



INSTITUTO POLITÉCNICO
DE VIANA DO CASTELO

Joana Filipa Jesus Monteiro

Prevalência de parasitas gastrointestinais em felinos no
concelho de Vila Nova de Gaia

Mestrado em Enfermagem Veterinária em Animais de Companhia

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

Novembro de 2022

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

Índice

AGRADECIMENTOS	III
RESUMO	IV
ABSTRACT	V
LISTA DE ABREVIATURAS	VI
LISTA DE FIGURAS	VII
LISTA DE GRÁFICOS	VIII
LISTA DE QUADROS	IX
I. INTRODUÇÃO	1
II. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	3
1. PARASITAS GASTROINTESTINAIS	3
1.1. Nematodes.....	3
1.1.1. Família Ancylostomatidae.....	3
1.1.1.1. Ciclo de vida	4
1.1.1.2. Sinais clínicos	6
1.1.1.3. Diagnóstico.....	7
1.1.1.4. Tratamento e profilaxia	8
1.1.1.5. Risco zoonótico.....	8
1.1.2. Família Toxocaridae	9
1.1.2.1. Ciclo de vida.....	10
1.1.2.2. Sinais clínicos.....	12
1.1.2.3. Diagnóstico	12
1.1.2.4. Tratamento e profilaxia.....	13
1.1.2.5. Risco zoonótico	14
1.2. PROTOZOÁRIOS GASTROINTESTINAIS	15
1.2.1. Cystoisopora spp.	15
1.2.1.1. Ciclo de vida.....	16
1.2.1.2. Sinais clínicos.....	17
1.2.1.3. Diagnóstico	18
1.2.1.4. Tratamento e profilaxia	18
1.2.1.5. Risco zoonótico	19
III. PREVALÊNCIA DE PARASITAS GASTROINTESTINAIS EM FELINOS NO CONCELHO DE VILA NOVA DE GAIA	20
1. OBJETIVOS	20
2. ÁREA DE ESTUDO E AMOSTRAGEM	20
3. MATERIAL E MÉTODOS.....	21
3.1. Colheita, transporte e acondicionamento das amostras	21
3.2. Métodos parasitológicos	22
3.2.1. Exame microscópico	22
3.2.2. Exames de concentração	22
3.2.3. Método de sedimentação.....	23
3.2.4. Método de flutuação de Willis	24
3.3. Análise estatística.....	25
4. RESULTADOS	25
4.1. Caracterização da amostra em estudo	25

4.2.	Caracterização da regularidade de desparasitação interna.....	27
4.3.	Resultados globais	29
4.4.	Resultado por técnica	30
4.4.1	Técnica de Sedimentação natural.....	30
4.4.2	Técnica de flutuação de Willis	31
4.5.	Resultados por freguesia.....	31
5.	DISCUSSÃO	34
6.	CONCLUSÃO	38
IV.	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	39

Anexos

Anexo 1- Inquérito por questionário

AGRADECIMENTOS

Ao Professor Nuno Brito por ter aceite ser meu orientador e pela sua disponibilidade e ajuda durante a realização desta dissertação.

A todos os técnicos do laboratório e professores da Escola Superior Agrária de Ponte de Lima que permitiram a realização da parte prática do meu estudo.

Um obrigado a todos os canis/gatis e tutores que se disponibilizaram a participar no estudo, uma vez que sem a sua colaboração, não era possível.

Um obrigado a todos aqueles que durante estes anos do meu percurso académico estiveram presentes e partilharam comigo os maus e os bons momentos.

Obrigada ao meu “Gusto” que mesmo longe me deu sempre apoio e me fez acreditar que eu ia conseguir atingir o meu objetivo quando eu tinha dias que menos acreditava.

Um obrigada ao meu amigo Nuno que me acompanhou também na vida académica e agora no Mestrado e vivemos juntos esta aventura. Obrigada por me motivares e pela ajuda e acima de tudo pela boa disposição nas longas horas que passamos no laboratório. O ano dos gatos vai ficar marcado!

Aos meus pais, por investirem na minha educação e proporcionarem o melhor para mim e me apoiarem na realização deste meu sonho. Por todo o carinho, dedicação e palavras de incentivo e motivação durante estes anos.

Ao meu namorado, por todo o amor e carinho demonstrados, ao longo deste nosso capítulo. Não há palavras que possam ser usadas, ainda assim um grande Obrigada.

RESUMO

Ao longo dos anos tem havido uma grande proximidade entre o Homem e o gato uma vez que o Homem adquire cada vez mais esta espécie como animal de estimação. Os gatos são hospedeiros de muitos parasitas e alguns deles com potencial zoonótico o que requer maiores cuidados profiláticos e de higiene. Apesar do tema da parasitose ser importante e ser recorrentemente falado, em Portugal ainda há poucos estudos sobre o mesmo, pelo que se realizou um estudo para determinar a prevalência de parasitas gastrointestinais em felinos no concelho de Vila Nova de Gaia.

Para o efeito, recolheram-se 102 amostras fecais nas freguesias do concelho entre os meses de setembro de 2021 e janeiro de 2022. As amostras foram submetidas a análises coprológicas qualitativas: método de sedimentação e método de flutuação de Willis.

A prevalência global de amostras fecais positivas foi de 21,56%, sendo que os parasitas mais prevalentes foram *Toxocara cati* (10,78%), seguindo-se Ancylostomatidae (5,88%) e *Cystoisospora* (5,88%).

Os resultados comprovam que há um grau importante de parasitismo nos locais de origem das amostras recolhidas, para os géneros potencialmente zoonóticos estudados. Este grau de parasitismo pode ser justificado pelo número excessivo de animais, no caso de associações e canis, e a sua conseqüente proximidade, que facilita a transmissão de parasitas com ciclos de vida diretos ou através de hospedeiros paraténicos.

É fundamental que se continue a incutir aos proprietários/tutores uma forte consciencialização e educação para a importância da vacinação e desparasitação dos seus animais. Assim, espera-se que desta forma a saúde e o bem-estar animal sejam favorecidos através da implementação de medidas profiláticas e de controlo, que devem ser desenvolvidas junto de associações/canis bem como de tutores para que desta forma se erradiquem as parasitoses.

Palavras-chave: gato, *Toxocara*, zoonoses, análises coprológicas, epidemiologia.

ABSTRACT

Over the years there has been a close proximity between human and cat as more and more human acquires this species as a pet. Cats are hosts of many parasites and some of them with zoonotic potential which requires greater prophylactic and hygienic care. Although the theme of parasitosis is important and is repeatedly spoken, in Portugal there are still few studies on it, by which a prevalence of gastrointestinal parasites in felines the municipality of Vila Nova de Gaia was carried out.

To this end, 102 fecal samples were collected distributed in the parishes of the municipality between the months of September 2021 and January 2022. The samples were submitted to qualitative coprological technical analyses: sedimentation method and Willis fluctuation method.

The overall prevalence of positive fecal samples was 21.56%, and the most prevalent parasites were *Toxocara cati* (10.78%), followed by those of the genus Ancylostomatidae (5.88%) and *Cystoisospora* (5.88%).

The results show that there is a degree of parasitism at the sites of origin of the samples collected, for the potentially zoonotic genera studied. This degree of parasitism can be justified by the excessive number of animals, in the case of associations and kennels, and their consequent proximity, which facilitates the transmission of parasites with direct life cycles or through paratenic hosts. It is essential to continue to instill to owners/tutors a strong awareness and education for the importance of vaccination and deworming of their animals. So, it is expected that in this way animal health and welfare will be favored through the implementation of prophylactic and control measures, which should be developed with associations/kennels as well as tutors in order to eradicate parasitoses.

Keywords: *cat, Toxocara, zoonoses, coprological analyses, epidemiology.*

LISTA DE ABREVIATURAS

°C – Graus Celsius

C. felis – *Cystoisospora felis*

C. rivolta – *Cystoisospora rivolta*

g – Gramas

L1 – Larva rabditoide

L2 – Larva de segundo estágio

L3 – Larva de terceiro estágio

L4 – Larva de quarto estágio

L5 – Larva de quinto estágio

LMC – Larva migrante cutânea

LMN – Larva migrante neurológica

LMO – Larva migrante ocular

mg/Kg – miligrama por quilograma

MgSO₄ – Sulfato de magnésio

ml – mililitros

n° – número

NaCl – Cloreto de sódio

T. cati – *Toxocara cati*

ZnSO₄ – Sulfato de zinco

spp. – Espécies

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 – Ciclo de vida direto de nematodes	5
Figura 2 – Ovo de <i>Toxocara cati</i>	9
Figura 3: Ciclo de vida de <i>Toxocara cati</i>	11
Figura 4 – Método de flutuação de Willis e de Sedimentação, respetivamente.....	25

LISTA DE GRÁFICOS

Gráfico 4.1.2 - Distribuição de idades.....	26
Gráfico 4.2.1 – Frequência da Desparasitação Interna.....	27
Gráfico 4.3.1 – Prevalência das classes parasitárias identificadas nas amostras positivas.....	29

LISTA DE QUADROS

Quadro 4.1.1 – Caracterização da amostra em estudo.....	26
Quadro 4.2.2 – Distribuição da frequência de desparasitação interna por sexo e origem da amostra.....	28
Quadro 4.3.2 – Resultados das amostras positivas aos diferentes parasitas.....	30
Quadro 4.4.1.1 – Prevalência dos resultados obtidos pela técnica de sedimentação natural.....	30
Quadro 4.4.2.1 – Prevalência dos resultados obtidos pela técnica de Flutuação de Willis.....	31
Quadro 4.4.1 – Nº de amostras de fezes por freguesia.....	32
Quadro 4.4.2 – Presença de formas larvares identificadas nas amostras para cada freguesia.....	32

I. INTRODUÇÃO

Os animais de companhia, nomeadamente os gatos, são responsáveis por transmitirem algumas doenças zoonóticas parasitárias que afetam o humano (Baneth *et al.*, 2015). As infeções intestinais parasitárias são as mais abundantes por isso mesmo é importante haver um conhecimento relativamente ao parasita: à sua epidemiologia, ciclo de vida, patogenicidade, modo de prevenção e tratamento (Paul *et al.*, 2010; Duarte *et al.*, 2009).

Em muitas situações, com boas práticas de higiene e com o auxílio de um médico veterinário, para realizar a profilaxia, consegue-se reduzir ou eliminar a propagação das infeções parasitárias. No entanto, há animais que podem não apresentar sinais clínicos da infeção, o que faz com que possa ocorrer um mau diagnóstico e por conseguinte tratamento. Em muitos casos as doenças parasitárias podem levar à morbidade ou à mortalidade dependendo do estado imunitário, se o animal apresenta doenças concomitantes, da idade e ainda da espécie e carga parasitária (Alho 2017; Genchi *et al.*, 2009).

Vários fatores foram e continuam a ser determinantes para um agravamento da situação epidemiológica, tais como: as alterações climáticas, a migração de população de espaços rurais para espaços urbanos, o aumento da compra de animais, também aumenta o número de animais abandonados e ainda a presença de animais errantes sem acesso a cuidados profiláticos. Surge um aumento do risco de infeção parasitária devido a comportamentos de predação do animal e também pelo seu estilo de vida. Não são só os animais errantes que são os principais focos de preocupação para com os gatos *indoor*, por exemplo, uma vez que estes últimos também estão sujeitos ao perigo dado que os ovos e formas larvares de parasitas podem ser transportados pelo calçado e roupa do tutor ou pelas patas e pelagem do animal quando sai à rua ou por outro animal que esteja em contacto com o mesmo (Deplazes *et al.*, 2011; Page, 2008; Harrus *et al.*, 2005).

É por isto essencial que haja uma maior prevenção e consciencialização para as zoonoses parasitárias e que sejam realizados os seus controles uma vez que é isto que contribui para o vínculo animal-Homem, no espírito de *One Health*. Para isto é necessário que haja uma maior partilha de informação, educação e incentivo à adoção de cuidados antiparasitários

por parte dos tutores, sobretudo a animais imunodeprimidos (Pirzada *et al.*, 2014; Ferreira *et al.*, 2011; Paul *et al.*, 2010).

Desta forma, e como estudos de parasitoses em gatos em Portugal são escassos, procurou-se incidir o presente estudo em parasitas gastrointestinais em gatos residentes no concelho de Vila Nova de Gaia com o intuito de perceber a sua prevalência no meio urbano estudado. Este estudo baseou-se em métodos laboratoriais relativamente simples, não invasivos e baratos, sendo eles o método de sedimentação e o método de flutuação de Willis.

II. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

1. Parasitas Gastrointestinais

1.1. Nematodes

Os nematodes, ou também comumente chamados de “vermes redondos”, devido à sua forma corporal cilíndrica, com cavidade corporal, são filiformes, não segmentados e bilateralmente uniformes. Esta é a morfologia partilhada pelas várias espécies e géneros de nematodes, o que dificulta, por vezes, a sua identificação e classificação taxonómica (Bowman *et al.*, 2014).

Os nematodes gastrointestinais são os parasitas de maior importância que infetam os animais de companhia, neste caso os felinos, e podem ser encontrados em todo o ecossistema (Shapiro & Mandel, 2010; Bowman *et al.*, 2002).

