

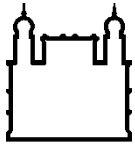
MINISTÉRIO DA SAÚDE
FUNDAÇÃO OSWALDO CRUZ
INSTITUTO OSWALDO CRUZ

Doutorado em Programa de Pós-Graduação Biodiversidade e Saúde

**ESTUDO HISTOPATOLÓGICO DE FÍGADOS DE OVINOS (*Ovis aries*) DE
FRIGORÍFICO DO MUNICÍPIO DE RIO BRANCO, ACRE - BRASIL**

PAULO EDUARDO FERLINI TEIXEIRA

Rio de Janeiro
Abril de 2018



Ministério da Saúde

FIOCRUZ
Fundação Oswaldo Cruz

INSTITUTO OSWALDO CRUZ
Programa de Pós-Graduação em Biodiversidade e Saúde

PAULO EDUARDO FERLINI TEIXEIRA

ESTUDO HISTOPATOLÓGICO DE FÍGADOS DE OVINOS (*Ovis aries*) DE FRIGORÍFICO DO MUNICÍPIO DE RIO BRANCO, ACRE - BRASIL

Tese apresentada ao Instituto Oswaldo Cruz como parte dos requisitos para obtenção do título de Doutor em Biodiversidade e Saúde.

Orientadora: Dra. Rosângela Rodrigues e Silva

RIO DE JANEIRO

Abril de 2018

ii

Teixeira, Paulo Eduardo Ferlini .

Estudo histopatológico de fígados de ovinos (*Ovis aries*) de frigorífico do município de Rio Branco, Acre - Brasil / Paulo Eduardo Ferlini Teixeira. - Rio de Janeiro, 2018.

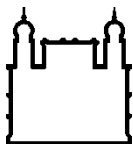
96 f.; il.

Tese (Doutorado) - Instituto Oswaldo Cruz, Pós-Graduação em Biodiversidade e Saúde, 2018.

Orientadora: Rosângela Rodrigues e Silva.

Bibliografia: f. 1-96

1. Histopatologia. 2. Helmintos. 3. Parasitos. 4. Capillaria. I. Título.



Ministério da Saúde

FIOCRUZ

Fundação Oswaldo Cruz

INSTITUTO OSWALDO CRUZ

Programa de Pós-Graduação em Biodiversidade e Saúde

AUTOR: PAULO EDUARDO FERLINI TEIXEIRA

**ESTUDO HISTOPATOLÓGICO DE FÍGADOS DE OVINOS (*Ovis aries*) DE
FRIGORÍFICO DO MUNICÍPIO DE RIO BRANCO, ACRE - BRASIL**

ORIENTADORA: Dra. Rosângela Rodrigues e Silva

Aprovada em: ____ / ____ / ____

EXAMINADORES:

Prof. Dra. Simone Chinicz Cohen - Presidente (Instituto Oswaldo Cruz/Fiocruz-RJ)

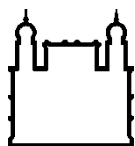
Prof. Dra. Renata Heisler Neves (Faculdade de Ciências Médicas - UERJ)

Prof. Dr. Fabiano Matos Vieira (Instituto Oswaldo Cruz/Fiocruz-RJ)

Prof. Dra. Christiane Leal Corrêa (Faculdade de Ciências Médicas - UERJ)

Prof. Dra. Fernanda Barbosa de Almeida da Cunha (Instituto Oswaldo Cruz/Fiocruz-RJ)

Rio de Janeiro, 12 de abril de 2018.



Ministério da Saúde

FIOCRUZ

Fundação Oswaldo Cruz

Dedico este trabalho à minha esposa
Raquel Barbosa Franco Teixeira pelo
apoio, compreensão e amor.

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiro à Deus, pela força e motivação que me proporcionou nesta longa trajetória do Doutorado.

À minha esposa Raquel Barbosa Franco Teixeira pela força, apoio, paciência e dedicação neste período longo e conturbado. Que me ajudou e ter força e paz para realizar meu trabalho de tese.

Aos meus pais, pelo incentivo e apoio pela vida acadêmica, que desde o princípio foram essenciais para minha formação e trajetória acadêmica e profissional. E também aos meus irmãos por me apoiarem nas decisões tomadas em minha carreira.

À minha orientadora Rosângela Rodrigues e Silva pela oportunidade de convivência e orientação, que foi fundamental para o desenvolvimento do meu trabalho e meu crescimento quanto aluno e profissional. Obrigado Dra. Rosângela.

Agradeço ao Instituto Federal do Acre pela oportunidade do convênio IFAC/IOC-FIOCRUZ, assim tive a oportunidade de cursar o Doutorado em Biodiversidade e Saúde na FIOCRUZ.

Agradeço à equipe do SRNH-LHPV pelo apoio, paciência e dedicação na trajetória do meu curso de doutorado. Dra. Fernana Cunha, Msc Leandro Neves, Msc Daniel Daipert, Msc Jéssica Santos, Msc Fernanda Bittercourt. Vocês foram essenciais neste processo. Muito obrigado!

Ao Dr. José Roberto Machado e Silva (UERJ) pela grande contribuição no desenvolvimento do projeto e da tese.

À Dra. Alba Alencar pelo apoio no processamento histológico.

À Dra. Christiane Leal Corrêa (UERJ) pelo apoio, dedicação e grande contribuição na área histopatológica.

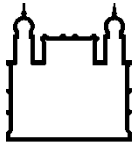
Aos amigos Fernanda Bittencourt, Leandro Neves e Daniel Daipert pelo apoio na cidade do Rio de Janeiro. Vocês foram fundamentais neste período, o meu Muito Obrigado!

Agradeço aos colegas do IFAC que também foram alunos de doutorado pela companhia e incentivo, principalmente no momento de cursar os créditos do curso.

Agradeço também as pessoas, amigos e familiares que ajudaram direta e indiretamente para que este trabalho fosse realizado.

“Mudam-se os tempos, mudam-se as vontades; Muda-se o ser, muda-se a confiança; Todo o mundo é composto de mudança; Tomando sempre novas qualidades.”

Luís de Camões.



Ministério da Saúde

FIOCRUZ
Fundação Oswaldo Cruz

INSTITUTO OSWALDO CRUZ

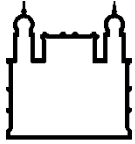
ESTUDO HISTOPATOLÓGICO DE FÍGADOS DE OVINOS (*Ovis aries*) DE FRIGORÍFICO DO MUNICÍPIO DE RIO BRANCO, ACRE - BRASIL

RESUMO

TESE DE DOUTORADO EM BIODIVERSIDADE E SAÚDE

Paulo Eduardo Ferlini Teixeira

A produção de ovinos para consumo de carne é uma realidade no Acre e as criações próximas a ambientes silvestres possibilitam a circulação compartilhada de parasitos. A população, por sua vez, por influência nordestina, consome a “buchada de bode” e pouco se sabe sobre as infecções que acometem os fígados de ovinos utilizados nessa alimentação. A inspeção post mortem, realizada ao exame macroscópico de fígados de ovinos, pode favorecer a identificação de patologias que impliquem na condenação dessa carne para consumo e o descarte excessivo causa perdas econômicas para o abatedouro-frigorífico. Esse trabalho objetivou realizar estudo histopatológico em fígados de ovinos (*Ovis aries*) de criações extensivas, abatidos em frigorífico de Rio Branco no Acre. O frigorífico tem abates de caprinos e ovinos como atividade econômica principal e recebe animais de quase todos os municípios do estado. Em julho de 2014 e março de 2015 foram coletados 110 (67,90%) fígados ovinos dentre 162 animais abatidos, sendo todos com lesões macroscópicas aparentes. As amostras coletadas passaram por processamento histológico de rotina e análises microscópicas. Pela primeira vez em ovinos do Acre, foram obtidos dados histopatológicos com relação a fígados de ovinos que apresentavam lesões hepáticas por ocasião do abate. As lesões hepáticas macroscópicas eram sugestivas de granulomas mais similares com os provocados por nematóides capilarídeos (*Capillariidae*). Do ponto de vista microscópico, a maioria das lesões revelou alterações no parênquima hepático com uma amplitude de lesões inflamatórias e fibróticas, características comuns com infecções parasitárias, incluindo capilaríose. De fato, ainda que em apenas uma amostra, foi confirmada à presença de ovos de *Capillariidae* presentes no parênquima hepático, sendo uma situação atípica, pois em fígado de ovino isso não é comum. Sobre as outras alterações microscópicas encontradas sem a presença de formas evolutivas de parasitos, ainda assim foram observadas características que podem ser associadas a infecções helmínticas, como os granulomas com grande quantidade de infiltrados eosinofílico e a própria presença de fragmentos de formas adultas de helmintos do filo Nematoda. Pode-se ressaltar o risco de infecção espúria por *Capillariidae* associada ao consumo do fígado de ovinos por humanos e uma reflexão sobre as possíveis brechas na cadeia produtiva que levam a contaminação dos ovinos do Acre com parasitos comumente de animais silvestres.



Ministério da Saúde

FIOCRUZ

Fundação Oswaldo Cruz

INSTITUTO OSWALDO CRUZ

HISTOPATHOLOGICAL STUDY OF SHEEP LIVERS (*Ovis aries*) FROM SLAUGHTERHOUSE IN THE CITY OF RIO BRANCO, ACRE, BRAZIL

ABSTRACT

PHD THESIS IN BIODIVERSITY AND HEALTH

Paulo Eduardo Ferlini Teixeira

The breeding of sheep for meat is an important economic activity in the state of Acre, and the keeping of flocks near wild environments enables the shared circulation of parasites between livestock and wildlife. Many people in the state consume a dish called “buchada de bode”, but little is known about the infections that can afflict the sheep livers used in this preparation (similar to haggis). Postmortem macroscopic inspection of sheep livers can identify some pathologies that prevent marketing of this meat, with consequent disposal, causing economic losses to slaughterhouses and meat packers. This study applied histopathological techniques to examine the livers of sheep (*Ovis aries*) raised in extensive grazing systems, killed at a slaughterhouse in the city of Rio Branco, Acre. The slaughterhouse mainly handles goats and sheep and receives animals from virtually throughout the state. In July 2014 and March 2015, a total of 110 livers were collected from 162 carcasses (67.90%). All of them showed macroscopic lesions. The livers were then processed for routine histology and microscopic analysis. This research project obtained the first histopathological data on sheep livers in Acre. The macroscopic hepatic lesions were suggestive of granulomas but were similar to the reactions triggered by nematodes of the Capillariidae family. Microscopic examination revealed that the majority of the lesions involved alterations in the hepatic parenchyma, also with the presence of inflammatory and fibrotic lesions, common characteristics of parasite infections, including capillariasis. However, the presence of eggs of Capillariidae in the hepatic parenchyma was only confirmed in one sample. This was not atypical, since it is not common to find these eggs in sheep livers. Regarding other microscopic alterations, despite not observing the presence of evolutive forms of parasites, characteristics were noted that can be associated with helminth infections, such as granulomas with large quantity of eosinophilic infiltrate and the presence of fragments of adult helminth forms of the phylum Nematoda. The risk of spurious infection associated with consumption of sheep liver by humans is a reflection of possible gaps in the productive chain that lead to contamination of sheep in Acre with parasites more commonly found in wild animals.

ÍNDICE

RESUMO	VII
ABSTRACT	VIIIVIII
1 INTRODUÇÃO	1
1.1 Ovinocultura	1
1.1.1 A ovinocultura mundial.....	1
1.1.2 A ovinocultura brasileira.....	1
1.1.3 A ovinocultura no estado do Acre	3
1.2 Helmintofauna de ovinos	4
1.2.1 Capillariidae Neveu-Lemaire, 1936.....	7
1.2.1.1 Gênero <i>Capillaria</i> Zeder, 1800.....	8
1.2.1.1.1 <i>Capillaria bovis</i> (Schnyder, 1906)	8
1.2.1.1.2 Gênero <i>Calodium</i> Dujardin, 1945.....	9
1.2.1.1.2.1 <i>Calodium hepaticum</i> (Bancroft, 1893).....	10
1.2.1.2 Capilariose	14
1.2.1.2.1 Interação de <i>C. hepaticum</i> com hospedeiro.....	15
1.2.1.2.1.1 Diagnóstico	17
1.2.1.2.1.2 Tratamento.....	17
1.2 Histopatologia de fígado de ruminantes	18
1.4 Justificativa	19
2 OBJETIVOS	22
2.1 Objetivo Geral	22
2.2 Objetivos Específicos	22
3 METODOLOGIA	23
3.1 Considerações éticas	23
3.2 Área de estudo	23
3.3 Obtenção de amostras de fígados de ovinos com lesões	24
3.4 Análise macroscópica dos fígados	24
3.5 Estudo histopatológico	25
3.6 Análises morfológica e morfométrica	28

3.7	Aplicação de questionário semi-estruturado direcionado aos ovinocultores das propriedades que destinavam ovinos para o abate no frigorífico de estudo	29
4	RESULTADOS	30
4.1	Lesões macroscópicas hepáticas encontradas nos fígados de ovinos coletados no frigorífico de estudo (n=110).....	30
4.2	Lesões microscópicas hepáticas encontradas nos fígados de ovinos coletados no frigorífico de estudo (n=110).....	33
4.2.1	Presença de ovos de helmintos	43
4.2.2	Morfometria dos ovos de capilarídeos.....	44
4.2.3	Presença de fragmentos de formas adultas de nematoides	45
4.3	Resultados das informações obtidas com o questionário aplicado aos ovinocultores	46
5	DISCUSSÃO	56
6	CONCLUSÕES	64
7	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	65
8	ANEXOS	83
	ANEXO A – LICENÇA CEUA-FIOCRUZ	83
	ANEXO B – PARECER CONSUBSTANCIADO CEP/IOC-FIOCRUZ	84
	ANEXO C – ARTIGO PUBLICADO	90
9	APÊNDICES	96
	APÊNDICE A – QUESTIONÁRIO SEMI-ESTRUTURADO APLICADO À OVINOCULTORES	96
	APÊNDICE B – TERMO DE CONSENTIMENTO LIVRE ESCLARECIDO	100

LISTA DE FIGURAS

Figura 1	Taxa de crescimento do rebanho ovino no Brasil entre 2005 a 2015.....	2
Figura 2	Efetivo de ovinos nas microrregiões do estado do Acre em 2015.....	4
Figura 3	Imagem representativa da presença de ovos de <i>Calodium hepaticum</i> e metacestodes de <i>Echinococcus vogeli</i> no parênquima de fígado de paca (<i>Cuniculus paca</i>) (co-infecção).....	11
Figura 4	Ovos de <i>Calodium hepaticum</i> em tecido hepático de paca (<i>Cuniculus paca</i>). Ovos elípticos não embrionados com opérculos bipolares.....	12
Figura 5	Representação esquemática do ciclo biológico de <i>Calodium hepaticum</i>	13
Figura 6	Distribuição mundial de <i>Calodium hepaticum</i>	14
Figura 7	Imagem representativa de fígado de ovino do Acre com lesão macroscópica.....	25
Figura 8	Imagem representativa com ovos operculados de <i>Calodium hepaticum</i> representando a morfometria realizada.....	28
Figura 9	Lesão macroscópica em fígado de ovinos: Nódulos com aspecto irregular, pouco encapsulados, firmes e subcapsulares.....	31
Figura 10	Lesão macroscópica em fígado de ovinos: Congestão e Abscessos.....	31
Figura 11	Lesão macroscópica em fígado de ovinos: Aumento do volume do fígado e Esteatose.....	32
Figura 12	Lesão macroscópica em fígado de ovinos: Fibrose capsular.....	32
Figura 13	Lesão macroscópica em fígado de ovinos: Cirrose.....	32
Figura 14	Fotomicrografia de lesão microscópica em fígado de ovinos: Necrose do tecido, infiltrado leucocitário e Hepatócitos necrosados com marcadores nucleares e células de infiltrado leucocitário (400X, Coloração H&E).....	33
Figura 15	Fotomicrografia de lesão microscópica em fígado de ovinos: Fibrose de alta intensidade, pseudolóbulos e expansão ductual....	34

Figura 16	Fotomicrografia de lesão microscópica em fígado de ovinos: Alargamento do leito dos sinusóides, infiltrado leucocitário e área de proliferação ductual no parênquima hepático (100X, Coloração H&E); e Proliferação ductual no parênquima hepático e infiltrado leucocitário eosinofílico (400X, Coloração H&E).....	35
Figura 17	Fotomicrografia de lesão microscópica em fígado de ovinos: Alargamento do leito dos sinusóides e abscesso com infiltrado leucocitário (40X, Coloração H&E); e Expansão ductual com presença de colágeno em proximidade em área com a alteração, abscesso com necrose e alargamento do leito dos sinusóides (40X, Coloração Picrosirius).....	36
Figura 18	Fotomicrografia de lesão microscópica em fígado de ovinos: Veias centro lobulares e espaços porta com fibrose (40X, Coloração Picrosirius); e Ramo da artéria hepática, veia porta e ducto biliar (40X, Coloração Picrosirius).....	37
Figura 19	Fotomicrografia de lesão microscópica em fígado de ovinos: Veias centrolobulares, espaço porta e necrose em ponte (40X, Coloração Picrosirius); e Espaço porta e necrose em ponte (40X, Coloração Picrosirius).....	38
Figura 20	Fotomicrografia de lesão microscópica em fígado de ovinos: Parênquima hepático destacando áreas de microesteatose nos hepatócitos (100X, Coloração H&E); Acúmulo de gordura no citoplasma dos hepatócitos na forma de glóbulos microarredondados (400X, Coloração Tricrômico de Mason); Macroesteatose nos hepatócitos (100X, Coloração Picrosirius); e Glóbulos arredondados: microesteatose e macroesteatose (400X, Coloração Picrosirius).....	39
Figura 21	Fotomicrografia de lesão microscópica em fígado de ovinos: Arteriolas no parênquima hepático com camada média espessa (40X, Coloração H&E); e Arteriola e camada média espessa (100X, Coloração H&E).....	40
Figura 22	Fotomicrografia de lesão microscópica em fígado de ovinos: Granuloma e áreas de calcificação distrófica no granuloma (40X, Coloração Tricrômico de Mason); Granuloma com deposição de área de calcificação e células em paliçadas ao redor do granuloma (40X, Coloração H&E); e Pequeno granuloma no parênquima hepático (40X, Coloração H&E).....	41

Figura 23	Fotomicrografia de lesão microscópica em fígado de ovinos: Depósito de colágeno no espaço porta e fibrose capsular (100X, Coloração Picrosirius); e Expansão ductual com fibrose, fibrose capsular, pseudolóbulos (*) e granuloma com borda celular em paliçada (40X, Coloração Picrosirius).....	42
Figura 24	Fotomicrografia de parênquima hepático com ovos de capilarideo (Capillariidae) (400X, Coloração Picrosirius).....	43
Figura 25	Morfometria dos ovos de capilarideo (Capillariidae) (400X, Coloração Picrosirius).....	44
Figura 26	Fotomicrografia de parênquima hepático com fragmentos de forma adultas de helminto nematóide (40x, 100x e 400x, Coloração H&E).....	45
Figura 27	Grau de escolaridade dos ovinocultores das propriedades rurais selecionadas no estudo.....	47
Figura 28	Comparativo do tamanho em hectares das propriedades rurais selecionadas no estudo.....	48
Figura 29	Comparativo do percentual de área destinada à ovinocultura entre as propriedades selecionadas no estudo.....	49
Figura 30	Tamanho dos rebanhos de ovinos nas propriedades selecionadas.....	49
Figura 31	Correlação entre quantidade de ovinos e tamanho da propriedade.....	50
Figura 32	Correlação entre quantidade de ovinos e área destinada à ovinocultura.....	50
Figura 33	Tipos de piso de apriscos utilizados pelos ovinocultores no estado do Acre.....	51
Figura 34	Resultados sobre a utilização e o tipo do piso do aprisco empregado pelos ovinocultores selecionados.....	52
Figura 35	Metodologias prévias de verificação, monitoramento e direcionamento da administração de anti-helmínticos nos ovinos..	53
Figura 36	Métodos de vermifugação utilizados por produtores acreanos.....	53
Figura 37	Bebedouros encontrados nas ovinoculturas acreanas.....	54
Figura 38	Interação entre ovinocultores e animais domésticos, de produção e silvestres nas propriedades rurais.....	55

LISTA DE TABELAS E QUADROS

Tabela 1	Classificação dos principais helmintos encontrados em ovinos no Brasil.....	5
Quadro 1	Etapas do processamento histológico de rotina adotado para a obtenção de lâminas permanentes com potencial de análise microscópica.....	26
Quadro 2	Finalidades das técnicas de coloração empregadas no presente estudo.....	27

LISTA DE SIGLAS E ABREVIATURAS

AC	Acre
cm	Centímetro(s)
G1	Genótipo 1 de <i>Echinococcus granulosus</i> sensu stricto
H&E	Hematoxilina & Eosina
IBGE	Instituto Brasileiro de Geografia e Estatísticas
Kg	Quilograma(s)
Km	Quilômetro(s)
km²	Quilômetro(s) quadrado(s)
µm	Micrômetro(s)
mg	Miligrama(s)
mm	Milímetro(s)
OPG	Ovos por grama de fezes

1 INTRODUÇÃO

1.1 Ovinocultura

1.1.1 A ovinocultura mundial

A ovinocultura tem se mostrado um investimento atrativo em países em desenvolvimento (Leroy et al., 2015). Essa atividade está presente em todos os continentes, devido sua capacidade de adaptação a diversas regiões com diferentes climas, relevo e vegetações, com um rebanho mundial de aproximadamente 1,2 bilhões de animais sendo a Ásia o maior país produtor possuindo 44,85% desse rebanho (FAO, 2018)

O surgimento da China no âmbito econômico está mudando a dinâmica do mercado mundial de carne de ovelhas. A China lidera como o maior produtor, consumidor e importador de carne ovina do mundo. A Austrália e Nova Zelândia são o segundo e terceiro maiores produtores sendo reconhecidos pelos seus sistemas de produção com alta produtividade, reflexo de suas tecnologias de ponta na produção de carne e lã (Viana, 2008). O Reino Unido é o quarto maior consumidor embora o sexto maior produtor, importador e exportador (Colby, 2016; FAO, 2018).

1.1.2 A ovinocultura brasileira

O Brasil, apesar de sua grande extensão territorial, ocupa a décima oitava posição na produção ovina mundial (FAO, 2018). A ovinocultura brasileira cresceu consideravelmente na última década. O aumento do poder aquisitivo, a abertura do comércio internacional e a estabilidade monetária trouxeram um cenário favorável para o desenvolvimento da atividade, cenário propício para reestruturação da cadeia produtiva ovina (Viana, 2008).

Entre 2005 e 2015, o rebanho ovino brasileiro aumentou 15,33%, passando de 15.588.051 animais em 2005 para 18.410.551 animais em 2015 (IBGE, 2017). Nesse intervalo, todas as regiões brasileiras apresentaram crescimento do rebanho. As regiões Norte, Nordeste e Sudeste foram as que apresentaram as maiores taxas

anuais de crescimento, com 2,66%, 1,83% e 1,33% respectivamente, representado na Figura 1.

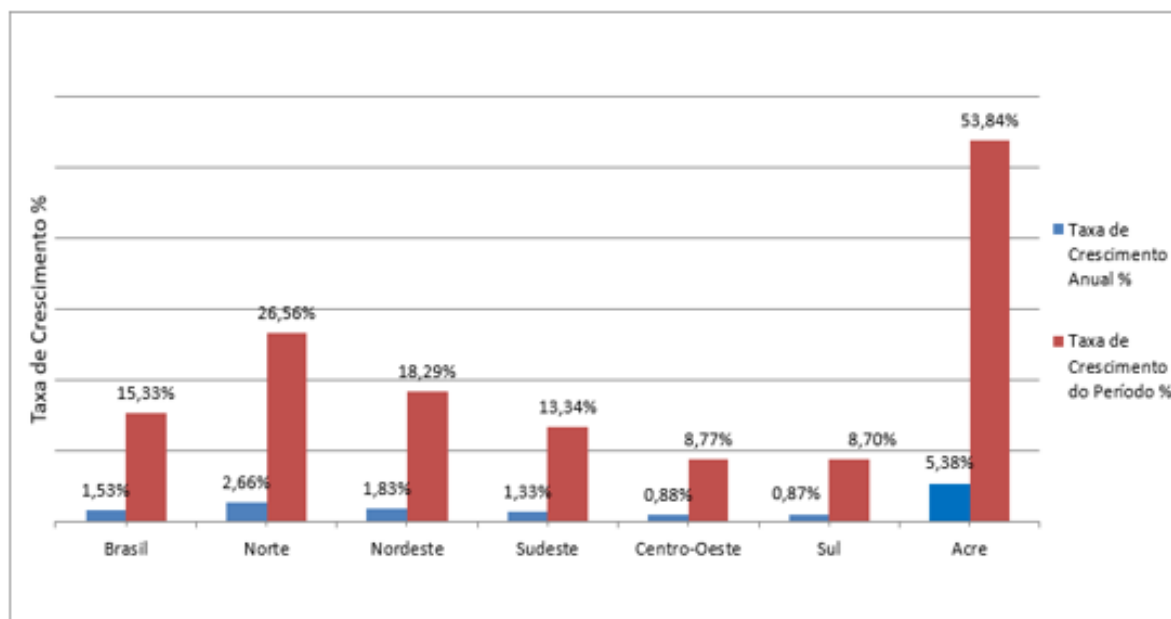


Figura 1 – Taxa de crescimento do rebanho ovino no Brasil entre 2005 a 2015; Fonte: Baseado em dados do IBGE (2017).

Ao longo de três décadas (1985-2015), houve um acentuado crescimento na região norte (IBGE, 2015), entre as quais se destaca a raça Santa Inês devido a sua produtividade e rusticidade (Ribeiro & González-García, 2016).

