

Andreia Vanessa Tomás Ferreira

**CONTRIBUIÇÃO DO MÉDICO VETERINÁRIO NA
EDUCAÇÃO DOS PROPRIETÁRIOS DE CÃES E
GATOS SOBRE O TRATAMENTO E CONTROLO
DAS PARASITOSSES.**

Orientadora: Professora Doutora Ana Maria Duque de Araújo Munhoz

**Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias
Faculdade de Medicina Veterinária**

Lisboa

2016

Andreia Vanessa Tomás Ferreira

**CONTRIBUIÇÃO DO MÉDICO VETERINÁRIO NA
EDUCAÇÃO DOS PROPRIETÁRIOS DE CÃES E
GATOS SOBRE O TRATAMENTO E CONTROLO
DAS PARASITOSEs.**

Dissertação apresentada para a obtenção do
Grau de Mestre em Medicina Veterinária no
curso de Mestrado Integrado em Medicina
Veterinária conferido pela Universidade
Lusófona de Humanidades e Tecnologias

Presidente: Professor Doutor Manuel Pequito
em representação da Professora Doutora
Laurentina Pedroso

Arguente: Prof. Doutora Margarida Simões

Orientadora: Professora Doutora Ana Maria
Duque de Araújo Munhoz

Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias

Faculdade de Medicina Veterinária

Lisboa

2016

Em homenagem ao meu

amado avô

Laurindo de Jesus Tomaz

Agradecimentos

Agradeço a todo o corpo docente da Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias pela transmissão de conhecimentos, disponibilidade e amizade que foi criada ao longo dos anos.

À professora Dr^a Laurentina Pedroso pela amabilidade, disponibilidade e preocupação que demonstrou com os assuntos académicos de cada aluno.

Um enorme agradecimento à minha orientadora Professora Dr^a Ana Maria Araújo pela transmissão de conhecimentos, por toda a disponibilidade e esclarecimento sempre que solicitei. E por ser uma pessoa maravilhosa que sempre me motivou e me deu uma palavra de incentivo quando mais necessitei.

À Professora Dra^a Inês Viegas por todo o apoio que me deu na parte de Estatística e pela rapidez e eficiência que tratou dos meus dados.

À Professora Dra. Helena Ferronha por transmitir parte da sua imensa sabedoria, pela compreensão e generosidade. Jamais a esquecerei.

À Professora Dr^a Ana Oliveira pelo aconselhamento na escolha da área que pretendia dissertar, quando mais me senti perdida. Assim como toda a amizade transmitida durante o curso.

Ao Dr Pedro Faísca pelo apoio e orientação na escolha deste projeto.

À Dr^a Carla Maia e ao Dr Filipe Martinho pelo apoio imprescindível durante o processamento e identificação de amostras em laboratório.

Devo um enorme agradecimento ao Hospital Veterinário SOSVET que me acolheram com enorme carinho, permitindo aplicar todos os conhecimentos que aprendi durante o curso, as dúvidas que foram prontamente esclarecidas, conhecimentos transmitidos, pela disponibilidade e paciência e por toda a amizade.

A toda a equipa pela contribuição para a minha formação ética e profissional: Dr^a Ana Clotilde Alves e ao Dr. João, Dr^a Susana Batuca, Dr^a Sara Madeira, Dr^a Teresa Costa, Dr^a Lia Ribeiro, e todos os médicos veterinários que por lá passaram. Às Enfermeiras: Sónia Alves e Liliana Pinho; e às auxiliares e rececionistas: Linda Cunha, Lourdes Coluna, Paula Pinheiro e Sandra.

E claro a todos os estagiários, pela entreadjuada que houve nos momentos de aflição: Alexandra Faria, Anabela Martins, Joana Martins, Joana Silva, Rafael Gomes e Rita Barros.

Um muito obrigado por cada gargalhada que me proporcionaram e pelo apoio incondicional nos momentos de desespero.

À Associação dos Amigos dos Animais Abandonados da Moita, representados pela Enfermeira Isabel pela colaboração no estudo.

Aos meus amigos por todos os momentos de relaxamento e boa disposição. Sempre prontos com uma palavra de apoio e incentivo quando mais precisei.

A todos os meus colegas de curso pelos momentos inesquecíveis que proporcionaram, e às amigas sinceras que realizei. Um especial agradecimento à Susana Rosado por todo o apoio e sabedoria que me forneceu quando mais precisei. Obrigada por estares comigo nos bons e maus momentos, e pela tua sinceridade e honestidade para com a nossa amizade. À Luísa Martins, Luísa Araújo, Sandra Dias, Rita Reto, Filipa Serranito, Ana Cláudia Neves, Tânia Antunes, Débora Martins, Sara Santos, Inês Rocha, Raquel Faria, Sílvia Martins, Ana Patrícia Silva, Tânia Rosa, Tânia Martins, à minha madrinha de curso Maria João Delgado e a todas as pessoas que passaram pelo meu percurso académico e acabaram por seguir rumos diferentes.

Aos meus pais, avó e irmão agradeço a luta constante da vida, fazendo os possíveis e impossíveis para me proporcionar as melhores condições. Por todo o amor, educação e valores transmitidos. Pelas horas dependidas a meu lado para me dar apoio, transmitir segurança e uma palavra de conforto sempre que precisei. Ficarei eternamente grata, sem vocês não seria possível. Obrigado por acreditarem em mim.

O meu agradecimento mais especial...

A ti avô... nunca pensei que nos deixasses de forma tão repentina... sonhava estares comigo a meu lado neste dia e a vida pregou-nos uma partida muito infeliz... Espero que estejas a ver aí do céu, e que estejas feliz por mim... Um dia vamos voltar a reencontrar-nos... Sei que sim... Amo-te imenso e muito obrigada por tudo o que fizeste por mim... Até breve...

À restante família pelo apoio que me deram.

À minha família de quatro patas: Simba, Kitty e Bianca. E à minha estrelinha-guia: Rex.

Dedico à minha família por todo o apoio, incentivo e amor incondicional que me deram durante o meu percurso académico. A todos eles o meu muito obrigado.

A todos o meu muito obrigado, cada um que mencionei foi uma peça essencial para a concretização deste sonho.

Resumo

Contribuição do Médico Veterinário na educação dos proprietários de cães e gatos sobre o tratamento e controlo das parasitoses.

Canídeos e Felídeos domésticos podem ser parasitados por várias espécies apresentando sintomatologia variada, alguns deles com poder zoonótico apresentando uma grande importância em termos de Saúde Pública e Ambiental. Este estudo teve como finalidade a avaliação do papel do Médico Veterinário na educação dos proprietários de cães e gatos sobre a importância do tratamento e controlo das parasitoses e a sua relevância como zoonoses, assim como o nível de conhecimento dos proprietários. Procedeu-se à realização de um inquérito sobre o tema, com o objetivo de analisar a parasitofauna de cães e gatos domésticos. Neste caso foram estudados endoparasitas gastrointestinais através de amostras coprológicas e ectoparasitas através da observação direta e posterior recolha. Foi utilizado o Método de Willis para as amostras coprológicas que permite a deteção de ovos de nemátodes e céstodes, oocistos e quistos de protozoários. Os ectoparasitas foram identificados com a ajuda de chaves dicotómicas. Foram recolhidas 116 amostras coprológicas, juntamente com um inquérito direcionado aos donos, com a finalidade de rastrear os animais que fazem desparasitação e aqueles que não fazem, para testar a eficácia da profilaxia usada nesta região. 93,5% (43/46) dos gatos não apresentavam endoparasitas, sendo apenas 6,5% (3/46) positivos para endoparasitas, entre eles um caso de *Ancylostoma*, um caso de *Toxocara cati* e um caso de infecção múltipla por *T. cati* e *Cystoisospora felis*, todos com idade inferior a um ano. Nos cães 98,6% (69/70) não apresentavam endoparasitas, sendo apenas 1,4% (1/70) positivos para endoparasitas, nomeadamente *Toxocara canis*, apresentando idade inferior a um ano. Nos gatos, 24% (11/46) apresentava pulga e 76% (35/46) não tinham ectoparasitas. Nos cães 57% (40/70) não apresentava a ectoparasitas e 14% apresenta pulgas (10/70), 12% (8/70) carraças e a 17% (12/70) colectaram-se pulgas associadas a carraças. Concluiu-se que o fator determinante para a correcta implementação das medidas de controlo é a informação dos donos cedida pelo Médico-Veterinário.

Palavras-chave: Parasitas gastrointestinais, Ectoparasitas, Coprologia, Inquéritos, Pedagogia.

Abstract

Veterinarian's contribution in the education of dogs and cats owners on the treatment and control of parasitic diseases.

Domestic canines and felines can be infected by several species with varied symptoms, some of them with zoonotic capacity having a great importance in terms of Public and Environment Health.

This study aimed the assessment of the Veterinarian role in educating owners of dogs and cats on the importance of treatment and control of parasitic diseases and their relevance as zoonoses, as well as the level of knowledge of the owners. For it an inquiry was conducted on the subject, in order to analyze the parasitic fauna of domestic dogs and cats.

In this gastrointestinal study endoparasites and ectoparasites were analysed through coprologic samples by direct collection and subsequent observation. Willis method was used for coprologic samples which allowed the detection of nematode eggs and cestodes, protozoan cysts and oocysts.

Ectoparasites were identified with the aid of dichotomous keys. 116 faeces samples were collected along with a survey directed to the owners, in order to trace animals that make worming and those who do not, to test the efficacy of prophylaxis used in this region.

93.5% (43/46) cats have endoparasites, with only 6.5% (3/46) were positive, including a case *Ancylostoma*, *Toxocara cati* a case and a case of multiple infection with *T. cati* and *Cystoisospora felis*, all under the age of one year. 98.6% (69/70) dogs do not have GI parasites and only 1.4% (1/70) positive, in particular *Toxocara canis*, with the age of one year. 24% (11/46) has fleas in cats and 76% (35/46) has ectoparasites. 57% (40/70) dogs has no ectoparasites, fleas have 14% (10/70), 12% (8/70) ticks, 17% (12/70) fleas associated with ticks.

We conclude that the determining factor for the correct implementation of control measures is the information from owners relinquished by the Medical Veterinary.

Keywords: Gastrointestinal parasites, Ectoparasites, scatology, Surveys, Pedagogy.

Abreviaturas, Siglas e Símbolos

% - percentagem

CAMV – Centro de Atendimento Médico Vetrinário

° C – graus Célsius

d – densidade

x – vezes

opg – ovos por cada grama de fezes

lb. – libra (0,453 kg)

- Pé quadrado=Square feet (100 9,29)

- metro quadrado

mL – mililitro

L - litro

mg – miligrama

g – grama

kg – kilograma

kg/ - kilograma por metro quadrado

µm – micrómetro

cm – centímetro

rpm – rotações por minuto

CAPC - *Companion Animal Parasite Council*

CP - Cardiopulmonar

ELISA - Enzyme-linked Immunosorbent Assay

ESCCAP - *European Scientific Counsel Companion Animal Parasites*

EUA- Estados Unidos da América

GI – Gastrointestinal

L1, L2, L3, L4, L5 - Larva de estágio 1, 2, 3, 4, 5

LMC – Larva migrans cutânea

LMO – Larva migrans ocular

LMV – Larva migrans visceral

MV – Médico Veterinário

NaCl – Cloreto de Sódio

OMS – *Organização Mundial de Saúde*

PO – *Per os*

SC – Subcutâneo

Índice Geral

Agradecimentos	1
Resumo	4
Abstract	5
Abreviaturas	7
Índice Geral	8
Capítulo 1 – Introdução	
1.1. Apresentação do estágio e do trabalho	11
1.2. Objetivos do trabalho	11
1.3. Introdução	13
Capítulo 2 - Revisão bibliográfica	15
2.1. Parasitas Gastrointestinais	15
2.1.1. <i>Toxocara canis</i>	15
2.1.2. <i>Toxocara cati</i>	20
2.1.3. <i>Toxascaris leonina</i>	22
2.1.4. <i>Ancylostoma canis</i>	24
2.1.5. <i>Ancylostoma tubaeforme</i>	30
2.1.6. <i>Uncinaria stenocephala</i>	30
2.1.7. <i>Trichuris vulpis</i>	32
2.1.8. <i>Strongyloides stercoralis</i>	35
2.1.9. <i>Dipylidium caninum</i>	36
2.1.10. <i>Taeniidae</i>	38
2.1.11. <i>Sarcocystis spp.</i>	41
2.1.12. <i>Cystoisospora spp.</i>	42
2.1.13. <i>Cryptosporidium spp.</i>	45
2.2. Ectoparasitas	46
2.2.1. Carraças	47
2.2.2. Pulgas	51
Capítulo 3 – Material e Métodos	54
3.1. Inquérito	54
3.2. População inquirida – Hospital Veterinário SOSVet	54
3.3. Técnicas de diagnóstico	55
3.4. Técnicas de laboratório	56

3.5. Análise Estatística	57
Capítulo 4 – Resultados	59
Capítulo 5 – Discussão	72
Capítulo 6 – Conclusão	76
Bibliografia	78
Anexo 1 – Folheto informativo distribuído no Hospital Veterinário SOSVET	86
Anexo 2 – Inquérito distribuído no Hospital Veterinário SOSVET.	88
Anexo 3 – Classificação das amostras coprológicas	91
Anexo 4 – Classificação das amostras de Ectoparasitas	92
Anexo 5 - Quadro com Anti-helmínticos mais frequentemente utilizados em cães.	93
Anexo 6 - Quadro com Anti-helmínticos mais frequentemente utilizados em gatos..	95
Anexo 7 - Apresentações comerciais dos anti-helmínticos disponíveis em Portugal para cães e gatos	96

Índice de Gráficos

Gráfico 1 - Distribuição das espécies animais do estudo	59
Gráfico 2 – Distribuição dos cães segundo o género	59
Gráfico 3 – Distribuição dos cães segundo as idades	60
Gráfico 4 – Presença de Endoparasitas em cães	60
Gráfico 5 – Distribuição dos Ectoparasitas em cães	61
Gráfico 6 – Distribuição quanto ao modo de vida dos cães do estudo	61
Gráfico 7 – Distribuição do Intervalo entre Desparasitações Internas realizadas nos cães	62
Gráfico 8 – Distribuição do Intervalo entre Desparasitações Externas nos cães	63
Gráfico 9 – Prevalência de Antiparasitários Internos mais frequentemente utilizados em cães	64
Gráfico 10 – Prevalência de utilização de Antiparasitários Externos em cães	65
Gráfico 11 – Representação da prevalência de géneros nos gatos	66
Gráfico 12 – Frequência de idades dos gatos	66
Gráfico 13 – Presença percentual de Endoparasitas em gatos	68
Gráfico 14 - Presença percentual de Ectoparasitas em gatos	68
Gráfico 15 – Estilo de vida nos gatos	69
Gráfico 16 – Intervalo entre Desparasitações Internas nos gato	69
Gráfico 17 – Intervalo entre Desparasitações Externas em gatos	70
Gráfico 18 – Frequência de utilização dos diferentes Antiparasitários Internos em gatos	70
Gráfico 19 – Frequência de utilização de Antiparasitários Externos nos gatos	71

Capítulo 1

1.1. Apresentação do estágio e do trabalho

O estágio curricular no âmbito do Mestrado Integrado em Medicina Veterinária foi realizado no hospital veterinário SOSVet, sob a orientação científica de Dra. Ana Clotilde Alves, ao longo de 4 meses, entre 4 de Março de 2013 e 7 de Julho de 2013. Durante o período de estágio, o hospital tinha um horário permanente de funcionamento de 24 horas. Como estagiária foi-me permitido participar em todas as atividades do hospital, acompanhando todos os trabalhos desenvolvidos, podendo pôr em prática os conhecimentos adquiridos durante o curso e adquirindo novos conhecimentos e competências, que serão essenciais para o desempenho da profissão veterinária.

Na área de clínica médica, acompanhei os médicos veterinários de serviço, auxiliando nas consultas, na contenção dos animais, na obtenção da história pregressa, na realização do exame físico e de exames complementares de diagnóstico. Além da oportunidade de realizar diversos procedimentos rotineiros nesta profissão, tive a possibilidade de observar e de aprender de que modo se deve comunicar com os diferentes perfis de proprietários.

Na área de internamento, colaborarei na monitorização, na preparação e administração de fármacos, na realização de tratamentos, na alimentação e cuidados de higiene e, por último, mas não menos importante, no TLC (*tender loving care*) necessário ao bem-estar e como adjuvante da melhoria do estado de saúde dos animais internados.

Na área de cirurgia, foi possível acompanhar todo o processo pré e pós-cirúrgico, desde a preparação da medicação pré-anestésica à preparação do animal (tricotomia e assepsia) para o procedimento cirúrgico; durante as cirurgias, desempenhei diversas funções, como circulante, ajudante de cirurgião e na monitorização da anestesia, assim como também participei na monitorização do animal após a cirurgia e nas consultas de seguimento até à alta médica.

1.2. Objetivos do trabalho

Os principais objetivos deste estudo foram:

1. Efectuar o rastreio parasitológico, o mais completo possível em cães e gatos, incluindo agentes com poder zoonótico, de forma a contribuir para o estudo sobre agentes parasitários em Portugal.
2. Conhecer o panorama parasitológico numa área urbana, adicionando informações úteis para futuras avaliações de risco e implementação de medidas de controlo de zoonoses e outras doenças nos cães e gatos normatizadas pela Direcção-Geral de Alimentação e Veterinária (DGAV).
3. Melhorar estratégias de diagnóstico e de profilaxia das principais parasitoses.
4. Comprovar a importância da problemática dos cães e gatos ao nível da saúde pública, animal e ambiental.
5. Consciencializar os proprietários, destacando a relação interactiva entre o Homem, Animal e Ambiente, direccionando a desparasitação no melhor sentido de eficiência.

Para tal, é necessário avaliar os antiparasitários, direccionando o espectro de acção a cada caso.

1. Frequência de administração associado ao modo de vida.
2. Finalidade profiláctica ou tratamento no uso dos antiparasitários estudados.

Uma estratégia para melhor compreender e resolver os problemas contemporâneos de saúde criados pela convergência humana, animal e ambiental é o conceito de “Saúde Única”. Esta abordagem vem incentivar a atuação conjunta de várias disciplinas de trabalho a nível local, nacional e globalmente, para atingir saúde ótima das pessoas, dos animais e do nosso ambiente. (AVMA, *One Health*, 2008, p. 3, 4º parágrafo).

O movimento da Saúde Única adota uma política que advoga o estreitamento de laços entre a medicina humana e a veterinária, convidando ambas profissões para ações colaborativas e investigativas que auxiliem a avaliação, o tratamento e a prevenção das doenças de transmissão inter-espécies. Além disso, estimula a discussão de estratégias, que reforcem a colaboração entre essas duas profissões, na educação médica, cuidados clínicos, na saúde pública e na investigação biomédica (AVMA, *One Health*, 2008).

Os benefícios da Saúde Única envolvem a:

- Melhoria da saúde animal e humana a nível mundial por meio da colaboração entre todas as ciências da saúde, especialmente entre as profissões da medicina humana e da veterinária, para tratar de temas cruciais;
- Reunião e discussão sobre os novos desafios globais através da colaboração entre as múltiplas profissões: medicina veterinária, medicina humana, saúde ambiental, saúde da vida selvagem e de saúde pública;
- Desenvolver centros de excelência para a educação e formação em áreas específicas, através de uma maior colaboração entre faculdades e escolas de medicina veterinária, de medicina humana e de saúde pública;
- Aumento de oportunidades para profissionais veterinários;
- Utilizar o conhecimento científico veterinário na elaboração de programas inovadores que contribuam para a melhoria da saúde. (AVMA, *One Health*, 2008, p. 2, 1º parágrafo, 2ª coluna).

1.3. Introdução

O Médico Veterinário como Educador

Segundo o Código Deontológico Médico-Veterinário, compete ao Médico Veterinário (MV) promover acções que visam o “bem-estar e saúde animal, a conservação, o melhoramento e a gestão do património animal, incluindo o da fauna selvagem, a salvaguarda da saúde pública e a protecção do meio ambiente” (Código Deontológico Médico-Veterinário, Capítulo 1, artigo 4º, ponto 3).

No exercício das suas competências o MV deverá desenvolver acções, tanto no âmbito da assistência Clínica a Animais, da Sanidade Animal, da Produção e Melhoramento Animal, como no âmbito da Higiene e Segurança Sanitária dos alimentos e da transformação tecnológica de todos os produtos de origem animal. Fará também pareceres técnicos sobre assuntos do âmbito médico-veterinário ou no âmbito de outras áreas científicas sobre as quais possua conhecimentos especializados legalmente conhecidos (Código Deontológico Médico-Veterinário, artigo 4º-3). Para tal, deverá entre outras coisas, elucidar os utentes acerca de temas da sua competência e domínio, demonstrar respeito para com os animais, evitando infringir sofrimento desnecessário em actos de contenção, tratamento, transporte e outras operações de manejo e manter-se permanentemente actualizado acerca de temas relativos às ciências veterinárias (ou a

elas relacionados) e relativos a conhecimentos científicos e técnicos específicos para o exercício da sua profissão (participando em cursos, seminários, conferências e outras actividades científicas e culturais) (Código Deontológico Médico-Veterinário, artigo 7º e 15º-1). Assim, o principal papel do MV na sociedade é lutar pela salvaguarda da saúde e do bem-estar dos Animais, que directa ou indirectamente, interagem e/ou coabitam com o Homem.

Em 1946, a OMS criou a Saúde Pública Veterinária, designando algumas atribuições para o MV: controle de zoonoses, higiene dos alimentos e os trabalhos de laboratório, de biologia e as actividades experimentais. Desde então, o Médico Veterinário tem demonstrado sua capacidade e competência para atuar nas equipes de Vigilâncias Epidemiológica, Sanitária e Ambiental.

Dentro da estrutura profissional multidisciplinar da Saúde Pública, não há dúvidas da importância do Médico Veterinário como promotor da saúde humana, sendo esta amplamente reconhecida e divulgada pela OMS, que tem solicitado, insistentemente aos países membros, a participação deste nas equipes na administração, planificação e coordenação de programas de saúde.

A prática veterinária centrada na relação das pessoas com seus animais é distinta da prática que tem como foco o animal isolado e especificamente. A primeira considera, além das condições físicas e comportamentais do animal, as condições das pessoas envolvidas, as suas rotinas, o seu potencial de responsabilidade e compromisso com os animais, buscando qualificar a relação homem – animal e, conseqüentemente, os procedimentos veterinários. O grupo social de cada animal deve ser parte integrante no processo de avaliação, de estabelecimento de diagnóstico e de indicação terapêutica veterinária. Assim, os Médicos Veterinários têm um papel importante como educadores, ensinando sobre os princípios básicos da biologia de cada espécie, cuidados necessários de manejo e sobre as condições de bem-estar do animal (Tatibana, 2009).

A abordagem dada às zoonoses deve ser multidisciplinar, envolvendo as Medicinas Humana e Veterinária. No entanto, a pouca relevância dada às zoonoses pelas escolas médicas e pelos gestores da saúde, aliada à falta de conhecimento tanto por parte dos médicos veterinários, quanto dos médicos, e a dificuldade de diálogo entre esses profissionais para reconhecer e tratar essas doenças, agrava ainda mais a situação (Grant & Olsen, 1999; Cripps, 2000; Morrison, 2001).

Capítulo 2 – Revisão Bibliográfica

2.1. Parasitas Gastrointestinais

Existe uma vasta gama de parasitas gastrointestinais de canídeos e felídeos com grande importância em Medicina Veterinária e Saúde Pública.

Neste estudo foram considerados as principais Helminthes, que incluem Nemátodes, Céstodes e Tremátodes e também Protozoários que podem representar os agentes etiológicos com grande importância como potencial zoonótico. Os principais fatores relacionados à importância destes parasitas estão directamente relacionados com a sua prevalência, patogenicidade para o hospedeiro, potencial zoonótico e uma combinação destes fatores.

Neste estudo foram consideradas as principais espécies de parasitas gastrointestinais que afetam os cães e gatos domésticos, que na sua maioria podem ser responsáveis por zoonoses. Também foram abordados os aspectos relativos ao diagnóstico coproparasitológico com o objetivo de contribuir para um maior comprometimento dos Médicos Veterinários no importante papel de agentes promotores da Saúde Pública e de difusores de informação para os proprietários de animais de companhia.

Na revisão bibliográfica apenas alguns dos géneros dos principais parasitas Gastrointestinais que infetam os cães e gatos foram abordados, sendo principalmente aqueles que devido à sua importância para a Saúde Animal e Saúde Pública mereceram especial destaque.

