizado por Tavares (2020) também se verificou que a maioria dos animais (96%) eram alimentados com ração comercial (seca ou húmida), porém não se alimentavam exclusivamente da ração comercial, uma vez que 40% dos animais também eram alimentados com comida caseira. A percentagem de animais alimentados com comida caseira neste estudo foi muito mais pequena do que no estudo de Tavares (2020).

Apensas foram detetados parasitas nas amostras fecais de cães que eram alimentados com ração comercial seca e com a combinação de ração comercial seca e comida caseira, com prevalências de 16,4% (36/219) [IC 95%: 12,1– 21,9%] e 0,5% (1/219) [IC 95%: 0,1– 2,5%], respetivamente. A prevalência mais elevada de parasitas em cães alimentados apenas com ração comercial seca pode dever-se a este grupo constituir mais de 90% da amostra o que muito provavelmente influenciou os resultados, o que não permite concluir com certeza de que a alimentação é um fator que aumenta a predisposição dos cães serem infetados por parasitas.

Verificou-se que os cães que vivem apenas no exterior tem uma prevalência de parasitas de 3,2% (7/219) [IC 95%: 1,6–6,5%], que é superior á dos cães de exterior e interior cuja prevalência foi de 2,7% (6/219) [IC 95%: 1,3–5,9%], o grupo de cães de interior foi o grupo com a prevalência mais baixa que é de 0% (0/219) [IC 95%: 0–1,7%]. Estes

resultados estavam dentro do esperado pois os animais de exterior têm uma probabilidade maior de entrar em contato com os parasitas do que os cães de interior.

Neste estudo constatou-se que 50% (47/94) dos animais com tutor tem acesso á via publica. A percentagem de cães com acesso ao exterior obtida neste estudo é menor do que a do estudo realizado por Tavares (2020) que era de 87%, também era menor do que a do estudo de Morgado (2016) que era de 87,9% e da percentagem descrita no estudo de Diniz (2018) de 93%.

Dos 47 cães com acesso ao exterior apenas 59,6% (28/47) dos seus tutores recolhem sempre as suas fezes nos passeios, 17% recolhem pontualmente e 10,6% não recolhem as fezes. Estes animais cujos tutores não recolhem sempre as fezes durante os passeios constituem uma fonte de infeção para outros cães, pois de 5,3% (5/94) [IC 95%: 2,3–11,9%] dos cães com acesso ao exterior estão infetados e a excretar ovos de parasitas nas suas fezes.

No que diz respeito á desparasitação, 89% (203/228) dos animais estudados foram desparasitados. A prevalência de parasitas em cães que não foram desparasitados foi de 2,6% (6/228) [IC 95%: 1,2–5,6%] e a prevalência de parasitas em cães que foram desparasitados foi de 14% (32/228) [IC 95%: 10,1–19,1%]. Seria de esperar que a prevalência de parasitas em cães desparasitados fosse inferior à dos cães não desparasitados, não entanto não foi o que se verificou. A explicação mais provável é que os valores obtidos foram influenciados pelo facto de 89% (203/228) da amostra corresponder aos cães que foram desparasitados, pois se analisarmos os dois grupos individualmente é possível constatar que 24% (6/25) dos animais não desparasitados se encontravam parasitados e em contra partida 15,8%(32/203) dos cães desparasitados encontravam-se parasitados, o que significa que o grupo de cães não desparasitados tem uma percentagem de cães infetados superior ao outro grupo, indo de encontro ao descrito a literatura.

No presente estudo a frequência de aplicação de um anti-helmítico mensalmente foi de 2,5% (5/203), de 2 em 2 meses foi de 3% (6/203), de 3 em 3 meses foi de 7,9% (16/203), de 4 em 4 meses foi de 6,9% (14/203), de 6 em 6 meses foi de 73,4% (149/203), uma vez por ano foi de 4,4% (9/203) e sazonalmente foi de 2% (4/203). Os resultados mencionados anteriormente sobre a aplicação mensal de um anti-helmítico são ligeiramente diferentes dos resultados obtidos por Diniz (2018) e Tavares (2020) em que as frequências eram de 5% e 3,8% respetivamente. A diferença na frequência de aplicação de anti-helmíticos

de 3 em 3 meses foi significativa quando comparada com a frequência mencionada nos estudos de Morgado (2016), Diniz (2018) e Tavares (2020), em que as frequências foram de, 51,4%, 59,8% e 48% respectivamente. A diferença na frequência de aplicação de anti-helmínticos de 6 em 6 meses entre a obtida neste estudo (73,4%) e dos estudos de Tavares (2020) (25%), Morgado (2016) (27,8%) e Diniz (2018) (12%) também foi significativa e deveu-se aos animais do canil e da associação que compõe a maioria da amostra deste estudo serem desparasitados com esta frequência.