Com relação a produção ovina nota-se que as cadeias produtivas não são tão bem definidas e estabelecidas no Brasil em comparação com outros países, como Argentina e Uruguai. No Brasil há uma subdivisão da produção, com quatro tipos de exploração, onde cada região possui sua peculiaridade de consumo e produção: no Nordeste, há produção extensiva de ovinos com foco na produção de pele e carne e a principal raça criada é o Santa Inês; no Sul, há produção semi-intensiva de ovinos com foco na produção de lã e carne e as principais raças envolvidas são Texel e Ile de France. Observa-se inclusive uma sazonalidade de produção devido ao preço da lã; no Sudeste, há produção semi-extensiva e intensiva de ovinos com o foco na produção de carne e Suffolk e Dorper são as principais raças criadas; e por fim, nas regiões Centro-Oeste e Norte, ocorrem produções extensivas de ovinos com focos nas produções de carne para o consumo próprio, cujas principais raças criadas são SRD e os cruzamentos de Santa Inês e Dorper (Viana, 2008; IBGE, 2017).

1.1.3 A ovinocultura no estado do Acre

O estado do Acre tem a extração de madeira e a agropecuária como principais atividades econômicas, responsáveis por aproximadamente 80% do PIB estadual. Por ser um estado inserido na região amazônica, só se pode desmatar 20% das áreas das propriedades rurais. A bovinocultura de corte é explorada no estado desde à década de 60, quando se propunha aumentar a população e a exploração da Amazônia, sendo criadas facilidades de doação e compra de terras e empréstimos de dinheiro para investimento à fundo perdido (Portal do Governo do Acre. O Estado, 2017).

A bovinocultura de corte foi evoluindo, e hoje, o Acre possui um alto teor de tecnologia, com propriedades rurais utilizando inseminação artificial, transferência de embrião e a reforma de pastagens para se ter um melhor ganho zootécnico para a produção (Portal do Governo do Acre. O Estado, 2017).

A ovinocultura no estado seguiu a bovinocultura, pois alguns produtores rurais oriundos dos estados de São Paulo, Paraná e Rio Grande do Sul, por possuírem hábito de comerem carne ovina, passaram a importar alguns exemplares para consumo próprio, em meados da década de 80 (Portal do Governo do Acre. O Estado, 2017).

A produção de ovinos no Acre é realizada principalmente por pequenos e médios produtores. A atividade da ovinocultura é tratada como um *hobby* e os produtores criam esses animais para consumo próprio. Monteiro et al. (2012) demonstraram que apenas 2% dos seus entrevistados utilizavam a ovinocultura como fonte de renda em suas propriedades. Outro ponto destacado nesse estudo foi a baixa tecnologia utilizada por esses produtores, devido à fragilidade da cadeia produtiva local.

Para melhorar a renda do pequeno produtor, o governo do estado do Acre criou em 2011 o Programa de Ovinocultura no estado do Acre, doando 12 ovelhas e 1 reprodutor para cada pequeno produtor iniciar sua criação. Assim pode-se se dizer que 2011 foi o ano da explosão da ovinocultura no estado (Acre, 2011).

Segundo dados do IBGE (2017), o estado do Acre possui cerca de 99.500 (2015) ovinos em seu rebanho. Esses animais estão divididos nas 5 microrregiões administrativas, conforme o demonstrado na Figura 2.

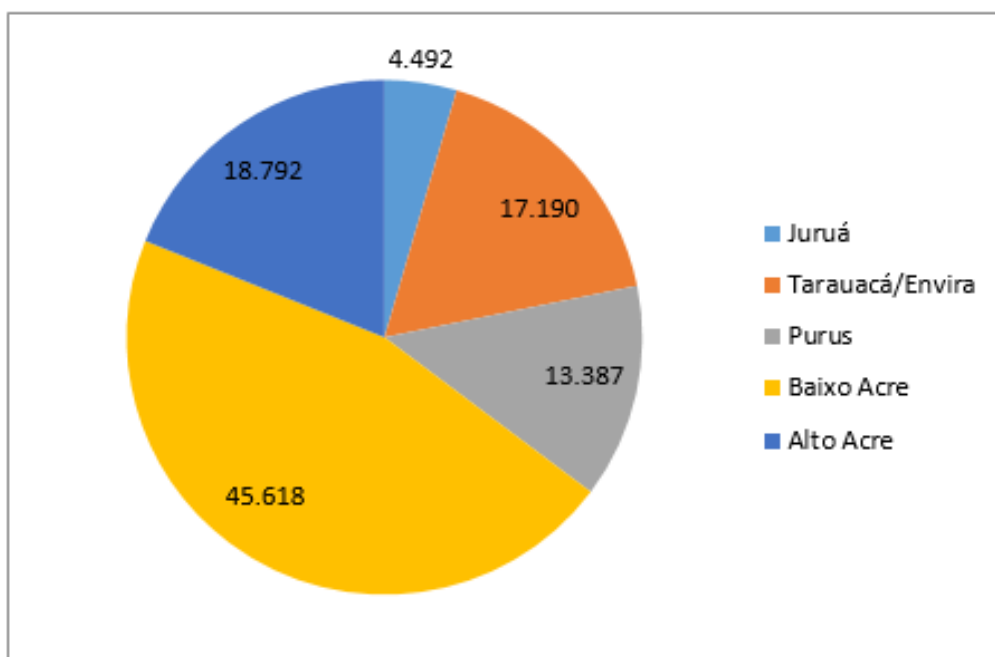


Figura 2 – Efetivo de ovinos nas microrregiões do estado do Acre em 2015; Fonte: Baseado em dados do IBGE (2017).

A Figura 2 demonstra que as regiões Baixo Acre e Alto Acre se destacavam em 2015 na produção de ovinos no estado. O Baixo Acre, região alvo do presente trabalho, é composto pelos municípios Acrelândia, Bujari, Capixaba, Plácido de Castro, Porto Acre, Rio Branco e Senador Guimard. Essa região alberga a maior parte da população humana do estado, sendo que em 2016 a população estadual era de 816.687 e Rio Branco, capital do estado, de 377.057 (IBGE, 2017).

1.2 Helmintofauna de ovinos

As parasitoses são doenças de grande importância socioeconômica em todo o mundo e são também as principais causas de perda da produtividade no rebanho de ovinos, podendo provocar diminuição das funções vitais, levar os animais a óbito, além da possibilidade de transmissão dos parasitos a outros hospedeiros (Sczesny-Moraes et al., 2010; Maciel, 2014). As atuais perdas financeiras e zootécnicas causadas por parasitos têm um impacto substancial na rentabilidade das propriedades rurais (Roeber et al., 2013; Adedipe et al., 2014).

Ainda não foi realizado nenhum levantamento de helmintos parasitos de ovinos na região do Alto Acre, mas diversos estudos em outras regiões

demonstraram significativa perda na produção de pequenos ruminantes, com possibilidade de altas taxas de mortalidade nos rebanhos, como consequência de infecções causadas por parasitos, com destaque para as infecções helmínticas (Amarante & Sales, 2007).

A tabela 1 apresenta os helmintos parasitos de ovinos no Brasil.

Tabela 1 – Classificação dos principais helmintos encontrados em ovinos no Brasil.

Filo	Classe	Ordem	Família	Gênero
Nematoda	Secernentea	Strongylida	Trichostrongylidae	<i>Haemonchus</i> Cobb, 1898
				<i>Ostertagia</i> Ransom, 1907
				<i>Trichostrongylus</i> Looss, 1905
				<i>Cooperia</i> Ransom, 1907
		Molineidae	<i>Nematodirus</i> Ransom, 1907	
			Ancylostomatidae	<i>Bunostomum</i> Railliet, 1902
			Chabertiidae	<i>Oesophagostomum</i> Molin, 1861
Rhaditida	Dictyocaulidae	<i>Dictyocaulus</i> Railliet & Henry, 1907		
		Strongyloididae	<i>Strongyloides</i> Grassi, 1879	
Adenophora	Enoplida	Trichuridae	<i>Oxyurida</i>	<i>Skrjabinema</i> Werestchajin, 1926
			<i>Trichuris</i> Roederer, 1761	
			Cestoda	Ciclophyllidae
Platyhelminthes	Trematoda		Fasciolidae	<i>Fasciola</i> Linnaeus, 1758
			Dicrocoeliidae	<i>Eurytrema</i> Looss, 1907
			Paramphistomidae	<i>Cotylophoron</i> Stiles & Goldberger, 1910

Fonte: Adaptado de Amarante et al. (2015).

Um estudo feito com 25 ovinos adultos de diversas regiões do estado do Mato Grosso do Sul identificou seis espécies de helmintos: *Haemonchus contortus* (Rudolphi, 1803) (73,4%), *Trichostrongylus colubriformis* (Giles, 1892) (9,9%), *Cooperia curticei* (Giles, 1892) (7,2%), *Cooperia punctata* (Linstow, 1906) (5,0%), *Cooperia pectinata* Ransom, 1907 (4,4%) e *Oesophagostomum columbianum* (Curtice, 1890) (0,2%) (Sczesny-Moraes et al., 2010).

Chagas et al. (2007), em seu estudo com coprocultura e necropsia de animais na Embrapa Sudeste, apontaram a ordem Strongylida como a principal com relação aos parasitos gastrointestinais de ovinos. As seguintes famílias foram encontradas e destacadas pelos autores em seu estudo: Trichostrongylidae (*H. contortus*, *T. colubriformis*, *Teladorsagia circumcincta* (syn. *Ostertagia circumcincta* Stadelman, 1894 e *Cooperia* spp.), Ancylostomatidae (*Bunostomum* spp.) e Cyatostomidae (*Oesophagostomum* spp.).

Maciel (2014) em seu estudo, encontrou 430.635 helmintos pertencentes a 13 espécies após necropsia de 66 animais, com as seguintes prevalências e cargas parasitárias: *H. contortus*: 100,00% (2.947,20); *T. colubriformis*: 90,90% (3.048,82); *C. curticei*: 56,06% (256,52); *O. columbianum*: 48,48% (36,00); *C. punctata*: 30,30% (94,53); *Trichostrongylus axei* (Cobbold, 1879): 22,72% (26,56); *Strongyloides papillosus* (Wedl, 1856): 21,21% (83,09); *H. contortus* (L4): 7,58% (17,29); *C. pectinata*: 10,60% (12,97); *Trichuris ovis* (Abildgaard, 1795): 10,60% (0,67); *Cooperia spatulata* Bayles, 1938. 4,54% (0,35); *Capillaria bovis* (Schneider 1906): 4,54% (0,09) e *Trichostrongylus logispicuralis* Gordon, 1933: 1,51% (0,70).

Dentre os helmintos, *H. contortus* é o nematódeo do trato gastrointestinal de maior importância epidemiológica em áreas tropicais e subtropicais do mundo (Mavrot et al., 2015). Dados do Brasil confirmam a importância de *H. contortus* (Cardoso et al., 2012; Ataíde & Cansi, 2013; Vieira et al., 2014; Wilmsen et al., 2014; Amarante et al., 2015; Ferreira et al., 2015), em particular para os ovinos da raça Santa Inês no Rio Grande do Norte (Souza et al., 2012). Outro ponto a ser destacado é a resistência deste nematódeo à anti-helmínticos comerciais, causando perdas econômicas consideráveis (Roeber et al., 2013).

Os métodos de FAMACHA, OPG (ovos por grama de fezes) e de manejo de pastagens são as estratégias adotadas para verificação e controle de helmintoses em ovinos, visando minimizar a utilização de anti-helmínticos de forma

indiscriminada. O OPG é denominado técnica de Gordon & Whitlock (1939) e é realizada em microscópio para a contagem de ovos de helmintos por gramas de fezes. O FAMACHA, por sua vez, consiste na técnica de Van Wyk & Bath (2002) sendo um método empregado para a avaliação clínica direta das diferentes tonalidades da conjuntiva ocular dos animais. Ambas metodologias objetivam quantificar o grau de parasitismo individual, auxiliando na seleção de animais para o tratamento. Essa seleção evita a exposição desnecessária de animais sadios frente aos fármacos aplicados para o tratamento em massa dos rebanhos. Aliado a estas estratégias individuais, também são adotados esquemas de troca de animais entre pastagens, promovendo “vazios sanitários” programados quando necessário, para evitar reinfestações parasitárias (Silveira et al., 2013; Hammerschmidt et al., 2012; Melo et al., 2015).

É válido ressaltar que os principais fatores da resistência de helmintos aos fármacos disponíveis estão relacionados com as estratégias empregadas de maneiras inadequadas para o controle dessas parasitoses (Veríssimo et al., 2012; Torres-Acosta et al., 2012),

1.2.1 Capillariidae Neveu-Lemaire, 1936

A família Capillariidae inclui um grande grupo de nematoides, sendo um dos mais complexos e com caracteres morfológicos não definidos entre os parasitos nematoides devido à escassez de características morfológicas para identificação de espécies (Spratt, 2006). Diferentes sistemáticas baseadas em vários critérios morfológicos foram propostas ao longo do tempo (Travassos, 1915; Moravec, 1982 e 1987).

São aceitos 16 gêneros diferentes, como *Amphibiocapillaria* Moravec, 1982, *Aonchotheca* López-Neyra, 1947, *Baruscapillaria* Moravex, 1982, *Calodium* Dujardin, 1945, *Capillaria* Zeder, 1800, *Echinocoleus* López-Neyra, 1947, *Eucoleus* Dujardin, 1845, *Liniscus* Dujardin, 1845, *Paracapillaria* Mendonça, 1963, *Pearsonema* Freitas & Mendonça, 1960, *Piscicapillaria* Moravec, 1982, *Pseudocapillaria* Freitas, 1959, *Pterothomnix* Freitas, 1959, *Schulmanella* Ivashkin, 1964, *Tenoranema* Mas-Coma & Esteban, 1985 e *Trichosoma* Rudolphi, 1819 (Gibson, 2018).

1.2.1.1 Gênero *Capillaria* Zeder, 1800

Os helmintos do gênero são nematoides pertencentes à família Capillariidae e possuem como uma de suas características a eliminação de ovos biopericulados (Anderson, 2000). Possuem o corpo tênue e filiforme, com extremidade anterior com região cefálica não diferenciada. A asa caudal lateral é ausente no macho. A extremidade posterior do macho é arredondada e provida de dois lobos laterais ventrais ou dorsais. Não possuem bolsa membranosa, porém, duas diminutas papilas sésseis freqüentemente estão presentes, espículo bem esclerotizado e bainha espicular espinhosa. O apêndice vulvar pode estar presente ou não (Moravec, 1982; Vicente et al., 1997). As *Capillaria* spp. são parasitos intestinais de peixes, anfíbios, répteis, aves e mamíferos (Moravec, 1982; Vicente et al., 1997).

No Brasil, *Capillaria* spp. foram registradas parasitando diferentes hospedeiros mamíferos. *Capillaria bovis* (Schneider 1906) Ransom 1911 foi descrita no intestino delgado de bovinos (*Bos taurus* L.), ovinos (*Ovis aries* L.) e cabras (*Capra hircus* L.); *Calodium hepaticum* (Bancroft 1893) já foi relatada em fígado de humanos (*Homo sapiens* L.), ratos (*Rattus norvegicus* Berk.), ratos domésticos (*Mus musculus* L.), gatos domésticos (*Felis catus dom.* L.), cães domésticos (*Canis lupus familiaris* L.), lobos guarás (*Crysocyon brachiurus* Illiger) e caxinguelês (*Sciureus aestuans* L.); *Capillaria longicauda* Freitas & Lent 1936 foi encontrada em bexiga de cuíca verdadeira (*Philander opossum opossum* L.); e *Capillaria* sp. em aparelho urinário de cães domésticos (*Canis familiaris* L.) (Vicente et al., 1997).

C. bovis é o único capilarídeo registrado parasitando ovinos no Brasil (Maciel, 2014).

1.2.1.1.1 *Capillaria bovis* (Schnyder, 1906)

C. bovis foi descrita em cervídeos na França (Justine & Ferté, 1988, 1989), Canadá (Dies & Coupland, 2001), Turquia (Bolukbas et al., 2012), cervos selvagens na Noruega (Davidson et al., 2014) e ovinos na Índia (Jain & Kamlapur, 1969).

No Brasil, a infecção por *C. bovis* foi descrita em bovinos de Minas Gerais (Freitas & Costa, 1959) e Rio Grande do Sul (Gonçalves, 1961) e em ovinos, apenas um relato no intestino delgado da espécie *O. aries*, proveniente da microrregião de Jaboticabal, região Noroeste de São Paulo (Maciel, 2014).

O helminto possui características corpóreas como coloração branca, provido de cutícula estriada transversalmente, muito delgado e que aumenta gradualmente de espessura, além da presença de faixas bacilares, boca simples (Freitas & Lent, 1936 e Vicente et al., 1997).

Apresentam dimorfismo sexual, onde fêmeas medem de 18 à 25 mm, com esôfago medindo de 6 à 8 mm de comprimento com a vulva localizada ao nível do término do esôfago. A fêmea deposita ovos elipsoides e bioperculados levemente assimétricos de cor castanho-escuro medindo entre 45 a 60 μm de comprimento por 21 a 30 μm de largura, apresentando estrias transversais na superfície (Freitas & Lent, 1936 e Vicente et al., 1997). Os machos por sua vez medem entre 11 a 13 mm, com esôfago de 4 a 5 mm de comprimento. Possuem um espículo medindo entre 1 a 1,2 mm de comprimento por 5 μm de largura e a bainha espicular é consideravelmente maior que o espículo, sendo de 1,25 mm de comprimento por 12 μm de largura. A extremidade caudal conta com a presença de duas asas laterais membranosas medindo 0,290 mm de comprimento por 0,110 mm de largura. Possuem ovos bi-operculados de tamanho 40 μm de comprimento e 27 μm de largura (Freitas & Lent, 1936 e Vicente et al., 1997).

C. bovis possui o ciclo biológico monóxeno e de baixa patogenicidade para ruminantes, entretanto, existem poucas informações sobre *C. bovis* em seus hospedeiros (Kauffmann, 1996).

Em termos de potencial zoonótico destaca-se, entre os capilarídeos já descritos em ruminantes, *Calodium hepaticum* (Fuehrer, 2014b) e *Capillaria bovis* (Galecki et al., 2015).

1.2.1.2 Gênero *Calodium* Dujardin, 1945

Os helmintos do gênero *Calodium* têm como uma de suas características o dimorfismo sexual sendo parasitos de tecidos (baço e fígado) de mamíferos. O macho apresenta asa lateral caudal bem desenvolvida, extremidade posterior arredondada, duas pequenas papilas laterais lobulares, espículo de tamanho médio e esférico na seção transversal, às vezes pouco esclerotizado, bainha espicular não espinhosa e ausência de membrana cuticular dorsal. A fêmea, por sua vez não possui asa lateral caudal bem desenvolvida e o apêndice vulvar pode estar presente ou não (Moravec, 1982, 1987).

As espécies descritas são *Calodium cholidicola* (Soltys, 1952); *Calodium hepaticum* (Bancroft, 1893); *Calodium soricicola* (Yokogawa&Nishigori,1924) e *Calodium splenaecum* (Dujardin, 1845) (Gibson, 2018).

1.2.1.2.1 *Calodium hepaticum* (Bancroft, 1893)

C. hepaticum é um nematoide da família Capillariidae (Fuehrer, 2014b). Seus principais hospedeiros são roedores, mas há casos relatados em que este parasito é encontrado no fígado de mais de 140 espécies de mamíferos das famílias Didelphidae, Macropodidae, Potoroidae, Erinaceidae, Soricidae, Leporidae, Antilocapridae, Equidae, Erethizontidae, Procaviidae, Tayassuidae, Canidae, Felidae, Mustilidae, Sciuridae, Castoridae, Caviidae, Geomyidae, Myocastoridae, Dipodidae, Callitrichidae, Cebidae, Cercopithecidae e Hominidae em mais de 50 países ao redor do globo (Schmidt, 2001; Fuhrer et al., 2011).

Outros hospedeiros descritos são canídeos, pecaris e felinos (Foster & Johnson, 1939; Ruas et al., 2003; Carvalho-Costa et al., 2009; Camargo et al., 2010). Este parasito, potencialmente zoonótico, é associado a casos esporádicos de infecção em humanos (Piazza et al., 1963; Galvão, 1981; Choe et al., 1993; Sawamura et al., 1999) e também foi encontrado associado com infecções por *E. vogeli* em fígados de pacas (*Cuniculus paca*) no Acre (Almeida et al., 2013; Bittencourt-Oliveira, 2016) (Figura 3).

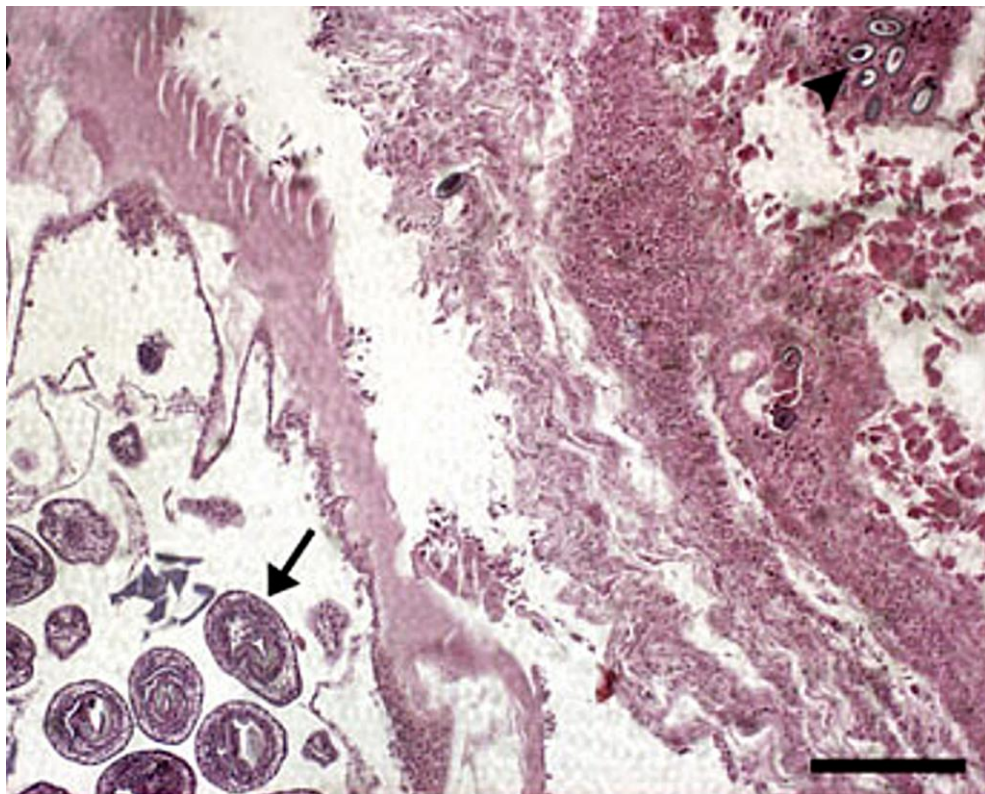


Figura 3 – Imagem representativa da presença de ovos de *Calodium hepaticum* e metacestodes de *Echinococcus vogeli* Rausch & Bernstein 1972 no parênquima de fígado de paca (*Cuniculus paca*) (co-infecção). Protoescólices de *E. vogeli* (seta) e ovos em forma elíptica de *C. hepaticum* (ponta de seta). Coloração H&E. Escala = 0,2 mm; Fonte: Almeida et al., 2013.

Os helmintos adultos de *C. hepaticum* são longos e delgados com uma parte do corpo anterior estreita (0,007-0,01 mm) e apresentam dimorfismo sexual. As fêmeas têm um comprimento entre 27 a 100 mm e uma largura de 0,1 a 0,89 mm, enquanto os machos são menores com 15 a 50 mm de comprimento e uma largura entre 0,04 a 0,1 mm (Schmidt, 2001; Fuehrer et al., 2011). Os ovos (Figura 4) são elipsoides e bioperforados, estriação e miniporos numerosos na casca. São muito semelhantes aos ovos de *Trichuris trichiura*, mas diferem em tamanho (40-67 × 27-35 µm). Os estádios larvais diferem em tamanho: (I: 0,14-0,25 mm; II: 0,16-0,4 mm; III: 0,2-1,56 mm; IV: 1,1-3,6 mm) (Schmidt, 2001; Fuehrer et al., 2011).

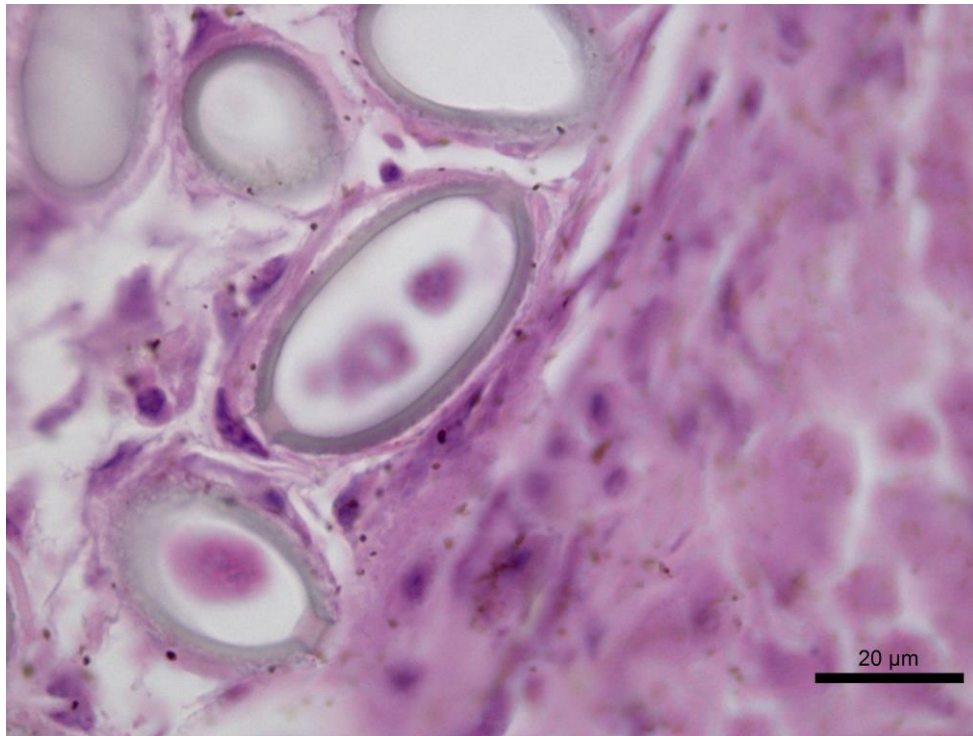


Figura 4 – Ovos de *Calodium hepaticum* em tecido hepático de paca (*Cuniculus paca*). Ovos elípticos não embrionados com opérculos bipolares. Coloração H&E; Fonte: Serviço de Referência Nacional em Hidatidose – IOC/Fiocruz – RJ.

