



**ESTUDO DA INFEÇÃO POR PARASITAS GASTROINTESTINAIS E
PULMONARES EM CAPRINOS DA RAÇA PRETA DE MONTESINHO**

Luisa Reck

*Dissertação apresentada à Escola Superior Agrária de
Bragança para obtenção do Grau de Mestre em (Luisa
Reck) no âmbito da dupla diplomação com a
(Universidade Tecnológica Federal do Paraná)*

Orientado por

Filipa Teixeira Rodrigues

Marina Castro

Vicente de Paulo Macedo

Bragança

2025

LUISA RECK

**ESTUDO DA INFEÇÃO POR PARASITAS GASTROINTESTINAIS E
PULMONARES EM CAPRINOS DA RAÇA PRETA DE MONTESINHO**

**Study of Gastrointestinal and Pulmonary Parasite Infections in Preta de
Montesinho Goat**

Dissertação de Mestrado
apresentada como requisito para
obtenção do título de Mestre em
Tecnologias de Ciência Animal
pelo Instituto Politécnico de
Bragança (IPB).

Orientadora (IPB): Prof.^a Filipa
Teixeira Rodrigues

Orientadora (IPB): Prof.^a
Marina Maria Pedrosa Meca
Ferreira de Castro

Orientador (UTFPR): Dr.
Vicente de Paulo Macedo

BRAGANÇA

2025

AGRADECIMENTOS

Primeiramente, agradeço com todo o meu coração à minha família, especialmente aos meus pais, que sempre acreditaram em mim, me apoiaram em cada decisão e me deram força a todo momento. Sem o amor, os conselhos e o incentivo de vocês, eu jamais teria chegado até aqui.

À minha irmã Luana Reck, meu muito obrigada por estar sempre comigo, nos risos e nas conversas descontraídas.

Um agradecimento especial às minhas amigas do Brasil e a Ana, Gabriela e Gabrielly, que estiveram comigo em Bragança e tornaram essa fase muito mais leve e divertida. Foram tantas risadas, desabafos, caminhadas pelo frio e dias de estudo que eu guardo com muito carinho. Vocês foram minha segunda família por aqui.

Agradeço também às instituições que fizeram parte dessa trajetória: à Universidade Tecnológica Federal do Paraná – Câmpus Dois Vizinhos (UTFPR-DV), por toda a base de conhecimento e pelas oportunidades que me trouxeram até este mestrado; e ao Instituto Politécnico de Bragança (IPB), pela acolhida, pela estrutura incrível e por me permitir viver uma experiência única fora do meu país.

Um agradecimento aos meus orientadores do Brasil e de Portugal, pela paciência, dedicação, incentivo e por todo o conhecimento compartilhado. A orientação e o apoio de vocês foram fundamentais para o desenvolvimento deste trabalho e para o meu crescimento pessoal e profissional.

E, por fim, agradeço a todos os amigos e colegas que cruzaram o meu caminho durante este percurso. Cada palavra de incentivo, cada gesto de amizade e cada momento vivido contribuíram de alguma forma para que eu chegasse até aqui.

RESUMO

A infecção por parasitas gastrointestinais e pulmonares é uma das principais limitações ao bem-estar e produção dos caprinos da raça Preta de Montesinho em Portugal. Entre os parasitas mais prevalentes, destacam-se os nemátodes gastrointestinais e pulmonares. Esses parasitas comprometem a saúde e reduzem a produtividade dos animais.

O principal objetivo deste estudo foi monitorar as infecções por helmintes e protozoários gastrointestinais e pulmonares em caprinos da Quinta da Santa Apolonia da Escola Superior do Instituto Politécnico de Bragança (IPB), por meio de análises coprológicas mensais, quantificando ovos e oocistos fecais (OPG) ao longo do ano. Também foi realizada uma avaliação comparativa entre diferentes técnicas de diagnóstico parasitológico.

Foram utilizadas as técnicas de McMaster, Mini-FLOTAC, sedimentação espontânea e Baermann modificada. O método Mini-FLOTAC demonstrou maior sensibilidade na detecção de infecções causadas por ovos do tipo tricostrongilídeo, enquanto o Mini-FLOTAC e McMaster apresentaram desempenho semelhante para a detecção de *Eimeria* spp.

Os resultados indicaram picos de eliminação de ovos de tricostrongilídeos nos meses de novembro, dezembro e abril, de acordo com a técnica Mini-FLOTAC. Para *Eimeria* spp., o maior pico foi observado em fevereiro, segundo o método de McMaster. A análise estatística evidenciou variações mensais na carga parasitária.

Este estudo contribui para a compreensão da dinâmica das parasitoses gastrointestinais e pulmonares em caprinos, e oferece uma avaliação comparativa das metodologias coprológicas, apoiando o desenvolvimento de estratégias de controlo mais eficazes e sustentáveis para os sistemas extensivos de criação caprina.

ABSTRACT

Gastrointestinal and pulmonary parasite infections are among the main limitations to the welfare and productivity of the Preta de Montesinho goat breed in Portugal. Among the most prevalent parasites, gastrointestinal and pulmonary nematodes stand out. These parasites compromise animal health and reduce productivity.

The main objective of this study was to monitor infections caused by gastrointestinal and pulmonary helminths and protozoa in goats from the Quinta de Santa Apolónia of the School of Agriculture, Polytechnic Institute of Bragança (IPB), through monthly coprological analyses, quantifying fecal eggs and oocysts (EPG) throughout the year. A comparative evaluation between different parasitological diagnostic techniques was also carried out.

The McMaster, Mini-FLOTAC, spontaneous sedimentation, and modified Baermann techniques were used. The Mini-FLOTAC method demonstrated higher sensitivity in detecting infections caused by trichostrongylid-type eggs, while both Mini-FLOTAC and McMaster showed similar performance for the detection of *Eimeria* spp.

The results indicated peaks in trichostrongylid egg shedding during November, December, and April, according to the Mini-FLOTAC technique. For *Eimeria* spp., the highest peak was observed in February, based on the McMaster method. Statistical analysis revealed monthly variations in parasite load.

This study contributes to the understanding of the dynamics of gastrointestinal and pulmonary parasitic infections in goats and provides a comparative assessment of coprological methodologies, supporting the development of more effective and sustainable control strategies for extensive goat production systems.

ÍNDICE GERAL

| | |
|--|-----------|
| 1. INTRODUÇÃO..... | 1 |
| 2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA..... | 2 |
| 2.1. Caprinos da raça Preta de Montesinho..... | 2 |
| 2.2. Parasitas gastrointestinais e pulmonares em pequenos ruminantes..... | 3 |
| 2.3. Filo Nematoda..... | 6 |
| 2.4. Classe Trematoda..... | 8 |
| 2.5. Classe Cestoda..... | 9 |
| 2.6. Filo Apicomplexa..... | 9 |
| 2.7. Impacto econômico dos parasitas gastrointestinais em pequenos ruminantes... | 10 |
| 3. ESTUDO EXPERIMENTAL..... | 13 |
| 3.1. Objetivos..... | 13 |
| 3.1.1. Objetivo Geral..... | 13 |
| 3.1.2. Objetivos Específicos..... | 13 |
| 3.2. MATERIAL E MÉTODOS..... | 14 |
| 3.2.1. Área de estudo..... | 14 |
| 3.2.2. Animais do estudo..... | 16 |
| 3.2.3. Recolha das amostras..... | 16 |
| 3.2.4. Métodos coprológicos..... | 16 |
| 3.2.5. Método de McMaster..... | 17 |
| 3.2.6. Mini- FLOTAC..... | 18 |
| 3.2.7. Técnica de Baermann modificada..... | 19 |
| 3.2.8. Sedimentação..... | 20 |
| 3.2.9. Análises estatísticas..... | 21 |
| 3.3. RESULTADOS E DISCUSSÃO..... | 23 |
| 3.3.1. Contagem de ovos tipo strongilídeo por McMaster (MMTRICO).. | 23 |
| 3.3.2. Contagem de ovos do tipo strongilídeo por Mini- FLOTAC (MFTRICO)..... | 24 |
| 3.3.3. Contagem de Oocistos de <i>Eimeria</i> por McMaster (MMEIM)..... | 27 |
| 3.3.4. Contagem de Oocistos de <i>Eimeria</i> por Mini-FLOTAC (MFEIM)..... | 29 |
| 3.3.5. Pesquisa de vermes pulmonares..... | 33 |
| 3.3.6. Método de sedimentação..... | 35 |
| 4. CONCLUSÃO..... | 37 |
| REFERÊNCIAS..... | 39 |

ÍNDICE DE FIGURAS

| | |
|--|----|
| Figura 1. Cabra preta de Montesinho..... | 3 |
| Figura 2. Ciclo de vida dos vermes gastrointestinais | 4 |
| Figura 3. Ciclo de vida dos parasitas pulmonares em caprinos..... | 5 |
| Figura 4. Área total do Campus do Instituto Politécnico de Bragança e área explorada pelo rebanho | 14 |
| Figura 5. Área experimental em Vilarinho de Cova da Lua, no Parque Natural de Montesinho..... | 16 |
| Figura 6. McMaster..... | 17 |
| Figura 7. Etapas da técnica Mini-FLOTAC..... | 19 |
| Figura 8. Técnica de Baermann modificada..... | 20 |
| Figura 9. Procedimento da técnica de sedimentação espontânea..... | 21 |
| Figura 10: Médias ajustadas da contagem de ovos do tipo estrongilídeo por McMaster (MMTRICO) segundo estação (EST\$)..... | 23 |
| Figura 11: Médias ajustadas da contagem de ovos do tipo estrongilídeo por McMaster (MMTRICO) ao longo dos meses (MESS)..... | 24 |
| Figura 12: Médias ajustadas da contagem de ovos do tipo estrongilídeo por Mini-FLOTAC (MFTRICO) segundo estação (EST\$)..... | 25 |
| Figura 13: Médias ajustadas da contagem de ovos do tipo estrongilídeo por Mini-FLOTAC (MFTRICO) por mês (MESS)..... | 26 |
| Figura 14. Média da contagem de oocistos de <i>Eimeria</i> por McMaster (MMEIM) segundo estação do ano (EST\$)..... | 28 |
| Figura 15. Médias ajustadas de MMEIM por mês (MESS) do ano..... | 29 |
| Figura 16: Médias ajustadas de MFEIM ao longo dos meses do ano (MESS)... | 30 |
| Figura 17: Médias ajustadas de OoPG de <i>Eimeria</i> por Mini-FLOTAC (MFEIM) segundo estação..... | 31 |
| Figura 18. <i>Eimeria</i> e ovos do tipo estrongilídeos detectados com o método Mini-FLOTAC (x10)..... | 32 |
| Figura 19. Vermes pulmonares da espécie <i>M. capillaris</i> observados com a técnica de Baermann modificada (x100)..... | 34 |
| Figura 20. <i>Trichuris</i> spp. (A) e <i>Skrjabinema</i> spp. (B) observados no método de sedimentação | 35 |

ÍNDICE DE TABELAS

| | |
|---|----|
| Tabela 1. Principais parasitas gastrintestinais e pulmonares, intensidade e região de infecção..... | 8 |
| Tabela 2. Métodos coprológicos em caprinos | 12 |
| Tabela 3. Resultados dos testes estatísticos aplicados às variáveis parasitárias segundo estação, mês e método diagnóstico..... | 32 |
| Tabela 4. Frequência de animais com vermes pulmonares (<i>M. capillaris</i>) por mês durante o período do estudo..... | 33 |
| Tabela 5. Resumo mensal da ocorrência de parasitas observados no sedimento..... | 36 |

1. INTRODUÇÃO

O caprino de raça Preta de Montesinho é uma raça autóctone portuguesa, reconhecida pela sua capacidade adaptativa e importância na manutenção dos ecossistemas do nordeste transmontano. Embora historicamente predominante na região, encontra-se atualmente em risco de extinção, sendo valorizada não apenas pela sua produção de carne, mas também pelo papel que desempenha na prevenção de incêndios através do pastoreio extensivo (DGAV, 2025; TER-RA, 2025).

