

See discussions, stats, and author profiles for this publication at: <https://www.researchgate.net/publication/372159563>

PARASITAS PULMONARES EM PEQUENOS RUMINANTES: MAIS CONHECIMENTO, MELHOR DIAGNÓSTICO

Book · July 2023

CITATIONS

0

READS

2

19 authors, including:



Maria de Aires Pereira

Polytechnic Institute of Viseu

45 PUBLICATIONS 192 CITATIONS

SEE PROFILE



Cristina Mega

Polytechnic Institute of Viseu

45 PUBLICATIONS 611 CITATIONS

SEE PROFILE



Andreia Garcês

Universidade de Trás-os-Montes e Alto Douro

129 PUBLICATIONS 168 CITATIONS

SEE PROFILE



Carla Santos

Polytechnic Institute of Viseu

33 PUBLICATIONS 58 CITATIONS

SEE PROFILE

Some of the authors of this publication are also working on these related projects:



Small animals tumors [View project](#)



Effects of sitagliptin therapy on the evolution of pancreático and renal lesions [View project](#)



**PARASITAS PULMONARES
EM PEQUENOS
RUMINANTES:
MAIS CONHECIMENTO,
MELHOR DIAGNÓSTICO**

FICHA TÉCNICA

COORDENAÇÃO

Maria de Aires Pereira
Filipe Neves
Joana Braguez

AUTORES

Maria de Aires Pereira
Ana Cristina Mega
Andreia Garcês
Carla Santos
Carmen Nóbrega
Carolina Melo
Carolina Rosário
Catarina Coelho
Diogo Henriques
Fernando Esteves
Helena Vala
João Ferreira
Liliana Gomes
Maria João Vila-Viçosa
Marta Braguez
Rita Cruz
Teresa Letra Mateus

FOTOGRAFIA

Carla Santos
Diogo Henriques
Joana Braguez
Liliana Gomes
Maria de Aires Pereira
Maria João Vila-Viçosa
Rita Cruz

ILUSTRAÇÃO

Andreia Garcês

DESIGN E PAGINAÇÃO

Joana Braguez

Copyright © 2023 Easybaermann
ISBN: 978-989-9166-13-4

Elaborado no âmbito do projeto INOV+

ÍNDICE

1	Introdução	5
2	Etiologia	7
	2.1. Ciclos de Vida	9
	2.1.1 Hospedeiros intermediários	11
3	Impacto Económico	15
4	Epidemiologia	20
5	Diagnóstico	26
	5.1 Diagnóstico <i>in vivo</i>	28
	5.1.1 Quadro Clínico	28
	5.1.2 Diagnóstico Laboratorial	28
	5.2 Diagnóstico <i>post mortem</i>	36
	5.2.1 Alterações Pulmonares Macroscópicas e Microscópicas	36
	5.2.2 Identificação dos Parasitas Adultos	40
6	Tratamento	41
7	Prevenção	44
8	Desafios futuros	47
9	Referências	49



1

INTRODUÇÃO



A pneumonia parasitária por nematodes da superfamília Trichostrongyloidea e Metastrongyloidea, também conhecida como estrogilose pulmonar, apresenta elevada prevalência nalgumas regiões geográficas, mas tem merecido pouca atenção por parte dos Médicos Veterinários e investigadores [1,2].

Os estudos de prevalência disponíveis assentam predominantemente na deteção de lesões pulmonares em matadouro e no diagnóstico *in vivo*, com recurso à técnica de Baermann. No entanto, a velocidade de processamento das carcaças no matadouro limita substancialmente a probabilidade de deteção de lesões características de estrogilose e a técnica de Baermann, apesar de ser considerada a *gold standard* para diagnóstico *in vivo*, apresenta uma sensibilidade que não ultrapassa os 90%, é demorada e exige conhecimentos técnicos para a sua correta execução [3,4,5].

Em Portugal, do ponto de vista clínico, estas parasitoses são subdiagnosticadas, na medida em que a pesquisa de parasitas pulmonares raramente é incluída nos testes parasitológicos de rotina, requisitados pelos Médicos Veterinários aos laboratórios [6], o que, associado à escassez de investigação

científica na área, cria uma lacuna no conhecimento da distribuição geográfica e de outros aspetos da epidemiologia destas infeções, comprometendo o seu tratamento e controlo.

Apesar da desparasitação regular (anual ou bianual) de pequenos ruminantes estar amplamente instituída, alguns princípios ativos frequentemente utilizados para o controlo de parasitas gastrointestinais são pouco eficazes nos nematodes pulmonares, particularmente nalgumas espécies da família Protostrongylidae, pelo que a abordagem terapêutica deve ser integrada e assente no diagnóstico parasitológico prévio.

Assim, este trabalho, assente na revisão da bibliografia disponível e na experiência prática dos técnicos e investigadores do Laboratório de Anatomia Patológica da Escola Superior Agrária de Viseu (LAP, ESAV) e do Laboratório de Parasitologia Victor Caeiro da Universidade de Évora (LPVC, UE), pretende sensibilizar os profissionais de saúde animal e investigadores dedicados aos pequenos ruminantes para as infeções por nematodes pulmonares, fornecendo ainda ferramentas de diagnóstico laboratorial acessíveis e orientações para a abordagem terapêutica e profilática.

2

ETIOLOGIA



As principais espécies de parasitas pulmonares envolvidas na estrogilose pulmonar dos pequenos ruminantes são:

Superfamília Trichostrongyloidea

Família Dictyocaulidae

Dictyocaulus filaria (Rudolphi, 1809)

Superfamília Metastrongyloidea

Família Protostrongylidae (pequenos parasitas pulmonares)

Protostrongylus rufescens (Leuckart, 1865)

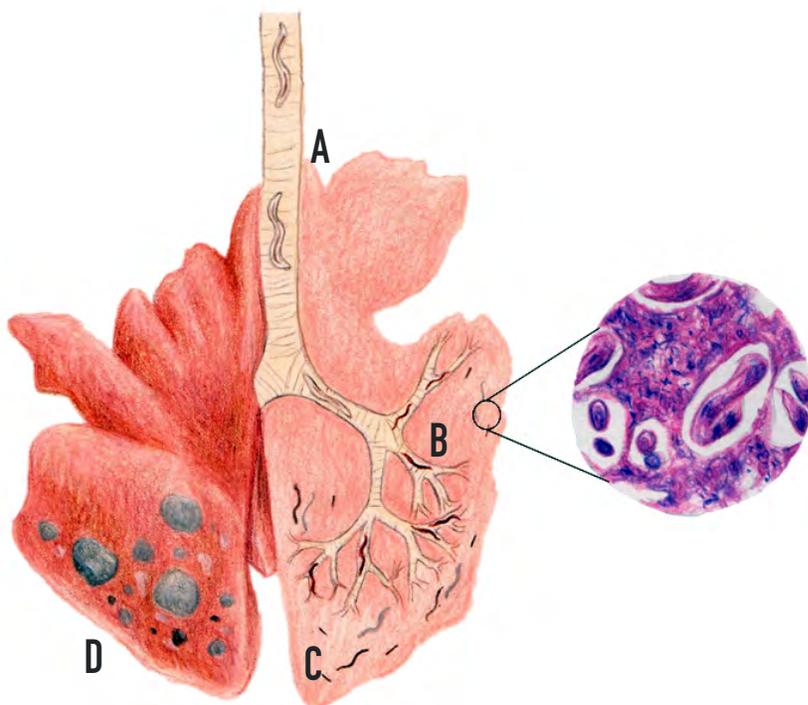
Cystocaulus ocreatus (Railliet and Henry, 1907)

Muellerius capillaris (Müller, 1889)

Neostromylus linearis (Marotel, 1913)

Os parasitas adultos das espécies *D. filaria* localizam-se nos brônquios em infecções ligeiras, podendo estender-se até à bifurcação da traqueia em infecções graves [7]. Os parasitas adultos das espécies *P. rufescens* localizam-se nos bronquíolos e *C. ocreatus*, *M. capillaris* e *N. linearis* no tecido sub-bronquiolar/alveolar [8] (Figura 1).

Figura 1: Localização dos parasitas pulmonares de pequenos ruminantes a nível da árvore pulmonar. A- *Dictyocaulus filaria* na traqueia e brônquios; B- *Protostrongylus rufescens* a nível dos bronquíolos; C- *Cystocaulus ocreatus*, *Muellerius capillaris* e *Neostromylus linearis* no parênquima pulmonar; D- Lesões pulmonares causadas por parasitas pulmonares.



2.1 CICLOS DE VIDA

D. filaria tem um ciclo de vida direto. Os adultos vivem nos brônquios e traqueia de ovelhas e cabras. As fêmeas adultas eliminam ovos que eclodem rapidamente numa larva de primeiro estágio (L1). As L1 são expelidas com a tosse e deglutidas com a expectoração, acabando por ser eliminadas nas fezes. No ambiente, as L1 sofrem duas mudas até atingir o terceiro estágio (L3), que é o infante. Se as condições ambientais forem favoráveis, nomeadamente em termos de humidade e temperatura, o desenvolvimento das L3 pode demorar apenas uma semana. As larvas infantas movem-se ativamente das fezes para a vegetação, permanecendo junto ao solo. Quando as L3 são inadvertidamente ingeridas pelos pequenos ruminantes, desembainham no intestino delgado e penetram a parede intestinal 18h após a infeção,

migrando para o gânglio linfático cólico-mesentérico, onde sofrem duas mudas até ao estágio de L5. Uma semana após a infeção, as L5 migram via ducto torácico para a veia cava, coração e artérias pulmonares. As larvas permanecem no tecido pulmonar do dia 8 ao dia 14, acabando por penetrar a parede dos alvéolos pulmonares e entrar nos bronquíolos e brônquios, onde atingem o estágio de adulto sexualmente maduro. O período pré-patente (desde a infeção até à eliminação das primeiras formas parasitárias) tem a duração de cerca de um mês, podendo ser observadas L1 nas fezes 26 dias após a infeção, embora o pico de excreção larvar seja atingido 39-57 dias após infeção. No entanto, as larvas podem interromper o seu desenvolvimento, prolongando o período pré-patente, até que as condições ambientais sejam mais favoráveis [9,10,11] (Figura 2).

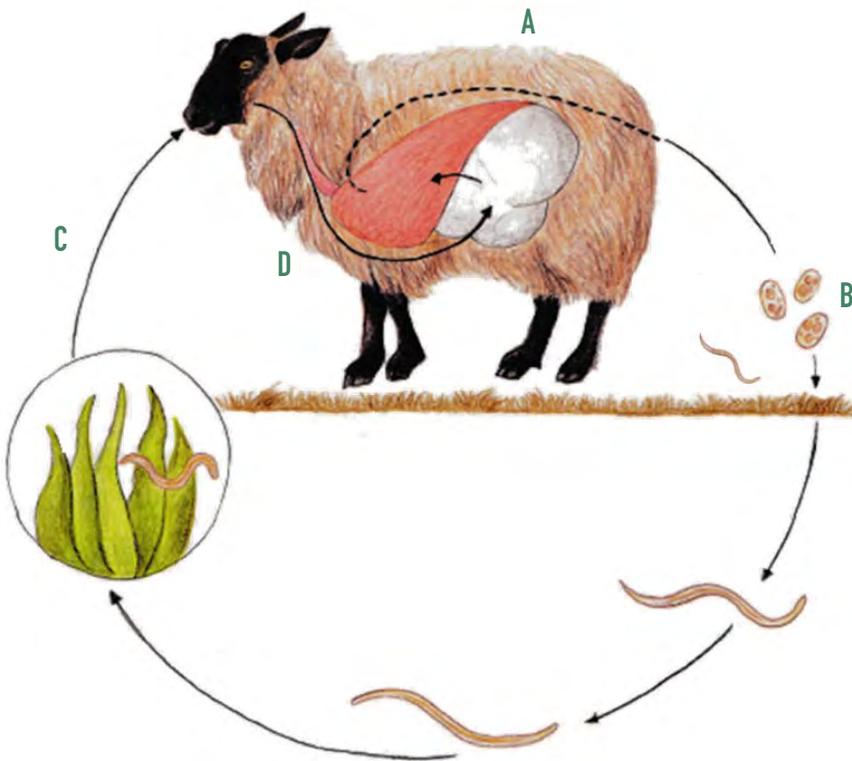
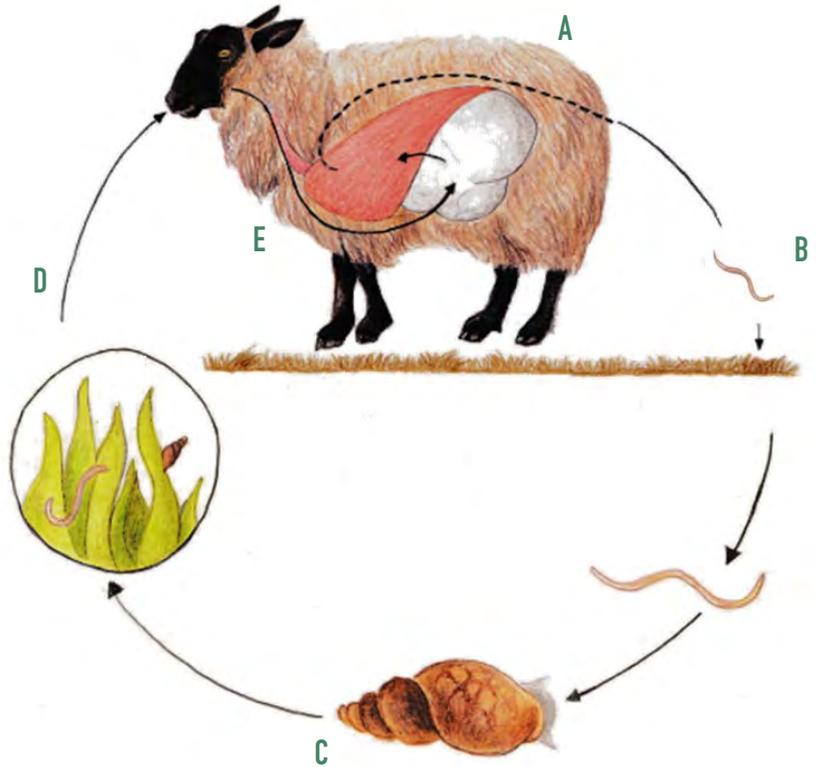


Figura 2: Ciclo de vida de *D. filaria*. A- Os parasitas adultos vivem na traqueia e brônquios, onde as fêmeas depositam ovos embrionados, donde eclodem larvas que são deglutidas, atingindo o intestino; B- As larvas de primeiro estágio (L1) são eliminadas com as fezes e evoluem no ambiente para larvas de segundo estágio (L2) e terceiro estágio (L3); C- Ovinos e caprinos infetam-se por ingestão de L3 infantas na pastagem; D- Durante a sua migração no organismo, as L3 sofrem duas mudas, atingindo o estágio adulto no pulmão.

Figura 3: Ciclo de vida das espécies da família Protostrongylidae. A- Os parasitas adultos vivem no parênquima pulmonar. As fêmeas são ovovíparas e as larvas atingem o intestino; B- As L1 são eliminadas com as fezes; C- No ambiente, as L1 infetam moluscos terrestres, onde evoluem para L2 e L3; D- Ovinos e caprinos infetam-se por ingestão de moluscos infetados com L3; E- Os parasitas atingem a maturidade sexual no pulmão.



Os parasitas da superfamília Metastrongyloidea têm um ciclo de vida indireto, necessitando de um hospedeiro intermediário, um molusco terrestre para completar o seu ciclo de vida. As fêmeas são ovovíparas e as L1 são expelidas dos pulmões com a tosse e deglutidas com as secreções respiratórias, sendo eliminadas nas fezes. O desenvolvimento das L1 até L3 prossegue no hospedeiro intermediário, completando-se em semanas a meses, dependendo da espécie de parasita, condições climáticas e da suscetibilidade da espécie de molusco [9,11,12].