O ciclo biológico de *C. hepaticum* (Figura 5) é direto, com uma afinidade extremamente alta para o fígado. Após a ingestão de ovos embrionados pelos hospedeiros, ao passarem pelo ceco, as larvas eclodem e migram para fígado através do sistema porta hepático, onde permanecem até a fase adulta. No parênquima hepático, as fêmeas adultas, 28 dias após a infecção, depositam ovos não embrionados que permanecem encapsulados e não são excretados por via fecal (Piazza et al., 1963; Carvalho-Costa et al., 2009; Fuehrer et al., 2011). Após a deposição dos ovos no fígado, os helmintos adultos morrem e são desintegrados pelo sistema imune do hospedeiro, enquanto os ovos imaturos conservam-se no parênquima hepático (Galvão, 1981; Camargo et al., 2010).

A liberação dos ovos no meio ambiente pode ocorrer a quando da morte do hospedeiro, em virtude da desintegração da carcaça, ou a partir de infecções espúrias ou pseudoparasitárias, quando o fígado de um animal infectado é ingerido por outro vertebrado, determinando que os ovos não embrionados de *C. hepaticum* transitem de modo inócuo pelo tubo digestivo do novo indivíduo e sejam eliminados

pelas fezes (Piazza et al., 1963; Coimbra & Mello, 1981; Carvalho-Costa et al., 2009). Neste sentido, a predação, canibalismo e necrofobia também são importantes para manutenção do ciclo da *C. hepaticum* em populações de roedores (Sinniah et al., 1979; Fuehrer et al., 2011).

Dentre 5 a 8 semanas, os ovos embrionam em condições ideais (temperatura, umidade e exposição ao ar). O ciclo biológico é completado pela ingestão de ovos embrionados por um novo hospedeiro, enquanto a ingestão de ovos não embrionados leva apenas a infecções espúrias (Juncker-Voss et al., 2000; Schmidt, 2001; Li et al., 2010).

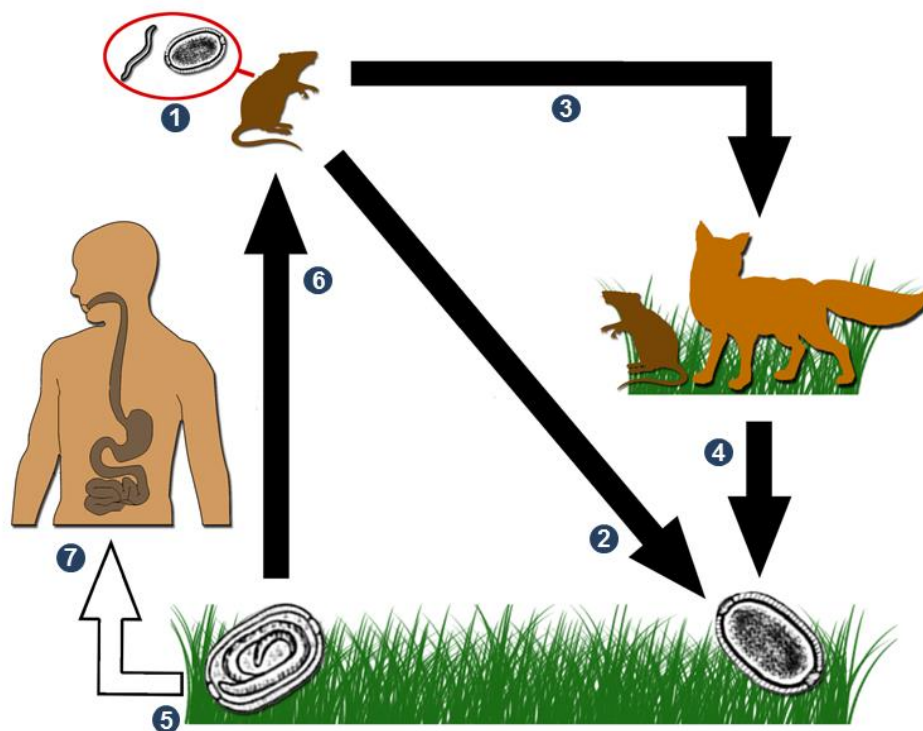


Figura 5 – Representação esquemática do ciclo biológico monoxênico de *Calodium hepaticum*. (1) ovos e vermes adultos no fígado; (2) ovos não embrionados no ambiente após morte e decomposição do hospedeiro; (3) hospedeiro morre por canibalismo ou predação; (4) ovos embrionados liberados nas fezes após canibalismo ou predação; (5) ovos embrionados no ambiente; (6) ovos embrionados ingeridos pelo hospedeiro definitivo; (7) ovos embrionados ingeridos pelo homem; Fonte: Ilustração de Ricardo Schmidt do Serviço de Produção e Tratamento de Imagem – IOC/FIOCRUZ-RJ.

A Figura 6 apresenta a distribuição mundial de *C. hepaticum* (Schmidt, 2001; Fuehrer et al., 2011).

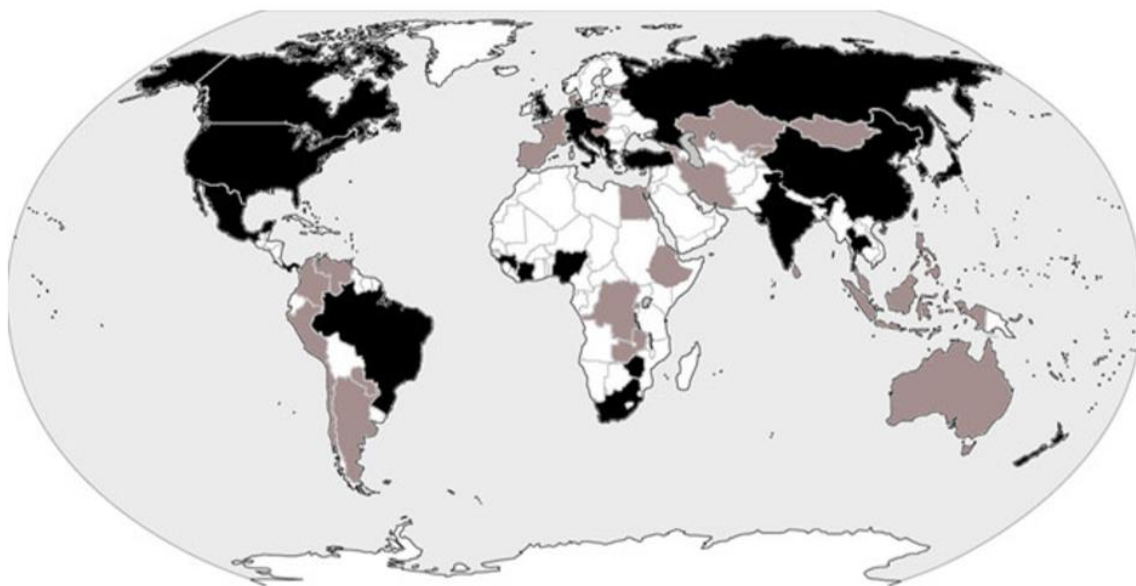


Figura 6 – Distribuição mundial de *Calodium hepaticum*. Preto, casos relatados em humanos, incluindo infecções espúrias. Cinza, casos relatados em animais; Fonte: Schmidt (2001); Fuehrer et al. (2011).

Os casos humanos de capilariose hepática foram relatados na Europa (Alemanha, Suíça, Itália, Inglaterra, Grécia, Turquia, República Tcheca, Eslováquia, Croácia, Bósnia Herzegovina, Eslovênia, Macedônia, Montenegro, Sérvia e Kosovo), América do Norte e do Sul (EUA, Canadá, México e Brasil), Ásia (Índia, Coreia, Japão e Tailândia), África (África do Sul, Costa do Marfim e Nigéria) e Oceania (Nova Zelândia) (Schmidt, 2001; Fuehrer et al., 2011).

1.2.1.3 Capilariose

A capilariose é uma doença causada por representantes da família Capillaridae, que contém três espécies de importância zoonótica: *Capillaria philippinensis*, *Capillaria aerophila* e *Calodium hepaticum* (Fuehrer et al., 2011).

A doença, quando não assintomática, pode ser classificada de acordo com os sinais e/ou sintomas que o hospedeiro apresenta, sendo denominada de capilariose intestinal, quando causada por *Capillaria philippinensis* e acompanhada de dor abdominal, diarreia, náuseas, vômitos, edema e perda de peso, sendo

raramente fatal (Moravec, 2001). Capilariose hepática, quando causada por *C. hepaticum* e acompanhada de hepatite, anemia, febre e hipereosinofilia, sendo também raramente fatal (Fuehrer et al., 2011) e capilariose pulmonar, quando causada por *Capillaria aerophila*, onde os helmintos destroem os capilares pulmonares causando hemorragia e necrose além de promoverem dificuldade respiratória, cansaço e tosse com sangue, sendo considerada rara em humanos (Lalošević et al., 2013).

1.2.1.3.1 A interação da *C. hepaticum* com o hospedeiro

O homem pode se infectar por *C. hepaticum* ingerindo ovos do helminto presentes na água, solo ou plantações contaminadas. Os ovos embrionados são dispersos no ambiente após morte do hospedeiro, desintegração da carcaça (fígado) ou através da predação/canibalismo quando um predador ingere o fígado infectado e elimina os ovos nas fezes. Uma vez no ambiente, em condições adequadas (temperatura e umidade) os ovos se tornam infectantes para outros hospedeiros, incluindo o homem (Galvão, 1981; Fuehrer et al., 2011). Ribeirinhos amazônicos comumente ingerem vísceras de roedores como pacas e cutias e funcionam como carreadores de ovos não embrionados (pseudoparasitismo). Estes, desde que não adotem condutas higiênicas adequadas, contribuem para a disseminação desses ovos através de suas fezes (Camargo et al., 2010; Gonçalves et al., 2012).

Condições higiênicas pouco saudáveis e não saudáveis, como beber água dos rios, e a presença de roedores, como ratos, e animais domésticos aumentam o risco de infecção humanas com *C. hepaticum*. O contato frequente com animais e uma população de ratos envolventes foi relatado por vários autores (Silverman et al., 1973; Choe et al., 1993; Camargo et al., 2010). Cochrane et al. (1957) relataram uma infecção com alta intensidade em um roedor (*Mastomys natalensis*) capturado na casa de um paciente com capilariose hepática e Juncker-Voss et al. (2000) encontraram esse helminto no fígado de camundongos capturados no jardim zoológico de Viena, onde dois funcionários apresentaram positividade para anticorpos contra *C. hepaticum*. A contaminação, especialmente por geofagia, é um risco especial para crianças. Os hábitos de comer areia, terra e sujeira foram documentados por vários autores em crianças com capilariose hepática (Calle, 1961; Cochrane et al., 1957; Silverman et al., 1973).

Com relação à capilarirose hepática humana, considera-se que a ingestão de poucos ovos embrionados de *C. hepaticum* não altere funcionalmente o fígado. A fisiopatologia se desenvolve a partir da invasão de helmintos adultos e ovos no fígado, sendo estes últimos os responsáveis pelo surgimento dos granulomas hepáticos (Hernández et al., 2001). A doença se torna grave, com risco de morte, quando há presença maciça de formas evolutivas do helminto no fígado (Hernández et al., 2001).

No fígado, as lesões por *C. hepaticum* podem ser visíveis macroscopicamente como manchas ligeiramente arredondadas de coloração branca amarelada na superfície do órgão (Simões et al., 2014; Walker et al., 2017) ou internamente. Nesse último caso, macroscopicamente, o fígado não apresentará alterações (Nascimento & Sadigursky, 1986; Soares et al., 2011).

A patologia hepática ocasionada por parasitismo de *C. hepaticum* pode ser caracterizada conforme a histologia hepática. Há alterações na infecção precoce pela presença de helmintos adultos ou imaturos, vivos ou mortos, exibindo graus variáveis de desintegração, muitas vezes com muitos ovos. A reação dos tecidos consiste em uma infiltração, depósito de material hialino e presença de necrose coagulativa e purulenta. As células inflamatórias são formadas principalmente por leucócitos mononucleares, embora eosinófilos polimorfonucleares sejam vistos em áreas de necrose. Além das reações multifocais em torno de parasitos e seus detritos, uma reação difusa se faz presente no fígado (hepatite reativa) e é representada por sinusoidais, leucocitose, células parcimimais de célula única e necrose focal, apoptose mais periportal e infiltrações leucocíticas pericentrais. As evoluções das lesões para a melhoria são caracterizadas, primeiro levando ao desaparecimento das alterações reativas da hepatite e mais tarde por fibrose progressiva, encapsulamento e retração das lesões focais que dependem do parasito. A fibrose, por sua vez, sofre reabsorção progressiva durante o atraso infecção e a formação de fibrose septal foi raramente vista, sendo essa mudança mais ocasional do que proeminente. Também podem ser observadas fibroses perisinusoidais em torno de lesões fibróticas focais, formando radiação de brotos curtos. Não só a fibrose perisinusoidal, mas também o tecido fibroso capsular se tornam cada vez menos densos com o tempo, mesmo desaparecendo mais tardiamente, quando os ovos são vistos em contato direto com hepatócitos de aparência normal (Gotardo et al., 2000).

1.2.1.3.1.1 Diagnóstico

A capilaríase do fígado está principalmente associada a uma tríade de sintomas: febre persistente, hepatomegalia e leucocitose com eosinofilia. Uma das formas de diagnóstico é a mensuração da hipergammaglobulinemia e os níveis aumentados de alanina aminotransferase (ALT), aspartato aminotransferase (AST) e desidrogenase láctica (LDH) são comumente observados (Fuhrer et al., 2011).

A tomografia computadorizada também é utilizada e permite o diagnóstico de hepatomegalia e lesões de massa ou cística no fígado (Fuhrer et al., 2011).

A ultra-sonografia pode ser utilizada também para o diagnóstico de uma hepatomegalia causada por *C. hepaticum*. Permite a visualização de lesões hipoecóicas, ocupantes do espaço e a observação de nódulos císticos ou subcapsulares (6 mm-2 cm) no fígado (Kohatsu et al., 1995).

Em um caso descrito por Kohatsu et al. (1995), a tomografia por ressonância magnética visualizou um granuloma causado por *C. hepaticum* como um tumor de baixa intensidade. A angiografia da artéria do fígado não revelou compressão, proliferação ou aumento em torno do tumor na fase da artéria, mas o tecido circundante corou densamente na fase do parênquima. Uma cintilografia hepática mostrou um defeito do segmento do fígado (Kohatsu et al., 1995).

A biópsia do fígado ainda é a um problema para o diagnóstico. As larvas de *C. hepaticum* invadem principalmente o seio hepático onde a maturação e a postura de ovos são realizadas (Li et al., 2010).

1.2.1.3.1.2 Tratamento

Para tratamento são utilizados fármacos anti-helmínticos como albendazol, tiabendazol, ivermectina, que atingem níveis elevados de concentrações plasmáticas e inibem a colocação de ovos por fêmeas adultas, e são utilizados como terapêuticos (Schmidt, 2001). Choe et al. (1993) descreveu que o tratamento com albendazol (10-20 mg/kg/dia) durante 20 dias e tiabendazol (25 mg/kg/dia) durante 27 dias, em associação com prednisolona (10 mg/kg/dia) para terapia. A prednisolona, prednisona e outros corticóides diminuem a reação da inflamação e ajudam a controlar a febre. No entanto, o tratamento com tiabendazol é comprovado para eliminar a *C. hepaticum* adulta, mas o tecido fibroso que envolve os ovos e as

próprias conchas de ovos inibem e protegem os ovos do efeito do medicamento (Choe et al., 1993; Keven et al., 2001).

O mebendazol (200 mg) administrado duas vezes ao dia por 2 meses foi documentado como eficaz contra ovos de *C. hepaticum* (Keven et al., 2001). Em modelos animais, a hepatectomia parcial é descrita como uma opção para tratar a capilarirose. Uma lobectomia do lóbulo direito do fígado levou a uma recuperação sem intercorrências em uma paciente do sexo feminino adulto (Koea & Smith, 2008).

1.3 Histopatologia de fígado de ruminantes

A inspeção *post mortem*, realizada a partir do exame macroscópico, de ruminantes destinados para o consumo humano, favorece a obtenção de diagnósticos de patologias que podem estar relacionadas com alterações que impliquem na condenação, seja parcial ou total das carcaças (Lima et al., 2007).

Estudos histopatológicos voltados para a identificação, caracterização e registro dos processos patológicos encontrados nos animais abatidos em frigoríficos fiscalizados constituem uma fonte de dados importante para a avaliação da condição sanitária das criações, uma vez que permitem identificar a ocorrência de doenças subclínicas e quantificar a gravidade de lesões que representem manifestações de doenças e possibilitam elucidar as lesões encontradas promovendo uma segurança alimentar para o consumidor de carnes (Pointon et al., 1992; Morés et al., 2000).

O fígado, pelo fato da alta circulação de sangue, está exposto a agentes infecciosos e a outras substâncias que podem causar lesões, pelas vias hematogena, biliar e por penetração direta. A entrada de sangue via veia portal é repleta de microorganismos que podem causar lesões que habitam e penetram o sistema digestório e por substâncias tóxicas que tenham sido ingeridas ou produzidas pela microbiota intestinal. Bactérias entéricas e parasitos têm acesso ao fígado pela árvore biliar, que tem conexão direta com o duodeno e, finalmente, a penetração direta pode ocorrer pela perfuração da cavidade abdominal ou a partir do trato gastrointestinal (Cullen, 2009; Almeida, 2016).

Dentre estas oportunidades de ações sobre o fígado, ele apresenta lesões macroscópicas que podem indicar avarias em seu funcionamento. As lesões macroscópicas mais encontradas em fígado de ruminantes são a telangiectasia,

peri-hepatite, tuberculose, congestão, esteatose, cirrose, abscessos e granulomas. Pode também se encontrar incoerências de cor e textura do órgão, como fibrose e amarelamento (Santos, 1979; Herenda et al., 1994; Robinson et al., 1999; Almeida, 2016).

O que também lesiona o parênquima hepático é o parasitismo por helmintos. Em ruminantes de modo geral, encontra-se na literatura doenças relacionadas a diferentes formas evolutivas de helmintos, como a hidatidose, fasciolose, cisticercose, esofagostomose, euritrematose e paranfistomíase (Grist, 2009; Tessele et al., 2013).

A intoxicação alimentar por ingestão de pastagem é outro fato que acaba interferindo na saúde do fígado dos ruminantes. Ovinos alimentados com pastagem *Brachiaria* spp. desenvolvem fotossensibilização, acometendo prejuízos à saúde dos animais. O princípio tóxico da *Brachiaria* spp. são saponinas esteroidais litogênicas que induzem a formação de cristais no sistema biliar (Cruz et al., 2000; Riet-Correa et al., 2011; Fonsêca Filho et al., 2017). A intoxicação provoca aglomerados de macrófagos com o citoplasma espumoso nos sinusóides, muitos apresentando imagens negativas de cristais aculiformes em seu citoplasma, também presentes no interior de hepatócitos e obstruindo a luz de ductos biliares hepáticos (Gomar et al., 2005; Brum et al., 2007; Santos et al., 2008; Santos Jr, 2008; Faccin et al., 2014).

Entretanto, pouco se conhece sobre o quadro histopatológico da infecção natural de ruminantes por capilarídeos (Nakamura, 2005). Esses autores usaram o termo hepatite bovina parasitária a pequenas lesões múltiplas, com fragmentos de helmintos parecendo capilarídeo. Tal relato é semelhante ao descrito para roedores naturalmente infectados por *C. hepaticum* (Jeong et al., 2008; Singla et al., 2013; Moreira et al., 2013).

1.4 Justificativa

A produção e criação de ovinos para consumo de carne no estado do Acre, vêm crescendo bastante, sobretudo nos últimos 10 anos, devido a investimentos de ordens pública e privada. A população acreana, inclusive, por influência de sua colonização nordestina, tem o costume de consumir a “buchada de bode”, prato típico confeccionado com vísceras de caprinos ou ovinos. Em contrapartida, pouco

se sabe sobre as doenças que acometem esses animais, sobretudo o fígado utilizado para consumo, conhecimento que poderia ser fundamental seja com impacto para produtividade da ovinocultura ou até mesmo para a inspeção e validação desse órgão para consumo humano.

A própria característica da criação dos ovinos no Acre com a proximidade de ambientes silvestres possibilita uma circulação compartilhada de parasitos, podendo aumentar inclusive as fontes de infecção e o número de doenças, seja para os próprios animais e/ou em consumidores humanos de carne de ovelhas. Por exemplo, a população ovina pode se contaminar com helmintos como *C. hepaticum* e a disponibilização dos fígados para consumo humano pode desencadear infecções espúrias nos consumidores.

Outro ponto a ser observado é a baixa tecnologia utilizada por esses produtores, devido à fragilidade da cadeia produtiva local. Com isso os produtores não se preocupam com a vacinação e vermifugação dos animais, podendo favorecer a contaminação zoonótica desses animais.

A inspeção post mortem, realizada a partir do exame macroscópico de fígados de ovinos destinados para o consumo humano pode favorecer a obtenção de diagnósticos de patologias que podem estar relacionadas com alterações que impliquem na condenação dessa própria carne para consumo. Desta forma, a inspeção realizada é sanitariamente importante, pois o conhecimento de patologias possui um efeito de selecionar o que de fato pode ser consumido e diagnosticar patologias que podem afetar a espécie humana durante o consumo. A identificação, caracterização e registro de processos patológicos dos animais abatidos em abatedouros constituem uma fonte de dados importantes para a avaliação da condição sanitária das criações, uma vez que podem permitir a identificação e a ocorrência de doenças subclínicas e quantificar a gravidade de lesões que representem manifestações de doenças. O conhecimento das patologias encontradas em ovinos abatidos em uma determinada região pode possibilitar ainda a elaboração e adoção de medidas, inclusive de orientação a produtores e políticas públicas que visem à prevenção de zoonoses. Além disso, a condenação excessiva dos órgãos causa grandes perdas econômicas para o abatedouro-frigorífico.

A presente pesquisa também teve como objetivo inicial o estudo histopatológico de fígados de ovinos do Acre visando a identificação de *Echinococcus granulosus* (sensu lato), haja vista o grande fluxo da importação

desses animais de outras regiões do Brasil para o estado do Acre e a relação desse helminto com fígados de ovinos. A expectativa dessa identificação também aumentou após o encontro em 2017 de ovos de *Echinococcus granulosus* (sensu lato) (s.l.) em fezes de cães de pastoreio de fazenda com criação de ovinos no Acre. No entanto, o próprio estudo histopatológico proposto, além de poder contribuir para o aumento do conhecimento da fauna helmíntica presente nos ovinos da região, é ferramenta principal na caracterização das lesões macroscópicas presentes nos fígados de ovinos abatidos que levam esse tipo de carne a ser inspecionada no contexto de um importante abatedouro-frigorífico licenciado no Acre.

2 OBJETIVOS

2.1. Objetivo Geral

- Realizar estudo histopatológico em fígados de ovinos (*Ovis aries*) de criações extensivas, abatidos em frigorífico no município de Rio Branco – AC.

2.2. Objetivos Específicos

- Caracterizar as lesões macroscópicas dos fígados selecionados e coletados no frigorífico;
- Descrever as lesões histopatológicas encontradas nos tecidos hepáticos após processamento e análise microscópica;
- Identificar formas evolutivas de helmintos nos tecidos hepáticos por meio de análises morfológica e morfométrica;
- Caracterizar as propriedades rurais e obter informações específicas sobre a ovinocultura acreana.

3. METODOLOGIA

3.1. Considerações éticas

Esse trabalho foi realizado sob os aspectos éticos da Comissão de Ética no Uso de Animais (CEUA/IOC-Fiocruz), conforme licença L-006/2017 (Anexo A), e do Comitê de Ética em Pesquisa com Seres Humanos (CEP/IOC-Fiocruz), de acordo com a licença CAA 64862007.9.0000.5248 (Anexo B).

3.2. Área de estudo

O estado do Acre está situado no extremo sudoeste da Amazônia brasileira, entre as latitudes de 11° 08' 41"S e longitude de 68° 42' 59"S. Sua superfície territorial é de 164.221,36 Km² (16.422.136 ha), com extensões de 445 km no sentido norte-sul e 809 km entre seus extremos leste e oeste. O Acre corresponde a 4% da área amazônica brasileira e a 1,9% do território nacional (IBGE, 2017), fazendo fronteiras, internacionais com o Peru e a Bolívia e, nacionais com os estados do Amazonas e Rondônia (ACRE, 2006).

O município de Rio Branco, capital do estado do Acre, possui uma população de 377.057 habitantes, sendo o principal centro comercial e mercantil do estado. Sua extensão territorial é de 8.835,520 Km², sendo o quinto município do estado em tamanho territorial (IBGE, 2017). A economia do município é baseada na extração de madeira, pecuária, agricultura e comércio. Em relação à pecuária, possui o maior rebanho de ovinos do estado, com uma estimativa de 19.000 animais. O município também possui a única indústria frigorífica de abate de ovinos do estado, estabelecimento utilizado na coleta de material biológico do presente trabalho (IBGE, 2017).