Nestes sistemas de produção, os caprinos estão particularmente expostos a parasitas internos, como nematódeos, trematódeos e protozoários, que comprometem o desempenho produtivo e o bem-estar animal. Espécies como *Haemonchus contortus*, *Trichostrongylus* spp., *Muellerius capillaris* e *Eimeria* spp. são frequentemente observadas em pequenos ruminantes criados em pastagens naturais, sendo favorecidas por fatores como umidade, temperatura e manejo inadequado (Pilarczyk et al., 2021; Merck, 2023).

Além dos prejuízos diretos, como perdas de peso e mortalidade, destaca-se o aumento da resistência a antiparasitários, exigindo a adoção de estratégias integradas de controlo. Métodos laboratoriais como McMaster, Mini-FLOTAC, Baermann e sedimentação espontânea permitem monitorizar a carga parasitária e avaliar a eficácia dos tratamentos, sendo essenciais para uma abordagem sustentável (Hoste et al., 2015; Charlier et al., 2020).

Neste contexto, o presente trabalho visa monitorizar a infeção por parasitas gastrintestinais e pulmonares em cabras da raça Preta de Montesinho, ao longo das estações do ano. Através da caracterização parasitológica e ambiental, pretende-se contribuir para o conhecimento da epidemiologia destas parasitoses e para o desenvolvimento de estratégias de controlo adaptadas à realidade local.

2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1. Caprinos da raça Preta de Montesinho

A cabra Preta de Montesinho foi oficialmente reconhecida como raça autóctone portuguesa em 2009, com a abertura do seu livro genealógico e inclusão no Catálogo Nacional de Raças Autóctones (Direção-Geral de Alimentação e Veterinária [DGAV], 2020). No entanto, foi apenas em 2016 que a raça ganhou maior visibilidade mediática, com o lançamento de campanhas públicas de valorização e promoção regional da raça.

Originária da região nordeste do país, esta raça é especialmente encontrada no Nordeste Transmontano, considerando o Parque Natural de Montesinho e como o seu principal habitat natural (CAPRINET, 2023; DGAV, 2025). No passado, essa raça era predominante na região, mas a diminuição da população rural e a introdução de outras raças levaram à sua redução populacional (TER-RA, 2025).

Atualmente, a raça está em risco de extinção, sendo valorizada não apenas pela sua resistência e adaptação ao clima local, mas também pelo seu papel ecológico, como na limpeza de matos, o que contribui para a redução do risco de incêndios (CAPRINET, 2023; TER-RA, 2025). A gestão do Livro Genealógico da raça é responsabilidade da Direção-Geral de Alimentação e Veterinária (DGAV, 2025), que trabalha para a conservação e promoção desta importante raça nativa.

A aptidão produtiva da raça é mista, com destaque para a produção de carne. Os cabritos, normalmente abatidos com cerca de 8 a 10 kg de peso vivo, são valorizados no mercado regional pelo sabor característico da carne, proveniente de pastoreio semi-extensivo. A produção de leite média aos 150 dias é de 100 - 110 litros, suficiente para sustentar a amamentação dos cabritos durante o aleitamento (Instituto Nacional de Investigação Agrária e Veterinária [INIAV], 2024; Tibério & Diniz, 2014). O uso da cabra preta de Montesinho em pastoreio controlado contribui para o controle da vegetação espontânea, a redução do risco de incêndios e a manutenção da biodiversidade (INIAV, 2024).

Esta raça é facilmente identificada pela pelagem integralmente preta, corpo de porte médio e aparência rústica (Figura 1) (TER-RA, 2020). Os animais apresentam elevada adaptação ao relevo acidentado, à escassez de recursos forrageiros e às condições climáticas adversas do nordeste transmontano, evidenciando boa capacidade de locomoção, resistência natural a doenças e baixos requisitos nutricionais (DGAV, 2021).



Figura 1. Cabra preta de Montesinho (TER-RA, 2020).

2.2. Parasitas gastrointestinais e pulmonares em pequenos ruminantes

Os parasitas pulmonares e gastrointestinais possuem elevada importância na produção animal, especialmente em sistemas extensivos (Vanhoy, 2023), como os utilizados na criação de caprinos da raça Preta de Montesinho. Esses agentes parasitários podem comprometer o desempenho zootécnico, afetar negativamente a saúde e o bem-estar dos animais (Pilarczyk et al., 2021), além de interferirem na dinâmica ecológica das pastagens (Cabo et al., 2020). Nematódeos, cestódeos, trematódeos e protozoários estão entre os parasitas mais frequentemente identificados em caprinos criados em pastagens naturais (Vanhoy, 2023), incluindo raças autóctones portuguesas.

Estes parasitas podem apresentar ciclos de vida diretos ou indiretos. O ciclo direto ocorre sem hospedeiro intermediário: os ovos, oocistos ou larvas são eliminados nas fezes e desenvolvem-se no ambiente até serem ingeridos por um novo hospedeiro definitivo (ex: *Trichostrongylus* spp., *Trichuris* spp., *Eimeria* spp.) (Silva et al., 2014). No ciclo indireto, há necessidade de um hospedeiro intermediário (ex: moluscos terrestres e aquáticos), sendo a infecção provocada pela ingestão do mesmo (ex: *Muellerius capillaris*, *Fasciola hepatica*, *Dicrocoelium dendriticum*) (Minho, 2014).

O ciclo de vida dos nematódeos intestinais é composto por duas fases distintas: uma livre e outra parasitária (Figura 2). Durante a fase adulta, os vermes habitam o trato digestivo do hospedeiro, onde produzem ovos que são eliminados no ambiente, especialmente em áreas de pastagem. Esses ovos eclodem, originando larvas que passam por três estágios de desenvolvimento (L1, L2 e L3). No estágio L3, as larvas tornam-se infectantes, sendo ingeridas pelo hospedeiro e completando o ciclo ao começarem a produzir novos ovos, reiniciando o processo de infecção (Amarante, 2014, como citado em Silva, 2023).

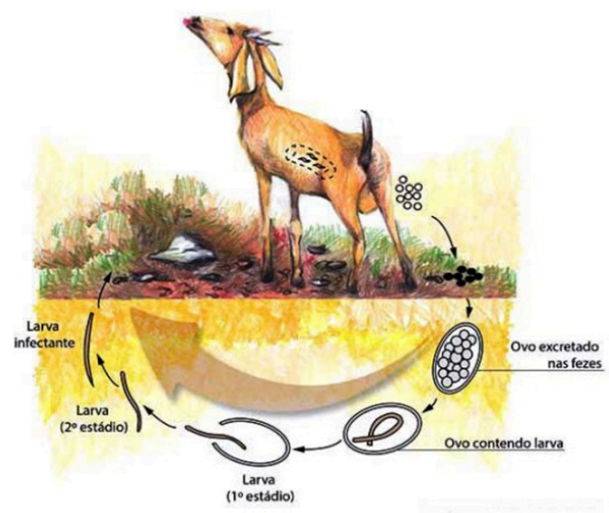


Figura 2. Ciclo de vida dos vermes gastrointestinais (Leal & Hassum, 2021.).

A presença de sombra, umidade constante do solo e chuvas regulares contribui para manter as fezes úmidas, permitindo o desenvolvimento dos estágios larvais L1 e

L2 em pastagens. As larvas L3 sobrevivem utilizando as reservas energéticas acumuladas nos estágios anteriores, o que favorece sua permanência em pastagens úmidas por períodos prolongados (Amarante, 2014, como citado em Silva, 2023).

O ciclo de vida da maioria dos nematodes pulmonares (Figura 3) com ciclo indireto, como o *M. capillaris*, envolve a participação de hospedeiros intermediários, geralmente moluscos terrestres. Em caprinos infetados, as larvas de primeiro estágio, (L1), são eliminadas com as fezes, essas larvas são ingeridas por moluscos terrestres, como caracóis e/ou lesmas, que atuam como hospedeiros intermediários. No seu interior, ocorre o desenvolvimento das larvas até ao terceiro estágio (L3), que corresponde à forma infetante (Souza et al., 2013; Taylor et al., 2016).

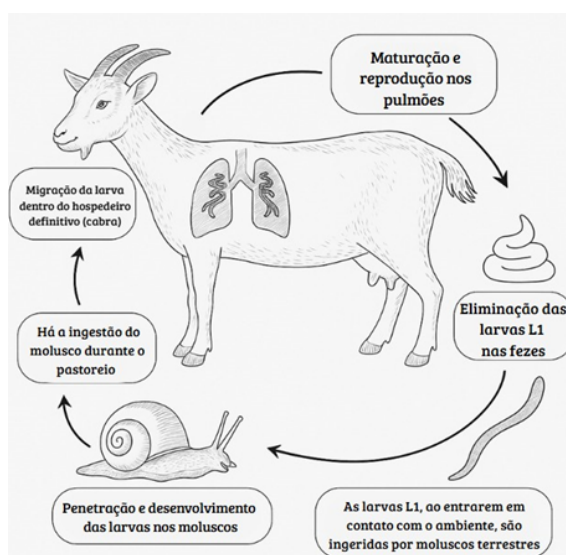


Figura 3. Ciclo de vida dos parasitas pulmonares em caprinos.

Imagem criada pela autora com o auxílio de inteligência artificial (OpenAI, 2025)

Durante o pastoreio, os caprinos ingerem acidentalmente esses moluscos contaminados com larvas L3. Uma vez no trato digestivo, as larvas atravessam a mucosa intestinal e alcançam a circulação linfática ou sanguínea, migrando até os pulmões, onde se alojam nos alvéolos, bronquíolos e parênquima pulmonar (Borges et al., 2001; Lima et al., 2020).

Nessa localização, as larvas desenvolvem-se até à fase adulta, iniciando a oviposição. Os ovos eclodem localmente em novas larvas L1, que ascendem pela

traqueia, são deglutidas e eliminadas nas fezes, reiniciando o ciclo biológico do parasita (Urquhart et al., 1998; Taylor et al., 2016; DGAV, 2021).

2.3. Filo Nematoda

Os nematódeos da família Trichostrongylidae, como *Haemonchus contortus*, *Trichostrongylus* spp. e *Teladorsagia* spp., são parasitas de pequenas dimensões, apresentam um ciclo de vida direto, em que os ovos eliminados nas fezes desenvolvem-se no ambiente até ao estágio larvar L3. Estes parasitas instalam-se principalmente no abomaso e intestino delgado (Tabela 1), provocando anemia, diarreia e perda de condição corporal (Otranto et al., 2024; Pereira et al., 2024).

As larvas infetantes (L3) dessas espécies são altamente resistentes no ambiente, sobrevivendo por longos períodos mesmo em condições climáticas desfavoráveis. Em regiões de clima temperado, como as observadas em Portugal e em outros países europeus, é comum que as larvas persistam no solo durante o inverno, com aumento significativo da carga parasitária nas pastagens durante o verão e o outono, épocas mais associadas à manifestação clínica da doença (Otranto & Wall, 2024)

Os nematódeos *Dictyocaulus filaria* e *M. capillaris* afetam o sistema respiratório de pequenos ruminantes (Tabela 1). *Dictyocaulus* possui ciclo de vida direto, com larvas eliminadas nas fezes que evoluem no ambiente até o estágio L3, sendo então ingeridas diretamente pelos hospedeiros. Já *Muellerius* apresenta um ciclo indireto, necessitando de um hospedeiro intermediário (caracol terrestre), sendo os caprinos infetados pela ingestão desses moluscos. Esses parasitas causam bronquite, dispneia e lesões pulmonares nodulares crônicas (Cabo et al., 2020; Pereira et al., 2024).

