



UNIVERSIDADE DE LISBOA
Faculdade de Medicina Veterinária

PREVALÊNCIA DE PARASITAS GASTROINTESTINAIS E FREQUÊNCIA DE
DESPARASITAÇÃO EM CÃES E GATOS NO CONCELHO DE SINTRA,
PORTUGAL

TATIANA PARREIRA DINIZ

CONSTITUIÇÃO DO JÚRI

Doutora Isabel Maria Soares Pereira da Fonseca
de Sampaio

Doutor Luís Manuel Madeira de Carvalho

Doutor José Augusto Farraia e Silva Meireles

ORIENTADOR

Dr.^a Susana Cristina Lourenço
Valadas Azinheira

CO-ORIENTADOR

Doutor Luís Manuel Madeira de
Carvalho

2018

LISBOA



UNIVERSIDADE DE LISBOA
Faculdade de Medicina Veterinária

PREVALÊNCIA DE PARASITAS GASTROINTESTINAIS E FREQUÊNCIA DE
DESPARASITAÇÃO EM CÃES E GATOS NO CONCELHO DE SINTRA,
PORTUGAL

TATIANA PARREIRA DINIZ

DISSERTAÇÃO DE MESTRADO INTEGRADO EM MEDICINA VETERINÁRIA

CONSTITUIÇÃO DO JÚRI

Doutora Isabel Maria Soares Pereira da Fonseca
de Sampaio

Doutor Luís Manuel Madeira de Carvalho

Doutor José Augusto Farraia e Silva Meireles

ORIENTADOR

Dr.^a Susana Cristina Lourenço
Valadas Azinheira

CO-ORIENTADOR

Doutor Luís Manuel Madeira de
Carvalho

2018

LISBOA

“Nunca tão poucos fizeram tanto...”

Telmo Diniz

Ao meu pai...

Agradecimentos

Em primeiro lugar quero agradecer ao Professor Doutor Luís Madeira de Carvalho, pela sua amizade, disponibilidade, paciência e por todos os ensinamentos (que foram muitos) ao longo deste percurso académico.

À Dr.^a Susana e ao Dr. Diogo pela amizade, orientação e por todos os conhecimentos que me transmitiram, bem como pelos excelentes 6 meses que passei na vossa casa. Com certeza um dia irei voltar.

Ao Professor Telmo Nunes pela ajuda no tratamento dos dados.

A toda a equipa do Hospital Alma Veterinária por terem acolhido esta Açoriana com tanto carinho, em especial à Dr.^a Joana Valente pela paciência e por ter despertado em mim um interesse especial pelos felinos; à Dr.^a Cláudia Monchique por todo o carinho e atenção; à Dr.^a Sílvia Lourenço por toda a sabedoria e conhecimentos; à Dr.^a Carina por me despertar um interesse ainda maior pela reabilitação animal; à Dr.^a Marisa por me acalmar em relação ao futuro no mundo da veterinária e me ajudar a ser uma melhor profissional; à Enfermeira Tânia por me transmitir valores e conhecimentos que muitos veterinários não os têm; ao Enf.^o Chefe Adérito por toda a sua boa disposição (não seria ele também insular) e à Enf.^a Joana com quem criei laços de amizade.

A toda a equipa da Clínica Veterinária de São Pedro por todos os ensinamentos e conhecimentos que me transmitiram ao longo dos estágios de verão e em especial ao Dr. Luciano pelos conselhos que me deu relativamente ao meu estágio curricular e por ter acreditado sempre em mim.

À minha estagiária favorita, Ana, ainda bem que os nossos caminhos se cruzaram porque sem ela este estágio não teria sido a mesma coisa. Com ela passei momentos indescritíveis e criei uma amizade que levarei para o resto da minha vida. Recordarei sempre os dias que passamos juntas no laboratório, mesmo em todos os obstáculos que tivemos que ultrapassar (refiro-me aos maus cheiros!).

À minha Mãe e ao meu Pai porque sem eles nada disto teria sido possível. Em especial à minha Mãe que foi uma guerreira e nunca deixou que eu desistisse do meu sonho.

Ao meu irmão por ter sido um verdadeiro Homem e me ter apoiado nesta dura caminhada.

Aos meus avós, padrinho e tia que sempre me incentivaram neste percurso.

Ao meu namorado, que tem sido o pilar da minha vida, estando presente em todos os momentos, mesmo sabendo que por vezes eu não era uma pessoa fácil, sempre esteve lá. Obrigada.

À minha madrinha, à minha avó do coração e à Isabelinha que fazem “parte da mobília” e sempre estiveram lá para tudo.

Aos meus amigos Jorge e Catarina a quem devo este curso, porque sem eles não teria continuado nesta que foi a aventura mais difícil da minha vida, pois o vosso apoio nas horas mais difíceis é que me ajudou a seguir em frente. Muito obrigada por tudo amigos.

Aos meus Açorianos, Verónica, Luís e Francisca por tudo o que passamos juntos e por me ajudarem nos momentos menos bons. E aos Pseudo-Açorianos que foram igualmente incansáveis neste percurso, Maria e João.

Às vizinhas, Sra. Fernanda, Goreti, Bé e Maria Carolina que foram excecionais com a minha família e me ajudaram a concluir este curso com mais tranquilidade, cuidando dos meus.

Aos “primos” e amigos Délia e Fernando por me ajudarem e apoiarem em tudo o que faço na minha vida, bem como cuidar dos meus enquanto estive longe.

À minha melhor amiga, Sofia, que está sempre nos bons e maus momentos mesmo sem nos vermos e falarmos todos os dias.

Às minhas tias Nélia e Lúcia por me incentivarem sempre e por acreditarem nas minhas capacidades quando eu própria às vezes não acreditava.

À minha segunda família, Rodrigues, que me apoiou e apoia nos momentos mais difíceis da minha vida.

À minha família do continente Marlene, Arvelos, André e Francisco a quem devo os quilinhos a mais que ganhei, por me mimarem sempre.

À minha outra família do continente, Joselina, Sousa e Jacinto que estive lá sempre para o que eu precisei ao longo deste percurso.

Por fim, quero dedicar este feito à minha estrela, ao meu melhor amigo, ao meu braço direito, ao meu Pai, que apesar de não estar presente fisicamente, espero que esteja orgulhoso deste meu percurso, pois tento aplicar em tudo o que faço na minha vida os seus ensinamentos.

Resumo:

Parasitoses gastrointestinais e frequência de desparasitação em cães e gatos no concelho de Sintra

O principal objetivo do estudo visa avaliar a prevalência das parasitoses gastrointestinais dos cães e gatos no Concelho de Sintra, em geral, bem como do canil e gatil localizado neste concelho, em particular. Também se pretende conhecer os hábitos de desparasitação praticados pelos donos e se seguem ou não as diretrizes da ESCCAP.

Os métodos utilizados foram a flutuação fecal com a utilização da Câmara de McMaster e inquéritos aos donos dos animais.

Como resultados obteve-se uma prevalência global das parasitoses gastrointestinais da amostra de 3% (2/66), sendo as amostras positivas de *Toxocara canis* (1,5%) e *Ancylostoma caninum* (1,5%), enquanto que para os gatos a prevalência global foi de 3,9% (2/51) onde a totalidade das amostras positivas pertencem a *Toxocara cati*. Por outro lado, das 57 amostras recolhidas no canil e gatil, a prevalência global dos cães foi de 41,7% (15/36), dividido em 30,6 % para *Ancylostoma caninum* e 11,1% para a associação *Toxocara canis* e *Ancylostoma caninum*. No caso dos gatos a prevalência foi de 42,9% (9/21), 9,5% para a infeção por *Toxocara cati* e 33,3% para a associação *Toxocara cati* e *Ancylostoma tubaeforme*.

Dos 188 inquéritos efetuados, foi possível observar que as pessoas que tinham no seu agregado familiar imunodeprimidos (43/188), apenas 16,3% (7/43) cumpriam com as diretrizes e 83,7% (36/43) não. Das famílias que não tinham imunodeprimidos no seu agregado familiar (145/188), 53,8% (78/145) cumpriam e 46,2% (67/145) não.

Palavras-chave: Prevalência, parasitas gastrointestinais, inquérito, cães, gatos, diretrizes, ESCCAP, canil, gatil, Sintra, Portugal.

Abstract:

Gastrointestinal parasitosis and deworming frequency for dogs and cats in the district of Sintra

The main goal of this study is to evaluate the prevalence of gastrointestinal parasitic diseases of dogs and cats in the Sintra district in general, as well as, in the dog and cat shelter of this district, in particular. We also intend to get to know the regular practices of deworming and whether or not the owners follow the European Scientific Counsel Companion Animal Parasites (ESCCAP) guidelines.

The used methods were the fecal fluctuation, using the McMaster slide, and a survey of animal owners.

The results indicate a global prevalence of 3% (2/66) of gastrointestinal parasitic disease in dogs, the positive samples being *Toxocara canis* (1.5%) and *Ancylostoma caninum* (1.5%), while for the cats the global prevalence was 3.9% (2/51), in which all positive samples belong to *Toxocara cati*. On the other hand, of the 57 samples collected in the kennel, the global prevalence for dogs was 41.7% (15/36), divided in 30.6 % for *Ancylostoma caninum* and 11.1% para *Toxocara canis* and *Ancylostoma caninum*. In cats, the prevalence was 42.9% (9/21), 9.5% for *Toxocara cati* and 33.3% for *Toxocara cati* and *Ancylostoma tubaeforme*.

Of the 188 inquiries made, it was possible to assess that people who had cases of immunosuppressed patients in their household (43/188), only 16.3% (7/43) complied with the guidelines while 83.7% (36/43) did not. In the families where there were no cases of immunosuppression (145/188), 53.8% (78/145) followed the guidelines and 46.2% (67/145) did not.

Key-words: Prevalence, gastrointestinal parasites, survey, dogs, cats, guidelines, ESCCAP, kennel, Sintra, Portugal.

ÍNDICE

1 - INTRODUÇÃO	1
2 - ATIVIDADES DESENVOLVIDAS NO ESTÁGIO CURRICULAR.....	2
3 – REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	4
3.1- Protozoários	4
3.2- Tremátodes	6
3.3 – Céstodes	7
3.4 - Nematodes	8
3.4.1- <i>Toxocara</i> spp.	8
3.4.1.1 - Manifestações clínicas	10
3.4.1.2 - Identificação/morfologia e diagnóstico.....	11
3.4.1.2.1 - Flutuação fecal	12
3.4.1.2.2 - Testes fecais para deteção de antígenos.....	12
3.4.1.3 - Controlo/prevenção e tratamento	13
3.4.1.4 - Potencial zoonótico/considerações de saúde pública.....	14
3.4.2 – <i>Ancylostoma</i> spp.....	17
3.4.2.1 - Manifestações clínicas	18
3.4.2.2 - Identificação/morfologia e diagnóstico.....	18
3.4.2.3 - Controlo/prevenção e tratamento	19
3.4.2.4 - Potencial zoonótico/considerações de saúde pública.....	20
4 - PARASITOSSES GASTROINTESTINAIS E FREQUÊNCIA DE DESPARASITAÇÃO EM CÃES E GATOS NO CONCELHO DE SINTRA	22
4.1 - OBJETIVO DO ESTUDO	22
4.2 – MATERIAL E MÉTODOS	22
4.2.1 - Caracterização da colheita e da amostra	22
4.2.2 - Exame macroscópico das fezes.....	23
4.2.3. - Exame microscópico das fezes	23
4.2.4 - Flutuação fecal (Câmara de McMaster).....	24
4.2.5 - Inquéritos	24
4.2.6 - Análise estatística.....	25
5 - RESULTADOS	25
5.1 - Inquéritos	25
5.1.1 - Caracterização dos tutores	26
5.1.2 - Caracterização dos animais de companhia	26
5.1.2.1- Espécie	26

5.1.2.2- Idade.....	26
5.1.2.3- Sexo.....	27
5.1.2.4-Coabitação com outros animais	28
5.1.2.5 -Acesso à rua	28
5.1.2.6 -Passeios na rua e respetiva recolha de fezes	30
5.1.3. -Desparasitação interna	30
5.1.4 – Calendário de desparasitação vs diretrizes da ESCCAP	31
5.2 - Resultados laboratoriais.....	31
5.2.1 – Exame fecal macroscópico.....	31
5.2.2 - Exame microscópico das fezes após esfregaço.....	34
9.2.3 – Método de Flutuação (Câmara de McMaster).....	34
6 - DISCUSSÃO.....	36
6.1 - Caracterização dos tutores	36
6.2 - Caracterização dos animais	36
6.3 - Resultados laboratoriais.....	38
6.3.1- Exame Macroscópico fecal	38
6.3.2 - Exame microscópico e flutuação fecal (Câmara de McMaster).....	39
7- CONCLUSÃO	44
8 - RECOMENDAÇÕES E PERSPETIVAS FUTURAS.....	45
9 - BIBLIOGRAFIA.....	46
ANEXO 1- Classificação do índice de consistência fecal.....	56
ANEXO 2- Inquérito	57

Lista de Figuras

Figura 1- Ovo de <i>Toxocara</i> spp. (Original) Observado a fresco entre lâmina e lamela, ampliação 80x.....	34
Figura 2- Ovo de <i>Toxocara</i> spp. (Original), ampliação 20x.....	35
Figura 3- Ovo de <i>Ancylostoma</i> spp. (Original), ampliação 20x.	35
Figura 4- Ovos de <i>Toxocara</i> spp. e <i>Ancylostoma</i> spp. (Original), ampliação 15,3x	36

Lista de Tabelas

Tabela 1- Prevalência da frequência de desparasitação no cão e no gato	31
Tabela 2- Calendário de desparasitação vs diretrizes da ESCCAP	31
Tabela 3- Resultados do índice de consistência fecal para as amostras de cães do canil	33
Tabela 4- Resultados do índice de consistência fecal para as amostras de gatos do gatil	33

Lista de gráficos

Gráfico 1 - Prevalência dos animais que coabitavam com imunodeprimidos.....	26
Gráfico 2 - Prevalência das idades conforme a espécie.....	27
Gráfico 3 - Prevalência dos sexos conforme a espécie de hospedeiro.	27
Gráfico 5 - Prevalência de animais que coabitam com os gatos.....	28
Gráfico 4 - Prevalência de animais que coabitam com os cães	28
Gráfico 6 - Prevalência da frequência do contato com outros animais	29
Gráfico 7- Prevalência dos animais que contatam quando têm acesso à rua.....	29
Gráfico 8- Prevalência da recolha de fezes.....	30

Lista de símbolos, abreviaturas e siglas

>- maior

≤ - menor ou igual

≥ - maior ou igual

°C- graus Celsius

A. caninum - *Ancylostoma caninum*

AC1,2,3,4,...15- Amostra do canil 1,2,3,4,...15

AG1,2,3,4,...15- Amostra do gatil 1,2,3,4,...15

ALT- alanina transaminase

A. tubaeforme – *Ancylostoma tubaeforme*

CAPC - Companion Animal Parasite Council

CDC - Centers for Disease control and Prevention

cm - centímetros

CMS - Câmara Municipal de Sintra

C1,C2 - Amostra fecal cão 1, Amostra fecal cão 2

ESCCAP - European Scientific Counsel Companion Animal Parasites

GLDH- glutamato desidrogenase

G1,G2- Amostra fecal gato1, Amostra fecal gato 2

HAV- Hospital Alma Veterinária

L_{1,2,3,4,5} – Larva estágio 1,2,3,4,5

ml - mililitros

mm - milímetros

NT - Neurotoxocaríase

OLM - Larva Migrante Ocular

rpm - rotações por minuto

TC- Toxocaríase Comum

T. canis – *Toxocara canis*

T. cati - *Toxocara cati*

VFX- Vila Franca de Xira

VLM- Larva Migrante Visceral

1 - INTRODUÇÃO

O estudo da contaminação ambiental por fezes e a prevalência de parasitoses gastrointestinais em diversas espécies, especialmente canídeos e felídeos, tem vindo a ser desenvolvido em diversas regiões do país e um pouco por todo o mundo. Robertson (2000) referiu a estreita relação que os animais de companhia têm com os humanos como sendo uma situação que oferece vários benefícios, a redução da pressão sanguínea e da ocorrência de doenças cardiovasculares (citado por Ferreira *et al.*, 2013). Por outro lado, existem muitos parasitas zoonóticos associados a estes animais (Ferreira *et al.*, 2011; Ferreira *et al.*, 2013). Oliveira *et al.* (2009), Campos Filho *et al.* (2008) afirmam que estes animais parasitados são uma fonte de contaminação não só para os humanos, bem como um risco à saúde de outros animais e são uma fonte de contaminação ambiental (citado por Ferreira *et al.*, 2013).

Relativamente aos animais colocados em abrigos, Scaramozzino *et al.* (2009), defendem que os médicos veterinários deveriam estar a supervisionar os animais de modo a que estes fossem devidamente vacinados e desparasitados com anti-helmínticos com o objetivo de prevenir a propagação de doenças infecciosas e parasitárias. No caso dos parasitas protozoários, estes não se incluem nestes tratamentos (citado por Ferreira *et al.*, 2011).