Os pequenos ruminantes infetam-se por ingestão inadvertida de moluscos contendo L3 infetantes [11,13]. No entanto, as L3 de algumas espécies da família Protostrongylidae podem escapar ativamente dos moluscos, sendo ingeridas diretamente pelos ruminantes durante o pastoreio [14]. Após ingestão, as L3 libertam-se do molusco durante a digestão, penetram a parede intestinal, entram nos gânglios linfáticos mesentéricos e migram via ducto torácico para o coração, artérias pulmonares e pulmões, onde prosseguem o seu desenvolvimento. As larvas de quarto estágio (L4) e

os adultos podem ser observados em nódulos no tecido pulmonar e, ocasionalmente, nos bronquíolos quando os nódulos degeneram [10,15,16,17].

O parasita adulto está presente nos pulmões, 1 a 3 meses após a infecção, no entanto, a interrupção do desenvolvimento larvar pode prolongar o período pré-patente. Algumas larvas podem permanecer em hipobiose (dormentes) dentro do pulmão, retomando o seu desenvolvimento quando as condições atmosféricas se tornam mais favoráveis ou após a morte dos parasitas adultos [10,15,16,17]. Os parasitas adultos podem sobreviver até 4,5 anos no pulmão [9, 11].

Relativamente aos estádios larvares, as L1 são resistentes à dessecação e a baixas temperaturas, podendo sobreviver vários meses nas fezes dos animais [18]. As formas larvares presentes no hospedeiro intermediário podem sobreviver durante 12-18 meses [15], podendo mesmo permanecer viáveis uma semana após a morte do molusco [17,19]. Estes períodos prolongados de sobrevivência dos adultos e estádios larvares, contribuem para a contaminação persistente das pastagens (Figura 3).

2.1.1 HOSPEDEIROS INTERMEDIÁRIOS

Existem pelo menos 133 espécies de moluscos (lesmas e caracóis) que podem ser hospedeiros intermediários dos pequenos parasitas pulmonares [10,18,20,21] (Tabela 1).

De acordo com os registos fotográficos do site <https://www.inaturalist.org/>, a maioria dos géneros de gastrópodes terrestres implicados na transmissão das espécies da família Protostrongylidae estão presentes em Portugal, o que potencialmente permite assegurar a transmissão de *P. rufescens*, *M. capillaris*, *C. ocreatus* e *N. linearis*. Conside-

rando que existe uma relação direta entre o número e a localização geográfica das observações registadas e a abundância e a dispersão dos diferentes géneros de gastrópodes terrestres, em Portugal continental destacam-se os géneros *Theba*, *Limax*, *Arion*, *Cepaea*, *Cochlicella* e *Deroceras*, que se distribuem essencialmente pelas regiões do litoral, embora também haja registos dos géneros *Helicella*, *Succinea*, *Monacha* e *Cernuella*, mas em menor número (Figuras 4 e 5).

Tabela 1: Hospedeiros intermediários de nematodes da superfamília Metastrongyloidea observados em Portugal.

ESPÉCIE DE PARASITA	HOSPEDEIRO INTERMEDIÁRIO	
<i>P. rufescens</i>	Caracóis	<i>Helicella</i> *
		<i>Theba</i> *
		<i>Abida</i>
		<i>Zebrina</i>
		<i>Arianta</i>
<i>M. capillaris</i>	Caracóis	<i>Helix</i>
		<i>Succinea</i> *
	Lesmas	<i>Limax</i> *
		<i>Deroceras</i> *
<i>C. ocreatus</i>	Caracóis	<i>Helicella</i> *
		<i>Helix</i>
		<i>Theba</i> *
		<i>Cepaea</i> *
		<i>Monacha</i> *
<i>N. linearis</i>	Caracóis	<i>Cernuella</i> *
		<i>Cochlicella</i> *

* Géneros de gastrópodes terrestres identificados em Portugal. Adaptado de <https://www.inaturalist.org/>.

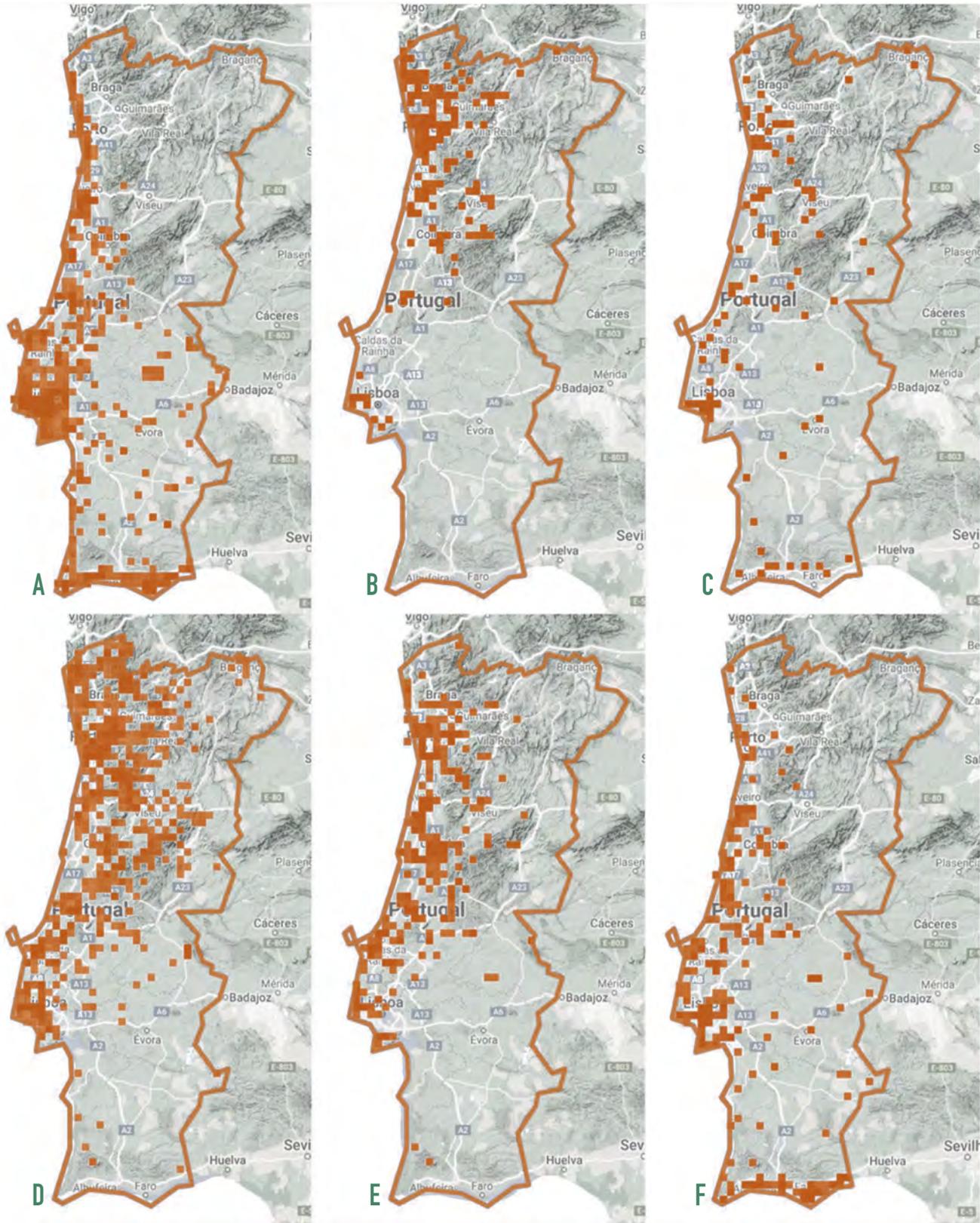


Figura 4: Distribuição geográfica das observações de gastrópodes terrestres dos géneros implicados na transmissão dos pequenos parasitas pulmonares em Portugal continental. A- *Theba* spp.; B- *Limax* spp.; C- *Deroceas* spp.; D- *Arion* spp.; E- *Cepaea* spp. e F- *Cochlicella* spp. (<https://www.inaturalist.org/>).



Helicella



Theba



Succinea



Arion



Limax



Deroceras



Monacha



Cepaea



Cochlicella



Cernuella

Figura 5: Ilustração de alguns géneros de gastrópodes terrestres, hospedeiros intermediários de espécies da família Protostrongylidae.



3

IMPACTO ECONÓMICO



A doença respiratória tem um impacto económico direto significativo, nomeadamente em termos de mortalidade e rejeição das carcaças em matadouro, e perdas indiretas relacionadas com os custos do tratamento, diminuição do ganho de peso diário e diminuição da qualidade da carcaça [22].

O impacto económico das infeções por parasitas pulmonares tem sido alvo de alguma investigação, mas os resultados obtidos são contraditórios. Embora a baixa patogenicidade dos parasitas pulmonares e o carácter predominantemente assintomático das infeções não façam prever perdas

económicas diretas significativas, a verdade é que os efeitos negativos na saúde dos animais e na produtividade são difíceis de determinar, nomeadamente porque a estrongilose ocorre frequentemente associada a infeções por parasitas gastrointestinais [23] e a outras co-morbilidades. Um estudo envolvendo 29 pequenos ruminantes que foram necropsiados e diagnosticados *post mortem* com estrongilose, demonstrou que quase todos os animais (28; 96,6%) apresentaram outras co-infeções parasitárias e 21,4% (6 animais) desenvolveram pneumonia bacteriana secundária [24] (Figura 6).

Co-infeções

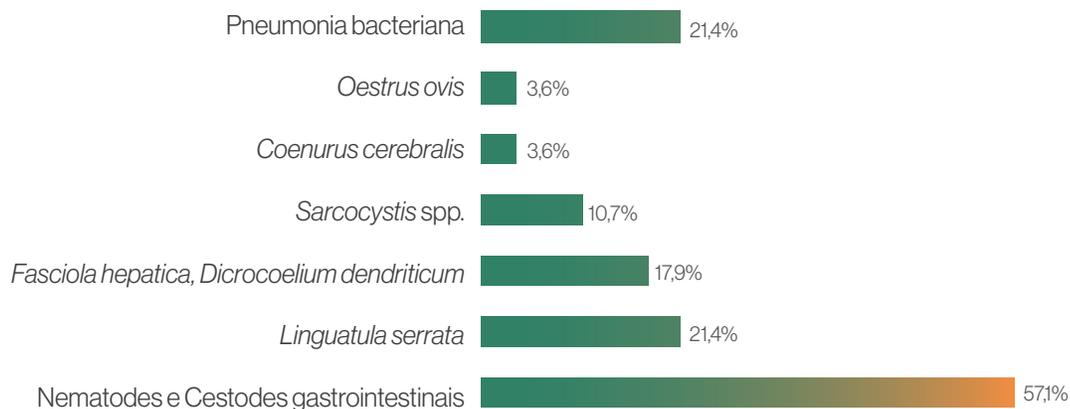


Figura 6: Diagnóstico *post mortem* das co-infeções associadas à pneumonia parasitária em pequenos ruminantes.



A pneumonia bacteriana pode complicar as infeções pulmonares parasitárias severas [25,26,27] e ter um impacto negativo na produção, reduzindo a taxa de crescimento, aumentando as perdas por rejeição em matadouro e aumentando a mortalidade, o que pode resultar em prejuízos económicos significativos [28,29]. No entanto, alguns estudos não observaram associação entre a presença de infeção por parasitas da família Protostrongylidae e o risco de pneumonia bacteriana [30].

D. filaria é considerado mais patogénico que as espécies da família Protostrongylidae, embora não seja considerado causa importante de mortalidade em ovelhas. No entanto, as co-infeções por nematodes gastrointestinais e parasitas pulmonares podem resultar em mortalidade significativa [31].

A diminuição do ganho de peso associada à infeção por parasitas pulmonares [18],

parece ser proporcional à gravidade da lesão pulmonar [25]. Para além disso, a baixa condição corporal pode aumentar o risco de infeção [32], por diminuição da resistência orgânica e diminuição da resposta imunitária secundária à má nutrição. No entanto, um estudo recente realizado na Austrália, apesar de revelar prevalências de infeção elevadas em matadouro, não evidenciou qualquer associação entre a presença de infeção por parasitas da família Protostrongylidae e o peso vivo, peso da carcaça ou o risco de pneumonia bacteriana [30].

É provável que o impacto económico da estrogilose dependa do sistema de produção e das condições sanitárias e nutricionais dos animais. No entanto, a investigação recente nesta área é escassa e a existente não reflete a evolução no sistema de produção de pequenos ruminantes (Tabela 2).

Tabela 2: Resumo da bibliografia sobre o impacto económico da estrogilose pulmonar em pequenos ruminantes.

IMPACTO ECONÓMICO	TIPO DE ESTUDO	PAÍS	RESULTADOS	REF.
Pneumonia	Análise de 4284 pulmões de cabras abatidas em matadouro	Nova Zelândia	Observaram-se apenas 10 casos de broncopneumonia não parasitária	25
	Estudo prospetivo longitudinal com inspeção <i>post mortem</i> de 6732 ovinos	Grã-Bretanha	As lesões mais frequentemente observadas na inspeção <i>post mortem</i> foram: pneumonia /pleuresia (53,3%), lesões por parasitas pulmonares (40,0%)	26
	Avaliação <i>post mortem</i> de 1332 ovinos em matadouro	Sul da Austrália, regime de exploração extensivo em pastagens perenes melhoradas	A prevalência de pneumonia bacteriana foi de 12% A presença de lesões compatíveis com infeção por parasitas pulmonares não aumentou o risco de pneumonia	30

IMPACTO ECONÓMICO	TIPO DE ESTUDO	PAÍS	RESULTADOS	REF.
Ganho de peso	Infeção experimental por <i>M. capillaris</i>	-	Redução do ganho de peso em animais infetados	18
	Tratamento com fenbendazol de animais com co-infeção por nematodes pulmonares e gastrointestinais	Marrocos	Redução da excreção larvar, mas sem influência no ganho de peso	31
	Análise de pulmões de 4284 cabras abatidas em matadouro	Nova Zelândia	As carcaças com infeção moderada a severa por <i>D. filaria</i> foram 0,81-1,52Kg mais leves do que as de animais sem lesões	25
	Ovelhas naturalmente infetadas com <i>D. filaria</i> (78,5%), <i>M. capillaris</i> (16,3%), ou com infeção mista (5,3%),	Etiópia	As carcaças com mais de 10 lesões nodulares (<i>M. capillaris</i>) eram 0,75Kg mais leves do que as de animais sem lesões	32
Mortalidade			O tratamento reduziu a mortalidade em ovelhas e borregos	
	Tratamento com fenbendazol de animais com co-infeção por parasitas pulmonares e nematodes gastrointestinais	Marrocos	A mortalidade relacionada com a infeção parasitária foi de 3,6% em ovelhas e 13,8 em borregos Os parasitas da família Protostrongilidae foram a principal causa de mortalidade por infeção parasitária em ovelhas	31

4

EPIDEMIOLOGIA

Os parasitas pulmonares estão amplamente distribuídos, mas são particularmente comuns em países com climas temperados e nas terras altas de países tropicais e subtropicais [33]. De uma forma geral, considera-se que as infecções por *D. filaria*, *C. ocreatus* e *M. capillaris* apresentam uma distribuição global. *P. rufescens* está presente na América, África, Austrália e América do Norte e *N. linearis* apresenta uma distribuição mais restrita, a nível da Europa Central e Centro Leste [10].

