



Parasitismo em Ruminantes associado à Gestão de Resíduos Pecuários

Catarina Filipa Baptista Garção

Orientadores

Professora Doutora Ana Cristina Outeiro Correia de Matos

Professora Doutora Maria da Conceição Mesquita dos Santos

Dissertação apresentado à Escola Superior de Agrária do Instituto Politécnico de Castelo Branco para cumprimento dos requisitos necessários à obtenção do grau de Mestre em Engenharia Zootécnica, realizada sob a orientação científica da Doutora Professora Doutora Ana Cristina Outeiro Correia de Matos, do Instituto Politécnico de Castelo Branco, e da Professora Doutora Maria da Conceição Mesquita dos Santos, do Instituto Politécnico de Castelo Branco.

Maio 2019

Composição do júri

Presidente do júri

Prof. Doutor António Manuel Moitinho Nogueira Rodrigues, Professor Coordenador da Escola Superior Agrária do Instituto Politécnico de Castelo Branco.

Vogais

Prof. Doutor Manuel Vicente de Freitas Martins, Professor Coordenador da Escola Superior Agrária do Instituto Politécnico de Castelo Branco.

Prof. Doutor João Paulo Baptista Carneiro, Professor Adjunto da Escola Superior Agrária do Instituto Politécnico de Castelo Branco.

Prof. Doutora Maria da Conceição Mesquita dos Santos, Professora Adjunta da Escola Superior Agrária do Instituto Politécnico de Castelo Branco.

Prof. Doutora Ana Cristina Outeiro Correia de Matos, Professora Adjunta da Escola Superior Agrária do Instituto Politécnico de Castelo Branco.

Agradecimentos

Sem ordem de importância, gostaria de utilizar esta página para agradecer a todos os que me apoiaram e ajudaram, tanto na execução deste trabalho como a não desistir dele.

À Escola Superior Agrária de Castelo Branco, que me acolheu durante os melhores anos da minha vida e me deu a oportunidade de realizar este estudo.

À Professora Doutora Ana Cristina Matos por me orientar e coordenar não só na área da Parasitologia mas em todas as etapas deste estudo e incentivar da melhor forma possível.

À Professora Doutora Conceição Mesquita, por toda a ajuda, incentivo e disponibilidade e por entender o meu lado lembrando-me sempre da minha responsabilidade e que podemos sempre fazer melhor.

Ao Professor Doutor Manuel Vicente, pelas intervenções sábias e úteis.

À Professora Doutora Catarina Gavinhos, por me ajudar e relembrar a área da Estatística.

À Engenheira Sandra, Engenheiro Joaquim, Engenheiro Galvão e ao Sr. Saraiva por estarem sempre disponíveis para ajudar e para dar todas informações, mil vezes por mim perguntadas.

Às Engenheiras Telma e Lena, por toda a ajuda e disponibilidade, preciosas e fundamentais. Obrigada por terem sempre uma palavra doce e motivadora a dizer.

Aos estagiários do laboratório Luís e Natália, por toda a ajuda incansável que possibilitou a execução de todos os protocolos a tempo e horas.

À Engenheira Natália, pela disponibilidade para todas as minhas alterações e invenções.

À RuralConsulting, pela compreensão, disponibilidade e por todos os ensinamentos.

Aos meus colegas e amigos Mário, Filomena, Filipe, Lúcia e Rodrigo, por me acompanharem e ajudarem nesta jornada e por me lembrarem, demasiadas vezes, que não somos só estudantes. Por me darem tantas vezes abrigo e terem tanta paciência para mim, mesmo nos dias difíceis.

Aos meus colegas de licenciatura e mestrado, por toda a ajuda e companheirismo.

Às minhas amigas, por compreenderem todos os meus receios e me ajudarem a enfrentá-los.

Ao meu namorado, por me incentivar e nunca me deixar desistir. Pela insistência, paciência e compreensão que me permitiram chegar ao fim.

Aos meus pais, que fizeram com que tudo fosse possível. Pela força, paciência, confiança e pela sorte que tenho em tê-los.

À minha irmã, por ser a melhor irmã do mundo, por todo o incentivo, por me amparar tantas vezes e por me dar sempre os melhores conselhos mesmo quando ainda não sei que vou precisar deles.

A todos os que, de alguma forma me ajudaram a chegar aqui, o meu sincero obrigada!

Resumo

Os parasitas gastrointestinais causam grandes perdas na produção de ruminantes e podem prevalecer no seu trato intestinal durante meses. Através das fezes emitidas pelos animais infetados ou através da sua aplicação como fertilizante natural (estrume e chorume) as pastagens podem ser contaminadas. Desta forma, pode criar-se um ciclo que contribui para o desenvolvimento de parasitas gastrointestinais, uma vez que essas pastagens continuarão a ser consumidas pelos animais. O conhecimento destes parasitas e da sua ação é fundamental para o controlo de infeções e para o sucesso da exploração.

A presente dissertação aborda os principais parasitas que afetam os ruminantes e consequentemente a sua produção e pretende pesquisar a existência desses parasitas nas fezes dos ruminantes da Quinta da Senhora de Mércules e a respetiva prevalência nas pastagens, solos e águas de locais onde foram aplicados estrume e chorume de bovinos e onde ocorreu pastoreio por ovinos.

O trabalho prático decorreu entre os meses de janeiro e junho de 2018, e as análises parasitológicas foram realizadas no Laboratório de Parasitologia da Escola Superior Agrária de Castelo Branco, utilizando as técnicas de Mc Master modificada, flutuação de Willis, Baerman, Roberts O'Sullivan (coprocultura) e os métodos de Bailenger modificado, Sedimentação e Rugai (adaptado).

As análises efetuadas às camas e fezes dos grupos de ovinos (jovens e adultos) revelaram diferenças significativas ($p < 0,05$) entre as matrizes, tanto para a presença de formas parasitárias como entre faixas etárias. Os resultados obtidos através das análises efetuadas às fezes dos bovinos, mostraram também que são os animais mais jovens que apresentam maior eliminação de formas parasitárias. Quanto às análises efetuadas às pastagens e solos, os resultados confirmaram que a humidade e temperatura são fatores importantes para a prevalência e desenvolvimento de formas parasitárias e que foram os locais em que tinha sido aplicado estrume os que apresentaram níveis de risco de contaminação mais elevado. No total das análises efetuadas, os principais géneros observados foram *Trichostrongylus*, *Cooperia*, *Moniezia*, *Ostertagia* e *Chabertia*.

Palavras chave

Beira Interior; Parasitas Gastrointestinais; Ruminantes; Pastagens; Solo.

Abstract

Gastrointestinal parasites cause large losses in ruminant productions and may prevail in their intestinal tract for months. Through the feces emitted by infected animals or through their application as a natural fertilizer the pastures can be contaminated. This way, a cycle that contributes to the development of gastrointestinal parasites can be created, since these pastures will continue to be consumed by animals. To get to know these parasites and its action is fundamental for the control of infections and for the success of the exploration.

This dissertation is about the main parasites that affect ruminants and consequently their production and intends to investigate the existence of these parasites in feces from the Quinta da Senhora de Mércules ruminants and their prevalence in the pastures, soils and water from places fertilized with bovine manure and where grazing by sheep occurred.

The practical work took place between the months of January and June 2018, and the parasitological tests were carried out at the Parasitology Laboratory of the Agrarian School of Castelo Branco, using modified Mc Master techniques, Willis, Baerman, Roberts O'Sullivan (coproculture) and the modified Bailenger methods, Sedimentation and Rugai (adapted).

The analyzes performed on the beds and feces of groups of sheeps (young and adult) revealed significant differences ($p < 0,05$) between the matrices, both for the presence of parasitic forms as well as between age groups. The results obtained through bovine feces also showed that it is the youngest animals that have greater elimination of parasitic forms. In what concerns to the analyzes of pastures and soils, the results confirmed that humidity and temperature are important factors for prevalence and development of parasitic forms, results also confirmed that the places where manure had been applied presented higher risk of contamination. From all the analyzes carried out, the main genus observed were *Trichostrongylus*, *Cooperia*, *Moniezia*, *Ostertagia* and *Chabertia*.

Keywords

Beira Interior; Gastrointestinal Parasites; Ruminants; Pastures; Soil.

Índice geral

Composição do júri.....	III
Agradecimentos.....	V
Resumo.....	VII
Abstract.....	IX
Índice de Figuras.....	XV
Lista de Tabelas.....	XVII
Lista de abreviaturas, siglas e acrónimos.....	XIX
I. Introdução.....	1
1. Produção de Ovinos e Bovinos.....	1
2. Parasitismo.....	2
2.1. Principais parasitas gastrointestinais em ruminantes.....	4
2.1.1. Classe Nemátoda.....	5
2.1.1.1. Ciclo de vida.....	5
2.1.1.2. Família Trichostrongylidae.....	6
a) <i>Ostertagia</i>	6
b) <i>Haemonchus</i>	7
c) <i>Trichostrongylus</i>	8
d) <i>Cooperia</i>	8
e) <i>Nematodirus</i>	9
2.1.1.3. Família Strongylidae.....	10
a) <i>Chabertia</i>	10
b) <i>Oesophagostomum</i>	10
c) <i>Bonostomum</i>	11
2.1.2. Classe Trematoda.....	12
2.1.2.1. Ciclo de vida.....	12
2.1.2.2. Família Fasciolidae.....	13
a) <i>Fasciola</i>	13
2.1.2.3. Família Dicrocoeliidae.....	14
a) <i>Dicrocoelium</i>	14
2.1.2.4. Família Paramphistomatidae.....	15
a) <i>Paramphistomum</i>	15
2.1.3. Classe Céstoda.....	16
2.1.3.1. Ciclo de vida.....	17
2.1.3.2. Família Anoplocephalidae.....	17

a) <i>Moniezia</i>	17
2.1.4. Classe Coccidia	18
2.1.4.1. Ciclo de vida	18
2.1.4.2. Família Eimeriidae	19
a) <i>Eimeria</i>	19
3. Controlo parasitário	20
4. Objetivos	22
II. Material e Métodos	23
1. Caracterização da Exploração e Efetivo Animal.....	23
2. Colheita de Amostras	28
2.1. Camas de ovinos	30
2.2. Chorume	30
2.3. Fezes.....	30
2.4. Pastagem	31
2.5. Solo	31
2.6. Água.....	32
3. Métodos analíticos	33
3.1. Análises Parasitológicas.....	33
a) Técnica de Mc Master modificada	33
b) Técnica de flutuação de Willis.....	34
c) Método de Bailenger modificado.....	35
d) Técnica de Baerman.....	36
e) Coprocultura - Técnica de Roberts O'Sullivan.....	37
f) Método de Sedimentação.....	38
g) Método de Rugai adaptado por Carvalho <i>et al.</i> (2005).....	39
4. Análise estatística.....	40
III. Apresentação e Discussão de Resultados.....	41
1. Ovinos.....	41
1.1. Camas e Fezes.....	41
1.1.1. Evolução de o.p.g. e O.p.g. ao longo do tempo	43
1.2. Pastagens e Solos	47
2. Bovinos	50
2.1. Fezes.....	50
2.2. Chorume	53

3. Avaliação dos parasitas nas pastagens e nos solos após aplicação de estrume e/ou chorume	54
3.1. Ano de 2016.....	55
3.1.1. Pastagens	55
3.1.2. Solos e Águas	56
3.2. Anos 2017	56
3.2.1. Pastagens	56
3.2.2. Solos e Águas	60
3.2.3. Géneros e espécies identificadas.....	62
V. Considerações Finais	64
VI. Referências Bibliográficas	66

Índice de Figuras

Figura 1 - Localização de Castelo Branco e da Quinta da Senhora de Mércules.....	23
Figura 2 - Tipos de solo existentes na Quinta Senhora de Mércules.....	24
Figura 3 - Evolução dos valores médios mensais da precipitação e temperatura atmosférica durante o primeiro semestre do ano de 2018.....	26
Figura 4 - Ovinos – Lote de borregos da ESACB.....	27
Figura 5 - Bovinos – Lote de novilhas da ESACB.....	27
Figura 6 - Locais alvo de análise na Quinta Senhora de Mércules.....	29
Figura 7 - Colheita de fezes de bovinos diretamente do reto.....	30
Figura 8 - Pastagem existente no local L37E.....	31
Figura 9 - Sonda para colheita de amostras de solo.....	32
Figura 10 - Colheita de amostra de água de um poço localizado no Local 108.....	32
Figura 11 - Preenchimento da Câmara de Mc Master.....	34
Figura 12 - Tubos com a solução saturada de açúcar na técnica de Mc Master e de flutuação de Willis.....	35
Figura 13 - Tubo com a solução a formar um menisco na realização da técnica de flutuação de Willis.....	35
Figura 14 - Preparação após centrifugação.....	36
Figura 15 - Conjunto de equipamentos instalado para a técnica de Baerman.....	37
Figura 16 - Colocação da mistura de amostra com serradura no frasco de vidro.....	38
Figura 17 - Frasco invertido sobre a placa de Petri.....	38
Figura 18 - Método de Sedimentação - amostras de pastagem em água e detergente.....	39
Figura 19 - Método de Sedimentação - amostras de pastagem na fase de filtração.....	39
Figura 20 - Amostras de solo em gaze no cálice de sedimentação, durante a realização da técnica de Rugai adaptado por Carvalho <i>et al.</i> (2005).....	39
Figura 21 - Número de o.p.g. e O.p.g. nas fezes e nas camas de animais jovens e animais adultos.....	41
Figura 22 - Evolução de eliminação de o.p.g. e O.p.g. em animais jovens.....	43
Figura 23 - Evolução de eliminação de o.p.g. e O.p.g. nas fezes em animais adultos.....	44
Figura 24 - Oocisto de <i>Eimeria</i> não esporulado.....	45
Figura 25 - Ovos de <i>Moniezia expansa</i> observado no material das camas.....	45
Figura 26 - Ácaro observado no material das camas.....	45
Figura 27 - Comparação de presença de <i>Moniezia expansa</i> em camas e em fezes.....	46
Figura 28 - Larva do género <i>Haemonchus</i> (Malcata, 2014).....	46
Figura 29 - Larva do género <i>Ostertagia</i> (Ramos, 2013).....	46
Figura 30 - Distribuição percentual dos géneros parasitários observados nas fezes dos ovinos (%), durante o período de estudo.....	47
Figura 31 - Ovo de <i>Moniezia benedeni</i>	52
Figura 32 - Larva do género <i>Trichostrongylus</i> (Ramos, 2013).....	53
Figura 33 - Ovo de <i>Moniezia expansa</i>	54
Figura 34 - Evolução de O.p.g. e L3.p.g. nas pastagens de acordo com a temperatura média.....	57
Figura 35 - Evolução de O.p.g. e L3.p.g. nas pastagens de acordo com a precipitação.....	58
Figura 36 - Evolução de O.p.g. e L3.p.g. nas pastagens de acordo com a humidade.....	58
Figura 37 - Ovo EGI.....	59

Figura 38 - Ovo EGI com larva no seu interior	59
Figura 39 - Evolução de L3.p.g. nos solos consoante a temperatura média	60
Figura 40 - Evolução de L3.p.g. nos solos consoante a precipitação.....	60
Figura 41 - Evolução de L3.p.g. nos solos consoante a humidade	60
Figura 42 - Distribuição dos géneros parasitários observados nas pastagens e solos, ao longo do período de estudo	62
Figura 43 - Larva do género <i>Chabertia</i> (Ramos, 2013)	63

Lista de Tabelas

Tabela 1 - Dados climáticos do ano 2016.....	24
Tabela 2 - Dados climáticos do ano 2017.....	25
Tabela 3 - Dados climáticos do ano 2018 (até Junho).....	26
Tabela 4 - Plano de recolha de amostras, das diferentes matrizes, durante o período de estudo.....	28
Tabela 5 - Locais da Quinta Senhora de Mércules, onde foram realizadas colheitas, durante o período de estudo.....	29
Tabela 6 - Comparação entre o nº de oocistos e nº de ovos nas fezes e nas camas, nas duas classes etárias estudadas (<i>p-value</i>).....	41
Tabela 7 - Valores médios do número o.p.g. e O.p.g. nas fezes e nas camas.....	42
Tabela 8 - Valores totais de o.p.g., O.p.g. e L3.p.g. nas pastagens de locais de pastoreio.....	47
Tabela 9 - Classificação de nível de risco de contaminação das pastagens de locais de pastoreio*.....	48
Tabela 10 - Valores totais de o.p.g., O.p.g. e L3.p.g. nos solos de locais de pastoreio.....	49
Tabela 11 - Níveis de risco de contaminação dos solos de locais de pastoreio.....	49
Tabela 12 - Grau de infeção parasitária consoante a contagem de o.p.g. ou O.p.g. em bovinos.....	50
Tabela 13 - Valores médios de o.p.g., O.p.g. e L3.p.g. em cada tipo de técnica laboratorial.....	51
Tabela 14 - Classificação de graus de infeção parasitária consoante a contagem de o.p.g., O.p.g. e L3.p.g. em cada tipo de análise.....	51
Tabela 15 - Resultados de análises de chorume.....	54
Tabela 16 - Valores médios de o.p.g., O.p.g. e L3.p.g. nas pastagens com aplicação de chorume e estrume em 2016.....	55
Tabela 17 - Níveis de risco de contaminação das pastagens com aplicação de chorume e estrume em 2016.....	55
Tabela 18 - Valores médios de o.p.g., O.p.g. e L3.p.g. nas pastagens dos locais fertilizados em 2017.....	57
Tabela 19 - Níveis de risco de contaminação das pastagens com aplicação de chorume e estrume em 2017.....	59
Tabela 20 - Valores médios de o.p.g., O.p.g. e L3.p.g. nos solos com aplicação de chorume e estrume em 2017.....	61
Tabela 21 - Níveis de risco de contaminação dos solos com aplicação de chorume e estrume em 2017.....	61

Lista de abreviaturas, siglas e acrónimos

C – Chorume

CO₂ - Dióxido de carbono

E – Estrume

EGI – Estrongilídeos Gastrointestinais

ESACB – Escola Superior Agrária de Castelo Branco

HD – Hospedeiro definitivo

HI – Hospedeiro intermediário

L – Local

L1 – Primeiro estadio evolutivo larvar

L2 – Segundo estadio evolutivo larvar

L3 – Terceiro estadio evolutivo larvar

L4 – Quarto estadio evolutivo larvar

L5 – Quinto estadio evolutivo larvar

L3.p.g. – Larvas por grama

o.p.g. – Oocistos por grama

O.p.g. – Ovos por grama

O₂ - Oxigénio

rpm – Rotações por minuto

I. Introdução

1 Produção de Ovinos e Bovinos

A espécie ovina (*Ovis aries*) pertence à família *Bovidae*, e é considerada como uma das primeiras espécies a ser domesticada pelo Homem, através da qual obtinha não só alimentos (leite e carne), mas também lã e pele para vestuário (Almeida, 2007).

As características fisiológicas dos ovinos, relacionadas com um ciclo reprodutivo bem adaptado à curva de produção da pastagem, a sua capacidade de preensão de alimento junto ao solo, bem adaptada a pastagens pobres, e o seu instinto gregário, responsável por um fácil maneio contribuem favoravelmente para a sua produção. (Lagares, 2008).

A produção de ovinos pode ser feita em modo de subsistência, com efetivos pequenos, ou em grande escala, com efetivos compostos por um elevado número de animais. Muitas vezes na produção familiar são produzidos caprinos e ovinos em simultâneo com o objetivo de obter um maior rendimento.

Geralmente, o regime de produção destes animais é extensivo ou semi-intensivo, utilizando-se os terrenos mais pobres das propriedades agrícolas, pousios, pastagens espontâneas ou baldios comunitários, para pastoreio de ovinos, fazendo-se, por vezes, uma suplementação alimentar variável durante as épocas críticas (Pires, 2014).

De acordo com dados relativos ao ano 2017 (FAO, 2018), esta espécie é produzida em todo o mundo, encontrando-se o maior número de animais no continente asiático (42,3% do efetivo mundial), seguindo-se o continente africano (31,7%) e, finalmente, o continente europeu que concentra cerca de 11% destes animais. No que se refere a Portugal, a produção de ovinos também se estende por todo o país, embora seja na região do Alentejo que se encontra a maior produção desta espécie (INE, 2018).

Segundo Romão (2014), o setor dos pequenos ruminantes a nível nacional era um setor em declínio e pouco competitivo, sendo esse facto atribuído sobretudo ao modo de produção tradicional de exploração que gera baixas produtividades. Lagares (2008) justifica também este facto devido, por um lado, à baixa formação técnica dos produtores e, por outro, à crescente dificuldade de comercialização dos produtos obtidos, sobretudo queijo, devido à grande concorrência que se faz sentir atualmente com a importação deste produto de outros países.

Porém, hoje reconhece-se a importância do pastoreio associado aos pequenos ruminantes não só na manutenção de áreas naturais menos férteis mas, sobretudo, no seu papel na preservação da biodiversidade e dos ecossistemas sensíveis, na luta contra a erosão, inundações e incêndios (Guerreiro, 2009).

Outra espécie da família *Bovidae* com elevado interesse produtivo em Portugal é a espécie bovina (*Bos taurus*) que, segundo evidências arqueológicas, foi domesticada na região oriental do Mediterrâneo e do Médio Oriente há cerca de 10 mil anos (Anderung, 2006). Tal como os pequenos ruminantes, a espécie bovina suprimia as necessidades humanas através do leite, carne e pele e era também essencial na preparação dos solos, sendo utilizada para tração de alfaías agrícolas.

De acordo com dados disponibilizados pela FAO (2018) e referentes a 2017, no caso desta espécie, verifica-se que a maior produção ocorre no continente americano, que apresenta cerca de 34,6% da produção mundial, sendo também o maior produtor de carne bovina. O continente asiático conta com 31,5% da produção mundial, embora a Índia seja o maior exportador de bovinos do mundo (Alvez, 2016).

À semelhança dos pequenos ruminantes, a espécie bovina também pode ser produzida em sistema intensivo ou extensivo. Em Portugal é produzida essencialmente em modo de produção extensiva e com maior expressão nas regiões do Norte, Alentejo e Açores. A produção de bovinos de carne ocorre maioritariamente na região do Alentejo, enquanto a produção de bovinos de leite se concentra sobretudo na região dos Açores, de acordo com dados das Estatísticas Agrícolas referente ao ano 2017 (INE, 2018).

Na região Norte, caracterizada por uma agricultura mais familiar e com propriedades de pequena dimensão, verifica-se que o regime de produção se caracteriza por um reduzido número de vacas por criador, enquanto na região Sul, principalmente no Alentejo, a produção de bovinos é em maior escala, destinando-se sobretudo à produção de carne, os sistemas de exploração são extensivos e o efetivo médio é superior a 50 animais (GPP, 2007).

As doenças parasitárias estão entre as principais causas dos problemas observados nos animais de interesse zootécnico e são responsáveis por elevadas perdas económicas (Ramos, 2013). As condições climáticas registadas em Portugal favorecem a produção de pastagens e forragens, que permitem a supressão das necessidades alimentares dos ruminantes, mas também favorecem o parasitismo, pelas temperaturas amenas e elevada humidade registadas, principalmente, na primavera.

Os parasitas gastrointestinais podem diminuir o consumo voluntário de alimento e a eficiência da utilização de nutrientes, contribuindo para o atraso no desenvolvimento dos animais, principalmente dos animais mais jovens que parece ser a faixa etária mais vulnerável a este problema.

Assim, é importante o conhecimento dos fatores que podem estar associados à ocorrência destes parasitas, de modo a saber quais as medidas de controlo e prevenção mais eficazes, não só em termos de estratégia sanitária (higiene de instalações e equipamentos, desparasitações), mas também ao nível da gestão de pastagens e de resíduos pecuários (líquidos e sólidos) produzidos ao nível da exploração, por forma a evitar não só, perdas na produtividade dos animais e consequentes prejuízos económicos que daí advêm, como também contribuir para a minimização dos potenciais impactes para a saúde pública, associados à disseminação nos diferentes compartimentos ambientais (principalmente solo e água) destes parasitas.

2 Parasitismo

Parasitismo é a associação entre dois seres vivos, na qual um deles é beneficiado, o parasita, normalmente mais pequeno, menos organizado, ou de menor nível zoológico e o outro é prejudicado, o hospedeiro, de maior tamanho e de espécie mais organizada. Esta associação pode ser temporal ou permanente (Guerreiro, 2009).

Os parasitas podem classificar-se segundo o local do organismo em que se situam em: ectoparasitas (parasitas externos) e endoparasitas (parasitas internos). Os ectoparasitas parasitam a pele e aberturas naturais, enquanto os endoparasitas são os que se desenvolvem nos órgãos internos (estômago, intestino, pulmão, fígado, entre outros) (Lagares, 2008).

Esta associação depende de todos os parâmetros que se relacionam com a infecção parasitária, como o clima, a geologia, a população vegetal e animal, com tudo o que lhe está inerente, e com a atividade humana.

A influência dos fatores ambientais é mais marcada quando os parasitas se encontram na fase de vida livre ou fase exógena (fora do hospedeiro) e, em fase larvar, uma vez que a sua sobrevivência e capacidade de provocar infecção, nesta fase, depende da temperatura e humidade do meio ambiente (Amarante, 2014). As larvas precisam de oxigénio, humidade e temperaturas amenas para sobreviverem nas pastagens. Períodos secos prolongados ou condições extremas de temperatura parecem não ser favoráveis ao desenvolvimento dos parasitas gastrointestinais. Estas condições ambientais não são também favoráveis ao desenvolvimento da vegetação e/ou pastagem, meio através do qual os parasitas entram no hospedeiro e dão continuidade ao seu ciclo biológico e, por isso, a ocorrência de infeções parasitárias tende a ser menor no período de verão.

Assim, verifica-se que em zonas desérticas ou cobertas de neve, o tempo de sobrevivência das larvas na pastagem e no solo é reduzido, enquanto em zonas com temperaturas amenas e teor de humidade elevado os parasitas tendem a sobreviver mais tempo. Para além das condições climáticas, o tipo de solo e a topografia podem também influenciar o tipo de parasitismo e a sobrevivência dos diversos parasitas, verificando-se por exemplo que em zonas de baixas, por serem geralmente zonas de textura mais fina, e por isso mais húmidas, reúnem condições favoráveis à sobrevivência parasitária (Sotomaior *et al.*, 2009).