Na presente dissertação de mestrado são abordados estes assuntos com o intuito de verificar se realmente no concelho de Sintra esta premissa é verdadeira. Para além disso, este estudo abrange não só os cães como também os gatos. Como tal, iremos centrar-nos na prevalência dos parasitas gastrointestinais utilizando a técnica de flutuação para contagem de ovos (câmara de McMaster) referindo os diversos fatores de risco, desde os bons hábitos dos tutores e o seu cumprimento das regras aconselhadas pelo ESCCAP, bem como a caracterização dos próprios animais de companhia. Paralelamente realizou-se o mesmo estudo com base nos animais alojados no no canil e gatil da Câmara Municipal de Sintra.

2 - ATIVIDADES DESENVOLVIDAS NO ESTÁGIO CURRICULAR

O estágio curricular do Mestrado Integrado de Medicina Veterinária realizou-se no Hospital Alma Veterinária (HAV) sob orientação da Dr.^a Susana Azinheira, tendo início no dia 11 de setembro de 2017 e término no dia 11 de março de 2018. Durante o estágio curricular as rotações foram efetuadas essencialmente por quatro áreas: internamento, apoio a consultas, apoio a cirurgia e turnos de urgência. No entanto, sempre que possível foi dado apoio na área da reabilitação, sendo que eram cumpridas 40 horas semanais.

Na área de internamento os animais estão divididos por duas zonas, uma zona de gatos, cães e exóticos, e uma zona de isolamento para doenças infeto-contagiosas para cada espécie. Para além destes espaços ainda existe a sala de tratamentos. Relativamente às tarefas realizadas durante a semana de internamento, estas começavam com uma reunião matinal que consistia na revisão dos casos clínicos dos internados na sala de tratamentos, seguindo-se o exame físico e a verificação das vias de administração, bem como a preparação da respetiva medicação. Caso fosse necessário, eram realizados exames complementares. Enquanto estas tarefas eram executadas, as jaulas e boxes dos animais eram limpas e desinfetadas, sendo por último fornecido o alimento conforme as necessidades individuais.

No HAV os consultórios são divididos em função da espécie e da prestação de cuidados, isto é, existem três tipos de consultório, o de enfermagem, o de cães e o de gatos, sendo este último utilizado também para as consultas de animais exóticos. Na semana de apoio às consultas, a função dos estagiários era como o próprio nome indica dar apoio aos médicos veterinários nas consultas, sendo que antes ou após a consulta abordávamos o caso clínico em questão. O nosso apoio era dado através da contenção do animal durante a consulta, na realização dos exames complementares (análises clínicas, ecografias e radiografias) ou na preparação das medicações, caso houvesse necessidade disso.

A área de cirurgia situa-se noutra piso do edifício, e contém a área de preparação dos animais, a zona de preparação do cirurgião e respetivo ajudante/anestésista, as salas de cirurgia e a zona de recobro. As funções dos estagiários na cirurgia eram diversas, começando pela preparação dos animais: colocação de cateter, fluidoterapia, tosquia e assepsia da área cirúrgica e dependente dos dias poderíamos monitorizar anestesia, ajudar na cirurgia ou dar apoio nas endoscopias. Relativamente às cirurgias, o hospital além de realizar as cirurgias ditas “convencionais” também realizava cirurgias a laser, o

que se tornou bastante interessante estar presente e prestar apoio nas mesmas. No final de todas as cirurgias procedíamos à desinfeção das salas e lavagem e esterilização do material.

Outra das áreas que os estagiários também tiveram intervenção foram os turnos de urgência, que consistiam em saber agir da melhor forma nas diversas situações, tendo sempre os meios à disposição. De referir que as principais urgências que por lá passaram foram atropelamentos, quedas, ferimentos resultantes da luta entre animais, obstruções (nomeadamente corpos estranhos) e cesarianas. Com o conhecimento já adquirido anteriormente e com todos os novos ensinamentos e paciência dos profissionais que lá trabalhavam foi possível consolidar o conhecimento.

O apoio à reabilitação era dado quando havia possibilidades para tal, pois como eramos poucos estagiários nem sempre conseguíamos dar o apoio que a mesma precisava, no entanto foi interessante aprender os diversos procedimentos e técnicas utilizadas, tais como a hidroterapia (passadeira com água aquecida), laserterapia, electroestimulação, ultrassons, fototerapia, massoterapia, termoterapia, acupuntura e exercícios articulares (ativos e passivos).

No que respeita a todos os dados necessários à realização desta dissertação de Mestrado, foi preciso proceder à colheita de fezes dos animais que se deslocavam ao hospital para os devidos cuidados médicos, ou até mesmo dos que se encontravam internados. Estas amostras foram processadas no laboratório do HAV, após ter tido um período de treino e aprendizagem no Laboratório de Doenças Parasitárias da Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa. Para além destas amostras, foram também colhidas e processadas fezes recém-emitidas de cães e de gatos do Canil e Gatil Municipal de Sintra. As análises coprológicas efetuadas no laboratório consistiram no exame fecal direto e na técnica de flutuação com posterior contagem de ovos/oocistos na Câmara de McMaster.

Durante o estágio no HAV tive a oportunidade de assistir a diversas formações internas dadas pelos próprios médicos veterinários do hospital ou até mesmo por profissionais exteriores, sendo isso uma experiência enriquecedora quer em termos profissionais quer pessoais. Esta passagem pelo hospital foi sem dúvida uma experiência muito positiva, uma vez que permitiu abordar várias vertentes na área da medicina bem como nas relações interpessoais, pois trata-se de uma equipa fantástica e extremamente profissional, sempre prontos a aprender e a ensinar.

3 – REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

3.1- Protozoários

Os protozoários representam um subgrupo do reino Protista e a sua classificação sofreu alterações nas últimas décadas, devendo-se ao facto de os protozoários terem sofrido mudanças ao longo do tempo, dificultando assim a abordagem ao grupo em questão (Florin-Christensen *et al.*, 2018). Adl *et al.* (2012) referem que a classificação mais recente dos protozoários permitiu delinear pelo menos cinco reinos ou supergrupos dentro do Eukaryota: Supergrupo Stramenopiles, Alveolata e Rhizaria (SAR), Archaeplastida, Excavata, Amoebozoa e Ophistokonta (Adl *et al.*, 2012).

Neste estudo em concreto, os parasitas gastrointestinais de maior interesse pertencem ao supergrupo SAR, representado pelos Apicomplexa, que pode ser subdividido em Criptogragaria (género *Cryptosporidium*) e Coccidia (géneros *Eimeria*, *Neospora*, *Sarcocystis*, *Toxoplasma* e *Besnoitia*) (Florin-Christensen *et al.*, 2018).

Dentro do supergrupo Excavata existem também vários grupos, sendo o de maior interesse, o grupo Diplomonadida (*Giardia*) (Bowman, 2014).

No presente trabalho, os géneros mais importantes são *Cystoisospora*, *Cryptosporidium*, *Sarcocystis*, *Neospora* e *Giardia*. Estes protozoários são organismos unicelulares e eucariotas, têm um núcleo, um retículo endoplasmático, mitocôndrias e complexo de Golgi e a sua informação genética está armazenada nos cromossomas contidos num envelope nuclear (Urquhart *et al.*, 1996).

Estes seres possuem organelas de locomoção tais como: cílios, flagelos e pseudópodes. Existem exceções como é o caso dos estádios extracelulares de *Eimeria* spp. que não têm meios óbvios de locomoção, mas são capazes de movimentos de deslizamento (Taylor *et al.*, 2016).

A nutrição dos protozoários geralmente ocorre por pinocitose ou fagocitose, alguns protozoários obtêm o alimento através de um citostoma, conseqüentemente os seus produtos são excretados por difusão através da membrana celular (Jacobs *et al.*, 2016).

O estágio infetante de alguns protozoários é chamado de esporozoíto, enquanto que o termo trofozoíto é aplicado ao estágio dos protozoários no hospedeiro, que se alimenta e cresce até que a divisão comece. Na maioria dos protozoários, a reprodução é assexuada, esta pode ser por divisão binária, esquizogonia ou merogonia. No entanto, a maioria dos protozoários em certas fases do seu ciclo de vida também podem ter uma fase sexual de reprodução, chamada gametogonia, que pode ser seguida por uma fase de maturação livre (Taylor *et al.*, 2016).

Às vezes, como é o caso de *Eimeria* spp., ambas as fases assexuada e sexual ocorrem no mesmo hospedeiro, enquanto que outros, como o género *Plasmodium*, a fase assexuada ocorre no hospedeiro vertebrado e a fase sexual ocorre no vetor (Taylor *et al.*, 2016).

A maioria dos protistas são organismos livres e aqueles que vivem como parasitas nos corpos dos mamíferos, apenas uma pequena proporção é associada à doença (Taylor *et al.*, 2016). Quando associados a doença, os sinais clínicos são normalmente: diarreia, dor abdominal, anorexia, perda de peso e alterações a nível do sistema nervoso central (Zajac *et al.*, 2012).

3.2- Tremátodes

A classe dos Trematodes ou Trematoda, divide-se em duas subclasses principais, a Monogenea, cujos representantes possuem um ciclo de vida monoxeno e a Digenea, que engloba helmintos que possuem um ciclo heteroxeno, exigindo assim um hospedeiro intermediário (Taylor *et al.*, 2016).

A subclasse Digenea corresponde ao grupo de maior importância na medicina veterinária pois são encontrados em vertebrados, sendo que o estágio adulto ocorre no intestino, nos ductos biliares, pulmões e vasos sanguíneos dos hospedeiros vertebrados (Bowman, 2014).

A classe dos Trematodes pertence ao filo dos Platyhelminthes, logo a maioria dos parasitas irão apresentar uma forma achatada dorso-ventralmente apresentando simetria bilateral (Collins, 2017).

Uma característica que distingue estes parasitas dos outros todos é o facto de serem revestidos por uma camada não celular designada de tegumento (Mehlhorn, 2016). Não têm cavidade geral (acelomados), a cavidade corporal é preenchida por um parênquima no qual estão os órgãos. O sistema digestivo é simples e incompleto (sem ânus) e o sistema nervoso também ele simples, consiste num par de troncos longitudinais conectado com dois gânglios (Taylor *et al.*, 2016).

O sistema reprodutor do trematode adulto apresenta dois órgãos sexuais, um masculino e outro feminino, isto é, são hermafroditas com algumas exceções, como é o caso dos schistosomas, onde os sexos são separados, normalmente consiste na presença de dois testículos e um ovário no mesmo helminte (Bowman, 2014; Collins, 2017).

Em geral, o ciclo de vida pode ter dois ou mais hospedeiros obrigatórios, por vezes existem hospedeiros de transporte ou paraténicos (Mehlhorn, 2016). Na maioria das espécies, o primeiro hospedeiro intermediário é um molusco, sendo nestes hospedeiros que ocorre a reprodução assexuada (Taylor *et al.*, 2016). O ciclo de vida possui três estádios: ovo, formas larvares (miracídio, esporocisto, rédia, cercaria e metacercária) e adulto (Bowman, 2014). Existem exceções como é o caso dos schistosomas que não têm estágio metacercarial e as cercarias são capazes de penetrar o hospedeiro definitivo percutaneamente (Taylor *et al.*, 2016).

No caso particular dos trematodes gastrointestinais o de maior interesse são os do género *Alaria*, estando presente no intestino delgado dos cães e dos gatos (Urquhart *et al.*, 1996). No entanto as infeções não são patogénicas para os cães e para os gatos, não apresentando assim sinais clínicos evidentes (Zajac *et al.*, 2012).

3.3 – Céstodes

Neste grupo serão abordados os principais parasitas gastrointestinais e as características gerais da classe Cestoda. As duas ordens com maior interesse veterinário da classe Cestoda são Diphylobothriidea e Cyclophyllidea. Esta última corresponde à ordem que engloba a maioria dos Cestodes dos animais vertebrados terrestres (Bowman, 2014).

Os principais cestodes gastrointestinais incluem *Dipylidium caninum* (comum em cães e gatos), *Taenia taeniaeformis* (comum nos gatos), *T. pisiformis* (comum nos cães), *Echinococcus granulosus* (parasitas adultos vivem no cão) e *E. multilocularis* que infectam os cães e os gatos se estes ingerirem os hospedeiros intermediários (Shapiro, 2010).

A classe Cestoda distingue-se das outras classes por possuir um corpo achatado que representa uma grande superfície de absorção e por não possuírem aparelho digestivo, sendo efetuada a sua alimentação através do tegumento (Bowman, 2014). Existe, contudo, uma grande variação no que respeita ao comprimento destes parasitas, pois podem medir desde alguns milímetros a vários metros. O seu corpo é segmentado e cada segmento contém um ou dois pares de órgãos genitais masculinos e femininos (Taylor *et al.*, 2016). A cada segmento dá-se o nome de proglote e à cadeia de segmentos dá-se o nome de estróbilo, sendo que os órgãos de fixação na extremidade têm o nome de escólex. O tegumento corresponde a células multinucleadas que cobrem toda a superfície do parasita, além disso forma uma barreira protetora que protege o parasita do sistema imunitário do hospedeiro, bem como dos sítios onde este se encontra, nomeadamente o sistema digestivo, o sangue e os órgãos internos do hospedeiro (Collins, 2017). Normalmente os animais infetados não mostram sinais de infeção, no entanto a primeira indicação de infeção surge geralmente através de proglotes individuais nas fezes ou em torno do ânus (Shapiro, 2010).

O ciclo de vida dos cestodes possui três estádios: ovo, larva e adulto, sendo este último encontrado no trato digestivo do hospedeiro definitivo. No entanto, a larva também pode causar doença no hospedeiro intermediário, sendo que este pode ser uma pulga, um ácaro, um coelho ou por vezes os ruminantes.

3.4 - Nematodes

Os nematodes gastrointestinais são dos parasitas mais importantes do cão e do gato (Shapiro, 2010). Os nematodes são constituídos por diversas superfamílias (Urquhart *et al.*, 1996), no entanto, no presente estudo iremos abordar detalhadamente apenas as seguintes famílias: Ascarididae (que engloba as espécies *Toxocara canis* e *Toxocara cati*) e Ancylostomatidae (*Ancylostoma caninum* e *Ancylostoma tubaeforme*).

Este grupo de parasitas apresenta um corpo uniforme, cilíndrico e filiforme, daí serem comumente chamados de “lombrigas”. Estes nematodes não têm uma cabeça bem definida e têm um corpo vermiforme coberto por uma cutícula espessa que afunila nas extremidades anterior e posterior (Shapiro, 2010).

3.4.1-Toxocara spp.

Embora algumas espécies de nematodes sejam partenogénicas, a maioria delas reproduz-se sexualmente, sendo os sexos separados (ou seja, dióicos). Os machos são geralmente menores do que as fêmeas e normalmente o dimorfismo sexual é acentuado (Gunn *et al.*, 2012).

No caso dos parasitas gastrointestinais o seu desenvolvimento pode ocorrer no lúmen do intestino ou apenas na mucosa. Um dos trajetos mais comuns é o hepato-traqueal. Isso leva a que o desenvolvimento tenha início no intestino passando para o fígado através do sistema porta e em seguida, através da veia hepática passa para a veia cava posterior e segue até ao coração e de lá vai para os pulmões através da artéria pulmonar. As larvas, em seguida, através dos brônquios, traqueia, faringe e esófago seguem o seu percurso até ao intestino (Taylor *et al.*, 2016).

No ciclo de vida dos nematodes apresenta quatro mudas, correspondentes a cinco fases larvares que se designam de L₁, L₂, L₃, L₄ e finalmente ao estágio adulto (Taylor *et al.*, 2016).

No ciclo de vida livre, as larvas após a eclosão, que varia entre as 3 e as 6 semanas ou podendo mesmo levar vários meses, tornam-se viáveis durante um ano dependendo das condições ambientais, sendo que a infeção ocorre através da ingestão do estágio larvar L₃ que se encontra no interior do ovo, no entanto segundo alguns autores poderá tratar-se da fase larvar L₂ (Schnieder *et al.*, 2011).

Toxocara canis

A infecção pode ocorrer através da ingestão do ovo que contém a larva L₂, que depois de ingerida eclode no intestino delgado, migrando para os pulmões, fígado e traqueia onde passa a L₃. Após a deglutição da mesma, as duas mudas finais irão ocorrer no intestino, este trajeto normalmente ocorre em cachorros com menos de 3 meses (Urquhart *et al.*, 1996).

Uma das formas de infecção por *T. canis* é a transmissão pré-natal, nomeadamente a transplacentária e a intrauterina (Schnieder *et al.*, 2011) que ocorre 3 semanas antes do parto, ocorrendo a migração para os pulmões do feto pouco antes do nascimento, sendo que a transplacentária é a forma mais comum de infecção em *T. canis* (Schnieder *et al.*, 2011; Mehlhorn, 2016; Taylor *et al.*, 2016). No recém-nascido o ciclo é concluído quando há migração das larvas para o intestino. As cadelas uma vez infetadas, geralmente abrigam larvas suficientes para infetar todas as ninhadas mesmo que não se voltem a infetar (Taylor *et al.*, 2016).

Os cachorros também poderão ser infetados pela ingestão de larvas L₃ no leite, durante as primeiras 3 semanas de lactação, sendo que nesta a forma de infecção não existe migração nos cachorros, amadurecendo diretamente para L₄ e L₅ no intestino dos hospedeiros, mas esta é uma forma de transmissão que não ocorre com tanta frequência (Bowman, 2014; Taylor *et al.*, 2016).

As cadelas podem ser reinfetadas através da ingestão das fezes frescas dos cachorros (Taylor *et al.*, 2016).

