



Universidade de Évora - Escola de Ciências e Tecnologia

Mestrado Integrado em Medicina Veterinária

Dissertação

**Contribuição para o estudo dos nematodes gastrointestinais
em pequenos ruminantes a sul do Tejo**

Vítor Carlos Coelho dos Santos

Orientador(es) | Helder Cortes

Évora 2025



Universidade de Évora - Escola de Ciências e Tecnologia

Mestrado Integrado em Medicina Veterinária

Dissertação

**Contribuição para o estudo dos nematodes gastrointestinais
em pequenos ruminantes a sul do Tejo**

Vítor Carlos Coelho dos Santos

Orientador(es) | Helder Cortes

Évora 2025



A dissertação foi objeto de apreciação e discussão pública pelo seguinte júri nomeado pelo Diretor da Escola de Ciências e Tecnologia:

Presidente | Ricardo Jorge Romão (Universidade de Évora)

Vogais | Helder Cortes (Universidade de Évora) (Orientador)
Ludovina Neto Padre (Universidade de Évora) (Arguente)

Dedico este trabalho a todos os que me acompanham e sempre me deram uma palavra de apoio e de força para seguir sempre em frente. Um bem-haja a todos vocês.

Agradecimentos

Ao Professor Doutor Helder Cortes, agradeço por aceitar ser meu orientador de estágio, pela orientação durante este trabalho, por sua constante disponibilidade, apoio científico e pessoal, paciência, tolerância, motivação contínua e amizade, que foram essenciais para a conclusão deste projeto.

À Dr.^a Maria João Vila-Viçosa, pela disponibilidade, amizade e apoio em todo o trabalho laboratorial necessário à realização deste estudo.

À Professora Manuela Oliveira pela sua disponibilidade e rápida assistência no tratamento e interpretação da análise de dados estatísticos.

Ao corpo técnico da APCRS - Associação Portuguesa de Caprincultores da Raça Serpentina por ter disponibilizado seu tempo e atenção na recolha e visitas às explorações.

Agradeço aos produtores que possibilitaram a recolha dos dados, pois sem eles este estudo não seria viável.

À direção da NANTA, por me terem disponibilizado tempo e motivação para concluir este meu processo formativo;

À minha família por, durante os nossos almoços e jantares, sempre colocarem um pouco de pressão;

À minha esposa Isabel e aos meus filhos Francisco e Alexandre, agradeço por me inspirarem a nunca desistir.

Resumo

O presente trabalho teve como objetivo avaliar a quantidade e a diversidade de nematodes gastrointestinais (NGI) em caprinos no sul de Portugal. Foram recolhidas amostras fecais de 11 cabras em lactação, provenientes de cada uma de duas explorações intensivas e extensivas. A quantificação dos ovos por grama de fezes (OPG) foi realizada usando as técnicas de McMaster.

As análises estatísticas (ANOVA, teste t de Student e PCA) confirmaram diferenças importantes entre os sistemas, além de uma tendência sazonal de redução do OPG nos meses mais quentes. Nas explorações intensivas, a eliminação de ovos é baixa, e nas explorações em regime extensivo, observou-se maior diversidade e quantidade de eliminação de ovos, especialmente do género *Trichostrongylus*.

A gestão sanitária deve adaptar-se ao sistema de produção, recomendando-se o uso de indicadores coprológicos e produtivos, com a redução do recurso a de anti-helmínticos, minimizando a predominância de populações de parasitas resistentes.

Palavras-chave

Caprinos, Nematode gastrointestinais, Sistema de produção

Abstract

Contribution to the study of gastrointestinal nematodes in small ruminants in southern Tejo

The present research work aims to evaluate the elimination of eggs from gastrointestinal nematodes (GIN) in goats in south of Portugal. Fecal samples were collected from 11 lactating goats on each of two intensive and extensive farms. Eggs per gram of feces (EPG) were quantified using the McMaster technique.

Statistical analyses (ANOVA, Student's t-test, and PCA) confirmed significant differences between the systems, as well as a seasonal trend of reduced EPG in warmer months. Egg shedding is low on intensive farms, while greater diversity and quantity of eggs shed were observed on extensive farms, especially of the genus *Trichostrongylus*.

Health management should be tailored to the production system, recommending the use of coprological and productive indicators, while minimizing the use of anthelmintics to reduce the prevalence of resistant parasite populations.

Key words

Goats, Gastrointestinal nematodes, Production system

Lista de Abreviaturas

ADS – Agrupamento de Defesa Sanitária

AH – Anti-helmínticos

BZ – Benzimidazóis

CAEV – Caprine Arthritis Encephalitis Virus (Vírus da Artrite Encefalite Caprina)

CT – Comprimento Total da larva

DGAV – Direção-Geral de Alimentação e Veterinária

IGP – Identificação Geográfica Protegida

L₁ – Larva de estágio 1

L₂ – Larva de estágio 2

L₃ – Larva de estágio 3

L₄ – Larva de estágio 4

LM – Lactonas macrocíclicas

NGI – Nematodes gastrointestinais

OoPG – Oocistos por grama de fezes

OPG – Ovos por grama de fezes

OPPs – Organizações de Produtores Pecuários

PCA – Análise de Componentes Principais

PNSA – Programa Nacional de Saúde Animal

PTB – Paratuberculose

RA – Resistência aos Anti-helmínticos

Índice

<i>Agradecimentos</i>	<i>ii</i>
<i>Resumo</i>	<i>iii</i>
Palavras-chave	iii
<i>Abstract</i>	<i>iv</i>
Key words	iv
<i>Lista de Abreviaturas</i>	<i>v</i>
<i>Índice</i>	<i>vi</i>
<i>Índice de figuras</i>	<i>viii</i>
<i>Índice de tabelas</i>	<i>x</i>
1. Introdução	1
2. Revisão bibliográfica	5
2.1. Raças de caprinos.....	5
2.1.1. Raças autóctones portuguesas	5
2.1.2. Raças exóticas.....	11
2.2. Sistemas de produção.....	15
2.2.1. Sistema extensivo.....	15
2.2.2. Sistema intensivo	17
2.3. Parasitismo.....	21
2.3.1. Taxonomia	22
2.3.2. Nematodes gastrointestinais.....	25
2.4. Parasitoses por strongilídeos gastrointestinais	29
2.5. Prevenção e tratamento das nematodoses gastrointestinais	49
2.5.1. Tratamento de infeções por strongilídeos.....	53
2.5.2. Resistências a anti-helmínticos	56
2.5.3. Prevenção e controlo de infeções por nematodes gastrointestinais	62
2.6. Síntese do enquadramento	65
3. Material e métodos	67

3.1. Descrição da metodologia geral.....	67
3.2. Localização das explorações.....	67
3.3. Caracterização das explorações	68
3.4. Método de colheita das amostras	73
3.5. Tratamentos das amostras	75
3.5.1. Coprologia quantitativa.....	75
3.5.2. Coprologia qualitativa.....	77
3.6. Recolha de dados e análise estatística.....	82
4. Apresentação e análise dos resultados	85
4.1. Resultados globais	85
4.1.1. Apresentação e análise dos resultados de OPG	85
4.1.2. Identificação de parasitas por cultura de fezes e coprologia qualitativa.....	101
4.2. Discussão dos resultados	113
5. Conclusões.....	116
6. Considerações finais e recomendações	118
7. Bibliografia.....	121
8. Anexos	130
Anexo 1 - Método McMaster (modificado).....	130
Anexo 2 - Método de MONNING (modificado por White Lock).....	132
Anexo 3 - Chave de identificação das larvas L ₃	134
Anexo 4 - Resultados análise estatística	135
Anexo 5 - Identificação das L ₃ obtidas por coprocultura.....	138

Índice de figuras

Figura 1 - Cabra da raça Algarvia (Fonte: DGAV)	6
Figura 2 - Cabra da raça Bravia (Fonte: DGAV)	7
Figura 3 - Cabra da raça Charnequeira (Fonte: DGAV)	8
Figura 4 - Cabra da raça Preta de Montesinho (Fonte: DGAV).....	9
Figura 5 - Cabra da raça Serrana (Fonte: DGAV).....	10
Figura 6 – Cabra da raça Serpentina (Fonte: DGAV)	11
Figura 7 - Cabra da raça Saanen (Fonte: British Goat Society)	12
Figura 8 - Cabra da raça Alpina (Fonte: ToutAgri.fr)	13
Figura 9 - Cabra da raça Murciana-Granadina (Fonte: Caprigran.com)	14
Figura 10 - Figura 10 - Ciclo de vida dos nematodes gastrointestinais (NGI) em caprinos e seus mecanismos de regulação. Adaptado de Hoste et al. (2010).....	62
Figura 11 – Mapa de Portugal com localização das explorações em estudo (Mapa data ©2023 Instituto. Geográfico Nacional, Google escala 50 km)	68
Figura 12 – Exploração nº 1, (Fotografias próprias).....	69
Figura 13 – Exploração nº 2, (Fotografias próprias).....	70
Figura 14 – Exploração nº 3, (Fotografias próprias).....	71
Figura 15 – Exploração nº 4, (Fotografias próprias).....	72
Figura 16 – Câmara McMaster original, adaptado de fontes comerciais (Jorgensen Labs) e protocolos veterinários.	766
Figura 17 – Diagrama do tipo caixa – Exploração nº 1	888
Figura 18 – Diagrama do tipo caixa – Exploração nº 2	89
Figura 19 - Diagrama do tipo caixa – Exploração nº 3.....	90
Figura 20 - Diagrama do tipo caixa – Exploração nº 4.....	90
Figura 21 – Histograma de Exploração nº 1; Representação gráfica de amostras univariadas de dados quantitativos, mostrando o número de amostras de OPG nos seus respetivos intervalos.....	91
Figura 22 – Histograma da Exploração nº 2; gráfico que apresenta amostras univariadas de dados quantitativos, indicando o número de amostras de OPG em cada intervalo.	92

Figura 23 – Histograma da Exploração nº 3; representação gráfica de amostras univariadas com dados quantitativos, mostrando o número de amostras de OPG em cada intervalo.....	92
Figura 24 – Histograma da Exploração nº 4; Representação gráfica de amostras univariadas de dados quantitativos, mostrando o número de amostras de OPG em cada intervalo.....	92
Figura 25 – Análise PC1 versus PC2.....	96
Figura 26 – Ovos de nematodes gastrointestinais de animais de produção, frequentemente observados em amostras de fezes. a) Ovo do tipo Strongyle, b) ovo de Nematodirus spp., c) ovo de Strongyloides spp., d) ovo de Skrjabinema spp., e) ovo de Trichuris spp., f) ovo de Toxocara spp., g) ovo de Capillaria spp. (Sabatini et al. 2023).....	102
Figura 27 – Taxa de eclosão dos diferentes nematodes gastrointestinais	108
Figura 28 – Identificação das L3 obtidas por coprocultura (ruminantes)	138

Índice de tabelas

Tabela 1 – Espécies principais de parasitas presentes no trato digestivo e fígado de ruminantes (Hoste et al. 2010).....	22
Tabela 2 - Principais espécies de nematodes strongilídeos (adaptado de Lilani et al., 2010).....	24
Tabela 3 – Níveis de eliminação de ovos por grama de fezes (OPG) em diferentes hospedeiros e limiar recomendado para tratamento (Hoste et al., 2001)	77
Tabela 4 - Resultados médios das análises realizadas nas fezes dos animais estudados.	86
Tabela 5: Representação tabular de amostras univariadas de OPG constituídas por dados quantitativos: tamanho amostra; média amostra; mediana; amplitude da amostra; desvio absoluto amostral; desvio padrão, variância amostral; quartil 1, 2, 3; valor mínimo e máximos das amostras das diferentes explorações. (Exploração nº 1; Exploração nº 2; Exploração nº 3; Exploração nº 4).....	87
Tabela 6 - número de amostras por intervalo de OPG	91
Tabela 7 - Representação tabular de amostras univariadas constituídas por dados quantitativos (contínuos): tabela de frequências. (exploração Nº 1).....	93
Tabela 8- Representação tabular de amostras univariadas constituídas por dados quantitativos (contínuos): tabela de frequências. (exploração Nº 2).....	93
Tabela 9 - Representação tabular de amostras univariadas constituídas por dados quantitativos (contínuos): tabela de frequências. (exploração Nº 3).....	93
Tabela 10 - Representação tabular de amostras univariadas constituídas por dados quantitativos (contínuos): tabela de frequências. (exploração Nº 4).	94
Tabela 11 – Resultados da análise de variância (ANOVA) para a variável repostada OPG	97
Tabela 12 – comparações múltiplas de médias de Tukey com os diferentes meses em estudo.....	99
Tabela 13: Frequência e percentagem de géneros parasitários identificados por coproculturas	103

Tabela 14 - Análise de variância (ANOVA) para a variável resposta OPG, com base no género parasitário	105
Tabela 15 - Teste de Tukey para comparação de médias de OPG entre géneros parasitários	106
Tabela 16 - Percentagem de eclosão dos ovos por género	108
Tabela 17 - Relação entre géneros parasitários, OPG e produção de leite	109
Tabela 18 - Comparação entre sistemas extensivo e intensivo	111
Tabela 19 – Distribuição dos animais por intervalos de contagem de ovos por grama (OPG), segundo o sistema de produção (extensivo ou intensivo).....	135
Tabela 20 – Distribuição dos animais por intervalos de contagem de ovos por grama (OPG), segundo o mês de colheita (maio, junho e julho).....	135
Tabela 21 – Resultados da análise de variância (ANOVA) para o modelo com resposta 'OPG', considerando como fatores: sistema de produção, mês de colheita, quantidade de leite por dia, número de dias de lactação e localidade. O nível de significância adotado foi de 5%.....	135
Tabela 22 – Resultados do teste de comparações múltiplas de Tukey (nível de confiança de 95%) para o fator 'mês' no modelo de OPG. Apresentam-se as diferenças entre média, limites inferior e superior do intervalo de confiança, e o valor de p ajustado.....	136
Tabela 23 – Resultados da análise de variância (ANOVA) considerando o efeito do género parasitário sobre os valores de OPG. Apresentam-se os graus de liberdade (GL), soma dos quadrados (SQ), quadrado médio (QM), valor de F e o p-valor associado..	136
Tabela 24 – Resultados do teste de comparações múltiplas de Tukey (nível de confiança de 95%) aplicado ao fator 'género parasitário' para a variável OPG. Apresentam-se as diferenças entre médias, limites inferiores e superiores do intervalo de confiança e o valor de p ajustado (p adj). Destacam-se os pares com diferenças estatisticamente significativas ($p < 0,05$).	136
Tabela 25 – Distribuição dos géneros parasitários segundo intervalos de percentagem de prevalência em coproculturas. Apresentam-se os valores absolutos de ocorrência de cada género nos intervalos [0–0,1] e [0,1–0,2].....	137

1. Introdução

A domesticação e criação de animais desempenharam um papel essencial na sedentarização das sociedades humanas. A produção de ruminantes tem sido especialmente relevante para a geração de rendimento, a segurança alimentar e a ocupação de territórios em regiões remotas e carenciadas. Neste contexto, os pequenos ruminantes, como as cabras, têm um papel socioeconômico fundamental, sobretudo em sistemas de subsistência onde raramente há transações monetárias (Hoste *et al.*, 2010). Globalmente, mais de 90% da população caprina está concentrada na Ásia e na África, sendo a cabra frequentemente denominada "a vaca dos pobres" pela sua relevância em comunidades rurais. O aumento da produção caprina está associado à capacidade destes animais de converter forragens de baixa qualidade em alimentos nutritivos, como carne e leite, com elevado valor para mercados locais e especializados (Hoste *et al.*, 2010). A cabra é, assim, um recurso vital em zonas áridas e semiáridas, permitindo a sobrevivência de famílias em territórios com limitações ambientais significativas. Esta versatilidade produtiva é acompanhada por uma notável rusticidade e adaptação a ambientes desfavoráveis, o que torna a cabra uma espécie estratégica no contexto das alterações climáticas.

Em Portugal, a criação de caprinos costuma estar associada a áreas de baixa densidade populacional com recursos agropecuários escassos. Geralmente, são mantidos em sistemas extensivos que produzem tanto carne quanto leite, sendo este último utilizado principalmente para a produção de queijos tradicionais (Carolino *et al.*, 2015). Estes sistemas aproveitam recursos agrossilvopastoris pouco valorizados por outras espécies, e desempenham um papel importante na valorização do meio rural. Os pequenos ruminantes contribuem para a economia local, o desenvolvimento rural, a prevenção de incêndios, a conservação de raças autóctones e a sustentabilidade ambiental (Carolino *et al.*, 2015; DGAV, 2022; INIAV, 2022).

Apesar da sua importância, a produção caprina enfrenta desafios sanitários relevantes. Instalações inadequadas, com elevada densidade animal e baixa higiene, aumentam a

incidência de infeções, como mamites e parasitoses gastrointestinais (Morgan et al., 2007; Suarez *et al.*, 2017). Estas condições comprometem não apenas o bem-estar dos animais, mas também a qualidade e segurança dos produtos de origem animal. Os nematodes gastrointestinais (NGI) são particularmente relevantes na produção, afetando negativamente o bem-estar animal, reduzindo a produção de leite e comprometendo a rentabilidade das explorações. Estes parasitas, muitas vezes presentes de forma subclínica, interferem com o metabolismo, a absorção de nutrientes e a resposta imunológica dos animais, podendo ainda predispor os hospedeiros a outras afeções secundárias.

Em estudos controlados, Hoste *et al.* (2005) observaram que infeções subclínicas por NGI podem reduzir a produção de leite entre 2,5% e 10%, sem afetar o teor de gordura e proteína. De forma semelhante, Veneziano, Rinaldi e Cringoli (2004) verificaram que animais tratados com anti-helmínticos apresentaram um aumento significativo na produção de leite (entre 7,4% e 18,5%) e na composição nutricional, em comparação com grupos não tratados. A redução na gordura (29,9%), proteína (23,3%) e lactose (19,6%) observada nos animais infetados salienta o efeito direto destes parasitas na qualidade do leite. A ação dos parasitas, mesmo em infeções de baixa intensidade, é cumulativa e pode comprometer a viabilidade econômica da atividade pecuária, especialmente em pequenas explorações.

Contudo, o uso excessivo e desnecessário de antiparasitários no controlo de NGI favorece o estabelecimento de populações parasitárias resistentes aos fármacos em uso (Kaplan & Vidyashankar, 2012; Hoste *et al.*, 2015). A utilização continuada e não seletiva de fármacos anti-helmínticos conduz à seleção de populações parasitárias resistentes, reduzindo drasticamente a eficácia dos tratamentos disponíveis. Por isso, reforça-se a necessidade de medidas baseadas em diagnóstico, como contagens de ovos por grama (OPG), e numa gestão sanitária integrada que considere fatores ambientais, nutricionais e de manejo. Em Portugal, as Organizações de Produtores Pecuários (OPPs) têm um papel central neste controlo, integrando a desparasitação nas campanhas de erradicação da brucelose (DGAV, 2022).

No entanto, tem-se verificado uma crescente preocupação pública e científica relativamente ao uso excessivo e indiscriminado de antiparasitários na produção animal, sobretudo devido ao aumento da resistência dos parasitas aos anti-helmínticos (Kaplan & Vidyashankar, 2012; Hoste *et al.*, 2015). Esta situação reforça a necessidade de implementar estratégias de controlo mais sustentáveis, baseadas em diagnósticos regulares e no conhecimento do estado parasitário dos animais, evitando tratamentos sistemáticos sem fundamentação laboratorial.

Além disso, há uma crescente preocupação com a segurança alimentar e a rastreabilidade na produção de leite caprino, o que exige maior rigor sanitário e o controlo de fatores de risco como os NGI. Neste contexto, o uso responsável de anti-helmínticos, associado à monitorização parasitária, é cada vez mais visto como essencial para a manutenção da produtividade e da saúde animal, contribuindo também para a confiança do consumidor nos produtos derivados de caprinos.

O presente estudo pretende analisar a relação entre os níveis de parasitismo gastrointestinal e o sistema de produção (intensivo versus extensivo), bem como o impacto na produção de leite, em caprinos leiteiros. Para isso, foram recolhidas amostras em quatro explorações caprinas ao longo de três meses, com 11 cabras identificadas por exploração. Foi realizada uma análise quantitativa de OPG e oocistos (OoPG). Em casos com valores superiores a 200 OPG, procedeu-se à coprocultura para identificação do género parasitário e ao registo do momento do ano em que a amostragem foi realizada. Esta abordagem permitirá relacionar a carga parasitária com fatores como o sistema de produção, o género de nematode gastrointestinal presente e o modelo de manejo adotado.

Os resultados permitirão compreender melhor as interações entre práticas de produção, sazonalidade e níveis de parasitismo, contribuindo para o conhecimento e definição de estratégias de controlo mais eficazes e adaptadas às realidades das explorações caprinas portuguesas. Este conhecimento poderá apoiar decisões técnicas e políticas no âmbito da saúde animal e da segurança alimentar, promovendo uma produção caprina mais eficiente e sustentável. Espera-se, ainda, que os dados obtidos possam sensibilizar produtores e técnicos para a importância do diagnóstico regular e do uso racional de antiparasitários,

contribuindo para uma atividade pecuária mais resiliente e alinhada com os princípios da sanidade e do bem-estar animal.

2. Revisão bibliográfica

2.1. Raças de caprinos

2.1.1. Raças autóctones portuguesas

Apesar de Portugal ser um país pequeno, com cerca de 91.000 km², possui uma boa diversidade de raças caprinas autóctones (INE, 2011). A maioria do efetivo caprino está concentrada na região Centro (30%) e no Alentejo (25%) (Carolino *et al.*, 2015). Em Portugal, são oficialmente reconhecidas seis raças caprinas autóctones: Algarvia, Bravia, Charnequeira, Preta de Montesinho, Serrana e Serpentina (DGAV, 2013). Estas raças possuem características morfológicas variadas, que refletem a adaptação às condições agroecológicas de diferentes regiões do país. A seguir, descrevemos cada uma delas:

- **Algarvia:** É uma raça de grande porte, os machos chegam a pesar uns 80 kg e as fêmeas andam pelos 55 kg. Têm um corpo comprido e forte, com pernas bem proporcionadas. A cabeça é grande, com o perfil reto ou ligeiramente curvado. O pelo é castanho, mas varia bastante de tom, e às vezes aparecem umas manchas pretas ou brancas espalhadas pelo corpo. Os chifres são em espiral, largos na base e virados para cima e para trás. Os machos costumam ter barbicha, já nas fêmeas é mais raro. É uma raça bastante rústica, aguenta bem o calor e a secura do Algarve, e tem bom potencial tanto para carne como para leite (Rosa, 2013).

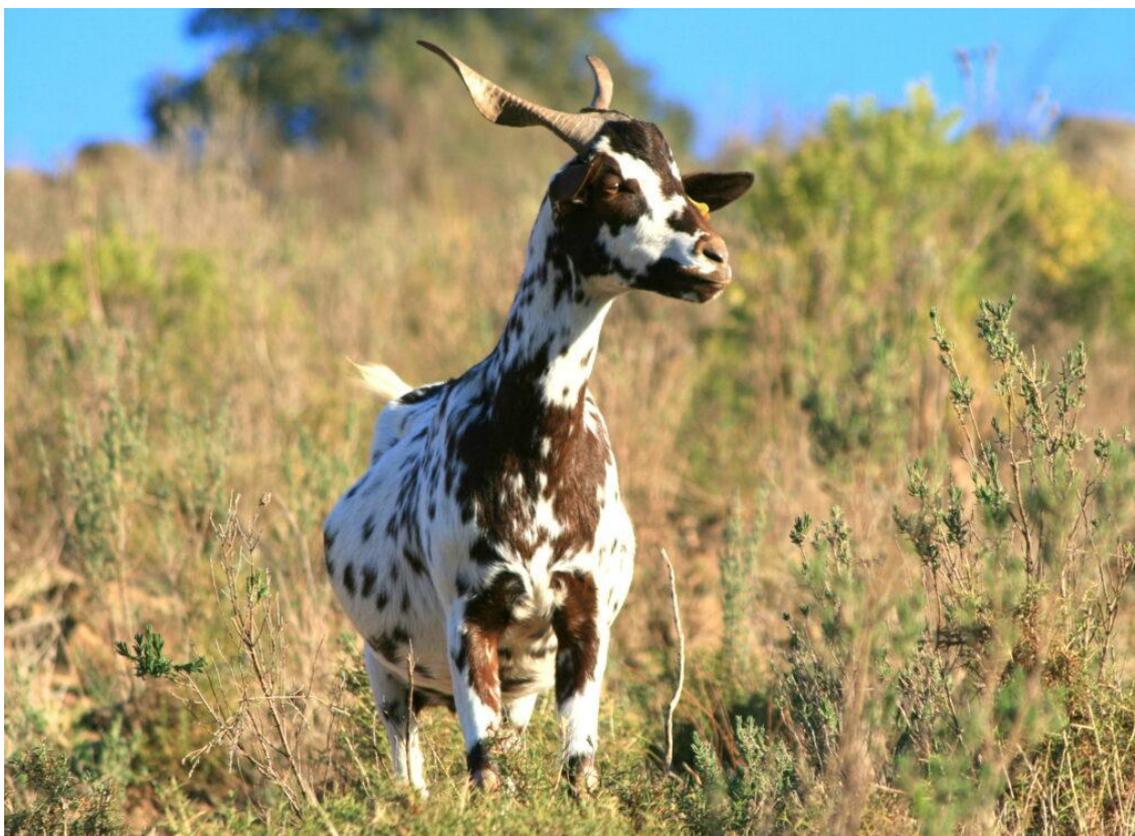


Figura 1 - Cabra da raça Algarvia (Fonte: DGAV)

- **Bravia:** Trata-se de uma raça de porte pequeno a médio, com corpo esguio e conformação adequada. A pelagem apresenta uma ampla variedade de cores, sendo o preto e o castanho os mais comuns, geralmente mais escuros na cabeça, dorso, ventre e membros. Os membros são finos e bem ajustados para caminhar por terrenos irregulares. A cabeça, pequena, tem perfil reto. Os chifres são finos, pequenos, apontando para cima ou com pequena curvatura para trás. Os machos têm barbicha e costumam ser mais robustos que as fêmeas. Esta raça é tradicional nas regiões montanhosas do norte de Portugal, adaptada a sistemas de criação extensivos, destacando-se pela rusticidade e habilidade de usar recursos naturais limitados (Costa, 2013).



Figura 2 - Cabra da raça Bravia (Fonte: DGAV)

- **Charnequeira:** É uma raça com porte equilibrado, de perfil retilíneo ou ligeiramente côncavo. Os animais têm um aspeto harmonioso e bem proporcionado, com pelagem uniforme em tons de vermelho, desde os mais alaranjados até aos vermelhos mais vivos. O pelo é curto, liso e brilhante nas fêmeas, enquanto nos machos é mais espesso e rijo. A cabeça é robusta, com cornos grandes, de base larga, que se enrolam como um saca-rolhas. As pernas são fortes e bem preparadas para andar em terrenos difíceis. Os machos costumam ter barbicha. É uma raça típica das zonas do interior do centro e sul de Portugal, bem-adaptada a ambientes duros e isolados (Andrade, 2013).



Figura 3 - Cabra da raça Charnequeira (Fonte: DGAV)

- **Preta de Montesinho:** É uma raça de tamanho médio, com um corpo harmonioso e de linhas elegantes. A pelagem é, na maioria das vezes, preta, mas às vezes tende para um castanho bem escuro. Os pelos são curtos, lisos e com um brilho natural. A cabeça vai de pequena a média e, na maior parte dos casos, os animais são mochos (sem cornos), embora alguns tenham cornos curtos e recurvados em forma de sabre. As fêmeas destacam-se pelo úbere bem desenvolvido. É uma raça típica da zona de Montesinho, habituada ao clima frio e às paisagens montanhosas, com boa aptidão tanto para a produção de leite como de carne (Carolo, 2013).



Figura 4 - Cabra da raça Preta de Montêsinho (Fonte: DGAV)

- **Serrana:** É uma raça de porte médio, com corpo bem equilibrado e perfil ligeiramente côncavo. Destaca-se por ser a única raça portuguesa com pelagem longa, o que lhe dá uma excelente capacidade de adaptação a climas frios e húmidos. A cor do pelo varia conforme o ecótipo: pode ser preta (como na Serra e no Ribatejo), castanho-escuro (Ribatejano), castanho-claro (Jarmelista) ou ruça, uma mistura de tons claros e escuros (Transmontano). Os chifres têm forma triangular na base, são rugosos e curvam-se para trás em forma de sabre. As patas são fortes e bem proporcionadas, o que permite aos animais deslocarem-se com facilidade em terrenos irregulares. Além disso, produzem bem leite e adaptam-se a diferentes altitudes. É uma raça bastante espalhada pelo país, sobretudo nas zonas de montanha (Pereira, 2013).



Figura 5 - Cabra da raça Serrana (Fonte: DGAV)

- **Serpentina:** É uma raça de grande porte, com corpo alongado e perfil ligeiramente côncavo. A pelagem varia entre o branco e o creme, mas o que mais chama a atenção são as marcas pretas: uma faixa ao longo do dorso, o ventre, a cara, as orelhas e as extremidades. Os cornos são finos na base, em forma de espiral, e curvam-se para trás. Tanto machos como fêmeas têm barba. É uma raça muito rústica, bem-adaptada às condições difíceis, aproveitando com facilidade pastagens mais pobres. Tem dupla aptidão, carne e leite, e é típica do Alentejo. Destaca-se especialmente pela produção de cabrito com Indicação Geográfica Protegida (IGP) e por fornecer leite de qualidade, ideal para fazer queijo artesanal (Cachatra, 2013).



Figura 6 – Cabra da raça Serpentina (Fonte: DGAV)

A diversidade genética das raças autóctones portuguesas tem permitido a sua adaptação a sistemas de produção extensivos, contribuindo para a sustentabilidade ambiental e o desenvolvimento rural das regiões onde se inserem. Além disso, a valorização de produtos tradicionais, como o cabrito IGP e queijos artesanais, reforça a importância da sua preservação e promoção.

2.1.2. Raças exóticas

Nos últimos anos, além das raças tradicionais, tem havido uma introdução e expansão de raças exóticas de cabras em Portugal, como Saanen, Alpina e Murciana-Granadina. Estas raças foram introduzidas principalmente para aumentar a produção de leite e corresponder à procura do mercado português e valorização dos produtos lácteos de origem caprina.

- **Saanen:** A raça Saanen vem do vale com o mesmo nome, na Suíça, e é fácil de reconhecer pelo aspeto limpo e uniforme. Tem pelagem branca ou creme muito

claro, com pelos curtos e finos, o que ajuda na higiene e na ordenha. O perfil é quase reto e as orelhas ficam sempre erguidas. É de tamanho médio a grande: as fêmeas pesam entre 50 e 80 kg, e os machos entre 80 e 100 kg, com um corpo forte e bem equilibrado. É uma das raças de cabras mais espalhadas no mundo, principalmente por causa da sua alta produção de leite e do seu temperamento calmo, o que torna o manejo mais simples, mesmo em explorações maiores. Embora consiga adaptar-se a vários tipos de ambiente, dá-se melhor em climas mais frescos. Por tudo isso, é muito procurada por produtores que querem boas quantidades de leite e animais fáceis de lidar (Ribeiro, 1998a).



Figura 7 - Cabra da raça Saanen (Fonte: British Goat Society)

- **Alpina:** Origem dos Alpes franceses, esta raça destaca-se pela ampla variedade de cores na pelagem, sendo difícil encontrar dois animais exatamente iguais. É bastante rústica e resistente, o que favorece a sua adaptação a diversos ambientes, desde áreas montanhosas até regiões mais quentes ou com pouca disponibilidade de pasto. Ela possui porte médio a grande: as fêmeas geralmente pesam cerca de 50 kg, enquanto os machos podem chegar a 80 kg. Uma raça versátil, com boa estrutura corporal e alta capacidade de produção, especialmente de leite. Por isso, é frequentemente utilizada em cruzamentos com outras raças leiteiras para melhorar a produção, sem perder resistência e facilidade de manejo. A sua combinação de produtividade, rusticidade e adaptabilidade torna-a uma escolha altamente valorizada, seja em sistemas tradicionais ou em sistemas intensivos (Ribeiro, 1998a).



Figura 8 - Cabra da raça Alpina (Fonte: ToutAgri.fr)

- **Murciana granadina:** De origem espanhola, esta raça surgiu do cruzamento entre cabras das regiões de Múrcia e Granada. Tem pelagem escura, normalmente castanha ou preta e um porte médio, com corpo bem proporcionado e perfil direito. É bastante valorizada pela produção de leite de excelente qualidade, com bons teores de gordura e proteína. Por isso, é muito comum em explorações leiteiras mais intensivas, especialmente na Península Ibérica, onde é uma das favoritas entre os produtores que procuram rendimento e qualidade no leite (FAO, 2019).