A distribuição geográfica da estrogilose pulmonar é influenciada pelas condições ambientais, que afetam diretamente o desenvolvimento dos estádios larvares dos nematodes dos seus hospedeiros intermediários, nomeadamente a pluviosidade e a temperatura [34]. A humidade é essencial para a sobrevivência e desenvolvimento das larvas, que mantêm a atividade com temperaturas amenas (10-21°C), especialmente quando o pasto é abundante e existe água livre [35]. O manejo da pastagem, particularmente a rega, exerce grande influência na persistência e disponibilidade das larvas e/ou hospedeiros intermediários. Assim, segundo alguns autores, a infecção por parasitas da família Protostrongylidae pode ocorrer em qualquer altura do ano, desde que as condições ambientais sejam favoráveis, seja devido aos efeitos sazonais (pluviosidade) ou manejo das pastagens (rega) [6] (Figura 7). Assim, o risco de infecção depende essencialmente do

nível de contaminação das pastagens que é determinado pela presença de animais portadores, que excretam grandes quantidades de larvas nas fezes (grandes excretadores) e pelas condições ambientais favoráveis ao desenvolvimento e sobrevivência das larvas e dos hospedeiros intermediários. Com raras exceções [5], os caprinos parecem ser mais suscetíveis à infecção por parasitas pulmonares do que os ovinos, apresentando prevalências e intensidades de infecção superiores, pelo que em sistemas de exploração mistos, as cabras podem constituir um reservatório de infecção para os ovinos [8,36]. A maior suscetibilidade das cabras à infecção por nematodes, tanto gastrointestinais como pulmonares, pode estar relacionada com a incapacidade dos caprinos gerarem uma resposta imunitária específica protetora. Tem sido sugerido que o tipo de pastoreio (em altura) pode ter contribuído para esta especificidade evolutiva da resposta imunitária da espécie [6,36].

Outros fatores relacionados com o hospedeiro, como o estado fisiológico e a idade também influenciam o número de parasitas adultos no pulmão e, conseqüentemente, os níveis de excreção larvar. A maior suscetibilidade das cabras à infecção no final da gestação e início da lactação, resulta num aumento da excreção larvar no período de parto, contribuindo para a contaminação das pastagens e posterior infecção dos cabritos [8] (Tabela 3).



Figura 7: Pastagens com níveis elevados de humidade e abundante vegetação, favorecem a sobrevivência e a atividade dos hospedeiros intermediários (gastropodes terrestres) e das larvas dos parasitas da família Protostrongylidae.

Tabela 3: Resumo da bibliografia sobre os fatores de risco para a infecção por parasitas pulmonares em pequenos ruminantes.

PAÍIS / REGIÃO	TIPO DE ESTUDO	RESULTADOS	REF.
Nova Zelândia	Análise de 4284 pulmões de cabras abatidas em matadouro	O número de lesões nodulares características da infecção por <i>M. capillaris</i> aumentou significativamente com a idade do animal	25
Regiões do Médio Atlas e Rabat, Marrocos	Avaliação da carga parasitária através do estudo dos pulmões (<i>post mortem</i>) e da excreção larvar (Baermann) em caprinos	Risco de infecção dos caprinos foi superior no outono, início do inverno, final da primavera e início do verão A carga parasitária dos caprinos e os níveis de infecção do hospedeiro intermediário foram mais elevados no outono e inverno	8
	Avaliação dos níveis de infecção no hospedeiro intermediário	O número de parasitas adultos foi mais elevado em cabras adultas (77,0 e 51,5) do que em cabritos (44,2 e 34,1) no Médio Atlas e Rabat, respetivamente A excreção larvar de parasitas da família Protostrongylidae e <i>D. filaria</i> foi maior em cabras do que em ovelhas	
Seis distritos do Noroeste da Etiópia	Análise de 1162 amostras fecais e 104 pulmões de pequenos ruminantes	A prevalência de infecção variou com a altitude: baixa (30,4%), média (32,5%) e alta (71,3%) A prevalência de <i>D. filaria</i> diminuiu e a de <i>M. capillaris</i> aumentou com a idade dos animais A prevalência foi superior em animais mantidos em sistemas extensivos A prevalência foi mais baixa em machos (44,4%) do que em fêmeas (59,3%) A prevalência foi mais elevada em cabras (50,7%) do que em ovelhas (24,4%) Aumento do risco de infecção em novembro (OR=3,6)	37
Nordeste da Etiópia	Estudo transversal, envolvendo 240 ovelhas e 164 cabras, com avaliação fecal e exame <i>post mortem</i>	A prevalência de infecção foi maior em ovelhas (40,4%) do que em cabras (31,7%) A contagem larvar em ovelhas foi 5,4 e 39,3 em ovelhas e 4,5 e 34,1 em cabras para <i>D. filaria</i> e <i>M. capillaris</i> , respetivamente O risco de infecção foi superior em animais com menos de 1 ano de idade (OR=8,7) O risco de infecção foi superior em animais não desparasitados (OR=10,4)	5

PAÍS / SISTEMA DE EXPLORAÇÃO	TIPO DE ESTUDO	RESULTADOS	REF.
Galiza, Espanha, regime semi-extensivo, produção de carne	Análise de 2093 amostras fecais de ovinos	<p>A infecção por <i>D. filaria</i> é o principal fator determinante para a infecção por parasitas da família Protostrongylidae</p> <p>A prevalência de infecção aumenta com a idade, sendo 2,5 vezes superior em animais com mais de 4 anos</p> <p>A infecção de animais jovens por parasitas da família Protostrongylidae é influenciada pelo contacto com cabras</p> <p>A prevalência de infecção por parasitas da família Protostrongylidae em animais mais velhos, não infetados por <i>D. filaria</i>, é influenciada pela introdução de ovelhas no rebanho, observando-se o dobro da prevalência em explorações que introduzem animais (20,8%) comparativamente com as que não introduzem ou introduzem apenas machos (11,4%)</p> <p>Nas explorações que não introduzem animais ou apenas introduzem machos, a administração de lactonas macrocíclicas diminui a prevalência de infecção por parasitas da família Protostrongylidae</p>	38
Galiza, Espanha, sistema semi-extensivo	Avaliação fecal de 2093 ovelhas e 103 cabras, mantidas em explorações de ovinos de carne (explorações puras) e mistas (ovinos e caprinos)	<p>O risco de infecção por parasitas da família Protostrongylidae (OD=1,99) e <i>D. filaria</i> (OR=1,73) foi superior em ovelhas exploradas em sistemas mistos</p> <p>A excreção larvar de parasitas da família Protostrongylidae foi superior em ovelhas exploradas em sistemas mistos (15,9 vs 9,8 LPG), mas a excreção de <i>D. filaria</i> foi superior em ovelhas de sistemas de exploração puros (9,4 vs 6,6 LPG)</p> <p>A prevalência global de infecção e excreção larvar de parasitas da família Protostrongylidae foi superior em cabras (78,6%; 283,2 LPG) do que em ovelhas (11,6%, 11,9 LPG)</p> <p>A excreção larvar global de <i>D. filaria</i> foi inferior em cabras (3,7 LPG) do que em ovelhas (8,5 LPG)</p>	36
Sudeste da Austrália Meridional	Estudo envolvendo 5 explorações de ovinos	<p>O risco de infecção por parasitas gastrointestinais foi superior em animais com intensidades superiores de infecção por parasitas gastrointestinais</p> <p>A prevalência de infecção por parasitas da família Protostrongylidae foi influenciada pelo tipo de pastagem (regadio vs sequeiro), gestão do pastoreio e densidade populacional do hospedeiro intermediário</p>	30

LPG: Larvas por grama (de fezes); OD: odds ratio (razão de probabilidade).

A prevalência de infecção depende do método de diagnóstico utilizado. De uma forma geral, a prevalência determinada *post mortem* com base nas lesões pulmonares observadas em matadouro é superior à determinada *in vivo*, com base na excreção larvar avaliada pela técnica de Baermann [5,39].

É provável que a profilaxia regular para os nematodes gastrointestinais contribua para a alteração da distribuição e frequência dos parasitas pulmonares. Estudos realizados na década de 90 na Galiza, Espanha, apontavam para prevalências de infecção por espécies da família Protostrongylidae de 33,9%, indicando *N. linearis* como a espécie mais prevalente, seguida de *M. capillaris* e *C. ocreatus* [40,41]. Em contrapartida,

estudos mais recentes, realizados na mesma região, obtiveram prevalências inferiores para espécies da família Protostrongylidae (variando entre 11,6% e 14,7%) e identificaram *D. filaria* e *M. capillaris* como as espécies mais frequentes, com diminuição da prevalência de *N. linearis* [36,38]. Supõe-se que a utilização generalizada de anti-helmínticos para controlo dos nematodes gastrointestinais tenha reduzido a prevalência das espécies da família Protostrongylidae, especialmente de *N. linearis* e que tenha eliminado *C. ocreatus*. A persistência de *M. capillaris* pode estar relacionada com a fraca eficácia dos anti-helmínticos nesta espécie em especial, devido às particulares das alterações patológicas produzidas, discutidas mais adiante [38] (Tabela 4).

Tabela 4: Resumo da bibliografia sobre a prevalência de infecções por parasitas pulmonares em pequenos ruminantes.

TIPO DE ESTUDO	PAÍS / SISTEMA DE EXPLORAÇÃO	PREVALÊNCIA POR EXAME <i>POST MORTEM</i>	PREVALÊNCIA COM BASE EXAME FECAL	REF.
Análise de pulmões de 4284 cabras abatidas em matadouro	Nova Zelândia	Lesões compatíveis com infecção por <i>M. capillaris</i> em 41,0% dos animais		25
		Lesões compatíveis com infecção por <i>D. filaria</i> em 33,0% dos animais	-	
		Infeção mista por <i>M. capillaris</i> e <i>D. filaria</i> em 8,0% dos animais		
Análise de 1162 amostras fecais e 104 pulmões de pequenos ruminantes	Seis distritos do Noroeste da Etiópia	Prevalência total, 66,3%	Prevalência total 53,6%	37
Análise fecal e <i>post mortem</i> de 104 ovelhas	Turquia	Prevalência total, 62,5%	Prevalência total, 45,1%	39
		<i>C. ocreatus</i> , 26,9%	<i>C. ocreatus</i> , 19,2%	
		<i>D. filaria</i> , 25,0%	<i>D. filaria</i> , 17,3%	
		<i>P. rufescens</i> , 3,9%	<i>P. rufescens</i> , 2,9%	
Infeção mista, 6,7%	Infeções mistas, 5,7%			

TIPO DE ESTUDO	PAÍS / SISTEMA DE EXPLORAÇÃO	PREVALÊNCIA POR EXAME <i>POST MORTEM</i>	PREVALÊNCIA COM BASE EXAME FECAL	REF.
Estudo transversal, envolvendo 240 ovelhas e 164 cabras	Nordeste da Etiópia	Infeção total, 62,3%	Prevalência global de 36,9%	5
Análise de 2093 amostras fecais de ovinos	Galiza, Espanha, regime semi-extensivo, produção de carne	-	Protostrongylidae, 11,6% <i>M. capillaris</i> , 11,3% <i>N. linearis</i> , 0,6%	38
Estudo envolvendo 1332 ovelhas	Sul da Austrália	Prevalência total por espécies da família Protostrongylidae de 79,0%, tendo sido superior nos borregos (87,0%) do que nos adultos (69,0%)	-	30
Avaliação fecal de 2093 ovelhas e 103 cabras, mantidas em explorações de ovinos de carne (puras) e mistas (ovinos + caprinos)	Galiza, Espanha, sistema semi-extensivo misto	Prevalência total, 62,5% <i>C. ocreatus</i> , 26,9% <i>D. filaria</i> , 25,0% <i>P. rufescens</i> , 3,9% Infeção mista, 6,7%	Em cabras, Protostrongylidae, 78,6% e <i>D. filaria</i> , 10,7% Em ovelhas, Protostrongylidae, 11,6 e <i>D. filaria</i> , 10,6%	36



5

DIAGNÓSTICO

As metodologias de diagnóstico atualmente disponíveis são limitadas. Para diagnóstico *in vivo* está disponível a técnica de Baermann, que envolve a detecção de L1 em amostras fecais. A recuperação de larvas nas fezes é indicativa da presença de parasitas adultos maduros nos pulmões e a quantificação da excreção larvar é usada para estimar a contaminação ambiental e para avaliar a eficácia do tratamento anti-helmíntico [42].

As técnicas serológicas não estão disponíveis comercialmente e a biologia molecular (PCR) é utilizada sobretudo na investigação científica, tendo sido desenvolvidos e otimizados alguns protocolos de PCR [43,44]. O diagnóstico *post mortem* envolve a detecção das lesões pulmonares macroscópicas, exame histopatológico do tecido pulmonar e/ou extração dos parasitas pulmonares (Figura 8).



Figura 8: Representação esquemática das opções disponíveis para o diagnóstico da infecção por parasitas pulmonares em pequenos ruminantes.

5.1 DIAGNÓSTICO IN VIVO

A suspeita clínica de estrogilose baseia-se na presença de um quadro clínico compatível e na identificação de fatores de risco. A ausência de manifestações clínicas, exceto em infecções severas, dificulta o processo de diagnóstico. Nestas situações, o conhecimento da epidemiologia local/regional e a história alimentar do rebanho são especialmente importantes.

5.1.1 QUADRO CLÍNICO

As cabras são mais suscetíveis à infecção por *D. filaria* e são mais severamente afetadas do que as ovelhas, mas as infecções severas podem produzir sinais clínicos em ambas as espécies. A tosse surge 2 a 3 semanas após a infecção, quando os parasitas adultos amadurecem nos brônquios e traqueia. Outros sinais clínicos incluem respiração superficial e rápida, estertores pulmonares, corrimento nasal bilateral, anorexia e perda de peso. A morte é incomum [9].

As infecções causadas por *M. capillaris* e *P. rufescens* passam muitas vezes despercebidas, devido ao seu caráter assintomático [9]. No entanto, a infecção por *P. rufescens* tem sido associada a doença clínica, caracterizada por corrimento nasal mucopurulento, dispneia, anorexia e perda de peso [45]. A infecção por *M. capillaris* compromete as trocas gasosas, o ganho de peso, e a performance reprodutiva, sendo responsável por um aumento da mortalidade. A infecção é mais patogênica em cabras, onde podem surgir sinais clínicos respiratórios, mesmo em animais que eliminam uma pequena quantidade de larvas nas fezes. Podem ocorrer infecções bacterianas secundárias, mesmo em infecções parasitárias subclínicas [9].



5.1.2 DIAGNÓSTICO LABORATORIAL

A infecção patente pode ser confirmada, demonstrando a presença de L1 nas fezes, através da técnica de Baermann adaptada. Esta técnica é recomendada para o isolamento das L1 em fezes frescas, sendo considerada o teste de diagnóstico coprológico *gold standard* [3,46].

As larvas isoladas (recuperadas das fezes) são posteriormente identificadas microscopicamente (larvoscopia), com base nas suas características morfológicas [47].

Apesar da excreção larvar ser geralmente usada como biomarcador da intensidade da infecção pulmonar [42], os resultados dos estudos que avaliaram a relação entre o número de larvas por grama (LPG) de fezes e o número de parasitas nos pulmões foram contraditórios. Enquanto alguns autores não observaram uma relação direta entre o número de LPG de fezes e o número de parasitas adultos nos pulmões [48], outros estabeleceram uma correlação significativa entre a excreção larvar de *C. ocreatus* e o número de parasitas pulmonares, embora não tenha sido possível estabelecer a equação de regressão [39] e entre a excreção larvar de *P. rufescens* e a carga parasitária nos pulmões, especialmente quando foram realizadas várias contagens larvares [42].