As práticas agrícolas e zootécnicas são atividades humanas que podem modificar o ecossistema. A utilização de dejetos dos animais como fonte de fertilização de pastagens é uma prática agrícola que pode dar continuidade ao ciclo biológico dos parasitas, aumentando o potencial de contaminação e podendo colocar em risco a saúde dos animais. Determinados tipos de cultura também podem melhorar as condições do desenvolvimento larvar, por exemplo, prados ricos em leguminosas fornecem a cobertura do solo e a conservação da humidade favorecendo a migração das larvas em terceiro estadio (L3) até às folhas. Por outro lado, as gramíneas permitem a entrada da luz solar entre as plantas, atuando sobre as formas parasitárias que se encontram no solo e provocando a sua morte (Guerreiro, 2009). No feno ou na silagem, produzidos a partir de pastagens contaminadas, os níveis de oxigénio e humidade não são compatíveis com a sobrevivência da maioria das larvas (Sotomaior *et al.*, 2009). O risco de ocorrerem parasitoses diminui no caso dos animais estabulados, uma vez que o alimento fornecido está livre de larvas, desde que estejam implementadas as boas práticas de higiene dos alojamentos, alimentos e locais de abeberamento, bem como as boas práticas de eliminação de cadáveres.

Também o aumento de densidade animal numa determinada área pode favorecer o aumento do parasitismo nos animais de uma exploração. De facto, um grande número de animais a alimentar-se regularmente numa área pequena aumenta a probabilidade de infecção, já que a forma mais comum de infecção é o pastoreio em áreas contaminadas com larvas vivas de parasitas (Ramos, 2013).

Fatores como a espécie, raça, género, constituição genética, idade, estado físico, fisiológico, condição corporal do animal e a alimentação interferem na sua resistência às infeções através da sua influência no sistema imunitário. Dentro da mesma espécie, existem raças mais resistentes do que outras, por exemplo, raças autóctones são mais resistentes do que as raças exóticas, uma vez que as raças autóctones estão adaptadas ao clima e ao parasitismo da região. Em animais da mesma raça, também existem indivíduos que são naturalmente mais resistentes que outros, características que podem ser transmitidas geneticamente, possibilitando a identificação dos animais mais resistentes e cruzá-los entre si, tornando o grupo mais resistente (Sotomaior *et al.*, 2009).

No que diz respeito à alimentação, o estado nutritivo do hospedeiro pode determinar o estabelecimento e desenvolvimento de parasitas. Um animal em estado de nutrição débil estará mais predisposto ao desenvolvimento de uma infeção do que outro cujo estado nutricional é melhor (Campillo e Vázquez, 2002).

Existem também fases do ciclo reprodutivo que podem deixar os animais mais suscetíveis, como é o caso da fase da gestação e lactação, nestas fases o sistema imunitário da fêmea está mais suscetível. Também os animais jovens estão mais predispostos a infeções parasitárias, pelo facto do seu sistema imunitário estar menos desenvolvido e por não terem estado ainda expostos a parasitas e, por isso, não criaram ainda um nível adequado de resistências aos parasitas. Esta imunidade é sobretudo adquirida ao fim do primeiro ano de vida e é expressa com uma diminuição na eliminação de ovos e redução de parasitas adultos, consequentemente, um número menor de larvas infetantes (Oliveira, 2018).

Por outro lado, também existem alguns fatores que dependem do próprio parasita, como a patogenicidade das espécies parasitárias, que faz com que a carga parasitária necessária para causar doença varie consideravelmente (Souza, 2013 citado por Santos *et al.*, 2015).

2.1. Principais parasitas gastrointestinais em ruminantes

Pertencentes ao Reino Animalia, existem três filos de Helminthes: Nematheleminthes, Acanthocephala e Platyhelminthes.

O filo Nematelminthes (corpo cilíndrico e alongado) possui seis classes mas apenas uma delas, a classe Nemátoda, contém helmintes de significância parasitária (Urquhart *et al.*, 1996).

O filo Plathelminthes (corpo achatado) tem duas classes de particular interesse: a classe Trematoda e a classe Cestoda. Na classe Trematoda estão incluídas sete famílias, mas são as famílias Fasciolidae, Dicrocoeliidae e Paramphistomatidae que incluem mais géneros de relevância parasitária. Os tremátodes adultos de interesse veterinário podem ser encontrados no intestino, ductos biliares, pulmões e vasos sanguíneos (Lagares, 2008). A classe Cestoda difere da Trematoda na fisionomia dos seus elementos, os corpos são achatados e longos, semelhantes a fitas, conhecidas também por ténias. Esta classe tem duas ordens sendo a mais importante a Cyclophyllidea, que é também constituída por sete famílias das quais a Taeniidae e a Anoplocephalidae se destacam pela sua importância parasitológica em ruminantes.

Dentro do Reino Protista, existe também o filo Protozoa, que contém organismos unicelulares, protozoários. Este filo é composto por várias classes das quais se destaca a classe Coccidia, por sua vez é composta por duas famílias: *Eimeriidae* e *Sarcocystidae*.

2.1.1. Classe Nemátoda

Esta classe é composta por dez superfamílias: Trichostrongyloidea, Strongyloidea, Metastrongyloidea, Rhabditoidea, Ascaridoidea, Oxyuroidea, Spiruroidea, Pilarioidea, Trichuroidea e Dioctophymatoidea. As características físicas destes parasitas possibilitam diferenciá-los de outras classes. Geralmente, os nematodes são de forma cilíndrica, afilados nas extremidades, e têm o corpo coberto por uma camada translúcida, a cutícula. A cutícula é secretada pela hipoderme, e funciona como a sua principal camada protetora. O corpo, simétrico rígido, permite a sua locomoção por ondulação sinusoidal. O sistema digestivo é tubular e completo. Alguns nematodes possuem armadura bucal completa, como os Strongiloides, e outros apresentam apenas uma abertura simples que permite a entrada do alimento diretamente para o esófago, como os Tricostrongilóides (Urquhart *et al.*, 1996). Normalmente, os machos possuem órgãos copuladores e as fêmeas são de maior tamanho.

Os nematodes são os parasitas gastrointestinais mais frequentemente observados em ruminantes, a nível mundial, especialmente em zonas temperadas e húmidas, e em animais produzidos em sistemas de pastoreio, sistemas extensivos ou semi-intensivos, causando lesões desde o abomaso até ao intestino (Costa, 2007).

Embora alguns parasitas possam ser relativamente fáceis de identificar pela sua localização em determinado tecido ou órgão do hospedeiro, o mesmo não se pode dizer quanto aos nematodes gastrointestinais (NGI). Por vezes é possível identificar larvas de NGI macroscopicamente mas só podem ser diferenciados quanto à sua espécie após exame microscópico (Ramos, 2013).

Os NGI que parasitam os ruminantes, compreendem diversas famílias e géneros, mas os mais representativos são as famílias Trichostrongylidae (géneros *Ostertagia*, *Haemonchus*, *Trichostrongylus*, *Cooperia*, *Nematodirus*, *Dictyocaulus*) e Strongylidae (géneros *Chabertia*, *Oesophagostomum* e *Bunostomum*) (Urquhart *et al.*, 1996).

2.1.1.1. Ciclo de vida

O ciclo de vida dos nematodes divide-se em duas fases: fase de vida livre ou fase exógena (fora do hospedeiro) e fase infetante ou fase endógena (dentro do hospedeiro). Os ciclos são, maioritariamente, diretos, ou seja, no ciclo não exige a presença de nenhum hospedeiro intermediário. Na fase de vida livre as larvas encontram-se na primeira e segunda fase de estadio larvar (L1 e L2). Ao passarem para o terceiro estadio (L3) dão início à fase infetante/parasitária do ciclo e é nessa fase que entram no hospedeiro (Urquhart *et al.*, 1996 citado por Santos *et al.*, 2015).

O ciclo biológico inicia-se com a eliminação de ovos (incolores e de forma ovoide) pelas fezes do animal. Caso ocorram as condições adequadas, em um a dois dias, desenvolve-se o primeiro estadio larvar (L1). Posteriormente evolui para o segundo estadio larvar (L2), que é marcado pela primeira muda de cutícula. Neste período, as larvas ainda se encontram dentro do bolo fecal e alimentam-se de microrganismos. Na passagem de L2 para L3 ocorre a

segunda muda, em que a cutícula de L2 é retida em L3, para evitar a sua dessecação, até encontrar um hospedeiro adequado, marcando assim a passagem para L3. O bolo fecal pode ser considerado como uma incubadora, no qual as larvas se desenvolvem até à fase infetante (Fonseca, 2006).

As L3 podem migrar no seu microhabitat, dependendo de fatores como o hidrotropismo e termotropismo positivo, geotropismo negativo e fototropismo positivo, quando a luz é ténue, e fototropismo negativo, quando a luz é intensa (Ramos, 2013). Utilizam as gotículas de água para se movimentarem e se afastarem do bolo fecal e deslocam-se para as plantas que serão ingeridas pelos animais em pastoreio, chegando assim ao hospedeiro e dando início à fase infetante.

Em geral, as condições ideais de temperatura atmosférica e humidade, para o desenvolvimento de L3, são respetivamente 18 - 30°C e valores superiores a 70%, podendo sobreviver entre 60 dias a mais de um ano nas pastagens, em condições adversas (Sotomaior *et al.*, 2009). A ausência de condições ambientais favoráveis à sobrevivência das larvas faz com que entrem em hipobiose, fenómeno que se define como a inibição do desenvolvimento larvar do nematode, reduzindo o seu metabolismo celular (Ramos, 2013). A hipobiose possibilita o desenvolvimento, após períodos de seca, de um grande número de larvas (Oliveira, 2018).

Dentro do hospedeiro, a diminuição de oxigénio, o aumento de dióxido de carbono e temperatura corporal do hospedeiro faz com que a larva, em terceiro estadio, perca a cutícula e se desloque para o local anatómico de preferência ao seu desenvolvimento (Oliveira, 2018). Ao passar para o quarto estadio larvar, o parasita encontra-se em fase adulta e inicia a postura dos ovos completando-se assim o ciclo biológico. Para a maioria dos nematodes, o ciclo biológico tem a duração de 28 a 35 dias (Urquhart *et al.*, 1996).

2.1.1.2. Família Trichostrongylidae

Os tricostrongilóides são pequenos nematodes que infetam essencialmente o trato gastrointestinal dos ruminantes, exceto o género *Dictyocaulus*, que infeta o sistema respiratório.

a) *Ostertagia*

Morfologia: Os adultos são finos, cauda da bainha curta, com coloração castanho-avermelhada e têm até 1 cm de comprimento.

Local anatómico de infeção: Abomaso.

Principais espécies: *Ostertagia ostertagi* (bovinos), *Ostertagia (Teladorsagia) circumcincta* (ovinos e caprinos), *Ostertagia trifurcata* (ovinos e caprinos).

Parasitas do género *Ostertagia* são considerados os principais responsáveis pela gastrite parasitária em ruminantes. Apresentam características de alta patogenicidade e podem ser observados até quando a carga parasitária é baixa, representando grandes perdas produtivas (Viveiros, 2009), cada fêmea pode pôr apenas 100-200 ovos por dia. Os principais sinais

clínicos são a perda de peso e diarreia. Afetam principalmente bovinos jovens, durante o seu primeiro período de pastoreio mas também podem afetar bovinos adultos.

A sua presença no abomaso, em número suficiente, origina uma série de alterações fisiológicas e, conseqüentemente sinais clínicos. As larvas penetram nas glândulas gástricas e o seu desenvolvimento causa erosão das células gástricas provocando uma redução da massa glandular gástrica funcional, responsável por produzir suco gástrico, afetando em particular as células parietais que produzem ácido clorídrico (HCl). Estas são substituídas por células indiferenciadas não secretoras de HCl. Este processo geralmente ocorre 18 dias após a infecção, a menos que ocorra hipobiose (Ramos, 2013). Quando ocorre a degradação de um número significativo de células parietais, o pH do abomaso pode chegar a 7, quando os valores normais de pH do abomaso estão entre 2 e 2,5. Assim, o pepsinogénio não é ativado para a forma ativa, a pepsina, e as proteínas não são desnaturadas e digeridas. A energia e proteínas consumidas através dos alimentos, que seriam utilizadas no crescimento, são necessárias para repor essas proteínas. Resultando assim em perdas de peso, atrasos no crescimento, diarreia e digestibilidade reduzida (MSD AGVET, s/d).

A Ostertagiose em bovinos ocorre segundo duas formas:

Tipo 1, que afeta principalmente bovinos jovens que tenham pastoreado intensivamente na sua primeira época de pastoreio e resulta da ingestão de larvas durante o mês anterior, a diarreia é esverdeada e persistente;

Tipo 2, que ocorre em novilhos no final do inverno ou primavera, após o acesso à pastagem. Este tipo de ostertagiose resulta da desinibição das larvas hipobióticas ingeridas durante o pastoreio do outono anterior e a diarreia é intermitente.

A coprologia é uma ferramenta útil para o diagnóstico de ostertagiose. Na necropsia, verificam-se alterações da mucosa e vermes adultos na sua superfície do abomaso, bem como odor anormal devido à proliferação bacteriana (Viveiros, 2009).

b) *Haemonchus*

Morfologia: Ovos de forma oval com polos assimétricos. Larvas adultas podem ter 2 a 3 cm de comprimento. As L3 são consideradas de tamanho médio e com forma semelhante a uma agulha, com cauda da bainha de tamanho médio.

Local anatómico de infecção: Abomaso.

Principais espécies: *Haemonchus contortus*, *Haemonchu plucei*, *Haemonchu similis*.

Os parasitas do género *Haemonchus* são dos maiores e mais prolíficos parasitas do abomaso, produzindo 5000 a 15000 ovos por dia. Trata-se de um parasita hematófago. O seu ciclo biológico é direto e a fase de vida livre é típica da família Trichostrongiloidae.

Antes da última muda estes nematodes desenvolvem uma espécie de espigão perfurante, na extremidade anterior, a partir da qual conseguem obter sangue dos vasos sanguíneos da mucosa (Urquhart *et al.*, 1996 citado por Souza, 2013). Cada helminte adulto pode causar a perda de 0,05 mL de sangue diariamente tanto pela ingestão quanto pelo derrame de sangue causado pelas lesões. Embora possam ocorrer casos de morte súbita, a anemia torna-se evidente cerca de duas semanas após a infecção. Em geral os animais mais jovens são mais

suscetíveis mas animais adultos, em situações particulares, também podem sofrer anemias fatais (Souza, 2013).

A diarreia não é comum em infeções causadas por *Haemonchus* spp., sendo os principais sintomas a palidez das mucosas, coloração escura das fezes (melena), alterações no velo e perdas de lã (Urquhart *et al.*, 1996).

Pode ser considerada uma das parasitoses mais patogénicas em pequenos ruminantes e a distribuição deste parasita é de escala mundial. Pode estar presente todo o ano mas a sua predominância é nas estações de verão e outono, no entanto as condições de elevada temperatura e humidade necessárias ao seu desenvolvimento faz com que tenha pouca relevância em Portugal.

c) *Trichostrongylus*

Morfologia: As larvas adultas são pequenas (até 7 mm) e finas como um fio de cabelo. Coloração castanha-avermelhada e cauda da bainha curta.

Local anatómico de infeção: Abomaso e intestino delgado.

Principais espécies: *Trichostrongylus axei*, *Trichostrongylus colubriformis*, *Trichostrongylus vitrinus* (ovinos e caprinos), *Trichostrongylus capricola* (ovinos e caprinos).

Os parasitas deste género fazem o seu ciclo biológico direto, podem sobreviver 4 a 6 meses na pastagem. Por norma, não causam infeção por si só, estando normalmente presentes em infeções mistas (efeito aditivo). A parasitose causada por estes parasitas é de distribuição mundial e atinge essencialmente ruminantes mas também pode afetar equinos, suínos, leporídeos e aves.

No caso de *Trichostrongylus axei*, as alterações provocadas na mucosa gástrica são semelhantes às provocadas pelo género *Ostertagia*, alterando o pH e aumentando a permeabilidade da mucosa. A principal diferença é que as larvas penetram entre as glândulas gástricas e não nas próprias glândulas, como a *Ostertagia* spp.. Animais afetados por trichostrongilídeos apresentam perda de peso e diarreia se a infeção for maciça. Podem apresentar também anemia, que apesar de não ser um sinal comum, pode ser causada pelo efeito da emaciação, diarreia e desnutrição. No caso de a infeção ser reduzida ocorrem apenas atrasos no crescimento e diminuição do apetite (Urquhart *et al.*, 1996 citado por Viveiros, 2009).

O diagnóstico pode ser realizado através de coprologia, uma vez que os ovos do género *Trichostrongylus* aparecem nas fezes do hospedeiro.

d) *Cooperia*

Morfologia: Larvas pequenas e filiformes, com a cauda da bainha de comprimento médio. Fêmeas adultas podem ter 15 a 20 mm e os machos 10 a 15 mm de comprimento.

Local anatómico de infeção: Intestino delgado.

Principais espécies: *Cooperia oncophora*, *Cooperia punctata*, *Cooperia pectinata* (bovinos), *Cooperia curticei* (ovinos e caprinos).

Este parasita, disperso por todo o mundo, também desempenha um papel secundário nas gastroenterites parasitárias em ruminantes (com maior importância nos vitelos). O seu ciclo evolutivo é direto e, em tamanho, podem ser comparados com os parasitas do género *Ostertagia*.

A infecção ocorre através da penetração dos parasitas na superfície epitelial do intestino delgado e causam atrofia das vilosidades e redução da área disponível para absorção. *Cooperia oncophora* e *Cooperia curticei* provocam, geralmente, infecções leves em vitelos e borregos, respetivamente. Os principais sinais clínicos destas infecções são a perda de apetite e atrasos no crescimento. *Cooperia punctata* e *Cooperia pectinata* são consideradas as espécies mais patogénicas. Nas infecções mais fortes, pode observar-se perda de peso e diarreia (Urquhart et al., 1996). Em climas temperados, é comum a ocorrência de infecções mistas de *Cooperia oncophora* e *Ostertagia ostertagi* em vitelos (Viveiros, 2009).

As técnicas de diagnóstico, tratamento e controle são em muito, semelhantes às da Ostertagiose, sendo a coprologia muito importante para controle (Urquhart et al., 1996).

e) ***Nematodirus***

Morfologia: As fêmeas adultas podem medir 15 a 29 mm de comprimento e os machos 10 a 15 mm. Os ovos podem atingir 230 µm de comprimentos e até 110 µm de largura, sendo considerados os maiores ovos da família Trichostrongilae.

Local anatómico de infecção: Intestino delgado.

Principais espécies: *Nematodirus battus* (ovinos), *Nematodirus filicollis* (ovinos e caprinos), *Nematodirus spathiger*, *Nematodirus helvetianus* (bovinos).

Nematodirus spp. é um nematode com distribuição mundial mas mais comum em regiões de clima temperado. Não são agentes patogénicos primários, têm um efeito aditivo nas infecções mistas com outros trichostrongilídeos, causando gastroenterite parasitária (Lagares, 2008). Tem uma parede muito resistente permitindo a sua viabilidade no ambiente por longos períodos de tempo.

O seu ciclo de vida é direto, comum aos restantes géneros da família Trichostrongilae, diferindo na fase exógena pois a larva desenvolve-se dentro do ovo até L₃, e a eclosão só ocorre dependendo de fatores externos. No caso do *Nematodirus battus* a eclosão só ocorre mediante temperaturas baixas seguidas de temperaturas moderadas. Esta condicionante faz com que as eclosões ocorram na primavera, originando uma geração por ano, e um pico de infecção e doença no fim da primavera. Ou seja, de acordo com Lagares (2008), a severidade da infecção é diretamente proporcional à contaminação das pastagens do ano anterior. Esta espécie causa uma estrogilose específica caracterizada por uma incidência sazonal muito restrita e por uma diarreia intensa e debilitante, principalmente em animais jovens (Lagares, 2008).

É um género pouco prolífico, excretando cerca de 50 ovos por dia. A infecção ocorre através da penetração dos parasitas no intestino delgado causando graves lesões nas vilosidades. O principal sinal clínico em animais gravemente parasitados é a ocorrência de diarreias. Seguidamente pode apresentar desidratação, dor abdominal, perda de apetite, perda de peso e diminuição no crescimento da lã, no caso dos ovinos (Souza, 2013).

2.1.1.3. Família Strongylidea

Os estrogiloides afetam o trato gastrointestinal e respiratório e entram no hospedeiro através da ingestão de alimentos. De ciclo biológico direto, a maioria dos parasitas desta família é caracterizado por uma grande cápsula bucal que geralmente contém dentes (Lagares, 2008).

Com a exceção de três géneros (*Syngamus*, *Mammomonogamus*, *Stephanurus*), nesta família, todos os outros géneros de importância veterinária alojam-se no intestino.

a) *Chabertia*

Morfologia: Os adultos podem medir até 2 cm, possuem cauda da bainha longa e uma cápsula bucal grande em forma de sino e sem dentes.

Local anatómico de infeção: Cólon.

Principais espécies: *Chabertia ovina*.

Chabertia ovina tem uma distribuição cosmopolita, mas é mais frequente em regiões de climas temperados. Parasita ovinos, caprinos e ocasionalmente bovinos. Apresenta número reduzido de elementos nas infeções, sendo raras as ocorrências de infeções provocadas só por este parasita. Normalmente é observado em infeções mistas, contribuindo para a gastroenterite parasitária (Lagares, 2008).

O ciclo de vida é direto e comum à maioria dos nematodes. Após entrar no hospedeiro, a L3 penetra na mucosa do intestino delgado (ocasionalmente na mucosa do ceco e cólon), onde ocorre o desenvolvimento para L4. Cerca de uma semana depois, emerge da mucosa do intestino delgado e migra para o ceco para completar o seu desenvolvimento para L5, completando-o 25 dias após a infeção. Ainda que a maioria das lesões sejam provocadas pelas formas adultas, as formas mais jovens também podem causar alterações consideráveis. Ao passarem do ceco para o cólon, o adulto adere à mucosa do cólon do hospedeiro, utilizando a sua cápsula bucal e succiona uma prega digerindo-a através de sucos digestivos secretados pelas glândulas esofágicas, causando hemorragias locais e perdas de proteína. A parede do cólon torna-se edematosa e espessa. Só 45 dias após a infeção é que começam a surgir os primeiros sinais clínicos (período pré-patente). O facto do efeito patogénico ocorrer dentro do período pré-patente faz com que a contagem de ovos fecais, nesse período, possa ser muito baixa (Urquhart *et al.*, 1996).

As infeções por *Chabertia* spp. provocam diarreia, por vezes com sangue, anemia e perdas de peso. Os parasitas expelidos através das fezes são facilmente reconhecidos devido à sua morfologia e em necropsias, o diagnóstico é geralmente baseado nas lesões provocadas pelos parasitas (Guerreiro, 2009).

b) *Oesophagostomum*

Morfologia: Apresenta cabeça afilada, cauda da bainha muito longa e cápsula bucal pequena. Robusto, de coloração branca e pode atingir o comprimento de 1,5 cm.

Local anatômico de infecção: Cólon.

Principais espécies: *Oesophagostomum columbianum* (ovinos e caprinos), *Oesophagostomum venulosum* (ovinos e caprinos), *Oesophagostomum radiatum* (bovinos).

Este género é o principal responsável pelas enterites em ruminantes e suínos. De grande prolificidade (5000-10000 ovos/dia), é considerado bastante patogénico e é responsável pela formação de nódulos no intestino do hospedeiro.

O ciclo biológico é tipicamente estrogilóide e a fase infetante começa com a ingestão de L3. As formas infetantes deste parasita penetram na mucosa dos intestinos grosso ou delgado e formam nódulos que podem atingir até 5 mm de diâmetro. Nestes nódulos ocorre a muda para L4. As L4 podem permanecer no interior dos nódulos por longos períodos, mas o seu desenvolvimento é reduzido. Seguidamente emergem e migram para o cólon onde se transformam em L5, isto é, em larva adulta, saindo posteriormente nas fezes (Urquhart *et al.*, 1996). O período pré-patente dura cerca de 45 dias.

O principal sinal clínico apresentado pelo animal infetado é a diarreia abundante, com fezes escuras e por vezes com presença de sangue. A forma crónica é a mais frequente, e o animal apresenta como sinais característicos diarreia acompanhada de expulsão de fezes esverdeadas que pode alternar com períodos de obstipação, até que finalmente só são eliminadas fezes líquidas. Os animais apresentam um quadro geral que se caracteriza por anorexia, desidratação, depressão, anemia e, posteriormente, a ocorrência de edemas. Nos adultos o efeito mais patogénico é provocado pela presença dos nódulos (com consequente diminuição da motilidade intestinal, estenose e invaginação intestinal) (Cardoso, 2010).

c) ***Bonostomum***

Morfologia: Pode atingir 1 a 3 cm de comprimento. Apresentam bolsa copuladora e cápsula bucal bem desenvolvida.

Local anatômico de infecção: Intestino delgado

Principais espécies: *Bunostomum trigonocephalum* (ovinos e caprinos), *Bunostomum phlebotomum* (bovinos).

Este parasita ocorre mais frequentemente em zonas tropicais e sub-tropicais. De ciclo biológico direto e forma infetante no terceiro estadio, *Bunostomum* spp. é um dos maiores nematodes do intestino delgado de ruminantes (Oliveira, 2018). Pertencem à superfamília Strongyloidea e família Ancylostomatidae e a infecção pode ocorrer por via cutânea (penetração seguida de migração pulmonar) ou por via oral. O período pré-patente pode variar entre 1 a 2 meses (Ramos, 2013).

Trata-se de parasitas hematófagos, que se fixam à mucosa intestinal e provocam anemia, hipoalbuminemia, prostração, perda de peso e diarreia intermitente. Em vitelos, a penetração cutânea das larvas pode ser acompanhada de prurido e em borregos podem observar-se sinais de dermatite alérgica nas zonas axilares e inguinais (Urquhart *et al.*, 1996).

2.1.2. Classe Trematoda

A classe Trematoda divide-se em duas subclasses principais: a Monogenea, que tem um ciclo de vida direto, e a Digenea, que requer um hospedeiro intermediário.

Os trematodes pertencentes à ordem Monogenea parasitam, principalmente peixes e anfíbios. Os parasitas da ordem Digenea são encontrados exclusivamente em vertebrados e são de considerável importância veterinária. A maioria dos parasitas são achatados, fixam-se no local em que causam infecção através de sucção e são hermafroditas, tendo gerações sexuadas e assexuadas. Dependendo do local anatômico de infecção, os ovos saem do hospedeiro final, geralmente nas fezes e necessitam um hospedeiro intermediário para se desenvolverem (ciclo biológico indireto). Algumas espécies necessitam de mais do que um hospedeiro intermediário.