2.1.1. *Toxocara canis*

Ciclo de vida

Esta espécie possui o ciclo de vida mais complexo desta superfamília, com possibilidade de quatro formas de infecção. Sendo elas: Direta, através da ingestão de ovos embrionados; Pré-natal/Transplacentária; Galactogénea ou pela ingestão de hospedeiros paraténicos (aves e roedores) (Alho et al., 2010).

Este nematode apresenta cor esbranquiçada e cutícula opaca com estrias transversais, três grandes lábios e um bulbo esofágico glandular (Bowman et al., 2009). O macho apresenta um pequeno processo digitiforme na cauda, que o diferencia de *Toxascaris leonina* (Urquhart et al., 1996).

O ovo contém a L2 que é a forma que se torna infetante em temperaturas ideais, num período de quatro semanas após ter sido eliminado juntamente com as fezes. Depois de ingerido, a eclosão se dá no intestino delgado, onde a L2 passa através da corrente sanguínea, via fígado para os pulmões, local onde ocorre a muda para L3. As L2 retornam via traqueia para o intestino, onde ocorrem as duas últimas mudas. Esta forma de infecção ocorre com regularidade em cães com até três meses. Nos cachorros com mais de 3 meses de idade a migração hepatotraqueal ocorre com menor frequência, e aos 6 meses de idade praticamente cessa. As L2 seguem para uma vasta diversidade de tecidos, chegando ao fígado em 24-48 horas pela via portal (Alho et al., 2010; Urquhart et al., 1996). Nas fêmeas gestantes, ocorre infecção pré-natal, as larvas são mobilizadas cerca de três semanas antes do parto e migram para os pulmões do feto, onde mudam para L3, imediatamente antes do parto (Urquhart et al., 1996).

Nos recém-nascidos o ciclo é completado quando as larvas viajam para o intestino via traqueia, e as mudas finais ocorrem. Fêmeas infetadas geralmente abrigam larvas suficientes para infetar todas as ninhadas posteriores, mesmo que não volte a contactar com uma infecção. Algumas dessas larvas mobilizadas, no lugar de ir para o útero, concluem a migração normal na fêmea, e os parasitas adultos resultantes produzem aumento transitório, mas acentuado, na produção de ovos de *Toxocara* nas fezes nas semanas pós- parto (Urquhart et al., 1996).

Durante as primeiras três semanas há a possibilidade de infecção nas crias lactantes por ingestão da L3 no leite. Após a infecção por esta via deixa de haver migração nas crias.

Os hospedeiros paraténicos, como os roedores ou aves, podem ingerir os ovos infetantes, e as L2 seguem para seus tecidos, onde permanecem até ser ingeridas por um canídeo, quando ocorre o desenvolvimento subsequente aparentemente se restringe ao trato gastrintestinal.

As fêmeas podem reinfetar-se durante o final da gestação ou da lactação, resultando diretamente em infecção transmamária dos recém-nascidos lactantes e, uma vez estabelecida a patência, em contaminação do ambiente com ovos.

O período pré-patente por infecção direta seguida de ingestão de ovos ou larvas num hospedeiro paraténico é de 4-5 semanas.

O período pré-patente por infecção pré-natal é de 3 semanas (Urquhart et al., 1996; Bowman et al., 2009).

Patogenia/Sintomatologia

Estudos sobre a prevalência de *T. canis* em cães, têm sido realizados em vários países e demonstraram uma grande variedade de taxas de infecção, desde 5% até mais de 80%. As prevalências mais elevadas foram registadas em cães com menos de seis meses de idade, e as prevalências mais baixas em animais adultos. A distribuição ampla e de elevada intensidade de infecção com *T. canis* dependem essencialmente de três fatores. Em primeiro lugar, as fêmeas são extremamente fecundadas, conseguindo produzir cerca de 700 ovos, para cada grama de fezes por dia, e contagens de ovos de 15.000 epg não são incomuns em filhotes. Em segundo, os ovos são altamente resistentes a extremos climáticos, e sobrevivendo por anos no terreno. Em terceiro lugar, há um reservatório constante de infecção nos tecidos somáticos da cadela, sendo as larvas nestes locais insuscetíveis à maior parte dos anti-helmínticos (Urquhart et al., 1996).

Segundo Anderson et al. (2000) Larvas totalmente desenvolvidas aparecem em ovos em 9 dias, quando incubadas a 26-30°C e em 11-18 dias, quando mantida a 30°C.

A infecção acontece por ingestão de terra, alimentos ou água contaminados por ovos, saindo para a terra nas fezes dos carnívoros. Alguns investigadores têm comprovado a transmissão da larva de *T. canis* entre hospedeiros paraténicos (Baños et al., 1999; Bowman et al., 2009).

Em infecções leves a moderadas, não ocorrem sintomas durante a fase pulmonar da migração larvar. Os adultos no intestino podem causar abdómen dilatado, défice de crescimento, perda de peso e ocasionalmente diarreia, muitas vezes acompanhadas de muco ou sangue vivo. Por vezes, pode ocorrer excreção de vermes inteiros nos vómitos e/ou diarreia, sendo um sinal de alerta para os proprietários.

Numa infecção moderada, a fase de migração larvar não é acompanhada, aparentemente, de nenhum dano tecidual, enquanto as larvas adultas provocam apenas pequenas reações no intestino.

No caso de infecções graves, a fase pulmonar da migração larvar está associada a pneumonia, que por vezes é acompanhada por edema pulmonar, os vermes adultos causam enterite mucosa, pode ocorrer oclusão parcial ou completa do intestino (placa

IV) e, em casos raros, perfuração com peritonite ou em alguns casos, obstrução do ducto biliar (Urquhart et al., 1996).

Os sinais numa infecção grave, durante a migração larvar, resultam em dano pulmonar e incluem tosse, aumento da frequência respiratória, e descarga nasal espumosa. A maioria das mortes por infecção de *T. canis* ocorre durante a fase pulmonar, e filhotes que sejam fortemente infetados, via transplacentária, podem morrer em poucos dias após o seu nascimento. Alguns médicos acreditam que, pode ocorrer sintomatologia nervosa, como convulsões em animais infetados por toxocaríose (Urquhart et al., 1996).

Diagnóstico

A tentativa de diagnóstico apenas é possível, durante a fase pulmonar de infecções graves quando as larvas se encontram a migrar, e baseia-se no aparecimento simultâneo de sinais de pneumonia numa ninhada, muitas vezes, duas semanas após o nascimento. O diagnóstico pode ser feito pela observação direta do parasita ou dos ovos nas fezes. A produção de ovos é tão elevado que não há necessidade de utilizar métodos de flutuação, e são facilmente encontradas em esfregaços fecais simples ao qual se adiciona uma gota de água. Também se pode recorrer ao diagnóstico sorológico pela deteção de anticorpos (Urquhart et al., 1996).

Tratamento/Profilaxia

Os vermes adultos são facilmente removidos por tratamento anti-helmíntico, que de uma forma sucinta se resume a quadros/tabelas para cães e gatos (Anexo 5 e 6). A droga mais comumente utilizada tem sido piperazina, apesar de se encontrar em substituição por benzimidazóis, febendazol, mebendazol, combinação de febantel-pirantel-praziquantel, em cachorros com mais de 4 semanas milbemicina oxima, ou piperazina em cachorros com mais de 6 semanas, assim como associação de febendazol ou ivermectina com pamoato de pirantel (Bowman et al., 2009).

O tratamento dos cachorros deve ser iniciado às 2 semanas, com pamoato de pirantel quinzenalmente às 4, 6 e 8 semanas, para controlar infecções adquiridas por via transplacentária e galactogénea. Nos gatinhos, como não ocorre infecção transplacentária iniciam-se os tratamentos anti-helmínticos às 3 semanas, repetindo às 5 e 7 semanas. As

progenitoras devem ser desparasitadas em simultâneo, com febendazol no último terço da gestação e primeira etapa da lactação na dose de 50 mg/kg PO (Alho et al., 2010).

O controlo de toxocaríose em cães jovens segue o seguinte protocolo: todos os filhotes de 2 semanas devem tomar uma dose de anti-helmíntico, e repetir de 2 em 2 semanas até às 8 semanas de vida, mensalmente até aos 6 meses. Recomenda-se que a progenitora seja tratada em simultâneo com os filhotes, e profilaticamente com febendazol do 40º dia gestacional a 2 dias pós-parto. Uma dose adicional deve ser administrada aos dois meses de idade, para eliminar qualquer infeção adquirida a partir do leite da mãe ou no aumento de saída de ovos nas fezes nas semanas após o parto. Aos filhotes recentemente adquiridos deve ser administrado duas vezes num intervalo de 14 dias. Visto existir suscetibilidade de alguns vermes estarem presente, mesmo em cães adultos, apesar do desvio da maioria das larvas para os tecidos somáticos, é recomendado que os cães adultos sejam tratados a cada 3-6 meses ao longo das suas vidas. Tem sido demonstrado que a administração diária de doses altas de febendazol, em cadelas com três semanas de pré-parto até dois dias após o parto, é em grande parte eliminada por infeção transmamária e pré-natal dos filhotes, embora a infeção residual nos tecidos da cadela possa persistir (Urquhart et al., 1996).

Uma hipótese no controlo nos casos em que a transmissão ocorre durante a amamentação é retirar as crias da mãe e realizar o aleitamento artificial. Assim como a adequada higienização dos dejectos, e desinfecção do ambiente com borato de sódio, hipoclorito de sódio a 1% e soda cáustica a quente (Alho et al., 2010).

Importância para a Saúde Pública

A infeção pode ocorrer por ingestão de ovos embrionados (infetante), diretamente do contato com animais de companhia, do contato com solos contaminados, de vegetais mal lavados ou de larvas contidas em músculos ou órgãos de carne mal cozinhada de hospedeiros paraténicos, como galinhas, ruminantes ou suínos. O Homem pode ainda ser um hospedeiro paraténico, podendo as larvas sobreviverem por vários anos, enquistados nos tecidos (Larva Migrante Visceral, LMV). O termo complementar é larva migrans cutânea, para infeções por larvas de "estrangeiro" que se limitam à pele. Ocorre com maior frequência em crianças que tiveram contato próximo com animais domésticos, ou que tenham frequentado áreas, como parques públicos ou jardins, onde há contaminação do solo por fezes de cães. Estudos de tais áreas, em muitos países têm

mostrado quase invariavelmente a presença de ovos viáveis de *T. canis* em cerca de 10% de amostras de solo. Apesar deste elevado risco de exposição à infecção, a incidência de casos clínicos é baixa. Em muitos casos, a invasão das larvas é limitada ao fígado, e pode dar origem a hepatomegalia e eosinofilia, mas em algumas ocasiões uma larva escapa para a circulação e chega a outro órgão, mais frequentemente o olho (Larva Migrante Ocular, LMO). O controlo da larva migrans visceral é baseado no protocolo anti-helmíntico, na eliminação segura de fezes de cães em casas e jardins, e no limitado acesso dos cães em áreas onde as crianças brincam, como parques públicos (Urquhart et al., 1996).

Um estudo realizado na Venezuela indica que foram encontrados ovos de parasitas de *Toxocara spp.*, entre outros helmintes em amostras do solo, quer em zonas rurais (parques e praças), concluindo que o solo é uma importante fonte de contaminação para os humanos (Devera R. et al., 2007).

2.1.2. *Toxocara cati*

Ciclo de vida

Semelhante a *T. canis*, o ciclo evolutivo de *T. cati* é migratório, quando ocorre por ingestão das L2 no ovo, e não-migratório após a infecção transmamária por L3 ou após a ingestão de um hospedeiro paraténico. No entanto, ao contrário de *T. canis*, não ocorre infecção transplacentária (Alho et al., 2010).

O período pré-patente desde a infecção pelo ovo é cerca de 8 semanas (Urquhart et al., 1996).

Patogenia/Sintomatologia

A epidemiologia depende de um reservatório de larvas nos tecidos da mãe, as quais são mobilizadas no final da gestação e excretadas no leite durante todo o período de lactação. O hospedeiro paraténico também tem notável importância, devido ao forte instinto de caça nos gatos. Não ocorre exposição a esta última via de infecção, a menos que os gatinhos comecem a caçar sozinhos ou a compartilhar a presa da mãe (Urquhart et al., 1996).

Pelo fato da maior parte das infecções ser adquirida ou no leite materno ou por ingestão de hospedeiros paraténicos, não ocorre fase migratória, e quaisquer modificações usualmente limitam-se ao intestino (Urquhart et al., 1996).

As manifestações que usualmente ocorrem são: aumento de volume abdominal, diarreia, vômito, anorexia, pelagem feia, crescimento escasso e perfuração gástrica com presença de parasitas adultos na cavidade abdominal (Traverso D. et al., 2012; Urquhart et al., 1996).

Diagnóstico

A detecção de ovos é feita pelo método de flutuação fecal. O ovo é subglobular e com casca espessa, escavada e quase sem cor, é característico nas fezes de gatos (Urquhart et al., 1996).

Toxocara cati é um parasita de grande dimensão, de coloração branca, muitas vezes, ocorrendo como uma infecção mista com *Toxascaris leonina*. A distinção é facilmente feita entre os dois no exame de estado geral (macroscopicamente) ou através da observação por uma lupa, quando se observa que as asas cervicais de *T. cati* possuem forma de cabeça de seta, com as margens posteriores quase em ângulo reto com o corpo, enquanto as de *Toxascaris* se afinam gradativamente no corpo. O macho, como o de *T. canis*, tem um pequeno processo digitiforme na ponta da cauda (Urquhart et al., 1996).

Tratamento/Profilaxia

Deve-se proceder ao tratamento quando são observados ovos. Segundo Urquhart et al. (1996) o tratamento é semelhante ao descrito em *T. canis* em cães, acima descrito.

Importância para a Saúde Pública

Visto a primeira infecção ser adquirida durante o período de aleitamento, o controle completo baseia-se na remoção dos gatinhos da mãe e no aleitamento artificial. Na maior parte dos casos, consegue-se o controle pela administração prematura e repetida de anti-helmínticos aos gatinhos no esquema aconselhado para *T. canis* em cachorros.

O *T. cati* é relatado como uma causa rara de LMV no homem e LMO (Urquhart et al., 1996).

2.1.3. *Toxascaris leonina*

Apesar de ser comum, não é tão importante quanto o género *Toxocara*, pois a sua fase parasitária é não-migratória limitando-se ao intestino delgado dos seus hospedeiros definitivos.

Ciclo de vida

O seu ovo desenvolve-se rapidamente no exterior, demorando, geralmente, uma semana a atingir o estado infectante (L2), (Baños et al, 1999) contrariando as 4 semanas que decorrem no ciclo biológico de *Toxocara*, traduzindo uma maior probabilidade de descobrir este parasita em animais mais velhos (Bowman et al., 2009).

A infecção ocorre por ingestão da L2 no ovo ou como larvas nos tecidos dos hospedeiros paraténicos (camundongos), onde a larva eclode, invade a mucosa intestinal e aí se desenvolve, acontecendo uma muda, para em pouco tempo regressar ao lume intestinal. O período pré-patente é de cerca de 11 semanas, nessa altura o parasita já adulto está então preparado para iniciar a postura de novos ovos (Urquhart et al, 1996 e Baños et al, 1999).

Visto não existir fase migratória, cingindo-se esta à parede da mucosa, não existe a acumulação de larvas somáticas e a transmissão transplacentária e transmamária do parasita. No entanto, caso ocorra a ingestão de ovos embrionados por parte de algum hospedeiro paraténico (roedores, por exemplo), a larva vai eclodir, penetra na mucosa intestinal e posteriormente migra pelos tecidos adjacentes, onde já transformada em L3 se vai enquistar e permanecer inibida no estágio infetante. Permitindo, deste modo, uma infecção posterior, aquando da ingestão do hospedeiro paraténico por parte de um definitivo, funcionando quase como um hospedeiro intermediário (Baños *et al*, 1999).

Patogenia/Sintomatologia

A sintomatologia clínica nos animais é a mesma que afeta os ascarídeos. Nos cães os parasitas adultos provocam o emagrecimento, fraqueza em animais e problemas no crescimento dos animais jovens, e por vezes, obstrução intestinal. Enquanto nos gatos

provoca enterite com vômito e diarreia, por vezes hemorrágica (Traversa D. et al., 2012; Urquhart et al., 1996).

A persistência da infecção do *T.leonina* em colônias de canídeos, razoavelmente em boas condições e controlo sanitário pode ser explicado pelo veloz desenvolvimento dos ovos (Bowman et al.,2009).

O ciclo biológico deste parasita também é descrito pelo brusco desenvolvimento da fase larvar infecciosa e pela acessível capacidade de parasitar os hospedeiros paraténicos, que conseqüentemente constituem um enorme problema para o aumento da prevalência nos canídeos e contaminação do meio ambiente.

A sua prevalência oscila desde números perfeitamente residuais até valores que podem chegar aos 20%, no entanto, é praticamente sempre inferior ao do *T.canis* (Baños et al, 1999).

Diagnóstico

O diagnóstico é idêntico ao descrito para o *T.canis*, onde os ovos podem ser observados pelo método de flutuação fecal (Foreyt et al., 2001).

O exame macroscópico, através da observação à lupa do parasita adulto, é praticamente indistinguível do *Toxocara canis*, apresentando como única diferença a presença de um processo digitiforme na extremidade da cauda do *T.canis* macho, (Urquhart et al., 1996) e ao contrário do *T.canis*, não possuem ventrículo esofágico. (Baños et al, 1999; Bowman et al., 2003) No caso do gato, distingue-se do *T. cati* pelo formato das asas cervicais, lanceoladas no *Toxascaris* mas em forma de ponta de flecha no *T. cati* (Urquhart et al., 1996).

O ovo possui cápsula espessa e lisa, sendo facilmente identificado nas fezes de cães e gatos (Urquhart et al., 1996). Não apresenta opérculos, a sua cápsula é pálida e o seu conteúdo é de cor castanho amarelado, não segmentado, deixando espaços vazios em ambos os extremos (Baños et al, 1999; Bowman et al., 2003).

Tratamento/Profilaxia

As medidas recomendadas para o controle de *Toxocara* também têm efeito sobre *Toxascaris*. Uma vez que os dois principais reservatórios de infecção são larvas na presa ou ovos no solo, o controle tem que se fundamentar no tratamento de infecção por

vermes nos animais hospedeiros e numa higiene adequada para limitar a possibilidade de aquisição de infecção por ingestão de ovos (Urquhart et al., 1996).

Importância para a Saúde Pública

Este parasita não apresenta qualquer expressão do ponto de vista zoonótico.

2.1.4. *Ancylostoma caninum*

Ciclo de vida

O ciclo de vida é direto e permitidas as condições ideais os ovos podem eclodir e desenvolver até L3 (forma infectante) em menos de cinco dias, sob condições ótimas de temperaturas de 25°-30°C. O desenvolvimento termina com temperaturas abaixo de 15°C e acima de 37°C. As larvas L3 infetantes que não penetram no hospedeiro morrem ao fim de 1-2 meses. As zonas sombreadas, solos mal drenados, calor e humidade são condições ótimas para o desenvolvimento e sobrevivência deste último estadio (Alho et al., 2010; Bowman et al., 2009).

As infeções podem ocorrer através da penetração cutânea ou por ingestão. No caso das infeções percutâneas, as larvas migram através da corrente sanguínea até aos pulmões, onde ocorre a muda para L4 e realizam migrações pulmonares até à traqueia, e em seguida, são deglutidas e passam para o intestino delgado onde ocorre a muda final e atinge a forma adulta. O período pré-patente é de 4 a 5 semanas (Alho et al., 2010).

No caso das infeções por ingestão das larvas, estas podem penetrar na mucosa bucal e passam a migração pulmonar, como está descrito acima, ou passar direto para o intestino e tornarem-se patentes. O período pré-patente é de 14-21 dias. Estes parasitas fazem ovopostura prolífera e um cão infectado pode passar milhões de ovos por dia durante várias semanas (Alho et al., 2010; Urquhart et al., 1996).

Depois da cópula no intestino, inicia-se a eliminação dos ovos nas fezes, que pode acontecer cerca de 2 semanas após a ingestão de larvas e cerca de um mês após a penetração da pele por larvas (Bowman et al., 2009).

Uma característica importante da infecção por *A. caninum* é que, em fêmeas suscetíveis, uma proporção das L3 que alcançam os pulmões, migram para os músculos esqueléticos, onde permanecem latentes até a fêmea se encontrar gestante. Sendo então

reativadas (stress, doenças concomitantes e administração de corticoesteróides) e, ainda como L3, são eliminadas no leite das cadelas durante um período de cerca de três semanas após o parto, podendo infectar os cachorros nesta fase ou ainda *in utero*. Esta infecção transmamária é frequentemente responsabilizada pela anemia severa em ninhadas na sua segunda ou terceira semana de vida. A infecção da cadela numa única ocasião, tem capacidade para futuras infecções transmamárias em, pelo menos, três anos consecutivos de ninhadas (Alho et al., 2010; Bowman et al., 2009; Urquhart et al., 1996).

Patogenia/Sintomatologia

Os ancilostomídeos são essencialmente hematófagos, no entanto, cada vez mais se têm vindo a considerar as suas características histiófagas (Baños et al., 1999).

Os sinais da infecção aguda incluem anemia, anorexia, perda de peso, desidratação, má absorção, emaciação, edema, lesões cutâneas, aumento neutrófilos circulantes, ocasionalmente pode ocorrer dificuldade respiratória. As crias intensivamente infectadas, geralmente apresentam diarreia, melena, vômito, podendo culminar com a morte (Dunn & Greiner et al., 2005).

O género predominante nos países tropicais é o *Ancylostoma*, nos países não tropicais, a espécie mais comum é *U. stenocephala*.

Alguns parasitologistas consideram que talvez sejam os parasitas mais patogénicos dos carnívoros jovens (Dunn & Greiner, 2005).

Em áreas endémicas, a doença é mais comum em cães com menos de um ano de idade. Em animais mais velhos, o desenvolvimento gradual da resistência etária faz a doença clínica ser menos provável, particularmente em cães criados em áreas endémicas cuja resistência etária é reforçada pela imunidade adquirida (Urquhart et al., 1996).

A epidemiologia é associada às duas principais origens de infecção, transmamária em filhotes e a percutânea ou oral do ambiente.

Um aspeto importante da infecção transmamária é que esta doença pode ocorrer em filhotes em amamentação criados em um ambiente limpo e nutrido por uma fêmea que tenha sido recentemente tratada com um anti-helmíntico e tenha uma contagem de ovos nas fezes negativa (Urquhart et al., 1996).

A contaminação do ambiente é mais provável quando os cães defecam na relva ou na terra onde a humidade também protege as larvas assim como a luz solar.

Em tais superfícies as larvas podem sobreviver por algumas semanas. Em contraste, superfícies impermeáveis secas, particularmente se expostas à luz solar, são letais para as larvas dentro de um ou dois dias. A habitação é também importante como fonte de contaminação assim como a incapacidade de eliminar roupa de cama suja, especialmente em canis húmidos ou em pavimentos porosos ou rachados, podendo levar a uma acumulação maciça de formas infectantes (Urquhart et al., 1996).

Uma fêmea adulta de *A. caninum* pode colocar 7.000 - 28.000 ovos por dia. Os ovos desenvolvem-se na presença de oxigénio quando a humidade e temperatura também são favoráveis, uma vez que não se desenvolvem no centro de fezes contaminadas, mas podem fazê-lo quando as fezes são quebradas por artrópodes, minhocas, chuva ou outros meios mecânicos. Os ovos e larvas de vida livre de *A. caninum* são relativamente sensíveis ao congelamento (Dunn & Greiner et al., 2005).

Quanto maior a dose de larvas infectantes, menor é a percentagem de parasitas que se desenvolve até à fase adulta (Dunn & Greiner et al., 2005).

Os ovos recém-eliminados necessitam de condições adequadas de temperatura, humidade e oxigenação para o conveniente desenvolvimento da L1 (Baños et al., 1999). A primeira e segunda fase de *A. caninum* são caracterizadas por larvas rãbitiformes com afilamento, apontou caudas. Ambas se alimentam de bactérias e outros microrganismos até atingirem a forma infectante, a L3, que, a temperaturas ideais (25-30°C), demora sensivelmente uma semana. Apresenta uma forma típica de larva de estrogilídio ou filiforme e está envolvida por uma cutícula, remanescente da L2, que lhe confere protecção contra a dissecação e alguns agentes químicos (Baños et al., 1999; Dunn & Greiner et al., 2005).

Os ovos aparecem pela primeira vez nas fezes 15-18 dias após infeção em cães jovens, por vezes um pouco mais moroso em cães mais velhos, em que poucos vão amadurecer. Os adultos podem viver alguns meses a 2 anos no máximo (Dunn & Greiner et al., 2005).