COLHEITA DE FEZES

O diagnóstico individual de estrogilose exige a colheita de fezes diretamente do reto [49] ou do chão (da parte superior da matéria fecal), imediatamente a seguir à defecação, de forma a evitar a contaminação com nematodes de vida livre (Figura 9).

Outra opção é a obtenção de um *pool* fecal, constituído por fezes de uma amostra de alguns animais da exploração, o que permite reduzir o número de amostras analisadas e os custos associados, possibilitando determinar, ainda assim, o estatuto da exploração para parasitas pulmonares. O número de amostras a incluir no *pool* fecal pode ser calculado através da fórmula:

N° amostras do *pool* = $1,6/p$, em que p é a prevalência de infeção esperada.

O *pool* fecal deve ser construído por igual quantidade de fezes de cada animal, de modo a perfazer cerca de 10g [49]. No entanto, comparando a sensibilidade desta metodologia de amostragem com a colheita individual de fezes de todos os animais do rebanho, o *pool* fecal apresenta sensibilidades de 22,5% em explorações com prevalências individuais inferiores a 15% e de 78,3% em explorações com prevalências individuais superiores a 15% [49], pelo que pode não ser adequado para determinar o estatuto parasitário de exploração com baixas prevalências de infeção.

Em ambos os casos, as fezes devem ser mantidas refrigeradas a 4°C até à análise. De forma a aumentar a taxa de recuperação das larvas, a técnica deve ser realizada no dia da colheita das fezes. O armazenamento das larvas durante 24 horas reduz a motilidade larvar e a capacidade de deteção, podendo originar resultados falsos-negativos [50].

Figura 9:
Recolha de fezes
diretamente do
reto.

TÉCNICA DE BAERMANN ADAPTADA

A técnica de Baermann foi desenvolvida originalmente em 1917 para detecção de nematodes terrestres e, posteriormente, adaptada para o diagnóstico de parasitas pulmonares por vários autores [51,51,53,54,55], continuando a ser rotineiramente utilizada nos laboratórios clínicos para diagnóstico *in vivo*. Baseia-se no hidrotropismo e termotropismo e na sedimentação das larvas quando em contacto com água. O calor e a humidade estimulam a mobilidade das larvas para a superfície da massa fecal. No entanto, como as larvas são incapazes de nadar contra a gravidade, tendem a sedimentar e a concentrar-se no fundo do copo, podendo ser facilmente recolhidas para observação microscópica [56] Apesar de ser não invasi-

va, relativamente simples e económica, a técnica de Baermann inclui várias etapas e exige a disponibilidade de algum material e equipamento (Figuras 11 e 12).

A adaptação de Wetzel envolve a suspensão da amostra fecal (5-10g) sobre um filtro, num funil com água morna da torneira. A amostra fica submersa durante 8 a 24 horas. Na ponta do funil liga-se um tubo de borracha, com sistema de fecho, do tipo braçadeira ou *clump*, onde se acumularão as larvas. Após o período de migração das larvas, o sedimento é recolhido, aliviando o *clump*, sendo então observado ao microscópio com uma ampliação de x40 [52,53].

As adaptações mais recentes desta técnica, consistem na utilização de copos de vidro cónicos, copos convencionais de vidro ou de plástico, e tubos de centrífuga de 50mL para amostras fecais de menores dimensões (Figura 10).

Foram desenvolvidas inúmeras modificações na técnica de Baermann, com o objetivo de aumentar a sensibilidade, que incluem alterações no tempo, temperatura e intensidade luminosa [57,58]. Segundo alguns autores, a utilização de um filtro de tecido de celulose (KimWipe™) ajuda na recuperação larvar e a centrifugação do sedimento permite a concentração das larvas [16,38,49].

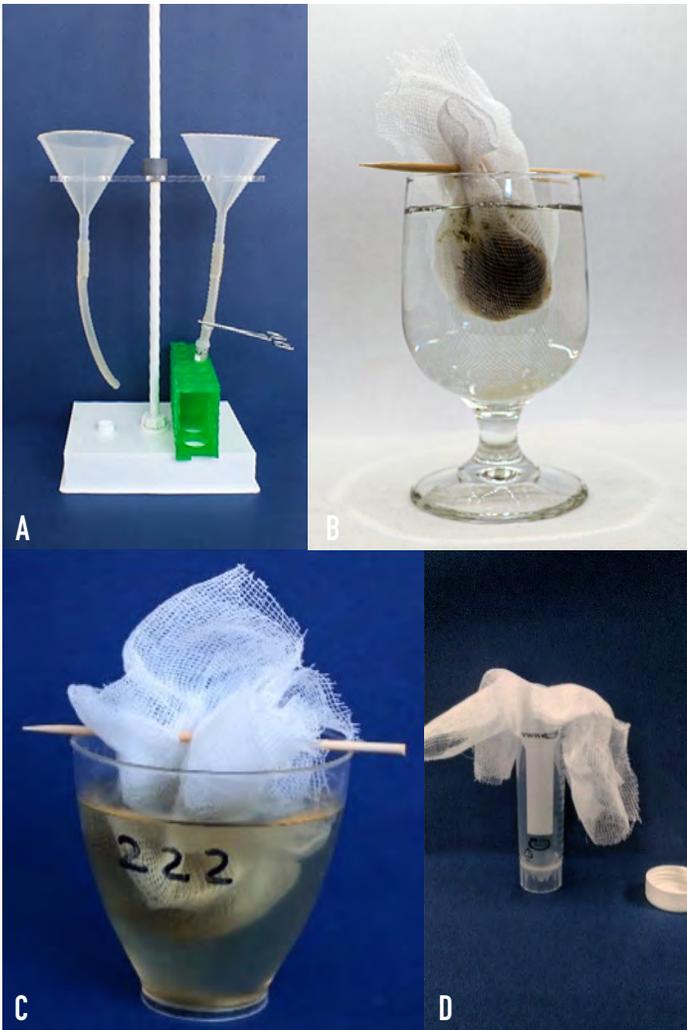
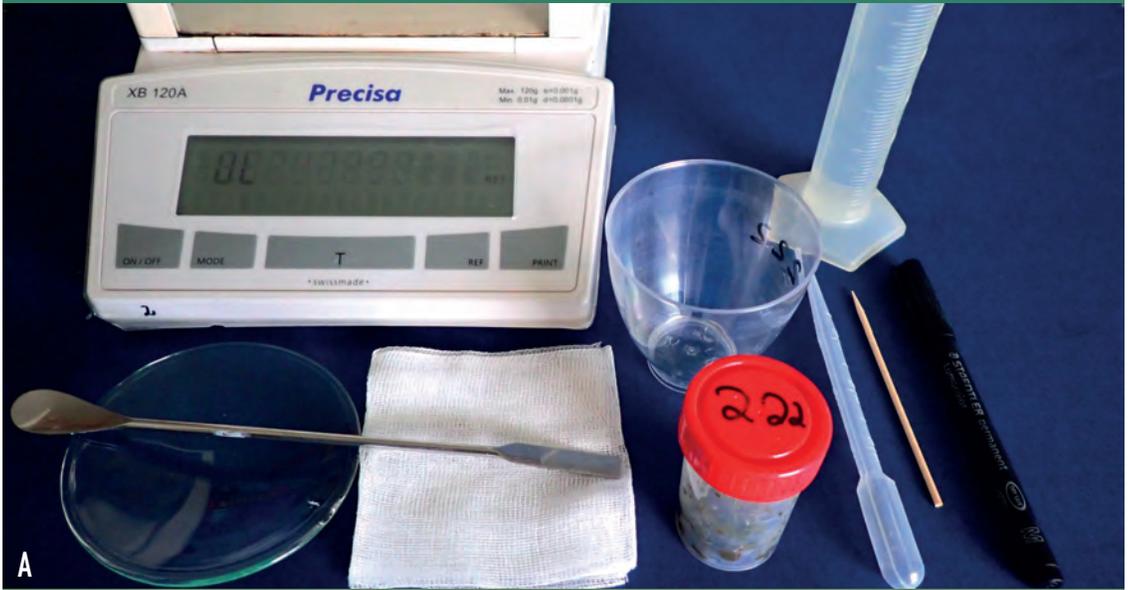


Figura 10: Várias adaptações da técnica de Baermann. A- Aparelho de Baermann; B- Utilização de um copo de vidro; C- Utilização de copo de plástico; D- Utilização de um tubo de centrífuga de 50mL para amostras fecais de pequenas dimensões.

MATERIAL E EQUIPAMENTO PARA RECUPERAÇÃO DAS L1 DAS FEZES

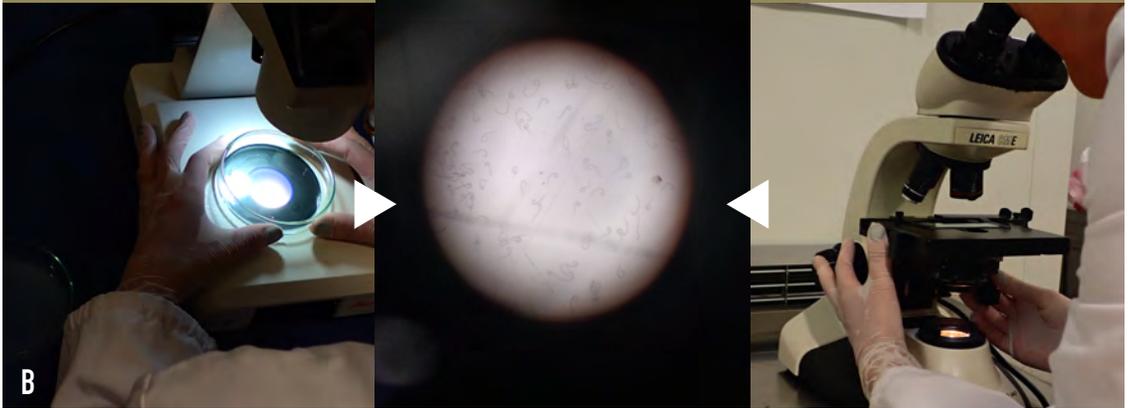


A

Determinação do estatuto da amostra (positiva vs negativa)

Utilização de lupa

Utilização de microscópio



B

Identificação da espécie



C

D

Figura 11: A- Representação esquemática das etapas da técnica de Baermann, evidenciando o material e equipamento necessário para a realização da técnica. A- Material e equipamento necessário para a recuperação de L1 das fezes; B- Observação de 5-10mL de sedimento com recurso a uma lupa numa ampliação x30-40; C- Observação de $\approx 0,5$ mL de sedimento entre lâmina e lamela após centrifugação (ampliação x50-100); D- Identificação da espécie de parasita, através da observação microscópica do sedimento entre lâmina e lamela (x400).



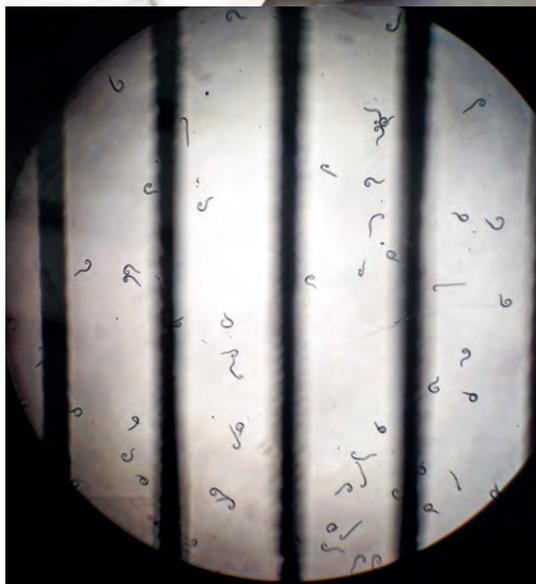
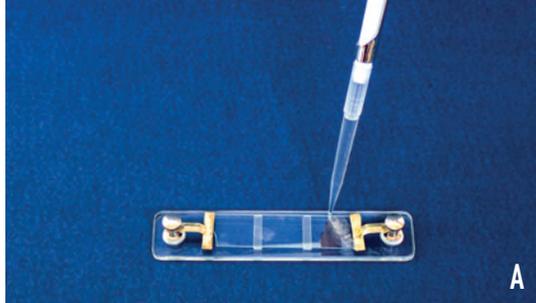
Figura 12: Adaptação da técnica de Baermann utilizada na Escola Superior Agrária de Viseu. A- Dobrar uma compressa três vezes; B- Pesar 5g de fezes sobre a compressa; C- Passar um palito nos bordos livres da compressa, de forma a formar uma “bolsa” de fezes; D- Suspender a “bolsa” num copo e cobrir completamente as fezes com água da torneira morna, pelo menos, durante 12 horas; E- Remover as fezes do copo; F- Remover, cuidadosamente, a maioria do sobrenadante com uma pipeta; G- Manter 5 a 10mL de líquido no fundo do copo (sedimento); H- Homogeneizar o sedimento e colocá-lo numa placa de Petri; I- Observar o sedimento à lupa com uma ampliação de x40; J- Recolher algumas larvas com uma pipeta de Pasteur ou micropipeta e observá-las entre lâmina e lamela para identificação, após fixação pelo calor ou solução de lugol; K- Caso não disponha de uma lupa, centrifugar o sedimento durante 3 a 4 min. a uma velocidade de 2000 rpm; L- Após centrifugação, descartar o sobrenadante com uma pipeta, deixando cerca de 0,5mL de sedimento; M- Colocar o sedimento numa lâmina de vidro; N- Cobrir com uma lamela; O- Examinar o sedimento entre lâmina e lamela com o diafragma praticamente fechado e identificar as larvas. Se necessário, fixar as larvas com solução de lugol.

É possível estimar o número de LPG de fezes, observando uma amostra de sedimento numa câmara de contagem de MacMaster [38,53]. Foi sugerido que uma contagem larvar de 150 LPG de fezes é indicativo de uma carga parasitária patológica [15] (Figura 13).

Cálculos necessários para a estimativa das LPG de fezes:

1. Contar o número de larvas em 2 compartimentos da câmara de MacMaster e determinar a média;
2. Sabendo que o volume de cada compartimento é 0,3mL, estimar o número de larvas por grama (LPG) de fezes;
3. Dividir o número total de larvas do sedimento pela massa de fezes analisada, de forma a estimar o número de LPG.

Figura 13: Contagem larvar, utilizando uma câmara de McMaster. A- Preenchimento de duas câmaras com o sedimento, previamente homogeneizado; B- Observação da câmara ao microscópio na ampliação de x40 ou x100 para contagem das larvas;

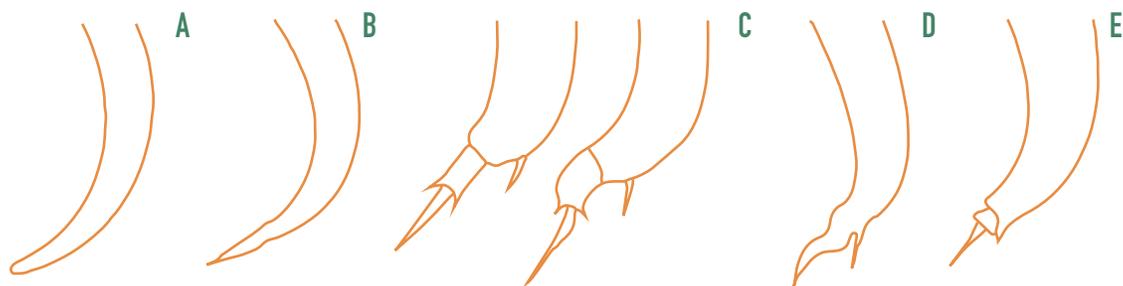


LARVOSCOPIA

As larvas devem ser observadas ao microscópio, entre lâmina e lamela, para identificação morfológica. Como as larvas apresentam mobilidade, a sua inativação através do calor (passando a lâmina na chama) ou aplicando uma gota de lugol, facilita a observação da morfologia das L1.