O nematódeo *M. capillaris*, pertencente à família Protostrongylidae, afeta ovinos, caprinos, cervídeos e outros pequenos ruminantes selvagens. Popularmente conhecido como “verme pulmonar nodular”, este helminto possui um ciclo de vida indireto, utilizando caracóis (*Helix*, *Succinea*) e lesmas (*Limax*, *Agriolimax*, *Arion*) como hospedeiros intermediários. Sua distribuição é global, com exceção das regiões árticas e subárticas (Otranto et al., 2024).

Muellerius é considerado o género mais prevalente entre os vermes pulmonares de ovinos. A elevada prevalência desse verme está associada à ampla variedade de moluscos que podem atuar como vetores, além da capacidade das larvas de resistirem por longos períodos no ambiente (Taylor et al., 2016).

As larvas L1 podem permanecer viáveis por meses em fezes ressecadas, enquanto as larvas L3 sobrevivem durante toda a vida do molusco hospedeiro. Os animais silvestres, quando presentes, podem também atuar como reservatórios, contribuindo para a reinfeção de rebanhos em sistemas de manejo extensivo (Otranto e Wall, 2024).

Em infecções mais intensas, podem ocorrer sinais clínicos respiratórios leves, como tosse e dispneia. Em caprinos, os quadros clínicos tendem a ser mais pronunciados, com possibilidade de evolução para pneumonia secundária (Otranto e Wall., 2024).

Tabela 1. Principais parasitas gastrintestinais e pulmonares, intensidade e região de infecção.

Fonte: Adaptado de Rodrigues et al. (2022)

| Região | Espécie | Virulência |
|----------------------|----------------------------------|-------------|
| Abomaso | <i>Haemonchus contortus</i> | Alta |
| | <i>Trichostrongylus axei</i> | Média |
| | <i>Teladorsagia circumcincta</i> | Alta |
| Intestino delgado | <i>Trichostrongylus</i> spp. | Média |
| | <i>Bunostomum</i> spp. | Média |
| | <i>Cooperia</i> spp. | Baixa |
| | <i>Nematodirus</i> spp. | Média |
| Intestino Grosso | <i>Chabertia ovina</i> | Baixa |
| | <i>Oesophagostomum</i> spp. | Baixa |
| Brônquios e Traqueia | <i>Dictyocaulus filaria</i> | Média/Alta |
| Pequenos Brônquios | <i>Protostrongylus rufescens</i> | Baixa/Média |
| Parênquima Pulmonar | <i>Muellerius capillaris</i> | Média |
| | <i>Cystocaulus ocreatus</i> | Baixa |
| | <i>Neostrongylus linearis</i> | Baixa |

2.4. Classe Trematoda

A classe Trematoda, integrante do filo Platyhelminthes, é composta por vermes com corpo achatado no sentido dorsoventral, geralmente em formato de folha, que atuam como endoparasitas obrigatórios em vertebrados, entre eles os caprinos. Esses helmintos possuem sistema digestivo incompleto, são majoritariamente hermafroditas e apresentam ciclos de vida indiretos, necessitando de hospedeiros intermediários, geralmente moluscos (Urquhart et al., 1996).

Em caprinos, a fasciolose hepática, causada por *F. hepatica*, é a principal doença de importância econômica. Esse parasita se aloja nos ductos biliares, provocando lesões hepáticas, anemia, perda de peso e, em casos graves, morte do animal. O ciclo biológico envolve caracóis do gênero *Lymnaea* como hospedeiros intermediários, nos quais ocorre o desenvolvimento larval até a fase infetante

(metacercária), que é ingerida pelos ruminantes ao pastarem em áreas alagadas (Mas-Coma et al., 2009).

Outro trematódeo que pode acometer caprinos é *D. dendriticum*, também localizado no fígado e vias biliares. Diferente de *F. hepatica*, esse parasita possui dois hospedeiros intermediários: caracóis terrestres e formigas. A infecção por *D. dendriticum* em caprinos é geralmente subclínica, mas infestações intensas podem causar comprometimento hepático crônico (Taylor et al., 2016).

Além disso, *Paramphistomum* spp., conhecido como verme do rúmen, pode ser encontrado em caprinos, embora seja mais comum em bovinos. Esse trematódeo se aloja no rúmen e retículo de ruminantes adultos, mas suas formas juvenis migram pelo intestino delgado, causando enterite, diarreia e desidratação. Seu ciclo também envolve caracóis aquáticos como hospedeiros intermediários (Rolfe et al., 1994).

2.5. Classe Cestoda

Entre os cestódeos, também pertencente ao filo Platyhelminthe, destaca-se *Moniezia* spp., cujo ciclo de vida é indireto. Ovos presentes nas fezes são ingeridos por ácaros oribatídeos do solo, que atuam como hospedeiros intermediários. A cabra infeta-se ao ingerir estes ácaros contaminados durante o pastoreio. Embora frequentemente subclínicas, as infecções podem causar distensão abdominal e atraso no crescimento (Pilarczyk et al., 2021; Merck, 2023).

2.6. Filo Apicomplexa

O ciclo de vida de *Eimeria* spp. é direto, ou seja, não requer hospedeiros intermediários. Os oocistos não esporulados são eliminados pelas fezes dos animais infetados. No ambiente, sob condições favoráveis de temperatura, umidade e oxigênio, esses oocistos esporulam e se tornam infetantes em um período que pode variar de 1 a 3 dias (Silva et al., 2014; Pereira et al., 2024).

A infecção ocorre por meio da ingestão de oocistos esporulados presentes no ambiente, os quais podem contaminar pastagens, água, comedouros, bebedouros ou até mesmo a pelagem de outros animais. Essa contaminação é facilitada por condições inadequadas de manejo e alta densidade populacional nos criatórios (Kaplan, 2001; Tenter et al., 2002).

Após a ingestão, os oocistos são ativados no trato gastrointestinal, liberando esporozoítos que penetram nas células do epitélio intestinal. Dentro dessas células, ocorre a multiplicação assexuada (esquizogonia), seguida pela fase sexuada (gamogonia), que resulta na formação de novos oocistos. Esses, por sua vez, são eliminados nas fezes, dando continuidade ao ciclo de infecção (Foreyt, 2001; Tenter et al., 2002).

Clinicamente, a eimeriose manifesta-se principalmente em cabritos, caracterizando-se por diarreia (com ou sem presença de sangue), desidratação, letargia, perda de apetite, atraso no crescimento e, em casos mais graves e sem tratamento, mortalidade. A gravidade da doença depende da espécie de *Eimeria* envolvida, da carga parasitária, da idade do animal e de fatores ambientais e nutricionais (Foreyt, 2001; Pereira et al., 2024).

2.7. Impacto econômico dos parasitas gastrointestinais em pequenos ruminantes

As parasitoses constituem uma das principais limitações sanitárias à produção de pequenos ruminantes em sistemas extensivos, comprometendo significativamente a produtividade, o bem-estar animal e a sustentabilidade econômica das explorações. Entre os parasitas mais frequentes encontram-se os helmintos gastrointestinais (*H. contortus*, *Trichostrongylus* spp.), protozoários como *Eimeria* spp. e helmintos pulmonares como *M. capillaris* (Taylor et al., 2016; Class et al., 2023).

As perdas econômicas associadas às parasitoses podem ser classificadas em diretas e indiretas. Entre as perdas diretas destacam-se a redução no ganho de peso vivo, o atraso no crescimento de cabritos, a queda da produção de leite, a mortalidade juvenil

– frequentemente associada a *Eimeria* spp. e *H. contortus* – e a rejeição de carcaças ou vísceras nos matadouros, em virtude de lesões provocadas pelos parasitas (Silva et al., 2015; Taylor et al., 2016; Charlier et al., 2020).

As perdas indiretas incluem o aumento dos custos com antiparasitários e mão de obra, a redução do desempenho reprodutivo de fêmeas com infecções crônicas, a diminuição do valor comercial dos animais infetados, bem como o incremento das exigências com práticas de manejo sanitário e monitorização contínua (Charlier et al., 2020; Alowanou et al., 2021).

Em Portugal, estima-se que os custos anuais associados a infecções helmínticas em cabras leiteiras ultrapassem os 8,8 milhões de euros, incluindo as perdas diretas na produção e os encargos com tratamentos antiparasitários (Charlier et al., 2020).

O controlo eficaz dessas parasitoses exige uma abordagem integrada, que combine práticas de manejo, estratégias nutricionais, recursos naturais e tratamentos farmacológicos de forma racional. A rotação de pastagens, a higienização de currais, a separação dos animais por faixa etária, bem como o uso de dietas balanceadas e plantas com taninos, contribuem para a redução da carga parasitária e fortalecem o sistema imunológico dos animais (Hoste et al., 2015; Lima et al., 2020).

Embora o uso de antiparasitários seja prática comum, a crescente resistência parasitária, tem colocado em risco a eficácia dos tratamentos disponíveis. A dosagem adequada conforme o peso corporal, e a monitorização por meio de contagem de ovos por grama de fezes (OPG) são práticas essenciais para garantir a sustentabilidade dos programas de controlo (Taylor et al., 2016; Alowanou et al., 2021).

A utilização de alternativas como fitoterápicos e o controlo biológico com fungos nematófagos também tem sido investigada como forma de reduzir a dependência de medicamentos e minimizar os impactos ambientais (Hoste et al., 2006).

A contagem de OPG é uma das principais ferramentas utilizadas no diagnóstico e monitorização das verminoses em pequenos ruminantes. Essa técnica permite estimar, de forma indireta, a carga parasitária presente no trato gastrointestinal dos animais. (Taylor et al., 2016).

Entre os métodos de OPG mais utilizados destacam-se as técnicas de McMaster e Mini-FLOTAC, que variam quanto à sensibilidade, custo, volume de amostra e aplicabilidade em campo. A técnica de McMaster, por exemplo, é amplamente adotada pela sua simplicidade e rapidez, descrita originalmente em 1939 (Gordon & Whitlock, 1939) enquanto a Mini-FLOTAC tem demonstrado maior sensibilidade, sendo recomendada quando se busca uma estimativa mais precisa da carga parasitária (Cringoli et al., 2010).

O conhecimento dos valores de OPG é fundamental em programas de controle seletivo, nos quais apenas os animais com elevada carga parasitária são tratados. Essa abordagem visa reduzir o uso indiscriminado de antiparasitários, manter uma população de refúgio e retardar o desenvolvimento da resistência aos princípios ativos, o que é particularmente relevante em situações de resistência já instalada, como nos casos de *H. contortus* (Alowanou et al., 2021).

Tabela 2. Métodos coprológicos em caprinos Fonte: Adaptado de Ueno, H., & Gonçalves, P. C. (1998).

| Método | Vantagens | Sensibilidade | Custo | Tempo de execução |
|---------------------|----------------------------|---------------|---------------|-------------------|
| McMaster | Fácil de executar | Baixa a Média | Baixo | ~10 minutos |
| Mini FLOTAC | Preciso e versátil | Média a alta | Médio | ~15 minutos |
| Técnica de Baermann | Deteção de larvas | Alta | Médio a alto | ~24 horas |
| Sedimentação | Adequado para ovos pesados | Média a alta | Baixo a médio | ~10 minutos |

3. ESTUDO EXPERIMENTAL

3.1. Objetivos

3.1.1. Objetivo Geral

O objetivo geral deste estudo foi monitorar a infecção por parasitas gastrintestinais e pulmonares no rebanho de caprinos da Quinta da Escola Superior do Instituto Politécnico de Bragança, ao longo do ano, através de análises coprológicas e da contagem de ovos fecais (COF).

3.1.2. Objetivos Específicos

1. Realizar análises coprológicas mensais das fezes dos caprinos da Quinta da Escola Superior do Instituto Politécnico de Bragança (IPB), para monitorizar a presença de parasitas gastrointestinais e pulmonares.
2. Quantificar os ovos de helmintos e protozoários presentes nas amostras fecais por meio da contagem de ovos por grama (OPG) e oocistos por grama (OoPG), respectivamente, ao longo das diferentes estações do ano.
3. Correlacionar as variações sazonais nas contagens de ovos fecais com as condições ambientais e climáticas, identificando possíveis fatores que influenciam a intensidade da infecção.
4. Comparar os métodos coprológicos quantitativos, Mini-FLOTAC e McMaster.
5. Qualificar os vermes pulmonares e realizar a análise do sedimento.