Existem muitas famílias na classe Trematoda, e aquelas que incluem parasitas de maior importância veterinária são os Fasciolidae, Dicrocoeliidae, Paramphistomatidae (Urquhart *et al.*, 1996).

2.1.2.2. Ciclo de vida

O ciclo de vida dos trematodes é considerado indireto e também se divide em duas fases, mas ambas ocorrem dentro de um hospedeiro. Uma das fases de desenvolvimento ocorre com recurso a um hospedeiro intermediário (HI) e a outra fase ocorre no interior de um hospedeiro definitivo (HD).

A primeira fase inicia-se com a eliminação dos ovos através das fezes dos HD. Após arrastamento pela água, desenvolve-se um embrião piriforme no interior dos ovos denominado miracídio. O seu desenvolvimento depende de alguns fatores externos como a existência de água, temperatura superior a 10°C (temperatura ótima de 25°C) e pH ótimo de 5,5 a 6. Após 2 a 4 semanas o miracídio completa o seu desenvolvimento, e ocorre a eclosão do ovo. A eclosão também depende de fatores externos como temperaturas entre os 25-27°C, existência de água livre e a presença de estímulo luminoso (Cardoso, 2010). O estímulo luminoso faz com que o miracídio liberte uma enzima que permite a eclosão (Urquhart *et al.*, 1996).

Revestido por cílios, o miracídio desloca-se na água para encontrar a espécie adequada do caracol aquático. Ele adere, por sucção, ao caracol e penetra os seus tecidos moles para proceder ao seu desenvolvimento. O processo de penetração leva cerca de 30 minutos, em que o miracídio perde os cílios e desenvolve uma massa indiferenciada de células germinativas, denominada de esporocisto (Urquhart *et al.*, 1996). Se a procura pelo HI exceder as vinte e quatro horas ele morre por esgotar as suas reservas energéticas (Oliveira, 2018). Os HI são gastrópodes anfíbios dos géneros *Lymnaea*, *Bulinus* e *Physa*, assumindo a *Lymnaea truncatula* papel de destaque devido à sua distribuição por todo o mundo, que podem ser encontrados nas pastagens junto a charcas ou lagoas (Gomes, 2012).

Através de repetidas divisões assexuais, o esporocisto dá origem a rédias, que se desenvolvem até perfurarem a sua parede para se alimentarem do tecido do caracol aquático. Após novas divisões a rédia desenvolve uma segunda geração e posteriormente, forma uma

terceira geração larvar, a cercária. Alimentam-se por absorção de materiais nutritivos do tecido do HI e ao atingirem o comprimento de 0,26mm rompe a parede do esporocisto e sai (Cardoso, 2010).

Ao deixarem o esporocisto, a cercaria possui cauda que lhe fornece mobilidade e desloca-se na água até encontrar vegetação onde se fixa e forma uma parede quística transformando-se em metacercária. Essa transformação pode demorar 6 a 7 semanas e permite-lhes que sobrevivam durante meses. Ao infetar um caracol, um miracídio pode dar origem a mais de 600 metacercárias. Esta é a forma infetante para os HD (Viveiros, 2009).

Inicia-se a segunda fase de desenvolvimento com a ingestão das metacercárias pelo HD. Uma vez no interior do HD, a parede externa é removida mecanicamente pela mastigação e a rotura da parede interna ocorre no intestino delgado. As formas imaturas são libertadas e aderem à mucosa do intestino, onde permanecem durante aproximadamente 6 semanas e posteriormente migram para o local anatómico de infeção, que varia consoante o género do parasita. O período pré-patente varia entre 7 a 12 semanas (Urquhart *et al.*, 1996).

2.1.2.3. Família Fasciolidae

a) *Fasciola*

Morfologia: Os ovos apresentam grandes dimensões e coloração amarelada. Ao longo do seu desenvolvimento adquire um formato de folha, de cor cinza-acastanhada com espinhos e cerca de 3,5 cm de comprimento e 1 cm de largura. Apresenta um cone cefálico onde se localizam os órgãos de fixação: ventosa oral e ventosa ventral.

Local anatómico de infeção: Parênquima hepático e ductos biliares.

Principais espécies: *Fasciola hepatica*, *Fasciola gigantica*, *Fasciola magna*, *Fasciola buski*.

Fasciola é o género mais importante da família Fasciolidae em termos zootécnicos. Os parasitas deste género são responsáveis pela morbilidade generalizada e mortalidade em ovinos e bovinos. As duas espécies mais importantes são *Fasciola hepatica*, encontrada em áreas temperadas e em áreas com baixas temperaturas de alta altitude, e *Fasciola gigantica* que predomina em áreas tropicais (Urquhart *et al.*, 1996).

De distribuição quase cosmopolita, a *Fasciola hepatica* é o género com maior interesse zootécnico na Europa. Em Portugal, existe de norte a sul do país, predominando nas regiões pantanosas sujeitas a inundações periódicas, como os vales do Minho, Mondego, Douro, Vouga e Tejo mas também em certos microclimas do Alentejo, Beiras e Algarve, e em zonas de regadio (Lagares, 2008).

Este parasita hepático afeta principalmente ovinos e bovinos (podendo, contudo parasitar a maioria dos mamíferos). É um parasita hermafrodita. Faz geralmente cópula cruzada mas também pode ocorrer autofecundação com produção de descendência viável. Os indivíduos adultos deste género podem produzir de 10000 a 30000 ovos por dia. O conjunto de espinhos que revestem os parasitas adultos, são responsáveis pelas trocas com o hospedeiro, como a absorção de nutrientes e a libertação de produtos de secreção/excreção (Gomes, 2012).

No caso de *Fasciola hepatica*, o local de infeção é o parênquima hepático e os ductos biliares. Após a sua entrada por via oral no HD, as metacercárias finalizam a sua

desenquistação no intestino delgado e migram para a parede intestinal. Seguidamente atravessam o espaço peritoneal e fixam-se no parênquima hepático. Após atravessarem a cápsula de Glisson, atingem a maturidade nos ductos biliares, após um mês e meio de infecção. A partir desse momento, efetua a cópula e começa a pôr ovos. Os ovos são transportados para o lúmen intestinal através da bÍlis e seguidamente para o exterior, com as fezes. No total, o ciclo de vida de *Fasciola hepatica* decorre durante três a quatro meses, mediante condições favoráveis (Cardoso, 2010).

Os sinais clÍnicos da fasciolose estão relacionados com a fase do desenvolvimento parasitÁrio e com a espÉcie do hospedeiro definitivo. Isto É, na fase larvar, devido à movimentação das larvas pelo parênquima hepático e vasos sanguíneos, provocam lesões e hemorragias hepáticas. Por outro lado, o parasita adulto, nos ductos biliares, causam lesão nestas estruturas e exercem atividade hematófaga (0,2 mL sangue/dia) (Viveiros, 2009). A ocorrência de diarreia não É o sinal clÍnico principal nesta doença, pois surge com maior frequência em casos de infecções mistas com outros parasitas gastrintestinais. No caso particular de bovinos leiteiros, podem ocorrer perdas na produção tanto em quantidade como em qualidade do leite (por diminuição dos sólidos totais) (Urquhart *et al.*, 1996).

Este parasita pode ser detetado através de exames coprológicos, no entanto podem ocorrer resultados falsos negativos pois os ovos deste parasita acumulam-se na vesícula biliar e a sua excreção só ocorre quando há eliminação do conteúdo da mesma. Em casos avançados de infecção pode haver acumulação de parasitas adultos na vesícula biliar e podem impedir a saída de bÍlis, dificultando a deteção da infecção (Gomes, 2012).

Uma vez que este parasita pode afetar outros mamíferos, pastagens de bovinos ou ovinos de fácil acesso a animais selvagens podem ser uma fonte de infecção para os rebanhos (Gomes, 2012). A prevenção desta parasitose baseia-se na interrupção do ciclo biológico do parasita através do hospedeiro intermediário, evitando ou drenando zonas de acumulação de água, onde se encontram grande parte dos HI (Viveiros, 2009).

2.1.2.4. Família Dicrocoeliidae

a) *Dicrocoelium*

Morfologia: As larvas atingem, no máximo, cerca de 1 cm de comprimento, possuem ventosa ventral, forma lanceolada e são translúcidas. Os ovos apresentam uma coloração castanha escura e são pequenos, quando comparados com outros trematodes.

Local anatómico de infecção: Vesícula biliar e ductos biliares.

Principais espécies: *Dicrocoelium dendriticum*.

Na família Dicrocoeliidae, classificam-se diferentes géneros como *Dicrocoelium*, *Eurytrema* e *Platynosomum* sendo o mais comum o género *Dicrocoelium*.

Dicrocoelium dendriticum É uma espécie com interesse zootécnico em Portugal pois É a única espécie de *Dicrocoelium* presente na Península Ibérica (Guerreiro, 2009).

Para além da sua distribuição, existem duas importantes características que a diferenciam da *Fasciola*: os hospedeiros intermediários são independentes da água, podendo estar em qualquer parte do terreno e os ovos são mais resistentes e podem sobreviver durante meses na pastagem (Urquhart *et al.*, 1996).

O ciclo biológico deste parasita, como dos trematodes em geral, precisa de dois tipos de hospedeiro para estar completo. No caso particular do *Dicrocoelium*, pode dizer-se que são necessários três hospedeiros: dois intermediários e um definitivo. Os primeiros hospedeiros intermediários podem ser gastrópodes terrestres dos géneros *Zebrina*, *Helicella* ou *Cionella* e o segundo é uma formiga do género *Formica*. Os hospedeiros definitivos podem ser ruminantes, leporídeos e outros mamíferos (Lagares, 2008).

Os ovos embrionados eliminados nas fezes são ingeridos pelo gastrópode terrestre. No intestino do primeiro HI, o miracídio eclode e ocorre multiplicação assexuada. Seguidamente, as cercárias dirigem-se, através do aparelho circulatório, ao sistema respiratório do gastrópode, onde são recobertas por muco e expelidas através de bolas de muco. As massas de muco são posteriormente ingeridas pelo segundo HI, a formiga, na qual a cercária enquista como metacercária. A metacercária provoca paralisia submandibular (tetania) à formiga, promovendo a sua fixação à erva e assim a ingestão acidental desta pelo HD durante o processo de pastoreio. O parasita desenvolve-se no primeiro HI durante 3 a 4 meses e no segundo HI durante 40 a 50 dias. No total, a duração do ciclo biológico é de cerca de 5 meses (Guerreiro, 2009).

No interior do HD, as metacercárias desenquistam no estômago por ação do suco gástrico, ou na porção duodenal do intestino pela ação das enzimas pancreáticas. Chegam ao fígado e mantêm-se nos ductos biliares e na vesícula biliar, provocando lesões que dependem da intensidade da carga parasitária e da duração da infeção (Guerreiro, 2009).

No período inicial da infeção, os sinais clínicos são ligeiros como apatia e debilidade muscular. Na fase de estabelecimento do parasita adulto, as manifestações são, principalmente, a desnutrição. Os animais perdem peso e reflexos e começam a demonstrar dificuldade de movimentos. Na fase terminal, ocorrem transtornos digestivos, diminuição da produção de lã e leite, e envelhecimento prematuro (Guerreiro, 2009).

O acesso de animais selvagens às pastagens pode ser uma fonte de contaminação para os rebanhos.

2.1.2.5. Família Paramphistomatidae

a) *Paramphistomum*

Morfologia: Forma cónica, extremidade anterior afilada e a posterior mais larga. Coloração rosada. Podem ter entre 5 a 13 mm de comprimento e 2 a 5 mm de largura.

Local anatómico de infeção: Rúmen, retículo, duodeno.

Principais espécies: *Paramphistomum cervi*, *Paramphistomum microbothrim*.

Os tremátodes pertencentes à família Paramphistomatidae possuem uma distribuição mundial e têm grande prevalência em regiões tropicais e subtropicais (Oliveira, 2018).

Todos os géneros desta família requerem como HI um gastrópode anfíbio por isso, esta parasitose está muito associada a regiões húmidas, zonas de água abundante e zonas de regadio. As infeções são mais frequentes nos meses chuvosos, que é quando existe maior número de caracóis (Guerreiro, 2009). Afetam principalmente ruminantes como HD. Os estadios pré-parasitários do ciclo de vida são muito semelhantes aos de *F. hepática* e sob condições favoráveis pode completar-se em quatro semanas. (Urquhart *et al.*, 1996).

Em meio aquático, completa-se a fase embrionária e sai o miracídio, que vai penetrar na cavidade respiratória do HI e forma o esporocisto. Dentro dos esporocistos desenvolvem-se rédias, que ao se libertarem vão dar origem a várias gerações de rédias que se vão desenvolver no epitélio glandular do intestino do HI. Posteriormente originam-se as cercárias que saem das rédias e completam o seu desenvolvimento. Ao completarem todo o seu desenvolvimento (cerca de 2 semanas), abandonam o HI e nadam próximos à superfície, enquistando-se em plantas envolventes (Guerreiro, 2009).

Após a ingestão de metacercárias enquistadas através do pastoreio pelo HD, o desenvolvimento parasitário ocorre inteiramente no trato gastrointestinal. As formas jovens são libertadas no duodeno e fixam-se na mucosa. Após a infecção inicial (10-30 dias), os parasitas ainda imaturos reemergem da mucosa e migram para o abomaso e de seguida para o rúmen e retículo, onde se fixam à mucosa e amadurecem até à forma adulta, iniciando a produção de ovos. O período pré-patente decorre entre 7 e 10 semanas. (Urquhart *et al.*, 1996).

A sua patogenicidade depende da fase de desenvolvimento do parasita. Os parasitas jovens, por se fixarem à mucosa do duodeno, provocam erosões, petéquias e necrose podendo provocar enterites, diarreia, edema submandibular e ulcerações hemorrágicas associadas à anemia. Ao mesmo tempo ocorre uma perda de albumina plasmática, ocorrendo hipoalbuminemia que está na origem de edemas generalizados. Os parasitas adultos, no rúmen e retículo, são considerados menos patogénicos, mas em grandes quantidades provocam perdas de peso e diminuição de ganhos médios diários (Oliveira, 2018).

Apesar de haver, após as reinfeções, uma diminuição da carga parasitária, os animais adultos parasitados continuam a eliminar ovos nas fezes afetando os animais jovens que pastam pela primeira vez. Os animais jovens sujeitos as pequenas infeções sucessivas produzem imunidade mas apesar desta imunidade, a digestão dos alimentos e absorção permanecem diminuídas pelos danos causados na mucosa (Oliveira, 2018).

2.1.3. Classe Céstoda

Esta classe é composta por duas ordens: Cyclophyllidea e Pseudophyllidea. A ordem Cyclophyllidea é composta por sete famílias: Taeniidae, Anoplocephalidae, Dilepididae, Davaineidae, Hymenolepididae, Mesocestoididae e Thysanosomidae; e a ordem Pseudophyllidea é composta pela família Diphylobothriidae, que por sua vez é composta pelo género *Spirometra* (Urquhart *et al.*, 1996).

Os indivíduos destes géneros são caracterizados por possuírem segmentos individuais planos e longos. Diferem da classe Trematoda por terem um corpo semelhante a uma fita. A sua alimentação é realizada através da absorção dos nutrientes pela superfície do tegumento. Como não têm órgãos digestivos, aumentam o seu tamanho para adquirirem maior área de superfície de absorção de nutrientes, atingindo comprimentos consideráveis.

O céstode adulto é constituído por cabeça ou escólex com órgãos fixadores, um pescoço curto não segmentado, seguido de uma cadeia de segmentos conhecida por estróbilo. Cada segmento denomina-se proglote. Os proglotes posteriores ao escólex diferenciam-se pelo estado de maturação, quanto mais posteriores são, mais desenvolvidos se encontram. Durante o processo de maturação desenvolvem um e por vezes dois conjuntos de órgãos reprodutivos masculinos e femininos no mesmo proglote, sendo considerados hermafroditas.

(Oliveira, 2018). São de distribuição cosmopolita e provocam maiores infecções em animais jovens. Nos adultos as infecções são menos frequentes e sempre ligeiras (Ramos, 2013).

2.1.3.2. Ciclo de vida

O ciclo de vida dos cestodes é considerado indireto e também se divide em duas fases, mas ambas ocorrem dentro de um hospedeiro, como os trematodes. São necessários um hospedeiro intermediário e um hospedeiro definitivo para completar o seu ciclo biológico.

A primeira fase inicia-se com a eliminação de proglotes com ovos através das fezes por parte do HD. Os ovos são ingeridos pelo HI, ácaros coprófagos oribatídeos pertencentes à família Oribaitoidea (Guerreiro, 2009). No interior do HI, os ovos são digeridos, desenvolvendo-se a oncosfera (primeiro estadio larvar) que perfuram o intestino do HI, alojando-se na cavidade abdominal onde se transformam em cisticercóides, tipo de larva quística microscópica de forma esférica e com um apêndice bucal externo que contém um escólex com seis ganchos embrionários. Os cisticercóides, um ou dois por ácaro, completam o seu desenvolvimento entre 1 a 6 meses, consoante as condições climáticas (Ramos, 2013).

A infecção do HD ocorre através da ingestão dos ácaros oribatídeos contaminados. Cada cisticercóide consumido dará origem a uma ténia. Esta fixa-se à mucosa intestinal através do escólex finalizando a sua maturação (Urquhart *et al.*, 1996). Sendo considerados hermafroditas e tendo um ou dois conjuntos de órgãos reprodutivos masculinos e femininos no mesmo proglote, a autofertilização pode ocorrer tanto no mesmo segmento como entre segmentos adjacentes. Ao completar o seu desenvolvimento, começa a eliminar os primeiros proglotes maduros ao fim de um período pré-patente de 1-2 meses (Oliveira, 2018).

Estes parasitas são eliminados rapidamente pelo HD, no entanto podem continuar nas pastagens durante muito tempo de acordo com a proporção de ovos no terreno e com a resistência do próprio HI às condições climáticas, atingindo proporções mais intensas em épocas chuvosas e temperaturas amenas (primavera e outono). Os animais adultos vão-se tornando mais resistentes às reinfeções (Oliveira, 2018).

2.1.3.3. Família Anoplocephalidae

a) *Moniezia*

Morfologia: Ténias de grande tamanho (0,2 - 1 m), escólex forte e provido de 4 ventosas.

Local anatómico de infecção: Rúmen, retículo, duodeno.

Principais espécies: *Moniezia expansa* (ovinos), *Moniezia benedeni* (bovinos) e *Moniezia caprae* (caprinos).

Moniezia é o género que provoca mais infecções em ovinos e bovinos na Península Ibérica. As espécies mais frequentes em Portugal são *Moniezia expansa*, que parasitam preferencialmente ovinos, *Moniezia benedeni*, que parasitam preferencialmente bovinos e *Moniezia caprae*, que parasitam exclusivamente caprinos (Guerreiro, 2009).

A presença, número e disposição das glândulas interproglotídeas são características diferenciadoras das várias espécies. Por exemplo, na espécie *Moniezia expansa*, mais comum em ovinos, as glândulas interproglotídeas podem ser observadas ao longo da margem

posterior de cada segmento e podem ter até 1,5 cm de largura, enquanto que na espécie *Moniezia benedeni*, mais comum em bovinos, as glândulas interproglotídeas são mais curtas e localizadas na parte central de cada proglote e podem atingir 2,5 cm de largura. Através da morfologia dos ovos também é possível distinguir as duas espécies. Os ovos de *Moniezia expansa* são triangulares e os de *Moniezia benedeni* são quadrangulares, ambos têm um embrião piriforme (Oliveira, 2018).

O período pré-patente é de aproximadamente 6 semanas, mas parasitas adultos podem permanecer no intestino durante 3 meses. A sua patogenicidade não é muito significativa, principalmente em animais adultos. No entanto, infecções massivas, com grandes quantidades de parasitas adultos podem ter consequências fatais (Oliveira, 2018). As formas adultas fixam-se à mucosa intestinal e originam irritação e inflamação, podendo provocar enterite e congestão da mucosa e edema local. Estas ações traumáticas podem obstruir o lúmen, e causar erosões ou perfurações da parede intestinal. A inflamação intestinal crónica pode estar associada a anemia, emagrecimento progressivo e atrasos no crescimento. O apetite e a ruminação tornam-se irregulares e aparecem animais prostrados, que se deixam apanhar facilmente, arqueiam o dorso e fazem movimentos para defecar. Podem ocorrer transtornos digestivos, como meteorismo intestinal, diarreia e dor abdominal (Guerreiro, 2009).

Durante o primeiro ano de vida é comum ocorrerem infecções, e conseqüentemente perdas económicas devido a desordens gastrointestinais, diminuição de peso ou ganho médio diário. A probabilidade de ocorrerem infecções vai diminuindo ao longo do seu crescimento. As reinfeções podem ocorrer não só através da pastagem mas também através das camas dos animais estabulados que estejam infetados, possibilitando a ocorrência do ciclo completo (Oliveira, 2018).

Para confirmação de diagnóstico pode ser feito o exame de fezes para observação dos proglotes e através de técnicas de concentração de ovos, com posterior identificação dos mesmos. A necrópsia também é muito importante para a pesquisa, recolha e identificação de céstodes adultos no trato intestinal, de modo a estabelecer um diagnóstico correto. O prognóstico é variável, dependendo da intensidade do parasitismo, estado geral e idade dos animais (Ramos, 2013).

2.1.4. Classe Coccidia

A classe Coccidia é composta por duas famílias Eimeriidae e Sarcocystidae. Atingem principalmente animais vertebrados e os animais com menos de um ano são os mais suscetíveis a este tipo de parasitose.

2.1.4.2. Ciclo de vida

O ciclo de vida é dividido em três fases: esporogonia, esquizogonia, gametogonia. Na esporogonia, os oocistos não esporulados, cuja parede é resistente às condições climáticas adversas, são eliminados nas fezes. Em 2 a 4 dias, apenas na presença de temperaturas próximas de 27°C, humidade e oxigenação adequada, é possível que o oocisto se divida e se diferencie em 4 esporocistos com 2 esporozoítos no seu interior, encontrando-se na fase infetante (Oliveira, 2018). Se o oocisto infetante for ingerido por um hospedeiro e atingir o duodeno, os sucos digestivos, nomeadamente o pancreático, conduzem à libertação dos

esporozoítos. Cada esporozoítos penetra no epitélio do intestino delgado e forma o trofozoítos. Este após alguns dias divide-se para formar um esquizonte de primeira geração (fase de esquizogonia), que é formado por um elevado número de organismos nucleados alongados classificados como merozoítos. Os merozoítos rompem a célula epitelial e invadem células vizinhas para formar esquizontes de segunda geração. Podem existir várias gerações esquizogónicas, mas a maioria das espécies de *Eimeria* só tem duas ou três. As principais características desta fase são o crescimento exponencial no número de zoítos a partir de um único esporozoítos, destruição dos enterócitos do hospedeiro, proporcional ao grau de infeção, e a suspensão automática do processo assexuado após determinado número de repetições (Lagares, 2008).

A última fase, a fase de gametogonia, engloba a formação de novos oocistos por reprodução sexuada. Inicia-se com a diferenciação dos merozoítos em gametócitos femininos e masculinos. Os gametócitos femininos (macrogametócitos) que aumentam de tamanho e armazenam alimento, induzem a hipertrofia do citoplasma e do núcleo da célula hospedeira e quando atingem a maturidade são denominados macrogâmetas ou células sexuais femininas. Os gametócitos masculinos (microgametócitos) sofrem várias divisões para formarem organismos unicelulares flagelados e são denominados os microgâmetas. Apesar de se formarem muitos microgâmetas, apenas uma pequena fração encontra e fertiliza os macrogâmetas e forma zigotos. Forma-se uma parede enquistada em torno do zigoto e dá origem ao oocisto não esporulado que é posteriormente libertado nas fezes (Oliveira, 2018).

2.1.4.3. Família Eimeriidae

a) *Eimeria*

Morfologia: Tamanho variável (10 a 56 por 8 a 41 µm), forma esférica a ovoide e presença de um poro numa das extremidades.

Local anatómico de infeção: Células epiteliais do intestino.

Principais espécies: *Eimeria zuernii*, *Eimeria bovis*, *Eimeria alabamensis* (bovinos), *Eimeria crandallis*, *Eimeria ovinoivalis*, *Eimeria bakuensis* (ovinos), *Eimeria arloingi* (caprinos).

As principais espécies de *Eimeria* a afetar os ovinos são *Eimeria ovinoivalis*, capaz de causar a morte em animais jovens e *Eimeria bakuensis*, ambas bastante patogénicas, e a *Eimeria crandallis*, moderadamente patogénica, mas que agrava os efeitos patogénicos da espécie *Eimeria ovinoivalis* (Lagares, 2008). Em bovinos, as espécies mais comuns e mais patogénicas são *Eimeria zuernii* e *Eimeria bovis* (Oliveira, 2018).

Os oocistos não esporulados infetam as células do intestino delgado e destroem o seu epitélio, ocorrendo uma diminuição de absorção de nutrientes, esta diminuição pode ser minimizada pela posterior absorção no colón. No entanto, quando o colón também é afetado também não ocorre essa absorção de nutrientes e de água, ocorrendo desidratação, desnutrição e conseqüente diminuição de peso, podendo ocorrer a morte (Oliveira, 2018).

Na contagem de o.p.g. em ruminantes, só são considerados significativos valores acima de 5000 oocistos. Valores inferiores não sugerem doença clínica, mas indicam uma fonte de infeção ambiental. Muitas vezes, estes valores significam também que está estabelecida uma

resposta imunitária entre o parasita e o hospedeiro. Mas o facto de estes animais continuarem a eliminar oocistos pelas fezes pode promover a infeção de outros animais.

O contágio pode iniciar-se logo nas primeiras semanas de vida, quando a cria ingere oocistos que estão no exterior da glândula mamária, geralmente em número insuficiente para provocar doença. A partir da 2^a-4^a semana os animais jovens podem iniciar a eliminação de oocistos. Mais tarde, a infeção também é possível a partir de oocistos existentes nas pastagens do ano anterior que, são ingeridos pelos animais jovens que acompanham as mães. Os animais jovens são os mais suscetíveis, e conseqüentemente são os que eliminam maiores quantidades de oocistos, que contaminam intensamente o meio ambiente (Lagares, 2008).