Em cães com mais de 3 meses de idade ocorre migração hepato-traqueal com menor frequência, e por volta dos 4-6 meses quase cessou e é substituído por migração somática, seguida de hipobiose. Contudo, a migração hepato-traqueal ocorre em alguns cães adultos. Em vez de migração hepato-traqueal, a migração somática caracteriza-se pela migração da larva L₃ para diversos órgãos, nomeadamente o fígado, pulmões, cérebro, coração, músculos esqueléticos e paredes do aparelho gastrointestinal. (Taylor *et al.*, 2016).

Os mamíferos (roedores, lagomorfos e bovinos) e aves são suscetíveis à infecção por ovos embrionados que contenham larvas L₃ que migram para os tecidos, onde não se desenvolvem e permanecem infetados durante 7 anos. Os carnívoros que ingerem estes hospedeiros paraténicos podem desenvolver os restantes estádios larvares e ficam parasitados, no entanto neste caso não há migração, desenvolvendo-se até L₄ e L₅ no

intestino. A ingestão destes hospedeiros (paraténicos) desempenha um papel importante na infeção de gatos adultos por *Toxocara cati* (Macpherson, 2013).

O período pré-patente é de 4 a 5 semanas, mas os ovos começam a surgir nas fezes dos animais jovens, depois da segunda semana de vida (Jacobs *et al.*, 2016; Taylor *et al.*, 2016).

Toxocara cati

No caso de *T. cati*, este difere de *T. canis* pelo facto de não ocorrer infeção pré-natal transplacentária e o facto de durante toda a vida do gato a probabilidade de ocorrer migração traqueal ser alta. Além disso, a infeção transmamária é considerada uma das vias de infeção mais importantes nos gatinhos (Bowman, 2014). No entanto, estudos recentes mostraram que esta via de transmissão não ocorre em gatos com infeção crónica, mas sim em gatos com infeção aguda durante a última parte da gravidez (Schnieder *et al.*, 2011; Bowman, 2014; Taylor *et al.*, 2016).

No caso dos gatos que têm hábitos predatórios, os hospedeiros paraténicos infetados representam um importante reservatório de infeção (Bowman, 2014).

Após a ingestão dos ovos que contém L₂, estes penetram a parede do estômago e depois migram através do fígado, pulmões e da traqueia, regressando ao estômago onde ocorre a muda para L₃, enquanto que a muda para L₄ ocorre na parede do intestino (Taylor *et al.*, 2016).

Tanto o ciclo de vida de *T. canis* como o de *T. cati* é migratório quando a infeção ocorre pela ingestão dos ovos que contêm a larva L₂. No caso da infeção transmamária de L₃ e na ingestão de hospedeiros paraténicos a migração não ocorre (Urquhart *et al.*, 1996).

O período pré-patente é cerca de 8 semanas (Taylor *et al.*, 2016).

3.4.1.1 - Manifestações clínicas

Os sinais clínicos estão quase sempre associados ao trato gastrointestinal sendo que as manifestações mais recorrentes são o vómito, diarreia, perda de peso, desconforto abdominal, cólicas e em casos mais graves pode ocorrer obstrução do intestino, ducto biliar e pancreático. Como consequências estão presentes a perda de peso e a desidratação. (Overgaauw *et al.*, 1997; Lee *et al.*, 2010; Shapiro, 2010; Bowman, 2014; Mehlhorn, 2016). Em casos extremos pode ocorrer mesmo a morte do animal devido à obstrução ou rutura intestinal ou pelo facto do sistema imunitário do animal se encontrar mais debilitado (Bowman, 2014; Mehlhorn, 2016). Podem surgir outros sinais clínicos

nomeadamente a tosse e dispneia e no caso dos animais mais jovens pode haver alterações no crescimento (Shapiro, 2010; Mehlhorn, 2016).

Os gatos apesar de poderem exibir todos estes sinais apresentam uma gravidade consideravelmente menor do que os cães (Mehlhorn, 2016), visto que a principal via de infeção é a transmamária, ou seja, os gatos já são mais velhos quando as larvas se desenvolvem, neste caso passa a adulto a partir do dia 28 e os ovos começam a ser produzidos a partir do dia 49 após o nascimento, logo os sinais ocorrem numa idade mais avançada do que nos cães (Overgaaauw *et al.*, 1997).

Zimmermann (1983) verificou que os animais jovens quando infetados com *Toxocara* spp., apresentam um decréscimo acentuado na contagem de eritrócitos causado por hemorragias internas graves, no entanto é importante reconhecer que os animais recém-nascidos apresentam contagens fisiologicamente baixas, que aumentam aproximadamente às 6-8 semanas. Eosinofilia também corresponde a uma característica da infeção por *T. canis* que se inicia no 7º dia de infeção atingindo o seu máximo 14 dias após esta. Voßmann (1985), ainda acrescentou que quando os cachorros são infetados através da via pré-natal o grau de eosinofilia é quase proporcional à intensidade da infeção (citado por Schnieder *et al.*, 2010).

Além de alterações no hemograma, Zimmermann (1983) refere que existem também alterações enzimáticas, nomeadamente as enzimas do fígado, glutamato desidrogenase (GLDH) e a alanina transaminase (ALT), sendo que neste caso estas enzimas aparecem aumentadas. Stobernack (1988) menciona que a ALT permanece com níveis altos durante algum tempo, enquanto que a GLDH retorna aos valores fisiológicos 14 dias após a infeção. Caso exista reinfeção, Zimmermann (1983) afirma que as enzimas hepáticas voltam a aumentar, no entanto, este aumento é menor que na primeira infeção (citado por Schnieder *et al.*, 2010).

Animais de qualquer idade podem ter infeções subclínicas e não apresentarem sinais de doença. No entanto, quando persistem infeções ascarídicas, pode ocorrer contaminação do ambiente com esses parasitas potencialmente zoonóticos (CAPC, 2016).

3.4.1.2 - Identificação/morfologia e diagnóstico

Relativamente aos adultos do género *Toxocara*, *T. cati* é mais pequeno que *T. canis* (Bowman, 2014), sendo que normalmente os machos do *T. canis* medem cerca de 8-10 cm de comprimento e as fêmeas 12-18 cm e possuem uma característica própria que são as asas cervicais apicais, enquanto que os machos de *T. cati* medem cerca de 3-7 cm e

as fêmeas 12 cm, sendo as suas asas bastante largas e estriadas (Mehlhorn, 2016). Os ascarídeos adultos poderão ser encontrados nas fezes ou no vômito de um animal infetado (Mehlhorn, 2016) sendo identificados pelo seu tamanho grande, cor clara e bronzeada, contendo três lábios proeminentes na extremidade anterior (CAPC, 2016).

Os ovos de *Toxocara* spp. possuem um embrião escuro, redondo, contido numa parede de casca espessa. Os ovos das duas espécies são difíceis de diferenciar, no entanto o de *T. canis* tem uma forma mais esférica e mede cerca de 85-90×75 µm ao invés do *T. cati* que tem uma forma mais elíptica e mede cerca de 65×75 µm (Zajac *et al.*, 2012).

Para a deteção de infeção provocada por ascarídeos existem dois métodos mais usados nos animais de companhia que são a flutuação fecal e os testes fecais que detetam antigénio (CAPC, 2016).

3.4.1.2.1 - Flutuação fecal

A *Companion Animal Parasite Council* (CAPC) recomenda testar todos os cães para a presença de ascarídeos através da técnica de flutuação fecal simples ou com centrifugação, pois trata-se de um método simples e os ovos destes parasitas flutuam na maior parte das soluções facilitando assim a sua identificação. Além disso um único adulto de *T. canis* pode produzir até 85.000 ovos por dia (Zajac *et al.*, 2012; CAPC, 2016). Mais à frente este método será explicado com mais detalhe.

3.4.1.2.2 - Testes fecais para deteção de antigénios

Para auxiliar na identificação de infeções existem também testes fecais para antigénios parasitários que consistem na deteção de antigénio produzido pelos ascarídeos imaturos e adultos no lúmen do intestino delgado. Para garantir uma melhor deteção de parasitas intestinais em cães, os testes fecais para deteção de antigénio devem ser combinados com exame microscópico às fezes para deteção de ovos (CAPC, 2016).

Assim sendo a CAPC recomenda que os animais mais jovens devem ser testados com maior frequência, isto é, pelo menos quatro vezes no primeiro ano de vida e pelo menos duas vezes por ano em adulto, dependendo da saúde do paciente e dos fatores relacionados com o seu estilo de vida (CAPC, 2016).

3.4.1.3 - Controlo/prevenção e tratamento

Normalmente no tratamento de *Toxocara* spp. são utilizados anti-helmínticos, como o: febendazol (Gillespie, 1988; Lee *et al.*, 2010; CAPC, 2016), milbemicina oxima, moxidectina e pamoato de pirantel (Lee *et al.*, 2010; CAPC, 2016). A piperazina também é utilizada, no entanto, a sua eficácia é menor em relação às outras substâncias e o pirantel está disponível numa fórmula líquida altamente palatável sendo por isso de eleição para animais mais jovens (CAPC, 2016).

No caso de infeção por *Toxocara canis* ainda é possível utilizar mebendazol (Gillespie, 1988; Urquart *et al.*, 1996), nitroscanato (Urquart *et al.*, 1996), e combinações de certas substâncias, como pirantel e ivermectina ou ivermectina com praziquantel ou febantel combinado com pirantel e praziquantel (CAPC, 2016).

Por outro lado, nas infeções por *Toxocara cati* pode-se também utilizar selamectina febantel e emodepside (Lee *et al.*, 2010; CAPC, 2016).

No que se refere ao controlo, o ESCCAP possui diretrizes para uma maior eficácia, começando pelos cachorros que devem ser desparasitados a partir das 2 semanas de idade, devendo repetir-se de 15 em 15 dias até às 2 semanas após o desmame, passando a repetir-se o processo mensalmente até aos 6 meses. Por outro lado, os gatinhos devem iniciar o plano de desparasitação apenas às 3 semanas de idade, visto que a infeção pré-natal não se verifica nestes animais, ainda que o resto do processo seja igual ao dos cachorros (ESCCAP, 2017).

Para evitar contaminação ambiental a CAPC refere o uso de pamoato de pirantel em cachorros (CAPC, 2016).

Relativamente às cadelas gestantes a desparasitação pode ser efetuada de duas maneiras, primeiro pode-se fazer a desparasitação utilizando lactonas macrocíclicas sendo que a sua administração deverá ocorrer no 40º e 55º dia de gestação, ou utilizando febendazol diariamente a partir do 40º dia de gestação, prolongando até ao 14º dia pós-parto. No caso das gatas gestantes mais uma vez como não ocorre a infeção pré-natal pode-se utilizar um tratamento apenas no final da gestação para prevenir a transmissão transmamária (ESCCAP, 2017). Além disso, devido à imunossupressão inerente associada à gravidez, as gatas gestantes devem ser submetidas a um tratamento durante a lactação concomitantemente com primeiro tratamento dos gatinhos (CAPC, 2016; ESCCAP, 2017).

O ESCCAP refere ainda que em animais com risco de infeção como é o caso de animais de competições, exposições, entre outros, estes deverão ser sujeitos aos dois tratamentos, no máximo 4 semanas antes e 2 a 4 semanas depois de cada evento. Os cães de trabalho, isto é, cães de forças policiais, resgate e terapia, devem ser submetidos a exames fecais regularmente para que seja verificada a excreção de ovos e se esta estiver excluída os cães deverão ser desparasitados 12 vezes por ano. Este último princípio também se aplica a cães que compartilhem a casa/espço com crianças ou imunodeprimidos. Relativamente aos gatos, deve-se avaliar o risco, efetuando a desparasitação, que deverá ser na mesma uma vez por mês, ou então examinando as amostras fecais uma vez por mês e tratar consoante os resultados (ESCCAP, 2017).

Tal como acontece com *Toxocara* spp., o CAPC aconselha também que os animais permaneçam confinados num espaço (por exemplo: casa, quintal) para que a atividade de predação seja mais limitada, evitando assim, a ingestão de hospedeiros paraténicos. Além disso, é necessário manter esses mesmos espaços limpos, isto é, evitando assim o contacto com fezes de animais não tratados. Quando os animais não estão confinados a nenhum espaço em específico, como é o caso dos passeios dos cães, deverá haver uma consciencialização por parte dos donos em usar trela e proceder à recolha dos dejetos dos seus animais, protegendo assim as áreas públicas da contaminação (CAPC, 2016).

3.4.1.4 - Potencial zoonótico/considerações de saúde pública

A toxocariase é o termo clínico aplicado à infeção do Homem com *Toxocara canis* ou *Toxocara cati* (Despommier, 2003).

Os humanos são normalmente infetados com larvas L₃ através da ingestão acidental de ovos embrionados libertados pelos hospedeiros definitivos ou através do consumo de hospedeiros paraténicos crus ou malcozidos (CDC, 2013; Macpherson, 2013), referem Cianferoni *et al.* (2006) e Hoffmeister *et al.* (2007) que podem ser fígados crus de animais como galinhas, patos, vacas, porcos (citado por Lee *et al.*, 2010).

Vazquez *et al.* (1997) e Uga *et al.* (2009) afirmam que os legumes mal cozidos ou crus provavelmente podem representar uma fonte de infeção principalmente em produções que utilizem excrementos de animais ou humanos como fertilizantes (citado por Lee *et al.*, 2010).

Roddie *et al.* (2008) referem um outro modo de transmissão proposto recentemente que é o contacto com ovos embrionados no pêlo dos cães (citado por Lee *et al.*, 2010).

Gillespie (1993) e Fan *et al.* (2013) referem que a infecção por migração de *Toxocara* spp. tem sido associada a duas síndromes principais: Larva Migrante Ocular (OLM) e Larva Migrante Visceral (VLM) (Gillespie, 1993 citado por Fisher, 2003 e Fan *et al.*, 2013 citado por Macpherson, 2013). No entanto existem mais duas síndromes descritas: Toxocaríase comum ou encoberta (CT) referida por Taylor *et al.* (1988) e Nathwani *et al.* (1992) e a Neurotoxocaríase (NT) referida por Finsterer & Auer (2007); Smith *et al.* (2009) e Salvador *et al.* (2010) (citado por Macpherson, 2013).

Maizels (2013) diz que a migração das larvas L₃ através da corrente sanguínea alcança órgãos internos incluindo o músculo, fígado, cérebro, olho (citado por Macpherson, 2013) e pulmão (Mehlhorn, 2016). Maizels (2013) refere ainda que esta migração pode ser assintomática ou pode levar a uma variedade de sintomas dependendo dos órgãos afetados, da duração da migração, da intensidade da infecção e da resposta do sistema imunitário do hospedeiro (citado por Macpherson, 2013).

Mendonça *et al.* (2012) e Fan *et al.* (2013) constataram que a toxocaríase raramente é fatal, mas normalmente as respostas inflamatórias estão associadas a linfadenopatia generalizada, hepatite granulomatosa, endomiocardite, endoftalmite, asma, leucocitose e eosinofilia (citado por Macpherson, 2013). Além destas manifestações Gavignet *et al.* (2008); Lopez Mde *et al.* (2010); Salvador *et al.* (2010); Dasmasceno & Damasceno, (2012); Caldera *et al.* (2013); Fan *et al.* (2013) e Maizels (2013) verificaram nos seus estudos que poderão ocorrer outras respostas inflamatórias, tais como: hiper-gamaglobulinemia, manifestações cutâneas e raramente meningoencefalite, sendo que estas infecções geralmente são auto-limitantes (citado por Macpherson, 2013).

Segundo Macpherson, Viney & Graham (2013), a prevalência desta doença é influenciada por diversos fatores, nomeadamente, a população de cada país, o ambiente, o nível geográfico, cultural e socioeconómico e por fatores individuais no que respeita à imunidade, coinfeções, genética, idade, sexo, nutrição e comportamento (citado por Macpherson, 2013).

Segundo CDC as crianças e adolescentes têm maior probabilidade de apresentarem um resultado positivo para infecção por *Toxocara* spp, que pode ser explicado pelo facto de comerem e brincarem em ambientes exteriores (CDC, 2013).

Jenkins (2013) afirma que a toxocaríase não é uma doença de declaração obrigatória mas é de grande importância na saúde pública, afetando milhões de pessoas e animais, no entanto, a variedade de síndromes (VLM, OLM, NT e TC) exige testes de diagnóstico que muitas das vezes são caros, o que se torna indisponível para dois bilhões

de pessoas que vivem com menos de 2,00\$ (1,73€) por dia, correndo assim maior risco de infecção (citado por Macpherson, 2013).