-



-

Figura 9 - Cabra da raça Murciana-Granadina (Fonte: Caprigran.com)

A seleção de raças exóticas em sistemas intensivos visa aumentar a produtividade e eficiência na produção de leite. Contudo, a sua implementação deve considerar aspetos como manejo, alimentação e adaptação ao clima local, além de garantir boas práticas sanitárias e de bem-estar

animal para alcançar o sucesso produtivo. A combinação de raças autóctones e exóticas no território português oferece uma oportunidade de unir tradição e inovação no setor caprino. As raças autóctones ajudam na preservação da biodiversidade e dos sistemas agroecológicos, enquanto as exóticas aumentam o potencial produtivo, especialmente em regiões mais voltadas para sistemas intensivos.

2.2. Sistemas de produção

As cabras são criadas principalmente em áreas com solos de baixa qualidade, regiões montanhosas, zonas áridas e semiáridas, o que justifica a dispersão destas por todo o mundo. A procura por produtos derivados de pequenos ruminantes cresceu a partir do século XIX, e o avanço em métodos de produção, como mecanização e melhoramento genético, possibilitou uma produção mais intensiva para atender à crescente procura por alimentos a custos mais baixos. Estas inovações foram inicialmente desenvolvidas nos países ocidentais e, posteriormente, difundidas globalmente (Bai *et al.*, 2018; Simões *et al.*, 2021).

2.2.1. Sistema extensivo

O sistema extensivo é uma técnica de agricultura que emprega áreas maiores de terra para criar animais ou cultivar plantas com intervenção humana e uso mínimo de recursos. Geralmente adotado por pequenos agricultores, frequentemente associado a uma agricultura de subsistência, que prioriza uma produção sustentável de baixo custo, este método também favorece a conservação ambiental e a preservação da biodiversidade nos ecossistemas naturais (FAO, 2020).

A criação de cabras no sistema extensivo é comum entre pequenos agricultores que usam pastagens naturais, sem recorrer a tecnologias intensivas. É importante escolher raças de caprinos que se adaptem ao clima e às condições de pastagem da região. As cabras devem ser mantidas em áreas amplas, com acesso a água e sombra, podendo receber alimentação suplementar durante épocas de seca ou escassez de pasto. Avaliações sanitárias regulares,

vacinações e uma gestão cuidadosa garantem o bem-estar dos animais e a qualidade dos produtos produzidos (DGAV, 2022).

A agricultura extensiva é, também, um sistema que envolve o uso de grandes áreas de terra com baixo consumo de recursos e pouca mão de obra por unidade de espaço. Algumas características principais incluem:

- **Uso extensivo da terra:** ocupa vastas áreas, muitas de baixa produtividade, nas quais outro aproveitamento não seria possível ou economicamente rentável. A produção depende mais do espaço, da qualidade do solo e da existência de água do que de tecnologia avançada (FAO, 2020).
- **Baixa densidade de animais e plantas:** o que reduz a pressão sobre os recursos naturais, frequentemente escassos, e mantém um equilíbrio ecológico mais estável. No caso dos caprinos, isso contribui para a diminuir a propagação de doenças, o desgaste do solo, e contribui para minimizar a propagação de fogos (PDR2020, 2021).
- Ausência ou **menor recurso a corretivos agrícolas:** fertilizantes e pesticidas, resultando em maior sustentabilidade ambiental e menor dependência de matérias-primas externas (FAO, 2020).
- **Baixa intensidade de trabalho humano:** usado principalmente para tarefas essenciais como pastoreio, alimentação suplementar e vigilância sanitária, com menor dependência de máquinas ou processos industriais (PDR2020, 2021).
- **Maior dependência das condições naturais:** a produtividade é influenciada pelo clima, pela qualidade das pastagens e pela disponibilidade de água, tornando-se mais vulnerável às variações sazonais (Simões *et al.*, 2021).
- **Menor rendimento por área:** embora seja menos produtiva em volume, esta abordagem prioriza a qualidade dos produtos, como leite e carne com características organolépticas únicas e, maior valor comercial dos produtos (FAO, 2020).

2.2.2. Sistema intensivo

O sistema de produção intensiva é uma abordagem agrícola ou animal que visa aumentar ao máximo a produtividade e a eficiência. Ele utiliza diversos fatores de produção, como fertilizantes, pesticidas, rações e medicamentos, para gerar grandes volumes de alimentos ou produtos de origem animal. Esta metodologia emprega tecnologias avançadas, incluindo irrigação e criação em instalações, com custo de construção e manutenção considerável, para atender à crescente procura por alimentos (Andrade *et al.*, 2004; Vieira, 2015).

As principais características e práticas da produção intensiva incluem:

- **Alta densidade populacional:** os animais são mantidos em espaços pequenos, frequentemente em estábulos, para otimizar o uso do espaço e facilitar o controlo sanitário e alimentar (Ribeiro, 1998b).
- **Alimentação controlada:** a dieta é formulada e ajustada às necessidades de produção, com uso de rações comerciais, suplementos vitamínico-minerais e monitorização nutricional contínua (Andrade *et al.*, 2004).
- **Tecnologias de monitorização:** utilização de sensores, *softwares* de gestão, ordenha mecânica e ventilação artificial para manter condições ideais de produção e conforto animal (Vieira, 2015).
- **Elevado uso de tecnologias:** como vacinas, antibióticos, antiparasitários e aditivos alimentares, visando prevenir doenças e aumentar a produtividade (Kaplan & Vidyashankar, 2012).
- **Intensificação do manejo reprodutivo:** inseminação artificial, sincronização deaios e seleção genética são práticas comuns para aumentar a taxa de natalidade e produção (Hoste *et al.*, 2010).

- **Dependência de mão de obra especializada:** embora seja mecanizada, a produção exige técnicos qualificados para operar os sistemas e garantir o bem-estar e o desempenho dos animais (Vouraki *et al.*, 2022).

A criação intensiva de caprinos oferece diversas vantagens, tornando-se uma opção atrativa para muitos produtores, especialmente em regiões com alto consumo de produtos caprinos e correspondente valor acrescentado. Este sistema possibilita altas produtividades de carne, leite e outros produtos por área e tempo, otimizando a eficiência e o rendimento econômico da exploração (Andrade *et al.*, 2004; Vieira, 2015). Além disso, a criação em regime intensivo facilita a implementação de medidas sanitárias rigorosas, pois os animais ficam confinados num espaço controlado, o que ajuda na prevenção de doenças e na realização de tratamentos de forma mais eficaz (Kaplan & Vidyashankar, 2012).

No entanto, este sistema enfrenta certos desafios. Os principais riscos incluem surtos de doenças, aumento do stress nos animais causado pela superlotação, altos custos iniciais de infraestrutura e equipamentos, além da possível perda de diversidade genética devido à seleção intensiva (Craig, 2018). Por isso, é fundamental implementar práticas adequadas de manejo e biossegurança para reduzir estes impactos negativos.

Segundo Vieira (2015), em Portugal, há um crescimento no número de explorações caprinas que adotam tecnologias modernas e sistemas intensivos de produção, semelhantes aos que ocorrem na Espanha e na França. Esta mudança tem sido impulsionada pela disponibilidade de raças caprinas especializadas na produção de leite, como saanen, alpina e anglo-nubiana, além da estabulação constante e do fornecimento contínuo de alimentação que corresponda a todas as necessidades e permita maximizar a produção de leite (Ribeiro, 1998b).

Tradicionalmente, a caprinicultura em Portugal era praticada de forma extensiva, com baixo investimento e aproveitamento dos recursos naturais disponíveis. Contudo, a atividade tem-se tornado mais intensiva, impulsionada pela crescente procura por produtos lácteos, especialmente queijos de cabra. Neste contexto, os sistemas intensivos

utilizam uma dieta composta por feno ou palha, complementada por concentrados ricos em energia e proteína, frequentemente fornecidos *ad libitum* (Andrade *et al.*, 2004).

Apesar dos avanços, a produção intensiva de caprinos ainda enfrenta desafios sanitários importantes que afetam a sua sustentabilidade. Entre os principais problemas de saúde animal associados a este sistema, destacam-se:

- Doenças infecciosas: a alta densidade populacional favorece a transmissão de agentes patogênicos como febre Q, encefalite artrite caprina (CAEV), paratuberculose (PTB) e clamidiose, com impactos na saúde animal e, por vezes, riscos para a saúde pública (DGAV, 2022).

- Problemas respiratórios: a superlotação e a ventilação inadequada nas instalações intensivas aumentam a vulnerabilidade a doenças respiratórias, como pneumonia, especialmente sob condições de stress ou ambientes com alta carga de microorganismos (Craig, 2018).

- Parasitas internos e externos: nematodes gastrointestinais e ectoparasitas como carraças, pulgas e piolhos prosperam em ambientes fechados e húmidos, prejudicando o bem-estar animal e reduzindo a produção (Hoste *et al.*, 2010).

- Stress e alterações comportamentais: a escassez de espaço, a ausência de estímulos ambientais e a limitação do comportamento natural podem gerar stress crônico, enfraquecendo o sistema imunológico e conduzindo a problemas comportamentais, como agressividade ou apatia (Vouraki *et al.*, 2022).

- Resistência antimicrobiana: o uso regular de antimicrobianos para prevenir ou tratar doenças contribui para o desenvolvimento de resistências, dificultando o controlo terapêutico e aumentando o risco de transmissão de patógenos resistentes.

A solução para estes problemas envolve a implementação de boas práticas de manejo, a capacitação dos produtores, o uso de programas sanitários rigorosos e a criação de condições ambientais que promovam o bem-estar animal. Além disso, é importante destacar que alta densidade de animais aumenta a necessidade de reforçar as medidas de

biossegurança, pois a entrada de animais de diferentes origens aumenta o risco de transmissão de vírus, bactérias e parasitas.

2.3. Parasitismo

O parasitismo é uma relação biológica na qual um organismo prejudica o outro, vivendo à custa do hospedeiro ao retirar nutrientes ou recursos essenciais, o que pode prejudicar a sua saúde. Mesmo que nem sempre leve à morte, esta interação costuma comprometer o bem-estar e a produtividade do animal afetado. Em muitos casos, os parasitas tornam-se patogênicos, causando doenças com impacto na saúde e na produção (Leitão *et al.*, 1978).

De acordo com Sánchez Acedo (2000), o parasitismo é uma relação instável na qual um organismo menor vive no interior de um hospedeiro maior e mais complexo, causando diferentes graus de espoliação e possível afeção da produção e do estado hígido. A disciplina que estuda este fenómeno é a Parasitologia, e Cordero del Campillo (2002) ressaltava que ela envolve a análise da morfologia, classificação, biologia dos parasitas, além da sua interação com os hospedeiros. No campo veterinário, esta ciência dedica-se sobretudo aos parasitas que afetam animais domésticos, sendo crucial para a compreensão e prevenção das parasitoses (Bussiéras & Chermette, 1991).

O estudo dos parasitas em caprinos é essencial, especialmente em ambientes de produção animal intensiva, onde as condições de criação favorecem a disseminação de parasitas. Utilizar o conhecimento parasitológico aprimora o diagnóstico, permite monitorizar melhor a saúde dos animais e promove o bem-estar, ajudando a garantir a sustentabilidade e a rentabilidade das explorações (Bowman *et al.*, 2014).

Ao analisar a Tabela 1, é possível identificar as principais espécies de parasitas gastrointestinais e hepáticos que afetam ruminantes domésticos, como bovinos, ovinos e caprinos. Estes parasitas têm distribuição específica ao longo do trato digestivo — rúmen, abomaso, intestino delgado, intestino grosso — e do fígado, variando conforme a espécie animal afetada. Entre os caprinos, destacam-se parasitas como *Haemonchus contortus*, *Teladorsagia circumcincta*, *Trichostrongylus axei*, *Nematodirus* spp. e *Oesophagostomum columbianum*, cuja presença pode comprometer o estado nutricional, a produtividade leiteira e o crescimento dos animais. Estes parasitas costumam ser os

principais alvos dos programas de controlo antiparasitário devido à sua alta prevalência, resistência a anti-helmínticos e impacto económico.

Tabela 1 – Espécies principais de parasitas presentes no trato digestivo e fígado de ruminantes (Hoste et al. 2010)

Trato digestivo	Bovinos	Caprinos	Ovinos
Rúmen	<i>Calicophoron calicophoron</i>	<i>Calicophoron calicophoron</i> <i>Calicophoron daubneyi</i>	<i>Calicophoron calicophoron</i> <i>Calicophoron daubneyi</i>
Abomaso	<i>Haemonchus placei</i> <i>Ostertagia ostertagi</i> <i>Trichostrongylus axei</i>	<i>Haemonchus contortus</i> <i>Teladorsagia circumcincta</i> <i>Trichostrongylus axei</i>	<i>Haemonchus contortus</i> <i>Teladorsagia circumcincta</i> <i>Trichostrongylus axei</i>
Intestino delgado	<i>Trichostrongylus colubriformis</i> <i>Cooperia oncophora</i> <i>Nematodirus helvetinus</i> <i>Moniezia benedeni</i> <i>Moniezia expansa</i>	<i>Trichostrongylus capricola</i> <i>Trichostrongylus colubriformis</i> <i>Nematodirus fillicolis</i> <i>Nematodirus spathiger</i> <i>Nematodirus battus</i> <i>Moniezia expansa</i>	<i>Trichostrongylus vitrinus</i> <i>Trichostrongylus colubriformis</i> <i>Cooperia curticei</i> <i>Nematodirus battus</i> <i>Nematodirus fillicolis</i> <i>Nematodirus spathiger</i> <i>Moniezia expansa</i>
Intestino grosso	<i>Oesophagostomum radiatum</i> <i>Chabertia ovina</i>	<i>Oesophagostomum columbianum</i> <i>Oesophagostomum venulosum</i> <i>Chabertia ovina</i>	<i>Oesophagostomum columbianum</i> <i>Oesophagostomum venulosum</i> <i>Chabertia ovina</i>
Fígado	<i>Fasciola hepática</i> <i>Dicrocoelium dendriticum</i> <i>Echinococcus granulosus</i>	<i>Fasciola hepática</i> <i>Dicrocoelium dendriticum</i> <i>Echinococcus granulosus</i> <i>Taenia hydatigena (Cysticercus tenuicollis)</i>	<i>Fasciola hepática</i> <i>Dicrocoelium dendriticum</i> <i>Echinococcus granulosus</i> <i>Taenia hydatigena (Cysticercus tenuicollis)</i>

2.3.1. Taxonomia

Existem três principais classes de parasitas gastrointestinais de grande importância para os ruminantes: Trematodes, Cestodes e Nematodes. Estas classes integram dois grandes filos de helmintes: os Platelminthes e os Nematelminthes (nematodes). A taxonomia destes parasitas é complexa e frequentemente atualizada, devido à ausência de consenso entre especialistas. Neste estudo, será dada ênfase apenas aos géneros do filo Nematelminthes e da classe Nematoda, especialmente os nematodes estrogilídeos, por serem os mais relevantes clinicamente e na produção de caprinos.

Classe Trematode – Esta classe do filo Platyhelminthes inclui parasitas conhecidos como tremátodes. Dentro das suas três ordens, somente a Digenea possui relevância veterinária para ruminantes. Os tremátodes têm um ciclo de vida indireto, envolvendo fases sexuadas e assexuadas que necessitam de hospedeiros intermediários. As famílias *Fasciolidae* e *Dicrocoeliidae* são as mais importantes, especialmente as espécies *Fasciola hepatica* e *Dicrocoelium dendriticum*, que causam perdas econômicas significativas na produção pecuária (Bowman, 2021).

Classe Cestode – Os representantes desta classe são conhecidos como cestodes ou ténias e também pertencem ao filo Platyhelminthes. São helmintos de corpo segmentado, em forma de fita, com cada segmento atuando como uma unidade reprodutora. Seu ciclo de vida é indireto, geralmente envolvendo um hospedeiro intermediário e outro definitivo. A ordem de maior interesse veterinário é a Cyclophyllidea, destacando-se as famílias *Taeniidae* e *Anoplocephalidae*. Entre as espécies importantes, estão os cisticercos *Taenia hydatigena*, *Taenia ovis* e *Taenia saginata*, além das hidátides *Echinococcus granulosus* e dos cestodes *Moniezia benedeni* e *Moniezia expansa* (Bowman, 2021).

Classe Nematode – A classificação interna da classe Nematoda pode ser complexa devido à vasta diversidade de espécies. Para este estudo, focaremos na ordem *Strongylida*, que faz parte do filo Nematelminthes, composta por parasitas conhecidos como nematodes estrongilídeos. Dentro desta ordem, as superfamílias Trichostrongyloidea e Strongyloidea são as mais relevantes para ruminantes. A superfamília Trichostrongyloidea, por si só, conta com mais de mil espécies distribuídas em cerca de duzentos gêneros. Os gêneros investigados neste estudo incluem *Trichostrongylus*, *Ostertagia*, *Haemonchus*, *Cooperia*, *Nematodirus*, *Chabertia* e *Oesophagostomum*. De acordo com Lilani *et al.* (2010), estes gêneros pertencem a várias famílias: *Trichostrongylus* à *Trichostrongylidae*, *Haemonchus* à *Haemonchidae*, *Cooperia* à *Cooperiidae* e *Nematodirus* à *Molineidae*.

A Tabela 2 apresenta uma visão geral da classificação dos principais nematodes estrongilídeos que afetam pequenos ruminantes, indicando a sua posição taxonómica, os hospedeiros predominantes, a localização anatómica dos parasitas adultos no trato gastrointestinal, bem como a sua distribuição geográfica. Esta classificação é adaptada de Lilani *et al.* (2010), com foco em espécies de relevância clínica e veterinária para ovinos e caprinos.

Tabela 2 - Principais espécies de nematodes estrongilídeos (adaptado de Lilani *et al.*, 2010)

Subordem	Superfamília	Família	Subfamília	Género	Epíteto específico	Hospedeiro	Localização do verme adulto	Distribuição geográfica
Trichostrongylina	Trichostrongyloidea	Haemonchidae	<i>Haemonchiinae</i>	<i>Haemonchus</i>	<i>contortus</i>	O C	Ab	Cm
			<i>Ostertagiinae</i>	<i>Teladorsagia</i>	<i>circumcincta</i>	O C	Ab	Cm
				<i>Marshallagia</i>	<i>marchalli</i>	O C	Ab	ZM
		Cooperidae	<i>Cooperiinae</i>	<i>Cooperia</i>	<i>curticei</i>	O C	ID	Cm
		Trichostrongylidae	<i>Trichostrongylinae</i>	<i>Trichostrongylus</i>	<i>axei</i>	O C	Ab	Cm
					<i>capricola</i>	O C	ID	Cm
	<i>colubriformis</i>				O C	ID	Cm	
	<i>vitrinus</i>				O C	ID	Cm	
	Molineoidea	Molineidae	<i>Nematodirinae</i>	<i>Nematodirus</i>	<i>battus</i>	O	ID	EM
					<i>filicollis</i>	O C	ID	Cm
<i>helveticus</i>					O C	ID	Cm	
<i>spathiger</i>					O C	ID	Cm	
Strongylina	Strongyloidea	Chabertiidae	<i>Chabertiinae</i>	<i>Chabertia</i>	<i>ovina</i>	O C	Co	Cm
			<i>Oesophagostominae</i>	<i>Oesophagostomum</i>	<i>venulosum</i>	O C	IG	Cm

Hospedeiros: O – Ovinos; C – Caprinos

Localização do Adulto: Abomaso (Ab); Intestino Delgado (ID); Cólon (Co); Intestino Grosso (IG)

Distribuição geográfica: Cm – Cosmopolita; Ztf – Zonas temperadas frias; ZM – Zona Mediterrânica; EN – Europa Norte

2.3.2. Nematodes gastrointestinais

Evolução dos nematodes

Os nematodes representam um grupo antigo e altamente diversificado de organismos. O fóssil mais antigo conhecido de um nematode é de um parasita de insetos preservado em âmbar, com aproximadamente 135 milhões de anos (Sutherland & Scott, 2010). Contudo, devido à fragilidade dos seus corpos moles e ao tamanho reduzido, o registo fóssil dos nematodes é limitado, tornando difícil uma reconstrução completa da sua história evolutiva (Sutherland & Scott, 2010).

Apesar disso, acredita-se que os nematodes tenham uma origem extremamente remota, provavelmente em ambientes aquáticos ricos em compostos de enxofre, como sedimentos bentónicos no fundo de leitos de água — tanto no passado como atualmente. Estas regiões ainda suportam uma grande diversidade de nematodes livres e possuem condições semelhantes às do trato gastrointestinal de vertebrados: baixa concentração de oxigénio e presença de matéria orgânica e inorgânica em decomposição (Sutherland & Scott, 2010).

Embora os nematodes tenham tido origem em ambientes aquáticos, atualmente são muito mais frequentes em meios terrestres, sobretudo no solo. Esta transição deve-se, em parte, à sua limitada capacidade de locomoção na água durante as fases parasitárias, o que dificulta o contacto com hospedeiros marinhos. No entanto, a maioria das espécies de nematodes não é parasita, são organismos de vida livre que habitam o solo e desempenham um papel fundamental nos ecossistemas. Segundo Dorris et al. (1999), o parasitismo surgiu várias vezes de forma independente ao longo da evolução, a partir de antepassados de vida livre. Assim, apesar da importância dos parasitas nematodes, eles representam apenas uma parte da enorme diversidade do grupo.

Morfologia dos nematodes

Os nematodes são organismos de forma vermiforme e corpo cilíndrico, com consistência elástica e coloração que varia do esbranquiçado ao avermelhado, dependendo da espécie

e do conteúdo intestinal (Leitão *et al.*, 1978). Os seus tamanhos são bastante variáveis: podendo medir de menos de um milímetro até mais de um metro, com diferenças também notáveis na espessura.

Na extremidade anterior do corpo, é possível identificar várias estruturas morfológicas com funções distintas (Leitão *et al.*, 1978):

- **Lábios** – estruturas de quitina, geralmente cortantes, que podem possuir denticulos;
- **Pápilas** – pequenas projeções sensoriais que se elevam na parede do corpo;
- **Cápsula bucal** – uma estrutura situada na ponta anterior, de formato côncavo (como uma cúpula ou funil), responsável pela alimentação e fixação ao hospedeiro.

A extremidade posterior do corpo apresenta diferenças notáveis dependendo do sexo do animal. Nas fêmeas, geralmente é reta ou levemente afilada. Nos machos, ela pode variar bastante, podendo estar enrolada sobre si mesma ou possuir uma bolsa caudal, também conhecida como bolsa copuladora. Esta bolsa é uma expansão cuticular em forma de sino, frequentemente sustentada por estruturas internas denominadas costelas (Leitão *et al.*, 1978).

A morfologia da bolsa caudal é especialmente importante na taxonomia dos nematodes, caracterizando-se por três lobos principais (Leitão *et al.*, 1978):

1. Lobo ventral, com costelas centro-ventrais e ventro-laterais;
2. Lobo lateral, formado pelas costelas ântero-laterais, médio-laterais e pósterolaterais;
3. Lobo dorsal, composto pelas costelas externo-dorsais e dorsal média.

A disposição e quantidade dessas costelas são critérios valiosos para distinguir diversos géneros e espécies de nematodes de importância veterinária.

Ciclo de vida de um estrogilídeo gastrointestinal

Os nematodes estrogilídeos do trato gastrointestinal possuem sexos separados e reproduzem-se através de cópula. As fêmeas podem ser ovíparas, libertando ovos que se desenvolvem fora do corpo, ou vivíparas, nas quais o desenvolvimento embrionário ocorre inteiramente dentro do útero, e as larvas já ativas são expelidas (Leitão *et al.*, 1978).

O ciclo de vida destes parasitas compreende cinco estádios: ovo, quatro fases larvais (L₁ a L₄) e adulto. Durante esse desenvolvimento, ocorrem quatro mudas sucessivas, sendo a terceira fase larval (L₃) normalmente a forma infetante, de acordo com a Lei de Maupas. A larva L₃ mantém uma bainha cuticular residual da muda anterior, formando uma estrutura mais resistente ao ambiente, conhecida como larva enquistada (Leitão *et al.*, 1978).

A via de transmissão dos nematodes varia conforme a espécie. Em algumas, o hospedeiro ingere ovos embrionados; noutras, como nos estrogilídeos, as larvas eclodem no ambiente e são ingeridas pelo hospedeiro aquando da alimentação ou responsáveis pela penetração ativa no organismo. Geralmente, o ciclo de vida dos nematodes é direto, sem precisar de hospedeiros intermediários.

Após os ovos serem eliminados pelas fezes e sob condições ambientais favoráveis — como temperaturas entre 20 e 30°C e alta humidade — o desenvolvimento até a fase L₃ pode ocorrer em apenas 4 a 6 dias. Estas larvas infetantes podem sobreviver por vários meses nas pastagens, entrando num estado de dormência conhecido como hipóbiose, que as ajuda a resistir a condições adversas e a manter a infeção (Smith *et al.*, 1994).

A hipóbiose consiste na suspensão temporária do desenvolvimento larvar, geralmente nos estádios L₃ ou L₄, ocorrendo dentro do hospedeiro, onde as larvas ficam enquistadas em tecidos como a mucosa gástrica ou intestinal. Este fenómeno é desencadeado por condições ambientais adversas (temperaturas extremas, *secura*) ou por fatores fisiológicos do próprio hospedeiro, como alterações hormonais ou imunidade (Michel, 1974; Hoste *et al.*, 2010). A reativação ocorre quando as condições se tornam favoráveis, como no pós-

parto ou em épocas mais húmidas. Apesar de ser eficaz para a perpetuação da espécie, a hipóbiose apresenta um desafio veterinário, pois as larvas enquistadas são menos sensíveis aos antiparasitários, dificultando o controlo da infeção e contribuindo para o desenvolvimento de resistências (Kaplan & Vidyashankar, 2012).

2.4. Parasitoses por strongilídeos gastrointestinais

A parasitose refere-se a qualquer condição patológica originada pela presença de parasitas com manifestações clínicas decorrentes da sua ação no organismo hospedeiro (Médicos de Portugal, 2009).

A relação entre parasita e hospedeiro pode, em certas condições, manter um equilíbrio funcional, em que o parasita consegue recursos sem prejudicar significativamente a saúde do hospedeiro. Contudo, quando esse equilíbrio é perturbado — por fatores ambientais, imunológicos ou grande quantidade de parasitas — o resultado pode tornar-se mais patogénico, dando origem a sinais clínicos comuns de parasitose (Sánchez Acedo & Cordero del Campillo, 2003).

Por outro lado, há situações em que o parasitismo não apresenta expressão clínica. Nestas circunstâncias, o parasita está presente no organismo, mas não causa sinais evidentes, sendo este fenómeno denominado parasitismo assintomático (Garcia Romero & Valcárcel, 2000). Hospedeiros que albergam parasitas sem apresentar sinais clínicos são considerados portadores assintomáticos (Sánchez Acedo & Cordero del Campillo, 2003).

O parasitismo pode desencadear diversos efeitos prejudiciais no hospedeiro, influenciando a sua saúde, produtividade e bem-estar. Entre as principais consequências estão:

- **Dano físico:** A presença e movimentação dos parasitas nos tecidos podem causar lesões mecânicas, inflamação, necrose e fibrose, prejudicando a função normal de órgãos como trato gastrointestinal, fígado ou pulmões (Urquhart *et al.*, 1996).
- **Défices nutricionais:** Os parasitas competem com o hospedeiro pelos nutrientes ingeridos e prejudicam a digestão e absorção, o que geralmente leva à perda de peso, atraso no crescimento e redução na produção de leite e na performance reprodutiva (Taylor *et al.*, 2016).

- **Imunossupressão:** Algumas espécies parasitárias podem suprimir negativamente o sistema imunológico do hospedeiro, aumentando a sua vulnerabilidade a infecções secundárias ou diminuindo a eficácia de vacinas e tratamentos (Taylor *et al.*, 2016).
- **Transmissão de outras doenças:** Alguns parasitas funcionam como vetores biológicos de agentes infecciosos, ajudando na propagação de doenças adicionais entre animais ou entre animais e humanos (Soulsby, 1987).
- **Morte:** Em situações de infecção severa, sobretudo em jovens ou animais frágeis, o parasitismo pode resultar na falência de órgãos e óbito, colocando em risco a saúde animal e impactando a economia das explorações (Urquhart *et al.*, 1996).

As infecções por nematodes gastrointestinais continuam a ser um dos principais obstáculos à produtividade na indústria caprina global. Estas parasitoses provocam perdas económicas significativas, tanto de forma direta — como a redução do desempenho zootécnico, ganho de peso, produção de leite e fertilidade — quanto indireta, devido aos custos de profilaxia, diagnóstico e tratamentos antiparasitários (Sylvester *et al.*, 2018).

O impacto económico intensifica-se ao ocorrerem infecções subclínicas, que muitas vezes permanecem por identificar, mas afetam o desempenho animal ao longo do tempo. Além disso, os custos de tratamento de casos clínicos e as perdas causadas pela mortalidade animal aumentam significativamente o prejuízo financeiro tanto para o produtor quanto para o setor agropecuário (Szewc, De Waal, & Zintl, 2021).

Epidemiologia das infecções com strongilídeos gastrointestinais

Biologia, ciclo de vida e mecanismos de infeção

Os strongilídeos são nematodes parasitas do trato gastrointestinal, classificados na ordem Strongylida, incluindo várias superfamílias além da Strongyloidea. Eles causam

várias parasitoses em pequenos ruminantes, tanto ovinos quanto caprinos. A quantidade de ovos de strongilídeos no ambiente está diretamente ligada ao nível de infecção por parasitas adultos na população hospedeira, da sua prolificidade, variando conforme a intensidade da parasitose. No ciclo de vida, a infecção ocorre quando os hospedeiros ingerem larvas infetantes L₃ nas pastagens contaminadas (Bowman *et al.*, 2014).

O desenvolvimento das formas larvares infetantes, especialmente L₃, depende intensamente das condições ambientais. Temperatura e humidade são fatores essenciais que influenciam a sobrevivência das larvas. Em regiões de clima frio, algumas espécies como *Nematodirus filicollis*, *Nematodirus battus* e *Teladorsagia* spp. demonstram uma notável capacidade de adaptação, mantendo os seus ciclos de vida mesmo em temperaturas mais baixas. Por outro lado, a maioria das pastagens durante o inverno apresenta uma grande redução na quantidade de ovos e larvas de strongilídeos, o que reduz a infecção durante este período (Bowman, 2021).

Fatores que influenciam a resistência do hospedeiro

A resistência do hospedeiro aos nematodes gastrointestinais depende de vários fatores, como idade, estado geral de saúde, composição genética e histórico de infecções anteriores. Indivíduos jovens ou imunocomprometidos, por exemplo, estão mais vulneráveis às infecções parasitárias, enquanto animais mais velhos, já expostos anteriormente a parasitas, costumam desenvolver uma resposta imunológica mais eficaz. A resistência adquirida é fundamental na adaptação do hospedeiro às infecções parasitárias, podendo contribuir para diminuir a intensidade do parasitismo com o tempo (Sutherland & Scott, 2010). Além disso, durante o ciclo de vida do parasita, as larvas do quarto estágio (L₄) podem entrar num estado de hipóbiose, interrompendo temporariamente o seu desenvolvimento. Esta condição latente, geralmente provocada por fatores ambientais desfavoráveis, estado imunitário do hospedeiro, entre outros, permite que os parasitas prolonguem a sua sobrevivência até que as condições sejam mais propícias à maturação (Michel, 1974; Hoste *et al.*, 2010).

Ciclo de vida e manutenção do ciclo parasitário

Embora as larvas L₃ possam permanecer no ambiente por semanas ou meses em condições favoráveis, a continuidade do ciclo parasitário depende de hospedeiros infetados. Este ciclo pode ser sustentado por uma população de parasitas adultos ativos no hospedeiro ou pela presença de larvas em hipóbiose, que ficam latentes até a melhora das condições (Smith *et al.*, 1994; Kaplan & Vidyashankar; 2012). Nos primeiros meses de pastoreio, borregos e cabritos ingerem as larvas infetantes (L₃) ao se alimentarem em pastagens contaminadas. Se essas áreas estiverem densamente infestadas por espécies altamente patogênicas, como *Haemonchus contortus* ou *Teladorsagia circumcincta* os animais podem apresentar quadros clínicos graves e, em casos extremos, até falecer. Conforme a infestação evolui, há um aumento na eliminação de ovos nas fezes, contaminando ainda mais as pastagens e reforçando o ciclo parasitário (Bowman, 2021).