As principais fontes de infeção são animais doentes, portadores assintomáticos, água, alimentos e pastos contaminados, fêmeas nos últimos dias de gestação e utensílios utilizados nas explorações. Os primeiros sinais clínicos apresentados são apatia, anorexia e fezes diarreicas, amarelas ou esverdeadas-escuras, com mucosidade e por vezes com sangue.

Fatores como os sistemas de produção, a composição do rebanho (formado por grupos de várias idades ou grupos de elementos com as mesmas idades), os alojamentos, alimentação, outras infeções e parasitoses e o stress podem influenciar a infeção por este género parasitário (Guerreiro, 2009). O stress pode ser provocado pelo transporte, por existência de sobrepopulação ou condições atmosféricas adversas, má nutrição ou alteração na alimentação, doenças concomitantes, confinamento ou estado fisiológico (Oliveira, 2018).

A falta de higiene promove o contágio fecal-oral (camas sujas, húmidas, não renovadas, favorecem a esporulação; comedouros e bebedouros desprotegidos da contaminação fecal). A resistência dos oocistos depende da temperatura atmosférica (a 40°C são inviáveis, a 32°C a esporulação é rápida mas anormal, a 20 - 25°C a esporulação é rápida e normal, a 0 - 5°C a esporulação é lenta mas os oocistos mantêm o seu carácter infetante, a -19 - -25°C mantêm-se viáveis durante vários meses e a -30°C apenas se mantêm viáveis durante 24 horas), da humidade (são destruídos pela dessecação, a 60% de humidade mantêm-se viáveis mas muitos deformam-se e libertam esporozoítos e nas fezes saturadas de humidade mantêm capacidade infetante durante muitos meses), gases atmosféricos (necessitam de O₂ para esporular, tensões baixas de O₂ detêm a esporulação e tensões altas de CO₂ destroem os oocistos) e do tipo de desinfetantes utilizados (amoníaco, bicloreto de mercúrio, hipoclorito de sódio, cloreto de sódio saturado, fenol e formol destroem os oocistos) (Campillo e Vázquez, 2002 citado por Guerreiro, 2009).

3 Controlo parasitário

As doenças parasitárias encontram-se entre as principais causas de problemas observados na sanidade dos animais de interesse zootécnico, e são responsáveis por elevadas perdas económicas, devido a atrasos no desenvolvimento em animais jovens e a baixos índices de produtividade em animais adultos (Crespo *et al.*, 2013)

De modo geral, o controlo das helmintoses deve basear-se numa abordagem o mais ampla possível. A prevenção de todas as doenças transmissíveis sustenta-se muito no princípio da profilaxia. Esta pode ser definida como sendo o conjunto de medidas levadas a cabo quer para

eliminar a doença, quer para reduzir a sua frequência e efeitos sobre a produção animal (Gomes, 2010).

Podem ser distinguidos três tipos de profilaxia: higiénica ou sanitária, por erradicação dos animais infetados e médica. Geralmente recorre-se à associação de várias medidas profiláticas em função de estratégias que visam simplesmente reduzir a prevalência de determinada doença e a obtenção de um nível sanitário satisfatório ou até erradicar totalmente determinado agente patogénico (Ramos, 2013).

Um programa de controlo, deve basear-se sempre num conhecimento sólido da epidemiologia e ciclo de vida dos helmintes prevalentes na região e do impacto da doença e valorização dos custos e benefícios que advêm do seu combate (Ramos, 2013). Quando se fala em parasitismo não se pretende a erradicação total, é necessário manter um equilíbrio do nível de infeção para obter melhorias a nível da produção. Numa exploração em que não exista qualquer tipo de parasitismo, na ocorrência de algum tipo de infeção as consequências serão muito superiores, pois um nível de infeção reduzido permite que os animais ganhem alguma resistência e imunidade (Suárez, 2005).

As parasitoses afetam principalmente o estado nutricional dos animais, diminuem o peso ao desmame e os ganhos médios diários, fazendo com que atinjam a puberdade mais tarde e consequentemente a idade ao primeiro parto (Cleves, 2009).

Pode considerar-se que existem dois tipos de anti-helmínticos: os que atuam sobre parasitas específicos e os que atuam sobre uma diversidade ampla de parasitas, denominados de largo espectro. Por outro lado, alguns anti-helmínticos atuam apenas sobre formas parasitárias adultas e outros também atuam sobre outros estadios larvares (incluindo larvas em hipobiose). No tratamento de animais parasitados por mais do que um género de parasita, podem ser usados anti-helmínticos de largo espectro ou associações de medicamentos que ofereçam o espectro de ação pretendido. Na sua seleção devem ser tidos em consideração a disponibilidade, preço, espécies parasitárias a serem controladas, espécie animal a ser tratada e o seu valor comercial, número de animais e tipo de manejo (Ramos, 2013).

É preciso ter em consideração que, o uso frequente do mesmo grupo de antiparasitários e as subdosagens promovem o desenvolvimento de resistências. Estas resistências também podem ser favorecidas pela não rotação de pastagens. Assim sendo, de modo a atrasar o aparecimento de resistências e a maximizar a eficácia dos tratamentos antiparasitários, é importante que nas explorações se ajustem as doses ao peso dos animais, se realizem as aplicações de tratamentos estratégicas (no final primavera) e, seguidamente se transfiram os animais para pastagens não contaminadas (Ramos, 2013).

Uma gestão eficiente dos resíduos produzidos ao nível das explorações pecuárias é fundamental para garantir a proteção ambiental. De facto, devido à elevada carga orgânica e de nutrientes, a descarga deste tipo de efluentes nos cursos de água, tem provocado a deterioração da qualidade dos recursos hídricos principalmente pelo elevado potencial de poluição inerente aos teores de azoto e de fósforo, que permanecem no efluente apesar da existência de pré-tratamentos que antecedem a descarga.

Assim, a valorização agrícola dos resíduos com origem nas explorações pecuárias, é o destino final mais usual, sendo a forma de gestão da maioria dos produtores devido sobretudo à proximidade das parcelas agrícolas usadas para cultivar alimento para os animais e/ou para pastoreio e também ao facto de ser uma prática relativamente simples, de

baixo custo e constituir um potencial fator melhorador da fertilidade dos solos. De facto, a utilização destes resíduos na agricultura pode trazer alguns benefícios, nomeadamente contribuir para a reciclagem de nutrientes e assim reduzir a quantidade de adubos e corretivos orgânicos a adquirir fora da exploração.

Contudo, o manuseamento inadequado destes resíduos poderá representar riscos não só para a saúde pública, como também para a saúde animal associados à utilização agrícola, sendo importante que estes resíduos possuam requisitos de qualidade e de uso, e que sejam consideradas as condições climáticas, as características do solo e as práticas agronómicas, em particular a natureza e utilização posterior das culturas, entre outros.

De facto, o crescimento e desenvolvimento de parasitas e de outros microrganismos patogénicos após o espalhamento dos efluentes e estrumes no solo têm sido motivo de crescente preocupação nos últimos anos, sendo por vezes esta prática apontada como uma das principais fontes de poluição das águas superficiais e águas subterrâneas (Pinto, 2014).

Os resíduos pecuários contêm normalmente uma vasta gama de microrganismos que estão presentes no trato digestivo dos animais, podendo muitos deles ser patogénicos. As principais categorias de microrganismos de origem fecal e com potencial patogénico são: as bactérias, os protozoários, nematodes e cestodes.

Assim, aquando da aplicação destes resíduos no solo há o risco potencial destes microrganismos patogénicos serem transmitidos aos animais saudáveis e ao próprio Homem, tanto diretamente, durante as operações de lavagem das instalações pecuárias, transporte e, em particular durante a aplicação dos efluentes nos solos como, indiretamente, através da contaminação das águas, forragens, pastagens, leite e carne (Bicudo et al., 2000).

Quando os efluentes pecuários são aplicados nos solos, os microrganismos são expostos às condições ambientais, verificando-se que o seu tempo de sobrevivência varia com o tipo de efluente (sólido ou líquido), método de tratamento e manipulação do resíduo, época do ano de aplicação, temperatura atmosférica, o pH do solo e a exposição à radiação ultravioleta (Bicudo e Svoboda, 1995).

4 Objetivos

O presente estudo teve como objetivo avaliar o parasitismo na exploração de ruminantes da Quinta da Senhora de Mércules, através de análises parasitológicas às fezes dos animais, ao chorume, às camas do ovil, às pastagens, aos solos e água nos locais de pastoreio dos animais e verificar a ocorrência de parasitas associada às práticas de gestão de resíduos pecuários na exploração.

II. Material e Métodos

1. Caracterização da Exploração e Efetivo Animal

A exploração que foi objeto do presente estudo, é propriedade do Instituto Politécnico de Castelo Branco – Escola Superior Agrária e está localizada na Quinta Senhora de Mércules (latitude 39° 48'N; longitude 7° 29'W) Castelo Branco, na cidade de Castelo Branco. Como se pode observar pela Figura 1, a referida exploração encontra-se na região da Beira Baixa (NUTS III) e possui uma superfície total de 167ha.

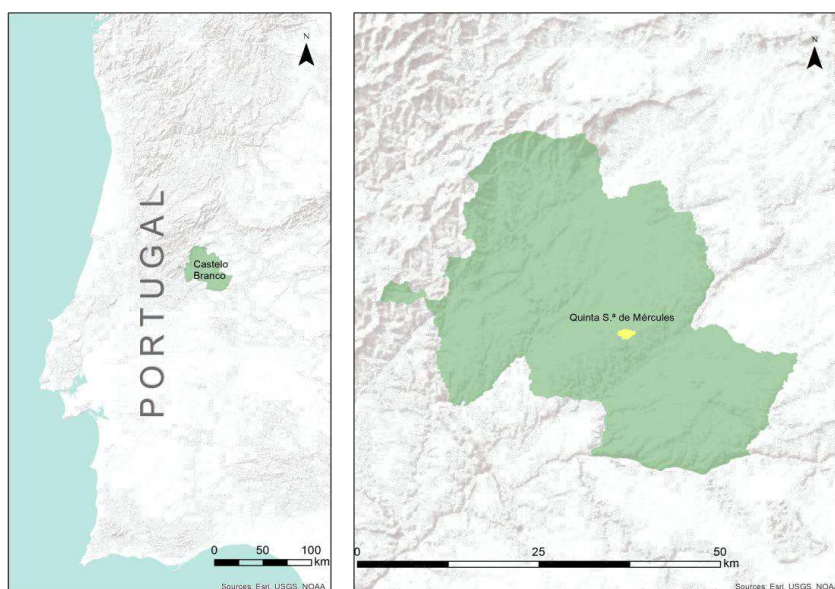


Figura 1 - Localização de Castelo Branco e da Quinta da Senhora de Mércules

Nesta região, os solos são predominantemente ácidos, com valores de pH que variam entre 4,6 a 5,5, com baixa fertilidade e fraca retenção de água devido ao seu caráter predominantemente arenoso, verificando-se que a mancha de solos mais representativa é a de Litossolos, que do ponto de vista pedológico são classificados como pertencentes à Ordem de Solos Incipientes. Estes solos caracterizam-se por serem solos não evoluídos, sem horizontes genéticos claramente diferenciados praticamente reduzidos ao material originário e o seu conteúdo em matéria orgânica ser muito reduzido. Estes solos são derivados de granitos ou quartzodioritos, caracterizados por terem espessura reduzida e por serem essencialmente compostos por fragmentos mais ou menos grosseiros de material originário (CNA, 1980). A grande mancha de Litossolos surge pontuada de outras manchas de solos, das quais destacamos os solos Litólicos, Hidromórficos, Dístricos e Colúviossolos, ou solos de baixas, solos incipientes, localizados em vales, depressões ou na base de encostas (Figura 2).

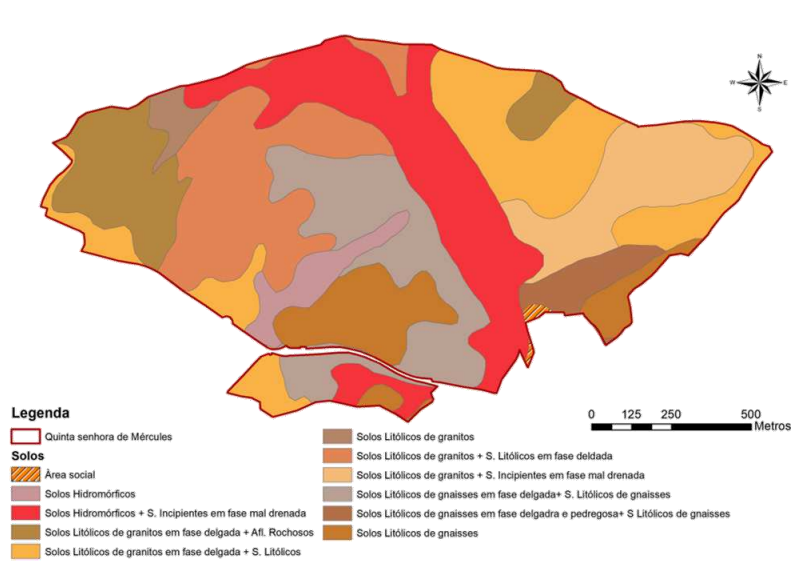


Figura 2 - Tipos de solo existentes na Quinta Senhora de Mércules

No que se refere ao clima desta região, é caracterizado por temperaturas médias anuais elevadas, verões longos, quentes e secos, invernos moderados, com uma precipitação média relativamente baixa, clima típico de uma região de transição entre o Mediterrâneo e o Atlântico. Geralmente, o mês mais frio é o mês de janeiro e o mais quente o mês de julho. Segundo Horta e Gomes (1984), no concelho de Castelo Branco destaca-se um período seco e quente entre junho e setembro e outro húmido e frio nos restantes meses do ano. Em relação à precipitação, ocorre de forma irregular e concentra-se sobretudo no período de inverno.

O conhecimento dos fatores edafoclimáticos da região onde se insere a exploração em estudo poderão ser importantes na perceção da existência e/ou prevalência dos parasitas no solo, pastagens e água e até nos próprios animais. Assim, estes fatores também podem ser importantes no apoio à decisão da época mais adequada para intervenção em termos de sanidade animal, pois os parâmetros como o número de horas de sol, a temperatura atmosférica, a humidade relativa e a precipitação podem assumir-se como condicionantes da prevalência parasitária e, assim, podem comprometer não só a saúde animal e, conseqüentemente a produção, mas também a saúde pública. As Tabelas 1, 2 e 3 apresentam os dados climáticos relativos aos anos sobre os quais incidiu o presente estudo (2016, 2017 e 2018 até junho) relativos à região em estudo.

Tabela 1 - Dados climáticos do ano 2016

	2016									
	T. Média máx. (°C)	T. Média mín. (°C)	T. Média mensal (°C)	Humi. Rel. Média Ar máx. (%)	Humi. Rel. Média Ar mín. (%)	Insolação (h)	Precipitação (mm)	T. solo relvado Média máx. 10 cm (°C)	T. solo relvado Média mín. 10 cm (°C)	T. solo relvado Média mensal 10 cm (°C)
Janeiro	13,1	5,9	9,5	92,8	72,4	80,0	105,8	11,6	9,0	10,3
Fevereiro	12,9	5,0	9,5	86,4	54,1	181,8	55,7	11,4	8,1	9,8
Março	15,7	4,3	10,0	86,3	45,9	223,3	46,1	13,4	8,6	11,1
Abril	17,9	7,7	12,8	87,6	47,0	222,3	152,8	17,9	12,1	15,0
Maio	20,9	10,1	15,5	89,6	50,9	226,4	130,2	21,6	15,4	18,5
Junho	29,5	13,8	21,6	86,1	35,4	387,0	1,1	30,3	21,3	25,8
Julho	35,3	18,0	26,6	76,2	28,5	386,6	17,5	31,1	26,4	31,7
Agosto	35,5	17,9	26,7	65,4	18,9	-	6,4	-	-	-
Setembro	30,8	14,1	22,5	82,9	31,9	303,1	12,4	31,2	22,6	26,9
Outubro	23,7	10,8	17,2	91,5	27,0	199,1	108,0	22,7	16,7	19,7
Novembro	15,9	6,1	11,0	91,0	59,1	145,7	174,7	14,1	9,9	12,0
Dezembro	14,0	4,3	9,2	92,0	63,5	160,3	46,8	10,6	7,5	9,0
Média Anual	22,2	9,8	16,0	85,7	46,2	-	-	20,2	14,3	17,3
Total Anual	-	-	-	-	-	2151,6	857,5	-	-	-

(Horta, 2017)

Tabela 2 - Dados climáticos do ano 2017

	2017									
	T. Média máx. (°C)	T. Média mín. (°C)	T. Média mensal (°C)	Humi. Rel. Média Ar máx. (%)	Humi. Rel. Média Ar mín. (%)	Insolação (h)	Precipitação (mm)	T. solo relvado Média máx. 10 cm (°C)	T. solo relvado Média mín. 10 cm (°C)	T. solo relvado Média mensal 10 cm (°C)
Janeiro	12,7	2,1	7,4	89,4	57,7	173,2	45,9	8,5	5,3	6,9
Fevereiro	15,3	5,3	10,3	83,3	50,2	125,7	92,9	12,0	8,7	10,3
Março	17,8	5,5	11,6	89,4	48,9	212,5	71,0	15,2	10,0	12,6
Abril	23,3	8,3	15,8	86,2	35,7	212,9	6,4	22,0	14,2	18,1
Maio	25,4	11,9	18,7	87,3	40,9	289,5	60,3	26,1	17,8	22,0
Junho	32,6	15,7	24,1	86,0	30,4	361,2	20,9	34,9	24,8	29,9
Julho	34,0	15,6	24,8	79,6	27,6	392,3	3,7	37,0	26,4	31,7
Agosto	34,3	16,2	25,3	70,8	18,9	-	9,4	-	-	-
Setembro	30,0	12,8	21,5	79,1	26,4	312,5	0,0	31,0	22,3	26,6
Outubro	27,9	12,1	20,0	74,8	33,9	261,0	14,0	25,3	18,1	21,7
Novembro	18,1	5,9	12,0	86,7	42,8	202,0	55,0	14,8	10,0	12,4
Dezembro	14,1	3,6	8,8	88,9	51,8	183,5	40,0	10,2	6,1	8,1
Média Anual	23,8	9,6	16,7	83,5	38,8	-	-	20,6	14,3	17,5
Total Anual	-	-	-	-	-	2726,3	419,5	-	-	-

(Horta, 2018)

Tabela 3 - Dados climáticos do ano 2018 (até Junho)

	2018									
	T. Média máx. (°C)	T. Média min. (°C)	T. Média mensal (°C)	Humi. Rel. Média Ar máx. (%)	Humi. Rel. Média Ar min. (%)	Insolação (h)	Precipitação (mm)	T. solo relvado Média máx. 10 cm (°C)	T. solo relvado Média min. 10 cm (°C)	T. solo relvado Média mensal 10 cm (°C)
Janeiro	13,7	3,0	8,3	91,9	54,6	191,8	50,9	10,1	6,2	8,1
Fevereiro	14,0	2,8	8,4	84,6	46,3	194,0	73,4	10,8	6,5	8,6
Março	14,0	5,9	10,0	91,1	54,2	201,4	269,1	13,2	9,2	11,2
Abril	18,2	8,2	13,2	89,5	50,9	253,6	66,2	18,0	12,4	15,2
Maio	22,7	9,7	16,2	88,4	42,1	274,7	32,6	23,9	16,8	20,3
Junho	27,5	14,2	20,8	86,5	38,0	288,2	12,6	29,3	20,9	25,1
MEDIA*	18,4	7,3	12,8	88,7	47,7	-	-	17,5	12,0	14,7
TOTAL	-	-	-	-	-	1403,7	504,8	-	-	-

*valores médios de janeiro a junho, período em que decorreu o estudo.

(Horta, 2018)

A análise das tabelas anteriores permite concluir que não ocorreram grandes variações em termos de temperaturas médias nestes três períodos. De facto, verificou-se que as temperaturas médias anuais de 2016 e 2017 foram muito semelhantes (16°C e 16,7°C, respetivamente). Também ao nível do solo relvado, a temperatura média anual não diferiu substancialmente entre 2016 e 2017 (17,3°C e 17,5°C, respetivamente). Porém, o mesmo não aconteceu em relação ao número de horas de sol e à precipitação, observando-se que 2017 foi um ano atípico, contou com maior número de horas de sol do que os outros anos, tendo-se igualmente observado valores de precipitação muito reduzidos. Em 2016 registou-se um valor médio de precipitação de 857,5 mm, enquanto em 2017 esse valor foi de cerca de 419,5 mm. Relativamente ao ano 2018, verificou-se que, no primeiro semestre foram registados valores de precipitação superiores aos registados no ano inteiro de 2017.

A Figura 3 apresenta a evolução da temperatura e precipitação ao longo do período de estudo, isto é, entre janeiro e junho de 2018.

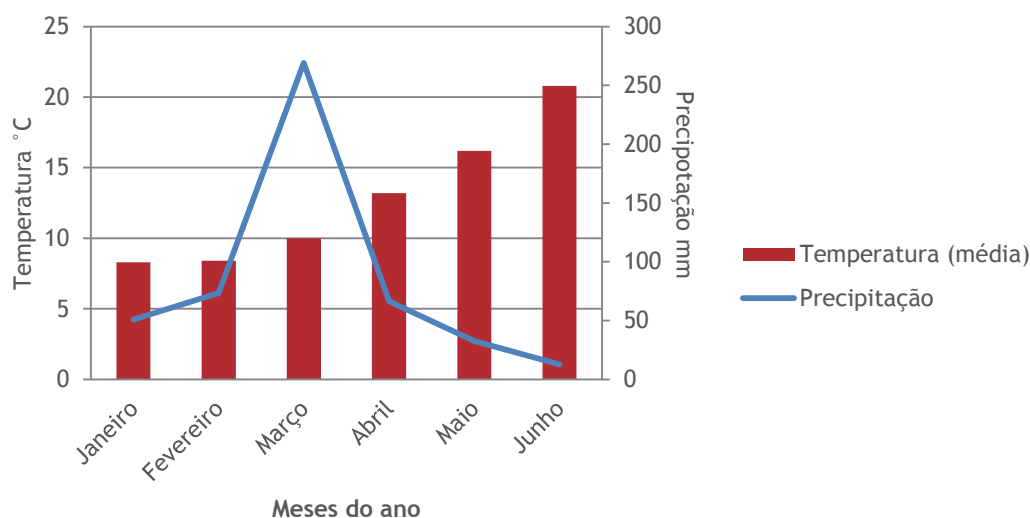


Figura 3 - Evolução dos valores médios mensais da precipitação e temperatura atmosférica durante o primeiro semestre do ano de 2018

Como seria de esperar, a temperatura foi aumentando ao longo do tempo, tendo a temperatura média mensal variado entre 8,3°C no mês de janeiro e 20,8°C no mês de junho. Quanto à precipitação, os dados obtidos evidenciam que o mês mais chuvoso no primeiros seis meses de 2018, foi o mês de março, em que se registou uma precipitação média de 269,1 mm.

No período em que decorreu o estudo, o efetivo ovino era composto por 321 animais adultos e 52 animais jovens de três raças: Churra do Campo (80 fêmeas, 7 machos); Merino da Beira Baixa (123 fêmeas, 4 machos) e Merino Branco (101 fêmeas, 6 machos). Quanto ao efetivo bovino, era constituído por 22 animais de raça Holstein Frísia.

O efetivo ovino adulto é desparasitado na totalidade uma vez por ano, entre os meses de setembro e outubro com *Closantel* 50 mg e *Mebendazol* 75 mg (*Seponver Plus*®). Este desparasitante interno é específico para ovinos e é utilizado com o objetivo de controlo de formas larvares de tremátodos e nemátodos (gastrointestinais e pulmonares) (AlbeitarPV, 2010). No ano de 2017, a desparasitação ocorreu no mês de outubro. O efetivo ovino jovem (Figura 4) é também desparasitado internamente 1 vez por ano, no inverno, em 2017 a desparasitação ocorreu em novembro, com *Diclazurilo* 2,5 mg (*Vecoxan*®), para controlo de Coccidiose (AlbeitarPV, 2010).

O efetivo bovino (Figura 5) é desparasitado 2 vezes por ano com um desparasitante injetável (*Ivermectina*, *Paramectin*®). Este desparasitante tem o intervalo de segurança de 49 dias e pode ser administrado em bovinos e suínos, tendo como objetivo o controlo de parasitas gastrointestinais e pulmonares, ácaros e piolhos (AlbeitarPV, 2010). No entanto, tratando-se de bovinos de leite, existem algumas particularidades: as fêmeas adultas são desparasitadas no momento da secagem com este desparasitante injetável e quando em produção são desparasitadas novamente, com um desparasitante, *puor on*, aplicado no dorso do animal (*Eprinomectina* 5mg/mL, *Noreprinec pour on*®), que não tem intervalo de segurança para a produção de leite. Este desparasitante está indicado para o tratamento e prevenção de parasitoses gastrointestinais e pulmonares, larvas de moscas, ácaros da sarna e piolhos.



Figura 4 - Ovinos - Lote de borregos da ESACB



Figura 5 - Bovinos - Lote de novilhas da ESACB

O modo de produção nesta exploração é em regime extensivo para ambas as espécies. Os ovinos pastam durante o dia e pernoitam no ovil, onde os parques de borregos e fêmeas adultas estão separados por uma cancela que permite apenas o acesso de borregos ao parque das fêmeas. Os bovinos estão sempre no campo, sendo encaminhados para as instalações apenas no momento da ordenha. Assim, as vacas bebem sempre em bebedouros com água proveniente de um furo e os ovinos bebem, durante o dia, em charcas que se encontram nos locais de pastoreio e nos bebedouros que estão colocados no ovil, com água da rede, durante a noite.

2. Colheita de Amostras

No período de realização deste trabalho, que decorreu entre 17 de janeiro a 30 de junho de 2018 foram feitas colheitas de amostras das camas de ovinos (n=50), de chorume proveniente da vacaria (n=3), de fezes de ovinos (n=225), de bovinos (n=14), das pastagens onde se procedeu ao espalhamento de estrume e/ou chorume (n=160), onde ocorreu pastoreio ovino (n=20) e onde ocorreu pastoreio e se procedeu espalhamento (n=20) e dos solos onde se procedeu ao espalhamento de estrume e/ou chorume (n=80), onde ocorreu pastoreio ovino (n=10) e onde ocorreu pastoreio e se procedeu espalhamento (n=10). Procedeu-se ainda à colheita de amostras de águas naturais nas imediações dos locais onde se aplicaram os referidos resíduos (n=15), onde ocorreu pastoreio ovino (n=2) e onde ocorreu pastoreio e se procedeu espalhamento (n=2). Não foram feitas análises ao estrume, por conter outros detritos durante o período do estudo.