Diagnóstico

A sintomatologia clínica e a anamnese são peças fundamentais para chegar a um bom diagnóstico, assim como o auxílio por parte dos exames complementares, nomeadamente, hematológicos e coprológicos (Urquhart et al., 1996).

Geralmente aconselha-se a recolha de fezes de 3 dias, preferencialmente alternados. Nos animais as infeções por parasitas são diagnosticados por flutuação fecal com posterior observação microscópica, para deteção dos ovos, ou ainda por técnica de McMaster (Alho et al., 2010). Altas contagens de ovos de parasitas fecais são uma confirmação valiosa do diagnóstico, excetuando em casos que crias sejam lactantes. Nesse caso podem apresentar sinais clínicos graves antes de ovos serem detetados nas fezes. Embora alguns ovos de ancilostomatídeos nas fezes confirmem a evidência de infeção, não indica necessariamente que um cão esteja infetado por *Ancylostoma* (Urquhart et al., 1996; Baños et al., 1999).

Outro meio de diagnóstico é a identificação de larvas, que é possível através da realização de coprocultura. Os adultos podem ser diferenciados pela sua morfologia (no exame *post mortem*), com a ajuda de chaves dicotómicas.

Tratamento/Profilaxia

O controlo efetivo de ancilostomídeos no meio ambiente, principalmente em quintais e jardins, não é fácil de se alcançar. Esta dificuldade deve ser suportada com a combinação de diversos fatores (Dunn & Greiner et al., 2005):

a) Terapêutica veterinária animal, com protocolos profiláticos com anti-helmínticos efetivos, e de forma simultânea no caso de existir mais do que um animal por casa;

b) Desinfecção do meio, já contaminado;

c) Higiene e sanidade diária dos espaços ocupados pelos animais de companhia.

Deve ser evitado o contacto direto com solo contaminado;

Deve ser usado calçado adequado quando se trabalha em locais possivelmente infetados (ou luvas quando se faz jardinagem);

Dada a possível infeção por ingestão de formas infetantes, deve redobrar-se o cuidado com a água, fervendo-a sempre que haja suspeitas de contaminação. Também a sua utilização deve ser restrita, não a utilizando na lavagem de alimentos;

Deve ser feita uma lavagem cuidada das mãos antes das refeições e sempre que se entra em contacto com o solo ou com outras possíveis fontes de infeção.

Os cães infectados devem ser tratados com antihelmínticos, tais como o mebendazol, fenbendazol e nitroscanato, com o objetivo de eliminar os dois estágios adultos e intestinais em desenvolvimento; várias avermectinas têm atividade similar.

Se a doença for grave, é aconselhável administrar ferro por via parenteral e garantir que tenha uma dieta rica em proteína. Filhotes jovens podem necessitar uma transfusão sanguínea. Crias desmamadas e cães adultos devem ser tratados a cada três meses. Cadelas gestantes devem ser tratadas pelo menos uma vez durante a gravidez e ninhadas pelo menos duas vezes, com 1-2 semanas de idade e novamente 2 semanas mais tarde, ou idealmente administrados a cada 2 semanas até 2 semanas após o desmame (Urquhart et al., 1996; Dunn & Greiner et al., 2005).

Uma hipótese no controlo nos casos em que a transmissão ocorre durante a amamentação é retirar as crias da mãe e realizar o aleitamento artificial. Assim como a adequada higienização dos dejetos, e desinfecção do ambiente com borato de sódio, hipoclorito de sódio a 1% e soda cáustica a quente (Alho et al., 2010).

Para além de albendazole, benzimidazóis, praziquantel. Se a doença for grave recomenda-se a administração de ferro e dieta rica em proteínas e em cachorros muito novos poderá ser necessário, transfusão sanguínea (Urquhart et al., 1996).

Idealmente, as fezes devem ser removidas diariamente e nunca devem ser deixadas por apanhar nos locais onde os animais ou os humanos passam o tempo. As larvas de ancilostomídeos são sensíveis à luz direta do sol, à dissecação e a temperaturas extremas. A existência de ervas ou de outras plantas, pode constituir uma proteção eficaz. Por esse motivo, as zonas floridas ou relvadas devem-se ser locais a evitar ter os animais de estimação (Dunn & Greiner et al., 2005).

A utilização de pavimentos cobertos por betão ou gravilha, atenua a sobrevivência dos referidos parasitas e ainda facilita a sua limpeza. Em alternativa pode ainda ser usado piso com grelhas. Não deve exibir fendas e deve apresentar-se seco e limpo, mantas ou outras roupas devem ser eliminadas diariamente, para posterior desinfecção. A luz do sol deve incidir em todas as áreas críticas, no mínimo 2 horas por dia, com o objetivo de as manter sempre secas e impedir o desenvolvimento das larvas. As fezes devem ser removidas com uma pá antes de usar a mangueira (Dunn & Greiner et al., 2005; Urquhart et al., 1996).

Em áreas muito contaminadas é aconselhado o uso de soluções saturadas de cloreto de sódio (670g de NaCl, por cada 3,79 L de água) ou o uso de borato de sódio (na taxa de 0,5 Kg/) diretamente sobre a terra, gravilha ou superfícies de betão (Baños et al., 1999; Bowman et al., 2003; Dunn & Greiner et al., 2005). A desvantagem desta solução é o fato de destruir todo o tipo de vegetação presente, não devendo, por esse motivo, ser utilizado em jardins ou relvados (Bowman et al., 2003; Dunn & Greiner et al., 2005).

Estudos mais antigos relatam que diclorvos resinado (insecticida organofosforado) interfere com o desenvolvimento de larvas de primeiro e segundo estadio de *A. caninum*. (Bowman et al., 2003). Em zonas pavimentadas, jaulas ou canis, deve-se proceder à remoção de todo o tipo de matéria orgânica, seguido de lavagem com solução de hipoclorito de sódio a 1%. Esta solução, apesar de não matar as larvas directamente, deixa-as livres das suas bainhas, ficando estas mais susceptíveis à dissecação e a outros fatores ambientais desfavoráveis (Bowman et al., 2003).

No caso de canis com grande número de animais, não só a sanitização é importante, mas também a densidade em que os animais se encontram se torna fundamental. Conceder uma área adequada a cada animal, de modo a impedir o contacto contínuo com fezes, é tão importante como a limpeza frequente para minimizar a infeções recorrentes, pois nunca se consegue manter o local completamente livre de fezes (Dunn & Greiner et al., 2005).

Importância para a Saúde Pública

Pode ser adquirida por contacto directo da pele com materiais contaminados, como o solo.

Existem três apresentações clínicas de Ancilostomoses, em humanos: Ancilostomose humana clássica, a Larva Migrante Cutânea (LMC) e Enterite Eosinofílica.

As lesões podem incluir pápulas, assim como dermatites não específicas, vesículas (doloroso), eritemas e são intensamente pruriginosas, particularmente à noite. As infeções bacterianas secundárias podem ocorrer em algumas situações. As larvas de *A. caninum* podem penetrar para além da epiderme, migrando para os músculos, resultando em miosites com inchaço persistente. Essas larvas podem também causar sinais sistémicos, foliculite e alcançar até o olho (OIE, 2005).

Medidas de controlo a ter em conta: Evitar contacto directo com solo contaminado; usar calçado adequado quando se atrapalha em locais possivelmente infectados; ferver água sempre que haja suspeitas de contaminação; lavagem cuidada das mão antes das refeições e sempre entre em contacto com solos ou possíveis fontes de infecção (Nabais et al., 2008).

2.1.5. *Ancylostoma tubaeforme*

O seu ciclo de vida, assim como o tratamento deste ancilóstoma que afecta gatos é similar ao do parasita *Ancylostoma caninum* que afecta cães. Com a diferença que não há evidência de infecção transmamária (Urquhart et al., 1996).

Estudos indicam uma maior tendência na taxa de infeções em gatos de 1-5 anos de idade comparativamente com gatinhos. As lesões em gatos variam de enterites, hemorragias, fezes diarreicas, perda de peso, anemia regenerativa, caquexia e por vezes culminando com a morte do animal (Traversa D. et al., 2012).

Dermatites interdigitais, lesões pulmonares em infeções graves, anemia e pelagem rara.

Diagnóstico: Detecção de ovos na flutuação fecal.

2.1.6. *Uncinaria stenocephala*

Uncinaria stenocephala pode ser encontrado no intestino delgado de cães, gatos e outros carnívoros selvagens. Este é, vulgarmente, mais pequeno que *Ancylostoma caninum* e no interior da sua cápsula bucal existem duas placas cortantes grandes e quitinosas, no local dos dentes, apresenta cor branca acinzentada. É mais comum em climas temperados, sendo constante a sua identificação em Portugal (Bowman et al., 2009).

Ciclo de vida

Larvas de *Uncinaria stenocephala* perdem as suas bainhas no estômago em 18 horas e invadem as glândulas mucosas da região pilórica do estômago (19,2%) e a mucosa do duodeno (70,5%). Algumas larvas podem ser encontradas na mucosa do íleo e algumas permanecem no lúmen do intestino. Dois dias após a infecção, as larvas encontram-se no lúmen do intestino delgado e são submetidas à terceira muda. Em 7-9 dias a muda final é iniciada e em 10 dias, todos os vermes são encontrados no quinto estágio (Anderson et al., 2000).

Ciclo de vida semelhante ao de *Ancylostoma caninum*, com a excepção que a via de infecção é oral sem migração pulmonar. Sendo ainda capazes de realizar penetração

cutânea, mas geralmente não completam o seu desenvolvimento. O período patente é de 15 dias (Alho et al., 2010; Urquhart et al., 1996).

Patogenia/Sintomatologia

A infecção oral é mais frequente, comparativamente à infecção percutânea, que quando se sucede não é seguida de migração traqueal, não finalizando, por norma, o seu desenvolvimento. Não existem evidências que ocorra infecção placentária ou galactogénica (Baños et al., 1999; Dunn & Greiner et al., 2005).

U. stenocephala não apresenta grande poder hematófago, não sendo culpável por grandes anemias, no entanto, pode ser responsável por outro tipo de doenças entéricas, abrangendo diarreias com muco e enteropatias por perda de proteínas (Baños et al., 1999).

Sintomas como anemia, hipoalbuminém, acompanhados de diarreia, anorexia e letargia, foram registrados em filhotes fortemente infectados. Provavelmente a lesão mais comum em cães é a dermatite pedal, afectando particularmente a pele interdígital (Anderson et al., 2000).

A sua prevalência é maior em cães com mais de 3 anos de idade do que em cachorros com menos de 4 meses (Traversa et al., 2012).

U. stenocephala é muito mais resistente a temperaturas baixas, possuindo também uma menor temperatura óptima (cerca de 20°C) de desenvolvimento de todos os estadios de vida livre, quando comparado com *A. caninum*. (Baños et al., 1999; Urquhart et al., 1996).

Caso haja a infecção de algum hospedeiro paraténico, tanto por via oral como por via cutânea, a larva não se vai desenvolver por completo, mas vai migrar até aos tecidos onde vai entrar em latência, voltando mais tarde, a ser reactivada. *U. stenocephala*, à semelhança do *A. caninum*, é encontrado frequentemente nos músculos do hospedeiro.

Diagnóstico

Nos animais as infeções por parasitas são diagnosticados por flutuação fecal e detecção dos ovos, ou por ELISA.

U. stenocephala não apresenta dentes, apenas duas placas de corte na sua cavidade bucal, possuem os pólos diferentes e as paredes tendem a ser paralelas. No interior,

possuem blastómeros largos (Banões et al., 1999; Dunn & Greiner et al., 2005; Urquhart et al., 1996).

Tratamento/Profilaxia

Os cães afetados devem ser tratados regularmente com anti-helmínticos, como o mebendazol, febendazole e nitroscanato (várias avermectinas têm actividade semelhante), simultaneamente com higienização dos espaços. Se a doença for grave, é aconselhável dar ferro parenteral e garantir que a fêmea tenha uma dieta rica em proteína. Filhotes podem necessitar de uma transfusão sanguínea.

Cadelas gestantes devem ser tratadas, pelo menos, uma vez durante a gestação e as crias, pelo menos duas vezes, com 1-2 semanas de idade e novamente, duas semanas mais tarde (Urquhart et al., 1996).

Importância para a Saúde Pública

Tal como *A. caninum*, o Homem pode infectar-se através da ingestão de larvas infectantes, ou através de penetração cutânea destas, provocando a *larva migrans cutaneae* (LMC) (Bowman et al., 2010).

2.1.7. *Trichuris vulpis*

Afecta cães, canídeos selvagens e raramente gatos são infectados. Infecções graves podem irritar o intestino grosso, particularmente ceco, e causar diarreia, às vezes com sangue. Os ovos podem sobreviver até 2 anos no terreno. Apresenta um período pré-patente de 3 meses e os anti-helmínticos eliminam os vermes adultos, o cão deve ser tratado profilaticamente a cada 3 meses (Shapiro, et al., 2010).

Ciclo de vida

O estágio infectante é a L1 no ovo, que se desenvolve em um ou dois meses após a sua eliminação nas fezes, dependendo da temperatura. Em condições ideais, podem sobreviver por vários anos (Urquhart, et al. 1996).

Os ovos quando eliminados nas fezes contêm apenas uma única célula e não são infectantes (Bowman et al., 2009).

A larva infetante L1 desenvolve-se no interior do ovo em 8 a 11 dias a temperaturas de 33°-38°C, mas pode durar meses sob condições extremas. Os ovos têm uma viabilidade de meses a anos em solos húmidos, sendo vulneráveis à dissecação, temperaturas extremas e a radiação ultra-violeta. Após ingestão dos ovos com L1, ocorre digestão dos opérculos e libertação das larvas que penetram nas glândulas da mucosa cecal, onde se alimentam de tecidos (histiófagas) e sangue (hemófagas), onde realizam 4 mudas (Alho et al., 2010; Baños et al., 1999).

Os adultos emergem e ficam na superfície da mucosa com a extremidade anterior cravada na mucosa. O período pré-patente varia de 6 a 12 semanas, dependendo da espécie (Urquhart, et al. 1996).

Patogenia/Sintomatologia

Uma vez ingerido pelo hospedeiro definitivo, os ovos eclodem e as larvas resultantes vivem no intestino delgado, sendo nesta fase assintomáticos, estando a manifestação dos seus sintomas relacionados com a intensidade da infecção, com a localização dos parasitas no intestino e com fatores intrínsecos do hospedeiro (por exemplo, idade, condição corporal, presença ou não de outra infecção parasitária).

Caso haja manifestações clínicas, os sinais típicos de tricurirose passam normalmente por: diarreia com hematoquésia, muco e tenesmo, desconforto abdominal, picacismo, desidratação, perda de peso, mau estado do pêlo, por vezes anemia, podendo, em casos complicados, chegar a ocorrer a morte do animal (Baños et al., 1999; Bowman et al., 2009).

Os aspectos mais importantes deste parasita, é a longevidade dos ovos, que depois de três ou quatro anos ainda podem sobreviver como reservatórios de infecção em canis (Urquhart, et al. 1996).

Os ovos de *T. vulpis* são prevalentes em áreas de solo húmido, obscuras, que foram contaminadas por fezes caninas (Bowman et al., 2009).

Os ovos em condições óptimas (28-32°C) são infectantes ao fim de 9 ou 10 dias. Se a temperatura for um pouco mais baixa podem durar dois meses a embrionar. Os ovos infectantes podem permanecer viáveis durante mais de 5 anos e tolerar o frio até aos -20°C (Rochette, 2003).

Em Portugal, Torres et al. (2000) apresenta uma prevalência de 11,5% para tricurídeos, incluindo *T. vulpis* e *E. aerophilus*.

Diagnóstico

A Tricuriose é normalmente diagnosticada com base na história pregressa do animal, nos seus sinais clínicos e através da presença dos seus característicos ovos nas fezes. O seu diagnóstico coprológico, em comparação com os outros nemátodes descritos anteriormente, é talvez o mais difícil, dada a maior densidade específica dos seus ovos, no entanto, os métodos de flutuação continuam a ser a primeira escolha.

Os ovos de *T. vulpis* são de cor amarelo-acastanhado, ovalados em forma de limão, a sua casca é lisa e contém um opérculo característico em cada pólo (Baños et al., 1999). Os adultos são capilariformes em formato de “chicote”, com a parte anterior fina e capilar e a parte posterior robusta (Bowman et al., 2009).

Tratamento/ Profilaxia

A forma mais fácil e barata de garantir esse objetivo, passa pela simples remoção das fezes dos canídeos dos campos e áreas onde eles costumam defecar, o mais precocemente possível. Ovos no meio ambiente são difíceis de eliminar. (ao glutaraldeído a 2% ou à solução de hipoclorito de sódio a 1%) esterilização por vapores, e luz solar pode ajudar em situações de canis.

Exames coprológicos periódicos, e desparasitações frequentes com Fenbendazole, Ivermectina, Mebendazole, Milbemicina oxima, febantel e a moxidectina. Uma vez que o ovo é muito resistente, ocorre frequentemente, reinfecção, em ambientes contaminados (Bowman et al., 2009), daí a grande importância na adequada limpeza do ambiente.

Importância para a Saúde Pública

Apesar de o *T.vulpis* ser pouco reportado em humanos é considerado uma zoonose, porque se tem constatado a associação da infecção por contacto com animais contaminados. Os pacientes apresentam diarreia crónica de intestino grosso, dor

abdominal, náuseas e perda de peso. O diagnóstico é realizado pela observação microscópica de ovos de *T. vulpis* nas fezes.

O homem infecta-se por falta de cuidado ao manipular os meios de transmissão, nomeadamente alimentos mal lavados e nas crianças quando brincam com a terra em actividades ao ar livre ou com animais.

2.1.8. *Strongyloides stercoralis*

Afecta maioritariamente animais jovens, e embora de pouca significância patogénica, em determinadas circunstâncias podem dar origem a grave enterite. Macroscopicamente, apresenta forma capiliforme, delgada. Microscopicamente, apresenta um longo esófago que pode chegar até um terço do seu comprimento corporal. Os ovos são ovais de casca fina e pequena (Urquhart et al., 1996).

O ciclo evolutivo é único entre os nemátodes de importância veterinária, sendo capaz de ciclos reprodutivos tanto parasitário como de vida livre. A fase parasitária é inteiramente composta de fêmeas no intestino delgado, que colocam ovos larvados por partenogénese, isto é, desenvolvimento a partir de um ovo não-fertilizado. Após a eclosão, as larvas podem desenvolver-se, através de quatro estágios larvais, em machos e fêmeas adultos de vida livre, e isto pode ser acompanhado por uma sucessão de gerações de vida livre. Em determinadas condições, possivelmente relacionadas a temperatura e humidade, as L3 podem tornar-se infectantes, penetrando o hospedeiro via cutânea ou por ingestão e migração via sistema venoso, pulmões e traqueia, desenvolvendo-se em fêmeas adultas no intestino delgado. O período pré-patente é de 8 a 14 dias.

A penetração cutânea por larvas infectantes pode provocar uma reacção eritematosa. A passagem de larvas através dos pulmões resulta em pequenas hemorragias múltiplas visíveis sobre a maior parte das superfícies pulmonares.

Os parasitas maduros são encontrados no duodeno e no jejuno proximal e, se presentes em grandes quantidades, podem causar inflamação com edema e erosão do epitélio, resultando numa enterite catarral com diminuição da digestão e da absorção.

Em animais muito jovens pode observar-se diarreia, anorexia, apatia, broncopneumonia, perda de peso ou taxa de crescimento reduzida e dermatites (Urquhart et al., 1996).

O calor moderado e a humidade favorecem o desenvolvimento e permitem o acúmulo de grandes quantidades de estágios infectantes.

O diagnóstico pode ser realizado por flutuação fecal (fezes frescas), ovos larvados e larvas nas fezes. A Técnica de Baermann para larvas, raspagem de pele quando há dermatites envolvidas. Não ocorre infecção transplacentária nem transmamária (Shapiro, et al., 2010). Os ovos não apresentam opérculo polar, são ovóides, com paredes delgadas, apresentando uma larva L1 no seu interior (Urquhart, et al., 1996). Com poder zoonótico, sendo a maior parte das vezes assintomático, tendo capacidade para causar LMV (Alho et al., 2010). Podendo ser fatal em casos de doentes imunodeprimidos ou pessoas em tratamento com corticoesteróides.

2.1.9. *Dipylidium caninum*

Ciclo de vida

Os proglótides grávidos são libertados nas fezes, e os ovos são expelidos para o exterior. Se forem ingeridos por um hospedeiro intermediário adequado, os ovos eclodem e os embriões hexacantos penetram na parede intestinal, migrando para o fígado, peritoneu e músculos esqueléticos e cardíacos. É, nestes tecidos, que o embrião hexacanto cresce, diferenciando-se em L2 (estadio infetante), formando uma vesícula com fluído (quisto hidático). Este quisto é posteriormente ingerido pelo hospedeiro definitivo (Bowman et al., 2009).

No caso do *D. caninum*, os ovos permanecem habitualmente no interior de cápsulas ovíferas dentro do próglote, o que torna difícil a observação de ovos livres nas fezes e infectantes para o hospedeiro intermediário (Bowman et al., 2003).

O parasita adulto habita no intestino delgado do hospedeiro definitivo, enquanto a larva do tipo cisticercoide desenvolve-se na pulga (*Ctenocephalides canis*, *Ctenocephalides felis* e *Pulex irritans*) ou por piolhos mastigadores (*Trichodectes canis*), sendo que a infecção do hospedeiro definitivo ocorre por ingestão destes hospedeiros intermediários. O seu período de pré-patência pode durar apenas 2 ou 3 semanas, enquanto o de patência pode durar até 3 anos (Bowman et al., 2003).

No caso do *Dipylidium caninum*, os ovos são ingeridos por larvas de pulgas (*Ctenocephalides spp.* e *Pulex irritans*) ou por piolhos mastigadores (*Trichodectes canis*) (Acedo et al., 1999). Apresentam um período pré-patente de aproximadamente 3 semanas (ESCCAP, 2010). Ao contrário das pulgas adultas, que possuem as peças bucais completamente adaptadas à sucção, as suas larvas têm peças bucais mastigadoras

simples, alimentando-se de matéria orgânica, na qual podem estar incluídos ovos do céstode. Os cisticercóides daí resultantes, sobrevivem à metamorfose do seu hospedeiro até que, já no adulto, quando o metacéstode está completamente desenvolvido, a pulga pode então ser ingerida pelo cão, completando assim o seu ciclo (Acedo et al., 1999).

Estes parasitas possuem ainda uma capacidade inexistente entre os nematodes e de extrema utilidade, o hermafroditismo, que por seu turno lhes permite proceder à sua própria auto-fecundação. Em relação ao desenvolvimento dos metacéstodes de *D. caninum* nas pulgas, a temperatura e a humidade constituem os principais fatores ambientais capazes de limitar a sobrevivência dos seus ovos.

Diagnóstico

Nas infeções por *Dipylidium* ocorre a eliminação dos proglótides com cápsulas ovíferas, pelo que raramente aparecem ovos livres, motivo pelo qual as técnicas coprológicas com exame microscópico nem sempre permitem realizar o diagnóstico a não ser que ocorra a maceração dos proglótides ou aparecem as cápsulas ovíferas na flutuação (Nelson & Couto, 2001).

A sua ausência pode ser explicada porque depois de serem expelidos, os proglotes movimentam-se pela pelagem do hospedeiro ou pela superfície da massa fecal, libertando os ovos a partir do seu interior, depois de estar mais do que alguns minutos no ambiente a sua observação torna-se difícil ou mesmo ausente (Bowman et al., 2003).

Importância para a Saúde Pública

No caso do *D. caninum*, estão reportados casos excepcionais de infecção em humanos por parasitas adultos, resultantes da ingestão de hospedeiros intermediários infectados. O homem é também infectado através da ingestão de ovos (ou proglótes contendo ovos). No homem não se desenvolve a forma adulta, porque o único hospedeiro definitivo para o qual está adaptado é o cão. A infecção ocorre, então, por intermédio de fruta ou vegetais ingeridos crus ou em saladas, ou adquiridos directamente a partir do solo e água contaminados. A eclosão ocorre, por norma, apenas se os ovos forem sujeitos à acção das secreções gástricas e, seguidamente à das secreções intestinais (Sánchez-Acedo et al. 1999).

No homem, o céstode adulto pode produzir diarreia e cólicas, mas a infecção usualmente é assintomática, sendo principalmente censurável em termos estéticos (Urquhart et al., 1996).

2.1.10. *Taeniidae*

No caso da família *Taeniidae* os hospedeiros definitivos são geralmente os canídeos silvestres ou domésticos, menos comumente os felídeos e o Homem; e os metacestodes desenvolvem-se nos órgãos internos, principalmente no fígado e/ou pulmões.