O frigorífico de coleta está localizado na chamada Zona Rural de Rio Branco e tem os abates de caprinos e ovinos como atividade econômica principal. O estabelecimento possui certificado de inspeção municipal (SIM) para aos seus produtos e liberação para comercialização no município. Obtenção de amostras de fígados de ovinos com lesões

3.3. Obtenção de amostras de fígados de ovinos com lesões

Os animais foram abatidos conforme a normativa do Abate Humanitário de Animais (MAPA, 2000) e as vísceras foram encaminhadas para a sala do Sistema de Inspeção Municipal (SIM) do frigorífico.

Todos os fígados de ovinos que fizeram parte do presente estudo foram separados das vísceras e selecionados com o critério “presença de lesões macroscópicas em sua superfície”. Os fígados inspecionados foram provenientes do abate de 162 ovelhas nos dias 29 de julho de 2014 e 15 de março de 2015, e foram selecionados 110 fígados com presença de lesões macroscópicas em sua superfície para coleta.

3.4. Análise macroscópica dos fígados

Primeiramente os fígados foram lavados com solução fisiológica (0,9%) e em seguida analisados macroscopicamente a fim de identificar áreas alteradas conforme a cor, presença de cistos, áreas de necrose e com granuloma. Os órgãos foram fotografados em diferentes ângulos antes da clivagem das áreas de interesse. As áreas de tecido com lesões (Figura 7) foram clivadas em fragmentos de até 0,5 cm e armazenadas em tubos de 50 mL contendo formalina à 10%.



Figura 7 – Imagem representativa de fígado de ovino do Acre com lesão macroscópica (Seta); Fonte: Serviço de Referência Nacional em Hidatidose – IOC/Fiocruz – RJ.

3.5. Estudo histopatológico

O processamento histológico e as análises microscópicas foram realizados em parceria com o Laboratório de Helmintologia Romero Lascasas Porto no Departamento de Microbiologia, Imunologia e Parasitologia da Faculdade de Ciências Médicas e Laboratório de Patologia Geral no Departamento de Patologia e Laboratórios da Faculdade de Ciências Médicas da Universidade do Estado do Rio de Janeiro (UERJ). As amostras foram retiradas da formalina a 10% e colocadas em cassetes. Os fragmentos do tecido dentro dos cassetes foram lavados com água destilada e em seguida foram desidratados com quatro banhos de etanol absoluto, clarificados em três banhos de xilol e submetidos a dois banhos de parafina. Cada uma dessas etapas teve duração de quarenta minutos. Os tecidos foram submetidos então ao processo de inclusão em parafina e esses blocos foram colocados em freezer a uma temperatura de -20°C por, aproximadamente, 15 min, para que se solidificassem. A partir de então foi possível a realização dos cortes histológicos de 5 μm em micrótomo (Leica, China), com a confecção de lâminas contendo o material

para as futuras colorações. As etapas de tratamento do material desde o corte até a montagem em lâmina estão descritas no Quadro 1.

Foram confeccionadas lâminas de cada fragmento processado para que as colorações Hematoxilina e Eosina (H&E) (Junqueira & Carneiro, 1995), Picrosirius (Junqueira et al., 1979) e Tricômico de Masson (Junqueira & Carneiro, 1995) pudessem ser realizadas, cujas finalidades estão descritas no Quadro 2.

A análise histopatológica do material foi realizada em microscópio de campo claro (Nikon – modelo Eclipse E200, China) e os registros fotográficos foram obtidos por meio de câmera digital (Nikon – modelo DS-Fi1, China). O processamento das imagens obtidas foi realizado em um analisador digital de imagens equipado com o software Nis Elements AR (Nikon, USA).

Quadro 1 – Etapas do processamento histológico de rotina adotado para a obtenção de lâminas permanentes com potencial de análise microscópica

ETAPAS	FINALIDADES	DURAÇÃO
Fixação em formol 10%	Preservar a morfologia e a composição química dos tecidos	Mínimo de 48 horas
Desidratação com série alcoólica crescente (do etanol 80% até o etanol absoluto)	Remover a água dos tecidos	Cerca de 15 minutos em cada série
Diafanização com xilol, começando por uma mistura de etanol absoluto/ xilol, na proporção 1:1, seguido de dois banhos em xilol puro	Embeber o material em xilol, substância miscível com a parafina	Cerca de 15 minutos para cada série
Impregnação com parafina líquida, derretida em estufa com temperatura a 58°C	Permitir a obtenção de cortes ultrafinos já que a parafina penetra em espaços intercelulares, impregnando todo o tecido, fornecendo após a sua solidificação, certa dureza	Cerca de 15 minutos para cada série

Inclusão: o material é colocado em um molde contendo parafina e deixado fora da estufa para que a mesma se solidifique	Obtenção do bloco de parafina, contendo o material incluído	O tempo necessário para que a parafina se solidifique
Cortes realizados em micrótomo	Obtenção de cortes seriados com 5 µm de espessura	Sem duração de tempo pré-determinada
Coloração realizada em três etapas (desparafinização, desidratação em álcool e coloração)	Fornecer contraste aos componentes do tecido	Tempo variável conforme a ação de cada corante
Desidratação	Retirar água do tecido a fim de permitir a difusão dos corantes e sua perfeita visualização	Tempo variável
Diafanização pós-coloração	Tornar os cortes transparentes para a visualização	Cerca de 5 minutos para cada série
Montagem	Manter o material próprio para estudo por muitos anos	Tempo de secagem do bálsamo do Canadá

Quadro 2 – Finalidades das técnicas de coloração empregadas no presente estudo

COLORAÇÃO	FINALIDADE	INTERPRETAÇÃO
Hematoxilina e Eosina (H&E)	Estudo e caracterização morfológica	Cora o núcleo de roxo e o citoplasma de róseo
Picrosirius	Visualização de fibras colágenas	Cora fibras colágenas de vermelho
Tricrômico de Masson	Estudo e caracterização morfológica	Cora o núcleo de roxo e o citoplasma de róseo/ avermelhado e fibras de colágeno em violócea.

3.6. Análises morfológica e morfométrica

Os ovos de helmintos encontrados no parênquima hepático foram submetidos à análise morfométrica (comprimento e largura total), levando em consideração o formato dos ovos e a protuberância dos opérculos polares. Esta análise foi realizada a partir de cortes longitudinais dos ovos depositados em tecido hepático, sendo feita apenas nos ovos que apresentaram opérculos visíveis, conforme descrito por Almeida et al. (2013) (Figura 8).

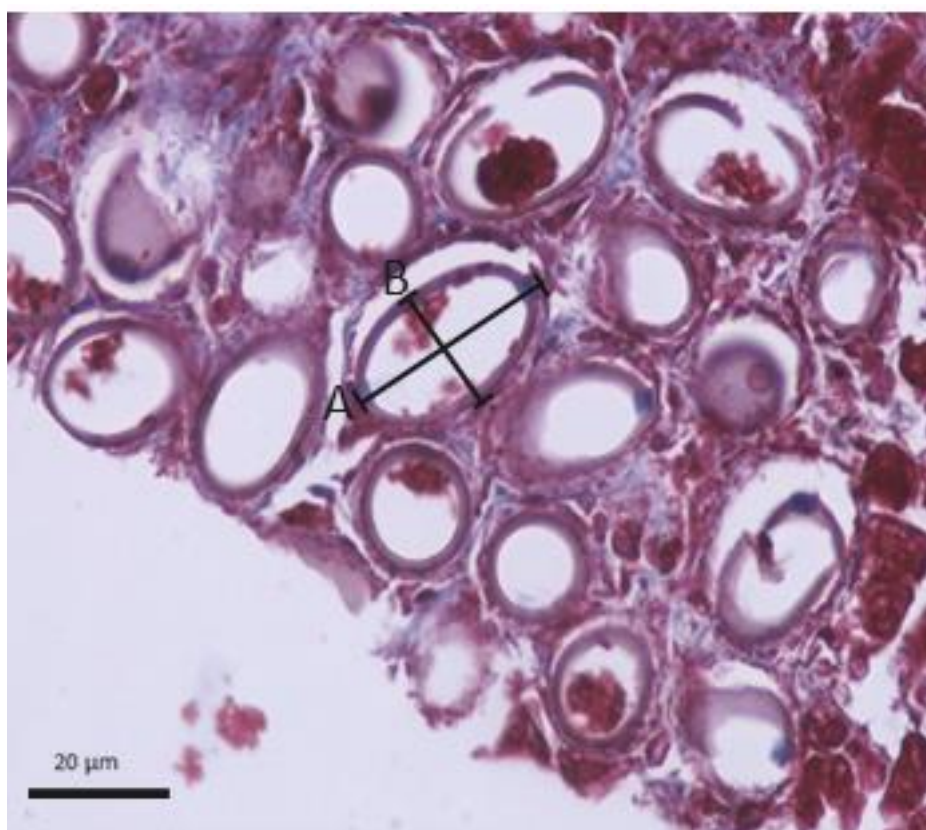


Figura 8 – Imagem representativa com ovos operculados de *Calodium hepaticum* representando a morfometria realizada. Coloração de Tricômico de Masson. (A) comprimento; (B) largura; Fonte: Serviço de Referência Nacional em Hidatidose – IOC/Fiocruz – RJ.

A análise morfométrica do material foi realizada em microscópio de campo claro (Nikon – modelo Eclipse E200, China) e os registros fotográficos foram obtidos por meio de câmera digital (Nikon – modelo DS-Fi1, China). O processamento das imagens obtidas foi realizado em um analisador digital de imagens equipado com o software Nis Elements AR (Nikon, USA).

Foi utilizada a estatística descritiva para análise da qualidade e tamanho dos ovos encontrados nas amostras.

3.7. Aplicação de questionário semi-estruturado direcionado aos ovinocultores das propriedades que destinavam ovinos para o abate no frigorífico de estudo

Foi aplicado um questionário (Apêndice A) para a descrição e caracterização das propriedades rurais que criam ovinos no estado do Acre, cujos animais são abatidos no frigorífico de estudo. Foram selecionados, aleatoriamente, 20 produtores rurais (ovinicultores) que se disponibilizaram em atender e responder o questionário e assinaram o Termo de Consentimento Livre e Esclarecido (Apêndice B). O questionário foi semiestruturado com questões que abrangeram características dos ovinocultores (escolaridade; capacitação para o desenvolvimento da ovinocultura; comercialização e/ou consumo próprio da carne produzida; prática de caça), das propriedades (localidade; tamanho total; percentual de área de pastagem destinada à ovinocultura; existência e características específicas dos apriscos) e dos rebanhos (quantidade de animais; modo de criação; manejo alimentar e sanitário; vacinação; verificação, monitoramento e tratamento das helmintíases; tipos de anti-helmínticos; e destino final dos animais comercializados).

Foi utilizada a ferramenta de análise de regressão linear do programa Excel 2013, conforme estatística descritiva, para as análises quantitativas das relações entre as quantidades de ovinos e os tamanhos das propriedades e também para a quantidade de ovinos e área destinada à ovinocultura. Os dados foram analisados e apresentados em gráficos com frequência e percentual para os questionários aplicados.

4. RESULTADOS

Dos 162 animais abatidos, foram coletadas amostras de fígados com lesões aparentes de 110 (67,90%) ovelhas, sendo de 47 (42,72%) fêmeas e de 63 (57,27%) machos no ponto de abate.

4.1 Lesões macroscópicas hepáticas encontradas nos fígados de ovinos coletados no frigorífico de estudo (n=110)

Foram observadas diversas alterações na macroscopia, tais como: nódulos grosseiros bem delimitados, apresentando elevações para a superfície externa do fígado, com aspecto irregular, pouco encapsulados, firmes e subcapsulares, com cerca de 2-5cm diâmetro com coloração cinzaesbranquiçada, portanto, mais clara que o fígado ao seu redor (Figura 9 A-D); presença de manchas vermelho-escuras na superfície, diferentes da cor natural do órgão, sugerindo congestão passiva (Figura 10 A), caracterizado pelo fígado em nós-moscada (Figura 10 B); presença de abscessos apresentando estruturas macroscópicas bem delimitadas de área de inflamação purulenta circunscrita, envolvida por uma cápsula de tecido conjuntivo fibroso (Figura 10 B). Foi verificado também o aumento do volume do fígado (Figura 11 A), aspecto amolecido e alteração na coloração, apresentando manchas amareladas pontuais ou difusas, caracterizadas por acúmulo de gordura no parênquima hepático (esteatose) (Figura 11 A,B). Áreas focais ou difusas com alteração na consistência, apresentando espessamento capsular com a formação de placas esbranquiçadas, aderidas a superfície do fígado, caracterizando um aspecto de fibrose (Figura 12 A,B) e cirrose (Figura 13A,B).

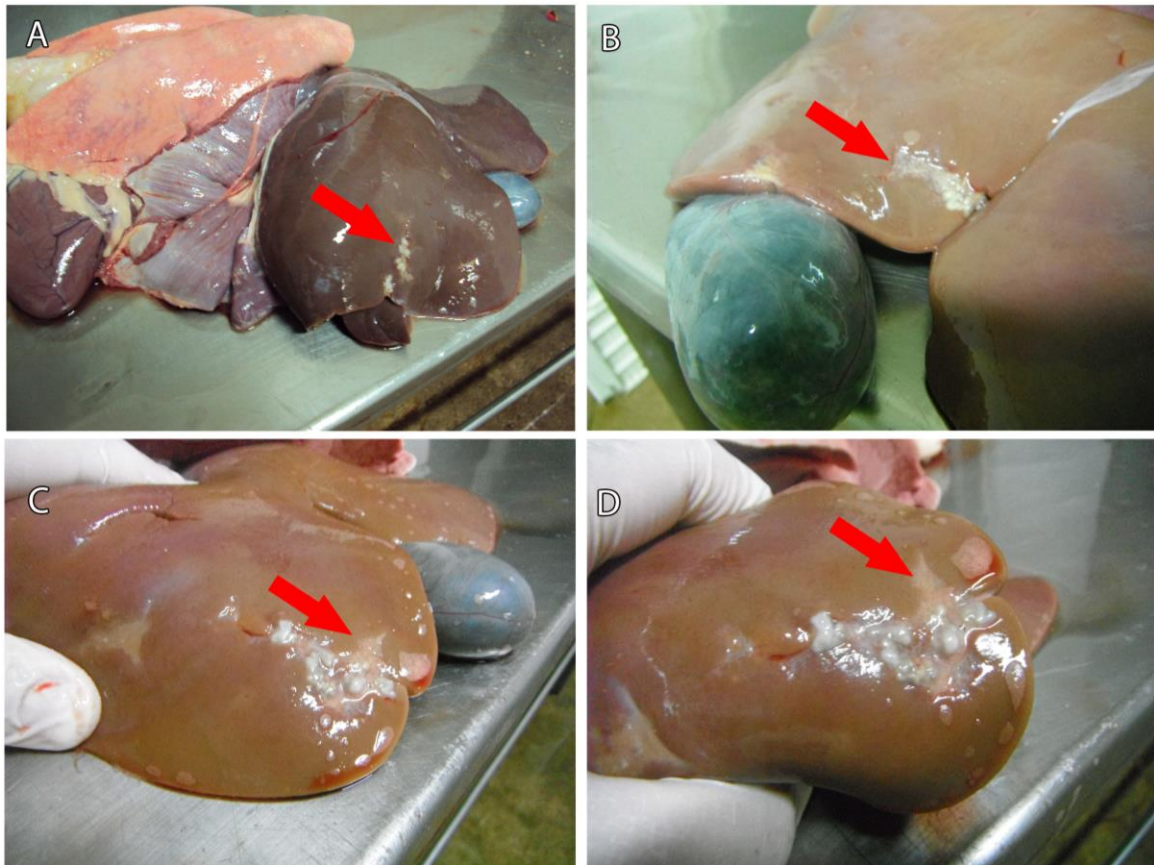


Figura 9 – Lesão macroscópica em fígado de ovinos. Nódulos com aspecto irregular, pouco encapsulados, firmes e subcapsulares (A-D) (Setas).

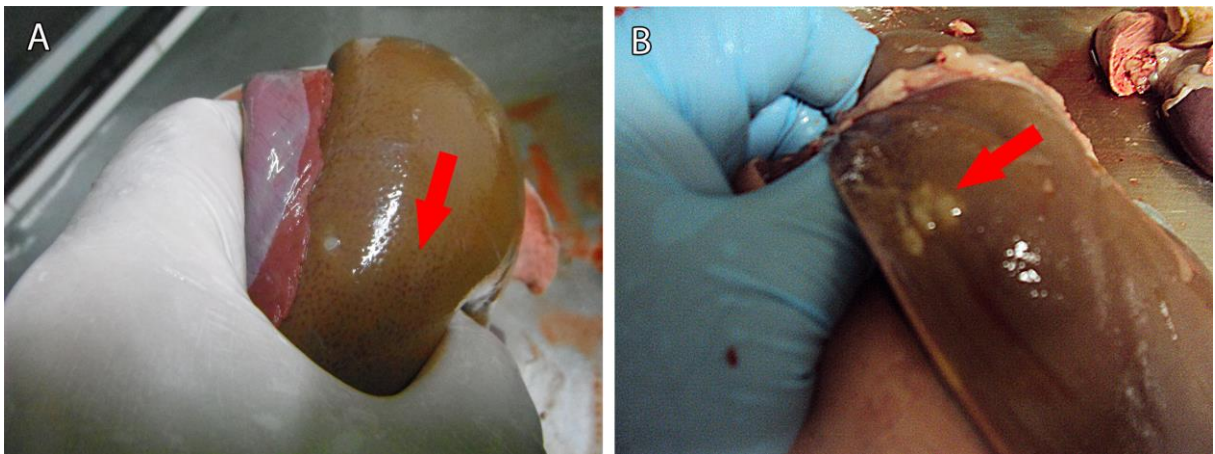


Figura 10 - Lesão macroscópica em fígado de ovinos: (A) Congestão – Fígado em nós moscada (Seta). (B) Abscessos (Setas).

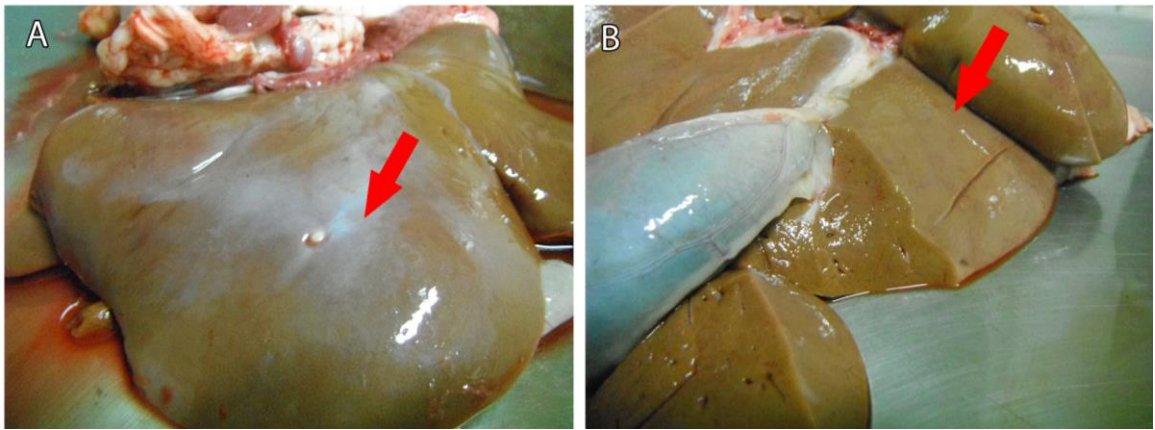


Figura 11 – Lesão macroscópica em fígado de ovinos: (A) aumento do volume do fígado. Esteatose (Setas) (A,B).

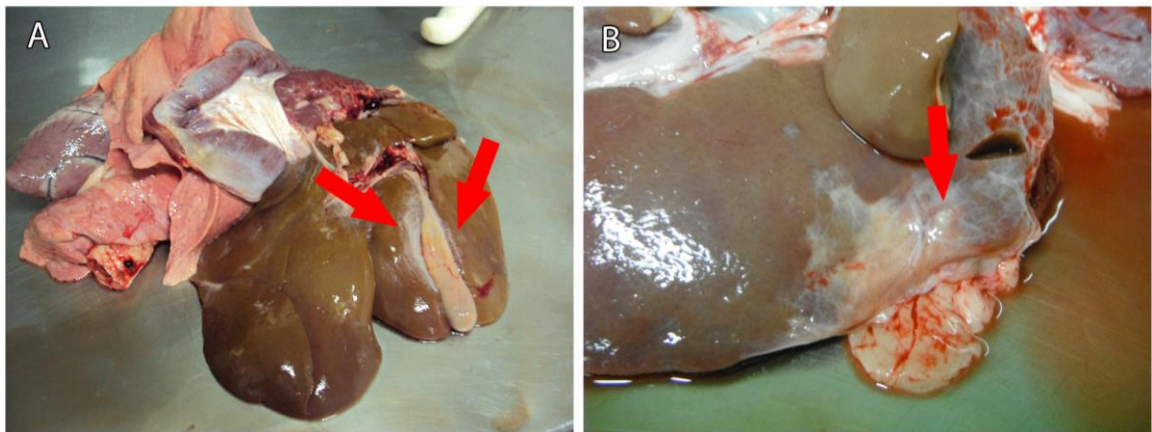


Figura 12 – Lesão macroscópica em fígado de ovinos: (A,B) Fibrose capsular (Setas).

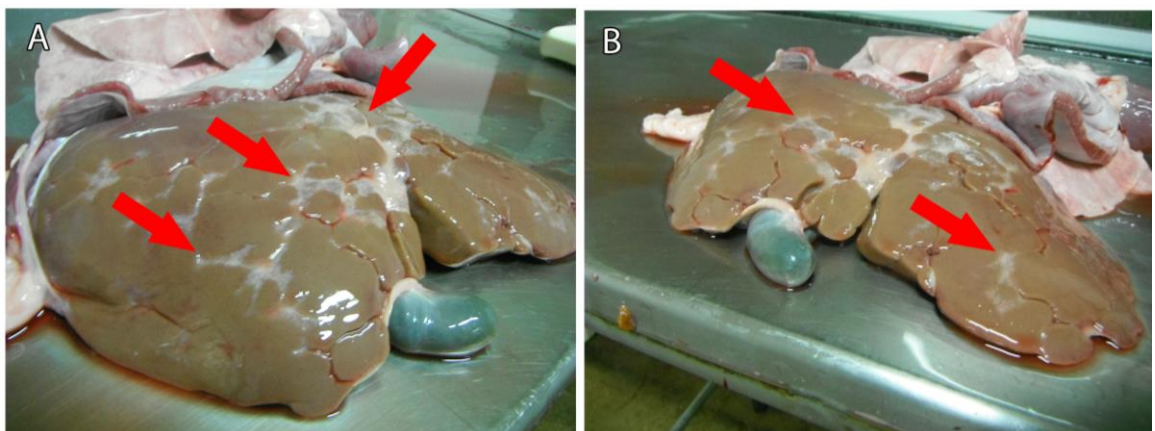


Figura 13 – Lesão macroscópica em fígado de ovinos: (A,B) Cirrose (Setas).

4.2 Lesões microscópicas hepáticas encontradas nos fígados de ovinos coletados no frigorífico de estudo (n=110)

Foram observadas lesões focais necróticas-inflamatórias com infiltrado linfoplasmocitário e eosinofílico multifocal (Figura 14 A). Houve a presença de marcadores nucleares de necrose em diversas áreas do parênquima hepático com a visualização de cariopiconose, cariorrexe e cariólise (Figura 14 B).

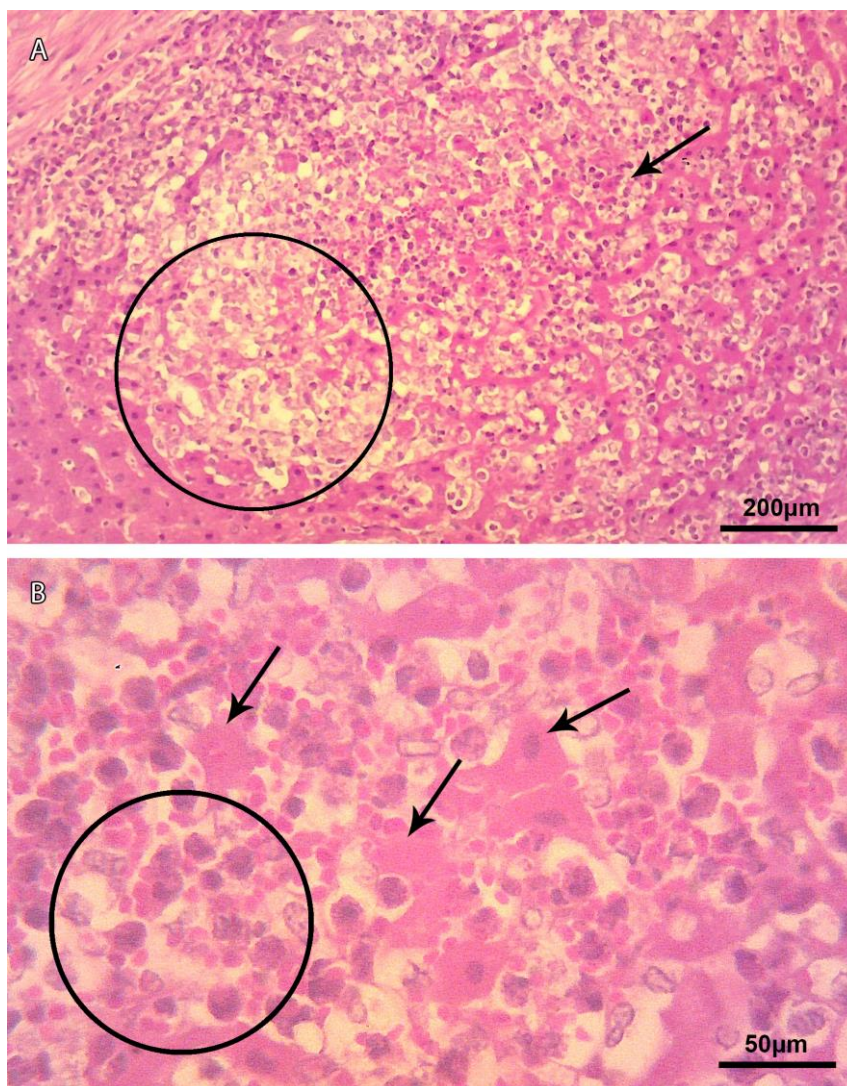


Figura 14 – Fotomicrografia de lesão microscópica em fígado de ovinos: (A) Necrose do tecido hepático (Círculo) e infiltrado leucocitário (Seta) (100X, Coloração H&E); (B) Hepatócitos necrosados com marcadores nucleares (Setas) e células de infiltrado leucocitário (Círculo) (400X, Coloração H&E).