Segundo o ESCCAP e o CDC existem importantes medidas preventivas que os donos de animais devem tomar, a saber:

- Levar a cabo boas práticas de higiene pessoal, nomeadamente, lavar as mãos depois de manusear os animais de estimação e antes de comer;
- Minimizar a exposição de crianças, em particular em ambientes potencialmente contaminados, e ensiná-las boas práticas de higiene pessoal;
- Usar luvas em jardinagem;
- Lavar bem os alimentos crus antes de os comer, nomeadamente, a fruta, legumes e cogumelos;
- Controlar as infeções dos animais de estimação, fazendo tratamentos e testes de diagnósticos regularmente para uma melhor prevenção;
- Proceder à limpeza das fezes dos animais para reduzir contaminação ambiental e não as colocar em sítios não apropriados como é o caso de contentores de reciclagem;
- Cuidar dos animais para minimizar o risco de contaminação da pelagem com ovos;
- Trocar de sapatos quando entram em casa para evitar a contaminação de áreas domésticas;
- Ter especial atenção com as pessoas que têm contacto regular com animais potencialmente transmissores destes parasitas e com pessoas que sofrem de doenças subjacentes ou imunossupressores, sendo os indivíduos de maior risco:
 - Indivíduos imunodeprimidos como idosos, diabéticos, pessoas com SIDA, pessoas sujeitas a tratamentos como quimioterapia, transplantes de órgãos;
 - Mulheres grávidas, bebés, crianças;
 - Agricultores, caçadores, pessoas que trabalham em canis (CDC, 2013 ESCCAP, 2017).

Porquanto é extremamente importante consciencializar as pessoas para o risco zoonótico (ÖGE *et al.*, 2013) e alertá-las sobre os potenciais riscos da infeção parasitária, pois não afetam apenas os animais de estimação mas também os humanos. (ESCCAP, 2017).

3.4.2 – *Ancylostoma* spp.

Os ancilostomatídeos são dos parasitas gastrointestinais importantes, dividindo-se em *Ancylostoma caninum*, parasita dos cães, guaxinins, lobos, raposas e coiotes, e em *Ancylostoma tubaeforme*, parasita dos gatos (selvagens e domésticos) (Shapiro, 2010).

Ancylostoma caninum

A transmissão de *A. caninum* nos cães pode ocorrer por diversas vias, nomeadamente pela via transmamária, penetração cutânea por larvas infetantes (via mais importante), ingestão de larvas infetantes L₃ presentes no meio ambiente ou presentes em hospedeiros paraténicos e pela via transplacentária (via menos importante) (Zajac *et al.*, 2012). No entanto, Taylor *et al.* (2016) defendem que esta última via de infeção não ocorre (Taylor *et al.*, 2016).

O ciclo de vida é direto, sendo que os ovos podem eclodir e evoluir para L₃ em menos de 5 dias sob condições ótimas. Na infeção percutânea, as larvas migram através da corrente sanguínea para os pulmões, onde mudam para L₄ nos brônquios e na traqueia, sendo posteriormente deglutidas passando assim para o intestino delgado, onde ocorre a muda final. Se a infeção acontecer por ingestão, as larvas ao penetrarem a mucosa oral sofrem uma migração pulmonar ou passam diretamente para o intestino, onde os adultos perfuram a mucosa intestinal (Jacobs *et al.*, 2016; Taylor *et al.*, 2016). A infeção percutânea é uma das vias mais importantes pelo facto das larvas L₃ ficarem “adormecidas” no tecido subcutâneo, sendo reativadas na altura do parto, pois aí migram até à glândula mamária permanecendo na mesma por um período de 3 semanas após o parto (Taylor *et al.*, 2016), fazendo com que os cachorros se tornem hospedeiros vulneráveis aos efeitos patogénicos deste parasita (Jacobs *et al.*, 2016). Em casos mais raros as larvas atravessam a placenta e infetam o feto (Shapiro, 2010).

Qualquer que seja a via de infeção, o período pré-patente é de 14-21 dias e uma das características de *A. caninum* é o facto de serem prolíficos, podendo um cão infetado eliminar milhões de ovos por dia (Taylor *et al.*, 2016).

Ancylostoma tubaeforme

O ciclo de vida de *A. tubaeforme* é muito semelhante a *A. caninum*, sendo que a transmissão pré-natal (Shapiro, 2010) e transmamária não se verifica e o período pré-patente deste parasita é cerca de 3 semanas (Taylor *et al.*, 2016).

Relativamente ao grau de infecção, nos gatos este não é tão grave como nos cães (Shapiro, 2010; Zajac *et al.*, 2012).

3.4.2.1 - Manifestações clínicas

Como todos os ancilostomídeos vivem no intestino delgado e muitos deles são sugadores de sangue, muitas das vezes em casos graves ocorre anemia severa, podendo causar a morte (Shapiro, 2010; Zajac *et al.*, 2012; Jacobs *et al.*, 2016). Outro dos sinais importantes está relacionado com o trato gastrointestinal, nomeadamente, diarreia sanguinolenta com presença de muco (Shapiro, 2010) e consequentemente perda de peso. No entanto, muitas das infecções felinas são subclínicas (Zajac *et al.*, 2012).

Os animais expostos desenvolvem imunidade reduzindo assim substancialmente o risco de doença sem bloquear totalmente o risco de reinfeção, logo a anemia causada por este parasita ocorre principalmente em animais jovens (Jacobs *et al.*, 2016). As infecções nestes animais podem causar doenças graves ou até mesmo a morte antes que o diagnóstico seja feito através do exame fecal (CAPC, 2016).

3.4.2.2 - Identificação/morfologia e diagnóstico

Os ancilostomatídeos são pequenos nematodes com cerca de 1 a 2 cm (Shapiro, 2010), de cor cinza-avermelhado, apresentando uma cápsula bucal bem desenvolvida com dentes ou placas de corte quitinizadas no bordo ventral (Taylor *et al.*, 2016).

Relativamente a *A. caninum*, é a maior da espécie, sendo que os machos medem cerca de 12 mm e as fêmeas 15 a 20 mm de comprimento e a cápsula bucal é grande com três pares de dentes e um par de dentes ventrolaterais, que são utilizados para perfurar profundamente a mucosa intestinal, possuindo uma calha dorsal. Outra característica importante é o facto dos machos possuírem uma bolsa copuladora desenvolvida (Jacobs *et al.*, 2016; Taylor *et al.*, 2016).

A. tubaeforme é ligeiramente menor, os machos medem cerca de 10mm e as fêmeas 12-15 mm. A cápsula bucal tem uma goteira dorsal cuja margem ventral possui três dentes de cada lado. A bolsa masculina é igualmente desenvolvida, mas as espículas são mais longas que as de *A. caninum* (Taylor *et al.*, 2016).

O diagnóstico destes parasitas nem sempre é fácil porque normalmente a distinção de ambos é efetuada através da identificação das cápsulas bucais, mas como a cabeça normalmente se encontra dobrada dorsalmente, a abertura bucal fica de difícil visualização ao microscópio (Jacobs *et al.*, 2016).

Tal como para *Toxocara* spp., os ovos de ancilostomatídeos podem ser detetados através de flutuação fecal simples ou com centrifugação e através de testes fecais que detetam antigénios, sendo os princípios os mesmos. Os ovos têm uma forma elíptica, com uma parede lisa em volta de um aglomerado de células (mórula) apresentando cerca de $52-79 \times 28-58 \mu\text{m}$ (Zajac *et al.*, 2012; CAPC, 2016).

3.4.2.3 - Controlo/prevenção e tratamento

Em animais infetados o tratamento de *Ancylostoma* spp., além do uso de anti-helmínticos, deve ser combinado com terapia de suporte até que o parasita seja morto, isto é, deve ser restabelecida a temperatura corporal normal do animal, bem como instruída fluidoterapia, deve-se suplementar o animal com ferro e a dieta deverá ser rica em proteínas e transfusão sanguínea, se necessário. Relativamente aos anti-helmínticos, estes não matam as larvas L₃ que se encontram alojadas nos tecidos, no entanto no caso do *Ancylostoma caninum* os mais utilizados para matar as restantes formas larvares são o febendazol, a milbemicima oxima e o pamoato de pirantel. A moxidectina é utilizada essencialmente para matar as formas jovens e a forma larvar L₄. No caso dos gatos (*Ancylostoma tubaeforme*), os mais utilizados são a ivermectina, milbemicina oxima, pirantel, selamectina, emodepside e moxidectina. Estes dois últimos matam as formas larvares L₄ e jovens (CAPC, 2016).

Tal como já foi referido anteriormente, os animais jovens necessitam de uma prevenção reforçada no que diz respeito ao uso de anti-helmínticos uma vez que é mais frequente a sua reinfeção pelo facto de possuírem larvas migrantes que mais tarde evoluem para adultos e iniciam a postura dos ovos (CAPC, 2016).

Segundo a CAPC (2016) a desparasitação com anti-helmínticos deve ser iniciada às 2 semanas de idade do animal e deve ser repetida de 15 em 15 dias até aos 2 meses de idade. Logo que as recomendações de cada desparasitante assim o permitam, a sua utilização deverá ser mensal. No caso das fêmeas gestantes, deverão ser tratadas com febendazol diariamente a partir do 40º dia de gestação e prolongar até ao 14º dia de lactação ou 2 a 4 vezes utilizando uma dose alta de ivermectina para evitar a transmissão transmamária no caso *A. caninum*, não esquecendo que esta ultima opcional

não é aplicável a animais com a mutação do gene MDR1. Para comprovar a eficácia do produto deverá ser efetuado um exame fecal 2 a 4 vezes no primeiro ano e depois passar para 1 a 2 vezes por ano, relacionando sempre com a história pregressa de cada animal (CAPC, 2016).

Tal como acontece com *Toxocara* spp. o CAPC aconselha também que os animais permaneçam confinados num espaço (por exemplo: casa, quintal) para que a atividade de predação seja mais limitada evitando assim a ingestão de hospedeiros paraténicos. Além disso, é necessário manter esses espaços limpos, isto é, para evitar o contacto com fezes de animais não tratados. Quando os animais não estão confinados a nenhum espaço em específico, como é o caso da atividade de passeio nos cães, deverá haver uma consciencialização por parte dos donos em usar trela e proceder à recolha dos dejetos dos seus animais, protegendo assim as áreas públicas da contaminação (CAPC, 2016).

3.4.2.4 - Potencial zoonótico/considerações de saúde pública

Está descrito que dos agentes zoonóticos esta doença é a causa mais comum da Larva Migrante Cutânea (LMC) em pessoas (CAPC, 2016). Esta infeção afeta mais crianças e adolescentes, mas a maioria das pessoas não apresenta sintomas, no entanto, quando infetadas pela primeira vez os sintomas estão relacionados com o aparelho gastrointestinal, se se tratar de uma infeção mais grave os sintomas são a perda de sangue levando à anemia e a perda de proteína. Quando as crianças são continuamente infetadas, a perda de ferro e proteínas pode retardar o crescimento e desenvolvimento mental (CDC, 2013).

As larvas penetram na pele dos seres humanos, sendo a principal forma de infeção o facto de as pessoas andarem descalças em solos contaminados, no entanto existe outra forma de infeção que passa pela ingestão de larvas (CDC, 2013). Ao penetrarem na pele, produzem lesões intensamente pruriginosas, sendo normalmente lesões autolimitantes, além da CLM, *Ancylostoma* spp. pode causar ocasionalmente VLM, pois ao migrarem para o intestino produzem uma enterite eosinofílica (CAPC, 2016).

Relativamente ao controlo, aplica-se a *Ancylostoma* spp. tudo o que já foi referido para *Toxocara* spp. Por outro lado, para evitar a infeção por ancilostomatídeos não se deve andar descalço pelos locais onde poderá haver contaminação fecal animal e humana. Assim sendo, as pessoas com maior risco de contrair este tipo de infeção são os indivíduos como os canalizadores, turistas em países tropicais, agricultores, jardineiros,

crianças e tal como acontece com *Toxocara* spp., todos os imunodeprimidos (CDC, 2013; CAPC, 2016).

4 - PARASITOSSES GASTROINTESTINAIS E FREQUÊNCIA DE DESPARASITAÇÃO EM CÃES E GATOS NO CONCELHO DE SINTRA

4.1 - OBJETIVO DO ESTUDO

O presente trabalho tem como principal objetivo a caracterização da prevalência de parasitas gastrointestinais em cães e gatos com tutores residentes no concelho de Sintra e a frequência de desparasitação. Para além disso foi avaliado se os protocolos antiparasitários são seguidos de acordo com os aconselhados pelo médico veterinário e pela ESCCAP.

Como objetivo secundário, centrámo-nos na caracterização das parasitoses gastrointestinais em cães e gatos do canil e gatil da Câmara Municipal de Sintra.

4.2 – MATERIAL E MÉTODOS

4.2.1 - Caracterização da colheita e da amostra

O estudo decorreu entre setembro 2017 e março de 2018 tendo-se colhido no total 117 amostras de fezes frescas, de animais que viviam no concelho de Sintra, 66 cães e 51 gatos, oriundos de tutores que aderiram ao estudo.

Foram fornecidos contentores aos tutores com o intuito destes depositarem as amostras recolhidas por eles, ou em alternativa, a utilização de sacos de colheita de fezes. O passo seguinte consistiu na entrega das amostras no prazo máximo de 48 horas, ou caso não fosse possível, teriam de ser conservadas no frio até se efetivar a mesma. Após a sua entrega no HAV, eram colocadas no frigorífico a uma temperatura de 5°C, sendo processadas num prazo máximo de 48 horas no laboratório do HAV.

As colheitas fecais foram sempre acompanhadas de um inquérito realizado aos tutores de modo a caracterizar os hábitos de desparasitação interna. No entanto, efetuaram-se inquéritos também a proprietários que não permitiram que fosse feita a colheita de fezes, aumentando assim o número para 188 inquéritos.

Para além dos animais com proprietário, foram efetuadas colheitas de fezes frescas no canil e gatil da Câmara Municipal de Sintra, num total de 36 cães e 21 gatos. Estas amostras foram transportadas em contentores individuais, colocadas em caixas de esferovite com placas de frio até serem colocadas no frigorífico a 5°C para posterior análise, não tendo sido excedidas as 48 horas até ao seu processamento.

As amostras fecais foram processadas no laboratório do HAV e os métodos de diagnóstico utilizados para detetar parasitas gastrointestinais foram o exame macroscópico e microscópico das fezes e o método de flutuação utilizando a câmara de McMaster.

4.2.2 - Exame macroscópico das fezes

Taylor *et al.* (2007) referem que o exame macroscópico das fezes pode auxiliar e orientar o diagnóstico parasitológico, como tal deve-se ter em conta a consistência e a cor das fezes. Além disso, Bussiéras *et al.* (1991) referem que este exame permite realizar o diagnóstico parasitológico direto avaliando a presença de parasitas adultos ou fragmentos destes nas amostras de fezes (citado por Sousa *et al.*, 2016).

Para uma melhor classificação das fezes foi utilizado um sistema de *score* fecal da Nestlé Purina (em anexo). Resumo infra.

SCORE FECAL

1. Fezes muito duras e secas; requerem muito esforço para expulsar do corpo do animal; nenhum resíduo é deixado no chão aquando da sua recolha. Frequentemente são expelidos individualmente;
2. Fezes firmes, mas não duras; normalmente são flexíveis; aparência segmentada; pouco ou nenhum resíduo deixado no chão aquando da sua recolha;
3. Pouca ou nenhuma segmentação visível; superfície húmida; deixa resíduos, mas mantém a forma aquando da sua recolha;
4. Fezes muito húmidas; forma distinta visível; deixa resíduos e perde forma aquando da sua recolha;
5. Fezes muito húmidas, mas tem forma distinta; presente em pilhas e não em segmentos distintos; deixa resíduos e perde forma aquando da sua recolha;
6. Tem textura; mas sem forma definida; ocorre em pilhas ou como manchas; deixa resíduos aquando da sua recolha;
7. Fezes aguadas, sem textura plana: ocorrem como se fossem poças.

4.2.3. - Exame microscópico das fezes

Zajac *et al.* (2012) mencionam que o exame microscópico das fezes frescas ou esfregaço fecal, permite um diagnóstico parasitológico correto, no entanto, apresenta baixa sensibilidade pela ocorrência de falsos negativos (Zajac *et al.*, 2012). O facto de

se observar uma pequena amostra fecal entre lâmina-lamela, a visualização das formas parasitárias é dificultada pela presença de detritos e pelo facto de estas se encontrarem diluídas (Sousa *et al.*, 2016).

4.2.4 - Flutuação fecal (Câmara de McMaster)

Todas as inúmeras técnicas de flutuação fecal com câmara de McMaster modificadas usam uma amostra fecal, um volume conhecido de solução de flutuação e uma câmara de contagem especializada (câmara de McMaster). Neste estudo a técnica consiste numa homogeneização da amostra sendo misturados num recipiente 3 grama de fezes em 42 ml de água. Seguidamente toda a solução é filtrada para outro recipiente através de uma rede com aproximadamente 150 µm de diâmetro para que seja o suficiente para os ovos passarem a rede e os detritos maiores ficaram retidos. Neste estudo os recipientes utilizados foram copos de plástico numerados fazendo correspondência com um animal. De seguida a solução foi colocada em dois tubos a centrifugar durante 8 a 10 minutos a 2000 rpm. Depois de centrifugada a amostra, retirou-se o sobrenadante e encheu-se com uma solução saturada de cloreto de sódio, com a proporção de 500 gramas de sal para 1 litro de água. Utilizou-se esta técnica porque devido às diferenças de densidade, os ovos de menor densidade acabam por emergir. Por fim, retirou-se com uma pipeta a quantidade necessária para encher a câmara de McMaster e procedeu-se à sua visualização ao microscópio ótico (Storey, 2015).

4.2.5 - Inquéritos

Para além dos métodos laboratoriais enunciados acima, foram também efetuados inquéritos aos proprietários sobre hábitos de desparasitação interna.