3.2. MATERIAL E MÉTODOS

3.2.1. Área de estudo

O estudo foi desenvolvido em duas áreas distintas:

- Quinta de Santa Apolónia, pertencente ao Instituto Politécnico de Bragança (IPB), onde se encontram os lameiros explorados pelo rebanho.

O lameiro localizado no Campus do Instituto Politécnico de Bragança (IPB) situa-se em uma área urbanizada da cidade de Bragança, no Nordeste de Portugal, dentro da Sub-Bacia Hidrográfica do Rio Fervença, próximo às coordenadas 41°47'52"N e 6°45'52"W (Figura 4). O terreno apresenta uma depressão relativa, favorecendo a acumulação de água e a formação de pastagens com boa capacidade de retenção hídrica (Fogaça Neto, 2022).

Quanto aos solos, destacam-se os fluvissoles e leptossoles, sendo esses últimos predominantes, correspondendo a mais de 65% da área, o que indica solos pouco desenvolvidos, característicos da região. (Fogaça Neto, 2022).



Figura 4. Área total do Campus do Instituto Politécnico de Bragança (amarelo) e área explorada pelo rebanho (vermelho). Fonte: Google Earth, 2025.

- Aldeia de Vilarinho de Cova de Lua, no Parque Natural de Montesinho.

A aldeia de Vilarinho de Cova de Lua situa-se no interior do Parque Natural

de Montesinho, uma área protegida de elevada importância ecológica no Nordeste de Portugal, reconhecida pela sua diversidade biológica e conservação dos ecossistemas mediterrâneos e montanhosos (Quercus, 2014; ICNF, 2021). A floresta que circunda a aldeia é dominada por *Quercus rotundifolia*, espécie típica da região mediterrânica, adaptada a solos pobres e a um clima com verões secos e invernos amenos, características próprias do relevo local (Azevedo & Caçador, 1999; Museu Virtual da Biodiversidade, n.d.).

Essas formações florestais desempenham um papel essencial na proteção do solo contra erosão, na regulação dos ciclos hídricos e na manutenção da biodiversidade, oferecendo habitat para várias espécies endêmicas de fauna e flora (Azevedo & Caçador, 1999). A presença expressiva de *Q. rotundifolia* na área está também associada às práticas tradicionais de manejo florestal e uso agrícola que favorecem a manutenção deste ecossistema semi-natural (Quercus, 2014).

Além disso, o Parque Natural de Montesinho, que engloba Vilarinho de Cova de Lua, é um importante refúgio ambiental, contribuindo para a mitigação dos impactos das mudanças climáticas regionais e fornecendo recursos naturais que sustentam as comunidades rurais locais, especialmente através da exploração sustentável dos recursos florestais e pastagens sob os carvalhais (Museu Virtual da Biodiversidade, n.d.; AllTrails, n.d.).

A área investigada e que foi lar das cabras durante o mês de Maio está localizada nas coordenadas 41°54'00.6"N e 6°50'49.4"W (Figura 5), situando-se a cerca de 420 metros de altitude (GOOGLE EARTH, 2025). A seleção desse local considerou o monitoramento de um rebanho da raça Cabra Preta de Montesinho, pertencente ao Instituto Politécnico de Bragança (IPB), que é manejado de forma tradicional por um pastor experiente.



Figura 5. Área experimental em Vilarinho de Cova da Lua, no Parque Natural de Montesinho. Fonte:

Google Earth, 2025.

3.2.2. Animais do estudo

Participaram do estudo entre 13 e 15 cabras adultas da raça Preta de Montesinho, mantidas em sistema extensivo. Os animais são pertencentes ao efetivo do IPB e utilizados sob supervisão institucional. As coletas ocorreram mensalmente entre novembro de 2024 e maio de 2025.

3.2.3. Recolha das amostras

As fezes foram colhidas individualmente e diretamente da ampola retal, com uso de luvas de látex descartáveis e gel lubrificante para facilitar o procedimento. As amostras foram colocadas em sacos plásticos devidamente identificados e mantidas em caixas isotérmicas, garantindo a preservação até à chegada ao laboratório.

3.2.4. Metodos coprológicos

As amostras fecais foram processadas no Laboratório de Higiene e Sanidade

Animal do IPB com recurso a diferentes técnicas coprológicas, com o objetivo de identificar e quantificar os principais parasitas gastrointestinais e pulmonares.

3.2.5. Método de McMaster

O método de McMaster foi utilizado para quantificação de OPG e OoPG, devido à sua simplicidade, baixo custo e rapidez.

Para sua execução, foram coletadas 5 g de fezes frescas, pesadas com o auxílio de uma balança de precisão e depositadas num pequeno béquer.

Posteriormente, o material foi transferido para uma proveta de vidro graduada, à qual foram adicionados 75 mL de solução saturada de sulfato de zinco. A mistura foi homogeneizada com uma vareta de vidro e filtrada por meio de uma peneira para um almofariz de porcelana. A suspensão obtida foi homogeneizada para garantir a distribuição uniforme dos ovos e transferida imediatamente para uma câmara de McMaster (Figura 6).



Figura 6. McMaster. Etapas do preparo da amostra fecal para contagem de ovos por grama (OPG) com o método MacMaster, utilizando a técnica de flotação com solução saturada de sulfato de zinco. A amostra (5 g) foi pesada em balança analítica (A), macerada e homogeneizada com a solução (B), sendo posteriormente filtrada para eliminar partículas grosseiras e facilitar a leitura em câmara de contagem (C).

A leitura foi realizada em microscópio óptico, permitindo a contagem dos ovos. O cálculo do número de ovos por grama (OPG) foi realizado pela fórmula:

$$OPG = n \times 50$$

Onde n é o número de ovos contados na câmara, e o fator 50 corresponde ao fator de diluição utilizado no cálculo do número de ovos por grama (OPG) conforme a metodologia padrão do exame.

3.2.6. Mini- FLOTAC

Para a análise utilizando a técnica do Mini- FLOTAC (Figura 7), uma porção representativa da amostra fecal (correspondente a 5 g) foi coletada e colocada no Fill-FLOTAC (copo de homogeneização e filtragem). As fezes foram maceradas em solução saturada de cloreto de sódio (NaCl) e homogeneizadas vigorosamente, a fim de garantir a dispersão uniforme dos ovos parasitários.

Em seguida, uma alíquota da suspensão fecal foi cuidadosamente transferida para as duas câmaras do Mini-FLOTAC, dispositivo específico para leitura microscópica, assegurando preenchimento uniforme e sem bolhas. A suspensão permaneceu em repouso por um período de 10 minutos, permitindo a separação dos ovos por diferença de densidade. Após esse tempo, realizou-se a rotação da lâmina superior do equipamento, o que possibilitou a visualização clara da amostra para a contagem dos ovos.

A leitura foi feita em microscópio óptico, com objetiva de 10x, contabilizando-se todos os ovos presentes nas duas câmaras do dispositivo. O número de ovos por grama de fezes (OPG) foi calculado com base na seguinte fórmula: $OPG = n \times 5$

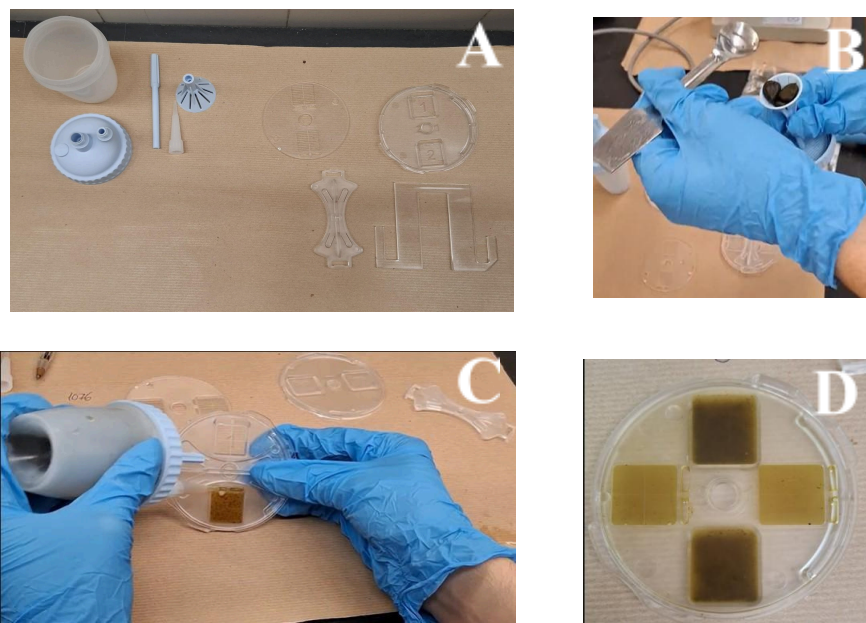


Figura 7. Etapas da técnica Mini-FLOTAC utilizada para quantificação de ovos por grama (OPG) em amostras fecais. Foram utilizados o copo Fill- FLOTAC, a câmara Mini- FLOTAC pipetas, tubos e solução salina saturada (A); Amostra fecal dentro do Fill- FLOTAC (B); Suspensão transferida para as câmaras Mini- FLOTAC (C); Rotação da câmara para posicionamento adequado dos ovos na zona de leitura da lâmina (D).

3.2.7. Técnica de Baermann modificada

A técnica de Baermann modificada (Figura 8) foi empregada para detecção de larvas de nematodes pulmonares. O método baseia-se na migração ativa das larvas em meio aquoso sob temperatura amena.

Foram utilizadas aproximadamente 5 g de fezes, envoltas em gaze bem fechada (A) e colocadas no interior de um copo cônico contendo água morna (B). As amostras permaneceram em repouso por 24 horas. Após esse período, a gaze foi cuidadosamente descartada (C), removido o sobrenadante, preservando apenas o sedimento (D). Uma gota deste sedimento foi então analisada em lâmina de 24 x 60 mm, junto com uma gota de lugol, sob microscópio óptico para identificação de larvas.

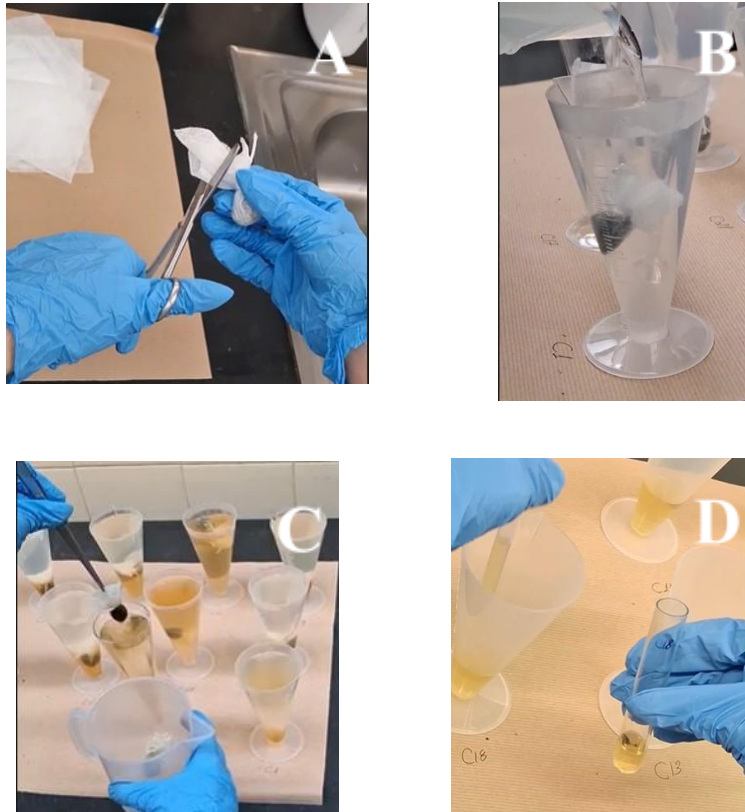


Figura 8. Técnica de Baermann modificada. Gaze estéril com 5 g de amostra de fezes (A); Copo cônico contendo água morna, que favorece a migração ativa das larvas (B); Sedimento com larvas viáveis no fundo do recipiente (C); Sedimento coletado com pipeta Pasteur e armazenado (D).