A morfologia da ponta da cauda (romba,

pontiaguda ou composta) e a presença ou ausência de espinha, permitem a identificação da espécie. As L1 de *D. filaria* apresentam maiores dimensões do que as L1 das espécies da família Protostrongylidae, são muito letárgicas, possuem uma protuberância cuticular característica na extremidade anterior; as células intestinais são indistinguíveis e possuem granulações escuras [59] (Figuras 14 e 15 e Tabela 15).



Fonte: Van Wyk, J.A., Cabaret, J. & Michael, L.M., 2004, 'Morphological identification of nematodes of small ruminants and cattle simplified', Veterinary Parasitology 119, 277-306. <http://dx.doi.org/10.1016/j.vetpar.2003.11.012>, PMID:15154594.

Figura 14: Identificação dos parasitas pulmonares com base na morfologia da cauda. Representação esquemática da morfologia da cauda de *D. filaria* (A), *P. rufescens* (B), *C. ocreatus* (C), *M. capillaris* (D) e *N. linearis* (E).



Figura 15: Microfotografias de L1 de nematodes pulmonares de pequenos ruminantes. A- L1 de *D. filaria*, evidenciando a presença de cauda romba, sem espinho (x400); B- L1 de *C. ocreatus*, mostrando a presença de cauda composta, com espinho (x400); C- L1 de *M. capillaris*, revelando cauda pontiaguda, com espinho (x400); D- L1 de *N. linearis* evidenciando cauda composta sem espinho (x100).

Tabela 5: Critérios para a identificação de parasitas pulmonares de pequenos ruminantes, com base nas características das L1.

CRITÉRIO	<i>DICTYOCAULUS</i>	<i>PROTOSTRONGYLUS</i>	<i>CYSTOCAULUS</i>	<i>MUELLERIIUS</i>	<i>NEOSTRONGYLUS</i>
Comprimento da larva (µm)	500-540 ^a	326-390 ^b	356-480 ^b	250-320 ^b	240-330 ^b
Características da ponta da cauda	Romba, sem espinho ^b	Pontiaguda, sem espinho ^b	Composta, com espinho ^b	Pontiaguda, com espinho ^b	Composta, sem espinho ^b

^a[60], ^b[61].

A técnica de Baermann apresenta uma sensibilidade diagnóstica não superior a 80-90% [3,49] e uma especificidade que pode atingir os 100%, mas que depende da experiência do técnico na identificação precisa das espécies de parasitas pulmonares, já que as L1 podem ser confundidas com larvas de parasitas de vida livre ou larvas de parasitas da família Trichostrongylidae [49,57,61,62] (Figura 16).

Os resultados falsos-negativos ocorrem em infecções que ainda se encontram no período pré-patente (antes da eliminação de L1 nas fezes) ou quando as larvas pulmonares se encontram em hipobiose [5,63]. A baixa viabilidade larvar também pode originar resultados falsos-negativos, e está frequentemente relacionada com o armazenamento

das fezes por períodos prolongados, por exemplo quando as fezes ficam no carro do Médico Veterinário.

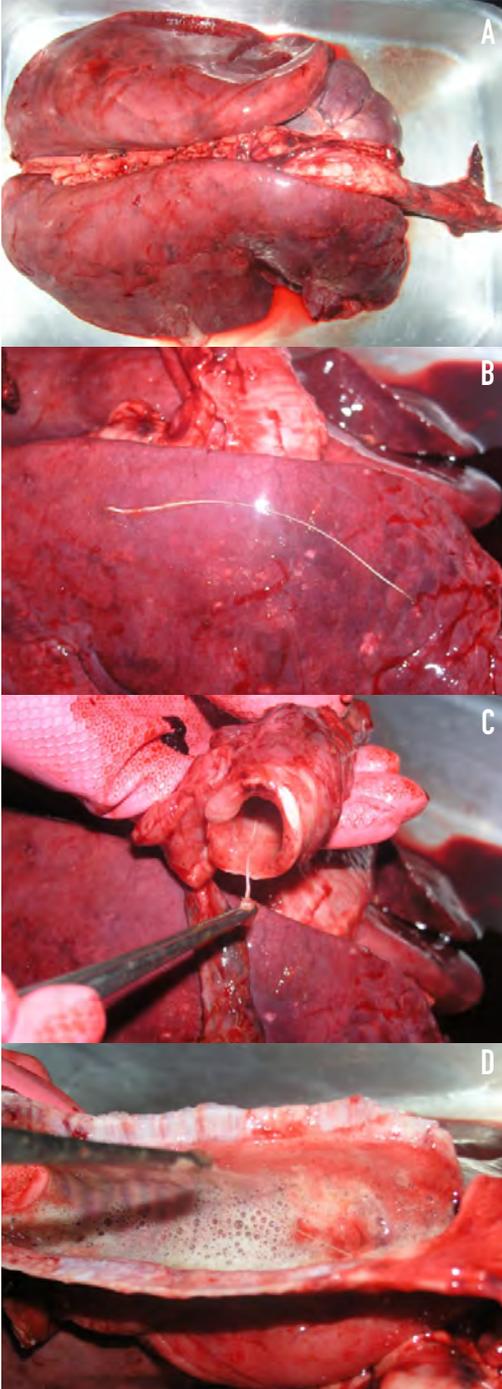
Os resultados falsos-positivos podem surgir por identificação incorreta de larvas de parasitas gastrointestinais que acabam por eclodir quando as amostras são armazenadas por mais de 7 a 10 dias [64]. Algumas espécies de nematodes gastrointestinais podem eclodir ainda mais rapidamente em condições favoráveis, por exemplo se forem refrigeradas e seguidamente mantidas à temperatura ambiente [61]. Desta forma, é fundamental minimizar o período de armazenamento das amostras para reduzir a probabilidade de resultados falsos-positivos e falsos-negativos no teste de Baermann.

Figura 16: Larvas de parasitas que podem ser recuperadas com a técnica de Baermann e conduzir a resultados falsos-positivos. A- Larva rabditoide gastrointestinal ou de vida livre (x400); B- Larva rabditoide (x400); C- Nematode de vida livre (x200); D- *Oesophagostomum radiatum*, larva de terceiro estágio (x100).



5.2 DIAGNÓSTICO *POST MORTEM*

O diagnóstico *post mortem* faz-se com base nas alterações pulmonares macroscópicas, durante a necropsia ou inspeção no mata-douro, identificação dos parasitas adultos recuperados durante a necropsia e com base nas alterações histológicas observadas nos pulmões.



5.2.1 ALTERAÇÕES PULMONARES MACROSCÓPICAS E MICROSCÓPICAS

A infecção por *D. filaria* pode resultar em bronquite, edema pulmonar (Figura 17), colapso do tecido pulmonar e enfisema. A migração das larvas nos alvéolos estimula o desenvolvimento de uma reação inflamatória, caracterizada pela acumulação de macrófagos, plasmócitos, células gigantes e eosinófilos. A migração das larvas pelos bronquíolos e brônquios e a subsequente maturação dos adultos resulta no desenvolvimento de bronquite, caracterizada pela proliferação do epitélio bronquiolar e infiltração celular. A aspiração de ovos e larvas para os bronquíolos e alvéolos pode resultar em pneumonia, e a obstrução dos brônquios por parasitas e muco pode conduzir a atelectasia. As infecções bacterianas secundárias podem culminar em pneumonia bacteriana [9], conforme já mencionado. Os parasitas adultos de *D. filaria* podem ser recuperados dos brônquios e traqueia.

Em caprinos, a infecção por parasitas da família Protostrongylidae caracteriza-se macroscopicamente por lesões nodulares (principalmente *M. capillaris*) ou lobares (*P. rufescens* e *C. ocreatus*) e afeta preferencialmente os lobos pulmonares diafragmáticos [65].

As lesões nodulares observadas em cabras e causadas por *M. capillaris* são firmes e acinzentadas. Nos animais mais jovens, podem observar-se pequenas áreas acinzentadas na superfície dorsal dos lobos pulmonares caudais, podendo ser observadas raramente áreas maiores, congestionadas e cinzentas, situadas próximas à pleura pulmonar [66].

Em ovinos, as lesões pulmonares induzidas por *M. capillaris* tendem a ser mais graves, independentemente da idade dos animais. Raramente surgem lesões nodulares, sendo mais frequente o aparecimento de áreas

Figura 17: Estrongilose em ovino. A e B- Pulmões úmidos, escuros e pesados, indicando congestão e edema; C e D- Congestão e presença de espuma no lúmen traqueal, observando-se nematodes pulmonares adultos.

firmes de coloração escura (cinza, preta), afetando grande parte das superfícies pulmonares que, após secção, apresentam congestão difusa do tecido pulmonar. Para além disso, as lesões tendem a localizar-se mais profundamente no parênquima pulmonar, enquanto nos caprinos são mais superficiais [66].

A infecção por *C. ocreatus* em ovinos produz máculas ou manchas superficiais de coloração vermelho-escuro ou negro, lesões nodulares únicas ou múltiplas de pequenas dimensões ou lesões elevadas (granulomas), localizadas no parênquima pulmonar, as quais apresen-

tam uma coloração esbranquiçada e acinzentada, bem como consistência firme. Estas lesões tendem a localizar-se sobretudo na região subpleural dorsal dos lobos diafragmáticos [67].

A infecção por *N. linearis* tende a produzir nódulos firmes e proeminentes em ovinos [66] (Figura 18).

Em ovinos, as lesões nodulares produzidas por *Protostrongylus* spp. e *M. capillaris* tendem a ser ligeiramente maiores (0,5-2,5-cm) do que as produzidas por *N. linearis* e *C. ocreatus* (0,5-1cm) [68].



Figura 18: Estrongilose em pequenos ruminantes. Pulmão de ovino, revelando múltiplos nódulos elevados, endurecidos, dispersos por todo o parênquima pulmonar.

A infecção experimental de caprinos com *M. capillaris* produz uma inflamação crónica, caracterizada por acumulação de células inflamatórias no parênquima pulmonar, hiperplasia das células tipo II e formação de granulomas. A reação inflamatória que surge no decurso da infecção primária, resulta da reação inflamatória dirigida aos ovos, larvas e parasitas adultos e apresenta um padrão bifásico [69].

Duas semanas após infecção, com a chegada dos primeiros parasitas ao pulmão, ocorre um afluxo de células inflamatórias aos espaços broncoalveolares e o segundo pico de leucocitose ocorre 7 a 9 semanas após a infecção, sendo consideravelmente mais intenso e coincidindo com a postura de ovos pelas fêmeas maduras. A infecção secundária por *M. capillaris* resulta em alterações significativas no parênquima pulmonar, e é caracterizada por inflamação crónica severa, conduzindo à formação de uma reação granulomatosa envolvendo os parasitas, bem como a um atraso e redução do número de parasitas adultos no pulmão e da excreção larvar, relativamente à infecção primária, provavelmente devido ao estabelecimento da resposta imunitária local [69].

De uma forma geral, o exame microscópico da infecção por parasitas da família Protostrongylidae caracteriza-se pela presença de células epiteliais descamadas, macrófagos alveolares, neutrófilos e formas parasitárias em diferentes estágios de desenvolvimento nos brônquios e bronquíolos. A nível dos alvéolos também se podem observar formas parasitárias (ovos e larvas de primeiro estágio) e exsudado inflamatório, constituído por macrófagos alveolares e neutrófilos, e por vezes, espessamento dos septos alveolares como consequência da hiperplasia do tecido conjuntivo e das células musculares lisas [66].

Observam-se frequentemente granulomas parasitários constituídos por centro necrótico, calcificação, hiperplasia linfóide periférica e células gigantes. Também pode surgir alveolite serosa, com presença de células gigantes e de macrófagos. Em ovelhas, pode observar-se a hiperplasia acentuada do tecido linfóide, localizado nas proximidades dos brônquios e no interstício pulmonar. Em alguns animais observa-se esclerose do parênquima com infiltração de linfócitos nas áreas escleróticas [66] (Figuras 19, 20 e 21).

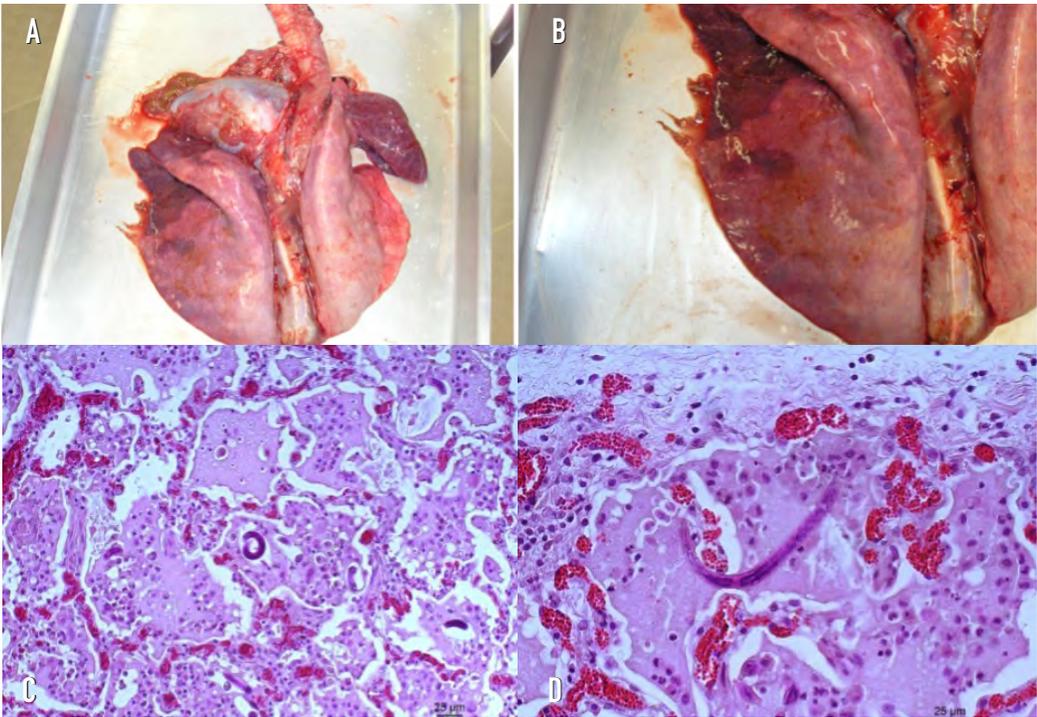


Figura 19: Infeção por parasitas pulmonares complicada por pneumonia bacteriana em ovino. A e B- Consolidação dos lobos pulmonares apicais, que se apresentam de cor avermelhada; C e D- O exame microscópico revela edema e congestão pulmonar. Observam-se múltiplas formas parasitárias em vários estádios de desenvolvimento, nomeadamente parasitas adultos, larvas e ovos no interior dos alvéolos e bronquíolos.