As análises parasitológicas efetuadas às diferentes matrizes foram realizadas no Laboratório de Parasitologia da Escola Superior Agrária de Castelo Branco e na Tabela 4 encontra-se o cronograma de amostragem em cada uma das matrizes.

Tabela 4 - Plano de recolha de amostras, das diferentes matrizes, durante o período de estudo

	Camas de ovinos	Chorume	Fezes Ovinos	Fezes Bovinos	Pastagem	Solo	Água
Janeiro	X	X	X				
Fevereiro	X		X	X			
Março		X	X	X	X	X	X
Abril	X		X		X	X	X
Maio			X		X	X	X
Junho		X	X	X	X	X	X
Nº de amostras	50	3	223	12	200	100	17

As amostras de água, de pastagem e de solo foram recolhidas em todos os locais onde foi aplicado estrume (L37E) e chorume (L106C) no ano 2016, onde foi aplicado estrume (L100E e L108E) e chorume (L50C e L91C) no ano 2017, e onde ocorreu pastoreio ovino (L87, L72, L91, L108) durante o período de estudo (1º semestre de 2018). Nos locais L91 e L108, também tinha sido aplicado estrume e chorume, no ano 2017 (Tabela 5).

Tabela 5 - Locais da Quinta Senhora de Mércules, onde foram realizadas colheitas, durante o período de estudo

	L37E	L106C	L100E	L108E	L50C	L91C	L87	L72	L91	L108
Janeiro										
Fevereiro										
Março				X			X			
Abril			X	X	X	X		X		
Maio	X	X	X		X	X			X	
Junho	X	X	X	X	X	X				X

A Figura 6 mostra a localização dos parques alvo de amostragem ao longo do período de estudo.

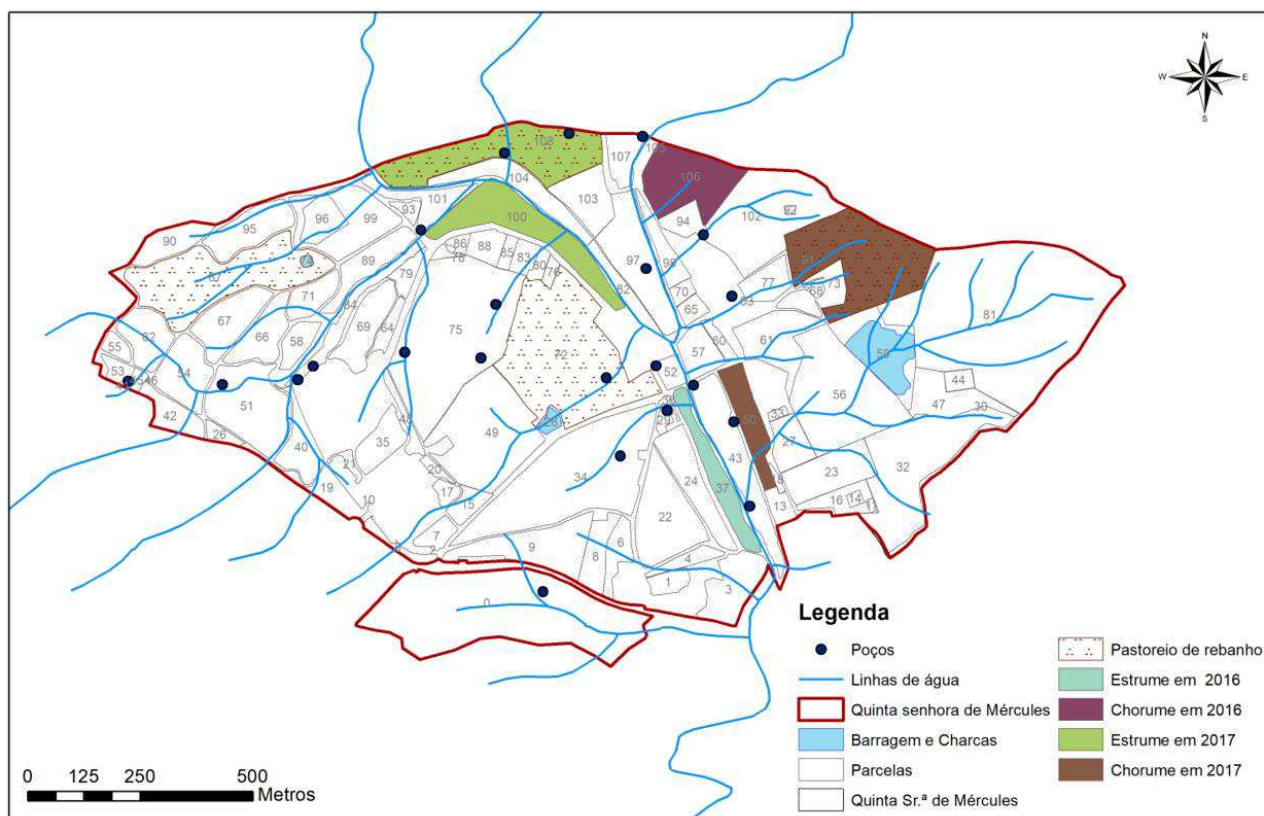


Figura 6 - Locais alvo de análise na Quinta Senhora de Mércules

2.1. Camas de ovinos

A colheita de material de cama dos ovinos foi realizada em 3 lotes de animais: só adultos, só jovens e adultos e jovens juntos. O material da cama foi recolhido no ovelheiro, separadamente em 10 pontos diferentes ($n=50$). Cada amostra de aproximadamente 250g foi colocada num saco de plástico e posteriormente o saco foi fechado e identificado com o lote de animais, o local e a data de colheita. A análise foi feita sempre no dia da colheita. Para processamento das amostras foi utilizado o método de flutuação de Willis e a técnica de McMaster modificada.

2.2. Chorume

As colheitas de chorume foram feitas diretamente da fossa de retenção junto à vacaria, após agitação do conteúdo, de modo a ficar bem homogeneizado. O chorume desta fossa era composto apenas por efluentes de bovinos. Utilizou-se um balde para fazer a recolha direta na fossa e posteriormente transferiu-se para um frasco de boca larga, com capacidade de 1 L ($n=3$). Para proceder a análise foi utilizado o método de Bailenger modificado.

2.3. Fezes

As colheitas de fezes foram feitas em bovinos e em ovinos. Para a colheita de amostras de fezes de bovinos, os animais foram selecionados de acordo com 3 lotes: vacas em produção, vacas secas e novilhas ($n=12$), enquanto no caso das fezes de ovinos foram considerados 2 lotes: animais adultos e jovens ($n=223$).

Nos bovinos, no lote de vacas em produção, as colheitas foram feitas diretamente do reto, nas novilhas e no lote de vacas secas foram recolhidas do solo as fezes recém emitidas. No caso dos ovinos, a colheita foi sempre feita diretamente do reto.

Embora ambas as espécies, a colheita de amostras foi feita no início do dia (Lagares, 2008) e as análises coprológicas foram realizadas no próprio dia.

Para fazer a colheita diretamente do reto utilizou-se uma luva e gel lubrificante próprios para o efeito. Foram colhidas cerca de 500 g de fezes. A luva foi retirada e invertida para que a amostra ficasse reservada na própria luva (Figura 7), retirou-se o excesso de ar e fechou-se. A amostra foi identificada com a data da colheita, local, número do animal, espécie e grupo.



Figura 7 - Colheita de fezes de bovinos diretamente do reto

As colheitas de amostras de fezes recém-emitidas, no lote das novilhas e no lote das vacas secas foram feitas a 20% do efetivo de forma a serem representativas do rebanho.

Foram feitos 4 tipos de análises para esta amostra:

- Técnica de McMaster;
- Técnica de Willis;
- Técnica de Baerman;
- Coprocultura – Técnica de Roberts O’Sullivan.

2.4. Pastagem

As amostras de pastagem correspondem à cobertura vegetal existente nesses locais (Figura 8). Foram recolhidas amostras da parte aérea, principalmente folhas e pequenos caules, em dez pontos aleatórios do terreno utilizado para pastagem ou onde foi feito o espalhamento do resíduo, de modo a que a amostra fosse representativa do local (n=200). As amostras foram colocadas em sacos de plástico que, depois de fechados e identificados com os dados do local e data das colheitas, foram refrigeradas e posteriormente processadas e analisadas no Laboratório de Parasitologia da ESACB, utilizando-se o método da Sedimentação.



Figura 8 - Pastagem existente no local L37E

2.5. Solo

As amostras de solo foram recolhidas à profundidade de cerca de 10 cm, em cinco pontos distintos de cada parcela, com o auxílio de uma sonda (Figura 9). As amostras foram colocadas em sacos plásticos que foram fechados e etiquetados (n=100). Antes de serem crivadas e analisadas, as amostras foram colocadas na estufa a 45°C durante 48h para diminuir a percentagem de humidade na amostra. O processamento das amostras foi feito de acordo com o Método de Rugai adaptado por Carvalho *et al.*, 2005.



Figura 9 - Sonda para colheita de amostras de solo

2.6. Água

Ao longo do trabalho, foram efetuadas colheitas de água subterrânea e superficial (Figura 10) nos locais de espalhamento de efluentes e estrumes ou nas suas imediações, sempre que na parcela não havia um ponto de água para o efeito. Em cada local foram efetuadas 3 amostragens ao longo do período de estudo ($n=17$). As colheitas foram todas feitas por método indireto, isto é, procedeu-se à recolha das amostras com recurso a um balde, tendo-se, imediatamente após a colheita, feito a transferência da amostra para recipientes de plástico, devidamente identificados. Recolheu-se em cada local de amostragem 3 litros de água para a pesquisa parasitológica, recorrendo ao método de Bailenger modificado.



Figura 10 - Colheita de amostra de água de um poço localizado no Local 108

3. Métodos analíticos

3.1. Análises Parasitológicas

a) Técnica de Mc Master modificada

Esta técnica, que foi utilizada para analisar as amostras de material de cama de ovinos, fezes de ovinos e de bovinos, tem como principal objetivo a pesquisa e contagem de ovos e larvas de nemátodos, ovos de céstodes e oocistos de protozoários. Baseia-se no método de concentração por flutuação. Nesta técnica é utilizada uma câmara de contagem (câmara de Mc Master) que permite um exame microscópico do volume de suspensão fecal e assim a contagem efetiva das formas parasitárias.

Através do peso da amostra misturado em determinado volume de solução de flutuação é possível calcular o número de ovos (ou oocistos) por grama de amostra. Esse valor é expresso em O.p.g. (Ovos por grama) ou o.p.g. (ooocistos por grama).

A câmara de Mc Master apresenta duas células, cada uma com uma “zona de contagem” gravada na sua superfície superior (Figura 11). Ao ser colocada a amostra com a solução de flutuação nas células, a maior parte dos detritos sedimenta no fundo, enquanto que os ovos leves e oocistos flutuam, aderindo à superfície da célula sendo assim possível a contagem das formas parasitárias.

As amostras da cama dos ovinos (aproximadamente 250g), foram divididas de modo a perfazer uma “subamostra” de 6 g e foram adicionados 54 mL de solução saturada de açúcar, posteriormente foi feita a homogeneização.

No caso da análise de fezes foi feita uma emulsão, num copo de precipitação, com 3g de material fecal e 40 mL de solução saturada de açúcar.

Através da utilização de um funil, um crivo e uma porção de gaze com quatro camadas, a amostra foi filtrada e encheram-se tubos de ensaio de 20 mL com a preparação (um por amostra). Após a obtenção de uma suspensão transferiram-se 0,3 mL, com o auxílio de uma pipeta para as duas células da câmara de Mc Master (as duas células são constituídas por duas lâminas: uma superior e uma inferior. Na lâmina superior existe um quadrado que tem 10 mm de lado, ou seja, 100 mm² de área. Entre as lâminas existe um espaço de 1,5 mm traduzindo-se em 150 mm³ de volume, que corresponde a 0,15 mL. No total, as duas células possuem 0,3 mL. Observou-se ao microscópio ótico na objetiva de 10x e foi realizada a contagem dos ovos e oocistos das duas células. Após a contagem multiplicou-se o valor obtido por 50 obtendo-se, desta forma, o número de ovos e oocistos existentes em cada grama de material de cama e de fezes dos animais.



Figura 11 - Preenchimento da Câmara de Mc Master

b) Técnica de flutuação de Willis

Esta técnica, que foi utilizada para analisar as amostras de material de cama de ovinos, fezes de ovinos e de bovinos, é uma técnica qualitativa e quantitativa que tem como objetivo a identificação e contagem de ovos e oocistos que estão presentes em determinada amostra. Esta técnica baseia-se no método de concentração por flutuação. Para realização desta técnica foi utilizada uma solução de flutuação por gravidade específica apropriada (densidade superior à dos elementos parasitários) na qual, os elementos parasitários, mais leves, tendem a flutuar concentrando-se à superfície da coluna de líquido, enquanto os detritos sedimentam. Após a contagem foi possível estratificar os resultados, em três níveis:

- Nível de risco baixo – 0 a 10 ovos ou oocistos;
- Nível de risco médio – 10 a 20 ovos ou oocistos;
- Nível de risco elevado – mais de 20 ovos ou oocistos.

Para realização desta técnica utilizou-se a mesma solução da utilizada na Técnica de McMaster (Figura 12). Deixou-se a solução repousar durante alguns minutos de modo a permitir que os ovos, oocistos e larvas se libertassem. Com o auxílio de um funil, um crivo e uma porção de gaze com quatro camadas, a amostra foi filtrada e encheram-se tubos de ensaio com a preparação (um por amostra), até o líquido formar um menisco convexo (Figura 13) e por cima do menisco, colocou-se uma lamela. Aguardaram-se 15 minutos. Decorrido este tempo, colocaram-se as lamelas nas lâminas e observaram-se ao microscópio ótico com as objetivas de 10x e 40x.



Figura 12 - Tubos com a solução saturada de açúcar na técnica de Mc Master e de flutuação de Willis

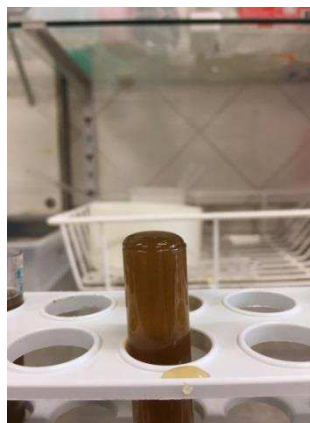


Figura 13 - Tubo com a solução a formar um menisco na realização da técnica de flutuação de Willis

c) Método de Bailenger modificado

Este método tem como objetivo a pesquisa e contagem de ovos de nematodes intestinais em chorume e em água.

A amostra de água ou chorume, que deve ser de aproximadamente 1L, foi colocada num copo cónico graduado e foi filtrada, no caso da análise de chorume, e ficou a sedimentar durante cerca de 1 a 2 horas. Seguidamente removeu-se 90% do sobrenadante com o auxílio de uma pipeta e transferiu-se o sedimento para um ou mais tubos de centrífuga, dependendo do volume, e foi a centrifugar a 2000 rotações por minuto (rpm) durante 15 minutos. Enxaguou-se o copo com solução detergente e adicionou-se o líquido de lavagem ao sedimento. Após a primeira centrifugação, retirou-se o sobrenadante.

Por terem sido utilizados mais do que 1 tubo de centrífuga, foram transferidos todos os sedimentos para um só tubo, bem como o líquido de lavagem de todos os outros que também foram enxaguados com solução detergente, para que nenhum sedimento fosse descartado. Centrifugou-se novamente a 2000 rpm durante 15 minutos e ao volume de sedimento resultante da centrifugação (*pellet*), adicionou-se um volume igual de tampão aceto-acético, pH 4,5, quando o *pellet* era inferior a 2 mL, adicionava-se solução até perfazer 4 mL (de modo a assegurar que após a extração com éter ficasse um volume suficiente de tampão por cima do *pellet* para permitir que a camada de acetato de etilo fosse rejeitada sem resuspensão do *pellet*).

Seguidamente adicionaram-se 4mL de éter e homogeneizou-se manualmente e levou-se à centrífuga a 2000 rpm durante 15 minutos. Desta centrifugação resultaram 3 camadas distintas (Figura 14): na camada inferior depositou-se toda a matéria não-gorda, detritos mais pesados, incluindo os ovos de helmintes, larvas e protozoários; na segunda camada acumulou-se o tampão que posteriormente foi limpo; na camada superior ficou o éter com as gorduras e outros materiais, formando uma camada escura e espessa. No fim da centrifugação registou-se o volume do *pellet* que continha os ovos de helmintes e de seguida rejeitou-se o resto do sobrenadante (pode ser necessário desprender a camada de gordura utilizado uma agulha). Ao *pellet*, adicionaram-se 5 volumes de solução de sulfato de zinco (i.e. se o volume do *pellet* fosse 1 mL, adicionava-se 5 mL de solução) e registou-se o volume da solução final.

Homogeneizou-se a amostra manualmente e retirou-se uma alíquota com uma pipeta de Pasteur e transferiu-se para a câmara de McMaster. Deixou-se a câmara de McMaster com a amostra sobre uma superfície plana durante 5 minutos, de modo a que os ovos flutuassem. Procedeu-se à observação ao microscópio ótico com a objetiva de 10x e contaram-se todos os ovos observados dentro das grelhas da câmara.



Figura 14 - Preparação após centrifugação

d) Técnica de Baerman

Esta técnica tem como principal objetivo pesquisar a presença de larvas pulmonares de primeiro estadio evolutivo (L1) mas é também utilizada para isolar larvas de terceiro estadio evolutivo (L3) de parasitas gastrointestinais dos ruminantes e do meio ambiente e foi utilizada para analisar fezes de ovinos e de bovinos.

Esta técnica, baseada no método de concentração por sedimentação baseia-se na diluição da amostra fecal numa solução de baixa densidade para concentrar os elementos parasitários, de densidade superior, no sedimento que fica no tubo de ensaio. A técnica tem por base a mobilidade das larvas devido ao higrotropismo e termotropismo positivo que apresentam.

Na extremidade distal de um funil foi colocado um tubo de borracha e o sistema foi fechado com a pinça de Mohr e colocado no suporte. Foi colocada uma porção de gaze num crivo e este conjunto foi colocado então no funil. Posteriormente foi colocada na gaze aproximadamente 6 g de amostra e encheu-se o funil com água morna (20-25°C), de modo a que a amostra ficasse submersa na totalidade. O sistema ficou em repouso durante 12 a 24 horas, tendo atenção ao nível da água, para ficar sempre acima da amostra (Figura 15). Decorrido o tempo de repouso, recolheram-se os primeiros 10 mL de líquido para o tubo de ensaio abrindo a pinça de Mohr. Tapou-se o topo do tubo de ensaio e levou-se à centrifuga durante três minutos a 1500-2000 rpm. Com o auxílio de uma pipeta, eliminaram-se cuidadosamente 9 mL do líquido sobrenadante e homogeneizou-se o sedimento restante agitando o tubo. Colocou-se numa lâmina algumas gotas do sedimento, juntou-se uma gota de Lugol e cobriu-se com a lamela. Examinou-se ao microscópio, com a objetiva de 10x. Foram efetuadas pelo menos três preparações da amostra e registou-se a presença de larvas de primeiro estadio.



Figura 15 - Conjunto de equipamentos instalado para a técnica de Baerman

e) Coprocultura - Técnica de Roberts O'Sullivan

A coprocultura é uma técnica que tem como principal objetivo identificar nematodes gastrointestinais, nas fezes dos animais, através da observação das larvas em L3 e foi utilizada para analisar fezes de ovinos e bovinos.

A amostra foi colocada num saco descartável e de seguida juntou-se serradura, numa proporção de uma parte de fezes para cerca de duas de serradura. A serradura é utilizada por ser um material inerte. Este material vai reduzir a humidade da amostra e proporcionar a existência de pequenos espaços para a promover a circulação de O_2 , necessário à evolução das larvas. A mistura deve formar uma espécie de aglomerado sem se agarrar às paredes do saco, no entanto, caso a mistura esteja demasiado seca pode borrifar-se com um pouco de água.

A mistura foi transferida para um frasco de vidro (Figura 16), previamente identificado, e abriu-se um pequeno orifício no centro com a ajuda de uma vareta de vidro. Posteriormente, o frasco foi coberto com papel de alumínio perfurado para permitir a entrada de ar no frasco. O frasco de vidro foi colocado na estufa durante 10 a 15 dias a 22-24°C.

Decorrido este período de tempo, procedeu-se à colheita das larvas. Encheu-se o frasco que continha a mistura com água a temperatura de 45°C até fazer um menisco convexo e tapou-se com uma placa de Petri invertendo tudo rapidamente, para evitar que água saísse e colocou-se água (também a 45°C) na placa de Petri (Figura 17). Após cerca de 12 horas, retirou-se com a pipeta de *Pasteur* o conteúdo da placa de Petri e transferiu-se para uma lâmina e observou-se ao microscópio ótico, com a objetiva de 10x. Quando se observavam muitas larvas, juntava-se uma gota de lugol, para corar as larvas, colocava-se uma lamela e procedia-se à identificação microscópica das larvas.



Figura 16 - Colocação da mistura de amostra com serradura no frasco de vidro



Figura 17 - Frasco invertido sobre a placa de Petri

f) Método de Sedimentação

Este método, utilizado para a análise de pastagens, tem como objetivo a pesquisa e contagem de ovos e larvas de nematodes intestinais.

Num recipiente com capacidade a de aproximadamente dois litros, colocou-se a amostra da pastagem e juntaram-se dois litros água e uma gota de detergente. Com o auxílio de uma vareta de vidro ou espátula homogeneizou-se a solução e deixou-se em repouso durante 24 horas (Figura 18). Passado esse tempo retirou-se a pastagem, escorreu-se e colocou-se a água obtida num outro recipiente com a mesma capacidade. Deixou-se sedimentar por mais 24 horas. Decantou-se o sobrenadante e colocou-se o sedimento em copos cónicos, passando-o por um crivo constituído por 8 camadas de gaze (que deixa passar as formas larvares que se vão depositar no fundo do recipiente). Deixou-se o sistema a filtrar durante mais 24 horas (Figura 19). Por fim, descartou-se o filtro, decantou-se o sobrenadante até restarem cerca de 10 mL de sedimento, que se colocaram em tubos de centrifuga e se levaram a centrifugar (1500 rpm, durante 3 minutos). Desprezou-se novamente o sobrenadante e retirou-se uma gota do sedimento, para depositar entre uma lâmina e lamela.

Observaram-se as amostras ao microscópio ótico, nas objetivas de 20x e 40x. Ao percorrer toda a amostra, fez-se a contagem de ovos, oocistos e larvas e estratificaram-se os resultados em três níveis:

- Nível de risco baixo (0 a 10 ovos, oocistos ou larvas);
- Nível de risco médio (10 a 20 ovos, oocistos ou larvas);
- Nível de risco elevado (mais de 20 ovos, oocistos ou larvas).



Figura 18 - Método de Sedimentação - amostras de pastagem em água e detergente



Figura 19 - Método de Sedimentação - amostras de pastagem na fase de filtração

g) Método de Rugai adaptado por Carvalho *et al.* (2005)

Este método tem como objetivo a pesquisa e contagem de ovos e larvas de nematodes intestinais e foi utilizado para análise dos solos.

Pesaram-se 100 g de solo numa porção de gaze e uniram-se as pontas com um fio, de modo a que a amostra não saísse da gaze. Mergulhou-se a gaze com a amostra num cálice de sedimentação de 125 mL com água a 45°C. Deixou-se repousar durante uma hora (Figura 20) e passado esse tempo retirou-se a amostra e deixou-se a solução no cálice de sedimentação até ao dia seguinte. O sobrenadante foi dispensado e juntaram-se 125 mL de água ao sobrenadante, deixando-se sedimentar por mais duas horas. Posteriormente retirou-se o sedimento diretamente no fundo do cálice, com a ajuda de uma pipeta descartável, e colocou-se num tubo de centrífuga de 15 mL. Completou-se o volume de 15 mL (até ao bordo) com água destilada e centrifugou-se a 2000 rpm, durante 2 minutos. Descartou-se o sobrenadante, colocou-se uma gota de sedimento corado por uma gota de lugol numa lâmina e por cima a lamela. Observou-se ao microscópio ótico, com as objetivas de 10x e 40x.



Figura 20 - Amostras de solo em gaze no cálice de sedimentação, durante a realização da técnica de Rugai adaptado por Carvalho *et al.* (2005)

4. Análise estatística

Os resultados obtidos ao longo do estudo foram sujeitos a tratamento estatístico com o auxílio do programa Microsoft Excel 2010, R Pacage Rcmdr versão 3.4.3. e IBM SPSS Statistics 22, de modo a obter-se a estatística descritiva para os vários parâmetros em estudo. Para a contagem de oocistos, ovos e larvas foi calculada a média para um nível de confiança de 95%. Foi utilizado o coeficiente de correlação de Pearson para procurar uma possível relação entre as variáveis em estudo.

III. Apresentação e Discussão de Resultados

1. Ovinos

1.1. Camas e Fezes

Os resultados apresentados na Figura 21 mostram que, tanto as análises efetuadas às fezes como as efetuadas ao material das camas revelaram a presença de oocistos e ovos de parasitas gastrointestinais. Como seria de esperar foram observados mais oocistos e ovos nas amostras de fezes do que nas amostras das camas, devido ao facto de os oocistos e ovos encontrados nas camas serem provenientes das fezes e, sendo as camas constituídas por vários outros componentes, como palhas, lã, urina e material fecal, é natural que tenham um menor número de parasitas do que as fezes.