Quando o ovo é ingerido pelo hospedeiro intermediário, as secreções gástricas e intestinais digerem o embrióforo e activam a oncosfera. Esta possui ganchos com os quais consegue lacerar a mucosa do intestino e atinge a circulação sanguínea ou linfática ou, no caso dos invertebrados, a cavidade celómica. Neste estadio a oncosfera perde os seus ganchos e desenvolve-se, dependendo da espécie, em um dos seguintes estadios larvares – Metacéstodes (*Cisticercos*, *Cenuro*, *Estrobilocercos* ou *Hidátide*)

Quando o metacéstode é ingerido pelo hospedeiro definitivo, o escólex fixa-se na mucosa, o restante da estrutura é digerido e começa a crescer uma cadeia de proglótes a partir da base do escólex.

A infecção dos hospedeiros definitivos, ocorre através da ingestão de vísceras ou tecidos dos hospedeiros intermediários parasitados com metacéstodes (Acedo et al., 1999).

Cães ou gatos são infectados quando comem tecidos ou vísceras de hospedeiros infectados. O período pré-patente para *Taenia spp.* varia de cerca de 4 a 10 semanas em cães e cerca de 5 a 10 semanas para *Taenia taeniaeformis* em gatos. No caso de *T. taeniaeformis*, os hospedeiros intermediários são pequenos roedores que são infectados quando ingerem ovos presentes no ambiente. A patência pode durar vários meses até vários anos (ESCCAP, 2010).

É indispensável uma relação directa entre hospedeiro definitivo e hospedeiro intermediário, necessitando o primeiro de ingerir uma porção do segundo, existe todo um conjunto de fatores, como hábitos alimentares e formas de vida, associados a um padrão de comportamento, que nos explica, as prevalências e os tipos de infecção de cada cão. Ou seja, deduz-se com facilidade que os cães pastores tenham uma maior prevalência de echinococose e de algumas tenioses (*T. hydatigena*, *T. ovis* e *T.*

multiceps), pelo simples fato de contactarem mais com espécies pecuárias, bem como com as suas vísceras, ou cães de caça (Acedo et al., 1999; CAPC, 2007).

Patogenia/Sintomatologia

A infecção por céstodes adultos em canídeos é habitualmente assintomática, apesar da presença de sinais clínicos depende de diversos fatores, especialmente da idade e grau de infecção, sendo mais frequente em animais jovens e em infecções maciças, assim como a sua duração e o estado imunitário do hospedeiro definitivo (Acedo et al., 1999).

A eliminação dos proglótides grávidos produz manifestações clínicas como o prurido recto-anal, a existência de um elevado número de parasitas no lúmen intestinal pode conduzir a uma obstrução mecânica (Sánchez-Acedo et al. 1999; Bowman et al. 2009).

A larva de 2º estadio de *E.granulosus* forma o quisto hidático unilocular e é infectante para os cães e outros canídeos, enquanto a larva de 2º estadio de *E. multiocularis*, forma o quisto hidático alveolar e é infetante para canídeos e felídeos domésticos e silvestres, com particular destaque para a raposa.

Apesar de habitualmente ser assintomático, o sintoma mais comum nos canídeos é o prurido anal consecutivo à irritação que provoca a saída de segmentos grávidos através do ânus, especialmente nas infecções por *D.caninum*, que faz com que o animal ande constantemente a lambar e a coçar o ânus no solo, diarreia, perda de apetite e consequentemente má condição corporal (Urquhart et al., 1996).

Esta situação desencadeia alopecia, inflamações cutâneas na zona perianal e, por vezes, dermatites crónicas, assim como inflamação das glândulas anais, devido à obstrução directa dos orifícios pelos proglótides.

Diagnóstico

O diagnóstico laboratorial tradicional das infecções por céstodes, é baseado na identificação dos proglótides, ovos ou ambos nas fezes.

Os ovos de *Taenia spp.* e *Echinococcus spp.*, podem ser identificados por técnicas de concentração por flutuação ou sedimentação, sendo distinguidos apenas na forma adulta. Podendo observar-se directamente os segmentos em fezes frescas (Urquhart et al., 1996).

Tratamento/Profilaxia

Segundo Foreyt et al. (2001), Epsiprantel, e Praziquantel, mebendazole, fenbendazole, nitroscanato, e diclorofeno.

Tendo em conta, o tipo de população canina existente e/ou os seus comportamentos de risco (cães pastores no caso dos ruminantes; cães errantes e cães de caça nos leporídeos). Assim como os fármacos que carecem de efeito ovicida, o que faz com que os animais, mesmo depois de tratados, possam eliminar ovos infectantes durante alguns dias. Apesar do hipoclorito de sódio, o álcool etílico a 70% ou o benzalconio possuírem algum efeito ovicida, o calor continua a ser um método de confiança na inactivação dos ovos de *E. granulosus*, que podem ser inactivados a 60°C em 10 minutos ou a 100°C instantaneamente (Acedo et al., 1999).

Controle do hospedeiro intermediário, ou seja, pulgas e piolhos, quer seja no animal como no meio ambiente.

Segundo CAPC, o tratamento das progenitoras deve ser realizado em simultâneo com os recém-nascidos deve ser administrado à 2^a, 4^a, 6^a, 8^a e 10^a semana pós-parto e nessa altura passar a administrações mensais até aos 6 meses. Tendo em conta o estilo de vida e a sua área geográfica, opta-se por 2, 3 ou 4 administrações anuais, assim como o exame coprológico 1 a 2 vezes por ano (Bowman et al., 2003).

Deve ser evitado o contacto dos cães com carcaças de animais hospedeiros de *Echinococcus*, quando não é possível evitar, os mesmos devem ser tratados pelo menos a cada seis semanas com um anti-helmíntico eficaz contendo praziquantel ou epsiprantel (ESCCAP, 2010).

Importância para a Saúde Pública

No que diz respeito às ténias, as espécies *Taenia ovis*, *T. hydatigena*, *T. multiceps* e *T. serialis*, o homem pode ser o hospedeiro intermediário, assim como no equinococos as espécies *E. granulosus* e *E. multilocularis* são os membros mais importantes em relação à sua importância para a saúde pública e sua localização e distribuição geográfica, sendo os canídeos os hospedeiros definitivos.

No que toca à hidatidose, no homem os quistos podem desenvolver-se em diversas zonas, posteriormente à ingestão oral dos ovos de *E. granulosus*.

2.1.11. *Sarcocystis* sp.

O género *Sarcocystis* possui hospedeiros intermediários (HI) e hospedeiros definitivos (HD) específicos. As três espécies de *Sarcocystis* têm como HI os bovinos; *Sarcocystis cruzi* tem como HD os canídeos; *S. hirsuta* tem como HD os felinos e *Sarcocystis hominis* tem como HD os primatas (Dubey et al., 1989).

A patogenicidade não é relevante em todas as espécies de *Sarcocystis*, pois normalmente não se observa a doença clínica nos seus hospedeiros, tanto definitivos quanto intermediários (Dubey et al., 1989). Porém as espécies que têm os canídeos como hospedeiros definitivos são mais patogênicas para o HI, do que aquelas que têm origem nos felinos.

Ciclo de vida

A infecção dá-se por ingestão de cistos de bradizoítos nos músculos do hospedeiro intermediário. Os bradizoítos são liberados no intestino e os zoítos liberados seguem para a lâmina própria subepitelial e se diferenciam em micro e macrogametócitos. Após a conjugação dos gâmetas, formam-se oocistos de paredes finais, os quais, ao contrário daqueles da maioria dos esporozoários entéricos, esporulam no corpo. Formam-se dois esporocistos, cada qual contendo quatro esporozoítos. De forma geral, a frágil parede do oocisto se rompe e são encontrados esporocistos nas fezes.

O período pré-patente em carnívoros varia de 7-14 dias e o período patente (período durante o qual são eliminados esporocistos nas fezes por carnívoros) pode ser de 1 semana a vários meses.

Patogenia/Sintomatologia

A infecção no hospedeiro final normalmente não é patogênica, embora ocasionalmente se descreva diarreia moderada.

A infecção por *Sarcocystis* spp. é cosmopolita e existe uma variedade de fatores permitem uma elevada prevalência da doença. Um dos principais fatores é que um animal poder servir de hospedeiro a diversas espécies de *Sarcocystis* spp., havendo vários hospedeiros envolvidos na cadeia de transmissão.

Na Europa onde o consumo de carne bovina crua ou mal cozinhada é relativamente comum, podendo favorecer a infecção por *S. hominis* (Dubey et al., 1989).

Diagnóstico

Baseia-se na sintomatologia clínica e na demonstração histológica de esquizontes nos vasos sanguíneos de órgãos, como o rim ou o coração, e na presença de cistos nos músculos à necrópsia ou biópsia. Um teste de hemaglutinação indirecta, utilizando bradizoítos como antígeno, também é um meio auxiliar útil para o diagnóstico. O exame de fezes de gatos ou cães da propriedade rural para a presença de esporocistos pode ser útil no diagnóstico.

Tratamento/Profilaxia

Não existe um tratamento eficaz para a infecção, seja no hospedeiro intermediário ou no final.

Importância para a Saúde Pública

As únicas medidas possíveis de controlo são as de simples higiene. Os cães e gatos de propriedades rurais não devem ser alojados em depósitos de rações ou ter acesso a eles, nem se deve permitir que defiquem em locais de estabulação de animais de interesse zootécnico. É importante também que não sejam alimentados com carne sem ser cozida.

2.1.12. *Cystoisospa sp.*

Ciclo Biológico

O ciclo biológico divide-se em três fases: esporulação, infecção e esquizogonia e, finalmente gametogonia e formação de oocisto.

Na esporulação os oocistos não esporulados são eliminados nas fezes. No meio ambiente em condições adequadas de oxigenação, alta humidade e temperaturas ideais, o núcleo divide-se em duas vezes e a massa protoplasmática forma dois corpos cónicos, que se irradiam de uma massa central. Cada um destes cones nucleados torna-se

arredondado e forma um esporoblasto, daqui forma-se os dois esporocistos, enquanto o protoplasma no seu interior divide-se em quatro esporozoítos (Urquhart et al., 1996).

O tempo gasto para estas alterações varia de acordo com a temperatura, mas em condições ideais usualmente requer dois a quatro dias. O oocisto, constituído agora de uma parede externa envolvendo dois esporocistos, cada qual contendo quatro esporozoítos, é designado por oocisto esporulado e é o estadio infectante para outros hospedeiros definitivos.

A infeção e esquizogonia correspondem à reprodução assexuada em que os hospedeiros se infectam por ingestão do oocisto esporulado. Os esporocistos são então libertados e os esporozoítos, activados pela tripsina e pela bilis, deixam o inicialmente referido. Na maioria das espécies, cada esporozoíto penetra numa célula epitelial, arredonda-se e fica conhecido como trofozoíto. Após alguns dias, cada trofozoíto terá de ser dividido, formando-se um esquizonte, uma estrutura constituída de uma grande quantidade de microorganismos nucleados alongados, conhecidos como merozoítos. Quando a divisão está completa e o esquizonte maduro, a célula hospedeira e o esquizonte rompem-se e os merozoítos saem e invadem células adjacentes. A esquizogonia pode ser repetida, e o número de gerações de esquizontes depende da espécie (Urquhart et al., 1996).

Finalmente segue-se a gametogonia com formação do oocisto (reprodução sexuada) que se inicia quando os merozoítos dão origem a gametócitos masculinos e femininos. Os fatores responsáveis por esta mudança não são totalmente conhecidos. Os macrogametócitos são femininos e permanecem unicelulares, mas o seu tamanho aumenta, ocupando a célula parasitada. Os microgametócitos masculinos sofrem, cada um deles, divisão repetida e formam uma grande quantidade de organismos uninucleados flagelados, os microgametas. É somente nesta fase que as coccídias apresentam órgãos de locomoção. Os microgâmetas são libertados por ruptura da célula hospedeira, um deles penetra num macrogâmeta e ocorre, assim a fusão dos respectivos núcleos. Forma-se uma parede quística em volta do zigoto agora conhecido como oocisto e geralmente não se observa mais desenvolvimento, até que este oocisto não esporulado seja eliminado nas fezes (Urquhart et al., 1996; Corrales & Bautista, 1999).

O período pré-patente varia consideravelmente consoante a espécie, podendo ser tão curto correspondente a 9-11 dias, em alguns casos pode ir até 3 semanas, e o período patente 4 semanas (Urquhart et al., 1996; Corrales & Bautista, 1999).

Os estadios extra-intestinais podem reinvidir a mucosa intestinal e causar sintomatologia clínica (Urquhart et al., 1996).

Patogenia/Sintomas

Desde o ponto de vista clínico as coccidioses provocam diarreias (fezes líquidas ou pastosas) que ocasionalmente podem apresentar muco, sangue ou ambos. Outros sintomas são: vômito, perda de peso e ainda, letargia, aerofagia e desidratação, principalmente em animais mais jovens (Corrales & Bautista, 1999).

A maioria dos hospedeiros não manifesta sintomatologia aparente. Em caso de coccidiose clínica, associa-se sempre as condições de sobrelotação, stress, más condições sanitárias, doenças concomitantes, má nutrição e em resumo, qualquer estado de imunodepressão que predisponha ao aparecimento destes processos (Corrales & Bautista, 1999).

A via de contágio mais frequente para os carnívoros é a ingestão de oocistos esporulados (formas infectantes) procedentes de fezes de outros animais infectados e que contaminam o meio (Corrales & Bautista, 1999).

Diagnóstico

Pode ser realizado através de análise microscópica para a observação de oocistos ou por exame de raspagem da mucosa ou cortes histológicos.

Os oocistos podem ser identificados de acordo com a forma e o tamanho.

Importância para a Saúde Pública

O *Cystoisospora belli* sofre o ciclo clássico das coccídias com esquizogonia e gametogonia, principalmente no epitélio intestinal. Os oocistos não esporulados contendo 2 esporoblastos e são eliminados nas fezes. Além disso, os esporozoítos são encontrados na lâmina própria e linfonodos mesentéricos. Estes são semelhantes aos que ocorrem em gatos e nos roedores, que podem servir como hospedeiros intermediários de *Cystoisospora felis* e *C. rivolta*. A presença de oocistos unicelulares sugere que a *C. belli* no homem também pode ser heteroxeno. Há uma intensa reacção inflamatória na lâmina com plasmócitos, linfócitos, neutrófilos, eosinófilos e granulócitos. Na infecção crónica há atrofia biliar; diarreia intermitente, má absorção e por vezes febre.

2.1.13. *Cryptosporidium* sp.

Ciclo de vida

O estadio de transmissão corresponde aos oocistos infectantes que contêm 4 esporozoítos que são excretados pelo hospedeiro infectado através das fezes ou de secreções respiratórias. Os oocistos permanecem viáveis durante meses, a não ser que sejam expostos a temperaturas extremas (abaixo dos 0°C e acima de 65°C), dissecação ou a desinfetantes muito concentrados (5% amónia e 10% formalina) (Bowman et al., 2009). A transmissão de *Cryptosporidium parvum* e *C.hominis* ocorre principalmente, através do contacto com água contaminada e ocasionalmente, através da comida.

Os oocistos são infectantes após a sua excreção pelo hospedeiro, permitindo que ocorra directa e imediatamente a transmissão fecal-oral.

Patogenia/Sintomatologia

Por norma é assintomática, podendo causar diarreia severa, má absorção e perda de peso, causada por atrofia e fusão das vilosidades e inflamação, ocorrendo com maior frequência em animais imunodeprimidos (Nelson & Couto, 2001).

Os fatores biológicos que afectam a epidemiologia do género *Cryptosporidium* são: eliminação de pequenos oocistos esporulados, a resistência às condições ambientais e a transmissão directa de um hospedeiro a outro, a natureza ubiquitária capaz de causar infeções cruzadas em múltiplas espécies, as doses infectantes são muito reduzidas, apresentam uma capacidade de multiplicação até um elevado número num único hospedeiro animal e ainda, apresentam uma elevada resistência aos desinfetantes e a vários fármacos (Fonseca, 2000).

É importante realçar a susceptibilidade desteparasita para os animais jovens e a mortalidade significativa em recém-nascidas.

Diagnóstico

O diagnóstico pode ser efetuado por flutuação em solução salina e exame microscópico, sendo, contudo, muitas vezes difícil, devido ao pequeno tamanho dos oocistos. Mais fiável é a técnica de centrifugação em solução de açúcar e observação microscópica dos

oocistos. Pode ainda, ser executado o teste ELISA (Nelson & Couto, 2001; Bowman et al., 2009), ou a técnica de coloração Ziehl-Neelsen em esfregaços fecais, verificando-se os esporozoítos que aparecem como glândulas vermelho-brilhantes. Podendo ainda recorrer à técnica de imunofluorescência indireta (Urquhart et al., 1996).

Tratamento/Profilaxia

O tratamento pode ser realizado com paramomicina ou a tilosina (Bowman et al., 2009).

Importância para a Saúde Pública

A criptosporidiose tem tido grande importância, estando associada à Síndrome da Diarreia Neonatal em espécies de importância econômica, assim como podem ser transmitidas para a espécie humana (Hunter & Thompson, 2005).

O Homem pode ser infetado pelos oocistos eliminados pelas fezes, surgindo com frequência entre várias pessoas e, raramente, entre o cão e o Homem. Pode ainda acontecer infecção por ingestão de água ou comida contaminada (Nelson & Couto, 2001).

A principal manifestação clínica da criptosporidiose em humanos caracteriza-se pela diarreia aquosa e profusa, podendo causar debilitação, que pode ser fatal em hospedeiros imunodeprimidos.

2.2. Ectoparasitas

Os ectoparasitas são uma causa comum de desordens pruriginosas associadas à autotraumatismo em gatos, sendo a causa mais comum de doenças dermatológicas, podendo favorecer infecções secundárias por bactérias e fungos (*Malassezia spp.*) (ESCCAP guia nº 3, 2010). A variedade de quadros dermatológicos que acometem a população quer canina quer felina é muito grande, os de origem parasitária são de maior relevância, não só pela elevada casuística, mas também pelo sofrimento do animal e pelo potencial zoonótico de alguns destes (Lacaz, 1967).

Ctenocephalides felis é vector potencial na transmissão *in vitro* do vírus da Leucemia Felina.

Labruna (2004), defende que as carrças estão entre os principais vectores de patógenos (vírus, bactérias, protozoários e helmintos) para os animais e o ser humano; também exercem diversos efeitos deletérios no organismo do hospedeiro como anemia, anorexia, dermatite pruriginosa e prurido intenso.

Segundo, Fernandes (1993) realizou um estudo no Rio de Janeiro em cães assistidos no Hospital Veterinário da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, UFRRJ e em clínicas privadas, verificando positividade em 87,7% dos animais, 57,3% sendo referentes a pulgas *Ctenocephalides felis felis*; 50,6% referente a carrças (46,6% *Rhipicephalus sanguineus* e 3,9% de *Amblyomma cajennense*), seguido de ácaros, larva e em menor percentagem os piolhos.

Segundo Torres et al. (2004), na região metropolitana de Recife foram encontrados em cães domésticos as seguintes prevalências: 73,79% de *R. sanguineus*; 7,58% de *Ctenocephalides felis felis*; 3,54% de *Ctenocephalides canis*; 2,76% de *H. spiniger*; 2,76% de *T. canis*; 2,76% de *S. scabiei* var. *canis* e 1,38% de *Demodex canis*.

Fernandes (1993), estudou a fauna parasitária em 32 gatos no Hospital Veterinário da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro e em clínicas particulares, onde 90,6% das amostras foram positivas. 75,9% de *C. felis felis*; 17,2% *O. Cynotis*; 17,5% de *F. subrostrata* e 13,8% *Notoedres cati*.

2.2.1. Carrças

São ectoparasitas hematófagos obrigatórios de animais domésticos e selvagens e, de Humanos, com distribuição mundial.

Apresentam três estádios de desenvolvimento (larvas, ninfas e adultos), cada um alimentando-se durante 3 a 10 dias no hospedeiro, até terminar a engorgitação e cair ao solo (Estrada-Peña et al., 2012).

Os ixodídeos são vetores importantes de protozoários, bactérias, doenças virais e *Rickettsia*. Embora existam muitos géneros de Ixodidae apenas três ocorrem na Europa: estes são *Ixodes*, *Haemaphysalis* e *Dermacentor*, dos quais *Ixodes* é de longe o mais importante (Urquhart et al., 1996).

As carrças podem ser encontradas por toda a superfície corporal, tendo preferência pelas zonas ventrais e zonas com pele fina, como rosto, orelhas, axilas e regiões interdigital, inguinal e perianal. A perda de sangue em infeções graves pode desencadear anemia. A ferida produzida pela mordedura da carrça pode infectar e criar

microabcessos como reacção às peças bucais da carraça, quando esta é extraída de forma incorrecta (ESCCAP, 2010).

Segundo as indicações do ESCCAP (2010), deve-se evitar ou limitar o acesso a zonas com alta densidade de carraças, assim como épocas do ano com alta actividade para as carraças; examinar os animais para pesquisa de carraças e posterior eliminação; utilização de ascaricidas de acção residual e resistente à água.

Devido aos hábitos de limpeza dos gatos, estes são menos afectados or carraças comparativamente com os cães.

Em Portugal podemos encontrar *Babesia canis*, transmitida por *Dermacentor reticulatus*. Assim como *Babesia vogeli*, *Hepatozoon canis*, *Mycoplasma haemocanis* e *Erlichia canis* são transmitidos por *Rhipicephalus sanguineus*.

Assim como *Anaplasma phagocytophilum* é transmitido pelo vetor *Ixodes ricinus*.

Ixodes ricinus

Não possui olhos, festões nem ornamentação no escudo, sendo os seus palpos mais dilatados na junção dos segmentos dois e três (Bowman et al., 2009). A fêmea engorgitada apresenta quatro pares de patas, cor clara, com forma de feijão. Apresenta uma cutícula, essencial para a sua sobrevivência, dado conter uma camada externa de cera impermeável à água (Urquhart et al., 1996). É a espécie mais abundante na Europa, sendo conhecida por transmitir protozoários, vírus e bactérias patogénicas e também com maior importância no Homem. As formas adultas apresentam-se mais infetadas por agentes patogénicos de transmissão através deste vector, que as ninfas. A sua evolução é trifásica, exofílica e politrópica, apresentando uma sazonalidade, com as formas adultas a encontrarem-se nos meses quentes (Setembro a Março) e as formas imaturas a terem maior atividade nos meses de Primavera e Verão. O ciclo de vida pode durar 3 anos e haver uma postura de até 3000 ovos. Pode acontecer diapausa, com condições adequadas, podendo alimentar-se numa variedade enorme de hospedeiros, podendo transmitir, também, vários agentes patogénicos, alguns deles zoonóticos (Bettencourt dos Santos, et al., 2014).

O controlo de ixodídeos pode ser realizado através de shampoos, sprays, pós, colares impregnados e *spot-on*, aplicados nos animais, contendo permetrina, amitraz, fipronil, imidaclopride, flumetrina entre outros princípios ativos (Bettencourt dos Santos, et al., 2014).

Rhipicephalus sanguineus

Vulgarmente chamada castanha do cão, apresenta a base do capítulo hexagonal, presença de olhos e festões e escudo não ornamentado (Bowman et al., 2009).

A fêmea apresenta corpo elíptico e coloração castanho-avermelhada a amarelada. O escudo dorsal é pequeno, mais comprido do que largo, com pontuações. Por sua vez, o macho apresenta o escudo castanho-avermelhado, que cobre toda a face dorsal, excepto uma margem mais clara lateral e posterior, na face ventral tem um par de placas adanais (Flechtmann, 1985).

Causa irritação, pode causar anemia e paralisia quando o número de carraças é muito grande.

Pode infetar canídeos selvagens e o Homem, sendo responsável pela transmissão de vários agentes patogénicos ao cão, tais como, *Ehrlichia canis*, *Rickettsia conorii* e *Babesia canis*, *B. vogeli*, *H. canis*, *R. rickettsi* ao Homem e *L. infantum* ocasionalmente. *R. sanguineus* apresenta uma evolução do tipo trifásico e ditrópico, quando depende apenas do cão é endofílica (adaptada a viver em espaços interiores) e monotrópica (todos os estádios de desenvolvimento alimentam-se das mesmas espécies de hospedeiros) e heteroxeno (passa por quatro estágios evolutivos: ovo, larva, ninfa e adulto) (Bettencourt dos Santos, et al., 2014).