O grupo de cães desparasitados 1 vez por ano teve uma prevalência de parasitas de 1,3% (3/228) [IC 95%: 0,5–3,8%], o grupo desparasitado 6 em 6 meses teve uma prevalência de 11% (25/228) [IC 95%: 7,5–15,7%], o grupo desparasitado 3 em 3 meses teve prevalência 0,9% (2/228) [IC 95%: 0,2–0,3%] e os restantes grupos não se encontram parasitados. A prevalência de parasitas mais baixa dos grupos de animais desparasitados mensalmente, de 2 em 2 meses, de 3 em 3 meses e de 4 em 4 meses é inferior á dos animais desparasitados de 6 em 6 meses o que vai de encontra ao descrito na literatura, em que é referido que os animais devem ser desparasitados regularmente, com uma frequência superior a 3 a 4 vezes por ano, pois uma frequência mais baixa não diminui a prevalência de parasitas (Knapen e Overgaauw, 2013; Bowman, 2014; Coop *et al.*, 2017; Elsheika *et al.*, 2018; Mehlhorn e Strube, 2021). A prevalência baixa o grupo de cães desparasitados anualmente não vai de encontro ao esperado e tal pode deve-se ao reduzido número de amostras deste grupo visto que é composto por apenas 9. A mesma situação pode ocorrer no grupo de animais desparasitados sazonalmente, no entanto a explicação mais provável deve-se a 3 dos 4 animais que compõe esta amostra não terem acesso ao exterior e, portanto, o risco de entrarem em contato com parasitas e serem infetados é reduzido.

Em relação aos desparasitantes utilizados, foram formados em 7 grupos em função dos desparasitantes utilizados em 176 cães: moxidectina; mebendazol; ivermectina; pirantel e febantel; praziquantel; praziquantel e fenbendazol; praziquantel, febantel e pirantel. Os anti-helmínticos que foram utilizados nos cães deste estudo estão indicados na literatura para o tratamento e prevenção de infecções parasitárias (Traversa, 2011; Coop *et al.*, 2016; Elsheika *et al.*, 2018).

O grupo de cães com maior prevalência de parasitas foi o do praziquantel e fenbendazol com 12,5% (22/176) [IC 95%: 8,4–18,2%], seguido pelo grupo do praziquantel, febantel e pirantel com 3,4% (6/176) [IC 95%: 1,6–7,2%], do grupo da moxidectina com 1,1%

(2/176) [IC 95%: 0,3–4,1%], seguido pelos grupos da ivermectina e o do praziquantel ambos com 0,6% (1/176) [IC 95%: 0,1–3,2%] e os restantes grupos não se encontravam parasitados. Os únicos grupos com uma quantidade de amostras representativas foram os grupos do praziquantel e fenbendazol e o do praziquantel, febantel e pirantel, uma vez que os restantes grupos não possuíam um número de amostras superiores a 7. Destes dois grupos o mais eficaz é o grupo do praziquantel, febantel e pirantel.

IV. CONCLUSÃO

A presente dissertação teve como objetivo principal compreender a prevalência de enteroparasitas em cães da região de Viana do Castelo, determinar a diferença entre a prevalência de enteroparasitas entre cães com tutores e a de cães que se encontravam em canis e associações, através de técnicas de análise coprológica.

Os objetivos propostos foram alcançados, verificou-se que a prevalência de enteroparasitas na região é relativamente baixa, comprovou-se que dos municípios estudados o que tinha a prevalência de parasitas mais elevada foi o de Ponte de Lima e que a prevalência de enteroparasitas em cães de canis e associações é mais elevada do que a dos cães com tutores. A baixa prevalência de enteroparasitas na região de Viana do Castelo pode dever-se ao aumento da utilização de desparasitantes. Neste estudo constatou-se que 89% dos animais estudados foram desparasitados e apesar da prevalência de enteroparasitas nestes animais ser superior á dos animais não desparasitados verificou-se que a percentagem de cães parasitados no grupo de cães não desparasitados foi superior à do grupo dos cães desparasitados. Estes resultados revelam a importância da aplicação de desparasitantes internos, tanto para diminuir o risco de infeção dos cães como para evitar a transmissão de doenças parasitárias zoonóticas para os seus tutores e para população em geral.