Com o tempo, os animais passam a desenvolver resistência imunológica às infecções, sendo a pré-imunização o seu principal mecanismo de defesa. Este estado imunológico protetor ocorre quando uma infecção aguda evolui para uma condição crônica, permanecendo na presença contínua dos agentes infecciosos. Neste processo, a carga parasitária geralmente atinge um pico e, depois, diminui, deixando os animais no inverno com níveis significativamente reduzidos de strongilídeos (Sutherland & Scott, 2010).

Resposta imunológica e padrões de excreção de ovos

Após atingir o estado de pré-imunização, o hospedeiro apresenta três possíveis destinos para as larvas ingeridas: 1) serem rejeitadas pelo sistema imunológico, 2) substituir parasitas adultos já presentes no organismo ou 3) entrar em hipóbiose. A quantidade de adultos de strongilídeos costuma permanecer estável ao longo do tempo, uma vez que o sistema imunológico do hospedeiro regula a carga parasitária (Bowman, 2021). As larvas em latência ficam nas mucosas do trato digestivo até que estímulos, como a chegada da primavera ou o ciclo reprodutivo do hospedeiro, facilitem ou promovam o seu desenvolvimento.

Durante a primavera, há um aumento notável na excreção de ovos de strongilídeos nas fezes, principalmente em fêmeas gestantes, que libertam ovos desde duas semanas antes até oito semanas após o parto. Estes dois picos na contagem fecal de ovos — conhecidos como "spring rise" e "periparturient rise" — representam fenômenos sazonais que asseguram a presença de larvas infetantes em quantidade suficiente, coincidindo com o aumento da população de animais e maior número de hospedeiros suscetíveis. A suplementação proteica na dieta das fêmeas tem demonstrado reduzir este aumento na excreção de ovos durante o período peri-parto (Bowman, 2021).

Considerações

A dinâmica dos strongilídeos envolve uma interação complexa entre fatores ambientais, características do hospedeiro e mecanismos de defesa imunológica. A presença contínua de larvas infetantes no ambiente e a capacidade dos parasitas de se adaptarem a diferentes condições climáticas, como é o caso de géneros como *Nematodirus* e *Teladorsagia*, ressaltam a necessidade de monitorizar constantemente os ciclos parasitários das populações de ruminantes. Estratégias de controlo e manejo adequadas, como a suplementação proteica e a gestão das pastagens, são essenciais para reduzir os efeitos das infeções parasitárias em rebanhos de caprinos e ovinos, promovendo a saúde e a produtividade sustentáveis a longo prazo (Sutherland & Scott, 2010; Bowman, 2021).

Desenvolvimento e reprodução dos strongilídeos

A probabilidade de um ovo de strongilídeo alcançar a maturidade sexual adulta é extremamente baixa, aproximadamente uma em milhares. Esta baixa taxa de desenvolvimento resulta na necessidade de compensação, que ocorre por meio da alta prolificidade dos adultos, dos quais resulta uma grande quantidade de ovos. As fêmeas de *Haemonchus* spp. são as mais prolíficas, seguidas por outras espécies como *Oesophagostomum* spp., *Chabertia* spp., *Bunostomum* spp., *Teladorsagia* spp., *Cooperia* spp., *Trichostrongylus* spp. e *Nematodirus* spp. As espécies com menor taxa de reprodução, como *Trichostrongylus* spp. e *Cooperia* spp., tendem a compensar essa limitação mantendo grandes populações de adultos. Por outro lado, espécies como

Nematodirus spp., que produzem ovos resistentes às condições ambientais adversas, dependem dessa característica para assegurar a continuidade do ciclo parasitário, especialmente em ambientes com variações sazonais de temperatura e humidade (Bowman, 2021).

Efeitos do parasitismo nos hospedeiros

Segundo Acedo & Campillo (2003), os efeitos do parasitismo variam bastante devido às diferentes suscetibilidades dos hospedeiros, influenciadas por fatores como idade, estado imunológico, dieta e outras questões relacionadas à saúde do animal. A gravidade das consequências também pode depender da patogenicidade do parasita, podendo variar de uma irritação leve até uma virulência intensa, sendo que essa variação ocorre até mesmo dentro de uma mesma espécie de parasita. Por exemplo, infecções por *Haemonchus contortus* podem ser mais severas do que as causadas por *Teladorsagia circumcincta*, dependendo da resistência do hospedeiro e das condições ambientais.

Fatores que influenciam a infecção por nematodes gastrointestinais

A infecção por nematodes gastrointestinais (NGI) em pequenos ruminantes é influenciada por diversos fatores. Entre os principais estão a raça da cabra, o objetivo produtivo, a ingestão diária de proteína, o nível de eliminação fecal de *Eimeria* e o período de lactação. Estudos mostram que cabras com maior concentração de proteína no leite tendem a apresentar contagens fecais mais altas de ovos. Além disso, cabras recém-paridas, com menos de seis semanas após o parto, normalmente apresentam aumento nas contagens de ovos fecais. Durante o período pré e pós-parto, observa-se um leve aumento nos ovos por grama (OPG), indicando uma maior vulnerabilidade a infecções nesse período, quando o sistema imunológico da cabra está mais suscetível (Sylvester *et al.*, 2018).

Patogénese dos nematodes gastrointestinais

Os nematodes gastrointestinais (NGI) são parasitas que afetam principalmente pequenos ruminantes, como ovinos e caprinos. A patogénese destes parasitas refere-se à forma como causam a doença nos animais e os efeitos que podem resultar no seu estado de saúde geral. Quando os pequenos ruminantes ingerem larvas infetantes de nematodes presentes

em pastagens contaminadas, estas larvas desenvolvem-se no trato gastrointestinal. No sistema digestivo, os nematodes fixam-se nas paredes do estômago e do intestino. Este processo pode causar danos diretos nas mucosas e promover inflamação, afetando a digestão do animal e podendo levar à perda de peso, diminuição da produção de leite e até morte, dependendo da gravidade dessa infecção (Hoste *et al.*, 2010; Bowman, 2021).

A patogênese dos nematodes gastrointestinais está relacionada com diversos fatores que afetam a saúde dos pequenos ruminantes (Blanco Penedo, 2008). Os principais incluem:

- **Danos nos tecidos:** Os nematodes alimentam-se de sangue e outros nutrientes no trato gastrointestinal, podendo causar anemia nos animais. A sua fixação nas paredes intestinais também pode levar à erosão e ulceração dos tecidos, agravando os danos causados pelo parasita.
- **Inflamação:** A presença de nematodes no trato gastrointestinal pode desencadear uma resposta inflamatória do sistema imunológico do hospedeiro. Esta inflamação pode resultar em danos adicionais aos tecidos afetados e comprometer o desempenho produtivo dos animais, uma vez que os recursos do organismo são direcionados para combater a infecção.
- **Perda de nutrientes:** Quando os nematodes consomem nutrientes do trato gastrointestinal, eles reduzem a absorção de nutrientes pelo animal, podendo resultar em condição corporal debilitada, crescimento insuficiente e desempenho produtivo prejudicado, afetando a saúde e a produtividade do rebanho.
- **Resposta imunitária:** A presença de nematodes provoca uma resposta imune nos animais, marcada por variações nos níveis de anticorpos e células imunológicas. Contudo, muitos nematodes desenvolveram mecanismos que os ajudam a evadir ou até suprimir esta resposta, dificultando o controle da infecção.
- **Ciclo de vida:** O ciclo de vida dos nematodes gastrointestinais é bastante complexo, envolvendo fases de ovo, larva e adulto. Fêmeas adultas depositam ovos que são eliminados pelas fezes dos animais infetados. Estes ovos eclodem e libertam larvas que se desenvolvem no ambiente, geralmente em pastagens

contaminadas. Quando os animais consomem essas larvas L₃ ao pastar em áreas contaminadas, o ciclo de vida do parasita reinicia-se.

- **Espécies de nematodes:** As espécies mais frequentes de nematodes gastrointestinais em pequenos ruminantes incluem *Haemonchus contortus*, *Trichostrongylus* spp., *Teladorsagia circumcincta* e *Cooperia* spp. Cada uma possui características patogênicas únicas, mas o resultado, na maior parte dos casos, a doença resulta do efeito cumulativo de diferentes espécies parasitárias, em diferentes quantidades.
- **Anemia e fraqueza:** Um dos efeitos mais marcantes dos nematodes gastrointestinais é a anemia, que ocorre devido à perda de sangue durante a alimentação dos parasitas. Esta anemia pode causar fraqueza, letargia, perda de apetite e redução na produtividade dos animais, influenciando tanto a sua saúde quanto a eficiência do rebanho.
- **Diarreia e perda de peso:** A infecção por nematodes gastrointestinais pode provocar diarreia, frequentemente associada à má absorção de nutrientes. Isto resulta em perda de peso e diminuição da condição corporal agravando o estado de saúde geral dos animais.
- **Resistência anti-helmíntica:** Um dos maiores desafios no controle dos nematodes gastrointestinais é a resistência aos anti-helmínticos. O uso excessivo e prolongado destes medicamentos resultou no surgimento de estirpes resistentes, dificultando a gestão das infecções. Assim, torna-se ainda mais importante implementar estratégias de manejo integrado, com o objetivo de reduzir a intensidade do parasitismo e minimizar a predominância de populações de parasitas resistentes aos fármacos (Bowman, 2021).

É importante perceber que a origem da doença nos nematodes gastrointestinais pode variar de acordo com fatores como a espécie de nematode, a quantidade de parasitas, a imunidade do animal e as condições do ambiente. A monitorização regular, práticas de

gestão corretas e aconselhamento veterinário são essenciais para controlar e minimizar o efeito de infecções causadas por nematodes gastrointestinais em pequenos ruminantes.

As principais nematodoses que afetam os caprinos são descritas de forma sucinta a seguir:

Haemoncose

A haemoncose é uma parasitose causada por nematodes do género *Haemonchus*, considerados os maiores parasitas do abomaso em pequenos ruminantes. As fêmeas podem chegar a 34 mm de comprimento e apresentam o trato digestivo e reprodutor enrolados em espiral, o que lhes confere uma aparência espiral. Estes parasitas são hematófagos, com erosão da mucosa gástrica e frequentemente resultam em anemia severa nos hospedeiros. Quando recém-removidos do hospedeiro, eles exibem uma coloração avermelhada, devido à cor do sangue no seu intestino (Bowman, 2021).

O ciclo de vida da *Haemonchus* spp. acompanha o padrão típico dos nematodes strongilídeos, passando por quatro fases larvárias (L₁ a L₄) até atingir a fase adulta. O desenvolvimento das formas infetantes no ambiente depende de condições adequadas de temperatura e humidade. Temperaturas muito baixas podem atrasar ou interromper o desenvolvimento larvar. Os ovos de *Haemonchus* têm maior resistência ambiental em relação a outras espécies, enquanto as larvas são sensíveis ao calor e à desidratação, embora possam sobreviver ao inverno. Após serem ingeridas pelo hospedeiro, as larvas perdem a bainha cuticular no rúmen e migram até o abomaso, onde finalizam o seu desenvolvimento (Bowman, 2021).

A infecção por *Haemonchus* spp. é responsável por perdas sanguíneas significativas no hospedeiro, causando anemia severa devido à redução dos eritrócitos e da concentração de hemoglobina. A perda de sangue inicia-se já no quarto estágio larvar (L₄), sendo possível que, em infecções intensas, os animais morram antes mesmo da produção de ovos (Leitão *et al.*, 1978). Nos casos agudos, a infestação ocorre de forma repentina e com elevada intensidade. Os sinais clínicos incluem anemia pronunciada, edema submandibular, fraqueza generalizada, alterações do trânsito intestinal (que podem variar

entre obstipação e diarreia), prostração e, eventualmente, morte súbita (Leitão *et al.*, 1978).

A espécie mais relevante em pequenos ruminantes é *Haemonchus contortus*, especialmente patogénica em ovinos e caprinos (Sylvester *et al.*, 2018). Durante o pico da infeção, estes parasitas podem remover até 20% dos glóbulos vermelhos circulantes de um único borrego. A severidade clínica depende da capacidade do hospedeiro em regenerar os eritrócitos perdidos. Quando esta compensação é possível, sobretudo em animais bem nutridos e sem outras comorbidades, a infeção pode permanecer subclínica. No entanto, se a perda for excessiva e o hospedeiro estiver debilitado, uma anemia progressiva pode instalar-se rapidamente, com risco elevado de morte (Sylvester *et al.*, 2018).

Os sinais clínicos típicos incluem palidez acentuada das mucosas e pele, dispneia por anemia, hematócrito inferior a 15%, e edema submandibular, que resulta da hipoalbuminemia provocada pela perda de proteínas plasmáticas. Curiosamente, o apetite geralmente permanece preservado, e em surtos agudos os animais podem manter a sua condição corporal. As fezes tendem a ser normais, e só ocorrem episódios de diarreia quando há coinfeção com outros nematodes, como *Trichostrongylus* ou *Cooperia* (Leitão *et al.*, 1978).

A doença afeta principalmente borregos e cabritos jovens, mas também pode atingir animais adultos, especialmente quando submetidos a stress fisiológico, como gestação ou lactação. A mortalidade pode aumentar no final da primavera, coincidindo com a emergência de larvas hipobióticas previamente ingeridas. Nesta fase, é comum encontrar contagens elevadas de ovos nas fezes, frequentemente acima de 10.000 ovos por grama (OPG), indicando elevada quantidade de parasitas (Leitão *et al.*, 1978; Sylvester *et al.*, 2018).

Teladorsagiose

A teladorsagiose é uma parasitose causada por parasitas do género *Teladorsagia*. As espécies *Teladorsagia circumcincta* e *T. trifurcata* são as mais comuns em pequenos ruminantes, enquanto *Ostertagia ostertagi* afeta principalmente os bovinos. Estas espécies predominam em climas temperados, sendo a principal causa de gastroenterite parasitária nestas regiões, especialmente em animais jovens em pastoreio. A teladorsagiose é uma das parasitoses mais relevantes economicamente, com impactos significativos na produção de carne e leite, devido aos efeitos de crescimento reduzido e baixa produtividade (Leitão *et al.*, 1978).

Os parasitas são pequenos, de coloração acastanhada, e localizam-se no abomaso, com as suas formas larvares presentes nas glândulas gástricas. Como hematófagos, provocam erosão da mucosa gástrica. A infeção resulta na inflamação do abomaso, que é caracterizada por diarreia aquosa profusa, anemia e hipoproteinémia, frequentemente manifestada por edema submandibular. Os animais afetados costumam apresentar emagrecimento significativo, além de quedas na produção de leite e carne. O diagnóstico é feito frequentemente pela observação dos sinais clínicos, exame fecal e exames endoscópicos (Hoste *et al.*, 2001).

Estes parasitas, são mais frequentes no abomaso e raramente no intestino delgado. Após a ingestão das larvas, estas penetram a mucosa do abomaso, formando pequenas elevações nodulares de onde desenvolvem-se alguns adultos. A mucosa do abomaso torna-se espessada, edematosa, necrosada e inflamada, podendo apresentar uma fase histotrófica. Algumas larvas permanecem na mucosa por meses, e infestações repetidas levam à formação de nódulos mucosos. As infeções podem ser subclínicas ou clínicas, com a gravidade variando de acordo com a carga parasitária (Leitão *et al.*, 1978). A resistência do abomaso a estes parasitas é limitada, devido à resposta imune mais lenta dos caprinos em comparação aos ovinos (Hoste *et al.*, 2001).

O ciclo de vida dos parasitas inclui a sobrevivência das larvas L₃ durante o inverno, infetando os ruminantes no início da época de pastoreio. Existem dois tipos de

teladorsagiose. O tipo I, ou teladorsagiose de verão, ocorre normalmente em animais jovens em pastoreio, com os parasitas amadurecendo sem passar por um período latente ou hipobiótico. Já o tipo II, ou teladorsagiose de inverno, ocorre no final do inverno, quando as larvas que permaneceram em estado latente desde o outono se tornam metabolicamente ativas e desenvolvem-se até à fase adulta. A teladorsagiose de inverno é particularmente grave, pois a larva que reativa no final do inverno pode causar surtos severos em animais que estavam clinicamente saudáveis antes do início da estação (Hoste *et al.*, 2001).

Coperiose

A coperiose é uma parasitose intestinal causada por nematodes do género *Cooperia*, que habitam principalmente o intestino delgado de ruminantes. A espécie *Cooperia curticei* é a mais importante em ovinos e caprinos, embora outras, como *C. oncophora* e *C. pectinata*, também sejam comuns em bovinos e, ocasionalmente, em pequenos ruminantes. Estes parasitas têm distribuição mundial, com maior frequência em regiões de clima temperado e húmido (Leitão *et al.*, 1978; Bowman, 2021).

Embora *Cooperia* seja geralmente vista como um parasita de baixa patogenicidade individual, ela desempenha um papel adjuvante em infeções mistas, especialmente com *Haemonchus contortus* ou *Teladorsagia circumcincta*, agravando significativamente os sinais clínicos de gastroenterite parasitária. Em certas situações, principalmente em explorações extensivas com alta carga parasitária ambiental, *Cooperia* pode até tornar-se o grupo predominante entre os nematodes gastrointestinais (Bowman, 2021).

Os adultos de *Cooperia* são pequenos, medindo entre 5 e 9 mm, com coloração avermelhada. Apresentam estriações transversais marcadas na região esofágica e uma vesícula cefálica saliente. Os machos distinguem-se por uma bolsa copuladora bem desenvolvida, uma característica típica deste género (Leitão *et al.*, 1978).

O ciclo biológico é direto e semelhante ao dos outros trichostrongilídeos. Os ovos são eliminados nas fezes e eclodem no ambiente, onde as larvas passam por duas mudas até atingirem o estágio L₃. A larva infestante L₃, envolta por uma bainha residual protetora,

apresenta uma cauda afilada de comprimento médio e penetra ativamente a mucosa do intestino delgado após ingestão. Nestas condições, pode causar inflamação, destruição das vilosidades e perturbações na absorção intestinal (Bowman, 2021).

Embora infecções leves frequentemente passem despercebidas, as mais severas — especialmente em áreas de pastagem húmida e com alta concentração de animais — podem provocar diarreia, anorexia, perda de peso, anemia leve e redução na eficiência alimentar. A destruição das microvilosidades pode resultar na síndrome de má absorção, especialmente em animais jovens, afetando o crescimento e os indicadores de produção (Leitão et al., 1978; Bowman, 2021).

O diagnóstico consiste na observação clínica, na deteção de ovos de estrogilídeos nas fezes e, quando necessário, em coproculturas para identificar o género, com recurso às larvas. Embora a sua patogenicidade seja relativamente baixa, a alta prevalência de *Cooperia*, a resistência crescente a anti-helmínticos — especialmente às ivermectinas — e o seu efeito na saúde intestinal tornam esta parasitose clinicamente importante, especialmente no contexto do controlo integrado de helmintoses (Bowman, 2021).

Trichostrongilose

A trichostrongilose é uma parasitose gastrintestinal provocada por nematodes do género *Trichostrongylus*, que faz parte da superfamília Trichostrongyloidea. A espécie *Trichostrongylus axei* é a principal causa da infeção no abomaso de ruminantes, enquanto outras espécies do género, como *T. colubriformis* e *T. vitrinus*, geralmente encontram-se no intestino delgado. Estas espécies têm alta especificidade de hospedeiro, especialmente em ovinos, caprinos e, em menor quantidade, em bovinos (Leitão et al., 1978; Bowman, 2021).

O ciclo de vida é simples e envolve a ingestão das larvas L₃, que são a forma infestante formada no ambiente externo a partir dos ovos eliminados nas fezes. Estas larvas resistem bem a temperaturas baixas, podendo sobreviver durante o inverno nas pastagens. Quando as condições ambientais se tornam mais favoráveis na primavera, com humidade e

temperaturas amenas, os ruminantes ingerem os ovos ao pastarem. Após a infecção, há um aumento na eliminação de ovos, levando a uma rápida recontaminação da pastagem (Leitão *et al.*, 1978).

A migração das larvas L₃ sobre as folhas varia com luminosidade e humidade, sendo mais intensa ao amanhecer e ao entardecer. Dentro do trato digestivo do hospedeiro, a larva passa pela segunda muda (L₃-L₄) e liberta-se da bainha cuticular por meio de enzimas de desembainhamento, facilitando a penetração ativa no epitélio da mucosa gástrica ou intestinal. Embora estes nematodes não sejam hematófagos, infestações severas podem causar anemia leve a moderada, provavelmente devido à redução da longevidade das hemácias, à inibição da eritropoiese e a défices nutricionais, especialmente de aminoácidos essenciais (Leitão *et al.*, 1978; Bowman, 2021).

Do ponto de vista clínico, a trichostrongilose muitas vezes manifesta-se de forma subclínica, principalmente em infestações leves ou em animais com boa condição corporal. No entanto, em casos de infecção severa, especialmente em animais jovens, debilitados ou mal alimentados, o quadro clínico inclui diarreia aquosa esverdeada, anorexia, emagrecimento progressivo, pele seca e episódios alternados de obstipação e diarreia. Quando presente, a anemia costuma ser discreta. As contagens de ovos nas fezes (OPG) geralmente não excedem 5.000, devido ao baixo número de ovos produzidos pelas fêmeas pequenas e à diluição pela diarreia líquida, o que dificulta o diagnóstico em casos agudos (Leitão *et al.*, 1978).

Nematodirose

A nematodirose é uma parasitose intestinal causada por nematodes do género *Nematodirus*, que vivem no intestino delgado de ruminantes. Estes parasitas têm distribuição global, sendo mais comuns em regiões de clima temperado. Apesar de não serem considerados agentes primários com alta patogenicidade, eles desempenham um papel importante em infeções mistas, agravando os quadros de gastroenterite parasitária.

Esta condição é especialmente perigosa em borregos, onde pode causar episódios graves de diarreia (Leitão *et al.*, 1978; Bowman, 2021).

Entre as espécies mais comuns estão: *Nematodirus spathiger*, que é típico de ruminantes em geral; *N. filicollis*, que afeta principalmente pequenos ruminantes; *N. helvetianus*, predominante em bovinos; e *N. battus*, relacionada a uma forma específica de estrogilose com padrões sazonais, causando diarreia severa e debilitante em jovens animais (Leitão *et al.*, 1978; Bowman, 2021).

Estes nematodes distinguem-se pelo tamanho relativamente grande, podendo chegar a 25 mm de comprimento. Possuem estriações cuticulares transversais bem definidas e uma vesícula cefálica saliente na parte anterior. Nos machos, as espículas são bastante longas e unidas na extremidade distal; nas fêmeas, a ponta posterior é arredondada e termina numa espinha pronunciada (Leitão *et al.*, 1978).

O ciclo de vida de *Nematodirus* difere do de outros tricostrongilídeos, pois a larva L₃ desenvolve-se dentro do ovo e a sua eclosão depende de estímulos ambientais específicos. Por exemplo, no *N. battus*, a eclosão só ocorre após um período de frio intenso seguido por temperaturas moderadas, sincronizando a saída das larvas com a primavera e facilitando surtos agudos. Em algumas situações, pode surgir um segundo pico de infecção no outono. Já em outras espécies, como *N. spathiger* e *N. filicollis*, não exibem esta sazonalidade evidente (Bowman, 2021).

As larvas L₃ emergem já envoltas na capa do segundo estágio larvar, que possui uma cauda longa, bifurcada na extremidade, de onde surge um apêndice digitiforme. Estas larvas são bastante resistentes à desidratação e ao frio, mesmo dentro dos ovos. Em infestações graves, podem causar danos importantes na mucosa intestinal, resultando na formação de exsudado necrótico, presença de hemácias livres e larvas no lúmen intestinal (Leitão *et al.*, 1978; Bowman, 2021).

Por fim, é importante destacar que, embora a nematodirose não seja causada por membros da superfamília Strongyloidea, os nematodes deste grupo têm características morfológicas distintas, como cápsulas bucais bem desenvolvidas e especialização para se

alimentarem de tecido ou sangue. Estes nematodes podem estar localizados em várias regiões do corpo do hospedeiro, incluindo o trato gastrointestinal, o sistema respiratório e, em alguns casos, o trato urinário (Bowman, 2021).

Chabertiose

A chabertiose é uma parasitose intestinal provocada por nematodes do género *Chabertia*, presente mundialmente e mais comum em áreas de clima temperado. A espécie mais importante é a *Chabertia ovina*, que infeta principalmente ovinos e caprinos, podendo também, embora com menor frequência, parasitar bovinos (Leitão *et al.*, 1978; Bowman, 2021).

Os parasitas adultos podem alcançar até 2 cm de comprimento. Possuem uma cápsula bucal ampla e arredondada, semelhante a um sino, sem estruturas dentárias visíveis. Estes nematodes encontram-se no cólon, onde se fixam na parede intestinal usando a cápsula bucal, alimentando-se da mucosa e causando lesões (Leitão *et al.*, 1978).

A infecção ocorre pela ingestão de larvas L₃ presentes em pastagens contaminadas. Estas larvas inicialmente penetram a mucosa do intestino delgado ou do ceco, onde sofrem a muda para o estágio L₄. Após aproximadamente uma semana, migram para o ceco e o cólon, onde continuam o seu desenvolvimento até atingirem a fase adulta (L₅), cerca de 25 dias após a infecção. O período pré-patente dura aproximadamente 42 dias (Bowman, 2021).

Em regiões temperadas, as larvas L₃ mostram resistência ao ambiente, podendo passar pelo inverno. Além disso, a hipóbiose é comum, especialmente no estágio L₄, onde as larvas ficam inativas na mucosa intestinal até que condições melhores, como o aumento da temperatura na primavera, favoreçam a sua reativação (Leitão *et al.*, 1978; Bowman, 2021).

De modo geral, *Chabertia ovina* ocorre em pequenas populações dentro dos rebanhos, contribuindo para o complexo etiológico das gastroenterites parasitárias. Contudo, apenas

infestações intensas apresentam sinais clínicos significativos. Os danos são principalmente causados pelos estádios L₅ e pelos adultos, que provocam destruição considerável da mucosa do cólon, resultando em hemorragias, perda de proteínas e inflamação severa na região. A parede do intestino fica espessada, edemaciada e congestionada (Bowman, 2021).

Em infecções clínicas, os animais podem apresentar diarreia, às vezes com sangue visível nas fezes, além de anemia, hipoalbuminemia e perda significativa de peso. O efeito patogénico também pode ocorrer no período pré-patente, o que reduz a eficácia das análises coprológicas na deteção precoce (Leitão *et al.*, 1978).

Após a ingestão, as larvas desenvolvem-se diretamente no trato digestivo, sem precisar de migrar pelo sistema. As L₄ penetram a mucosa do cólon, causando hemorragias petequiais e inflamações. A cápsula bucal, com fileiras de estruturas cortantes, ajuda a fixar-se e provoca lesões nos tecidos. A digestão da mucosa ocorre pela ação de enzimas secretadas pelas glândulas esofágicas do parasita. Quando os vasos sanguíneos são atingidos, pode ocorrer a ingestão de sangue. O cólon fica congestionado, com excesso de muco e várias lesões hemorrágicas pontuais. Em casos graves, o animal pode evoluir para um quadro clínico severo, com anemia profunda e, por fim, morte (Leitão *et al.*, 1978; Bowman, 2021).

Esofagostomose

A esofagostomose é uma parasitose intestinal causada por nematodes do género *Oesophagostomum*, que provocam enterites em ruminantes e suínos. As espécies mais patogénicas predominam em áreas tropicais e subtropicais, onde causam a formação de nódulos inflamatórios na parede do intestino — uma reação imunológica local do hospedeiro às larvas (Leitão *et al.*, 1978; Bowman, 2021).

Em pequenos ruminantes, as espécies mais importantes são *Oesophagostomum columbianum* e *Oesophagostomum venulosum*. Os adultos, com comprimento de 1 a 2 cm, encontram-se principalmente no ceco e no cólon. Eles possuem uma cápsula bucal

reduzida e uma vesícula cefálica visível. As fêmeas produzem ovos característicos de strongilídeos, que são excretados pelas fezes (Leitão *et al.*, 1978).

O ciclo de vida segue o padrão da ordem Strongylida. Após a eliminação fecal, os ovos eclodem no ambiente e desenvolvem-se até atingir o estágio larvar L₃, que é a forma infetante. A infecção ocorre principalmente pela ingestão destas larvas, embora, em suínos, também possa acontecer por penetração cutânea. No hospedeiro, as larvas perdem a bainha cuticular e invadem a mucosa intestinal, onde passam pela terceira muda. Algumas espécies formam nódulos característicos ao redor das larvas L₄, que depois emergem para completar o seu desenvolvimento no lúmen intestinal. O período pré-patente é de cerca de 45 dias (Leitão *et al.*, 1978; Bowman, 2021).

Em reinfeções, as larvas podem entrar em hipóbiose, permanecendo inativas dentro dos nódulos por vários meses. Esta longa latência é comum em *O. columbianum*, mas não acontece em *O. venulosum*, que não provoca formação de nódulos (Leitão *et al.*, 1978).

Os sinais clínicos diferem de acordo com a gravidade da infecção. Nas formas agudas, observa-se diarreia intensa de coloração verde-escura, rápida perda de peso e, ocasionalmente, edema submandibular. As infecções crônicas, mais comuns em ovinos, apresentam anemia moderada, emagrecimento progressivo, diarreia intermitente e queda na produtividade (Bowman, 2021).

O diagnóstico pode ser difícil, especialmente nas fases iniciais. A observação clínica e a avaliação *post-mortem* permanecem métodos fundamentais, especialmente em casos agudos, quando os ovos ainda não são eliminados. Nas formas crônicas, os ovos de *Oesophagostomum* podem ser detetados através do exame coprológico e diferenciados por coprocultura, com posterior identificação das larvas L₃ (Leitão *et al.*, 1978).

O desenvolvimento das larvas reinicia-se pela infiltração da parede intestinal entre o piloro e o reto, formando nódulos inflamatórios. Cada larva provoca uma resposta imunológica que inclui eosinófilos e fibroblastos, levando à formação de cápsulas fibrosas. Algumas larvas permanecem viáveis, enquanto outras sofrem necrose, calcificação ou migração, criando trajetos supurativos (Bowman, 2021).

Embora os adultos de *Oesophagostomum* não se alimentem de sangue, eles provocam danos consideráveis ao promover o espessamento da parede intestinal, congestão vascular e aumento da produção de mucosa. Na necropsia, é comum encontrar vários nódulos, enquanto há poucos parasitas adultos no lúmen intestinal (Leitão *et al.*, 1978).

Bunostomose

A bunostomose é uma parasitose provocada por nematodes do género *Bunostomum*, que são comuns em regiões tropicais e temperadas. Estes helmintes infestam o intestino delgado de ruminantes domésticos, com *Bunostomum trigonocephalum* sendo a principal espécie patogénica em ovinos e caprinos (Leitão *et al.*, 1978; Bowman, 2021).

São nematodes relativamente grandes, medindo entre 1 e 3 cm, com coloração que varia entre esbranquiçada e avermelhada, dependendo do conteúdo sanguinolento. Possuem uma cápsula bucal robusta, em forma de sino, com um par de dentes cortantes na base, usados para aderir à mucosa intestinal e efetuar hematofagia. Esta atividade provoca lesões locais significativas, levando à perda de sangue e inflamação (Bowman, 2021).

A infeção ocorre por duas vias principais: oral, ao ingerir larvas L₃ presentes em pastagens contaminadas, e cutânea, através da penetração ativa das larvas pela pele, especialmente em áreas finas como entre as falanges. Na infeção cutânea, as larvas migram pela traqueia e são transportadas pela corrente sanguínea e linfática até aos pulmões. De lá, sobem pela árvore brônquica, são engolidas e atingem o intestino delgado, onde completam o seu desenvolvimento. O período pré-patente é de aproximadamente 45 a 60 dias (Bowman, 2021).

As principais consequências clínicas incluem anemia, hipoalbuminemia, perda de peso, diminuição do crescimento e, ocasionalmente, diarreia intermitente. Infestações moderadas a graves (≥ 100 parasitas) podem causar impactos clínicos e zootécnicos significativos, especialmente em animais jovens ou mal nutridos. A debilidade causada pode tornar o hospedeiro mais suscetível a outras infeções secundárias (Leitão *et al.*, 1978).

O diagnóstico da bunostomose apresenta desafios devido à variabilidade morfológica das espécies e à semelhança dos ovos com os de outros strongilídeos. As técnicas disponíveis incluem coprologia, coprocultura (para diferenciação larvar), necropsia (para observação direta dos adultos) e, em alguns casos, métodos moleculares mais específicos. No entanto, nenhuma técnica isolada é suficiente para um diagnóstico conclusivo em todos os casos, sendo comum a necessidade de combinar diferentes abordagens (Taylor *et al.*, 2016).