Se as condições climatéricas forem favoráveis (temperaturas elevadas), pode completar 2 a 3 ciclos de vida por ano, com posturas a rondar os 5000 ovos. Pode atacar todo o corpo do cão, sendo a cabeça, em particular junto às orelhas, espaços interdigitais e zona inguinal e axilar, zonas preferidas para se fixar firmemente. A larva eclode do ovo, procura o hospedeiro e fica-se no mesmo, alimentando-se por uma média de quatro dias, quando se desprende, e no solo completa a ecdise, transformando-se em ninfa. Esta retorna ao hospedeiro e realiza o repasto sanguíneo, alimentando-se por cerca de quatro dias e volta novamente ao ambiente onde realiza a segunda muda, evoluindo para o estágio adulto. A carraça adulta alimenta-se no indivíduo por volta de uns sete dias e nele, macho e fêmea, realizam a cópula após o repasto sanguíneo. Nesta fase, a fêmea realiza uma única postura de ovos, e então morre. As ecdises de larvas e ninfas ingurgitadas e a postura-incubação dos ovos das fêmeas realizam-se no ambiente. Os estágios ingurgitados apresentam geotropismo negativo após se desprenderem do hospedeiro,

propiciando para que a ecdise, postura e incubação dos ovos se passem acima do nível do solo onde vive o cão (Labruna, Pereira, 2001).

Quando a fêmea se encontra ingurgitada, deixa o hospedeiro e após um período de pré-ovoposição, que pode durar de 3 dias a algumas semanas, deposita milhares de ovos (em lugares escondidos, como fendas ou rachas nas paredes, entre as rochas ou mesmo dentro do pavimento). O período de incubação dos ovos é de 6 dias a algumas semanas. O processo de muda tem início após o ingurgitamento das larvas e das ninfas. Estas destacam-se do hospedeiro com o objetivo de encontrar um lugar escondido, para um período de isolamento. Este período de pré-muda tem uma duração de vários a algumas semanas, sendo maior nas ninfas do que nas larvas e, mais demorado em condições climáticas desfavoráveis. A elevada infestação pode causar anemia, anorexia, dermatite pruriginosa e prurido intenso, maioritariamente em cães novos e se houver veiculação de *Erlischia spp.* (Bettencourt dos Santos, et al., 2014). Podendo ocorrer reacção a corpo estranho no local da picada. Diagnóstico: Presença da carraça no hospedeiro; em todos os estágios apresentam mobilidade (larva, ninfa e adulto), podem estar no cão ou no meio ambiente. Encontram-se no cão apenas para se alimentar.

A carraça deve ser removida com cuidado, manualmente.

Fipronil, carbaril, clorfenvinfos, diclorvos, dioxatião, propoxur, piretrinas, piretróides. Sendo este último o preferido para tratamento ambiental, 3 a 4 aplicações com intervalos de 14 dias. Retirando os gatos do local, uma vez que estes são extremamente sensíveis a este produto. Tratar o hospedeiro e o meio ambiente. Organofosforado, como o diazinon, é utilizado muitas vezes para tratar o exterior.

Selamectina elimina *Dermacentor spp.* E pode ser eficaz contra *R. sanguineus*. Coleiras e banhos à base de amitraz também são utilizados no controlo de carraças (Urquhart et al., 1996).

Dermacentor reticulatus

Apresenta olhos e 11 festões, a base do capítulo é retangular, os palpos são curtos, as coxas dos machos aumentam de tamanho da primeira à quarta, o escudo é ornamentado e os machos não possuem placas adanais. A fêmea adulta apresenta uma área dorsal oval e porosa e a abertura genital apresenta a forma de “U” (Urquhart et al., 1996). Os principais hospedeiros são os canídeos domésticos e silváticos. Os estádios imaturos são mais ativos no verão. Apresentam distribuição desigual em Portugal, com prevaências

maiores no Norte e podem transmitir *Babesia spp.* (Bettencourt dos Santos, et al., 2014).

2.2.2. Pulgas

Ctenocephalides canis e *C. felis* são as pulgas que mais ocorrem em cães e gatos, apesar de em algumas regiões *C. felis* ser mais a espécie mais dominante em cães e gatos.

Ambas as espécies podem atuar como hospedeiro intermediário comum de cães e gatos *Dipylidium caninum* e do *Dipetalonema reconditum* que afecta cães.

São insetos desprovidos de asas e com três estados larvais e um estadio pupal. As espécies que podem infestar o cão são *Ctenocephalides canis*, *C. felis*, *Pulex irritans*, sendo este último menos frequente (Urquhart et. al., 1996). Alimentam-se de sangue do hospedeiro, podendo provocar reações alérgicas, prurido, lesões da pele e perda de pêlo, provocando uma dermatite alérgica, em animais susceptíveis. O diagnóstico passa pela observação direta deste ectoparasita ou pelas suas fezes por contraste de cor sobre papel ou tecido branco. Podem ser transmissores agentes zoonóticos, como os cestodes *D. caninum*, *Hymenolepis diminuta* e *H. nana*.

As infeções por pulgas têm o seu auge no verão e outono, no entanto, diversos estudos têm demonstrado que pode ocorrer ao longo de todo o ano, e por esse motivo ser necessário um controlo permanente (ESCCAP, 2010).

Segundo ESCCAP (2010), o tratamento deve ser realizado em simultâneo com todos os animais de casa, caso existam; ter em conta que animais em contacto com água reduz a eficácia de produtos tópicos; tratar eficazmente o meio ambiente; tentar não expor os animais em ambientes contaminados.

Possui um pente genal e um pente frontal, depositam os seus ovos brancos e brilhantes no hospedeiro (Bowman et al., 2009), ocorrendo a eclosão no solo. São responsáveis pela transmissão de céstodo *Dipylidium caninum* e do *Achanthocheilonema reconditum* (Bowman et al., 2009; Urquhart et al., 1996). As larvas possuem peças bucais mastigadoras adequadas à ingestão de ovos de *D. caninum*. As microfilárias de *A. reconditum* são transmitidas por pulgas adultas (Bowman et al., 2009).

São responsáveis pela ocorrência de Dermatite Alérgica à Picada da Pulga (DAPP) em cães e gatos (Urquhart et al., 1996). Os gatos não alérgicos podem não apresentar sintomatologia, mas desenvolvem anemia, ou irritação cutânea. Nos gatos alérgicos apresentam dermatite miliar pruriginosa com escoriações, crostas e alopecia secundária

no pescoço, região lombosacra dorsal, porção caudomedial da coxa e/ou região ventral do abdómen.

Profilaticamente podem ser usadas coleiras insecticidas, pipetas ou comprimidos, enquanto o local da picada deve ser tratado com antibiótico, corticoesteróide ou anti-histamínico. Não desprezando o meio ambiente (solo, camas, almofadas, entre outros), onde ocorre a maior parte do seu ciclo de vida, eliminando ovos, larvas e pupas.

Ctenocephalides canis

Possui uma cabeça inferior ao dobro da altura e o 1º espinho do ctenídio genal é mais curto que o 2º espinho (Bowman et al., 2009; Urquhart et al., 1996).

Segundo Foreyt et al. (2001), o diagnóstico é efectuado pela examinação da pele por pulgas adultas e observação de fezes de pulgas, dermatites.

Podem ser utilizados métodos adicionais para o tratamento ambiental em casa, tais como: poliborato de sódio.

As pulgas podem ainda ser eliminadas com temperaturas abaixo dos - 6,7°C em 48 horas ou a 49°C em alguns dias.

Ctenocephalides felis

Estes pequenos insectos hematófagos apresentam delimitações entre a cabeça, tórax e abdómen), são achatados lateralmente e desprovidos de asas (Bowman et al., 2009; Urquhart et al., 1996). O terceiro par de pernas é adaptado ao salto, sendo muito mais longo.

A cabeça pode apresentar na borda posterior ou ventral, fileiras de cerdas escuras, denominadas ctenídeos (genal e pronotal), que são as características mais importantes na identificação (Urquhart et al., 1996).

A fêmea chega a colocar entre 20 a 30 ovos por dia que caem no chão desenvolvendo-se no ambiente e proporcionando a continuidade do ciclo, servindo como reinfestação para os hospedeiros e uma constante população, difícil de eliminar.

As larvas possuem peças bucais mastigadoras e alimentam-se de detritos orgânicos, fezes e sangue seco provenientes das pulgas adultas, conferindo coloração vermelha às mesmas. Podem ser vistos em frestas cobertas, entrelaçados no tecido de carpetes e estofados, embaixo de mobílias e dentro de fendas e rachaduras.

Os ovos são colocados 2 dias após a infestação das pulgas, macho e fêmea (Bowman et al., 2009). O desenvolvimento do ovo até adulto decorre a temperaturas de 13°C a 32°C e humidade relativa de 50-92%, passando pela fase larvar que se alimenta das fezes da pulga adulta, sofrendo duas mudas. Após 2 semanas, as larvas de 3º estadio metamorfizam-se em pulgas adultas. É a pulga com maior prevalência, pois esta nunca abandona o hospedeiro (Bowman et al., 2009). Pode transmitir *Rickettsia felis* ou *Bartonella henselae*, é ainda um importante vector, por ser hospedeiro intermediário de *D. caninum* e de *A. reconditum* (ESCCAP, guia nº3, 2010).

2.2.2.1. *Pulex irritans*

Pulex Irritans é essencialmente parasitária sobre o homem, mas em algumas áreas é comum em cães e gatos. Pode actuar como hospedeiro intermediário de *Dipylidium caninum*, e ia às vezes envolvido em dermatite de pulgas mordida. Não apresenta ctenídeos e a frente é arredondada anteriormente (Urquhart et al., 1996).

O controlo de pulgas deve ser realizado com desparasitantes externos em simultâneo com o controlo ambiental, como aspirar o pó. Podem ser utilizados produtos com imidaclopride, fipronil ou o spinosad. Os animais devem tomar anti-helmínticos com praziquantel/epsiprantel uma vez que a pulga é o vector de *D. caninum*. Produtos com piretrinas, carbaril, fosmet, tetraclorvinfós e metoprene também são eficazes no controlo de pulgas, quer nos animais, quer no ambiente (Bowman et al., 2009).

Capítulo 3 – Material e Métodos

3.1. Inquérito

Todos os inquéritos (Anexo 2) foram preenchidos no hospital veterinário antes da consulta e no caso de haver dúvidas por parte do proprietário, estas foram rapidamente esclarecidas. Nesta fase manteve-se o ambiente da entrevista informal, de forma que o inquirido revelasse informações fidedignas. Adicionalmente fez parte do questionário o conhecimento sobre a transmissão de endo e ectoparasitas aos humanos (zoonoses). A cada questionário correspondia um número que condizia com número da amostra fecal de cada animal.

O questionário era composto por perguntas relativas ao animal, tais como: grupo etário, desparasitações interna e externas, intervalos de tratamento, princípios activos, modo de vida (“indoor” e “outdoor”), animais coabitantes e desparasitações em simultâneo, sinais clínicos e percepção dos donos em relação às zoonoses.

As amostras foram entregues pelo proprietário, devidamente acondicionadas e conservadas no Hospital Veterinário SOSVet, mantidas sob refrigeração até ao seu envio e processamento no Laboratório de Parasitologia da Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias.

Foi informado aos proprietários, via telefónica ou via e-mail o resultado dos testes coprológicos.

3.2. População inquirida – Hospital Veterinário SOSVet

O hospital veterinário SOSVet está situado na freguesia da Cova da Piedade, uma das 11 freguesias do concelho de Almada. Este concelho, possui uma área de 70,26 , pertence ao Distrito de Setúbal e à Grande Área Metropolitana de Lisboa. Banhado pelo rio Tejo a Norte e rodeado a Oeste pelo Oceano Atlântico, pelo concelho do Seixal a Este e pelo concelho de Sesimbra a Sul.

De acordo com o censo de 2011, a população era de 174 030 habitantes, composta por 72 236 famílias, 10 parques urbanos, 41 jardins públicos e dispensadores com sacos de recolha de dejetos animais.

O Hospital Veterinário SOSVet foi criado em 1999, contando com uma ampla variedade de serviços veterinários, sendo um centro de referência para outras clínicas e apresentando uma casuística bastante numerosa.

Durante o período de estágio, de Março a Julho de 2013, foi entregue um panfleto a todos os donos de cães e gatos, resumindo os endo e ectoparasitas mais comumente encontrados nesses animais, assim como a sua transmissão, diagnóstico, sintomas e risco de zoonose.

O próximo passo foi a entrega de um inquérito com resposta múltipla, pedindo aos donos que respondessem ao respectivo questionário, durante a espera pela consulta e entregue posteriormente.

3.3. Técnicas de diagnóstico

A recolha de fezes destinadas ao exame parasitológico foi, idealmente, recolhida a partir da âmpola rectal (pelo menos 5 g de fezes), usando-se luvas de plástico descartáveis.

No caso da amostra não ser imediatamente processada e analisada, foi acondicionada em copos específicos para análise coprológica e procedeu-se a sua refrigeração.

Quando houve dificuldades na colheita rectal, procedeu-se a recolha de fezes no chão, imediatamente após a defecação para não houvesse contaminação com solo, dejectos ou larvas livres de nemátodes, dificultando o diagnóstico.

Apesar de haver um grande interesse no uso de serologia como ajuda para o diagnóstico de helmintoses e protozooses, com a introdução do teste fecal por ELISA, que permite a análise da presença de parasitoses, este procedimento ainda não é prática de rotina por ser um método com alto custo para os proprietários.

A amostra de fezes foi colocada dentro de um frasco devidamente fechado e identificado, sendo mantida no frigorífico para posterior processamento. Sempre que foram detectados parasitas adultos nas fezes, estes foram devidamente separados para outros frascos contendo álcool etílico a 70% e identificados.

A recolha de parasitas externos visíveis foi a primeira colheita realizada. Procedeu-se à colheita de ixodídeos e de pulgas, com o auxílio de uma pinça. Ambos foram colocados em frascos devidamente identificados, contendo álcool etílico a 70%.

3.4. Técnicas de laboratório

Método de Willis (Método de flutuação)

O objetivo é a detecção de ovos de Nemátodes e Céstodes, oocistos e quistos de Protozoários. Consiste num método de flutuação, que tem por base a diferença de densidade dos ovos dos parasitas (Bowman et al., 2009).

Execução da Técnica:

1. Num copo de vidro misturar 2 a 5 g de fezes com cerca de 20 ml de solução saturada de NaCl, com o auxílio de uma vareta de vidro;
2. Filtrar a suspensão de fezes por um crivo ou peneira para um tubo de ensaio;
3. Completar o volume do tubo com solução saturada de NaCl até formar um menisco convexo;
4. Cobrir o tubo com uma lamela tendo o cuidado de não deixar bolhas de ar;
5. Deixar o conjunto repousar durante 15 minutos;
6. Recolher a lamela, colocar sobre uma lâmina e observar ao microscópio óptico nas ampliações de 100X e 400X, para a presença de parasitas, colocando o resultado na ficha de identificação (Anexo 3).

Segundo Kaufmann (1996) devido à alta gravidade específica e ou centrifugada os ovos e quistos de protozoários flutuam.

As soluções utilizadas podem ser soluções saturadas de açúcar (500g de açúcar em 360 ml de água) ou solução saturada de Sulfato de Sódio ($d=1,280$ a $1,300$). (Urquhart et al., 1996)

Colheita de ectoparasitas

Recolheram-se carraças presentes nos animais com o auxílio de uma pinça e colocaram-se em frascos com álcool etílico a 70% devidamente identificados que posteriormente foram identificados através da observação em microscópio estereoscópico e colocado numa de folha de identificação (Anexo 4).

3.5. Análise Estatística

Os dados obtidos nos diversos inquéritos (Anexo 1) efectuados foram, inicialmente armazenados em ficheiros Excel 2007 – *Microsoft Office*, utilizando também o programa SPSS (SPSS versão 16.0 para Windows®; SPSS, Chicago, Illinois, EUA).

Foram analisados os dados relativamente aos cães, tais como: idade, sexo, presença de endoparasitas, presença de ectoparasitas, modo de vida, hábitos de desparasitação interna e externa, intervalo entre desparasitações internas e externas, princípio activo utilizado.

Os animais do estudo foram divididos segundo a idade em três grupos etários: Jovens, Adultos e Geriátricos. No grupo dos animais Jovens (Grupo 1), estavam os animais com idades até 1 ano (inclusive); no Grupo 2, estavam agrupados os animais com idades superiores a 1 ano até os 8 anos e o Grupo 3 era composto por animais com idades superiores a 8 anos. Para a classificação segundo o Sexo, atribuiu-se o número 0 para o sexo Masculino e o número 1 para o sexo Feminino.

Nos resultados da pesquisa de endoparasitas, atribuiu-se o número 0 para os resultados negativos e o número 1 para as amostras positivas.

Quanto aos ectoparasitas, foi atribuído o número 0 para os animais com resultados negativos, sendo que aqueles que apresentavam Pulgas, foi-lhes atribuído o número 1, e aqueles que apresentavam Carraças, foi-lhes atribuído o número 2 e o número 3 para aqueles que apresentavam infecção múltipla, por pulga e carraças simultaneamente.

O modo de vida foi classificado como “Indoor” que correspondia ao número 1 e o modo de vida “Outdoor” correspondia o número 2.

No caso da realização de desparasitações internas ou externa o número 0 era referente a “Não realiza desparasitação” e o número o 1 referia a “Realiza Desparasitação”.

O princípio activo que era utilizado foi referido nos resultados individualmente pelo nome comercial, por se tratar de um número elevado de opções. O intervalo entre desparasitações (Interna e Externa), foi atribuído o número 1 para animais que não realizavam desparasitação número 2 para desparasitações Mensais, o número 3 para desparasitações Trimensais, o número 4 para desparasitações Semestrais e o número 5 para desparasitações Anuais.

Uma vez que a natureza da informação recolhida foi essencialmente descritiva, toda a análise estatística foi realizada por comparação simples de frequências absolutas e relativas, com ou sem cruzamento de dados das respostas dadas. Algumas das variáveis,

dependendo do tipo e da complexidade das respostas dadas, foram analisadas directamente no próprio programa onde foram introduzidos os dados (*Microsoft Office Excel 2007*), por intermédio de “tabelas dinâmicas”, enquanto as restantes necessitaram recorrer a um programa de estatística específica (SPSS versão 16.0 para Windows®; SPSS, Chicago, Illinois, EUA). Com a ajuda desta ferramenta informática foi possível verificar que em alguns casos e mediante a respectiva tabela de dupla entrada 2x2, a existência ou não de diferenças estatisticamente significativas (valores $p > 0,05$), com recurso ao Teste de Qui-Quadrado de Pearson e ao Teste Exacto de Fisher.

Procedeu-se à determinação de possíveis associações estatísticas, utilizando-se o teste de Fisher, o teste Qui-Quadrado, consoante os casos aplicáveis, com um intervalo de confiança de 95%, assumindo-se o nível de significância $p < 0,05$ e um intervalo de confiança de 90%, assumindo p nível de significância $p = 0,1$.

Procedeu-se por fim, a uma pequena análise comparativa entre diversas variáveis consideradas importantes para este trabalho e respectivos objetivos.

Na maior parte do estudo não houve dados significativos devido ao tamanho da amostra mas não significando que não existisse correlação das variáveis observadas.

Capítulo 4 – Resultados

No inquérito realizado no Hospital Veterinário SOSVet, obtve-se um total de 116 amostras, sendo a maior parte de respostas de escolha múltipla.

O resultado do inquérito foi analisado segundo o teste Qui-Quadrado e com apoio informático do programa SPSS.

É importante referir que do total de 116 amostras recolhidas, 60% dos animais eram cães (70/116) e 40% eram gatos (46/116).

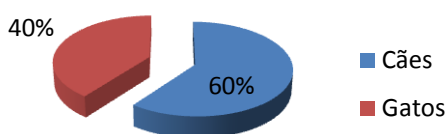


Gráfico 1 - Distribuição das espécies animais do estudo.

O estudo foi dividido por espécie canina e felina, analisando primeiro os cães. O sexo predominante nos cães é o masculino com 56%, enquanto as fêmeas apresentam 44%.

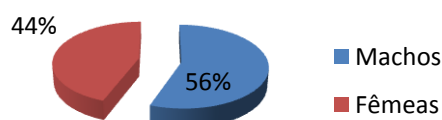


Gráfico 2 – Distribuição dos cães segundo o género.

As idades das amostras obtidas foram agrupadas em três categorias: Jovens até 1 ano, inclusivé (13%), Adultos com mais de 1 ano até aos 8 anos, inclusivé (54%) e Geriátricos com mais de 8 anos (33%). Tendo como idade mínima 2 meses e como idade máxima 15 anos, sendo a média de idades de 6, 27 anos.

Habluetzel et al. (2003) conclui que a prevalência de infeção diminuiu com o aumento da idade dos animais. Cachorros com menos de três meses de idade apresentaram uma positividade na ordem dos 72,4%; de três a 12 meses uma percentagem de 42,7 e em animais com mais de 12 meses, 15,7%.

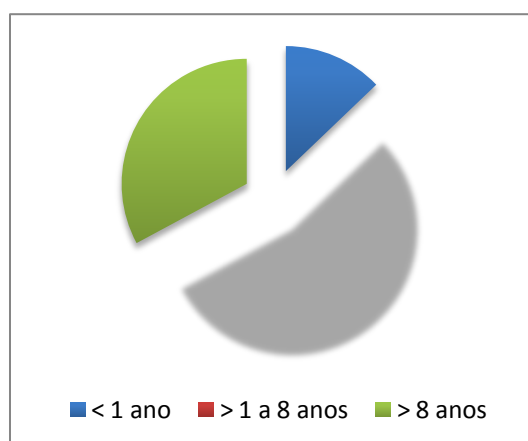


Gráfico 3 – Distribuição dos cães segundo a idade.

Quanto à análise do parasitismo gastrointestinal, 98,6% dos animais não apresentam endoparasitas, sendo que apenas 1,4% foram positivos para parasitas internos, nomeadamente *Toxocara canis*.

Comparativamente a um estudo realizado recentemente em Vila Franca de Xira (Bettencourt dos Santos, J. et al., 2014), a prevalência de parasitas gastrointestinais foi a seguinte: *Toxocara canis* (15%), *Strongyloides stercoralis* (7,5%), *Ancylostoma caninum* (15%), *Uncinaria stenocephala* (16,25%), *Trichuris vulpis* (11,25%), *Taenia spp.* (10%).

A pesquisa de ovos de Ténia apresentou resultando negativo o que pode ser explicado pela utilização da técnica de Willis (Flutuação) neste estudo, não sendo esta a técnica indicada para diagnóstico destes géneros (Katigiri & Oliveira-Sequeira, 2007).



Gráfico 4 – Presença de Endoparasitas em cães.

Na pesquisa dos Ectoparasitas, observou-se que 57,1% (40/70) dos animais apresentavam-se negativos, 14,3% (10/70) com presença de pulgas, 11,4% (8/70) com carraças e 17,1% (12/70) apresentava uma associação de pulgas e carraças.

Os resultados obtidos neste estudo quando comparados com aqueles obtidos por outros autores no Brasil, indicam uma baixa prevalência tal como demonstrada por Rafael, J.A. & Moreira de Castro, M.C. et al (2006), onde a prevalência de ectoparasitas na cidade de Manaus em cães foi de 80,8%, de pulgas *C. felis* foi de 28,7% e 63% de carraças *R. sanguineus*.

No estudo realizado, observou-se que os ectoparasitas presentes nos animais foram 23,75% de *Rhipicephalus sanguineus* e 10% *Ctenocephalides felis*.

Segundo Dantas-Torres et al. (2014), *C. felis felis* é a pulga mais prevalente nas infecções de cães no Brasil.

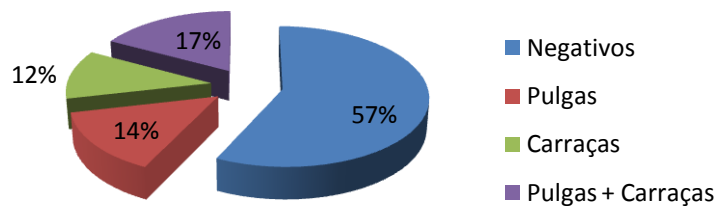


Gráfico 5 – Distribuição dos Ectoparasitas em cães.

Quanto ao modo de vida, 31,4% dos animais tinham modo de vida “Indoor” e 68,6% apresentam vida “Outdoor”.

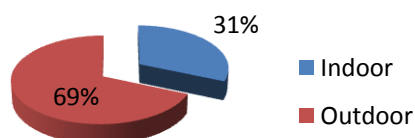


Gráfico 6 – Distribuição quanto ao modo de vida dos cães do estudo.

No inquérito realizado, observou-se que 11,4% não realizam desparasitação interna e 88,6% realizam desparasitação interna.