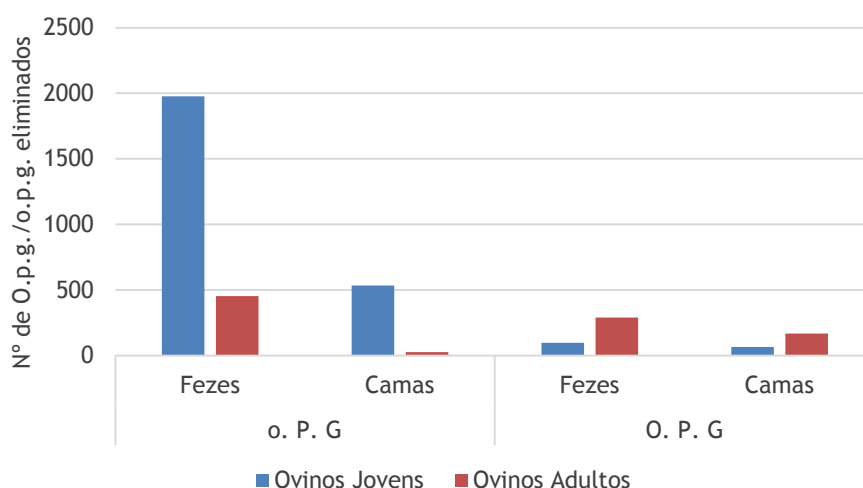


Figura 21 - Número de o.p.g. e O.p.g. nas fezes e nas camas de animais jovens e animais adultos

A análise aos dados obtidos mostrou existirem diferenças significativas ($p < 0,05$) quanto ao número médio de oocistos encontrados nas fezes e nas camas, tanto para os animais jovens como para os animais adultos, o mesmo não aconteceu em relação ao número médio de ovos (Tabela 6).

Tabela 6 - Comparação entre o nº de oocistos e nº de ovos nas fezes e nas camas, nas duas classes etárias estudadas (*p-value*)

	<i>p-value</i>	
	o.p.g.	O.p.g.
	Fezes vs. Camas	Fezes vs. Camas
Ovinos Jovens	0,02341*	0,5344
Ovinos Adultos	1,357e-11***	0,1419

De facto, o número médio de oocistos encontrados nas camas dos animais jovens foi cerca de 27% do valor encontrado nas suas fezes, enquanto para nos animais adultos este valor foi apenas de 5,5% (Tabela 7).

Tabela 7 - Valores médios do número o.p.g. e O.p.g. nas fezes e nas camas

	Valores médios			
	o.p.g.		O.p.g.	
	Fezes	Camas	Fezes	Camas
Ovinos Jovens	1977,27	535,00	97,73	65,00
Ovinos Adultos	452,49	25,00	289,36	167,50

No que se refere às diferenças observadas quanto ao número médio de oocistos nas fezes entre os dois grupos de animais estudados (animais jovens e adultos), os resultados obtidos permitem concluir que, nas fezes dos animais adultos o número médio de oocistos foi cerca de 23% do valor médio observado nas fezes dos animais jovens. Relativamente aos valores obtidos ao nível das camas para os dois grupos etários estudados, observou-se um comportamento idêntico, tendo-se encontrado um valor médio em oocistos na cama dos animais adultos cerca de 4,7% do valor observado para as camas dos animais jovens (Tabela 7). Estes resultados estão em concordância com o referido por alguns autores (Waller, 2006; Lagares, 2008; Guerreiro, 2009) que concluíram que estes resultados estão relacionados com o facto dos animais jovens ainda não terem desenvolvido a sua imunidade e tendem a ser infetados logo nas primeiras semanas de vida, sobretudo durante a amamentação, através do contacto com a glândula mamária da progenitora. Contudo, Green (2005) ao estudar a eliminação de oocistos de *Cryptosporidium parvum* em ovinos ao longo de 64 dias pós-parto concluiu que os animais adultos fazem maior eliminação que os animais jovens.

No entanto, no que se refere à eliminação de ovos, os animais adultos apresentaram valores médios superiores, quando comparados com os animais jovens, observando-se diferenças significativas ($p < 0,05$) entre as duas classes etárias. Guerreiro (2009) num estudo sobre a relação entre o manejo existente nas explorações e a prevalência de parasitoses gastrointestinais, nas regiões do Alentejo e Andaluzia, concluiu também que são as fêmeas em lactação as que apresentam uma maior eliminação de ovos EGI pelas fezes. Este autor indica que os seus resultados estariam relacionados com o período inicial de lactação, pois as análises coprológicas que realizou foram efetuadas após o parto, e os borregos eram separados das progenitoras, tendo assim pouco contacto com o seu primeiro meio de infeção, a glândula mamária. O mesmo autor verificou que os animais jovens só começaram a fazer maior eliminação de ovos a partir do ano de idade, tendo atribuído esse facto ao contacto dos animais com a pastagem.

De facto, os resultados obtidos mostraram que as fezes dos animais jovens apresentaram um valor médio de O.p.g. cerca de 34% do valor observado nas fezes dos animais adultos (Tabela 7) e, conseqüentemente, também nas camas dos animais jovens o valor médio em O.p.g. foi cerca de 39% do número médio de ovos encontrado nas camas dos animais adultos.

Vários autores apontam para a importância do estado fisiológico dos animais na eliminação de formas parasitárias, tendo Lagares (2008) afirmado que as fases de

desenvolvimento mais suscetíveis a infecções por EGI são a fase de jovem (borrego) e, no caso específico das fêmeas, na fase pós-parto, ou seja, no início da lactação. Já Green (2005) refere que os momentos de maior eliminação são os mesmos para a cria e para a progenitora, isto é, cerca de 4 dias após o parto, tendo Sotomaior (2009) observado que as fêmeas apresentam um aumento do número de ovos de parasitas nas fezes um pouco mais tarde, aproximadamente três semanas após o parto, tendo concluído que estas são as responsáveis pela contaminação das pastagens e, conseqüente contaminação das crias ao contactarem com essas pastagens.

Os resultados obtidos permitiram também observar que, em relação aos animais jovens, o valor médio de oocistos encontrado quer nas fezes quer nas camas, foi significativamente superior ao valor médio de ovos. Quanto aos animais adultos, verificou-se que o número de oocistos nas fezes foi cerca do dobro do valor médio de ovos observados na mesma matriz. Quanto às camas dos animais adultos, os valores médios de ovos foram significativamente superiores aos valores médios de oocistos.

1.1.1. Evolução de o.p.g. e O.p.g. ao longo do tempo

Relativamente à evolução ao longo do tempo do número de oocistos e de ovos nas fezes dos animais jovens, os resultados obtidos permitem verificar que houve uma tendência para a diminuição na eliminação de ovos ao longo do período de estudo, enquanto os valores de o.p.g. oscilaram, não se tendo observado diferenças significativas ao longo do tempo (Figura 22). Este comportamento não era expectável já que com a idade os animais, desenvolvem o seu sistema imunitário e, assim, era natural que tivesse ocorrido uma diminuição na eliminação de oocistos pelas fezes.

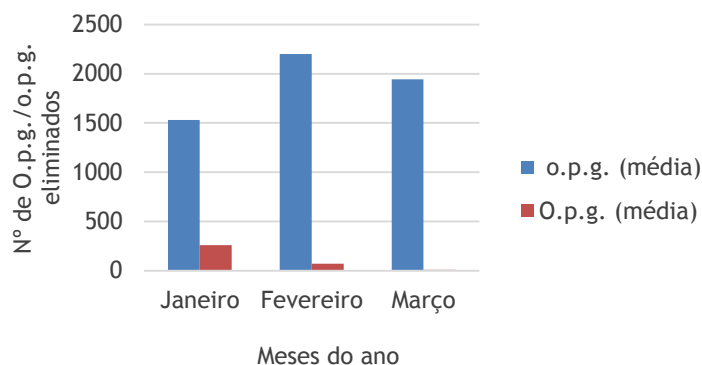


Figura 22 - Evolução de eliminação de o.p.g. e O.p.g. em animais jovens

A Figura 23 mostra a evolução do número de oocistos e ovos nas fezes dos animais adultos, durante o período de estudo, observando-se a partir de abril uma tendência para o número de ambos os parâmetros analisados diminuir.

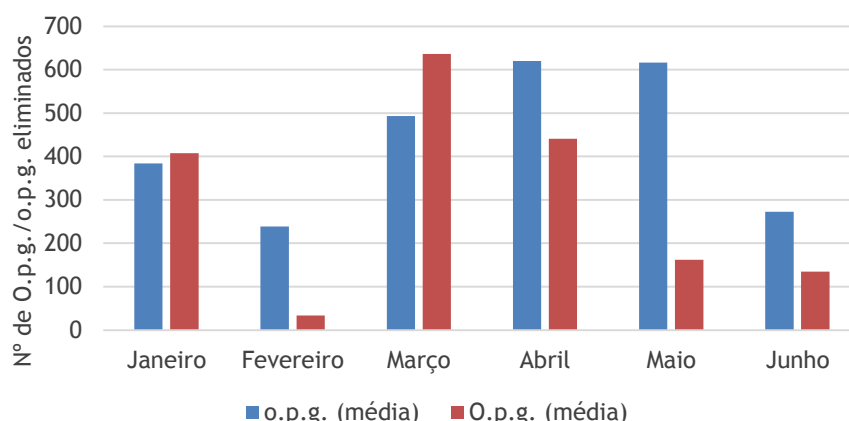


Figura 23 - Evolução de eliminação de o.p.g. e O.p.g. nas fezes em animais adultos

Os picos de eliminação de oocistos e de ovos ocorreram em momentos diferentes e podem estar relacionados com a variação da temperatura e da humidade relativa ao longo do tempo.

A diminuição observada quer dos o.p.g. quer dos O.p.g. no mês de fevereiro em relação ao mês de janeiro não era esperada, já que não foram feitas desparasitações aos animais nem foram observadas variações significativas nas condições ambientais, quer em termos de temperatura quer de humidade, fatores considerados fundamentais para a persistência destes elementos no meio ambiente.

O aumento de eliminação de o.p.g. observado em março pode ser explicado pelo aumento da precipitação e, sobretudo, da humidade relativa do ar (valores médios de 269,1 mm de precipitação e 72,7% de humidade relativa), enquanto o aumento observado nos meses seguintes (abril e maio), poderá ser explicado pelo aumento da temperatura atmosférica (temperatura média mensal de 13,2°C e 16,2°C, respetivamente), chegando a atingir 18,2°C e 22,7°C, respetivamente, como se pode observar pela Tabela 3. Estas temperaturas encontram-se próximas do intervalo considerado ótimo para a esporulação (20-25°C) segundo Campillo e Vázquez (2002) citado por Guerreiro (2009).

Em junho observou-se uma diminuição significativa do número de o.p.g. que pode ser explicado pelo aumento da temperatura atmosférica (a temperatura média mensal foi de 20,8°C) e diminuição da humidade relativa do ar, que poderão ter contribuído para dificultar a esporulação. Estes resultados estão de acordo com o observado por Cruz (2015) que concluiu que ocorreu uma redução e inviabilização de oocistos na presença de temperaturas superiores a 25°C e para condições de humidade relativa do ar reduzidas.

No que se refere à evolução de O.p.g., foi em março que foi registado o pico de eliminação o qual poderá estar relacionado com o elevado valor da humidade relativa do ar (91,1%). De facto, segundo Ramos (2013), os valores de humidade ótimos para o desenvolvimento larvar situam-se entre 70-100%, enquanto em termos de temperatura ótima verifica-se que para a maioria das espécies é de 26-27°C. Porém, Neves (2013) refere que para ocorrer o desenvolvimento larvar basta existir uma humidade relativa do ar de cerca de 75% e uma temperatura mínima não inferior ao intervalo 10-14°C.

Nas análises de fezes e camas, foram observados oocistos de *Eimeria* spp. e ovos de *Moniezia expansa*. Os oocistos de *Eimeria* spp. (Figura 24) foram observados apenas no material de cama dos ovinos jovens. De facto, segundo Oliveira (2018), os protozoários do

gênero *Eimeria* afetam principalmente animais jovens que, por sua vez fazem grande eliminação deste protozoário. Lagares (2008) ao estudar a intensidade das parasitoses gastrointestinais em 25 explorações na região da Cova da Beira, utilizando como matrizes as fezes, camas e pastagens, observou que as análises às fezes de ovinos jovens de 4 dessas explorações revelaram infecção fraca a forte por *Eimeria* spp., enquanto os resultados das fezes dos animais adultos, dessas e das restantes explorações estudadas, revelaram infecções fracas a moderadas. Também Guerreiro (2009) ao comparar três grupos de ovinos: jovens (com menos de 1 ano), fêmeas gestantes e fêmeas lactantes, verificou que foi nos animais jovens que ocorreu maior eliminação de oocistos do gênero *Eimeria*.

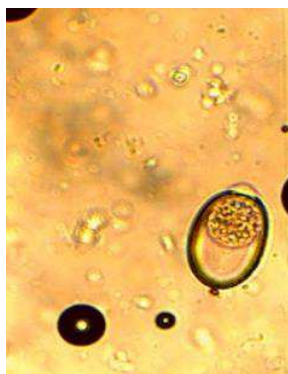


Figura 24 - Oocisto de *Eimeria* não esporulado

Os ovos de *Moniezia expansa* foram observados tanto nas análises coprológicas como nas análises efetuadas ao material das camas (Figura 25). Foram ainda observados ácaros nas análises às camas (Figura 26).



Figura 25 - Ovos de *Moniezia expansa* observado no material das camas



Figura 26 - Ácaro observado no material das camas

Os ácaros são HI de cestodes, que posteriormente são ingeridos pelo HD infetando-o. Segundo Irie *et al.* (2013), os ácaros oribatídeos podem ser encontrados nas camas dos animais em sistema intensivo, tendo concluído que há a possibilidade de ocorrer um ciclo completo. Apesar dos animais do presente estudo não se encontrarem permanentemente estabulados, pernoitam apenas no ovil. A presença de ácaros e de ovos pode significar então que o ciclo é completo. Oliveira (2018) refere que as larvas destes parasitas podem sobreviver durante o inverno no interior destes ácaros oribatídeos e que durante a primavera pode ocorrer um aumento de atividade dos ácaros na pastagem, podendo assim ocorrer uma

maior infecção por este parasita. De acordo com Lagares (2008), esta é uma parasitose sazonal devido ao facto de estes parasitas necessitarem de temperaturas amenas e elevada humidade, como se faz sentir geralmente na primavera. Iniciando-se em janeiro e terminando em junho, o presente estudo decorreu maioritariamente na primavera podendo assim justificar-se a presença deste parasita nas pastagens, bem como dos ácaros oribatídeos.

No presente estudo e no que se refere à presença de *Moniezia expansa*, os resultados obtidos não evidenciaram diferenças significativas entre animais adultos e jovens. Estes resultados estão de acordo com os obtidos por Guerreiro (2009), apesar de outros autores (Campillo e Vázquez, 2002; Urquhart *et al.*, 1996) afirmarem que esta é uma parasitose típica de animais jovens. Porém, Lagares (2008) observou que ovinos adultos, em várias fases de produção, apresentaram infecções por *Moniezia expansa* mais fortes do que animais jovens.

Os resultados obtidos no presente estudo mostraram a presença de um número superior de ovos de *Moniezia expansa* nas camas dos ovinos do que nas respetivas fezes (Figura 27).

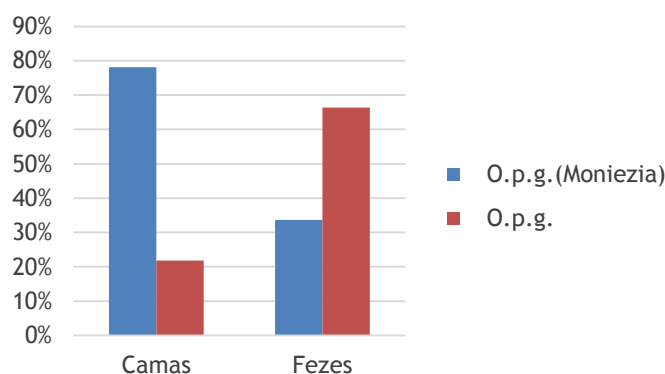


Figura 27 - Comparação de presença de *Moniezia expansa* em camas e em fezes

Ao longo do presente trabalho, foram ainda observadas nas fezes, larvas pertencentes aos seguintes géneros: *Trichostrongylus*, *Chabertia*, *Haemonchus* (Figura 28), *Cooperia* e *Ostertagia* (Figura 29).



Figura 28 - Larva do género *Haemonchus* (Malcata, 2014)



Figura 29 - Larva do género *Ostertagia* (Ramos, 2013)

A distribuição percentual dos géneros de parasitas observados nas fezes está representada na Figura 30. O género *Cooperia* foi o que ocorreu em maior percentagem (29%), verificando-se que normalmente atua em infecções mistas, tal como o género *Trichostrongylus* e *Chabertia*, que representam, respetivamente 17% e 4% dos parasitas encontrados nas fezes ao longo do período de estudo. O género *Chabertia* é comum apenas

em pequenos ruminantes. Foram ainda encontrados os géneros *Haemonchus* (4%) e *Ostertagia* (22%) que são, de todos os géneros encontrados, os mais patogénicos. Também o género *Moniezia* foi dos géneros observados em maior percentagem, correspondendo a um valor de 25%.

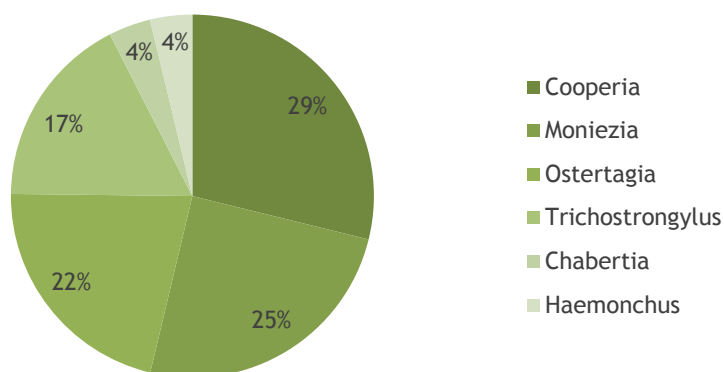


Figura 30 - Distribuição percentual dos géneros parasitários observados nas fezes dos ovinos (%), durante o período de estudo

1.2. Pastagens e Solos

Na exploração de ovinos da ESACB, o rebanho ovino é desparasitado uma vez por ano, entre setembro e outubro, e é feita rotação das pastagens. A Tabela 8 mostra o número de oocistos, ovos e larvas presentes nas amostras de pastagens colhidas nos diferentes locais de pastoreio. De acordo com a classificação de nível de risco de contaminação, os resultados obtidos revelaram níveis de risco baixo ou médio (Tabela 9). Nos locais L87 e L91 foram observados um número de ovos que, segundo a classificação referida, permite considerar que se está na presença de níveis de risco médio, tendo ainda sido detetada a presença de estrongiloides.

Tabela 8 - Valores totais de o.p.g., O.p.g. e L3.p.g. nas pastagens de locais de pastoreio

Local	o.p.g.	O.p.g.	L3.p.g.	Observações
L87	0	500	0	Presença de ovos Estrongiloide
L72	0	200	250	Presença de ovos Estrongiloide e larvas <i>Cooperia</i>
L91	0	700	0	Presença de ovos Estrongiloide
L108	0	0	450	Presença de larvas <i>Cooperia</i> e <i>Trichostrongylus</i>

Tabela 9 - Níveis de risco de contaminação das pastagens de locais de pastoreio*

Pastagem Local	Oocistos	Ovos	Larvas
L87	Baixo	Médio	Baixo
L72	Baixo	Baixo	Baixo
L91	Baixo	Médio	Baixo
L108	Baixo	Baixo	Baixo

*Nível de risco baixo (0 a 10 ovos, oocistos ou larvas); Nível de risco médio (10 a 20 ovos, oocistos ou larvas); Nível de risco elevado (mais de 20 ovos, oocistos ou larvas)

De acordo com Sotomaior (2009), os ovos mantêm a sua capacidade infetante com valores de humidade relativa superiores a 70%, valores encontrados nos meses em que foram recolhidas as amostras estudadas, embora só atinjam o desenvolvimento ótimo com valores de humidade relativa superiores a 96% (Guerreiro 2009). De facto, apesar de as colheitas nos locais L87 e L91 terem ocorrido em meses diferentes, abril e maio, respetivamente e em que os valores de temperatura e precipitação registados foram diferentes (Tabela 3), observou-se para ambos os meses, valores médios para a humidade relativa do ar idênticos, respetivamente de 89,5% e 88,4%, o que poderá explicar o nível de risco médio para a presença de ovos nas pastagens.

Quanto à temperatura ótima de desenvolvimento larvar, como referido anteriormente, alguns autores indicam o intervalo de 18-26°C, enquanto outros referem um intervalo entre 22°C e 32°C. Nos meses em que decorreu o presente trabalho, foram registados valores de temperatura que variaram entre 18,2°C e 22,7°C, ou seja valores favoráveis ao desenvolvimento larvar.

A amostragem no local L108 foi efetuada no mês de junho, tendo-se observado um aumento da temperatura média do ar e uma diminuição significativa da precipitação, condições que no seu conjunto são desfavoráveis ao desenvolvimento de formas parasitárias, podendo assim explicar os resultados obtidos e demonstrados nas Tabelas 8 e 9. De facto, segundo Urquhart *et al.* (1996), em condições de temperaturas elevadas, as larvas desenvolvem-se rapidamente e tornam-se mais ativas, esgotando as suas reservas lipídicas e acabando por não sobreviver.

O sistema de rotação de pastoreio e a sua duração, em cada local da exploração, está sobretudo relacionado com a disponibilidade de alimento, embora essa rotação possa também contribuir para diminuir o risco de contaminação já que os animais vão para pastagens livres de ovos e larvas (L3). De acordo com Colvin (2008), períodos curtos de pastoreio e longos de repouso das pastagens, seriam importantes para auxiliar o controlo de parasitas gastrointestinais nas explorações pecuárias. Este autor procurou avaliar parasitoses gastrointestinais em clima frio e temperado, durante 2 anos, tendo utilizado 3 lotes de ovinos em estados produtivos diferentes e sob três sistemas de manejo diferentes. O referido autor concluiu que para um melhor controlo destas parasitoses, as pastagens deveriam estar cerca de oito semanas em repouso, afirmando que só assim se conseguia reduzir a carga parasitária, embora tenha reconhecido que ao nível de uma exploração é muitas vezes difícil respeitar esse intervalo, pois poderá ocorrer subutilização da pastagem. A sobrevivência do parasita está relacionada com a temperatura atmosférica, sendo preferenciais as

temperaturas baixas, desta forma, a estação do ano que determina o período de repouso determina também o desenvolvimento parasitário (Lagares,2008).

No local de pastagem identificado como L108 foram observadas larvas (nível de risco baixo), tendo sido detetada a presença dos géneros *Cooperia* e *Trichostrongylus*, enquanto no local L72 foram observados não só larvas, mas também ovos, embora num número que permite classificar o nível de risco como baixo, tendo ainda sido detetados no último local a presença de ovos de Estrongiloide e larvas do género *Cooperia*.

A colheita de amostras do local L72 também ocorreu em maio, ou seja, nas mesmas condições climáticas da colheita do local L91, mas com resultados diferentes. A diferença nos resultados pode ser explicada pelo facto de no local L91, para além de ser um local de pastoreio, ter sido também aplicado chorume no ano 2017.

Os resultados das amostras de solo indicam que em todos os locais que se procedeu à colheita de amostras apresentaram níveis de risco que se podem classificar como baixos (Tabelas 10 e 11). Nas amostras de solos foram observadas larvas dos géneros *Chabertia*, *Cooperia*, *Ostertagia* e *Trichostrongylus*.

Tabela 10 - Valores totais de o.p.g., O.p.g. e L3.p.g. nos solos de locais de pastoreio

Solo Local	o.p.g.	O.p.g.	L3.p.g.	Observações
L87	50	0	0	-
L72	0	0	400	Presença de larvas <i>Chabertia</i> , <i>Cooperia</i> e <i>Ostertagia</i>
L91	0	0	50	Presença de larvas <i>Trichostrongylus</i>
L108	0	0	50	Presença de larvas <i>Trichostrongylus</i>

Tabela 11 - Níveis de risco de contaminação dos solos de locais de pastoreio

Solo Local	Oocistos	Ovos	Larvas
L87	Baixo	Baixo	Baixo
L72	Baixo	Baixo	Baixo
L91	Baixo	Baixo	Baixo
L108	Baixo	Baixo	Baixo

Comparando os resultados obtidos nas amostras de pastagem com os obtidos nas amostras de solo, pode-se concluir que nas pastagens se observou com frequência a presença de ovos enquanto nos solos foi mais frequente a presença de larvas, apesar de se tratar de um nível de risco de contaminação baixo, para ambos os casos.

As diferenças no número de ovos e larvas entre as duas matrizes poderão estar relacionadas com a temperatura e humidade do solo, registados na altura de colheita das amostras. Apesar de não existirem registos oficiais da humidade do solo durante o período de estudo, sabe-se que a percentagem de humidade do solo aumenta após a elevada precipitação o que ocorreu no mês de março. Foi também a partir desse mês que as temperaturas começaram a aumentar.

Os géneros de parasitas encontrados quer ao nível das pastagens quer nos solos coincidiram com os encontrados nas fezes dos ovinos da exploração em estudo, pelo que se pode concluir que os animais poderão ser responsáveis pela contaminação dos locais de pastoreio, evidenciando a importância da prática cultural de rotação de pastagens, de forma a contribuir para a diminuição da carga parasitária nas mesmas.

Pode considerar-se “preocupante” a presença de *Ostertagia* spp. pela sua presença nas fezes e pela sua elevada patogenicidade e prolificidade (Urquhart et al., 1996).

2. Bovinos

O efetivo bovino permanece sempre no campo, indo apenas às instalações no momento da ordenha. Os excrementos produzidos durante a ordenha, juntamente com as águas de lavagem, são encaminhados para uma fossa de retenção, onde ficam armazenados até serem posteriormente distribuídos no solo.

2.1. Fezes

Apesar do efetivo bovino ser pequeno, os animais estão divididos por lotes (secas, em lactação, novilhas) de modo a controlar os períodos de lactação de cada animal e a manter a quantidade e qualidade da produção da exploração. Deste modo foram recolhidas amostras de fezes de cada lote, tendo-se efetuado uma colheita direta do lote das vacas em lactação e colheita de fezes recém emitidas nos restantes lotes.

Para classificar o grau de infeção parasitária consoante o número de o.p.g. ou O.p.g. encontrados nas amostras analisadas, utilizou-se o critério mostrado na Tabela 12.

Tabela 12 - Grau de infeção parasitária consoante a contagem de o.p.g. ou O.p.g. em bovinos

Contagem de o.p.g./O.p.g.	Grau de infeção
0-100	Fraco
150-250	Moderado
300-600	Grave

(Adaptado de Soulsby, 1987)

Como se pode observar pelos resultados apresentados na Tabela 13, nos lotes de vacas secas e em lactação não se observou a presença de qualquer forma parasitária, exceto quando se utilizaram as técnicas de McMaster e de Coprocultura.

Tabela 13 - Valores médios de o.p.g., O.p.g. e L3.p.g. em cada tipo de técnica laboratorial

Lote	Willis			McMaster			Baerman			Coprocultura		
	o.p.g.	O.p.g.	L3.p.g.	o.p.g.	O.p.g.	L3.p.g.	o.p.g.	O.p.g.	L3.p.g.	o.p.g.	O.p.g.	L3.p.g.
Secas	0	0	0	17	0	0	0	0	0	0	0	0
Em lactação	0	0	0	17	0	0	0	0	0	0	0	167
Novilhas	100	100	0	233	67	0	0	0	0	0	0	33

Os resultados da Técnica de McMaster no lote das vacas secas e em lactação não são muito relevantes, pois trata-se de uma infecção fraca. Nos resultados obtidos através da técnica de Coprocultura, as fêmeas em lactação apresentam, em termos de presença de larvas, um valor que permite classificar o grau de infecção como moderado, embora não se tenha conseguido identificar nenhuma das larvas. Contudo, não é possível tirar conclusões com base nestes resultados devido ao número reduzido de colheitas e à frequência de desparasitações que é feita neste lote (desparasitação anual e no momento da secagem).

O lote das novilhas foi desparasitado em datas diferentes dos outros dois lotes, devido ao facto de neste lote entrarem e saírem animais com regularidade. Assim, alguns animais foram desparasitados em janeiro de 2018, enquanto outros o foram em fevereiro de 2018 e outros só foram desparasitados em junho de 2018. As duas primeiras desparasitações ocorreram um mês antes das colheitas de amostras (desparasitação em janeiro/colheita de amostra em fevereiro; desparasitação em fevereiro/colheita de amostra em março). Os resultados obtidos evidenciaram um grau de infecção fraco a moderado para as metodologias analíticas através das Técnicas de Willis, Mc Master e Coprocultura (Tabela 14).

Tabela 14 - Classificação de graus de infecção parasitária consoante a contagem de o.p.g., O.p.g. e L3.p.g. em cada tipo de análise

Lote	Willis			McMaster			Baerman			Coprocultura		
	o.p.g.	O.p.g.	L3.p.g.	o.p.g.	O.p.g.	L3.p.g.	o.p.g.	O.p.g.	L3.p.g.	o.p.g.	O.p.g.	L3.p.g.
Secas	0	0	0	Infeção fraca	0	0	0	0	0	0	0	0
Em lactação	0	0	0	Infeção fraca	0	0	0	0	0	0	0	Infeção moderada
Novilhas	Infeção moderada	Infeção moderada *	0	Infeção moderada	Infeção fraca	0	0	0	0	0	0	Infeção fraca *2

*presença de ovos de *Moniezia benedeni*

*2presença de larvas *Trichostrongylus* e *Cooperia*

Tal como referido para os ovinos, a idade é um fator importante na resistência às parasitoses, verificando-se uma tendência para os animais mais jovens apresentarem cargas parasitárias superiores. Apesar do colostro constituir uma importante via de transmissão de anticorpos, não fornece este tipo de imunidade, tratando-se de um desenvolvimento lento. Desta forma, os animais jovens são rapidamente infetados ao terem contacto com a pastagem contaminada, por ingestão de L3, verificando-se que na exploração em estudo os vitelos começam a ter contacto com a pastagem a partir do primeiro mês. Girão *et al.* (1999) estudou a epidemiologia de helmintoses em bovinos (*Bos taurus indicus*) no Brasil em sistema extensivo através de exames coprológicos e necropsias e concluiu que bovinos com idades compreendidas entre 6 e os 12 meses apresentavam maior grau de infecção do que animais com idade superior. Estes resultados estão também de acordo com os obtidos por Malcata (2014) num estudo que desenvolveu para avaliar o grau de parasitismo e a prevalência de

parasitas gastrointestinais em bovinos leiteiros no Centro e no Sul de Portugal. O referido autor constatou também que os animais mais jovens são mais suscetíveis à infeção por EGI, tendo igualmente verificado que à medida que vão contactando com o parasita, os animais vão-se tornando mais resistentes ao parasita, o que se reflete numa menor eliminação de O.p.g. em vacas secas e em lactação quando comparadas com as novilhas. Assim, Malcata (2014) concluiu que as diferenças entre as contagens de O.p.g. nas vacas (secas e em lactação) e nas novilhas podem ser atribuídas às diferenças no estatuto imunitário, que é mais desenvolvido nos animais adultos.

Também Cachapa (2016), ao avaliar a prevalência de infeções parasitárias gastrointestinais em efetivos bovinos no distrito de Portalegre através de análises coprológicas a lotes de animais em várias fases de ciclo reprodutivo, concluiu que à medida que a idade dos bovinos aumenta, a contagem de O.p.g. nas fezes diminui como consequência da imunidade adquirida ao longo do tempo.

No entanto, Pereira (2018) alerta para o facto de muitas vezes os animais adultos parasitados eliminarem menor número de ovos do que os animais jovens o que não significa que não estejam infetados, mas sim que possuem um maior grau de resistência.

De acordo com Ramos (2013) e Oliveira (2018), por vezes as contagens de O.p.g. podem não ser fidedignas quanto ao número de parasitas existentes no interior do hospedeiro, referindo que o número de parasitas eliminados através das fezes não está diretamente relacionado com o número de parasitas existente no organismo. Estes autores consideram que, independentemente do número de O.p.g. contados, a infeção pode ser maior ou menor por vários motivos: consoante o número de formas adultas existentes no interior do organismo, consoante o número de formas imaturas (que embora não produzam ovos, são causadoras de doença como é o caso das larvas em hipobiose) e porque cada espécie de parasita é responsável por um grau de patogenicidade próprio (Urquhart *et al.*, 1996).

Foram observados ovos de *Moniezia benedeni* (Figura 31) na Técnica de Willis e larvas dos géneros *Trichostrongylus* e *Cooperia* na Coprocultura das novilhas.

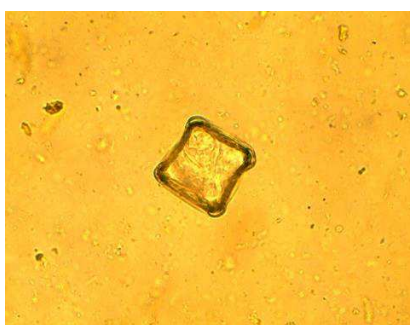


Figura 31 - Ovo de *Moniezia benedeni*

De acordo com Anastácio (2011), a presença de parasitas do género *Moniezia* sugere a existência de contaminação das pastagens por ácaros oribatídeos. Também Oliveira (2018) refere que temperaturas baixas e baixo teor de humidade relativa do ar, seguidos de temperaturas altas e baixos valores de humidade relativa do ar, podem contribuir para uma redução do hospedeiro intermediário. Pelo contrário, a ocorrência de precipitação e um consequente aumento da humidade relativa do ar, pode levar a um aumento na atividade do

ácaro oribatídeo. Durante o período de estudo, registou-se um aumento da temperatura, embora no que se refere à humidade relativa se tenha verificado uma manutenção de valores próximos dos 70%.

A presença destes géneros de parasitas pode estar relacionada com a partilha de pastagens com outros animais, incluindo animais selvagens. O género *Trichostrongylus* (Figura 32) afeta não só ruminantes como outros animais como suínos, aves e leporídeos. De facto, no caso específico do parque das novilhas, foram observados leporídeos durante o período de estudo. Num estudo realizado por Stott *et al.* (2009) citado por Ramos (2013), lebres (*Lepus europaeus*) foram expostas a pastagens contaminadas por parasitas de ovinos e bovinos e os resultados revelaram a ocorrência de infeção das lebres por estes parasitas, mostrando que os leporídeos podem funcionar como reservatório de nematodes parasitas de ruminantes.



Figura 32 - Larva do género *Trichostrongylus* (Ramos, 2013)

2.2. Chorume

O chorume na exploração em estudo é aplicado nos solos com o objetivo de reciclar nutrientes e matéria orgânica. O chorume pode ser definido como uma mistura de fezes e urina dos animais e águas de lavagem, podendo ainda conter desperdícios de alimentação animal. Assim, no caso de existirem animais infetados na exploração, as fezes poderão conter parasitas e ao serem espalhadas na forma de chorume podem contribuir para a disseminação desses parasitas não só ao nível do solo, mas também das pastagens e/ou dos recursos hídricos.

Para a sua caracterização, foram recolhidas três amostras de chorume armazenado na fossa da exploração, ao longo do período de estudo. Como se pode observar pela Tabela 15, na primeira amostra foram detetados quer oocistos (o.p.g) quer ovos (O.p.g), tendo igualmente sido identificada a presença de ovos de *Moniezia expansa*. Estes resultados podem ser explicados não só pela reduzida quantidade de chorume armazenado, como também pelo facto de, pela mesma razão, não ser possível efetuar uma adequada homogeneização do chorume tendo a amostra sido colhida mais à superfície e, por isso, corresponder sobretudo a resíduos recentemente emitidos pelo efetivo.

Tabela 15 - Resultados de análises de chorume

Data de análise	o.p.g.	O.p.g.	Observações
17-01-2018	31	50	Presença de ovos de <i>Moniezia expansa</i>
21-03-2018	0	55	-
21-06-2018	0	0	-

Nas duas colheitas seguintes, por já existir maior quantidade de chorume na fossa, foi possível proceder previamente à homogeneização do conteúdo da fossa, permitindo assim recolher amostras mais representativas desse conteúdo. Os resultados obtidos em ambas as colheitas permitem concluir que o efetivo em lactação apresenta um grau de infeção fraco.

De acordo com Sotomaior *et al.* (2009), os chorumes recentes podem conter milhares de larvas vivas, pelo que o seu espalhamento deverá ocorrer apenas após um período de armazenamento que garanta a eliminação de ovos e larvas de parasitas, de forma a minimizar a contaminação dos solos. Os resultados obtidos nas duas últimas amostras poderão também ser explicados pelo maior período de armazenamento do chorume em relação à primeira colheita. De facto, aquando do armazenamento e, devido aos elevados teores de matéria orgânica presentes no chorume, ocorre um ambiente de decomposição anaeróbia que contribui para a diminuição dos valores de pH do chorume que podem ser responsáveis pela eliminação das formas parasitárias neste tipo de matriz.

Como já foi referido, na primeira amostra foi observado um ovo de *Moniezia expansa* (Figura 33), facto que não era esperado dado que a presença desta espécie de *Moniezia* é pouco comum em resíduos de bovinos e, neste caso, o chorume é exclusivamente proveniente deste efetivo.

Figura 33 - Ovo de *Moniezia expansa*

3. Avaliação dos parasitas nas pastagens e nos solos após aplicação de estrume e/ou chorume

Tanto no ano 2016 como no ano 2017, o estrume e o chorume gerados na exploração em estudo foram aplicados em diferentes locais de sementeira, durante os meses de setembro e outubro.

3.1. Ano de 2016

Nos meses de setembro e outubro do ano 2016 os estrumes e chorumes gerados na exploração foram aplicados nos locais identificados com os códigos L37E e L106C. Tendo como base os dados climáticos da estação meteorológica da ESACB, verificou-se que as temperaturas nesses meses foram amenas, tendo-se registado um valor médio de 22,5°C e 17,2°C, respetivamente. No que se refere ao número de horas de sol e de precipitação, observou-se que no mês de setembro ocorreram 303,1 horas de sol e apenas 12,4mm de precipitação, enquanto no mês de outubro foram registadas 199,1 horas de sol e ocorreu um grande aumento de precipitação tendo sido registado um valor mensal de 108,0mm.

3.1.1. Pastagens

No ano 2016, as parcelas L37E e L106C receberam, respetivamente, estrume e chorume. Os resultados obtidos (Tabela 16) mostram que as formas parasitárias analisadas apontam para um nível de baixo risco de infeção (Tabela 17).

Tabela 16 - Valores médios de o.p.g., O.p.g. e L3.p.g. nas pastagens com aplicação de chorume e estrume em 2016

Local	o.p.g.	O.p.g.	L3.p.g.	Observações
L37E	0	17	133	Presença de larvas <i>Trichostrongylus</i>
L106C	0	83	0	-

Tabela 17 - Níveis de risco de contaminação das pastagens com aplicação de chorume e estrume em 2016

Local	oocistos	Ovos	Larvas
L37E	Baixo	Baixo	Baixo
L106C	Baixo	Baixo	Baixo

Tal facto poderá ser explicado sobretudo pelo período de tempo que decorreu entre a aplicação e a amostragem (quase dois anos). Há que salientar também que, desde a aplicação dos efluentes e estrumes em 2016 até 2018, estes locais passaram por períodos de solo nu ou de reduzida vegetação, o que significa que, caso existisse contaminação, as formas parasitárias estiveram mais expostas às condições ambientais, nomeadamente à incidência da radiação solar. Os resultados obtidos estão de acordo com o observado por Almeida et al. (2005), o qual estudou o desenvolvimento, a sobrevivência e a distribuição das larvas infetantes de parasitas gastrintestinais de ruminantes domésticos, em período seco. O referido autor colocou amostras de fezes naturalmente infetadas em pastagens e, posteriormente, analisou as amostras de fezes e de pastagem. O autor observou que o desenvolvimento larvar ocorreu quando a humidade relativa média do ar foi de 72,9%, porém, não foi possível registar a humidade média do microclima, que provavelmente apresentava valores superiores, devido à densidade da vegetação. Observou também que temperaturas amenas associadas a humidades relativas do ar acima de 60% favorecem a sobrevivência das larvas de nematodes gastrintestinais de ruminantes na pastagem.

3.1.2. Solos e Águas

Os resultados das análises feitas às águas e aos solos nos locais L37E e L106C foram igualmente negativos, parecendo indicar que mesmo que tenha ocorrido contaminação, esta tende a desaparecer ao longo do tempo. Tal como referido anteriormente, desde a aplicação dos efluentes e estrumes em 2016 até 2018 foram registados períodos de elevada seca. A precipitação e humidade são fundamentais para a sobrevivência e desenvolvimento dos parasitas. Apesar de bastante resistentes às baixas temperaturas, para ocorrer esporulação de oocistos de *Eimeria*, por exemplo, são necessárias condições de temperaturas de pelo menos 27°C e humidade superior a 80%, durante 4 dias (Svensson *et al.*, 1994).

As amostras de água recolhidas no local L37E são provenientes da ribeira principal da exploração, tratando-se assim de água corrente. Desta forma, estas águas só estariam contaminadas caso a contaminação dos solos fosse contínua e houvesse arrastamento para a ribeira devido às escorrências no período das chuvas. No caso do local L106C, o ponto de água mais próximo era um afluente da ribeira que secou ao longo do estudo, tendo sido efetuada apenas uma colheita.

A temperatura e a humidade do solo registadas ao longo deste período de 2016-2018 podem também explicar os resultados obtidos. De facto, foram registadas temperaturas máximas de 37°C e mínimas de 5°C e humidade superior a 90% e inferior a 20%. De acordo com Urquhart *et al.* (1996), as temperaturas elevadas são favoráveis ao rápido desenvolvimento larvar, mas também se verifica que nessas condições as larvas se tornam muito ativas levando ao consumo das suas reservas lipídicas, o que se traduz na sua morte. Também Cruz (2015) observou que uma temperatura do solo entre 25-28°C e uma humidade que varie entre 31-62%, constituem condições favoráveis à esporulação de oocistos, embora tenha observado que estes começam a deteriorar-se passadas 24 horas.

3.2. Anos 2017

As temperaturas dos meses de setembro e outubro do ano 2017 foram mais elevadas do que é habitual particularmente no mês de outubro, tendo sido registadas temperaturas médias mensais de 21,5°C e 20,0°C, respetivamente. O ano 2017 foi um ano bastante atípico em que a precipitação foi bastante reduzida no outono e início de inverno. O mês de setembro contou com 312,5 horas de sol e sem registos de precipitação. No mês de outubro foram registadas 261,0 horas de sol, com apenas 14 mm de precipitação.

3.2.1. Pastagens

Os resultados das análises feitas às pastagens variaram bastante entre si como se pode observar pelos resultados apresentados na Tabela 18. As análises revelaram a presença de ovos de *Estrongiloides* e de larvas dos géneros *Cooperia* e *Trichostrongylus*. Todas as amostras foram recolhidas após o período chuvoso registado no mês de março, ocorreram nos meses de março, abril, maio e junho, ou seja, a primeira amostragem ocorreu quatro meses após aplicação dos resíduos. Ao longo do período de amostragem nestas parcelas, observou-se uma tendência para a diminuição da precipitação e aumento da temperatura (Tabelas 2 e 3). Estas alterações ao nível das condições climáticas poderão explicar as variações observadas no número de O.p.g. e L3.p.g. ao longo do tempo.

Tabela 18 - Valores médios de o.p.g., O.p.g. e L3.p.g. nas pastagens dos locais fertilizados em 2017

Local	o.p.g.	O.p.g.	L3.p.g.	Observações
L100E	0	867	217	Presença de ovos Estrongiloide e de larvas <i>Trichostrongylus</i>
L108E	0	433	450	Presença de ovos Estrongiloide e de larvas <i>Cooperia</i> e <i>Trichostrongylus</i>
L50C	0	617	317	Presença de ovos Estrongiloide e de larvas <i>Trichostrongylus</i>
L91C	0	1300	100	Presença de ovos Estrongiloide e de larvas <i>Trichostrongylus</i>

Através da observação das Figuras 34, 35 e 36 podemos constatar que o aumento de precipitação ocorrido no mês de março, seguido do aumento de temperatura observado no mês seguinte favoreceram a presença de ovos e larvas. De facto, a acompanhar valores mais elevados de precipitação e humidade no mês de março, observou-se um aumento do número de O.p.g., verificando-se que, nos meses seguintes, em que ocorreu aumento de temperatura e diminuição de precipitação e humidade, a contagem de O.p.g. começou a diminuir, tendo de seguida estabilizado.

Porém, no que se refere à contagem de larvas observou-se uma evolução diferente. Os resultados obtidos mostraram que o número de larvas atingiu o pico no mês de Maio, em que a temperatura média registada foi de 16,2°C e a precipitação total foi 32,6mm, seguindo-se uma diminuição acentuada no mês de Junho, mês em que foi registada a temperatura média de 20,8°C e apenas 12,6 mm de precipitação. Ou seja, a contagem de larvas apresentou uma evolução proporcional à temperatura e evolução inversamente proporcional à precipitação, demonstrando que a humidade elevada aliada a temperaturas amenas favorece o desenvolvimento das larvas na pastagem.



Figura 34 - Evolução de O.p.g. e L3.p.g. nas pastagens de acordo com a temperatura média

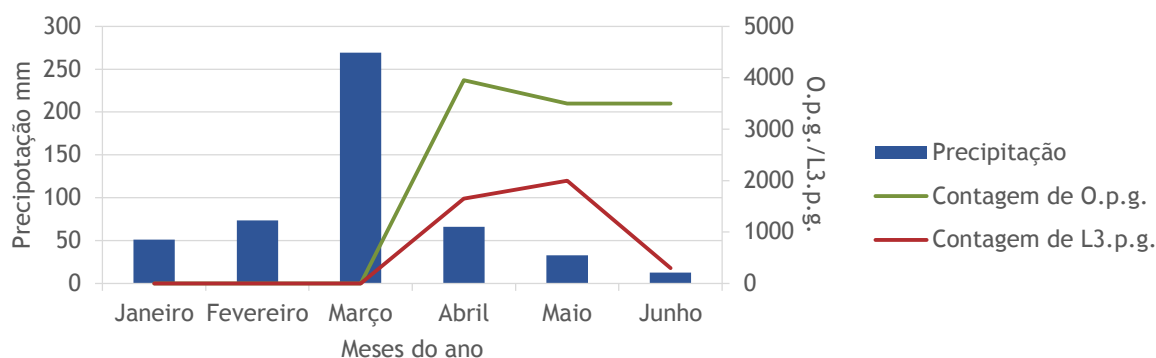


Figura 35 - Evolução de O.p.g. e L3.p.g. nas pastagens de acordo com a precipitação

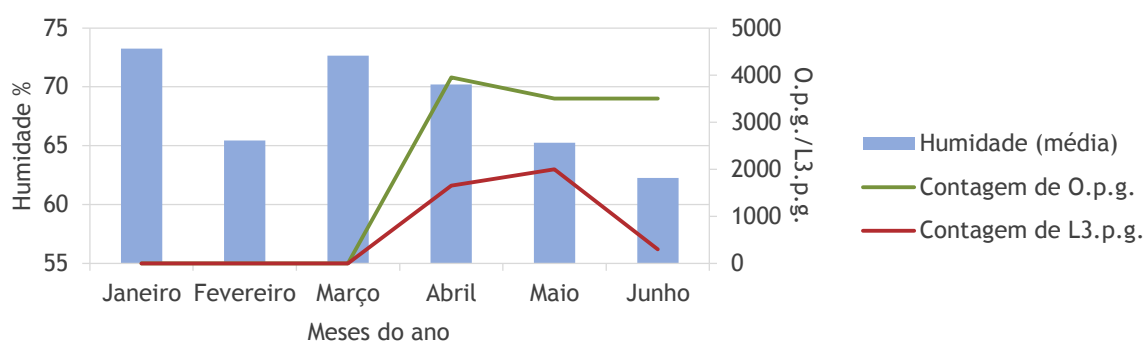


Figura 36 - Evolução de O.p.g. e L3.p.g. nas pastagens de acordo com a humidade

As figuras anteriores mostram que a humidade constitui um fator importante para o desenvolvimento larvar, o que juntamente com a ocorrência de precipitação permite o deslocamento das mesmas para as plantas que depois serão ingeridas pelos animais, chegando assim ao HD. Segundo Castro (2004), o desenvolvimento dos estádios de vida livre é favorecido pelo aumento da temperatura atmosférica, considerando o intervalo ótimo de temperatura para o seu desenvolvimento 20 a 30°C, porém o tempo de sobrevivência diminui, como também descrito por outros autores (Urquhart *et al.*, 1996; Cruz, 2015). Catto (1982) considera que as temperaturas baixas do inverno atrasam ou impedem o desenvolvimento dos ovos, interrompendo o ciclo de vida dos parasitas. Guerreiro (2009) considera que para o desenvolvimento larvar o intervalo ótimo de temperaturas se situa entre 22°C a 32°C e que temperaturas mínimas $\leq 9^\circ$ impedem o seu desenvolvimento.

Em relação aos valores favoráveis de humidade para o desenvolvimento larvar, vários autores (Sotomaior *et al.*, 2009; Ramos, 2013; Guerreiro, 2009) indicam um intervalo de 70 a 100%, e como valor ótimo 96%, na maioria das espécies. No presente trabalho, a temperatura média mensal de junho (20,8°C) encontra-se dentro do intervalo de temperatura favorável ao desenvolvimento larvar, mas a redução de precipitação e do valor médio mensal da humidade relativa ($\leq 62\%$) que se observou a partir dos finais do mês de maio, podem explicar a diminuição na contagem de larvas.

Segundo Suárez (2005), a altura da forragem e a densidade de cobertura também são fatores que interferem com o desenvolvimento parasitário. Quanto maior a densidade de

cobertura mais fácil é a disseminação dos parasitas por toda a pastagem e quanto mais alta for a pastagem, maior proteção têm os parasitas face a temperaturas desfavoráveis. No entanto, no caso das forragens para corte, os elementos parasitários acabam por não se desenvolver ou por morrer por não existirem condições de oxigénio e humidade adequadas ao seu desenvolvimento, durante os processos de secagem e enfardamento.

A Tabela 19 mostra que todos os locais analisados, entre março e junho, se encontram num nível de risco elevado para a presença de ovos que, consoante as condições climáticas, poderiam evoluir para larvas (Figuras 37 e 38).

Tabela 19 - Níveis de risco de contaminação das pastagens com aplicação de chorume e estrume em 2017

Local	oocistos	Ovos	Larvas
L100E	Baixo	Elevado	Médio
L108E	Baixo	Elevado	Elevado
L50C	Baixo	Elevado	Médio
L91C	Baixo	Elevado	Baixo

No que se refere à presença de larvas, os dados diferem um pouco entre os locais. Dos quatro locais amostrados, o local que se encontra num nível de risco mais elevado em termos de presença de larvas, é o local L108E, o que pode ser explicado pelo facto de neste local se ter aplicado estrume, enquanto nos restantes foi aplicado chorume. De facto, é expectável não só que o chorume apresente uma menor concentração das diferentes formas parasitárias, como também constitui um meio menos propício ao seu desenvolvimento, quando comparado com o estrume. De facto, segundo Catto (1982), os bolos fecais, presentes nos estrumes, na época de seca tendem a endurecer superficialmente e, por isso, impedem a migração das larvas, ao mesmo tempo que evitam a perda de humidade do seu interior, dando condições favoráveis à sobrevivência das formas de vida livre. Assim, quando o estrume é espalhado nos solos e após precipitação, as larvas sobreviventes são libertadas, contribuindo para aumentar o número de larvas nos solos e nas pastagens.

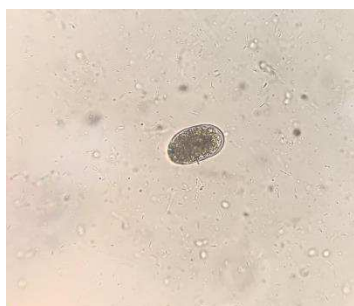


Figura 37 - Ovo EGI



Figura 38 - Ovo EGI com larva no seu interior

3.2.2. Solos e Águas

As Figuras 39, 40 e 41 mostram a evolução das larvas no solo nas pastagens. Os resultados obtidos permitem verificar que a evolução do número de larvas nas pastagens acompanhou a evolução de lavas nos solos e estão de acordo com a evolução dos parâmetros ambientais de temperatura, precipitação e humidade.