Foram verificados outros achados histopatológicos dispersos no parênquima: presença de pseudolóbulos formados por grupos de hepatócitos com arranjo cordonal sem arquitetura lobular definida (Figura 15 A,B), circundados por tecido fibroso proveniente dos espaços portais, contendo numerosos ductos biliares proliferativos (Figura 16 A,B).

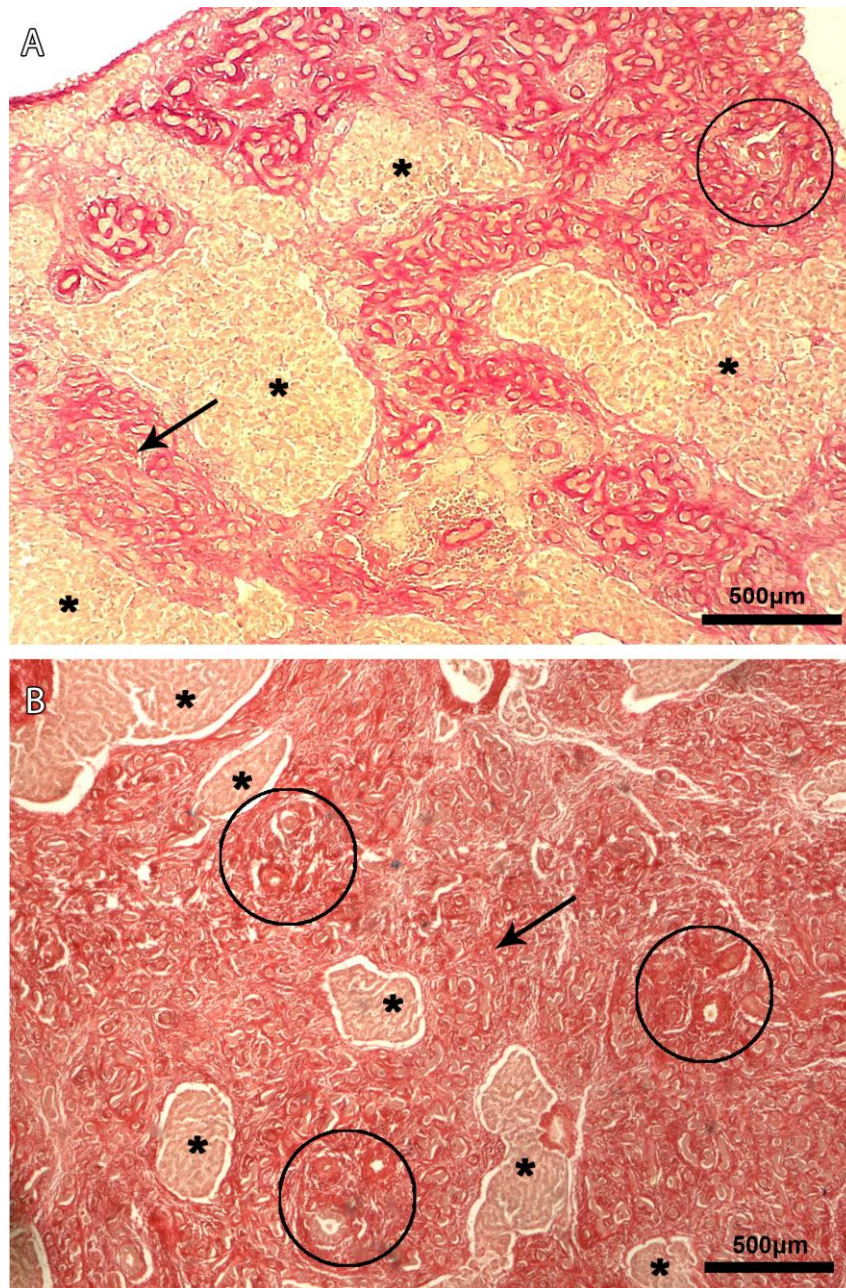


Figura 15 – Fotomicrografia de lesão microscópica em fígado de ovinos: (A) Fibrose de alta intensidade (Seta), pseudolóbulos (*) e expansão ductual (Círculo) (40X, Coloração Picrosirius); (B) Fibrose de alta intensidade (Seta), pseudolóbulos (*) e expansão ductual (Círculo) (40X, Coloração Picrosirius).

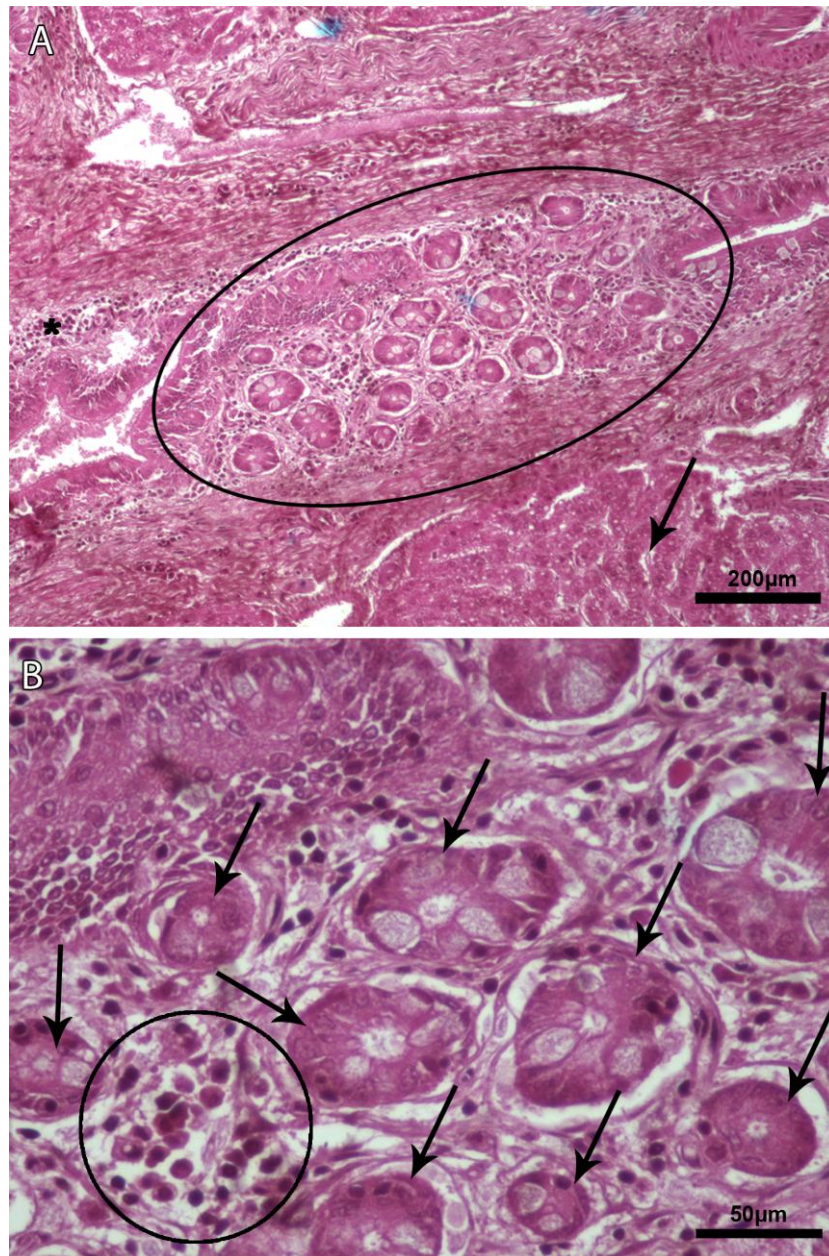


Figura 16 – Fotomicrografia de lesão microscópica em fígado de ovinos: (A) Alargamento do leito dos sinusóides (Seta), infiltrado leucocitário (*) e área de proliferação ductual no parênquima hepático (Círculo) (100X, Coloração H&E); (B) Proliferação ductual no parênquima hepático (Setas) e infiltrado leucocitário eosinofílico (Círculo) (400X, Coloração H&E).

Foi verificada a presença de múltiplos focos de necrose, além da formação de abscessos hepáticos, constituídos por polimorfonucleares, apresentando margens mal delimitadas e irregulares (Figura 17 A,B). Foram encontradas áreas de fibroses na proximidade do espaço porta e da veia centro lobular nos lóbulos hepáticos (Figura 18 A,B) além de fibrose portal em ponte, com septos de tecido conjuntivo

espessos, frequentemente ligando um espaço porta a outro, formação de septos fibrosos longos e finos ao longo da zona acinar III, ligando as veias centrais entre elas (Figura 19 A,B), e acúmulo de gordura na forma de glóbulos arredondados de tamanhos variáveis no citoplasma dos hepatócitos, classificadas como macro e microesteatose (Figura 18 A,B).

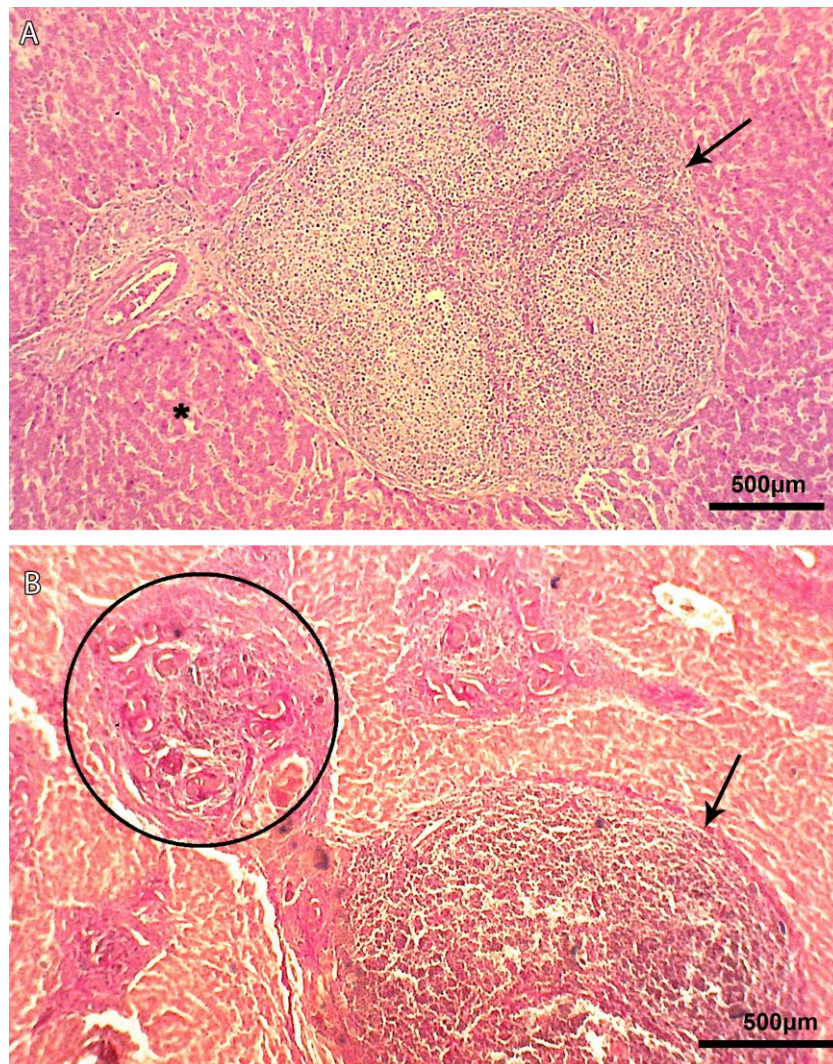


Figura 17 – Fotomicrografia de lesão microscópica em fígado de ovinos: (A) Alargamento do leito dos sinusóides (*) e abscesso com infiltrado leucocitário (Seta) (40X, Coloração H&E); (B) Expansão ductual com presença de colágeno em proximidade em área com a alteração (Círculo), abscesso com necrose (Seta) e alargamento do leito dos sinusóides (*) (40X, Coloração Picrosirius).

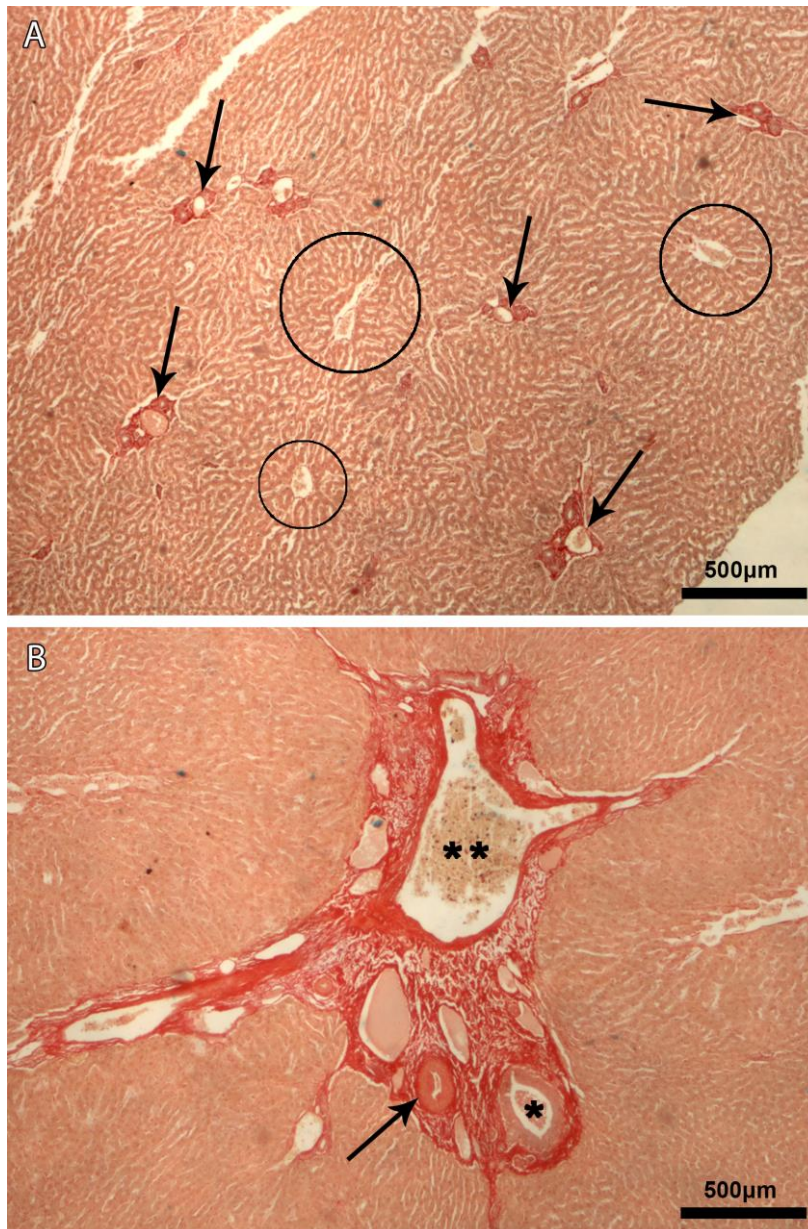


Figura 18 – Fotomicrografia de lesão microscópica em fígado de ovinos: (A) Veias centro lobulares (Círculos) e espaços porta com fibrose (Setas) (40X, Coloração Picrosirius); (B) Ramo da artéria hepática (Seta), veia porta (**), e ducto biliar (*) (40X, Coloração Picrosirius).

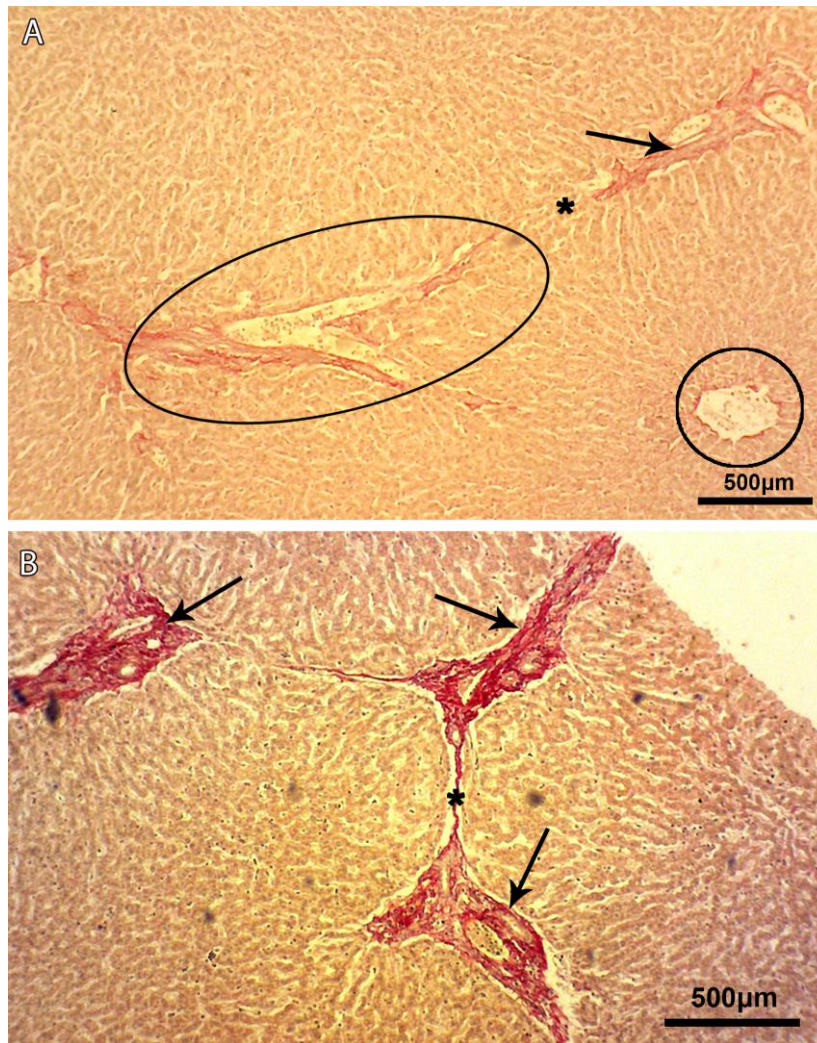


Figura 19 – Fotomicrografia de lesão microscópica em fígado de ovinos: (A) Veias centrolobulares (Círculos), espaço porta (Seta) e necrose em ponte (*) (40X, Coloração Picrosirius); (B) Espaço porta (Setas) e necrose em ponte (*) (40X, Coloração Picrosirius).

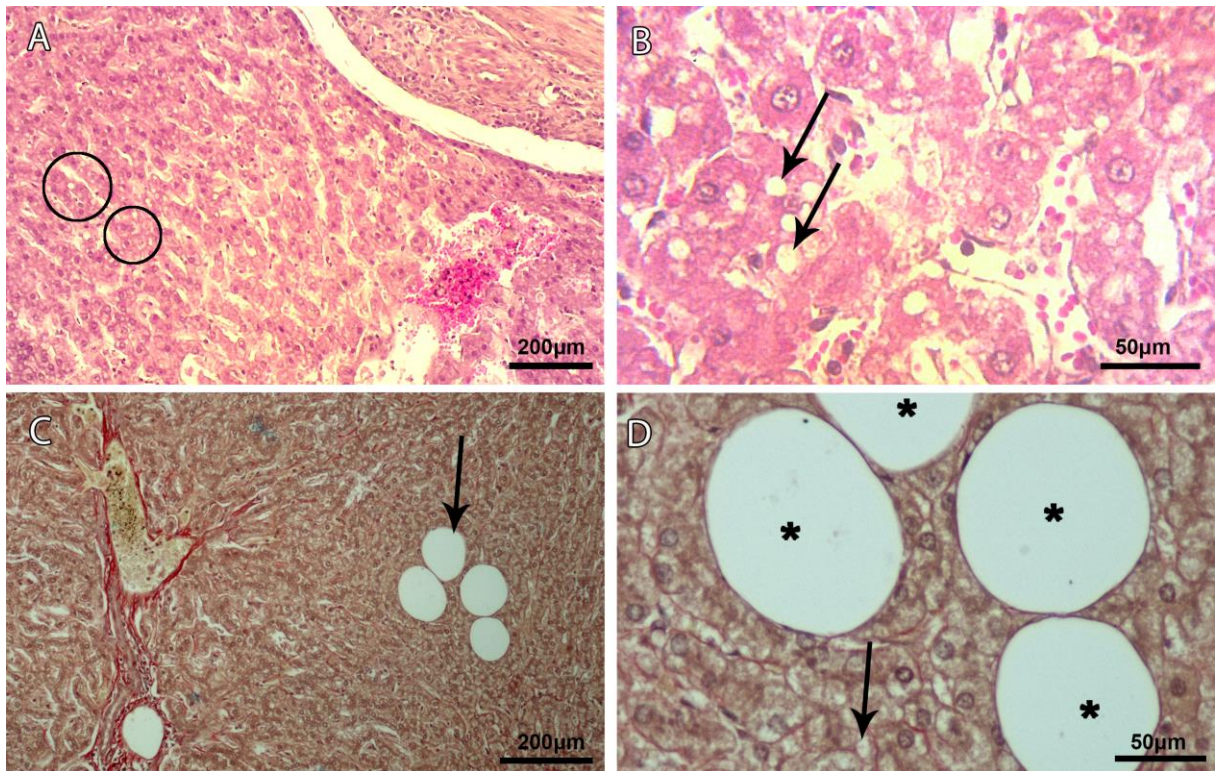


Figura 20 – Fotomicrografia de lesão microscópica em fígado de ovinos: (A) Parênquima hepático destacando áreas de microesteatose nos hepatócitos (Círculo) (100X, Coloração H&E); (B) Acúmulo de gordura no citoplasma dos hepatócitos na forma de glóbulos micro-arredondados (Setas) (400X, Coloração Tricrômico de Mason); (C) Macroesteatose nos hepatócitos (Seta) (100X, Coloração Picrosirius); (D) Glóbulos arredondados: microesteatose (Seta) e macroesteatose (*) (400X, Coloração Picrosirius).

Foi observado o espessamento da camada média das arteríolas em diversas áreas do parênquima hepático. Foram observados aspectos de enrijecimento, perda de elasticidade, espessamento das paredes das arteríolas e aumento do depósito de material de origem proteica (Figura 21 A,B).

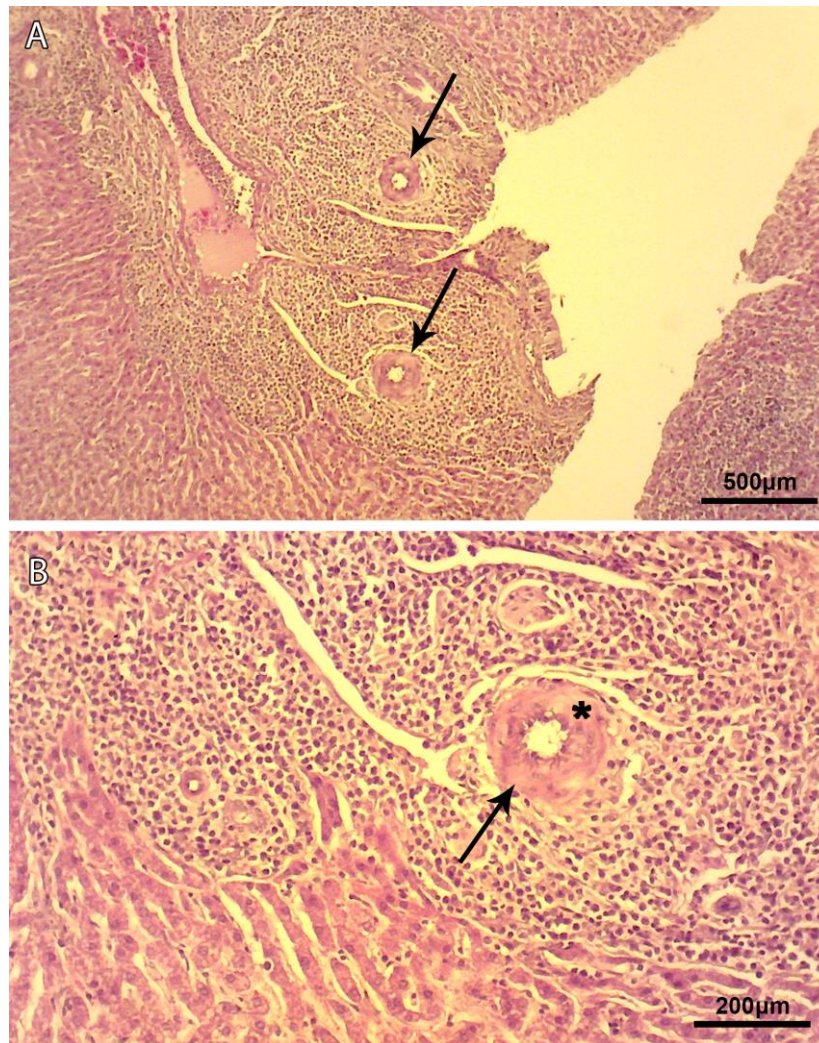


Figura 21 – Fotomicrografia de lesão microscópica em fígado de ovinos: (A) Arteríolas no parênquima hepático com camada média espessa (Setas) (40X, Coloração H&E); (B) Arteríola (Seta) e camada média espessa (*) (100X, Coloração H&E).