2.5. Prevenção e tratamento das nematodoses gastrointestinais

O manejo integrado dos nematodes gastrointestinais depende de fatores como a espécie, carga parasitária, imunidade do animal e condições ambientais (Bowman, 2021; Hoste *et al.*, 2010). A monitorização regular, práticas de gestão adequadas e consulta veterinária são cruciais para controlar e prevenir infeções por nematodes em pequenos ruminantes (Craig, 2018).

O manejo integrado dos nematodes gastrointestinais em pequenos ruminantes é fundamental para controlar a carga parasitária e diminuir os impactos negativos na saúde e no desempenho dos animais. Entre as estratégias sugeridas estão (Blanco Penedo, 2008):

- **Rotação de pastagens:** A rotação de pastagens é essencial para diminuir a exposição contínua dos animais às larvas de nematodes infecciosos. Transferindo-os para áreas ainda não infetadas, as pastagens que foram utilizadas anteriormente podem recuperar-se, o que, por sua vez, reduz a quantidade de larvas infetantes presente no ambiente (Bussiéras & Chermette, 1991).
- **Repouso das pastagens:** O repouso das pastagens envolve não utilizar áreas de pastagem por um período determinado. Isso faz com que as larvas infetantes por diferentes fatores vão morrendo, diminuindo a quantidade nessa pastagem. Esta prática é especialmente útil durante épocas de calor e seca, pois o ambiente adverso pode diminuir a sobrevivência das larvas (Craig, 2018).
- **Seleção genética:** A seleção genética pode ser empregue para aumentar a resistência natural dos animais contra nematodes gastrointestinais. Ao escolher e criar animais que apresentam resistência ou tolerância às infeções parasitárias, é possível diminuir a vulnerabilidade da população como um todo (Hoste *et al.*, 2005).
- **Monitorização regular:** A monitorização regular da carga parasitária nos animais é fundamental. Pode-se realizar por meio da contagem de ovos nas fezes (OPG)

para avaliar a eliminação de ovos de nematodes. Esta regular ajuda a determinar o momento e a necessidade de tratamentos anti-helmínticos (Hosseinnezhad *et al.*, 2021).

- **Pastoreio misto:** O pastoreio misto consiste na combinação de diferentes espécies, na mesma área de pastagem. Esta prática pode ajudar a diminuir a carga parasitária, pois os nematodes que afetam uma espécie podem não impactar significativamente a outra. Além disso, as variações nos hábitos de pastagem e preferências alimentares das espécies distintas podem restringir a propagação de nematodes (Baudinette, O’Handley, & Trengove, 2022).
- **Suplementação nutricional:** Uma nutrição adequada é fundamental para preservar a saúde dos animais e fortalecer a sua resistência às infecções parasitárias. A suplementação correta de minerais e vitaminas, junto com uma dieta equilibrada, auxilia no fortalecimento do sistema imunológico dos animais, diminuindo a sua vulnerabilidade aos nematodes (Hoste *et al.*, 2015).
- **Pastoreio misto com outras espécies:** Além de combinar diferentes espécies de pequenos ruminantes na mesma pastagem, o pastoreio misto com espécies como gado bovino ou equino também pode ser considerado. A presença de outras espécies contribui para interromper o ciclo de vida dos nematodes, pois as larvas infetantes podem ser ingeridas por animais que não são suscetíveis ou que possuem hábitos de pastagem diferentes (Saddiqi *et al.*, 2011).
- **Controle estratégico do pastoreio:** O manejo estratégico do pastoreio consiste em dividir o pasto em parcelas menores e rotacionar os animais entre elas de forma regular. Esta prática assegura que cada parcela receba descanso suficiente e impede que os animais fiquem expostos continuamente às larvas infetantes. Adicionalmente, durante os períodos de maior risco de infecção, pode-se optar por áreas de pastagem mais elevadas e secas, ajudando a diminuir a carga parasitária (Blanco Penedo, 2008).

- **Suplementos anti-helmínticos naturais:** Alguns suplementos naturais anti-helmínticos, como certas plantas medicinais e ervas, podem possuir propriedades vermífugas e auxiliar no controlo da carga parasitária. Exemplos incluem alho, calêndula, tanásia, absinto e amoreira. Contudo, é essencial consultar um especialista para definir a dosagem certa e o método de administração (Rinaldi *et al.*, 2007).
- **Melhorar a higiene e a gestão sanitária:** Manter uma higiene adequada nas instalações e áreas de pastagem pode diminuir a exposição dos animais aos nematodes. Isto envolve manter os locais livres de fezes e resíduos alimentares, além de garantir que os animais tenham acesso a água limpa e de qualidade. Também é essencial adotar boas práticas de gestão sanitária, como a desparasitação periódica e a quarentena de novos animais antes de integrá-los ao rebanho (Dorris *et al.*, 1999).
- **Melhoria da resistência genética:** Além da seleção genética mencionada, é possível aumentar a resistência dos animais aos nematodes ao incorporar raças ou linhas genéticas reconhecidas pela sua resistência a infeções parasitárias. Esta melhoria pode ser alcançada por meio de programas de criação seletiva que promovem a resistência a nematodes como critério de seleção (Sloss *et al.*, 1999).

É fundamental perceber que a gestão integrada dos nematodes gastrointestinais exige uma abordagem abrangente e multidimensional. Como não há uma única solução aplicável a todas as situações, recomenda-se a combinação de diversas estratégias, ajustando-as às condições específicas de cada rebanho e ambiente. Ainda, consultar um veterinário ou especialista em saúde animal é crucial para aplicar as melhores práticas e assegurar o bem-estar animal (Bowman *et al.*, 2014).

Atividades das Organizações de Produtores Pecuários

As Organizações de Produtores Pecuários (OPP's), anteriormente conhecidas como Agrupamentos de Defesa Sanitária (ADS), desempenham um papel essencial na implementação de programas de erradicação e vigilância de doenças animais em Portugal. Estas organizações são vitais para a execução de estratégias que asseguram a saúde animal e a segurança alimentar. Além disso, as OPP's realizam diversas ações de controlo com o objetivo de prevenir doenças listadas no Programa Nacional de Saúde Animal (PNSA). Estas ações resultam numa classificação das explorações pecuárias e áreas como indemnes ou oficialmente indemnes, contribuindo de forma significativa para a saúde pública veterinária (Direção-Geral de Alimentação e Veterinária [DGAV], 2022).

Estes programas de saúde animal, coordenados pelas OPP's, consistem em rastreios sistemáticos e regulares nas explorações pecuárias. Estes exames permitem detetar precocemente a presença das doenças infecciosas a erradicar nos animais. Para implementar estas ações, as OPP's estabelecem protocolos com a Direção Geral de Alimentação e Veterinária (DGAV), que lhes conferem as competências necessárias para realizar procedimentos profiláticos e sanitários eficazes. O principal objetivo destas ações é controlar e erradicar doenças infecciosas, como tuberculose, brucelose e leucose enzoóticas em bovinos, além da brucelose em pequenos ruminantes (DGAV, 2022). Entre as várias responsabilidades das OPP's, destacam-se as seguintes medidas sanitárias para os pequenos ruminantes:

- **Identificação individual dos animais** com brincos de rastreamento, uma prática essencial para a monitorização individualizado e para a implementação eficaz de programas de erradicação e vigilância sanitária.
- **Rastreio anual da brucelose** através da colheita de sangue (aplicável a explorações classificadas como B3 ou B4). A deteção da brucelose em caprinos é realizada por meio de testes serológicos, como a prova de aglutinação rápida em placa (B3) e a prova de imunodifusão em gel de ágar (B4), que visam identificar anticorpos contra *Brucella* no sangue dos animais (Hoste *et al.*, 2015).

- **Vacinação com Rev1** em explorações que adotam planos individuais de erradicação da brucelose, sendo esta uma medida preventiva de exceção para a redução da incidência da doença nas populações caprinas.
- **Outras vacinações e desparasitações**, conforme o entendimento entre o médico veterinário responsável e o produtor, com imunizações contra doenças como enterotoxemias e agaláxia contagiosa, além de desparasitações específicas. Estas práticas são essenciais para a manutenção da saúde geral dos pequenos ruminantes (Bowman, 2021).

Além disso, as OPPs desempenham um papel crucial nas ações preventivas de controlo de parasitas, especialmente na eliminação de endoparasitas. O manejo de parasitas gastrointestinais é uma prioridade, pois estas infeções podem comprometer a saúde animal e diminuir significativamente a produtividade nas explorações (Craig, 2018).

Resumidamente, as OPP's desempenham um papel crucial na implementação de programas sanitários e profiláticos, que têm como objetivo garantir a saúde dos pequenos ruminantes e evitar a disseminação de doenças. A sua atuação coordenada com a DGAV e os produtores é fundamental para o êxito destes programas, que apoiam a segurança alimentar e a saúde veterinária pública no país. A colaboração contínua entre os diversos envolvidos, como médicos veterinários e autoridades sanitárias, é essencial para a eficácia das ações de controlo e erradicação de doenças animais (Saddiqi *et al.*, 2011).

2.5.1. Tratamento de infeções por estrogilídeos

O controlo e a prevenção das infeções por estrogilídeos envolvem uma combinação de tratamentos anti-helmínticos e práticas de manejo que reduzem o risco de contaminação. Quando ocorre um surto de estrogilose, o primeiro passo é identificar a fonte da infeção e separar os animais expostos. Além disso, animais com sinais clínicos como anemia, diarreia, fraqueza ou depressão devem ser isolados para facilitar o tratamento e evitar a transmissão da doença (Bowman, 2021).

O uso de anti-helmínticos deve ter em conta a biologia dos parasitas e as condições climáticas da região. O rebanho pode ser tratado em intervalos estratégicos para diminuir o desenvolvimento de larvas infetantes nos pastos e evitar surtos clínicos. O objetivo é manter a carga parasitária em um nível que não prejudique a saúde ou a produtividade dos animais. Em casos de contaminação severa, podem ser utilizados tratamentos estratégicos, principalmente antes do parto e no retorno à pastagem, na primavera e no outono. Quando os tratamentos convencionais não forem suficientes, pode ser necessário aplicar tratamentos táticos ajustados à intensidade da infecção (Bowman, 2021).

Os principais parasitas do abomaso, como *Haemonchus* spp., *Teladorsagia* spp. e *Trichostrongylus axei*, costumam ser mais sensíveis aos anti-helmínticos em comparação com os parasitas do intestino delgado, como *Trichostrongylus* spp., *Cooperia* spp. e *Nematodirus* spp. Estes últimos tendem a concentrar-se na parte anterior do intestino delgado, o que pode facilitar a sua recuperação e provocar uma reinfeção posterior (Bowman, 2021).

Principais Grupos de Anti-helmínticos:

Os anti-helmínticos atualmente em uso dividem-se em três grupos principais:

- **Benzimidazóis e Probenzimidazóis (BZ):** Administrados por via oral, estes medicamentos são rapidamente absorvidos e atingem os níveis máximos plasmáticos entre 2 e 30 horas. Entre os mais usados em ruminantes estão o albendazol (5mg/kg), oxibendazol (10-15 mg/kg), parabendazol (30mg/kg), mebendazol (15mg/kg), oxfendazol (5 mg/kg), fenbendazol (5 mg/kg), flubendazol (5 mg/kg), febantel (6 mg/kg) e cambendazol (25 mg/kg). O netobimim, um probenzimidazol solúvel em água, pode ser administrado por via oral ou subcutânea em ovinos (7,5 mg/kg), sendo altamente eficaz contra larvas e adultos de nematodes gastrointestinais, além de possuir ação ovicida e larvicida (Cordero del Campillo, 2002).

- **Imidazotiazóis:** O tetramisol e o levamisol são eficazes contra as formas adultas da maioria dos nematodes gastrointestinais, mas têm ação limitada contra larvas (menos de 80%). Além disso, apresentam atividade contra nematodes pulmonares (Cordero del Campillo, 2002).
- **Lactonas Macroclílicas (LM):** Incluem ivermectina e doramectina, que podem ser administradas por via oral ou parenteral em doses padrão de 0,2 mg/kg. Estas drogas oferecem uma eficácia de 95% a 100% contra adultos e larvas, inclusive em fase de hipobiose. São efetivas contra nematodes pulmonares e ectoparasitas, embora não tenham efeito ovicida. Após a administração, principalmente via parenteral, mantêm altas concentrações no plasma e nos tecidos por pelo menos duas semanas, o que prolonga a sua ação. No entanto, não devem ser utilizadas em fêmeas lactantes. (Cordero del Campillo, 2002).

Fatores que influenciam a eficácia dos tratamentos:

A administração adequada das doses de anti-helmínticos é fundamental para prevenir a resistência parasitária. Subdosagens de antiparasitários podem comprometer a eficácia do tratamento e contribuir para o estabelecimento de populações de parasitas resistentes, enquanto sobredosagens causam desperdício de medicamento sem melhorar a eficácia (Hoste *et al.*, 2005).

Além disso, o tempo de trânsito gastrointestinal afeta a absorção e a ação dos anti-helmínticos, podendo influenciar a disponibilidade do fármaco no organismo. O consumo de alimento seco 24 horas antes da administração pode aumentar a biodisponibilidade e a eficácia do fármaco (Craig, 2018). Ovinos que consomem muita pastagem fresca tendem a metabolizar os fármacos mais rapidamente, o que pode diminuir a eficácia do tratamento (Bowman, 2021). Nos caprinos, a metabolização dos anti-helmínticos ocorre ainda mais rapidamente do que nos ovinos, o que explica a necessidade de doses mais altas para garantir a eficácia.

2.5.2. Resistências a anti-helmínticos

A resistência dos nematodes gastrointestinais aos anti-helmínticos é um desafio importante, principalmente em pequenos ruminantes. Considera-se resistência quando um fármaco que antes era eficaz deixa de eliminar a população parasitária na dose recomendada. Tal ocorre devido ao uso contínuo e inadequado de anti-helmínticos, que favorece a seleção de parasitas resistentes. Esta resistência pode resultar em falhas no controlo das infeções parasitárias, comprometendo a saúde e a produtividade dos animais e representando um risco à saúde pública veterinária (Bowman, 2021).

A principal preocupação atual é a resistência aos anti-helmínticos de amplo espectro, como benzimidazóis, imidazotiazóis e avermectinas. Casos de resistência já foram registados globalmente, principalmente contra fenotiazina, tiabendazol, ivermectina e levamisol (Coles & Roush, 1992). Existem também relatos de resistência a medicamentos com espectro mais limitado, como as salicilanilidas (Baudinette, O’Handley, & Trengove, 2022).

A resistência varia conforme o clima, a espécie parasitária predominante e os regimes de tratamento na região. É mais comum em ovinos e caprinos, especialmente relativamente a *Haemonchus contortus* e *Teladorsagia circumcincta*, mas também já foi registada em *Trichostrongylus* spp., *Cooperia* spp. e *Nematodirus* spp. (Jabbar *et al.*, 2006).

Os anti-helmínticos, quando usados em populações suscetíveis, eliminam aproximadamente 99% dos parasitas. No entanto, os poucos que sobrevivem, os que resistiram —reinfestam as pastagens com descendentes geneticamente adaptados ao medicamento, o que acelera o surgimento das populações de parasitas resistentes. Este processo é afetado por fatores genéticos, biológicos e operacionais, incluindo:

- **Frequência de tratamento:** O uso contínuo do mesmo anti-helmíntico aumenta a probabilidade de estabelecimento de resistência. Esta tende a surgir mais rápido em áreas onde os animais são desparasitados com frequência, mas também pode ocorrer em locais com tratamentos menos regulares, especialmente se o mesmo

medicamento for usado por anos consecutivos. Pesquisas mostram que a resistência pode estabelecer-se mesmo com dois ou três tratamentos por ano (Jabbar *et al.*, 2006).

- **Subdosagem de anti-helmínticos:** Administrar doses abaixo do recomendado permite que parasitas heterozigotos resistentes sobrevivam, promovendo a seleção de linhagens mais tolerantes ao medicamento. Além disso, a biodisponibilidade do fármaco varia entre espécies, sendo necessário ajustar as doses. Por exemplo, a absorção de benzimidazóis e levamisol é menor em caprinos do que em ovinos, o que explica a necessidade de doses de 1,5 a 2 vezes superiores para os caprinos. Este fator pode contribuir para a maior frequência de resistência anti-helmíntica nesta espécie (Jabbar *et al.*, 2006).
- **Infeções mistas:** Diversas espécies de nematodes podem coexistir em um mesmo hospedeiro e apresentar diferentes níveis de sensibilidade aos anti-helmínticos. Esta coexistência pode promover a seleção de parasitas resistentes a certos medicamentos ao longo do tempo (Baudinette, O’Handley, & Trengove, 2022).
- **Tratamentos em grupo:** A desparasitação de todo o rebanho tem sido relacionada com o aumento da resistência anti-helmíntica. Pesquisas sugerem que a resistência pode ser adiada ao deixar cerca de 20% dos animais sem tratamento, o que permite manter parasitas suscetíveis no ambiente (van Wyk, Cabaret, & Michael, 2004). Contudo, esta abordagem ainda necessita de validação experimental.

Para reduzir o efeito da resistência, estratégias como transferir os animais para pastagens "limpas" após o tratamento em massa ou fazer a desparasitação durante períodos secos podem ajudar a reduzir a reinfeção (Saddiqi *et al.*, 2011).

Resistências aos anti-helmínticos nos caprinos

Por muitos anos, acreditou-se que os caprinos eram semelhantes aos ovinos, e que os dados obtidos para ovinos poderiam ser aplicados diretamente aos caprinos. Esta visão simplificada gerou problemas importantes para a indústria caprina. Um exemplo disso foi a falta de distinção nos registros de medicamentos, que não diferenciavam as duas espécies. Nos últimos vinte anos, estudos têm mostrado que a ausência de pesquisas específicas para caprinos prejudica o desenvolvimento de programas de controle eficazes para esta espécie. Ainda assim, o número de estudos dedicados aos caprinos permanece significativamente menor do que ao dos ovinos (Hoste *et al.*, 2010; Coles & Roush, 1992).

Nos últimos dez anos, o uso inadequado de anti-helmínticos, seja por excesso de frequência de administração ou por doses insuficientes, tem contribuído para o aumento da resistência dos nematodes a esses medicamentos. Como resultado, tem-se observado uma crescente dispersão de ovos de nematodes resistentes nas pastagens, dificultando o controle parasitário (Sylvester *et al.*, 2018).

Diversos fatores contribuem para o desenvolvimento da resistência aos anti-helmínticos (RA) em parasitas. Os mais significativos incluem a alta frequência de tratamentos, a administração de doses subterapêuticas e o uso prolongado dos mesmos princípios ativos, sem alternância entre diferentes classes de medicamentos. Estas práticas, associadas a certas abordagens de manejo inadequadas, têm favorecido a resistência, especialmente em caprinos. Esta espécie, devido ao seu metabolismo acelerado e maior taxa de eliminação dos fármacos, exige doses mais altas para que os anti-helmínticos sejam eficazes, em comparação com ovinos e bovinos (Mickiewicz *et al.*, 2021).

O uso excessivo de anti-helmínticos no controle de infestações por nematodes tem gerado resistência, o que se tornou uma preocupação crescente em muitos países europeus. Em alguns locais, observa-se resistência não apenas a uma substância específica, mas a várias classes de anti-helmínticos, levando à escassez de opções eficazes (Belecké *et al.*, 2021).

Além disso, existem diferenças significativas na resistência e resiliência aos nematodes gastrointestinais (NGI) entre as raças de caprinos. Estudos indicam que os caprinos tendem a ser mais suscetíveis à infecção por nematodes do que os ovinos, o que é atribuído a uma resposta imunológica menos eficiente nos caprinos (Zanzani *et al.*, 2020).

Os nematodes que parasitam os caprinos parecem atingir a resistência de forma mais eficaz do que os parasitas que afetam as ovelhas. Isso pode ser explicado também pelo metabolismo mais rápido dos caprinos, o que resulta na necessidade de doses mais altas de anti-helmínticos para um tratamento eficaz (Sylvester *et al.*, 2018).

Suscetibilidade das diferentes espécies

Durante a evolução das espécies, ovinos e caprinos desenvolveram hábitos alimentares distintos. As ovelhas, classificadas como “grazers”, preferem pastar em gramíneas e arbustos, enquanto as cabras, como “browsers”, alimentam-se de plantas com alto teor de lignina, mesmo quando há opções mais nutritivas disponíveis (Hoste *et al.*, 2010). Estes padrões alimentares impactam diretamente a dinâmica das infecções por nematodes gastrointestinais (NGI).

A alimentação é uma importante fonte de infecção por NGI, especialmente na fase infetante L₃. As diferenças nos comportamentos alimentares entre ovinos e caprinos afetam a interação do hospedeiro com os parasitas. Os ovinos desenvolveram uma resposta imunológica adaptada ao alto consumo de pastagem, enquanto os caprinos evitam o contato com as larvas infetantes (L₃) presentes no ambiente através de um comportamento alimentar seletivo (Hoste *et al.*, 2010). Este mecanismo de evasão do parasita é um dos principais fatores que controlam as infestações parasitárias nas duas espécies.

Nos ovinos, a resposta imunológica é mais eficiente, especialmente em animais jovens, apresentando uma manifestação imunológica mais intensa em comparação aos adultos (Hoste *et al.*, 2010). Nos caprinos, acredita-se que o comportamento seletivo — evitar a ingestão das larvas L₃ e preferir plantas de difícil acesso ao pastoreio — contribui para o

controle da infestação parasitária. Além disso, o consumo de diversas plantas pode promover essa regulação através de três mecanismos principais: resposta imunológica, metabolismo acelerado de xenobióticos e capacidade de automedicação (Hoste *et al.*, 2010; Hoste *et al.*, 2016).

De acordo com estudos científicos (Hoste *et al.*, 2005; Zanzani *et al.*, 2020), durante o pastoreio conjunto, os caprinos tendem a apresentar uma taxa de infecção mais elevada do que os ovinos. No entanto, em áreas com maior densidade de vegetação arbustiva e menor disponibilidade de pastagem, os ovinos são geralmente mais afetados. Estes dados indicam que, embora ambas as espécies desenvolvam resposta imunológica contra nematodes gastrointestinais (NGI), esta resposta diferencia-se no tempo de maturação e na eficácia. Nos ovinos, a imunidade tende a estabelecer-se mais precocemente, por volta dos seis meses de idade, enquanto nos caprinos só surge de forma mais eficaz após os 12 meses (Hoste *et al.*, 2005). Além disso, a infecção por NGI é semelhante entre caprinos jovens e adultos, ao passo que nos ovinos é mais prevalente em animais jovens. Em contrapartida, os caprinos adultos mantêm, geralmente, cargas parasitárias mais elevadas (Zanzani *et al.*, 2020).

Nos ovinos, após adquirir imunidade, há uma diminuição na excreção de ovos de parasitas, enquanto nos caprinos essa excreção tende a aumentar (Hoste *et al.*, 2010). A resposta imunológica em ovinos passa por quatro fases distintas no ciclo de vida dos nematodes (Hoste *et al.*, 2005):

1. Estabelecimento das L₃;
2. Desenvolvimento e crescimento do parasita;
3. Fertilidade das fêmeas e produção de ovos;
4. Persistência dos parasitas adultos.

Após o primeiro contato com o parasita, os caprinos não criam uma memória imunológica duradoura, fazendo com que a imunidade desapareça rapidamente após o uso de anti-helmínticos (Hoste *et al.*, 2010).

Os caprinos têm maior capacidade de tolerar e desintoxicar toxinas e metabólitos secundários de diversas plantas que consomem. Esta diferença pode estar parcialmente relacionada com o seu comportamento alimentar. Além disso, os estudos indicam que os caprinos metabolizam anti-helmínticos de forma muito mais rápida do que os ovinos, especialmente três dos principais anti-helmínticos de largo espectro. Assim, usar doses recomendadas para ovinos em caprinos pode resultar em subdosagem e redução da eficácia, favorecendo o desenvolvimento de resistência anti-helmíntica, sobretudo em linhagens multirresistentes. Compreender estas particularidades é fundamental para ajustar as recomendações de dosagem e aumentar a eficácia dos anti-helmínticos contra os nematodes gastrointestinais em caprinos (Hoste *et al.*, 2010).

Segundo Hoste et al., 2010, os caprinos empregam um modelo exclusivo, representado na Figura 10, para lidar com infecções por NGI, que inclui:

1. Reduzir o contato com formas infetantes L₃ devido ao comportamento de "browser";
2. Resistir aos nematodes através do sistema imunológico;
3. Possível automedicação, ingerindo substâncias e plantas com efeito preventivo.

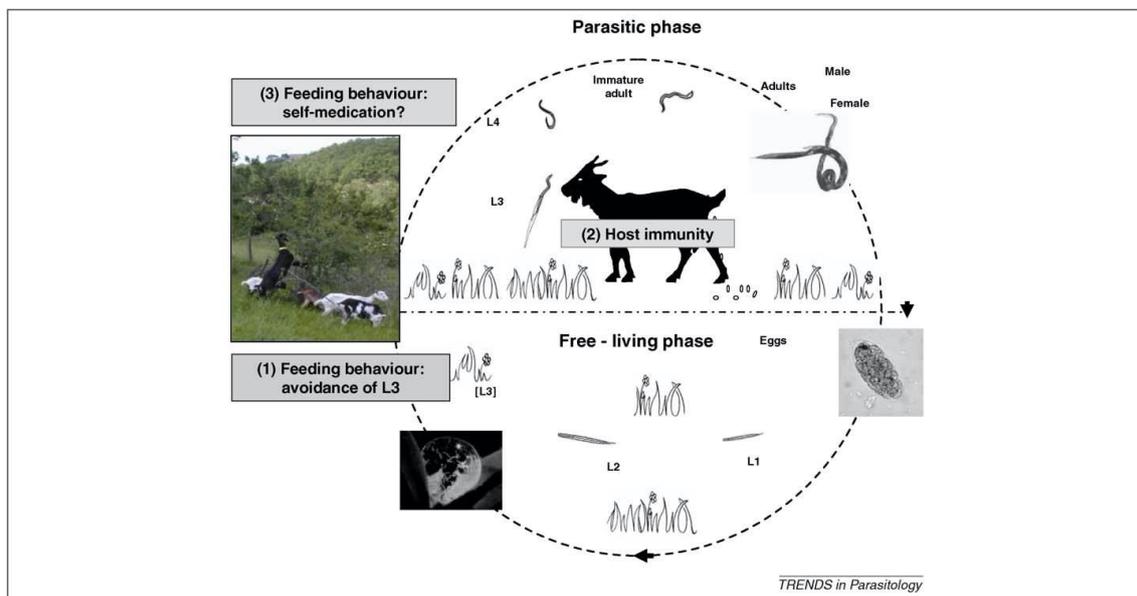


Figura 10 - Ciclo de vida dos nematodes gastrointestinais (NGI) em caprinos e seus mecanismos de regulação. Adaptado de Hoste et al. (2010).

2.5.3. Prevenção e controlo de infeções por nematodes gastrointestinais

Para implementar estratégias eficazes de controlo de infeções por nematodes gastrointestinais (NGI), é fundamental considerar alguns fatores-chave (Bucher, Torgerson & Hertzberg, 2021):

1. **Contaminação das pastagens por fezes:** A gravidade da contaminação depende de fatores como o nível de parasitismo, o estado de saúde dos animais e o manejo das pastagens. Para reduzir este risco, recomenda-se administrar anti-helmínticos em bolus de libertação lenta ou tratar os animais antes de entrarem nas pastagens.
2. **Desenvolvimento e sobrevivência das larvas na pastagem:** As condições climáticas e a vegetação influenciam a dinâmica das larvas infetantes. Conhecer bem a ecologia das formas livres possibilita planejar tratamentos estratégicos nas épocas de maior risco.

3. **Infeção e controlo:** A severidade da infeção está ligada à quantidade de larvas infetantes na pastagem. Pode-se controlar minimizando o contato entre hospedeiro e parasita, usando práticas de manejo como pastoreio misto ou alternado. Esta estratégia funciona bem com ovinos e bovinos, embora a sua eficácia possa ser menor contra parasitas como *Haemonchus contortus* e *T. axei*, que afetam ambos de maneira semelhante. Separar os pastoreios de animais jovens e animais adultos é útil, dado o aproveitamento da maior resistência dos mais velhos.
4. **Estabelecimento e maturação das larvas no hospedeiro:** Este processo depende da idade, estado de saúde e nutrição do animal. Infeções parasitárias clínicas estão frequentemente relacionadas com a deficiências nutricionais, que agravam os efeitos patogénicos. Helmintoses podem diminuir o apetite e a absorção de nutrientes, levando à perda de proteína na mucosa gastrointestinal. Suplementar com proteínas metabolizáveis aumenta a resiliência e a resistência dos animais. Uma dieta proteica adequada reforça o sistema imunológico e diminui os impactos das infeções. Além disso, suplementar com macrominerais, como fósforo, cobre e molibdênio, pode ser benéfico.
5. **Comportamento alimentar dos caprinos:** Conhecidos como "browsers", os caprinos preferem consumir muitas plantas lenhosas, mesmo quando há forragens mais nutritivas disponíveis (Provenza, 2006). Este comportamento seletivo pode ajudar a evitar o contato com larvas infetantes (L₃), reduzindo a exposição a NGL. Apesar de apresentarem uma resposta imunológica mais moderada que os ovinos, este comportamento contribuiu para o desenvolvimento de mecanismos adicionais de regulação da infestação: uma resposta imunológica diferenciada, metabolismo acelerado de xenobióticos e capacidade de automedicação (Hoste, Leveque & Dorchies, 2001).
6. **Diferenças na taxa de infeção entre caprinos e ovinos:** De acordo com Le Jambre & Royal, 1976, diversos estudos científicos indicam que, em pastagens herbáceas, os caprinos tendem a apresentar uma maior infeção do que os ovinos. Em pastagens lenhosas, os ovinos exibem uma taxa maior (Chiejina & Behnke,

2011). Isto sugere que o comportamento de ingestão seletiva dos caprinos influencia significativamente as suas respostas imunológicas e a resistência aos NGI.

7. **Abordagens não medicamentosas para o controlo de NGI:** Estas estratégias envolvem três mecanismos principais: eliminar parasitas do hospedeiro, fortalecer a sua imunidade e diminuir o contato entre hospedeiro e parasita (Sylvester *et al.*, 2018). Um exemplo prático é o co-pastoreio de caprinos com bovinos, que mostrou reduzir as infeções por NGI em comparação com sistemas de criação isolados (Bucher, Torgerson & Hertzberg, 2021).

2.6. Síntese do enquadramento

Em 2022, estimou-se que havia cerca de 1,1 mil milhões de caprinos e aproximadamente 1,32 mil milhões de ovinos no mundo, com mais de 94,8% da população caprina concentrada em África e na Ásia. Esta distribuição demonstra a importância dos caprinos em sistemas agrícolas de subsistência, motivo pelo qual a cabra é conhecida como a “vaca dos pobres” (FAO, 2022).

De acordo com Hoste *et al.* (2010), os nematodes gastrointestinais (NGI) continuam a representar uma das principais ameaças à saúde e à produtividade dos caprinos. Ao contrário do que se verifica nos bovinos, muitos dos parasitas que afetam caprinos e ovinos são comuns a ambas as espécies, embora existam estirpes específicas associadas a cada uma. Devido à sua ampla distribuição geográfica, estas infeções têm um impacto económico significativo na produção caprina. Nos países desenvolvidos, os principais efeitos traduzem-se em perdas de produção, enquanto nos países em desenvolvimento, os NGI estão frequentemente associados a elevadas taxas de mortalidade, sobretudo em animais jovens, como os cabritos.

Apesar de os efetivos globais de caprinos e ovinos serem semelhantes em número e de os NGI afetarem ambas as espécies, a maioria dos estudos sobre interação hospedeiro-parasita e estratégias de controlo centra-se nos ovinos. Estima-se que apenas 20 a 25% da investigação existente tenha sido realizada especificamente em caprinos, o que se poderá justificar pela predominância da produção ovina nos países desenvolvidos. Durante muito tempo, assumiu-se que os resultados obtidos em ovinos seriam aplicáveis aos caprinos. No entanto, essa generalização revelou-se problemática para a produção caprina, nomeadamente no que diz respeito à administração de anti-helmínticos (AH). A não consideração das diferenças metabólicas entre espécies levou frequentemente a tratamentos inadequados, sobretudo por subdosagem, o que favoreceu o aparecimento de resistências aos AH. A escassez de estudos dirigidos especificamente aos caprinos agrava este problema, sublinhando a necessidade urgente de aprofundar a investigação sobre os

mecanismos imunológicos, o comportamento do hospedeiro e métodos de controlo mais eficazes e adaptados a cada espécie (Hoste *et al.*, 2010).