Apesar de na Europa haver uma diversidade destes parasitas nos animais de companhia, na presente dissertação apenas serão destacadas as seguintes famílias: Família Ancylostomatidae (com destaque para *Ancylostoma tubaeforme* e *Uncinaria stenocephala*) e Família Toxocaridae (com destaque para *Toxocara cati*) (ESCCAP, 2021).

1.1.1. Família Ancylostomatidae

Os ancilostomatídeos são pequenos nematodes de grande importância nos pequenos mamíferos e que se localizam no intestino delgado (ESCCAP, 2014; Molento & Braz, 2017). Apresentam uma cápsula bucal, dirigida dorsalmente e contêm a característica de apresentar ganchos nas extremidades anteriores (Bowman *et al.*, 2011).

Estes parasitas pertencem à Superfamília Ancylostomatoidea e Família Ancylostomatidae, que está dividida em duas subfamílias, sendo elas a Ancylostomatinae e a Bunostominae (Bowman *et al.*, 2011). Os gatos são parasitados por *Ancylostoma* spp. e *Uncinaria stenocephala*. O primeiro género é caracterizado por apresentar apenas uma cápsula bucal de dentes afiados, enquanto *Uncinaria stenocephala* a sé caracterizada por apresentar placas cortantes (Bowman *et al.*, 2011). A espécie mais comum de

ancilostomatídeo em gatos é *Ancylostoma tubaeforme* (Bowman *et al.*, 2014; Bowman *et al.*, 2002).

1.1.1.1. Ciclo de vida

O ciclo de vida dos ancilostomídeos é direto. A infecção começa quando o ovo que contém a forma parasitária passa para o solo através das fezes. Ao chegarem ao meio externo e com as condições ideais, os ovos eclodem e tornam-se ovos embrionados que libertam larvas rabditoídes (L1). Estas por sua vez no solo mudam para larva rabditoíde L2 e após cerca de uma semana forma-se a larva infeciosa L3 (Mattos, 2021). As larvas infetantes de terceiro estágio (L3), por serem as infetantes, são as que causam infecção no hospedeiro através de penetração cutânea (especialmente em *Ancylostoma* spp.) ou ingestão das mesmas (especialmente em *U. stenocephala*) (Beugnet *et al.*, 2018; Bowman *et al.*, 2014; Shapiro, 2010). Os ovos depois de eclodirem e de chegarem ao estágio 3 requerem de um desenvolvimento em solo húmido e quente com uma temperatura de pelo menos 16°C. Este desenvolvimento larval demora cerca de 7 dias e já no estágio de larvas infetantes conseguem sobreviver durante um bom período de tempo em ambiente que lhes seja favorável (Beugnet *et al.*, 2018). O gato, hospedeiro definitivo, infeta-se quando ingere larvas L3 (*Ancylostoma* spp., *Uncinaria* spp.) ou quando estas penetram na pele (*Ancylostoma* spp.) (Bowman, 2014). Quando a infecção parasitária ocorre através da via cutânea, pode ocorrer, acidentalmente, que o animal ao estar em contacto com o tutor também este acabe parasitado (Mattos, 2021).

Ao penetrar a pele do animal, as larvas de estágio L3, que atingem a corrente sanguínea e migram para os pulmões, sofrem uma mudança de estágio de L3 para L4, com posterior ascensão para a traqueia até à faringe onde são deglutidas, atingindo por fim o intestino delgado onde se vão fixar às paredes intestinais. No intestino delgado as larvas terminam o seu desenvolvimento larval para L5 e tornam-se adultas. O período pré patente dura entre 19 e 25 dias (Bowman *et al.*, 2002) e as formas adultas podem sobreviver entre 4 meses e 2 anos no intestino delgado (CAPC, 2016). O ciclo de vida destes parasitas está representado na Figura 1.

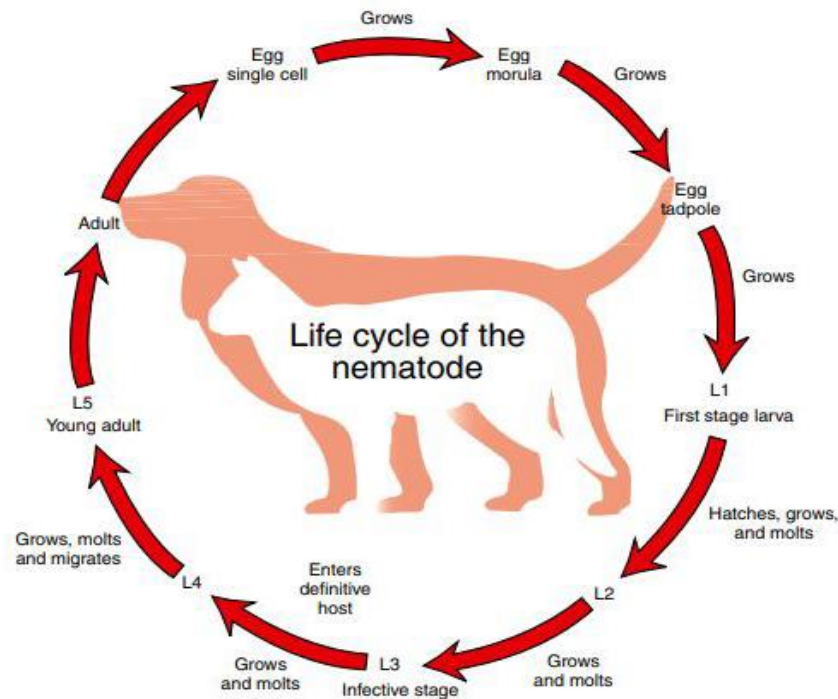


Figura 1 – Ciclo de vida direto de nematodes (Adaptado de Hendrix e Robinson, 2012).
Legenda da figura 1- L1: larva rabditoide; L2: larva de segundo estágio; L3: larva de terceiro estágio; L4: larva de quarto estágio; L5: larva de quinto estágio.

A infecção por via oral ocorre de modo semelhante, através da ingestão das L3, atingido a corrente sanguínea e migrando para os pulmões, repetindo-se o processo já descrito.

Na espécie *A. tubaeforme* não há evidências de que haja infecções via transmamária ou transplacentária (Beugnet *et al.*, 2018). Na espécie *U. stenocephala* o ciclo de vida é idêntico ao já descrito, no entanto, as larvas quando são ingeridas pelo hospedeiro migram diretamente para o intestino e não realizam migração pulmonar. A infecção por esta espécie é ligeira uma vez que a maturação raramente acontece (Taylor *et al.*, 2016). No entanto, há casos de infecção passiva que têm um período patente entre 13 a 21 dias e há casos de infecção ativa em que o período patente é de 15 a 17 dias. Tal como na infecção por *Ancylostoma* spp., a infecção por *U. stenocephala* também não ocorre por via transmamária. Esta é uma espécie não hematófaga (Mattos, 2021).

1.1.1.2. Sinais clínicos

As larvas quando migram para o intestino, fixam-se às paredes intestinais, através da sua cápsula bucal, e iniciam, desta forma, a sua infeção, alimentando-se do sangue (hematófagos) e dos tecidos (Beugnet *et al.*, 2018; ESCCAP, 2021).

As ancilostomoses apresentam diferentes apresentações clínicas, desde uma infeção assintomática a uma infeção com grandes perdas de sangue. Quando a carga parasitária é elevada e o parasita habita no hospedeiro por um longo período de tempo, as espécies de *Ancylostoma* spp. podem causar graves quadros de anemia (Bowman *et al.*, 2011; ESCCAP, 2021). Inclusive gatos infetados por *A. tubaeforme* podem morrer por causa das perdas de sangue secundárias à infeção (Bowman *et al.*, 2002).

Estas ancilostomoses podem apresentar-se segundo formas hiperagudas, agudas e crónicas. As formas hiperagudas ocorrem frequentemente em neonatos e são mais frequentes em cães do que em gatos. Estão associadas a anemias e a perdas severas de peso que podem resultar muitas vezes em diarreias com sangue e muco e hipoproteínemia. Esta forma de ancilostomose é mais comum nos cães e é mais frequente através da infeção por *Ancylostoma caninum* (não referida neste estudo) (Bowman *et al.*, 2011; Bowman *et al.*, 2014; Zajac & Conboy, 2012).

Na forma aguda, o animal apresenta-se igualmente em estado anémico, prostrado e por vezes com dificuldades a nível respiratório. Nesta forma de ancilostomose a anemia continua a ser acompanhada por diarreias com sangue e muco. As dificuldades respiratórias devem-se às lesões que as larvas causam ao fazer as suas migrações ou então à anoxia secundária à anemia (Taylor *et al.*, 2016).

A forma crónica usualmente ocorre sob a forma assintomática. No entanto, alguns animais apresentam quadros de anemias leves e lesões cutâneas. Estas lesões na pele podem ser causadas pela penetração e migração das L3 infetantes e em gatos jovens a migração pulmonar pode originar sinais clínicos respiratórios. Pode ainda ocorrer que em alguns casos o animal venha a claudicar devido a lesões nas almofadas plantares (local

onde as larvas perfuram a pele) (Bowman *et al.*, 2011; ESCCAP, 2021; Taylor *et al.*, 2016).

Os felinos raramente são infetados por *U. stenocephala*, pelo que há poucos estudos e descrições acerca dos sinais clínicos manifestados por infecções com esta espécie. Por outro lado, as infecções por *A. tubaeforme* são mais frequentes e podem mesmo causar a morte do felino, e também por *Ancylostoma* spp. (Bowman *et al.*, 2002).

1.1.1.3. Diagnóstico

O diagnóstico realiza-se através da avaliação da manifestação de sinais clínicos, de exames hematológicos e de exames coprológicos, com recurso ao método de flutuação. O diagnóstico é confirmado através da observação de uma grande quantidade de ovos nas fezes, no entanto, por vezes os ovos não são identificados, mesmo quando o animal apresenta sinais clínicos graves (ESCCAP, 2021; Taylor *et al.*, 2016). Os ovos de diferentes espécies de *Ancylostoma* spp. encontrados em fezes de gato são aparentemente difíceis de distinguir (Bowman *et al.*, 2002). Há algumas características que permitem identificar a espécie no microscópio. A identificação das espécies adultas deve basear-se na forma da cápsula bucal. A espécie *A. tubaeforme* tem três pares de dentes afiados, enquanto a espécie *U. stenocephala* é reconhecido pela presença de placas cortantes (Bowman *et al.*, 2002). Ambas as formas adultas destas espécies têm cerca de 1-2cm (Urquhart *et al.*, 1996). Quanto à coloração, as espécies do género *Ancylostoma* spp. apresentam uma cor vermelha como resultado da fixação na mucosa gástrica e consequente atividade hematófaga; a espécie *U. stenocephala* é pálida (Bowman *et al.*, 2014).

Os ovos de *Ancylostoma* spp. e de *Uncinaria* spp. quando observados ao microscópio podem parecer semelhantes, uma vez que ambos surgem com uma parede de casca lisa e igualmente com uma mórula no interior, e o formato de ambos é idêntico, oval (Zajac & Conboy, 2012). Os ovos de *Ancylostoma* spp. medem 55-76 µm de comprimento e 34-45 µm de largura. Os ovos de *U. stenocephala* têm medidas semelhantes com 70-90 µm de comprimento e 40-50 µm de largura (Bowman *et al.*, 2002). Todavia, quando há infecções mistas estes dois tipos de ovos são facilmente reconhecidos ao microscópio (Zajac & Conboy, 2012).

1.1.1.4. Tratamento e profilaxia

Para o tratamento de ancilostomoses recorre-se ao uso de anti-helmínticos. Nos gatos é comum recorrer-se ao tratamento utilizando os seguintes fármacos: ivermectina, selamectina, moxidectina, milbemicina oxima, pamoato de pirantel, emodepside, febantel, febendazol e albendazol (Bowman *et al.*, 2014; Shapiro, 2010). Quando o estadio da doença é grave, o animal pode necessitar de ferro e possivelmente de vitamina B12 e é essencial garantir que a sua alimentação é rica em proteínas. A transfusão de sangue também é uma opção viável de tratamento (Taylor, 2016).

Ao tratamento anti-helmíntico devem também juntar-se medidas importantes de prevenção para não ocorrer a parasitose. No que diz respeito a higienização, e a mesma aplica-se também a canis, deve ser feito o seguinte: as fezes devem ser removidas diariamente e o piso (quando em canil deve ser preferencialmente em alcatrão) não deve apresentar fendas, e deve estar seco. Deve também ser feita a erradicação de roedores. Devem utilizar-se produtos desinfetantes e água a ferver para as limpezas semanais. As superfícies podem ser pulverizadas com uma solução de hipoclorito sódio a 1% após a primeira limpeza (Beugnet *et al.*, 2018; Molento & Braz, 2017; Taylor *et al.*, 2016). A desparasitação regular também é aconselhada e segundo os autores Taylor *et al.* (2016) animais adultos devem fazer a desparasitação a cada 3 meses.

1.1.1.5. Risco zoonótico

Em estudos realizados em Lisboa por Waap *et al.* (2013) e por Duarte *et al.* (2010), foram detetadas prevalências de 1,4% e 2,7% para *A. tubaeforme* e *U. stenocephala*, respetivamente, através de técnicas coprológicas em 22 gatos domésticos e de gatis.

Um estudo realizado por Knaus *et al.* (2014) detetou uma prevalência de 32,9% de ancilostomatídeos em 211 gatos domésticos, a partir de técnicas coprológicas. Em Itália também foi realizado um estudo a 81 gatos domésticos por Riggio *et al.* (2013), no qual, também através de técnicas coprológicas, foram identificados 1,2% de gatos com infeção por *A. tubaeforme* e 3,7% por *U. stenocephala*.

Os ancilostomídeos de felinos podem infetar os humanos com uma migração larval cutânea depois de ocorrer penetração na pele, em casos de infeção por *U. stenocephala*

(Taylor *et al.*, 2016). Em relação à espécie *A. tubaeforme* não foram recuperados ovos em humanos e quando há migração larval não é preocupante uma vez que surge em áreas geográficas onde *A. braziliense* é mais patogénico (Bowman *et al.*, 2002). Por outro lado, segundo Bowman *et al.* (2014) em casos esporádicos, pode ocorrer a migração larval em humanos por *U. stenocephala* e as larvas deixam de estar na pele e passam para tecidos mais profundos. Esta zoonose pode desencadear sintomas como lesões eritematosas, que indicam o caminho percorrido pelo verme, também podem surgir bolhas, prurido e ainda invasão a nível pulmonar (Bowman *et al.*, 2014).

1.1.2. Família Toxocaridae

Os ascarídeos são nematodes, pertencentes à ordem Ascaridida, de tamanho grande e que podem ser encontrados no trato intestinal de animais domésticos. São geralmente de grandes dimensões podendo ir até aos 60cm e com cor branco rosa ou opaco. A boca é composta por três lábios, o esófago é claviforme e não têm ventrículo esofágico nem cápsula bucal. Dentro do ovo apenas há uma célula que evolui para larva infetante. O ovo tem uma casca espessa irregular de formato globular ou subglobular e de cor castanho-escuro, como representado na Figura 2 (Bowman *et al.*, 2014; Jacobs *et al.*, 2016; Monteiro, 2017).

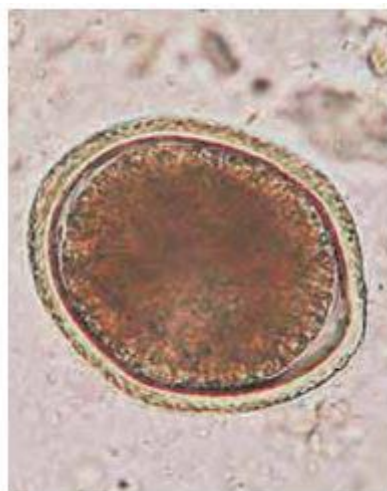


Figura 2 – Ovo de *Toxocara cati* (Adaptado de Drake & Gagné, 2010).

Toxocara cati pertence ao género *Toxocara* e é um dos parasitas mais comuns em gatos. Esta espécie conta com mais de 25% de resultados positivos em testes feitos em gatos, em estudos recentes, como é o caso do estudo de Melo (2017). É capaz de infectar o animal através da ingestão de hospedeiros paraténicos e migrar ao longo do trato gastrointestinal fazendo com que os ovos sejam eliminados nas fezes (Bowman *et al.*, 2002; CAPC, 2016).

1.1.2.1. Ciclo de vida

A espécie *T. cati* tem o gato e outros felinos como hospedeiros definitivos e como hospedeiros paraténicos as minhocas, roedores, raposas, aves e gado (como por exemplo ovelhas e porcos). Podem ser infectados através da ingestão de ovos embrionados que estejam num ambiente contaminado ou então pela ingestão de hospedeiros paraténicos que consumiram ovos embrionados (CAPC, 2016; Baneth *et al.*, 2015).

Os parasitas adultos habitam o intestino delgado de felinos, local onde atingem a maturidade sexual, onde se reproduzem e libertam ovos não embrionados juntamente com as fezes. Entre 3 a 6 semanas ocorre o desenvolvimento exógeno (Otero *et al.*, 2018; Strube *et al.*, 2013). Desta forma, o animal infeta-se por ingestão de um ovo que contém uma larva em segundo estágio (L2) ou no terceiro estágio (L3) (Shapiro, 2010; Bowman *et al.*, 2002). No caso de as larvas ainda não terem concluído o seu desenvolvimento para L3, elas fazem uma migração ao longo da traqueia, pulmões, fígado e estômago. Durante alguns dias as larvas percorrem estes órgãos e o estágio larvar desenvolve-se, entretanto, para L3 e os ovos adquirem, entretanto, a forma infecciosa (L5). A muda para a forma adulta ocorre no intestino delgado (Baneth *et al.*, 2015; Bowman *et al.*, 2002).

Se os hospedeiros paraténicos forem infectados, a larva realiza a migração somática e enquistada, permanecendo no mesmo estágio. A larva é libertada quando o gato ingere o hospedeiro paraténico e a mesma penetra a parede do estômago, sem realizar, geralmente, migração traqueal (Bowman, 2014).

Quando os ovos embrionados são ingeridos por um gatinho com menos de 6 meses de idade, penetram a parede intestinal e efetuam migrações ao longo da corrente sanguínea, perfuram os alvéolos pulmonares e atingem os brônquios, seguem para a traqueia onde são novamente deglutidos para o intestino e transformam-se em adultos. Em gatos com

mais de 6 meses de idade as larvas migram para os pulmões, mas não penetram os alvéolos pulmonares e atingem o coração sendo distribuídas pelo corpo todo através da corrente sanguínea (Beugnet *et al.*, 2018).

As crias podem ser infectadas pela ingestão de *T. cati* através do leite materno ou colostro quando a fêmea tem infecção aguda. Estas larvas não invadem a parede intestinal da cria, mas desenvolvem-se para adultos no intestino. Quanto à transmissão através do útero, esta não ocorre para a espécie abordada (Shapiro, 2010; Bowman *et al.*, 2002). O ciclo de vida de *T. cati* está representado na Figura 3.

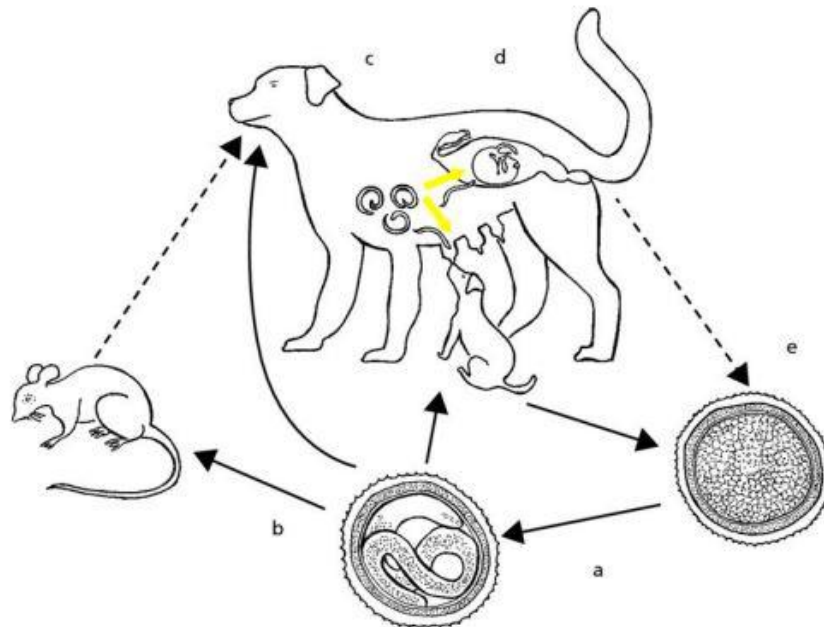


Figura 3: Ciclo de vida de *Toxocara cati* (Adaptado de Jacobs *et al.*, 2016). **Legenda da figura 3-** a) ovos embrionados no solo; b) ovos embrionados são transmitidos para animais adultos, crias ou hospedeiros paratênicos; c) acumulação de larvas infetantes no animal; d) migração de larvas, através da corrente sanguínea, para o leite materno; e) as formas larvares adultas são transmitidas para o intestino da cria, ou do animal adulto, e os ovos são eliminados nas fezes.

1.1.2.2. Sinais clínicos

Os sinais clínicos no animal variam consoante os diferentes estágios do ciclo de vida em que os ascarídeos estiverem (Jacobs *et al.*, 2016). O animal que revele infeções leves a moderadas mostra poucos efeitos patológicos derivados da infeção e por isso são muitas vezes assintomáticos (Shapiro, 2010). Quando se trata de infeções mais graves os sintomas manifestam-se sobretudo por taxa reduzida de crescimento, diarreia, vómitos e há uma dilatação do abdómen (Hendrix & Robinson, 2012; Bowman *et al.*, 2002). As larvas podem muitas vezes ser encontradas no vómito ou nas fezes. Por vezes, os vermes adultos são tão grandes e em tão grande número que podem provocar o bloqueio do funcionamento correto do intestino, ou de outros órgãos, levando a distensão abdominal ou por outro lado a anorexia e causar a perfuração gástrica (Aoki *et al.*, 1990). No caso de existirem grandes quantidades de larvas nos pulmões, podem ocorrer reações alérgicas e originar a tosse, corrimento e outros sinais respiratórios (Beugnet *et al.*, 2018; CAPC, 2016; Jacobs *et al.*, 2016). Muitas vezes estas ocorrências a nível pulmonar podem dar origem a que infeções secundárias aconteçam (Jacobs *et al.*, 2016).

Nas crias os sinais clínicos geralmente passam pela aparência barriguda, obstrução intestinal ou cólicas (Shapiro, 2010).

1.1.2.3. Diagnóstico

O diagnóstico é realizado através de métodos de flutuação ou de sedimentação que permitem a identificação de ovos da espécie. O teste fecal para antigénio é outro método de diagnóstico que permite a identificação da infeção através de antigénios produzidos pelos ascarídeos imaturos e adultos no lúmen do intestino delgado (CAPC, 2016; Zajac & Conboy, 2012). Além disto podem ser recuperados vermes adultos a partir do vómito ou das fezes do animal o que conclui num teste positivo de diagnóstico (Bowman *et al.*, 2014). A observação das formas adultas de *T. cati* pode ser feita com o auxílio de uma lupa que permite uma melhor diferenciação de outras espécies da mesma família. Geralmente, os machos de *T. cati* medem cerca de 3-6 cm e as fêmeas cerca de 4-10 cm (Ettinger *et al.*, 2017).

A técnica de PCR também pode ser outro método utilizado para a deteção de ovos de *Toxocara* spp., que sejam provenientes do solo ou de sedimento de testes coprológicos

(Otero *et al.*, 2018). A par das técnicas laboratoriais já descritas, os exames complementares como o hemograma, leucograma, radiografia torácica e tomografia computadorizada (TAC) torácica permitem avaliar a amplitude das lesões. Um gato que tenha sido infetado, apresentará uma dilatação nas artérias pulmonares, que é visível nas radiografias torácicas, e ainda eosinofilia no hemograma (Dillon *et al.*, 2013).

Os ovos de *T. cati* são de grandes dimensões medindo entre 65 µm a 77 µm e são de coloração castanha. São revestidos por uma casca grossa, têm uma aparência oval e têm apenas uma célula (CAPC, 2016; Bowman *et al.*, 2014) Quando os ovos são inférteis têm um aspeto menos regular do que ovos férteis (Bowman *et al.*, 2014).

É recomendado que se realizem exames coprológicos em fêmeas gestantes para despiste de possível infeção por ascarídeos (Hendrix & Robinson, 2012).

Os parasitas adultos são identificados por apresentar coloração acastanhada ou creme. Apresentam uma aparência robusta, têm três lábios na extremidade anterior e contam ainda com asas cervicais que formam quase um ângulo reto com o corpo (CAPC, 2016; Bowman *et al.*, 2002).

1.1.2.4. Tratamento e profilaxia

Os anti-helmínticos de eleição aprovados para o tratamento das formas adultas de *T. cati* são a piperazina, o pamoato de pirantel, febantel formulado com praziquantel, febendazol, mebendazol, a selamectina, milbemicina oxima e moxidectina. Para tratar de formas larvares de ascarídeos é mais eficaz a aplicação do anti-helmíntico benzimidazol. O pirantel é uma solução disponível que está preparada para ser administrada em gatinhos em amamentação (CAPC, 2016; Taylor *et al.*, 2016; Bowman *et al.*, 2002).

É recomendado que o tratamento anti-helmíntico seja feito em simultâneo às gatas lactantes e às crias. Os gatinhos devem receber o tratamento ao fim de 2 a 4 semanas de vida, e é aconselhado o uso de pamoato de pirantel, para iniciarem a eliminação dos vermes adquiridos pelo leite materno ou pelo menos reduzir a quantidade de ovos embrionados excretados nas fezes. O tratamento deve ser repetido quinzenalmente até duas semanas após o desmame, e em seguida, o tratamento passa a ser feito mensalmente até aos 6 meses de idade (CAPC, 2016; Taylor *et al.*, 2016).

A European Scientific Counsel Companion Animal Parasites recomenda que para cada animal seja feita uma avaliação individual acerca do plano de tratamento anti-helmíntico necessário e a frequência com que deve ser efetuado. Portanto, sugere que um tratamento de pelo menos 4 vezes por ano seja o ideal.

Por fim, a prevenção desta parasitose pode ser feita através de algumas tarefas como por exemplo, a recolha imediata das fezes da caixa de areia ou do chão para o lixo. O uso de desinfetantes durante as lavagens do chão, caixa de areia ou objetos também é recomendado, onde soluções de 3% de formalina, 2% de creosoto ou uma mistura formalina a 3% e sulfato de cobre podem ser utilizados. Nos casos dos canis, para evitar a contaminação deve isolar-se os casos positivos bem como gatas que tenham acabado de parir e apenas as manter em contacto com os gatinhos para o momento da amamentação. As superfícies destes locais devem ser bem rígidas e desprovidas de ranhuras, um piso concreto ou de cimento, e devem ser lavados uma a duas vezes por dia (ESCCAP, 2021; Beugnet *et al.*, 2018; CAPC, 2016).

1.1.2.5. Risco zoonótico

Foram efetuados alguns estudos na zona da Grande Lisboa, que mostram prevalências entre os 10,8% e 38,3% (Waap *et al.*, 2014; Duarte *et al.*, 2010; Vaz *et al.*, 2005) e em Évora com 10%, em gatos domésticos e de abrigo (Ferreira *et al.*, 2011).

A ocorrência de infeção por *Toxocara spp.* pode ocorrer em humanos depois da ingestão de ovos por geofagia em caixas de areia, do solo, de vegetais contaminados, de alimentos mal cozinhados ou de locais onde os animais defequem ou os ovos estejam depositados. Esta zoonose, apesar de poder acometer qualquer tipo de pessoa é mais comum nas crianças uma vez que estas brincam em qualquer lugar, têm contacto mais próximo com os animais e têm hábitos de geofagia (CAPC, 2016; Baneth *et al.*, 2015).

Então após a ingestão do ovo, a larva iniciará a sua migração por algum tempo, pela corrente sanguínea, chegando aos vários órgãos. Em alguns casos a zoonose pode não manifestar sintomas, se o parasita morrer, entretanto, enquanto noutros casos esta pode tornar-se clinicamente grave. Neste caso, pode surgir a síndrome da larva migrante visceral (LVM), que é caracterizada por hepatomegalia, doença pulmonar e eosinofilia; a síndrome da larva migrante ocular (LMO), descrita por retinite granulomatosa unilateral e ainda a síndrome da larva migrante neurológica (LMN), representada por granulomas

eosinófilos. Sintomas como a dor abdominal são esperados que se desenvolvam (Beugnet *et al.*, 2018; CAPC, 2016; Baneth *et al.*, 2015; Bowman *et al.*, 2002).

Para a prevenção da zoonose, para além das medidas referidas no tópico anterior, acrescenta-se ainda a necessidade de haver uma maior atenção na monitorização do tutor para com a criança, para que esta não ingira ou coloque na boca objetos sujos, principalmente em zonas públicas que são mais frequentadas por animais. No entanto para ocorrer a infeção no humano, este tem que ingerir várias gramas de pelo e, no caso dos felinos, o número de ovos em relação aos cães no pelo é inferior, provavelmente devido aos hábitos de *self-grooming* (CAPC, 2016; Overgaauw *et al.*, 2009).

1.2. Protozoários gastrointestinais

Na Europa, os protozoários gastrointestinais afetam principalmente gatos mais jovens. Os gatos adultos são na sua maioria imunes ou quando infetados manifestam poucos sinais clínicos, porém estes pacientes são um reservatório da parasitose e por este motivo podem transmiti-la. Em pacientes geriátricos ou em fêmeas gestantes podem gerar-se sinais clínicos (ESCCAP, 2021).

Os animais domésticos são sobretudo afetados por coccidioses que são parasitas pertencentes à classe Coccidia e filo Apicomplexa, destacando-se *Cryptosporidium* spp., *Cystoisospora* spp., *Toxoplasma gondii*, *Neospora caninum*, *Hammondia* spp., *Sarcocystis* spp., *Giardia* spp. e *Tritrichomonas* spp (ESCCAP, 2021; Beugnet *et al.*, 2018; Bowman *et al.*, 2014).

No presente estudo será discutido o género *Cystoisospora* com detalhe nas espécies *Cystoisospora felis* e *Cystoisospora rivolta* uma vez que são as principais espécies que infetam o animal alvo.

1.2.1. *Cystoisospora* spp.

Como já referido anteriormente, as espécies do género *Cystoisospora* que mais causam infeção nos felinos são *Cystoisospora felis* (*C. felis*) e *Cystoisospora rivolta* (*C. rivolta*) (Bowman *et al.*, 2014).

Cada oocisto esporulado é constituído por dois esporocistos, que por sua vez são constituídos por quatro esporozoítos. Estes oocistos apresentam-se sob a forma oval ou

de elipse, com uma parede lisa e de cor amarelada a castanho-pálido. Os oocistos podem ser assexuados ou sexuados e o seu ciclo de vida pode ser heteroxeno ou monoxeno (Beugnet *et al.*, 2018; Menezes, 2017; Taylor *et al.*, 2016).

1.2.1.1. Ciclo de vida

O gato pode ser infetado de duas formas distintas: ou pela ingestão de ovos esporulados ou através de hospedeiros paraténicos, que podem ser os coelhos, ruminantes, aves, entre outras presas (Zajac & Conboy, 2012).

É no tubo intestinal que ocorre a infeção aquando da libertação dos esporozoítos, pelos oocistos, e estes penetram nas células do intestino. Os gatinhos mais jovens são os mais afetados por coccídios e a via de transmissão ocorre principalmente pela ingestão, durante o período de lactação, a partir da terceira semana de vida até à oitava semana (ESCCAP, 2021; Beugnet *et al.*, 2018; Menezes, 2017; CAPC, 2016). Bowman *et al.* (2014) referem que *C. felis* é mais patogénico para gatinhos mais jovens que não fizeram o desmame, enquanto *C. rivolta* é mais patogénico tanto para gatinhos jovens como para gatos mais velhos.

O ciclo de vida inclui fases reprodutivas assexuadas e sexuadas, que ocorrem no intestino delgado, nos enterócitos de porções distais do íleo e raramente do duodeno e do jejuno e também podem ocorrer no intestino grosso (CAPC, 2016; Bowman *et al.*, 2002). Após a ingestão dos oocistos esporulados e da libertação dos esporozoítos no tubo digestivo, estes invadem os eritrócitos e transformam-se em trofozoítos. Estamos perante a fase assexuada e iniciam-se agora várias fases de meiose de onde surgem os esquizontes que originam múltiplos merozoítos. Os merozoítos são libertados uma vez que as células invadidas não resistem à pressão e ocorre a lise celular. Após a destruição das células, os merozoítos podem continuar a fase assexuada e iniciar uma segunda geração de merozoítos ou então podem seguir para a fase sexuada (fase de diferenciação) e é nesta fase que os merozoítos vão dar origem aos macro e aos microgametócitos (Menezes, 2017; CAPC, 2016).

Os microgametócitos envolvem microgâmetas que são libertados das células parasitadas e que vão fecundar os macrogâmetas, originando o zigoto ou oocisto imaturo. É este

zigoto que vai para o exterior, juntamente com as fezes, e que passa pelo processo de esporogonia e finaliza o seu desenvolvimento. Este processo depende de condições ambientais e pode ocorrer em 24h, podendo o oocisto sobreviver no meio ambiente durante dois anos. Os gatos, através das fezes libertam os oocistos não esporulados, e é no meio ambiente que se dá a esporogonia (Lappin, 2010). Este processo de esporulação ocorre entre temperaturas que podem variar entre 30°C-37°C. Temperaturas inferiores a 20°C e superiores a 40°C inibem este desenvolvimento (CAPC,2016). O oocisto não é infeccioso até que tenha ocorrido a esporulação. Os hospedeiros paraténicos podem infetar-se pela via fecal-oral e os parasitas podem permanecer em estágios de repouso nos diferentes órgãos ou tecidos. Quando ocorre a ingestão destes hospedeiros, estas formas parasitárias são ingeridas e o período pré-patente é de 4 a 7 dias para *C. rivolta* e de 7 a 11 dias para *C. felis*. Já os períodos patentes são superiores a 2 semanas para *C. rivolta* e de 10 a 11 dias para *C. felis* (Menezes, 2017; CAPC, 2016; Jacobs *et al.*, 2016; Bowman *et al.*, 2014; Bowman *et al.*, 2002).

1.2.1.2. Sinais clínicos

A maioria das infeções por *Cystoisospora* spp. ocorre nos primeiros meses de vida dos gatos (Bowman *et al.*, 2011). Os efeitos patogénicos aparecem por volta das 3 semanas de vida e são desencadeados por situações de stress, no entanto podem ser mais graves quando o animal tem um défice na imunidade (Beugnet *et al.*, 2018).

As infeções podem ser assintomáticas, agudas ou graves. Em animais assintomáticos há uma baixa carga parasitária e os mesmos continuam a eliminar oocistos nas fezes. Porém, em casos de reinfeção, os animais libertam menos oocistos nas fezes e permanecem assintomáticos (ESCCAP, 2021; Beugnet *et al.*, 2018). Em casos mais graves, a infeção por *Cystoisospora* spp. pode originar diarreia, perda de peso, que pode resultar em atrofia, e vómito. A diarreia é abundante e aquosa e em alguns casos pode conter sangue e ser acompanhada de dor abdominal. A estes sinais clínicos inclui-se ainda a manifestação, em alguns animais, de anorexia, desidratação e febre. Raramente, podem surgir sintomas do foro respiratório ou neurológico. Em casos extremos pode ocorrer a morte (ESCCAP, 2021; Beugnet *et al.*, 2018; Menezes, 2017; CAPC, 2016; Bowman *et al.*, 2011).

1.2.1.3. Diagnóstico

O diagnóstico da infecção por *Cystoisospora* spp. é realizado pela detecção de oocistos ou esporocistos nas fezes, recorrendo-se ao método de flutuação fecal (Beugnet *et al.*, 2018). Contudo, é necessário juntamente com o exame de coprologia fazer-se uma avaliação cuidada do paciente e perceber se há um quadro de sinais clínicos que acompanhe o teste coprológico positivo, uma vez que nem sempre a presença de oocistos nas fezes indica que o animal esteja infetado (Beugnet *et al.*, 2018).

É importante diferenciar os coccídios dado que há vários géneros de organismos semelhantes que podem estar presentes nas fezes. Estes podem ser distinguidos com base no seu tamanho, estado de esporulação e presença/ausência de oocistos ou esporocistos (CAPC, 2016). Os oocistos de *C. felis* têm medições de 38-51 x 27-39 µm e são arredondados, com parede lisa, com uma extremidade pontiaguda, enquanto os oocistos de *C. rivolta* têm medições de 21-28 x 18-23 µm, são elipsoidais a ovais, com parede lisa incolor a castanho-claro e com extremidade pontiaguda. Ambos os oocistos quando esporulados tem dois esporocistos com quatro esporozoítos cada (Beugnet *et al.*, 2018; CAPC, 2016; Taylor *et al.*, 2016). No entanto, como referido anteriormente, a presença de oocistos nas fezes não é prova de que a coccidiose seja a causa dos sinais clínicos apresentados (CAPC, 2016).

1.2.1.4. Tratamento e profilaxia

O tratamento da infecção por *Cystoisospora* spp. é feito, tradicionalmente, com sulfonamidas. Deve ser administrada uma dose de 30 mg/kg/dia de sulfadimetoxina, por via oral, entre 10 a 14 dias (Bowman *et al.*, 2014).

Outros fármacos também podem ser usados, como por exemplo o diclazuril numa dose de 2,5 mg/kg por via oral ou toltrazuril numa dosagem de 9-20 mg/kg por via oral. O toltrazuril foi considerado um fármaco eficaz na medida em que reduz a quantidade de oocistos excretados pelos felinos (Beugnet *et al.*, 2018; Bowman *et al.*, 2014).

Além do tratamento, devem tomar-se medidas higiénicas para reduzir a infecção dado que a erradicação é impossível. É importante que diariamente se faça a remoção das fezes e

que na limpeza sejam usados desinfetantes com altas concentrações de amônio para destruir os oocistos. Durante a limpeza os animais devem ser retirados dos locais onde estão, uma vez que estes desinfetantes devem conter elevadas concentrações de amônio para destruir os oocistos, e por isso os odores são mais fortes. Também se podem fazer lavagens a vapor, no chão e paredes onde o animal tem as suas coisas, para inativar a capacidade de infecção de oocistos e reduzir a sobrevivência dos mesmos no ambiente (ESCCAP, 2021; CAPC, 2016).

1.2.1.5. Risco zoonótico

Cystoisospora spp. não são considerados agentes zoonóticos, na medida em que estes parasitas são específicos dos respetivos hospedeiros (ESCCAP, 2021).

III. PREVALÊNCIA DE PARASITAS GASTROINTESTINAIS EM FELINOS NO CONCELHO DE VILA NOVA DE GAIA

1. Objetivos

A presente dissertação tem como objetivo avaliar a prevalência de parasitas gastrointestinais em gatos mantidos em gatis no concelho de Vila Nova de Gaia e em gatos com tutores, através da recolha de amostras fecais. É importante salientar que os gatos errantes representam um reservatório de parasitas e em particular dos que têm um potencial risco zoonótico. Sendo assim, é necessário propor medidas preventivas no que diz respeito à saúde pública. A finalidade deste estudo visa também melhorar o conhecimento acerca da temática, uma vez que os estudos realizados em Portugal, e em Vila Nova de Gaia, são escassos.

2. Área de estudo e amostragem

Entre setembro de 2021 e janeiro de 2022 as colheitas das amostras foram realizadas de acordo com a obtenção de respostas, a partir de um inquérito realizado, e disponibilidade por parte quer de associações, canil e tutores em participar no estudo. A amostra em estudo é representada por 102 gatos de quinze freguesias do concelho.

Este estudo visa a verificação da prevalência de parasitas gastrointestinais a partir de 102 amostras fecais, obtidas de gatos mantidos em associações, no canil municipal e gatos com tutor, no concelho de Vila Nova de Gaia. Sendo que 45 amostras correspondem a gatos com tutor de catorze freguesias inseridas no estudo, 23 amostras de gatos mantidos em associações de apenas uma freguesia e também de uma freguesia foram recolhidas 34 amostras de gatos mantidos no canil municipal. O estudo foi efetuado de forma a equilibrar o número de amostras de gatos com tutor e de canil/associação para se comparar os resultados entre animais que não são desparasitados com tanta frequência e que estão confinados num espaço com maior densidade populacional.

Para cada amostra foi preenchido um questionário (Anexo I) que estava dividido em 4 secções: a primeira parte dizia respeito aos dados do animal, em que se pretendia saber a

idade, sexo, raça e estado reprodutivo; a segunda parte pretendia avaliar em que ambiente vive o animal, se este tem acesso ao exterior e se é o único animal da casa ou caso contrário com quantos animais coabita e quais; a terceira parte pretendia saber com que frequência o tutor/canil/associação faz a higiene da caixa de areia e de que maneira; por último a quarta secção tinha como objetivo avaliar com que frequência é feita a desparasitação do animal em questão e o produto utilizado; também era questionado se o animal tinha a vacinação em dia e se sofria de algum tipo de patologia.

Este inquérito era constituído por questões de escolha múltipla, com o intuito de facilitar o preenchimento, a interpretação do inquirido e o posterior tratamento de dados.

3. Material e métodos

3.1. Colheita, transporte e acondicionamento das amostras

Entre os meses de setembro de 2021 e janeiro de 2022 foi realizada uma pesquisa de parasitas gastrointestinais em 102 amostras fecais, seguindo a técnica de sedimentação natural e técnica de Willis.

No entanto, ao diagnóstico coprológico estão associados alguns procedimentos que podem condicionar o seu resultado, sendo eles a colheita, o transporte e a conservação das amostras (Monteiro, 2017; Roberts *et al.*, 2013).

Na área da parasitologia, a análise coprológica é um dos testes mais frequentemente usados para encontrar ovos e parasitas nos animais. A esta análise estão associados o exame micro e macroscópico. Uma boa recolha, transporte e preservação das amostras são fatores que influenciam o exame microscópico e que contribuem para uma melhor qualidade de interpretação (Roberts *et al.*, 2013).

A colheita das fezes deve ser feita, se possível, no momento em que o animal está a defecar para que deste modo seja evitado o contacto das mesmas com o solo e que não haja qualquer tipo de contaminação da amostra. A colheita a partir do solo, segundo Zajac & Conboy (2012) é a menos recomendada, no entanto, foi a forma utilizada para recolher as amostras do presente estudo. Também foram recolhidas algumas amostras que estavam em caixas de areia. De acordo com Zajac & Conboy (2012) as recolhas foram feitas retirando quantidades do interior das fezes e da parte que não estava em tanto contacto

com o solo/caixa de areia. Desta maneira, evitava-se a contaminação por nemátodes de vida livre ou agentes externos, como terra, areia ou ervas. A quantidade de amostra a ser retirada deve ser entre os 2 a 5 gramas e esta deve ser coletada num saco de plástico ou num recipiente com tampa hermética. As análises das amostras não eram imediatamente praticadas em laboratório e por isso as mesmas foram conservadas dentro de uma caixa isotérmica refrigerada, entre os 4°-5°C, até pelo menos 48h para evitar que houvesse o desenvolvimento larvar (Beugnet *et al.*, 2018; Monteiro, 2017; Roberts *et al.*, 2013).

É fundamental que no transporte das amostras para o laboratório, para além de irem bem acondicionadas e conservadas, que sejam bem identificadas e que contenham o máximo de informação possível acerca das mesmas, que poderá ser fundamental para o estudo coprológico (Monteiro, 2017; Zajac & Conboy, 2012). Durante a recolha de cada amostra, o tutor do animal respondeu ao questionário que reunia alguns dados que seriam relevantes para a posterior análise coprológica. Posto isto, cada saco com a amostra era identificado por um número e acompanhado do questionário com esse mesmo número de identificação. Cada um deles tinha ainda dados como a data, história do animal (achados clínicos), uso prévio de antiparasitários, estado reprodutivo e se apresentava ou não alguma patologia, informações que seriam relevantes para o estudo (Monteiro, 2017; Roberts *et al.*, 2013).

3.2. Métodos parasitológicos

3.2.1. Exame microscópico

O exame microscópico direto através de fezes frescas, em preparações de lâmina-lamela permite fazer um diagnóstico mais preciso e por isso mesmo fazer observações de formas parasitárias inferiores que não são visíveis a olho nu (Taylor *et al.*, 2016; Roberts *et al.*, 2013).

3.2.2. Exames de concentração

Na coprologia veterinária, os exames fecais de concentração são os mais frequentemente utilizados (Zajac & Conboy, 2012).

Estes exames têm como objetivo agregar os parasitas existentes na amostra e separá-los da maior quantidade possível de resíduos da mesma. Através da junção de uma

quantidade de solução saturada e pela lei da gravidade, os ovos e larvas são separados dos restos fecais através do processo de centrifugação. Para estes exames a solução saturada que mais é utilizada em ovos de cestodes e nematodes é o cloreto de sódio (NaCl). Como as formas parasitárias são menos densos que os detritos, ficam suspensos e desta forma a sua detecção e visualização posterior de ovos, larvas e oocistos é mais fácil microscopicamente (Beugnet *et al.*, 2018; Roberts *et al.*, 2013; Hendrix *et al.*, 2012).

Quando não se realiza a centrifugação, é frequente utilizar-se uma amostra fecal maior e um período de repouso mais longo para que não haja perda de sensibilidade fecal (Zajac & Conboy, 2012).

No presente estudo, as amostras fecais foram submetidas aos seguintes métodos de concentração: método de sedimentação e o método de flutuação.

3.2.3. Método de sedimentação

Esta técnica baseia-se na concentração das formas parasitárias com os restos fecais através de uma diluição em água. Esta solução diluidora é menos densa do que as formas parasitárias e mais densa do que a matéria fecal, o que por consequência origina a sedimentação da maioria dos ovos de parasitas. A sedimentação é um método que é usado frequentemente para a pesquisa de ovos de trematodes, ovos de cestodes e de nematodes (Beugnet *et al.*, 2018; Zajac & Conboy, 2012). Alguns ovos de trematodes flutuam em soluções com densidade de 1,3, enquanto ovos de nematodes e de protozoários em soluções de densidade de 1,2 (Zajac & Conboy, 2012).

Para a identificação das formas parasitárias procedeu-se à diluição de cerca de 2gramas (g) de fezes em água da torneira, num copo, até haver uma homogeneização da suspensão. O conteúdo do copo é transferido para um tubo de ensaio com a ajuda de um funil e de um coador. Deixou-se repousar por cerca de 15 a 20 minutos. Em seguida, fez-se a decantação do sobrenadante e adicionou-se 200ml de água ao sedimento e mais uma vez aguardou-se cerca de 20 minutos. Passado este tempo, faz-se uma nova decantação do sobrenadante e com o auxílio de uma pipeta coletou-se algumas gotas do sedimento para se colocar entre a lâmina e a lamela. Este é o momento de observação microscópica no aumento de 100x. Se o primeiro resultado for negativo deve montar-se mais três lâminas com o sedimento (Monteiro, 2017; Zajac & Conboy, 2012).

3.2.4. Método de flutuação de Willis

O método de flutuação é baseado nas diferenças de densidades em que são usadas soluções com maior densidade do que as formas parasitárias para que os ovos flutuem até à superfície. A gravidade da solução de flutuação pode variar entre os limites 1.18 e 1.3. As soluções incluem: soluções de sulfato de zinco (ZnSO₄), solução à base de cloreto de sódio (NaCl) ou ainda de sulfato de magnésio (MgSO₄). A solução deve ser escolhida consoante a sua gravidade e composição, sendo que para flutuações de ovos de nematodes e cestodes e larvas é preferencialmente indicada a solução de cloreto de sódio que tem uma gravidade entre 1.10 e 1.25. Já nos ovos de trematodes quer-se uma solução de gravidade maior entre os limites de 1.30- 1.35. (Hendrix *et al.*, 2012; Zajac & Conboy, 2012; Taylor *et al.*, 2007).

Depois de escolhida a solução a utilizar, esta quando adicionada às fezes faz com que partículas pequenas como os ovos de parasitas, que são menos densos, flutuem e que o material fecal vá para o fundo, dado que tem uma gravidade superior a 1.3, tornando os ovos mais fáceis de ver (Hendrix *et al.*, 2012). Os ovos de nematodes e cestodes e os oocistos de protozoários ao flutuarem aderem a uma lamela que é colocada no topo da superfície enquanto os restantes detritos ficam depositados na parte funda do recipiente. Se a gravidade da solução utilizada for muito elevada pode ocorrer o rompimento ou a deformação dos ovos (Monteiro, 2017).

Para a execução deste processo foi retirada de cada amostra 2g de fezes e colocada num copo juntamente com uma solução saturada de NaCl para desfazer as fezes e tornar a amostra homogénea. Em seguida, o conteúdo foi coado, com o auxílio de um funil e coador, para um tubo de ensaio até formar um menisco, onde se aplicou uma lamela (Fig.4). Ficou a repousar por cerca de 15 min. Após este período, retirou-se a lamela e colocou-se sobre a lâmina. Fez-se a observação microscópica num aumento de 10x e 40x (Monteiro, 2017).



Figura 4 – Método de flutuação de Willis e de Sedimentação, respetivamente (original).

3.3. Análise estatística

Os dados obtidos foram armazenados no programa Microsoft Excel 2007. A análise estatística foi realizada no mesmo programa para determinação de prevalências após o tratamento de dados.

4. Resultados

4.1. Caracterização da amostra em estudo

No fim de todos os inquéritos obteve-se um total de 102 inquéritos, correspondendo cada um a um animal (n=102).

De entre estes 102 gatos, 50 correspondiam ao sexo feminino enquanto 52 representam o número de gatos do sexo masculino em estudo, como é possível verificar no Quadro 4.1.1.

Quadro 4.1.1- Caracterização da amostra em estudo.

Sexo do animal	Nº de animais	Idades (anos)				Origem (n)		
		[0-1]	[1-6]	[6-12]	[12-18]	C/tutor	Associação	Canil
Feminino	50	26	15	8	1	22	9	19
Masculino	52	38	9	5	0	23	14	15

Quanto à idade, como forma de simplificar, a mesma foi calculada em anos e dividida em quatro intervalos, sendo eles os seguintes: júnior (idade 0-1 ano), jovens (idade 1 – 6 anos), adultos (6-12 anos) e geriátricos (12-18 anos). Para o procedimento estatístico da idade foram adotados estes intervalos de tempo para haver menos intervalos de tempo e porque algumas idades tiveram de ser convertidas de meses para anos. No gráfico 4.1.2 encontra-se a distribuição de idades dividida pelos intervalos estabelecidos.

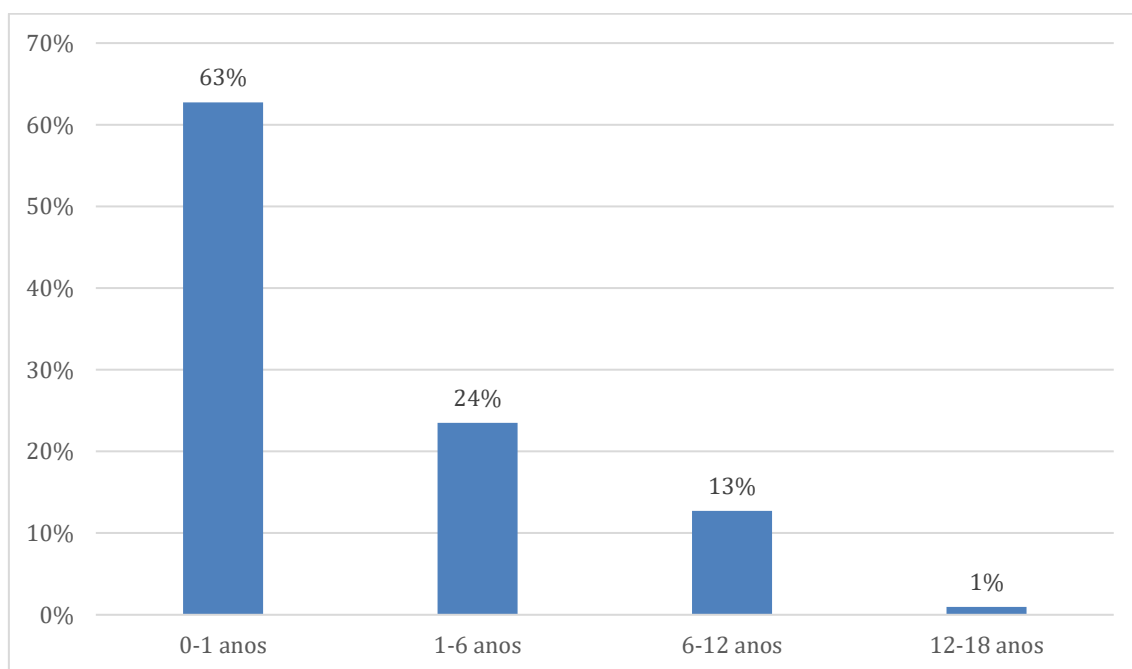


Gráfico 4.1.2 – Distribuição de idades em percentagem.

Assim sendo, dos 102 gatos, 63% tinham idades compreendida entre os [0-1] anos de idade, 24% idades entre os [1-6] anos, 13% idades entre os [6-12] anos e com a

prevalência mais baixa de 1% surgem gatos com idade entre os [12-18] anos. O que quer dizer que este estudo é maioritariamente representado por gatos jovens e gatos adultos.

4.2.Caracterização da regularidade de desparasitação interna

Este parâmetro teve como objetivo avaliar a frequência com que os animais são desparasitados internamente. Os resultados estão representados no gráfico 4.2.1.

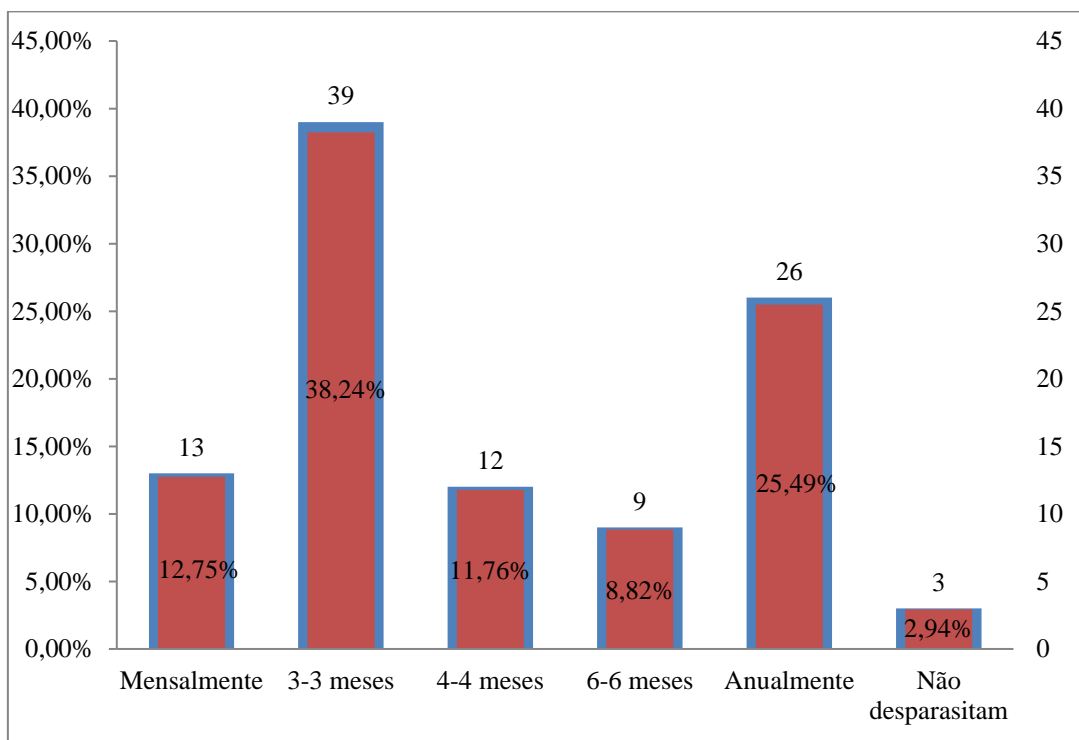


Gráfico 4.2.1- Frequência da Desparasitação Interna

Desta maneira, foi observado que, dos 102 gatos, 97,06% foram desparasitados. Dos gatos desparasitados, 13 eram desparasitados mensalmente (12,75%), 39 eram desparasitados quatro vezes por ano (38,24%), 12 eram desparasitados três vezes por ano, a cada 4 meses (11,76%), 9 eram desparasitados a cada duas vezes por ano, a cada seis meses (8,82%) e 26 eram desparasitados uma vez por ano (25,49%).

No Quadro 4.2.2 está representada a distribuição da desparasitação interna por sexo e por origem da amostra.

Quadro 4.2.2 – Distribuição da frequência de desparasitação interna por sexo e origem da amostra.

Frequência de desparasitação interna	Nº de animais	Origem
Mensalmente	7 Fêmeas	5 canil 2 c/tutor
	6 Machos	2 canil 3 c/ tutor
3- 3 meses	18 Fêmeas	7 canil 11 c/tutor
	21 Machos	12 canil 9 c/tutor
4 - 4 meses	9 Fêmeas	9 c/tutor
	3 Machos	2 canil 1 c/tutor
6 – 6 meses	4 Fêmeas	2 canil 1 c/tutor
	5 Machos	2 canil 3 c/tutor
Anualmente	11 Fêmeas	11 associação
	15 Machos	12 associação 3 c/tutor
Não desparasitam	1 Fêmea	1 c/tutor
	2 Machos	1 c/tutor

Como é possível verificar, a partir do cruzamento de dados, percebe-se que tanto o canil como as associações realizam algum tipo de desparasitação nos seus felinos. A desparasitação interna anual foi realizada apenas em três felinos com tutor e em 23 gatos de associação.

Os gatos foram divididos em 6 grupos de acordo com o desparasitante utilizado: praziquantel; milbemicina oxima e praziquantel; moxidectina; pomoato de pirantel; praziquantel e emboato pirantel; febendazol e praziquantel. De acordo com os dados sabe-se que foi administrado desparasitante a 99 gatos, 29,2% (29/99) pertencem ao grupo de praziquantel, 32,3% (32/99) pertencem ao grupo de milbemicina oxima e praziquantel, 19,1% (19/99) pertencem ao grupo de pomoato de pirantel, 9% (9/99) pertencem ao grupo

de praziquantel e emboato pirantel e 3% (3/99) pertencem ao grupo do febendazol e praziquantel.

4.3. Resultados globais

Das 102 amostras fecais analisadas, 22 amostras fecais foram positivas para a presença de ovos de parasitas, no que resultou numa prevalência global de infeção de 21,56% (22/102). As restantes 80 amostras não revelaram a presença de infeção por qualquer tipo de parasita. No gráfico 4.3.1 estão descritas as frequências parasitárias em cada um dos grupos.

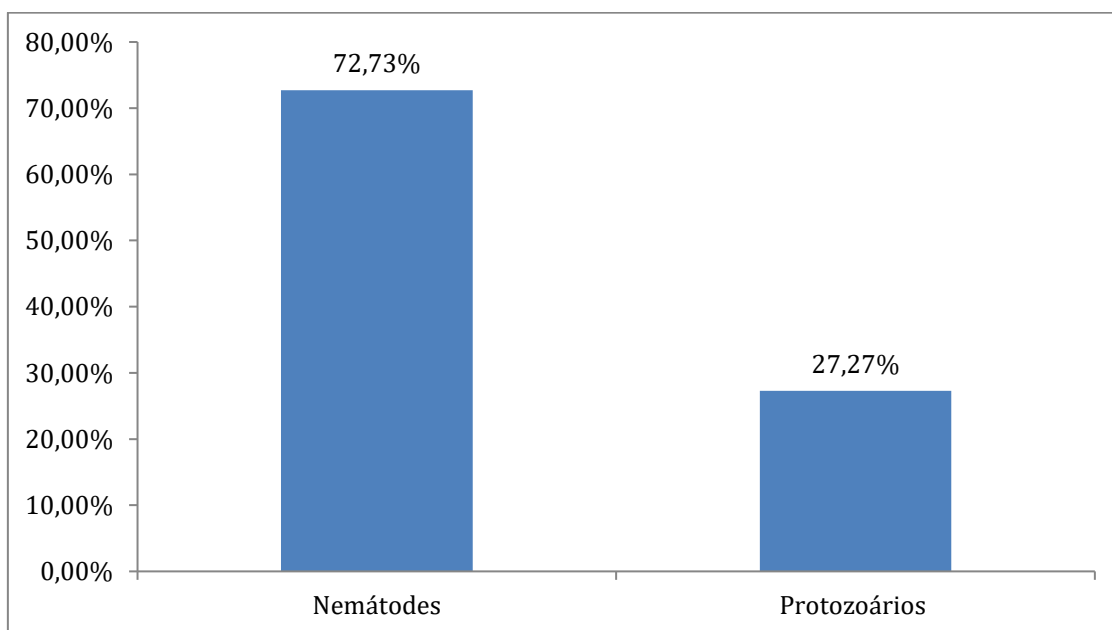


Gráfico 4.3.1- Prevalência dos grupos parasitários identificados nas amostras positivas

O grupo parasitário detetado com maior frequência foi o dos Nematodes em 15,68% das amostras (16/102). Das 22 amostras positivas, foram identificados Nematodes em 72,73% (16/22) das amostras. Já a classe das Coccídias foi possível identificar em 27,27% (6/22) das amostras.

Foram detetadas infeções simples e co-infeções (infeções por dois géneros parasitários), no Quadro 4.3.2. encontram-se descritos os resultados obtidos.

Quadro 4.3.2- Número e percentagem de amostras por família, género ou espécie parasitária

Resultados	N	Prevalência (%)
Ancylostomatidae	6/102	5,88%
<i>Toxocara cati</i>	11/102	10,78%
<i>Cystoisospora</i> spp.	6/102	5,88%
Ancylostomatidae + <i>Toxocara cati</i>	1/102	0,98%
Ausência de formas parasitárias	80/102	78,43%

Observou-se que os ovos de parasitas mais frequentemente identificados neste estudo foram de *Toxocara cati*, tendo sido identificados em 10,78% das amostras (11/102). De seguida, destacam-se os ovos de ancilostomatídeos e os do género *Cystoisospora* spp. com uma presença igual de 5,88% (6/102). O único caso de co-infecção surge na associação de ancilostomatídeos e *Toxocara cati*, obtendo-se assim uma prevalência de co-infecção de 0,98% (1/102).

4.4. Resultado por técnica

4.4.1 Técnica de Sedimentação natural

Das 102 amostras de fezes analisadas através da técnica de sedimentação natural, 6,9% (7/102) amostras foram positivas. No Quadro 4.4.1.1 estão descritas as prevalências dos parasitas encontrados através desta técnica. O parasita mais prevalente foi *Toxocara cati* com uma prevalência de 4,9% (5/102).

Quadro 4.4.1.1 – Prevalência dos resultados obtidos pela técnica de sedimentação natural.

Resultados	N	Prevalência (%)
Ancylostomatidae	1/102	1
<i>Cystoisospora</i> spp.	1/102	1
<i>Toxocara cati</i>	5/102	4,9

4.4.2 Técnica de flutuação de Willis

Das 102 amostras de fezes analisadas através da técnica de flutuação de Willis, 15,7% (16/102) amostras foram positivas. No Quadro 4.4.2.1 estão descritas as prevalências dos parasitas encontrados através desta técnica. O parasita mais prevalente foi *Toxocara cati* com uma prevalência de 5,9% (6/102).

Quadro 4.4.2.1 – Prevalência dos resultados obtidos pela técnica de Flutuação de Willis.

Resultados	n	Prevalência (%)
Ancylostomatidae	5/102	4,9
<i>Cystoisospora</i> spp.	5/102	4,9
<i>Toxocara cati</i>	6/102	5,9

4.5. Resultados por freguesia

Foram recolhidas amostras de 15 freguesias de Vila Nova de Gaia, sendo elas provenientes de gatos com tutor e de gatos do canil municipal e de associações, como já referido em capítulo anterior. O número de amostras fecais recolhidas de cada freguesia está descrito no Quadro 4.4.1, em baixo.

Das 15 freguesias incluídas neste estudo, apenas em 4 freguesias foi possível identificar a presença de parasitas nas amostras fecais colhidas. Os parasitas identificados num maior número de freguesias foram os ancilostomatídeos e *Toxocara* spp. (4/4). Enquanto o género *Cystoisospora* spp. foi identificado em apenas 2 freguesias (2/4). No Quadro 4.4.2 estão descritas o número de amostras com formas parasitárias por cada freguesia e os parasitas identificados nas mesmas.

Quadro 4.4.1 – N° de amostras de fezes por freguesia

Freguesia	N° de amostras de fezes por freguesia
Arcozelo	6
Avintes	38
Canelas	4
Canidelo	2
Grijó	4
Lever	2
Madalena	3
Mafamude	23
Oliveira do Douro	2
Pedroso	2
S. Félix da Marinha	2
Serzedo	3
Valadares	6
Vilar de Andorinho	1
Vila Nova de Gaia	4
TOTAL	102

Quadro 4.4.2- Presença de ovos de parasitas identificadas nas amostras para cada freguesia.

Freguesia	N° de amostras positivas	Parasita (s) identificado (s) na amostra
Arcozelo	2/6	<i>Ancylostomatidae / Cystoisospora</i> spp.
Avintes	10/38	<i>Ancylostomatidae / Toxocara</i> spp. / <i>Cystoisospora</i> spp. / <i>Toxocara</i> spp.
Canelas	0/4	-
Canidelo	0/2	-
Grijó	0/4	-
Lever	0/2	-
Madalena	0/3	-
Mafamude	9/23	<i>Ancylostomatidae / Toxocara</i> spp. / <i>Toxocara</i> spp.
Oliveira do Douro	0/2	-
Pedroso	½	<i>Toxocara</i> spp.
S. Félix da Marinha	0/2	-
Serzedo	0/3	-
Valadares	0/6	-
Vilar de Andorinho	0/1	-
Vila Nova de Gaia	0/4	-

Das amostras com presença de ovos de parasitas encontradas, 3 dizem respeito a gatos de tutor (sendo 2 amostras de Arcozelo e 1 de Pedroso), 10 a gatos de canil (Avintes) e 9 (Mafamude) a gatos de associação. Os resultados de amostras com presença de ovos de parasitas dizem respeito a gatos júnior/adulto, com idades compreendidas entre os [0-6] anos. A prevalência de infeção em gatos com tutor foi de 13,63%, em gatos de canil foi de 45,45% e em gatos de associação foi de 40,9%.

5. Discussão

O principal objetivo deste estudo foi determinar a prevalência de infeções parasitárias gastrointestinais existentes em felinos do concelho de Vila Nova de Gaia, determinar quais as freguesias mais afetadas e qual a prevalência dos agentes parasitários.

Da amostra total dos 102 felinos, foi constatada uma prevalência de infeções parasitárias de 21,56% (22/102) nos canis, associações e felinos com tutores estudados no concelho de Vila Nova de Gaia. A prevalência parasitária encontrada é considerável, no entanto é ligeiramente mais baixa do que a encontrada em outros estudos como por exemplo por Duarte *et al.* (2010), que apresentou uma prevalência de 23,1% (17/74). Na Alemanha, um estudo por Barutzki & Schaper (2011) identificou formas parasitárias em 22,8% das amostras fecais em gatos de canil/associação e tutor; um estudo realizado pela Europa detetou 25,7% de formas parasitárias (Beugnet *et al.*, 2014) e ainda um estudo realizado em Espanha, destacou 29,2% de formas parasitárias detetadas em amostras fecais (Montoya *et al.*, 2018).

A nível global, na amostra em estudo, os felinos presentes são maioritariamente de tutores (45), apenas 23 correspondem a felinos de associação e 34 a felinos do canil municipal. Sendo que a infeção parasitária acomete a 13,63% de felinos com tutor (3/45), 40,9% a felinos de associação (9/23) e 45,45% a felinos do canil municipal (10/34). Esta diferença pode dever-se ao facto de as associações e o canil fazerem recolha de gatos errantes que estão expostos a parasitas e também ao facto de haver um grande número de animais a coabitarem no mesmo espaço.

No que se refere à idade, o número de animais entre os 0-1 anos de idade foi bastante significativo havendo 63% de animais jovens, seguindo-se uma prevalência de 24% para idades compreendidas entre os 1-6 anos, 13% para idades compreendidas entre 6-12 anos e uma prevalência de 1% para felinos geriátricos com idades compreendidas entre os 12-18 anos. No que diz respeito ao sexo da espécie, as amostras do presente estudo eram constituídas por 50 amostras do sexo feminino e 52 eram do sexo masculino. Nas freguesias de Arcozelo, Avintes, Mafamude e Pedroso verificaram-se resultados positivos para pelo menos um parasita gastrointestinal. As amostras provenientes destas freguesias pertenciam a animais com idades compreendidas entre os 1-6 anos. Isto vai de encontro ao que é descrito na literatura, uma vez que animais mais jovens são mais dispostos a serem infetados por agentes parasitários (Beugnet *et al.*, 2018).

O resultado da prevalência parasitária pode variar consoante o tipo de comportamento e hábitos que cada população local tinha para com o animal, se no caso de felinos de canil/associação lhes era administrado o tratamento anti-helmíntico e por fim o período de recolha das amostras fecais e consequente conservação (Zottler *et al.*, 2019; Barutzki & Schaper, 2011). Tal como espectável, as infeções parasitárias são em maior número em animais provenientes de canis ou associações onde geralmente se encontram em ambientes com maior número populacional e com condições higiénicas que provocam o desenvolvimento do stress e torna a transmissão parasitária mais fácil, sobretudo via fecal-oral (Ortuño & Castellà, 2011).

A maior frequência da desparasitação interna em felinos foi de quatro vezes por ano (3 em 3 meses), tendo sido referida como 38,24% dos inquiridos, indo assim de acordo com os valores observados por Palmer *et al.* (2008), sendo de 39%. Já o valor de inquiridos que não desparasitava com qualquer anti-helmíntico os felinos foi de 2,94%, o que vai de encontro ao valor reportado por Diniz (2018). É importante salientar que a segunda maior prevalência de tratamento anti-helmíntico é a desparasitação anual. Sabendo que grande parte das amostras pertence a felinos com tutor e a felinos do canil municipal é de esperar que haja um maior controlo antiparasitário com alguma regularidade, uma vez que nas associações esta possibilidade já é menor devido ao fundo monetário e quantidade elevada de animais. Relativamente aos anti-helmínticos utilizados, estes foram os seguintes: praziquantel; milbemicina oxima e praziquantel; moxidectina; pamoato pirantel; praziquantel, emboato pirantel; febendazol e pirantel. O desparasitante mais utilizado foi o que continha uma combinação de milbemicina oxima com praziquantel, eficazes no tratamento de infeções por cestodes adultos e nemátodes (*Ancylostoma tubaeforme* e *Toxocara cati*).

Em relação ao grupo de parasitas identificados, o mais prevalente foi o dos nemátodes, em 72,73% das amostras positivas e de seguida os protozoários com 27,27%. Uma menor prevalência de protozoários pode ser explicada pelo facto de estes acometerem animais mais jovens, que vai de encontro ao facto de estes serem o intervalo de idade mais representado (Barutzki & Schaper, 2011). A prevalência do grupo parasitário dos nemátodes é bastante mais elevada e grande parte da carga parasitária helmíntica provém do canil e das associações, uma vez que são locais onde se encontram ambientes com maior densidade populacional e em que os animais estão confinados a condições

higiénicas que proporcionam uma mais fácil transmissão de carga parasitária (Taylor *et al.*, 2016; Bowman *et al.*, 2014).

No que diz respeito aos géneros de parasitas, o mais prevalente foi *Toxocara cati* com 10,78% (11/102), seguido de ancilostomatídeos e *Cystoisospora* spp. igualmente com 5,88% (6/102).

A incidência de *Toxocara cati* neste estudo é superior à de um estudo realizado por Ferreira *et al.* (2011), em Évora, em que a prevalência era de 10% e foi inferior aos estudos realizado por Duarte *et al.* (2010), Vaz *et al.* (2005) e Waap *et al.* (2014) que revelaram prevalências entre os 10,8% e 38,3%.

Verificou-se que a prevalência de ancilostomídeos foi superior à de um estudo realizado por Waap *et al.* (2013) e outro por Duarte *et al.* (2010) em que a presença de ancilostomatídeos foi de 1,4% a 2,7%.

Para a realização deste estudo recorreu-se a técnicas coprológicas: sedimentação natural e flutuação de willis; e foram estas técnicas que nos permitiram fornecer dados gerais sobre a prevalência de parasitas.

A prevalência de parasitas detetados nas amostras analisadas com a técnica de sedimentação natural foi de 6,9% (7/102) e com a técnica de flutuação de willis foi de 15,68% (16/102). Esta diferença de prevalência de agentes parasitários detetados nas mesmas amostras, usando ambas as técnicas nomeadas, deve-se ao facto de através da técnica de flutuação de willis ter sido possível detetar uma maior prevalência de nematodes gastrointestinais, uma vez que estes são menos densos e mais fáceis de analisar neste método (Zajac & Conboy, 2012).

Contudo, estes resultados podem não refletir verdadeiramente a prevalência do parasitismo dos animais em estudo, devido a limitações inerentes à técnica coprológica, como o facto de haver casos em que o animal tenha infeção por estádios não concluídos, a não libertação de parasitas no período pré-patente ou baixa sensibilidade em casos de carga parasitária baixa, e a escolha do método coprológico são alguns fatores (Zottler *et al.*, 2019; Barutzki & Schaper, 2011). No estudo realizado por Duarte *et al.* (2010) apenas se usou a técnica de flutuação nas amostras fecais, enquanto Beugnet *et al.* (2014) utilizou as técnicas coprológicas de sedimentação e flutuação, mas também a técnica de FLOTAC e de Baermann. No presente trabalho, usaram-se duas técnicas (sedimentação e

flutuação), o que pode aumentar a probabilidade de identificação de parasitas (Beugnet *et al.*, 2014).

No que diz respeito aos géneros de parasitas por freguesia, os mais frequentes neste estudo foram os ancilostomatídeos e *Toxocara* spp. evidenciando-se em 4 das freguesias que foram positivas para a presença de ovos embrionados nas amostras. A prevalência de *Cystoisospora* spp. nas freguesias foi menor, ocorrendo em cerca de 2 freguesias para as 4 freguesias que se apresentaram com amostras positivas. A presença destes parasitas, exceto *Cystoisospora* spp. constituí um fator preocupante no que diz respeito à saúde pública uma vez que são agentes zoonóticos. A maioritária presença de *Toxocara cati* e de ancilostomatídeos podem ser explicados pelo facto de as amostras incidirem sobretudo em animais errantes, provenientes de centros e recolha em que os protocolos de desparasitação não são regulares, onde o controlo não é tão fácil de fazer devido à falta de recursos e de espaço. Também porque são locais caracterizados por apresentarem uma maior densidade populacional e por isso o risco de infeção por parasitas também é maior.

6. Conclusão

O presente estudo constitui um rastreio epidemiológico de parasitas gastrointestinais em gatos no concelho de Vila Nova de Gaia.

O objetivo foi fazer a identificação de parasitas que circulam na população e qual a sua prevalência, de modo a acrescentar informação aos estudos já anteriormente realizados em Portugal. Este estudo teve como principal foco uma determinada população e a importância de conhecer o termo parasitose e a frequência da mesma na população em estudo. Por conseguinte, fazer um alerta da gestão para um tratamento anti-helmítico e dos riscos que uma zoonose pode ter para a saúde pública.

Para tal foram utilizados métodos coprológicos de fácil execução, o que nos permitiu identificar *Toxocara cati* (10,78%), seguidos por ancilostomatídeos (5,88%) e *Cystoisospora* spp. (5,88%).

A partir dos resultados obtidos conclui-se que a prevalência de gatos infetados por parasitas gastrointestinais no concelho de Vila Nova de Gaia foi de 21,56% (22/102). Este grau de parasitismo pode ser justificado pelo elevado número de animais no canil municipal e em associações e, por conseguinte, vai facilitar a transmissão de parasitas. No entanto, é importante salientar que a maioria administrava algum tipo de tratamento anti-helmítico aos felinos nos períodos que foram questionados no inquérito e que apenas 2,94% não faz qualquer tipo de desparasitação.

Pode concluir-se que este estudo é de importância ambiental e zoonótica uma vez que foram identificados parasitas com potencial zoonótico dado que estes são animais que têm acesso a locais públicos e estamos facilmente em contacto com eles ou podemos até mesmo ser nós quem “leva” o agente zoonótico até ao animal.

É de sublinhar ainda a necessidade de continuar a reforçar o papel do Enfermeiro Veterinário ou de qualquer outro profissional da área da Saúde Animal, para assumir um papel fundamental na formação dos tutores para comparecerem às consultas para desparasitação frequente e uma maior sensibilização perante a contribuição de um controlo mais eficaz para com canis e associações.

IV. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Aoki, S., Yamagami, T., Saeki, H. e Washizu, M., 1990. Perforated gastric ulcer caused by *Toxocara cati* in a cat. *Journal of Japan Veterinary Medicine Association*, 43, 207-210.
- Alho, A.M., 2017. *Dirofilaria immitis* and *Angiostrongylus vasorum*: epidemiology and impact of major heartworms in carnivores in Portugal. Tese de Doutoramento, Departamento de Sanidade Animal, Faculdade de Medicina Veterinária, Lisboa, 227pp.
- Baneth, G., Thamsborg, S.M., Otranto, D., Guillot, J., Blaga, R., Deplazes, P., & Solano-Gallego, L., 2016. Major Parasitic Zoonoses Associated with Dogs and Cats in Europe. *Journal of Comparative Pathology*, 155, 1-21.
- Barutzki, D. e Schaper, R., 2011. Results of parasitological examinations of faecal samples from cats and dogs in Germany between 2003 and 2010. *Parasitology Research*, 109, 45-60.
- Beugnet, F., Halos, L. e Guillot, J., 2018. *Textbook of clinical parasitology in dogs and cats*. Grupo Asis Biomedica. 413pp.
- Beugnet, F., Bordeau, P., Monfray, K., Cozma, V., Farkas, R., Guillot, J., Halos, L., Joachim, A., Losson, B., Miró, G., Otranto, D., Renaud, M. e Rinaldi, L. 2014. Parasites of domestic owned cats in Europe: co-infestations and risk factors. *Parasits & Vectors*, 7, 1-13.
- Bowman, D., Coles, T., Eberhard, M., Lightowlers, M., Lynn, R., Little, S., 2014. *Georgis' Parasitology for Veterinarians*, 10^o Ed, Saunders Elsevier. 485 pp.
- Bowman D., Eberhard, M., Lightowlers, M., Little, S., Lynn, R., 2011. *Georgi's Parasitology for Veterinarians*. Saunders Elsevier Inc, 453 pp.
- Bowman, D., Hendrix, C., Lindsay, D., Barr, S., 2002. *Feline Clinical Parasitology*. 1^oEd, A Blackwell Science Company, 469pp.
- CAPC, Companion Animal Parasite Council, 2016. Hookworms for cat last update. Site disponível: CAPC (Última atualização: 2022), URL: <https://capcvet.org/guidelines/hookworms/>. Consultado em 13 de Setembro de 2022.
- CAPC, Companion Animal Parasite Council, 2016. Intestinal parasites: Ascarid: Cat. Site disponível: CAPC (Última atualização: 2022), URL: <https://capcvet.org/guidelines/ascaris/>. Consultado em 15 de Fevereiro de 2022.
- CAPC, Companion Animal Parasite Council, 2016. Coccidia: Prepatent period and environmental factors (Última atualização: 2016), URL: <https://capcvet.org/guidelines/coccidia/>. Consultado em 12 de Dezembro de 2022.
- Deplazes, P., Knapen, F., Schweiger, A. e Overgaauw, P., 2011. Role of pet dogs and cats in the transmission of helminthic zoonoses in Europe, with a focus on echinococcosis and toxocarosis. *Veterinary Parasitology*, 182, 41-53.
- Dillon, A.R., Tillson, D.M., Hathcock, J., Brawner, B., Wooldrigger, A., Cattley, R., Welles, B., Barney, S., Lee-Fowler, T., Botzman, L., Sermersheim, M. e Garbarino, R., 2013. Lung histopathology, radiography, highresolution computed tomography, and bronchio-alveolar lavage cytology are altered by *Toxocara cati* infection in cats and is

independente of development of adult intestinal parasites. *Veterinary Parasitology*, 193, 416-426.

Duarte, A., Castro, I., Fonseca, I.M.P., Almeida, V., Carvalho, L.M.M., Meireles, J., Fazendeiro, M.I., Tavares, L. e Vaz Yolanda., 2010. Survey of infectious and parasitic diseases in stray cats at the Lisbon Metropolitan Area, Portugal. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 12, 441-446.

Drake, J. e Gagné, F., 2010. *Internal parasites of dogs and cats*. Novartis, 72pp.

ESCCAP, European Scientific Counsel Companion Animal Parasite, 2021. Guideline 1: Worm control in dogs and cats. Site disponível: ESCCAP (Última atualização: 2022), URL:

https://www.esccap.org/uploads/docs/oc1bt50t_0778_ESCCAP_GL1_v15_1p.pdf.

Consultado em 1 de Janeiro de 2022.

ESCCAP, European Scientific Counsel Companion Animal Parasite, 2014. Guideline 1: Control de vermes en perros y gatos. Site disponível: ESCCAP (Última atualização: 2022), URL:

https://www.esccap.org/uploads/docs/7e805ob5_42ehvnn8_GL1_second_edition_Spanish_NEW.pdf. Consultado em 3 de Janeiro de 2022.

Ettinger, S.J., Feldman, E.C., Côté, E., 2017. *Textbook of Veterinary Internal Medicine: Diseases of the dog and the cat*. St. Louis (Missouri): Elsevier, 8º ed, 2182pp.

Ferreira, F.S., Baltasar, P.P., Parreira, R., Padre, L. Vilhena, M. Távira, L.T., Atougua, J. e Lima, S.C., 2011. Intestinal parasites in dogs and cats from district of Évora, Portugal. *Veterinary Parasitology*, 179, 242-245.

Genchi, C., Rinaldi, L., Mortarino, M., Genchi, M. e Cringoli, G., 2009. Climate and *Dirofilaria* infection in Europe. *Veterinary Parasitology*, 163, 286-292.

Harrus, S. e Baneth, G., 2005. Drivers for the emergence and re-emergence of vector-borne protozoal and bacterial diseases. *International Journal for Parasitology*, 35, 1309-1318.

Hendrix, C.M. e Robinson E., 2012. *Diagnostic parasitology for veterinary technicians*. Mosby of Elsevier Inc. 392pp.

Jacobs, D., Fox, M., Gibbons, L., Hermosilla, C., 2016. *Principles of Veterinary Parasitology*, John Wiley & Sons, Ltd, 726pp.

Knaus, M., Rapti, D., Shukullari, E., Kusi, I., Postoli, R., Xhaxhiu, D., Silaghi, C., Hamel, D., Visser, M., Winter, R. e Rehbein, S., 2014. Characterisation of ecto- and endoparasites in domestic cats from Tirana, Albania. *Parasitology Research*. 113, 3361-3371.

Lappin, M.R., 2011. Diagnosis and Treatment of Cryptosporidium and Isospora in Cats. *World Small Animal Veterinary Association World Congress Proceedings*, Disponível em:

<https://www.vin.com/apputil/content/defaultadv1.aspx?pId=11343&catId=34579&id=5124213&ind=249&objTypeID=17>.

Melo, A.C.M.S., 2017. Parasitoses gastrointestinais e pulmonares em canídeos e felídeos da região oeste de Portugal Continental. Dissertação de Mestrado, Departamento de Medicina Veterinária, Faculdade de Medicina Veterinária, Lisboa, 69pp.

- Molento, M., & Braz, F., 2017. Ordem Strongylida. In *Parasitologia na Medicina Veterinária*. ROCA LTDA, 422, 436-440.
- Monteiro, S. 2017. Técnicas Laboratoriais. In *Parasitologia na Medicina Veterinária*. ROCA LTDA, 605-606 e 608-609.
- Montoya, A., García, M., Gálvez, R., Checa, R., Marino, V., Sarquis, J., Barrera, J.P., Rupérez, C., Caballero, L., Chicharro, C., Cruz, I. e Miró, G., 2018. Implications of zoonotic and vector-borne parasites to free-roaming cats in central Spain. *Veterinary Parasitology*, 251, 125-130.
- Monteiro, S. 2017. Ordem Ascaridida. In *Parasitologia na Medicina Veterinária*. ROCA LTDA, 483-488.
- Okoshi, S. e Murata, Y., 1967. Experimental studies on Ancylostomiasis in cats. V. Visceral migration of larvae of *Ancylostoma tubaeforme* and *A. caninum* in cats. *Japan Journal Veterinary Science*, 29, 315-327.
- Ortuño, A., & Castellà, J., (2011). Intestinal Parasites in Shelter Dogs and Risk Factors Associated with the Facility and its Management. *Israel Journal of Veterinary Medicine*, 66, 103-107.
- Otero, D., Alho, A., Roelfsema, J., Overgaauw, P., Carvalho, L., 2018. Environmental contamination with *Toxocara* spp. eggs in public parks and playground sandpits of Greater Lisbon, Portugal. *Journal of Infection and Public Health*, 11, 94-98.
- Overgaauw, P., Zutphen, L., Hoek, D., Yaya, F., Roelfsema, J., Pinelli, E., Knapen, F., e Kortbeek, L., 2009. Zoonotic parasites in fecal samples and fur from dogs and cats in The Netherlands. *Veterinary Parasitology*, 163, 115-122.
- Page, S.W., 2008. Antiparasitic drugs. In J.E. Maddison, S.W. Page, D.B. Church, *Small animal clinical pharmacology*, 2^{ed}, Elsevier, 198-260.
- Palmer, C., Thompson, R., Traub, R., Rees, R., Robertson, I., 2008. National study of the gastrointestinal parasites of dogs and cats in Australia. *Veterinary Parasitology*, 154, 181-190.
- Paul, M., King, L. e Carlin, P., 2010. Zoonoses of people and their pets: a US perspective on significant pe-associated parasitic diseases. *Trends in Parasitology*, 4, v 26, 153-154.
- Pirzada, N., Sahito, H., Gopang, M., Memon, M., Pirzada, M., Sanjrani, M., Memon, M., e Khuhro, A., 2014. Prevalence of Intestinal Parasites and Risk Perception of Zoonotic Infection for Humans. *Journal Dynamics in Microbiology and Infectious Diseases*, 1, v1, 1-7.
- Riggio, F., Mannella, R., Ariti, G. e Perrucci, S., 2013. Intestinal and lung parasites in owned dogs and cats from central Italy. *Veterinary Parasitology*, 193, 78-84.
- Roberts, L. e Zeibig, E., 2013. Specimen Collection and Processing. In *Clinical Parasitology: A practical approach*, 2^{ed}, Saunders of Elsevier Inc. 16-23.
- Shah, H., 1970. Sporogony of the Oocysts of *Isospora felis* (Wenyon, 1923) from the Cat. *Journal of Protozoology*, 17, 609-614.
- Shapiro, L., e Mandel, P., 2010. *Pathology and Parasitology for Veterinary Technicians*, 2^{ed}, Delmar: Cengage Learning. 304pp.

- Strube, C., Heuer, L. e Janecek, E., 2013. *Toxocara* spp. Infections in paratenic hosts. *Veterinary Parasitology*, 193, 375-389.
- Taylor, M.A., Coop, R.L. e Wall, R.L., 2016. *Veterinary Parasitology*. Wiley Blackwell, 4° Ed. 1006pp.
- Taylor, M.A., Coop, R.L. e Wall, R.L., 2007. *Veterinary Parasitology*. Blackwell Publishing Ltd, 3°Ed. 874pp.
- Tweedie de Mattos, M.J., 2021. Helmitoses do Intestino Delgado. In Helmitoses de Felinos Domésticos. A.V. Finardi Rodrigues, Ed., 37-43.
- Urquhart, G. M., Armour, J., Duncan, J.L., Dunn, A.M., & Jennings, F.W., 1996. *Veterinary Parasitology*. Blackwell ScienceLtd, 2°ed, 143.
- Vaz, Y., Almeida, V., Pereira da Fonseca, I. M., Duarte, A., Madeira de Carvalho, L.M., Meireles, J., e Fazendeiro, M., 2005. Estudo de doenças transmissíveis em populaces de gatos errantes. *Revista Portuguesa de Ciências Veterinárias*, 9-10.
- Waap, H., Gomes, J. e Nunes, T., 2013. Parasite communities in stray cat populations from Lisbon, Portugal. *Journal of Helminthology*, 88, 389-395.
- Zajac, A.M, Conboy, G.A., Greiner, E., Smith, S., e Snowden K., 2012. *Veterinary Clinical Parasitology*. John Wiley & Sons, Inc, 8°Ed. 354pp.
- Zottler, E.M., Bieri, M., Basso, W., Schynder, M., 2019. Intestinal parasites and lungworms in stray, shelter and privately owned cats of Switzerland. *Parasitology International*, 69, 75-81.

ANEXOS

Anexo 1. Inquérito por questionário



Inquérito no âmbito da Dissertação de Mestrado em Enfermagem Veterinária em Animais de Companhia

“Prevalência de enteroparasitas em felinos do concelho de Vila Nova de Gaia”

Nº da Amostra: _____

Data: _____

Os objetivos deste estudo consistem em avaliar a prevalência de enteroparasitas felinos no concelho de Vila Nova de Gaia, tendo em conta as suas desparasitações, vacinações e meios ambientes inseridos.

A sua colaboração consta em responder a um pequeno inquérito sobre o seu animal de estimação em que as informações recolhidas são confidenciais. Os resultados da análise coprológica serão comunicados caso o tutor queira.

Dados do tutor

Nome: _____

Sexo: M F Idade: _____

Localidade: _____

Pretende saber o resultado da análise coprológica: Sim Não

Dados do animal

Nome do animal: _____ Idade: _____ Raça: _____

Fêmea Fêmea Castrada Macho Macho Castrado

1. Onde vive o seu gato?

a. Interior b. Exterior c. Interior e Exterior

2. O seu gato tem acesso á rua?

a. Sim b. Não

3. Possui mais do que um gato? Ou tem outro animal com que ele coabite?

a. Sim b. Não Quantos? _____ Qual? _____

3. Tem por hábito recolher as fezes do seu animal com que frequência?

a. Mais do que 1 vez por dia b. 1 vez por dia c. De 2 em 2 dias

d. De 3 em 3 dias e. Outra _____

4. E com que frequência substitui a areia?

a. 1 vez por dia b. De 2 em 2 dias c. De 3 em 3 dias d. Semanalmente

- e. Sempre que necessário f. Outra _____
5. Quando muda a areia lava também o caixote?
- a. Sim b. Não
6. Alguma vez observou a presença de parasitas nas fezes do seu gato?
- a. Sim b. Não
7. Administra algum tipo de desparasitação interna no seu gato?
- a. Sim b. Não
- Se sim, com que frequência?
- a. De 2 em 2 meses b. De 3 em 3 meses c. De 4 em 4 meses
- d. De 6 em 6 meses e. Anualmente
- f. Outra

E qual o produto que utiliza? _____

8. O seu gato tem a vacinação em dia?
- a. Sim b. Não
9. O seu gato tem alguma doença diagnosticada?
- a. Sim b. Não

Se sim,

Qual ou quais? _____

Quando surgiu? _____

Está sob alguma medicação? Qual ou quais? _____

Muito obrigada pela sua colaboração!