O inquérito (em anexo) foi dividido essencialmente em três partes. A primeira parte consistia no preenchimento dos dados pessoais do proprietário, a segunda nos dados do animal de companhia bem como algumas das suas rotinas e por último a informação sobre a desparasitação interna. Nas duas últimas partes foi possível ainda subdividi-las em:

- Espécie;
- Idade;
- Sexo;
- Coabitação com outros animais;
- Acesso à rua;

- Passeios na rua e respetiva recolha das fezes;
- Desparasitação interna;
- Confirmação se as desparasitações estão de acordo com as *guidelines* da ESCCAP.

Este inquérito foi avaliado numa versão de teste com 10 proprietários voluntários para aferir o tempo de preenchimento e eventual dificuldade de alguma questão.

Relativamente às diretrizes, o ESCCAP possui diretrizes para uma maior eficácia, começando pelos cachorros que devem ser desparasitados a partir das 2 semanas de idade, devendo repetir-se de 15 em 15 dias até às 2 semanas após o desmame, passando a repetir-se o processo mensalmente até aos 6 meses. Por outro lado, os gatinhos devem iniciar o plano de desparasitação apenas às 3 semanas de idade, visto que a infeção pré-natal não se verifica nestes animais, ainda que o resto do processo seja igual ao dos cachorros. Ainda relativamente aos gatos, deve-se avaliar o risco, efetuando a desparasitação, que deverá ser na mesma uma vez por mês, ou então examinando as amostras fecais uma vez por mês e tratar consoante os resultados (ESCCAP, 2017).

4.2.6 - Análise estatística

Todos os resultados dos exames coprológicos e dos inquéritos foram organizados num ficheiro de formato Excel 2013, sendo posteriormente processados no programa R versão 3.4.4 com a extensão R Commander e na plataforma Epi Tools (<http://epitools.ausvet.com.au/>).

No programa R foram efetuadas associações entre diversas variáveis utilizando tabelas de contingência e teste Qui-quadrado de Pearson. Para que se considerem os resultados estatisticamente significativos, o valor de $p < 0,05$.

Para a prevalência das parasitoses gastrointestinais foi utilizado o método de Wilson, com um intervalo de confiança de 95%.

5 - RESULTADOS

5.1 - Inquéritos

Neste trabalho foram efetuados no total 188 inquéritos, 117 acompanhados de amostras fecais e 71 que não se fizeram acompanhar destas.

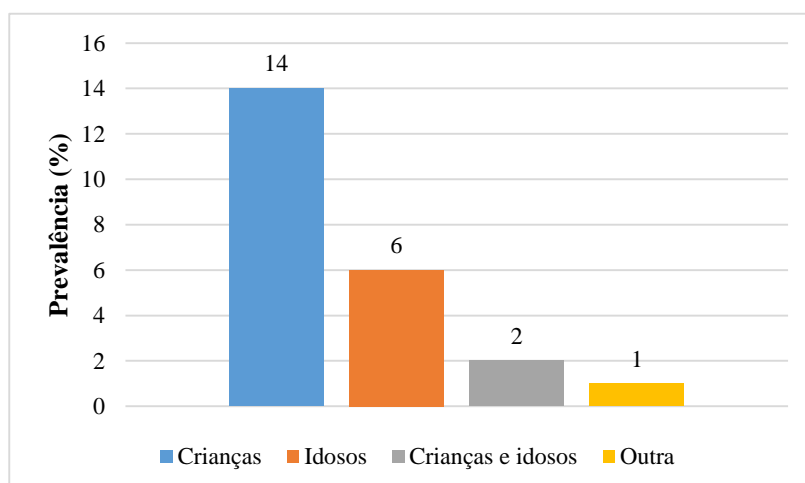
5.1.1 - Caracterização dos tutores

Relativamente à idade, a média foi de 42 anos, sendo que a idade mínima foi de 21 anos e a máxima de 79 anos. Já o sexo apresentou resultados de 30% (56/188) para o sexo masculino e 70% (132/188) para o sexo feminino.

Outro dado recolhido remete para a escolaridade, sendo esta foi dividida em primária, básica, secundária, superior, obtendo-se os resultados de 2% (4/188), 4% (8/188), 42% (78/188) e 52% (98/188), respetivamente.

Outra das questões importantes remete para o agregado familiar, pois foi necessário perceber se os inquiridos residiam com imunodeprimidos, como é o caso das crianças (idade ≤ 12 anos) (26/188), idosos (idade ≥ 65 anos) (11/188), ou outra situação (doença ou algum tipo de debilidade) (Gráfico 1).

Gráfico 1 - Prevalência dos animais que coabitavam com imunodeprimidos



5.1.2 - Caracterização dos animais de companhia

5.1.2.1- Espécie

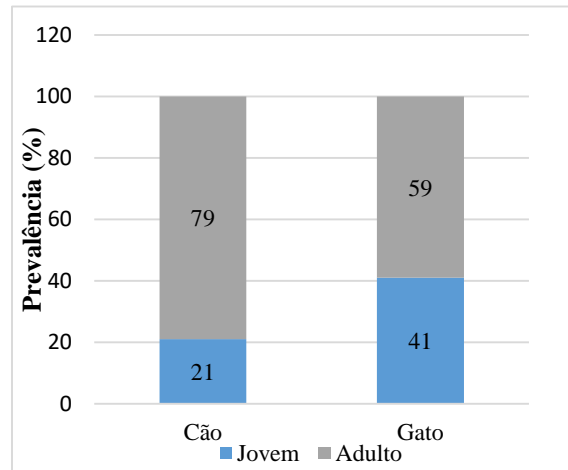
No que concerne à espécie, os inquiridos dirigiram-se apenas aos proprietários de cães e gatos. Como tal neste estudo 117 inquiridos correspondem a donos que têm cães (62%) e 71 correspondem a gatos (38%).

5.1.2.2- Idade

Nesta categoria os animais foram divididos em jovens (idade ≤ 1 ano) e adultos (idade > 1 ano). No gráfico 2 pode-se observar as prevalências das idades conforme as espécies, sendo que dos 117 cães, 24 eram jovens e 93 eram adultos. Por outro lado, dos 71 gatos, 29 eram jovens e 42 eram adultos. Tanto nos cães como nos gatos, as amostras positivas

ocorreram num animal jovem e num adulto, fazendo uma prevalência de 50% [IC 95%: 9,5-90,6%].

Gráfico 2 - Prevalência das idades conforme a espécie

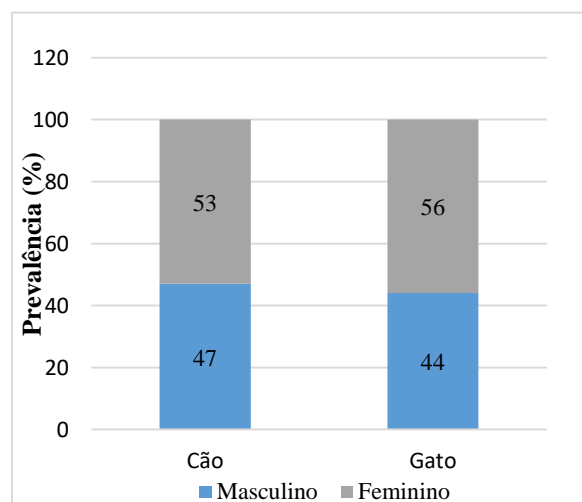


5.1.2.3- Sexo

Além das idades, também foi possível dividir os animais por sexo obtendo assim a prevalência para cada espécie, tendo-se verificado nos cães, 55 eram do sexo masculino e 62 do feminino. Nos gatos os do sexo masculino correspondiam a 31 gatos e do feminino 40, a prevalência destes dados está representada no gráfico 3.

No caso dos cães os dois animais positivos pertenciam ao sexo feminino, por outro lado os gatos positivos pertenciam ao sexo masculino, fazendo uma prevalência de 100% [IC 95%: 34,2-100%].

Gráfico 3 - Prevalência dos sexos conforme a espécie de hospedeiro.



5.1.2.4-Coabitação com outros animais

Nesta categoria foi possível avaliar se os animais habitavam com outros no mesmo espaço e mais uma vez esta avaliação foi efetuada em separado para as duas espécies em estudo.

No caso dos cães a prevalência de casos positivos à coabitação com outros animais foi de 63% (74/117) e de 37% (43/117) para os casos em que não existiam mais animais na habitação.

Relativamente aos gatos, a prevalência de casos positivos nos gatos corresponde a 65% (46/71) e para os gatos que não habitam com outros animais a prevalência é de 35% (25/71).

No caso dos animais que coabitavam com outros tentou-se perceber que espécies de animais se tratava (Gráfico 4 e 5), tendo sido possível verificar que 40 dos 117 cães coabitavam com outros, 12 com cães e gatos, 11 com gatos e 11 com outros animais (canário, caturra, peixes, tartarugas, ouriço pigmeu, porco da Índia). Por outro, lado 8 dos 71 gatos do estudo coabitavam com cães, 7 com cães e gatos, 29 com gatos e 2 com outros animais (coelho, chinchila e papagaio).

Gráfico 5 - Prevalência de animais que coabitam com os cães

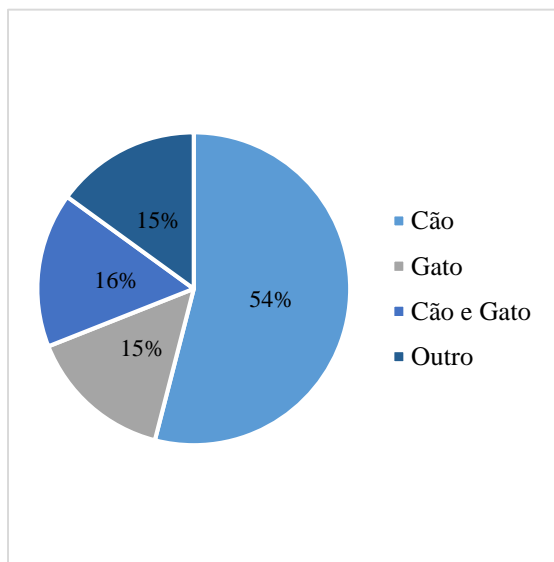
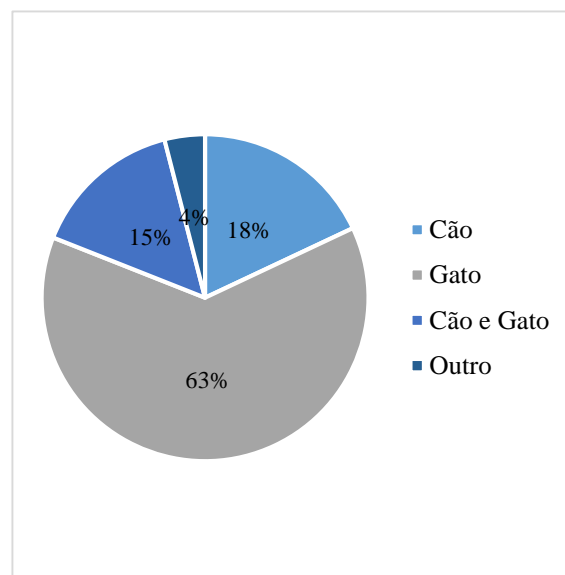


Gráfico 4 - Prevalência de animais que coabitam com os gatos



5.1.2.5 -Acesso à rua

O acesso à rua foi outro dos tópicos que foi possível analisar junto dos inquiridos. No caso dos cães, 109 tinham acesso à rua, sendo por isso a prevalência de 93%. Por outro

lado, 8 dos cães (cerca de 7%) não tinha acesso à rua, permanecendo assim apenas dentro da habitação.

Os gatos, por outro lado, permanecem essencialmente dentro de casa, fazendo no seu total uma prevalência de 83% (59/71), no entanto 17% (12/71) tinham acesso à rua.

Dos cães e gatos que tinham acesso à rua foi possível aferir com que frequência contactavam com outros animais (todos os dias, algumas vezes, raramente, nunca) bem como os animais que contactavam, sendo que os mais comuns eram o cão, gato, cão e gato e outros animais, tais como, vacas, cabras, ovelhas e galinhas (Gráfico 6 e 7).

Gráfico 6 - Prevalência da frequência do contato com outros animais

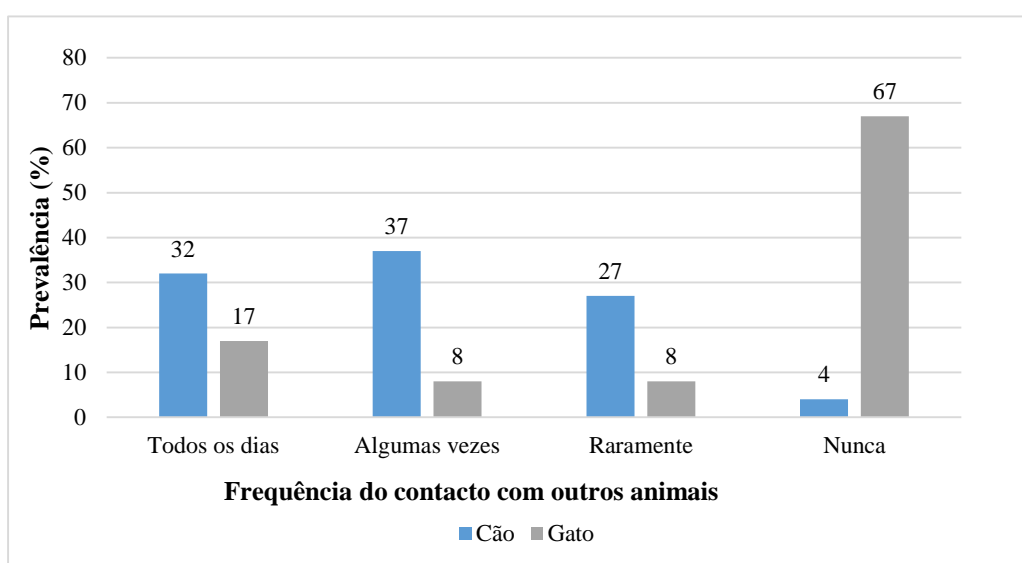
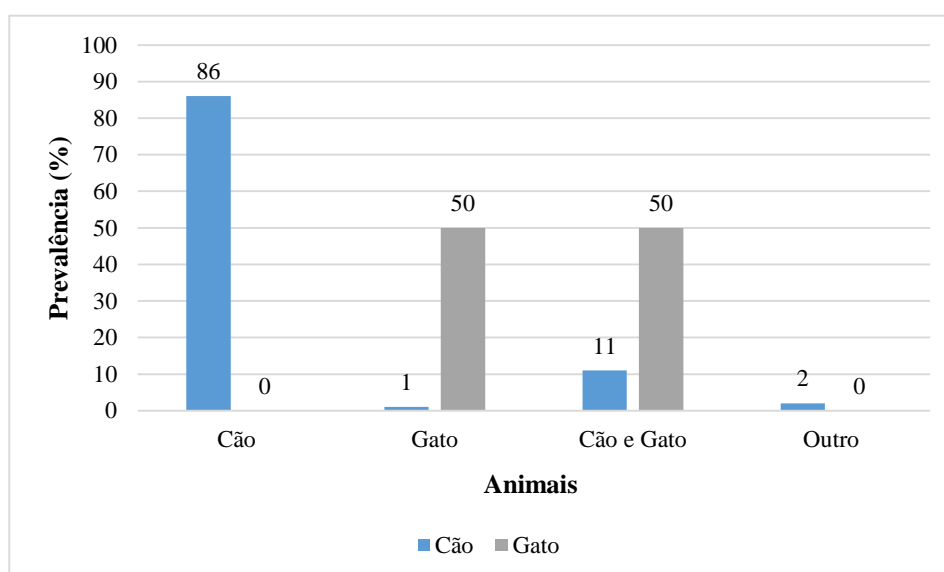


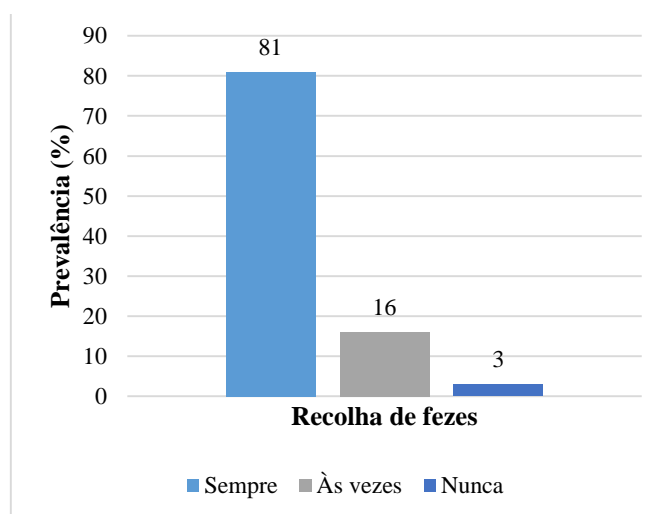
Gráfico 7- Prevalência dos animais que contactam quando têm acesso à rua



5.1.2.6 -Passeios na rua e respetiva recolha de fezes

Outro dos tópicos importantes deste trabalho foram os passeios, sendo que estes foram apenas considerados no caso dos cães, bem como a respetiva recolha das fezes por parte dos donos. Por conseguinte, apenas 17% (20/117) dos cães não passeava, permanecendo apenas nas instalações da habitação enquanto que 83% (97/117) passeava na rua. A maioria dos donos procedia à recolha, isto é 79/117 enquanto que havia uma minoria de 3/117 que nunca procedia à recolha das mesmas e ainda existiam cerca de 15/117 que só recolhiam às vezes (Gráfico 8).