Segundo Sylvester *et al.* (2018), nos últimos anos, o aumento da resistência aos anti-helmínticos (AH), aliado às crescentes preocupações ambientais associadas aos resíduos químicos e tóxicos, tem impulsionado a procura por estratégias alternativas para o controlo de infeções por nematodes gastrointestinais (NGI).

O principal objetivo desta dissertação é contribuir para o aprofundamento do conhecimento sobre as infeções por nematodes gastrointestinais (NGI) em caprinos, com especial foco na resposta imunológica da espécie em diferentes contextos de produção. Para tal, procede-se à comparação entre explorações em regime extensivo e intensivo, de modo a identificar padrões distintos de eliminação parasitária e avaliar o impacto do manejo sobre a dinâmica da infeção. A investigação visa, ainda, propor estratégias de controlo mais eficazes e sustentáveis, tendo em conta as particularidades fisiológicas e comportamentais dos caprinos, nomeadamente o seu comportamento alimentar do tipo *browser*, que influencia a exposição às formas infetantes (L₃). Este estudo procura responder à crescente necessidade de soluções específicas para a produção caprina, cuja importância tem aumentado globalmente.

Mais precisamente, pretende-se:

1. Avaliar a carga parasitária em caprinos por meio da contagem de ovos por grama de fezes (OPG), em explorações que representam os sistemas de produção extensivo e intensivo;
2. Comparar a diversidade de géneros parasitários gastrointestinais identificados em ambos os sistemas, utilizando coproculturas qualitativas;
3. Analisar como fatores produtivos e de manejo (como regime alimentar, produção de leite e dias de lactação) afetam os níveis de OPG;
4. Investigar as diferenças na resposta imunológica indireta aos NGI, observando padrões de eliminação de ovos ao longo do tempo e entre os sistemas;
5. Sugerir estratégias de controlo parasitário mais eficazes e sustentáveis, ajustadas às características fisiológicas e comportamentais da espécie caprina.

3. Material e métodos

3.1. Descrição da metodologia geral

Este estudo teve como objetivo comparar dois modelos de exploração caprina em relação ao risco de infeções por nematodes gastrointestinais. Para isso, foram selecionadas quatro explorações, duas para cada modelo, situadas em regiões diferentes. Em cada uma, recolheram-se amostras fecais de uma amostra aleatória de animais para realizar análises e posteriormente avaliar estatisticamente os dados, com o propósito de verificar a importância dos resultados.

3.2. Localização das explorações

As explorações selecionadas (Figura 10) estão situadas nas regiões do Alto Alentejo e Ribatejo, ambas de grande relevância para a agricultura em Portugal. O Alto Alentejo é conhecido pela produção de cereais, azeite, vinho e cortiça, enquanto o Ribatejo destaca-se pelas explorações de gado bovino e pela produção de vinho. Estas regiões têm um clima mediterrânico, com verões quentes e secos e invernos amenos e chuvosos. No verão, especialmente em julho e agosto, as temperaturas podem alcançar os 40°C, enquanto no inverno, a média situa-se em torno de 10°C, com possibilidades de geadas.

As variações de temperatura são influenciadas pela altitude e pela proximidade do oceano. O Ribatejo tende a ser mais quente devido à sua localização mais próxima do litoral, enquanto o Alto Alentejo, pela sua maior altitude, apresenta temperaturas um pouco mais baixas. Quanto à precipitação, as duas regiões também diferem: o Ribatejo regista uma média anual de 800-1000 mm de chuva, com invernos mais chuvosos, enquanto o Alto Alentejo recebe cerca de 500-800 mm de precipitação ao longo do ano, com verões mais secos.

As explorações são as seguintes:

- **Exploração nº 1:** Exploração caprina em regime extensivo , localizada na região do Alto Alentejo, no concelho de Ponte de Sôr, Portugal.
- **Exploração nº 2:** Exploração caprina em regime extensivo , localizada na região do Alto Alentejo, no concelho do Redondo, Portugal.
- **Exploração nº 3:** Exploração caprina em regime intensivo, localizada na região do Ribatejo, no concelho de Coruche, Portugal.
- **Exploração nº 4:** Exploração caprina em regime intensivo, localizada na região do Ribatejo, no concelho de Benavente, Portugal.

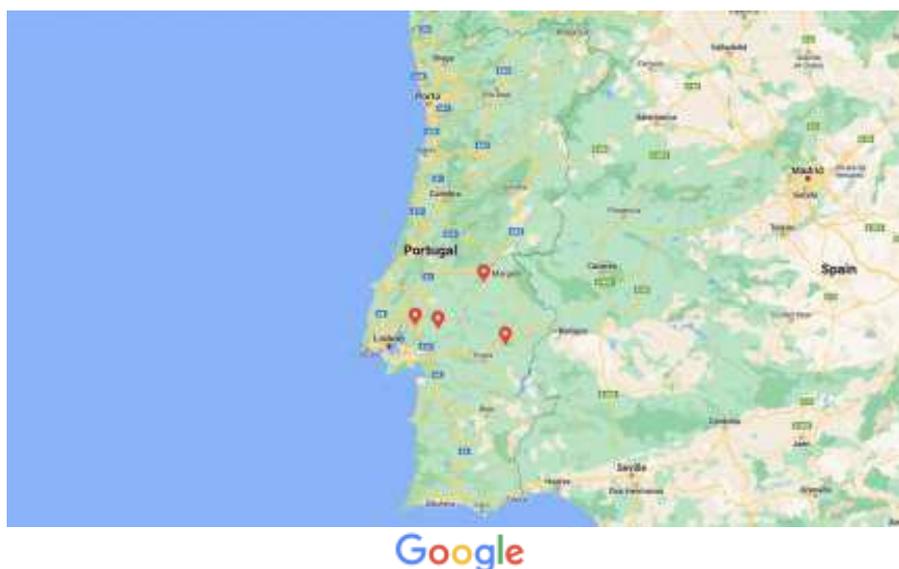


Figura 11 - – Mapa de Portugal com localização das explorações em estudo (Mapa data ©2023 Instituto. Geográfico Nacional, Google escala 50 km)

3.3. Caracterização das explorações

Características e manejo das explorações caprinas em regime extensivo

As explorações caprinas extensivas destacam-se pela sua forte ligação ao território, utilizando recursos naturais locais para nutrir e cuidar dos animais. No Alentejo, este

sistema geralmente envolve raças autóctones como a serpentina, valorizadas pela sua rusticidade e adaptação a ambientes áridos e com pouca forragem. Nestas explorações, a produção concentra-se na criação de cabritos para as festas, com maneio reprodutivo planeado para garantir oferta no Natal e na Páscoa. A ordenha prossegue após o desmame, quando economicamente viável, e a reprodução é retomada no final da primavera, assegurando a renovação sazonal do rebanho.

As duas explorações descritas a seguir localizam-se no distrito de Évora e seguem práticas típicas deste regime, baseadas em pastoreio extensivo, com desparasitação anual e ordenha diária após o ciclo de engorda dos cabritos.

- **Exploração nº 1:** Esta exploração (Figura 12) conta com 500 caprinos da raça Serpentina, que permanecem em pastoreio contínuo. São ordenhados uma única vez ao dia, pela manhã, e recebem desparasitação anual pelo Agrupamento de Defesa Sanitária (ADS). Para este estudo, os animais seleccionados não passaram pela desparasitação.



Figura 12 – Exploração nº 1, (Fotografias próprias).

- **Exploração nº 2:** A exploração (Figura 13) conta com cerca de 700 caprinos da raça Serpentina, que pastam na Serra de Ossa, alimentando-se de arbustos e pastagens. Eles são ordenhados uma vez ao dia, após a venda dos cabritos, e recebem desparasitação anual, associada às atividades da OPP. Para este estudo, os animais selecionados não foram desparasitados.



Figura 13 – Exploração nº 2, (Fotografias próprias).

Características e manejo das explorações caprinas em regime intensivo

As explorações caprinas em sistema intensivo caracterizam-se pela alta densidade de animais, rigoroso controlo das condições ambientais e oferta contínua de alimento e água em instalações estabuladas. Este método visa maximizar a produção de leite, frequentemente empregando raças exóticas de alto potencial genético, como saanen e alpina. A alimentação é totalmente controlada, composta por dietas equilibradas com forragens, concentrados e suplementos, geralmente fornecidos por sistemas mecanizados. Esta estratégia assegura uma maior previsibilidade na produção, mas também impõe

desafios sanitários, especialmente no manejo de parasitas, devido à ausência de pastoreio e à elevada carga ambiental (Simões *et al.*, 2021)

As duas explorações aqui apresentadas operam segundo este regime. Ambas mantêm os animais em estabulação contínua, com fornecimento *ad libitum* de alimentos concentrados. Contudo, adotam estratégias distintas de desparasitação, desde a ausência completa de tratamentos até à aplicação pontual durante a fase de recria.

- **Exploração nº 3:** A propriedade (Figura 14) em Coruche mantém cerca de 1000 caprinos da raça saanen em sistema intensivo. A alimentação é administrada por um carro misturador, que combina feno de luzerna, ração em granulado e água. Desde a sua instalação há mais de 30 anos, esta exploração nunca realizou a desparasitação dos animais.



Figura 14 – Exploração nº 3, (Fotografias próprias).

- **Exploração nº 4:** A propriedade (Figura 14) tem 1500 caprinos das raças alpina e saanen, criados em sistema fechado. Os animais recebem alimentação com palha e concentrado em granulado, disponíveis livremente na manjedoura. Desde o

nascimento até a saída, os caprinos permanecem em estabulação contínua, e a desparasitação é feita durante a recria.



Figura 15 – Exploração nº 4, (Fotografias próprias).

No âmbito do presente estudo, os animais das explorações caprinas n.º 1 e 2 não foram submetidos a desparasitação. Contudo, é habitual que estas explorações realizem a desparasitação integrada no plano de saneamento, em simultâneo com a realização das colheitas de sangue, no âmbito do programa de erradicação da brucelose, sob responsabilidade dos serviços veterinários oficiais da OPP.

Esta abordagem permitiu observar a dinâmica parasitária natural dos rebanhos em regime extensivo, sem interferência recente de antiparasitários, fornecendo dados mais representativos da carga parasitária real. A desparasitação, embora regularmente aplicada pelas explorações no âmbito dos programas sanitários oficiais, foi intencionalmente omitida neste contexto para não comprometer a fiabilidade dos resultados coprológicos obtidos durante o presente trabalho. Esta decisão metodológica assegura uma melhor

compreensão do impacto do sistema de produção e do manejo sobre a pressão parasitária nas explorações caprinas tradicionais.

3.4. Método de colheita das amostras

As colheitas das amostras foram feitas em 11 animais de cada uma das quatro explorações, durante três visitas mensais, totalizando 132 amostras recolhidas. O período da colheita começou em abril e terminou em junho de 2020. Durante o estudo, os animais estavam em lactação, o que foi tido em conta para manter a consistência nas condições de manejo.

A amostra de 11 animais por exploração foi selecionada para assegurar que, ao final da colheita, pelo menos 8 amostras fossem viáveis para análise. Este número foi definido considerando a taxa de viabilidade, pois alguns animais podem apresentar falhas na colheita. A escolha de um número um pouco maior de amostras é uma prática comum em estudos veterinários e ecológicos, visando aumentar a confiabilidade dos resultados e minimizar perdas (Fowler *et al.*, 2013). Esta estratégia garante que a amostra seja suficientemente representativa e que as análises estatísticas sejam robustas e precisas.

As amostras de fezes foram recolhidas após a ordenha, com um intervalo de aproximadamente 30 dias entre as colheitas, de forma a assegurar uma representação adequada da dinâmica das infecções parasitárias ao longo do tempo. Para garantir a rastreabilidade das amostras, as colheitas foram realizadas sempre nos mesmos animais, previamente identificados com uma fita amarela, o que assegurou a correspondência entre a amostra e o respetivo indivíduo. Em cada visita a campo, foram recolhidas 11 amostras por exploração.

A colheita foi feita diretamente da ampola retal, de forma manual, utilizando luvas descartáveis e sacos plásticos devidamente identificados com o número da amostra e a identificação individual do animal. Todo o procedimento foi conduzido respeitando

elevados padrões de higiene, com o objetivo de minimizar o risco de contaminação cruzada.

Após a colheita, as amostras foram imediatamente acondicionadas em malas térmicas com termoacumuladores, mantendo-se a uma temperatura aproximada de 4 °C. A conservação em frio é fundamental para evitar o desenvolvimento de microrganismos e a eclosão ou maturação de formas parasitárias, como ovos e larvas de nematodes, que poderiam comprometer os resultados das análises (Sylvester *et al.*, 2018). Esta abordagem assegura a preservação das características originais dos parasitas, permitindo uma avaliação mais fiável do estado parasitário dos animais.

A quantidade de fezes recolhida por amostra variou consoante a disponibilidade, situando-se entre 10 g e 50 g por colheita. O transporte até ao laboratório foi realizado no intervalo máximo de quatro horas, garantindo que as amostras permanecessem refrigeradas durante todo o trajeto. No destino, foram armazenadas a 4°C no Laboratório de Parasitologia da Universidade de Évora, onde permaneceram sob refrigeração até à sua análise, conduzida segundo os protocolos laboratoriais definidos para exames parasitológicos.

3.5. Tratamentos das amostras

3.5.1. Coprologia quantitativa

Para a quantificação da carga parasitária nos caprinos analisados neste estudo, foi utilizado o método de McMaster modificado, uma técnica amplamente aplicada em parasitologia veterinária, especialmente em pequenos ruminantes, pela sua simplicidade, baixo custo, rapidez e boa reprodutibilidade (Bucher, Torgerson & Hertzberg, 2021; Sloss *et al.*, 1999). Este método permite estimar a intensidade da infecção por nematodes gastrointestinais (NGI) através da contagem de ovos por grama de fezes (OPG).

No entanto, a identificação precisa de géneros parasitários com base na morfologia dos ovos apresenta limitações, uma vez que muitos géneros de strongilídeos possuem ovos morfológicamente semelhantes. Por esta razão, neste trabalho adotou-se inicialmente uma classificação geral como "ovos do tipo strongilídeo" (Madeira de Carvalho, 2001), seguida da realização de coproculturas para a identificação específica das larvas de terceiro estágio (L₃), permitindo assim uma caracterização mais precisa da fauna parasitária (Alves da Silva *et al.*, 2017).

Método de McMaster (Modificado)

A versão modificada do método de McMaster aplicada seguiu o protocolo descrito por LPVC (2012). Para cada amostra, 3 g de fezes foram homogeneizadas e diluídas em solução saturada de NaCl a 35%, até atingir um volume final de 30 mL, correspondendo a uma diluição de 1:10. A suspensão foi filtrada com recurso a uma rede metálica e transferida, sob agitação constante, para as duas câmaras da lâmina de McMaster (volume total de 0,3 mL). Após um período de repouso de 1 a 2 minutos, a leitura foi efetuada ao microscópio óptico.

A técnica baseia-se na diferença de densidade entre os ovos e a solução de flutuação, que permite a concentração dos ovos na superfície da câmara, facilitando a sua visualização.

As lâminas utilizadas eram de acrílico, com grelha gravada, facilitando uma leitura padronizada e precisa (Figura 16).

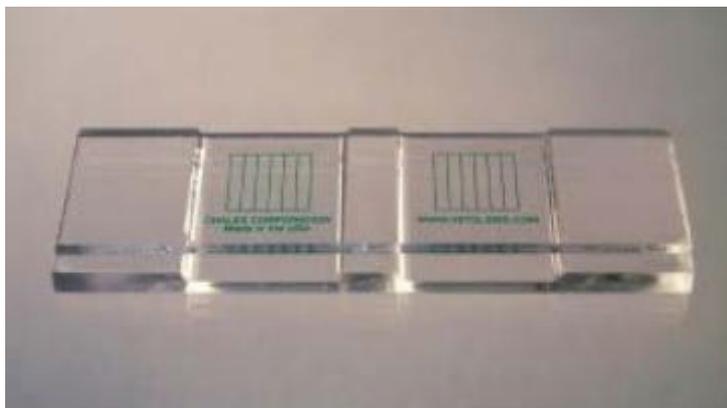


Figura 16 – Câmara McMaster original, adaptado de fontes comerciais (Jorgensen Labs) e protocolos veterinários.

Com esta diluição e volume de leitura, aplicou-se um fator de multiplicação de 33, resultando num limite de deteção de 33 OPG. Ou seja, a visualização de um único ovo sob microscopia corresponde a uma estimativa de 33 ovos por grama de fezes. Este nível de sensibilidade é adequado para detetar infeções mesmo em estágios iniciais.

Apesar das suas vantagens, o método apresenta limitações, nomeadamente a menor sensibilidade em casos de infeções leves e a variação na eliminação de ovos ao longo do dia. Por isso, as amostras foram colhidas em horários padronizados e processadas imediatamente após a recolha, de modo a garantir a fiabilidade dos resultados.

A interpretação dos valores de OPG requer a consideração de múltiplos fatores, como a espécie parasitária envolvida, o ciclo de vida do parasita, a taxa de oviposição, o estado imunológico do hospedeiro (influenciado pela idade, nutrição, manejo e infeções anteriores) e variáveis ambientais como temperatura, humidade, tipo de solo e gestão das pastagens (Hoste *et al.*, 2001; Sloss *et al.*, 1999). Estes elementos influenciam não só a carga parasitária, mas também a pressão de infeção no ambiente.

Para facilitar a interpretação, foram utilizados limiares clínicos de OPG definidos para caprinos e ovinos, apresentados na Tabela 3, com base em Hoste *et al.* (2001). Estes limiares permitem classificar a intensidade da infecção (fraca, média ou forte) e indicar quando a intervenção terapêutica é recomendada.

Tabela 3 – Níveis de eliminação de ovos por grama de fezes (OPG) em diferentes hospedeiros e limiar recomendado para tratamento (Hoste et al., 2001)

Animal	Níveis de eliminação de OPG's			Limiar de tratamento
	Fraco	Médio	Forte	
Caprinos	<200	200-800	>800	>2000
Ovinos	0-500	550-1000	2000-6000	1000-3000

Estas faixas devem ser utilizadas como orientação, mas nunca de forma isolada. A contagem de OPG deve ser integrada numa abordagem clínica e epidemiológica mais ampla, que considere também fatores zootécnicos, ambientais e sanitários (Zajac & Conboy, 2012).

3.5.2. Coprologia qualitativa

Obtenção e identificação de larvas infetantes (L₃)

Para identificar os géneros de nematodes gastrointestinais nas amostras fecais, foram feitas coproculturas para obter larvas infetantes do terceiro estágio (L₃), facilitando a sua identificação morfológica posterior.

O procedimento começou com a homogeneização de 2 g de fezes por amostra, misturadas com serradura levemente humedecida no almofariz até obter uma massa uniforme. Em seguida, essa mistura foi transferida com uma espátula para copos de vidro previamente identificados, com aproximadamente 3,5 cm de altura por 3 cm de diâmetro. A massa foi

cuidadosamente compactada com um taco de madeira, e um orifício central foi feito com uma vareta, facilitando a oxigenação necessária ao desenvolvimento larvar.

Os copos foram cobertos com placas de Petri e colocados em tabuleiros plásticos, depois incubados em uma estufa a 28 °C com aproximadamente 80% de humidade relativa, durante 8 dias, seguindo o método de Monning modificado por Whitlock (LPVC, 2012).

Após a incubação, os copos foram invertidos individualmente sobre placas de Petri com uma lâmina de água, de modo que o rebordo ficasse em contato direto com o líquido. As amostras permaneceram assim por 12 a 24 horas, permitindo a migração natural das larvas L₃ para a água.

Depois desse período, as larvas suspensas foram coletadas com pipetas de Pasteur e transferidas para tubos de ensaio rotulados, que foram fechados com filme Parafilm®. Esses tubos foram armazenados a 4 °C por até 2 meses para análises futuras.

Para a observação ao microscópio, o conteúdo dos tubos foi homogeneizado, e uma porção de 1 mL foi cuidadosamente espalhada em gotas sobre lâminas, até esgotar o volume. As lâminas foram fixadas, passando-as duas a três vezes sobre a chama de uma lamparina de álcool ou usando solução de Lugol, o que permite preservar as estruturas larvares.

A observação foi feita ao microscópio óptico para identificar e quantificar as larvas L₃ em cada amostra, usando critérios morfológicos como comprimento total do corpo, comprimento da cauda da bainha, forma da extremidade posterior e arranjo das células intestinais, o que permitiu determinar a abundância relativa dos géneros parasitários.

Observação das larvas

Após obter as larvas infetantes do terceiro estágio (L₃) usando o método de Monning modificado por Whitlock (Anexo 2), realizou-se a identificação morfológica com microscopia óptica. Esta etapa é essencial para reconhecer os géneros de nematodes

gastrointestinais nas amostras fecais de caprinos, oferecendo uma abordagem prática e eficaz no diagnóstico parasitológico.

Preparação das Lâminas para Observação

A preparação das amostras começou com a homogeneização da suspensão contendo as larvas, que estavam armazenadas previamente a 4 °C em tubos de ensaio. Uma porção foi colocada sobre lâminas de microscópio limpas. Em cada gota da suspensão, foi adicionada uma pequena quantidade de solução de Lugol, usada para fixar e colorir as larvas, facilitando a visualização das suas estruturas internas. As amostras foram cobertas com lamelas, com cuidado para evitar a formação de bolhas de ar que pudessem prejudicar a leitura microscópica.

Observação ao microscópio

As observações foram feitas com um microscópio óptico (modelo Olympus BX50), usando uma escala micrométrica ocular para medir com precisão estruturas como o comprimento total da larva, a largura do corpo, o tamanho da cauda da bainha e o comprimento do esófago.

As larvas foram analisadas em diferentes aumentos, garantindo uma visualização clara das suas características externas e internas. Durante a análise, foram criteriosamente avaliadas as seguintes características morfológicas:

- **Morfologia geral:** forma do corpo, presença e extensão da bainha caudal, estrutura das extremidades cefálica e caudal.
- **Comprimento Total da larva (CT):** medido em micrómetros, fornecendo uma métrica importante para distinguir os géneros.
- **Largura da larva:** complemento ao comprimento total, ajudando na diferenciação entre espécies morfológicamente similares.

• **Células intestinais:** examinadas principalmente na porção distal da larva, observando o número, a forma e a organização, essenciais para a identificação ao nível de género.

A identificação foi feita comparando as características observadas com descrições morfológicas padrão de larvas L₃ de nematodes gastrointestinais. Para isso, usou-se a chave dicotômica de identificação de larvas L₃ fornecida pelo Laboratório de Parasitologia Victor Caeiro da Universidade de Évora, detalhada no Anexo 3.

Importância diagnóstica e limitações da metodologia

A identificação morfológica das larvas L₃ permite determinar com precisão os géneros parasitários predominantes na população estudada, fundamental para programas de controlo mais eficazes e direcionados. Diferenciar géneros como *Haemonchus*, *Teladorsagia*, *Trichostrongylus*, *Oesophagostomum*, *Chabertia*, entre outros, ajuda a entender a dinâmica parasitária do rebanho, orientar o uso racional de anti-helmínticos e avaliar riscos de resistência.

Por outro lado, esta técnica tem as suas limitações. Em algumas amostras, foram observadas larvas em degradação ou com morfologia alterada, dificultando ou impossibilitando a sua identificação. Nestas situações, características críticas, como o número e a disposição das células intestinais ou o comprimento do esófago, não puderam ser avaliadas com segurança.

Como apontam Raynaud (1969) e Hosseinnezhad *et al.* (2021), embora a observação microscópica continue a ser uma técnica acessível e valiosa, métodos moleculares como PCR e sequenciamento genético estão a ganhar destaque na identificação específica e precoce de parasitas, especialmente na monitorização de resistência anti-helmíntica.

A análise morfológica de larvas L₃ é uma etapa fundamental na caracterização das populações parasitárias em pequenos ruminantes. O uso de critérios morfométricos, aliado a chaves taxonómicas específicas como a do Anexo 3, oferece uma identificação confiável e útil em contextos clínicos e epidemiológicos.

Dominar esta técnica e aplicá-la corretamente permite não apenas identificar parasitas, mas também acompanhar a evolução das infecções ao longo do tempo e avaliar a eficácia dos tratamentos antiparasitários, contribuindo significativamente para a saúde e produtividade dos rebanhos.

3.6. Recolha de dados e análise estatística

Os dados recolhidos durante o estudo foram analisados com técnicas de estatística descritiva e inferencial, visando resumir, organizar e interpretar as informações sobre a presença e distribuição dos géneros de estrongilídeos gastrointestinais nas amostras de fezes avaliadas.

Para a análise estatística, utilizou-se o Microsoft Excel 2007®, uma ferramenta comum em análises iniciais de estudos epidemiológicos e laboratoriais (Callegari-Jacques, 2003). Os dados observacionais, como a contagem de ovos por grama de fezes (OPG) e o número de larvas por género, foram registados em folhas estruturadas para facilitar a análise.

Estatística descritiva

A análise descritiva envolveu o cálculo de medidas de tendência central, como a média e a mediana, assim como medidas de dispersão, como o desvio padrão e a amplitude, para caracterizar a distribuição dos dados e detetar padrões gerais. Estas medidas são essenciais em estudos parasitológicos, pois ajudam a avaliar a variabilidade da carga parasitária e a distribuição das larvas nos diferentes grupos de amostras (Thrusfield, 2018).

Análise de frequência

Foi realizada uma análise de frequência relativa para cada género de larvas L₃, com o objetivo de determinar a proporção de parasitas. Esta análise consistiu em contar o número de larvas de cada género e calcular a sua percentagem em relação ao total de larvas observadas por amostra, procedimento padrão em estudos de ecologia parasitária (Bush *et al.*, 1997).

Adicionalmente, foram criadas tabelas de frequência e gráficos de barras para facilitar a visualização dos resultados e a comparação da composição parasitária entre as diferentes explorações ou sistemas de produção.

Tabelas de contingência e análises bivariadas

Para identificar possíveis associações, como entre os valores de OPG e o sistema de produção (extensivo, intensivo), utilizamos tabelas de contingência. Estas tabelas cruzaram variáveis categóricas e facilitaram a análise das relações entre elas. De seguida, foram aplicados testes estatísticos, como o teste de qui-quadrado (χ^2), para verificar se as diferenças observadas eram estatisticamente relevantes (Zar, 2010).

Testes estatísticos inferenciais

Dependendo da natureza dos dados e dos objetivos do estudo, foram realizados os seguintes testes adicionais:

- Teste t de Student: utilizado para comparar as médias de OPG entre dois grupos independentes, como animais de diferentes idades ou explorações.
- Teste de qui-quadrado (χ^2): usado para verificar a independência entre variáveis categóricas, por exemplo, o género parasitário predominante e o sistema de produção.

A seleção dos testes teve em consideração os pressupostos de normalidade e a homogeneidade de variâncias, além do tamanho da amostra.

Interpretação dos resultados e considerações sobre a metodologia

A análise dos resultados estatísticos considerou os valores descritivos, gráficos e testes estatísticos. Foram identificados padrões, tendências e diferenças significativas entre grupos, auxiliando na compreensão da dinâmica parasitária nas explorações analisadas.

Durante a análise estatística, foram levadas em conta as restrições metodológicas do estudo, incluindo:

- O tamanho pequeno da amostra, que pode comprometer o poder estatístico;
- A representatividade das amostras, especialmente em estudos com número limitado de animais;
- A disponibilidade de dados incompleta, como data de nascimento e número de lactações, devido ao encerramento de duas explorações de produção intensiva durante o período do estudo.
- A possibilidade de viés na colheita ou medição, que é própria de estudos de campo.

Estas limitações foram identificadas na análise dos resultados para contextualizar adequadamente os as conclusões e evitar interpretações demasiado amplas.

Síntese da metodologia estatística

Em resumo, o tratamento estatístico dos dados incluiu a organização e digitalização em Excel, análises descritivas (como média, mediana, desvio padrão e amplitude), análise de frequência e proporção dos géneros parasitários, uso de tabelas de contingência e testes estatísticos como o t de Student e o qui-quadrado, além de uma interpretação crítica dos resultados com base na identificação das limitações do estudo.

Esta abordagem possibilitou uma síntese e interpretação objetivas dos dados recolhidos, ajudando a compreender melhor a composição e a distribuição dos géneros de strongilídeos gastrointestinais nas diferentes áreas de estudo.

4. Apresentação e análise dos resultados

4.1. Resultados globais

A avaliação da carga parasitária gastrointestinal em pequenos ruminantes é uma ferramenta essencial na gestão sanitária dos rebanhos. A presença de helmintes e protozoários pode afetar significativamente o desempenho produtivo, a saúde animal e o bem-estar, especialmente em sistemas de produção mais vulneráveis, como os extensivos. Neste contexto, foi realizado um estudo parasitológico utilizando contagem de ovos por grama de fezes (OPG) e óocistos por grama de fezes (OoPG), além da identificação larvar por coproculturas. O objetivo principal foi quantificar e comparar as cargas parasitárias entre diferentes explorações e sistemas de produção, identificar fatores de risco e analisar padrões sazonais de infecção.

Durante a análise das lâminas, contou-se o número de OPG em cada amostra recolhida. Os resultados, após contagem e identificação das larvas, estão no anexo 4. Os parâmetros avaliados foram: OPG, que indica a contagem de ovos por grama de fezes; OoPG, que mede os óocistos por grama de fezes; e a identificação e contagem dos géneros de larvas obtidas nas coproculturas, a partir dos ovos presentes em cada amostra.

4.1.1. Apresentação e análise dos resultados de OPG

A técnica utilizada para a contagem de ovos foi a McMaster Modificada, reconhecida pela sua sensibilidade e precisão na estimativa de cargas parasitárias. A identificação dos géneros parasitários foi feita após incubação de fezes para obter larvas de terceiro estágio (L₃), o que proporcionou uma avaliação qualitativa adicional.

Foram recolhidas 124 amostras fecais em quatro explorações caprinas, sendo duas em sistema extensivo (Exploração N° 1 e Exploração N° 2) e duas em sistema intensivo (Exploração N° 3 e Exploração N° 4).

1. Resultados médios por exploração

A Tabela 4 mostra os valores médios de OPG e OoPG por exploração, facilitando uma comparação preliminar entre os sistemas de produção.

Tabela 4 - Resultados médios das análises realizadas nas fezes dos animais estudados.

Exploração	OPG Médio	OoPG Médio
Exploração nº 1	468 (Infeção média)	477 (Infeção suave)
Exploração nº 2	674 (Infeção média)	1128 (Infeção suave)
Exploração nº 3	57 (Infeção fraca)	234 (Infeção suave)
Exploração nº 4	42 (Infeção fraca)	367 (Infeção suave)

Os dados mostram que os animais em sistemas extensivos enfrentam maiores pressões parasitárias devido a práticas de manejo menos controladas, maior exposição a pastagens contaminadas e rotinas de desparasitação menos rigorosas.

2. Estatística descritiva: Comparação por sistema de produção

A Tabela 5 apresenta estatísticas descritivas dos valores de OPG (Ovos por Grama de Fezes) recolhidos nas quatro explorações estudadas, agrupadas por sistema de produção: extensivo (Explorações nº 1 e 2) e intensivo (Explorações nº 3 e 4). Os parâmetros considerados são: média, mediana, moda, valores máximo e mínimo, quartis, amplitude, desvio padrão, variância e tamanho da amostra.

Tabela 5: Representação tabular de amostras univariadas de OPG constituídas por dados quantitativos: tamanho amostra; média amostra; mediana; amplitude da amostra; desvio absoluto amostral; desvio padrão, variância amostral; quartil 1, 2, 3; valor mínimo e máximos das amostras das diferentes explorações. (Exploração n° 1; Exploração n° 2; Exploração n° 3; Exploração n° 4).

Dados Quantitativos	Expl 1	Expl 2	Média Ext	Expl 3	Expl 4	Média Int
Limite superior diagrama	1290	1710	1500	145	85	115
Máximo	1970	4480	3225	240	480	360
Quartil 3 - 75%	615	780	698	70	40	55
Mediana	300	480	390	40	20	30
Moda	300	70	185	20	20	20
Média	468	674	571	57	42	50
Quartil 1 - 25%	165	160	163	20	10	15
Mínimo	40	0	20	0	0	0
Limite inferior diagrama	-510	-770	-640	-55	-35	-45
Tamanho da amostra	30	33	32	27	33	30
Amplitude	1930	4480	3205	240	480	360
Desvio padrão	455	820	637	56	84	70
Variância	206608	672331	439470	3147	7099	5123
Quartil 2 - 50%	300	480	390	40	20	30

Nos sistemas de produção extensivos, os valores de OPG mostraram grande variabilidade entre os animais amostrados, refletida em diferentes parâmetros estatísticos:

- A média de OPG foi de 571, mas não representa fielmente a distribuição dos dados, devido à presença de valores extremos elevados.
- A mediana (390) e a moda (185) situam-se abaixo da média, o que sugere uma distribuição assimétrica à direita, com tendência a valores mais elevados em alguns casos.
- Os valores máximos atingiram até 4480 OPG, e os mínimos estiveram próximos de zero.
- A amplitude total foi de 3205 OPG, demonstrando uma grande diferença entre os casos com menor e maior excreção parasitária.

- O desvio padrão (637) e a variância (439.470) confirmam a alta dispersão dos dados, refletindo heterogeneidade nas cargas parasitárias.
- A diferença entre os quartis ($Q1 = 163$; $Q3 = 698$) resultou num intervalo interquartil de 535 OPG, o que indica uma distribuição alargada dos valores centrais.

Estas características revelam que, dentro do sistema extensivo, os indivíduos apresentaram uma grande variação nas contagens de ovos, o que é evidenciado graficamente nos diagramas de caixa das Figuras 17 e 18.

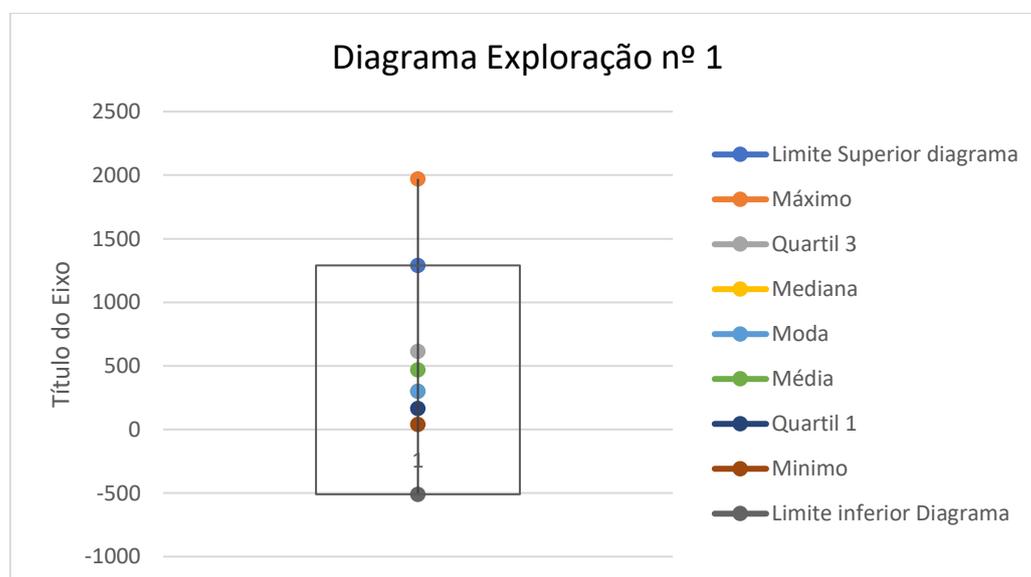


Figura 17 – Diagrama do tipo caixa – Exploração nº 1

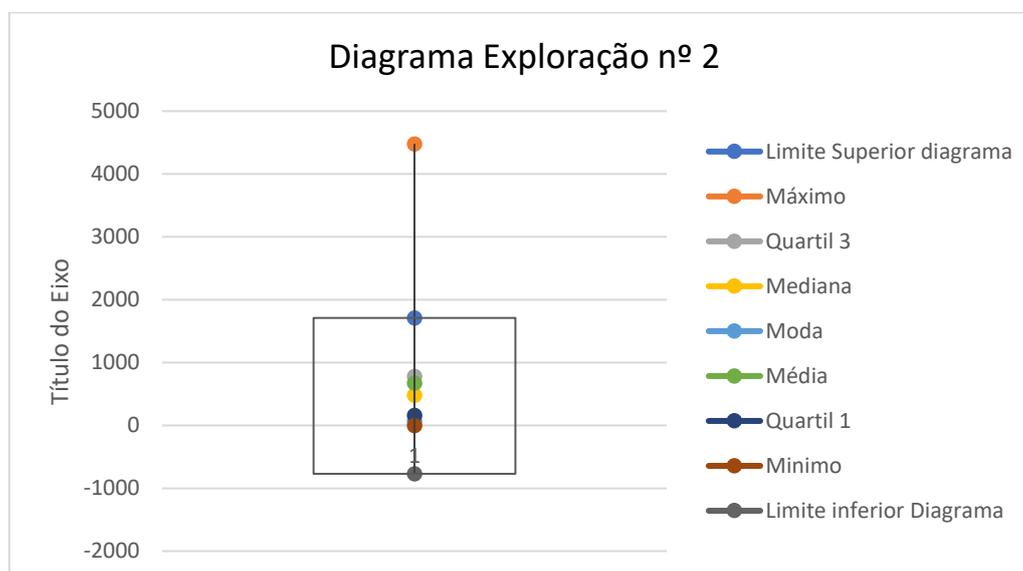


Figura 19 – Diagrama do tipo caixa – Exploração nº 2

Nos sistemas intensivos, os valores de OPG eram consideravelmente mais baixos e mostraram menor dispersão, sugerindo uma distribuição de dados mais uniforme:

- A média de OPG foi de 50, com uma mediana de 30 e moda de 20, valores muito próximos entre si, apontando para uma distribuição simétrica.
- A amplitude foi reduzida (360 OPG), com valores máximos de 480 OPG e mínimos de 0.
- O desvio padrão (70) e a variância (5.123) demonstram baixa variabilidade, evidenciando uniformidade nas contagens de ovos entre os animais avaliados.
- A distância interquartil foi de apenas 40 OPG ($Q1 = 15$; $Q3 = 55$), confirmando a concentração dos valores em torno da média.

Estas características foram visualmente representadas nas Figuras 19 e 20, através dos diagramas de caixa, que mostram uma distribuição compacta e equilibrada dos valores de OPG no contexto das explorações intensivas.

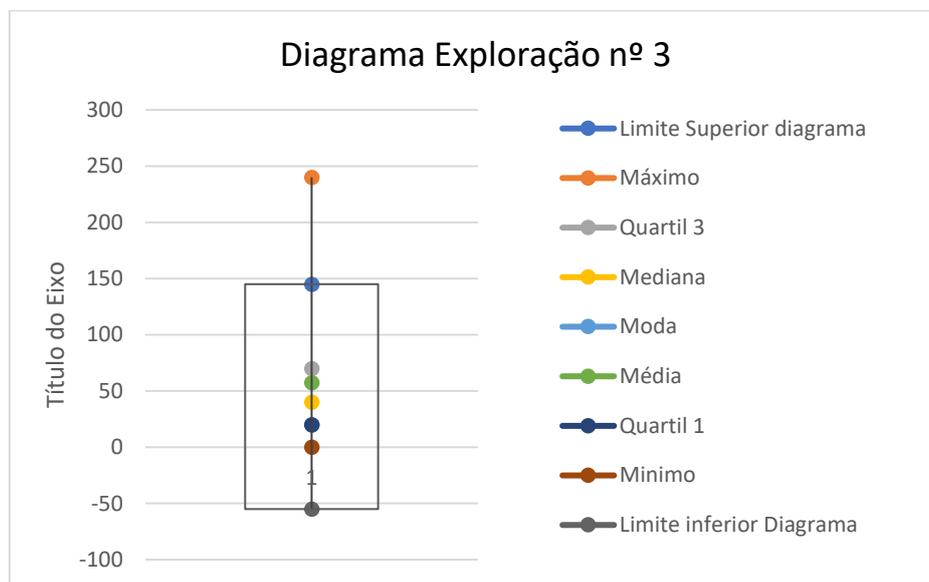


Figura 19 - Diagrama do tipo caixa – Exploração nº 3

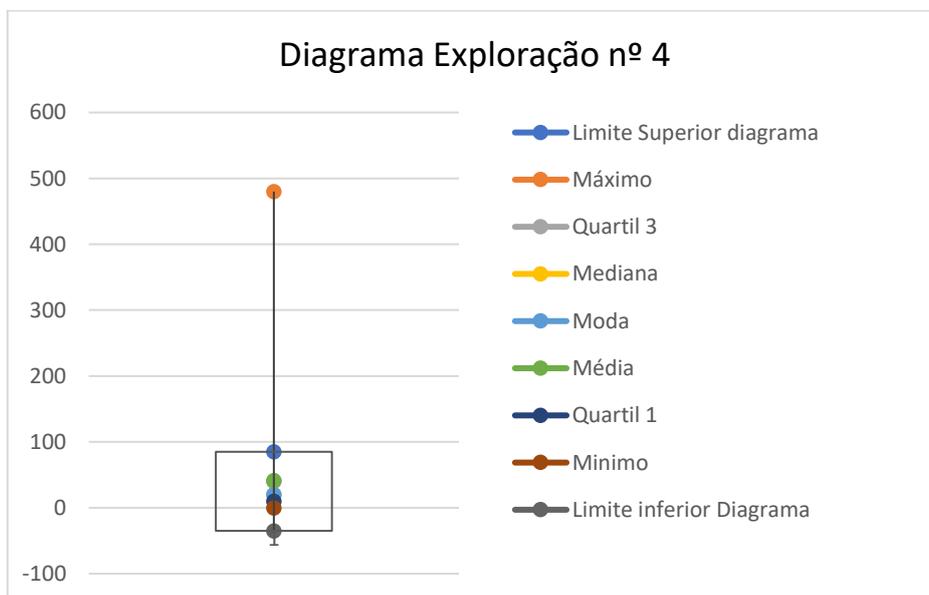


Figura 20 - Diagrama do tipo caixa – Exploração nº 4

3. Distribuição por Intervalos de OPG

Os dados foram agrupados em intervalos de 200 OPG para observar a distribuição das amostras em diferentes faixas. Os resultados encontram-se na Tabela 6:

Tabela 6 - número de amostras por intervalo de OPG

OPG_intervalos	EXTENSIVE	INTENSIVE
0 – 200	20	40
200 – 400	15	1
400 – 600	6	1
600 – 800	7	0
800 – 1000	7	0

- Sistema **intensivo**: 100% das amostras abaixo de 600 OPG.
- Sistema **extensivo**: 25,45% das amostras acima de 800 OPG, sendo estas consideradas de risco sanitário elevado.

Os histogramas (Figuras 21 a 24) permitem visualizar esta tendência, destacando a concentração de casos leves nos sistemas intensivos e a maior dispersão no regime extensivo.

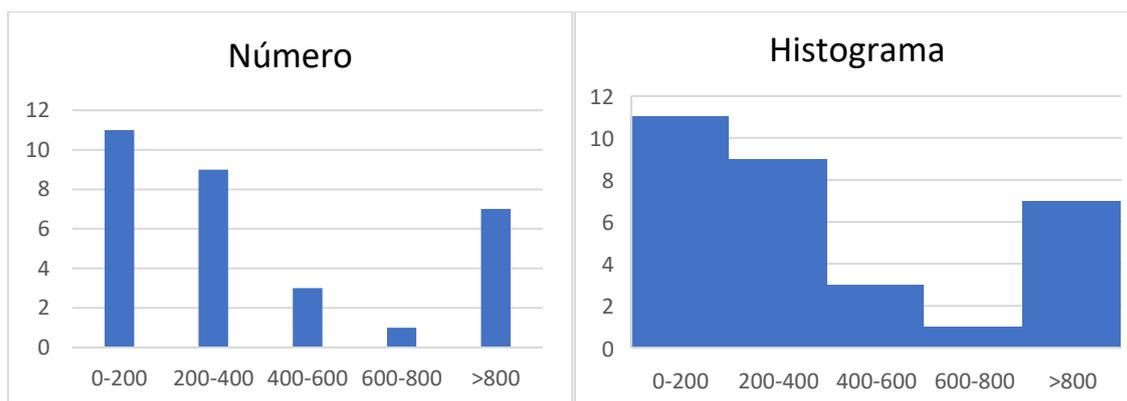


Figura 21 – Histograma de Exploração nº 1; Representação gráfica de amostras univariadas de dados quantitativos, mostrando o número de amostras de OPG nos seus respetivos intervalos.

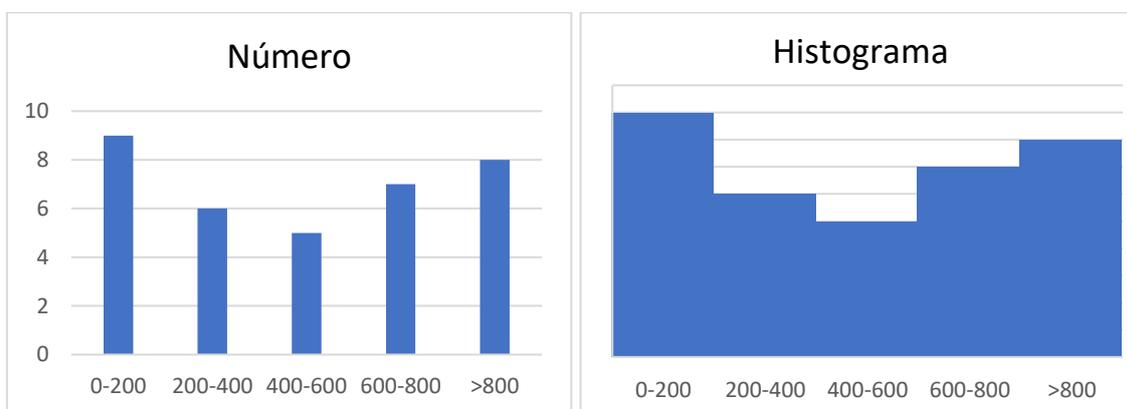


Figura 22 – Histograma da Exploração n° 2; gráfico que apresenta amostras univariadas de dados quantitativos, indicando o número de amostras de OPG em cada intervalo.

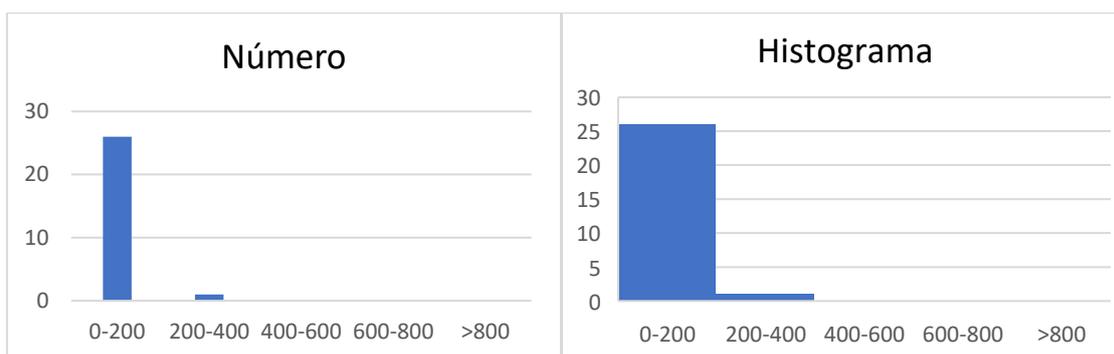


Figura 23 – Histograma da Exploração n° 3; representação gráfica de amostras univariadas com dados quantitativos, mostrando o número de amostras de OPG em cada intervalo.

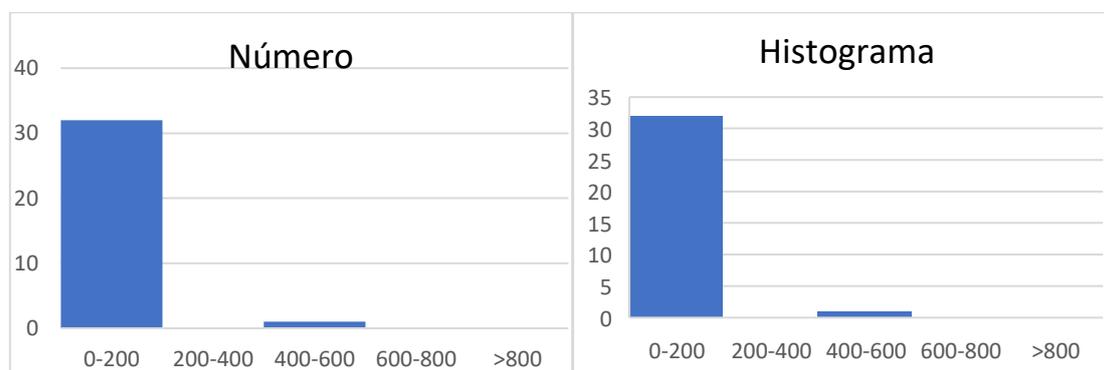


Figura 24 – Histograma da Exploração n° 4; Representação gráfica de amostras univariadas de dados quantitativos, mostrando o número de amostras de OPG em cada intervalo.

4. Frequências de OPG por exploração

A análise da distribuição das frequências das contagens de OPG (Ovos por Grama de Fezes) revela o padrão de concentração dos dados em vários intervalos de carga parasitária. As Tabelas 7 a 10 mostram a frequência absoluta, relativa e acumulada das contagens de OPG em cada exploração, enquanto os histogramas nas Figuras 22 a 25 também ilustram estes dados.

Tabela 7 - Representação tabular de amostras univariadas constituídas por dados quantitativos (contínuos): tabela de frequências. (exploração N° 1)

OPG-Intervalos	Número	Freq. Relativa (%)	Freq. Relativa acumulada (%)
0-200	11	35,48%	35,48%
200-400	9	29,03%	64,52%
400-600	3	9,68%	74,19%
600-800	1	3,23%	77,42%
>800	7	22,58%	100,00%
TOTAL	31	100,00%	100,00%

Tabela 8- Representação tabular de amostras univariadas constituídas por dados quantitativos (contínuos): tabela de frequências. (exploração N° 2)

OPG-intervalos	Número	Freq. Relativa (%)	Freq. Relativa acumulada (%)
0-200	9	25,71%	25,71%
200-400	6	17,14%	42,86%
400-600	5	14,29%	57,14%
600-800	7	20,00%	77,14%
>800	8	22,86%	100,00%
TOTAL	35	100,00%	100,00%

Tabela 9 - Representação tabular de amostras univariadas constituídas por dados quantitativos (contínuos): tabela de frequências. (exploração N° 3)

OPG-intervalos	Número	Freq. Relativa (%)	Freq. Relativa acumulada (%)
0-200	26	96,30%	96,30%
200-400	1	3,70%	100,00%
400-600	0	0,00%	100,00%
600-800	0	0,00%	100,00%
>800	0	0,00%	100,00%
TOTAL	27	100,00%	100,00%

Tabela 10 - Representação tabular de amostras univariadas constituídas por dados quantitativos (contínuos): tabela de frequências. (exploração N° 4).

OPG-intervalos	Número	Freq. Relativa (%)	Freq. Relativa acumulada (%)
0-200	32	96,97%	96,97%
200-400	0	0,00%	96,97%
400-600	1	3,03%	100,00%
600-800	0	0,00%	100,00%
>800	0	0,00%	100,00%
TOTAL	33	100,00%	100,00%

A distribuição de frequências em cada exploração corrobora a observação anterior:

- As Explorações n° 1 e n° 2, inseridas em sistema de produção extensivo, revelaram distribuições mais heterogêneas de OPG. Em ambas, cerca de 22% das amostras apresentaram valores superiores a 800 OPG, indicando uma maior dispersão nos níveis de excreção parasitária.
- Nas explorações sob sistema intensivo (Explorações n° 3 e 4), observou-se uma distribuição mais uniforme e concentrada em intervalos baixos. Mais de 96% das amostras apresentaram valores inferiores a 200 OPG, e não foi registada nenhuma amostra com valores superiores a 800 OPG.

Estas informações corroboram a eficácia do controlo sanitário em sistemas intensivos, relacionados a uma vigilância zootécnica mais rigorosa e a um risco reduzido de recontaminação.

5. Teste t de Student

Foi conduzida uma análise estatística através do teste t de Student com o objetivo de comparar os níveis médios de parasitismo (medidos por ovos por grama de fezes – OPG) entre os dois sistemas de produção avaliados: intensivo e extensivo. Esta análise procurou testar a hipótese nula (H_0), segundo a qual não existem diferenças significativas entre os sistemas de produção, contra a hipótese alternativa (H_1), que pressupõe a existência de

diferenças estatisticamente relevantes na carga parasitária consoante o tipo de manejo adotado.

Os resultados obtidos mostraram uma diferença média muito expressiva entre os grupos analisados: os animais mantidos em regime intensivo apresentaram valores médios de 53,8 OPG, enquanto os do regime extensivo atingiram uma média de 585,4 OPG. A aplicação do teste t indicou uma significância estatística com $p < 0,001$, permitindo rejeitar com confiança a hipótese nula.

Estes dados confirmam que o sistema de produção tem influência direta na intensidade das infeções parasitárias, reforçando a ideia de que o ambiente em que os animais se encontram – particularmente o contacto com o solo, a rotação de pastagens e a densidade populacional – desempenha um papel determinante na pressão de infeção por nematodes gastrointestinais. Este achado está em consonância com a literatura existente, nomeadamente com os trabalhos de Hoste *et al.* (2010) e Bowman (2021), que já indicavam que sistemas estabulados ou com manejo fechado tendem a interromper o ciclo biológico dos parasitas, reduzindo a reinfeção.

A significância estatística identificada nesta análise reforça a necessidade de adotar estratégias de controlo diferenciadas conforme o tipo de sistema de produção, evitando desparasitações sistemáticas em ambientes controlados e reforçando a vigilância epidemiológica em explorações com maior risco de exposição parasitária, como as extensivas.

6. Análise de Componentes Principais (PCA)

A Análise de Componentes Principais (PCA) é uma técnica estatística multivariada utilizada para reduzir a dimensionalidade de conjuntos de dados complexos, preservando ao máximo a variabilidade original. Ao transformar variáveis correlacionadas em um novo conjunto de variáveis não correlacionadas (componentes principais), a PCA facilita a visualização e a identificação de padrões e agrupamentos nos dados.

Na Figura 25, é apresentada a projecção dos dados nas duas primeiras componentes principais: PC1 (22,2%) e PC2 (12,7%), que juntas explicam 35% da variância total. A

análise evidenciou uma separação clara entre os sistemas de produção, especialmente o extensivo, que apresentou maior dispersão dos dados.

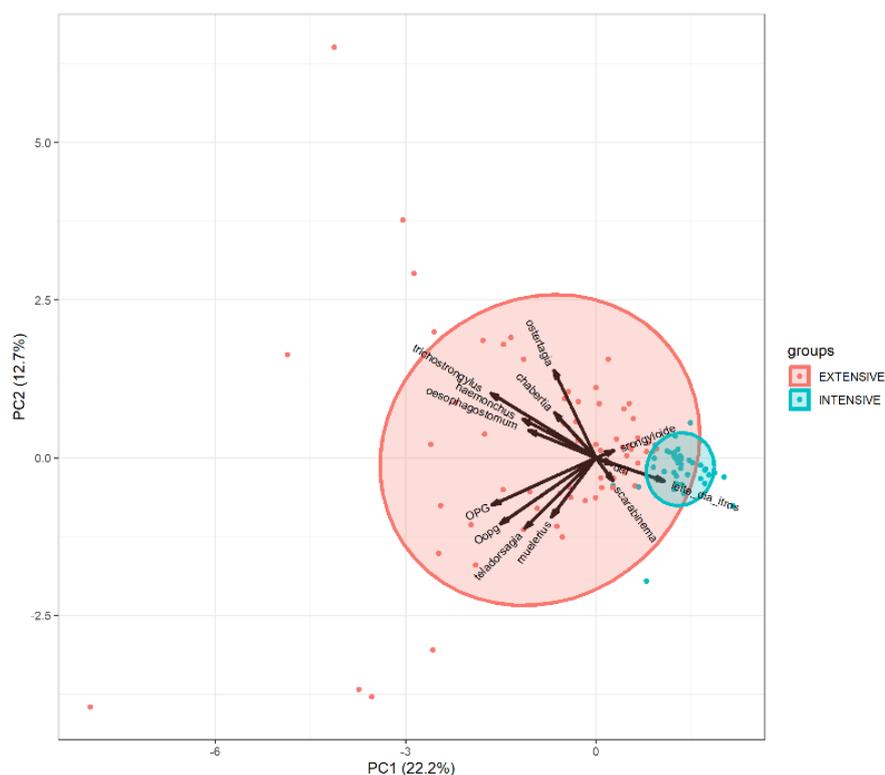


Figura 25 – Análise PC1 versus PC2

Os principais resultados observados foram:

- A PCA permitiu reduzir a complexidade dos dados e identificar padrões relacionados à variabilidade parasitária.
- A separação evidente entre os sistemas de produção nas componentes principais sugere que o tipo de exploração influencia significativamente a composição parasitária.
- A maior dispersão dos dados no sistema extensivo indica uma maior heterogeneidade, refletindo práticas de manejo menos uniformes.

Estes resultados destacam a importância do sistema de produção como fator chave na dinâmica parasitária observada.

7. ANOVA: fatores associados à carga parasitária

A análise de variância (ANOVA) é uma ferramenta estatística usada para comparar as médias de diferentes grupos, procurando determinar se uma ou mais variáveis independentes afetam significativamente uma variável de resposta.

No presente estudo, a ANOVA foi utilizada para identificar quais os fatores que impactam de modo significativo a carga parasitária de pequenos ruminantes, avaliada em ovos por grama de fezes (OPG). O objetivo principal foi verificar se o sistema de produção (intensivo versus extensivo) e outros fatores zootécnicos e ambientais contribuem decisivamente para a variação nos valores de OPG.

A hipótese nula (H_0) assume que não há diferenças relevantes entre os grupos, enquanto a hipótese alternativa (H_1) sugere que pelo menos um fator analisado influencia a variável de interesse. A Tabela 11 apresenta os resultados da ANOVA:

Tabela 11 – Resultados da análise de variância (ANOVA) para a variável resposta OPG

Fonte de variação	Graus de liberdade	Soma de quadrados	Quadrado médio	Estatística F	Valor p	Significância
Sistema de produção	1	7009948	7009948	25.9709	1.71e-06	***
Mês	2	1613459	806729	2.9888	0.0550	.
Quant. leite dia	1	41565	41565	0.1540	0.6956	
Nº dias em lactação	1	12120	12120	0.0449	0.8326	
Localidade	2	601792	300896	1.1148	0.3322	
Resíduos	97	26181840	269916			
Legenda: códigos de significância: *** $p < 0.001$; ** $p < 0.01$; * $p < 0.05$; . $p < 0.1$						

A ANOVA permitiu avaliar a contribuição de múltiplos fatores para o OPG:

Fator	Valor p	Interpretação
Sistema de produção	< 0.001	Altamente significativo
Mês da colheita	0.055	Tendência para significância
Quantidade de leite	0.696	Não significativo
Dias em lactação	0.833	Não significativo
Localidade	0.332	Não significativo (colinear)

A análise revelou que:

- O sistema de produção foi o fator mais influente, apresentando um valor de p altamente significativo ($p < 0.001$), o que indica uma forte associação entre o tipo de exploração (intensiva versus extensiva) e a carga parasitária (OPG).
- O mês da colheita mostrou uma tendência próxima da significância ($p = 0.055$), indicando que a época do ano pode afetar os níveis de parasitismo, embora de maneira menos definitiva.
- A quantidade de leite diária, o número de dias de lactação e a localidade não tiveram efeitos estatisticamente significativos sobre o OPG ($p > 0.3$ em todos os casos), sendo que a localidade pode estar a apresentar-se como colinear com outros fatores.

A análise de variância revelou que o sistema de produção é o principal determinante na variação do OPG. A época do ano, ou seja, o mês de colheita, pode exercer alguma influência, embora de forma marginalmente significativa. Estes resultados reforçam a importância do manejo na dinâmica das infecções parasitárias em pequenos ruminantes, salientando o impacto potencial das práticas de exploração na saúde animal.

8. Comparações de Tukey: Influência Sazonal (Mês)

Com o objetivo de avaliar o efeito da variável "mês" (maio, junho e julho) sobre a excreção de ovos parasitários (OPG), foi realizada uma análise de variância (ANOVA), seguida de um teste de comparações múltiplas de Tukey. Este teste estatístico é aplicado após a ANOVA sempre que se verificam diferenças significativas entre os grupos, permitindo a comparação de todas as combinações possíveis de pares de médias.

O objetivo é identificar com precisão entre quais meses ocorrem diferenças estatisticamente significativas, contribuindo para a detecção de eventuais tendências sazonais. Os resultados destas comparações encontram-se apresentados na Tabela 12.

Tabela 12 – comparações múltiplas de médias de Tukey com os diferentes meses em estudo

Comparação	Diferença (Diff)	Intervalo de Confiança (IC 95%)	Valor p (ajustado)	Significância
Maio vs julho	285.6	[6.7 ; 564,5]	0.0435	Significativo
Junho vs julho	130.9	[-184.5 ; 446,4]	0.5861	Não significativo
Maio vs junho	154.7	[-187.8 ; 497,1]	0.5319	Não significativo

Estes resultados sugerem influência sazonal na excreção de ovos parasitários:

- Apenas a comparação entre maio e julho revelou uma diferença estatisticamente significativa ($p = 0.0435$), com valores médios de OPG menores em julho.
- As comparações entre maio e junho, bem como junho e julho, não mostraram diferenças estatisticamente significativas.
- A grande variação entre maio e julho indica um efeito sazonal, possivelmente ligado a fatores ambientais, como:
 - Elevação da temperatura durante o verão.

- Diminuição da sobrevivência de larvas em pastagens secas e expostas ao calor.

Os resultados das comparações múltiplas (teste de Tukey) mostram que julho apresentou cargas parasitárias significativamente menores do que maio, indicando uma redução sazonal na excreção de ovos. Esta tendência pode estar relacionada a condições climáticas menos favoráveis à sobrevivência de larvas nas pastagens.

9. Considerações adicionais

Ao longo da análise, verificou-se como variáveis distintas influenciam a carga parasitária (OPG) nos caprinos. Contudo, algumas dessas variáveis apresentaram limitações estatísticas ou não demonstraram relevância clínica, como detalhado a seguir:

- Localidade: Embora tenha apresentado alguma variação nos dados, a variável mostrou-se colinear com o sistema de produção, não permitindo isolar o seu efeito de forma independente.
- OoPG (ovos por grama de fezes): Todos os valores observados foram inferiores a 10.000, sendo considerados baixos e sem relevância clínica ou parasitológica significativa.
- Raça dos animais: Esta variável não foi analisada de forma isolada, uma vez que apresentava forte associação com o tipo de sistema de produção, comprometendo a interpretação estatística independente do seu efeito.

10. Conclusão parcial

Os resultados destas análises mostram que o sistema de produção influencia significativamente a carga parasitária em caprinos, com os sistemas extensivos a apresentar valores médios de OPG consideravelmente mais altos. Embora baseados em práticas mais naturais, estes sistemas acarretam maior risco sanitário, especialmente em períodos do ano que favorecem a sobrevivência e transmissão de parasitas.

A época do ano (mês de colheita) apresentou uma tendência de afetar os níveis de excreção de ovos, indicando uma componente sazonal na dinâmica das infecções parasitárias. Variáveis como localidade e raça dos animais não foram analisadas isoladamente, devido à sua forte associação com o sistema de produção.

A combinação de testes estatísticos robustos — incluindo o teste t de Student, análise de componentes principais (PCA), ANOVA e comparações de Tukey — permitiu uma interpretação abrangente e fundamentada, oferecendo evidências científicas sólidas para orientar programas de desparasitação estratégica, monitorização periódica e gestão do risco sanitário em pequenos ruminantes.

4.1.2. Identificação de parasitas por cultura de fezes e coprologia qualitativa

A identificação dos parasitas presentes nas fezes dos caprinos constitui uma etapa importante para compreender a composição da carga parasitária e definir estratégias de controlo mais eficazes. A análise microscópica de amostras fecais permite não apenas quantificar os ovos presentes, mas também distinguir morfologicamente diferentes tipos de ovos e oocistos, o que oferece uma visão mais precisa das espécies parasitárias envolvidas.

No presente estudo, após a realização do método de McMaster e as coproculturas, procedeu-se à observação microscópica detalhada, através da qual foi possível identificar ovos com diferentes características morfológicas, compatíveis com géneros de nematodes e outros helmintes que afetam frequentemente ruminantes.

A Figura 26 ilustra alguns dos principais tipos de ovos observados nas amostras fecais analisadas. Estes incluem ovos do tipo strongilídeo (morfologia comum a vários géneros como *Haemonchus*, *Trichostrongylus*, *Teladorsagia*), bem como ovos de géneros mais específicos, como *Nematodirus* spp., *Strongyloides* spp., *Skrjabinema* spp., *Trichuris*

spp., *Toxocara* spp. e *Capillaria* spp.. Cada tipo de ovo apresenta dimensões e morfologia próprias, que, quando associadas a dados epidemiológicos e laboratoriais, contribuem para a identificação mais robusta dos parasitas presentes.

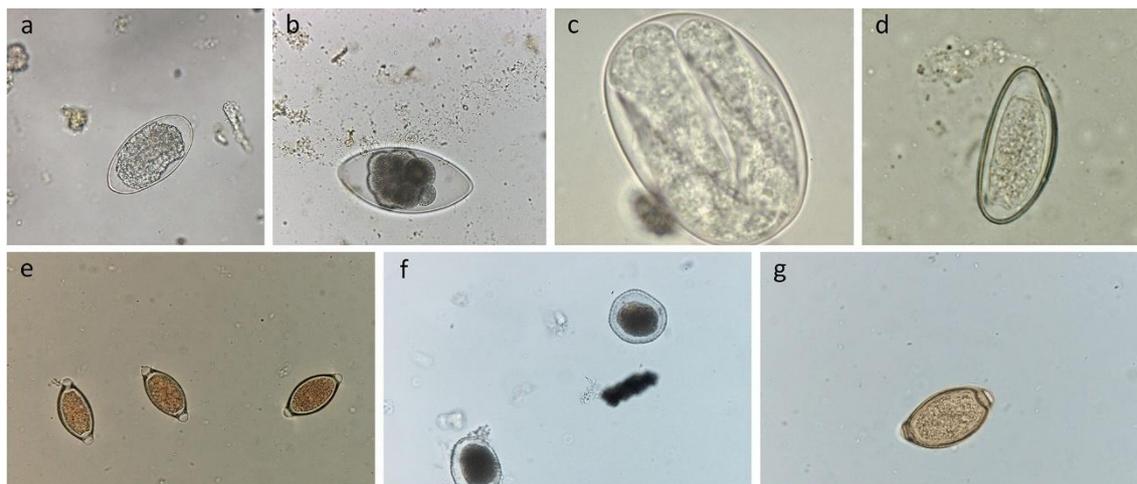


Figura 26 – Ovos de nematodes gastrointestinais de animais de produção, frequentemente observados em amostras de fezes. a) Ovo do tipo Strongyle, b) ovo de *Nematodirus* spp., c) ovo de *Strongyloides* spp., d) ovo de *Skrjabinema* spp., e) ovo de *Trichuris* spp., f) ovo de *Toxocara* spp., g) ovo de *Capillaria* spp. (Sabatini et al. 2023).

A correta identificação morfológica é particularmente útil em contextos de elevada diversidade parasitária, como os observados nas explorações em regime extensivo. Nestes casos, a diferenciação entre tipos de ovos permite orientar a escolha dos antiparasitários mais adequados, identificar eventuais resistências e ajustar os calendários de tratamento.

Além disso, a presença de ovos típicos de parasitas menos frequentes, como *Skrjabinema*, pode levantar questões adicionais sobre o manejo higiossanitário e a presença de hospedeiros alternativos ou fontes externas de contaminação. Assim, a identificação morfológica não só complementa os dados quantitativos (OPG), como também aprofunda a compreensão do risco sanitário associado a cada tipo de exploração.

1. Análise da composição parasitária por exploração

Com o objetivo de avaliar a diversidade parasitária em distintos sistemas de produção caprina, foram realizadas coproculturas em amostras fecais provenientes de quatro explorações com características produtivas diferenciadas: duas em regime extensivo (Explorações nº 1 e 2) e duas em regime intensivo (Explorações nº 3 e 4).

A Tabela 13 apresenta a frequência absoluta e a percentagem relativa de larvas de diferentes géneros de estrongilídeos identificadas em cada exploração.

Tabela 13: Frequência e percentagem de géneros parasitários identificados por coproculturas

Género strongilóide	Expl 1	% expl 1	Expl 2	% expl 2	Expl 3	% expl 3	Expl 4	% expl 4	Total	% total
<i>Trichostrongylus</i>	167	65%	69	46%	0	0%	0	0%	236	38%
<i>Chabertia</i>	11	4%	43	29%	0	0%	0	0%	54	9%
<i>Haemonchus</i>	11	4%	20	13%	0	0%	0	0%	31	5%
<i>Oesophagostomum</i>	11	4%	9	6%	0	0%	0	0%	20	3%
<i>Teladorsagia</i>	51	20%	6	4%	0	0%	0	0%	57	9%
<i>Muelerius</i>	6	2%	0	0%	0	0%	0	0%	6	1%
<i>Skrjabinema</i>	0	0%	2	1%	187	93%	8	100%	197	32%
<i>Strongyloides</i>	0	0%	0	0%	14	7%	0	0%	14	2%
TOTAL	257	100%	149	100%	201	100%	8	100%	615	100%

A análise revela diferenças marcantes na composição parasitária entre os dois tipos de sistema de produção. Nas explorações em regime extensivo (Explorações nº 1 e 2), predominam os géneros *Trichostrongylus*, *Teladorsagia*, *Chabertia* e *Haemonchus*, que juntos representam mais de 90% das larvas identificadas. Estes géneros estão associados a ambientes com acesso a pastagem, onde as condições ambientais favorecem a sobrevivência e disseminação das formas infetantes (L₃).

Em contraste, nas explorações intensivas (Explorações nº 3 e 4), a presença de géneros tradicionalmente associados ao pastoreio foi praticamente nula. Nestas explorações, os géneros predominantes foram *Skrjabinema* (93% e 100%) e, em menor proporção,

Strongyloides (7%), parasitas cuja transmissão pode ocorrer por via transcutânea ou fecal-oral direta, mais compatíveis com ambientes estabulados e de maior densidade animal.

O género *Trichostrongylus* foi o mais frequente nas explorações extensivas, representando 38% do total de larvas identificadas no estudo, enquanto o género *Skrjabinema*, predominante no intensivo, representou 32% do total geral. Estes dados sugerem que o tipo de sistema de produção influencia fortemente o perfil parasitário dominante, o que pode ter implicações importantes na definição de estratégias de controlo específicas para cada contexto produtivo.

Em suma, os resultados das coproculturas demonstram que os sistemas extensivos apresentam maior diversidade de géneros e predominância de parasitas clássicos de pastagem, enquanto os sistemas intensivos apresentam um perfil parasitário mais restrito, dominado por géneros compatíveis com ambientes fechados. Estes dados reforçam a importância de adaptar os programas de vigilância e controlo parasitológico às particularidades de cada sistema de produção, considerando não só a carga parasitária total mas também a composição da comunidade parasitária.

2. Influência do género parasitário na carga de ovos por grama (OPG)

Para entender a variação na carga parasitária dos animais estudados, foi avaliado o impacto do género parasitário no número de ovos por grama de fezes (OPG). A análise foi feita usando uma análise de variância (ANOVA), considerando o valor de OPG como variável de resposta e o tipo de parasita como fator explicativo.

Os resultados na Tabela 14 mostram que o género parasitário exerce uma influência estatisticamente significativa sobre os valores de OPG ($p < 0,001$). A estatística F (5,32) e a alta significância estatística (***, $p = 1,82 \times 10^{-6}$) indicam diferenças reais nas médias de OPG entre os diferentes géneros de nematodes gastrointestinais.

Tabela 14 - Análise de variância (ANOVA) para a variável resposta OPG, com base no género parasitário

Fonte de variação	Df	Soma dos Quadrados	Quadrado médio	F-value	p-valor	Significância
Parasita	8	849.5	106.192	5.324	1.82x10 ⁻⁶	***
Res	585	11669.3	19.947			

Signif. codes: 0 " 0.001 " 0.01 " 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Embora a maior parte da variabilidade total ainda seja explicada pelos resíduos (ou seja, por outros fatores não incluídos nesta análise), a variável "Parasita" destacou-se como o fator isolado mais influente entre os avaliados, justificando a continuidade da análise com testes de comparações múltiplas.

Estes resultados são relevantes do ponto de vista prático, uma vez que demonstram que nem todos os parasitas têm o mesmo impacto sobre a carga parasitária total dos animais. Assim, as estratégias de controlo sanitário e desparasitação devem considerar não apenas a presença de infeções parasitárias, mas também a composição específica da fauna parasitária.

3. Análise estatística: diferenças entre parasitas

Para identificar diferenças estatisticamente significativas entre os géneros parasitários identificados nas amostras fecais, foi aplicado o teste de Tukey como método de comparação múltipla após análise de variância (ANOVA). Este teste permite verificar quais pares de géneros apresentam médias de OPG significativamente distintas, fornecendo intervalos de confiança e p-valores ajustados para controlar o erro tipo I.

A Tabela 15 apresenta os resultados das comparações par a par entre os principais géneros encontrados, destacando as combinações com diferenças estatisticamente significativas ($p < 0,05$), evidenciadas na última coluna. Estes dados são fundamentais para compreender a variabilidade na eliminação de ovos entre géneros e apoiar estratégias de controlo seletivo com base na composição parasitária dominante.

Tabela 15 - Teste de Tukey para comparação de médias de OPG entre géneros parasitários

Comparação	Diferença	Limite Inferior	Limite Superior	p-valor ajustado	Significativo (p < 0.05)
<i>Haemonchus</i> - <i>Chabertia</i>	-0,318	-2,739	2,102	0,999978	
<i>Muelerius</i> - <i>Chabertia</i>	-0,697	-3,118	1,724	0,993125	
<i>Oesophagostomum</i> - <i>Chabertia</i>	-0,485	-2,905	1,936	0,999476	
<i>Teladorsagia</i> - <i>Chabertia</i>	-0,409	-2,83	2,012	0,999853	
<i>Skrjabinema</i> - <i>Chabertia</i>	2,197	-0,224	4,618	0,110085	
<i>Strongyloides</i> - <i>Chabertia</i>	-0,576	-2,996	1,845	0,998177	
<i>Teladorsagia</i> - <i>Chabertia</i>	-0,303	-2,724	2,118	0,999985	
<i>Trichostrongylus</i> - <i>Chabertia</i>	2,667	0,246	5,087	0,018551	Sim
<i>Muelerius</i> - <i>Haemonchus</i>	-0,379	-2,799	2,042	0,999918	
<i>Oesophagostomum</i> - <i>Haemonchus</i>	-0,167	-2,587	2,254	1	
<i>Teladorsagia</i> - <i>Haemonchus</i>	-0,091	-2,512	2,33	1	
<i>Skrjabinema</i> - <i>Haemonchus</i>	2,515	0,095	4,936	0,034669	Sim
<i>Strongyloide</i> - <i>Haemonchus</i>	-0,258	-2,678	2,163	0,999996	
<i>Teladorsagia</i> - <i>Haemonchus</i>	0,015	-2,405	2,436	1	
<i>Trichostrongylus</i> - <i>Haemonchus</i>	2,985	0,564	5,405	0,004316	Sim
<i>Oesophagostomum</i> - <i>Muelerius</i>	0,212	-2,209	2,633	0,999999	
<i>Teladorsagia</i> - <i>Muelerius</i>	0,288	-2,133	2,709	0,99999	
<i>Skrjabinema</i> - <i>Muelerius</i>	2,894	0,473	5,315	0,006674	Sim
<i>Strongyloide</i> - <i>Muelerius</i>	0,121	-2,299	2,542	1	
<i>Teladorsagia</i> - <i>Muelerius</i>	0,394	-2,027	2,815	0,999889	
<i>Trichostrongylus</i> - <i>Muelerius</i>	3,364	0,943	5,784	0,0006	Sim
<i>Teladorsagia</i> - <i>Oesophagostomum</i>	0,076	-2,345	2,496	1	
<i>Skrjabinema</i> - <i>Oesophagostomum</i>	2,682	0,261	5,102	0,017382	Sim
<i>Strongyloides</i> - <i>Oesophagostomum</i>	-0,091	-2,512	2,33	1	
<i>Teladorsagia</i> - <i>Oesophagostomum</i>	0,182	-2,239	2,602	1	
<i>Trichostrongylus</i> - <i>Oesophagostomum</i>	3,152	0,731	5,572	0,001867	Sim
<i>Skrjabinema</i> - <i>Teladorsagia</i>	2,606	0,185	5,027	0,023956	Sim
<i>Strongyloides</i> - <i>Teladorsagia</i>	-0,167	-2,587	2,254	1	
<i>Teladorsagia</i> - <i>Teladorsagia</i>	0,106	-2,315	2,527	1	
<i>Trichostrongylus</i> - <i>Teladorsagia</i>	3,076	0,655	5,496	0,002749	Sim
<i>Strongyloide</i> - <i>Skrjabinema</i>	-2,773	-5,193	-0,352	0,011655	Sim
<i>Teladorsagia</i> - <i>Skrjabinema</i>	-2,5	-4,921	-0,079	0,036811	Sim
<i>Trichostrongylus</i> - <i>Skrjabinema</i>	0,47	-1,951	2,89	0,999586	
<i>Teladorsagia</i> - <i>Strongyloide</i>	0,273	-2,148	2,693	0,999994	
<i>Trichostrongylus</i> - <i>Strongyloide</i>	3,242	0,822	5,663	0,001159	Sim
<i>Trichostrongylus</i> - <i>Teladorsagia</i>	2,97	0,549	5,39	0,004646	Sim

Os resultados revelaram diferenças estatisticamente significativas em vários pares de géneros parasitários, nomeadamente:

- O género *Trichostrongylus* apresentou valores de OPG significativamente superiores aos observados para *Haemonchus*, *Chabertia*, *Teladorsagia*, *Muelearius* e *Skrjabinema* ($p < 0,05$), destacando-se como um dos principais contribuintes para a carga parasitária global observada.
- O género *Skrjabinema* também mostrou diferenças significativas relativamente a *Oesophagostomum*, *Strongyloides* e *Teladorsagia*, apesar de os seus valores médios de OPG serem, em geral, inferiores.
- Adicionalmente, observaram-se diferenças significativas entre *Trichostrongylus* e *Strongyloides*, bem como entre *Trichostrongylus* e *Teladorsagia*, reforçando o seu impacto relativo na dinâmica parasitária dos animais estudados.

Estes dados sugerem que determinados géneros parasitários contribuem de forma mais expressiva para a eliminação de ovos, sendo particularmente relevante a predominância de *Trichostrongylus* em termos de carga parasitária média. A análise estatística confirma que a distribuição dos parasitas não é homogénea e que certos géneros podem apresentar maior potencial de patogenicidade, devendo ser alvo preferencial em estratégias de controlo seletivo.

Contudo, importa ressaltar que a robustez destas conclusões pode estar limitada pelo número de amostras analisadas e pela duração do período de colheita, que não abrange todo o ciclo sazonal anual. Ainda assim, os resultados obtidos oferecem um contributo relevante para a caracterização da fauna parasitária em caprinos e para a definição de intervenções sanitárias mais dirigidas.

4. Taxa de eclosão dos ovos

Foram também analisadas as taxas de eclosão dos ovos de nematodes gastrointestinais, por género parasitário, cujos resultados se encontram apresentados na Tabela 16. Esta

análise permitiu avaliar a viabilidade dos ovos observados em coproculturas e identificar quais os géneros com maior capacidade de desenvolvimento larvar em condições laboratoriais.

Tabela 16 - Percentagem de eclosão dos ovos por género

Géneros	Perc_intervalos	
	[0,0.1]	[0.1,0.2]
<i>Chabertia</i>	0	0
<i>Haemonchus</i>	0	0
<i>Muelerius</i>	0	0
<i>Oesophagostomum</i>	0	0
<i>Teladorsagia</i>	0	0
<i>Skrjabinema</i>	0	0
<i>Strongyloides</i>	0	0
<i>Teladorsagia</i>	0	0
<i>Trichostrongylus</i>	50	16

Conforme ilustrado na Figura 27, o género *Trichostrongylus* foi o único a apresentar valores expressivos de eclosão, com 50% dos casos concentrados no intervalo de [0, 0.1] e 16% no intervalo de [0.1, 0.2]. Todos os restantes géneros parasitários identificados apresentaram uma taxa de eclosão nula nos intervalos analisados

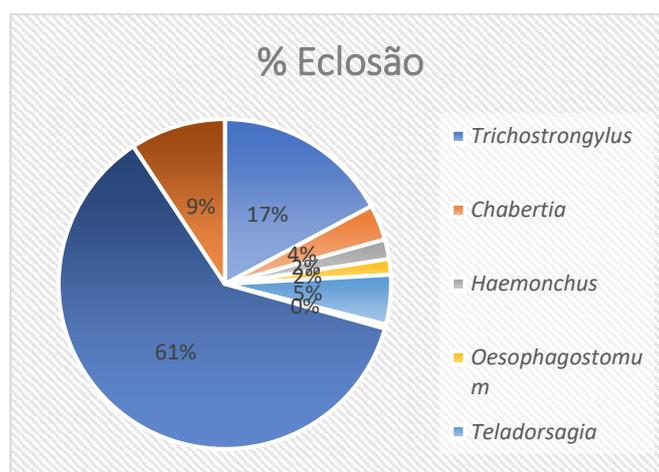


Figura 27 – Taxa de eclosão dos diferentes nematodes gastrointestinais

Este resultado pode indicar que os ovos de *Trichostrongylus* possuem maior viabilidade e resistência em condições ambientais simuladas em laboratório, o que é consistente com a sua frequência como gênero predominante nas coproculturas realizadas no presente estudo. A elevada taxa de eclosão sugere também uma maior capacidade de perpetuação do ciclo biológico deste gênero em ambientes extensivos, reforçando a sua importância epidemiológica em sistemas de produção com acesso a pastagem.

A ausência de eclosão nos outros gêneros pode estar associada a diversos fatores, como estado de degeneração dos ovos, condições subótimas para eclosão, tempo de conservação até à cultura, ou mesmo à baixa viabilidade intrínseca dos ovos no momento da colheita. Estes dados reforçam a necessidade de considerar não apenas a presença de ovos nos exames coprológicos, mas também a sua viabilidade e potencial de eclosão, como indicadores de risco parasitário real para o rebanho.

5. Relação entre o OPG, produção de leite e o gênero parasitário

A Tabela 17 apresenta os valores médios referentes ao número de larvas identificadas por coprocultura, à contagem média de ovos por grama de fezes (OPG) e à produção média diária de leite (em litros), discriminados por gênero parasitário.

Tabela 17 - Relação entre gêneros parasitários, OPG e produção de leite

Gêneros estrogilios	Média nº larvas	Média de OPG	Médios litros dia
<i>Trichostrongylus</i>	5,56	669,39	0,59
<i>Chabertia</i>	2,74	742,89	0,64
<i>Haemonchus</i>	2,38	830,77	0,61
<i>Oesophagostomun</i>	1,43	850,71	0,64
<i>Teladorsagia</i>	2,85	693,00	0,60
<i>Muelerius</i>	1,50	755,00	0,52
<i>Skryabinema</i>	10,37	81,31	1,50
<i>Strongyloides</i>	4,67	35,00	1,80

Apesar da variação observada entre os gêneros parasitários identificados, não se verificou uma correlação direta entre a média de OPG e a produção diária de leite. Gêneros como

Haemonchus e *Oesophagostomum* apresentaram as contagens médias de OPG mais elevadas (>800 OPG), mas os seus valores de produção leiteira mantiveram-se dentro da média geral das explorações, sugerindo que a simples presença ou predominância de um género não determina, por si só, uma queda significativa na produtividade.

Pelo contrário, géneros com menor expressão em termos de carga parasitária, como *Strongyloides* e *Skrjabinema*, estiveram associados às maiores médias de produção leiteira (1,80 L/dia e 1,50 L/dia, respetivamente), apesar de apresentarem baixíssimos valores de OPG. Este resultado pode indicar que estes parasitas têm menor impacto clínico, ou que predominam em explorações com melhor manejo nutricional e sanitário, favorecendo maior rendimento leiteiro.

Adicionalmente, o género *Skrjabinema*, embora associado ao maior número médio de larvas identificadas por coprocultura (10,37), apresentou carga parasitária baixa (81,31 OPG), sugerindo que o seu impacto produtivo pode ser marginal. A ausência de uma tendência clara entre número de larvas, OPG e produção reforça a complexidade da interação entre o parasitismo e o desempenho produtivo dos caprinos.

Estes dados sugerem que a carga parasitária total (OPG global) poderá ser um indicador mais relevante para decisões sanitárias do que a simples identificação do género predominante, sendo necessária uma abordagem integrada que considere o contexto produtivo, o estado nutricional e o sistema de manejo de cada exploração.

6. Comparação de sistemas de produção

A Tabela 18 apresenta a comparação entre os sistemas de produção caprina extensivo e intensivo, com base em quatro parâmetros principais: contagem média de ovos de nematodes gastrointestinais (OPG), produção média diária de leite, contagem de oocistos de coccídeos (OoPG) e número médio de dias em lactação (DEL).

Tabela 18 - Comparação entre sistemas extensivo e intensivo

Sistema de produção	OPG médio	Produção média (l/d)	OoPG médio	Dias em Lactação (DEL)
Extensivo	585,4	0,58	831,2	186
Intensivo	53,8	1,69	323,2	256

Os resultados evidenciam diferenças marcantes entre os dois modelos. No regime extensivo, a carga parasitária foi consideravelmente superior (585,4 OPG), comparativamente ao regime intensivo (53,8 OPG). Também a carga de oocistos foi mais elevada no extensivo (831,2 OoPG vs. 323,2 OoPG), o que sugere maior exposição ambiental e risco de coinfeções parasitárias.

Relativamente ao desempenho produtivo, as explorações intensivas apresentaram valores mais elevados tanto na produção média diária de leite (1,69 L/dia vs. 0,58 L/dia) como na duração média da lactação (256 dias vs. 186 dias). Estes dados refletem a influência do manejo, da genética e do controlo sanitário no desempenho zootécnico dos animais.

Os resultados obtidos demonstram, de forma clara, que o sistema intensivo está associado a menor pressão parasitária e melhor desempenho produtivo, enquanto o regime extensivo apresenta maiores desafios sanitários, exigindo estratégias de controlo mais rigorosas e adaptadas à realidade de campo.

7. Considerações finais

A carga parasitária foi avaliada principalmente com base na contagem de ovos do tipo estrombilídeo, grupo morfológicamente semelhante que inclui diversos géneros de nematodes gastrointestinais, como *Haemonchus*, *Trichostrongylus*, *Teladorsagia* e *Oesophagostomum*. Para a classificação da intensidade das infeções, adotaram-se como referência limiares clínicos de 800 OPG (ovos por grama de fezes) e 2000 OoPG (oocistos por grama, no caso de coccídeas).

Verificou-se ainda uma correlação positiva entre a presença de ovos do tipo estrongilídeo e oocistos de coccídeos, sugerindo a ocorrência de coinfeções em alguns animais. Esta coexistência pode representar um desafio adicional na gestão sanitária, sobretudo em sistemas de produção com maior pressão ambiental.

As análises laboratoriais e estatísticas realizadas demonstraram ser ferramentas fundamentais para a quantificação objetiva da carga parasitária e para a orientação de estratégias de controlo mais eficazes e adaptadas aos diferentes modelos de produção caprina. Estes resultados reforçam a importância de um acompanhamento coprológico regular como base para decisões terapêuticas mais sustentadas.

4.2. Discussão dos resultados

Os resultados obtidos neste estudo evidenciam, de forma estatisticamente significativa, que o sistema de produção exerce uma influência determinante na carga parasitária dos caprinos. As explorações intensivas apresentaram uma média de apenas 53,8 OPG, contrastando fortemente com as 585,4 OPG observadas nas explorações em regime extensivo ($p < 0,001$). Esta diferença reforça as conclusões de Hoste *et al.* (2010), que associam ambientes estabulados, característicos do intensivo, à redução da exposição dos animais às larvas infetantes (L_3), uma vez que estes sistemas limitam o acesso às pastagens, quebrando o ciclo biológico dos nematodes gastrointestinais (NGI).

Bowman (2021) confirma esta lógica, apontando que em ambientes fechados com ausência de pastoreio e o controlo rigoroso das condições sanitárias dificultam a reinfeção, embora alerte para os riscos de acumulação de ovos e larvas se não forem adotadas práticas rigorosas de higiene, especialmente em sistemas de elevada densidade populacional. De acordo com estes autores, o presente estudo confirma e aprofunda estas conclusões: os sistemas intensivos, desde que bem geridos, permitem uma redução substancial da carga parasitária, tornando possível adotar abordagens mais seletivas e menos frequentes no uso de anti-helmínticos.

Neste contexto, destaca-se a pertinência da desparasitação seletiva como estratégia racional, já defendida por Kaplan & Vidyashankar (2012), sobretudo face ao crescimento da resistência antiparasitária globalmente reportada. Este modelo de intervenção, baseado em diagnósticos coprológicos e tratamento apenas de animais com cargas elevadas, surge como alternativa viável ao uso indiscriminado de fármacos, especialmente em sistemas intensivos.

Em paralelo, a variável “mês” demonstrou impacto marginal, mas observável, na carga parasitária, com reduções progressivas de OPG entre maio e julho. Este padrão sazonal está alinhado com os trabalhos de Michel (1974) e Bowman (2021), que associam as condições climáticas mais secas e quentes do verão à menor sobrevivência das larvas no

solo e pastagens. No entanto, o estudo não integrou variáveis ambientais (como temperatura, humidade ou tipo de solo), o que constitui uma limitação importante. Futuros trabalhos que aliem a componente parasitológica à análise ambiental poderão elucidar melhor a influência dos fatores ecológicos na dinâmica sazonal das infeções.

No que respeita à produção de leite, não se verificou uma correlação estatisticamente significativa com a carga parasitária (OPG), o que difere das conclusões de Hoste *et al.* (2005) e Rinaldi *et al.* (2007), que documentaram perdas de produção mesmo em infeções subclínicas. Esta discrepância pode dever-se à ausência de análise qualitativa do leite (gordura, proteína, lactose) e à não distinção entre os efeitos da carga parasitária e outros fatores de produção (genética, alimentação, manejo). Assim, não se exclui que infeções leves possam afetar parâmetros não avaliados no presente trabalho, o que justifica investigações futuras com métricas produtivas mais abrangentes.

A diversidade de géneros parasitários identificados foi maior nas explorações extensivas, onde predominavam *Trichostrongylus*, *Haemonchus*, *Teladorsagia* e *Chabertia*, o que confirma o impacto do pastoreio na exposição parasitária. A análise de variância (ANOVA) demonstrou que o género do parasita tem influência significativa nos valores de OPG ($p < 0,001$), com *Trichostrongylus* a destacar-se como o género com maior excreção e viabilidade larvar, de acordo com os valores de coprocultura e taxa de eclosão. Estes resultados reforçam a necessidade de adaptar os protocolos de tratamento não apenas à carga total, mas também à composição específica da comunidade parasitária, como defendido por Bowman (2021) e Zanzani *et al.* (2020).

Foi ainda observada uma correlação entre a presença de ovos de NGI e oocistos de coccídeos (OoPG), sugerindo a existência de coinfeções. No entanto, os valores médios de OoPG mantiveram-se abaixo dos 2000 OoPG, e em nenhum caso excederam o limiar clínico de 10.000, definido por Soulsby (1987) e Madeira de Carvalho (2001). Assim, não se observaram efeitos significativos destas infeções nos animais adultos analisados. No entanto, segundo Sylvester *et al.* (2018), em animais jovens, as coccidioses podem ter impacto clínico relevante, o que aponta para a importância de monitorizar esta infeção em grupos mais suscetíveis.

Por fim, a análise de componentes principais (PCA) revelou uma separação clara entre os sistemas de produção, tanto na dispersão dos dados como na carga parasitária associada, confirmando que o tipo de exploração influencia diretamente os perfis epidemiológicos. A componente visual desta análise reforça a validade dos dados estatísticos e sugere que o tipo de manejo deve ser considerado como variável chave em qualquer programa de controlo parasitológico.

5. Conclusões

O presente estudo teve como objetivo avaliar a prevalência e intensidade de infeções por parasitas gastrointestinais em caprinos, com foco na comparação entre os sistemas de produção intensivo e extensivo, em explorações localizadas no Norte Alentejano e no Ribatejo. Através da quantificação da carga parasitária, medida por ovos por grama de fezes (OPG), da identificação dos géneros parasitários presentes por coprocultura, e da análise de indicadores zootécnicos como a produção de leite, foram obtidos dados relevantes que permitem fundamentar estratégias mais eficazes e sustentáveis de controlo parasitológico.

As principais conclusões do estudo são:

1. O sistema de produção demonstrou ser o principal determinante da carga parasitária. Os caprinos criados em regime extensivo apresentaram valores médios de OPG mais de dez vezes superiores aos dos animais em regime intensivo ($p < 0,001$). Este resultado confirma que o acesso ao pastoreio e ao solo, característico do extensivo, expõe os animais a maiores níveis de contaminação com formas infetantes (Baudinette, O’Handley, & Trengove, 2022; Sutherland & Scott, 2010;).
2. Em sistemas intensivos, a baixa carga parasitária observada sugere que a desparasitação sistemática pode ser substituída por abordagens seletivas. A aplicação de protocolos baseados em diagnóstico coprológico permite reduzir os custos com tratamentos, evitar o uso excessivo de anti-helmínticos e retardar o desenvolvimento de resistências (Kaplan & Vidyashankar, 2012).
3. A diversidade de géneros parasitários foi substancialmente maior nas explorações extensivas. O género *Trichostrongylus* foi o mais frequente e apresentou os maiores valores médios de OPG e de taxa de eclosão larvar. Estes dados reforçam a necessidade de programas de controlo seletivo adaptados à composição específica da fauna parasitária local, e de testes periódicos de eficácia dos fármacos utilizados (Sutherland & Scott, 2010).

4. Não foi observada uma correlação estatisticamente significativa entre a carga parasitária e a produção média de leite. Contudo, a ausência de dados qualitativos do leite limita a interpretação desta relação. Recomenda-se que estudos futuros integrem indicadores como teor de gordura, proteína, lactose e contagem de células somáticas, para melhor avaliar o impacto económico e sanitário das infeções subclínicas (Hoste *et al.*, 2005; Kaplan & Vidyashankar, 2012).
5. A variável "mês" teve um efeito marginalmente significativo ($p \approx 0,05$) sobre os valores de OPG, com tendência para redução nos meses mais quentes. Este padrão está em conformidade com a literatura, que indica uma menor sobrevivência das larvas infetantes (L_3) no solo durante períodos de maior temperatura e menor humidade (Michel, 1974; Sutherland & Scott, 2010).
6. As contagens de oocistos de coccídeos (OoPG) foram, em geral, baixas, sugerindo um impacto clínico reduzido da coccidiose em caprinos adultos. Embora tenha sido observada uma possível coinfeção com NGI, não foram detetadas implicações clínicas ou produtivas. No entanto, esta questão pode ser mais relevante em animais jovens, como cabritos ao desmame, sendo recomendável a realização de estudos específicos nestas faixas etárias (Soulsby, 1987; Sylvester *et al.*, 2018).
7. A análise estatística multivariada (PCA) reforçou a distinção entre os sistemas de produção, revelando uma clara separação dos dados parasitológicos, tanto em termos de carga como de diversidade de géneros. Estes resultados apontam para a necessidade de estratégias de controlo diferenciadas e personalizadas para cada modelo produtivo, respeitando a sua especificidade ecológica e sanitária.

Em síntese, o estudo confirma que o tipo de sistema de produção influencia profundamente a dinâmica parasitária nos caprinos e deve ser considerado como fator central na definição de planos sanitários. A integração de práticas de vigilância epidemiológica, diagnóstico laboratorial e uso racional de fármacos antiparasitários é essencial para garantir a sustentabilidade da produção caprina e reduzir os riscos associados à resistência parasitária e ao bem-estar animal.

6. Considerações finais e recomendações

O presente estudo fornece uma análise abrangente da situação parasitária em caprinos, com base em dados laboratoriais (OPG, coproculturas e taxas de eclosão), indicadores produtivos (produção leiteira e dias em lactação) e práticas de manejo adotadas em quatro explorações distintas, situadas em diferentes concelhos do Alentejo e do Ribatejo. A comparação entre sistemas de produção extensivo e intensivo revelou diferenças significativas na carga parasitária, composição das comunidades parasitárias e desempenho zootécnico, reforçando a influência do tipo de manejo na dinâmica das infeções por nematodes gastrointestinais (NGI) e coccídeas.