3.2.8. Sedimentação

A técnica de sedimentação espontânea (Figura 9) foi aplicada para detecção de ovos mais pesados, como os de trematódeos, que não flutuam em soluções saturadas (Foreyt, 2001).

Algumas gramas de fezes foram misturadas com água em um almofariz de porcelana, e a suspensão resultante foi filtrada por peneira diretamente para um copo cônico. O recipiente foi então preenchido com água limpa, a qual foi trocada duas vezes, permitindo a decantação progressiva do material sólido. Após a sedimentação e clarificação da água, o fundo do copo, contendo o sedimento, foi coletado cuidadosamente. A leitura foi realizada em uma lâmina de 24 x 60 mm, com uma gota

da amostra e uma gota de azul de metileno, para pesquisa de ovos de trematódes ao microscópio óptico,.

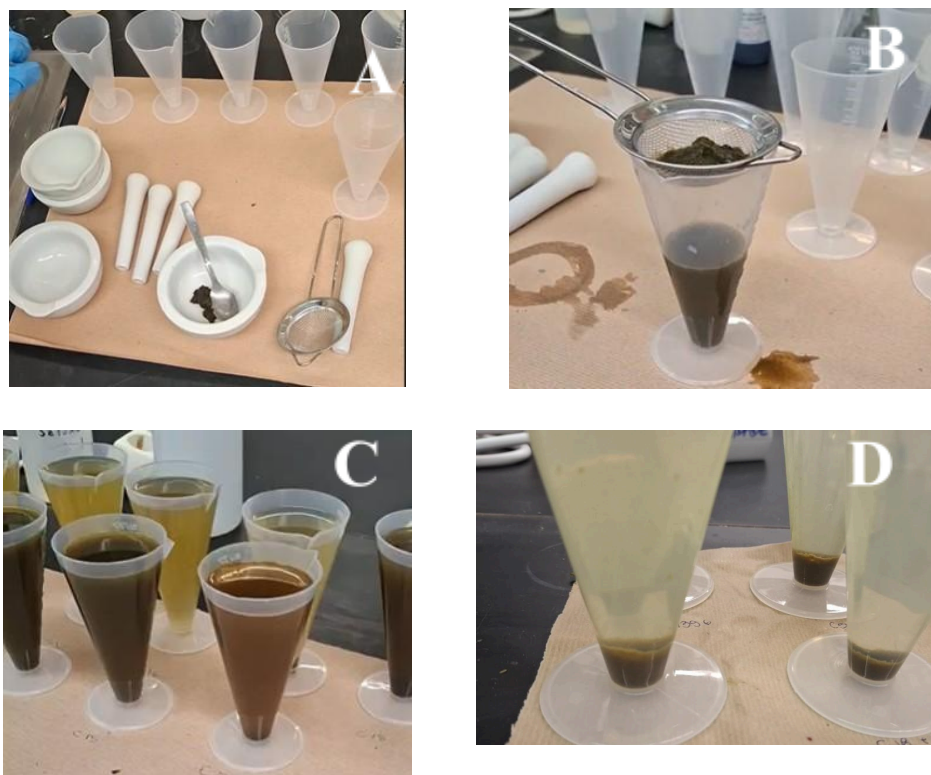


Figura 9. Procedimento da técnica de sedimentação espontânea. Maceração das fezes com água destilada em almofariz de porcelana (A); A suspensão coada em peneira metálica para remoção de partículas grosseiras, preservando os elementos parasitários no líquido filtrado (B); Decantação em copo cônico, com troca cuidadosa da água (C); Sedimento concentrado (D).

3.2.9. Análises estatísticas

As análises estatísticas foram realizadas com recurso ao software Statistica 12.0® (StatSoft Inc., Tulsa, OK, EUA), adotando um nível de significância de 5% ($p < 0,05$). Inicialmente, foi aplicado o modelo linear geral (GLM) para avaliar o efeito das estações do ano (inverno, outono e primavera) e dos meses (de novembro a maio) sobre as contagens de ovos tipo estrombilídeo e oocistos de *Eimeria* obtidas por diferentes técnicas.

Quando identificadas diferenças significativas, foi conduzido o teste de Tukey para comparação múltipla entre os níveis dos fatores. Para comparações diretas entre métodos diagnósticos, como McMaster versus Mini-FLOTAC, foram utilizados tanto o teste t de Student pareado quanto o teste não paramétrico de Wilcoxon, visando garantir robustez dos resultados mesmo em casos de distribuição assimétrica dos dados ou número reduzido de observações. A escolha desses testes permitiu avaliar, de forma abrangente, a variação na carga parasitária ao longo do tempo e entre metodologias empregadas.

3.3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

3.3.1. Contagem de ovos tipo strongilídeo por McMaster (MMTRICO)

No que se refere à contagem de ovos do tipo strongilídeo usando a técnica de McMaster (MMTRICO), os dados mostraram uma tendência à variação entre as estações ($p = 0,055$) (Figura 10), embora esta não tenha atingido significância estatística ao nível de 5%. Esse comportamento pode refletir uma modulação sazonal da eliminação de ovos, possivelmente relacionada às condições ambientais que favorecem o ciclo dos helmintos.

Embora a técnica de McMaster tenha evidenciado apenas uma variação sazonal ($p = 0,055$), os valores mais elevados observados no outono sugerem influência de fatores ambientais, como temperaturas e maior disponibilidade de umidade. Resultados semelhantes foram descritos em pequenos ruminantes na Europa, onde a variação sazonal da carga parasitária foi associada a condições climáticas específicas (Morgan & van Dijk, 2012)

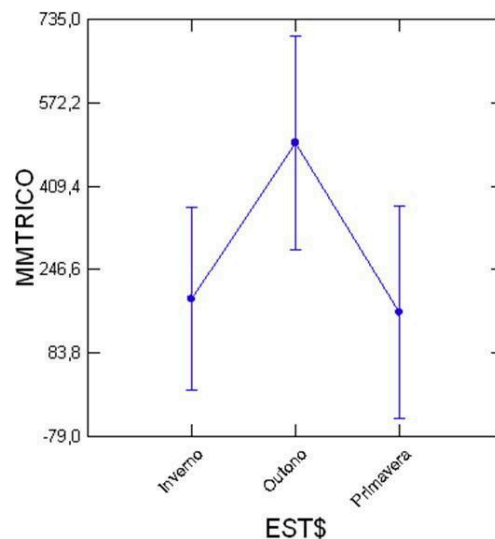


Figura 10: Médias ajustadas da contagem de ovos do tipo strongilídeo por McMaster (MMTRICO) segundo estação (EST\$).

Por outro lado, o mês do ano não apresentou efeito significativo sobre a MMTRICO ($p = 0,835$) (Figura 11), sugerindo que as flutuações mensais na carga de ovos não foram suficientemente expressivas. No entanto, é importante destacar que os valores médios mensais de OPG mostraram variação considerável, com destaque para dezembro (492,3) e março (265,4), em contraste com maio (161,5). Essa heterogeneidade pode refletir oscilações pontuais na infecção ou reinfecção dos animais, essa oscilação reforça a importância de monitoramento contínuo, mesmo quando os testes não detectam diferenças robustas.

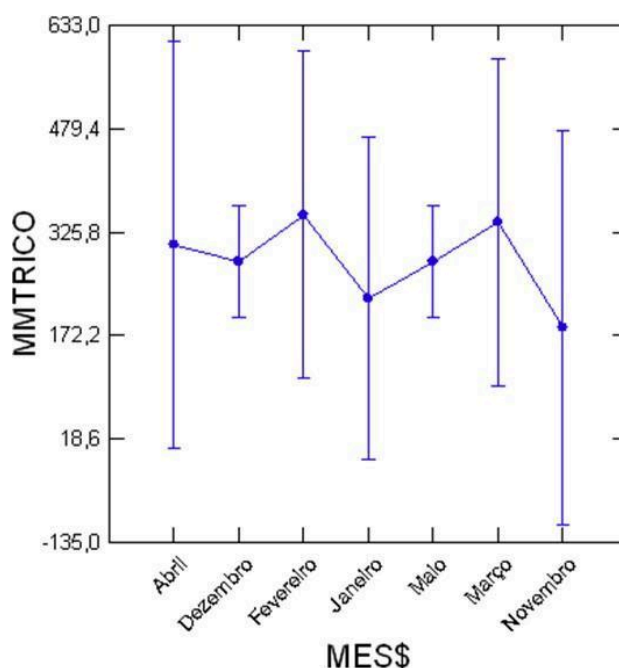


Figura 11: Médias ajustadas da contagem de ovos do tipo estrogilídeo por McMaster (MMTRICO) ao longo dos meses (MESS).

3.3.2. Contagem de ovos do tipo estrogilídeo por Mini- FLOTAC (MFTRICO)

A variável MFTRICO revelou um efeito altamente significativo do mês sobre a carga de ovos ($p < 0,001$), sem influência relevante da estação ($p = 0,891$) (Figura 12). As médias ajustadas para MFTRICO mostram valores semelhantes entre as estações,

sem efeito significativo da sazonalidade ($p = 0,891$). Isso reforça a ideia de que a variação na carga parasitária ocorre de forma mais marcada em escala mensal, e não sazonal.

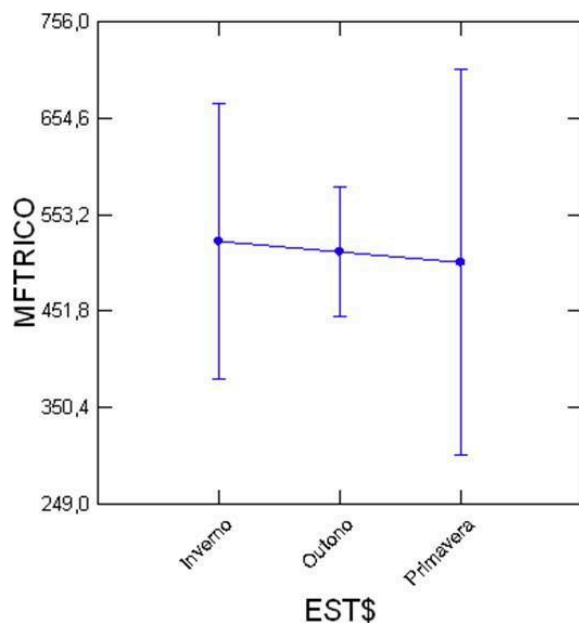


Figura 12: Médias ajustadas da contagem de ovos do tipo estrongilídeo por Mini-FLOTAC (MFTRICO) segundo estação (EST\$).

O teste de Tukey identificou que os meses de maio, dezembro e novembro apresentaram cargas superiores, com diferenças estatisticamente relevantes entre abril e maio ($p < 0,001$), dezembro e março ($p = 0,019$), e novembro em comparação com diversos meses. Esses resultados indicam picos de eliminação de ovos em momentos específicos do ciclo sazonal, possivelmente relacionados à pressão de reinfecção e à dinâmica da pastagem (Figura 13).

Os meses de maio, dezembro e novembro destacam-se com cargas mais elevadas, conforme confirmado pelo teste de Tukey ($p < 0,05$). Esses picos indicam momentos críticos de eliminação de ovos no rebanho e reforçam a sensibilidade da técnica Mini-FLOTAC. Além disso, é importante lembrar que a infecção é afetada pelo peso, idade, raça e condição corporal dos animais.