A diferença entre a prevalência de enteroparasitas em cães com tutores e a de canis e associações, pode dever-se ao canil e às associações recolherem animais errantes não desparasitados de diferentes municípios.

Foram analisadas no total 228 amostras fecais, das quais 16,7% (38/228) [IC 95%: 12,4–22,1%] continham enteroparasitas. Os enteroparasitas mais prevalentes foram os ancilostomatídeos com uma prevalência de 11,8% (27/228) [IC 95%: 8,3–16,7%]. Em estudos futuros seria interessante descobrir quais são os géneros dos parasitas analisados, de forma ser possível analisar o seu potencial zoonótico.

Espera-se com este estudo contribuir no entendimento da situação epidemiológica da população canina na região de Viana do Castelo, visto que não existem muitos artigos publicados sobre o assunto.

V. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Aguilera, F. J. S., 2010. Técnicas de diagnóstico parasitológico. In *Manual Prático de Parasitología Veterinaria*, Universidade de Extremadura, 45-70.
- Alberto, E. B., Ripoll, B. T. D., Rodríguez, P. e Sotelo, J. A., 2006. Toxocara canis y Síndrome Larva Migrans Visceralis (Toxocara canis and Syndrome Larva Migrans Visceralis). *Revista Electrónica de Veterinaria*, 4, 7, 1-42.
- Albonico, M., Bethony, J., Brooker, S., Diemert, D., Geiger, S. M., Hotez, P. J., Loukas, A., 2006. Soil-transmitted helminth infections: ascariasis, trichuriasis, and hookworm. *The Lancet*, 367, 1521-1532.
- Altreuther, G., Charles, S., Kok, D. J., Kraemer, F., Krieger, K., Schimmel, A. e Schoeder, I., 2009. Efficacy of Emodepside plus Praziquantel Tablets (Profender® Tablets for Dogs) against Mature and Immature Adult Trichuris vulpis Infections in Dogs. *Parasitology Research*, 105, 17-22.
- Andersen, K. L., Andersen, S. D., Tejedor, A. M., Nejsun, P. e Thamsborg, S. M., 2020. Mebendazole Treatment Persistently Change The Size Profile Of Trichuris Trichiura Eggs. *Elsevier*, 204, 1-13.
- Armour, j., Duncan, J., Dunn, A., Jennings, F. e Urquhart, G., 1996. Helminthologia veterinária. In *Parasitologia Veterinária*, Wiley-Blackwell, 2ª Ed, 3-122.
- Atouguia, J., Centeno-Lima, S., Ferreira, F. S., P. Padre, L., Parreira, R., Tavira, L. T. e Vilhena, M., 2011. Intestinal parasites in dogs and cats from the district of Évora, Portugal. *Veterinary Parasitology*, 179, 242-245.
- Ballweber, L., 2001. Parasites of the gastrointestinal tract 1-Nematodes. In *Veterinary parasitology*, Butterworth–Heinemann, 77-164.
- Ballweber, L., R., 2001. Parasites of the gastrointestinal tract 1-Nematodes. In *Veterinary Parasitology*, Butterworth–Heinemann, 77-164.
- Barger, A. M. e MacNeill, A. L., 2015. Parasitology. In *Clinical pathology and Laboratory Techniques for Veterinary Technicians*, Wiley-Blackwell, 177-226.
- Barr, S., Bowman, D. e Fogarty, E., 2002. Parasites of the dog. In *Parasitology: Diagnosis and treatment of common parasitisms in dogs and cats*, Teton NewMedia, 1-53.
- BarrBowman, D. D. e Fogarty, E. A., 2004. Fecal Examination. In *Parasitology: Diagnostics in Dogs and Cats*, Nestle Purina Company, Missouri, 5-16.
- Becerra, C., Hernández, S., López-Cobos, E., Martínez-Moreno, A. e Martínez-Moreno, S., 2007. Estimation of canine intestinal parasites in Córdoba (Spain) and their risk to public health. *Veterinary Parasitology*, 143, 7-13.
- Becskei, C., Dreesen, L., Fernandes, T., Geurden, T., Kryda, K., Mahabit, S., Martorell, S. e Thys, K., 2020. Efcacy of Simparica Trio™, a novel chewable tablet containing sarolaner, moxidectin and pyrantel, against induced hookworm infections in dogs. *Parasites & Vectors*, 13, 99, 1-8.
- Bethony, J. M., Constant, S. L., Loukas, A., 2005. Immunobiology of hookworm infection. *FEMS Immunology and Medical Microbiology*, 43,115-124.