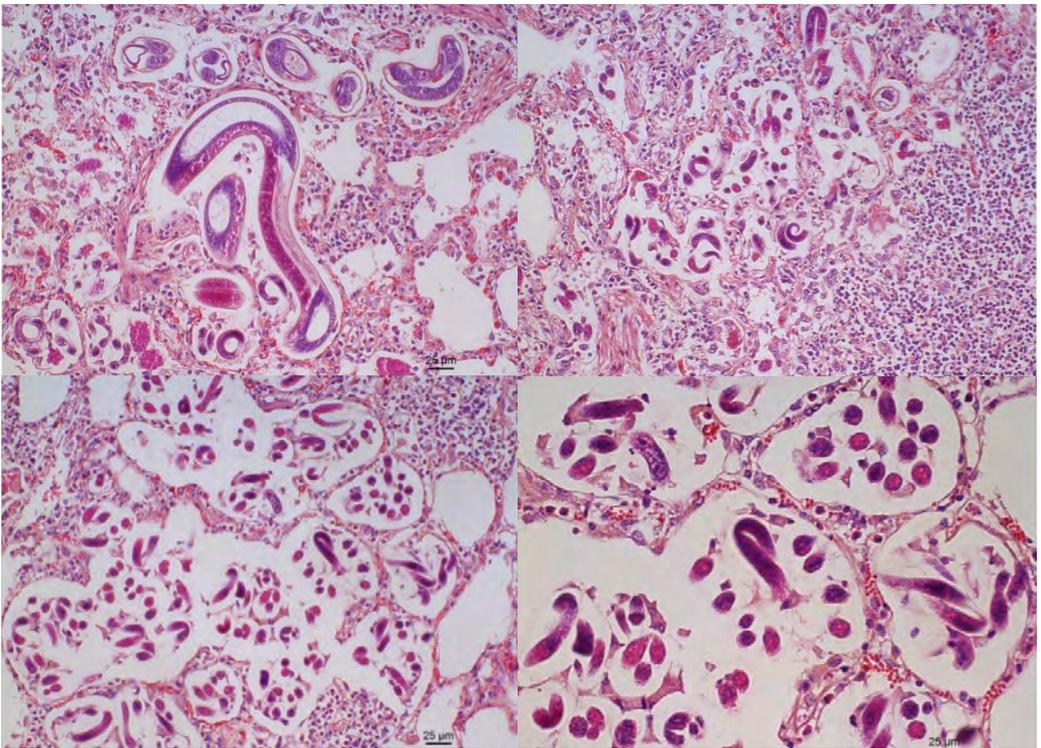


Figura 20: Pneumonia parasitária. Pulmão com congestão e edema acentuados; presença de infiltrado inflamatório misto, rico em macrófagos, linfócitos, plasmócitos e neutrófilos no interstício e alvéolos pulmonares. Presença de larvas e ovos de nematodes, no interior dos alvéolos.

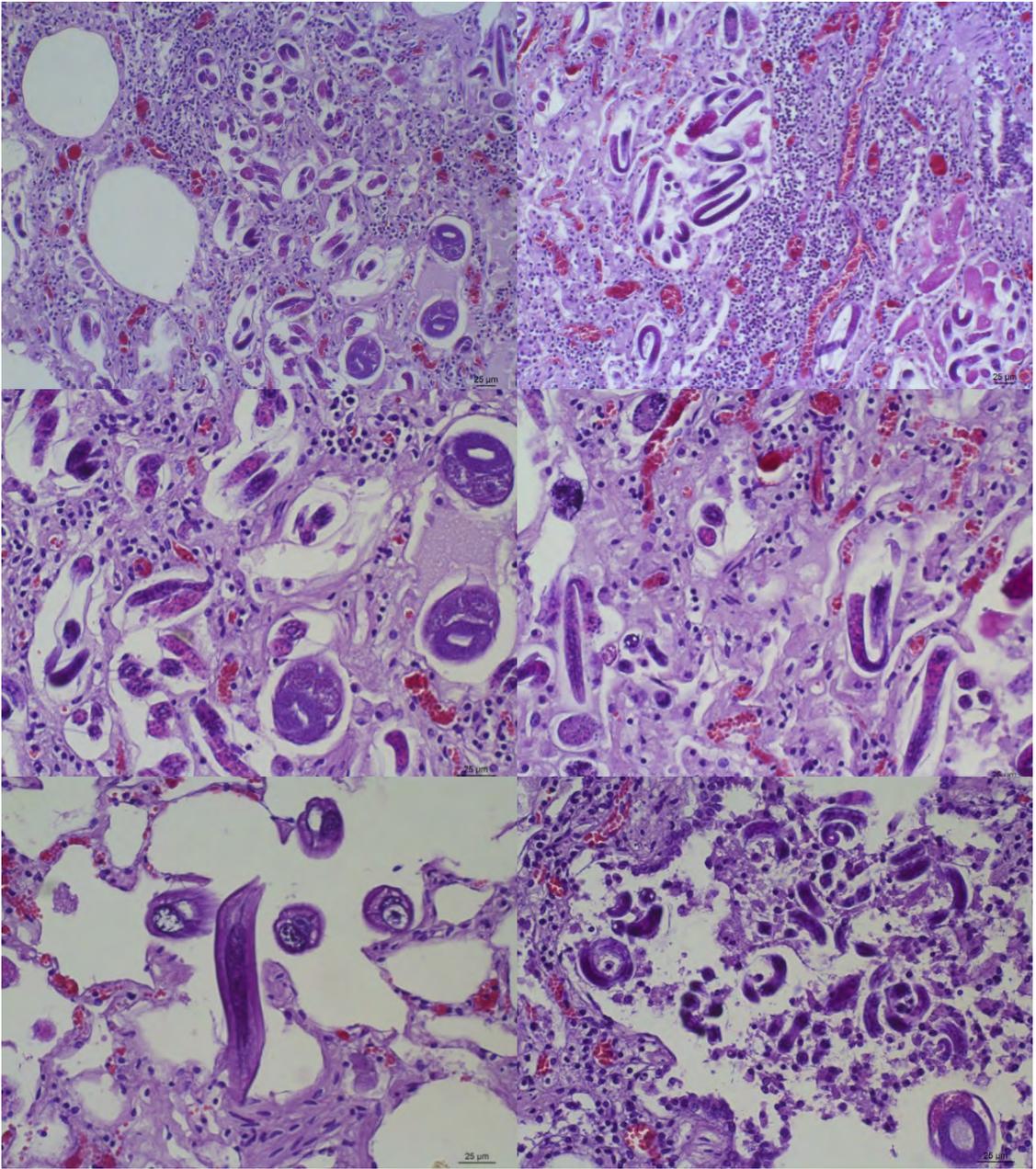


Figura 21: Pneumonia parasitária. Pulmão com congestão, edema e hiperémia, observando-se infiltrado inflamatório mononucleado, rico em macrófagos, linfócitos e plasmócitos no interstício e alvéolos. Observam-se abundantes formas parasitárias de nematodes, nomeadamente larvas, ovos e adultos no interior dos bronquíolos e alvéolos.

5.2.2 IDENTIFICAÇÃO DOS PARASITAS ADULTOS

D. filaria é facilmente identificado quando se realiza a seção da traqueia e dos grandes brônquios. *M. capillaris* apresenta a espessura de um cabelo; apesar de ser relativamente comprido, é muitas vezes difícil de observar a olho nu porque se encontra no interior do tecido pulmonar (Tabela 6 e Figura 22).

Tabela 6: Critérios para a identificação de parasitas pulmonares de pequenos ruminantes [10].

CRITÉRIO	<i>DICTYOCAULUS</i>	<i>PROTOSTRONGYLUS</i>	<i>MUELLERIUS</i>	<i>CYSTOCAULUS</i>	<i>NEOSTRONGYLUS</i>
Características macroscópicas	Parasitas brancos com intestino visível como uma faixa escura	Parasitas finos e avermelhados	Parasitas finos, cinza-avermelhados	Parasitas finos, castanho-escuro	Parasitas finos e curtos
Dimensões	Machos: 4–8 cm Fêmeas: 6–10 cm	Macho: até 4,5 cm Fêmea: até 6,5 cm	Machos: 1,2–2,4 cm Fêmeas: 1,9–3,0 cm	Machos: até 4–5 cm Fêmeas: até 9 cm	Machos: 5–8 mm Fêmeas: 13–15 mm

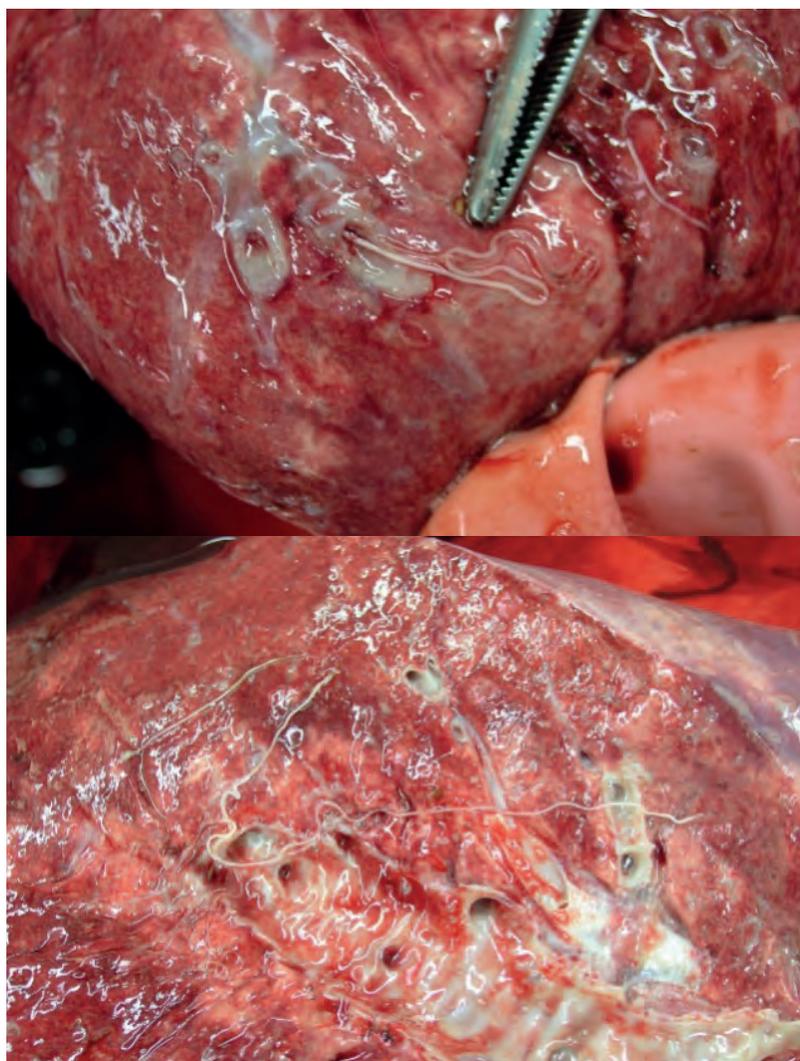


Figura 22: Formas adultas de *D. filaria*.

6

TRATAMENTO



Alguns anti-helmínticos atualmente disponíveis têm revelado uma eficácia reduzida contra os parasitas pulmonares, especialmente para as espécies que habitam o parênquima pulmonar [4,16,41,70], tendo-se apontado a necessidade de repetir a aplicação (uma ou duas vezes, a intervalos de 35 dias aproximadamente) [16] ou utilizar doses mais elevadas [71]. O aumento do período de tratamento, testado através da utilização de ivermectina de libertação contínua não foi suficiente para eliminar, de forma eficaz, as espécies que habitam o parênquima pulmonar, especialmente *M. capillaris* [70].

A relativa ineficácia terapêutica, comprovada pelo reaparecimento de formas larvares nas fezes após um período e tempo variável, mesmo em animais que permanecem indoor depois de tratados e, portanto, sem possibilidade de reinfeção [16], pode ser explicada pela ineficácia dos anti-helmínticos nas formas larvares, que amadurecem após a destruição farmacológica dos parasitas adultos [16] ou pela proteção que a reação inflamatória crónica confere aos parasitas, impedindo que os princípios ativos atinjam concentrações terapêuticas no local da infeção [70].

Apesar dos resultados promissores obtidos com alguns princípios ativos, nomeada-

mente a moxidectina, que conseguiu eliminar completamente a excreção larvar, o exame *post mortem* dos pulmões revelou a presença de parasitas adultos e larvas das espécies *C. ocreatus* e *M. capillaris*, embora em número reduzido [72], evidenciando a ausência de cura parasitológica.

Embora os anti-helmínticos com eficácia inferior a 100% possam ser úteis no controlo dos parasitas pulmonares, a sua utilização pode conduzir à seleção de parasitas resistentes. A baixa eficácia destes produtos pode estar relacionada com as propriedades farmacológicas dos princípios ativos, que podem ser específicos para um determinado estágio parasitário [73].

A eprinomectina *pour on* tem revelado bons resultados em ovelhas e cabras, tanto na eliminação da excreção larvar, como na eliminação dos parasitas adultos das espécies que habitam o parênquima pulmonar [74,75,76].

Assim, o tratamento anti-helmíntico deve assentar num estudo parasitológico prévio, com pesquisa simultânea de nematodes gastrointestinais e pulmonares, de forma a realizar a seleção do princípio ativo mais adequado, contribuindo para reduzir a emergência de resistências e melhorar o controlo antiparasitário (Tabela 7 e Figura 22).

Tabela 7: Resumo da bibliografia mais recente que aborda o tratamento das infecções por parasitas pulmonares em pequenos ruminantes.

PRÍNCIPIO ATIVO	ESTUDO	RESULTADOS	REF.
Ivermectina na dose de 0,2 mg/Kg, SC	Ovinos infetados com <i>M. capillaris</i>	Redução da excreção larvar após tratamento	4
Levamisol na dose de 7,5 mg/Kg, SC	Avaliação da excreção larvar 5 animais por grupo de tratamento	Pelo menos 1 animal continuou a excretar larvas ao longo do período experimental (63 dias)	
Albendazol na dose de 5 mg/Kg, per os	Período experimental de 63 dias	No final do período experimental, a maioria dos animais eliminavam larvas nas fezes	
Ivermectina de liberação contínua (1,6 mg/ dia intraruminal, durante 100 dias)	Período experimental de 105 dias 48 ovinos fêmea naturalmente infetados Contagem larvar e exame <i>post mortem</i>	A eficácia terapêutica foi de 100% para <i>D. filaria</i> e aumentou ao longo do tratamento para <i>C. ocreatus</i> e <i>N. linearis</i> , tendo atingido os 99% e 96%, respectivamente, no final do período experimental No entanto, a eficácia terapêutica para <i>M. capillaris</i> variou entre 96,2% no dia 70 e 44,6% no dia 105	70
Moxidectina 1% injetável na dose de 0,2 mg/Kg;	21 ovinos naturalmente infetados por <i>C. ocreatus</i> , <i>M. capillaris</i> , <i>N. linearis</i> e <i>P. rufescens</i> 7 animais por grupo	Redução na contagem de larvas nas fezes >96% (dia 21 e 24) e de 100% nas avaliações posteriores Redução da contagem larvar foi mais lenta para <i>C. ocreatus</i>	72
Moxidectina 0,1% solução oral, na dose de 0,2mg/Kg	Avaliação da excreção larvar e exame <i>post mortem</i> Período experimental de 60 dias	A necropsia revelou a presença de parasitas adultos e larvas das espécies <i>C. ocreatus</i> e <i>M. capillaris</i> , embora em número reduzido	
Moxidectina 2% na dose de 1mg/Kg	Tratamento extralabel de 10 cabras naturalmente infetadas com <i>M. capillaris</i> Avaliação da excreção larvar em todos os animais e <i>post mortem</i> de 2 animais Período experimental de 105 dias	Eficácia >98% e meses após tratamento O animal com a contagem larvar pré-tratamento superior, reiniciou a eliminação de larvas no dia 70 após-tratamento Surgiram reações adversas em 70% dos animais, nomeadamente sinais neurológicos ligeiros (apatia e sonolência) que desapareceram em 24 horas	77
Eprinomectina, solução tópica, na dose de 0,5mg/Kg	13 cabras adultas naturalmente infetadas com <i>M. capillaris</i> Tratamento na primavera e outono Exame fecal Período experimental de 42 dias	Eficácia de 100%	74
Eprinomectina 5mg/mL, solução tópica, na dose de 1mg/Kg	20 cabras lactantes experimentalmente infetadas com parasitas gastrointestinais e <i>D. filaria</i> Avaliação fecal e <i>post mortem</i> Acompanhamento durante 14 dias após tratamento	Eficácia de 100%	75
Eprinomectina 5mg/mL, solução tópica, na dose de 1mg/Kg	14 ovelhas naturalmente infetadas com <i>P. rufescens</i> Análise fecal e <i>post mortem</i> Período experimental de 35 dias	Eficácia de 100%, com ausência de excreção larvar a partir do dia 21 até final do período experimental e ausência de parasitas adultos no pulmão	76

7

PREVENÇÃO



Figura 23: Tratamento anti-helmíntico. A- Administração oral de albendazol; B- Administração subcutânea de eprinomectina.