As explorações em regime extensivo apresentaram maior diversidade de géneros parasitários e maiores cargas médias de OPG e OoPG, refletindo uma maior exposição ambiental às formas infetantes. Por outro lado, as explorações intensivas, embora apresentando uma carga parasitária reduzida, revelaram a presença de géneros adaptados ao ambiente estabulado, como *Skrjabinema* e *Strongyloides*. A análise estatística evidenciou diferenças significativas entre géneros, com destaque para *Trichostrongylus*, que apresentou os valores de OPG mais elevados e maiores taxas de eclosão, indicando a sua importância epidemiológica no contexto estudado.

Do ponto de vista produtivo, os dados demonstram uma correlação inversa entre carga parasitária e produção de leite, sendo o sistema intensivo associado a melhor desempenho. Contudo, ressalvam-se limitações como o número reduzido de explorações avaliadas, a variabilidade nas práticas de manejo e a ausência de dados longitudinais, que limitam a generalização dos resultados.

Ainda assim, o estudo fornece contributos importantes para a compreensão da epidemiologia parasitária em caprinos e permite formular um conjunto de recomendações práticas para a promoção de um controlo mais sustentável e eficaz das parasitoses gastrointestinais:

Para investigação futura:

- Expandir os estudos a outras regiões e sistemas produtivos, incluindo amostras mais representativas;
- Realizar estudos longitudinais, integrando dados zootécnicos (produção de leite, ganho de peso, condição corporal) e parasitológicos;
- Investigar abordagens alternativas ao controlo convencional, como a suplementação com compostos naturais antiparasitários, seleção genética para resistência e estratégias de manejo regenerativo (Kaplan & Vidyashankar, 2012);
- Incluir a análise do microbioma intestinal como fator modulador da resistência e da expressão clínica das infeções parasitárias.

Para aplicação em campo:

- Implementar monitorizações periódicas da carga parasitária (OPG), para deteção precoce de surtos e avaliação da eficácia dos tratamentos;
- Evitar desparasitações sistemáticas, especialmente em sistemas intensivos, favorecendo o uso de diagnósticos coprológicos para suportar a decisão terapêutica;
- Assegurar uma gestão sanitária rigorosa, com remoção e destino adequado das fezes, higiene nas zonas de alimentação e repouso, e controlo do acesso a áreas potencialmente contaminadas;
- Promover a rotação de pastagens, como medida de redução da carga larvar ambiental;
- Aplicar a desparasitação seletiva, tratando apenas os animais com maior carga parasitária e mantendo uma proporção não tratada (20%) para preservar a suscetibilidade da população parasitária (Kaplan & Vidyashankar, 2012);
- Apostar na seleção genética e nutrição adequada, como suporte à resistência natural e reforço imunológico dos animais;
- Garantir acompanhamento veterinário regular e definição de planos de controlo adaptados à realidade de cada exploração.
-

Estas ações, quando integradas, permitem melhorar o bem-estar dos animais, preservar a eficácia dos antiparasitários disponíveis e promover a sustentabilidade da produção caprina, em linha com as exigências atuais da saúde pública, da segurança alimentar e da produção animal responsável.

7. Bibliografía

- Acedo CSC, Campillo MC. (2003). *Enfermedades parasitarias del ganado ovino y caprino*. Madrid: Ediciones Gea. <https://dialnet.unirioja.es/servlet/libro?codigo=859010>.
- Alves da Silva I, Gomes dos Santos AC, Borges JO, Silva MIS (2017). *Helminths gastrintestinais em caprinos naturalmente infetados na Ilha de São Luís, MA, Brasil*. *Scientia Agraria Paranaensis*. 16(3):347–52. <https://doi.org/10.18188/1983-1471/sap.v16n3p347-352>
- Andrade CR. (2013). *Raça Charnequeira*. In: Direção-Geral de Alimentação e Veterinária, editor. *Raças Autóctones Portuguesas*. Lisboa: DGAV.
- Andrade L, Martínez JM, López M. (2004). *Producción caprina en sistemas intensivos*. Madrid: Ed. Agropecuaria.
- Bai Y, et al. (2018). *Small ruminant production in arid and semi-arid regions*. *Small Ruminant Research*.
- Baudinette E, O’Handley R, Trengove C. (2022). *Anthelmintic resistance of gastrointestinal nematodes in goats: A systematic review and meta-analysis*. *Vet Parasitol*. 2022; 312:109809. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2022.109809>
- Beleckė A, Kupčinskas T, Stadalienė I, Höglund J, Thamsborg SM, Stuen S, Petkevičius S. (2021). *Anthelmintic resistance in small ruminants in the Nordic-Baltic region*. *Acta Vet Scand*; 63(1):18. <https://doi.org/10.1186/s13028-021-00583-1>
- Blanco Penedo MI. (2008). *Situación actual de las granjas ecológicas de ganado vacuno de Galicia*. Santiago de Compostela: Universidad de Santiago de Compostela; 2008;
- Bowman DD, Lynn RC, Eberhard ML. (2014). *Parasitology for veterinarians*. (9th ed). Saunders.
- Bowman DD. (2021). *Georgis’ Parasitology for Veterinarians*. 11th ed. Elsevier.

- Bucher E, Torgerson PR, Hertzberg H. (2021). *Control of gastrointestinal helminths in goats in a mixed grazing system with cattle. Schweiz Arch Tierheilkd.* 163(9):565–576.
<https://doi.org/10.17236/sat00314>
- Bush AO, Lafferty KD, Lotz JM, Shostak AW (1997). *Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. Journal of Parasitology,* 83(4):575–583.
<https://doi.org/10.2307/3284227>
- Bussiéras J, Chermette R. (1991). *Parasitologie v t rinaire.* Paris: Éditions Flammarion Médecine-Sciences.
- Cachatra, A.M. (2013). *Raça Serpentina.* Em *Raças Autóctones Portuguesas,* Dire o Geral de Alimenta o e Veterinária (Eds). Portugal: Dire o Geral de Alimenta o e Veterinária.
- Callegari-Jacques SM. *Bioestatística: Princípios e aplica es.* Porto Alegre: Artmed; 2003;
- Carolino, N., et al. (2015). *Estudo sobre a caprinicultura em Portugal.* Instituto Nacional de Investiga o Agrária e Veterinária (INIAV).
- Carolo, A. (2013). *Raça Preta de Montesinho.* Em *Raças Autóctones Portuguesas,* Dire o Geral de Alimenta o e Veterinária (Eds.). Portugal: Dire o Geral de Alimenta o e Veterinária.
- Chiejina SN, Behnke JM. (2011). *The unique resistance and resilience of the Nigerian West African Dwarf goat to gastrointestinal nematode infections. Parasites & Vectors.* 2011;4(1):12.
<https://doi.org/10.1186/1756-3305-4-12>
- Coles GC, Roush RT. (1992). Anthelmintic resistance in livestock: The need for a new paradigm. *Parasitology Today.* 1992;8(6):175–180.
- Cordero del Campillo, M., Vazquez, F.A., Fernandez, A.R., Acedo, M.C., Rodriguez, S.H., Cozar, I.N., Ba os, P.D., Romero, H.Q.& Varela, H.C. (2002). *Parasitologia Veterinária.* Madrid: e McGRAW-HILL. Interamericana.
- Costa, H. F. (2013). *Raça Bravia.* Em *Raças Autóctones Portuguesas,* Dire o Geral de Alimenta o e Veterinária (Eds.). Portugal: Dire o Geral de Alimenta o e Veterinária.

-
- Craig T. M. (2018). *Gastrointestinal nematodes, diagnosis and control*. *Vet Clin North Am Food Anim Pract.* 34(1):185–199. <https://doi.org/10.1016/j.cvfa.2017.10.008>
- Craig, T. M. (2018). *Economic impact of gastrointestinal parasites in small ruminants*. *Veterinary Clinics of North America*.
- DGAV – Direção-Geral de Alimentação e Veterinária (2013). *Raças Autóctones Portuguesas*. Lisboa: DGAV; 2013; ISBN 978-972-99044-4-8.
- DGAV – Direção-Geral de Alimentação e Veterinária (2022). *Raças Autóctones Portuguesas*. Direção-Geral de Alimentação e Veterinária.
- DGAV - Direção-Geral de Alimentação e Veterinária (2022). *Relatório anual da produção animal*. Lisboa: DGAV; <https://www.dgav.pt>.
- Dorris, M., De Ley, P., & Blaxter, M. L. (1999). *Molecular analysis of nematode diversity and the evolution of parasitism*. *Parasitology Today*, 15(5), 188–193. [https://doi.org/10.1016/S0169-4758\(99\)01400-9](https://doi.org/10.1016/S0169-4758(99)01400-9)
- FAO – Food and Agriculture Organization. (2019). *Breeds of Livestock: Murciano-Granadina Goat*. Roma: FAO; 2019; <https://www.fao.org/dad-is/>.
- FAO – Food and Agriculture Organization. (2020). *Goat production systems and practices*. Roma: FAO; 2020; <https://www.fao.org>.
- FAO – Food and Agriculture Organization. (2022): *FAOSTAT Statistical Database*. Rome: Food and Agriculture Organization of the United Nations; 2022; <https://www.fao.org>.
- Fowler J, Cohen L, Jarvis P. (2013). *Practical Statistics for Field Biology*. 2nd ed. Wiley-Blackwell.
- García Romero, C., & Valcárcel, F. (2000). *Parasitología veterinaria: Parasitosis de interés en medicina veterinaria*. Madrid: Ediciones Díaz de Santos.
- Hosseinnezhad, Hedayat, Meysam Sharifdini, Keyhan Ashrafi, Zahra Atrkar Roushan, Hamed Mirjalali, e Behnaz Rahmati. 2021. *Trichostrongyloid Nematodes in Ruminants of Northern Iran*:

- Prevalence and Molecular Analysis*. BMC veterinary research 17(1): 371. <https://doi.org/10.1186/s12917-021-03086-3>
- Hoste, H., H. Leveque, e P. Dorchies. 2001. *Comparison of Nematode Infections of the Gastrointestinal Tract in Angora and Dairy Goats in a Rangeland Environment: Relations with the Feeding Behaviour*. Veterinary Parasitology 101(2): 127–35. [https://doi.org/10.1016/s0304-4017\(01\)00510-6](https://doi.org/10.1016/s0304-4017(01)00510-6)
- Hoste H, Torres-Acosta JFJ, Paolini V, Aguilar-Caballero A, Etter E, Lefrileux Y, *et al.* (2005a). *Interactions between nutrition and gastrointestinal infections with parasitic nematodes in goats*. Small Ruminant Research; 60(1–2):141–151. <https://doi.org/10.1016/j.smallrumres.2005.06.008>
- Hoste, H., Rulie, A. C., Prévôt, F., Bergeaud, J. P., Grisez, C., De La Farge, F., Dorchies, P. (2005b). *Consequences of the regular distribution of sainfoin hay on gastrointestinal parasitism with nematodes and milk production in dairy goats*. Small Ruminant Research, 59, 265–271
- Hoste, H., Sotiraki, S., Landau, S. Y., Jackson, F., & Beveridge, I. (2010). *Goat–nematode interactions: Think differently*. Trends in Parasitology, 26(8), 376–381. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2010.04.007>
- Hoste, H., Sotiraki, S., Landau, S. Y., Jackson, F., & Beveridge, I. (2015). *Goat–nematode interactions: think differently*. Trends in Parasitology, 31(2), 65–71. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2014.11.004>
- Hoste, H., J. F. J. Torres-Acosta, J. Quijada, I. Chan-Perez, M. M. Dakheel, D. S. Kommuru, I. Mueller-Harvey, e T. H. Terrill. (2016). *Interactions Between Nutrition and Infections With Haemonchus Contortus and Related Gastrointestinal Nematodes in Small Ruminants*. Advances in Parasitology 93: 239–351. <https://doi.org/10.1016/bs.apar.2016.02.025>
- INE – Instituto Nacional de Estatística. (2011). *Estatísticas Agrícolas – 2009*. Lisboa: INE.
- INIAV - Instituto Nacional de Investigação Agrária e Veterinária. (2022). *Raças autóctones portuguesas e sustentabilidade na pecuária extensiva*. <https://www.inia.pt>

- Jabbar, Abdul, Zafar Iqbal, Dominique Kerboeuf, Ghulam Muhammad, Muhammad N. Khan, e Musarrat Afaq. (2006). *Anthelmintic Resistance: The State of Play Revisited*. Life Sciences 79(26): 2413–31. <https://doi.org/10.1016/j.lfs.2006.08.010>
- Jorgensen Labs (2025). *McMaster Egg Counting Chamber. Câmara de dupla compartimento com grelha gravada permanentemente, volume de câmara 0,15 mL por compartimento*. Patterson Veterinary / Jorgensen Labs / Scientific Labs websites
- Kaplan RM, Vidyashankar AN. (2012). *An inconvenient truth: Global worming and anthelmintic resistance*. Vet Parasitol.186(1–2): 70–78. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2011.11.048>
- Le Jambre, L. F., e W. M. Royal. (1976). *A Comparison of Worm Burdens in Grazing Merino Sheep and Angora Goats*. Australian Veterinary Journal 52(4): 181–83. <https://doi.org/10.1111/j.1751-0813.1976.tb09467.x>
- Leitão, M. S., Leitão, A. M., Silva, M. J., & Nunes, A. L. (1978). *Parasitologia Veterinária*. Fundação Calouste Gulbenkian.
- Lilani, S. J., Sudhan, N. A., Darzi, M. M., & Banday, M. A. A. (2010). *Prevalence of gastrointestinal nematodes in sheep and goats*. Veterinary World, 3(5), 221–223.<http://www.veterinaryworld.org>
- LPVC - Laboratório de Parasitologia e Doenças Parasitárias da FMV- ULisboa (2012). *Manual de colheitas e de técnicas parasitológicas*. Lisboa: Faculdade de Medicina Veterinária, Universidade de Lisboa.
- Madeira de Carvalho, L. M. (2001). *Epidemiologia e controlo da estrogilose em diferentes sistemas de produção equina em Portugal*. "Tese de Dissertação de Doutoramento, Faculdade de Medicina Veterinária, Universidade Técnica de Lisboa."
- Manual de colheitas e técnicas parasitológicas. (2012). *Laboratório de Parasitologia Victor Caeiro* – Universidade de Évora, 2012.
- Médicos de Portugal. (2009). *Parasitoses: definições e implicações clínicas*. Disponível em: www.medicosdeportugal.pt.

- Mickiewicz, Marcin, Michał Czopowicz, Agata Moroz, Adrian-Valentin Potărniche, Olga Szaluś-Jordanow, Marina Spinu, Paweł Górski, *et al.* (2021). *Prevalence of Anthelmintic Resistance of Gastrointestinal Nematodes in Polish Goat Herds Assessed by the Larval Development Test*. BMC veterinary research 17(1): 19. <https://doi.org/10.1186/s12917-020-02721-9>
- Michel, J. F. (1974). *Arrested development of nematodes and some related phenomena*. Advances in Parasitology, 12, 279–366.
- Morgan, E. R., Shaw, D. J., & Coupland, P. (2007). *Dairy goat production and the importance of gastrointestinal strongyle parasitism*. Small Ruminant Research, 68(1–2), 27–35.
- PDR2020. (2021). *Programa de Desenvolvimento Rural*. Ministério da Agricultura.
- Pereira, F. (2013). *Raça Serrana*. Em *Raças Autóctones Portuguesas*, Direção Geral de Alimentação e Veterinária (Eds.). Portugal: Direção Geral de Alimentação e Veterinária.
- Provenza, Frederick D. (2006). *Behavioural Mechanisms Influencing Use of Plants with Secondary Metabolites by Herbivores*. BSAP Occasional Publication 34: 183–95. <https://doi.org/10.1017/S1463981500042412>
- Raynaud, J.P. (1969). *Techniques et Laboratoire Veterinaire. Série Parasitologie : Le parasitisme des ruminantes*. Técnicas Práticas pour la diagnose des Strongles Digestifs et des formes parasitaires éliminées avec les matières fécales. (pp. 17-29). Paris: Laboratoires Pfizer - Clin.
- Ribeiro, M. F. (1998a). *Curvas de lactação em cabras Saanen, Alpinas e cruzadas*. Revista de Ciências Agrárias.
- Ribeiro, D. D. (1998b). *Caprinocultura: Criação Racional de Caprinos*. São Paulo: Nobel.
- Rinaldi, L., Vincenzo Veneziano, e Giuseppe Cringoli. (2007). *Dairy Goat Production and the Importance of Gastrointestinal Strongyle Parasitism*. Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene 101(8): 745–46. <https://doi.org/10.1016/j.trstmh.2007.03.010>
- Rosa, A. P. (2013). *Raça Algarvia*, Em *Raças Autóctones Portuguesas*, Direção Geral de Alimentação e Veterinária, (Eds.). Portugal: direção Geral de Alimentação e Veterinária.

- Sabatini, G.A., de Almeida Borges, F., Claerebout, E. *et al.* (2023). *Practical guide to the diagnostics of ruminant gastrointestinal nematodes, liver fluke and lungworm infection: interpretation and usability of results*. *Parasites Vectors* 16, 58 (2023). <https://doi.org/10.1186/s13071-023-05680-w>.
- Saddiqi, Hafiz A., Abdul Jabbar, Muhammad Sarwar, Zafar Iqbal, Ghulam Muhammad, Mahrun Nisa, e Aasif Shahzad. (2011). *Small Ruminant Resistance against Gastrointestinal Nematodes: A Case of Haemonchus Contortus*. *Parasitology Research* 109(6): 1483–1500. <https://doi.org/10.1007/s00436-011-2576-0>
- Sánchez Acedo, C. (2000). *Parasitología veterinaria: Parasitosis de interés en medicina veterinaria*. Madrid: Ediciones Díaz de Santos.
- Sánchez Acedo, C., & Cordero del Campillo, M. (2003). *Enfermedades parasitarias del ganado ovino y caprino*. Madrid: Ediciones Gea.
- Simões, J., J. A. Abecia, A. Cannas, J. A. Delgadillo, D. Lacasta, K. Voigt, e P. Chemineau. (2021). *Review: Managing Sheep and Goats for Sustainable High Yield Production*. *Animal: An International Journal of Animal Bioscience* 15 Suppl 1: 100293. <https://doi.org/10.1016/j.animal.2021.100293>
- Simões, J. *et al.* (2021). *Ovinocultura e caprinocultura em Portugal*. Instituto Politécnico de Bragança.
- Sloss, M., Zajac, A. & Kemp, R. (1999). *Parasitologia clínica veterinária*. 6.ed. São Paulo: Manole.
- Smith, G., Grenfell, B. T., Anderson, R. M., & Dobson, A. P. (1994). *Veterinary Clinical Parasitology* (6th ed.). Iowa State University Press.
- Soulsby, E. J. L. (1987). *Helminths, Arthropods and Protozoa of Domesticated Animals* (7th ed.). London: Baillière Tindall.
- Suarez, Victor H., Gabriela M. Martínez, Alberto E. Viñabal, e José R. Alfaro. (2017). *Epidemiology and Effect of Gastrointestinal Nematodes on Dairy Goats in Argentina*. *The Onderstepoort Journal of Veterinary Research* 84(1): e1–5. <https://doi.org/10.4102/ojvr.v84i1.1240>

- Sutherland IA, Scott I. (2010). *Gastrointestinal Nematodes of Sheep and Cattle: Biology and Control*. Wiley-Blackwell; 2010. <https://onlinelibrary.wiley.com>
- Sylvester, Hannah J., Emily H. Griffith, Megan E. Jacob, e Derek M. Foster. (2018). *Factors Associated with Strongyle Infection in Goats at the Individual and Farm Level*. Journal of the American Veterinary Medical Association 253(7): 907–17. <https://doi.org/10.2460/javma.253.7.907>
- Sylvester, H., Koethe, M., Trefz, F. M., Dauschies, A., & Bangoura, B. (2018). *Economic impact of gastrointestinal parasitism in small ruminants – a review*. Parasitology Research, 117(12), 3577–3589. <https://doi.org/10.1007/s00436-018-6062-1>
- Szewc, B., De Waal, T., & Zintl, A. (2021). *The economic impact of helminth infections in sheep and goats in Europe – a review*. Animals, 11(5), 1352. <https://doi.org/10.3390/ani11051352>
- Taylor, M. A., Coop, R. L., & Wall, R. L. (2016). *Veterinary Parasitology (4th ed.)*. Wiley Blackwell.
- Thrusfield M (2018). *Veterinary Epidemiology*. 4.^a ed. Oxford: Wiley-Blackwell.
- Urquhart, G. M., Armour, J., Duncan, J. L., Dunn, A. M., & Jennings, F. W. (1996). *Veterinary Parasitology (2nd ed.)*. Oxford: Blackwell Science.
- van Wyk, J. A., J. Cabaret, e L. M. Michael. (2004). *Morphological Identification of Nematode Larvae of Small Ruminants and Cattle Simplified*. Veterinary Parasitology 119(4): 277–306. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2003.11.012>
- Veneziano V, Rubino R, Fedele V, Rinaldi L, Santaniello M, Schioppi M, Cascone C, Pizzillo M, Cringoli G (2004). *The Effects of Five Anthelmintic Treatment Regimens on Milk Production in Goats Naturally Infected by Gastrointestinal Nematodes*. South African Journal of Animal Science. 34(Suppl 1):238–240.
- Vieira, A. (2015). *Sistema de produção de caprinos em Portugal: evolução e tendências*. Revista Portuguesa de Zootecnia.
- Vouraki, Sotiria, Athanasios I. Gelasakis, Vasileia Fotiadou, Georgios Banos, e Georgios Arsenos. (2022). *Repeatability of Health and Welfare Traits and Correlation with Performance Traits*

in Dairy Goats Reared under Low-Input Farming Systems. *Veterinary Sciences* 9(6): 289.
<https://doi.org/10.3390/vetsci9060289>

Zajac AM, Conboy GA. (2012). *Veterinary Clinical Parasitology*. 8.th ed. Oxford: Wiley-Blackwell.

Zanzani S, et al. (2020): *Gastrointestinal nematode infections in goats: differences between strongyle faecal egg counts and specific antibody responses to Teladorsagia circumcincta in Nera di Verzasca and Alpine goats*. *Parasitology* (Cambridge University Press); 147(4):433–446.
<https://doi.org/10.1017/S0031182020000091>

Zar JH. (2010). *Biostatistical Analysis*. 5.th ed. Upper Saddle River, NJ: Pearson Prentice Hall.

8. Anexos

Anexo 1 - Método McMaster (modificado)

(Manual de colheitas e de técnicas parasitológicas, LPVC, 2012)

1.1. Material

- Microscópio óptico Olympus[®] modelo CH30RF200
- Câmaras de McMaster de acrílico
- Solução de flutuação – solução saturada a 35% de cloreto de sódio
- Vareta de vidro
- Espátula
- Balança
- Copo de plástico com bico
- Canetas de acetato
- Copos de plástico
- Passador metálico
- Proveta graduada

1.2. Método

1. Pesar 2 grama de fezes
2. Homogeneizar com uma solução de NaCl a 35% até perfazer o volume de 20 ml
3. Filtrar com uma rede metálica para um copo de vidro e agitando sempre, colher o líquido e encher as duas células da câmara de McMaster.
4. Aguardar 1 a 2 minutos. Observar ao microscópio.

Nota: Cálculo do coeficiente de ovos por grama de fezes.

Cada uma das células da câmara de McMaster têm uma área de 100 mm². Como altura entre as lâminas é de 1,5 mm o volume da célula é igual a 15 mm³. Logo as duas células dar-nos-ão um volume total de 0,30 ml. Nós dizemos que 2 g de fezes estão contidas em 30 ml é, portanto, 1g de fezes estará contida em 15 ml.

O número de ovos existentes nas 2 células, ou seja, em 0,30ml, teremos de multiplicar por 50 (0,15/0,30).

Temos ainda a referir que há câmaras modificadas que se empregam também neste método e em que o número é igual a três, quer dizer, a contagem de ovos que passa a ser feita em 0,45ml.

O cálculo do número de ovos por grama de fezes é feito após somatório dos ovos encontrados nas oito células que é depois relacionado com o peso das fezes utilizado com o volume da suspensão e com o peso das fezes utilizadas para a confeção da mistura.

Anexo 2 - Método de MONNING (modificado por White Lock)

(Manual de colheitas e de técnicas parasitológicas, LPVC, 2012)

2.1 - Material

- Tubos de ensaio
- Copos de vidro
- Canetas de acetato
- Taco de madeira
- Vareta
- Espátula
- Placas de Petri
- Tabuleiro de plástico
- Estufa
- Balança de precisão
- Água destilada
- Serradura

2.2 - Método

1. Homogeneizar as amostras de fezes (2g).
2. Identificar os copos de vidro com uma caneta de acetato.
3. Num almofariz, homogeneizar uma quantidade de fezes com serradura e humedecer.
4. Com uma espátula colocar a mistura num copo de vidro 3,5cm de altura e 3cm de diâmetro identificado
5. Calcar bem por meio de um pequeno taco de madeira e realizar um orifício na parte central da massa com a vareta.

6. Tapar os copos com uma placa de petri e colocar na estufa a uma temperatura de 28°C e com uma humidade de 80%, cerca de 8 dias.
7. Após 8 dias retirar as coproculturas da estufa.
8. Colocar o copo invertido numa placa de petri e colocar água no seu rebordo para as larvas migrarem.
9. Deixar os copos repousar durante um período de 12 a 24 horas para permitir a migração das larvas.
10. Identificar tubos de ensaio (um para cada amostra).
11. Retirar, utilizando uma pipeta de Pasteur para cada amostra, a suspensão remanescente nas caixas de Petri e colocar nos respetivos tubos de ensaio previamente identificados.
12. Armazenar os tubos de ensaio cobertos com Parafilm® no frigorífico para posterior observação (até 2 meses).
13. Homogeneizar o conteúdo dos tubos e colher 1ml.
14. Colocar uma gota por lâmina até esgotar 1ml.
15. Fixar a lâmina passando duas ou três vezes pela chama de uma lamparina de álcool, ou com soluto de Lugol.
16. Observar

Anexo 3 - Chave de identificação das larvas L₃

Chave para identificação de larvas L₃

Parasitas de ovinos e caprinos

(Laboratório de Parasitologia Victor Caeiro)

- Larvas com 16 células:
 - Caudas da bainha curta (94-110um):
 - Trichostrongylus sp.*: CT < 730um; (L) <= 22,5um
 - Teladorsagia circumcincta*: CT > 730um (CT); (L) >= 26,5 um

Trichostrongylus < Largura < *Teladorsagia*
 - Cauda média (140um):
 - Haemonchus contortus*: CT (662,4 – 695um); larva fina (média 20,6um)
 - Cooperia sp.* (corpos refringentes na extremidade anterior)
- Larvas com 32 células:
 - Cauda comprida (200um):
 - Oesophagostomum venulosum*: CT > 792um; (Esófago) >= 172,5um
 - Chabertia ovina*: CT < 792um; (Esófago) <= 165um

Chabertia ovina < Esófago < *Oesophagostomum venulosum*
- Larvas indefinidas, esófago em forma de garrafa:
 - Bunostomum trigonocephalum*: CT (586,4 – 635.6um)

Departamento de Medicina Veterinária, Universidade de Évora

Anexo 4 - Resultados análise estatística

Tabela 19 – Distribuição dos animais por intervalos de contagem de ovos por grama (OPG), segundo o sistema de produção (extensivo ou intensivo).

Intervalo de OPG	Regime Extensivo	Regime Intensivo
0 – 200	20	40
200 – 400	15	1
400 – 600	6	1
600 – 800	7	0
800 – 1000	7	0

Tabela 20 – Distribuição dos animais por intervalos de contagem de ovos por grama (OPG), segundo o mês de colheita (maio, junho e julho).

Intervalo de OPG	Maio	Junho	Julho
0 – 200	16	13	31
200 – 400	3	0	13
400 – 600	4	3	0
600 – 800	2	4	1
800 – 1000	2	1	4

Tabela 21 – Resultados da análise de variância (ANOVA) para o modelo com resposta 'OPG', considerando como fatores: sistema de produção, mês de colheita, quantidade de leite por dia, número de dias de lactação e localidade. O nível de significância adotado foi de 5%.

Fator	GL	SQ	QM	F	p-valor
sistema_de_producao	1	7009948	7009948	25.9709	1.71e-06 ***
mes	2	1613459	806729	2.9888	0.0550 .
quant_leite_dia	1	41565	41565	0.1540	0.6956
Num_dias_lactacao	1	12120	12120	0.0449	0.8326
localidade	2	601792	300896	1.1148	0.3322
Resíduos	97	26181840	269916		

Tabela 22 – Resultados do teste de comparações múltiplas de Tukey (nível de confiança de 95%) para o fator 'mês' no modelo de OPG. Apresentam-se as diferenças entre média, limites inferior e superior do intervalo de confiança, e o valor de p ajustado.

Comparação	Diferença	Limite Inferior	Limite Superior	p-valor ajustado
junho - julho	130.9384	-184.4869	446.3637	0.5861
maio - julho	285.6028	6.7272	564.4784	0.0435
maio - junho	154.6644	-187.8210	497.1498	0.5319

Tabela 23 – Resultados da análise de variância (ANOVA) considerando o efeito do gênero parasitário sobre os valores de OPG. Apresentam-se os graus de liberdade (GL), soma dos quadrados (SQ), quadrado médio (QM), valor de F e o p-valor associado.

Fator	GL	SQ	QM	F	p-valor
Parasita	8	849.5	106.192	5.3236	1.817e-06 ***
Resíduos	585	11669.3	19.947		

Tabela 24 – Resultados do teste de comparações múltiplas de Tukey (nível de confiança de 95%) aplicado ao fator 'gênero parasitário' para a variável OPG. Apresentam-se as diferenças entre médias, limites inferiores e superiores do intervalo de confiança e o valor de p ajustado (p adj). Destacam-se os pares com diferenças estatisticamente significativas ($p < 0,05$).

Comparação	Diferença	Limite Inferior	Limite Superior	p-valor ajustado
Haemonchus - Chabertia	-0.3182	-2.7388	2.1024	0.9999784
Muelerius - Chabertia	-0.6970	-3.1176	1.7237	0.9931254
Oesophagostomum - Chabertia	-0.4848	-2.9055	1.9358	0.9994763
Teladorsagia - Chabertia	-0.4091	-2.8297	2.0115	0.9998527
Skrjabinema - Chabertia	2.1970	-0.2237	4.6176	0.1100847
Strongyloide - Chabertia	-0.5758	-2.9964	1.8449	0.9981770
Teladorsagia - Chabertia	-0.3030	-2.7237	2.1176	0.9999852
Trichostrongylus - Chabertia	2.6667	0.2460	5.0873	0.0185508
Muelerius - Haemonchus	-0.3788	-2.7994	2.0418	0.9999178
Oesophagostomum - Haemonchus	-0.1667	-2.5873	2.2540	0.9999999
Teladorsagia - Haemonchus	-0.0909	-2.5115	2.3297	1.0000000
Skrjabinema - Haemonchus	2.5152	0.0945	4.9358	0.0346686
Strongyloide - Haemonchus	-0.2576	-2.6782	2.1630	0.9999958
Teladorsagia - Haemonchus	0.0152	-2.4055	2.4358	1.0000000
Trichostrongylus - Haemonchus	2.9848	0.5642	5.4055	0.0043156
Oesophagostomum - Muellerius	0.2121	-2.2085	2.6327	0.9999991

Teladorsagia - Muellerius	0.2879	-2.1327	2.7085	0.9999901
Skrjabinema - Muellerius	2.8939	0.4733	5.3146	0.0066739
Strongyloide - Muellerius	0.1212	-2.2994	2.5418	1.0000000
Teladorsagia - Muellerius	0.3939	-2.0267	2.8146	0.9998893
Trichostrongylus - Muellerius	3.3636	0.9430	5.7843	0.0006001

Tabela 25 – Distribuição dos gêneros parasitários segundo intervalos de percentagem de prevalência em coproculturas. Apresentam-se os valores absolutos de ocorrência de cada género nos intervalos [0–0,1] e [0,1–0,2].

Intervalo (%)	<i>Chabertia</i>	<i>Haemonchus</i>	<i>Muellerius</i>	<i>Oesophagostomum</i>	<i>Teladorsagia</i>
[0 – 0,1]	0	0	0	0	0
[0,1 – 0,2]	0	0	0	0	0

Intervalo (%)	<i>Strongyloide</i>	<i>Teladorsagia</i>	<i>Trichostrongylus</i>	<i>Skrjabinema</i>
[0 – 0,1]	0	0	50	0
[0,1 – 0,2]	0	0	16	0

Anexo 5 - Identificação das L₃ obtidas por coprocultura

Figura 28 – Identificação das L₃ obtidas por coprocultura (ruminantes)