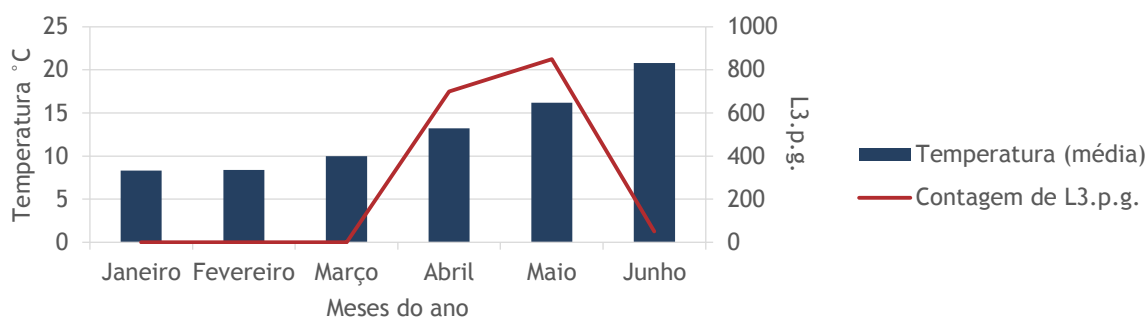


Figura 39 - Evolução de L3.p.g. nos solos consoante a temperatura média

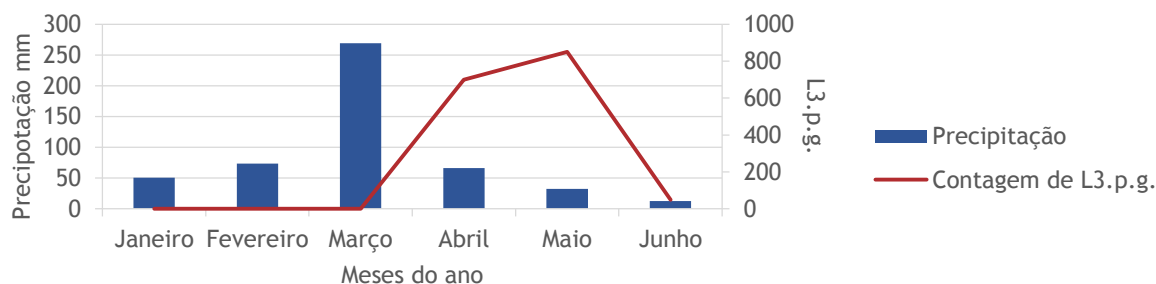


Figura 40 - Evolução de L3.p.g. nos solos consoante a precipitação

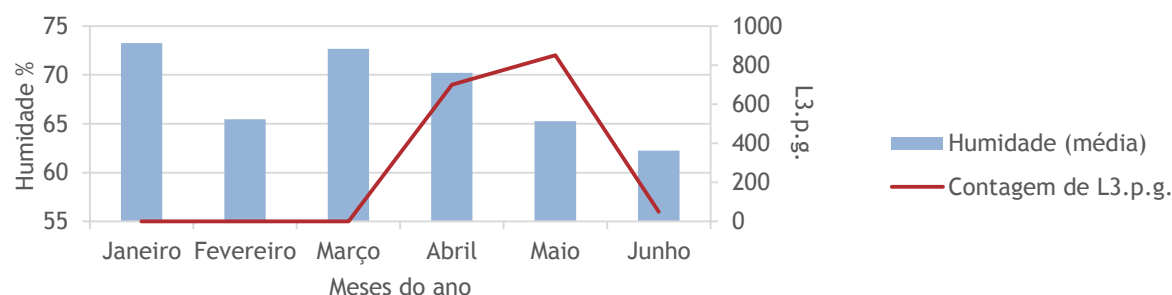


Figura 41 - Evolução de L3.p.g. nos solos consoante a humidade

Os resultados das amostras de solo nos locais onde foi aplicado estrume e chorume no ano 2017 foram positivos apenas para a presença de larvas (géneros *Chabertia*, *Cooperia* e *Trichostrongylus*) (Tabela 20) tendo sido nos locais onde foi aplicado estrume (L100E e L108E) onde se detetou maior número de larvas, correspondendo a um nível de risco médio e baixo, respetivamente (Tabela 21).

Tabela 20 - Valores médios de o.p.g., O.p.g. e L3.p.g. nos solos com aplicação de chorume e estrume em 2017

Local	o.p.g.	O.p.g.	L3.p.g.	Observações
L100E	0	0	250	Presença de larvas <i>Chabertia</i> e <i>Trichostrongylus</i>
L108E	0	0	117	Presença de larvas <i>Cooperia</i> e <i>Trichostrongylus</i>
L50C	0	0	0	-
L91C	0	0	50	Presença de larvas <i>Trichostrongylus</i>

Tabela 21 - Níveis de risco de contaminação dos solos com aplicação de chorume e estrume em 2017

Local	oocistos	Ovos	Larvas
L100E	Baixo	Baixo	Médio
L108E	Baixo	Baixo	Baixo
L50C	Baixo	Baixo	Baixo
L91C	Baixo	Baixo	Baixo

Tanto as aplicações de estrume como de chorume são superficiais, mas enquanto o estrume necessita de maior intervenção no solo, o chorume, por ser um efluente líquido penetra com maior facilidade no solo, chegando a maiores profundidades e assim atua mais profundamente, tal como referido anteriormente. Uma vez que as colheitas foram efetuadas a cerca de 10cm de profundidade, seria de esperar que os locais onde foi aplicado estrume tivessem maiores níveis de risco.

Guimarães *et al.* (1983) citado por Amarante (2014) salienta a importância da constituição do solo, no desenvolvimento e sobrevivência larvar. Em solos húmidos e de textura ligeira, as L3 penetram rapidamente, enquanto em solos compactos pode levar horas a penetrar nos solos. De forma geral, a exploração conta com solos Litólicos, Hidromórficos e Coluviosolos, ou solos de baixas, não húmicos e de textura ligeira (Figura 2). No caso dos locais L100E e L108E, situam-se em zona de Coluviosolos, aluviões de textura ligeira, e Litossolos, junto à linha de água principal da exploração. Sendo solos de baixas apresentam geralmente uma textura mais fina em relação aos restantes locais, podendo assim reunir condições de humidade mais favoráveis à sobrevivência larvar.

Castro (2004) ao analisar a distribuição e longevidade de larvas no solo e na pastagem (sequeiro e regadio) concluiu que o regadio favorece o desenvolvimento de ovos para larvas mas dificulta a longevidade das mesmas no solo, fazendo com que migrem para as pastagens. Quanto ao tipo de solo, o mesmo autor concluiu que solos arenosos reúnem mais condições à presença de larvas (recuperação de 80% de larvas) do que solos argilosos (recuperação de 30-50% de larvas), pois estes solos dificultam a migração e sobrevivência das L3 no solo, por ser compacto e com reduzido arejamento.

A opinião e os resultados de vários autores variam bastante quanto à sobrevivência de parasitas nos solos. Alguns autores afirmam que o solo pode atuar como reservatório de larvas infetantes, assim como as fezes, já que as L3 tendem a migrar para zonas de maior profundidade quando as condições ambientais lhes são desfavoráveis e que podem voltar à superfície para condições ambientais favoráveis, contribuindo assim para a contaminação das pastagens. Callinan e Westcott (1986) estudaram a migração vertical das larvas na forragem,

tendo colocado cerca de 1000 L3 de nematodes de ovinos em vasos de erva e feno e foram colhendo amostras durante 4 dias. Concluíram que, em média, era possível recuperar 8 vezes mais L3 no solo do que na pastagem. Rose e Small (1985) estudaram também a importância do solo como reservatório de larvas, enterrando no solo a 10cm de profundidade fezes de ovinos infetados com nematodes gastrointestinais. Ao longo de ano e meio recolheram amostras mensais, tendo constatado que todos os meses ocorria migração de larvas do solo para a pastagem.

Os resultados obtidos no presente trabalho, mostraram que o número de larvas observadas nas pastagens foi sempre superior ao número de larvas observadas no solo.

Ao longo do período de estudo, as análises em todos os pontos de amostragem de águas (subterrâneas e superficiais) revelaram ausência das formas parasitárias, o que poderá significar que são retidas no solo ou que a terem existido, foram eliminadas devido ao ambiente menos favorável para a sua sobrevivência que ocorre em meios aquosos. Por outro lado, durante o período de estudo e com exceção do mês de março, a precipitação que ocorreu pode não ter sido suficiente para provocar a lixiviação destas formas parasitárias para as toalhas freáticas.

3.2.3. Géneros e espécies identificadas

Os géneros parasitários encontrados no total das análises de solos e pastagens foram *Trichostrongylus*, *Cooperia*, *Ostertagia* e *Chabertia*. Das 200 amostras de pastagens, apenas 43 foram positivas quanto à presença de L3. No entanto, apenas em 21 amostras foi possível identificar o género. O mesmo ocorreu nas análises efetuadas aos solos, das 100 amostras de solos, 22 foram positivas quanto à presença de L3, e apenas em 12 amostras foi possível identificar o género. A distribuição percentual de cada género parasitário observado nas amostras de pastagens e de solos está representada na Figura 42.

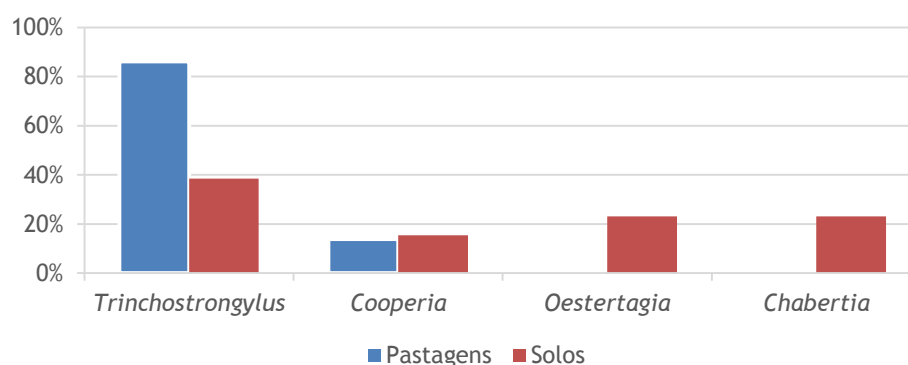


Figura 42 - Distribuição dos géneros parasitários observados nas pastagens e solos, ao longo do período de estudo

O género *Trichostrongylus* foi o mais observado nas pastagens e no solo, sendo segundo Holasová *et al.* (1989) o género com maior capacidade de migração. O género *Cooperia* foi observado em maior percentagem nos solos do que nas pastagens. Os géneros *Ostertagia* e *Chabertia* (Figura 43) só foram observados nas amostras de solo, o que está de acordo com Holasová *et al.* (1989), que observaram *Ostertagia* a maior profundidade no solo do que os restantes géneros encontrados (*Trichostrongylus*, *Chabertia*, *Haemonchus*).



Figura 43 - Larva do género *Chabertia* (Ramos, 2013)

V. Considerações Finais

O parasitismo é um problema difícil de erradicar, o seu controlo nas explorações de ruminantes é indispensável para a sobrevivência deste setor. Assim, a adoção de práticas de manejo que visem minimizar a presença de parasitas nas pastagens é de fundamental importância dentro de um sistema de produção.

A correção orgânica dos solos com resíduos agropecuários é praticada desde que os solos começaram a ser mobilizados para a produção vegetal e foi, tradicionalmente, o principal meio de equilibrar o balanço de nutrientes no solo, mas a utilização deste material nas pastagens possibilita a continuidade do ciclo biológico dos parasitas gastrointestinais, aumentando o potencial de contaminação.

Os resultados obtidos neste trabalho permitem concluir que o grau de parasitismo da exploração de ruminantes da Quinta Senhora de Mércules é baixo, embora tenham sido detetados vários géneros de parasitas como *Trichostrongylus*, *Chabertia*, *Haemonchus*, *Cooperia*, *Ostertagia*, *Moniezia* e *Eimeria*

Em relação às matrizes analisadas, as camas e fezes de ovinos foram as que apresentaram maior número de resultados positivos para a infeção por E.G.I. e *Eimeria* spp. especialmente nos animais jovens. Nas análises às camas foi possível identificar a presença de *Eimeria* spp. (1%) e *Moniezia expansa* (94%) enquanto nas análises coprológicas foram identificados os géneros *Cooperia* (29%), *Moniezia* (25%), *Ostertagia* (22%), *Trichostrongylus* (17%), *Chabertia* (4%) e *Haemonchus* (4%). Apesar destes resultados, o nível de risco de contaminação dos locais de pastoreio (matrizes pastagens e solos de locais de pastoreio ovino) foi classificado como baixo.

Na matriz fezes de bovinos, os lotes de vacas secas e de vacas em lactação apresentaram infeções fracas e o lote de novilhas apresentou infeção fraca a moderada. Apesar da diferença do grau de infeção ser reduzida, os resultados obtidos estão de acordo com outros autores que indicam que os animais mais jovens são mais sensíveis às parasitoses.

Os resultados das análises da água de todos os locais pesquisados foram negativos, o que pode indicar que as formas parasitárias ou são retidas no solo ou que a terem existido, foram eliminadas devido ao ambiente menos favorável para a sua sobrevivência que ocorre em meios aquosos. Por outro lado, durante o período de estudo e com exceção do mês de março, a precipitação que ocorreu pode não ter sido suficiente para provocar a lixiviação destas formas parasitárias para as toalhas freáticas.

Nas matrizes solos e pastagens os resultados obtidos nos locais de aplicação de resíduos no ano 2016, mostram que a presença de formas parasitárias em 2018 é residual, enquanto que nos locais onde ocorreu aplicação em 2017, obtiveram-se resultados positivos em ambas as matrizes, destacando-se a presença de ovos nas pastagens (com um risco elevado de contaminação), e a presença de larvas de *Trichostrongylus*, *Cooperia*, *Ostertagia* e *Chabertia* nos solos, (com um nível de risco de contaminação médio-baixo).

Os resultados obtidos permitem considerar que um tempo de “repouso” após a aplicação de resíduos pode contribuir para a eliminação de formas parasitárias e, assim, evitar a contaminação do efetivo. Contudo, seria necessário um acompanhamento prévio e contínuo desses locais, desde um mês anterior à aplicação de resíduos até um ano sem ser realizada qualquer atividade agrícola ou pecuária.

A carga parasitária e a consistência do próprio resíduo também pareceram afetar a permanência dos parasitas nos terrenos em que são aplicados. De facto, os resultados obtidos indicam que se observaram maior número de larvas nos locais onde foi espalhado estrume do que nos que receberam chorume, ou onde ocorre pastoreio regularmente.

Quanto ao tipo de solo, os resultados obtidos no presente estudo não foram conclusivos em relação à influência direta no desenvolvimento das larvas, apesar da sua constituição poder reunir as condições de temperatura e humidade ideais e assim favorecer o desenvolvimento larvar.

À semelhança de outros trabalhos também se verificou que as condições ambientais foram determinantes na presença e número das diferentes formas parasitárias. Durante o período em que decorreu o presente trabalho, constatou-se que, à medida que a temperatura foi aumentando e a precipitação foi diminuindo, também ocorreu, em todas as matrizes estudadas, uma redução do número de larvas.

De modo a obter resultados mais concretos ao nível do estudo parasitário na exploração, seria necessário estudar as mesmas matrizes durante vários anos agrícolas completos, de modo a acompanhar todas as estações do ano, durante vários anos com todas as variações climáticas que ocorrem, e todos os períodos de crescimento da pastagem. Outro fator relevante e importante para este estudo seria a medição de temperaturas do solo em mais locais da exploração, uma vez que se concluiu que este fator influencia o desenvolvimento parasitário.

A avaliação da carga parasitária do estrume, que foi impossível efetuar devido à mistura de materiais da cama de outras espécies animais, nomeadamente de equinos, também teria sido importante, de modo a comparar com a carga parasitária do chorume, e assim confirmar que a carga parasitária do estrume é superior e mantém condições de temperatura e humidade favoráveis ao desenvolvimento parasitário durante mais tempo.

VI. Referências Bibliográficas

AlbeitarPV. 2010. Albeitar.portalveterinaria.com. Disponível em: <https://albeitar.portalveterinaria.com/revistasonline/133.html>. Acedido a 10/09/2018.

Almeida, P. 2007. Diversidade genética e diferenciação das raças portuguesas de ovinos com base em marcadores de DNA - microssatélites: uma perspectiva de conservação [Doutor]. Universidade de Trás-os-Montes e Alto Douro.

Alvez, J. 2016. Como pode a Índia ser o país que mais carne de vaca exporta?. Sol. Disponível em: <https://sol.sapo.pt/artigo/521781/como-pode-a-india-ser-o-pais-que-mais-carne-de-vaca-exporta->. Acedido a 01/07/2018.

Amarante, A. 2014. Os parasitas de ovinos Alessandro. 1st ed. Unesp, São Paulo.

Anastácio, P. 2011. Parasitoses gastrointestinais em ovinos em regimes extensivo e intensivo em explorações no Ribatejo - Portugal [Mestre]. Universidade Técnica de Lisboa - Faculdade de Medicina Veterinária.

Anderung, C. 2006. Genetic Analyses of Bovid Remains and the Origin of Early European Cattle [Doutor]. Uppsala University.

Bicudo, J., and I. Svoboda. 1995. Effects of intermittent-cycle extended-aeration treatment on the fate of nutrients, metals and bacterial indicators in pig slurry. *Bioresource Technology* 54.

Bicudo, J., S. Goyal, and J. Zhu. 2000. Animal production, manure management and pathogens: a review. In: 8th International Symposium, The American Society of Agricultural Engineers.

Callinan, A., e J. Westcott. 1986. Vertical distribution of trichostrongylid larvae on herbage and in soil. *International Journal for Parasitology* 16.

Campillo, M. C., and F. Vázquez. 2002. *Parasitología Veterinaria*. McGraw-Hill Interamericana, Madrid.

Cardoso, J. 2010. Contribuição para o estudo do parasitismo gastrointestinal e hepático em bovinos de carne em regime extensivo no Concelho de Odemira [Mestre]. Universidade Técnica de Lisboa - Faculdade de Medicina Veterinária.

Castro, A. 2004. Distribuição e longevidade de larvas infectantes de nematóides gastrintestinais de caprinos (*Capra hircus*) em solo e pastagem irrigados e não-irrigados no Município de Seropédica, RJ, Brazil [Doutor]. Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro - Instituto de Veterinária.

Catto, J. 1982. Desenvolvimento e sobrevivência de larvas infectantes de nemátodeos gastrintestinais de bovinos, durante a estação seca, no pantanal Mato-Grossense. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*.

Cleves, C. 2009. Efecto de lo parasitismo sobre la reproducción bovina. *Produccion-animal.com.ar*. Disponível em: <http://www.produccion-animal.com.ar/>. Acedido a 12/12/2018

Colvin, A., S. Walkden-Brown, M. Knox, and J. Scott. 2008. Intensive rotational grazing assists control of gastrointestinal nematodosis of sheep in a cool temperate environment with summer-dominant rainfall. *Veterinary Parasitology*.

Cordeiro, J. 2011. Manual do criador de gado bovino. IMVF, Ecuha.

Corwin, R. 1997. Economics of gastrointestinal parasitism of cattle. *Veterinary Parasitology*.

Costa, M. 2007. Dinâmica das infecções por helmintos gastrintestinais de bovinos na região do Vale do Mucuri, MG [Mestre]. Universidade Federal de Minas Gerais.

Crespo, M., P. Mariano, and F. Rosa. 2013. Parasitismo em Bovinos de Raças de Carne e Brava no concelho de Coruche. Revista da UIIPS. Disponível em: http://www.ipsantarem.pt/wp-content/uploads/2013/06/Revista-da-UIIPS_N2_Vol1_2013_ISSN-2182-9608.pdf. Acedido a 10/08/2018.

FAO. 2018. Food and Agriculture Organization of the United Nations. Disponível em: <http://www.fao.org/home/en>. Acedido a 11/09/2018

Fonseca, A. 2006. Helmintos gastro-intestinais dos ruminantes. Rio de Janeiro.

Gabinete de Planeamento e Políticas. 2007. Carne – Diagnóstico Sectorial. Gpp.pt. Disponível em: http://www.gpp.pt/images/GPP/O_que_disponibilizamos/Publicacoes/Carne_Diagnostico_Sectorial.pdf. Acedido a 15/09/2018

Girão, E., J. Leal, R. Girão, and L. Medeiros. 1999. Verminose Bovina. Embrapa Meio-Norte, Teresina.

Gomes, A. 2010. Helmintos dos ruminantes domésticos. EAL – Edições de Angola, Luanda.

Gomes, C. 2012. Fasciolose em Bovinos de Engorda [Mestre]. Universidade Técnica de Lisboa - Faculdade de Medicina Veterinária.

Green, R., A. Amarante, and L. Mascarini. 2005. Patterns of shedding of cryptosporidial oocysts by ewes and lambs kept indoors. Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science 42. Disponível em: <http://www.revistas.usp.br/bjvras/article/view/26433>. Acedido a 20/10/2018.

Guerreiro, C. 2009. Influência do manejo na prevalência de parasitoses gastrintestinais em pequenos ruminantes - Estudo comparativo entre a região do Alentejo e a região de Andaluzia [Mestre]. Universidade Técnica de Lisboa - Faculdade de Medicina Veterinária.

Guimarães, L., E. Filho, A. Carvalho, P. Ferreira, M. Ribeiro, M. Ferreira, and M. Freitas. 2009. Comportamento da excreção de oocistos de *Cryptosporidium* spp. e de cistos de *Giardia* spp. em bezerros infectados naturalmente. In: VIII Congresso Brasileiro de Buiatria. Belo Horizonte MG.

Horta, M. 2017. Dados climáticos referentes a 2016. Edições IPCB, Castelo Branco.

Horta, M. 2018. Dados climáticos referentes a 2017. Edições IPCB, Castelo Branco.

Horta, M. C., e M. Gomes. 1984. Caracterização climática de Castelo Branco. Escola Superior Agrária de Castelo Branco, Castelo Branco.

Horta, M. Em publicação. Dados climáticos referentes a 2018. Castelo Branco.

Holasová, E., I. Pavlásek, and B. Kotrlá. 1989. Migration of the Infective larvae of Sheep Gastrointestinal Nematodes. Acta Veterinaria Brno 58.

Instituto Nacional de Estatística, I.P. 2018. Estatísticas Agrícolas 2017. Instituto Nacional de Estatística, I.P., Lisboa. Disponível em: https://www.ine.pt/xportal/xmain?xpid=INE&xpgid=ine_publicacoes&PUBLICACOESTipo=ea&PUBLICACOEScolecao=107660&selTab=tab0&xlang=pt. Acedido a 30/09/2018.

Irie, T., K. Sakaguchi, A. Ota-Tomita, M. Tanida, K. Hidaka, Y. Kirin, N. Nonaka, and Y. Horii. 2013. Continuous *Moniezia benedeni* Infection in Confined Cattle Possibly Maintained by an Intermediate Host on the Farm. Journal of Veterinary Medical Science 75:1585-1589.

Lagares, A. 2008. Parasitoses de Pequenos Ruminantes na Região da Cova da Beira [Mestre]. Universidade Técnica de Lisboa - Faculdade de Medicina Veterinária.

Malcata, F. 2014. Prevalência e controlo dos parasitas gastrointestinais em explorações bovinas leiteiras em Portugal Continental [Mestre]. Universidade de Lisboa - Faculdade de Medicina Veterinária.

Neves, M. 2013. Contribuição para a caracterização do parasitismo em suínos de raça Ibérica e javalis silvestres das Comunidades Autónomas da Extremadura e Castilla y León (Espanha) e dos factores de risco associados [Mestre]. Universidade Técnica de Lisboa - Faculdade de Medicina Veterinária.

Oliveira, C. 2018. Avaliação do parasitismo gastrointestinal em bovinos de carne em sistema extensivo e semi-extensivo [Mestre]. Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias - Faculdade de Medicina Veterinária.

MSD AGVET. s/d. Parasitas do Bovinos. MSD AGVET, Lisboa.

Pereira, L. 2018. Parasitismo gastrointestinal em bovinos na Ilha do Pico - Epidemiologia da infeção no concelho da Madalena [Mestre]. Escola Universitária Vasco da Gama.

Pinto, L. 2014. Valorização Agrícola de Lamas de ETAR e Efluentes Pecuários [Mestre]. Faculdade de Ciência e Tecnologia - Universidade de Coimbra.

Pires, C. 2014. Suplementação Proteica na Recria de Ovinos - A Utilização da Folha de Amoreira [Mestre]. Universidade de Évora - Escola de Ciências e Tecnologia.

Ramos, J. 2013. Avaliação das Parasitoses Gastrointestinais em Bovinos de Raça Brava durante a Primavera e Verão [Mestre]. Universidade Técnica de Lisboa - Faculdade de Medicina Veterinária.

Romão, R. 2014. Maneio reprodutivo de pequenos ruminantes no Alentejo.

Rose, J., and A. Small. 1985. The distribution of the infective larvae of sheep gastro-intestinal nematodes in soil and on herbage and the vertical migration of *Trichostrongylus vitrinus* larvae through the soil. *Journal of Helminthology* 59.

Santos, P., A. Baptista, L. Leal, J. Moletta, and R. Rocha. 2015. Nematódeos Gastrintestinais de Bovinos. *Revista Científica de Medicina Veterinária* 24.

Sotomaior, C., F. Moraes, F. Souza, V. Milczewski, and C. Pasqualin. 2009. Parasitoses gastrintestinais dos ovinos e caprinos: alternativas de controle. 1st ed. EMATER, Curitiba.

Soulsby, E. 1965. *Textbook of veterinary clinical parasitology*. Blackwell, Oxford.

Soulsby, E. 1987. *Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos*. 7th ed. Nueva Editorial Interamericana, Mexico.

Souza, F. 2013. Recuperação de larvas infectantes, carga parasitária e desempenho de cordeiros terminados em pastagens com distintos hábitos de crescimento [Mestre]. Universidade Federal do Rio Grande do Sul.

Stott, P., M. O'Callaghan, P. Phillips, and A. Verbyla. 2009. The experimental establishment of ruminant nematodes in European hares (*Lepus europaeus*). *Veterinary Parasitology* 159.

Suárez, V. 2005. *Parásitos Internos en la Invernada Bovina*. Anguil. Disponível em: <http://www.produccion-animal.com.ar/>. Acedido a 02/11/2018.

Svensson, C., A. Uggla, and B. Pehrson. 1994. *Eimeria alabamensis* infection as a cause of diarrhoea in calves at pasture. *Veterinary Parasitology* 53.

Urquhart, G., J. Armour, J. Duncan, A. Dunn, and F. Jennings. 1996. *Veterinary Parasitology*. 2nd ed. Blackwell, Scotland.

Viveiros, T. 2009. Parasitoses gastrintestinais em bovinos na ilha de S. Miguel, Açores - Inquéritos de exploração, resultados laboratoriais e métodos de controlo [Mestre]. Universidade Técnica de Lisboa - Faculdade de Medicina Veterinária.

Waller, P. 2006. Sustainable nematode parasite control strategies for ruminant livestock by grazing management and biological control. *Animal Feed Science and Technology* 126.