Gráfico 8- Prevalência da recolha de fezes



5.1.3. -Desparasitação interna

O objetivo principal deste estudo foi perceber se os animais eram desparasitados e com que frequência isso acontecia, comparando com as instruções das clínicas e hospitais com base em diretrizes já pré-definidas como as do ESCCAP. Assim os resultados foram divididos por espécie atendendo a que para estas duas espécies as regras são diferentes. Em ambas as espécies os inquiridos responderam que sim, isto é, que desparasitam. Nesta medida, foi-se perceber com que frequência esta prática acontecia (Tabela 1).

Tabela 1- Prevalência da frequência de desparasitação no cão e no gato

	Cão	Método de Wilson	Gato	Método de Wilson
Todos os meses	12,0% (14/117)	[IC 95%:7,3-19,1%]	15,5% (11/71)	[IC 95%:8,9-25,7%]
3 em 3 meses	59,8% (70/117)	[IC 95%:50,8-68,2%]	46,5% (33/71)	[IC 95%:35,4-58,0%]
4 em 4 meses	6,0% (7/117)	[IC 95%:2,9-11,8%]	8,5% (6/71)	[IC 95%:3,9-17,2%]
6 em 6 meses	12,0% (14/117)	[IC 95%:7,3-19,1%]	19,7% (14/71)	[IC 95%:12,1-30,4%]
1 vez por ano	7,7% (9/117)	[IC 95%:4,1-14,0%]	7,0% (5/71)	[IC 95%:3,1-15,5%]
Sazonalmente	2,6% (3/117)	[IC 95%:0,9-7,3%]	2,8% (2/71)	[IC 95%:0,8-10,0%]

5.1.4 – Calendário de desparasitação vs diretrizes da ESCCAP

Neste ponto queríamos confirmar através do teste Qui-quadrado de Pearson se os inquiridos que têm ou não no seu agregado familiar imunodeprimidos, seguem as *Guidelines* recomendadas pela ESCCAP. Como resultados, obtivemos um valor p de 0,0000142, isto é $< 0,05$, logo estatisticamente significativo.

Tabela 2- Calendário de desparasitação vs diretrizes da ESCCAP

Diretrizes	Imunodeprimidos (agregado familiar)	
	Sim	Não
Sim	16,3% (7/43)	53,8% (78/145)
Não	83,7% (36/43)	46,2% (67/145)
Total	100%	100%

$p= 0,0000142$

5.2 - Resultados laboratoriais

5.2.1 – Exame fecal macroscópico

Relativamente ao exame macroscópico, este foi efetuado minuciosamente apenas para as amostras positivas. Verificou-se apenas 2 casos positivos em cães e 2 em gatos. Assim definiu-se as amostras positivas de cão como Amostra C1 e Amostra C2 e no caso dos gatos as Amostras G1 e G2.

A amostra C1 apresentava um score fecal 2, sem presença de parasitas adultos. Já a C2 apresentava um score fecal 6 e continha parasitas adultos.

Em relação aos gatos tanto a amostra G1 como a G2 continham vestígios de areia pois a sua recolha foi feita através da caixa de areia, tendo ambas um score fecal 5 e não continham parasitas adultos.

Os resultados de score fecal das amostras do canil e gatil da CMS são apresentados numa tabela de forma a simplificar a sua interpretação (Tabela 2 e 3). Em ambos os casos não foi verificada a presença de parasitas adultos, no caso dos gatos haviam vestígios de areia, pois a recolha foi feita das caixas de areia dos mesmos.

Tabela 3- Resultados do índice de consistência fecal para as amostras de cães do canil

Amostra fecal	Índice de consistência
AC 1	2
AC 2	4
AC 3	4
AC 4	4
AC 5	1
AC 6	4
AC 7	5
AC 8	5
AC 9	4
AC 10	5
AC 11	5
AC 12	2
AC 13	2
AC 14	5
AC 15	5

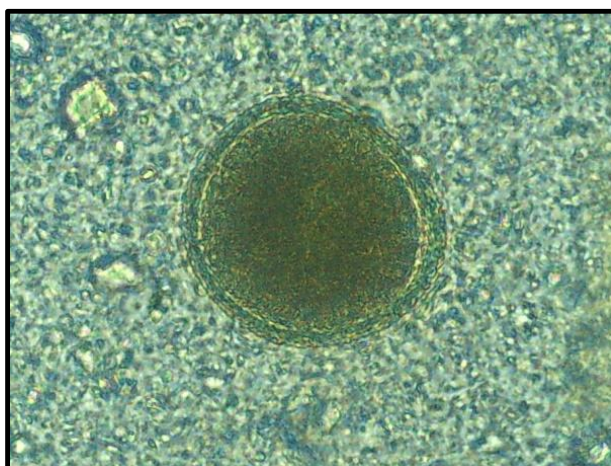
Tabela 4- Resultados do índice de consistência fecal para as amostras de gatos do gatil

Amostra fecal	Índice de consistência
AG 1	5
AG 2	5
AG 3	5
AG 4	6
AG 5	5
AG 6	5
AG 7	6
AG 8	4
AG 9	4

5.2.2 - Exame microscópico das fezes após esfregaço

Este exame coprológico, foi efetuado em todas as amostras pois tratava-se de um método simples e pouco demorado, apesar da presença de detritos que dificultava um pouco o campo de visão. Foi possível concluir que 3 das 117 amostras eram positivas com apenas este exame, no entanto foram todas confirmadas com a técnica de flutuação fecal. Relativamente às amostras fecais do canil e gatil da Câmara Municipal de Sintra (CMS), no caso dos cães foram detetados 15 positivos dos 36 animais, o que mais tarde se veio a confirmar com a técnica de flutuação fecal. Nos gatos detetaram-se 8 positivos dos 20 animais.

Figura 1- Ovo de *Toxocara* spp. (Original) Observado a fresco entre lâmina e lamela, ampliação 80x.



9.2.3 – Método de Flutuação (Câmara de McMaster)

Nesta técnica foi possível comprovar se as amostras eram positivas ou negativas e como consequência foi possível observar a prevalência das parasitoses gastrointestinais no conelho de Sintra.

Com este método foi possível concluir que das 66 amostras de fezes de cão apenas 2 foram positivas correspondendo a uma prevalência de 3,0% (2/66) [IC 95%:0,8-10,4%] de casos positivos, sendo que ambas as amostras eram de animais do sexo feminino. No que respeita à idade um dos animais era jovem (idade ≤ 1 ano) e o outro era adulto.

A prevalência dos parasitas gastrointestinais registada nos cães foi a seguinte:

- *Toxocara canis*- 1,5% [IC 95% 0,3-8,1%]
- *Ancylostoma caninum*-1,5% [IC 95% 0,3-8,1%]

Em relação às 51 amostras fecais de gato também foram obtidas 2 amostras positivas, cuja prevalência foi de 3,9% (2/51) [IC 95%:1,1-13,2%] sendo que neste caso pertenciam a animais do sexo masculino e tal como nos gatos, um dos cães era jovem (idade ≤ 1 ano) e o outro era adulto.

A prevalência dos parasitas gastrointestinais registrada nos gatos foi a seguinte:

- *Toxocara cati*- 3,9% [IC 95% 1,1-13,2%]

Com este método também foi possível observar que das 36 amostras de fezes do canil, 15 foram positivas, correspondendo a uma percentagem de 41,7% (15/36) [IC 95% 27,1-57,8%].

A prevalência de amostras positivas no caso das amostras do canil foi a seguinte:

- *Ancylostoma caninum* - 30,6% [IC 95% 18,0-46,9%]
- *Toxocara canis e Ancylostoma caninum*-11,1% [IC 95% 4,4-25,3%]

Das 21 amostras de fezes do gatil, 9 foram positivos, correspondendo a uma percentagem de 42,9% (9/21) [IC 95% 24,5-63,5%].

No caso das amostras do gatil a prevalência de amostras positivas foi a seguinte:

- *Toxocara cati* - 9,5% [IC 95% 2,7-28,9%]
- *Toxocara cati e Ancylostoma tubaeforme* - 33,3% [IC 95% 17,2-54,6%]

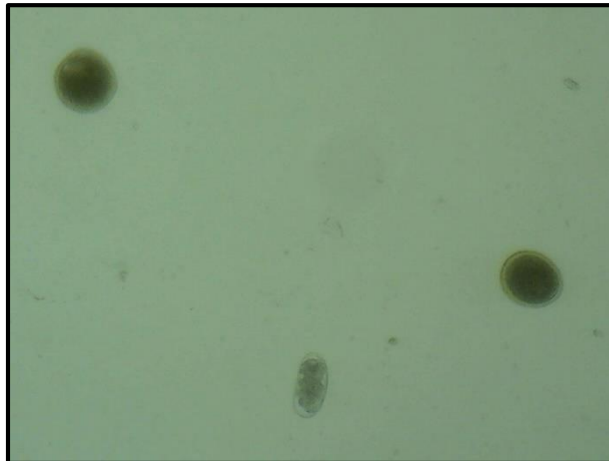
Figura 2- Ovo de *Toxocara* spp. (Original), ampliação 20x.



Figura 3- Ovo de *Ancylostoma* spp. (Original), ampliação 20x.



Figura 4-Ovos de *Toxocara* spp. e *Ancylostoma* spp. (Original), ampliação 15,3x



6 - DISCUSSÃO

6.1 - Caracterização dos tutores

Nos resultados obtidos foi possível observar que 23% dos inquiridos tinham no seu agregado familiar pessoas mais suscetíveis em contrair doença, tais como as crianças, os idosos ou imunodeprimidos e como tal foi importante perceber se a população estava consciente das doenças que poderiam vir a contrair devido ao facto de coabitarem com animais de estimação. Tal como Oliveira *et al.* (2009) e Campos Filho *et al.* (2008) referiram no seu estudo, que é importante perceber que o estreito relacionamento entre animais de estimação e os humanos, principalmente crianças e idosos, são mais suscetíveis, facilitando a cadeia de transmissão das zoonoses (citado por Ferreira *et al.*, 2013).

6.2 - Caracterização dos animais

As espécies estudadas foram o cão e o gato. A sua prevalência foi de 62% (117/188) para o cão e 38% (71/188) para o gato.

Relativamente às idades, estas foram divididas em dois grandes grupos jovens (≤ 1 ano) e adultos (> 1 ano). No caso dos cães 21% eram jovens e 79% eram adultos, no caso dos gatos as prevalências foram mais homogêneas, sendo que 41% eram jovens e 59% adultos. Uma das amostras positivas em ambos os casos ocorreu num animal jovem e a outra amostra positiva ocorreu num adulto, fazendo uma prevalência de 50 % [IC 95%: 9,5-90,6%].

Hoskins *et al.* (1982); Kirkpatrick (1988); Vanparijs *et al.* (1991); Overgauuw (1997); Itoh *et al.* (2001); Jacobs *et al.* (2001) e Barutzki & Schaper (2003) referem que os

animais jovens são mais propensos a serem infetados com parasitas. Kirkpatrick (1988) afirma que esta predisposição pode refletir a imaturidade imunológica do animal e o facto da resistência do parasita poder ter aumentado (citado por Batchelor *et al.*, 2008). No que respeita ao sexo em ambas as espécies a distribuição foi idêntica, pois os cães de sexo masculino representaram 47% e os do sexo feminino 53%. Nos gatos 44% eram do sexo masculino e 56% do feminino. No caso dos cães os dois animais positivos pertenciam ao sexo feminino e os dois animais positivos no caso dos gatos eram do sexo masculino, fazendo uma prevalência de 100% [IC 95%: 34,2-100%].

No parâmetro da coabitação com outros animais, apenas 37% dos animais é que não coabitavam com outros. Por outro lado, os cães que coabitavam com mais animais a prevalência maior era com outros cães (cerca de 54%), no entanto, também poderiam residir com gatos, canários, porquinhos da Índia, peixes, tartarugas, periquitos, ouriço pigmeu e caturras. Os gatos que não coabitavam com outros animais eram apenas cerca de 35% e os que habitavam com outros animais eram essencialmente com outros gatos (63%), mas também com cães, chinchilas, coelhos e papagaios.

A maioria dos cães tem acesso à rua (93%), sendo que apenas 4% não tem contacto com outros animais. Já os gatos, apenas 17% tem acesso à rua sendo que 67% não tem contacto direto com outros animais.

Quanto à recolha das fezes que deve ser efetuada durante o passeio dos cães, apenas 3% dos inquiridos respondeu que nunca recolhem as fezes e 81% respondeu que recolhe sempre e 15% só às vezes, tal como num estudo recente de Ferreira *et al.* (2017) que ao perguntar aos tutores se os mesmos recolhiam as fezes, 94,1% respondeu que sim (Ferreira *et al.*, 2017). Pelo contrário num estudo efetuado na FMV, 37% dos tutores de cães que vão passear à rua não procederam à recolha das fezes dos seus animais (Matos, 2015).

Perante estes valores poderá aferir-se duas coisas, primeiro que existe uma maior consciencialização por parte das pessoas no que diz respeito à responsabilidade social e cívica de cada um, bem como uma preocupação de saúde pública, por outro lado estes resultados podem estar a ser adulterados pelo facto de os inquiridos não terem sido feitos em anonimato e sim através de ‘entrevista’. Por isso, cada vez mais é importante reduzir a carga parasitária, porque os animais são uma fonte de contaminação do meio ambiente, representando assim um risco para a saúde humana e dos animais (Ferreira *et al.*, 2013). Para além da redução da carga parasitária através de medidas profiláticas, também é importante instruir as pessoas para as boas práticas de higiene,

nomeadamente na recolha dos dejetos dos seus animais, que tal como foi referido podem tratar-se de fontes de contaminação ambiental, animal e humana.

Para além de todos estes aspetos, é importante referir que recentemente observou-se que em diversos parques públicos da grande Lisboa a taxa de viabilidade dos ovos de *Toxocara* spp. foi de 56%, sendo que a prevalência global de contaminação foi de 63,2%, o que nos remete ainda mais para a importância da recolha das fezes dos animais (Pureza, 2015). Noutro estudo realizado também em parques, a prevalência de amostras positivas foi de 33,1%, sendo que o principal parasita encontrado foi *Ancylostoma* spp. com uma prevalência de 16,5%, neste caso a maioria das pessoas (57,8%) afirma que andaram com os cães sem trela. Posto isto percebe-se que os parques são uma fonte importante de transmissão de doenças parasitárias com potencial zoonótico (Ferreira *et al.*, 2017).

Outro dos aspetos importantes que queríamos perceber era se os inquiridos seguiam ou não as *guidelines* propostas pela ESCCAP. Obtivemos resultados interessantes na medida em que 53,8% das pessoas que não possuem imunodeprimidos no seu agregado familiar cumprem com as desparasitações recomendadas (desparasitações de 3 em 3 meses). No entanto, foi possível observar que nas famílias compostas por imunodeprimidos apenas 16,3% cumpre com as recomendações da ESCCAP (desparasitações mensais ou relativamente aos gatos, deve-se avaliar o risco ou seja a desparasitação deverá ser na mesma uma vez por mês, ou então examinar as amostras fecais uma vez por mês e tratar consoante os resultados), tendo-se por isso observado uma associação entre as *guidelines* e a composição do agregado familiar ($p < 0,05$). Num estudo recente em Lisboa, apenas 27,7% das pessoas cumprem com o número de desparasitações recomendadas, sendo que a maioria (41%) realiza as desparasitações de 6 em 6 meses.

6.3 - Resultados laboratoriais

6.3.1- Exame Macroscópico fecal

Relativamente ao exame macroscópico, tal como já foi referido, as amostras fecais foram sujeitas a uma classificação segundo um índice de consistência fecal da Nestlé Purina para que fosse mais fácil entender a consistência das fezes, bem como, referir se existia a presença de parasitas adultos ou não.

Uma das amostras positivas dos cães apresentou uma consistência de 2, isto é, tratavam-se de fezes firmes, mas não eram duras e apresentavam alguma flexibilidade, sendo que

depois da sua recolha nenhum resíduo foi deixado no chão. Neste caso, não existiam parasitas adultos nas fezes. A outra amostra positiva continha parasitas adultos, e o seu score correspondia a um 6, ou seja, tinham alguma textura, mas sem forma definida, deixando resíduos aquando da sua recolha.

Ambas as amostras positivas de gato apresentavam um score fecal 5, tratando-se por isso de fezes muito húmidas, mas com forma definida, deixando resíduos aquando da sua recolha. Neste caso, também não existiam parasitas adultos, mas sim vestígios de areia.

Apenas as amostras C2, G1 e G2 estavam associadas a sinais clínicos, descrito pelos tutores como fezes moles, estando o resto do estado geral normal.

Esta classificação foi também aplicada aos animais do canil e gatil da CMS para classificarmos da melhor forma o score fecal e para tentar perceber se existia alguma ligação entre as amostras positivas, mas a consistência foi bastante variável. No entanto, os scores 4 e 5 foram os mais observados, isto é, tratavam-se de fezes bastante húmidas/moles.

6.3.2 - Exame microscópico e flutuação fecal (Câmara de McMaster)

A prevalência de parasitas gastrointestinais nos cães foi de 3% sendo por isso muito próxima da encontrada num estudo semelhante em Vila Franca de Xira que foi de 5% (Morgado, 2016). No entanto, no nosso estudo tem de se ter em conta o facto de os animais serem na sua maioria bem desparasitados e isso deve-se ao facto de cada vez mais as pessoas estarem consciencializadas para o problema das zoonoses. Não obstante, ainda existe muito trabalho por fazer neste sentido.

Neste estudo, ainda relativo aos cães, foi possível observar que uma prevalência de 1,5% quer para *Toxocara canis*, como para *Ancylostoma caninum*, sendo esta prevalência muito próxima da do estudo de Vila Franca de Xira (VFX) de Morgado (2016). No entanto, noutros estudos a prevalência em Lisboa é ligeiramente maior, cerca de 10,3% para o parasita mais abundantemente encontrado, *Cystoisospora* com 6,9% (Félix, 2015). No presente estudo as técnicas laboratoriais não permitiram a identificação de certos parasitas como *Cystoisospora* spp. e a *Giardia* spp., pelo que foi possível aferir a sua negatividade tendo em conta a baixa sensibilidade dos métodos utilizados.

Ainda em Portugal continental foram efetuados outros estudos de outras regiões, nomeadamente em Évora, verificando-se nesse estudo que *Ancylostoma* spp.

representava cerca de 7,8% e *Toxocara* spp. 1,3% (Ferreira *et al.*, 2011). Mas Félix (2015) realizou um estudo mais recente e a prevalência mantém-se mais ou menos a mesma (cerca de 25%) e *Ancylostoma* spp. passa a ser representado por 20% e *Toxocara* spp. 5%. Crespo *et al.* (2010) realizaram um estudo em Óbidos que confirmou que dos 50% dos casos positivos, *Ancylostoma* spp. foi o parasita mais encontrado, com cerca 60%, devendo-se ao facto dos animais frequentarem locais públicos como praças, parques e praias, isto é, ambientes favoráveis ao seu desenvolvimento afirmaram Costa-Cruz, Nunes & Buso, (1994); Scaini *et al.* (2003); Santarém, Giuffrida & Zanin, 2004 e Francisco *et al.* (2008) (citado por Ferreira *et al.*, 2013). Isso explica a baixa prevalência encontrada neste estudo, pois os cães estudados possuem bons cuidados médico-veterinários bem como boas práticas de higiene por parte dos donos.

Félix (2015) para além da sua pesquisa em Lisboa também efetuou pesquisas em Castelo Branco, Portalegre, Guarda, Beja, Bragança e Faro, apresentando Castelo Branco a maior prevalência de 36,6% e Faro a menor cerca de 8,7%. Relativamente à carga parasitária, mais uma vez esta é essencialmente mais elevada no caso de *Ancylostoma* spp., em todas as regiões exceto em Portalegre, e Faro, que neste caso é *Cystoisospora* o género mais prevalente. No nosso estudo não foram encontrados ovos de cestodes nas amostras fecais, no entanto, em Castelo Branco a prevalência de *Taenia* spp. foi de 12% (Félix, 2015). Este resultado não foi surpreendente visto que a técnica de McMaster tem uma sensibilidade baixa, embora seja uma técnica aconselhada para análises fecais quantitativas, ao contrário da técnica de Willis e Ritchie, que são técnicas que permitem com melhor eficácia a deteção de Taeniidae, embora sendo qualitativas (Cardoso *et al.*, 2013).

Na região Norte a prevalência de *Ancylostoma* spp. foi de 53,8% e de *Toxocara canis* foi de 10,3% (Silva, 2010) e no Porto a prevalência foi de 20,6% para *Toxocara canis* (Neves *et al.*, 2014). Curiosamente no estudo de Neves *et al.* (2014) a prevalência de *Toxocara* spp. foi superior em animais jovens e em fêmeas tal como no presente estudo. No nosso estudo tem de se ter em conta o facto dos animais serem na sua maioria bem desparasitados e isso deve-se ao facto de cada vez mais as pessoas estarem consciencializadas para o problema das zoonoses.

Hoskins *et al.* (1982); Kirpatrick (1988); Vanparijs *et al.* (1991); Overgauw (1997); Itoh *et al.* (2001); Jacobs *et al.* (2001) e Barutzki & Schaper (2003) referiram que na maioria dos estudos anteriores, os jovens são mais propensos a serem infetados com parasitas (citado por Batchelor *et al.*, 2008). Kirkpatrick (1988) refere ainda que esta

predisposição pode refletir a imaturidade imunológica e o aumento da resistência do parasita. Outras das razões apontadas para este facto, incluem o stress após o desmame e transporte (citado por Batchelor *et al.*, 2008).

Neste estudo foi possível perceber que a prevalência total nos gatos foi de 3,9% sendo *Toxocara cati* o único parasita encontrado, esta percentagem é ligeiramente superior à dos cães. No presente estudo os únicos parasitas encontrados pertenciam a *Toxocara cati*, ao contrário do que foi observado no estudo feito em Évora, pois 10% das amostras positivas continham *Toxocara cati*, 5% *Ancylostoma tubaeforme*, 5% *Cystoisospora* spp. e 5% continham *Giardia* (Ferreira *et al.*, 2011).

Em Lisboa, também foram feitos estudos que reportaram uma prevalência de 13,6% para *Toxocara cati* através de técnicas coprológicas (Duarte *et al.*, 2010 citado por Matos *et al.*, 2017).

Thompson *et al.* (2008) relatam que a prevalência de *Giardia* em animais de companhia não é consistente nos diversos estudos e é frequentemente influenciada pela sensibilidade dos testes de diagnóstico e pelo número de amostras examinadas, devido à intermitência da excreção de cistos. Além disso, Palmer *et al.* (2008) e Scaramozzino *et al.* (2009) referem que alguns autores sugerem que a prevalência de infeção por *Giardia* spp. é subestimada, porque a presença de cistos parasitários pode não refletir nenhum sinal clínico de infeção, sendo este facto relevante para a potencialidade dos animais transmitirem a infeção a outros animais e seres humanos. Os médicos veterinários muitas das vezes recomendam a profilaxia com anti-helmínticos que são rotineiramente aplicados, no entanto Little *et al.* (2009) referem que os produtos atualmente disponíveis não são eficazes contra protozoários, o que poderá explicar em certos casos as diferenças entre as infeções de protozoários e nematodes (citado por Ferreira *et al.*, 2011).

No presente estudo, não foi possível observar nenhuma amostra fecal positiva para *Giardia* spp. e *Cryptosporidium* spp., porque não foram utilizadas técnicas que permitissem a sua visualização como é o caso do método de esfregaço fecal com coloração de Ziehl-Neelsen modificada.

Em Portugal, no caso dos cães, as prevalências observadas de *Cryptosporidium* spp. encontram-se entre 11-18% e as de *Giardia* spp. entre 1,3-61%. Estas discrepâncias de valores são justificadas essencialmente pela região do país e pelos testes de diagnósticos escolhidos, sendo que uns apresentam maior sensibilidade que outros (Morgado, 2016).

Por outro lado, os animais de canil e gatil deste estudo obtiveram prevalências superiores, cerca de 41,7% e 42,9%, respetivamente e isto deve-se ao facto de neste canil (CMS) os animais não serem desparasitados e Paoletti *et al.* (2008) referem ainda que dentro destes abrigos o facto dos animais estarem confinados a um espaço limitado contribui para a propagação destes parasitas, aumentando o risco de infeção (citado por Ferreira *et al.*, 2011). Já em Lisboa, a prevalência é menor, cerca de 24,6% no caso dos cães, porque estes são desparasitados aquando da sua entrada no canil, à saída e quando são observados nas suas fezes parasitas adultos (Lebre, 2011).

Em suma, a baixa prevalência parasitária encontrada neste estudo deve-se essencialmente ao facto de:

- As pessoas estarem mais consciencializadas para este problema de saúde pública e como tal desparasitem de forma regular os seus animais com anti-helmínticos e pelas boas práticas de higiene que praticam;
- As formas parasitárias serem eliminadas de forma intermitente e neste caso só foi analisada uma amostra fecal por animal;
- A técnica utilizada neste trabalho (flutuação com Câmara de McMaster) ter baixa sensibilidade para a deteção de certos parasitas e como tal deveriam fazer-se mais exames coprológicos e serológicos para a sua confirmação. No entanto, isto não foi possível por questões financeiras, logísticas e gestão de tempo, daí se ter expandido este estudo aos gatos e a animais de abrigo (canil e gatil da CMS).

No caso dos cães de canil da CMS o parasita com maior prevalência foi *Ancylostoma* sp. com 30,6% e a combinação com dois parasitas (*Toxocara canis* e *Ancylostoma caninum*) que foi de 11,1%. Já no canil de Lisboa a maior prevalência foi de *Cystoisospora* spp, com cerca de 10,1%, seguindo-se *Ancylostoma* spp. com 9,5%; sendo que o *Toxocara canis* apresentava apenas uma prevalência de 2,8% (Lebre, 2011). No caso dos gatos a maior prevalência foi a conjugação de *Toxocara cati* e *Ancylostoma tubaeforme* com 33,3% e apenas *Toxocara cati* obteve 9,5%.

Esta prevalência elevada também foi observada num estudo realizado em gatos de abrigo no Norte do País, na zona do Minho, tendo sido 45,9% (Matos, 2016 citado por Matos, 2017).

Estas elevadas cargas parasitárias, tal como já foi referido, devem-se essencialmente ao facto de:

- Os animais estarem confinados a um pequeno espaço permitindo assim a propagação dos parasitas e conseqüente infecção
- Os animais não serem desparasitados.

7- CONCLUSÃO

Através dos resultados obtidos concluímos que 3,0% das amostras fecais de cão continham parasitas, sendo que ambos os parasitas encontrados tinham potencial zoonótico, isto é, 1,5% eram de *Toxocara canis* e os outros 1,5% eram de *Ancylostoma caninum*.

No que concerne às amostras fecais de gato, 3,9% corresponderam às amostras positivas que continham neste caso apenas *Toxocara cati*.

Não obstante, é de extrema importância frisar que não se poderá garantir que estes mesmos animais não contivessem outros parasitas tais como, *Cystoisospora*, *Taenia*, *Cryptosporidium* e *Giardia*, visto que a técnica utilizada foi apenas o método de flutuação fecal utilizando Câmara de McMaster sendo esta técnica de baixa sensibilidade para a detecção de certos parasitas. Infelizmente, por razões de ordem económica, logística e de gestão de tempo, foi a única técnica utilizada.

Relativamente às amostras positivas apesar de 3 dos 4 animais estarem devidamente desparasitados, dois deles tratavam-se de animais jovens o que já foi comprovado em diversos estudos por serem os animais mais propensos a serem infetados devido essencialmente ao seu sistema imunitário ser mais débil.

O outro caso positivo, apesar de ter sido encontrado num cão adulto, não cumpria o plano de desparasitação recomendado pela ESCCAP, sendo apenas desparasitado 1 vez por ano.

Assim sendo é importante perceber que a desparasitação deve ser cada vez mais tida em consideração visto que ambos os parasitas detetados são zoonóticos e como tal tanto a desparasitação como todas as boas práticas de higiene (nomeadamente a recolha das fezes dos animais) devem ser realizadas.

No entanto, um dos casos positivos cumpria com todos os requisitos recomendados o que nos sugere a necessidade de serem feitos exames coprológicos recorrentes após os tratamentos e profilaxia, tal como já tinha sido sugerido em outros trabalhos

Por fim, continua a ser bastante importante o papel do médico-veterinário na instrução das pessoas para que estas estejam alertas e sensibilizadas para este problema de saúde pública.

8 - RECOMENDAÇÕES E PERSPETIVAS FUTURAS

Seria de extrema importância começar a realizar exames fecais antes da desparasitação para que deste modo fossem aplicados os desparasitantes mais corretos de acordo com o parasita encontrado, o que permitiria elaborar um plano mais adequado a cada família e animal. Para o caso dos animais que se encontram saudáveis, esta medida faria com que o animal não necessitasse de tratamentos desnecessários.

Outra das recomendações passa pela sensibilização dos proprietários no que diz respeito às boas práticas de higiene, assim como dos cuidados básicos que um animal deve ter, minimizando o risco zoonótico.

No que se refere à legislação existente, é necessário despertar consciências para o cumprimento das exigências legais para que o convívio entre as pessoas e os animais seja saudável e seguro. O uso das trelas e a recolha dos dejetos dos animais são essenciais para evitar a contaminação ambiental.

9 - BIBLIOGRAFIA

Adl, A.M., Simpson, A.G.B., Lane, C.E., Lukes, J., Bass, D., Bowser, S.S., Brown, M.W., Burki, F., Dunthorn, M., Hampl, V., Heiss, A., Hoppenrath, M., Lara, E., Gall, L.L., Lynn, D.H., Mcmanus, H., Mitchell, E.A.D., Mozley-Stanridge, S.E., Parfrey, L.W., Pawlowski, J., Rueckert, S., Shadwick, L., Schoch, C.L., Swirnov, A., Spiegel, F.W. (2012). The Revised Classification of Eukaryotes. *The Journal of Eukaryotic Microbiology*, 59 (5), 429-493. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/23020233>

Barutzki, D., and R. Schaper. (2003). Endoparasites in dogs and cats in Germany 1999–2002. *Parasitol. Res.* 90, S148–S150.

Batchelor, D.J., Tzannes, S., Graham, P.A., Wastling J.M., Pinchbeck, G.L., German, A.J. (2008). Detection of endoparasites with zoonotic potential in dogs with gastrointestinal disease in the UK. *Transboundary and Emerging Diseases*, 55 (2), 99-104. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/18397497>

Bowman, Dwight D. (2014). *Georgis' Parasitology for Veterinarians*. (10th ed.) USA: Elsevier Health Sciences.

Bussi ras, J., Chermette, R. (1991). *Abreg  de Parasitologie V t rinaire, Fascicule I, Parasitologie général*. Service de Parasitologie, Ecole Nationale V t rinaire d'Alfort, Paris, France, 75.

Caldera, F., Burlone, M.E., Genchi, C., Pirisi, M., Bartoli, E. (2013). *Toxocara* encephalitis presenting with autonomous nervous system involvement. *Infection* 41, 691–694.

Campos Filho, P.C.; Barros, L.M., Campos, J.O., Braga, V.B., Cazorla, I.M., Albuquerque, G.R., Carvalho, S.M.S. (2008). Parasitas zoonóticos em fezes de cães em praças públicas do município de Itabuna, Bahia, Brasil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, Jaboticabal, 17 (4), 206-209.

CAPC (2016). *CAPC general guidelines ascarid*
<https://www.capcvet.org/guidelines/ascarid/>

CAPC (2016). *CAPC general guidelines hookworms*
<https://www.capcvet.org/guidelines/hookworms/>

Cardoso, A.S, Costa, I.M, Figueiredo, C., Castro, A., Conceição, M.A, (2013), The occurrence of zoonotic parasites in rural dog populations from northern Portugal. *Journal of Helminthology* 88 (2) 203-209.
<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/23388655>

CDC (2014). *Parasite-zoonotic hookworm*
http://www.cdc.gov/parasites/zoonotichookworm/gen_info/faqs.html

Cianferoni, A. *et al.* (2006). Visceral larva migrans associated with earthworm ingestion: clinical evolution in an adolescent patient. *Pediatrics*

Collins, J.J. (2017). Platyhelminthes. *Current Biology*, 27(7), 252-256.
[https://www.cell.com/current-biology/fulltext/S0960-9822\(17\)30152-5](https://www.cell.com/current-biology/fulltext/S0960-9822(17)30152-5)

Costa-Cruz, J. M., Nunes, R. S., Buso, A. G. (1994). Presença de ovos de *Toxocara* spp em praças públicas da cidade de Uberlândia, Minas Gerais, Brasil. *Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo*, São Paulo, 36 (1), 39-42.

Crespo, M.V., Rosa, F., Almeida J.P. (2010). Eliminação parasitária em fezes de canídeos no concelho de Óbitos- Estudo por freguesias.
<http://repositorio.ipsantarem.pt/handle/10400.15/313>

Damasceno, E.F., Damasceno, N.A. (2012). Anterior uveitis after treatment of hepatitis C with alpha interferon: the recurrence of a previous inflammatory process due to presumed ocular toxocariasis. *Ocul. Immunol. Inflamm.* 20, 53– 55.

Despommier, D. (2003). Toxocaríasis: Clinical Aspects, Epidemiology, Medical Ecology, and Molecular Aspects. *Clinical Microbiology Reviews*, 16 (2), 265-272. <http://cmr.asm.org/content/16/2/265.short>

Duarte, A., Castro, I., Pereira da Fonseca, I. M., Almeida, V., Madeira de Carvalho, L. M., Meireles, J., Fazendeiro, M.I., Tavares, L., & Vaz, Y. (2010). Survey of infections and parasitic diseases in stray cats at Lisbon Metropolitan Area, Portugal, *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 12 (6), 441-6.

ESCCAP (2017) *Worm control in dogs and cats*. https://www.esccap.org/uploads/docs/0x0o7jda_ESCCAP_Guideline_01_Third_Edition_July_2017.pdf

Fan, C.K., Liao, C.W., Cheng, Y.C. (2013). Factors affecting disease manifestation of toxocarosis in humans: genetics and environment. *Vet. Parasitol.* 193, 342– 352.

Félix, L.I.B. (2015). *Parasitoses gastrointestinais e cardiopulmonares em cães. Estudo epidemiológico em canis de Portugal continental..* Dissertação de mestrado integrado em Medicina Veterinária. Lisboa: Faculdade de Medicina Veterinária- Universidade de Lisboa

Ferreira, F.P., Dias, R.C.F., Martins, T.A., Constantino, C., Pasquali, A.K.S., Vidotto, O., Freire, R.L., Navarro, I.T. (2013). Frequência de parasitas gastrointestinais em cães e gatos do município de Londrina, PR, com enfoque em saúde pública. *Ciências Agrárias, Londrina*, 34(6), 3851-3858. www.uel.br/revistas/uel/index.php/semagrarias/article/download/15438/13952

Ferreira, F.S., Pereira-Baltazar, P., Parreira, R., Padre, L., Vilhena M., Távora Távira, L., Atouquia, J., Centeno-Lima, S. (2011). Intestinal parasites in dogs and cats from the district of Évora, Portugal. *Veterinary Parasitology*, 179 (1-3), 242-245. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/21377803>

Ferreira, A., Alho, A.M., Otero, D., Gomes, L., Nijse, R., Overgaauw, P.A.M., Madeira de Carvalho, L. (2017) Urban dog parks as sources of canine parasites:

contamination rates and pet owner behaviours in Lisbon, Portugal. *Journal of Environmental and Public Health*, 2017, 7 <https://doi.org/10.1155/2017/5984086>

Finsterer, J., Auer, H. (2007). Neurotoxocarosis. *Rev. Inst. Med. Trop. Sao Paulo* 49, 279–287.

Fisher, M. (2003). *Toxocara cati*: na underestimated zoonotic agente. *Trends Parasitol*, 19(4),167-170. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/12689646>

Florin-Christensen, M., Schnittger, L. (2018). *Parasitic Protozoa of Farm Animals and Pets*. Springer.

Francisco, M. M. S., Silva, R. C., Figueiredo, D. L. V., Souza, J. N., Ramalho, P. C. D., Caetano, A. L. (2008). Prevalência de ovos e larvas de *Ancylostoma* spp. e *Toxocara* spp. em praças públicas da cidade de Anápolis - GO. *Ensaio e Ciências: Ciências Biológicas, Agrárias e da Saúde*, São Paulo, 12 (1), 131-137.

Gavignet, B., Piarroux, R., Aubin, F., Millon, L., Humbert, P. (2008). Cutaneous manifestations of human toxocarasis. *J. Am. Acad. Dermatol.* 59, 1031–1042.

Gillespie, S.H. (1993). The clinical spectrum of human toxocarasis. In *Toxocara and Toxocarasis: Clinical, Epidemiological and Molecular Perspectives* (Lewis, J.W. and Maizels, R.M., eds), 55–62. The British Society for Parasitology with the Institute of Biology.

Gunn, A., Pitt, S. J. (2012). *Parasitology An Integrated Approach* (1st ed.). Wiley Blackwell.

Hoffmeister, B. *et al.* (2007). Cerebral toxocarasis after consumption of raw duck liver. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 76, 600–602.

Hoskins, J. D., J. B. Malone, and P. H. Smith. (1982). Prevalence of parasitism by fecal examination in Louisiana dogs. *Am. J. Vet. Res.* 43, 1106–1109.

Itoh, N., N. Muroaka, M. Aoki, and T. Itagaki. (2001). Prevalence of *Giardia lamblia* infection in household dogs. *Kanshenshogaku Zasshi* 75, 671–677.

Jacobs, S. R., C. P. Forrester, and J. Yang. (2001). A survey of the prevalence of *Giardia* in dogs presenting to Canadian veterinary practices. *Can. Vet. J.* 42, 45–46.

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

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

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

Lebre, F.L.M.C.R. (2011). *Rastreo de parasitas gastrointestinais e seu impacto zoonótico em cães de canil da cidade de Lisboa*. Dissertação de mestrado integrado em Medicina Veterinária. Lisboa: Faculdade de Medicina Veterinária- Universidade de Lisboa.

Lee, A. C.Y., Schantz, P.M, Kazacos, K.R, Montgomery, S.P. & Bowman, D.D. (2010). Epidemiologic and zoonotic aspects os ascarid infections in dogs and cats. *Trends in parasitology*, 26 (4) 155-161. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/20172762>

Little, S.E., Johnson, E.M., Lewis, D., Jaklitsch, R.P., Payton, M.E., Blagburn, B.L., Bowman, D.D., Moroff, S., Tams, T., Rich, L., Aucoin, D. (2009). Prevalence of intestinal parasites in pet dogs in the United States. *Vet. Parasitol.* 166, 144–152.

Lopez Mde, L., Bojanich, M.V., Jacobacci, J.M., Sercic, C., Michelini, A., Alonso, J.M. (2010). *Toxocara canis* and bronchial asthma. *Medicina*, B Aires, 70, 75–78.

Macpherson, C.N.L. (2013). The epidemiology and public health importance of toxocaríases: A zoonosis of global importance. *International Journal for Parasitology* 43 (12-13), 999-1008.

<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0020751913002002>

Maizels, R.M. (2013). *Toxocara canis*: molecular basis of immune recognition and evasion. *Vet. Parasitol.* 193, 365–374.

Matos, M., Alho, A.M., Simclair P.O., Nunes T., Carvalho, L.M. (2015). Parasite control practices and public perception of parasitic diseases: A survey of dog and cat owners, *Preventive veterinary medicine*, 122 (1-2), 174-180.

<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/26404913>

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

Matos, B., Alho, A.M., Carvalho, I., Silva, F.C., Madeira de Carvalho, L. (2017). Parasitoses Gastrointestinais e Pulmonares em Felinos. *Clínica Animal*.

<https://www.researchgate.net/publication/316441968> Parasitoses Gastrointestinais e Pulmonares em Felinos

Mehlhorn, H. (2016). *Animal Parasites*. Berlin: Springer

Mendonça, L.R., Veiga, R.V., Dattoli, V.C., Figueiredo, C.A., Fiaccone, R., Santos, J., Cruz, Á.A., Rodrigues, L.C., Cooper, P.J., Pontes-de-Carvalho, L.C., Barreto, M.L., Alcantara-Neves, N.M. (2012). *Toxocara* seropositivity, atopy and wheezing in children living in poor neighborhoods in urban Latin American. *PLoS Negl. Trop. Dis.* 6, e1886.

Morgado, G.M. (2016). *Parasitoses internas e frequência de desparasitação em cães do concelho de Vila Franca de Xira*. Dissertação de mestrado integrado em Medicina Veterinária. Lisboa: Faculdade de Medicina Veterinária- Universidade de Lisboa.

Nathwani, D., Laing, R.B., Currie, P.F. (1992). Covert toxocariasis – a cause of recurrent abdominal pain in childhood. *Br. J. Clin. Pract.* 46, 271.

Neves, D., Lobo, L., Simões, P.B., Cardoso, L. (2013). Frequency of intestinal parasites in pet dogs from an urban area (Greater Oporto, northern Portugal). *Veterinary Parasitology*, 200 (3-4), 295-298. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/24433853>

Öge, S., Öge, H., Gönenç B., Özbakiş, G., Yildiz C. (2013). Presence of *Toxocara* eggs on hair of dogs and cats. *Ankara Üniv Vet Fak Derg* 60, 171-176. <http://dergiler.ankara.edu.tr/dergiler/11/1784/18836.pdf>

Oliveira, S.F.O., Melo, D.P.G., Fernandes, P.R., Schulze, C.M.B., Guimarães, M.S., Silva, Q.C. (2009). Ocorrência de helmintos gastrointestinais em cães errantes da cidade de Goiânia- Goiás. *Revista de Patologia Tropical*, São Paulo, 38 (4), 279-283.

Overgaaauw, P. A. (1997). Prevalence of intestinal nematodes of dogs and cats in The Netherlands. *Vet. Q.* 19, 14–17.

Overgaaauw, Paul A.M. (1997). Aspects of *Toxocara* Epidemiology: Toxocariasis in Dogs and Cats. *Critical Reviews in Microbiology*, 23 (3), 233-251. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/9347222>

Palmer, C.S., Thompson, R.C.A., Traub, R.J., Rees, R., Robertson, I.D. (2008). National study of the gastrointestinal parasites of dogs and cats in Australia. *Vet. Parasitol.* 151, 181–190.

Paoletti, B., Iorio, R., Capelli, G., Sparagano, O.A., Giangaspero, A. (2008). Epidemiological scenario of giardiasis in dogs from central Italy. *Ann. N.Y. Acad. Sci.* 1149, 371–374.

Pureza, D.E.S.O. (2015). *Prevalência, grau de contaminação e viabilidade de ovos de Toxocara spp. em parques públicos da área da grande Lisboa*. Dissertação de mestrado integrado em Medicina Veterinária. Lisboa: Faculdade de Medicina Veterinária- Universidade de Lisboa.

Robertson, I. D., Irwin, P.J.; Lymbery, A.J., Thompson, R.C.A. (2000). The role of companion animals in the emergence of parasitic zoonoses. *International Journal for Parasitology*, Oxford, 30 (2), 1369-1377.

Roddie, G. *et al.* (2008). Contamination of dog hair with eggs of *Toxocara canis*. *Vet. Parasitol.* 152, 85–93.

Salvador, S., Ribeiro, R., Winckler, M.I., Ohlweiler, L., Riesgo, R. (2010). Pediatric neurotoxocariasis with concomitant cerebral, cerebellar, and peripheral nervous system involvement: case report and review of the literature. *J. Pediatr.* Rio J. 86, 531–534.

Santarém, V. A., Giuffrida, R., Zanin, G. A. (2004). Larva migrans cutânea: ocorrência de casos humanos e identificação de larvas de *Ancylostoma* spp em parque público do município de Taciba, São Paulo. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*, Uberaba, 37 (2), 179-181.

Scaini, C. J., Toledo, R. N., Lovatel, R., Dionello, M. A., Gatti, F. A., Susin, L., Signorini, V. R. M. (2003). Contaminação ambiental por ovos e larvas de helmintos em fezes de cães na área central do Balneário Cassino, Rio Grande do Sul. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*, Uberaba, 36 (5), 617-619.

Scaramozzino, P., Di Cave, D., Berrilli, F., D’Orazi, C., Spaziani, A., Mazzanti, S., Scholl, F., De Liberato, C. (2009). A study of the prevalence and genotypes of *Giardia duodenalis* infecting kennelled dogs. *Vet. J.*

Schnieder, T., Laabs, E. & Welz, C. (2011). Larval development of *Toxocara canis* in dogs. *Veterinary parasitology*, 175 (3-4), 193-206.
<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/21095061>

Shapiro, Leland S. (2010). *Pathology & Parasitology for Veterinary Technicians*. (2nd ed.). USA: Delmar, Cengage Learning.

Silva, M.S.S. (2010). *Rastreo de parasitas gastrointestinais, pulmonares, cutâneos e musculares em cães domésticos e silvestres no norte de Portugal*. Dissertação de mestrado integrado em Medicina Veterinária. Lisboa: Faculdade de Medicina Veterinária- Universidade de Lisboa

Smith, H.V., Holland, C.V., Taylor, M.R., Magnaval, J.F., Schantz, P.M., Maizels, R.M. (2009). How common is human toxocariasis? Towards standardizing our knowledge. *Trends Parasitol.* 25, 182–188.

Sousa, S., Silva, A.P., Carvalho, L.M. (2016). Exames coprológicos: Considerações para um diagnóstico correto. *Veterinary Medicine*, janeiro-fevereiro. <https://www.researchgate.net/publication/300137888>

Stobernack, H.P. (1988). Versuche zur Immunisierung von Hunden gegen *Toxocara canis* WERNER 1782 (Anisakidae) durch intraperitoneale Implantation von zweiten Larven in Diffusionskammern. Doctoral Thesis. University of Veterinary Medicine Hannover, Hannover, Germany, 1-111.

Storey, B.E. (2015). *Fecal Egg Counts: Uses and Limitations*. Paper presented at What Works With Worms Conference, Pretoria, South Africa. [https://www.researchgate.net/publication/282870744 FECAL EGG COUNTS USES AND LIMITATIONS](https://www.researchgate.net/publication/282870744_FECAL_EGG_COUNTS_USES_AND_LIMITATIONS)

Taylor, M.R., Keane, C.T., O'Connor, P., Mulvihill, E., Holland, C. (1988). The expanded spectrum of toxocaral disease. *Lancet* 1, 692–695.

Taylor, M.A., Coop, R.L., Wall, R.L. (2007). *Veterinary Parasitology*. 3rd edition. Blackwell Publishing, Oxford, UK, 874.

Taylor, M. A., Coop, R. L., & Wall, R. L. (2016). *Veterinary Parasitology* (4th ed.). Blackwell Publishing.

Thompson, R.C.A., Palmer, C.S., O'Handley, R. (2008). The public health and clinical significance of *Giardia* and *Cryptosporidium* in domestic animals. *Vet. J.* 177, 18–25.

Uga, S. et al. (2009) Parasite egg contamination of vegetables from a suburban market in Hanoi, Vietnam. *Nepal Med. Coll. J.* 11, 75–78.

Urquhart, G.M., Armour, J., Duncan, J.L., Dunn, A.M. & Jennings, F.W. (1996). *Veterinary Parasitology*. (2nd ed.). Oxford: Blackwell Publishing.

Vanparijs, O., L. Hermans, and L. van der Flaes. (1991). Helminth and protozoan parasites in dogs and cats in Belgium. *Vet. Parasitol.* 38, 67–73.

Vazquez Tsuji, O. et al. (1997). Vegetables for human consumption as probable source of *Toxocara* sp. infection in man. *Bol. Chil. Parasitol.* 52, 47–50.

Viney, M.E., Graham, A.L. (2013). Patterns and processes in parasite co-infection. *Adv. Parasitol.* 82, 321–369.

Voßmann, M.T. (1985). Klinische, hämatologische und serologische Befunde bei Welpen nach pränataler Infektion mit *Toxocara canis* WERNER 1789 (Anisakidae). Doctoral Thesis. University of Veterinary Medicine Hannover, Hannover, Germany, 1-58.

Zajac, A.M., Conboy, G.A. (2012). *Veterinary Clinical Parasitology* (8th ed.). Wiley-Blackwell.

Zimmermann, U. (1983). Quantitative Untersuchungen über die Wanderung und Streuung der Larven von *Toxocara canis* WERNER 1782 (Anisakidae) im definitiven Wirt (Beagle) nach fraktionierter Erst- und Reinfektion. Doctoral Thesis. University of Veterinary Medicine Hannover, Hannover, Germany, 1-77.

ANEXO 1- Classificação do índice de consistência fecal

Fecal Scoring System



Score 1 – Very hard and dry; requires much effort to expel from body; no residue left on ground when picked up. Often expelled as individual pellets.



Score 2 – Firm, but not hard; should be pliable; segmented appearance; little or no residue left on ground when picked up.



Score 3 – Log-like; little or no segmentation visible; moist surface; leaves residue, but holds form when picked up.



Score 4 – Very moist (soggy); distinct log shape visible; leaves residue and loses form when picked up.



Score 5 – Very moist but has distinct shape; present in piles rather than as distinct logs; leaves residue and loses form when picked up.



Score 6 – Has texture, but no defined shape; occurs as piles or as spots; leaves residue when picked up.



Score 7 – Watery, no texture, flat; occurs as puddles.



Nestlé PURINA

Trademarks owned by Société des Produits Nestlé S.A., Vevey, Switzerland

VET 1466B-1007

Printed in U.S.A.

ANEXO 2- Inquérito



Inquérito

Hábitos de desparasitação interna de Animais de Companhia na zona de Sintra

A sua participação é fundamental, porque ao responder a este inquérito está a contribuir para o estudo das medidas de controlo e prevenção das doenças parasitárias dos nossos animais.

Os dados pessoais fornecidos são confidenciais e anónimos, para uso exclusivo deste estudo.

Dados pessoais

Nome: _____

Idade: _____ Anos

Sexo: M F

Escolaridade: Primária Básico Secundário Superior

Agregado Familiar: Crianças (≤ 12 anos) Idosos (≥ 65 anos) Outra situação:
doença/debilidade

Localidade- _____ Freguesia/Concelho _____ de _____ Residência: _____

Dados do Animal de Companhia

Cão Gato

Nome do Animal: _____

Idade: _____ Anos

Sexo: M F

Raça: _____

Tem mais animais em casa? Se sim, quantos: Cães: _____ Gatos: _____ Outros?

Quais: _____

Alimentação: Ração comercial seca Ração comercial húmida Comida caseira

Comida Crua

Outra? Qual: _____

Tem acesso à rua: Sim Não

Contacta com outros animais fora de casa: Todos o dias _____ A umas vezes

Raramente e Nunca

Com que animais contacta: Cão Gato Vacas, ovelhas Outros ?

Quais: _____

Passeia na rua: Sim Não

Se respondeu Sim, quantas vezes por dia? _____

Se respondeu Sim, apanha as fezes na rua? Sempre Às vezes Nunca

Desparasitação Interna

Desparasita o seu animal: Sim Não

Se sim, com que Frequência desparasita: Todos os meses 2 em 2 meses 3 em 3 meses

4 em 4 meses 6 em 6 meses 1 vez por ano Sazonalmente

Muito obrigado pela sua colaboração !