Foi verificada lesão central necrótica, distribuída em diversas áreas no parênquima hepático, apresentando tecido inflamatório crônico mononuclear constituído por macrófagos, linfócitos e fibroblastos, delimitados por uma cápsula fibrosa, caracterizando reação granulomatosa (Figura 22 A-D). Pode-se verificar calcificação distrófica em algumas lesões centrais necróticas e a presença de células em paliçada ao redor das reações granulomatosas, principalmente nos que ainda não apresentavam encapsulamento fibroso (Figura 22 A,C).

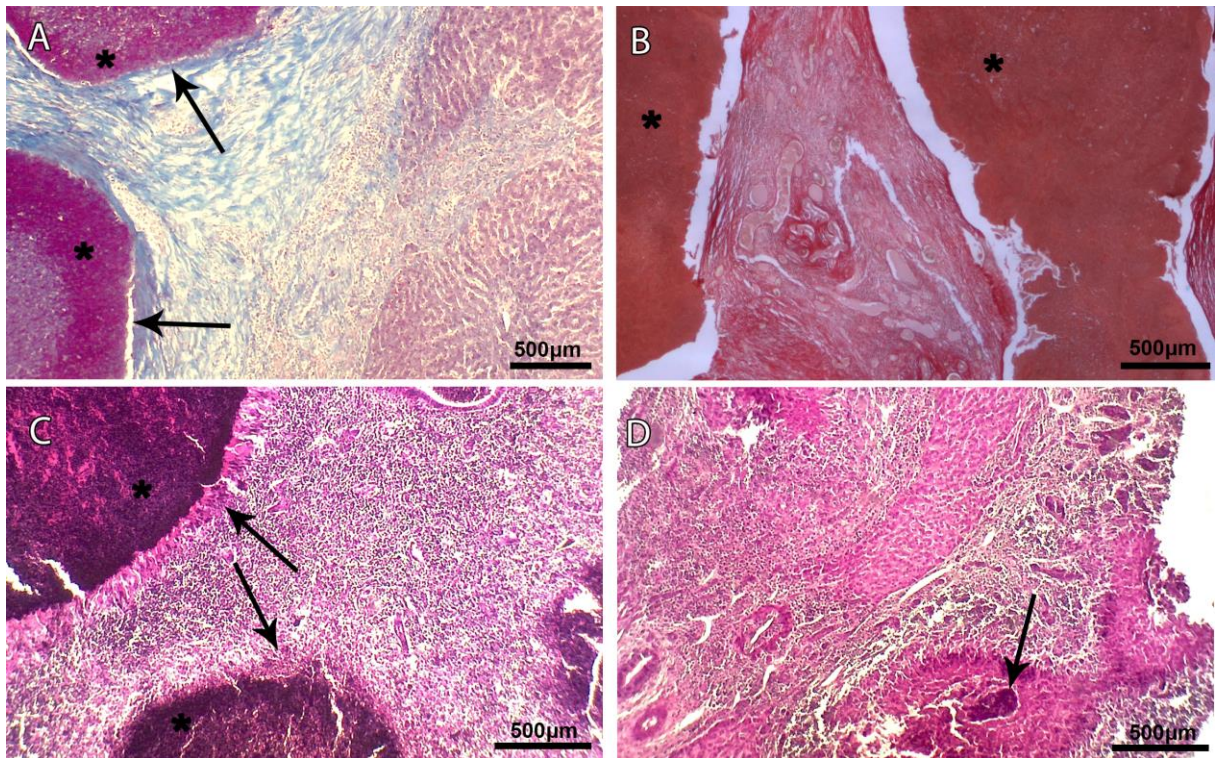


Figura 22 – Fotomicrografia de lesão microscópica em fígado de ovinos: (A) Granuloma no parênquima hepático (Seta) e áreas de calcificação distrófica no granuloma (*) (40X, Coloração Tricrômico de Mason); (B) Granuloma no parênquima hepático (*) (40X, Coloração Picrosirius); (C) Granuloma com deposição de área de calcificação (*) e células em paliçadas ao redor do granuloma (Setas) (40X, Coloração H&E); (D) Pequeno granuloma no parênquima hepático (Seta) (40X, Coloração H&E).

A análise histopatológica demonstrou fibrose capsular nas amostras, apresentando áreas de espessamento e aumento de depósito tecido conjuntivo fibroso (Figura 23 A,B).

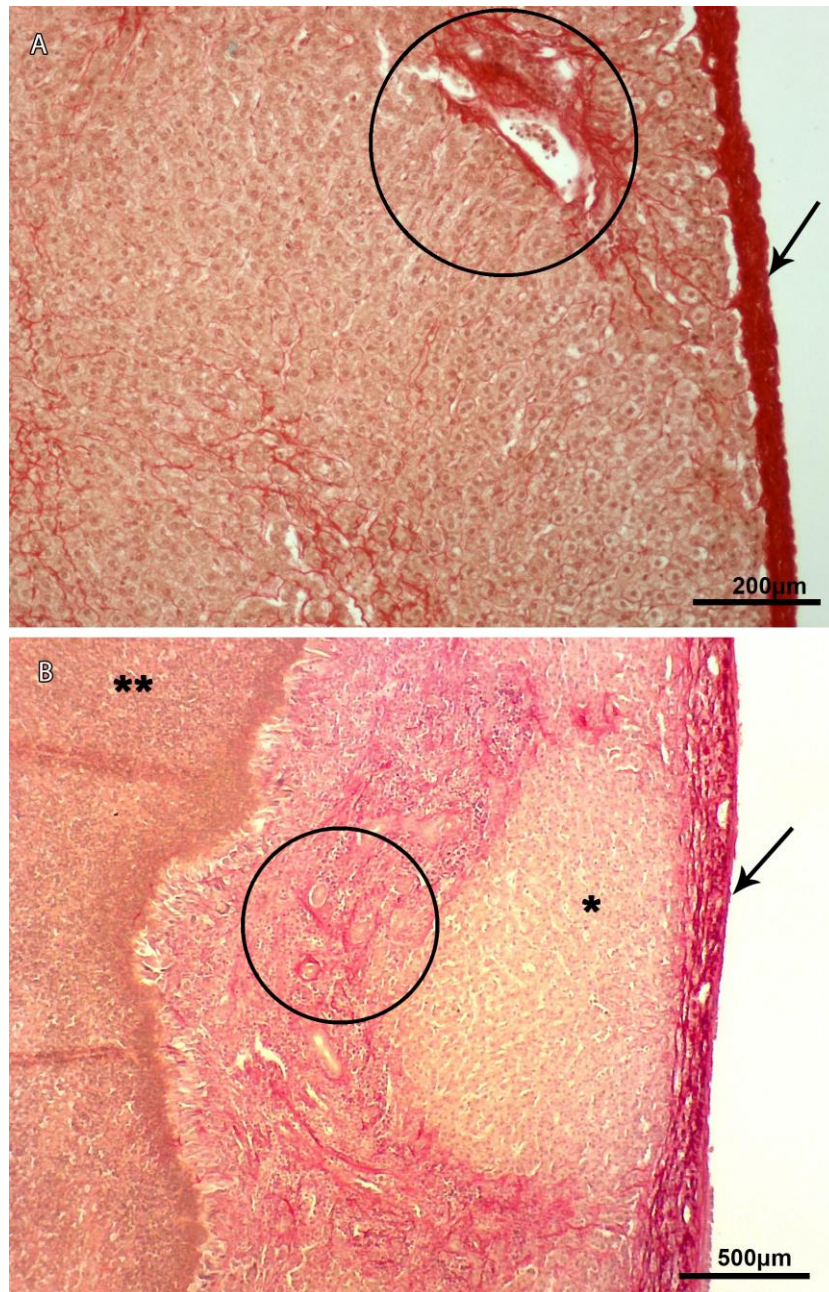


Figura 23 – Fotomicrografia de lesão microscópica em fígado de ovinos: (A) Depósito de colágeno no espaço porta (Círculo) e fibrose capsular (Seta) (100X, Coloração Picrosirius); (B) Expansão ductual com fibrose (Círculo), fibrose capsular (Seta), pseudolóbulos (*) e granuloma com borda celular em paliçada (**) (40X, Coloração Picrosirius).

4.2.1 Presença de ovos de helmintos

Ovos de helmintos capilarídeos (Capillariidae) foram encontrados em uma amostra sendo observados no parênquima hepático caracterizados pelo formato ovalar, capsula estriada e opérculo bipolar não profuso. Os três aglomerados de ovos desse tipo estavam cercados por tecido conjuntivo fibroso (Figura 24 A-C).

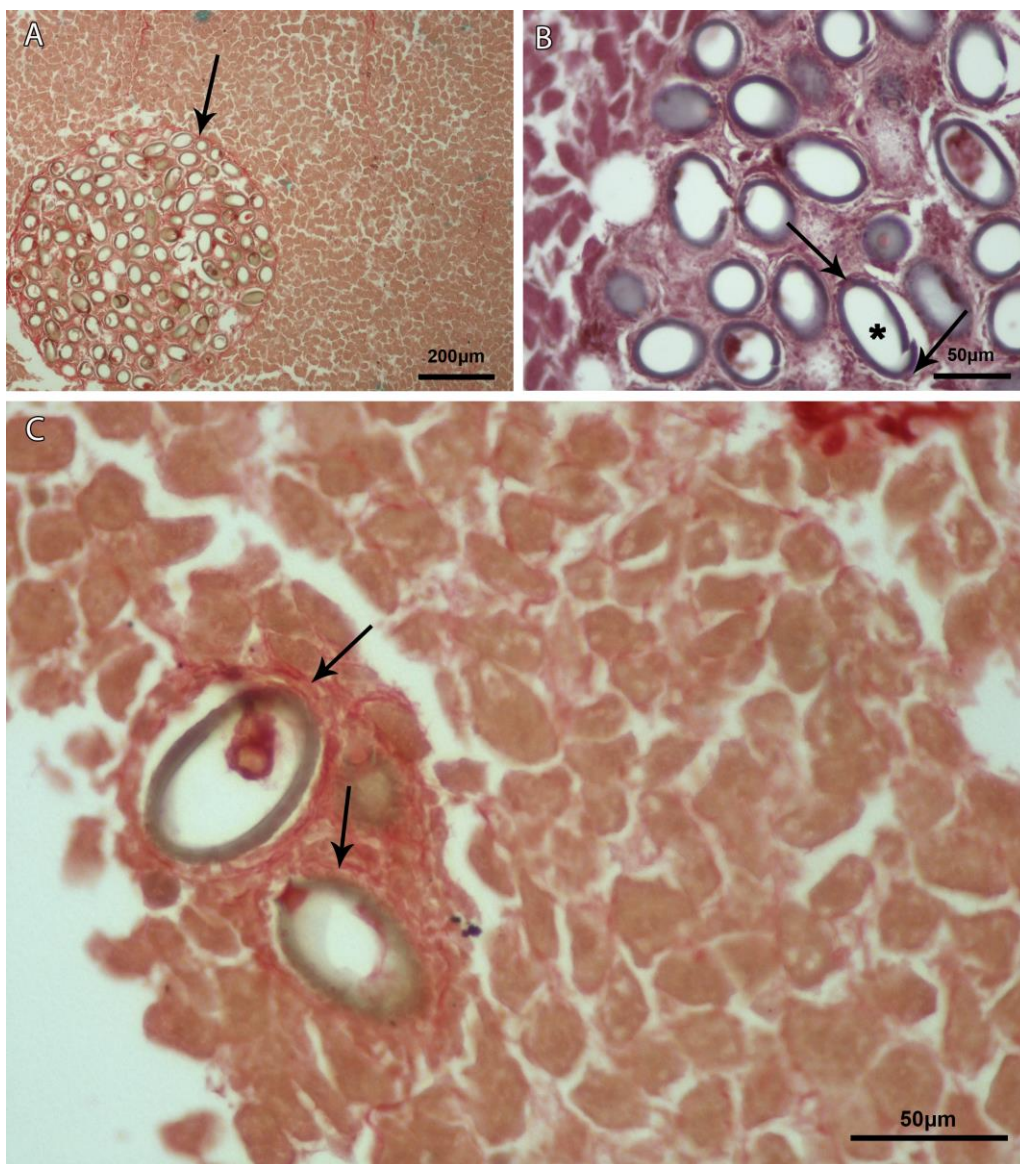


Figura 24 – Fotomicrografia de parênquima hepático com ovos de capilarídeo (Capillariidae). (A) Aglomerado de ovos de capilarídeo em parênquima hepático (Seta) (100X, Coloração Picrosirius); (B) Ovos não embrionados de capilarídeo em parênquima hepático (*) e opérculos (Setas) (400X, Coloração H&E); (C) Fibras de colágeno envolvendo os ovos de capilarídeo (Setas) (400X, Coloração Picrosirius).

4.2.2 Morfometria dos ovos de capilarideo

O parênquima hepático de uma amostra apresentou um conjunto de ovos de capilarideo (Capillariidae), que apresentava forma oval, cápsula estriada e operculum bipolar não profusa. A morfometria dos ovos (n=10) indicou variações de comprimento entre 47,5 e 50 μm (média: $48,5 \pm 1,29 \mu\text{m}$) e em largura entre 22,5 e 25 μm (média: $24,5 \pm 1,05 \mu\text{m}$) (Figura 25 A,B).

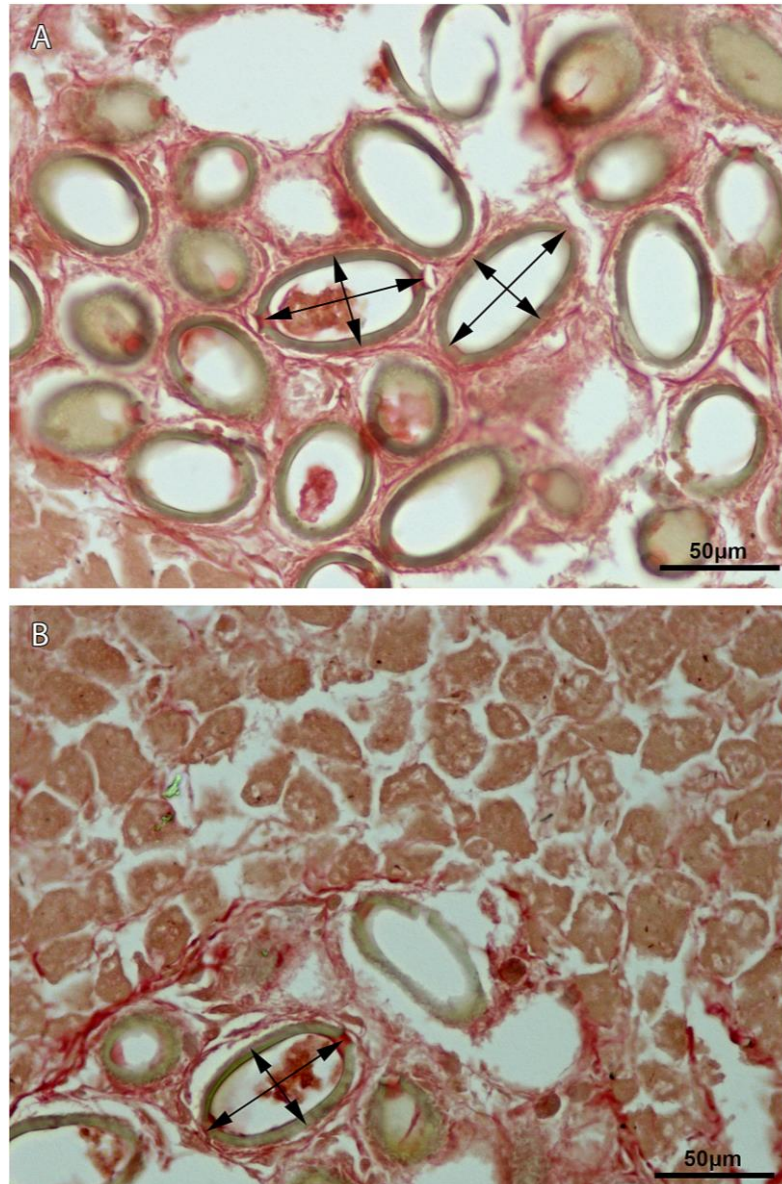


Figura 25 – Morfometria dos ovos de capilarideo (Capillariidae) (A e B) Medidas de comprimento e largura dos ovos de capilarideo (400X, Coloração Picrosirius).

4.2.3 Presença de fragmentos de formas adultas de nematoides

Foram encontrados fragmentos de formas adultas de helmintos do filo Nematoda caracterizados pela morfologia cilíndrica, presença de pseudoceloma (pesedoceloma), camada muscular da parede corporal de fibras longitudinais, cut/ícula de revestimento e o esôfago trirradiado. Também foi observada presença de infiltrados leucocitários eosinofílicos ao redor das formas evolutivas (Figura 26 A-D).

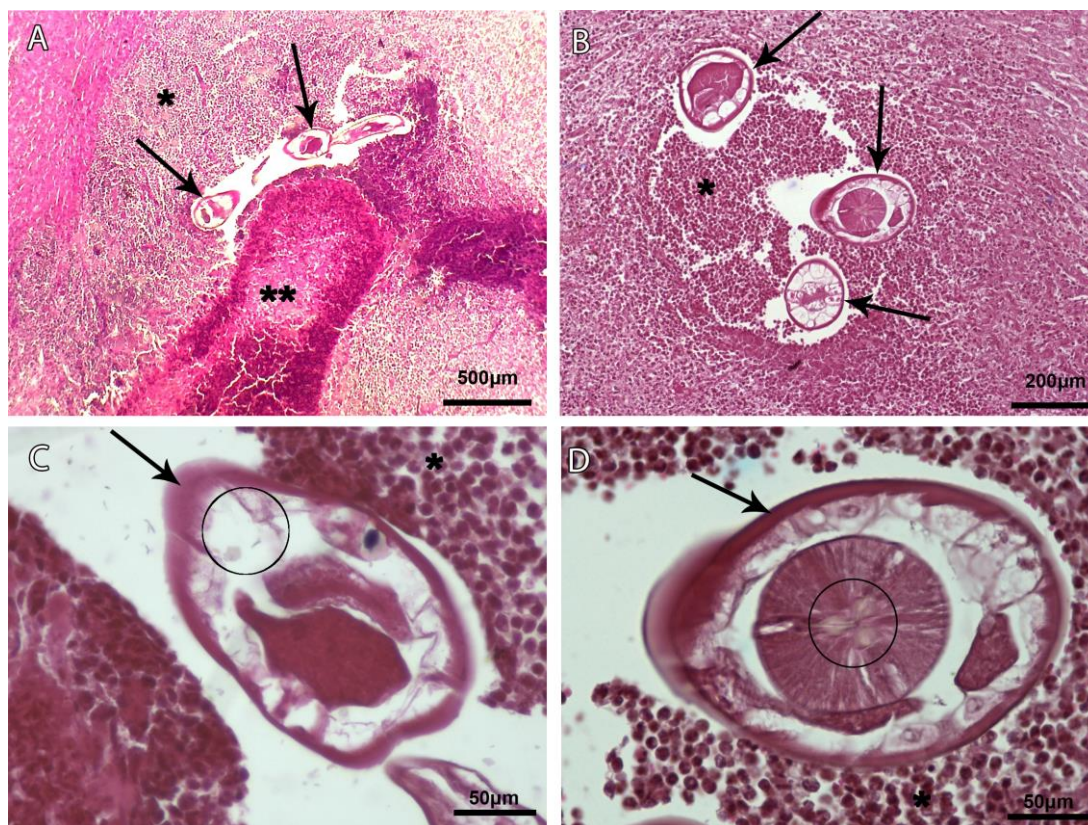


Figura 26 – Fotomicrografia de parênquima hepático com fragmentos de forma adultas de helminto nematóide. (A) Fragmentos de formas adultas de nematoides no parênquima hepático (Setas), granulomas (**), infiltrado leucocitário (*) e fibras de cálcio no granuloma (Círculo) (40X, Coloração H&E); (B) Fragmentos de formas adultas de nematoides no parênquima hepático (Setas) e infiltrado leucocitário (*) (100X, Coloração H&E); (C) Fragmento de forma adulta de nematoide destacando o corte transversal da camada muscular da parede corporal (Seta), pseudoceloma (pesedoceloma) (Círculo) e infiltrado leucocitário eosinofílico (*) (400X, Coloração H&E); (D) Fragmento de corpo de helminto nematoide destacando o corte transversal

da camada muscular da parede corporal (Seta), esôfago trirradiado (Círculo) e infiltrado leucocitário eosinofílico (*) (400X, Coloração H&E).

4.3 Resultados das informações obtidas com o questionário aplicado aos ovinocultores

Um total de 20 propriedades rurais (17 de Xapuri, 01 de Rio Branco e 02 de Sena Madureira) que forneciam ovinos para o abate no frigorífico de estudo foram selecionadas para a aplicação de questionário. Todos os entrevistados relataram explorar a ovinocultura em suas propriedades rurais, porém como atividade secundária a atividade de bovinocultura, considerada a principal fonte econômica. Dos 20 ovinocultores entrevistados, 18 (90%) relataram também praticar a caça de animais silvestres para consumo, sendo capivaras, pacas, tatus e veados os animais mais abatidos.

No quesito capacitação, 15 (75%) produtores responderam que nunca realizaram nenhum tipo de curso para capacitação voltado para a produção de ovinos e/ou administração de propriedade rural; 2 (10%) ovinocultores já haviam realizado tanto curso de capacitação na área de controle de helmintos e manejo de ovinos quanto de administração de propriedade rural; 2 (10%) entrevistados já haviam realizado somente curso de capacitação na área de controle de helmintos e manejo de ovinos; e 1 (5%) entrevistado realizou somente o curso de capacitação em administração da propriedade rural. O grau de escolaridade desses participantes da pesquisa (ovinicultores) está demonstrado na Figura 27.

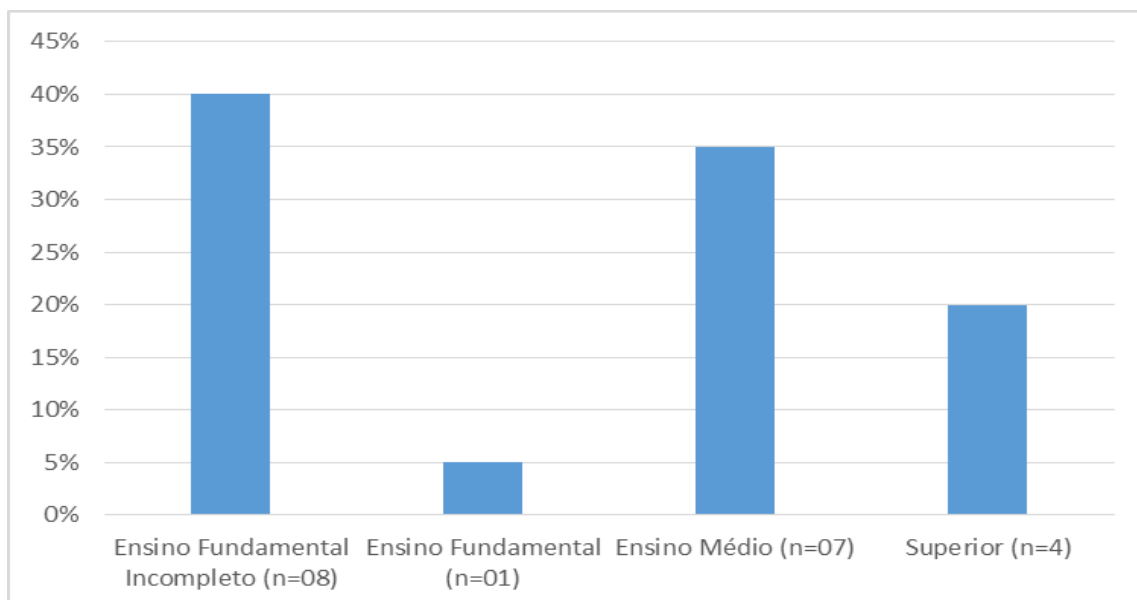


Figura 27 - Grau de escolaridade dos ovinocultores das propriedades rurais selecionadas no estudo.

Foi observado que 8 (40%) ovinocultores possuíam propriedades de até 50 hectares; 4 (20%) possuíam propriedades com intervalo de áreas entre 50-100 hectares; 5 (15%) com áreas entre 100-200 hectares; 4 (20%) com áreas entre 200-500 hectares; e 1 (5%) possuía uma área maior que 500 hectares. As propriedades foram agrupadas em intervalos de tamanho, conforme demonstrado na Figura 28.