- Bevilaqua, C. e Melo, A., 2002. Resistência anti-helmíntica em nematóides de pequenos ruminantes: uma revisão. *Ciência Animal*, 12, 1, 35-45.
- Bowman, D. D. e Nelson, T., 2014. Parasite Protocols: Canine Intestinal Helminths. *Today's Veterinary Practice*, 73-78.
- Bowman, D., 2014. Helminths. In *Georgis' parasitology for veterinarians*, Elsevier Saunders, 10ª Ed, 122-240.
- Bowman, D., Eberhard, M. L., Kazacos, K. R., Montgomery, S., Zajac, A. M., 2010. *Trends in Parasitology*, 4, 26, 162-167.
- Braga, M. I. F. L., 2017. *Prevalência e sazonalidade de parasitoses gastrointestinais, cardiovasculares e hemáticas em cães do distrito de beja, portugal*. Tese de Mestrado Integrado em Medicina Veterinária, Universidade de Lisboa, Portugal, 141 pp.
- Brener, M. A. e Patel, M. B., 2003. Cutaneous Larva Migrans: The Creeping Eruption. *PubMed*, 72, 111-115.
- Byakhova, V. M., Ebzeeva, A. M. A., Kronova, E. A., Kulikov, E. V., Lyhina, V. S., Norezzine, A., Orlova, A. M., Petukhov, N. V., Semenova, V. I., Shemyakova, S. A., Shvets, A. V., Sotnikova, E. D. e Vatnikov, Y. A., 2020. Pathological influence of concomitant infestation of *Cystoisospora* SP. and *Giardia* SP. in dogs. *EurAsian Journal of BioSciences*, 14, 4171-4178.
- Campbell, B. E. e Gasser, R. B., 2009. Improved molecular diagnostic tools for human hookworms. *Expert Review of Molecular Diagnostics*, 1,9, 17-21.
- Cardoso, L., Lobo, L., Neves, D. e Simões, P., 2014. Frequency of intestinal parasites in pet dogs from an urban area (Greater Oporto, northern Portugal). *Veterinary Parasitology*, 200, 295-298.
- Caumes, E. e Hochedez, P., 2007. Hookworm-Related Cutaneous Larva Migrans. *Journal of Travel Medicine*, 5,14, 326-333.
- Cesare, A. D., Drake, J., Pietrobelli, M., Regalbono, A. F., Torre, F. L., Traversa, D., 2014. Environmental contamination by canine geohelminths. *Parasites & Vectors*, 7,67, 1-9.
- Conboy, G. A. e Zajac, A. M., 2012. Fecal examination for the diagnosis of parasitism. In *Veterinary Clinical Parasitology*, Wiley-Blackwell 8ª Ed, Iowa, 3-170.
- Coop, R. L., Taylor, M. A e Wall, R. L., 2017. *Veterinary Parasitology*, Guanabara Koogan, 4ª Ed., Rio de Janeiro, 1006 pp.
- Coop, R. L., Taylor, M. A. e Wall, R. L., 2016. Veterinary Helminthology. In *Veterinary Parasitology*, Wiley-Blackwell, 4ª Ed. 1-109.
- Dar, F. A., Kumar, M., Pal, B. e Roy, R., 2013. Therapeutic Management of *Cystoisosporiasis* in 2 Pups. *Intas Polivet*, 1, 24, 153-154.
- Dhaliwa, B., B., S. e Juyal P., D., 2013. Nematode zoonoses. In *Parasitic Zoonoses*, Springer, 83-115.
- Diniz, T. P., 2018. *Prevalência de parasitas gastrointestinais e frequência de desparasitação em cães e gatos no concelho de sintra, portugal*. Tese de Mestrado Integrado em Medicina Veterinária, Universidade de Lisboa, Portugal, 58 pp.
- Elsheikha H., McGarry, J. e Wright, I., 2018. Parasites of the gastrointestinal system. In *Parasites and Pets: A veterinary nursing guide*, CABI, 7-32.

- Farias, L., Oliveira, P. e Silva, R., 2021. Particularidades do *Ancylostoma caninum*: Revisão. *Pubvet*, 1, 15, 1-6.
- Farias, L., Oliveira, P. e Silva, R., 2021. Particularidades do *Ancylostoma caninum*: Revisão. *Pubvet*, 1, 15, 1-6.
- Feldmeier, H. e Heukelbach, J., 2008. Epidemiological and clinical characteristics of hookworm-related cutaneous larva migrans. *The Lancet*, 8, 302-309.
- Félix, L. I. B., 2015. *Parasitoses gastrointestinais e cardiopulmonares em cães. Estudo epidemiológico em canis de Portugal Continental*. Tese de Mestrado Integrado em Medicina Veterinária, Universidade de Lisboa, Portugal, 100 pp.
- Foreyt, W. J., 2001. Diagnostic parasitology. In *Veterinary parasitology reference manual*, Wiley-Blackwell, 5ª Ed., 3-9.
- Fox, M., Gibbons, L., Hermosilla, C. e Jacobs, D., 2015. Veterinary parasitology: basic concepts. In *Principles of veterinary parasitology*, Wiley-Blackwell, 45-89.
- Gockel-Blessing, E. A., 2013. Specimen collection and processing. In *Clinical parasitology: A practical approach*, Elsevier Saunders, 2ª Ed, 14-40.
- Gonçalves, E. S., Guedes, E., Júnior, T. A., Pereira, M. e Prado, A. C. F., 2021. Principais Enterites Parasitárias em Cães: Revisão. *Uniciencias*, 2, 25, 107-119.
- Hawdon, J. e Wise, K., 2021. *Ancylostoma caninum* and other canine hookworms. In *Dog parasites endangering human health*, Eds. Mehlhorn, H. e Strube, C., Springer, 147-194.
- Heuer, L., Janecek, E. e Strube, C., 2013. Toxocara spp. infections in paratenic hosts. *Parasitology Research*, 193, 375-389.
- Knapen, F. V. e Overgaauw, P. A. M., 2013. Veterinary and public health aspects of Toxocara spp. *Veterinary Parasitology*, 193, 398-403.
- Laabs, E., Schnieder, T. e Welz, C., 2011. Larval development of Toxocara canis in dogs. *Veterinary Parasitology*, 175, 193-206.
- Linardi, P., Melo, A., Neves, D. e Vitor, R., 2005. Exame parasitológico de fezes. In, *Parasitologia humana*, Atheneu, 11ª Ed 455-464.
- Longo, C. E. M., Neves, M. F., Oliveira, J. L. S. e Satos, G. R., 2008. Trichuris Vulpis. *Revista Científica Eletônica De Medicina Veterinária*, 11, 1-6.
- Loukas, A. e Prociv, P., 2001. Immune Responses in Hookworm Infections. *Clinical Microbiology Reviews*, 4, 14, 689-703.
- Loukas, A., Shepherd, C. e Wangchuk, P., 2018. Of dogs and hookworms: man's best friend and his parasites as a model for translational biomedical research. *Parasites & Vectors*, 59, 11, 1-16.
- Mandel, P. e Shapiro, L., S., 2010. Endoparasites of small animals. In *Pathology and Parasitology for Veterinary Technicians*, Delmar Cengage Learning, 2ª Ed, 198-223.
- Mehlhorn, H. e Strube, C., 2021. *Ancylostoma caninum* and other canine hookworms. In *Dog parasites endangering human health*, Springer, 147-194.
- Melo, A. C. M. S., 2017. *Parasitoses gastrointestinais e pulmonares em canídeos e felídeos da região oeste de Portugal continental*. Tese de Mestrado Integrado em Medicina Veterinária, Universidade de Lisboa, Portugal, 69 pp.