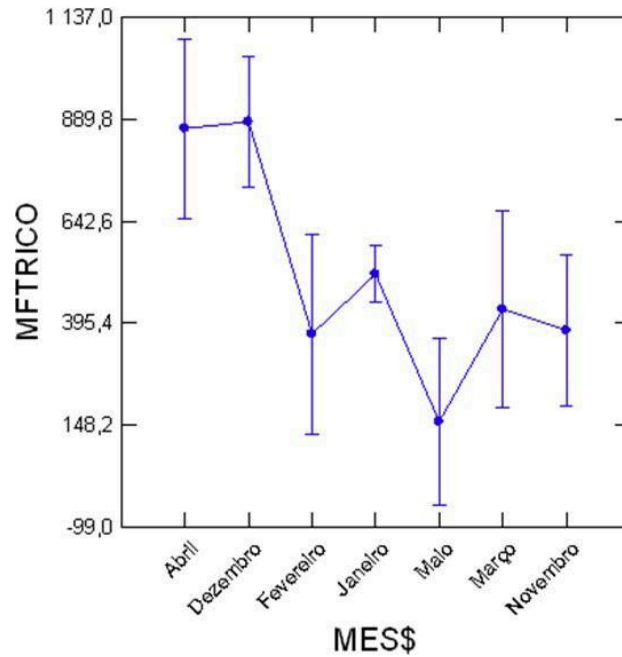


Figura 13: Médias ajustadas da contagem de ovos do tipo estrangilídeo por Mini-FLOTAC (MFTRICO) por mês (MES\$).

As médias mensais de OPG para MFTRICO confirmam esses picos: dezembro (875,4) por causa do fotoperíodo, abril (848,0) e novembro (370,0). Além disso, mesmo em março, os valores superaram consistentemente os obtidos por MMTRICO. Isso reforça a superioridade da técnica Mini-FLOTAC na sensibilidade de detecção.

A elevada sensibilidade da técnica Mini-FLOTAC, somada à capacidade de detecção de múltiplos parasitas com precisão, pode explicar a maior variabilidade observada em MFTRICO em comparação à MMTRICO.

Esses resultados estão de acordo com estudos prévios que evidenciam variações na eliminação de ovos de nematódeos gastrointestinais em pequenos ruminantes ao longo do ano, com picos associados a condições ambientais favoráveis ao desenvolvimento das formas infetantes no pasto, como temperaturas amenas e maior umidade. Em sistemas extensivos, tais variações refletem a dinâmica da reinfecção, sendo fortemente influenciadas pelo manejo do pastoreio e pelas condições climáticas

loais (Morgan & van Dijk, 2012).

Na comparação entre MMTRICO e MFTRICO (Mini-FLOTAC para ovos do tipo *strongilídeo*), o teste t pareado revelou uma diferença estatisticamente significativa ($t = -2,605$; $p = 0,040$), com a técnica Mini-FLOTAC apresentando valores médios de OPG superiores (509,3 vs 266,0). Esse achado é consistente com a literatura, que aponta maior sensibilidade da Mini-FLOTAC na detecção de ovos, especialmente em infecções de baixa carga. O teste de Wilcoxon reforçou essa tendência ($p = 0,063$), indicando que o método Mini-FLOTAC é mais eficaz na recuperação e quantificação de ovos do tipo *strongilídeo*, ainda que a diferença não seja estatisticamente significativa.

3.3.3. Contagem de Oocistos de *Eimeria* por McMaster (MMEIM)

A variável MMEIM representa a carga parasitária por *Eimeria* spp., estimada por meio da técnica de McMaster. Os resultados indicaram que não houve diferença estatisticamente significativa entre as estações do ano ($p = 0,414$), sugerindo que a eliminação de oocistos não sofreu grande influência sazonal durante o período avaliado (Figura 14). No entanto, ao considerar o efeito do mês, o modelo apresentou significância ($p = 0,011$), indicando variações mensais na excreção de oocistos.

A análise de Tukey revelou que o mês de fevereiro apresentou cargas significativamente superiores em relação a janeiro ($p = 0,012$), maio ($p = 0,016$) e novembro ($p = 0,040$), o que pode refletir maior pressão de infecção ou maior susceptibilidade dos animais em períodos de transição do inverno para a primavera.

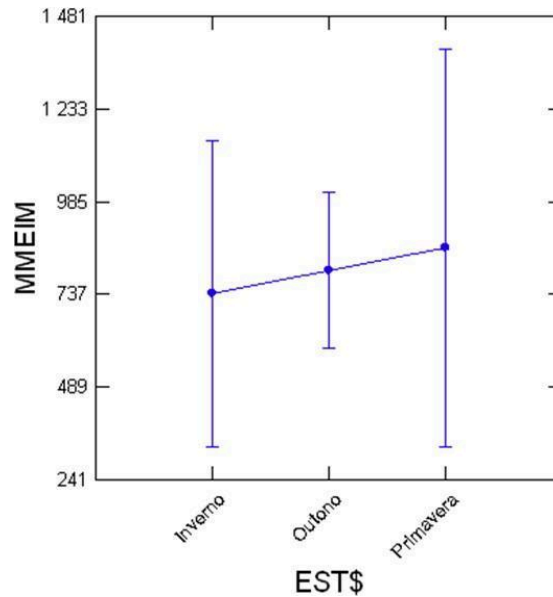


Figura 14. Média da contagem de oocistos de *Eimeria* por McMaster (MMEIM) segundo estação do ano (EST\$).

As médias mensais de OPG obtidas reforçam esse resultado, com fevereiro apresentando uma média de 1.685,7, contra 436,7 em janeiro e 392,9 em novembro (Figura 15). Esses valores sugerem uma possível influência de fatores ambientais como temperatura e umidade sobre a esporulação dos oocistos no ambiente.

Neste gráfico, as médias ajustadas da contagem de oocistos de *Eimeria* por mês mostram uma elevação significativa em fevereiro ($p = 0,011$). O teste de Tukey confirma que fevereiro difere significativamente de janeiro, maio e novembro ($p < 0,05$). O pico nesse mês pode estar relacionado a maior pressão de infecção ou condições ambientais favoráveis à esporulação. Estudos em caprinos do sul de Portugal também reportaram maior eliminação de oocistos nessa época (Silva et al., 2014). Além disso, a maior eliminação de oocistos pode estar relacionada à susceptibilidade dos animais em períodos de transição sazonal (Tenter et al., 2002; Pereira et al., 2024).

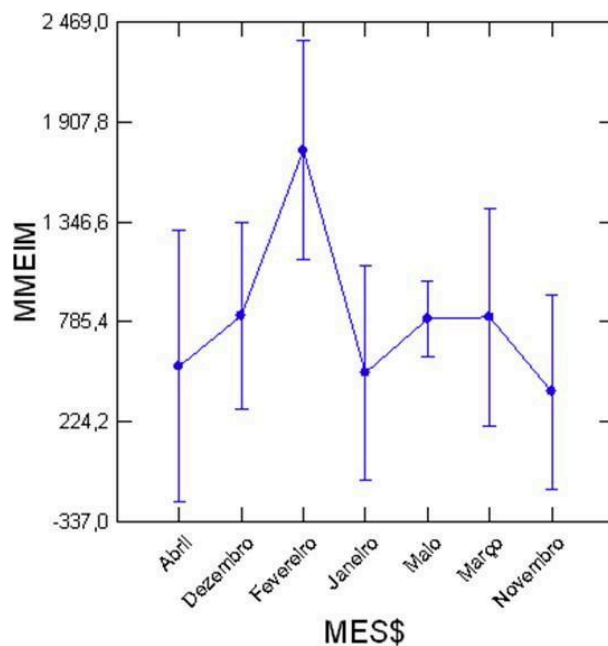


Figura 15. Médias ajustadas de MMEIM por mês (MESS) do ano

O teste t pareado entre MMEIM e MFEIM (Mini-FLOTAC para *Eimeria*) com 7 pares de observações não revelou diferenças significativas ($t = 0,506$; $p = 0,631$), resultado corroborado pelo teste de Wilcoxon ($p = 0,310$). Isso indica que, apesar das diferenças metodológicas entre McMaster e Mini-FLOTAC, os valores médios de contagem de oocistos de *Eimeria* permaneceram comparáveis entre os métodos.

3.3.4. Contagem de Oocistos de *Eimeria* por Mini-FLOTAC (MFEIM)

A variável MFEIM, referente à contagem de oocistos de *Eimeria* spp. utilizando a técnica Mini-FLOTAC, não apresentou diferenças estatisticamente significativas entre as estações do ano ($p = 0,958$) nem entre os meses ($p = 0,152$), conforme os resultados obtidos no modelo linear geral. Esses dados indicam que a eliminação de oocistos de *Eimeria* foi relativamente constante ao longo do tempo, independentemente das variações ambientais ou sazonais.

A comparação entre MFEIM e MMEIM (técnica de McMaster para *Eimeria*) revelou ausência de diferença significativa entre os métodos de diagnóstico, tanto pelo teste t pareado ($t = 0,506$; $p = 0,631$) quanto pelo teste de Wilcoxon ($p = 0,310$). Os valores médios de OPG obtidos foram 723,4 para MFEIM e 797,9 para MMEIM, com uma diferença média de 74,4, não estatisticamente relevante.

As médias mensais de OPG de MFEIM variaram de 400,5 em novembro até 975,0 em fevereiro, sem padrões claros ou sustentáveis de aumento em meses específicos (Figura 16). Ainda que o modelo não tenha indicado significância ($p = 0,152$), há flutuações mensais visíveis nas médias ajustadas, com destaque para fevereiro e março. Contudo, as diferenças entre meses não foram estatisticamente relevantes segundo o teste de Tukey.

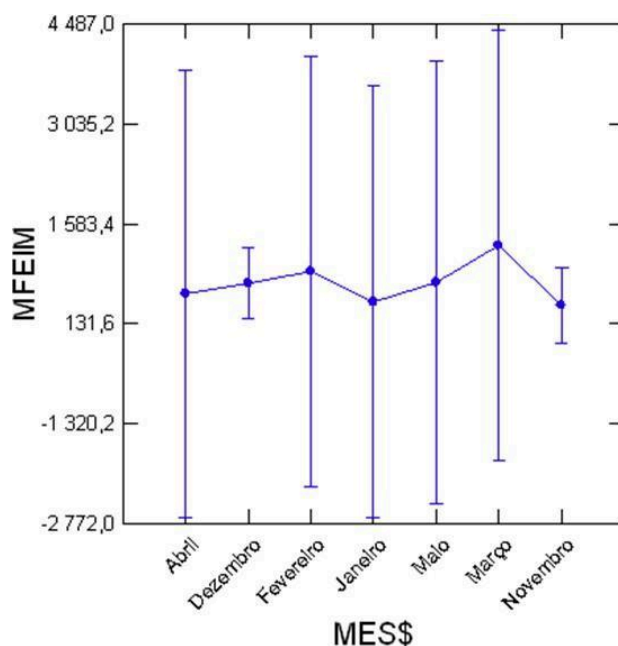


Figura 16: Médias ajustadas de MFEIM ao longo dos meses do ano (MESS).

Da mesma forma, entre as estações, os valores médios de OPG de MFEIM foram próximos: outono (579,1), inverno (951,4) e primavera (574,3) (Figura 17). As médias ajustadas mostram grande sobreposição entre as estações do ano, com ausência de diferenças estatísticas ($p = 0,958$). Isso indica que a carga parasitária de *Eimeria* permanece estável ao longo das estações com esta técnica diagnóstica.