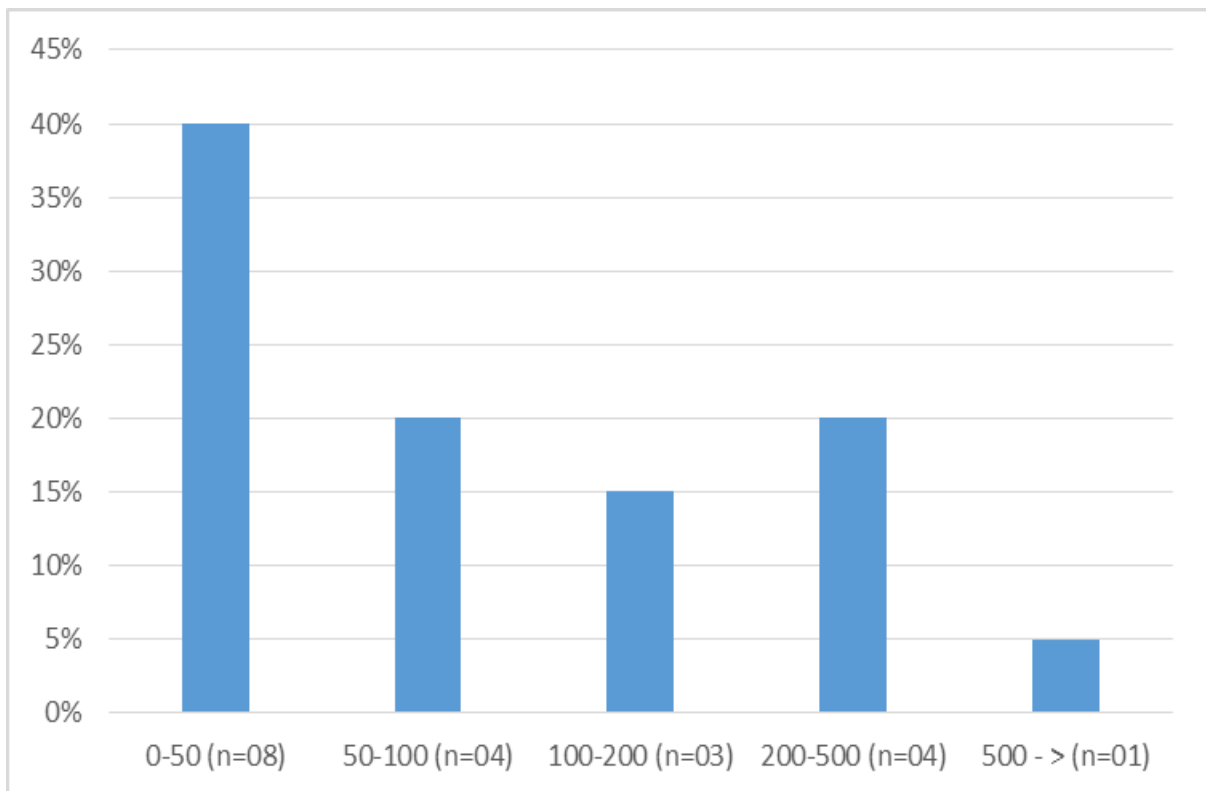


Figura 28 - Comparativo do tamanho em hectares das propriedades rurais selecionadas no estudo.

O levantamento da percentagem da área rural de pastagem que os ovinocultores destinavam para criação de ovinos (Figura 29) demonstrou que 9 (45%) ovinocultores destinavam 10% da área de pastagem da propriedade para ovinocultura; 6 (30%) destinavam entre 10 à 30%; 2 (10%) destinavam entre 30-50%; e 3 (15%) ovinocultores entre 50 à 70% da sua área total de pastagem.

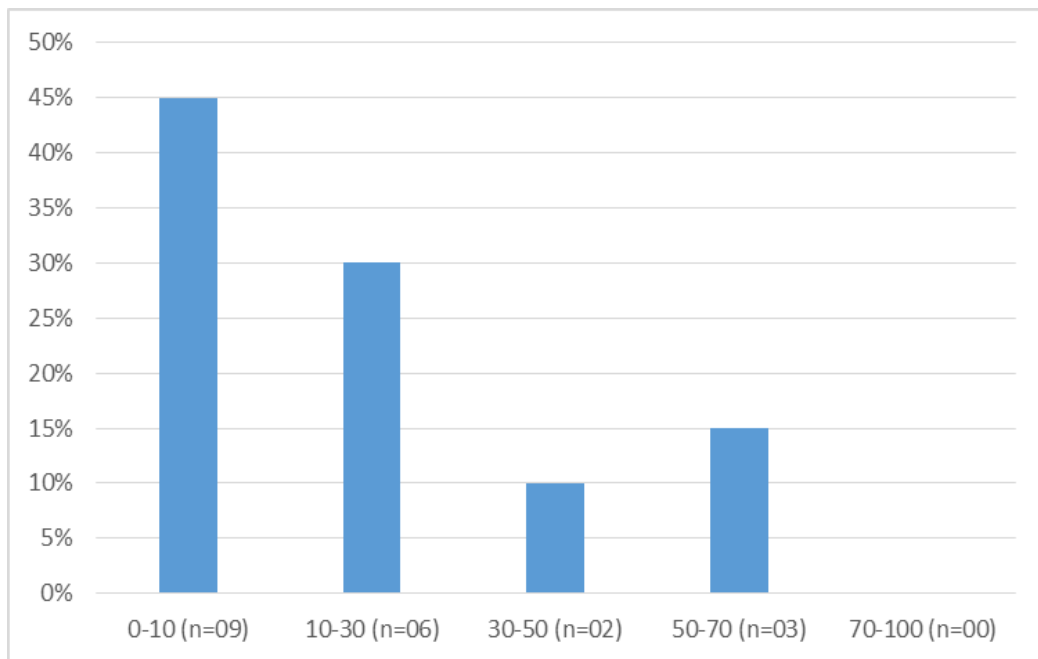


Figura 29 - Comparativo do percentual de área destinada à ovinocultura entre as propriedades selecionadas no estudo.

Com relação ao tamanho dos rebanhos de ovinos, 19 (95%) dos ovinocultores possuíam menos de 200 ovinos em suas propriedades; 07 (35%) entre 100 a 200; 03 (15%) entre 50-100 e 06 (30%) possuíam entre 10 a 50 ovinos (Figura 30).

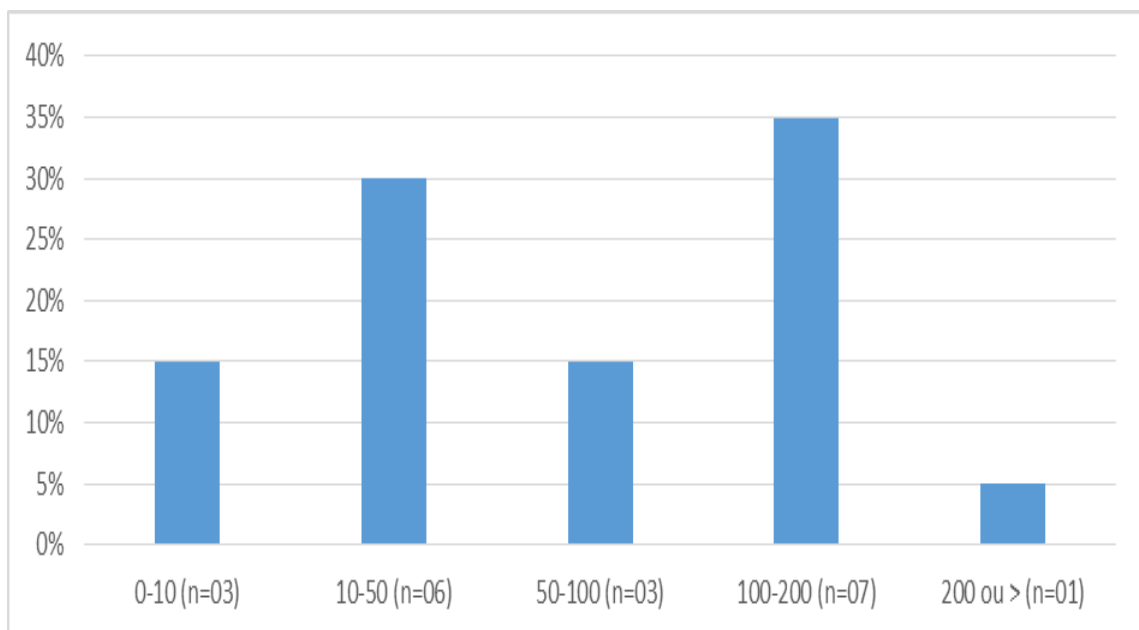


Figura 30 - Tamanho dos rebanhos de ovinos nas propriedades selecionadas.

O resultado da análise de correlação entre quantidade de ovinos e tamanho da propriedade foi positivo, porém, próximo de zero ($R^2=23,53\%$), conforme na Figura 31.

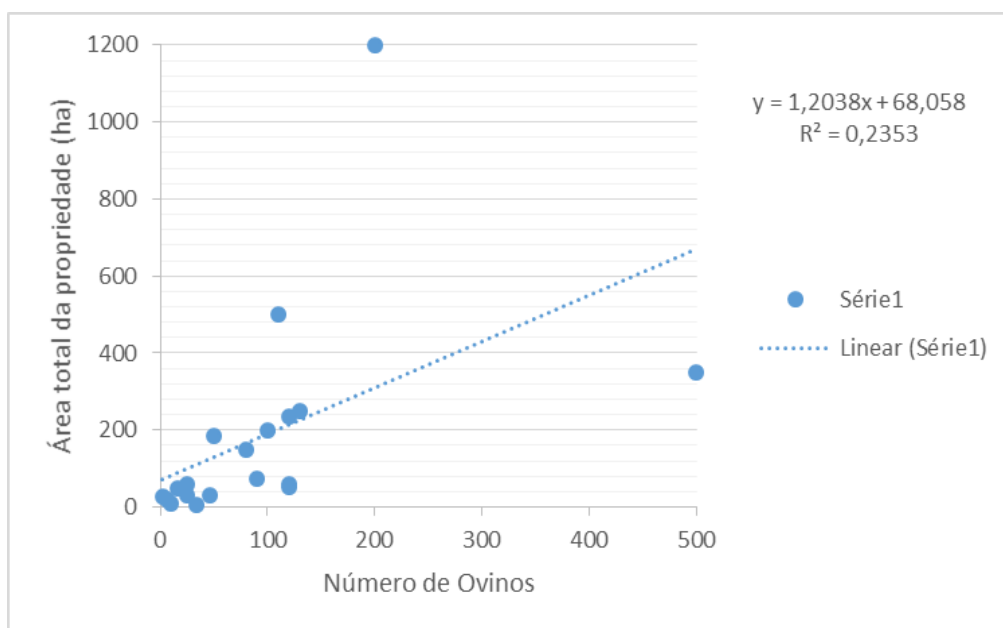


Figura 31 - Correlação entre quantidade de ovinos e tamanho da propriedade.

O resultado da análise de correlação entre quantidade de ovinos e área destinada à ovinocultura foi de valor positivo, de alto índice e próximo à 1 ($R^2=92,10\%$), conforme demonstrado no Figura 32.

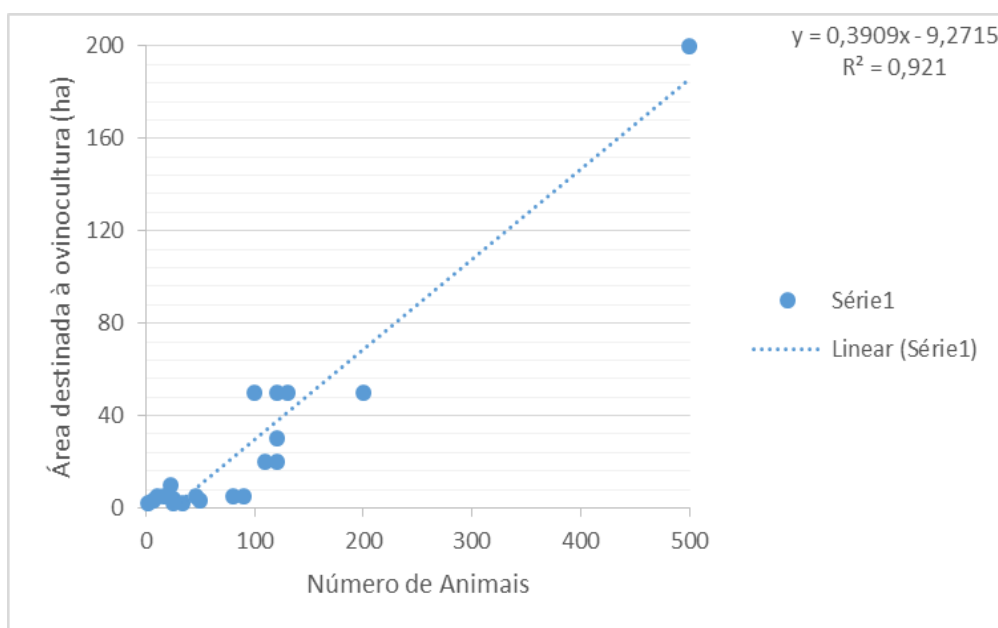


Figura 32 - Correlação entre quantidade de ovinos e área destinada à ovinocultura.

Em termos de infraestrutura, todos (n=20) responderam que utilizavam cerca normal consorciada com cerca eletrificada. Com relação à existência de apriscos, 10 (50%) ovinocultores utilizavam aprisco de chão ripado (Figura 33 A) exclusivos para ovinos; 7 (35%), possuíam aprisco de chão batido, com o mesmo sendo compartilhado para bovinos de corte (Figura 33B); 2 (10%) utilizavam aprisco de chão cimentado, com o mesmo sendo compartilhado pela bovinocultura leiteira (Figura 33C); e 1 (5%) ovinocultor não utilizava nenhum tipo de aprisco (Figura 33 D). Esses resultados também estão demonstrados na Figura 34.



Figura 33 - Tipos de piso de apriscos utilizados pelos ovinocultores no estado do Acre. (A) Piso ripado (Seta); (B) Piso de chão batido (*); (C) Piso cimentado (Estrela); (D) Propriedade rural sem aprisco para os animais.

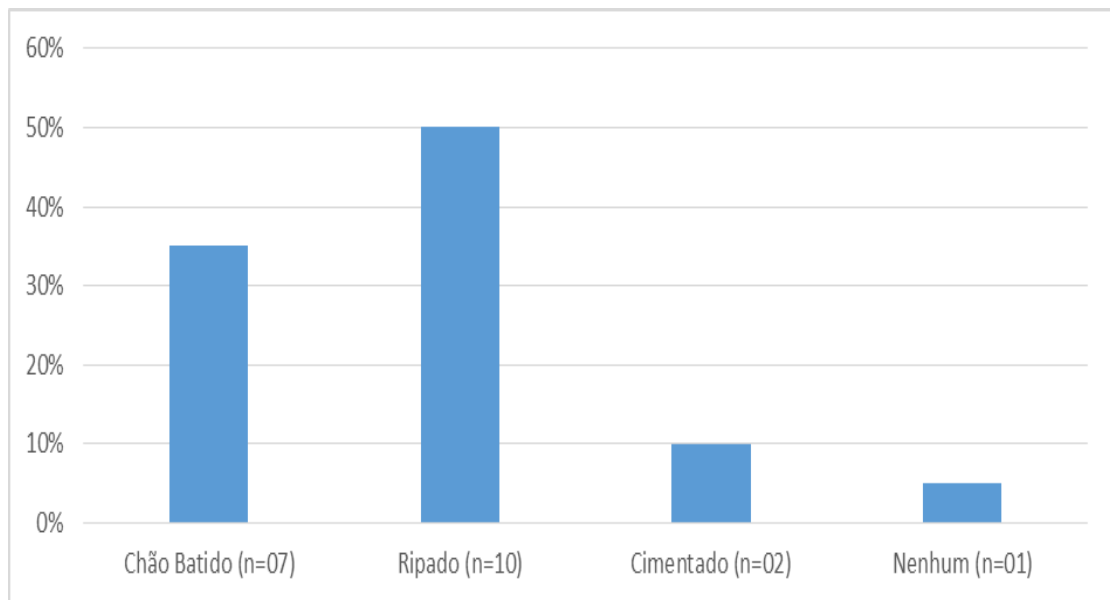


Figura 34 - Resultados sobre a utilização e o tipo do piso do aprisco empregado pelos ovinocultores selecionados.

Todos os ovinocultores (n=20) responderam que não possuíam ou seguiam algum calendário de vacinação específico para a ovinocultura. Dentre eles, 18 (90%) produtores não empregavam nenhum tipo de vacinação nos ovinos, enquanto 2 (10%) realizavam somente a vacinação contra carbúnculo sintomático.

No que diz respeito aos métodos de avaliação prévia e acompanhamento da infecção por helmintos nos animais e até mesmo à administração ou não de anti-helmínticos, 2 (10%) produtores utilizavam o tipo FAMACHA (Figura 35A) para análise prévia, acompanhamento de infecção e tomada de decisão para o emprego de anti-helmínticos; 2 (10%) utilizavam o método laboratorial OPG (Figura 35B) associado ao FAMACHA com os mesmos objetivos; e 16 (80%) produtores relataram que tomavam a decisão de empregar anti-helmínticos no rebanho somente quando os animais começavam a morrer e/ou emagrecer em demasia. Todos relataram que o período que mais vermifugavam consistia com a estação de inverno amazônico, onde a pluviometria é maior.

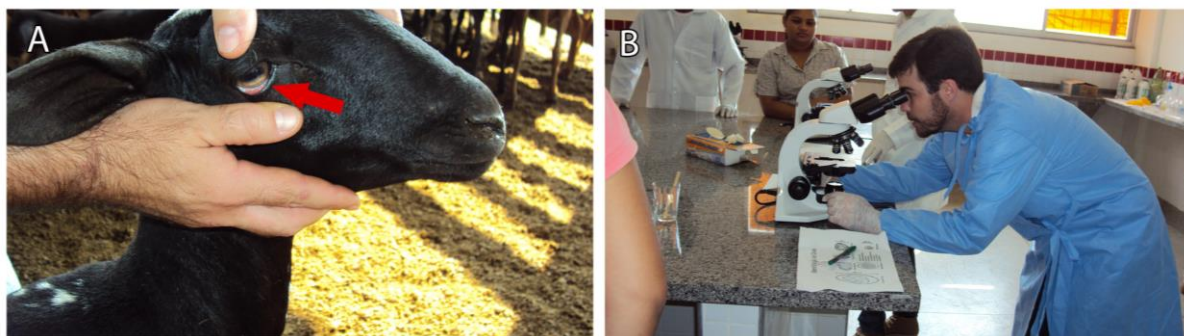


Figura 35 - Metodologias prévias de verificação, monitoramento e direcionamento para a administração de anti-helmínticos nos ovinos. (A) Avaliação clínica da conjutiva ocular (Método FAMACHA) (Seta); (B) Contagem de ovos de helmintos presentes em fezes ovinas (Método OPG).

Quanto ao tipo de anti-helmíntico empregado, seja por via oral (Figura 36A) ou de forma injetável (Figura 36B), 14 (70%) relataram a utilização exclusiva de ivermectina; 4 (20%) uma combinação de ivermectina com albendazol; 1 (5%) a utilização exclusiva do albendazol; e 1 (5%) utilizava levamisol.



Figura 36 - Métodos de vermifugação utilizados por produtores acreanos. (A) Vermifugação oral (Seta); (B) Vermifugação subcutânea (Seta).

Os produtores entrevistados (n=20) utilizam e sua produção dois tipos de estrutura para o fornecimento de água para as ovelhas. Um é o bebedouro com boia com água proveniente de poço (Figura 37 A) e outro é o riacho ou igarapé (Figura 37 B).

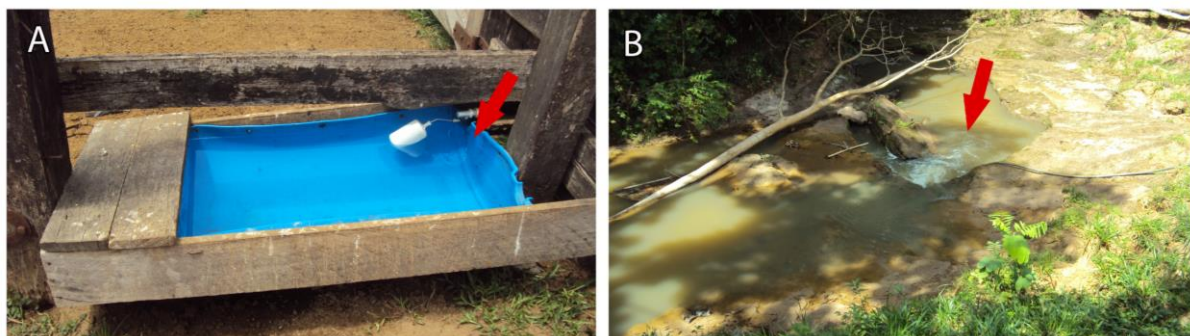


Figura 37 – Bebedouros encontrados nas ovinoculturas acreanas. (A) Bebedouro (Seta); (B) Riacho/Igarapé (Seta).

Com relação ao contato dos ovinos com outros animais, 100% dos entrevistados relataram que os ovinos têm contato com outros animais domésticos e/ou de produção, como cães, gatos, cavalos e bovinos. Todos também admitiram que os ovinos têm contato com animais silvestres dada a proximidade e/ou inserção das propriedades em ambientes florestais. A presença de animais silvestres nas propriedades pode ser visualizada nas imagens apresentadas na Figura 38.

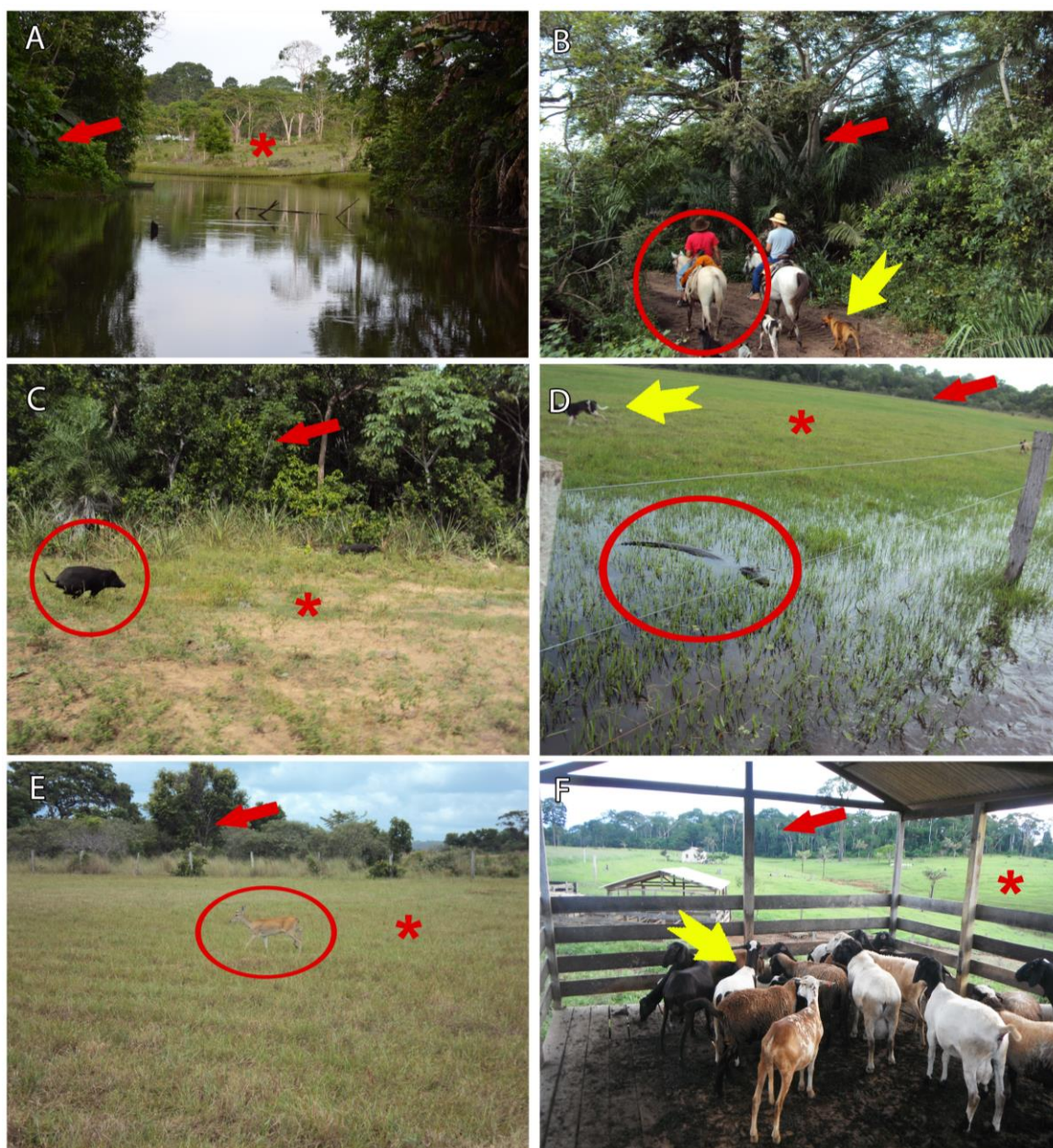


Figura 38 – Interação entre ovinocultores e animais domésticos, de produção e silvestres nas propriedades rurais. (A) Floresta (Seta) e pastagem (*); (B) Floresta (Seta), animal doméstico (equino) (Círculo), animal doméstico (cão) (Seta amarela); (C) Floresta (Seta), animal silvestre (cateto) (Círculo) e pastagem (*); (D) Floresta (Seta), pastagem (*), animal silvestre (jacaré) (Círculo) e animal doméstico (cão) (Seta amarela); (E) Floresta (Seta), pastagem (*), animal silvestre (veado) (Círculo); (F) Floresta (Seta), pastagem (*), animais domésticos (ovinos) (Seta amarela).

5. DISCUSSÃO

Este estudo teve por objetivo realizar estudo histopatológico em fígados de ovinos de criações extensivas, abatidos em frigorífico no município de Rio Branco, a fim de evidenciar possível presença de agentes parasitários. Foi possível conduzir esse estudo na região acima mencionada com a demonstração de lesões hepáticas com infecções (Calle, 1961, Piazza et al., 1963, Sawamura et al., 1999; Gomes et al., 2006).