- Monteiro, S. G., 2017. Técnicas laboratoriais. In *Parasitologia na medicina veterinária*, Roca, 2ª Ed., Rio de Janeiro, 605-621.
- Morgado, G.M., 2016. *Parasitoses internas e frequência de desparasitação em cães do concelho de Vila Franca de Xira*. Tese de Mestrado Integrado em Medicina Veterinária, Universidade de Lisboa, Portugal, 86 pp.
- Nicoletti, A., 2013. Toxocariasis. *Handbook of Clinical Neurology*, 114, 217-228.
- Owen, S. P., 2017. *The first epidemiological study on the prevalence of cardiopulmonary and gastrointestinal parasites in cats and dogs from the algarve region of portugal using the flotac technique*. Tese de Mestrado Integrado em Medicina Veterinária, Universidade de Lisboa, Portugal, 90 pp.
- Pirão, T. S. Q., 2018. *Prevalência de parasitas intestinais em cães na cidade de amora, concelho do seixal – distrito de setúbal*. Tese de Mestrado Integrado em Medicina Veterinária, Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias, Portugal, 70 pp.
- Robertson, I. D. e Thompson, R. C., 2002. Enteric parasitic zoonoses of domesticated dogs and cats. *Microbes and Infection*, 4, 867-873.
- SAMTHIAGO, 2013. Maior empresa do setor das artes em viana do castelo. Site disponível: SAMTHIAGO atelier/conservação e restauro (última atualização 2013), URL: <https://samthiago.com/maior-empresa-do-setor-das-artes-em-viana-do-castelo/#>. Consultado em 16 de dezembro de 2022.
- Tavares, G. P., 2020. *Estudo sobre helmintoses intestinais no cão e no gato na cidade de santarém (portugal)*. Tese de Mestrado Integrado em Medicina Veterinária, Universidade de Lisboa, Portugal, 65pp.
- Traub, R., J., 2013. Ancylostoma ceylanicum, a re-emerging but neglected parasitic zoonosis. *International Journal for Parasitology*, 43, 1009-1015.
- Traversa, D., 2011. Are we paying too much attention to cardiopulmonary nematodes and neglecting old fashioned worms like Trichuris vulpis? *Parasites & Vectors*, 4,32, 1-11.
- Traversa, D., 2012. Pet roundworms and hookworms: A continuing need for global worming. *Parasites & Vectors*, 5, 91, 1-19.
- Trayser, C. V. e Todd, K. S., 1978. Life cycle of Isospora burrowsi n sp (Protozoa: Eimeriidae) from the dog Canis familiaris. *American Journal of Veterinary Research*, 39, 1, 95-98.

ANEXOS

Anexo 1. Inquérito por questionário



Hábitos de desparasitação interna dos animais de Companhia no distrito de Viana do Castelo

A sua participação no presente inquérito é essencial para o estudo das medidas de controlo e prevenção de doenças que afetam os animais de companhia. As informações recolhidas são confidenciais e anónimas, sendo estas apenas utilizadas para uma posterior pesquisa parasitaria e análise dos dados obtidos.

O resultado da análise coprológica será comunicado caso os tutores assim o desejarem.

Dados do tutor

Nome: _____

Sexo: M F

Idade: _____ anos

Escolaridade: Primária Básico Secundário Superior

Deseja saber o resultado da análise coprológica: Sim Não

Contacto: _____

Localidade: _____

Dados do animal de companhia

Raça: _____ Idade: _____ anos

Sexo: M F

Estado sexual: Inteiro Castrado

Que tipo de alimentação é fornecida ao seu cão: Ração comercial seca Ração comercial húmida Comida caseira Crua

Ambiente: Exterior Interior Exterior e interior Canil

O seu animal vai passear á rua? Sim Não

Se respondeu sim, quantas vezes por dia? R: _____

Se respondeu sim, recolhe as fezes do seu animal? Sempre Às vezes Nunca

Desparasitação

Realiza a desparasitação do seu animal: sim Não

Se sim, qual o tipo de desparasitação que realiza: Apenas externa Apenas interna Interna e externa

Se efetua a desparasitação, com que frequência é que a realiza: Todos os meses 2 em 2 meses 3 em 3 meses 4 em 4 meses 6 em 6 meses 1 vez por ano Sazonalmente

Se efetua a desparasitação, quando foi a última vez que desparasitou o seu animal?

Caso desparasite o seu animal qual ou quais desparasitantes utiliza?

Sabe o que é uma zoonose? Sim não

Tem conhecimento sobre o que são os parasitas intestinais em cães? Sim Não

Sabe que os parasitas dos animais de estimação podem ser transmitidos para o homem? Sim
Não

No seu ponto de vista acha que as fezes a via publica podem representar um perigo para a saúde? Sim Não

Obrigado pela sua cooperação

Nº de amostra: _____

Data: _____