O controlo das infeções por nematodes pulmonares representa um desafio. No entanto, e de uma forma geral, as medidas de controlo assentam no uso racional de anti-helmínticos, em combinação com um maneio adequado dos animais e das pastagens. Adicionalmente, e tendo em conta que o ciclo de vida dos parasitas da família Protostrongylidae é indireto, é importante implementar medidas para reduzir as populações de caracóis e lesmas que agem como hospedeiros intermediários.

Ao contrário do que acontece para os parasitas gastrointestinais, não há recomendações específicas para o controlo de parasitas pulmonares. Embora os anti-helmínticos rotineiramente utilizados para parasitas gastrointestinais, controlem parcialmente os parasitas pulmonares, especialmente *D. filaria*, o maneio das infeções causadas pelos pequenos parasitas pulmonares exige um tratamento anti-helmíntico específico, o

que acarreta custos acrescidos para o produtor e o risco potencial de aumentar a pressão de seleção para as resistências em parasitas gastrointestinais. Assim, a decisão de instituir um tratamento específico para parasitas pulmonares deve assentar no estudo do impacto económico da infeção na exploração [30]. Em regiões/sistemas de exploração onde a infeção tenha um impacto económico negativo, deve ser equacionado o tratamento anti-helmíntico específico. O desenho do esquema profilático/terapêutico deve ter em conta as características epidemiológicas da região, nomeadamente através da identificação das estações do ano/meses em que o risco de infeção é superior e deve ter como objetivos, minimizar as perdas económicas, reduzir o número de parasitas adultos no pulmão e manter a excreção larvar em níveis aceitáveis. Para além disso, o controlo dos parasitas pulmonares deve estar integrado no programa de

controle de outros helmintes (ex. gastrointestinais e trematodes hepáticos) [8].

Relativamente ao manejo dos animais, os mais velhos, muitas vezes clinicamente imunes, mas capazes de excretar L1, devem ser separados dos mais jovens, que são mais suscetíveis à infecção [9,36]. Também deve ser evitada a coexistência entre caprinos e ovinos, na medida em que os primeiros contribuem de forma significativa para a contaminação das pastagens [36]. Tendo em conta que a maioria da excreção larvar, nomeadamente de *D. filaria*, é produzida por um número reduzido de animais, o tratamento ou abate desses animais reduz de forma significativa a contaminação das pastagens. Relativamente ao controlo específico de *D. filaria*, após tratamento, os caprinos devem ser colocados numa pastagem não contaminada, na medida em que o tratamento interfere com o desenvolvimento de uma resposta imunitária protetora [9].

A drenagem das pastagens reduz o desen-

volvimento e sobrevivência dos estágios larvares de vida livre, bem como dos hospedeiros intermediários [9].

A redução da população de hospedeiros intermediários pode constituir uma alternativa economicamente viável para reduzir a transmissão dos parasitas da família Protostromylidae e os efeitos nefastos dos moluscos na pastagem. A população de moluscos pode ser reduzida através do manejo do restolho ou através da aplicação de moluscidas. O manejo do restolho pode fazer-se através da utilização de rolagem para esmagar os moluscos, mas esta alternativa não é viável em pastagens permanentes [78]. A utilização de moluscidas deve fazer-se com cautela, pois acarreta riscos ambientais e para a saúde animal [79]. Além disso, no Sul da Austrália, tratamentos adicionais com moluscidas (quelante de ferro), para além dos usados durante o estabelecimento das pastagens, não aumentaram a produtividade de borregos criados em pastagens melhoradas de luzerna [78].



8

DESAFIOS FUTUROS

As decisões clínicas e de manejo devem assentar no conhecimento epidemiológico da infeção, pelo que é fundamental estudar, a nível regional e local, a prevalência e distribuição geográfica da infeção, identificar as espécies implicadas, os fatores de risco e o impacto da infeção tanto na saúde e bem-estar animal, como em termos económicos. É urgente fazer este estudo, sobretudo nos territórios onde a exploração de pequenos ruminantes desempenha um papel económico e social relevante.

Por outro lado, a sensibilização dos Médicos Veterinários e Produtores, para a importância da realização de testes parasitológicos regulares, como forma de orientar o diagnóstico e o tratamento, tanto das infeções por nematodes gastrointestinais como respiratórios deve ser reforçada.

No entanto, o diagnóstico das infeções por

parasitas pulmonares constitui ainda um desafio, na medida em que são necessários testes mais sensíveis, *field-friendly* e economicamente viáveis que possam ser utilizados em larga escala.

O projeto EasyBaerman, desenvolvido pelo Instituto Politécnico de Viseu (IPV), em colaboração com o Instituto Politécnico de Viana do Castelo (IPVC) e a Universidade de Évora (UE) permitiu aprofundar o estudo da epidemiologia das infeções por parasitas pulmonares na região da Serra da Estrela e contribuir para a melhoria do diagnóstico da infeção, através da criação do protótipo de um dispositivo de diagnóstico, assente nos princípios da técnica de Baermann e no desenvolvimento de técnicas de biologia molecular. Para mais informação, consulte o site: <http://www.esav.ipv.pt/easybaerman/>



9

REFERÊNCIAS

1. Cassini R, Párraga MA, Signorini M, Frangipane di Regalbono A, Sturaro E, Rossi L, Ramanzin M. Lungworms in Alpine ibex (*Capra ibex*) in the eastern Alps, Italy: An ecological approach. *Vet Parasitol.* 2015 Nov 30;214(1-2):132-8. doi: 10.1016/j.vetpar.2015.09.026. Epub 2015 Sep 30. PMID: 26476915.
2. Kowal J, Kornaś S, Nosal P, Basiaga M, Wajdzik M, Skalska M, Wyrobisz A. Lungworm (Nematoda: Protostrongylidae) infection in wild and domestic ruminants from Małopolska region of Poland. *Ann Parasitol.* 2016;62(1):63-6. doi: 10.17420/ap6201.33. PMID: 27262959.
3. Willard MD, Roberts RE, Allison N, Grieve RB, Escher K. Diagnosis of *Aelurostrongylus abstrusus* and *Dirofilaria immitis* infections in cats from a human shelter. *J Am Vet Med Assoc.* 1988 Apr 1;192(7):913-6. PMID: 3366677.
4. López CM, Cienfuegos S, Dacal V, Vázquez L, Panadero R, Fernández G, Díaz P, Lago N, Díez-Baños P, Morrondo MP. Efficacy of anthelmintic control programs against natural *Muellierius capillaris* infection in sheep in the north-west of Spain. Effect on blood gases and pH in venous blood samples. *Parasite.* 2010 Jun;17(2):167-71. doi: 10.1051/parasite/2010172167. PMID: 20597445.
5. Regassa A, Toyeb M, Abebe R, Megersa B, Mekibib B, Mekuria S, Debela E, Abunna F. Lungworm infection in small ruminants: prevalence and associated risk factors in Dessie and Kombolcha districts, northeastern Ethiopia. *Vet Parasitol.* 2010 Apr 19;169(1-2):144-8. doi: 10.1016/j.vetpar.2009.12.010. Epub 2009 Dec 21. PMID: 20056332.
6. Hanks JE, Larsen J, Campbell A. Factors associated with small lungworm infections in heavily infected sheep in southeast South Australia. *Aust Vet J.* 2022 Jan;100(1-2):20-28. doi: 10.1111/avj.13123. Epub 2021 Sep 26. PMID: 34569051.
7. Cole VG. *Animal Health in Australia- Helminth Parasites of Sheep and Cattle*, Vol 8. Australian Government Publishing Service, Canberra, ACT, Australia; 1 st Edition; 1986.
8. Berrag B, Urquhart GM. Epidemiological aspects of lungworm infections of goats in Morocco. *Vet Parasitol.* 1996 Jan;61(1-2):81-5. doi: 10.1016/0304-4017(95)00803-9. PMID: 8750686.
9. Panuska C. Lungworms of ruminants. *Vet Clin North Am Food Anim Pract.* 2006 Nov;22(3):583-93. doi: 10.1016/j.cvfa.2006.06.002. PMID: 17071354.
10. Taylor M A, Coop R L, Wall R L. *Parasites of the respiratory system. Veterinary parasitology.* 3 rd ed. Oxford: Black well published Ltd.; 2007.
11. Zafari S, Mohtasebi S, Szazmand A, Bahari A, Sargison ND, Verocai GG. The Prevalence and Control of Lungworms of Pastoral Ruminants in Iran. *Pathogens.* 2022 Nov 22;11(12):1392. doi: 10.3390/pathogens11121392. PMID: 36558726; PMCID: PMC9787811.
12. Gerichter B. Studies on the lung nematodes of sheep and goats in the Levant. *Parasitology.* 1951 Dec;41(3-4):166-83. doi: 10.1017/s0031182000084018. PMID: 14911212.
13. Lesage C, Patrelle C, Vrignaud S, Decors A, Ferté H, Jouet D. Intermediate hosts of *Protostrongylus pulmonalis* (Frölich, 1802) and *P. oryctolagi* Baboš, 1955 under natural conditions in France. *Parasit Vectors.* 2015 Feb 15;8:104. doi: 10.1186/s13071-015-0717-5. PMID: 25889190; PMCID: PMC4336746.
14. Kuchboev A E, Krücken J, Karimova R R, Ruziev B H, Pazilov A. Infection levels of protostrongylid nematodes in definitive caprine and intermediate gastropod hosts from Uzbekistan. *J Helminthol.* 2017 Mar;91(2):236-243. doi: 10.1017/S0022149X16000171. Epub 2016 Mar 28. PMID: 27018914.
15. Soulsby E J L. *Textbook of Veterinary Clinical Parasitology*, Vol 1. Helminths. Blackwell Scientific Publications, Oxford, UK; 1965:473-497.
16. McCraw B M, Menzies P I. Treatment of Goats Infected with the Lungworm *Muellerius capillaris*. *Can Vet J.* 1986 Aug;27(8):287-90. PMID: 17422680; PMCID: PMC1680294.
17. Hansen J, Perry B. *The Epidemiology, Diagnosis and Control of Helminth Parasites of Ruminants* (Nairobi, Kenya, International Laboratory for Research on Animal Diseases). 1994.
18. Rose J H. Experimental infection of lambs with *Muellerius capillaris*. *J Comp Pathol.* 1959 Oct;69:414-22. doi: 10.1016/s0368-1742(59)80040-0. PMID: 14438839.
19. Seddon H R. *Diseases of Domestic Animals in Australia Part 1- Helminth Infestations.* Government Printing Office, Canberra, Australia; 1967.
20. López C, Panadero R, Díez P, Morrondo P. Effect of the infection by *Neostrongylus linearis* on the survival of the intermediate host *Ceratomyxa virgata* (*Ceratomyxa*) *virgata*. *Parasite.* 1998 Jun;5(2):181-4. doi: 10.1051/parasite/1998052181. PMID: 9754315.
21. Morrondo P, López C, Díez-Baños N, Panadero R, Suárez JL, Paz A, Díez-Baños P. Larval development of *Neostrongylus linearis* (Nematoda, Protostrongylidae) in the mollusc *Cochlicella*

- barbara infected and maintained in a subhumid area (north-west Spain) and its possible influence on the infection of small ruminants. *Parasitol Res.* 2005 Oct;97(4):318-22. doi: 10.1007/s00436-005-1387-6. Epub 2005 Aug 2. PMID: 16075262.
22. González J.M. Financial aspects related to respiratory processes in lambs. *Proceedings of SEOC Meeting on Respiratory Medicine in Lambs, Zaragoza, Spain, 2000:5-17.*
 23. Forbes A B. *Parasites of Cattle and Sheep.* CABI, Wallingford, Oxfordshire, UK; 2021-
 24. Laboratório de Anatomia Patológica da Escola Superior Agrária de Viseu, dados não publicados.
 25. Valero G, Alley M R, Manktelow B W. A slaughterhouse survey of lung lesions in goats. *N Z Vet J.* 1992 Jun;40(2):45-51. doi: 10.1080/00480169.1992.35696. PMID: 16031656.
 26. Edwards D S, Christiansen K H, Johnston A M, Mead G C. Determination of farm-level risk factors for abnormalities observed during post-mortem meat inspection of lambs: a feasibility study. *Epidemiol Infect.* 1999 Aug;123(1):109-19. doi: 10.1017/s0950268899002630. PMID: 10487647; PMCID: PMC2810734
 27. Dal Grande E, Nielsen T, O’Handley R. Endemic parasitic conditions in sheep and association with other endemic conditions using the South Australian Enhanced Abattoir Surveillance (EAS) Program. In: *Australian Parasitology Conference, Adelaide; 2019.*
 28. Lacasta D, González J M, Navarro T, Saura E, Acín C, Vasileiou N G C. Significance of respiratory diseases in the health management of sheep. *Small Ruminant Research, Volume 181; 2019.* 99-102 pp. ISSN 0921-4488, <https://doi.org/10.1016/j.smallrumres.2019.03.004>.
 29. Lima E, Lovatt E, Green M, Roden J, Davies P, Kaler J. Sustainable lamb production: Evaluation of factors affecting lamb growth using hierarchical, cross classified and multiple memberships models. *Prev Vet Med.* 2020 Jan;174:104822. doi: 10.1016/j.prevetmed.2019.104822. Epub 2019 Nov 10. PMID: 31751855.
 30. Hanks J E, Campbell A J D, Larsen J W A. Severity and prevalence of small lungworm infection on three South Australian farms and associations with sheep carcass characteristics. *Vet Parasitol.* 2021 Aug;296:109503. doi: 10.1016/j.vetpar.2021.109503. Epub 2021 Jun 24. PMID: 34237518.
 31. Pandey V S, Cabaret J, Fikri A. The effect of strategic anthelmintic treatment on the breeding performance and survival of ewes naturally infected with gastro-intestinal strongyles and protostrongylids. *Ann Rech Vet.* 1984;15(4):491-6. PMID: 6529118.
 32. Tefera Y, Mekuria S. Lungworm infection in Ovine: Prevalence and associated risk factors in Debre Birhan Town Ethiopia. *Veterinary Science & Technology* 7, 2016: 303.
 33. Fesseha H, Mathewos M. Prevalence and Risk Factors of Bovine and Ovine Lungworm Infection at Durame District, Southern Ethiopia. *J Parasitol Res.* 2021 Dec 2;2021:6637718. doi: 10.1155/2021/6637718. PMID: 34900349; PMCID: PMC8660247.
 34. de Macedo L O, Lima T A R F, Verocai G G, Alves L C, de Carvalho G A, Ramos R A N. Lungworms in ruminants from Brazil: A retrospective epidemiological study over four decades. *Vet Parasitol Reg Stud Reports.* 2021 Dec;26:100645. doi: 10.1016/j.vprsr.2021.100645. Epub 2021 Sep 23. PMID: 34879956.
 35. Alemneh T. A review on: lungworm infection in small ruminants. 1. 2015, 149-159.
 36. García-Dios D, Panadero R, Díaz P, Viña M, Remesar S, Prieto A, López-Lorenzo G, Martínez-Calabuig N, Díez-Baños P, Morrondo P, López CM. The Goat as a Risk Factor for Parasitic Infections in Ovine Flocks. *Animals (Basel).* 2021 Jul 12;11(7):2077. doi: 10.3390/ani11072077. PMID: 34359204; PMCID: PMC8300372.
 37. Alemu S, Leykun E G, Ayelet G, Zeleke A. Study on small ruminant lungworms in northeastern Ethiopia. *Vet Parasitol.* 2006 Dec 20;142(3-4):330-5. doi: 10.1016/j.vetpar.2006.07.008. Epub 2006 Aug 21. PMID: 16919877.
 38. López C M, Fernández G, Viña M, Cienfuegos S, Panadero R, Vázquez L, Díaz P, Pato J, Lago N, Dacal V, Díez-Baños P, Morrondo P. Protostrongylid infection in meat sheep from Northwestern Spain: prevalence and risk factors. *Vet Parasitol.* 2011 May 31;178(1-2):108-14. doi: 10.1016/j.vetpar.2010.12.038. Epub 2011 Jan 11. PMID: 21269772.
 39. Gırıřgın O, řenlık B, Gırıřgın A O, Akyol V. Studies on sheep lungworms in Bursa province of Turkey: determination of prevalence and relationship between larval output and parasite burden in the lungs. *Pak J Zool.* 2008; 40:365–369.
 40. Díez-Baños P, Morrondo-Pelayo P, Feijoo-Penela A, Carrillo-González B, López-Sández C. Relationship between the excretion of protostrongylid larvae in sheep in north-west Spain and climatic conditions. *J Helminthol.* 1994 Sep;68(3):197-201. doi: 10.1017/s0022149x00014346. PMID: 7829839.