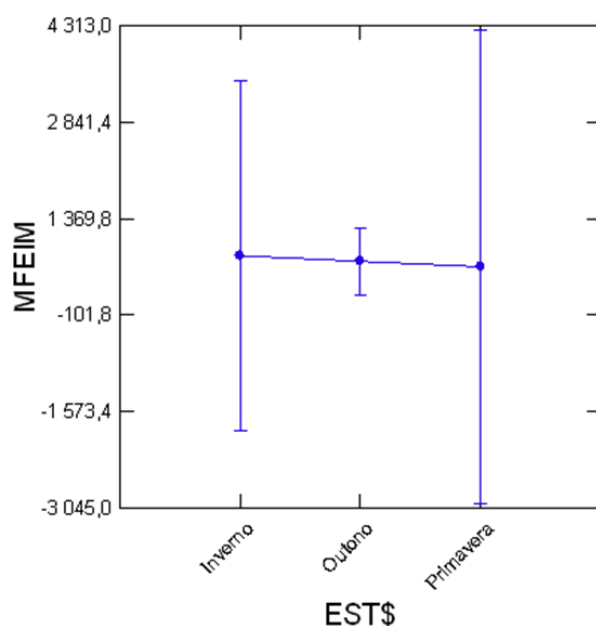


Figura 17: Médias ajustadas de OoPG de *Eimeria* por Mini-FLOTAC (MFEIM) segundo estação.

Essa proximidade entre os métodos indica que, no contexto deste estudo, a técnica Mini-FLOTAC não apresentou vantagem clara sobre o método de McMaster na detecção de *Eimeria* (Figura 18). Este resultado contrasta com as observações feitas para ovos do tipo estrongilídeo em que a técnica Mini-FLOTAC (MFTRICO) demonstrou sensibilidade significativamente superior. No caso da *Eimeria*, no entanto, ambas as metodologias forneceram estimativas semelhantes, podendo ser utilizadas de forma intercambiável, ao menos nas condições em que o presente estudo foi conduzido.

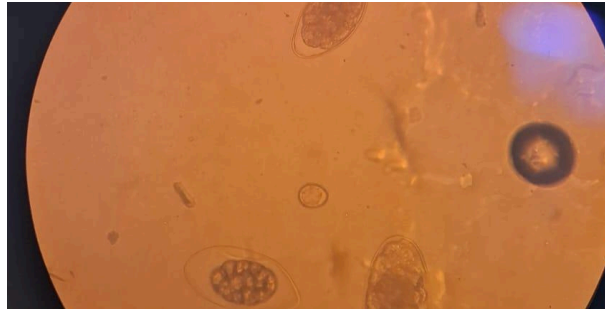


Figura 18. *Eimeria* e ovos do tipo estrongilídeos detectados com o método Mini-FLOTAC (x10).

A Tabela 3 resume os resultados relativamente aos diferentes métodos coprológicos (McMaster e Mini-FLOTAC) para os diferentes parasitas segundo a estação do ano, mês e método de diagnóstico,

Tabela 3. Resultados dos testes estatísticos aplicados às variáveis parasitárias segundo estação, mês e método diagnóstico.

| Variável | Comparação | Teste | p-valor | Interpretação |
|----------|-------------------|-------------|---------|-----------------------------|
| MMEIM | Estação | GLM (ANOVA) | 0,414 | Não significativo |
| | Mês | GLM (ANOVA) | 0,011 | Significativo |
| | MMEIM × MFEIM | t pareado | 0,631 | Não significativo |
| | MMEIM × MFEIM | Wilcoxon | 0,31 | Não significativo |
| MFEIM | Estação | GLM (ANOVA) | 0,958 | Não significativo |
| | Mês | GLM (ANOVA) | 0,152 | Não significativo |
| MMTRICO | Estação | GLM (ANOVA) | 0,055 | Tendência à significância |
| | Mês | GLM (ANOVA) | 0,835 | Não significativo |
| | MMTRICO × MFTRICO | t pareado | 0,04 | Significativo |
| | MMTRICO × MFTRICO | Wilcoxon | 0,063 | Marginalmente significativo |
| MFTRICO | Estação | GLM (ANOVA) | 0,891 | Não significativo |
| | Mês | GLM (ANOVA) | 0,001 | Altamente significativo |

3.3.5. Pesquisa de vermes pulmonares

Segundo a Tabela 4, a presença de vermes pulmonares foi confirmada em muitos animais, com maior prevalência no mês de março, quando todos os 15 animais avaliados apresentaram infecção.

Tabela 4. Frequência de animais com vermes pulmonares (*M. capillaris*) por mês durante o período do estudo

| Mês | Nº de animais com vermes pulmonares | Porcentagem (%) |
|-----------|-------------------------------------|-----------------|
| Novembro | 9 /12 | 75,0 |
| Dezembro | 9 /13 | 69,2 |
| Janeiro | 14 /15 | 93,3 |
| Fevereiro | 13 /14 | 92,9 |
| Março | 15 /15 | 100 |
| Abril | 8 /11 | 72,7 |
| Maior | 5 /12 | 41,7 |

A análise da presença de vermes pulmonares da espécie *M. capillaris* (Figura 19) revelou elevada prevalência no rebanho estudado, com destaque para o mês de março, no qual todos os animais avaliados (100%) apresentaram infecção. Esse achado é particularmente relevante, uma vez que evidencia não apenas a presença contínua de parasitas pulmonares no efetivo, mas também a existência de períodos críticos de maior susceptibilidade, associados, provavelmente, a condições ambientais favoráveis à manutenção das larvas infetantes que são ingeridas pelos hospedeiros intermediários.



Figura 19. Vermes pulmonares da espécie *M. capillaris* observados com a técnica de Baermann modificada (x100).

A elevada taxa de positividade observada em janeiro (93,3%) e fevereiro (92,8%) corrobora a hipótese de que a umidade e as temperaturas amenas de inverno e início da primavera são ideais para a sobrevivência dos hospedeiros intermediários (moluscos), favorecendo a transmissão (Taylor et al., 2016; Pereira et al., 2024). Esses resultados estão de acordo com estudos realizados em raças autóctones do centro e sul de Portugal, nos quais a prevalência de parasitas pulmonares foi igualmente elevada em períodos de maior precipitação (Silva et al., 2014; Pereira et al., 2024).

A presença quase contínua de animais positivos ao longo de todo o período de monitorização indica que a infeção por *M. capillaris* se estabelece de forma persistente no rebanho, funcionando como um ciclo fechado de manutenção, reforçado pela rusticidade e pelo manejo extensivo característico dos caprinos da raça Preta de Montesinho. Esse cenário reforça a importância de estratégias de controlo integradas que incluam o monitoramento regular através da técnica de Baermann, a rotação de pastagens e a adoção de práticas de manejo que limitem o contacto com os hospedeiros intermediários (Hoste et al., 2009; Morgan & van Dijk, 2012).

Ainda que os sinais clínicos observados durante o estudo não tenham sido descritos em detalhe, a literatura aponta que infecções por *M. capillaris* em caprinos tendem a ser mais severas do que em ovinos, podendo evoluir para broncopneumonias secundárias (Otranto & Wall, 2024). Assim, a elevada taxa de infeção observada sugere que o rebanho pode estar exposto a riscos clínicos subestimados, o que justifica a

necessidade de estudos futuros que integrem não apenas a presença parasitária, mas também avaliações de impacto zootécnico e clínico.

3.3.6. Método de sedimentação

A técnica de sedimentação espontânea revelou uma diversidade considerável de parasitas gastrointestinais e pulmonares presentes nas amostras fecais ao longo do período experimental. Entre os parasitas identificados, destacaram-se os ovos do tipo strongilídeo, observados de forma recorrente em todos os meses, o que confirma a endemicidade dessas infecções no rebanho estudado.

Adicionalmente, a detecção de *Eimeria* spp., e *M. capillaris* em diferentes momentos reforça a importância epidemiológica desses parasitas na região. Parasitas menos prevalentes, como *Trichuris* spp. e *Skrjabinema* spp. (Figura 20), embora identificados em menor frequência, demonstram a complexidade da fauna parasitária que acomete pequenos ruminantes em sistemas extensivos. Essa diversidade é compatível com estudos prévios em rebanhos caprinos ibéricos, nos quais coexistem múltiplos gêneros parasitários, muitas vezes sem manifestação clínica evidente, mas com impacto cumulativo na performance produtiva (Charlier et al., 2020; Pilarczyk et al., 2021).

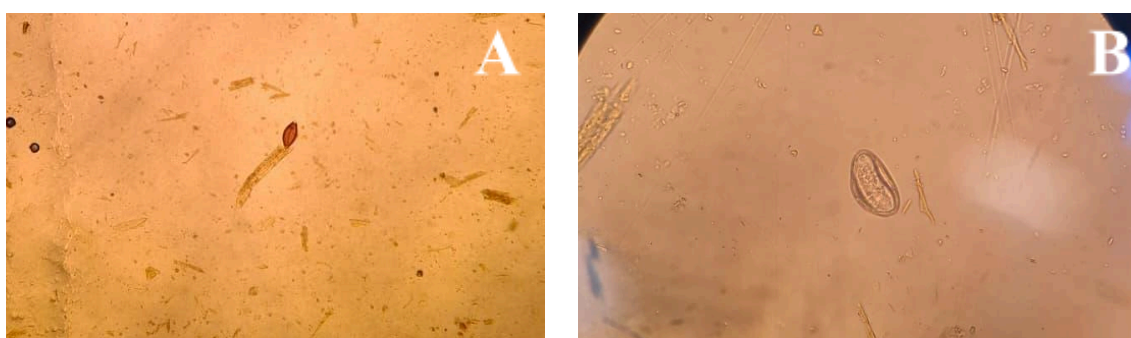


Figura 20. *Trichuris* spp. (A) e *Skrjabinema* spp. (B) observados no método de sedimentação (x100).

A presença de trematódeos em março é também um achado relevante, ainda que em menor escala, pois sugere condições ambientais específicas (áreas alagadas ou

húmidas) que possibilitam a sobrevivência dos hospedeiros intermediários (caracóis). Este resultado encontra paralelo em observações de Mas-Coma et al. (2009), que associam a ocorrência de *F. hepatica* a zonas de pastagem com maior retenção hídrica, fator que também pode estar presente nos lameiros do IPB e áreas adjacentes.

Portanto, a utilização do método de sedimentação demonstrou-se complementar às demais técnicas aplicadas neste estudo, permitindo uma visão mais abrangente da diversidade parasitária. Além disso, reforça a necessidade de abordagens diagnósticas múltiplas, visto que diferentes parasitas apresentam morfologias e características de ovos que requerem metodologias específicas para sua detecção (Foreyt, 2001; Cringoli et al., 2010).

A Tabela 5, apresenta os principais parasitas identificados nas amostras fecais analisadas ao longo dos meses do estudo.

Tabela 5. Resumo mensal da ocorrência de parasitas observados no sedimento.

| Mês | Nº animais | Principais parasitas identificados |
|------------|-------------------|---|
| Janeiro | 12 | <i>Muellerius</i> , Estrongilídeo, <i>Eimeria</i> |
| Fevereiro | 8 | Estrongilídeo, <i>Muellerius</i> , <i>Trichuris</i> , <i>Eimeria</i> |
| Março | 8 | Estrongilídeo, <i>Eimeria</i> , <i>Trichuris</i> , <i>Trematoda</i> |
| Abril | 14 | Estrongilídeo, <i>Eimeria</i> , <i>Muellerius</i> , <i>Skrjabinema</i> , <i>Trichuris</i> |
| Maio | 15 | Estrongilídeo, <i>Eimeria</i> , <i>Muellerius</i> , <i>Trichuris</i> , <i>Skrjabinema</i> |

4. CONCLUSÃO

Este estudo proporcionou uma análise aprofundada da dinâmica das infecções gastrointestinais e pulmonares em caprinos da raça Preta de Montesinho, ao longo de diferentes períodos do ano. Os resultados confirmaram que as parasitoses constituem um desafio constante para a saúde e produtividade destes animais, que podem ter impacto significativo tanto no bem-estar como na sustentabilidade económica das explorações.

A comparação entre métodos diagnósticos evidenciou que a técnica Mini-FLOTAC apresenta maior sensibilidade para a deteção de ovos do tipo strongilídeo, enquanto para *Eimeria* spp. ambos os métodos (Mini-FLOTAC e McMaster) mostraram desempenho semelhante. Por outro lado, a técnica de sedimentação revelou-se indispensável para a identificação de trematódeos e a confirmação de outras formas parasitárias, complementando as metodologias de flutuação. Já a técnica de Baermann modificada foi fundamental na deteção de larvas pulmonares, especialmente de *M. capillaris*, cuja prevalência foi elevada ao longo do período experimental.

A análise sazonal mostrou que fatores ambientais, como precipitação e temperatura, exercem influência direta sobre a carga parasitária, promovendo picos de eliminação de ovos e larvas em meses específicos. Estes achados estão em consonância com a literatura que demonstra a forte correlação entre condições climáticas e epidemiologia das verminoses em pequenos ruminantes (Morgan & van Dijk, 2012; Pereira et al., 2024).

Do ponto de vista prático, os resultados reforçam a necessidade de programas de controlo integrados que combinem monitoramento coprológico sistemático, uso criterioso de anti-helmínticos, manejo nutricional adequado e estratégias de manejo ambiental, como a rotação de pastagens. A rotação de pastagens reduz a exposição dos caprinos a larvas infetantes e, quando bem planeada, é uma ferramenta essencial no controlo integrado de helmintoses, diminuindo a dependência de anti-helmínticos e promovendo sistemas de produção mais sustentáveis. A adoção de práticas seletivas de

tratamento, com base em OPG, pode contribuir para reduzir a pressão de seleção para resistência antiparasitária, um dos maiores desafios contemporâneos na caprinocultura extensiva (Hoste et al., 2009; Alowanou et al., 2021).

Por fim, este estudo contribui não apenas para a caracterização epidemiológica da fauna parasitária em caprinos da raça Preta de Montesinho, mas também fornece subsídios científicos para a implementação de medidas de controlo adaptadas à realidade local. Investigações futuras devem integrar análises zootécnicas (produção de leite e carne), avaliação clínica detalhada e estudos moleculares de resistência a anti-helmínticos, de modo a consolidar estratégias sustentáveis que preservem a saúde animal, a produtividade e a conservação desta importante raça autóctone portuguesa.

REFERÊNCIAS

- Alowanou, G. G., Koura, I. B., Salifou, S., Toukourou, M. A., & Hounzangbe-Adote, M. S. (2021). A comparison of Mini-FLOTAC and McMaster techniques in detecting gastrointestinal parasites in West Africa Dwarf sheep and goats and crossbreed rabbits. *Journal of Applied Animal Research*, 49(1), 30–38. <https://doi.org/10.1080/09712119.2021.1876703>
- Azevedo, J., & Caçador, F. (1999). Bordaduras de bosques de *Quercus rotundifolia* Lam. no Parque Natural de Montesinho. *Quercetea*, 1, 126–137. Disponível em: <http://hdl.handle.net/10198/6499>
- Carvalho, M., Monteiro, A., Almeida, A. M., & Matos, J. (2008). Contributo para a caracterização morfológica e produtiva da cabra Preta de Montesinho. *Revista Portuguesa de Zootecnia*, 15(2), 45–52.
- Caprinet. (2023). *Raça Preta de Montesinho*. Caprinet – Promoção de Raças Autóctones. Acesso em: dia mês 2025.
- Charlier, J., Rinaldi, L., Musella, V., Ploeger, H. W., Chartier, C., Vineer, H. R., & Morgan, E. R. (2020). Initial assessment of the economic burden of major parasitic helminth infections to the ruminant livestock industry in Europe. *Preventive Veterinary Medicine*, 182, 105103. <https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2020.105103>
- Class, C. S. C., Silva, A. S., Busato, L. A. C., Lazzari, S. M. N., & Uliana, G. B. (2023). Comparison of McMaster and Mini-FLOTAC techniques for the diagnosis of internal parasites in pigs / Comparação entre as técnicas de McMaster e Mini-FLOTAC para o diagnóstico de parasitos gastrointestinais de suínos. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 30(1), 1–9. <https://www.cbpv.org.br/rbpv>
- Cringoli, G., Rinaldi, L., Maurelli, M. P., & Utzinger, J. (2010). Mini-FLOTAC, a new tool for copromicroscopic diagnosis of common intestinal nematodes in sheep. *Parasitology Research*, 107, 973–976. <https://doi.org/10.1007/s00436-010-1571-5>

Direção-Geral de Alimentação e Veterinária – DGAV. (2021). *Cabra Preta de Montesinho – Catálogo oficial de raças autóctones portuguesas*. <https://www.dgav.pt/wp-content/uploads/2021/04/Catalogo-Oficial-Racas-Autoctones-Portuguesas.pdf> (Acesso em: 30 jun. 2025).

Fernandes, V., Almeida, G., Duarte, C., & Santos, R. (2024). Prevalence of gastrointestinal parasites and anthelmintic efficacy in sheep and goats under different management and deworming systems in the region of Lisbon and Tagus Valley, Portugal. (Dissertação de Mestrado). Universidade de Lisboa, Faculdade de Medicina Veterinária.

Fogaça Neto, J. A. (2022). *Lameiro campus do Instituto Politécnico de Bragança (IPB): caracterização e valoração eco-hidrológica* (Dissertação de mestrado, Instituto Politécnico de Bragança). Bibliotec Digital do IPB. <https://bibliotecadigital.ipb.pt/handle/10198/27143>

Foreyt, W. J. (2001). *Veterinary parasitology reference manual* (5th ed.). Ames: Iowa State University Press.

Hoste, H., Jackson, F., Athanasiadou, S., Thamsborg, S. M., & Hoskin, S. O. (2009). Compared in vitro anthelmintic effects of eight tannin-rich plants browsed by goats in the southern part of France. Toulouse: INRA/DGER, Ecole Nationale Vétérinaire

Instituto da Conservação da Natureza e das Florestas. (2021). *Parque Natural de Montesinho*. <https://www.icnf.pt>

Kaplan, R. M. (2001). Coccidiosis in small ruminants. *Proceedings of the American Association of Bovine Practitioners*.

Leal, T. M., & Hassum, I. C. (2021). Algumas considerações sobre a verminose em pequenos ruminantes. *Comunicado Técnico, EMBRAPA*. <https://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/bitstream/doc/1135315/1/Comunicado-259-Algumasconsideracoessobreverminose-orlane-AINFO-1.pdf>

Mas-Coma, S., Valero, M. A., & Bargues, M. D. (2009). Chapter 2. Fasciola, lymnaeids and human fascioliasis, with a global overview on disease transmission, epidemiology,

evolutionary genetics, molecular epidemiology and control. *Advances in Parasitology*, 69, 41–146. [https://doi.org/10.1016/S0065-308X\(09\)69002-3](https://doi.org/10.1016/S0065-308X(09)69002-3)

Morgan, E. R., & van Dijk, J. (2012). Climate and the epidemiology of gastrointestinal nematode infections of sheep in Europe. *Veterinary Parasitology*, 189(1), 8–14. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2012.03.028>

Museu Virtual da Biodiversidade. (n.d.). *Quercus rotundifolia*. Universidade de Évora. Disponível em: <https://www.museubiodiversidade.uevora.pt/elenco-de-especies/biodiversidade-actual/plantas/angiospermas/quercus-rotundifolia/>

Otranto, D., & Wall, R. (2024). *Veterinary parasitology* (5th ed.). Hoboken, NJ: Wiley-Blackwell.

Pereira, M. A., Pissarra, H., Oliveira, M., Matos, M., & Carvalho, R. (2024). Pulmonary and gastrointestinal parasitic infections in small ruminant autochthonous breeds from Centre Region of Portugal: A cross sectional study. *Animals (Basel)*, 14(8), 1241. <https://doi.org/10.3390/ani14081241>

Pilarczyk, B., Tomza-Marciniak, A., Pilarczyk, R., Bombik, E., Seremak, B., Udala, J., & Sadowska, N. (2021). A comparison of the prevalence of the parasites of the digestive tract in goats from organic and conventional farms. *Animals (Basel)*, 11(9), 2581. <https://doi.org/10.3390/ani11092581>

Quercus – Associação Nacional de Conservação da Natureza. (2014). Valores naturais do Parque Natural de Montesinho destruídos pela construção de barragens e de estradas. Disponível em: <https://quercus.pt/2021/03/valores-naturais-do-parque-natural-de-montesinho-destruidos-pela-construcao-de-barragens-e-de-estradas/> .

Ramadani, D., Yuniarti, E., Jayanegara, A., & Chaudhry, A. S. (2023). Roles of essential oils, polyphenols, and saponins of medicinal plants as natural additives and anthelmintics in ruminant diets: A systematic review. *Animals (Basel)*, 13, 767. <https://doi.org/10.3390/ani13040767>

Rodrigues F. T., Amaro, D., Lopes, A. P., Oliveira, M., Rocha, L., e Cardoso, L. (2022). *Manual de boas praticas- pequenos ruminantes no Douro Verde*. Dolmen-Desenvolvimento Local e Regional, Crl.

Rolfe, P. F., Boray, J. C., & Collins, G. H. (1994). Pathology of infection with *Paramphistomum ichikawai* in sheep. *International Journal for Parasitology*, 24(7), 995–1004. [https://doi.org/10.1016/0020-7519\(94\)90165-1](https://doi.org/10.1016/0020-7519(94)90165-1)

Santos, V. A., Costa, A. A., Oliveira, J. V., & Almeida, M. J. (2010). Genetic resources of indigenous goats in Portugal: Conservation and sustainable use. *Small Ruminant Research*, 89, 144–148.

Silva, L. M. R. da, Cortes, H. C. E., Rangel, J. M., & Fazendeiro, M. I. (2014). Infecções por *Eimeria* em caprinos do Sul de Portugal. *Brazilian Journal of Veterinary Parasitology*, 23(2), 280–286. <http://dx.doi.org/10.1590/S1984-29612014051>

Silva, F. C. R. (2023). *Distribuição sazonal e sobrevivência de larvas infectantes de nematódeos gastrintestinais em pastagens contaminadas* (Dissertação de Mestrado, Universidade Federal de Uberlândia). Repositório Institucional da UFU. <https://repositorio.ufu.br/bitstream/123456789/39973/1/Distribui%C3%A7%C3%A3oSazonalCarga.pdf>

Tenter, A. M., Barta, J. R., & Smith, N. C. (2002). Coccidia and coccidiosis of livestock. *International Journal for Parasitology*, 32(3), 289–296.

TerRa. (2025). *Cabra Preta de Montesinho – descrição e características da raça*. TerRa – projeto de divulgação do território e raças autóctones de Trás-os-Montes.

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

Ueno, H., & Gonçalves, P. C. (1998). *Manual para diagnóstico das helmintoses de ruminantes* (4. ed.). Tokyo: JICA.

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

Vanhoy, G. (2023). *Overview of gastrointestinal parasites of ruminants*. In A. Abuelo (Rev.), *Merck Veterinary Manual*. <https://www.merckvetmanual.com/digestive-system/gastrointestinal-parasites-of-ruminants/overview-of-gastrointestinal-parasites-of-ruminants>

Yoshihara, E., Minho, A. P., & Yamamura, M. H. (2013). Efeito anti-helmíntico de taninos condensados em nematódeos gastrintestinais de ovinos (*Ovis aries*). *Semina: Ciências Agrárias*, 34(2), 3935–3949. <https://doi.org/10.5433/1679-0359.2013v34n6Supl2p3935>

Zajac, A. M. (2006). Gastrointestinal nematodes of small ruminants: Life cycle, anthelmintics, and diagnosis. *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice*, 22, 529–541.

Zajac, A. M., & Conboy, G. A. (2021). *Veterinary clinical parasitology* (9th ed.). Hoboken, NJ: Wiley-Blackwell.