Quanto ao intervalo entre desparasitações, 11,4% como referido anteriormente não efectuam desparasitação interna, 4,3% realizam desparasitação mensal, 20,0% realizam desparasitação trimestral, 51,4% desparasitação semestral e por fim 12,9% efectuam desparasitação anual.

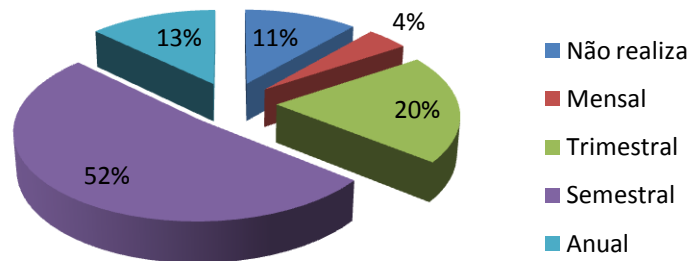


Gráfico 7 – Distribuição do Intervalo entre Desparasitações Internas realizadas nos cães.

Na população canina estudada 15,7% não efectuava desparasitação externa e 84,3% realizava desparasitação externa, com o seguinte intervalo: 15,7% não realizava desparasitação externa, 37,1% realizava desparasitação mensal, 30,0% efectuava desparasitação trimestral, 10,0% realizava desparasitação semestral e os restantes 7,1% faziam desparasitação anual.

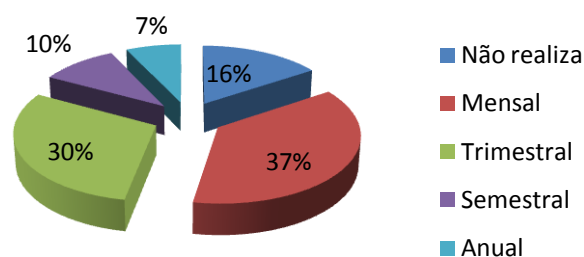


Gráfico 8 – Distribuição do Intervalo entre Desparasitações Externas nos cães.

Em relação à identificação dos medicamentos utilizados nos tratamentos anti-parasitários, os donos apresentaram uma maior dificuldade em reconhecer o nome da fórmula farmacêutica que utilizam.

35% dos proprietários utilizam Milbemax® (Anexo 7), sendo o antiparasitário mais recomendado no Hospital Veterinário SOSVet, 11% Drontal® Plus, 10% não sabe identificar o nome do medicamento em questão, 5% utilizam Drontal®, 5% utilizam Advocate®, 3% usam Tenil® Vet, 3% usam Pofender®, 3% Telmin® e com 2% Dosolid®, 2% Vitaminthe® Reforzado, 2% Vitaminthe®, 2% Caniquantel® Plus, 2% Drontal® Plus XL, 2% Procox®, e 2% por cada associação e/ou rotação entre os seguintes medicamentos: Milbemax®, Profender® e Endogard®; Drontal® e Stronghold®; Milbemax® e Profender®; Milbemax® e Dosolid®; Milbemax® e Cazitel Plus®; Milbemax®, Caniquantel® Plus e Advocate®; Milbemax® e Caniquantel® Plus; Drontal® Plus e Tenil® Vet; Drontal® Plus, Milbemax® e Vitaminthe®. Devido à questão de arredondamento de casas decimais, o somatório do gráfico resulta em $\approx 105\%$.

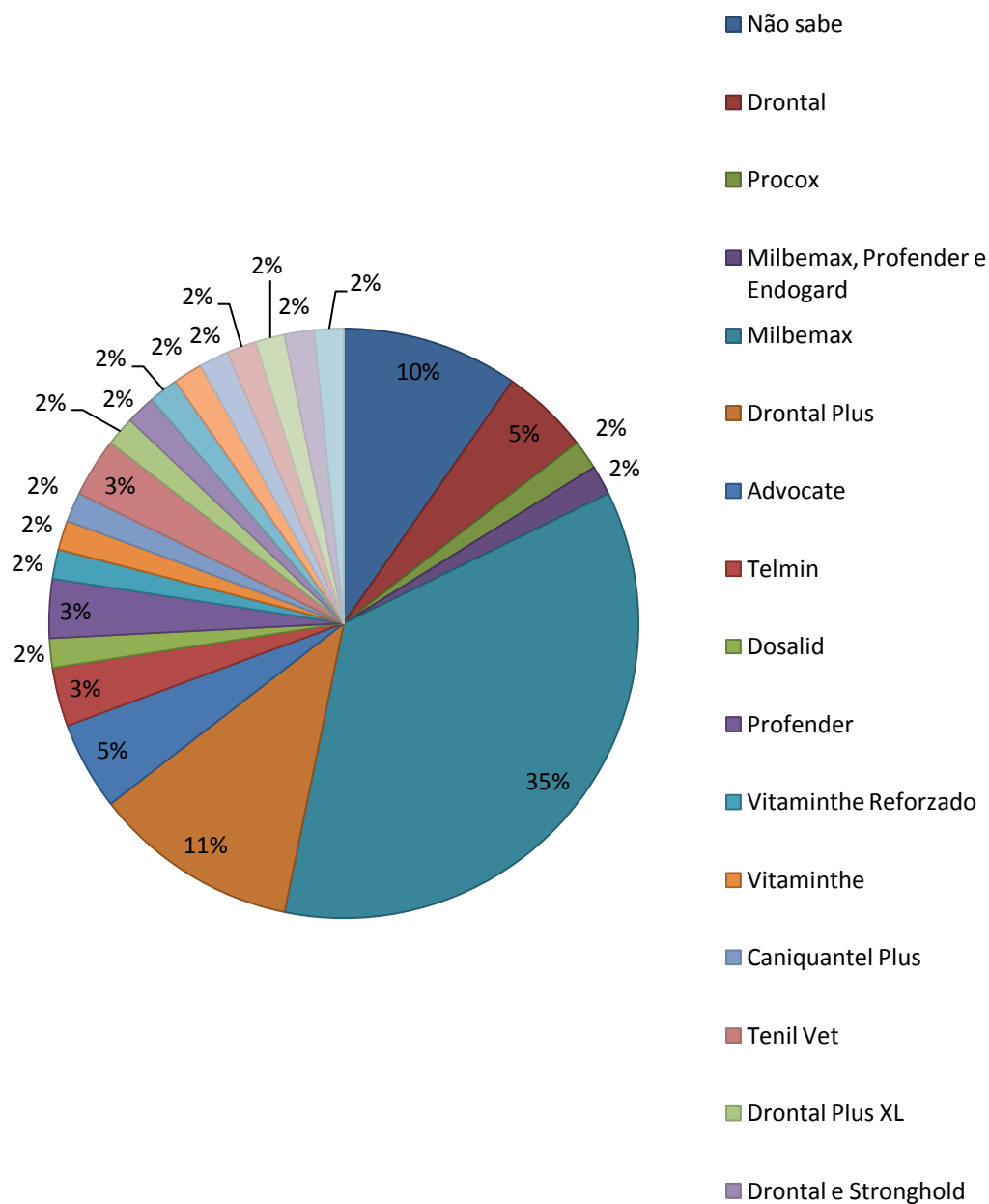


Gráfico 9 – Prevalência de Antiparasitários Internos mais frequentemente utilizados em cães.

Devido aos arredondamentos decimais, o somatório dos antiparasitários externos é de $\approx 101\%$. A prevalência dos desparasitantes externos é 39% de Advantix®, 10% Advantage®, 10% Activyl® Tick Plus, 8% Scalibor®, 7% associação/rotação Advantix® e Scalibor®, 3% Activyl®, 3% Frontline® Plus, 3% associação/rotação

Advantix®, Pulvex® e Scalibor®, 2% Effipro®, 2% Frontline®, 2% Frontline® Combo, 2% Pulvex®, 2% Advantix®, Effipro® e Pulvex®, 2% Advantix®, Capstar® e Scalibor®, 2% Capstar® e Frontline® Plus, 2% Advantix®, Frontline® Plus e Pulvex®, 2% Advantix®, Advocate®, Capstar® e Scalibor®.

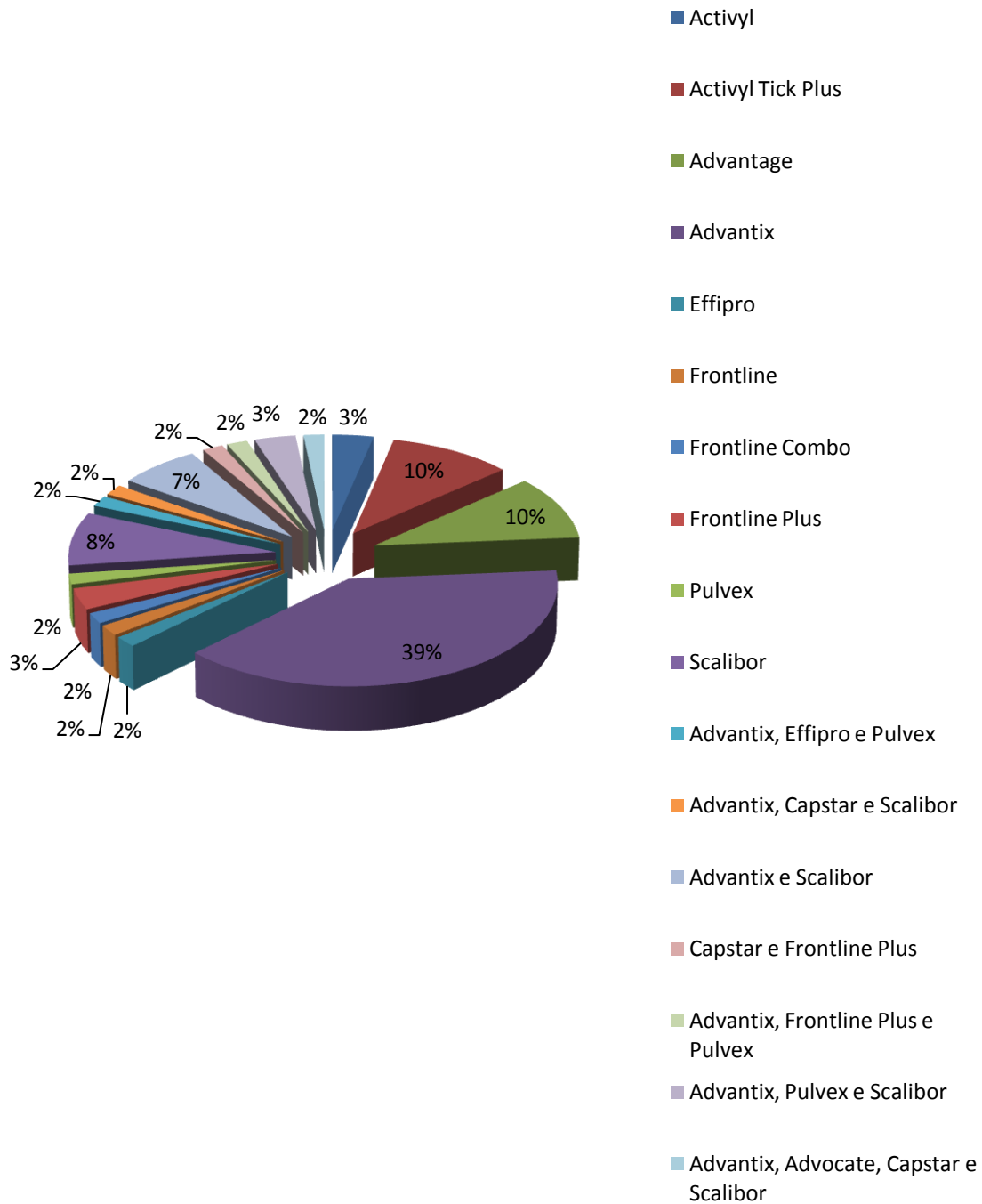


Gráfico 10 – Prevalência de utilização de Antiparasitários Externos em cães.

Nos gatos, 56,5% representam o sexo masculino, enquanto 43,5% são fêmeas.

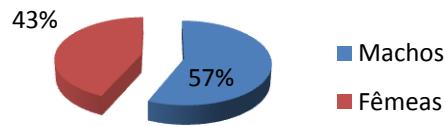


Gráfico 11 – Representação da prevalência de gêneros nos gatos.

Mc Glde et al. (2003) afirmaram que para cada gato a mais no domicílio, o risco de parasitismo aumenta até 1,3 vezes mais.

As idades das amostras obtidas foram agrupadas em três categorias: Jovens até 1 ano (26,1%), Adultos com mais de 1 ano até aos 8 anos (58,7%) e Geriátricos com mais de 8 anos (15,2%).

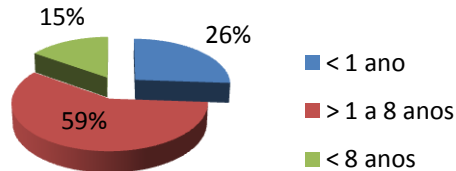


Gráfico 12 – Frequência de idades dos gatos.

93,5% de animais não apresentam endoparasitas, sendo apenas 6,5% positivos para parasitas internos, entre eles um caso de *Ancylostoma*, um caso de *Toxocara cati* e um caso de infecção múltipla por *T. cati* e *Cystoisospora felis*.

Contrariamente a Stalliviere et al. (2009), onde a prevalência de helmintos intestinais foi de 37,8%, um número muito superior ao encontrado.

Segundo Serra et al. (2003), o predomínio de parasitas de gatos em amostras coprológicas no Brasil, indicam uma prevalência por *Ancylostoma sp* (43,5%), *Toxocara sp* (19,1%) e *Cystoisospora sp* (43,5%), foram ainda encontrados ovos de

Uncinaria sp (1,5%), *Toxascaris leonina* (7,6%), quistos de *Giardia sp* (6,1%) e esporocistos de *Sarcocystis sp* (0,8%).

Ainda no mesmo estudo, foi encontrado parasitismo múltiplo em 9,2% (6/65), sendo as associações parasitárias mais comuns: *Ancylostoma sp* com *Toxocara sp* em 3 animais e *Ancylostoma sp* e *Cystoisospora felis* em outros 2 animais.

Barutzki e Shaper (2003), na Alemanha concluíram que 24,3% de amostras positivas para endoparasitas. Onde gatos até um ano de idade tiveram uma maior prevalência de *Cystoisospora spp.* e *Toxocara mystax* quando comparados a gatos mais velhos.

Segundo Stalliviere et al. (2009), a prevalência de endoparasitas em gatos na cidade de Lages, no Brasil foi de 37,8% (42/111), entre eles *Ancylostoma spp.*, *Toxocara sp.*, *Trichuris sp.*, família Taeniidae e *Onicola sp.*

Um estudo realizado no Brasil demonstrou que as infecções por endoparasitas em gatos, mais frequentes são: *Aelurostrongylus abstrusus*, *A. brasiliense*, *A. caninum*, *A. tubaeforme*, *Pearsonema feliscati*, *Physaloptera praeputialis*, *Toxascaris leonina*, *Toxocara cati*, *D. caninum*, *Spirometra mansonoides*, *Taenia taeniformis*, *Platynosomum fastosum*, *T. gondii*, *Trichuris campanula* e *Trichuri serrata* (Dantas-Torres et al., 2014).

Segundo o estudo de Nabais, et al. (2008), *Ancylostoma/Uncinaria* foi o parasita mais encontrado em cães domésticos com 53,8%, seguido de *Strongyloides* com 25,6%, *Cryptosporidium* com 13,5%, *Toxocara canis* com 1,3% e *Cystoisospora* e *Trichuris* com 7,7%, tanto *Eimeria* como *Toxascaris leonina* 5,1% cada, *Taeniidae* com 2,6% assim como *Sarcocystis canis*.

Outro estudo, desta vez realizado na Europa, mais precisamente na Itália, por Habluetzel et al. (2003), detectaram *T. canis* em 33,6% das amostras em cães, quer de companhia, quer de caça, ou ainda de guarda, não havendo distinção.

Na Alemanha, um estudo realizado por Barutzki e Schaper (2003) verificaram que cães até um ano de idade estavam parasitados pela seguinte ordem de prevalência: *Cystoisospora spp.* (14,8%); *T. canis* (13,3%); *T. vulpis* (1,8%) e *Ancylostomatidae* (3,8%).

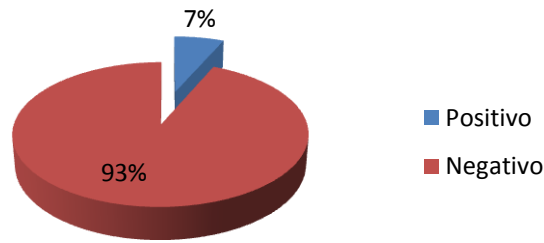


Gráfico 13 – Presença de Endoparasitas em gatos.

76,1% (35/46) não apresentam ectoparasitas, contra 23,9% (11/46) de presença de parasitas externos.

Segundo Stalliviere et al. (2009), a prevalência de ectoparasitas em gatos na cidade de Lages, no Brasil foi de 13,8% (28/203), entre eles *Ctenocephalides felis felis*, *C. canis* e *Ctenocephalides* híbrido (*C.felis felis* x *C.canis*).

Segundo Rafael, J.A. & Moreira de Castro, M.C. et al (2006), a prevalência de ectoparasitas na cidade de Manaus para gatos foi de 72,7%.

A ausência de carraças nos gatos deve-se ao fato de que os mesmos não são hospedeiros de importância primária para a manutenção das populações de *R. sanguineus* no ambiente. Uma vez que os gatos são animais muito higiênicos, fazendo a sua própria limpeza, removem eficazmente as carraças do seu corpo, daí a prevalência em gatos ser baixa, fato esse suportado por Tilley e Smith (2008).

Segundo Dantas-Torres et al. (2014), os gatos são frequentemente infectados por pulgas no Brasil, e menos frequentemente por carraças, tais como *R. sanguineus* e *Amblyomma triste*.

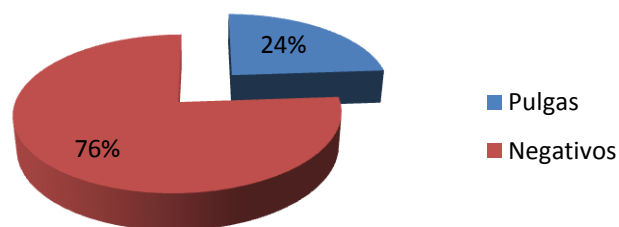


Gráfico 14 - Presença de Ectoparasitas em gatos.

84,8% dos animais têm modo de vida “Indoor”, podendo ter acesso ao quintal, não estando totalmente confinados a casa e 15,2% apresentam vida “Outdoor”.

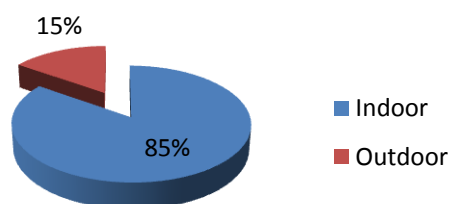


Gráfico 15 – Estilo de vida nos gatos.

26,1% dos proprietários não realizam desparasitação interna nos gatos e 73,9% realizam.

Quanto ao intervalo entre desparasitações, 26,1% como referido anteriormente não efectuam desparasitação interna, 4,3% realizam desparasitação mensal, 19,6% realizam desparasitação trimestral, 39,1% desparasitação semestral e por fim 10,9% efectuam desparasitação anual.

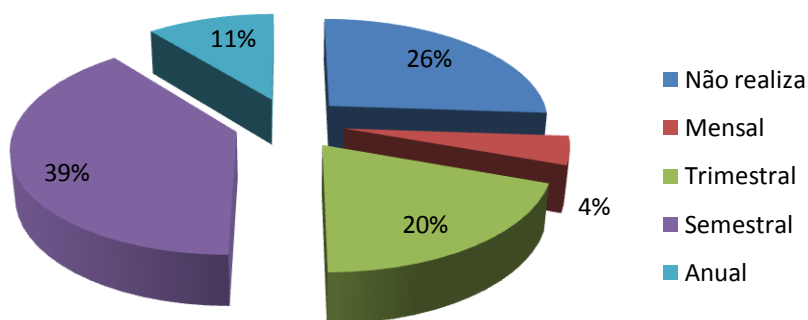


Gráfico 16 – Intervalo entre Desparasitações Internas nos gatos.

30,4% dos proprietários não efectua desparasitação externa nos gatos e 69,6% realiza com o seguinte intervalo de tempo: 32,6% realiza desparasitação mensal, 17,4% efectua desparasitação trimestral, 13,0% realiza desparasitação semestral e os restantes 6,5% fazem desparasitação anual.

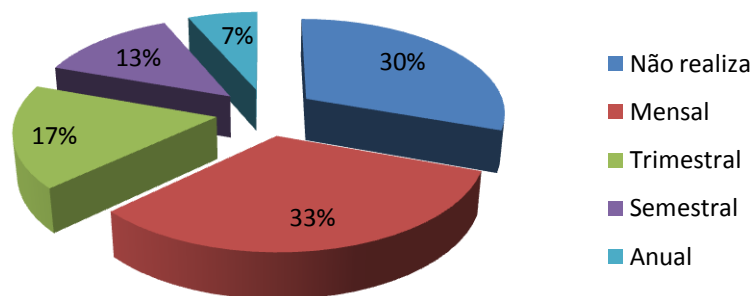


Gráfico 17 – Intervalo entre Desparasitações Externas em gatos.

O antiparasitário interno mais frequentemente utilizado por proprietários de gatos foi Milbemax® com 61%, seguidos de Drontal® Cat e Advocate® igualmente com 9% cada, 6% dos proprietários não sabe o nome do medicamento, seguido de Strongid®, Vitaminthe®, Drontal® Plus XL, Drontal® associado/rotação com Strongid® e por último Advocate® associado/rotação com Milbemax® e com Profender® é de 3% cada.

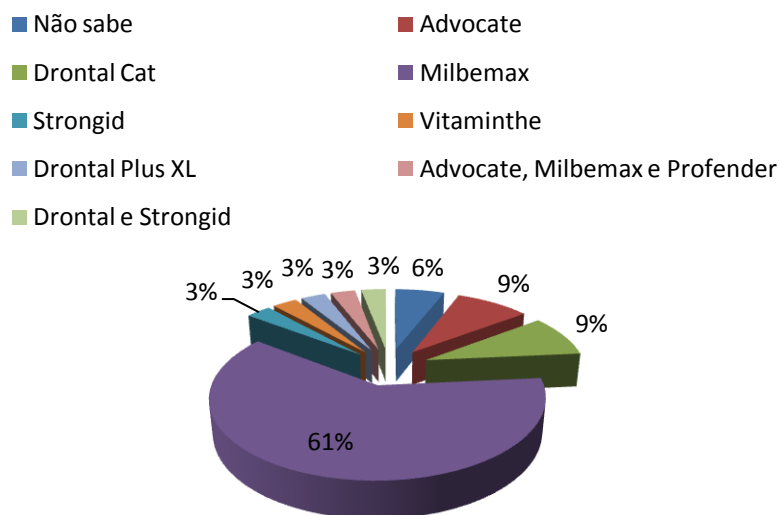


Gráfico 18 – Frequência de utilização dos diferentes Antiparasitários Internos em gatos.

O Antiparasitário Externo mais utilizado foi Advantage® com 35%, seguido de Actyvil® com 25%, Advocate® com 10%, Frontline® Plus com 6%, 3% Eliminal®, 3% Effipro®, 3% Capstar®, 3% Frontline®, 3% dos proprietários não sabe o nome do medicamento, 3% Advocate® associado/rotação com Advantage®, 3% Advantage®

associado/rotação com Frontline® Plus, 3% Advantage® associado/rotação com Advantix®.