41. Díez P, Morrondo P, Carrillo B, López C, Feijóo A. Evaluación de la aplicación de albendazol contra nematodos pulmonares en ovinos en el noroeste de España. *Vet. Méx.* 1995; 26:117-121.
42. Rehbein S, Hamel D. A note on the relationship between fecal larval excretion and *Protostrongylus rufescens* lungworm burden in sheep. *Parasitol Res.* 2022 May;121(5):1539-1543. doi: 10.1007/s00436-022-07485-9. Epub 2022 Mar 15. PMID: 35290504.
43. Wimmer B, Craig B H, Pilkington J G, Pemberton J M. Non-invasive assessment of parasitic nematode species diversity in wild Soay sheep using molecular markers. *Int J Parasitol.* 2004 Apr;34(5):625-31. doi: 10.1016/j.ijpara.2003.11.022. PMID: 15064127.
44. Hanks J E. Production effects, diagnosis and control of small lungworms in sheep in southeastern Australia. PhD Thesis. Faculty of Veterinary and Agricultural Sciences. The University of Melbourne; 2021.
45. Mansfield L S, Gamble H R, Baker J S, Lichtenfels J R. Lungworm infection in a sheep flock in Maryland. *J Am Vet Med Assoc.* 1993 Feb 15;202(4):601-6. PMID: 8449799.
46. Traversa D, Iorio R, Otranto D. Diagnostic and clinical implications of a nested PCR specific for ribosomal DNA of the feline lungworm *Aelurostrongylus abstrusus* (Nematoda, Strongylida). *J Clin Microbiol.* 2008 May;46(5):1811-7. doi: 10.1128/JCM.01612-07. Epub 2008 Mar 26. PMID: 18367571; PMCID: PMC2395095.
47. Brianti E, Giannetto S, Dantas-Torres F, Otranto D. Lungworms of the genus *Troglostrongylus* (Strongylida: Crenosomatidae): neglected parasites for domestic cats. *Vet Parasitol.* 2014 May 28;202(3-4):104-12. doi: 10.1016/j.vetpar.2014.01.019. Epub 2014 Jan 31. PMID: 24566126.
48. Getachew T. The pathogenicity of *Dictyocaulus filaria* in Ethiopian highland and Hampshire cross sheep. Proceedings of a conference held at Bamenda/Kameroun, 1989, 18-15 January.
49. Viña M, Panadero R, Díaz P, Fernández G, Pérez A, Díez-Baños P, Morrondo P, López CM. Evaluation of the use of pooled fecal samples for the diagnosis of protostrongylid infections in sheep. *Vet Parasitol.* 2013 Oct 18;197(1-2):231-4. doi: 10.1016/j.vetpar.2013.05.013. Epub 2013 May 21. PMID: 23747001.
50. Rode B, Jørgensen R J. Baermannization of *Dictyocaulus* spp. from faeces of cattle, sheep and donkeys. *Vet Parasitol.* 1989 Jan;30(3):205-11. doi: 10.1016/0304-4017(89)90016-2. PMID: 2523174.
51. Baermann G. A simple method for the detection of *Ankylostomum* (nematode) larvae in soil tests. In: Baermann G, editor. *Mededelingen uit het Geneeskundig Laboratorium te Weltevreden*. Batavia: Javasche Boekhandel & Drukkerij; 1917. p. 41-7.
52. Wetzel R. Zur Biologie des Fuchslungenwurmes *Crenosoma vulpis*. *Arch. wiss. prakt. Tierheilk.* 75; 1940: 445-450.
53. Cabaret J, Dakkak A, Bahaida B. A technique for the evaluation of the numbers of lungworm first stage larvae in sheep faeces. *Br Vet J.* 1980 May-Jun;136(3):296-8. doi: 10.1016/s0007-1935(17)32295-9. PMID: 7388593.
54. Conboy G. Helminth parasites of the canine and feline respiratory tract. *Vet Clin North Am Small Anim Pract.* 2009 Nov;39(6):1109-26, vii. doi: 10.1016/j.cvsm.2009.06.006. PMID: 19932366.
55. Conboy G A. Canine angiostrongylosis: the French heartworm: an emerging threat in North America. *Vet Parasitol.* 2011 Mar 22;176(4):382-9. doi: 10.1016/j.vetpar.2011.01.025. Epub 2011 Jan 19. PMID: 21310537.
56. Alho A M, Nabais J, Madeira de Carvalho L. A importância da Técnica de Baermann na clínica de pequenos animais. 2013. (PDF) A importância da Técnica de Baermann na clínica de pequenos animais (researchgate.net).
57. Beresford-Jones W P. Observations on *Muellerius capillaris* (Muller, 1889), Cameron, 1927. I. The bionomics and development in *Trichia hispida* (Linnaeus) of larvae obtained from sheep grazed on permanent pasture. *Res Vet Sci.* 1966 Jan;7(1):61-6. PMID: 5950125.
58. Eysker M. The sensitivity of the Baermann method for the diagnosis of primary *Dictyocaulus viviparus* infections in calves. *Vet Parasitol.* 1997 Apr;69(1-2), 89-93. doi: 10.1016/s0304-4017(96)01099-0. PMID: 9187033.
59. van Wyk J A, Mayhew E. Morphological identification of parasitic nematode infective larvae of small ruminants and cattle: a practical lab guide. *Onderstepoort J Vet Res.* 2013 Mar 13;80(1):539. doi: 10.4102/ojvr.v80i1.539. PMID: 23718204.
60. Bowman D. D. *Georgis' Parasitology for Veterinarians*. 11th edition, 2021.
61. van Wyk J A, Cabaret J, Michael L M. Morphological identification of nematode larvae of small ruminants and cattle simplified. *Vet Parasitol.* 2004 Feb 6;119(4):277-306. doi: 10.1016/j.vetpar.2003.11.012. PMID: 15154594.
62. Verocai G G, Chaudhry U N, Lejeune M. Diagnostic Methods for Detecting Internal Parasites of Livestock. *Vet Clin North Am Food Anim Pract.* 2020 Mar;36(1):125-143. doi: 10.1016/j.cvfa.2019.12.003. PMID: 32029179.

63. Fraser C M. The Veterinary Manual. A Handbook of Diagnosis, Therapy and Disease Prevention and Control for the Veterinarians, 7th ed. Merck and Co., Inc., Rahway, NJ, USA; 1991:714-717.
64. Larsen J. Helminth diseases of sheep, In: Abbott, K. (Ed.) The Practice of Sheep Veterinary Medicine. University of Adelaide Press, Adelaide; 2018.
65. Berrag B, Cabaret J. Assessment of the severity of natural infections of kids and adult goats by small lungworms (Protostrongylidae, Nematoda) using macroscopic lesion scores. *Vet Res.* 1997;28(2):143-8. PMID: 9112736.
66. Panayotova-Pencheva M S, Alexandrov M T. Some pathological features of lungs from domestic and wild ruminants with single and mixed protostrongylid infections. *Vet Med Int.* 2010;2010:741062. doi: 10.4061/2010/741062. Epub 2010 Apr 11. PMID: 20445790; PMCID: PMC2858904.
67. Ahmadi N, Rakhshandehroo E, Khadivimanesh V. *Cystocaulus ocreatus* (Nematoda: Protostrongylidae) as an ovine lungworm: Molecular diagnosis and histopathological aspects, *Small Ruminant Research*, Volume 169; 2018:143-147. ISSN 0921-4488. <https://doi.org/10.1016/j.smallrumres.2018.08.019>.
68. Gulbahar M Y, Davis WC, Yarim M, Guvenc T, Umur S, Kabak Y B, Karayigit M O, Beyhan YE. Characterization of local immune response against lungworms in naturally infected sheep. *Vet Parasitol.* 2009 Mar 23;160(3-4):272-8. doi: 10.1016/j.vetpar.2008.11.012. Epub 2008 Nov 18. PMID: 19108954.
69. Berrag B, Rhalem A, Sahibi H, Dorchie P, Cabaret J. Bronchoalveolar cellular responses of goats following infections with *Muellerius capillaris* (Protostrongylidae, Nematoda). *Vet Immunol Immunopathol.* 1997 Aug;58(1):77-88. doi: 10.1016/s0165-2427(96)05741-8. PMID: 9343341.
70. Rehbein S, Visser M. Efficacy of ivermectin delivered via a controlled-release capsule against small lungworms (Protostrongylidae) in sheep. *J Vet Med B Infect Dis Vet Public Health.* 2002 Sep;49(7):313-6. doi: 10.1046/j.1439-0450.2002.00576.x. PMID: 12420864.
71. Richard S, Cabaret J. Individual variations in efficacy of fenbendazole against the small lungworm *Muellerius capillaris* in dairy goats, *Small Ruminant Research*, Volume 8, Issues 1-2; 1992:151-159.
72. Papadopoulos E, Sotiraki S, Himonas C, Fthenakis G C. Treatment of small lungworm infestation in sheep by using moxidectin. *Vet Parasitol.* 2004 May 26;121(3-4):329-36. doi: 10.1016/j.vetpar.2004.02.026. PMID: 15135874.
73. Forbes A. Lungworm in cattle: epidemiology, pathology and immunobiology. *Livestock.* 2018; 23:59-66. 10.12968/live.2018.23.2.59.
74. Geurden T, Vercruysse J. Field efficacy of eprinomectin against a natural *Muellerius capillaris* infection in dairy goats. *Vet Parasitol.* 2007 Jun 20;147(1-2):190-3. doi: 10.1016/j.vetpar.2007.04.003. Epub 2007 May 1. PMID: 17475406.
75. Hamel D, Kvaternick V, Kellermann M, Visser M, Mayr S, Fankhauser B, Rehbein S. Pour-on administration of eprinomectin to lactating dairy goats: Pharmacokinetics and anthelmintic efficacy. *J Vet Pharmacol Ther.* 2021 Nov;44(6):952-960. doi: 10.1111/jvp.13008. Epub 2021 Sep 20. PMID: 34542908.
76. Rehbein S, Knaus M, Li J, Antretter A, Mayr S, Visser M, Hamel D. Treatment of natural *Protostrongylus rufescens* lungworm infection in sheep with eprinomectin 5 mg/mL topical solution. *Vet Parasitol.* 2022 Jan;301:109639. doi: 10.1016/j.vetpar.2021.109639. Epub 2021 Dec 23. PMID: 34959085.
77. Vadlejch J, Makovický P, Čadková Z, Langrová I. Efficacy and persistent activity of moxidectin against natural *Muellerius capillaris* infection in goats and pathological consequences of muel-leriosis. *Vet Parasitol.* 2016 Mar 15;218:98-101. doi: 10.1016/j.vetpar.2016.01.009. Epub 2016 Jan 15. PMID: 26872935.
78. Hanks J E, Larsen J W A, Campbell A J D. The effect of pasture molluscicide on small lungworm infections and the productivity of grazing lambs. *Vet Parasitol.* 2021 Apr;292:109395. doi: 10.1016/j.vetpar.2021.109395. Epub 2021 Feb 26. PMID: 33812344.
79. Castle G D, Mills G A, Gravell A, Jones L, Townsend I, Cameron D G, Fones G R. Review of the molluscicide metaldehyde in the environment *Environmental Science Water Research & Technology* 2017 May;3(3):381-574.

OS NOSSOS COLABORADORES PERTENCEM ÀS SEGUINTE INSTITUIÇÕES E CENTROS DE INVESTIGAÇÃO:

Ana Cristina Mega^{1, 2, 15}
Andreia Garcês^{11, 12, 14}
Carla Santos^{1, 2}
Carmen Nóbrega^{1, 2, 14}
Carolina Melo^{1, 2}
Carolina Rosário^{1, 2}
Catarina Coelho^{1, 2, 15, 17, 18}
Diogo Henriques^{1, 2}
Fernando Esteves^{1, 2, 15}
Filipe Neves¹³
Helena Vala^{1, 2, 14, 15}
Joana Braguez^{1, 3, 19, 20}
João Ferreira^{1, 2}
Liliana Gomes^{1, 2}
Maria de Aires Pereira^{1, 2, 16}
Maria João Vila-Viçosa^{7, 9}
Marta Braguez^{1, 2}
Rita Cruz^{1, 2, 8, 10}
Teresa Letra Mateus^{4, 5, 6}





11 HOSPITAL VETERINÁRIO



cras
utad

12



UAlg

UNIVERSIDADE DO ALGARVE

13



CITAB

Centre for the Research and Technology of
Agro-Environment and Biological Sciences

14



CERNAS

Centro de Estudos
de Recursos Naturais,
Ambiente e Sociedade

15



16



CECAV

ANIMAL AND VETERINARY
RESEARCH CENTRE

17



18



19

2



CEIS 20
CENTRO DE ESTUDOS
INTERDISCIPLINARES
DO SÉCULO XX
UNIVERSIDADE DE COIMBRA

20

ÀS QUAIS AGRADECEMOS O SEU APOIO.

A infeção pulmonar dos pequenos ruminantes por nematodes das superfamílias Trichostrongyloidea e Metastrongyloidea apresenta prevalências elevadas nalgumas regiões geográficas, podendo acarretar prejuízos económicos significativos; no entanto, é frequentemente subdiagnosticada e negligenciada por Médicos Veterinários e Investigadores. Este trabalho faz a revisão dos vários aspetos da infeção, descrevendo, em pormenor, o diagnóstico in vivo através da técnica de Baermann modificada e a identificação microscópica das espécies infetantes. Salienta-se ainda a importância do diagnóstico parasitológico prévio para uma abordagem terapêutica integrada às infeções por nematodes gastrointestinais e pulmonares e para a seleção dos princípios ativos mais adequados, tendo em conta a eficácia limitada da maioria dos anti-helmínticos nas espécies de nematodes pulmonares que residem no parênquima pulmonar. Este trabalho reforça ainda a necessidade do estudo da distribuição regional e local da infeção, das espécies de parasitas mais frequentes e dos fatores de risco, de forma a reduzir o impacto da estrogilose pulmonar na saúde e bem-estar animal, e no rendimento das explorações.

Cofinanciado por:

