

UNIVERSIDADE DE TRÁS-OS-MONTES E ALTO DOURO

Ecto e endoparasitas em animais de companhia – protocolos de desparasitação

Dissertação de Mestrado em Medicina Veterinária

ANA RITA ESTEVES ALVES

Orientadora: Professora Doutora Ana Patrícia Antunes Lopes

Coorientador: Dr. Jorge Rui Marques Ribeiro



Vila Real, 2016

Universidade de Trás-os-Montes e Alto Douro

Ecto e endoparasitas em animais de companhia – protocolos de desparasitação

Dissertação de Mestrado em Medicina Veterinária

ANA RITA ESTEVES ALVES

Orientadora: Professora Doutora Ana Patrícia Antunes Lopes

Coorientador: Dr. Jorge Rui Marques Ribeiro

Composição do Júri:

Professora Doutora Adelina Maria Gaspar Gama Quaresma

Professor Doutor Luís Miguel Martins Lucas Cardoso

Professora Doutora Ana Patrícia Antunes Lopes

Vila Real, 2016

DECLARAÇÃO

NOME: Ana Rita Esteves Alves

CC.: 14177815

TELÉMOVEL: (+351) 965226822

CORREIO ELETRÓNICO: anaritaestevesalves@gmail.com

DESIGNAÇÃO DO MESTRADO: Mestrado Integrado em Medicina Veterinária

TÍTULO DA DISSERTAÇÃO DE MESTRADO EM MEDICINA VETERINÁRIA:

Ecto e endoparasitas em animais de companhia – protocolos de desparasitação

ORIENTADORES:

Professora Doutora Ana Patrícia Antunes Lopes

Dr. Jorge Rui Marques Ribeiro

ANO DE CONCLUSÃO: 2016

Declaro que esta dissertação de mestrado é resultado da minha pesquisa e trabalho pessoal e das orientações dos meus supervisores. O seu conteúdo é original e todas as fontes consultadas estão devidamente mencionadas no texto e na bibliografia final. Declaro ainda que este trabalho não foi apresentado em nenhuma outra instituição.

Vila Real, julho de 2016

Ana Rita Esteves Alves

AGRADECIMENTOS

Agradeço à magnífica e sempre bela Universidade de Trás-os-Montes e Alto Douro (UTAD) pela possibilidade que me deu de ingressar neste curso com que sempre sonhei. A todos os docentes que contribuíram para o meu sucesso académico, muito obrigada.

A todos os médicos veterinários que comigo se cruzaram durante todos os estágios extracurriculares que realizei, obrigada pelos conhecimentos que me transmitiram.

Obrigada aos médicos veterinários do Hospital Veterinário da Universidade do Porto (UPVet) pelos conhecimentos que me transmitiram e pela possibilidade que me deram de praticar um pouco a profissão. Ao Dr. Jorge, Dra. Joana, Dra. Liliana e Dr. França. Às enfermeiras Diana, Raquel e Carla pela sua diversão e ensinamentos.

Ao Diretor do Hospital Veterinari Molins pela possibilidade que me deu de realizar “prácticas” nas suas instalações, a todos os seus técnicos pelo apoio e aos estagiários pela companhia. Obrigada pela consequente oportunidade de conhecer a fantástica cidade de Barcelona, pela qual me apaixonei.

À Professora Doutora Ana Patrícia Lopes pelo incentivo e pela sua disponibilidade e prontidão em ajudar-me.

Ao Professor Doutor Luís Lucas Cardoso pela grande ajuda na análise estatística.

Aos técnicos dos Laboratórios de Parasitologia da UTAD, Engenheira Teresa Coutinho, e da Universidade do Porto (UP), Dr. Rodolfo Miguel Silva, pela ajuda nos exames coprológicos e na identificação dos parasitas.

Aos meus pais, Luís e Amélia, por todo o apoio, motivação e esforço para que este sonho se concretizasse. E pelo empréstimo da grande viatura Opel Vectra que diariamente me fez companhia durante 60 quilómetros entre casa e a UTAD.

Ao meu namorado Fábio que sempre me acompanhou e incentivou.

A toda a minha família que direta ou indiretamente contribuiu para o meu sucesso, muito obrigada.

A todos os amigos que acompanharam este percurso académico e dele fizeram parte, que os contactos nunca se percam.

RESUMO

As parasitoses dos animais de companhia possuem um importante papel na sua saúde e bem-estar, podendo levar ao seu comprometimento. Também para o homem podem representar um perigo se falarmos nas zoonoses parasitárias. Os protocolos de desparasitação usados são pensados em função dos parasitas em questão e dos possíveis fatores de risco que podem potenciar o aparecimento de parasitismo.

O presente estudo teve como objetivo principal a recolha de amostras biológicas e a sua caracterização no Hospital Veterinário da Universidade do Porto (UPVet), de setembro a dezembro de 2015, de forma a verificar os ecto e endoparasitas que surgem diariamente na prática clínica, os potenciais fatores de risco que possam favorecer a sua presença e os protocolos de desparasitação mais utilizados.

Durante o período de estágio foi possível diagnosticar os ectoparasitas *Ctenocephalides felis*, *Otodectes cynotis*, parasitas do género *Demodex* e *Sarcoptes scabiei*, e os endoparasitas *Toxocara canis*, *T. cati*, *Dipylidium caninum*, *Leishmania infantum* e *Babesia microti-like*. Verificou-se uma diferença estatisticamente significativa entre a presença de *T. canis* e a idade inferior a 12 meses ($p = 0,037$). Também se observou que os animais parasitados, com ectoparasitas, apresentaram de forma significativa a presença de sinais clínicos compatíveis com a parasitose ($p = 0,029$). Relativamente aos protocolos de desparasitação, verificou-se que 62,2% e 67,6% dos animais estavam corretamente desparasitados externa e internamente, respetivamente, sendo a associação imidaclopride e permetrina a mais usada de ectoparasiticidas em cães (36,4%), e o imidaclopride nos gatos (33,3%), administrados mensalmente. Para os endoparasiticidas as associações febantel, pirantel e praziquantel e pirantel e praziquantel foram as mais utilizadas no cão e no gato, respetivamente (58,8% e 22,2%) em intervalos inferiores a quatro meses.

Face aos resultados encontrados neste estudo, e apesar de mais de metade dos animais incluídos no estudo estarem corretamente desparasitados, é importante não negligenciar as medidas profiláticas, incluindo a administração regular de antiparasitários, contribuindo assim para a diminuição da prevalência das infeções parasitárias.

Palavras-chave: antiparasitários, cão, ectoparasitas, endoparasitas, gato, protocolos de desparasitação.

ABSTRAT

Parasitic diseases of companion animals, dog and cat, play an important role on animal health and welfare. Furthermore, the zoonotic potential of some parasitic infections make them of public health importance. Antiparasitic protocols are established according to the parasites in question and the risk factors that may potentiate the parasitism.

The main aim of this study was to collect biological samples and data, from September to December of 2015, in the Veterinary Hospital of University of Porto (UPVet) in order to identify the ecto and endoparasites that daily appear in the clinical practice, the potential risk factors that could support their presence and the most used antiparasitic protocols.

During the time of practices, it was possible to diagnose the ectoparasites *Ctenocephalides felis*, *Otodectes cynotis*, *Demodex* genre and *Sarcoptes scabiei* and the endoparasites *Toxocara canis*, *T. cati*, *Dipylidium caninum*, *Leishmania infantum* and *Babesia microti-like*. A statistically significant difference was found between the presence of *T. canis* and age less than 12 months ($p = 0.037$). Animals with ectoparasites showed significant clinical signs compatible with the parasitosis ($p = 0.029$). Regarding the antiparasitic protocols, it was found that 62.2% and 66.7% of the studied animals were correctly dewormed against ecto and endoparasites respectively. The monthly association imidacloprid and permethrin was the most used ectoparasitic drugs in dogs (36.4%) and imidaclopride in cats (33.3%). For the endoparasitic drugs, the association febantel, pyrantel and praziquantel in dogs (58,8%) and pyrantel and praziquantel in cats (22.2%), at intervals less than four months, were the most frequently.

In face of the present results, and even though more than half of the animals included in this study were correctly dewormed, preventive measures should not be neglected, including regular administration of antiparasitic drugs, contributing to a prevalence decrease in parasitic infections.

Keywords: antiparasitic drugs, cat, antiparasitic protocols, dog, ectoparasites, endoparasites.

ÍNDICE GERAL

LISTA DE SIGLAS, ABREVIATURAS E ACRÓNIMOS.....	xi
LISTA DE FIGURAS	xiii
LISTA DE GRÁFICOS	xv
LISTA DE TABELAS.....	xvii
I – INTRODUÇÃO GERAL.....	1
II - REVISÃO DA LITERATURA CIENTÍFICA	3
1. Importância geral dos parasitas em animais de companhia	3
2. Ectoparasitoses	4
2.1. Demodicose	5
2.1.1. Demodicose canina.....	5
2.1.2. Demodicose felina	6
2.2. Otoacariose	6
2.3. Sarna sarcóptica	8
2.4. Pulicose	9
2.5. Ixodidose	10
3. Endoparasitoses	11
3.1. Ancilostomose	12
3.2. Ascaridiose	14
3.3. Dirofilariose.....	15
3.3.1. <i>Dirofilaria immitis</i>	16
3.3.2. <i>Dirofilaria repens</i>	17
3.4. Tricuriose.....	18
3.5. Dipilidiose	18
3.6. Equinococose e hidatidose	19
3.7. Teniose	21
3.8. Babesiose.....	22
3.9. Giardiose.....	24
3.10. Leishmaniose	26
4. Doenças transmitidas por vetores	28
5. Métodos relevantes de diagnóstico.....	28
5.1. Diagnóstico da infestação por ectoparasitas.....	29
5.1.1. Detecção do agente.....	29
5.1.1.1. Observação macroscópica	29

5.1.1.2. Amostragem cutânea	29
5.1.1.3. Reação em cadeia da polimerase.....	30
5.1.2. Detecção de anticorpos específicos	31
5.2. Diagnóstico da infecção por endoparasitas	31
5.2.1. Detecção do agente.....	31
5.2.1.1. Exame coprológico.....	31
5.2.1.2. Esfregaço sanguíneo.....	33
5.2.1.3. Estudo radiográfico e ecocardiográfico	33
5.2.1.4. Teste modificado de Knott.....	33
5.2.1.5. Técnica da fosfatase ácida	34
5.2.1.6. Citologia aspirativa.....	34
5.2.1.7. Reação em cadeia da polimerase.....	34
5.2.1.8. Pesquisa de antigénios	35
5.2.2. Pesquisa de anticorpos	35
6. O papel dos antiparasitários no manejo das parasitoses dos animais de companhia.....	35
6.1. Ectoparasiticidas	36
6.1.1. Carbamatos e organofosfatos	36
6.1.2. Fenilpirazóis	37
6.1.3. Formamidinas	37
6.1.4. Isoxazolinias	38
6.1.5. Macrólido tetracíclico	38
6.1.6. Neonicotinóides	38
6.1.7. Oxadiazinas	39
6.1.8. Piretrinas e piretróides	39
6.1.9. Reguladores do crescimento.....	40
6.1.9.1. Juvenóides.....	40
6.1.9.2. Benzoilfenilureias.....	41
6.2. Endoparasiticidas	41
6.2.1. Antiprotozoários	41
6.2.2. Benzimidazóis	42
6.2.3. Imidazotiazóis e tetrahidropirimidinas	43
6.2.4. Isoquinolonas.....	43
6.3. Endectocidas	44
6.3.1. Lactonas macrocíclicas	44

7. Resistências	45
8. Protocolos de desparasitação.....	47
III – COMPONENTE PRÁTICA.....	51
1. Introdução.....	51
2. Objetivos	52
3. Material e métodos	52
3.1. População em estudo	52
3.2. Colheita e conservação das amostras	53
3.2.1. Recolha de ectoparasitas	53
3.2.2. Recolha de endoparasitas	54
3.2.3. Conservação	54
3.3. Diagnóstico parasitológico	55
3.3.1. Ectoparasitas.....	55
3.3.2. Endoparasitas.....	58
3.4. Análise de dados	62
4. Resultados	62
5. Discussão	81
IV – CONCLUSÃO.....	91
V – REFERÊNCIAS	93
VI – ANEXOS	99
ANEXO A. LISTA DE CASOS ACOMPANHADOS DURANTE O ESTÁGIO NO UPVET	99
ANEXO B. LISTA DE CASOS ACOMPANHADOS DURANTE O ESTÁGIO NO HOSPITAL VETERINARI MOLINS	101
ANEXO C. INQUÉRITO PREENCHIDO DURANTE A RECOLHA DE DADOS	103
ANEXO D. DESCRIÇÃO DO MÉTODO DE WILLIS.....	105
ANEXO E. PRINCÍPIOS ATIVOS REFERIDOS AO LONGO DO TRABALHO E SEU ESPECTRO DE AÇÃO.....	107

LISTA DE SIGLAS, ABREVIATURAS E ACRÓNIMOS

%	Por cento
®	Marca registada
Act	Acetilcolina
ADN	Ácido desoxirribonucleico
°C	Grau Celsius
Cl	Cloro
ELISA	“Enzyme-linked immunosorbent assay” (ensaio imunoenzimático)
GABA	“Gamma-aminobutyric acid” (ácido gama-aminobutírico)
GP	Glicoproteína-P
Glu	Glutamato
HD	Hospedeiro (s) definitivo (s)
HI	Hospedeiro (s) intermediário (s)
HP	Hospedeiro (s) paraténico (s)
L1	Larva de estágio 1
L2	Larva de estágio 2
L3	Larva de estágio 3
L4	Larva de estágio 4
MDR1	“Multidrug–resistance gene” (gene de resistência a multi–fármacos)
Na⁺	Sódio
OMS	Organização Mundial de Saúde
o.p.g	Ovos por gramas de fezes
PCR	“Polymerase chain reaction” (reação em cadeia da polimerase)
PO	<i>Per os</i>
Var.	Variedade

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 – Taxonomia dos principais ectoparasitas.....	4
Figura 2 – Ciclo de vida de <i>Demodex canis</i>	5
Figura 3 – Ciclo de vida de <i>Otodectes cynotis</i>	7
Figura 4 – Ciclo de vida de <i>Sarcoptes scabiei</i>	8
Figura 5 – Ciclo de vida da pulga.....	10
Figura 6 – Ciclo de vida dos ixodídeos de três hospedeiros.....	11
Figura 7 – Taxonomia dos principais endoparasitas.....	12
Figura 8 – Ciclo de vida geral dos géneros <i>Ancylostoma</i> e <i>Uncinaria</i>	13
Figura 9 – Ciclo de vida de <i>Toxocara</i> spp.	15
Figura 10 – Ciclo de vida de <i>Dirofilaria immitis</i>	17
Figura 11 – Ciclo de vida de <i>Trichuris vulpis</i>	18
Figura 12 – Ciclo de vida de <i>Dipylidium caninum</i>	19
Figura 13 – Ciclo de vida de <i>Taenia</i> spp. e <i>Echinococcus</i> spp.	21
Figura 14 – Ciclo de vida de <i>Babesia</i> spp.....	24
Figura 15 – Ciclo de vida de <i>Giardia</i> spp.	25
Figura 16 – Ciclo de vida de <i>Leishmania infantum</i>	27
Figura 17 – Tricograma mostrando ácaros do género <i>Demodex</i> (aumento fotomicrográfico, 100x).....	55
Figura 18 – <i>Otodectes cynotis</i> . Macho (a) e fêmea (b). As setas indicam a localização das ventosas.....	56
Figura 19 – <i>Sarcoptes scabiei</i> fêmea.....	57
Figura 20 – <i>Pulex irritans</i>	58
Figura 21 – <i>Ctenocephalides canis</i> , macho (a) e fêmea (b). <i>Ctenocephalides felis</i> , macho (c) e fêmea (d).....	58
Figura 22 – a) Ovo de <i>Toxocara canis</i> . b) Ovo de <i>Toxocara cati</i> . Aumento fotomicrográfico, 640x.....	59
Figura 23 – Ovos de <i>Toxascaris leonina</i> . Aumento fotomicrográfico, 640x.....	59
Figura 24 – a) Cápsula ovígera de <i>Dipylidium caninum</i> , contendo 8 ovos embrionados (oncosferas no seu interior). b) Adulto de <i>Dipylidium caninum</i> : apólise.....	60
Figura 25 – Formas amastigotas de <i>Leishmania infantum</i> livres ou fagocitadas por um macrófago.....	60

Figura 26 – Piroplasmas intraeritrocitários de <i>Babesia microti</i> - “like” em forma de anel (setas) isolados num esfregaço sanguíneo de uma cadela. Corado por Giemsa.....	61
Figura 27 – Realização do método de Willis	61
Figura 28 – Número de animais por concelho do distrito do Porto.....	67
Figura 29 – a), b) e c) Ácaros de <i>Otodectes cynotis</i> . Observação de algum cerúmen. Aumento fotomicrográfico de 100x.....	74
Figura 30 – a) <i>Ctenocephalides felis</i> . Aumento fotomicrográfico de 500x. b) Pormenor do 1º e 2º ctenídeos genais com tamanho idêntico	75
Figura 31 – <i>Toxocara canis</i> adulto	76
Figura 32 – Ovos de <i>Toxocara canis</i> . Aumento fotomicrográfico de 400x.....	76
Figura 33 – Proglote de <i>Dipylidium caninum</i> na zona perianal (seta).....	77
Figura 34 – Proglotes de <i>Dipylidium caninum</i>	77
Figura 35 – Cápsulas ovíferas de <i>Dipylidium caninum</i> , com os ovos visíveis. Aumento fotomicrográfico de 500x.....	77

LISTA DE GRÁFICOS

Gráfico 1 – Género dos cães incluídos no estudo.....	62
Gráfico 2 – Género dos gatos incluídos no estudo.	63
Gráfico 3 – Estado reprodutivo dos cães incluído no estudo.	63
Gráfico 4 – Estado reprodutivo dos gatos incluídos no estudo.	64
Gráfico 5 – Distribuição dos cães incluídos no estudo em função do grupo etário.....	64
Gráfico 6 – Distribuição dos gatos incluídos no estudo em função do grupo etário.	65
Gráfico 7 – Raças de cães incluídos no estudo.....	65
Gráfico 8 – Raças de gatos incluídos no estudo.	66
Gráfico 9 – Tamanho da pelagem dos animais incluídos no estudo.....	66
Gráfico 10 – Distribuição dos animais incluídos no estudo de acordo com o tipo de alojamento.	67
Gráfico 11 – Distribuição dos cães incluídos no estudo de acordo com o tipo de alimentação.....	68
Gráfico 12 – Distribuição dos gatos incluídos no estudo de acordo com o tipo de alimentação.....	68
Gráfico 13 – Distribuição dos cães e gatos incluídos no estudo de acordo com o tipo de deslocamentos.	69
Gráfico 14 – Distribuição dos cães incluídos no estudo de acordo com o contacto com outros animais.	70
Gráfico 15 – Distribuição dos gatos incluídos no estudo de acordo com o contacto com outros animais.	70
Gráfico 16 – Distribuição do número de animais de acordo com a desparasitação externa e interna.	71
Gráfico 17 – Princípios ativos utilizados como ectoparasiticidas no cão.	71
Gráfico 18 – Princípios ativos utilizados como ectoparasiticidas no gato.....	72
Gráfico 19 – Princípios ativos utilizados como endoparasiticidas no cão.	72
Gráfico 20 – Princípios ativos utilizados como endoparasiticidas no gato.....	73
Gráfico 21 – Número de animais corretamente desparasitados externamente que apresentavam ectoparasitas.	78
Gráfico 22 – Número de animais corretamente desparasitados internamente que apresentavam endoparasitas.	79

Gráfico 23 – Distribuição do número total de animais incluídos no estudo de acordo com a realização de vacinações.....	79
Gráfico 24 – Distribuição do número de cães e gatos de acordo com a realização de vacinações.	80
Gráfico 25 – Número de animais com e sem sinais clínicos que apresentavam ou não parasitas.....	80

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 – Espécies do género <i>Echinococcus</i> que possuem o cão ou o gato como hospedeiros definitivos.....	20
Tabela 2 – Espécies do género <i>Taenia</i> que possuem o cão ou o gato como hospedeiros definitivos.....	21
Tabela 3 – Espécies do género <i>Babesia</i> que parasitam o cão ou o gato	23
Tabela 4 – Genótipos de <i>Giardia intestinalis</i>	25
Tabela 5 – Carbamatos mais comuns comercializados em Portugal.....	36
Tabela 6 – Fenilpirazóis mais comuns comercializados em Portugal	37
Tabela 7 – Formamidinas mais comuns comercializadas em Portugal.	37
Tabela 8 – Isoxazolinas comercializadas em Portugal.....	38
Tabela 9 – Macrólidos tetracíclicos comercializados em Portugal.....	38
Tabela 10 – Neonicotinóides mais comuns comercializados em Portugal	39
Tabela 11 – Oxadiazinas comercializadas em Portugal.....	39
Tabela 12 – Piretróides mais comuns comercializados em Portugal.....	40
Tabela 13 – Benzoilfenilureias mais comuns comercializadas em Portugal.	41
Tabela 14 – Benzimidazóis mais comuns comercializados em Portugal.....	43
Tabela 15 – Isoquinolonas mais comuns comercializadas em Portugal	44
Tabela 16 – Lactonas macrocíclicas mais comuns comercializadas em Portugal.....	45
Tabela 17 – Espécies de ectoparasitas e respetivo número de casos observados.....	73
Tabela 18 – Espécies de endoparasitas e respetivo número de casos observados.....	75

I – INTRODUÇÃO GERAL

As parasitoses, causadas por um infindável número de parasitas, têm uma grande importância para o animal e para o homem, já que podem provocar efeitos adversos na saúde de ambos, possuírem carácter zoonótico e conduzir a perdas económicas.

Os parasitas podem classificar-se em ecto ou endoparasitas sendo importante estabelecer uma relação entre a presença simultânea de ambos, já que inúmeros agentes patogénicos, endoparasitas ou outros, como vírus ou bactérias, podem ser transmitidos por ectoparasitas vetores.

Assim, torna-se crucial adotar um programa de desparasitação que permita interromper o ciclo de vida dos parasitas com conseqüente controlo e prevenção dos mesmos. O plano de desparasitação a adotar deve depender dos parasitas que se pretendem eliminar, bem como do seu estágio de desenvolvimento. Também é de referir que as medidas higio-sanitárias possuem um importante papel, já que contribuem para uma diminuição da transmissão das parasitoses.

O presente estudo tem como principais objetivos estudar a presença de ecto ou endoparasitas no cão e no gato, bem como conhecer os protocolos de desparasitação utilizados. Para isso, durante quatro meses, realizei o meu estágio curricular no Hospital Veterinário da Universidade do Porto (UPVet) onde procedi à recolha de todos os ecto e endoparasitas observados em animais internados e em animais que se apresentavam à consulta. Nos casos em que havia a suspeita de infeção por endoparasitas, procedi à colheita de fezes para posterior observação microscópica. A identificação de ectoparasitas foi realizada no Laboratório de Parasitologia da Universidade de Trás-os-Montes e Alto Douro (UTAD). O método de Willis foi o único método coprológico usado, sendo realizado nos Laboratórios de Parasitologia da Universidade do Porto (UP) e da UTAD. Foram recolhidas informações sobre o meio onde se encontrava o animal e os antiparasitários usados, incluindo a frequência de utilização.

Adicionalmente, durante dois meses, assisti e participei na prática clínica do Hospital Veterinari Molins, em Barcelona. No entanto, devido à incompleta caracterização das amostras recolhidas neste local, estas não foram incluídas no presente estudo.

Este trabalho inicia-se por uma revisão bibliográfica onde são brevemente abordadas as principais parasitoses com carácter zoonótico, incluindo as observadas durante o meu período de estágio, e métodos relevantes de diagnóstico.

Também é apresentada de uma forma sucinta o mecanismo e espectro de ação dos principais grupos de antiparasitários de maior importância, sendo indicados alguns exemplos e respectivos nomes comerciais. Por fim, é realizado um resumo dos protocolos de desparasitação recomendadas pela bibliografia, bem como das medidas preventivas que devem ser adotadas de modo a minimizar o risco de aquisição da infecção pelo homem e pelos animais.

II - REVISÃO DA LITERATURA CIENTÍFICA

1. Importância geral dos parasitas em animais de companhia

A estreita relação que existe entre pessoas e animais data desde muito cedo na história da humanidade (La Sala et al., 2015). Cada vez mais, aumenta a credibilidade dos benefícios do contacto do homem com os animais domésticos, nomeadamente no bem-estar psicológico. Esta relação providencia alegria, segurança e companheirismo aos membros da família, particularmente às crianças e idosos permitindo a redução da sensação de solidão e isolamento (Hodgson et al., 2015). Também se torna importante referir que o cão tem sido amplamente usado para a recuperação de pessoas com doenças mentais ou para a assistência a pessoas invisuais ou com diminuição da acuidade visual, ganhando assim um papel de destaque a nível social.

No entanto, esta estreita e benéfica relação pode também acarretar potenciais problemas, tais como as zoonoses. A Organização Mundial de Saúde (OMS) define zoonose como a doença e infeção que é naturalmente transmitida de animais vertebrados para humanos. Das doenças infecciosas que afetam os humanos, 61% são zoonoses e 75% das doenças novas ou emergentes em todo o mundo são zoonóticas (Hodgson et al., 2015; WHO, 2016). As zoonoses parasitárias são um dos seus exemplos representando um problema de saúde pública. Isto torna-se particularmente importante em comunidades pobres, em crianças, indivíduos imunodeprimidos e grávidas. A gravidade destas doenças pode ir desde os portadores assintomáticos até à elevada morbidade ou mesmo a morte (La Sala et al., 2015).

Além da importância zoonótica, as parasitoses têm elevada relevância na saúde e bem-estar animal, bem como nos prejuízos que daí decorrem. Apesar de muitas vezes subclínica, a presença de parasitas em grande número pode alterar o estado de saúde do animal, bem como o seu bem-estar. Por outro lado, e principalmente nos animais de produção, o estado de doença que se pode impor conduz à diminuição da rentabilidade do animal e possível rejeição da carcaça a nível da inspeção sanitária, o que resulta em perdas económicas. Adicionalmente, a necessidade de aplicar medidas de prevenção e controlo quer no animal quer no ambiente também leva a prejuízos económicos (La Sala et al., 2015). Assim, é importante reconhecer o papel de destaque que os antiparasitários merecem, uma vez que permitem ultrapassar ou diminuir os problemas referidos anteriormente.

2. Ectoparasitoses

As ectoparasitoses são doenças causadas por ectoparasitas que, de uma forma geral, pertencem às classes Arachnida ou Insecta.

Estes parasitas detêm importância já que podem causar lesões cutâneas que favorecem infecções secundárias; induzem respostas imunitárias devido, principalmente, à sua saliva; possuem potencial zoonótico; e transmitem agentes patogênicos, nomeadamente endoparasitas, funcionando como seus vetores (ESCCAP, 2009).

A Figura 1 representa esquematicamente a taxonomia dos parasitas abordados neste ponto, usando como referência Taylor et al. (2016).

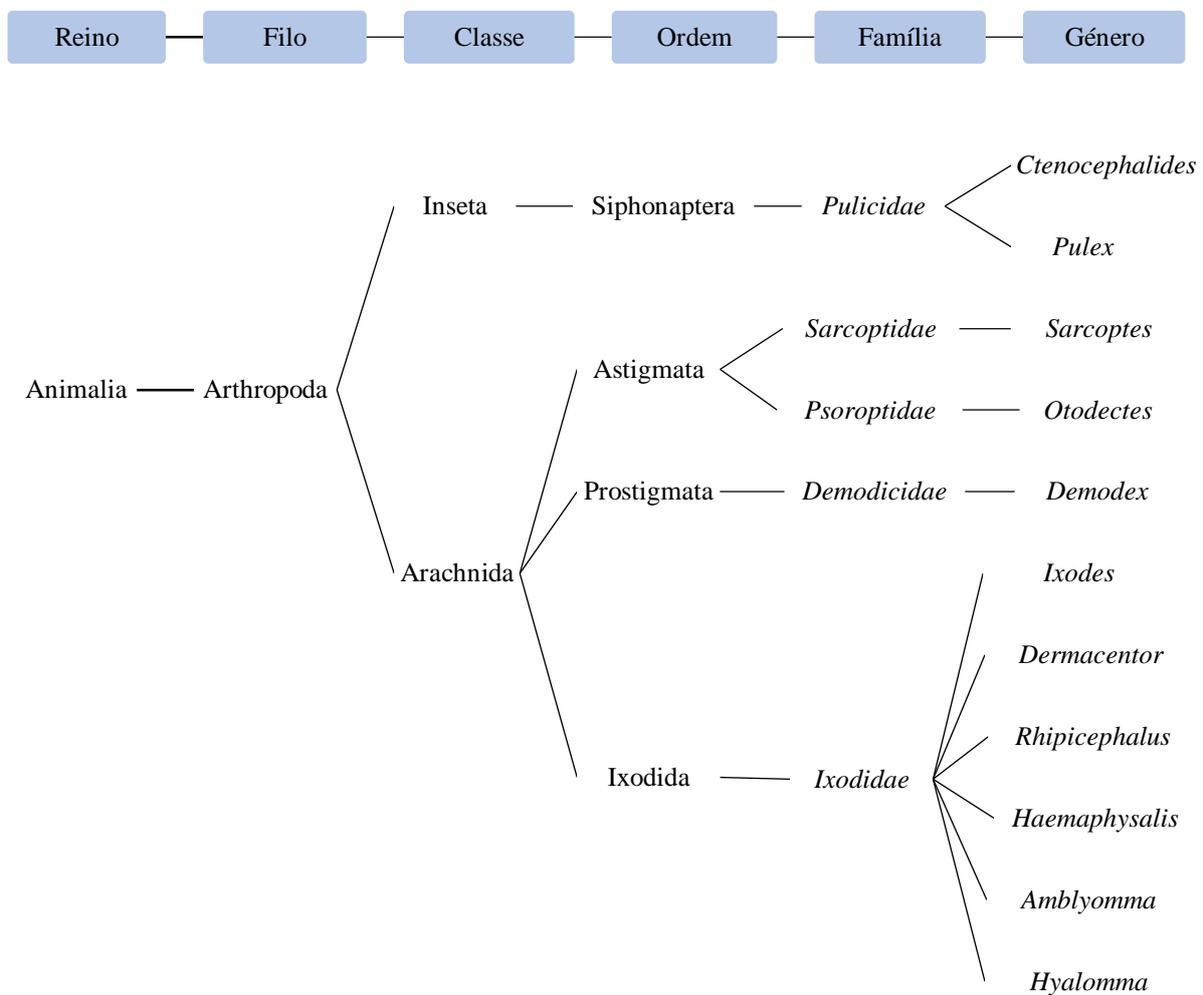


Figura 1 – Taxonomia dos principais ectoparasitas. Adaptado de Taylor et al. (2016).

2.1. Demodicose

A demodicose é uma doença causada por ácaros pertencentes ao gênero *Demodex*. É uma dermatose que ocorre comumente em cães e está também a ganhar reconhecimento em gatos (Tater e Patterson, 2008).

2.1.1. Demodicose canina

Encontram-se reconhecidas três espécies que podem parasitar o cão, sendo *Demodex canis* a mais prevalente. Este ácaro localiza-se nos folículos pilosos e raramente nas glândulas sebáceas, onde se desenvolvem todas as fases do seu ciclo de vida incluindo o ovo e os estádios de larva, ninfa e adulto (Figura 2). *D. injai* é maior do que *D. canis* e tende a viver dentro das glândulas sebáceas, levando a que casos de infestação estejam associados primariamente a dermatite seborreica. Uma terceira espécie de *Demodex* foi identificada e denominada de *D. cornei*. Este pode residir na camada mais superficial da epiderme (Tater e Patterson, 2008).

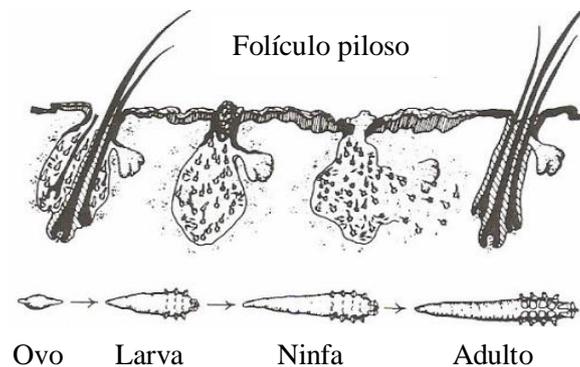


Figura 2 – Ciclo de vida de *Demodex canis*. Adaptado de arquivo.fmu.br/prodisc/medvet/fgt.pdf. Acedido em 20/06/2006.

É aceite que *D. canis* é um habitante normal da fauna cutânea do cão, ainda que em número reduzido (Paterson et al., 2014). Este ácaro é transmitido da mãe para os cachorros durante os primeiros dias de vida durante a lactação. Assim, em cachorros isolados depois de uma cesariana, não tem sido reportado a presença de qualquer ácaro. Assume-se que a imunossupressão ou um defeito no sistema imunitário da pele permita a proliferação dos ácaros, resultando em sinais clínicos, muitas vezes complicados com infecções bacterianas secundárias. Nos animais jovens, as causas de imunossupressão incluem o endoparasitismo, a malnutrição e a debilidade. Nos animais adultos, pode estar relacionada com tratamentos imunossupressores, neoplasias, hipotireoidismo ou hiperadrenocorticismo. No entanto, muitos cães

imunodeprimidos nunca desenvolvem demodicose e, em muitos casos, uma causa subjacente pode nunca ser encontrada (Mueller et al., 2012).

A demodicose pode ser classificada em localizada ou generalizada, bem como em juvenil ou adulta, esta última associada geralmente com doenças sistêmicas subjacentes (Paterson et al., 2014). A demodicose é considerada generalizada quando uma região completa do corpo está afetada, existem lesões focais em cinco ou mais áreas, ou o envolvimento de pelo menos um dos membros (Bourguignon et al., 2013; Fourie et al., 2015). No entanto, esta classificação é ainda tema de debate (Mueller et al., 2012).

Como lesões de demodicose é de referir o eritema, comedões, descamação, alopecia, pústulas e, em casos graves, furunculose. As lesões muitas vezes começam na área perioral, periorbital e nos membros anteriores. Ocasionalmente pode ser observada uma otite externa bilateral ceruminosa. A demodicose generalizada pode estar associada a linfadenopatia, letargia e febre e é acompanhada invariavelmente por infecção bacteriana secundária apresentando, assim, um prognóstico mais reservado. Normalmente, o prurido está presente quando esta infecção existe (Tater e Patterson, 2008; Mueller et al., 2012).

2.1.2. Demodicose felina

A demodicose felina é uma dermatose que aparece com muito menos frequência do que a demodicose canina. Pode ser causada por *Demodex cati* ou *D. gatoi*. Recentemente foi descrita uma terceira espécie, no entanto, ainda por denominar. *D. cati* é morfológicamente semelhante ao seu homólogo *D. canis*, vivendo também nos folículos pilosos e provocando doença semelhante à demodicose canina em animais imunodeprimidos. *D. gatoi* localiza-se no estrato córneo (Ortúñez et al., 2009), sendo contagioso entre gatos e provocando com frequência prurido (Tater e Patterson, 2008).

2.2. Otoacariose

O género *Otodectes* compreende uma única espécie, *Otodectes cynotis*, com importância em medicina veterinária, sendo o agente etiológico da otoacariose (Taylor et al., 2016).

O. cynotis localiza-se geralmente no meato acústico externo. No entanto, é possível que o ciclo de vida possa ser completado fora do canal auditivo (Shanks et al., 2000; Hendrix e

Robinson, 2012). O ciclo de vida tem uma duração média de 18 a 28 dias. Do ovo origina-se a larva, posteriormente o primeiro e segundo estágio de ninfa e, por fim, o adulto (Figura 3) (CAPC, 2013). Os ácaros alimentam-se principalmente de detritos epidérmicos, mas podem também ingerir fluídos corporais, podendo ser este o mecanismo pelo qual o hospedeiro fica exposto aos antigénios do ácaro (Shanks et al., 2000; Arther et al., 2015). A transmissão ocorre pelo contacto direto entre animais ou através de fómites (Shanks et al., 2000; Hendrix e Robinson, 2012).

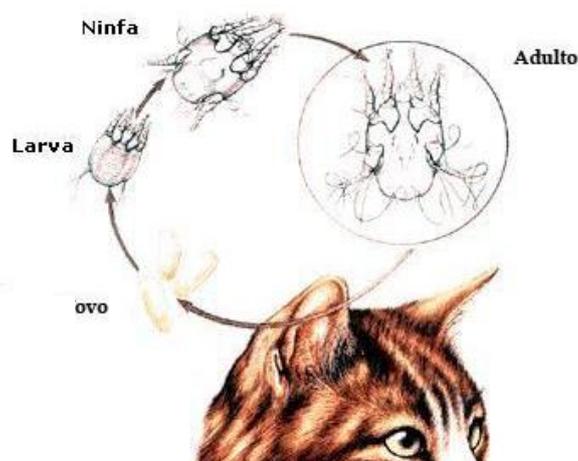


Figura 3 – Ciclo de vida de *Otodectes cynotis*. Adaptado de historiasveterinarias.wordpress.com/tag/otodectes-cynotis-gato. Acedido em 6/06/2016.

Este ácaro infesta cães e gatos, mas também pode parasitar outros pequenos mamíferos (Hendrix e Robinson, 2012). É a causa de otite externa em mais de 50% dos gatos e 10% dos cães (Ettinger e Feldman, 2005). Esta observação é corroborada por estudos realizados por Salib e Baraka (2011), onde 24,6% dos gatos estudados e apenas 7,2% dos cães se encontravam infestados por *O. cynotis*.

A otoacariose reflete-se principalmente em sinais clínicos relacionados com otite externa. Estes incluem prurido, eritema, crostas e acumulação de cerúmen (Ettinger e Feldman, 2005). O canal auditivo torna-se hiperqueratótico com hiperplasia das glândulas sebáceas e ceruminosas. Há um aumento marcado de mastócitos e macrófagos e desenvolvem-se imunoglobulinas E (CAPC, 2013). Podem surgir complicações em animais com hipersensibilidade, resultando em intenso eritema (Arther et al., 2015). O animal abana a cabeça e apresenta resposta oto-podal positiva. Em infestações severas com otites médias pode observar-se “head tilt”, “circling” e convulsões (Hendrix e Robinson, 2012).

2.3. Sarna sarcóptica

Sarcoptes scabiei é atualmente aceite como a única espécie pertencente ao género *Sarcoptes* existindo, no entanto, variedades adaptadas aos diferentes hospedeiros (Ljunggren, 2005; Taylor et al., 2016).

A sarna sarcóptica é comum em cães, mas rara em gatos (Bourguignon et al., 2013). Estes ácaros aparentam ser hospedeiros-específicos, contudo, outros animais incluindo o homem em contacto com cães infestados podem também ficar afetados, sendo assim considerada uma zoonose. Na maioria destes casos a doença é auto-limitante (Ljunggren, 2005; Hendrix e Robinson, 2012). *Sarcoptes scabiei* var. *canis* é extremamente contagioso e a transmissão ocorre por contacto direto entre animais ou por fómites (Hendrix e Robinson, 2012; Dryden, 2015).

Todo o ciclo de vida deste parasita é realizado no hospedeiro. Após o acasalamento à superfície da pele, a fêmea cria um túnel na epiderme onde deposita os ovos. Destes eclode a larva, a qual evolui para protoninfa, depois para tritoninfa e finalmente adulto (Figura 4). O macho morre depois da cópula. O ciclo de vida deste parasita pode demorar entre 17 e 21 dias (Taylor et al., 2016).

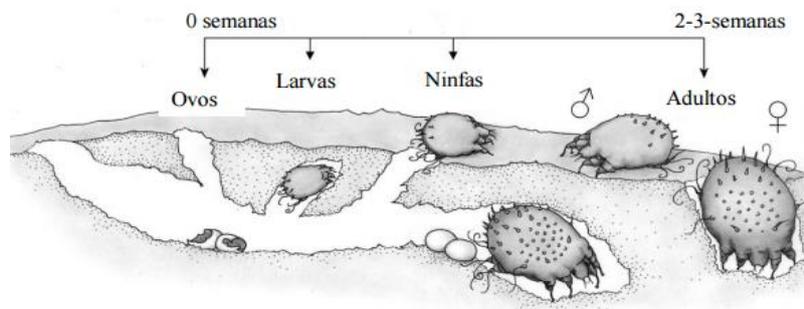


Figura 4 – Ciclo de vida de *Sarcoptes scabiei*. Adaptado de Ljunggren (2005).

Os animais com infestações moderadas podem apresentar descamação e alopecia. Em casos graves, a pele torna-se espessada, com marcada perda de pelo e abundantes crostas (Taylor et al., 2016). Eritema e erupções papulares pruríticas, com exsudação associado a infecções bacterianas secundárias com pústulas são outros sinais clínicos comuns (Bourguignon et al., 2013). O intenso prurido deve-se provavelmente à hipersensibilidade ao ácaro ou aos seus produtos conduzindo, muitas vezes, a automutilação. Tipicamente, as lesões são observadas nas margens dos pavilhões auriculares, cotovelos e jarretes, apesar de também serem comuns no flanco e no abdómen. Se não for instituído tratamento a doença pode generalizar (Dryden, 2015).

2.4. Pulicose

A pulicose é causada por parasitas pertencentes à ordem Siphonaptera. Estes são insetos com elevada importância em medicina veterinária.

De entre as espécies de pulgas mais comuns que possuem o cão ou gato como hospedeiros é de referir *Ctenocephalides felis*, *C. canis* e *Pulex irritans*. Na Europa, a pulga mais comum que parasita estes animais é *C. felis*, seguida de *C. canis* (ESCCAP, 2009). De acordo com Coles e Dryden (2014) todas as 972 pulgas isoladas de cães e gatos nos Estados Unidos, Reino Unido e Alemanha foram *C. felis*. Este parasita pode atuar como hospedeiro intermediário (HI) de *Dipylidium caninum* e como vetor de vários agentes como *Rickettsia* spp., *Mycoplasma* spp. e *Bartonella* spp. que podem causar doenças, não só nos animais, mas também no homem (Craig, 2012; Persichetti et al., 2016).

Estes ectoparasitas possuem pouca especificidade quanto aos hospedeiros. Assim, tal como *Pulex irritans* tem sido isolada em cães e gatos, também as pulgas destes animais podem infestar o homem (Hendrix e Robinson, 2012; CDC, 2013a).

O ciclo de vida da pulga consiste em quatro estádios: o ovo, a larva, a pupa e o adulto. Em condições ambientais ótimas, 85% de humidade relativa e 25 a 26°C, o desenvolvimento de ovo a adulto pode ocorrer em 14 dias. No entanto, pode prolongar-se até aos 140 (ESCCAP, 2009). A ovopostura ocorre no ambiente ou no hospedeiro, mas facilmente os ovos caem com o movimento do animal. As fêmeas adultas podem eliminar até 50 ovos por dia, numa média de 20 (ESCCAP, 2009; Craig, 2012). Posteriormente ao embrionamento dão origem às larvas. Estas são fototáticas negativas e geotrópicas positivas. As larvas alimentam-se de detritos orgânicos, especialmente de fezes da pulga adulta ou descamações da pele do animal. Seguidamente ocorre evolução para pupa e depois adulto (Figura 5). A pupa é relativamente resistente a inseticidas sendo uma importante fonte para potenciais hospedeiros (Craig, 2012). Quando emergem da pupa, as fêmeas e machos adultos procuram ativamente um hospedeiro onde realizam o acasalamento (ESCCAP, 2009).

Infestações ligeiras originam algum prurido. Infestações maciças levam a prurido intenso, alopecias e anemia (Zajac e Conboy, 2012). A anemia está presente principalmente em animais idosos, jovens ou debilitados (ESCCAP, 2009).

A saliva da pulga contém substâncias potencialmente irritantes para os animais. Os sinais clínicos associados variam, dependendo do grau de infestação, da suscetibilidade do hospedeiro e da presença de hipersensibilidade. Os animais alérgicos ou aqueles que

desenvolvem uma reação imunológica à saliva da pulga mostram prurido, alopecia, pelos partidos, pápulas e máculas eritematosas com crostas. Podem observar-se lesões típicas de dermatite húmida na zona lombossagrada (ESCCAP, 2009; Craig, 2012).

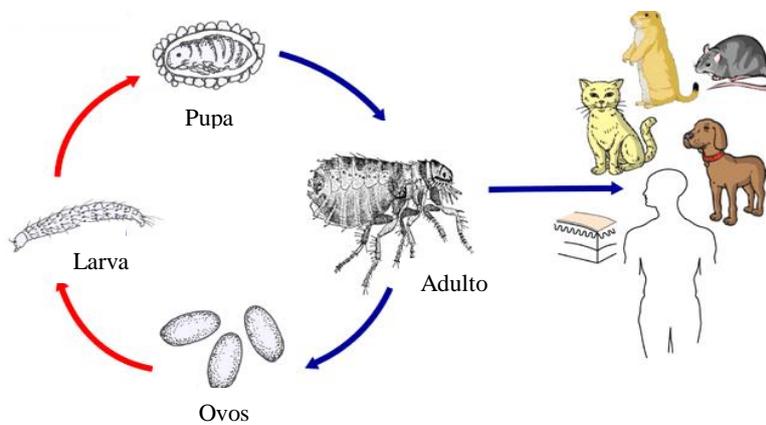


Figura 5 – Ciclo de vida da pulga. Adaptado de CDC (2013a).

2.5. Ixodidose

Várias são os géneros de ixodídeos que têm o cão, o gato e até mesmo o homem como seus hospedeiros em pelo menos uma fase do seu ciclo de vida. De referir *Ixodes* spp., *Dermacentor* spp., *Rhipicephalus* spp., *Haemaphysalis* spp., *Amblyomma* spp. e *Hyalomma* spp. (Taylor et al., 2016).

Os ixodídeos são parasitas hematófagos, alimentando-se periodicamente de grandes refeições (Taylor et al., 2016). Assim que contactam com o hospedeiro, movem-se na sua superfície à procura de um sítio preferencial para morderem, como por exemplo, as orelhas (Beugnet, 2013). A duração do ciclo de vida varia de acordo com a espécie em causa e envolve quatro estádios: ovo, larva, ninfa e o adulto (Shaw e Day, 2005; Taylor et al., 2016).

Quanto ao número de hospedeiros, podem classificar-se em carraças de um hospedeiro, em que todos os estádios se apresentam no mesmo hospedeiro; de dois hospedeiros, onde a larva e a ninfa se encontram num hospedeiro e o adulto num outro; ou de três hospedeiro, em que todos os estádios de desenvolvimento se encontram em hospedeiros diferentes (Figura 6). Neste último, cada muda ocorre no solo após a alimentação em hospedeiros diferentes. Em climas temperados, tudo isto ocorre sincronizado com o período de temperatura e humidade adequados, já que são muito suscetíveis à dessecação (Shaw e Day, 2005; Taylor et al., 2016).



Figura 6 – Ciclo de vida dos ixodídeos de três hospedeiros. Obtida em www.frontline.pt/Pugas-e-carracas/Pages/Carracas.aspx. Acedido em 20/05/2016.

A sua alimentação no hospedeiro pode causar inflamação ou hipersensibilidade e em infestações severas anemia. Mais importante é a capacidade de transmitir vários agentes patogénicos víricos, bacterianos, riquetsias ou protozoários, nomeadamente *Babesia* spp. (Taylor et al., 2016), sendo alguns deles zoonóticos. O facto das carrapas de três hospedeiros se poderem alimentar numa variedade de hospedeiros durante a sua vida, desde pequenos roedores a grande mamíferos, fazem delas vetores perfeitos para a transmissão destes agentes (Bowman, 2014).

3. Endoparasitoses

São inúmeros os endoparasitas que podem infetar os animais provocando doença. Assim, nesta revisão bibliográfica serão abordados os mais prevalentes, incluindo aqueles também observados durante a realização do estágio.

A Figura 7 representa esquematicamente a taxonomia dos endoparasitas abordados neste ponto, usando como referência Taylor et al. (2016).

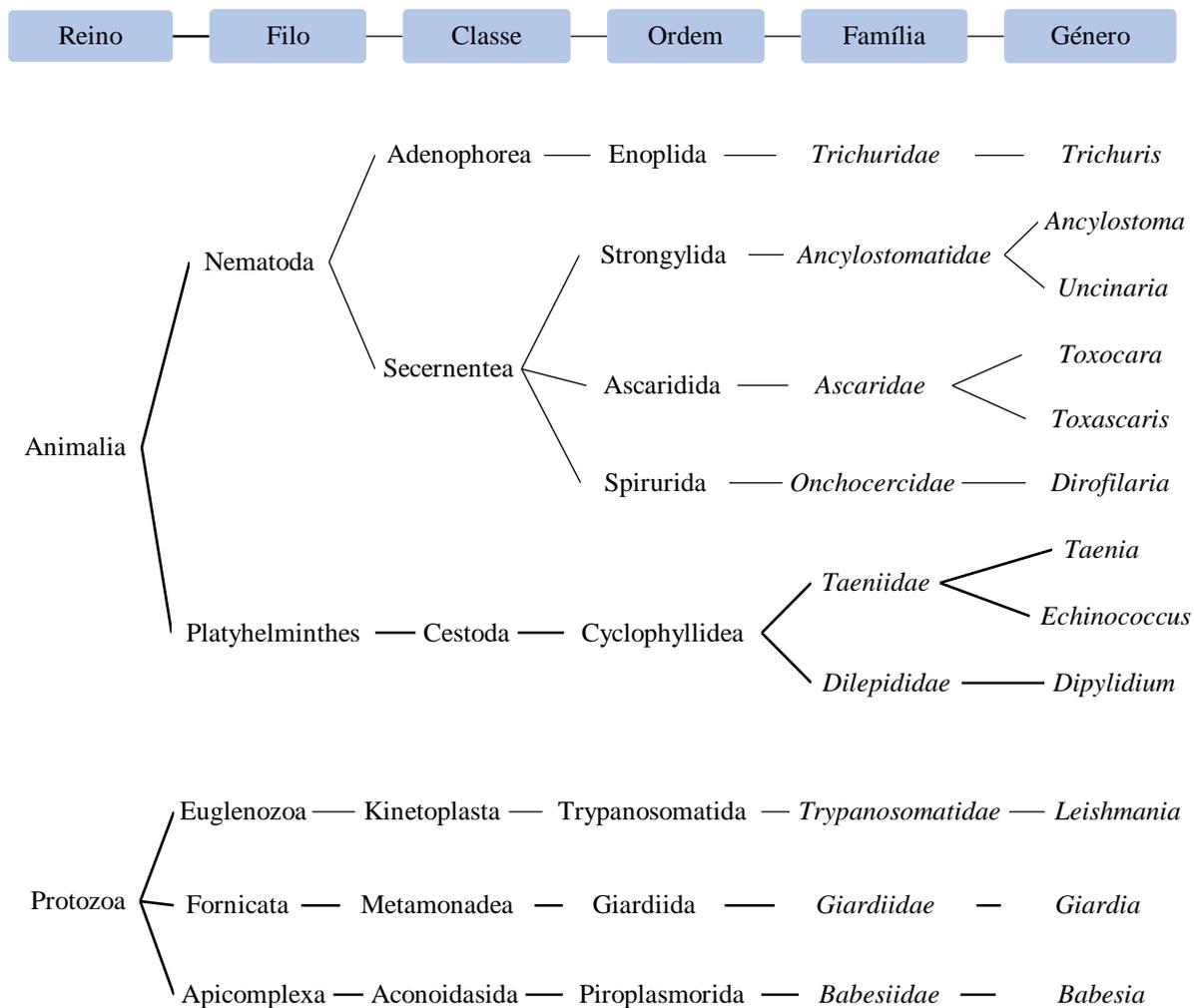


Figura 7 – Taxonomia dos principais endoparasitas. Adaptado de Taylor et al. (2016).

3.1. Ancilostomose

À família *Ancylostomatidae*, pertencem as espécies *Ancylostoma caninum*, cujos hospedeiros são o cão e outros canídeos selvagens; *A. braziliense*, que parasita o cão, o gato e outros canídeos selvagens; *A. tubaeforme*, com o gato como hospedeiro; e *Uncinaria stenocephala*, parasita do cão, gato e canídeos selvagens (Taylor et al., 2016).

A. caninum pode ser transmitido *per os* (PO), através da ingestão da larva infetante que se encontra no meio ambiente ou em hospedeiros paraténicos (HP), por via percutânea, galactófora e, menos importante, transplacentária. As vias de transmissão de *A. braziliense* e *A. tubaeforme* são semelhantes ao anterior, no entanto, não se verifica a infecção galactófora e transplacentária. *U. stenocephala* pode ser transmitido PO e, menos frequentemente, por via percutânea (Taylor et al., 2016).

De uma forma geral, os parasitas adultos encontram-se fixos à mucosa do intestino delgado. Os ovos são excretados para o exterior onde ocorre o desenvolvimento das larvas de estágio 1 (L1), L2 e L3 infetante. Esta pode ser ingerida ou pode penetrar na pele (via principal) e migra pelos tecidos até chegar ao pulmão. Posteriormente é deglutida originando o adulto no intestino delgado. A transmissão por ingestão de HP também pode ocorrer. Estes ingerem os ovos embrionados contendo a larva infetante, a qual penetra o intestino e migra para vários tecidos onde enquistam, não sofrendo desenvolvimento. O ciclo de vida é completado quando os cães ou os gatos ingerem estes hospedeiros. Três semanas antes do parto, algumas das L3 que se encontram no músculo, pulmão ou intestino dirigem-se por via sanguínea para a glândula mamária, sendo depois ingeridas pelo cachorro (Figura 8). Qualquer que seja a via de infeção, o período pré-patente varia entre 14 e 21 dias (Traversa, 2012; Bowman, 2014; Taylor et al., 2016).



Figura 8 – Ciclo de vida geral dos géneros *Ancylostoma* e *Uncinaria*. Adaptado de havenah.com/intestinal-parasites.pml. Acedido em 2/06/2016.

Podem estar presentes sinais clínicos como anemia, anorexia e fraqueza acompanhada de uma diarreia escura. A penetração cutânea da larva pode causar dermatite com eritema, prurido e pápulas, principalmente nos espaços interdigitais. Por vezes também é observada pneumonia decorrente da migração respiratória (CAPC, 2016b).

A. braziliense é responsável pela *larva migrans cutanea* no homem originando lesões cutâneas pruríticas elevadas, semelhantes a túneis. Recentemente, tem sido reportada doença entérica (enterite eosinofílica) causada por estes parasitas devido à sua migração até ao intestino delgado do homem após infeção percutânea, o que não ocorre normalmente (Hendrix e Robinson, 2012; CAPC, 2016b).

3.2. Ascariidose

A ascariidose é uma das mais disseminadas zoonoses, com grande importância económica e veterinária, partilhada pelo homem, cães, gatos e uma variedade de hospedeiros selvagens, particularmente as raposas (Macpherson, 2013). O género *Toxocara* compreende a espécie *Toxocara canis* que parasita o cão e *T. cati*, parasita do gato. Também de referir *Toxascaris leonina*, o qual se observa em cães, gatos e vários canídeos e felídeos selvagens, no entanto, possui um potencial zoonótico limitado (Macpherson, 2013).

Em condições ótimas, após a excreção de ovos não embrionados com as fezes do hospedeiro, estes tornam-se infetantes, com a L2 no seu interior. Outros hospedeiros podem ser infetados pela ingestão acidental destes ovos. No intestino delgado, a larva atravessa a parede e realiza migração somática. Nos animais jovens, a larva migra para os pulmões e árvore brônquica, sendo posteriormente deglutida; nos animais mais velhos podem ocorrer infeções patentas, no entanto, o enquistamento larvar nos tecidos é mais comum. A larva transforma-se em adulto que se dirige novamente ao intestino delgado onde realiza a ovopostura (Figura 9) (Hendrix e Robinson, 2012; CDC, 2013d). Por vezes, o adulto de *Toxocara* consegue mover-se no estômago ou em direção a ele, o que pode conduzir à ocorrência de vômitos podendo ser eliminado para o exterior por esta via (Hendrix e Robinson, 2012).

Além da infeção PO, também pode ocorrer a transmissão através da ingestão de HP, como lagomorfos e roedores, assemelhando-se a *Ancylostoma* spp.. Esta via de transmissão tem um papel importante na infeção por *T. cati* e é a principal via de transmissão de *T. leonina* (CDC, 2013d; Beugnet e Halos, 2015).

A transmissão placentária apenas ocorre nos cachorros e não nos gatinhos. A infeção ocorre por reativação das larvas somáticas de *T. canis* da mãe, a partir do dia 42 de gestação. Também é de referir a transmissão galactófora como uma potencial via de infeção dos neonatos, principalmente nos gatos (Macpherson, 2013; Overgaauw e van Knapen, 2013).

T. canis possui um período pré-patente de 4 a 5 semanas. Para *T. cati* este é de 8 semanas (Macpherson, 2013) e para *T. leonina* de 10 a 11 semanas (Traversa, 2012).

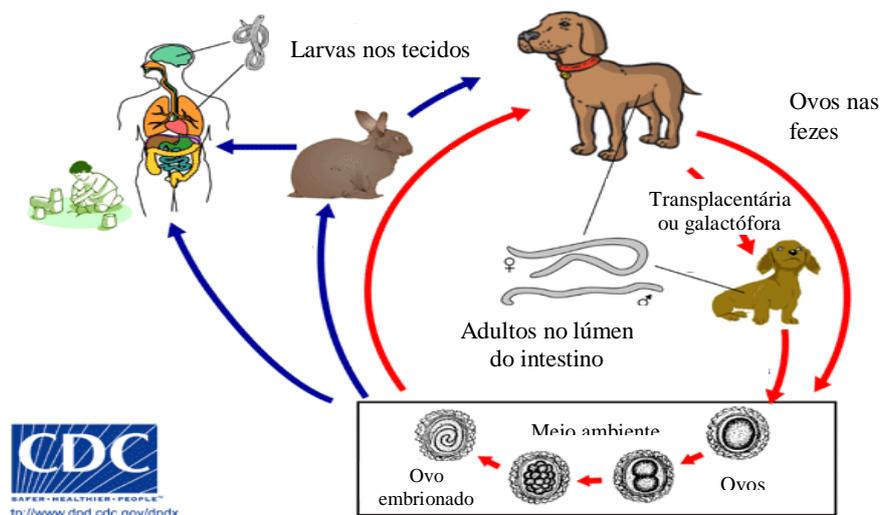


Figura 9 – Ciclo de vida de *Toxocara* spp.. Adaptado de CDC (2013d).

Em casos de infecções ligeiras podem não ser observadas alterações patológicas nos seus hospedeiros. No entanto, casos mais graves podem resultar em dilatação abdominal, alterações no crescimento, vômitos, diarreia ou mesmo na morte por obstrução intestinal (Traversa, 2012; Taylor et al., 2016). Alterações respiratórias, como tosse ou descargas nasais, e mesmo pneumonia, podem estar presentes devido às possíveis migrações pela árvore respiratória (Traversa, 2012; Beugnet e Halos, 2015).

O homem pode ingerir acidentalmente, do solo ou das mãos contaminadas, os ovos infetantes de *Toxocara* spp.. Também pode ingerir as larvas presentes em carnes malpassadas (Macpherson, 2013; Overgaauw e van Knapen, 2013). Uma vez no seu interior, as larvas podem migrar através da corrente sanguínea para diferentes partes do corpo, incluindo fígado, coração, pulmões, cérebro, músculos ou globo ocular. A maioria das pessoas infetadas não manifesta sintomas. No entanto, em alguns casos, a larva pode causar lesões nestes tecidos ou órgãos, conduzindo à síndrome da *larva migrans visceral* e *larva migrans ocular* (Hendrix e Robinson, 2012; CDC, 2013d).

3.3. Dirofilariose

A dirofilariose é uma doença causada por nemátodes do género *Dirofilaria*, sendo endémica em Portugal, principalmente na região sul e tem um carácter zoonótico (Cardoso et al., 2012; Maia et al., 2016).

Das duas espécies que ocorrem nos carnívoros domésticos, *Dirofilaria immitis* e *D. repens*, a primeira é de longe a mais importante (Taylor et al., 2016). No entanto, é necessária uma maior consciencialização em relação a *D. repens*. Esta é endémica no sul e este da Europa (Baptista-Fernandes et al., 2015), onde existem maiores prevalências de *D. repens* do que de *D. immitis* (Meireles et al., 2014). Em Portugal, foi recentemente reportado um caso de *D. repens* em cão, no Algarve (Maia et al., 2016). Baptista-Fernandes et al. (2015) identificaram o primeiro caso humano de dirofilariose cutânea em Portugal, apesar deste poder ter sido um caso importado da Índia.

Os hospedeiros definitivos (HD) de *D. immitis* são o cão, a raposa e outros canídeos selvagens, ocasionalmente o gato e raramente o homem. *D. repens* possui como HD o cão, o gato, a raposa e ocasionalmente os seres humanos. Ambos possuem como HI os culicídeos *Aedes*, *Anopheles* e *Culex* (Taylor et al., 2016).

D. immitis e *D. repens* possuem um carácter zoonótico. No homem, a maioria das larvas infetantes segue as mesmas vias como se fosse num canídeo. No entanto, o adulto morre formando granulomas e o ciclo não se completa. Numa grande parte dos casos as infeções são assintomáticas (Beugnet, 2013; Baptista-Fernandes et al., 2015).

3.3.1. *Dirofilaria immitis*

A principal via de transmissão de *D. immitis* ocorre por intermédio dos culicídeos. No entanto, a via transplacentária também pode ocorrer (Taylor et al., 2016).

Os adultos encontram-se no lado direito do coração e nos vasos adjacentes (artéria pulmonar e veia cava caudal). As fêmeas adultas libertam microfilárias diretamente para a circulação sanguínea. Estas são ingeridas pelas fêmeas dos culicídeos durante a hematofagia e migram para os túbulos de Malpighi, onde se desenvolve a L3 infetante. Esta migra, posteriormente, para a probóscide e o HD é infetado quando o artrópode se alimenta. A L3 migra para os tecidos subcutâneos e subserosos do tórax ou abdómen e sofre duas mudas em poucos meses. Só após a muda final, o jovem adulto de *D. immitis* atinge os pulmões. Quando consegue chegar ao coração, via circulação venosa, evolui para adulto e inicia nova produção de microfilárias (Figura 10). O período pré-patente é cerca de 6 meses e o adulto pode sobreviver por alguns anos. A dirofilariose no gato é muito menos comum do que no cão. Contudo, as migrações erráticas são mais comuns e, na maioria dos casos, não existem microfilárias em circulação (Meireles et al., 2014; Taylor et al., 2016).

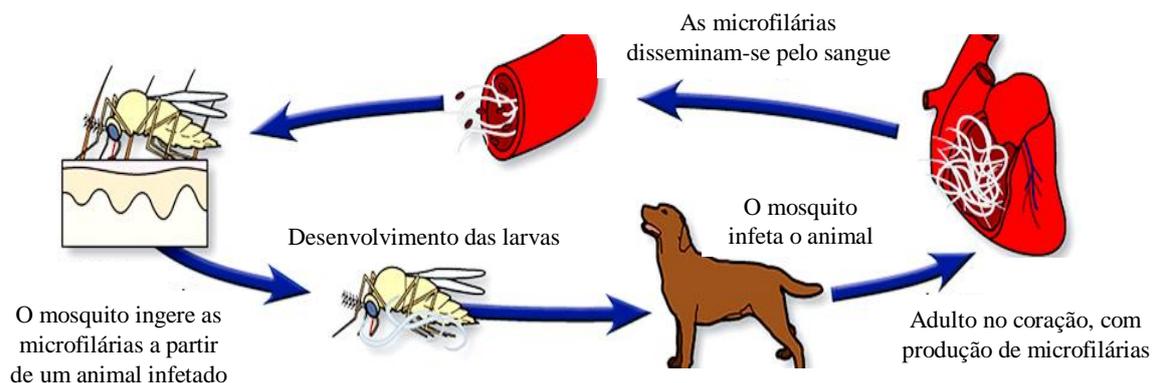


Figura 10 – Ciclo de vida de *Dirofilaria immitis*. Adaptado de www.canes.es/blog/2012/11/10/filariosis-canina/. Acedido em 9/06/2016.

Os sinais clínicos observados estão associados com a presença do adulto. Muitos cães com infeção ligeira não mostram sinais clínicos sendo apenas em casos de infeções crónicas graves que o *stress* circulatório ocorre, devido à obstrução ao normal fluxo sanguíneo. São sinais clínicos comuns a intolerância ao exercício gradual, tosse crónica com hemoptise e dispneia. A presença de uma massa ativa de parasitas pode causar uma endocardite nas válvulas cardíacas e uma arterite pulmonar proliferativa. Após 9 meses, o efeito de hipertensão pulmonar é compensado pela hipertrofia do ventrículo direito, a qual pode levar a insuficiência cardíaca congestiva com acompanhamento de sinais de edema e ascite. Adicionalmente, pode ocorrer a morte dos parasitas e o seu deslocamento das artérias pulmonares para o coração direito devido à hipertensão pulmonar, ocorrendo a síndrome da veia cava. Esta é caracterizada por dispneia, hemólise intravascular e hemoglobinúria (Beugnet, 2013; Taylor et al., 2016). No gato, tudo isto é menos comum, sendo o mais frequente a presença de parasitas nas artérias pulmonares distais que pode induzir uma pneumonia difusa (Taylor et al., 2016).

3.3.2. *Dirofilaria repens*

O ciclo de vida deste nemátode é semelhante ao anterior. No entanto, os parasitas adultos vivem em nódulos subcutâneos nos HD. O período pré-patente é de 27 a 34 semanas (Taylor et al., 2016).

O animal pode apresentar lesões cutâneas de gravidade variável. Por vezes verifica-se a presença de nódulos subcutâneos não inflamatórios que não causam dor e podem ser facilmente removidos. Em casos mais raros, as lesões podem ser pruríticas, pustulares e ulcerativas (Beugnet, 2013).

3.4. Tricuriose

A tricurirose é causada por parasitas pertencentes ao género *Trichuris*. A espécie que parasita o cão, o gato e os canídeos selvagens é *Trichuris vulpis*. Outras duas espécies, *T. serrata* e *T. campanula*, são ocasionalmente encontradas nos gatos, principalmente na América (Taylor et al., 2016).

Os ovos são muito resistentes e após o embrionamento no meio exterior contêm a L2 infetante. Estes são ingeridos pelo hospedeiro e a larva liberta-se no intestino delgado e fixa-se às paredes do intestino delgado, ceco e cólon onde sofre várias mudas. Depois ocorre o desenvolvimento do adulto que se localiza no ceco ou cólon (Figura 11) (Hendrix e Robinson, 2012; Bowman, 2014). O seu período pré-patente é de 3 meses (CAPC, 2016c; Taylor et al., 2016). A infeção por HP ou a transmissão galactófora e transplacentária não ocorre neste parasita (CAPC, 2016c).

Em infeções maciças, os cães podem apresentar diarreias sanguinolentas, fezes mucosas, anemia, perda de peso e alterações metabólicas (ESCCAP, 2014).

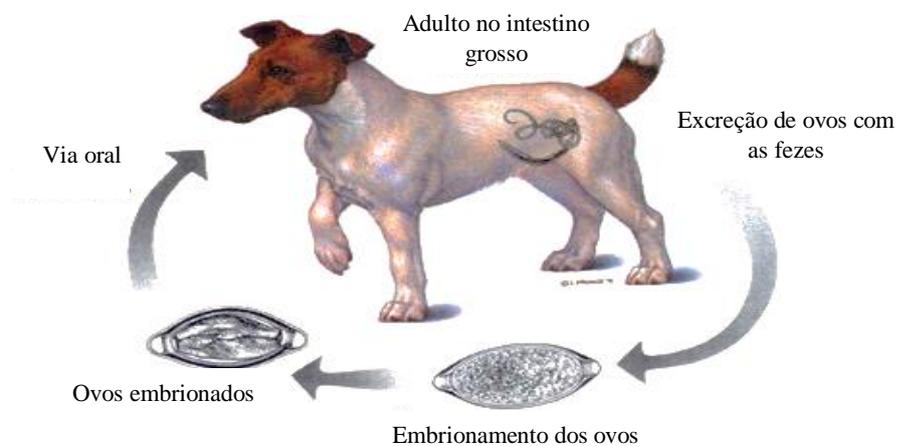


Figura 11 – Ciclo de vida de *Trichuris vulpis*. Adaptado de havenah.com/intestinal-parasites.pml. Acedido em 2/06/2016.

3.5. Dipilidiose

Dipylidium caninum é o agente etiológico da dipilidiose no cão e no gato. Além do cão e do gato, possui como HD a raposa e raramente o homem. Como HI tem as pulgas (*Ctenocephalides* spp. e *Pulex irritans*) e piolhos mastigadores (*Trichodectes canis*). Ambos podem ingerir as oncosferas, no entanto, só a pulga no estágio larvar é capaz de o fazer. Assim,

não é uma verdadeira doença transmitida por vetores, já que estes funcionam também como seus HI (Taylor et al., 2016).

Após a ingestão de ovos pelo HI, as oncosferas libertam-se, penetram no intestino e invadem o hemocélio do inseto. Aqui desenvolve-se a larva cisticercóide infetante. Os HD ficam infetados pela ingestão do piolho ou da pulga adulta contendo o cisticercóide. Posteriormente, no seu intestino delgado desenvolve-se o adulto. Os proglotes gravídicos destacam-se do céstode e migram para o ânus ou são eliminados com as fezes (Figura 12). (Beugnet, 2013). O período pré-patente é de 3 semanas (CDC, 2012a; Taylor et al., 2016).



Figura 12 – Ciclo de vida de *Dipylidium caninum*. Adaptado de ah.novartis.com.au/companion_animals/dog/worms/types_of_worms/dog_tape_worm_page.html. Acedido em 29/06/2016.

A dipilidiose é geralmente assintomática. No entanto, os proglotes libertados podem causar algum desconforto e prurido. Uma excessiva limpeza da região anal pelo animal pode ser um sinal indicativo. Em caso de infecções maciças podem acontecer distúrbios intestinais, alterações no desenvolvimento do animal e anemia (Beugnet, 2013; Taylor et al., 2016).

O risco zoonótico associado a este parasita é maior em crianças que contactam com animais devido à ingestão acidental da pulga ou do piolho (CDC, 2012a). Normalmente é assintomático podendo ocorrer diarreia, dor abdominal e prurido anal (Hendrix e Robinson, 2012).

3.6. Equinococose e hidatidose

Relativamente ao género *Echinococcus*, é de destacar *E. granulosus* e *E. multilocularis* (Tabela 1).

O adulto presente no HD elimina os proglotes que saem juntamente com as fezes. Os HI ingerem as oncosferas que penetram no intestino e se dirigem por via sanguínea e linfática para o fígado e para o pulmão. Por vezes podem escapar para a circulação sistêmica e desenvolverem-se noutros órgão ou tecidos, como o coração, ossos, rim, baço ou globo ocular. Em todos estes órgãos transformam-se na forma larvar infetante. Posteriormente, os HD podem ingerir parte ou a totalidade dos HI, voltando-se a formar o adulto e o ciclo recomeça (Figura 13) (Taylor et al., 2016).

Tabela 1 – Espécies do género *Echinococcus* que possuem o cão ou o gato como hospedeiros definitivos. Adaptado de Taylor et al. (2016).

Espécie	Hospedeiros definitivos	Hospedeiros intermediários	Forma larvar	Localização preferencial da forma larvar
<i>E. granulosus</i>	Cão, alguns carnívoros selvagens	Ovino, bovino, suíno, humano	<i>Echinococcus polymorphus</i>	Fígado, pulmões
<i>E. multilocularis</i>	Cão, gato, raposa	Roedores, suíno, humano	Quisto hidático (multilocular)	Fígado

Geralmente o cão e o gato não apresentam sinais clínicos. Nos HI os quistos de *E. granulosus* no fígado ou no pulmão são geralmente bem tolerados. Quando as oncosferas conseguem chegar a outros tecidos, como os rins, pâncreas, sistema nervoso central e medula óssea, o crescimento dos quistos podem levar a uma variedade de sinais clínicos. Quanto a *E. multilocularis*, os estádios intermédios do parasita são invasivos, expandem-se localmente e são capazes de metastizar a outros locais, como os pulmões, cérebro, músculos e gânglios linfáticos (Taylor et al., 2016).

E. granulosus e *E. multilocularis* possuem grande importância para a saúde pública. No homem, *E. polymorphus* causa hidatidose quística e a larva de *E. multilocularis* a hidatidose alveolar. Ambas as infeções dão lugar à formação de quistos numa variedade de órgãos incluindo fígado, pulmões, rins, baço, osso e cérebro (Hendrix e Robinson, 2012). O homem infetado com *E. polymorphus* muitas vezes permanece assintomático até que os quistos atinjam dimensões suficiente para causar desconforto e dor. A sintomatologia depende da localização e inclui dilatação abdominal pela infeção do fígado e alterações respiratórias por afeção pulmonar. A rutura dos quistos pode ocorrer e causar reações anafiláticas (CDC, 2012b; Taylor et al., 2016). No caso de *E. multilocularis*, a larva não matura nos quistos, mas formam vesículas que invadem e destroem os tecidos circundantes causando dor ou desconforto, perda de peso, insuficiência hepática e morte (CDC, 2012b).

3.7. Teniose

A teniose é causada por céstodes pertencentes ao género *Taenia* com algumas das espécies consideradas zoonóticas. Espécies que têm o cão ou o gato como HD incluem *Taenia hydatigena*, *T. ovis*, *T. pisiformis*, *T. multiceps*, *T. serialis* e *T. taeniaeformis* (Tabela 2).

Tabela 2 – Espécies do género *Taenia* que possuem o cão ou o gato como hospedeiros definitivos. Adaptado de Taylor et al. (2016).

Espécie	Hospedeiro (s) definitivo (s)	Hospedeiro (s) intermediário (s)	Forma larvar	Localização preferencial da forma larvar
<i>T. hydatigena</i>	Cão, canídeos selvagens	Bovino, ovinos, caprino, suíno	<i>Cysticercus tenuicollis</i>	Cavidade abdominal, fígado
<i>T. multiceps</i>	Cão, canídeos selvagens	Bovino, ovinos, caprino, suíno, equino, humano	<i>Coenurus cerebralis</i>	Cérebro, espinal medula
<i>T. ovis</i>	Cão, canídeos selvagens	Ovino, caprino	<i>Cysticercus ovis</i>	Músculo cardíaco e esquelético
<i>T. pisiformis</i>	Cão, canídeos selvagens	Coelho, lebre	<i>Cysticercus pisiformis</i>	Peritoneu, fígado
<i>T. serialis</i>	Cão	Coelho, lebre	<i>Coenurus serialis</i>	Tecido conjuntivo, subcutâneo e intramuscular
<i>T. taeniaeformis</i>	Gato, felídeos selvagens	Roedores	<i>Cysticercus fasciolaris</i>	Fígado

De uma forma geral, os proglotes libertados pelo parasita adulto são excretados com as fezes do HD e ingeridos pelos HI. As oncosferas libertam-se dos ovos, atravessam o intestino e vão para os seus locais preferenciais dando origem à forma larvar. Posteriormente, os HD podem ingerir parte ou a totalidade dos HI, com os órgãos infetados, e no seu intestino essa larva transforma-se no adulto e o ciclo recomeça (Figura 13) (Taylor et al., 2016).

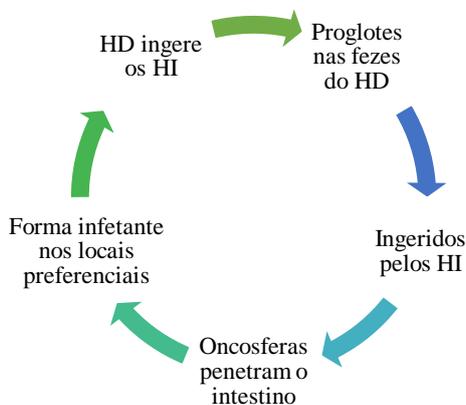


Figura 13 – Ciclo de vida de *Taenia* spp. e *Echinococcus* spp. Original.

Os animais parasitados com *Taenia* spp. normalmente não apresentam sinais clínicos. Contudo, a saída dos proglotes pelo ânus pode provocar prurido. Os efeitos da infecção para os HI são mais graves, ainda que em alguns deles também não sejam visíveis alterações (ESCCAP, 2014; Taylor et al., 2016). Podem ocorrer sinais neurológicos, como “head tilt”, ataxia, paralisia, convulsões ou mesmo a morte; rigidez, letargia, distensão abdominal, perda de peso e outros sinais relacionados com a infecção hepática, dependendo da localização da forma infetante (The Center for Food Security & Public Health, 2005).

São duas as espécies que possuem o homem como HD, *T. saginata* e *T. solium*. O parasita localiza-se no seu intestino delgado e a infecção ocorre por ingestão de carne crua ou malpassada dos HI (bovinos e suínos, respetivamente) contendo a forma infetante, *Cysticercus bovis* e *C. cellulosae*, respetivamente (The Center for Food Security & Public Health, 2005; Taylor et al., 2016). Geralmente a infecção é assintomática podendo ocorrer algum prurido no ânus. Em alguns casos, principalmente em crianças, sintomas abdominais podem ocorrer, como dor abdominal, diarreia ou constipação, alteração do apetite e perda de peso (The Center for Food Security & Public Health, 2005). Contudo, os ovos de *T. solium* podem também ser ingeridos pelo homem e evoluem para metacéstode no cérebro e músculo, originando lesões nestes tecidos (cisticercose) (CDC, 2013c). O homem pode ainda ser HI de *T. multiceps* (Taylor et al., 2016). Neste caso, os sintomas relacionados com a presença das larvas podem estar evidentes, nomeadamente alterações neurológicas como dores de cabeça, convulsões, vertigens, ataxia, náuseas, alterações do estado mental e comportamento. Mielite, meningite e dor radicular podem aparecer em casos de afeção da espinal medula, o que ocorre menos frequentemente (The Center for Food Security & Public Health, 2005).

3.8. Babesiose

A babesiose ou piroplasmose é uma doença transmitida por ixodídeos e causada por protozoários intraeritrocitários do género *Babesia*, sendo a babesiose canina endémica em Portugal (Simões et al., 2011).

Das espécies que parasitam o cão é de referir *Babesia canis*, subespécies *B. canis canis*, *B. canis rossi* e *B. canis vogeli* (espécies “grandes”), *B. gibsoni* e *B. microti-“like”* (espécies “pequenas”) (Simões et al., 2011; Taylor et al., 2016). *B. microti-“like”* também tem sido denominada como *Theileria annae* ou *B. annae* e, mais recentemente, como *B. vulpes* sp. nov. (Baneth et al., 2015). *B. vogeli* é referida como a possível espécie mais comum a circular entre

os gatos em Portugal (Vilhena et al., 2013; Maia et al., 2014). Em África está descrita a infeção por *B. felis* (Hartmann et al., 2013). No entanto, são poucos os casos descritos na Europa de babesiose felina, estando ainda em investigação quais as espécies envolvidas (ESCCAP, 2011). A Tabela 3 apresenta as espécies do género *Babesia* que parasitam o cão ou o gato.

Tabela 3 – Espécies do género *Babesia* que parasitam o cão ou o gato. Adaptado de ESCCAP (2011) e Taylor et al. (2016).

Espécie/subespécie	Vetor
<i>Babesia canis canis</i>	<i>Dermacentor reticulatus</i>
<i>B. canis rossi</i>	<i>Haemaphysalis leachi</i>
<i>B. canis vogeli</i>	<i>Rhipicephalus sanguineus</i>
	<i>H. longicornis</i>
<i>B. gibsoni</i>	<i>H. bispinosa</i>
	<i>R. sanguineus</i>
<i>B. microti-“like”</i>	<i>Ixodes hexagonus</i>
	<i>I. ricinus</i>
<i>B. felis</i>	Possivelmente <i>H. leachi</i>

B. canis canis é o principal agente etiológico da babesiose canina em regiões temperadas da Europa e causa doença moderada a grave. *B. canis vogeli* é a subespécie menos virulenta e também se encontra presente na Europa, bem como na África, Ásia, Austrália e América do Norte e do Sul. *B. canis rossi* é considerada a mais virulenta, tendo sido descrita em algumas partes de África. *B. gibsoni* está presente nos cinco continentes. Também *B. microti-“like”* é capaz de causar doença nos cães e é endémica na Galiza (Simões et al., 2011).

Os parasitas do género *Babesia* são transmitidos por ixodídeos, nos quais o protozoário passa do adulto para os ovos (transmissão transovárica), ou de um estágio de desenvolvimento para os seguinte (transmissão transtádica) (Beugnet, 2013; Taylor et al., 2016). A transmissão transplacentária ou por transfusão sanguínea também tem sido reportada (Simões et al., 2011). Normalmente é um parasita hospedeiro-específico, tanto para a espécie de carraça que o transmite como para o mamífero hospedeiro (ESCCAP, 2011; Taylor et al., 2016).

Os esporozoítos infetantes presentes nos vetores são inoculados no hospedeiro juntamente com a saliva, durante a hematofagia. A multiplicação nos HD ocorre nos eritrócitos levando à formação de merozoítos (esquizogonia). Os merozoítos sofrem sucessivas divisões binárias, levando à rutura das células, com libertação de outros merozoítos que invadem outros eritrócitos. Quando o ixodídeo se alimenta, ingere-os e originam-se os isogâmetas (gametogonia). Posteriormente ocorre a esporogonia com a formação de esporozoítos. Estes multiplicam-se nas células das glândulas salivares até à rutura das mesmas, permitindo que os

esporozoítos invadam o lúmen da glândula, sendo posteriormente inoculados nos hospedeiros quando os vetores se alimentam (Figura 14) (Taylor et al., 2016).

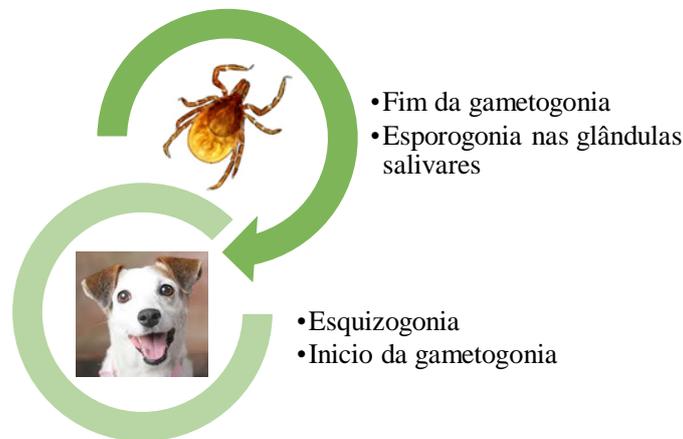


Figura 14 – Ciclo de vida de *Babesia* spp.. Original.

A gravidade da infecção é determinada pela espécie de parasita envolvida na infecção, bem como outros fatores incluindo a idade, sistema imunitário e presença de infecções concorrentes no HD. Relativamente à espécie que parasita o cão, a anemia hemolítica imunomediada é o principal sinal clínico. A infecção pode ser classificada como não-complicada ou complicada. A primeira está usualmente associada com anemia ligeira a moderada, trombocitopenia, letargia, fraqueza e hepatoesplenomegalia. A babesiose complicada refere-se à manifestação que não pode ser explicada apenas pela crise hemolítica e é caracterizada por anemia severa e disfunção orgânica. Neste caso, a mortalidade ultrapassa os 80% (Shaw e Day, 2005; Taylor et al., 2016). A infecção por *B. felis*, conduz a anorexia, depressão, anemia, emaciação e icterícia. Na maioria dos gatos com babesiose encontra-se reportadas infecções concomitantes por retrovírus e hemoplasmoses (ESCCAP, 2011; Taylor et al., 2016). Cães com infecção por *B. microti*-“like” apresentam anemia hemolítica regenerativa e moderada a grave trombocitopenia (Simões et al., 2011).

3.9. Giardiose

A giardiose é causada por protozoários do género *Giardia*, caracterizados pela sua localização gastrointestinal e pela sua morfologia flagelada (Taylor et al., 2016). *Giardia intestinalis* (sinónimo *G. duodenalis* ou *G. lamblia*) infeta uma variedade de hospedeiros vertebrados e está na origem da giardiose. Atualmente é classificada em génotipos, de A a G, cada um infetando determinados hospedeiros (Tabela 4).

Tabela 4 – Genótipos de *Giardia intestinalis*. Adaptado de ESCCAP (2013) e Taylor et al. (2016).

Genótipo	Hospedeiro (s)
A	Homem
B	Homem
C	Cão
D	Cão
E	Vacas, ovelhas, cabras, cavalos, porcos
F	Gato
G	Roedores

A transmissão ocorre por via feco-oral através da ingestão das formas infetantes do parasita, os quistos. Estes são eliminados de forma intermitente para o ambiente pelas fezes dos hospedeiros e contaminam a água, os solos e os alimentos. São depois ingeridos pelos hospedeiros. Desenquistam, libertando os trofozoítos (formas ativas e móveis), que se multiplicam assexuadamente por divisão binária. Posteriormente, aderem às células epiteliais do intestino delgado e evoluem para quistos (forma infetante e resistente). São libertados para o exterior e o ciclo recomeça (Figura 15). Os trofozoítos também podem ser eliminados para o exterior, por exemplo em casos de diarreia, no entanto, não são resistentes no ambiente. O período pré-patente é de 4 a 16 dias (Hendrix e Robinson, 2012; ESCCAP, 2013; Taylor et al., 2016).



Figura 15 – Ciclo de vida de *Giardia* spp.. Adaptado de Hendrix e Robinson (2012).

Na maioria dos casos, a infeção é subclínica. No entanto, a presença de *Giardia* no intestino está envolvida na atrofia das microvilosidades intestinais. Isto está relacionado com alterações na absorção de nutrientes e minerais e deficiências enzimáticas. Assim, pode causar

diarreias intermitentes ou persistentes esteatorreicas, anorexia, vômitos, perda de peso e apatia (ESCCAP, 2013; Taylor et al., 2016).

Os genótipos pertencentes aos grupos A e B são geralmente considerados zoonóticos. Embora seja específica para as espécies hospedeiras, *Giardia* do tipo A tem sido encontrada em cães e gatos (Hendrix e Robinson, 2012; ESCCAP, 2013). Assim, há possibilidade que cães e humanos que convivam possam albergar o mesmo genótipo. Atualmente não há evidências da transmissão dos gatos para o homem (ESCCAP, 2013; Simonato et al., 2015). A maioria das infecções é adquirida por ingestão de água, o que também pode ocorrer acidentalmente quando se nada em lagos ou piscinas (Beugnet e Halos, 2015). Os quistos de *Giardia* spp. são infetantes imediatamente após a excreção e isto pode representar um elevado risco de infecção pelo estreito contacto entre os cães e o homem.

3.10. Leishmaniose

A leishmaniose é causada por protozoários do género *Leishmania* e é uma doença transmitida por vetores (ESCCAP, 2011).

Endémica no sul da Europa e em Portugal (Maia et al., 2015), a leishmaniose canina é causada pela espécie *Leishmania infantum*. O cão é o seu principal hospedeiro, no entanto, o gato ou outras espécies de mamíferos, nomeadamente o homem, também o podem ser. Os artrópodes que a transmitem pertencem ao género *Phlebotomus* (Beugnet, 2013; Maia et al., 2015), apresentando a sua maior atividade entre abril e novembro (ESCCAP, 2009).

A transmissão pelos flebótomos é a principal via de infecção, no entanto, a transmissão vertical ou por transfusão sanguínea tem sido descrita (Beugnet 2013; Shaw e Day 2005). Durante a hematofagia do flebótomo fêmea, as formas promastigotas são inoculadas com a saliva no HD. São fagocitadas pelos macrófagos e multiplicam-se por divisão binária na forma de amastigotas. Os macrófagos raturam e as amastigotas invadem outras células. As formas amastigotas ingeridas pelo flebótomo durante hematofagia evoluem para promastigotas e multiplicam-se. Migram para a probóscide sendo depois inoculadas no hospedeiro aquando da alimentação do flebótomo (Figura 16) (Shaw e Day, 2005; Taylor et al., 2016).

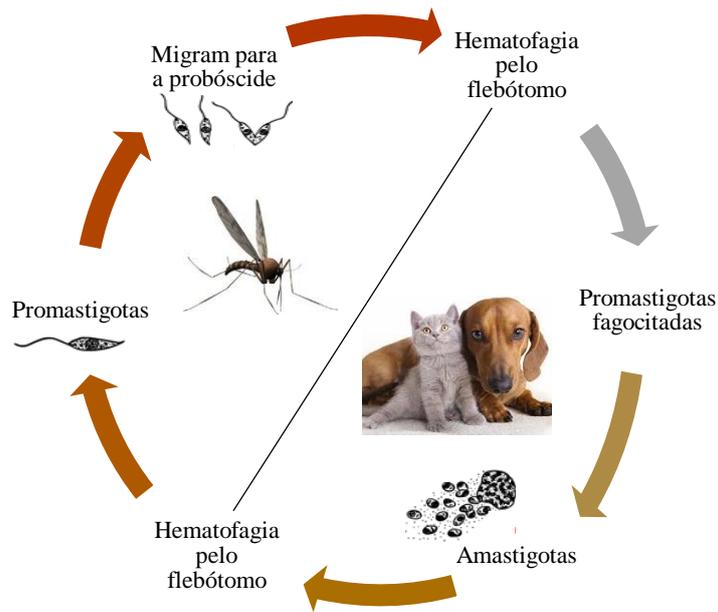


Figura 16 – Ciclo de vida de *Leishmania infantum*. Original.

Inicialmente, a maior parte das infecções são subclínicas. Contudo algum tempo depois a infecção manifesta-se. *L. infantum* pode causar lesões viscerais ou cutâneas. Na forma cutânea, as lesões caracterizam-se por úlceras na pele, muitas vezes nos lábios ou pálpebras, hiperqueratose, dermatite exfoliativa e onicogribose. Inicialmente desenvolvem alopecias perioculares, que podem passar a outras zonas do corpo. Normalmente, as formas cutâneas generalizadas são simétricas, não pruríticas (ESCCAP, 2011). Na forma visceral, a febre intermitente, caquexia e linfadenopatia generalizada são sinais típicos (Beugnet, 2013; Taylor et al., 2016). Pode haver esplenomegalia, atrofia muscular, epistaxis e hematuria. Pode desenvolver-se insuficiência renal, devido à deposição de imunocomplexos, muitas vezes fatal. Outros sinais clínicos menos frequentes incluem alterações gastrointestinais, poliartrite, lesões oculares e alterações neurológicas (ESCCAP, 2011). A nível laboratorial é comum verificar-se a diminuição dos níveis de albumina e aumento das globulinas, anemia, trombocitopenia e leucocitose seguida de leucopenia. A infecção natural e a doença clínica no gato parecem ser menos frequentes do que nos cães (Shaw e Day, 2005; ESCCAP, 2011).

O homem pode ser infetado com protozoários do género *Leishmania*, nomeadamente por *Leishmania infantum*. Esta causa a leishmaniose visceral, também conhecida como kala-azar e os cães são considerados os principais reservatórios (Shaw e Day 2005). É fatal se não for tratada e caracteriza-se por febre, perda de peso, hepato e esplenomegalia e anemia. A leishmaniose cutânea causa lesões de pele (CDC 2013b).

4. Doenças transmitidas por vetores

As doenças transmitidas por vetores possuem uma distribuição mundial e são causadas por uma vasta gama de agentes patogénicos, incluindo bactérias, vírus, protozoários e helmintos, que são transmitidos por ectoparasitas artrópodes, incluindo carraças, pulgas, mosquitos e flebótomos. Quer o cão quer o gato servem como fonte de nutrição para muitos desses artrópodes, sendo eles hematófagos (Otranto et al., 2009). Beugnet et al. (2014) verificaram que gatos que apresentavam parasitas externos mostraram um risco significativamente mais elevado de também apresentarem endoparasitas.

Na maioria dos casos, a importância clínica dos agentes patogénicos transmitidos é superior à infestação pelos vetores que os transmitem. Ainda que alguns parasitas possam ser muito específicos, outros podem constituir um problema de saúde pública, já que podem afetar também os proprietários e, assim, serem considerados agentes zoonóticos (ESCCAP, 2009).

Na Europa, os modelos epidemiológicos da infestação por ectoparasitas e das doenças que transmitem estão a mudar pelo aumento do deslocamento dos animais desde os seus lugares de origem a outras zonas. A supressão de fronteiras da União Europeia, contemplada no Tratado de Schengen, também tem favorecido a mobilidade de animais entre países (ESCCAP, 2009; Otranto et al., 2009), o que conduz à introdução de novas espécies de vetores em áreas que eram anteriormente livres destes, como é o caso de *Aedes albopictus* na Europa, e à (re) emergência de alguns agentes patogénicos, como *Dirofilaria immitis* na América do Norte e *Leishmania infantum* na América do Norte e norte da Europa (Otranto et al., 2009).

A pressão antropogénica no ambiente, por exemplo pela desflorestação e rápida urbanização também tem contribuído para o aumento destas doenças. Estes fatores têm impacto na biologia e ecologia dos vetores em termos de reprodução, longevidade, consumo de alimento e período que necessitam para desenvolvimento e subsequente transmissão dos agentes patogénicos. A existência de condições socioeconómicas deficitárias e educação reduzida constituem outros fatores de risco (Otranto et al., 2009).

5. Métodos relevantes de diagnóstico

Para assegurar a saúde e o bem-estar dos animais, o diagnóstico das infeções parasitárias é uma importante parte da rotina diária da clínica para muitos veterinários. O diagnóstico pode ser feito pelo reconhecimento de elementos parasitários ou pela evidência da resposta do

hospedeiro ao parasita. Várias são as técnicas usadas, cada uma com as suas vantagens e desvantagens. No caso de um diagnóstico definitivo não poder ser realizado, é possível realizar um diagnóstico presuntivo, com base na história e sinais clínicos do animal (Zajac e Conboy, 2012; Bourguignon et al., 2013).

5.1. Diagnóstico da infestação por ectoparasitas

5.1.1. Detecção do agente

Os métodos para detecção do agente permitem o diagnóstico pela observação macro ou microscópica de algum estágio de desenvolvimento do parasita, ou pela detecção de antigénios produzidos por si.

5.1.1.1. Observação macroscópica

O diagnóstico da infeção por ectoparasitas pode ser realizado apenas com a observação macroscópica, como é o caso das pulgas, carrças e piolhos. No caso dos ácaros, a própria localização das lesões pode ser indicativa da espécie envolvida. No entanto, isto pode ser confirmado com algumas técnicas diagnósticas, nomeadamente a raspagem de pele, o tricograma, a prova da fita-cola, a citologia auricular ou a biópsia. Especificamente para *Otodectes cynotis*, este pode ser observado diretamente por otoscopia (Mueller, 2005).

5.1.1.2. Amostragem cutânea

a) Raspagem de pele: é usada primariamente para diagnóstico de ácaros. Pode ser realizada superficialmente ou num nível mais profundo. Neste último, a pele deve ser apertada para promover a extrusão do ácaro do folículo piloso e a raspagem deve ser realizada até ocorrer sangramento dos capilares da pele. O material raspado é colocado numa lâmina e é-lhe adicionado uma gota de lactofenol sendo observado ao microscópio entre lâmina e lamela, iniciando-se por uma baixa ampliação (40x). A raspagem é usada para pesquisa de *Sarcoptes scabiei* e parasitas do género *Demodex*. Como *Demodex* faz parte da fauna normal da pele, não é incomum que um ou dois ácaros sejam encontrados. Acima disto é sugestivo de demodicose (Mueller, 2005; Tater e Patterson, 2008; Mueller et al., 2012).

b) Tricograma: realiza-se pelo arrancamento dos pelos da zona da lesão e a sua observação ao microscópio em baixa ampliação. Esta técnica é útil para a identificação de ácaros a partir de lesões em que a raspagem possa ser difícil ou dolorosa, como é o caso da região periocular, perioral ou interdigital. A observação de ácaros do género *Demodex* nos pelos pode tornar desnecessária a realização da raspagem. No entanto, esta deve ser realizada para confirmação no caso de um resultado negativo pelo tricograma (Mueller, 2005; Mueller et al., 2012).

c) Prova da fita-cola: a impressão direta da fita-cola sobre a pele permite a colheita de detritos da sua superfície que são observados sobre uma lâmina ao microscópio. É útil para a observação de ácaros que vivem primariamente na superfície da pele (Mueller, 2005; Hendrix e Robinson, 2012).

d) Otoscopia: refere-se à observação ampliada do que se passa no canal auditivo, com recurso a um otoscópio. Está indicada para observação de *O. cynotis* servindo para o diagnóstico de otoacariose. No entanto, é também recomendado a realização de uma citologia auricular, já que os sinais clínicos podem ser causados apenas por poucos ácaros e estes podem não ser detetados através de otoscopia (Ettinger e Feldman, 2005; Coatesworth, 2011).

e) Citologia auricular: é realizada a partir da colheita de uma amostra de cerúmen do canal auditivo a qual é posteriormente observada ao microscópio na ampliação de 100x. No caso de se pretender a identificação dos ácaros, nenhuma coloração deve ser realizada já que esta os poderia arrastar. Assim, as lâminas devem ser observadas imediatamente para pesquisa de *Demodex* (pouco comum no cerúmen) e de *Otodectes* (muito comum). O movimento dos ácaros vivos pode tornar a sua visualização mais fácil (Coatesworth, 2011).

f) Biópsia: em caso de lesões crónicas de pele e em algumas raças com a pele espessa, incluindo o Shar-pei, o diagnóstico da demodicose por raspagem ou tricograma pode ser negativo, sendo necessário a realização de uma biópsia para a sua identificação (Tater e Patterson, 2008; Mueller et al., 2012).

5.1.1.3. Reação em cadeia da polimerase

A reação em cadeia da polimerase (“polimerase chain reaction” – PCR) é realizada para diagnóstico da espécie do parasita em questão, detetando e amplificando o ácido desoxirribonucleico (ADN) do parasita, utilizando diferentes marcadores genéticos. É exemplo

O. cynotis, cujas suas divergências genéticas entre o cão e o gato foram demonstradas recorrendo a esta técnica (Salib e Baraka, 2011).

5.1.2. Detecção de anticorpos específicos

Os anticorpos específicos são aqueles que evidenciam a presença do parasita pela resposta que induzem no hospedeiro, nomeadamente pela produção de anticorpos. O diagnóstico de *S. scabiei* já foi realizado pela deteção dos seus anticorpos por ensaio imunoenzimático (“enzyme-linked immunosorbent assay” – ELISA) (Ljunggren, 2005).

5.2. Diagnóstico da infeção por endoparasitas

5.2.1. Detecção do agente

Tal como referido no ponto 5.1.1. estes métodos permitem o diagnóstico pela observação macro ou microscópica de algum estágio de desenvolvimento do parasita, ou pela deteção de antigénios por si produzidos.

5.2.1.1. Exame coprológico

As fezes devem ser primeiro examinadas verificando a presença de elementos parasitários macroscópicos. Alguns parasitas podem ser logo identificados pela sua morfologia. Para os restantes, torna-se necessário a observação microscópica das fezes para identificação dos vários estádios do seu ciclo de vida. Contudo, uma combinação de várias técnicas pode ser necessária e é recomendada já que nenhuma usada isoladamente pode identificar todos os parasitas nas amostras fecais. No entanto, isto pode ser impraticável na maioria dos laboratórios (Katagiri e Oliveira-Sequeira, 2010).

a) Esfregaço fecal: é um método simples e rápido, em que uma pequena quantidade de fezes, diluída em solução salina ou água, é observada numa lâmina ao microscópio. O uso da solução salina em vez de água previne a lise dos trofozoítos de protozoários que se deformam por alterações osmóticas. Apresenta vantagens sobre as técnicas de concentração no que diz respeito à não deformação das formas parasitárias, como larvas de nemátodes e trofozoítos; e relativamente às técnicas de flutuação, já que ovos mais pesados não flutuam (Bowman, 2014).

As suas maiores desvantagens estão relacionadas com a pequena quantidade de fezes observada, podendo conduzir a falsos negativos, e com a grande quantidade de detritos fecais, que podem dificultar a observação (Hendrix e Robinson, 2012).

b) Flutuação: os métodos coprológicos por flutuação são os mais usados. Um dos seus exemplos é o método de Willis. Baseiam-se nas diferenças de densidade específica dos ovos, dos detritos fecais e da solução de flutuação. Para que os ovos flutuem a densidade da solução deve ser superior à densidade das formas parasitárias. As soluções mais utilizadas são a solução saturada de cloreto de sódio, açúcar (solução de Sheather), nitrato de sódio, sulfato de magnésio e sulfato de zinco. São soluções económicas, eficazes, fáceis de fazer e comercialmente disponíveis. Os ovos de nemátodes e céstodes flutuam em líquidos com densidade específica entre 1,10 e 1,20; os ovos de tremátodes requerem uma densidade entre 1,30 e 1,35 (Taylor et al., 2016).

No caso de *T. canis*, estas técnicas são sensíveis para o diagnóstico em animais jovens que eliminam um grande número de ovos, mas perde sensibilidade em animais velhos que eliminam ovos intermitentemente ou em baixo número (Macpherson, 2013).

Relativamente aos ovos de *T. vulpis*, três premissas podem complicar a sua identificação nomeadamente o longo período pré-patente, sendo que os animais infetados podem mostrar sinais clínicos antes de eliminarem ovos nas fezes; a eliminação intermitente dos ovos; e a elevada densidade dos mesmos, pelo que o recurso prévio à centrifugação pode melhorar o método de flutuação (CAPC, 2013a).

c) Sedimentação: os métodos de sedimentação são usados para deteção de ovos ou quistos com elevada densidade específica e que seriam distorcidos pela solução de flutuação. As técnicas de sedimentação são mais sensíveis que o esfregaço fecal sendo as mais apropriadas para detetar ovos de tremátodes. No entanto, são menos sensíveis do que o método de flutuação para a identificação de ovos de nemátodes e céstodes ocorrendo também a sedimentação de uma grande quantidade de detritos fecais que podem ocultar as formas parasitárias (Hendrix e Robinson, 2012). Muitos ovos de nemátodes e céstodes não flutuam pelo método convencional de flutuação e são mais bem concentrados pelo método de sedimentação com a associação da centrifugação (Katagiri e Oliveira-Sequeira, 2010).

d) Método de Stoll, teste de Wisconsin e técnica de McMaster: estas são as técnicas quantitativas mais usadas para calcular o número de ovos ou oocistos presentes por grama de fezes (o.p.g), determinando assim o grau de infeção. No entanto, muitos fatores afetam a produção de ovos, incluindo a espécie de parasita, a imunidade do hospedeiro e a fase da

infecção. O método de Stoll e o teste de Wisconsin permitem uma detecção inferior a 10 o.p.g, já a técnica de McMaster apresenta sensibilidade para 25-50 o.p.g (Zajac e Conboy, 2012).

5.2.1.2. Esfregaço sanguíneo

O esfregaço sanguíneo é utilizado no diagnóstico de hemoparasitas, como *Babesia* spp. (Beugnet, 2013; Taylor et al., 2016). Também permite o diagnóstico de filariose cardiopulmonar, pela observação de microfírias circulantes (ESCCAP, 2011). A sua sensibilidade depende do agente patogénico em causa e da sua biologia. Alguns parasitas apresentam um número reduzido de células infetadas e outros são rapidamente eliminados pelo sistema imunitário. Assim, a sua sensibilidade pode ser baixa, já que os falsos negativos são comuns (Beugnet, 2013).

5.2.1.3. Estudo radiográfico e ecocardiográfico

O estudo radiográfico e o estudo ecocardiográfico são especialmente úteis para detecção de parasitas da espécie *D. immitis*. Permite a observação do adulto no coração e vasos envolventes, bem como as alterações neles causados (Beugnet, 2013). Pelo estudo radiográfico podemos observar dilatação dos vasos lobulares e artéria pulmonar, com alterações do parênquima pulmonar. Por ecocardiografia é possível detetar o aumento do coração direito e verificar a presença de curtos segmentos lineares paralelos correspondentes ao parasita adulto (Meireles et al., 2014).

5.2.1.4. Teste modificado de Knott

O teste modificado de Knott permite a detecção de microfírias no sangue. É um método sensível, visto que concentra as microfírias existentes. Também é usado para a sua avaliação em termos de morfologia e dimensão permitindo, assim, a diferenciação das diferentes espécies (Meireles et al., 2014).

5.2.1.5. Técnica da fosfatase ácida

Para diferenciar as espécies de microfilárias encontradas em circulação pode realizar-se a técnica da fosfatase ácida. Esta tem como base a distribuição da atividade somática das fosfatases ácidas. *D. immitis* apresenta dois locais de atividade, um no poro anal e outro no poro excretor. *D. repens* apenas possui um local no poro anal. A desvantagem deste método relaciona-se com o curto tempo de armazenamento dos reagentes (Landum, 2012).

5.2.1.6. Citologia aspirativa

A citologia aspirativa de gânglio linfático e medula óssea é usada principalmente para o diagnóstico de infecção por *Leishmania* spp. por observação microscópica das formas amastigotas (ESCCAP, 2011). No entanto, um resultado negativo requer o uso de outra técnica para confirmação. As amostras de medula óssea apresentam uma maior sensibilidade do que as de gânglio linfático (Beugnet, 2013).

5.2.1.7. Reação em cadeia da polimerase

A PCR é um método molecular que envolve a amplificação de sequências de ADN e possui uma elevada sensibilidade e especificidade (Zajac e Conboy, 2012). O diagnóstico baseado em PCR é eficaz a detetar e caracterizar os organismos infetantes, útil para monitorizar a remissão após o tratamento e avaliar o papel que os animais infetados subclínicamente podem desempenhar na transmissão de infeções (Maia et al., 2014).

A deteção de vários marcadores genéticos para diferentes parasitas encontrados nas fezes está agora a ser rotineiramente realizado para vários protozoários (Bowman, 2014). Para o diagnóstico de infecção por *L. infantum*, a PCR do sangue deve ser utilizada para complementar os resultados serológicos, já que podem ocorrer falsos negativos (Maia et al., 2015). O diagnóstico molecular por PCR de *Babesia* spp. tem sido cada vez mais utilizado, já que a identificação da sua espécie é importante para o delineamento da terapia e prognóstico (ESCCAP, 2011).

5.2.1.8. Pesquisa de antigénios

A pesquisa de antigénios permite a identificação de compostos específicos associados ao parasita no sangue, soro, ou em suspensões fecais, que indicam a presença do organismo no hospedeiro. Tem-se como exemplo ELISA (Zajac e Conboy, 2012).

Atualmente usa-se por rotina para detetar antigénios de *Giardia* spp. nas fezes de cão e gato, usando o kit SNAP Giardia test®; para distinguir ovos de *Taenia* spp. de *Echinococcus* spp. (Bowman, 2014); e para deteção de antigénios circulantes dos adultos de *Dirofilaria* spp., permitindo a identificação de infeções mesmo não estando presentes as microfilárias (Zajac e Conboy, 2012). No caso da dirofilariose felina ocorrem muitos falsos negativos que podem ser explicados por uma série de fatores que são mais comuns nesta espécie, nomeadamente a presença somente de machos na infeção, a baixa carga parasitária ou a existência de infeções imaturas mas sintomáticas (Zajac e Conboy, 2012; Meireles et al., 2014).

5.2.2. Pesquisa de anticorpos

A pesquisa de anticorpos permite, não a identificação direta do parasita, mas sim a deteção de anticorpos específicos produzidos pelo animal em resposta à sua presença. De referir como exemplos, ELISA, que além de permitir a deteção de antigénios, também permitem a deteção de anticorpos, o teste de imunofluorescência indireta (IFI) e os testes de hemaglutinação (“haemagglutination assay” – HA) (Zajac e Conboy, 2012).

6. O papel dos antiparasitários no manejo das parasitoses dos animais de companhia

O controlo e o tratamento eficaz dos parasitas com recurso aos antiparasitários não só possuem importância clínica, como também são importantes numa perspetiva de saúde pública (Riviere e Papich, 2009). É importante saber qual o parasita que se pretende controlar e conhecer as características farmacológicas e terapêuticas dos antiparasitários. Isto permite otimizar a sua eficácia clínica e minimizar o seu potencial tóxico (Sanchez Bruni et al., 2006).

A classificação dos antiparasitários pelo seu modo de ação tem uma elevada relevância para o médico veterinário, de forma a ter em atenção as interações que podem comprometer a saúde do animal. Por outro lado, permite, de uma forma geral, idealizar o antiparasitário mais adequado de acordo com o seu espectro de ação (Sanchez Bruni et al., 2006).

6.1. Ectoparasiticidas

Os ectoparasiticidas são antiparasitários utilizados para o controlo de parasitas externos. Apesar de alguns produtos estarem disponíveis para administração oral ou injetável, a maioria é aplicada externamente, sob a forma de “spot-on”, coleiras, champôs e sprays (Page, 2008). O ectoparasiticida ideal deve ser um repelente e adulticida eficaz, mas também possuir durante algum tempo concentrações terapêuticas no sangue e na superfície da pele (Riviere e Papich, 2009). Muitos dos princípios ativos aplicados topicamente são lipofílicos, com grande peso molecular. Assim, a absorção dérmica é lenta, a biodisponibilidade sistémica é baixa, com grande volume de distribuição e com uma longa semivida no plasma e tecidos (Riviere e Papich, 2009).

A administração tópica detém uma maior facilidade de aplicação e evita o problema do efeito da primeira passagem e degradação gastrointestinal, que se encontra associado à administração oral. As maiores desvantagens incluem possível toxicidade devido a uma sobredosagem, principalmente em gatos e animais jovens, ou pelo “grooming” e comportamentos sociais que podem levar à sua ingestão aumentando a exposição sistémica. Irritação e lesões dérmicas também podem ocorrer (Riviere e Papich, 2009).

6.1.1. Carbamatos e organofosfatos

Os carbamatos e os organofosfatos são inseticidas que inibem a acetilcolinesterase, resultando na acumulação de acetilcolina (Act) na fenda sináptica. Embora os carbamatos sejam menos tóxicos que os organofosfatos, ambos são cada vez menos utilizados. A salivação, dispneia, incoordenação, tremores musculares e diarreia são sinais clínicos associados à toxicidade. Ambos possuem como antagonista a atropina (Page, 2008; Bowman, 2014). Como exemplos de carbamatos inclui-se o propoxur e o carbaril (Tabela 5). O propoxur possui uma ação rápida e um efeito residual por algumas semanas (Bowman, 2014). Os organofosfatos incluem diclorvos, tetraclorvinfos, clorpirifos, coumafos e diazinão (Bowman, 2014).

Tabela 5 – Carbamatos mais comuns comercializados em Portugal. Adaptado de Page (2008) e Apifarma (2016).

Princípio ativo	Associação	Nome comercial	Forma farmacêutica	Espécie	Espectro de ação
Propoxur	Flumetrina	Kiltix®	Coleira	Cão	Pulgas e carraças
Carbaril		Caniaves®	Pó	Cão e gato	Pulgas, carraças, piolhos e ácaros

6.1.2. Fenilpirazóis

Potentes antagonistas dos recetores do ácido gama-aminobutírico (GABA) nos canais de cloro (Cl), os fenilpirazóis inibem o seu fluxo para dentro da célula. Bloqueiam a transmissão nervosa inibitória, resultando em hiperexcitabilidade e morte (Page, 2008; Taylor et al., 2016).

O fipronil é um dos seus exemplos (Tabela 6), com atividade contra carraças, pulgas e piolhos mastigadores. Pensa-se que não é absorvido, mas é distribuído topicamente. Como é lipofílico, fica confinado nos lípidos dos folículos pilosos e glândulas sebáceas. Destes reservatórios, o fármaco é libertado por algumas semanas levando a uma atividade residual longa e continuada (Page, 2008; Taylor et al., 2016).

Tabela 6 – Fenilpirazóis mais comuns comercializados em Portugal. Adaptado de Apifarma (2016), Merial (2016) e Cardoso (2015).

Princípio ativo	Associação	Nome comercial	Forma farmacêutica	Espécie	Espectro de ação
Fipronil		Frontline Spray®	Spray	Cão e gato	Pulgas, carraças e piolhos
Fipronil	Metopreno	Frontline Combo®	Spot-on	Cão e gato	Pulgas, carraças e piolhos
Fipronil	Permetrina	Frontline Tri-Act®	Spot-on	Cão	Pulgas, carraças, flebótomos, mosquitos, moscas do estábulo

6.1.3. Formamidas

O amitraz é uma formamida, usado contra carraças, *Demodex* e *Sarcoptes* (Tabela 7) (Taylor et al., 2016). A lesão bioquímica letal parece ser devido à inibição da função das oxidases. Provoca um conjunto de alterações comportamentais, como hiperatividade e agitação dos membros. Também pode levar à diminuição da fecundidade, inibição da ovopostura e redução da eclosão dos ovos. Tem sido demonstrado ser um α -2 agonista, pelo que a intoxicação por amitraz pode ser controlado com atipamazol (Page, 2008).

Tabela 7 – Formamidas mais comuns comercializadas em Portugal. Adaptado de Apifarma (2016).

Princípio ativo	Associação	Nome comercial	Forma farmacêutica	Espécie	Espectro de ação
Amitraz		Preventic®	Coleira	Cão	Carraças e ácaros
Amitraz	Fipronil e metopreno	Certifect®	Spot-on	Cão	Pulgas, carraças e piolhos

6.1.4. Isoxazolinas

É uma classe de antiparasitários recente, onde se inclui o fluralaner e o afoxolaner (Tabela 8). É um forte inibidor dos recetores GABA dos canais Cl e menos potente, ainda que significativa, inibidor dos recetores glutamato (Glu) (Rohdich et al., 2014).

Tabela 8 – Isoxazolinas comercializadas em Portugal. Adaptado de Rohdich et al. (2014), Fourie et al. (2015) e Apifarma (2016).

Princípio ativo	Nome comercial	Forma farmacêutica	Espécie	Espectro de ação
Fluralaner	Bravecto®	Comprimidos	Cão	Pulgas, carraças, <i>Demodex</i>
Afoxolaner	NexGard®	Comprimidos	Cão	Pulgas e carraças

6.1.5. Macrólido tetracíclico

Os macrólidos tetracíclicos ativam os recetores nicotínicos da Act, sendo os locais de ligação diferentes dos neonicotinóides. O parasita mostra contrações musculares, por ativação dos neurónios motores, levando à paralisia e morte (Bowman, 2014). De referir como exemplo o spinosad com eficácia contra pulgas em cães e gatos (Tabela 9) (Blagburn et al., 2010; Snyder et al., 2013).

Tabela 9 – Macrólidos tetracíclicos comercializados em Portugal. Adaptado de Apifarma (2016).

Princípio ativo	Nome comercial	Forma farmacêutica	Espécie	Espectro de ação
Spinosad	Comfortis®	Comprimidos	Cão e gato	Pulgas

6.1.6. Neonicotinóides

Os neonicotinóides atuam seletivamente no recetor nicotínico pós-sináptico da Act dos insetos, ligando-se a ele irreversivelmente (Bowman, 2014). Aumentam a despolarização com a entrada de Na⁺ e saída de potássio (K⁺), causando um bloqueio da propagação do impulso nervoso, resultando na rápida morte do artrópode (Riviere e Papich, 2009). Possuem elevada margem de segurança devido à diferença estrutural dos recetores nicotínicos da Act entre vertebrados e insetos (Page, 2008). De referir como exemplos o nitenpiram, o imidaclopride e o dinotefurano (Tabela 10).

Tabela 10 – Neonicotinóides mais comuns comercializados em Portugal. Adaptado de Bowman (2014) e Apifarma (2016).

Princípio ativo	Associação	Nome comercial	Forma farmacêutica	Espécie	Espectro de ação
Nitenpiram		Capstar®	Comprimidos	Cão e gato	Pulgas
Imidaclopride		Advantage®	Spot-on	Cão e gato	Pulgas e piolhos
Imidaclopride		Midaspot®	Spot-on	Cão e gato	Pulgas
Imidaclopride	Moxidectina	Advocate®	Spot-on	Cão e gato	Pulgas, piolhos, ácaros, nemátodes
Imidaclopride	Permetrina	Advantix®	Spot-on	Cão	Pulgas, piolhos, carraças, flebótomos e mosquitos
Imidaclopride	Flumetrina	Seresto®	Coleira	Cão e gato	Pulgas, piolhos e carraças
Dinotefurano	Piriproxifeno e permetrina	Vectra 3D®	Spot-on	Cão	Pulgas, carraças, flebótomos, mosquitos e moscas.

6.1.7. Oxadiazinas

O indoxacarb é uma oxadiazina, pro-inseticida (Tabela 11), que requer ativação do seu metabolito ativo para atuar. Uma vez ingerido pela pulga é rapidamente metabolizado na sua fração ativa, a qual bloqueia os canais de Na⁺, levando à alteração da função nervosa do inseto, hiperpolarização irreversível, cessamento da alimentação, paralisia e morte (Bowman, 2014; Taylor et al., 2016). Consegue atuar nos ovos e larvas sendo, assim, eficaz a quebrar o ciclo de vida da pulga sem necessidade de um regulador do crescimento (Bowman, 2014).

Tabela 11 – Oxadiazinas comercializadas em Portugal. Adaptado de Apifarma (2016).

Princípio ativo	Associação	Nome comercial	Forma farmacêutica	Espécie	Espectro de ação
Indoxacarb		Activyl®	Spot-on	Cão e gato	Pulgas
Indoxacarb	Permetrina	Activyl Tick Plus®	Spot-on	Cão	Pulgas e carraças

6.1.8. Piretrinas e piretróides

As piretrinas são inseticidas naturais derivados da planta *Chrysanthemum cinerariaefolium*. Estes compostos penetram rapidamente no sistema nervoso do inseto provocando a sua paralisia em poucos minutos. No entanto, são rapidamente eliminadas pelas

enzimas do inseto, podendo ser necessária associação de outro composto (Bowman, 2014). A grande utilização das piretrinas, combinado com o elevado custo de produção e instabilidade à luz, motivaram a pesquisa por análogos mais estáveis e mais ativos, resultando no desenvolvimento dos piretróides (Page, 2008).

Os piretróides são equivalentes sintéticos das piretrinas, no entanto, são mais eficazes e menos tóxicos para os mamíferos e possuem também atividade contra ixodídeos. São estáveis ao ar e à luz e têm uma grande atividade inseticida quando a temperatura é baixa. Assim, os insetos, com uma temperatura corporal inferior à dos mamíferos, são mais suscetíveis à toxicidade dos piretróides (Bowman 2014). Estes conduzem à abertura dos canais de sódio (Na^+) das membranas nervosas, alterando a neuro-transmissão ao longo dos axónios e conduzem à hiperexcitabilidade e morte do parasita (Bowman, 2014). Alguns possuem atividade repelente, afetando o voo e o equilíbrio sem causar completa paralisia (Taylor et al., 2016).

Entre os princípios ativos mais utilizados encontra-se a deltametrina, a flumetrina e a permetrina (Tabela 12) (Bowman, 2014). O uso de permetrina nos gatos pode conduzir a hiperexcitabilidade, depressão, ataxia, vômitos, tremores, convulsões ou morte (Bowman, 2014). Também os peixes são muito sensíveis. O seu antídoto é o metocarbamol (Page, 2008).

Tabela 12 – Piretróides mais comuns comercializados em Portugal. Adaptado de Page (2008) e Apifarma (2016).

Princípio ativo	Associação	Nome comercial	Forma farmacêutica	Espécie	Espectro de ação
Deltametrina		Scalibor®	Coleira	Cão	Pulgas, carraças, flebótomos e mosquitos.
Flumetrina	Propoxur	Kiltix®	Coleira	Cão	Pulgas e carraças
Permetrina	Imidaclopride	Advantix®	Spot-on	Cão	Pulgas, piolhos, carraças, flebótomos e mosquitos

6.1.9. Reguladores do crescimento

6.1.9.1. Juvenóides

Este grupo, onde se inclui o metopreno e piriproxifeno, é usado para o controlo dos estádios imaturos das pulgas. Mimetizam a hormona juvenil e ligam-se aos seus recetores no inseto imaturo prevenindo a passagem ao estágio seguinte. Os efeitos ocorrem por exposição direta dos ovos ou das fêmeas adultas em ovopostura (Page, 2008; Taylor et al., 2016).

6.1.9.2. Benzoilfenilureias

As benzoilfenilureias inibem o desenvolvimento do inseto, impedindo a síntese e deposição de quitina. As fêmeas adultas expostas produzem ovos os quais contêm o composto incorporado. O desenvolvimento do ovo decorre normalmente, no entanto, a nova larva é incapaz de eclodir. O lufenuron é um bom exemplo (Tabela 13). Está disponível a apresentação injetável administrada semestralmente e a apresentação oral mensal, para o gato e para o cão, respetivamente (Apifarma, 2016; Taylor et al., 2016). Apesar da quitina existir em muitos invertebrados, está ausente nos vertebrados, contribuindo assim para uma maior margem de segurança nos mamíferos. A excreção do lufenuron nas fezes da pulga providencia uma fonte adicional de exposição às larvas (Page, 2008).

Tabela 13 – Benzoilfenilureias mais comuns comercializadas em Portugal. Adaptado de Apifarma (2016).

Princípio ativo	Associação	Nome comercial	Forma farmacêutica	Espécie	Espectro de ação
Lufenuron		Program®	Comprimidos, solução injetável	Cão, gato	Pulgas
Lufenuron	Milbemicina oxima	Program Plus®	Comprimidos	Cão	Pulgas e nemátodes

6.2. Endoparasiticidas

As parasitoses internas são relevantes na prática clínica e muitas são consideradas zoonóticas. A sua importância económica tem sido reconhecida e, talvez por isso, os avanços mais importantes na quimioterapia das endoparasitoses tenham ocorrido na área da saúde animal (Riviere e Papich, 2009).

O tratamento e controlo do parasita requer o conhecimento sobre a sua biologia, bem como das características farmacológicas e terapêuticas dos endoparasiticidas disponíveis no mercado (Sanchez Bruni et al., 2006).

6.2.1. Antiprotozoários

Existem inúmeros compostos terapêuticos com ação antiprotozoária pertencentes a muitos grupos químicos diferentes. Para tratamento e remissão dos sinais clínicos associados à leishmaniose são usados alguns princípios ativos principais. O tratamento permite a melhoria clínica do animal, mas raramente está associado à eliminação total do parasita (Shaw e Day,

2005). O antimoniato de meglumina, durante 4 a 6 semanas, inibe seletivamente as enzimas necessárias para a oxidação dos ácidos gordos. É de referir que este princípio ativo pode ser nefrotóxico e causar dor e fibrose muscular no local da administração (Shaw e Day, 2005; ESCCAP, 2011; Taylor et al., 2016).

O alopurinol é um análogo das purinas, metabolizado pelo parasita, que é incorporado no seu ácido ribonucleico e interrompe a síntese proteica. Pode ser usado em monoterapia, durante 6 a 18 meses, ou em associação com o antimoniato de meglumina (Shaw e Day, 2005; ESCCAP, 2011). Existe ainda a miltefosina, durante 4 semanas, que inibe a penetração de *Leishmania* nos macrófagos (Apifarma, 2016; ESCCAP, 2011).

O dipropionato de imidocarb é administrado geralmente em duas doses com 14 dias de intervalo, sendo o fármaco de eleição para o tratamento da babesiose por *Babesia canis* (ESCCAP, 2011; Taylor et al., 2016). No entanto, apresenta menor eficácia contra *B. gibsoni* e não é eficaz contra *B. microti*-“like” (ESCCAP, 2011). Para tratamento de *B. canis* e *B. vogeli* está indicado o aceturato de diminazeno. O fosfato de primaquina é usado no tratamento de *B. felis* (Shaw e Day, 2005).

O fenbendazol, durante 5 dias, tal como o metronidazol estão indicados para o tratamento de giardiose no cão e no gato (ESCCAP, 2013).

6.2.2. Benzimidazóis

Os benzimidazóis ligam-se às moléculas de tubulina inibindo a formação de microtúbulos e alteram a divisão celular. Também há evidências que indicam que inibem a enzima fumarato redutase, bloqueando a função mitocondrial, privando o parasita de energia, resultando na sua morte (Page, 2008). Têm ação contra uma variedade de estádios adultos e imaturos de nemátodes pulmonares e gastrointestinais e alguns céstodes (Sanchez Bruni et al., 2006; Taylor et al., 2016). Fazem parte deste grupo o oxibendazol, o fenbendazol, o albendazol e o tiabendazole (Tabela 14). O febantel é um pró-benzimidazol, mas será incluído neste grupo. Este é biotransformado no fígado nos metabolitos ativos fenbendazol e oxfendazole (Page, 2008). É usado apenas em combinações com pirantel e praziquantel (Bowman, 2014), a discutir no ponto 6.2.4. O albendazol é amplamente usado em ruminantes e no homem (Zentel®) para o tratamento de hidatidose, cisticercose e helmintoses intestinais. O tiabendazol é útil para o tratamento de infeções por *Strongyloides* e *Otodectes* (Page, 2008).

Tabela 14 – Benzimidazóis mais comuns comercializados em Portugal. Adaptado de Apifarma (2016).

Princípio ativo	Associação	Nome comercial	Forma farmacêutica	Espécie	Espectro de ação
Oxibendazole	Niclosamida	Vitaminthe®	Gel oral	Cão, gato	Ascarídeos, ancilostomídeos e ténias
Fenbendazol		Panacur®	Pasta oral	Cão	Ascarídeos, ancilostomídeos, <i>T. canis</i> (>40º dia de gestação), <i>Giardia</i> spp.

6.2.3. Imidazotiazóis e tetrahidropirimidinas

Os fármacos destes grupos atuam como agonistas dos recetores nicotínicos da Act de nemátodes, causando contração muscular e subsequente paralisia espástica (Sanchez Bruni et al., 2006; Kopp et al., 2008). Tetramizole e levamisol são exemplos de imidazotiazóis. São mais usados em ruminantes contra nemátodes gastrointestinais e alguns parasitas pulmonares (Taylor et al., 2016). No entanto não apresentam destaque como anti-helmíntico nos pequenos animais (Page, 2008).

As tetrahidropirimidinas incluem o pirantel e o oxantel. Ambos os fármacos têm sido formulados como uma variedade de sais, como o embonato (pamoato), tartarato e citrato. A diferença de solubilidade destes sais confere-lhes diferentes farmacocinéticas. Enquanto o tartarato e o citrato são solúveis na água e são mais absorvidos a nível gastrointestinal, o embonato é insolúvel e tem muito pouca absorção. Assim, grande parte é excretada inalterada nas fezes e mantém elevadas concentrações ao longo do trato gastrointestinal, conferindo-lhe uma boa atividade contra os nemátodes que aí se encontram (Kopp et al., 2008). O oxantel também apresenta ação contra *Trichuris* spp. (Page, 2008).

6.2.4. Isoquinolonas

As isoquinolonas epsiprantel e praziquantel (Tabela 15), agonistas dos canais de cálcio, atuam na junção neuromuscular e no tegumento dos céstodes causando contração instantânea e paralisia, bem como vacuolização e destruição do tegumento protetor. Esta lesão facilita a ação da resposta imunitária do hospedeiro resultando na morte do parasita (Page, 2008).

Tabela 15 – Isoquinolonas mais comuns comercializadas em Portugal. Adaptado de Apifarma (2016).

Princípio ativo	Associação	Nome comercial	Forma farmacêutica	Espécie	Espectro de ação
Praziquantel		Zipyran [®]	Comprimidos	Cão e gato	Céstodes
Praziquantel	Febantel e pirantel	Drontal plus [®]	Comprimidos	Cão	Nemátodes, céstodes e <i>Giardia</i> spp.
Praziquantel	Febantel e pirantel	Zipyran plus [®]	Comprimidos	Cão	Nemátodes e céstodes
Praziquantel	Pirantel	Drontal [®]	Comprimidos	Gato	Nemátodes e céstodes
Praziquantel	Pirantel e oxantel	Dolpac [®]	Comprimidos	Cão	Nemátodes e céstodes

6.3. Endectocidas

São aqueles que possuem atividade contra ecto e endoparasitas. Esta capacidade restringe-se apenas ao grupo das lactonas macrocíclicas.

6.3.1. Lactonas macrocíclicas

São exemplos de lactonas macrocíclicas as avermectinas (ivermectina, doramectina, selamectina) e as milbemicinas (milbemicina oxima e moxidectina) (Tabela 16). Todas resultam da fermentação de bactérias *Streptomyces avermitilis* (avermectinas) e *Streptomyces cyanogriseus* (milbemicinas) (Taylor et al., 2016).

O modo de ação das lactonas macrocíclicas ainda não está completamente elucidado. Pensa-se que abrem os canais Cl associados aos recetores GABA produzindo hiperpolarização, resultando em paralisia flácida e morte (Sanchez Bruni et al., 2006; Taylor et al., 2016).

São substâncias lipofílicas, sendo armazenadas na gordura e daí libertadas lentamente. Têm elevada eficácia contra nemátodes, incluindo *D. immitis*, artrópodes e certos estádios tissulares, como a larva de *Ancylostoma*, os quais normalmente são refratários ao tratamento com moléculas hidrossolúveis. A persistência sistémica das endectocidas explica o seu prolongado efeito farmacológico e a sua habilidade para proteger contra reinfestações. Estas propriedades estão relacionadas com a sua extensa distribuição nos tecidos e baixa capacidade de metabolização hepática em compostos mais hidrossolúveis, os quais poderiam ser mais prontamente eliminados (Sanchez Bruni et al., 2006).

Tabela 16 – Lactonas macrocíclicas mais comuns comercializadas em Portugal. Adaptado de Paterson et al. (2014) e Apifarma (2016).

Princípio ativo	Associação	Nome comercial	Forma farmacêutica	Espécie	Espectro de ação
Moxidectina	Imidaclopride	Advocate®	Spot-on	Cão e gato	Pulgas, piolhos, ácaros, nemátodes
Milbemicina oxima	Praziquantel	Milbemax®	Comprimidos	Cão e gato	Nemátodes e cestódes
Selamectina		Stronghold®	Spot-on	Cão e gato	Pulgas, piolhos, ácaros e nemátodes
Ivermectina	Pirantel	Heartgard 30 plus®	Comprimidos	Cão	Nemátodes

A toxicidade da ivermectina é manifestada como uma variedade de sinais neurológicos incluindo midríase, tremores, ataxia, cegueira, convulsões, coma e morte e têm sido descritos em Collies e raças relacionadas (Sanchez Bruni et al., 2006).

A glicoproteína-P (GP) é codificada pelo gene de resistência múltipla a fármacos (“multidrug resistance gene” – MDR1). Esta proteína transporta uma variedade de compostos estruturalmente diferentes que são geralmente hidrofílicos. O transportador é expresso em muitos tecidos com funções secretoras e excretoras, como o fígado, rim e intestino, onde limita a absorção de compostos e promove a sua excreção na bÍlis ou urina. Adicionalmente, a GP é altamente expressa na barreira hematoencefálica, onde restringe a entrada de fármacos no sistema nervoso central (Gramer et al., 2011).

Em 2001, uma mutação do MDR1 foi identificada e correlacionada com o genótipo de sensibilidade à ivermectina que já tinha sido reconhecido nos Collies em 1980. Os cães homozigotos para a mutação não expressam a GP funcional. Além da ivermectina, mostram também sensibilidade a outros compostos transportados pela glicoproteína, como a moxidectina, milbemicina oxima, acepromazina, butorfanol, digoxina, vincristina e loperamida. Além da raça Collie, muitas outras raças de cães pastores, bem como seus cruzamentos, são afetados por esta mutação, incluindo Border Collie, Whippet de pelo comprido, Pastor-de-Shetland, Pastor-Australiano e Pastor-Inglês (Gramer et al., 2011).

7. Resistências

Inúmeros são os relatos de resistência em vários parasitas. No entanto, esse número diminui quando se fala apenas do cão ou do gato. Apesar desta breve abordagem incidir em artrópodes, o mesmo pode ser transposto para os restantes parasitas (ESCCAP, 2014).

Resistência e tolerância são muitas vezes erroneamente usados como sinônimos. A tolerância é a tendência natural, mais do que o resultado da pressão de seleção. A definição de resistência tem sido alterada com o tempo. A OMS definiu a resistência como “uma característica inerente que leva a um aumento da tolerância ao pesticida, de tal modo que os indivíduos resistentes sobrevivem a uma concentração do composto que de outra forma seria letal”. Mesmo esta definição é problemática porque ela própria inclui o termo “tolerância” (Coles e Dryden, 2014).

Os artrópodes com traços genéticos que lhes permita sobreviver à exposição a um inseticida ou acaricida passam os seus genes às gerações seguintes, aumentando a população que pode sobreviver à exposição subsequente. A resistência dos genes desenvolve-se através de processos naturais, como a mutação e a recombinação. O uso contínuo de parasiticidas que matam artrópodes que não têm os genes resistentes seleciona aqueles com genes resistentes. Os antiparasitários não causam resistências por si só, eles contribuem para o processo que permite a sobrevivência dos indivíduos resistentes (Coles e Dryden, 2014).

Pode ser difícil, mas não impossível, diferenciar entre resistência do parasita e outras situações de ineficácia. De referir as inconsistências na colaboração do proprietário; as flutuações sazonais e anuais na população dos parasitas devido a alterações ambientais ou introdução de hospedeiros reservatórios; intervalos de administração e doses incorretas; problemas do produto relativamente à preparação e aplicação; ou até erros de diagnóstico. O contacto com a água pode reduzir os níveis terapêuticos de alguns produtos tópicos. Relativamente às coleiras, preocupações têm sido expressas no que diz respeito à diminuição gradual na taxa de libertação ao longo do tempo e na relação que pode ter com o aceleração da seleção de resistência do parasita (Page, 2008; Coles e Dryden, 2014).

A possível resistência de *C. felis* já foi reportada em carbamatos, organofosfatos, piretróides, piretrinas, organoclorados e fipronil (Colese e Dryden, 2014). A resistência a lactonas macrocíclicas ainda não foi reportada em cães e gatos, mas é encontrada em endoparasitas de ruminantes. A resistência verificada em ectoparasiticidas destinados a ruminantes também pode afetar cães e gatos na sua proximidade, ao selecionar carraças, piolhos e moscas resistentes ao tratamento (Page, 2008).

O tratamento anti-helmíntico geralmente usado não abarca todas as fases do ciclo de vida do parasita. Se se aumenta a frequência dos tratamentos, aumenta-se a pressão de seleção sobre os parasitas resistentes. Esta situação tem lugar em cães e gatos, nas quais se trata simultaneamente os cães e os gatos com o mesmo produto. Assim, recomenda-se um

seguimento regular para identificar as espécies de parasitas presentes e a eficácia dos programas de controlo (ESCCAP, 2014).

8. Protocolos de desparasitação

É importante pensar no protocolo de desparasitação como a maneira mais prática e eficaz de proteger os animais contra as potenciais parasitoses dependendo, por exemplo, do meio onde se encontra o animal, da altura do ano e da disponibilidade dos fármacos. Dada esta subjetividade, não existe um protocolo de desparasitação único aceite universalmente, sendo importante que o médico veterinário analise cada caso e adapte o melhor programa de desparasitação a nível individual tendo em consideração algumas normas orientadoras que se poderão complementar:

a) Tratar todos os animais da casa quando se verifica uma infestação por pulgas, ixodídeos ou ácaros eliminando assim potenciais reservatórios (Ettinger e Feldman, 2005; ESCCAP, 2009);

b) Em áreas onde a reinfestação por pulgas é muito provável, nomeadamente no período da sua máxima atividade entre o verão e o outono ou em casas com vários animais, recomenda-se uma desparasitação mensal (ESCCAP, 2009);

c) A profilaxia de infestação por ixodídeos deve ser realizada durante todo o período de atividade dos mesmos, em intervalos recomendados pelo fabricante (ESCCAP, 2009);

d) Pode ser necessária a aplicação de produtos a nível do ambiente onde o animal se encontra, ou uma limpeza aprofundada de toda a casa, de modo a eliminar outros estádios do ciclo de vida do parasita (ESCCAP, 2009);

e) É recomendado o uso de inseticidas com ação repelente dos flebótomos durante a época de atividade dos mesmos (ESCCAP, 2009);

f) Deve evitar-se levar o animal para áreas onde o flebótomo seja endémico e não o expor nas horas da sua maior atividade (evitar após o pôr do sol) (ESCCAP, 2009).

g) Em canis e gatis, deve realizar-se uma desparasitação muito estrita e colocar em quarentena os animais recentemente adquiridos, de forma a impedir a entrada de animais parasitados (ESCCAP, 2014);

h) O tratamento anti-helmíntico quer para cachorros quer para gatinhos deve ter início às 2 semanas de vida, com repetição a cada 2 semanas até aos 2 meses; mensalmente até aos 6

meses; e daí para a frente em intervalos inferiores a 6 meses, com a recomendação geral de 4 vezes por ano (ESCCAP, 2014; CAPC, 2016a);

i) Se os animais não forem tratados até às 6-8 semanas de idade, deve iniciar-se um programa de controlo, com repetição 15 dias depois (CAPC, 2016b);

j) As cadelas e gatas lactantes devem desparasitar-se na primeira vez em que se desparasita a descendência (ESCCAP, 2014);

k) Em casos de risco, nomeadamente em canis ou gatis ou lugares com crianças, a desparasitação mensal pode minimizar o risco de excreção de algumas formas parasitárias infetantes, nomeadamente de *Toxocara* spp. (ESCCAP, 2014);

l) Se o proprietário não realizar a prevenção anti-helmíntica regular, a realização de análises coprológicas mensais ou trimestrais podem ser uma alternativa (ESCCAP, 2014);

m) De forma a comprovar a eficácia dos antiparasitários podem realizar-se exames coprológicos rotineiros (ESCCAP, 2014), pelo menos 4 vezes durante o primeiro ano de vida e pelo menos 2 vezes por ano em adultos, dependendo da saúde e dos fatores de risco associados (CAPC, 2016a);

n) Relativamente à infeção por *Dirofilaria* spp., devem usar-se fármacos que eliminem as fases imaturas do parasita antes da sua migração ao coração. Os cachorros e gatinhos devem iniciar o tratamento preventivo o mais cedo possível após o nascimento, de acordo com as recomendações do fabricante (ESCCAP, 2014).

De modo a minimizar a possibilidade de infeção por helmintes, diminuindo assim o risco para a saúde pública são de salientar as seguintes ações:

a) Remoção regular das fezes dos animais em zonas públicas, de modo a reduzir a contaminação ambiental (ESCCAP, 2014; Traversa et al., 2014);

b) Não recolher as fezes ou urina do animal com as mãos desprotegidas e lavá-las logo de seguida, ato principalmente importante em pessoas de risco (CAPC, 2016a).

c) Alimentar os animais exclusivamente com dietas comerciais ou comida caseira bempassada, a fim de evitar a transmissão de parasitas através da carne crua (CAPC, 2016a);

d) Impedir o acesso a roedores, cadáveres, placentas ou fetos provenientes de ruminantes, dado que são HI de muitas parasitoses (ESCCAP, 2014);

e) Vedar os parques infantis e proteger áreas de jardim, de modo a impedir a entrada de animais e a contaminação com as suas fezes (CAPC, 2016a).

Medidas adicionais incluem (CAPC, 2016a):

- a) A realização de exames físicos de controlo pelo menos a cada 6 a 12 meses;
- b) O rastreio anual de agentes patogénicos transmitidos por vetores, especialmente em regiões onde são endémicos ou emergentes;
- c) Aplicação durante todo o ano de antiparasitários de largo espectro.

III – COMPONENTE PRÁTICA

1. Introdução

Durante os meses de setembro a dezembro de 2015, realizei o meu estágio curricular no Hospital Veterinário da Universidade do Porto (UPVet), onde recolhi todas as amostras incluídas neste estudo. O UPVet é um centro de atendimento médico-veterinário cuja principal vocação é a preparação de futuros médicos veterinários. Os estudantes são, por este motivo, uma parte essencial para o trabalho realizado, participando ativamente nas consultas e procedimentos clínico-cirúrgicos efetuados. O corpo clínico é composto por quatro médicos veterinários que realizam consultas durante o horário de atendimento, quatro que realizam o turno da noite e alguns docentes que realizam consultas em função das aulas. O seu diretor clínico é o Professor Doutor Augusto de Matos. Os animais abrangidos pelos cuidados deste hospital são na sua maioria o cão e o gato. Contudo, em determinados momentos da semana, também se realizam consultas de animais exóticos.

Neste hospital foi-me proporcionada a oportunidade de contactar de perto com os proprietários realizando anamneses e acompanhando visitas. Lidei diariamente com as medicações administradas aos animais internados, participando igualmente na sua preparação. Ajudei e executei grande parte das tarefas necessárias de forma rotineira no internamento de um hospital. Contactei com a realidade da quimioterapia. Pratiquei a preparação de lâminas e a sua observação microscópica. Também foi possível realizar a colheita de várias amostras, nomeadamente, sangue, cerúmen e urina, para esfregaços, citologias ou culturas. Não menos importante foi a participação em algumas cirurgias e a realização de orquiectomias em gatos, cirurgia que se realiza de forma rotineira em todos os centros de atendimento médico-veterinários (Anexo A).

Adicionalmente durante os meses de janeiro a março, assisti e participei na prática clínica do Hospital Veterinari Molins, em Barcelona. O seu diretor clínico é o Dr. Jordi Manubens e possui um vasto corpo clínico com mais de 20 médicos veterinários. Tem capacidade para consultar animais de companhia e animais exóticos. A maioria dos atendimentos são realizados a casos referenciados para determinada especialidade.

É um hospital com muitos recursos e com utilização de técnicas que ainda não havia contactado em Portugal. Realizei rotação pelos serviços de Cirurgia, Neurologia, Medicina Interna, Imagiologia e Cardiologia (Anexo B). Em cardiologia verificou-se elevada casuística,

com a realização de inúmeros ecocardiogramas, eletrocardiogramas e radiografias, bem como várias cirurgias, como lobectomias pulmonares e a colocação de Amplatz® Canine Duct Occluder para encerramento do ducto arterioso persistente. Participei também frequentemente na execução de fluoroscopias, tomografias computadorizadas e lavagens broncoalveolares.

2. Objetivos

Este trabalho teve como principal objetivo identificar as principais infeções parasitárias nos animais de companhia, cão e gato, que se apresentaram à consulta externa do UPVet, relacionando a sua presença com potenciais fatores de risco, bem como verificar quais os protocolos de desparasitação utilizados.

Com este estudo pretendeu-se também:

- a) Consolidar e melhorar os conhecimentos adquiridos ao longo dos cinco anos curriculares;
- b) Contactar com a atividade diária profissional médico-veterinária;
- c) Participar em consultas;
- d) Participar em cirurgias;
- e) Acompanhar todos os procedimentos inerentes aos animais em internamento.

3. Material e métodos

3.1. População em estudo

Os animais incluídos no presente estudo foram aqueles aos quais foi possível ter acesso ao maior número de dados de modo a caracterizar de uma forma mais completa as amostras. Estes animais incluíram aqueles que estavam internados, ou não, cuja história clínica pudesse ser recolhida da forma mais completa possível, principalmente no que diz respeito aos hábitos de desparasitação. Os dados foram obtidos de animais saudáveis e de animais parasitados, com e sem sinais clínicos.

Foi elaborado um conjunto de perguntas, as quais foram feitas no decorrer das consultas por mim acompanhadas, ou verificando se os dados já se encontravam na ficha clínica do animal, no caso dos animais internados (Anexo C). Foi recolhida informação sobre:

- a) Identificação do animal;

- b) Espécie (canídeos ou felídeo);
- c) Idade (jovem ou adulto);
- d) Sexo (masculino ou feminino);
- e) Gestações;
- f) Cirurgias realizadas (orquiectomia ou ovariectomia);
- g) Raça;
- h) Tipo de pelagem (Curta ou média a comprida);
- i) Concelho de proveniência;
- j) Presença de sinais clínicos;
- k) Tipo de alojamento (exclusivamente no interior ou misto);
- l) Tipo de alimentação (ração seca ou mista);
- m) Deslocações (nenhuma, área de residência, várias regiões dentro do país ou estrangeiro);
- n) Vacinações;
- o) Desparasitações externas (data e princípio (s) ativo (s));
- p) Presença de ectoparasitas;
- q) Desparasitações internas (data e princípio (s) ativo (s));
- r) Presença de endoparasitas;
- s) Contacto com outros animais.

Posteriormente, nos animais parasitados ou com suspeita de parasitismo, procedeu-se à recolha de amostras biológicas, nomeadamente fezes, sangue e medula óssea, bem como de parasitas visíveis macroscopicamente para posterior análise e identificação.

3.2. Colheita e conservação das amostras

3.2.1. Recolha de ectoparasitas

Relativamente aos casos sugestivos de acariose, foi realizada uma raspagem profunda de várias áreas alopécicas com recurso a uma lâmina de bisturi, com prévia pressão sobre a pele e os folículos pilosos. A amostra foi colocada sobre uma lâmina, com lactofenol, para posterior observação.

Nos casos suspeitos de otites externas parasitárias, foi colhida uma amostra de cerúmen, com auxílio de uma zaragatoa, e colocada sobre uma lâmina para posterior observação ao microscópio.

As pulgas visíveis sobre o animal ou dentro da jaula onde este se encontrava foram recolhidas manualmente.

3.2.2. Recolha de endoparasitas

Os proglotes de céstodes adultos aderidos ao pelo da área perianal e os nemátodes adultos presentes no vômito ou nas fezes foram recolhidos com o auxílio de uma pinça bico-de-pato. Sempre que possível foi recolhido mais de um exemplar.

No caso de suspeita de leishmaniose e babesiose, a colheita da amostra foi realizada pelo médico veterinário do animal tendo sido utilizada uma amostra de medula óssea e de sangue venoso recolhido a partir da veia jugular, respetivamente.

Em algumas situações foi solicitado aos proprietários que recolhessem as fezes dos seus animais para frascos com tampa de rosca fornecidos pelo clínico, após defecação espontânea, de três ocasiões diferentes, e que as entregassem no hospital para observação microscópica de forma a avaliar a presença ou não de endoparasitas. Em alguns casos, isto foi feito por parte do clínico responsável, de forma a excluir possíveis diagnósticos diferenciais. No entanto, em outros casos, a iniciativa foi por mim tomada, com consentimento dos clínicos presentes, com intuito académico.

3.2.3. Conservação

Com vista à conservação dos parasitas até ao momento da sua identificação, estes foram colocados em tubos Eppendorf® em água até morrem sendo depois transferidos para tubos com álcool a 70°, devidamente identificados.

Quanto às fezes recolhidas pelos proprietários, foi-lhes solicitado que as mantivessem em refrigeração até ser possível a sua entrega no prazo máximo de 48h após a recolha.

3.3. Diagnóstico parasitológico

Nos casos de infestação por ácaros, a observação ao microscópio e identificação dos parasitas envolvidos foi realizado no laboratório do UPVet, no seguimento de um diagnóstico clínico. Em algumas situações foi realizado o diagnóstico presuntivo baseando-se nos sinais clínicos observados.

A identificação das espécies de helmintes e pulgas adultos foi realizada no fim de todo o período de recolha, no Laboratório de Parasitologia da UTAD, com recurso à lupa, de forma a observar as distintas características morfológicas que variam entre as espécies.

3.3.1. Ectoparasitas

Quanto ao adulto de *Demodex*, este possui um corpo alongado composto por quatro curtos pares de patas. Estes localizam-se na metade anterior do corpo, sendo que a metade posterior corresponde a um opistosoma estriado. As setas estão ausentes nas patas e no corpo (Taylor et al., 2016). A ninfa também possui quatro pares de patas, ao contrário da larva que apenas possui três (Hendrix e Robinson, 2012). A Figura 17 mostra dois ácaros do género *Demodex* junto a alguns pelos.

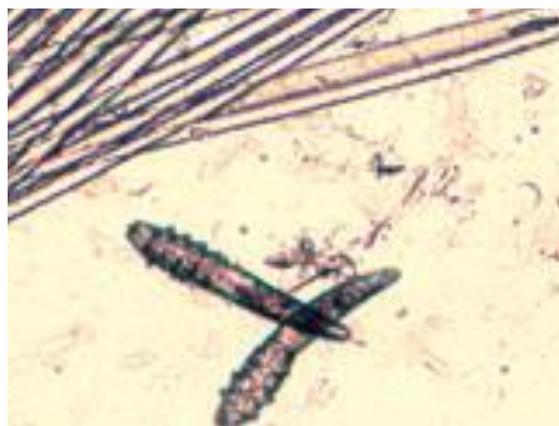


Figura 17 – Tricograma mostrando ácaros do género *Demodex* (aumento fotomicrográfico, 100x). Adaptado de Mueller et al. (2012).

Otodectes cynotis caracteriza-se por ser um ácaro oval, de rostró curto e pontiagudo, com pedicelos longos não segmentados, sendo que o 4º par é o menos desenvolvido. As fêmeas possuem ventosas nas extremidades do 1º e 2º pedicelos, enquanto o 3º e 4º par de patas

apresentam setas terminais. No macho, todas as patas possuem ventosas (Figura 18) (Bowman, 2014; Taylor et al., 2016).

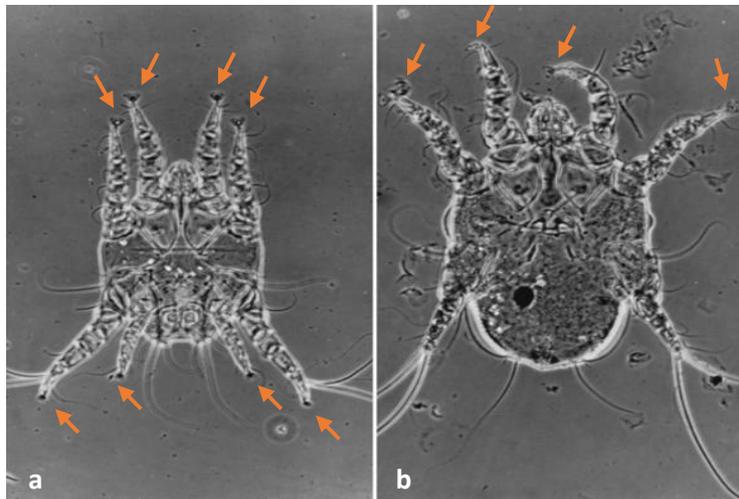


Figura 18 – *Otodectes cynotis*. Macho (a) e fêmea (b). As setas indicam a localização das ventosas. Adaptada de Bowman (2014).

Os ácaros adultos do género *Sarcoptes* são globosos, com um rostro curto e arredondado. Os machos são mais pequenos que as fêmeas. (Taylor et al., 2016). As coxas estão afundadas no corpo, criando uma ideia de pernas curtas. Os dois pares de membros posteriores não se prolongam para além da margem do corpo e os anteriores não ultrapassam o rostro (Figura 19) (Bowman, 2014; Taylor et al., 2016). O 3º e o 4º par de patas na fêmea, e o 3º nos machos terminam em longas setas. Nas fêmeas existem ventosas no 1º e 2º par de patas, enquanto no macho estão no 1º, 2º e 4º par de patas (Bowman, 2014; Taylor et al., 2016).



Figura 19 – *Sarcoptes scabiei* fêmea. Adaptado de people.upei.ca/sgreenwood/html/arthropods.html. Acedido em 4/07/2016.

A classificação das pulgas é principalmente baseada na morfologia da sua cabeça e na posição e número de ctenídeos ou pentes. O género *Ctenocephalides* possui dois pronunciados pentes. Um na margem ventral da cabeça, o pente genal, e outro na margem posterior do protórax ou pronoto, o pente pronotal (Beugnet, 2013; Taylor et al., 2016). Relativamente a *Pulex irritans*, esta não possui nenhum dos dois pentes (Figura 20) (Taylor et al., 2016), permitindo-a distinguir das anteriores.

O adulto de *C. felis* é pequeno, acastanhado, sem asas, com 2-4mm de comprimento e achatado lateralmente para facilitar o movimento entre o pelo (Craig, 2012). Possui o terceiro par de patas mais longo do que os restantes o que, juntamente com a musculatura interna, providenciam uma boa adaptação para saltar até 48cm. (Craig, 2012; Taylor et al., 2016). *C. canis* possui o primeiro ctenídeo do pente genal mais pequeno do que o segundo, sendo a cabeça mais arredondada; no caso de *C. felis*, o primeiro e o segundo ctenídeos do pente genal possuem tamanho idênticos, sendo a cabeça mais comprida do que a espécie anterior (Figura 21) (Beugnet, 2013; Bowman, 2014). O adulto de *C. canis* é mais pequeno do que *C. felis* (Taylor et al., 201).

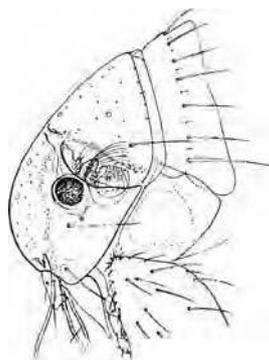


Figura 20 – *Pulex irritans* (Taylor et al., 2016).

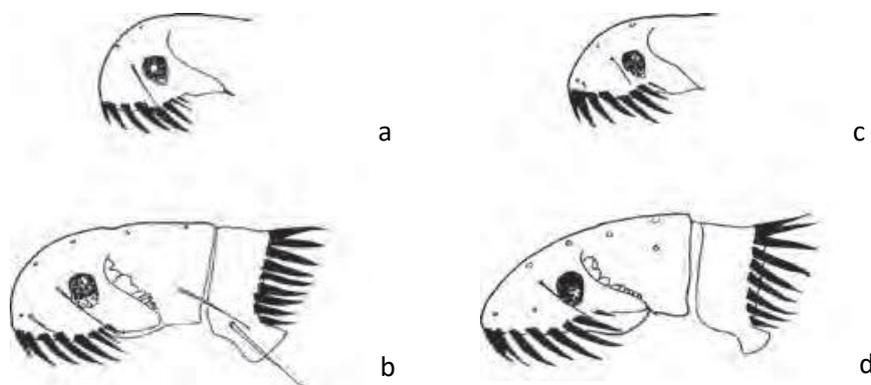


Figura 21 – *Ctenocephalides canis*, macho (a) e fêmea (b). *Ctenocephalides felis*, macho (c) e fêmea (d). Adaptado de Taylor et al. (2016).

3.3.2. Endoparasitas

Os ascarídeos são helmintes de cor branca ou creme, de forma cilíndrica, não segmentados, com simetria bilateral. O macho é mais pequeno do que a fêmea. A cabeça do adulto é elíptica devido à presença de um par de grandes lábios e a parte anterior do corpo é curvada ventralmente. Os órgãos genitais da fêmea estendem-se anteriormente e posteriormente à área da vulva (Taylor et al., 2016).

Relativamente a *Toxascaris leonina*, este é muito similar a *T. canis*, no entanto, a cauda do macho não possui um apêndice terminal estreito. Os órgãos genitais da fêmea estão posicionados atrás da vulva (Taylor et al., 2016).

No que diz respeito ao ovo de *Toxocara*, este é excretado não embrionado, esférico, com um conteúdo castanho-escuro que, geralmente, ocupa todo o interior. A sua parede é grossa e irregular (Thienpont et al., 1985). Os ovos de *T. canis* são ligeiramente maiores do que os de *T.*

cati (Figura 22). Mesmo assim, é difícil distingui-los. Isto é possível com recurso a PCR (Macpherson, 2013). Os ovos de *Toxascaris* são esféricos a ovóides, com uma parede grossa mas de superfície lisa (Hendrix e Robinson, 2012). O seu conteúdo é amarelo-acastanhado, não segmentado e ocupando apenas parte do interior (Figura 23) (Thienpont et al., 1985).

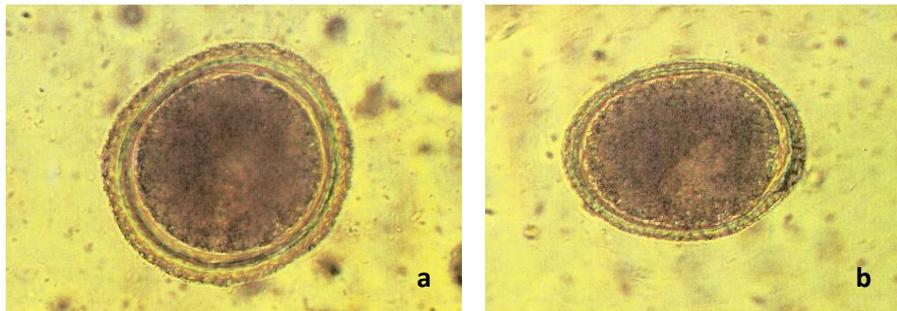


Figura 22 – a) Ovo de *Toxocara canis*. b) Ovo de *Toxocara cati*. Aumento fotomicrográfico, 640x. Adaptado de Thienpont et al. (1985).

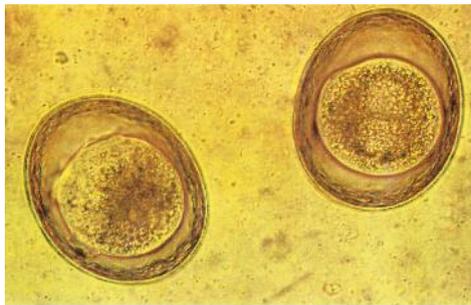


Figura 23 – Ovos de *Toxascaris leonina*. Aumento fotomicrográfico, 640x. Adaptado de Thienpont et al. (1985).

Relativamente a *Dipylidium caninum*, o adulto possui um escólex com 4 ventosas e 40 a 60 ganchos arranjados em 3 a 5 fileiras em torno do rostro retrátil. Possui dois conjuntos de órgãos reprodutores masculinos e femininos e dois poros genitais, abrindo-se em cada margem lateral (Taylor et al., 2016).

O proglote maduro e gravídico é alongado, como um grão de arroz, sendo mais comprido do que largo. Os ovos são amarelo-acastanhados e quase esféricos. Estes ovos encontram-se no interior de cápsulas ovígeras as quais podem conter até 30 ovos com embriões hexacanto (oncosferas) de 25 a 50 μm (Figura 24) (Taylor et al. 2016).

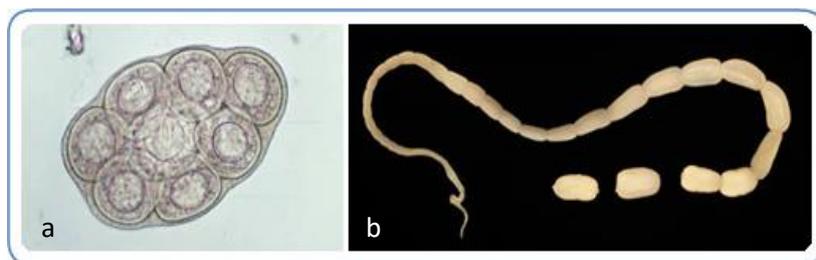


Figura 24 – a) Cápsula ovígera de *Dipylidium caninum*, contendo 8 ovos embrionados (oncosferas no seu interior). b) Adulto de *Dipylidium caninum*: apólise. Adaptado de CDC (2012a).

O diagnóstico da infecção por *Leishmania infantum*, foi realizado através de citologia de medula óssea com posterior observação microscópica. Normalmente é possível identificar formas amastigotas livres ou fagocitadas pelos macrófagos (Figura 25) (Shaw e Day, 2005).

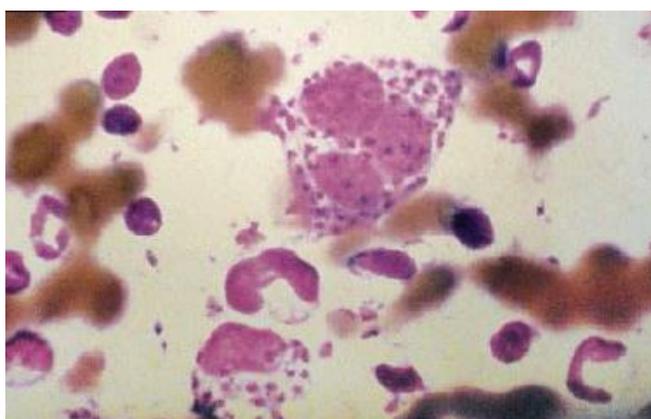


Figura 25 – Formas amastigotas de *Leishmania infantum* livres ou fagocitadas por um macrófago. Adaptado de Shaw e Day (2005).

Para a identificação de hemoparasitas, incluindo *Babesia* spp. foi realizado um esfregaço sanguíneo, o qual foi enviado posteriormente para o Laboratório de Patologia Veterinária da UP. A Figura 26 representa um esfregaço sanguíneo positivo para a presença de *Babesia microti*-“like”.



Figura 26 – Piroplasmas intraeritrocitários de *Babesia microti*-“like” em forma de anel (setas) isolados num esfregaço sanguíneo de uma cadela. Corado por Giemsa. Adaptada de Simões et al. (2011).

Os exames coprológicos foram realizados nos Laboratórios de Parasitologia da UP e da UTAD, permanecendo as amostras em refrigeração até ao momento da análise, não ultrapassando as 48 horas. Foi feita uma primeira observação macroscópica das características das fezes, de forma a detetar formas compatíveis com parasitas ou evidências da sua presença. Posteriormente, foi realizado o método de Willis (Figura 27), na tentativa de identificar alguma forma parasitária. Este método baseia-se na diferença de densidade das fezes a da solução saturada utilizada para a sua diluição e homogeneização, fazendo com que os ovos flutuem (Anexo D).

No Laboratório de Parasitologia da UP, a solução utilizada foi a solução de Sheather, ou solução saturada de açúcar. No Laboratório de Parasitologia da UTAD, usou-se a solução saturada de cloreto de sódio.



Figura 27 – Realização do método de Willis. Original.

3.4. Análise de dados

Para a análise dos resultados foi efetuada uma comparação de proporções de positividade através do teste de qui-quadrado ou do teste exato de Fisher, utilizando o conjunto de programas IBM SPSS Statistics 20 e Statlib, sendo um valor de probabilidade (p) < 0,05 considerado como estatisticamente significativo (Petrie e Watson, 2013).

4. Resultados

Durante o período de estágio realizado na UPVet, foram recolhidos dados de 37 animais, dos quais 25 (67,6%) eram cães e 12 (32,4%) eram gatos.

Dos cães estudados, 12 (48%) eram machos e 13 (52%) eram fêmeas (Gráfico 1).

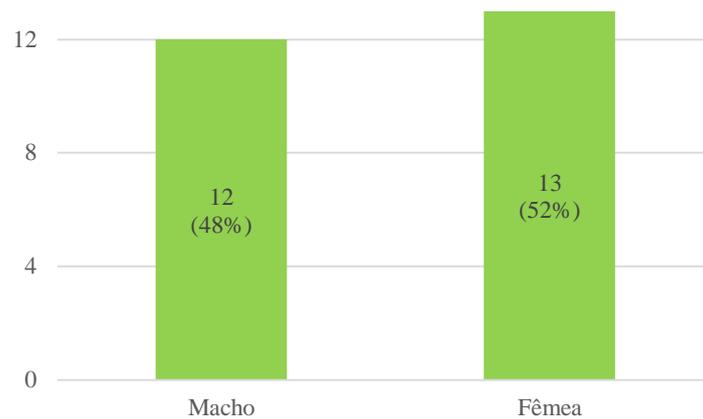


Gráfico 1 – Género dos cães incluídos no estudo.

Relativamente aos gatos incluídos no estudo, oito (66,7%) eram machos e quatro (33,3%) eram fêmeas (Gráfico 2).

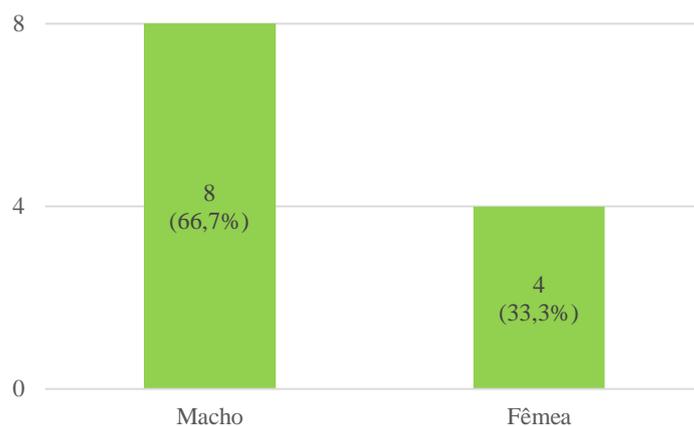


Gráfico 2 – Género dos gatos incluídos no estudo.

No que diz respeito ao estado reprodutivo dos cães, verificou-se que 16 (64%) animais eram inteiros, oito (32%) estavam castrados e num caso (4%) não foi possível aferir acerca deste parâmetro (Gráfico 3).

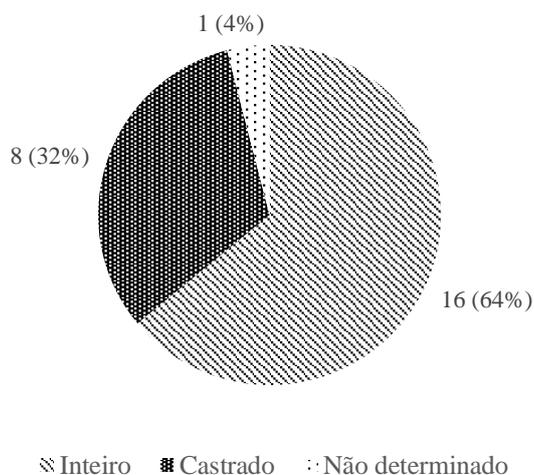


Gráfico 3 – Estado reprodutivo dos cães incluído no estudo.

Quanto aos gatos, nove (75%) eram inteiros e três (25%) estavam castrados. Um deles encontrava-se gestante (Gráfico 4).

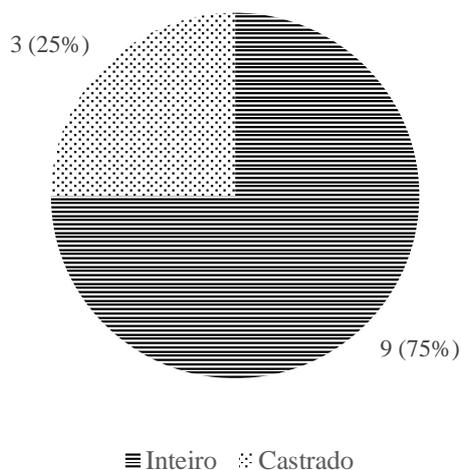


Gráfico 4 – Estado reprodutivo dos gatos incluídos no estudo.

Para a análise estatística, os animais estudados foram agrupados em dois grupos etários: animais jovens, com idade inferior a 12 meses e animais adultos, com idade igual ou superior a 12 meses. O Gráficos 5 apresenta a distribuição dos cães de acordo com o grupo etário.

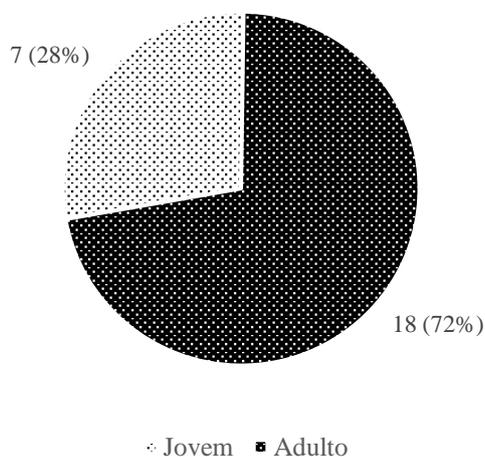


Gráfico 5 – Distribuição dos cães incluídos no estudo em função do grupo etário.

O Gráficos 6 apresenta a distribuição dos gatos de acordo com o grupo etário, verificando-se igual número de animais jovens e adultos.

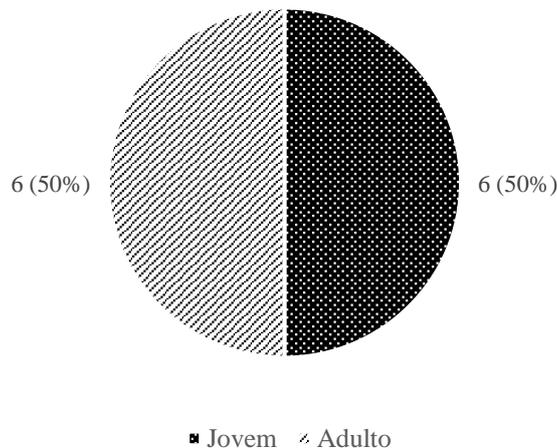


Gráfico 6 – Distribuição dos gatos incluídos no estudo em função do grupo etário.

Foram incluídas no presente trabalho 12 raças diferentes de cães (Gráfico 7). Os animais sem raça definida foram os mais frequentemente observados (40%), seguindo-se o Bulldog inglês (8,1%), o Perdigueiro Inglês e o Labrador Retriever (5,4%). As restantes raças apenas foram observadas num animal.

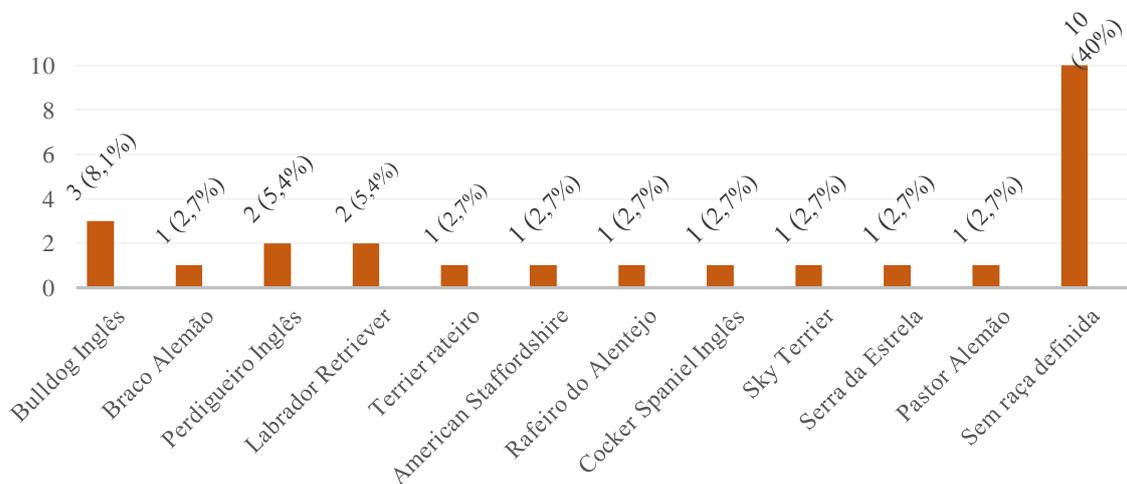


Gráfico 7 – Raças de cães incluídos no estudo.

No que diz respeito aos gatos, foram observadas duas raças sendo a Europeu Comum a mais frequente (91,7%). A raça Esfinge apenas foi encontrada num animal (Gráfico 8).

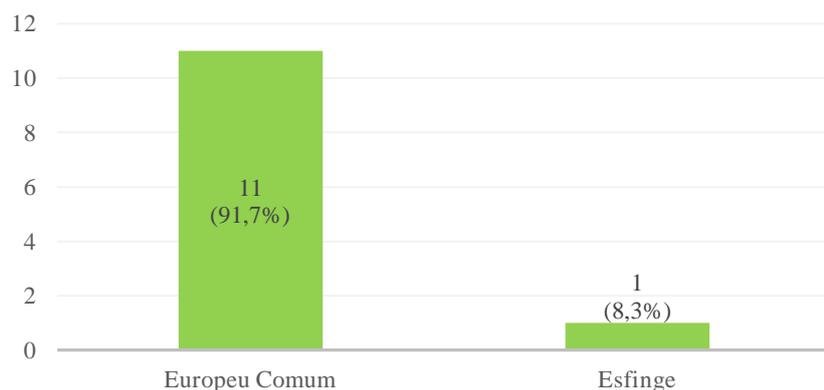


Gráfico 8 – Raças de gatos incluídos no estudo.

Quanto ao tipo de pelagem, 16 cães (43,3%) e 12 (32,4%) gatos apresentavam uma pelagem curta, enquanto nove (24,3%) cães possuíam uma pelagem média ou comprida (Gráfico 9).

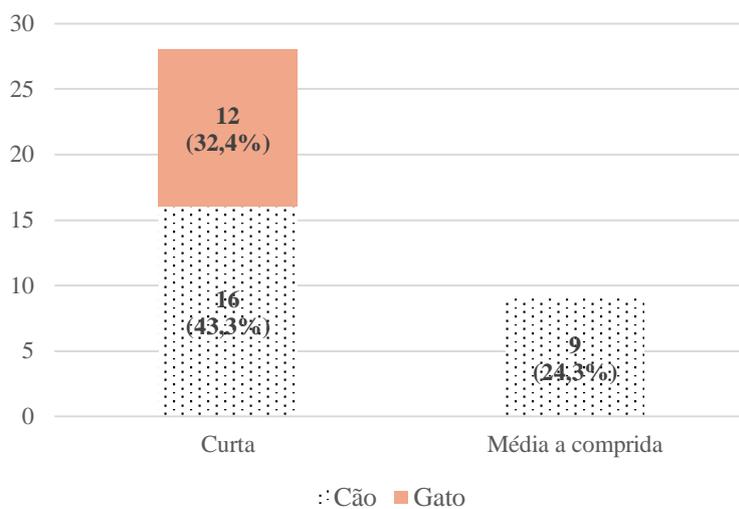


Gráfico 9 – Tamanho da pelagem dos animais incluídos no estudo.

A Figura 28 mostra a distribuição por concelho de origem dos animais incluídos no estudo. Em sete dos animais não foi possível averiguar o seu local de habitação.



Figura 28 – Número de animais por concelho do distrito do Porto.

Quanto à variável alojamento, os animais foram distribuídos por dois grupos: os que viviam exclusivamente dentro de casa; e aqueles que viviam exclusivamente no exterior, ou viviam dentro de casa, mas com acesso ao exterior. Do total de cães analisados, três (12%) viviam exclusivamente no interior e 21 (84%) em ambiente misto. Num dos casos (4%) não foi possível apurar este parâmetro. Observou-se que nove (75%) gatos viviam exclusivamente no interior e três (25%) em ambiente misto (Gráfico 10).

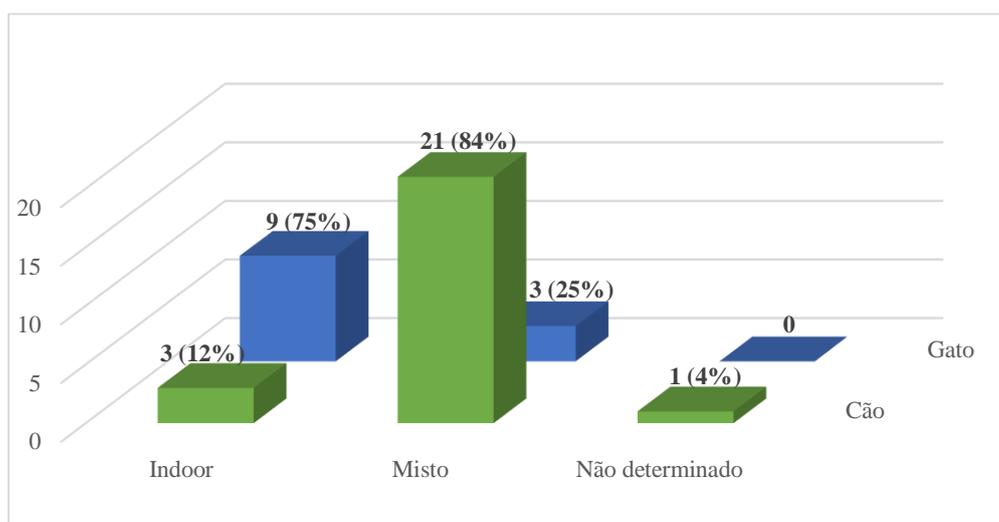


Gráfico 10 – Distribuição dos animais incluídos no estudo de acordo com o tipo de alojamento.

Para a variável tipo de alimentação foram criadas duas categorias: alimentação exclusivamente caseira ou uma associação de caseira e comercial; ou apenas dieta comercial. O Gráfico 11 apresenta a distribuição dos cães incluídos no estudo de acordo com o tipo de alimentação. É possível observar que a maioria consome um alimento comercial (64%).

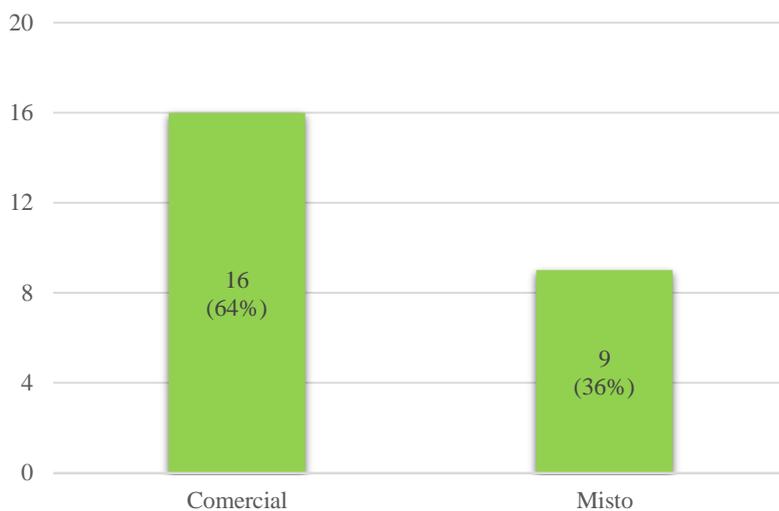


Gráfico 11 – Distribuição dos cães incluídos no estudo de acordo com o tipo de alimentação.

O Gráfico 12 mostra a distribuição dos gatos relativamente ao tipo de alimentação. O alimento comercial é o que aparece com maior representatividade (75%).

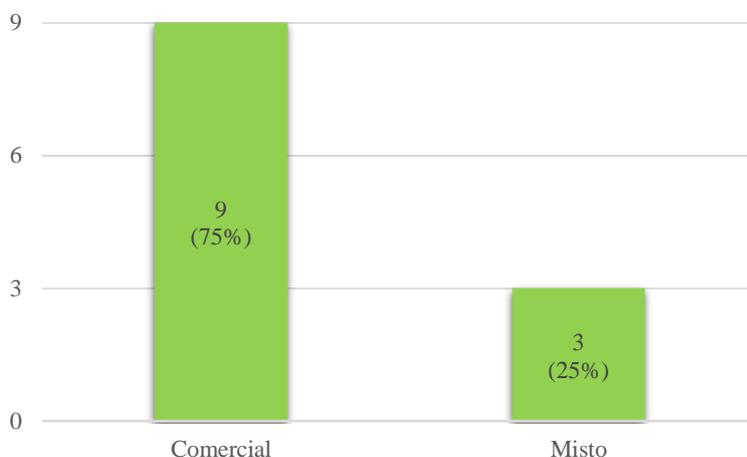


Gráfico 12 – Distribuição dos gatos incluídos no estudo de acordo com o tipo de alimentação.

No que diz respeito às deslocações (Gráfico 13), verificou-se que, do total de cães estudados, três (12%) apenas realizaram movimentações no perímetro da sua habitação, 15 (60%) deslocaram-se na sua área de residência, cinco (20%) costumavam deslocar-se para outras regiões dentro do país e um deles (4%) realizou viagens para o estrangeiro. Num caso não foi possível aferir acerca deste parâmetro. Relativamente aos gatos, dez (83,4%) permaneciam no perímetro de sua casa, um (8,3%) deslocava-se dentro da sua área de residência e um (8,3%) realizava viagens para várias zonas no país.

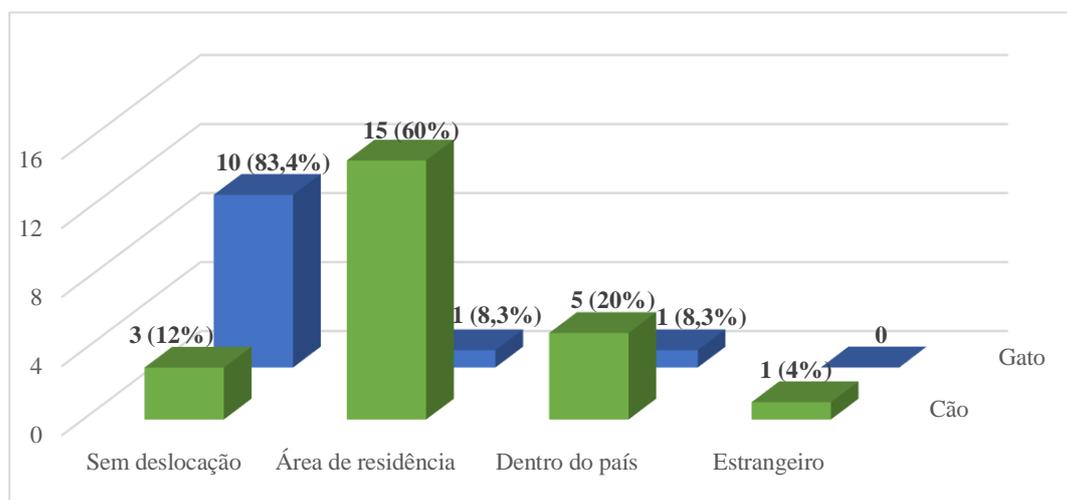


Gráfico 13 – Distribuição dos cães e gatos incluídos no estudo de acordo com o tipo de deslocações.

O Gráfico 14 apresenta a distribuição dos cães de acordo com o contacto com outros animais. Verificou-se que 15 (60%) mantinham este contacto, nove (36%) não apresentavam contacto com nenhum animal e num caso (4%) não foi possível concluir acerca deste parâmetro.

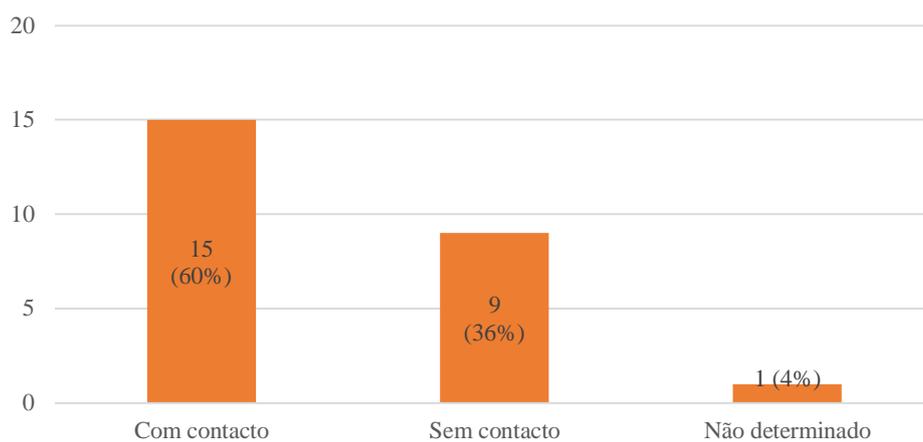


Gráfico 14 – Distribuição dos cães incluídos no estudo de acordo com o contacto com outros animais.

O gráfico 15 demonstra o contacto realizado pelos gatos com outros animais. Sete (58,3%) contactam com outros animais, enquanto quatro (33,3%) não possuem este contacto. Num caso (8,3%) não se concluiu acerca desta questão.

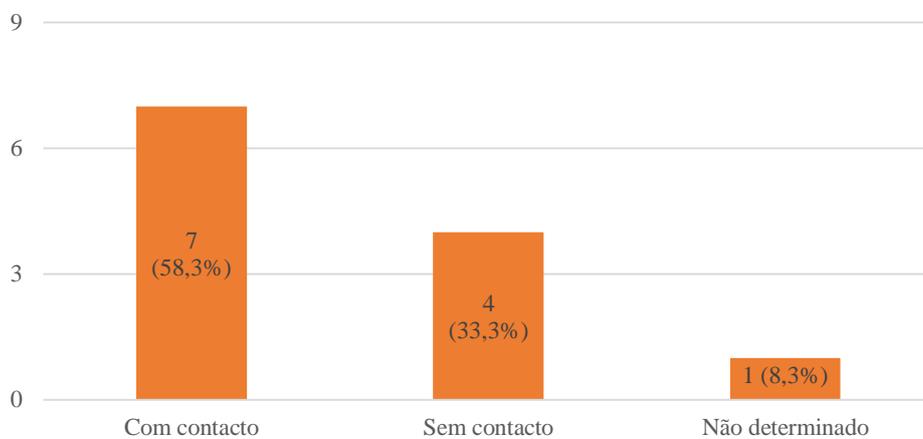


Gráfico 15 – Distribuição dos gatos incluídos no estudo de acordo com o contacto com outros animais.

O número de animais corretamente desparasitados externa (62,2%) e internamente (67,6%) encontra-se representado no Gráfico 16.

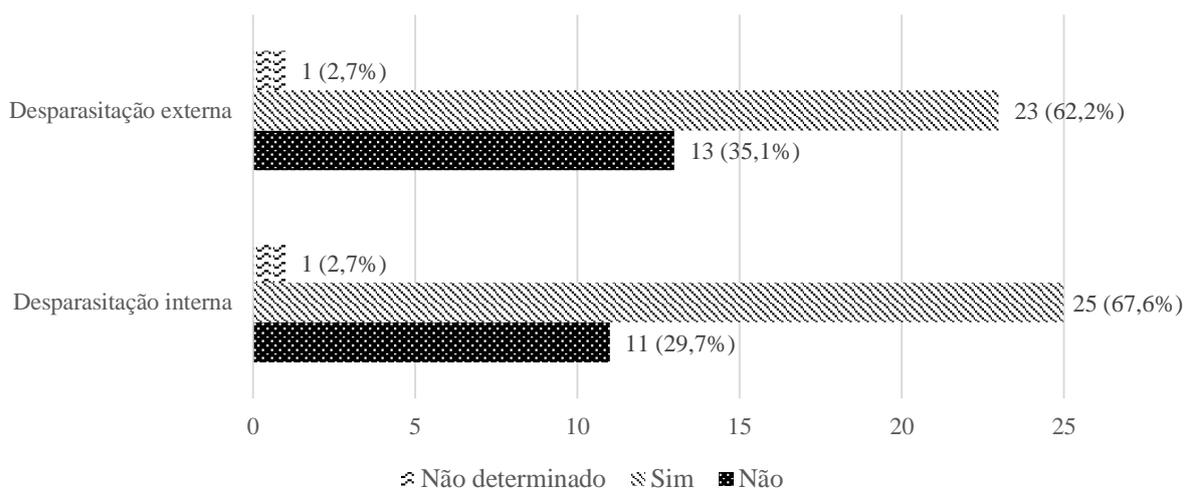


Gráfico 16 – Distribuição do número de animais de acordo com a desparasitação externa e interna.

Ao longo do período de estágio, realizado na UPVet, foi possível verificar uma grande variedade na utilização de princípios ativos. Os princípios ativos usados como ectoparasiticidas e a sua distribuição por espécie encontram-se nos Gráficos 17 e 18.

No que diz respeito aos cães, é possível verificar que o ectoparasiticida mais utilizado foi a combinação imidaclopride e permetrina, em 36,4% dos casos.

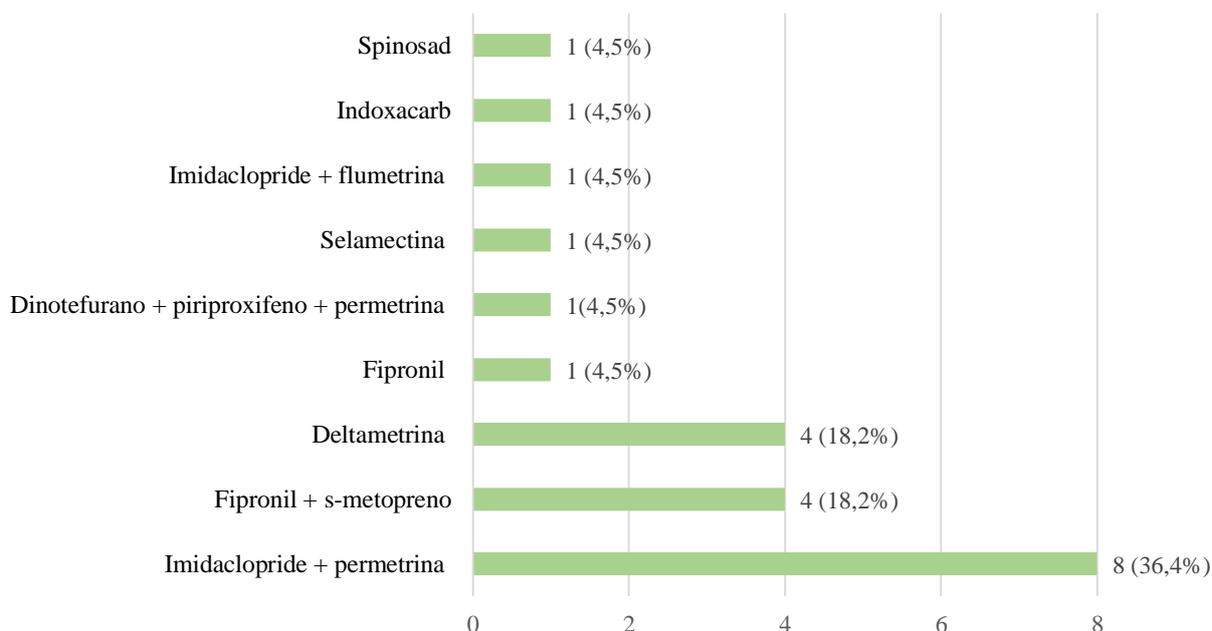


Gráfico 17 – Princípios ativos utilizados como ectoparasiticidas no cão.

Quanto aos gatos, o imidaclopride foi o ectoparasiticidas mais utilizado (33,3%).

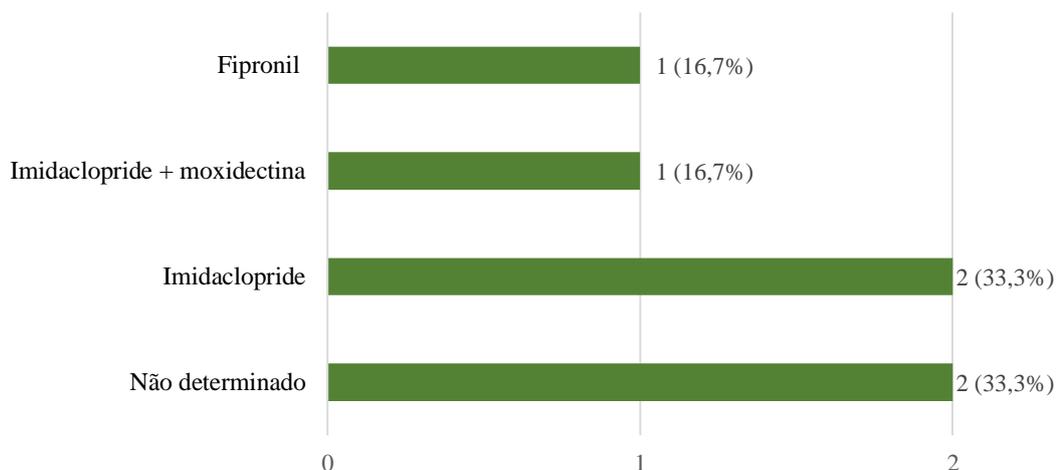


Gráfico 18 – Princípios ativos utilizados como ectoparasiticidas no gato.

Os endoparasiticidas com maior frequência de utilização encontram-se discriminados nos Gráficos 19 e 20. É possível verificar que a associação febantel, pirantel e praziquantel foi a mais utilizada em cães (58,8%).

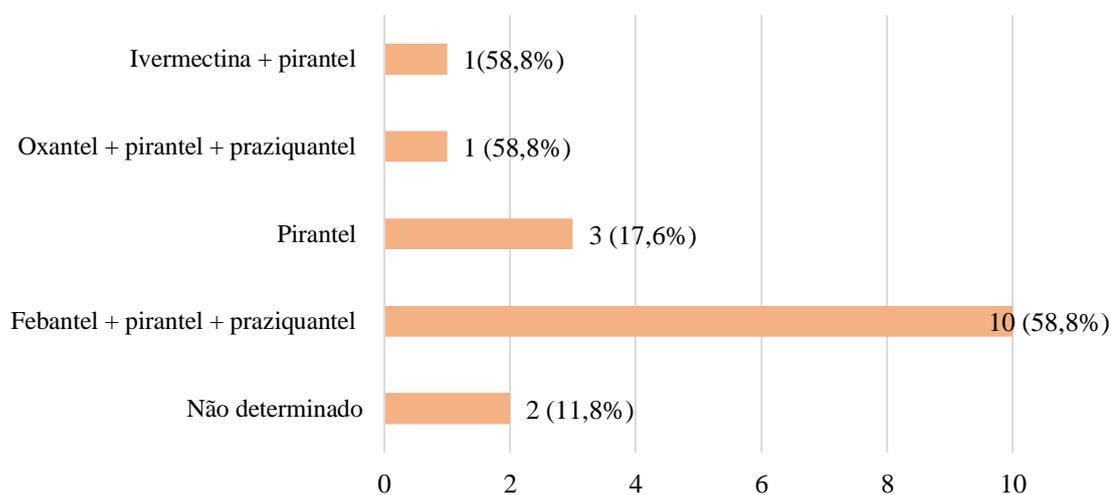


Gráfico 19 – Princípios ativos utilizados como endoparasiticidas no cão.

Relativamente ao gato, a associação pirantel e praziquantel obteve uma maior percentagem de utilização (22,2%).

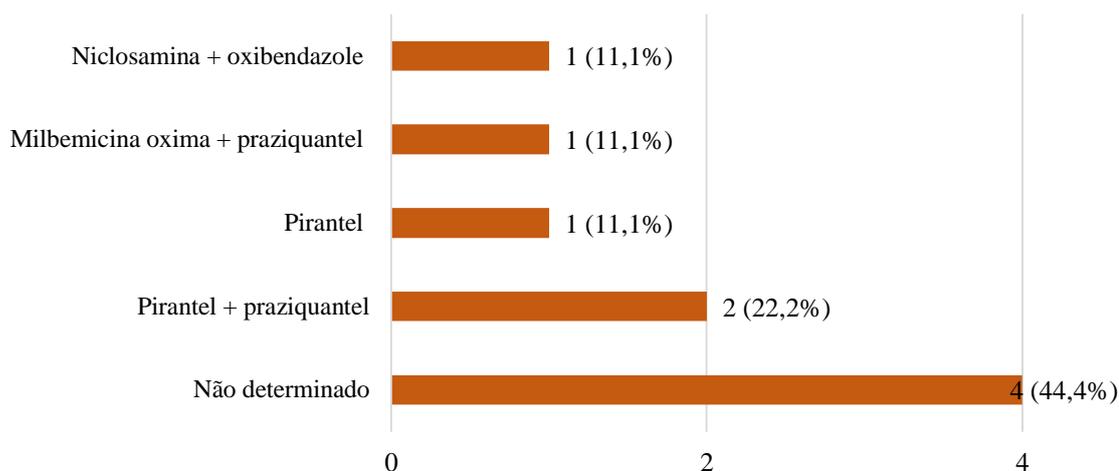


Gráfico 20 – Princípios ativos utilizados como endoparasiticidas no gato.

Foi observada uma prevalência de ectoparasitas de 35,1%. A grande maioria dos ectoparasitas encontrados pertenciam à ordem Siphonaptera, mas também foi possível observar parasitas da ordem Prostigmata e Astigmata, incluindo *Demodex* spp., *Otodectes cynotis* e *Sarcoptes scabiei* (Tabela 17).

Tabela 17 – Espécies de ectoparasitas e respetivo número de casos observados.

Ectoparasita	Casos observados (n)	Prevalência
Género <i>Demodex</i>	1	2,7%
<i>Otodectes cynotis</i>	2	5,4%
<i>Sarcoptes scabiei</i>	1	2,7%
<i>Ctenocephalides felis</i>	9	24,3%
Total	13	35,1%

O único caso de demodicose encontrado ao longo do estágio no UPVet apresentava sinais clínicos característicos, incluindo hipotricose nos membros, no abdómen e na zona perineal, hiperpigmentação e pouco prurido (1 em 5) não sazonal. Após avaliação clínica e realização de raspagens profundas e outros exames de diagnóstico, conclui-se que a demodicose generalizada era secundária a hiperadrenocorticismos.

Os animais incluídos neste estudo infestados com *Otodectes cynotis* (Figura 29), apresentavam algum prurido nos pavilhões auriculares, acumulação de cerúmen e eritema. Num dos casos foi aplicado ivermectina (Otimectin[®]) em gel auricular com repetição aos 7 e 14 dias. No outro caso aplicou-se uma gota de selamectina (Stronghold[®]) em cada ouvido, e o restante na região interescapular, com repetição da aplicação nos canais auditivos 15 dias depois. Em ambos foi realizada uma limpeza do canal auditivo prévia à aplicação dos acaricidas.

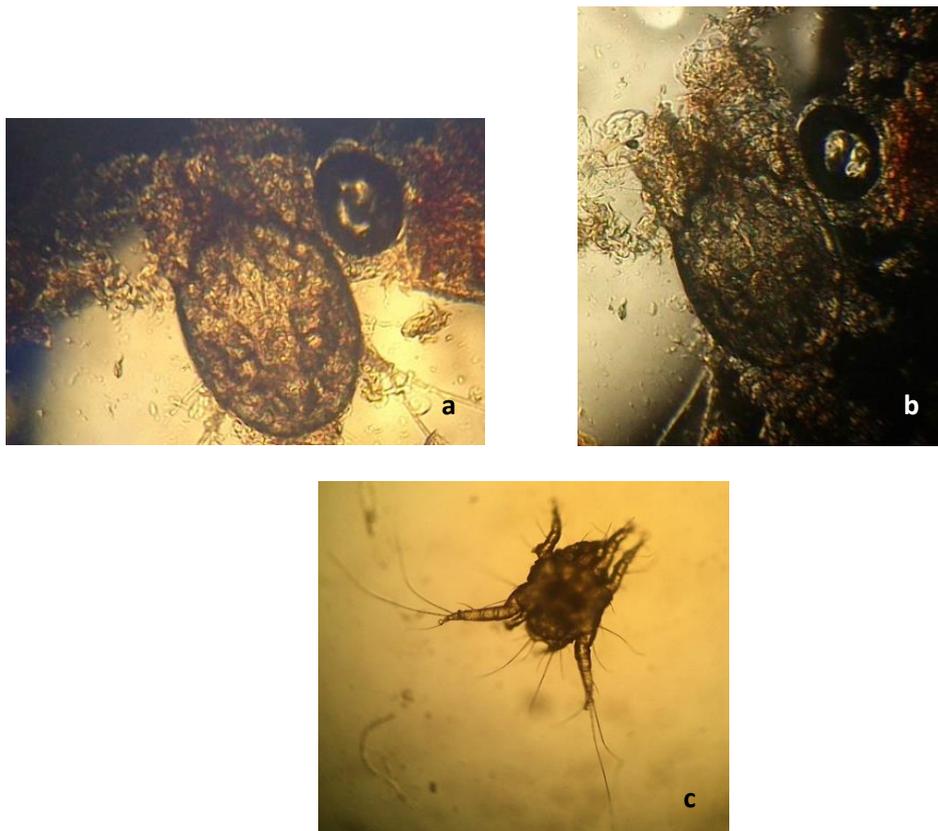


Figura 29 – a), b) e c) Ácaros de *Otodectes cynotis*. Observação de algum cerúmen. Aumento fotomicrográfico de 100x. Original.

No caso suspeito de infestação por *Sarcoptes scabiei*, o cão apresentou-se à consulta com áreas pruríticas de hipotricose no flanco, axilas e pavilhões auriculares. Visto ser um animal agressivo e na impossibilidade de se realizarem provas de diagnóstico, foi realizado o tratamento para um diagnóstico presuntivo de sarna sarcóptica. Prescreveu-se ivermectina e duas semanas depois, durante uma reavaliação, verificou-se uma melhoria das lesões.

Relativamente aos parasitas encontrados pertencentes à ordem Siphonaptera, todos eram da espécie *Ctenocephalides felis* (Figura 30). Os animais parasitados apresentavam algum prurido.

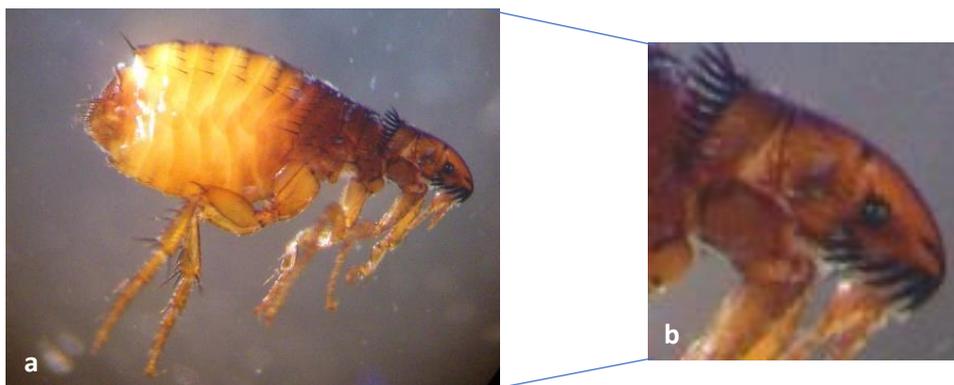


Figura 30 – a) *Ctenocephalides felis*. Aumento fotomicrográfico de 500x. b) Pormenor do 1º e 2º ctenídeos genais com tamanho idêntico. Original.

De entre os endoparasitas encontrados (21,6%), os ascarídeos foram os mais frequentemente observados. As espécies *Dipylidium caninum*, *Babesia microti*-“like” e *Leishmania infantum* foram também identificadas (Tabela 18).

Tabela 18 – Espécies de endoparasitas e respetivo número de casos observados.

Endoparasita	Casos observados (n)	Prevalência
<i>Toxocara canis</i>	3	8,1%
<i>Toxocara cati</i>	2	5,4%
<i>Dipylidium caninum</i>	1	2,7%
<i>Babesia microti</i> -“like”	1	2,7%
<i>Leishmania infantum</i>	1	2,7%
Total	8	21,6%

Quanto aos ascarídeos, foi possível a recolha e identificação dos parasitas adultos (Figura 31), bem como a observação dos seus ovos (Figura 32).



Figura 31 – *Toxocara canis* adulto. Original.



Figura 32 – Ovos de *Toxocara canis*. Aumento fotomicrográfico de 400x. Original.

Um animal jovem incluído no presente estudo, com um mês de idade, foi internado por prostração, desidratação, tenesmo e dilatação abdominal. No diagnóstico diferencial incluiu-se obstrução intestinal por parasitas. Durante o internamento fez um vômito com um nemátode adulto de *T. cati*. Durante a anamnese foi possível verificar que apenas tinha sido feita uma única administração de um antiparasitário, o qual o proprietário não foi capaz de descrever não tendo esta ainda sido repetida após 15 dias.

Quanto à identificação de *Dipylidium caninum*, esta foi imediatamente realizada pela observação macroscópica dos proglotes libertados pelo ânus do animal e pela sua morfologia (Figuras 33 e 34). Durante o período de conservação dos proglotes, as cápsulas ovíferas libertaram-se do seu interior sendo, assim, possível a identificação das próprias cápsulas ovíferas (Figura 35). O único caso observado de infecção por *D. caninum* não apresentava sinais clínicos apesar da grande eliminação de proglotes e a presença dos mesmos na zona perianal.



Figura 33 – Proglote de *Dipylidium caninum* na zona perianal (seta). Original.



Figura 34 – Proglotes de *Dipylidium caninum*. Original.



Figura 35 – Cápsulas ovíferas de *Dipylidium caninum*, com os ovos visíveis. Aumento fotomicrográfico de 500x. Original.

Para o despiste da infecção por *Babesia* spp. foram realizados esfregaços sanguíneos e enviados para o Laboratório de Patologia Veterinária da UP. O resultado recebido referia a presença de estruturas arredondadas em muitos eritrócitos (piroplasmas pequenos), compatíveis com *Babesia microti*-“like”. No entanto, o laboratório sugeriu também a repetição dos esfregaços para confirmar o diagnóstico, o que não se realizou dado que o animal não regressou ao hospital.

No caso de infecção por *Leishmania infantum*, o animal apresentava relutância ao movimento e os gânglios poplíteos encontravam-se aumentados e quentes; anemia ligeira normocítica normocrômica, anisocitose eritrocitária moderada, leucopenia por linfopenia acentuada; aumento da ureia e creatinina, diminuição da albumina e rácio proteína:creatinina aumentado foram também observados; ecograficamente os rins estavam hiperecogénicos com diminuição da diferenciação corticomedular. O resultado da citologia de medula óssea realizado revelou formas amastigotas de *L. infantum* livres ou fagocitadas por macrófagos. Iniciou-se o tratamento com miltefosina e alopurinol. No entanto, dada a gravidade da situação, o animal acabou por ser eutanasiado dias depois.

Os Gráficos 21 e 22 permitem visualizar o número de animais que se encontrava corretamente desparasitado e a sua relação com a presença de parasitas.

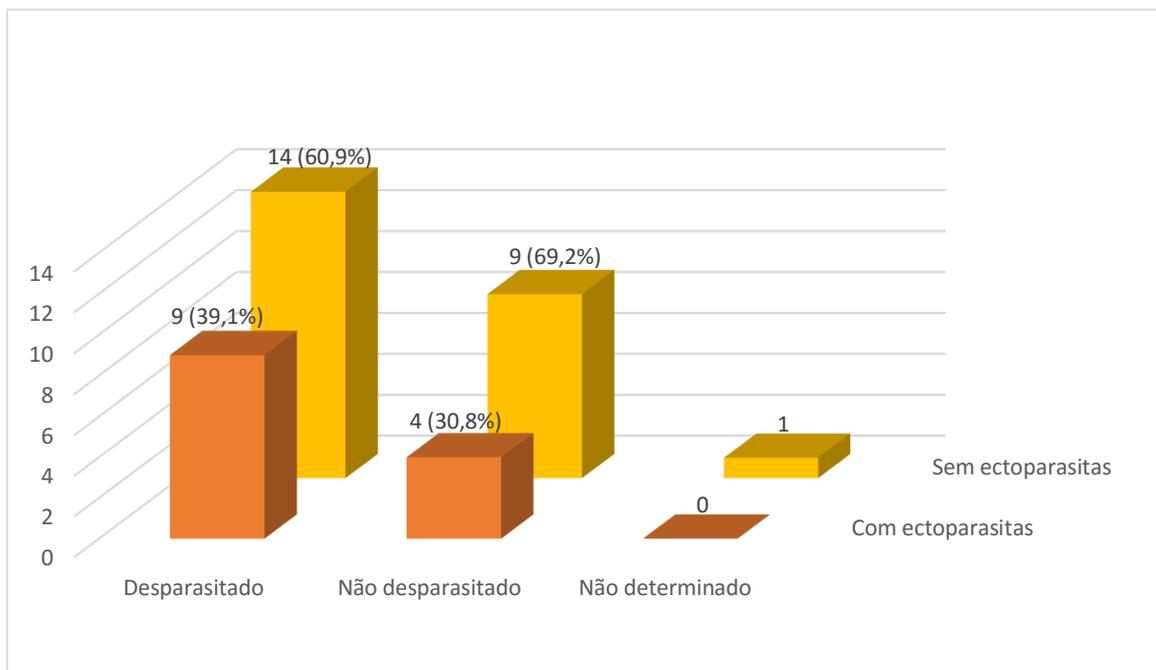


Gráfico 21 – Número de animais corretamente desparasitados externamente que apresentavam ectoparasitas.

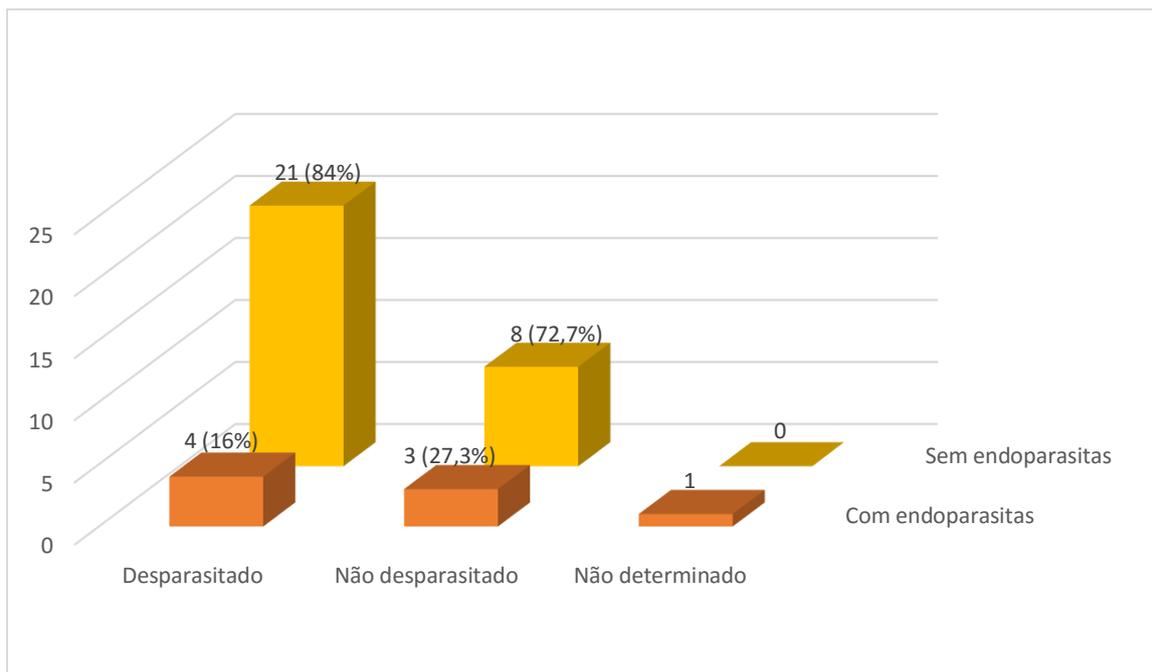


Gráfico 22 – Número de animais corretamente desparasitados internamente que apresentavam endoparasitas.

Quanto à vacinação, dos 37 animais estudados, 15 (41%) não se encontravam corretamente vacinados (Gráfico 23).

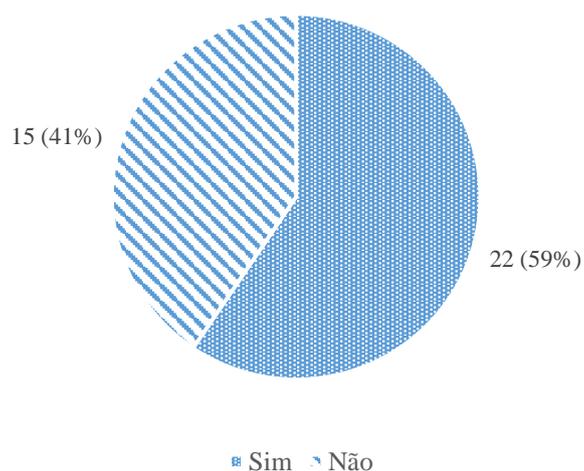


Gráfico 23 – Distribuição do número total de animais incluídos no estudo de acordo com a realização de vacinações.

Observou-se uma percentagem mais elevada (76%) de cães vacinados, quando comparado com os gatos (25%) (Gráfico 24).

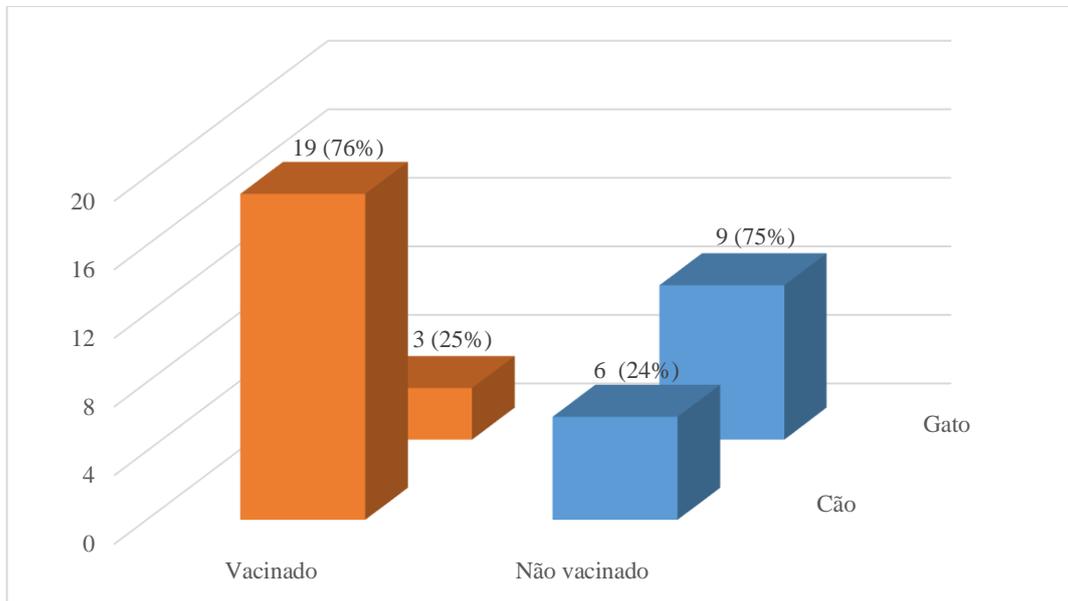


Gráfico 24 – Distribuição do número de cães e gatos de acordo com a realização de vacinações.

A presença de sinais clínicos compatíveis com a parasitose relacionada com o facto de estarem presentes parasitas está evidenciada no Gráfico 25. É possível verificar que dos animais que apresentam parasitas, 14 (66,6%) apresentam sinais clínicos.

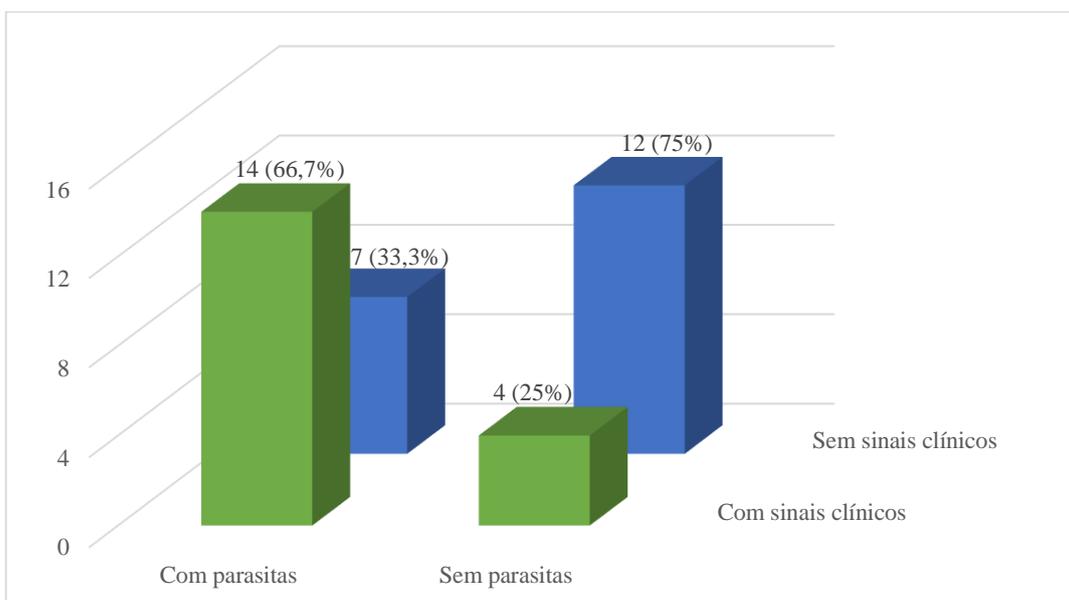


Gráfico 25 – Número de animais com e sem sinais clínicos que apresentavam ou não parasitas.

Após comparação de proporções de positividade verificou-se diferenças significativas ($p < 0,001$) entre a espécie do animal e as deslocações e o tipo de alojamento, com os cães a apresentarem mais deslocações e a viverem mais em ambiente misto. A prevalência de *Toxocara canis* foi significativamente superior em animais com idade inferior a 12 meses ($p = 0,037$). A espécie do animal mostrou-se correlacionada significativamente com a vacinação ($p = 0,005$). Também a presença de sinais clínicos compatíveis com parasitoses se mostrou significativamente relacionado com a presença de ectoparasitas ($p = 0,029$).

5. Discussão

A realização deste estudo permitiu um melhor conhecimento sobre os ecto e endoparasitas encontrados em cães e gatos atendidos na consulta externa do UPVet. Adicionalmente, foi possível verificar quais as práticas de controlo parasitário em animais do distrito do Porto. Maioritariamente foram encontradas pulgas pertencentes à espécie *Ctenocephalides felis*, mas também alguns ácaros. Os ascarídeos também foram dos mais observados, verificando-se minoritariamente a presença de céstodes e protozoários.

Outros estudos em Portugal já foram realizados com o objetivo de verificar a presença e a prevalência de determinados parasitas, bem como as práticas antiparasitárias usadas. Contudo divergiram quanto à localização, espécies incluídas no estudo e parasitas investigados (Tabela 19) (Ferreira et al., 2011; Vilhena et al., 2013; Mateus et al., 2014; Neves et al., 2014; Matos et al., 2015; Pereira et al., 2016).

Relativamente às variáveis espécie, sexo, estado reprodutivo e raça não se verificou uma relação estatisticamente significativa com a presença de ecto e endoparasitas. Estes resultados são corroborados por um estudo realizado na Albânia em cães onde não se verificou uma relação entre o sexo e os ectoparasitas estudados (*Sarcoptes scabiei* var. *canis* e *C. felis*) (Xhaxhiu et al., 2009). Já na Venezuela, não se encontraram diferenças significativas entre machos (38,9%) e fêmeas (31,7%) para a presença de endoparasitas (Ramírez-Barrios et al., 2004). Também em Itália, Simonato et al. (2015) não observaram uma relação significativa entre a prevalência de endoparasitas e o sexo ou a raça dos cães. Em vários países Europeus, incluindo Áustria, Bélgica, França, Hungria, Itália, Roménia e Espanha, o sexo dos gatos não se mostrou significativamente associado com a presença de *Toxocara cati*, *Otodectes cynotis* e *Ctenocephalides* spp. (Beugnet et al., 2014).

Quanto à idade, apenas a presença de *Toxocara canis* revelou uma correlação significativa sendo os animais jovens com menos de 12 meses os mais infetados. Isto pode dever-se ao facto de estes ainda não terem iniciado um regular protocolo de desparasitação. A transmissão transplacentária de *T. canis* também faz com que os cachorros já se encontrem parasitados à nascença, aumentando assim em muito a prevalência da infeção. Pelo contrário, uma vez que esta via de transmissão não ocorre em *Toxascaris leonina*, a infeção é muito mais comum em animais adultos do que em jovens (Traversa, 2012). Resultados semelhantes foram encontrados por Nijse et al. (2015), na Holanda. Na Pensilvânia, Gates e Nolan (2009) observaram uma associação entre a idade inferior a 6 meses e a presença de *T. cati* revelando maior prevalência de parasitismo em gatos com menos de 6 meses seguidos dos que tinham mais de 10 anos. Possíveis explicações incluem o facto do sistema imunitário dos animais jovens não ser capaz de gerar uma imunidade a longo termo para parasitas durante o desenvolvimento; a perda de resposta imunitária dos animais mais velhos; e a diminuição dos cuidados preventivo com a idade.

Resultados dissimilares foram observados por Simonato et al. (2015), em cães de Itália, não se encontrando uma relação significativa entre a idade e a presença de endoparasitas. Esta relação também não foi verificada por Xhaxhiu et al. (2009), em cães na Albânia para *S. scabiei* var. *canis* e *C. felis*, nem por Beugnet et al. (2014), em gatos da Europa para *O. Cynotis* e *Ctenocephalides* spp..

Quanto à localização geográfica de proveniência do animal, foi possível verificar que todos os casos pertenciam a concelhos adjacentes ao concelho do Porto, relacionando-se isto com a proximidade e facilidade de deslocação até ao hospital em causa.

Relativamente ao tipo de alojamento, e uma vez que o risco potencial de aquisição da infeção é mais elevado nos animais com acesso ao exterior, onde mais facilmente se pode adquirir uma infeção ou infestação por parasitas, este estaria presente naqueles animais que viviam dentro de casa, mas com acesso ao exterior e nos que viviam apenas no exterior. Beugnet et al. (2014) identificaram o acesso ao exterior como sendo um fator de risco para a infeção de gatos com *T. cati* e a infestação por *O. Cynotis* e *Ctenocephalides* spp.. Também ESCCAP (2009) refere este fator de risco. No presente estudo apenas se verificou uma relação significativa entre o tipo de alojamento e a espécie, verificando-se que os gatos viviam significativamente mais no interior das habitações, enquanto os cães aparecem com mais acesso ao exterior.

No que diz respeito ao tipo de alimentação, uma dieta desequilibrada é identificada como um fator de risco para a presença de parasitas (Capelli et al., 2003; ESCCAP, 2009). ESCCAP (2014) vai mais longe e refere que os animais com acesso a roedores e a comida crua, incluindo vísceras ou material placentário, podem estar em risco. Na pergunta incluída neste estudo referente à alimentação, formaram-se apenas dois grupos, o grupo que se alimentava apenas de comida caseira ou de comida caseira e alimento comercial, e o grupo que se alimentava apenas de alimento comercial. Apesar de não serem resultados significativos, pode verificar-se que a alimentação comercial prevalece, talvez porque atualmente as pessoas começam a ganhar consciência dos perigos que advém da alimentação caseira para o animal, não só pela possibilidade de transmissão parasitária, mas também pelos perigos mecânicos, nomeadamente causados pelos ossos. Por outro lado, um alimento comercial adequado garante o aporte de todos os nutrientes e minerais indispensáveis ao crescimento e desenvolvimento do animal.

As deslocações do animal são importantes no âmbito parasitário, na medida em que se forem realizadas para áreas endémicas de determinadas doenças exigem uma alteração ou complemento do protocolo de desparasitação de forma preventiva. Este é um fator de risco reconhecido (ESCCAP, 2009; ESCCAP, 2014). Neste estudo não se verificaram relações significativas com a presença de parasitas. Contudo, foi possível concluir de forma significativa que os gatos são os que realizam menos deslocações, permanecendo apenas no seu perímetro de casa. Já os cães, devido à sua necessidade de passeios diários e à sua dependência dos proprietários, saem mais para a zona envolvente da área de residência e mesmo para outras regiões dentro do país. Isto também acarreta outros problemas, como é o caso da disseminação dos parasitas por meio das fezes, por vezes não recolhidas nem corretamente eliminadas pelos proprietários.

A importância da recolha de fezes dos animais por parte dos proprietários em locais públicos é reforçada por um estudo realizado por Otero Pureza (2015). Como objetivo procurou inferir acerca da viabilidade e capacidade de infeção dos ovos de *Toxocara* spp. recolhidos do solo, em vários parques urbanos, jardins públicos e parques infantis com caixas de areia, da área da grande Lisboa, numa perspetiva de saúde pública. A percentagem de viabilidade dos ovos estudados foi de 56%, significando que mais de metade dos ovos presentes no solo têm possibilidade e capacidade para se desenvolver completamente até possuírem capacidade infetante.

O contacto com outros animais não foi associado à presença de parasitas, nem se verificou uma grande diferença entre o número de animais com e sem contacto com outros. No entanto, este é um fator a ter em consideração. Os animais podem servir de reservatórios para outros e de fontes de contaminação para o ambiente e propagar a transmissão de parasitas. Alguns estudos já realizados corroboram estas afirmações (Capelli et al., 2003; ESCCAP, 2009; ESCCAP, 2014; Simonato et al., 2015). Beugnet et al. (2014) também relatam uma positividade para *T. cati* significativamente maior em gatos que mantêm contacto com mais de três animais.

Relativamente à questão da desparasitação externa, seguindo as recomendações de ESCCAP (2009), foi assumido que apenas se apresentavam corretamente desparasitados externamente, os animais cuja administração do ectoparasiticida foi realizada mensalmente. Isto porque a recolha de dados durante a componente prática foi feita durante os meses de verão e outono, período de máxima atividade dos ectoparasitas. Este protocolo é também o seguido pelo UPVet. Para a desparasitação interna, foi permitida uma regularidade inferior a 4 meses. A desparasitação anual ou semestral não é considerada eficaz pelas normas orientativas de ESCCAP (2014). Apesar de estas recomendarem aplicações trimestrais, a maioria das clínicas e hospitais veterinários, incluindo aquele onde foi realizado o presente estudo, sugerem muitas vezes esta desparasitação de 4 em 4 meses. Assim, para que vários animais não fossem considerados como tendo sido incorretamente desparasitados, e uma vez que a reflexão sobre os outros fatores de risco o permitiu, optou-se por aceitar este intervalo entre desparasitações internas.

Verificou-se que o número de animais corretamente desparasitados (62,2% externamente e 67,6% internamente) foi superior aos não desparasitados (35,1% externamente e 29,7% internamente). Contudo, não se observaram diferenças significativas relativamente à presença de parasitas. Apesar de 39,1% dos animais avaliados estar desparasitado externamente e apresentar ectoparasitas, e 16% estar corretamente desparasitado internamente e apresentar endoparasitas, os protocolos de desparasitação não devem ser desvalorizados. Muitos fatores podem ter contribuído para tal facto, incluindo a incorreta aplicação do antiparasitário, a não eliminação do parasita do ambiente, a ausência de atividade do antiparasitário para determinados parasitas ou para diferentes estádios de desenvolvimento, ou até mesmo a carência de eficácia a 100% do produto. No entanto, é preciso ter em atenção que a aplicação dos antiparasitários pode diminuir a incidência e a prevalência das parasitoses, sendo, por vezes, algumas delas zoonóticas. Assim, a sua importância não deve ser descurada. Neste caso, a

maioria dos animais que estavam corretamente desparasitados externa e internamente não apresentaram parasitas (60,9% e 84%, respetivamente).

Num estudo realizado em gatos sobre a infeção por *T. cati* concluiu-se que os animais que não receberam tratamento anti-helmíntico apresentaram maior probabilidade de aquisição de infeção (23,3%). Por outro lado, gatos sujeitos a um ou dois tratamentos anuais apresentaram uma probabilidade menor (22,2%) (Beugnet et al., 2014). No mesmo estudo, os gatos que receberam três ou mais tratamentos por ano, isto é, em intervalos inferiores a 4 meses, apresentaram-se menos infetados (10,4%), o que vai de encontro aos dados do presente estudo referidos anteriormente (16%).

A combinação de ectoparasiticidas mais frequentemente usada em cães foi a associação imidaclopride e permetrina (36,4%). Matos et al. (2015) e Pereira et al. (2016) obtiveram resultados similares (59,7% e 33,4%, respetivamente). Quanto aos gatos, o princípio ativo mais utilizado foi imidaclopride (33,3%) estando de acordo com os mesmos estudos referidos anteriormente (44,4% e 26,3%, respetivamente). Estes resultados podem dever-se à vasta publicidade e maior conhecimento por parte das pessoas acerca destes antiparasitários. O spinosad foi dos menos usados. Este resultado pode dever-se ao facto de a sua apresentação ser feita sob a forma de comprimido, o que pode contribuir para uma aceitação mais reticente por parte dos proprietários. Por outro lado, o seu espectro de ação apenas inclui membros da ordem Siphonaptera tornando a sua atividade mais restrita. No UPVet a associação dinotefurano, piriproxifeno e permetrina era bem aceite pelos médicos veterinários, sendo o que mais recomendavam em caso de falta de eficácia de outros produtos. Em quatro situações, verificou-se a utilização concomitante de dois produtos com apresentações diferentes (“spot-on” e coleira ou comprimido). Talvez pelo facto do proprietário se sentir mais seguro com ambos ou pelo seu uso de forma complementar. Segundo Matos et al. (2015) o mesmo ectoparasiticida não tem a mesma eficácia durante o mesmo tempo para os diferentes parasitas em que atua, ocorrendo aqui uma falha na sua proteção, sendo aconselhável a combinação de diferentes ectoparasiticidas.

Num dos casos diagnosticados, o animal foi desparasitado inicialmente com a associação dinotefurano, piriproxifeno e permetrina (Vectra 3D®). No entanto, durante o seu período de ação foram visíveis pulgas. Foi, então, adicionada a deltametrina (Scalibor®) e indicado o uso de um produto à base de permetrina (Biokill®) na habitação, tendo-se voltado a observar pulgas, pelo que foi aplicado afoxolaner (NexGard®). Posteriormente, recomendou-se a continuação da Scalibor® e do Vectra 3D®. Este animal tinha um linfoma multicêntrico de

grau V. Segundo ESCCAP (2009), qualquer doença debilitante que comprometa o sistema imunitário pode aumentar a propensão para as parasitoses.

No que diz respeito aos endoparasitoides, a combinação febantel, pirantel e praziquantel foi a associação mais utilizada em cães (58,8%), o que está de acordo com os resultados obtidos por Matos et al. (2015) e Pereira et al. (2016) (56,9% e 23,5%, respetivamente). Pullola et al. (2006) também concluíram acerca dos anti-helmínticos mais utilizados tendo-se verificado que o mais frequente foi o fenbendazol (38,5%) seguindo-se a associação febantel, pirantel e praziquantel (19,6%). O facto de cada um destes princípios ativos pertencerem a grupos diferentes atuando em diferentes parasitas, torna o seu espectro de ação mais amplo, daí a possível razão de ser o mais utilizado. No presente estudo, o produto composto apenas por pirantel foi o que obteve a segunda maior frequência, sendo este administrado a cães ou gatos com poucas semanas, nos quais há a necessidade de iniciar a desparasitação contra ascarídeos desde cedo. Relativamente ao gato adulto, a combinação pirantel e praziquantel foi a mais usada (22,2%).

Quanto à infestação por ácaros, em todas as situações os sinais clínicos ou lesões coincidiram com o referido na bibliografia, no ponto 2.1, 2.2 e 2.3 do Capítulo II – Revisão Bibliográfica. Foram prescritos princípios ativos pertencentes ao grupo das lactonas macrocíclicas, o que também é apoiado pela bibliografia já citada no ponto 6.3.1. do mesmo capítulo.

No que diz respeito à infeção por ácaros do género *Demodex*, esta apareceu secundariamente a uma situação de hiperadrenocorticismismo. Isto vai ao encontro de vários autores que apontam o hiperadrenocorticismismo como uma causa imunossupressora subjacente à demodicose (Ettinger e Feldman, 2005; Mueller et al., 2012; Huang e Lien, 2013).

No caso de otoacariose, foi realizada uma limpeza do canal auditivo prévia à administração dos antiparasitários. Esta é recomendada, uma vez que a presença de cerúmen pode dificultar a ação dos acaricidas (Salib e Baraka, 2011). É também de referir que a administração auricular de medicação não afeta os ácaros nos tecidos adjacentes ou distantes. Assim, produtos sistémicos ou que se distribuam topicamente podem estar indicados (Ettinger e Feldman, 2005). Num dos casos foi aplicado apenas um produto tópico no canal auditivo à base de ivermectina. No entanto, na outra situação aplicou-se selamectina tendo em conta também a sua distribuição por toda a superfície corporal. Estudos comparativos entre a selamectina e a ivermectina verificaram uma maior eficácia da selamectina (Shanks et al., 2000; Salib e Baraka, 2011). Mais recentemente, Arther et al. (2015) demonstraram uma eficácia

similar entre a selamectina e a associação imidaclopride e moxidectina. O facto de serem administrados apenas em uma única dose ou em duas doses com um mês de intervalo, facilita o cumprimento pelo proprietário do protocolo de tratamento (Shanks et al., 2000).

Relativamente à infestação por pulgas, esta apresentou-se simultaneamente à infeção por *Mycoplasma haemophilis* em dois dos animais incluídos no presente estudo. A presença de *M. haemophilis* pode estar relacionada com a presença das pulgas como possíveis vetores. Este facto é descrito por Lappin et al. (2006) e ESCCAP (2011).

Quanto aos endoparasitas, inúmeros estudos já foram realizados com a finalidade de investigar a sua prevalência. Vilhena et al. (2013) pretenderam investigar a prevalência de agentes transmitidos por vetores em gatos do norte e centro do país e concluíram que *Hepatozoon felis* foi o mais prevalente (15,6%). Isto não coincide com o presente estudo em que nenhum parasita desta espécie foi diagnosticado.

Ferreira et al. (2011) determinaram a prevalência de parasitas intestinais no distrito de Évora. Concluíram que *Giardia* spp. foi o parasita mais frequente (23%). No entanto, em menor percentagem também encontraram outros parasitas como *Ancylostoma* sp., *Isospora* spp., *Toxocara*, *Trichuris* spp., *Toxascaris* e *Toxoplasma*. Assim, diverge do presente estudo onde não se diagnosticou nenhum caso de *Giardia* spp. e onde *Toxocara* foi o mais prevalente.

Neves et al. (2014) propuseram-se determinar a frequência de parasitas intestinais em cães da cidade do Porto, com e sem sinais clínicos gastrointestinais. Foi possível observar que a prevalência de parasitas intestinais foi de 20,6% e 33,7% no grupo sem e com sinais clínicos, respetivamente, o que não se afasta dos resultados obtidos no presente estudo, onde a prevalência geral foi de 21,6%. No estudo de Neves et al. (2014), os parasitas mais observados nos grupos sem e com sinais clínicos foram *Cystoisospora canis* (8% e 13,5%, respetivamente) e *Giardia* spp. (7,4% e 15,5%, respetivamente), seguindo-se *Toxocara canis* (5,1% e 7,8%, respetivamente). Apesar de no presente trabalho não se terem diagnosticado os protozoários referidos, a prevalência de *T. canis* é similar (8,1%).

Já na Finlândia, Pullola et al. (2006) observaram uma prevalência de helmintes gastrointestinais em cães de 5,9%, inferior à observada no presente estudo (16,2%), no entanto, coincidem no parasita mais prevalente, *T. canis*.

Os vários estudos referidos demonstraram uma grande representatividade de protozoários intestinais incluindo *Giardia* spp. e *Cystoisospora* spp. (Ferreira et al., 2011; Mateus et al., 2014; Neves et al., 2014). Isto pode ser devido ao facto de a maioria dos

antiparasitários usados serem anti-helmínticos não atuando assim nos protozoários (Matos et al., 2015).

Relativamente aos animais incluídos no estudo, um deles apresentou exame coprológico positivo para *Toxocara cati*, apesar de desparasitado com pirantel (Strongid®). Isto pode ter ocorrido já que a administração foi feita um ou dois dias antes da colheita de fezes, podendo o gato ainda estar a eliminar formas parasitárias.

Num outro caso de infeção por *T. cati*, o antiparasitário usado previamente apenas havia sido administrado uma vez, não se tendo repetido 15 dias depois, o que pode ser uma explicação para a falha de eficácia do mesmo.

Simões et al. (2011) reportaram pela primeira vez a identificação molecular de *B. microti*-“like” em cães provenientes do norte de Portugal. Segundo estes autores, embora estes cães possam ter sido infetados em Espanha, não se pode excluir a sua possível infeção em Portugal, dada a presença dos ixodídeos nesta zona. Também já foi descrita a infeção por esta espécie em gatos portugueses (Criado-Fornelio et al., 2003). Assim, há possibilidade que o caso detetado neste estudo seja um verdadeiro caso de *B. microti*-“like”, devido à proximidade geográfica com Espanha e devido à presença de ixodídeos no distrito do Porto. Contudo, também é possível que seja um falso positivo. Porque esta espécie de *Babesia* não é comum em Portugal e como o animal não apresentava um quadro clínico compatível, recomendou-se a repetição do esfregaço para confirmação do diagnóstico. Por outro lado, poderia também ser um artefacto ou outra espécie de *Babesia*. O animal não voltou à consulta não se tendo confirmado este diagnóstico.

Relativamente à leishmaniose, esta é uma doença cujo prognóstico depende da gravidade das lesões no momento do diagnóstico. O tratamento pode melhorar os sinais clínicos caso não haja insuficiência renal, mas não existe atualmente nenhum tratamento que resulte na cura parasitológica do animal, existindo possibilidade de recorrência se a terapêutica for descontinuada (Shaw e Day, 2005). Assim, dada a gravidade do quadro clínico do animal com infeção por *Leishmania infantum* e visto que já existia envolvimento renal, os proprietários optaram pela eutanásia.

Quanto às vacinações, verificou-se que o número de cães que se apresentavam vacinados era significativamente mais elevado comparativamente aos gatos. Aparentemente, os proprietários de gatos desvalorizam um pouco mais a questão da desparasitação e vacinação comparativamente aos dos cães, uma vez que a maioria vive dentro de casa, estando, segundo os proprietários, menos suscetível a contrair infeções. Isto pode ser verdade para alguns agentes

infeciosos, mas não para os parasitários, já que a transmissão por fómites pode ocorrer. No que diz respeito aos animais jovens, alguns ainda não se encontravam vacinados visto ainda não terem atingido a idade mínima para o fazer. Quanto aos idosos, os seus proprietários começam a desleixar-se dos cuidados básicos do animal porque já é um animal velho, com pouca esperança de vida.

No que diz respeito à relação entre a presença de sinais clínicos e a presença de parasitas, não se verificaram diferenças significativas, ainda que sete dos animais analisados se apresentassem sem sinais clínicos, mas parasitados. Este resultado pode ser devido ao reduzido número de amostras e à apresentação subclínica de uma grande variedade de parasitas sendo necessário um grande número de adultos para que se reflita na saúde do animal. Num estudo realizado no Porto verificou-se que cerca de 20% dos cães estudados quanto à frequência dos parasitas intestinais estavam clinicamente saudáveis, mas infetados (Neves et al., 2014). No entanto, verificou-se a existência de diferenças significativas entre a presença de sinais clínicos e a presença de ectoparasitas, talvez porque a espécie mais observada foi *Ctenocephalides felis*, causadora, muitas vezes, de prurido.

IV – CONCLUSÃO

Esta dissertação incidiu sobre as infecções parasitárias observadas na clínica do UPVet, os potenciais fatores associados à infecção, bem como sobre os antiparasitários mais utilizados.

Foi possível diagnosticar infestações por *Ctenocephalides felis*, *Demodex*, *Otodectes cynotis* e *Sarcoptes scabiei* e infecções por *Toxocara canis*, *T. cati*, *Dipylidium caninum*, *Babesia microti*-“like” e *Leishmania infantum*.

Verificou-se que existem diferenças significativas entre espécies no que se refere a deslocações e tipo de alojamento. Os cães apresentaram mais deslocações e foi verificado que vivem mais em ambiente misto. Pelo contrário, os gatos vivem maioritariamente no interior das habitações e não realizam deslocações para fora da sua residência. Além disso, os cães revelaram-se a espécie significativamente mais vacinada.

Conclui-se ainda que a infecção por *T. canis* apresentou uma relação significativa com a idade, com maior prevalência nos animais jovens e verificou-se também que os animais com ectoparasitas apresentavam de forma significativa sinais clínicos associados.

Apesar de alguns resultados positivos, o número de amostras não foi suficiente para estabelecer mais relações de significância. A casuística a nível parasitário não era muito elevada, bem como os casos em que se conseguia uma completa caracterização da amostra. Nos casos em que as fezes eram recolhidas e entregues pelos proprietários por vezes não havia certeza quanto ao tempo decorrido após a defecação apesar do alerta para que não decorressem mais de 48 horas, pelo que a autólise e degradação de algumas formas parasitárias não se pode excluir. Por outro lado, nem todos os animais incluídos foram testados, principalmente para endoparasitas por exames coprológicos, o que pode levar à ocorrência de alguns falsos negativos. Desta forma, embora as amostras fecais tenham sido consideradas negativas através da análise macroscópica, não se pode excluir a hipótese de existirem formas parasitárias apenas visíveis à microscopia ótica. É o caso da infecção por *Cystoisospora* spp., cuja eliminação de oocistos não é visível, no entanto, ela pode acontecer e o animal ainda não manifestar sinais clínicos.

Assim, embora o presente trabalho possa ser considerado um estudo preliminar, sendo necessária a realização de estudos adicionais que o complementem, é importante salientar que as infecções parasitárias são relevantes e que podem acarretar problemas para a saúde do animal, apresentando grande importância a nível médico-veterinário e económico. O estreito contacto entre os animais e o homem reforça a necessidade de uma correta desparasitação contribuindo

assim para a diminuição da ocorrência de zoonoses parasitárias. Os parasitas aparecem também nos animais que vivem dentro de casa com os seus proprietários, daí o reforço da ideia da importância das desparasitações.

Os protocolos de desparasitação ideais dependem do animal e dos fatores de risco aos quais está exposto, pelo que cada médico veterinário deve ponderar e adaptar a cada situação. Ainda que escolhidos de forma acertada, muitas causas podem contribuir para a sua falta de eficácia. Nesse momento, os protocolos devem ser reforçados ou alterados. No entanto, a sua importância não pode ser descurada.

V – REFERÊNCIAS

- Apifarma, 2016. Simposium Veterinário Apifarma. *Associação Portuguesa da Indústria Farmacêutica*. Available at: www.apifarma.pt/simposiumvet/Paginas/default.aspx [Accessed April 1, 2016].
- Arther, R.G., Davis, W.L., Jacobsen, J.A., Lewis, V.A., Settje, T.L., 2015. Clinical evaluation of the safety and efficacy of 10% imidacloprid + 2.5% moxidectin topical solution for the treatment of ear mite (*Otodectes cynotis*) infestations in dogs. *Veterinary Parasitology*, 210, pp.64–68.
- Baneth, G., Florin-Christensen, M., Cardoso, L., Schnittger, L., 2015. Reclassification of *Theileria annae* as *Babesia vulpes* sp. nov.. *Parasites & Vectors*, 8.
- Baptista-Fernandes, T., Rodrigues, M., Domingues, D., Monteiro, L., Paixão, P., Pereira, P., Tavares, R., Rodrigues, P., Maurício, I., Belo, S., Toscano, C., 2015. *Dirofilariasis* by *Dirofilaria repens*: an imported case and a brief review. *Parasitology International*, 64, pp.261–263.
- Beugnet, F., 2013. *Guide to Vector Borne Diseases of Pets*, Merial.
- Beugnet, F., Bourdeau, P., Chalvet-monfray, K., Cozma, V., Farkas, R., Guillot, J., Halos, L., Joachim, A., Losson, B., Miró, G., Otranto, D., 2014. Parasites of domestic owned cats in Europe : co-infestations and risk factors. *Parasites & Vectors*, 7, pp.1–13.
- Beugnet, F., Halos, L., 2015. *Parasitoses & Vector Borne Diseases of Cats*, Merial.
- Blagburn, B.L., Young, D.R., Moran, C., Meyer, J.A., Leigh-Heffron, A., Paarlberg, T., Zimmermann, A.G., Mowrey, D., Wiseman, S., Snyder, D.E., 2010. Effects of orally administered spinosad (Comfortis®) in dogs on adult and immature stages of the cat flea (*Ctenocephalides felis*). *Veterinary Parasitology*, 168.
- Bourguignon, E., Guimarães, L.D., Ferreira, T., Favarato, E.S., 2013. Dermatology in Dogs and Cats. In I. from V. Medicine, ed. *Carreira, Rita Payan*. InTech, pp. 3–34.
- Bowman, D.D., 2014. *Georgis' Parasitology for Veterinarians*. Tenth edition, Saunders Elsevier.
- CAPC, 2013. Otodectic Mite (Ear Mite). *Companion Animal Parasite Council*. Available at: www.capcvet.org/capc-recommendations/otodectic-mite-ear-mite/ [Accessed March 22, 2016].
- CAPC, 2016a. CAPC General Guidelines. *Companion Animal Parasite Council*. Available at: www.capcvet.org/capc-recommendations/capc-general-guidelines [Accessed June 2, 2016].
- CAPC, 2016b. Intestinal Parasites - Hookworms. *Companion Animal Parasite Council*. Available at: www.capcvet.org/capc-recommendations/hookworms/ [Accessed May 20, 2016].
- CAPC, 2016c. Intestinal Parasites - Whipworms. *Companion Animal Parasite Council*. Available at: www.capcvet.org/capc-recommendations/whipworms [Accessed May 15, 2016].
- Capelli, G., Paoletti B., Frangipane di Regalbano, A., Pietrobelli, M., Bianciardi, P., Giangaspero, A., 2003. Prevalence of *Giardia* spp. in dogs and humans in northern and central Italy. *Parasitol Res*, 90, pp.154–155.
- Cardoso, L., Mendão, C., de Carvalho, L.M., 2012. Prevalence of *Dirofilaria immitis*, *Ehrlichia canis*, *Borrelia burgdorferi sensu lato*, *Anaplasma* spp. and *Leishmania infantum* in apparently healthy and CVBD-suspect dogs in Portugal - a national serological study. *Parasites & Vectors*, 5.

- Cardoso, L., 2015. Fipronil and permethrin combination: a novel ectoparasiticide for dogs. *Parasites & Vectors*, 8.
- CDC, 2012a. Dipylidium infection. *Centers for Disease Control and Prevention*. Available at: www.cdc.gov/parasites/dipylidium/ [Accessed April 7, 2016].
- CDC, 2012b. Echinococcosis. *Centers for Disease Control and Prevention*. Available at: www.cdc.gov/parasites/echinococcosis/ [Accessed May 20, 2016].
- CDC, 2013a. Fleas. *Centers for Disease Control and Prevention*. Available at: www.cdc.gov/dpdx/fleas/index.html [Accessed February 15, 2016].
- CDC, 2013b. Leishmaniasis. *Centers for Disease Control and Prevention*. Available at: www.cdc.gov/parasites/leishmaniasis/disease.html [Accessed May 20, 2016].
- CDC, 2013c. Taeniasis. *Centers for Disease Control and Prevention*. Available at: www.cdc.gov/parasites/taeniasis/disease.html [Accessed May 20, 2016].
- CDC, 2013d. Toxocariasis (also known as Roundworm Infection). *Centers for Disease Control and Prevention*. Available at: www.cdc.gov/parasites/toxocariasis/biology.html [Accessed March 22, 2016].
- Coatesworth, J., 2011. Examination of the canine ear. *Companion Animal*, 16, pp.31–35.
- Coles, T.B., Dryden, M.W., 2014. Insecticide/acaricide resistance in fleas and ticks infesting dogs and cats. *Parasites & vectors*, 7, p.8.
- Craig, M., 2012. Fleas and canine dermatology. *Companion Animal*, 17, pp.45–49.
- Criado-Fornelio, A., Martinez-Marcos, A., Buling-Saraña, A., Barba-Carretero, J.C., 2003. Presence of Mycoplasma and piroplasmids in cats from southern Europe: a molecular study. *Veterinary Microbiology*, 93.
- Dryden, M.W., 2015. Mange in Dogs and Cats. *The Merck Veterinary Manual*. Available at: www.merckvetmanual.com/mvm/integumentary_system/mange/mange_in_dogs_and_cats.html [Accessed April 10, 2016].
- ESCCAP, 2009. Ectoparásitos Control de insectos y garrapatas que parasitan a perros y gatos. In *Guía ESCCAP N° 3*.
- ESCCAP, 2011. Control de enfermedades transmitidas por Vectores en perros y Gatos. In *Guía ESCCAP N°5*.
- ESCCAP, 2013. Control de Protozoarios intestinales en Perros y Gatos. In *Guía ESCCAP N°6*.
- ESCCAP, 2014. Control de vermes en perros y gatos. In *Guía ESCCAP N° 1*.
- Ettinger, S.J., Feldman, E.C., 2005. *Textbook of Veterinary Internal Medicine*. Sixth edition, Elsevier Saunders.
- Ferreira, F.S., Pereira-Baltasar, P., Parreira, R., Padre, L., Vilhena, M., Távora Távora, L., Atouguia, J., Centeno-Lima, S., 2011. Intestinal parasites in dogs and cats from the district of Évora, Portugal. *Veterinary Parasitology*, 179, pp.242–245.
- Fourie, J.J., Liebenberg, J.E., Horak, I.G., Taenzler, J., Heckeroth, A.R., Frénais, R., 2015. Efficacy of orally administered fluralaner (Bravecto(TM)) or topically applied imidacloprid/moxidectin (Advocate®) against generalized demodicosis in dogs. *Parasites & vectors*, 8, p.187.
- Gates, M.C., Nolan, T.J., 2009. Endoparasite prevalence and recurrence across different age groups of dogs and cats. *Veterinary Parasitology*, 166, pp.153–158.
- Gramer, I., Leidolf, R., Döring, B., Klintzsch, S., Krämer, E., Yalcin, E., Petzinger, E., Geyer, J., 2011. Breed distribution of the nt230(del4) MDR1 mutation in dogs. *The Veterinary Journal*, 189, pp.67–71.
- Hartmann, K., Addie, S.B., Belák, S., Boucraut-Baralon, C., Egberink, H., Frymus, T., Gruffydd-Jones, T., Hosie, M.J., Lloret, A., Lutz, H., Marsilio, F., Möstl, K., Pennisi, M.G., Radford, A.D., Thiry, E., Truyen, U., Horzinek, M.C., 2013. Babesiosis in cats:

- ABCD guidelines on prevention and management. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 15.
- Hendrix, C.M., Robinson, E., 2012. *Diagnostic Parasitology for Veterinary Technicians*. Fourth edition, Elsevier.
- Hodgson, K., Barton, L., Darling, M., Antao, V., Kim, F.A., Monavvari, A., 2015. Pets' Impact on Your Patients' Health: Leveraging Benefits and Mitigating Risk. *JABFM*, 28, pp.526–534.
- Huang, Hui-Pi e Lien, Yu-Hsin, 2013. Treatment of canine generalized demodicosis associated with hyperadrenocorticism with spot-on moxidectin and imidacloprid. *Acta Veterinaria Scandinavica*. 55.
- Katagiri, S. & Oliveira-Sequeira, T.C.G., 2010. Comparison of three concentration methods for the recovery of canine intestinal parasites from stool samples. *Experimental Parasitology*, 126, pp.214–216.
- Kopp, S.R., Kotze, A.C., McCarthy, J.S., Traub, R.J., Coleman, G.T., 2008. Pyrantel in small animal medicine: 30 years on. *Veterinary journal*, 178, pp.177–184.
- La Sala, L.F., Leiboff, A., Burgos, J.M., Costamagna, S.R., 2015. Spatial distribution of canine zoonotic enteroparasites in Bahía Blanca , Argentina. *Rev Argent Microbiol*.
- Landum, M.C., 2012. *Deteção de Dirofilaria spp. em cães da região Centro de Portugal*. Universidade Nova de Lisboa - Instituto de Higiene e Medicina Tropical.
- Ljunggren, E.L., 2005. *Molecular Analysis of Sarcoptes scabiei*. Swedish University of Agricultural Sciences.
- Lappin, M.R., Griffin, B., Brunt, J., Riley, A., Burney, D., Hawley, J., Brewer, M.M., Jensen, W.A., 2006. Prevalence of Bartonella species, haemoplasma species, Ehrlichia species, Anaplasma phagocytophilum, and Neorickettsia risticii DNA in the blood of cats and their fleas in the United States. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 8, pp.85-90.
- Macpherson, C.N.L., 2013. The epidemiology and public health importance of toxocariasis : A zoonosis of global importance. *International Journal for Parasitology*, 43, pp.999–1008.
- Maia, C., Almeida, B., Coimbra, M., Fernandes, M., Cristóvão, J., Ramos, C., Martins, A., Martinho, F., Silva, P., Neves, N., Nunes, M., Vieira, M., Cardoso, L., Campino, L., 2015. Bacterial and protozoal agents of canine vector-borne diseases in the blood of domestic and stray dogs from southern Portugal. *Parasites & Vectors*, 8, p.138.
- Maia, C., Lorentz, S., Cardoso, L., Otranto, D., Naucke, T.J., 2016. Detection of Dirofilaria repens microfilariae in a dog from Portugal. *Parasitol Res*, 115, pp.441–443.
- Maia, C., Ramos, C., Coimbra, M., Bastos, F., Martins, Â., Pinto, P., Nunes, M., Vieira, M., Cardoso, L., Campino, L., 2014. Bacterial and protozoal agents of feline vector-borne diseases in domestic and stray cats from southern Portugal. *Parasites & Vectors*, 7, p.115.
- Mateus, T.L., Castro, A., Ribeiro, J.N., Vieira-Pinto, M., 2014. Multiple Zoonotic Parasites Identified in Dog Feces Collected in Ponte de Lima , Portugal — A Potential Threat to Human Health. *Int. J. Environ. Res. Public Health*, 11, pp.9050–9067.
- Matos, M., Alho, A.M., Owen, S.P., Nunes, T., de Carvalho, L.M., 2015. Parasite control practices and public perception of parasitic diseases: A survey of dog and cat owners. *PREVET*.
- Meireles, J., Paulos, F., Serrão, I., 2014. Dirofilariose canina e felina. *Revista Portuguesa de Ciências Veterinárias*, 109, pp.70–78.
- MERIAL, 2016. Frontline Tri-Act. Available at: <http://www.frontline.pt/Gama-Frontline/Pages/Frontline-TRI-ACT.aspx> [Accessed May 20, 2016].

- Mueller, R.S., 2005. Diagnosis of ectoparasitic skin disease in small animal practice. In *Società Culturalre Italiana Veterinari per Animali da Compagnia*.
- Mueller, R.S., Bensignor, E., Ferrer, L., Holm, B., Lemarie, S., Paradis, M., Shipstone, M.A., 2012. Treatment of demodicosis in dogs : 2011 clinical practice guidelines. *Veterinary Dermatology*, 23.
- Neves, D., Lobo, L., Simões, P.B., Cardoso, L., 2014. Frequency of intestinal parasites in pet dogs from an urban area (Greater Oporto , northern Portugal). *Veterinary Parasitology*, 200, pp.295–298.
- Nijse, R., Ploeger, H.W., Wagenaar, J.A., Mughini-Gras, L., 2015. *Toxocara canis* in household dogs: prevalence, risk factors and owners' attitude towards deworming. *Parasitol Res*, 114.
- Ort nez, A., Verde, M.T., Navarro, L., Real, L., Vilhena, C., 2009. Demodicosis Felina : a propósito de tres casos clínicos. *Clin. Vet. Peq. Anim.*, 29, pp.165–171.
- Otero Pureza, D., 2015. *Prevalência, grau de contamina o e viabilidade de ovos de Toxocara spp. em parques públicos da área da grande Lisboa*. Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa.
- Otranto, D., Dantas-Torres, F., Breitschwerdt, E.B., 2009. Managing canine vector-borne diseases of zoonotic concern: part one. *Trends in Parasitology*, 25, pp.157–163.
- Overgaauw, P.A.M., van Knapen, F., 2013. Veterinary and public health aspects of *Toxocara spp.* *Veterinary Parasitology*, 193, pp.398–403.
- Page, S., 2008. Antiparasitic drugs. In S. A. C. Pharmacology, ed. *Maddison, Jill; Church, David; Page, Stephen*. Elsevier Saunders, pp. 198–260.
- Paterson, T.E., Halliwell, R.E., Fields, P.J., Louw, M.L., Ball, G., Louw, J., Pinckney, R., 2014. Canine generalized demodicosis treated with varying doses of a 2 . 5 % moxidectin + 10 % imidacloprid spot-on and oral ivermectin : Parasiticidal effects and long-term treatment outcomes. *Veterinary Parasitology*, 205, pp.687–696.
- Pereira, A., Martins, A., Brancal, H., Vilhena, H., Silva, P., Pimenta, P., Diz-Lopes, D., Neves, N., Coimbra, M., Alves, A.C., Cardoso, L., Maia, C., 2016. Parasitic zoonoses associated with dogs and cats: a survey of Portuguese pet owners' awareness and deworming practices. *Parasites & Vectors*, 9.
- Persichetti, M.-F., Solano-Gallego, L., Serrano, L., Altet, L., Reale, S., Masucci, M., Pennisi, M.-G., 2016. Detection of vector-borne pathogens in cats and their ectoparasites in southern Italy. *Parasites & Vectors*, 9.
- Petrie, A., Watson, P., 2013. *Statistics for Veterinary and Animal Science*. Third edition, Wiley-Blackwell.
- Pullola, T., Vierimaa, J., Saari, S., Vistala, A.-M., Nikander, S., Sukura, A., 2006. Canine intestinal helminths in Finland: Prevalence, risk factors and endoparasite control practices. *Veterinary Parasitology*, 140, pp.321–326.
- Ramírez-Barrios, R.A., Barboza-Mena, G., Muñoz, J., Angulo-Cubill n, F., Hernández, E., González, F., Escalona, F., 2004. Prevalence of intestinal parasites in dogs under veterinary care in Maracaibo, Venezuela. *Veterinary Parasitology*, 121, pp.11–20.
- Riviere, J.E., Papich, M.G., 2009. *Veterinary Pharmacology and Therapeutics*. Ninth edition, Wiley-Blackwell.
- Rohdich, N., Roepke, R.K.A., Zschesche, E., 2014. A randomized, blinded, controlled and multi-centered field study comparing the efficacy and safety of Bravecto (fluralaner) against Frontline (fipronil) in flea- and tick-infested dogs. *Parasites & vectors*, 7, p.83.
- Salib, F.A., Baraka, T.A., 2011. Epidemiology, genetic divergence and acaricides of *Otodectes cynotis* in cats and dogs. *Veterinary World*, 4, pp.109–112.

- Sanchez Bruni, S.F., Jones, D.G., Mckellar, Q.A., 2006. Pharmacological approaches towards rationalizing the use of endoparasitic drugs in small animals. *J. vet. Pharmacol. Therap.*, 29, pp.443–457.
- Shanks, D.J., McTier, T.L., Rowan, T.G., Watson, P., Thomas, C.A., Bowman, D.D., Hair, J.A., Pengo, G., Genchi, C., Smothers, C.D., Smith, D.G., Jernigan, A.D., 2000. The efficacy of selamectin in the treatment of naturally acquired aural infestations of *Otodectes cynotis* on dogs and cats. *Veterinary Parasitology*, 91, pp.283–290.
- Shaw, S.E., Day, M.J., 2005. *Arthropod-borne Infectious Diseases of the Dog and Cat*, Manson Publishing.
- Simões, P.B., Cardoso, L., Araújo, M., Yisaschar-Mekuzas, Y., Baneth, G., 2011. Babesiosis due to the canine *Babesia microti*-like small piroplasm in dogs-first report from Portugal and possible vertical transmission. *Parasites & vectors*, 4, p.50.
- Simonato, G., Frangipane di Regalbono, A., Cassini, R., Traversa, D., Beraldo, P., Tessarin, C., Pietrobelli, M., 2015. Copromicroscopic and molecular investigations on intestinal parasites in kennel dogs. *Parasitol Res*, 114, pp.1963–1970.
- Snyder, D.E., Meyer, K.A., Wisemann, S., Trout, C.M., Young, D.R., 2013. Speed of kill efficacy and efficacy of flavored spinosad tablets administered orally to cats in a simulated home environment for the treatment and prevention of cat flea (*Ctenocephalides felis*) infestations. *Veterinary Parasitology*, 196.
- Tater, K.C., Patterson, A.P., 2008. Canine and feline demodicosis. *Veterinary Medicine*.
- Taylor, M.A., Coop, R.L., Wall, R.L., 2016. *Veterinary Parasitology*. Fourth edition, Wiley Blackwell.
- The Center for Food Security & Public Health, 2005. *Taenia Infections*.
- Thienpont, D., Rochette, F., Vanparijs, O.F.J., 1985. *Diagnosing Helminthiasis by Coprological Examination*. Second edition, Janssen Research Foundation.
- Traversa, D., 2012. Pet roundworms and hookworms: A continuing need for global worming. *Parasites & Vectors*, 5(1), p.91.
- Traversa, D., Frangipane di Regalbono, A., Di Cesare, A., La Torre, F., Drake, J., Pietrobelli, M., 2014. Environmental contamination by canine geohelminths. *Parasites & Vectors*, 7, p.67.
- Vilhena, H., Martinez-Díaz, V.L., Cardoso, L., Vieira, L., Altet, L., Francino, O., 2013. Feline vector-borne pathogens in the north and centre of Portugal. *Parasites & Vectors*, 6, p.99.
- WHO, 2016. Neglected zoonotic diseases. *World Health Organization*. Available at: http://www.who.int/neglected_diseases/diseases/zoonoses/en/ [Accessed April 11, 2016].
- Xhaxhiu, D., Kusi, I., Rapti, D., Rehbein, S., 2009. Ectoparasites of dogs and cats in Albania. *Parasitology Research*, 105.
- Zajac, A.M., Conboy, G.A., 2012. *Veterinary Clinical Parasitology*. Eighth edition, Wiley-Blackwell.

VI – ANEXOS

ANEXO A. LISTA DE CASOS ACOMPANHADOS DURANTE O ESTÁGIO NO UPVET

Hospital Veterinário da Universidade do Porto - UPVet

Caso	Número de casos	Cirurgias assistidas
Fratura de calcâneo	1	
Fratura de bacia	3	
Abcesso no mesentério	1	✓
Corpo estranho abdominal	1	
Piometra	9	✓
Leptospirose	2	
Peritonite infecciosa felina	3	
Diabetes <i>Mellitus</i>	4	
Linfoma com envolvimento ocular e enucleação	1	
Tromboembolismo pulmonar	1	
Convulsões	3	
Narcolepsia/síncope	1	
Melanoma gengival	1	
Melanoma amelanótico num dígito	1	
Queratoconjuntivite seca	1	
Neoplasias mamárias	20	
Insuficiência renal crónica no gato	8	
Insuficiência renal crónica no cão	3	
Obstrução intestinal por corpo estranho	3	
Corpo estranho no estômago	1	
Infeção por <i>Herpesvirus</i> - Coriza	3	
Infeção por <i>Parvovirus</i>	5	
Lipidose hepática e alimentação por sonda	1	
Orquiectomia cão	20	
Ovariohisterectomia	30	✓
Orquiectomia gato	20	✓
Saculectomia	1	✓
Contusão pulmonar	1	
“Shunt” porto-sistémico	1	
Intoxicação por chocolate	1	
Intoxicação por permetrina	1	
Luxação da rótula	1	
Otites por <i>Otodectes cynotis</i>	2	
Otites bacterianas ou fúngicas	6	
Furunculose do Pastor Alemão	1	
Demodicose	1	
Sarna sarcóptica	1	
Foliculite bacteriana	8	
Dermatofitose	1	
Reação alimentar adversa	5	

**ANEXO A. LISTA DE CASOS ACOMPANHADOS DURANTE O ESTÁGIO NO UPVET
(CONTINUAÇÃO)**

Caso	Número de casos	Cirurgias assistidas
Dermatite atópica	5	
Cálculos urinários	4	✓
Hiperadrenocorticismo	2	
Linfangiectasia	2	
Colite	2	
Traqueobronquite infecciosa	3	
Hemofilia	1	
Síndrome Braquicefálico	5	
Vacinação	28	
Linfoma/quimioterapia	4	

ANEXO B. LISTA DE CASOS ACOMPANHADOS DURANTE O ESTÁGIO NO HOSPITAL VETERINARI MOLINS

Hospital Veterinari Molins

Caso	Número de casos	Observações
Estenose pulmonar	1	Necrópsia
Ducto arterioso persistente	1	Colocação de Amplatz®
Infeção pelo vírus da esgana	4	
Pneumonias	15	
Infeção por <i>Parvovirus</i>	4	
Lipidose hepática, com sonda nasogástrica e alimentação continua	2	
Corpo estranho intestinal	5	Assisti à cirurgia
Síndrome braquicefálico	1	
Nefrectomia por pielonefrite/hidronefrose	1	Assisti à cirurgia
Uretrostomia e amputação de pénis	1	Assisti à cirurgia
Hemilaminectomia	2	Assisti à cirurgia
“Slot” Ventral	2	Assisti à cirurgia
Hérnias discais	8	Tomografia computadorizada
Hipercalcemia	1	
<i>Miastenia gravis</i>	1	
Craniotomia transfrontal	1	
Poliartrite	1	
Entropion	3	Assisti à cirurgia
Esplenectomia	1	Assisti à cirurgia
Pancreatite	2	
Lobectomia pulmonar	1	
Artroplastia	1	Assisti à cirurgia
Rutura de ligamentos cruzados	1	Assisti à cirurgia
Fratura de pélvis	1	Assisti à cirurgia
Castração de porco vietnamita	1	Auxiliei a cirurgia
Estudos radiográficos para avaliações ortopédicas	15	
Dermatofitose	1	
“Shunts” portossistémicos	3	

ANEXO C. INQUÉRITO PREENCHIDO DURANTE A RECOLHA DE DADOS

A) Identificação do proprietário

Concelho: _____ 4. Meio urbano Meio rural Meio periurbano

B) Dados relativos ao animal

1. Espécie: Canídeo Felídeo 2. Data de nascimento: ____/____/____

3. Nome: _____ 4. Sexo: Masculino Feminino

5. Raça:

6. Pelagem: Curta Média Comprida Cor:

7. Gestante: Não Sim Tempo de gestação:

9. Castrado: Não Sim

10. O animal encontra-se doente? Não Sim Com:

11. O seu animal tem/teve alguma das seguintes doenças:

Cão: Esgana Parvovirose Leishmaniose

Não sabe Outras Quais:

Gato: FIV PIF FeLV

Não sabe Outras Quais:

12. Tipo de habitação:

Apartamento Quinta Vivenda com jardim Local de reprodução

13. Hábitos de vida:

Vive exclusivamente no exterior Vive exclusivamente dentro de casa

Vive dentro de casa mas tem acesso ao exterior

14. Alimentação:

Caseira Ração seca Lata Carnes/vísceras cruas e/ou malcozinhas

ANEXO C. INQUÉRITO PREENCHIDO DURANTE A RECOLHA DE DADOS (CONTINUAÇÃO)

15. Deslocações do animal:

Nenhuma Área de residência Várias regiões dentro do país

Estrangeiro Outras Onde?

16. Vacinado?

Não Sim Nome vacina: _____ Protocolo: _____

17. Desparasitação externa? Não Nunca? Sim Há quanto tempo? _____

Nome e princípio (s) ativo (s) do desparasitante: _____

Protocolo de desparasitação aplicado pelo proprietário? Não Sim

Como o fez? _____ Viu ectoparasitas? Não Sim Quais? _____

Ao meu exame físico:

18. Desparasitação interna? Não Nunca? Sim Há quanto tempo? _____

Nome e princípio (s) ativo (s) do desparasitante: _____

Protocolo de desparasitação aplicado pelo proprietário? Não Sim

Como o fez? _____ Viu endoparasitas? Não Sim Quais? _____

Ao meu exame físico:

19. Contacta com outros animais? Não Sim Quais? _____ Estão desparasitados? Não Sim

Viu parasitas? Não Sim Quais: _____

20. Material recolhido:

Fezes (conservar a 4°C — refrigerado)

Ectoparasitas (colocar em água até morrerem e depois em álcool a 70°)

Endoparasitas (gastrointestinais) (colocar em água até morrerem e depois em álcool a 70°)

Esfregaços sanguíneos (sangue venoso sangue periférico)

Resultados:

ANEXO D. DESCRIÇÃO DO MÉTODO DE WILLIS

1. Com o auxílio de uma espátula, colher uma pequena amostra de fezes do volume de uma noz.

2. Colocar a amostra num almofariz e juntar um pouco de uma solução saturada (por exemplo de cloreto de sódio ou de açúcar). Misturar até formar uma massa homogénea. Adicionar mais solução saturada de cloreto de sódio até obter uma mistura líquida homogénea.

3. Com o auxílio de um tamis de rede metálica e de um funil, filtrar a mistura líquida para um pequeno frasco de vidro de boca estreita.

4. Colocar uma lamela sobre a boca do frasco, evitando a formação de bolhas de ar, e deixar repousar durante, aproximadamente, 15 minutos.

5. Retirar a lamela, com cuidado, e num movimento firme, elevando-a verticalmente.

6. Colocar a lamela sobre uma lâmina, evitando a formação de bolhas de ar, e observar ao microscópio. Visualizar as formas parasitárias em pequena ampliação (40x ou 100x) e identificar, depois, em média ampliação (100x ou 400x).

ANEXO E. PRINCÍPIOS ATIVOS REFERIDOS AO LONGO DO TRABALHO E SEU ESPECTRO DE AÇÃO

Princípio ativo	Nome comercial®	Espécies-alvo	Espectro de ação
Deltametrina	Scalibor	Cão	<i>Ctenocephalides felis</i> ; <i>Ixodes ricinus</i> ; <i>Rhipicephalus sanguineus</i> ; <i>Phlebotomus perniciosus</i> ; <i>Culex pipiens pipiens</i> .
Afoxolaner	NexGard	Cão	<i>Ctenocephalides</i> spp., <i>Dermacentor reticulatus</i> , <i>I. ricinus</i> , <i>R. sanguineus</i>
Imidaclopride + permetrina	Advantix	Cão	<i>I. ricinus</i> ; <i>R. sanguineus</i> ; <i>D. reticulatus</i> ; <i>Phlebotomus papatasi</i> ; <i>P. perniciosus</i> ; <i>C. pipiens</i> ; <i>Aedes aegypti</i> ; <i>Stomoxys calcitrans</i> ; <i>Trichodectes canis</i> .
Imidaclopride + flumetrina	Seresto	Cão, gato	<i>C. felis</i> ; <i>I. ricinus</i> ; <i>R. turanicus</i> ; <i>R. sanguineus</i> , <i>D. reticulatus</i> ; <i>T. canis</i> .
Dinotefurano + piriproxifeno + permetrina	Vectra 3D	Cão	<i>C. felis</i> ; <i>I. ricinus</i> ; <i>R. sanguineus</i> ; <i>D. reticulatus</i> ; <i>P. perniciosus</i> ; <i>C. pipiens</i> ; <i>A. aegypti</i> .
Spinosad	Comfortis	Cão, gato	<i>C. felis</i> .
Fipronil	Frontline Spray	Cão, gato	<i>Ctenocephalides</i> spp.; <i>R. sanguineus</i> ; <i>Dermacentor</i> spp.; <i>Ixodes</i> spp.; <i>T. canis</i> ; <i>Felicola subrostratus</i> .
Fipronil + Metopreno	Frontline Combo	Cão, gato	<i>Ctenocephalides</i> spp.; <i>R. sanguineus</i> ; <i>Dermacentor</i> spp.; <i>Ixodes</i> spp.; <i>F. subrostratus</i> .
Indoxacarb + permetrina	Activyl Tick Plus	Cão	<i>C. felis</i> ; <i>I. ricinus</i> ; <i>R. sanguineus</i> .
Indoxacarb	Actyvil	Cão, gato	<i>C. felis</i> .
Fluralaner	Bravecto	Cão	<i>C. felis</i> ; <i>D. reticulatus</i> ; <i>D. variabilis</i> ; <i>R. sanguineus</i>
Imidaclopride	Advantage Midaspot	Cão, gato	<i>C. felis</i> ; <i>C. canis</i> ; <i>T. canis</i> .
Niclosamina + oxibendazol	Vitaminthe	Cão, gato	<i>Ancylostoma caninum</i> ; <i>A. braziliense</i> ; <i>Toxocara canis</i> ; <i>Toxascaris leonina</i> ; <i>Uncinaria stenocephala</i> .
Pirantel	Strongid	Cão, gato	<i>Toxocara cati</i> ; <i>T. canis</i> ; <i>T. leonina</i> ; <i>A. caninum</i> ; <i>A. braziliense</i> ; <i>A. tubaeforme</i> ; <i>U. stenocephala</i> .
Praziquantel + milbemicina	Milbemax	Cão, gato	<i>A. tubaeforme</i> ; <i>A. caninum</i> ; <i>T. cati</i> ; <i>T. canis</i> ; <i>T. leonina</i> ; <i>Trichuris vulpis</i> ; <i>Crenosoma vulpis</i> ; <i>Dipylidium caninum</i> ; <i>Taenia</i> spp.; <i>Echinoococcus</i> spp.; <i>Mesocestoides</i> spp.
Ivermectina + pirantel	Heartgard plus	Cão	<i>Dirofilaria immitis</i> ; <i>D. repens</i> ; <i>T. canis</i> ; <i>T. leonina</i> ; <i>A. Caninum</i> ; <i>U. stenocephala</i> .
Pirantel + praziquantel	Drontal	Gato	<i>A. braziliense</i> ; <i>A. tubaeforme</i> ; <i>T. leonina</i> ; <i>T. cati</i> ; <i>Echonococcus granulosis</i> ; <i>E. multiloculares</i> ; <i>D. caninum</i> ; <i>Taenia</i> spp.; <i>Mesocestoides</i> spp.; <i>Joyeuxiella</i> spp..
Febantel + Pirantel + praziquantel	Drontal plus	Cão	<i>T. canis</i> ; <i>T. leonina</i> ; <i>U. stenocephala</i> ; <i>A. Caninum</i> ; <i>T. vulpis</i> ; <i>E. granulosis</i> ; <i>E. multiloculares</i> ; <i>D. caninum</i> ; <i>Taenia</i> spp.; <i>Multiceps multiceps</i> ; <i>Mesocestoides</i> spp.; <i>Giardia</i> spp.

ANEXO E. PRINCÍPIOS ATIVOS REFERIDOS AO LONGO DO TRABALHO E SEU ESPECTRO DE AÇÃO (CONTINUAÇÃO)

Princípio ativo	Nome comercial®	Espécies-alvo	Espectro de ação
Febantel + Pirantel + praziquantel	Zipyran plus	Cão	<i>T. canis</i> ; <i>T. leonina</i> ; <i>U. stenocephala</i> ; <i>A. caninum</i> ; <i>T. vulpis</i> ; <i>E. granulosus</i> ; <i>D. caninum</i> ; <i>Taenia</i> spp.; <i>M. multiceps</i> ; <i>Mesocestoides</i> spp.
Praziquantel	Zipyran	Cão, gato	<i>E. granulosus</i> ; <i>E. multilocularis</i> ; <i>D. caninum</i> ; <i>Taenia</i> spp.; <i>Mesocestoides</i> spp.
Oxantel + Pirantel + praziquantel	Dolpac	Cão	<i>T. canis</i> ; <i>T. leonina</i> ; <i>A. Caninum</i> ; <i>U. stenocephala</i> ; <i>T. vulpis</i> ; <i>D. caninum</i> ; <i>Taenia</i> spp.
Fenbendazol	Panacur	Cão, gato	<i>T. cati</i> ; <i>T. canis</i> ; <i>A. tubaeforme</i> ; <i>A. caninum</i> ; <i>U. stenocephala</i> ; <i>Giardia</i> spp.
Milbemicina oxima + Lufenuron	Program Plus	Cão	<i>Ctenocephalides</i> spp.; <i>A. caninum</i> ; <i>T. canis</i> ; <i>T. vulpis</i> ; <i>D. immitis</i> (L3/L4).
Imidaclopride + moxidectina	Advocate	Cão, gato	<i>C. felis</i> ; <i>Otodectes Cynotis</i> ; <i>Notoedres cati</i> ; <i>Sarcoptes scabiei</i> var. <i>canis</i> ; <i>Demodex canis</i> ; <i>D. immitis</i> ; <i>T. cati</i> ; <i>T. canis</i> ; <i>T. leonina</i> ; <i>A. caninum</i> ; <i>A. tubaeforme</i> ; <i>U. stenocephala</i> ; <i>T. vulpis</i> ; <i>Angiostrongylus vasorum</i> ; <i>Crenosoma vulpis</i> ; <i>Spirocera lupi</i> ;
Selamectina	Stronghold	Cão, gato	<i>Ctenocephalides</i> spp.; <i>O. Cynotis</i> ; <i>F. subrostratus</i> ; <i>T. canis</i> ; <i>S. scabiei</i> ; <i>T. canis</i> ; <i>T. cati</i> ; <i>A. tubaeforme</i> ; <i>D. immitis</i> .