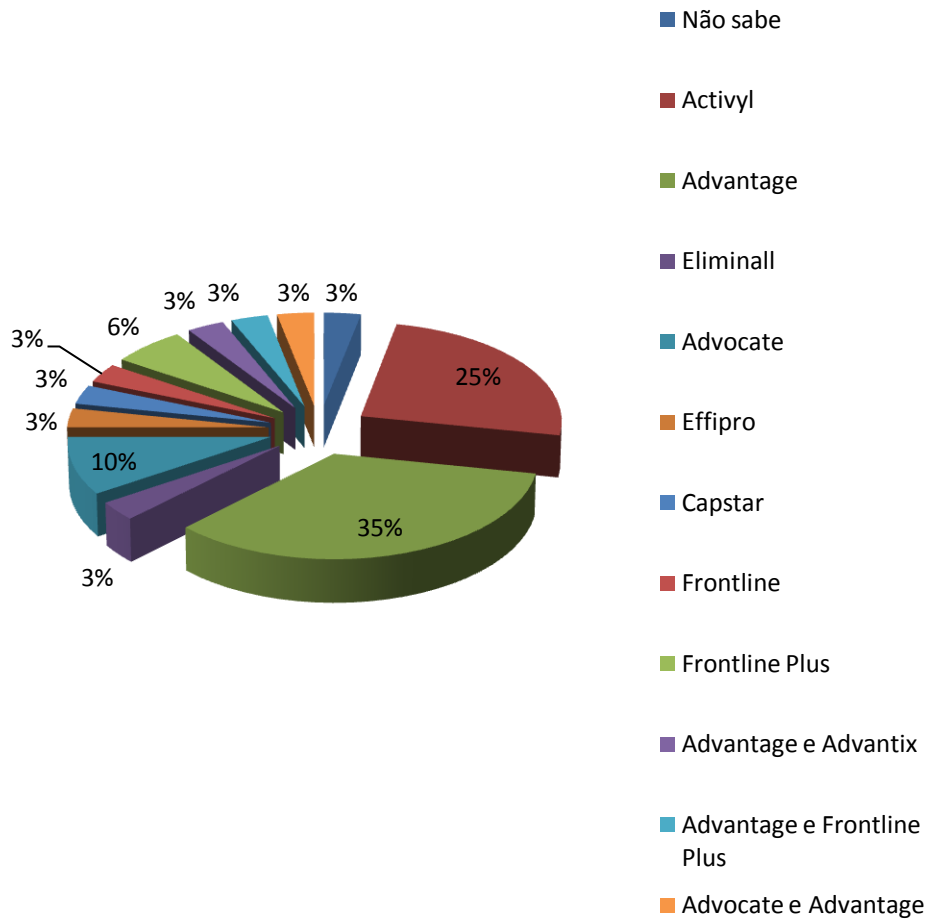


Gráfico 19 – Frequência de utilização de Antiparasitários Externos nos gatos.

O conhecimento de patologias que podem ser transmitidas pelos animais foi verificado junto aos entrevistados a título informativo, mostrando que uma grande parte dos proprietários não tem conhecimento de zoonoses.

Capítulo 5 – Discussão

O principal objetivo do estudo foi determinar a prevalência de algumas espécies de parasitas importantes nos cães e gatos e, com relevância em Saúde Pública e Ambiental, consciencializando os proprietários para a necessidade da escolha exata do princípio ativo e a correta periodicidade de administração. Alertando ainda os donos para as medidas higio-sanitárias no meio ambiente.

A amostra populacional do estudo foi composta por 116 animais, que caracterizava uma amostragem significativa da população canina e felina de Almada que recorria ao atendimento médico-veterinário.

Relativamente ao estudo coprológico, foram colhidas amostras fecais com o objetivo de pesquisar formas parasitárias presentes. Tendo sido um método de estudo não-invasivo, pode-se obter dados parasitológicos em vastas áreas. Ainda que a escolha deste método de diagnóstico apresentasse algumas limitações, foi suficiente para fornecer informação fidedigna sobre a parasitofauna.

O hospital veterinário em estudo é um local conceituado, bem equipado, quer a nível técnico, quer a nível profissional, onde muitos clientes são referenciados por colegas da mesma área, inserido num ambiente citadino e com poder de compra, que mesmo sendo considerado intermédio, é superior à média nacional.

Podemos referir alguns pontos de dificuldade, uma vez que os inquéritos foram realizados no hospital veterinário: houve uma certa tendência para responder o “correcto”, de forma a não contrariar o médico veterinário; outro ponto negativo foi a escassez de tempo para responder a todas as questões, originando menor grau de precisão nas respostas.

O fato do número da amostra ter sido reduzida, não sendo directamente proporcional ao número de inquéritos/copos coprológicos distribuídos, nos indicou uma certa desvalorização ou desinteresse em relação ao tema por parte de alguns donos.

Num estudo realizado pelo “Companion Animal Parasite Council” (CAPC) nos EUA, em Setembro de 2006, foi questionado aos donos de cães, se utilizavam algum produto no controlo de helmintoses e 18% dos inquiridos respondeu que nunca utilizou.

No presente estudo, pode-se observar que o número de desparasitações por ano depende maioritariamente da informação do médico veterinário.

Sendo a escolha do anti-helmínico um fator essencial no sucesso do tratamento profilático das helmintoses gastrointestinais e ectoparasitoses, neste estudo não foi

constatada qual a dosagem dos medicamentos e se existia rotação dos mesmos, no entanto, com a informação disponível em relação ao princípio activo, pode-se concluir se cobriam ou não, a totalidade das parasitoses observadas.

Houve ainda clientes que não sabiam qual o nome do anti-helmíntico, demonstrando a dependência do médico veterinário para esta informação.

Quanto a rotação do princípio ativo, como prevenção de resistências, observou-se que existe uma grande quantidade de donos a fazer uma exagerada rotação entre diferentes antiparasitários, somente por insatisfação na eficácia do tratamento observado por eles mesmos, optando por mudar de medicamento em vez de procurar elucidar a origem do problema. Nestes casos a indicação de exames coprológicos, por parte do Médico Veterinário, seria a melhor forma de garantir uma eficácia nos tratamentos, mas que raramente o fazem.

Por não serem todos os anti-helmínticos de largo espectro de acção podem justificar a insatisfação dos donos

Os antiparasitários cujos princípios ativos são o emodepside, moxidectina selamectina e milbemicina oxima, indicaram ter uma utilização muito considerável no controlo de algumas helmintoses, pois têm uma eficácia elevada no controlo das formas larvares L4 e L5 de *Toxocara spp.* e *Ancylostoma spp.* Relativamente à tricurose, os fármacos de eleição são o febendazol, milbemicina oxima, febantel, diclorvos, oxibendazol e mais recentemente o emodepside e moxidectina. Contrariamente aos outros parasitas, que atingem a maturidade em cerca de 2 a 3 semanas, o género *Trichuris* demora cerca de 3 meses a fazê-lo, o que o torna mais resistente ao tratamento. Assim, devemos desparasitar os animais mensalmente com três tomas em dias consecutivos, de modo a eliminar os parasitas à medida que estes atinjam a maturidade. Quanto ao tratamento da estrogiloidose causada por *Strongyloides stercoralis*, está descrita a administração PO de dietilcarbamazina (100 mg/kgpv), mebendazol (20 mg/kgpv/ dia durante 3 a 14 dias) e tiabendazol (50 mg/kgpv, durante 3 dias consecutivos). Para o tratamento das metastrongilidoses estão recomendados os benzimidazóis (Alho et al., 2010).

O fator zoonótico quando entendido, torna a preocupação por parte do dono muito maior e aumenta consideravelmente a sua colaboração.

O Médico Veterinário, como detentor de conhecimentos técnico-científicos excepcionais sobre o tema, tem o dever de informar e direccionar a escolha quanto ao melhor antiparasitário a ser utilizado em cada caso.

Os resultados obtidos neste trabalho, mostram uma maior prevalência de *Ancylostoma* sp. 2,17%, *Toxocara* sp 2,17%, *Cystoisospora* sp. 2,17% na população estudada, podendo estar relacionado com fatores ambientais, nomeadamente com a época do ano em que foram colhidas as amostras coprológicas e com o número de animais que coabitavam com os animais do estudo. Outro fator pode ser observado como o maior parasitismo em animais jovens é a infecção das fêmeas durante a gestação, levando à infecção das crias. como é o caso do *Ancylostoma caninum* em que a sua forma de transmissão, pode ser galactogénica, onde as L2 que atingem os pulmões, migram para os músculos esqueléticos, onde permanecem latentes até à fêmea ficar gestante. Após este período, são então, reactivadas durante as 2 últimas semanas de gravidez como L3, podendo ser eliminadas no leite materno durante um período de aproximadamente três semanas após o parto. A infecção transmamária está associada frequentemente à anemia grave em ninhadas na segunda ou terceira semana de vida. Entretanto não há certezas relativamente à transmissão pré-natal. Também a transmissão percutânea e oral a partir do meio ambiente, são as mais frequentes.

Quanto ao aspecto zoonótico dos parasitas *Toxocara canis*, *Ancylostoma canis* e *Cystoisospora* sp. foi bem compreendida por parte dos proprietários.

Não foram detetados ovos de *T. leonina*, os quais podem ser muitas vezes observados em prevalências que variam de 0,4% a 29% (Torres, 2009). O método de flutuação também para a pesquisa de oocistos de coccídeos (como *Cystoisospora spp.*), foi utilizado em vários estudos, apontando prevalências entre 0,6% e 26,3% (Katagiri & Oliveira-Sequeira, 2008; Barutzki & Schaper, 2011).

O fato da prevalência de nemátodes ter sido superior em cachorros, pode ser explicado pela possível transmissão por via transplacentária e lactogénica. Não foi verificada uma associação estatisticamente significativa entre a idade e a infecção por céstodes, assim como a idade e infecção por protozoários.

Quanto à infestação por *R. sanguineus*, alguns estudos realizados em alguns países, reportam altas prevalências tais como aquela observada por Heukelbach et al. (2012) no Brasil, onde a prevalência foi de 89,7%. Estudos realizados em Portugal também demonstraram uma alta prevalência 90,36%, no concelho de Óbidos (Crespo, Rosa & Almeida, 2013).

No presente estudo, os resultados referentes a ectoparasitas podem ter sido subestimados, por não terem sido colhidos e identificadas todas as carraças e pulgas que infestavam os

animais. A prevalência de infecções simples foi a mais frequente neste estudo (3/116) e foram aquelas provocadas por *Toxocara canis*, *Ancylostoma* e *Toxocara cati*. Apenas um único caso isolado de infecção múltipla por *Toxocara cati* e *Cystoisospora felis* foi observado.

No presente estudo os resultados estão de acordo com aqueles obtidos por Stalliviere et al. (2007), onde a prevalência de infecção simples foi de 12,2% para *Ancylostoma spp.*, 5,1% para *Toxocara sp.*, 8% para *Trichuris sp.*, 1% para *Dipylidium sp.* e 0,2% para *Taeniidae*. No caso das infecções múltiplas, registou-se uma prevalência de 11,6%, com as seguintes associações: *Ancylostoma spp.*, *Toxocara sp.* e *Trichuris sp.* 1,5%; *Ancylostoma spp.* e *Toxocara sp.* 2,9%; *Ancylostoma spp.* e *Trichuris sp.* 6,1%; *Toxocara sp.* e *Trichuris sp.* 0,7%; *Ancylostoma spp.*, *Toxocara sp.* e família *Taeniidae* 0,2%; e *Dipylidium sp.* e *Onicola sp.* 0,2%.

Capítulo 6 – Conclusão

As helmintoses gastrointestinais são ainda um assunto subvalorizado e desconhecido, daí a escolha de realizar inquéritos para uma melhor recolha de informações de grande relevância sobre o tema. O médico veterinário é o principal interveniente para a orientação aos proprietários de animais de companhia e como fonte de informação e orientação quanto a escolha do anti-helmíntico a ser utilizado, assim como na educação sanitária para prevenção de inúmeras zoonoses.

Os objetivos propostos inicialmente foram alcançados, tendo permitido obter um panorama parasitológico geral de cães e gatos da região de Almada que recorrem ao atendimento médico-veterinário.

Este estudo, quer pelo período decorrido, quer pela facilidade de acesso aos animais e seus proprietários, veio aprofundar o conhecimento parasitológico sobre a população de cães e gatos deste concelho. Em alguns casos conseguiu-se estimar os principais riscos parasitários, de acordo com a idade, sexo, sintomatologia apresentada, modo de vida, entre outros parâmetros.

As infeções parasitárias intestinais observadas neste estudo foram pouco frequentes e em ainda menor número infeções parasitárias mistas, as mais frequentes foram causadas por nemátodes e por animais jovens.

A infeção por ixodídeos em animais é comum, principalmente por *Rhipicephalus sanguineus*, porém não foi relevante neste estudo.

Sendo o risco evidente de infeção para o ser humano e para os animais elevado, quer por parasitas intestinais, quer por ectoparasitas, seria aconselhável a realização de novos estudos com uma amostragem maior.

Também seria de grande importância novos estudos sobre a prevalência de agentes parasitários no ambiente, especialmente em jardins, parques infantis e outros locais frequentados com regularidade por pessoas e animais.

Sugere-se também, o recurso a mais técnicas coprológicas (Sedimentação, McMaster, Faust modificado e testes comerciais de flutuação e de pesquisa de protozoários) e a necrópsia dos animais abatidos.

No que se refere às prevalências dos ectoparasitas macroscópicos, deverão ser efetuados novos estudos, se possível numa amostra maior e colhendo-se o máximo de exemplares de cada animal, de forma a determinar, não só a prevalência de animais infetados pelos diferentes ectoparasitas, como as prevalências relativas de cada espécie.

Aconselha-se a realizar desparasitação externa contra *R. sanguineus* e *C. felis*. Deverá ser implementado um programa profilático contra ectoparasitas a todos os animais.

Todos os animais e em especial, os de idade inferior a 1 ano deverão ser tratados pelo menos com um anti-helmíntico. Sendo o ideal a administração de antiparasitário que seja também eficaz contra céstodes, uma vez que apesar de menos prevalentes, foram observados em vários animais. Todos os animais deverão ser cuidadosamente observados, na pesquisa de lesões cutâneas, as quais deverão ser submetidas a raspagem profunda e observação microscópica.

O atual momento representa uma fase de transformação, no que se refere aos cuidados de saúde e prevenção de doenças, na qual a promoção da saúde das pessoas, animais e meio ambiente torna-se uma estratégia fundamental. As recomendações propostas pela OHITF (One Health) podem servir como um plano de ação destinado a orientar indivíduos e profissionais durante o processo de mudança.

O profissional Médico Veterinário deve auxiliar na implementação de soluções para os desafios decisivos a serem enfrentados por esse esforço em conjunto, através da colaboração com outras profissões, e junto dos proprietários.

Por fim, aconselha-se a veiculação da informação através da realização de posters, folhetos, panfletos com informação útil de forma resumida, de maneira a expressar a importância das parasitoses no contexto actual.

A fixação da informação deve ser efetuada na receção ou sala de espera do CAMV, de modo a que os clientes tenham a possibilidade de ler a informação enquanto aguardam pela consulta, tendo a oportunidade de tirar dúvidas com o Médico Veterinário, durante a consulta.

Sugerem-se também estudos num futuro próximo, englobando um maior número de clínicos, com o objetivo de perceber quais são as principais recomendações, prescrições, os métodos de controlo e o tipo e forma de informação que fazem passar sobre as parasitoses nos cães e nos gatos e sua consequente aceitação por parte dos proprietários.

Bibliografia

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

Almada Cidade Digital (2005). *Informação ao Cidadão – Concelho de Almada*. Acedido em Jan. 12, 2016. Disponível em: <http://www.almadadigital.pt/portal/page/portal/ACD/>

Anderson, R.C. (2000) *Nematode Parasites of Vertebrates Their Development and Transmission* (2 nd edition) CABI Publishing.

AVMA, *One Health* (2008). Acedido em Jan. 20, 2016. Disponível em: <https://www.avma.org/KB/Resources/Reports/Pages/One-Health.aspx>

Baños, H.Q. Romero & M.C.Varela. (1999) *Parasitología Veterinaria*. Madrid, Espanha: McGraw-Hill-Interamericana de España.

Baptista, D.G. (2011) Projecto Educação Pró-Animal. Dissertação de Mestrado Integrado em Medicina Veterinária. Faculdade de Medicina Veterinária - UTL, Lisboa.

Barutzki, D., & Schaper, R. (2011). Results of Parasitological Examinations of Faecal Samples from Cats and Dogs in Germany between 2003 and 2010. *Parasitology Research*, 109, 45-60.

Bettencourt dos Santos, J.P.G.A. (2014) Estudo observacional transversal de Parasitas em cães errantes no Concelho de Vila Franca de Xira, Portugal. Dissertação de Mestrado Integrado em Medicina Veterinária – Faculdade de Medicina Veterinária, Universidade de Lisboa.

Bowman, D.D., Lynn, R.C., Eberhard, M.L. & Alcaraz, A. (2009). *Georgis' Parasitology for Veterinarians*. (9 th ed.). Philadelphia: W.B. Saunders Co.

Bowman, D.D., Montgomery, S.P., Zajac, A.M., Eberhard, M.L. & Kazacos, K.R. (2010). *Hookworms of dogs and cats as agents of cutaneous larva migrans*. Trends in Parasitology.

Brites Neto, J. O Papel do Médico Veterinário no Controle da Saúde Pública. Disponível em: <http://www.saudeanimal.com.br/artig159.html> Acesso em: 30 de Agosto de 2015

Campillo, M. & Vázquez, F.A. (1999). *Parasitología Veterinaria*. Madrid: McGraw-Hill.

Cardoso, A.S., Costa, I.M.H., Figueiredo, C., Castro, A., Conceição, M.A.P. (2013) The occurrence of zoonotic parasites in rural dog populations from northern Portugal. *Journal of Helminthology*. Cambridge University Press 2013.

Claerebout, E., Losson, B., Cochez, C., Casaert, S., Dalemans, Anne-Catherine, Cat, A.D., Madder, M., Saegerman, C., Heyman, P., Lempereur, L. (2013) Ticks and associated pathogens collected from dogs and cats in Belgium. *Parasites & Vector*, v.6.

Código Deontológico da profissão Médico-Veterinária, Ordem dos Médicos Veterinários, artigo 7º e 15º-1

Crespo, M., Rosa, F. & Almeida, J. (2013). Parasitismo em canídeos de Óbidos. *Revista da Unidade de Investigação do Instituto Politécnico de Santarém*, 2, 292-300. Acedido em Jan. 2, 2016, disponível em: <http://repositorio.ipsantarem.pt/handle/10400.15/642>.

Coelho W., Amarante A., Soutello R., Bresciani K. (2009) *Ocorrência de parasitos gastrintestinais em amostras fecais de felinos no município de Andradina, São Paulo*.

Cripps, P. J. Veterinary education, zoonoses, and public health: a personal perspective. *Acta Tropica*, Amsterdam, v. 76, n. 1, p. 77-80, 2000.

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

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

Devera, R., Blanco, Y., Hernández, H., Simoes, D. (2007) *Toxocara spp.* y otros helmintos en plazas y parques de Ciudad Bolívar, estado Bolívar (Venezuela). *Enferm. Infecc. Microbiol.Clin.*2008; 26(1):23-6

Dunn, R.A., Greiner, E.C. (2005). Managing Hookworms in the Landscape [versão eletrónica]. *Institute of Food and Agricultural Sciences, University of Florida*.
Acedido em Maio 8, 2015. Disponível em: <http://edis.ifas.ufl.edu/NG007>.

ESCCAP (Consejo Europeu para el Control de las Parasitosis de los Animales de Compañía), Guía ESCCAP nº3 – Ectoparásitos Control de Insectos y Garrapatas que Parasitan a Perros y Gatos (2010).

ESCCAP (Consejo Europeu para el Control de las Parasitosis de los Animales de Compañía), ESCCAP Guideline 01 Second Edition - Worm Control in Dogs and Cats (2010).

Estrada-Peña, A., Ayllón, N., de la Fuente, J. (2012). Impact of Climate trends on tick-borne pathogen. *Frontiers in Physiology*, 3, 64. Acedido em Fev. 16, 2015, disponível em: <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC3313475/>.

Ferreira, M.da F. (2008) Parasitoses Caninas transmitidas por Ixodídeos. Dissertação de Mestrado Integrado em Medicina Veterinária, Faculdade de Medicina Veterinária – Universidade Técnica de Lisboa.

Foreyt, William J. (2001) *Veterinary Parasitology Reference Manual*. 5ª ed.

Freitas, M.V. de M. (2011) Levantamento de parasitos intestinais e pulmonares de felídeos e canídeos silvestres da Fundação Zoo-Botânica de Belo Horizonte por meio de técnicas coprológicas. Trabalho do Curso de Especialização em Clínica Médica e

Cirúrgica de Animais Selvagens e Exóticos do Centro Universitário da Grande Dourados.

Gennari, S.M., Kasai, N., Pena, H.F.de J., Cortez, A. (1999) Ocorrência de protozoários e helmintos em amostras de fezes de cães e gatos da cidade de São Paulo. *Bra.J.Vet.Res.Anim.Sei.* v.36.

Grant, S., Olsen, C. W. Preventing zoonotic diseases in immunocompromised persons: the role of physicians and veterinarians. *Emerging Infectious Diseases*, Atlanta, v. 5, n. 1, p. 159-163, 1999.

Habluetzel, A., Traldi, G., Ruggieri, S., Attili, A.R., Scuppa, P., Marchetti, R., Menghini, G. & Esposito, F. (2003). An estimation of *Toxocara canis* prevalence in dogs, environmental egg contamination and risk of human infection in the Marche region of Italy. *Veterinary Parasitology*, 113(3-4) , 243–252.

Heukelbach, J., Frank, R., Ariza, L., Lopes I.S., de Assis, E., Silva, A., Borges, A.C., Limongi, J.E., de Alencar, C.H. & Klimpel, S. (2012). High prevalence of intestinal infections and ectoparasites in dogs, Minas Gerais State (southeast Brazil). *Parasitology Research* , 111(5) 1913-1921.

Iannacone, J., Alvaríño, L. & Cárdenas-Callirgos, J. (2012), *Contamination de suelos com huevos de Toxocara canis en parques públicos de Santiago de Surco, Lima, Perú, 2007-2008*. *Neotropical Helminthol*, vol. 6.

Irwin, P. (2002). Companion animal parasitology: a clinical perspective. *International Journal for Parasitology*.

Katagiri, S., & Oliveira-Sequeira, C. (2008). Prevalence of dog intestinal parasites and risk perception of zoonotic infection by dog owners in São Paulo state Brazil. *Zoonoses Public Health*, 55(8-10), 406-413.

Kaufmann J. (1996) *Parasitic Infections of Domestic Animals, A Diagnostic Manual*. Basel. Boston. Berlin. Birkhauser Verlag.

Labruna, M., Jorge, R.S., Sana, D.A., Jácomo, A.T., Kashivakura, C.K., Furtado, M.M., Ferro, C., Perez, S.A., Silveira, L., Santos, T.S.Jr., Marques, S.R., Morato, R.G., Nava, A., Adania, C.H., Teixeira, R.H., Gomes, A.A., Conforti, V.A., Azevedo, F.C., Prada, C.S., Silva, J.C., Batista, A.F., Marvulo, M.F., Morato, R.L., Alho, C.J., Pinter, A., Ferreira, P.M., Ferreira, F. & Barros-Battesti, D.M. (2005). Ticks (Acari: Ixodida) on wild carnivores in Brazil. *Experimental and Applied Acarology*, 36(1-2), 149–163.

Matos, M.S., Alho, A.M., Madeira de Carvalho, L. (2013) Anti-helmínticos em animais de companhia: quando o fim justifica o meio. *Clínica Animal*. Vol.1, nº 6, 18-22.

Matos, S.L.S.M. (2013) Hábitos de Desparasitação em animais de companhia: Inquérito a proprietários de cães e gatos, da região de Lisboa, Portugal. Dissertação de Mestrado Integrado em Medicina Veterinária. Faculdade de Medicina Veterinária - UTL, Lisboa.

Mohammad N.S. Al-Sabi, Christian M.O. Kapel, Anna Johansson, Mia C. Espersen, Jørgen Koch, Jakob L. Willesen (2013) *A coprological investigation of gastrointestinal and cardiopulmonary parasites in hunting dogs in Denmark*.

Moreira de Castro, M.C. & Rafael, J.A. (2006) Ectoparasitos de cães e gatos da cidade de Manaus, Amazonas, Brasil. *Acta Amazonica*.

Morrison, G. Zoonotic infections from pets. *Postgraduate Medicine*, New York, v. 110, n. 1, p. 24-34, 2001.

Nabais, P.M.M.D. (2008). Controlo de Helmintoses Gastrointestinais em Cães. Dissertação de Mestrado Integrado em Medicina Veterinária. Faculdade de Medicina Veterinária - UTL, Lisboa.

Nelson, R.W & Couto, C.G. (2001). *Medicina Interna de Pequenos Animais* (2ª edição). Rio de Janeiro: Guanabara Koogan S.A.

OIE – Organização Mundial de Saúde Animal (do inglês World Organization for Animal Health, com origem do francês *Office International des Epizooties*). Acedido Nov. 2015. Disponível em: <http://www.oie.int/>

Oliveira da Silva, A. (2011) Incidência de Ectoparasitas encontrados em gatos (*Felis silvestres catus*) no Município de Manaus, AM. Trabalho de Bacharel do Curso de Medicina Veterinária da Escola Superior Batista do Amazonas.

Páez, M. C. L., Arjona, A. C., Orejuela, R. S. N., Calderón, C. A. A., Moreno, C.A. Á., Vera, E. C., Beltrán, S. D., Álvarez, L. I. M., Harker, P. R., Toro, G. R. (2006). *Atlas de parasitologia*. Editorial El Manual Moderno Colombia Ltda.

Palmer, C.S., Traub, R.J., Robertson, I.D., Devlin, G., Rees, R. & Thompson, R.C. (2008). Determining the zoonotic significance of *Giardia* and *Cryptosporidium* in Australian dogs and cats. *Veterinary Parasitology*.

Ribeiro, K.L., Dornelles de Freritas, T., Teixeira, M.C., Pacheco de Araújo, F.A., Mardini, L.B.L.F. (2013) Avaliação da ocorrência de formas parasitárias no solo de praças públicas do município de Esteio (RS). *Revista Acadêmica, Ciências Agrárias Ambiente, Curitiba*, v.11,n.1,p.59-64,jan./mar.2013

Romero, C, Mendoza , GD, Bustamante, LP, Yanez, S & Ramirez, N. 2010. *Contamination and viability of Toxocara sp. In feces collected from public parks, streets and dogs in Tejepilco at the subhumid tropico of Mexico*. *Journal of Animal and Veterinary Advances*, vol.9

Santos, J.P.G.A.B.D. (2014). Estudo observacional transversal de parasitas em cães errantes no concelho de Vila Franca de Xira, Portugal. Dissertação de Mestrado Integrado em Medicina Veterinária. Faculdade de Medicina Veterinária - UTL, Lisboa.

Serra, C.M.B., Uchôa, C.M.A., Coimbra, R.A. (2003) Exame parasitológico de fezes de gatos (*Felis catus domesticus*) domiciliados e errantes da Região Metropolitana do Rio de Janeiro, Brasil. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*.

Shapiro, Leland S. (2010) Pathology & Parasitology for Veterinary Technicians, Second Edition.

Silva, B.de F. (2011) Estudos retrospectivos de hemoparasitas e parasitas gastrintestinais em cães (*Canis familiaris*) atendidos no Hospital Veterinário de Patos – PB. Monografia do Curso de Medicina Veterinária. Universidade Federal de Campina Grande Centro de Saúde e Tecnologia Rural Campus de Patos – PB.

Sousa da Silva, M.S. (2010) Rastreamento de Parasitas Gastrintestinais, Pulmonares, Cutâneos e Musculares em canídeos domésticos e silvestres no Norte de Portugal. Dissertação de Mestrado em Medicina Veterinária. Faculdade de Medicina Veterinária – Universidade Técnica de Lisboa.

Stalliviere, F.M. (2007) Ectoparasitas e Helminthos Intestinais em *Canis familiaris* e *Felis catus domesticus*, da cidade de Lages, SC, Brasil. Dissertação de Mestrado apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciências Veterinárias da Universidade do Estado de Santa Catarina.

Stalliviere, F.M., Bellato, V., Pereira de Souza, A., Sartor, A.A., Barbosa de Moura, A., Rosa, L.D. (2009) Ectoparasitos e helmintos intestinais em *Felis catus domesticus*, da cidade de Lages, SC, Brasil e aspectos socioeconômicos e culturais das famílias dos proprietários dos animais. Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária.

Tatibana, L S; Costa-Val, A P. (2009) Relação homem-animal de companhia e o papel do médico veterinário (Human-pet relationship and the veterinary role). Revista Oficial do Conselho Regional de Medicina Veterinária do Estado de Minas Gerais – Brasil. Ano XXVIII, n. 103, p. 12-18.

Toledo-Seco, CI, Armas-Hernández, F, Del Castillo-Remiro, A, Arévalo-Morales, P, Piñero-Barroso, JE & Valladares-Hernández, B. 1994. *La contaminación parasitaria de parques y jardines como problema de Salud pública, datos de la Isla de Tenerife*. Revista Sanidad e Higiene Pública, vol.68.

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

Traub, R.J., Irwin, P., Dantas-Torres, F., Tort, G.P., Labarthe, N.V., Inpankaew, T., Gatne, M., Linh, B.K., Schwan, V., Watanable, M., Slebert, S., Menckle, N., Schaper, R. (2015) Toward the formation of a Companion Animal Parasite Council for the Tropics (CAPCT). Traub et al. Parasites & Vectors (2015).

Urquhart, G.M., Armour, J., Duncan, J. L., Dunn, A. M., e Jennings, F. W. (1996) *Veterinary Parasitology*, Second Edition.

Vitorino, M. de P. (2012) Prevalência de Parasitas Intestinais em cães no Hospital Veterinário de Corrêas – Petrópolis/RJ. Monografia para o grau de Especialista em Clínica Médica de Pequenos Animais Universidade Federal Rural do Semi-Árido (UFERSA).

Xiao, L., Fayer, R., Ryan, U. & Upton, S.J. (17 de Jan de 2004). *Cryptosporidium* taxonomy: recente advances and implications for public health. *Clinical Microbiology Reviews*.

Waap, H., Gomes, J., Nunes, T. (2013) Parasite communities in stray cat populations from Lisbon, Portugal. *Journal of Helminthology*. Cambridge University Press 2013.

Anexo 1 – Folheto informativo distribuído no Hospital Veterinário SOSVET

Parasitofauna de cães e gatos assistidos num Hospital Veterinário da Área Metropolitana de Lisboa



Os cães e gatos podem ser parasitados por diversas espécies de parasitas, registando-se uma grande diversidade, no que diz respeito aos ciclos biológicos, diferentes tipos de hospedeiro, epidemiologia, sintomas e importância em termos de Saúde Pública.

Diagnóstico:

A detecção de ovos, larvas e parasitas adultos nas fezes é o meio de diagnóstico de eleição e permite igualmente identificar as espécies presentes e escolher a terapêutica mais eficiente.



As infestações são influenciadas por factores como: situação geográfica (perigo acrescido em zonas endémicas); condições climáticas; altura do ano; e condições de vida dos animais. Apenas tomando conhecimento da prevalência em cada região e os factores de risco poderá ser feita uma escolha adequada da profilaxia e tomar as correctas medidas de controlo.

Endoparasitas



Os animais de companhia são frequentemente infestados por uma ampla variedade de parasitas na grande maioria dos casos se encontram alojados nos intestinos e pulmões, sendo capazes de provocar alterações no estado de saúde.

Transmissão:

Pode ocorrer infecção através de:

Via Oral: ingestão de fezes de outros cães; ingestão de pulgas, piolhos, ratos, e coelhos; ingestão de alimentos ou água contaminados;

- Transmissão materna: através da ingestão de leite materno ou pela corrente sanguínea da mãe durante a gestação;

- Via Transcutânea: penetração e migração das larvas através da pele.

Sintomas:

Um animal parasitado pode **não** mostrar sinais clínicos de parasitismo, no entanto, a presença destes sintomas pode ser sugestiva:

- fezes diarreicas ou obstipação;
- fezes com sangue,
- perda de peso,
- pêlo em mau estado;
- vômitos (podem ser acompanhados de expulsão de parasitas);
- sinais respiratórios;
- eliminação de parasitas com as fezes e/ou vômito;
- comichão na região perianal.

Em casos mais graves pode levar à **morte** do animal!!!

Ectoparasitas



Os ectoparasita, vulgarmente chamados de “pulgas”, “piolhos” e “carraças” vivem na pele, pêlo, pavilhão auricular e canal auditivo dos animais de companhia. A presença deste parasitas á superfície da pele é por si só um factor de desconforto e inquietação devido à comichão que provocam. Os animais lambem se excessivamente e mordiscam a pele causando lesões com distribuição variada.

Transmissão:

Animais infestados contaminam outros animais pelo contacto directo e o espaço que o rodeia.

Sintomas:

- alopecia (falta de pêlo);
- anemia (mucosas pálidas);
- seborreia;
- comichão;
- critema (vermelhidão);
- descamação,
- pêlo em mau estado,
- espessamento ou enrugamento da pele;
- crostas.

Zoonose

Estes parasitas são uma ameaça constante para o cão e gato, mas também para o ser Humano uma vez que alguns dele também podem infestar e transmitir doenças ao Homem.

Prevenção de endo e ectoparasitas:

A **desparasitação** interna e externa é a única forma segura de eliminar os parasitas. A **prevenção** é a chave para proteger o seu animal e limitar o risco de transmissão de doenças.

Consultar sempre o seu Médico Veterinário antes de administrar qualquer produto.

Anexo 2 – Inquérito distribuído no Hospital Veterinário SOSVet

Nº de amostra:

Este estudo pretende determinar quais os ecto e endoparasitas mais comuns em cães e gatos no âmbito do estágio curricular pela Faculdade de Medicina Veterinária ministrada na Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias. Para caracterizar a prevalência de parasitas recorrer-se-á a técnicas coprológicas e microscópicas. A recolha de dados e as amostras fornecidas estarão sobre anonimato e os dados serão tratados mantendo a máxima confidencialidade.

Agradeço desde já a sua colaboração.

Questionário sobre os animais incluídos no estudo

Nome do Dono:

Nome do Animal:

Espécie: Canídeo_ Felídeo_

Sexo: F_ M_

Idade:

Raça:

Costuma desparasitar externamente o seu animal? Sim_ Não_

Se sim, com que frequência desparasita externamente o seu animal:

- 1 vez por mês
- 3 em 3 meses
- 6 em 6 meses
- Anualmente

Que tipo de desparasitante externo costuma utilizar:

- Advantage®
- Advantix®
- Advocate®
- Bolfo®
- Capstar®
- Ectokill®
- Frontline® Plus
- Kiltix®
- Preventic®
- Pulvex®
- Scalibor®
- Outros. Qual ou quais? _____

Nos últimos 6 meses, quantas vezes desparasitou externamente o seu animal:

- Não foi desparasitado
- 1
- 2
- 3

Outra: Desparasitei _____ vezes

Costuma desparasitar internamente o seu animal? Sim_ Não_

Se sim, com que frequência desparasita internamente o seu animal:

- 1 vez por mês
- 3 em 3 meses
- 6 em 6 meses
- Anualmente

Que tipo de desparasitante interno costuma utilizar:

- Advocate®
- Caniquantel® Plus
- Drontal®
- Drontal® Cat
- Drontal® Plus
- Drontal® Plus XL
- Drontal® Puppy
- Heartgard® - 30 Plus
- Interceptor®
- Milbemax®
- Profender®
- Program® Plus
- Stronghold®
- Strongid®
- Vitaminthe® Reforzado
- Outros. Qual ou quais? _____

Nos últimos 6 meses, quantas vezes desparasitou internamente o seu animal:

- Não foi desparasitado
- 1
- 2
- 3

Outra: Desparasitei _____ vezes

Modo de vida:

- Doméstico sem acesso ao exterior
- Doméstico com acesso ao exterior
- De exterior
- Errante (Rua)

Presença de outros animais em casa? Sim_ Não_ Qual ou quais: _____

Estes animais também são desparasitados? Sim_ Não_

Se sim, com que frequência:

- 1 vez por mês
- 3 em 3 meses
- 6 em 6 meses
- Anualmente

A desparasitação é feita em simultâneo? Sim_ Não_

O seu animal já apresentou parasitas alguma vez? Sim_ Não_

Quais:

- Ácaros
- Carraças
- Piolhos
- Pulgas
- Parasitas internos (lombrigas)
- Dirofilariose
- Leishmaniose
- Outros. Quais: _____

Nos últimos 6 meses o seu animal apresentou algum dos seguintes sinais clínicos?

- Perda de peso
- Vómito
- Obstipação
- Diarreia
- Tosse
- Espirro
- Corrimento sanguinolento nasal
- Dificuldade respiratória
- Otite
- Lesões na pele
- Prurido
- Espessamento da pele
- Descamação
- Seborreia
- Outros: _____
- Nenhum

Na sua opinião, acha que os parasitas internos do cão/gato podem ser transmitidos ao Homem?

- Sim
- Não
- Não sei

Na sua opinião, acha que os parasitas externos do cão/gato podem ser transmitidos ao Homem?

- Sim
- Não
- Não sei

Anexo 3 – Classificação das amostras coprológicas

Nome:

Nº de amostra:

Data da colheita:

Sinais Clínicos:

Lesões cutâneas _	Vómito _	Tosse _	Bronquite _
Prurido na região perianal _	Perda de peso _	Espirro _	Rinite _
Obstipação _	Distensão abdominal _	Epistaxis _	Dispneia _

Classificação Macroscópica da Amostra Coprológica:

Volume da amostra:

Meio de conservação utilizado:

Presença de sangue nas fezes: Sim_ Não_

Presença de muco: Sim_ Não_

Presença de proglótides: Sim_ Não_

Presença de vermes adultos: Sim_ Não_

Consistência das fezes:

- Moldadas _
- Pastosas _
- Diarreicas _

Cor: Acinzentado_ Amarela_ Castanho_ Preto_ Outras_ Qual:

Odor: *Sui generis*_ Fétido_ Pútrido_ Outro_ Qual:

Outras condições anormais:

Classificação Microscópica da Amostra Coprológica:

Método utilizado:

- Directo (Esfregação fecal) _
- Indirecto (Sedimentação, Willis, Telemann) _

Presença de ovos: Sim_ Não_

Presença de quistos: Sim_ Não_

Presença de larvas: Sim_ Não_

Outro elementos parasitários:

Observações:

Anexo 4 – Classificação das amostras de Ectoparasitas

Nome:

Nº de amostra:

Data da colheita:

Lesões:

Otite _	Comedões _	Queratose _	Vesículas _
Alopécia _	Prurido _	Crostas _	Fístulas _
Hiperpigmentação _	Piodermite _	Pústulas _	Escoriações _
Eritema _	Seborreia _	Pápulas _	Liquenificação _

Distribuição das lesões:

Periocular _	Extremidades Membro Anterior _	Cotovelo _
Perioral _	Extremidades Membro Posterior _	Cauda _
Orelhas _	Face interna das coxas _	Tórax _
Dorso _	Região interdigital _	Abdómen _

Classificação Macroscópica da Amostra Cutânea:

Método de Recolha:

- Raspagem de pele _
- Recolha de pêlo _
- Recolha directa de parasitas _
- Observação ao microscópio/lupa _
- Fita adesiva _
- Recolha de detritos epidérmicos com pente _
- Zaragatoa _

Região da colheita:

Classificação Microscópica da Amostra Cutânea:

Observações:

Anexo 5 - Quadro com Anti-helmínticos mais frequentemente utilizados em cães.
Adpatado de Alho, A.M. et al., 2010.

Princípio ativo (dose, via de administração)	<i>Toxocara canis</i>	<i>Toxascaris leonina</i>	<i>Ancylostoma caninum</i>	<i>Uncinaria stenocephala</i>	<i>Trichuris vulpis</i>	<i>Strongyloides</i>
Ivermectina (0,006 mg/kg) mensal, PO	+	+	+	+	-	-
Milbemicina oxima (0,5 mg/kg) mensal, PO	+	+	+	-	+	-
Milbemicina oxima (0,5 mg/kg) e Lufenuron (10 mg/kg) mensal PO	+	+	+	-	+	-
Milbemicina oxima (0,5 mg/kg) e praziquantel (5 mg/kg), PO	+	+	+	-	+	-
Moxidectina (3,4 mg/ml), IM, SC	-	-	+	+	-	?
Moxidectina (2,5 mg/kg) e imidacloprid (10 mg/kg) mensal, <i>spot on</i> na pele	+ L4,L5, Imat	+ L4,L5, Imat	+ L4,L5, Imat	+ L4, L5, Imat	+	-
Selamectina (6 mg/kg), mensal, <i>spot on</i> na pele	-	-	-	-	-	+
Febendazol (50mg/kg x 3 dias, PO)	+ L4, Imat	+ L4, Imat	+ L4, Imat	+	+	+
Mebendazol (22 mg/kg x 3 dias, PO)	+	+	+	+	+	+
Febantel (25-62 mg/kg) e praziquantel (5-12 mg/kg) e pamoato de pirantel (5-12	+ L4, Imat	+ L4, Imat	+ L4, Imat	+	+	+

mg/kg) PO						
Pamoato de Pirantel (5 mg/kg) PO	+	+	+	+	-	-
Praziquantel (5-7,5 mg/kg PO, SC ou IM)	-	-	-	-	-	-
Epsiprantel (5,5 mg/kg PO)	-	-	-	-	-	-
Piperazina (55 mg/kg PO)	+	+	-	-	-	-
Emodepside (3 mg/kg) e Praziquantel (15 mg/kg), PO	+ L3, L4, L5, Imat	+, L4, L5, Imat	+, L5, Imat	+, L5, Imat	+, L5, Imat	-
Dietilcarbamazina/Oxibendazol	+	+	+	+	+	?
Niclosamida (75-100 mg/kg, monodose, PO)	-	-	-	-	-	-
Nitroscanato (50 mg/kg, monodose, PO)	+	+	+	+		+

Anexo 6 - Quadro com Anti-helmínticos mais frequentemente utilizados em gatos.

Adaptado de Alho, A.M. et al., 2010.

Princípio activo (dose, via de administração)	<i>Toxocara cati</i>	<i>Toxascaris leonina</i>	<i>Ancylostoma tubaeforme</i>	<i>Uncinaria stenocephala</i>	<i>Strongyloides</i>
Ivermectina (0,024 mg/kg, mensal PO)	-	-	+	-	-
Milbemicina oxima (2 mg/kg) e praziquantel (5 mg/kg), PO	+	+	+	-	-
Moxidectina (1 mg/kg) e imidacloprid (10 mg/kg) mensal, spot on na pele	+, L4, L5, Imat	+, L4, L5, Imat	+, L4, L5, Imat	+, L4, L5, Imat	-
Selamectina (6 mg/kg), mensal, spot on na pele	+		+	-	+
Flubendazol (22 mg/kg x 3 dias, PO)	+, L4, Imat	+, L4, Imat	+, L4, Imat	+	?
Praziquantel (5 mg/kg) e pamoato de	+, L4, Imat	+, L4, Imat	+, L4, Imat	+	-

pirantel (20 mg/kg) PO					
Pamoato de Pirantel (5 mg/kg) PO	+	+	+	+	-
Praziquantel (5-10 mg/kg PO, SC ou IM)	-	-	-	-	-
Epsiprantel (1,25 mg/kg PO)	-	-	-	-	-
Piperazina (55 mg/kg PO)	+	+	-	-	-
Emodepside (3 mg/kg) e Praziquantel (152 mg/kg), spot on na pele	+, L3, L4, L5, Imat	+, L4, L5, Imat	+, L5, Imat	+, L5, Imat	-
Levamisol (5-100 mg/kg/dia)	-	-	-	-	?

Anexo 7 – Apresentações comerciais dos anti-helmínticos disponíveis em Portugal para cães e gatos (de acordo com os respectivos resumos das características dos medicamentos) - Matos, M.S., Alho, A.M., Madeira de Carvalho, L. (2013) Anti-helmínticos em animais de companhia: quando o fim justifica o meio. Clínica Animal. Vol.1, nº 6, 18-22.

Nome Comercial	Princípios ativos	Via	Dose mg/Kg	Césto-des				Nemátodes								Proto-zoá-rios	
				Clas. De eqq	El. Inocua i. sp.	T. im. sp.	Cyathostom. sp.	T. im. sp. im.	T. im. sp.	T. im. sp. im. i.	Ascarid. ov. im.	A. h. im. im.	Unident. im. sp. im.	T. im. sp. im.	Microf. im. sp. im.	Microf. im. sp. im.	Microf. im. sp. im.
Advocate para cães® (Bayer)	Moxidectina+ Imidacloprido	SP	2,5 + 10	C				♦	*	♦	♦	*	♦	*	♦		
Advocate para gatos® (Bayer)	Moxidectina+ Imidacloprido	SP	1 + 10	G				♦		♦					♦		
Caniquantel plus® (Esteva)	Praziquantel+	PO	5 +	CG	*	*	*	♦	*	*	*	*	*	*	*		*
Caniquantel plus XL® (Esteva)	Febendazol		50														
Gaztel plus® (Chanelo)	PRQ+P+F	PO	5+5+15	C	*	*	*	♦	♦	*	*	*	*	*	*		
Cestom® (Ceva)	PRQ+P+F	PO	5+5+15	C	*	*	*	♦	♦	*	*	*	*	*	*		
Dolpac® (Vetoquinol)	Praziquantel+ Pirantel+ Oxantel	PO	5 + 5 + 20	C	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*		
Dosalic® (Pfizer)	Epsiprantel+ Pirantel	PO	5,5 + 5	C	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*		
Drontal® (Bayer)	Praziquantel+ Pirantel	PO	5 + 57,5	G	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*		
Drontal plus® (Bayer)	Praziquantel+ Pirantel+ Febantel (PRQ+P+F)	PO	5 + 14,4 + 15	C	*	*	*	*	*	♦	*	*	*	*	*		*
Drontal puppy® (Bayer)	Pirantel+ Febantel	POS	14,4 + 15	C				*	*	*	*	*	*	*	*		
Duelmint® (Fatro)	Praziquantel+ Febendazol	POG	5 + 20-40	CG	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*		
Endogard plus® (Virbac)	PRQ+P+F	PO	5+5+15	C	*	*	*	♦	♦	*	*	*	*	*	*		
Exitel plus® (Chanelo)	PRQ+P+F	PO	5+5+15	C	*	*	*	♦	♦	*	*	*	*	*	*		
Flubonol® (Esteva)	Flubendazol	POG	22	CG	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*		
Guardian® (Lilly)	Moxidectina	PO, SC	0,003-0,5	C						*	*	*	*	*	*		
Heartgard 30® (Merial)	Ivermectina	PO	0,006	C						*	*	*	*	*	*		
Heartgard 30 plus® (Merial)	Pirantel+ Ivermectina	PO	5 + 0,006	C				*	*	*	*	*	*	*	*		
Interceptor® (Novartis)	Milbemicina Oxima	PO	0,5	C				*	*	*	*	*	*	*	*		
Lopetal® (Novartis)	Nitroscanato	PO	50-100	C	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*		
Milbemax® (Novartis)	Praziquantel+ Milbemicina Oxima	PO	5 + 0,5-2	CG	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*		
Panacur® (MSD)	Febendazol	POG	50-75	CG	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*		*
Praziquan® (Ceva)	Praziquantel+ Pirantel+ Febendazol	PO	5 + 5 + 20	C	*	*	*	♦	♦	*	*	*	*	*	*		
Prazitel plus® (Chanelo)	PRQ+P+F	PO	5+5+15	C	*	*	*	♦	♦	*	*	*	*	*	*		
Procox® (Bayer)	Emodepsida+ Toltrazuril	POS	0,45 + 9	C				♦		*	*	*	*	*	*		*
Profender® (Bayer)	Praziquantel+ Emodepsida	PO	5 + 1	C	*	*	*	♦	♦	♦	♦	♦	♦	♦	♦		
Profender® (Bayer)	Praziquantel+ Emodepsida	SP	12 + 3	G	*	*	*	♦	♦	♦	♦	♦	♦	♦	♦		
Program plus® (Novartis)	Milbemicina Oxima+ Lufenuron	PO	0,5 + 10	C				*	*	*	*	*	*	*	*		
Quenazole® (Chanelo)	Praziquantel+ Febendazol	PO	5 + 50	CG	*	*	*	♦	*	*	*	*	*	*	*		*
Sentinel spectrum® (Novartis)	Praziquantel+ Milbemicina Oxima+ Lufenuron	PO	5 + 0,5-2 + 10		*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*		
Stronghold® (Pfizer)	Selamectina	SP	6	CG				*	*	*	*	*	*	*	*		
Strongid® (Pfizer)	Pirantel	POG	5-20	CG				*	*	*	*	*	*	*	*		
Telmin® (Esteva)	Febendazol	POG	22	CG	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*		
Tenil vet® (Atra)	Praziquantel	PO	5-7,5	CG	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*		
Vitaminhe® (Virbac)	Nicosamida+ Oxibendazol	POG	150 + 18,75	CG	*			*	*	*	*	*	*	*	*		
Zipyran® (Calar)	Praziquantel	PO	5-7,5	CG	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*		
Zipyran plus® (Calar)	PRQ+P+F	PO	5+5+15	C	*	*	*	♦	♦	*	*	*	*	*	*		

* Os medicamentos citados podem também apresentar indicação para outras espécies-alvo e/ou outros parasitas não descritos na tabela, pelo que a presente tabela não substitui uma leitura detalhada de cada RCM. PO – por os; POG – gel, pasta oral; POS – suspensão oral; SP – Spot-on; SC – subcutâneo; PRQ+P+F – Praziquantel + Pirantel + Febantel; TP/TM – transmissão transclatária/transmamária; * – espectro de atividade;