Foram observadas lesões hepáticas macroscópicas caracterizadas como pequenos nódulos de caráter inflamatório com áreas de fibrose, aparentemente calcificadas, que sugeriram a presença de granulomas. Há várias etiologias para esses granulomas tais como doenças autoimunes, fármacos, câncer e idiopáticos, porém a associação com doenças infecciosas (bacteriana, viral e fúngica) e parasitárias é a causa mais comum (Flamm, 2012; Lamps, 2015). Embora a cisticercose, fasciolose e a hidatidose pudessem estar relacionadas nesse contexto (Roberts, 1982; Vechiato et al., 2011) não foram observadas formas evolutivas desses agentes parasitários com as avaliações microscópicas. A possibilidade de tuberculose foi descartada devido a mineralização linear, bem como aos histiócitos em paliçada (Costa et al., 2006).

É conhecido que ovinos são hospedeiros intermediários de *E. granulosus*, principalmente, no sul do país. Considerando que ovos de *Echinococcus granulosus* s.l. (genótipo 1, comum em ovelhas) foram recentemente evidenciados em fezes de cães de pastoreio em fazenda com criação de ovinos em Rio Branco (Neves et al., 2017), foi admitida a possibilidade de ocorrência de hidatidose em ovinos na área. Não foi encontrada nenhuma evidência desse fato. No entanto, no presente trabalho não foram encontradas evidências de *E. granulosus*.

É bem conhecido que o grupo dos capilarídeos apresenta uma ampla diversidade de hospedeiros, incluindo roedores (Fuehrer et al., 2014a; Simões et al., 2014; Walker et al., 2017) e outros mamíferos (Fuehrer et al., 2014b). Nesse estudo as lesões hepáticas macroscópicas observadas apresentavam características encontradas em roedores infectados por *C. hepaticum* (Andrade & Andrade, 2004; Jeong et al., 2008; Gaban et al., 2010; Almeida et al., 2013; Moreira et al., 2013; Singla et al., 2013).

A presença de capilarideo em ruminante não foi incluída entre os helmintos mais comuns desse hospedeiro (Amarante et al., 2015). Desde longa data, *C. bovis* tem sido encontrado no trato gastrointestinal de ruminantes (Freitas & Costa, 1959; Gonçalves, 1961; Justine & Ferté, 1988, 1989; Dies & Coupland, 2001; Bolukbas et al., 2012; Davidson et al., 2014; Maciel, 2014).

A análise microscópica dos fígados confirmou a presença de ovos de Capillariidae como agente etiológico no presente estudo. Para tal, foram considerados a presença de ovos com casca estriada, opérculo bipolar, aglomerados e cercados por tecido conjuntivo fibroso. Além disso, as alterações no parênquima hepático, incluindo lesões inflamatórias e fibróticas, estão de acordo com aquelas descritas em lesões hepáticas de roedores infectados por *C. hepaticum* (Andrade & Andrade, 2004; Jeong et al., 2008; Gaban et al., 2010; Almeida et al., 2013).

Na avaliação das medidas (comprimento e largura) da análise morfométrica que pudessem ser decisivas para confirmação da espécie do capilarideo encontrado no fígado de ovino, foi levado em consideração que as medidas dos ovos de *C. hepaticum*, por exemplo, podem variar conforme o hospedeiro (Soares et al., 2011) e soma-se a dificuldade pela ausência de trabalhos com a descrição de medidas de ovos de capilarideos em fígados de ovinos que contribuíssem para uma comparação morfométrica fidedigna. Apenas 10 ovos fizeram parte dessa análise por estarem com as extremidades visíveis e, portanto, passíveis de serem medidos corretamente. Ainda sim, por se tratar de fígado, as medidas encontradas foram comparadas com as já existentes na literatura para *C. hepaticum*, sendo diferentes daquelas que Gonçalves et al. (2012) encontraram na análise morfométrica de 320 ovos de fezes humanas, 20 ovos de fígado de queixada (*Tayassu pecari*) e 20 ovos de fezes de cão; das que Macchioni et al. (2013) encontraram após análise de ovos encontrados em fígados de raposas (*Vulpis vulpis*); daquelas que Klisiowicz et al. (2014) encontraram para as medidas de 30 ovos obtidos de fezes humanas; e também diferentes das que Almeida et al. (2013) e Bittencourt-Oliveira (2016) encontraram após medição de 30 e 26 ovos, respectivamente, presentes no parênquima hepático de pacas. Por outro lado, para *C. bovis*, capilarideo já relatado em intestino delgado de ovinos, os resultados da análise morfométrica encontrados nesse trabalho, também foram diferentes daqueles apresentados por Vicente et al.

(1997) tanto para *C. bovis* quanto para outras espécies de capilarídeos, incluindo *C. hepaticum*.

Outros achados histopatológicos que podem estar relacionados com a presença de helmintos foram resultados que podem ser interpretados como evidências da desintegração dos parasitos e/ou da antiga presença de seus ovos no fígado, como lesões focais necróticas-inflamatórias com infiltrado linfoplasmocitário e eosinofílico multifocal associadas a presença de pseudolóbulos formados por grupos de hepatócitos com arranjo codornal sem arquitetura lobular definida, circundados por tecido fibroso proveniente dos espaços portais e contendo numerosos ductos biliares proliferativos. Foi encontrado inclusive a presença de marcadores nucleares de necrose em diversas áreas do parênquima hepático com a visualização de cariopícnose, cariorrexe e cariólise, de acordo com o que foi observado por Pereira (2009). Foram também encontrados fragmentos de nematódeos, caracterizados pelo aspecto cilíndrico, pseudoceloma, camada muscular da parede corporal de fibras longitudinais, cutícula de revestimento e a esôfago trirradiado, acompanhados da presença de infiltrados leucocitários eosinofílicos ao seu redor. Adicionalmente, foram observadas lesões centrais necróticas, distribuída em diversas áreas no parênquima hepático, apresentando tecido inflamatório crônico mononuclear constituído por macrófagos, linfócitos e fibroblastos, delimitados por uma cápsula fibrosa, caracterizando reação granulomatosa. Foi verificado, inclusive, calcificação distrófica em algumas lesões centrais necróticas e a presença de células em paliçada ao redor das reações granulomatosas, principalmente nos que ainda não apresentavam encapsulamento fibroso. Estas descrições e associações das estruturas também são encontradas na literatura (Wright, 1961; Barrett & Gordon, 1972; Nakamura, 2005). A presença de fragmento de nematódeo foi previamente relatado na infecção por *Capillaria* sp. em bovinos do Japão (Nakamura, 2005).

Diversas publicações demonstram infecções humanas e de animais por *C. hepaticum* no bioma amazônico. Há, portanto, relatos de casos humanos em Rondônia (Camargo et al., 2010; Rocha, 2014) e na região noroeste do estado de Mato Grosso (Soares et al., 2011). Roedores considerados sinantrópicos (*Rattus norvegicus* e *Rattus rattus*) estavam infectados em Belém (PA), Amazônia Oriental (Moreira et al., 2013). Quanto a animais silvestres, *C. hepaticum* já foi encontrado em *Tayassu pecari* (queixada) e *Atelis paniscus* (macaco aranha), oriundos da

região noroeste do Mato Grosso (Soares et al., 2011). No estado do Acre, foram encontrados fígado de *Cuniculus paca* (paca) parasitados por *C. hepaticum* (Almeida et al., 2013; Bittencourt-Oliveira, 2016).

Tais estudos claramente demonstram a presença de *C. hepaticum* na área de estudo, o que pode ser um fator de risco para a contaminação de hospedeiros ainda não descritos infectados, como a ovelha. Além do mais, fatores ambientais (umidade, temperatura e oxigenação do solo) podem facilitar o desenvolvimento dos ovos de *C. hepaticum* em torno de 28-30 dias nos locais de criação dos ovinos (Lee, 1964; Collier et al., 1998; Fuehrer et al., 2011). Outros fatores como o tipo de produção dos ovinos, que envolve a alimentação sob forma de pastagem e o acesso à água de ambientes naturais, a proximidade das criações quase sempre aos ambientes florestais podem contribuir para o estabelecimento dessa infecção nos ovinos. Há também evidências também de que artrópodes (moscas e besouros) podem ajudar na disseminação dos ovos do parasito espalhados no meio ambiente (Monzon et al., 1991; Oliveira et al., 2002).

Ainda assim, a identificação da infecção de ovino por capilarídeo, comprovada no presente trabalho, pode promover reflexões sobre a possível contaminação de animais domésticos com parasitos comumente de animais silvestres e também sobre o atual controle sanitário da criação de ovelhas e a saúde pública no estado do Acre, uma vez que a capilarirose pode causar dano para a produção zootécnica e para a saúde dos animais domésticos e silvestres, sendo um fator de risco para humanos, por ser capaz de promover manifestações gastrointestinais, pulmonares e hepáticas (Rocha, 2014).

No presente estudo, pode-se ressaltar o risco de infecção espúria por Capillariidae associada ao consumo do fígado de ovinos pois segundo Monteiro et al. (2012), 57% dos animais abatidos no estado, acontecem de forma clandestina e/ou sem fiscalização. A “buchada de bode” é feita com os rins, fígado e vísceras, do cabrito ou ovelha, lavadas, ferventadas, cortadas, temperadas e cozidas em bolsas feitas com o estômago do animal. Esse prato é muito apreciado pelos descendentes de nordestino, por ser uma comida típica (Lima, 2010; Freire, 2015; Monteiro & Pereira, 2015). Como a colonização do Acre foi feita com grande parcela da população nordestina, essa cultura é presente e real.

Os granulomas com grande quantidade de eosinófilos infiltrados como os encontrados no presente estudo, estão normalmente associados à migração e à

infecção por helmintos (Ackermann, 2009, Costa et al., 2012). Em bovinos, por exemplo, o exame microscópico de cisticercos degenerados revela granulomas constituídos por centro necrótico, frequentemente mineralizado e circundado por acentuada reação inflamatória composta por macrófagos, células gigantes multinucleadas ocasionais, linfócitos, plasmócitos, eosinófilos e proliferação de tecido conjuntivo fibroso (Tessele et al., 2013). Nas amostras do estudo também foram verificadas a presença de múltiplos focos de necrose, além da formação de abscessos hepáticos, constituídos por polimorfonucleares, apresentando margens mal delimitadas e irregulares. Em relação aos abscessos, podemos ressaltar que eles podem ser causados por agentes biológicos ou certas substâncias químicas. Corroborando com essas informações, porém em bovinos, Doré et al. (2007) e Nagaraja & Lechtenberg (2007) relataram que em vacas adultas, as principais causas de abscessos hepáticos estão associadas com infecções bacterianas através da veia porta ou por uma lesão direta envolvendo um corpo estranho. Outro ponto a ser colocado, é o descrito por Keele et al. (2016) na associação das dietas com alta concentração de carboidratos solúveis sendo as responsáveis por surgimento de abscessos hepáticos em bovinos.

Uma das possíveis causas para as esteatoses encontradas nas amostras analisadas, referentes aos acúmulos de gordura na forma de glóbulos arredondados encontradas no citoplasma dos hepatócitos, poderia ser a fotossensibilização hepatogênica, pois o mesmo perfil já foi relatado por Mendes et al. (2011) em fígados de vacas adultas que pastavam plantas contendo saponinas (pastagem do gênero *Brachiaria*). Entretanto, a falta de informações específicas sobre as pastagens disponibilizadas para esses animais e sobre a frequência de alimentação, impede o estabelecimento dessa associação com os ovinos do presente estudo. Porém, é válido ressaltar que os próprios critérios e condições de seleção de animais para o abate, diminuiriam as chances de serem selecionados ovinos com fotossensibilização, pois essa característica hepática promove perda de peso, quedas de pelo, necrose e ulceração e crostas na pele despigmentada (Pimentel et al., 2007; Santos Jr, 2008, Faccin et al., 2014; Fonseca Filho et al., 2017), perfil físico não é condizente com o desejado pelos abatedouros. Vale ressaltar que ocasionalmente ocorrem até cirroses em ovelhas referentes à fotossensibilização causada por *Brachiaria brizantha* (Faccin et al., 2014; Dutra et al., 2016).

Um total de 20 propriedades rurais (17 de Xapuri, 01 de Rio Branco e 02 de Sena Madureira) que forneciam ovinos para o abate no frigorífico de estudo foram selecionadas para a aplicação de questionário. Todos os entrevistados relataram explorar a ovinocultura em suas propriedades rurais, porém como atividade secundária a atividade de bovinocultura, considerada a principal fonte econômica. Este ponto é confirmado por dados no estado, conforme Acre (2011) e Monteiro et al. (2012), que apontam que os produtores não dedicam o foco à essa atividade deixando de lado alguns cuidados que são primordiais para a criação de ovinos. Estudos realizados em outros estados brasileiros e também nos Estados Unidos corroboram caracterizando que produtores realizam a produção de ovinos em parte de pequenas propriedades como de hobby, nichos de mercado para carne (USDA, 2011, USDA, 2016; Drew & Weiser, 2017).

Dos 20 ovinocultores entrevistados, 18 (90%) relataram também praticar a caça de animais silvestres para consumo, sendo capivaras, pacas, tatus e veados os animais mais abatidos. Esse hábito é muito comum pois a carne de caça é a maior fonte de proteína animal consumida pelos povos tradicionais da Amazônia (Robinson & Bennett, 1999, Peres, 2000), com maior intensidade onde a pesca é escassa ou influenciada pela sazonalidade (Peres & Dolman, 2000; Calouro & Marinho-Filho, 2005).

Em termos de infraestrutura, todos (n=20) responderam que utilizavam cerca normal consorciada com cerca eletrificada. Com relação à existência de apriscos, 10 (50%) ovinocultores utilizavam aprisco de chão ripado exclusivos para ovinos; 7 (35%), possuíam aprisco de chão batido, com o mesmo sendo compartilhado para bovinos de corte; 2 (10%) utilizavam aprisco de chão cimentado, com o mesmo sendo compartilhado pela bovinocultura leiteira; e 1 (5%) ovinocultor não utilizava nenhum tipo de aprisco. Em relação aos tipos de aprisco, há influência significativa na saúde dos ovinos. Quando se utiliza aprisco de chão ripado, os ovinos ficam protegidos da umidade, diminuindo doenças respiratórias, de podridão de cascos e reduz a contaminação por helmintoses, pois não tem contato direto com as fezes (Façanha et al., 2009; Silva et al., 2010; Teixeira, 2012).

No que diz respeito aos métodos de avaliação prévia e acompanhamento da infecção por helmintos nos animais e até mesmo à administração ou não de anti-helmínticos, a maioria dos produtores relataram que tomavam a decisão de empregar anti-helmínticos no rebanho somente quando os animais começavam a

morrer e/ou emagrecer em demasia, sem a utilização dos métodos FAMACHA e o OPG ferramentas disponíveis e úteis para o diagnóstico clínico individual das helmintoses em ovinos (Sotomaior et al., 2007; Abrão et al., 2010). A adoção dessas práticas de avaliações prévias individuais poderia ser mais estimulada de modo a ser uma alternativa para se obterem melhores informações sobre a real situação de infecção parasitária e servir de planejamento para as estratégias de vermifugação dos animais, evitando-se expor todos os indivíduos do rebanho ao tratamento ocasionando, inclusive, seleção e resistência dos helmintos às drogas disponíveis no mercado. A própria administração irregular de anti-helmínticos poderia dar possibilidades da ocorrência de infecções parasitárias relacionadas ao tipo de lesões encontradas nos fígados dos ovinos, não excluindo a própria ação inadequada da atuação dos fármacos diretamente no fígado desses animais, considerando os casos de má administração (Soares et al., 2001; Ecco, 2006).

Embora a administração de fármacos de forma irregular, sem critério definido e/ou apenas quando casos de perda de peso ou mortalidade estavam presentes, podem contribuir para o estabelecimento de infecções que poderiam explicar as lesões hepáticas encontradas.

Os produtores entrevistados (n=20) utilizavam dois tipos de estrutura para o fornecimento de água para as ovelhas em sua produção. Um era o bebedouro com boia com água proveniente de poço e outro era o riacho ou igarapé. A possibilidade de acesso à água de ambientes naturais, adicionando-se a proximidade das criações quase sempre aos ambientes florestais, pode ter relação direta com o estabelecimento de infecções parasitárias capazes de promover as alterações hepáticas encontradas no presente trabalho. Lima (2008), ressalta, por exemplo, as medidas práticas de manejo dos animais que devem ser empregadas para o controle das fases pré-parasitárias de nematoides, como a utilização exclusiva de bebedouros, diminuindo assim a contaminação pelo consumo de água diretamente de riachos e igarapés.

Em relação ao contato dos ovinos com outros animais, 100% dos entrevistados relataram que os ovinos têm contato com outros animais domésticos e/ou de produção, como cães, gatos, cavalos e bovinos. Todos também admitiram que os ovinos têm contato com animais silvestres dada a proximidade e/ou inserção das propriedades em ambientes florestais. Muito relacionado a isso está a questão da forma de ocupação das áreas florestais no mundo, com o Acre não ficando de

fora desse contexto. O estado possui mais de 18% da sua área territorial desmatada (Portal do Governo do Acre. O Estado, 2017), sendo um dos estados com a menor proporção de desmatamento do Brasil. Com isso a produção de ovinos acaba ficando próxima de florestas e fragmentos florestais e as ovelhas têm contato com animais silvestres, conforme demonstrado na pesquisa. Essa aproximação faz com que haja uma interação de parasitoses e doenças, passando de animais silvestres para animais domésticos. Esse conceito é muito detalhado na área de ecologia de populações, onde estudos apontam que essa ocupação do homem em áreas ainda não ocupadas pode inserir doenças silvestres em rebanho doméstico e na população (Almeida et al., 2013; Cable et al., 2017) e aumento da transmissão de parasitoses e patógenos aos animais silvestres e humanos (Cable et al, 2017).

6. CONCLUSÕES

- Dados histopatológicos significativos foram obtidos pela primeira vez com relação a fígados de ovinos do Acre que apresentavam lesões hepáticas macroscópicas por ocasião do abate em frigorífico no município de Rio Branco;
- As lesões macroscópicas dos fígados de ovinos apresentavam características compatíveis com achados similares à infecção por Capillariidae por ocasião do abate;
- A presença de granulomas contendo infiltrados leucocitários eosinofílicos são dados histopatológicos que podem estar relacionados com a presença de helmintos e podem ser interpretados como evidências da desintegração dos parasitos e/ou da antiga presença de seus ovos, assim como a própria presença de fragmentos de formas adultas de helmintos do filo Nematoda;
- Foi confirmada a presença de ovos de Capillariidae relacionadas a capilariose hepática em amostra de fígado de ovino.

7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Abrão DC, Abrão S, Viana CHC, Valle CR. Utilization of the FAMACHA method in individual clinic diagnostic of haemonchosis in sheep of south-west of Minas Gerais State. *Rev Bras Parasitol Vet.* 2010; 19(1): 70-72.

Ackermann MR. Inflamação crônica e cicatrização de feridas. In: Mcgavin MD, Zachary JF. *Bases da Patologia em Veterinária*. Tradução 4. ed. Rio de Janeiro: Elsevier, 2009, p. 153-192.

Acre (Estado). Decreto nº 994 de 21 de fevereiro de 2011. *Diário Oficial do Estado do Acre*, Rio Branco, 01 jun. 2011; n 10.561 p.44.

Acre (Estado). Decreto nº 2.010 de 02 de junho de 2011. *Diário Oficial do Estado do Acre*, Rio Branco, 28 jun. 2011; n 10.578 p.06.

Acre. Governo do Estado do Acre. Programa Estadual de Zoneamento Ecológico-Econômico do Estado do Acre. Zoneamento Ecológico-Econômico do Acre Fase II: Documento Síntese – Escala 1:250.000, 2006; Rio Branco, SEMA.

Adedipe DO, Uwalaka EC, Akinseye VO, Adediran OA, Cadmus SIB. Gastrointestinal Helminths in Slaughtered Cattle in Ibadan, South-Western Nigeria. *J Vet Med.* 2014; 2014(1):1-6.

Almeida ACO. Anatomia-histopatologia de fígados bovinos: relação entre as lesões e os sistemas de produção. Dissertação [Mestrado em Medicina Veterinária] - Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias da UNESP; 2016.

Almeida F, Caldas R, Corrêa C, Rodrigues-Silva R, Siqueira N, Machado-Silva JR. Co-infections of the cestode *Echinococcus vogeli* and the nematode *Calodium hepaticum* in the hystricomorphic rodent *Agouti paca* from a forest reserve in Acre, Brazil. *J Helminthol.* 2013; 87(1):489–493.

Almeida GLG, Langenegger AM, Marangoni JC. Ocorrência de *Capillaria* spp. em cão no Rio de Janeiro. Vet.1962; 15(3-4):20-23.

Amarante AFT, Sales RO. Control of endoparasites of sheeps: a revision. Braz J Hygiene Animal Sanity. 2007; 1(1):14-36.

Amarante AFT, Silva BF, Ragozo AMA. Os parasitas de ovinos. São Paulo: Editora UNESP Digital, 2015.

Anderson RC. The superfamília Trichinelloidea. In: Anderson RC. Nematode parasites of vertebrates: their development and transmission. 2. ed. UK: Wallingford Oxon; 2000. P. 605-735.

Andrade SB, Andrade ZA. Experimental hepatic fibrosis due to *Capillaria hepatica* infection (Differential features presented by rats and mice). Mem Inst Oswaldo Cruz. 2004; 99(1):399-406.

Ataíde HS, Cansi ER. Occurrence of parasitic diseases in sheep and goats in the District Federal, Brazil, during 2003 to 2009. Arq Inst Biol. 2013; 80(3):342-345.

Barrett MW, Gordon AC. *Capillaria hepatica* (Nematoda: Trichuridae) in pronghorn antelope (*Antilocapra americana* ord) in Alberta. J Wildl Dis. 1972; 8(4):332-334.

Bittencourt-Oliveira F. Alterações histopatológicas e identificação de helmintos por meio de análises parasitológicas e/ou moleculares em fígados de pacas (*Cuniculus paca*) oriundas do Acre e Mato Grosso do Sul, Brasil. Dissertação [Mestrado em Biodiversidade e Saúde] – Instituto Oswaldo Cruz; 2016.

Bolukbas CS, Gurler AT, Beyhan YE, Acici M, Umrur S. Helminths of roe deer (*Capreolus capreolus*) in the Middle Black Sea Region of Turkey. Parasitol Int. 2012; 61(4):729-730.

Brum KB, Haraguchi M, Lemos RAA, Riet-Correa F, Fioravanti MCS. Crystal-associated cholangiopathy in sheep grazing *Brachiaria decumbens* containing the saponin protodioscin. *Pesq Vet Bras.* 2007; 27(1):39-42.

Cable J, Barber I, Boag B, Ellison AR, Morga ER, Murray K, et al. Global change, parasite transmission and disease control: lessons from ecology. *Philos Trans R Soc Lond B Biol Sci.* 2017; 372(1719):1-17.

Calle S. Parasitism by *Capillaria hepatica*. *Pediatrics.* 1961; 27(1):648– 655.

Calouro AM, Marinho-Filho JS. A caça e a pesca entre seringueiros ribeirinhos e não-ribeirinhos da Floresta Estadual do Antimary (AC). In: Drumond PM. *A Fauna do Acre.* Rio Branco: EDUFAC, 2005. P. 109-135.

Camargo LMA, Camargo JSAA, Vera LJ, Barreto PTC, Tourinho EK, Souza MM. Capillariasis (Trichurida, Trichinellidae, *Capillaria hepatica*) in the Brazilian Amazon: low pathogenicity, low infectivity and a novel mode of transmission. *Parasit Vectors.* 2010; 3(11):1-6.

Cardoso CP, Cardozo LL, Silva BF, Amarante AF. Gastrointestinal parasites in goats from Monte Castelo, Santa Catarina, Brazil. *Rev Bras Parasitol Vet.* 2012; 21(2):148-150.

Carvalho-Costa FA, Silva AG, de Souza AH, Moreira CJC, Souza DL, Valverde JG, et al. Pseudoparasitism by *Calodium hepaticum* (syn. *Capillaria hepatica*; *Hepaticola hepatica*) in the Negro River, Brazilian Amazon. *Trans R Soc Trop Med Hyg.* 2009;103(10):1071-1073.

Chagas ACS, Oliveira MCS, Fernandes LB, Machado R, Esteves SN, Sales RL, et al. *Ovinocultura: controle da verminose, mineralização, reprodução e cruzamentos na Embrapa Pecuária Sudeste.* 1. ed. São Carlos: Embrapa Pecuária Sudeste; 2007.

Choe G, Lee HS, Seo JK, Chai JY, Lee SH, Eom KS, et al. *Hepatic capillariasis: first case reported in the Republic of Korea.* *Am J Trop Med Hyg.* 1993; 48(5):610-625.

Cochrane JC, Sagorin L, Wilcocks MG. *Capillaria hepatica* infection in man; a syndrome of extreme eosinophilia, hepatomegaly and hyperglobulinaemia. S Afr Med J. 1957; 31(30):751–755.

Coimbra CEA Jr, Mello DA. Enteroparasitas e *Capillaria sp.* entre o grupo Suruí, parque indígena Aripuanã, Rondônia. Mem Inst Oswaldo Cruz. 1981; 76(3):299-302.

Colby, L. World Sheep Meat Market to 2025. AHDB Beef & Lamb and the International Meat Secretariat. 2016; 1(1):1-48.

Collier L, Balows A, Sussman M. Strongyloides and Capillaria. In:Topley W. Topley's microbiology and microbial infections. 9. ed. New York: Oxford University Press; 1998, P: 585-595.

Costa RFR, Santos IF, Nascimento ER, Tortelly R. Inflammatory lesions characterization of the bovine hearts traded in local butcher shop in Nova Friburgo, RJ. R Bras Ci Vet. 2006; 13(2):76-79.

Costa RFR, Santos IF, Santana AP, Tortelly R, Nascimento ER, Fukuda RT, et al. Characterization of *Cysticercus bovis* lesions at postmortem inspection of cattle by gross examination, histopathology and polymerase chain reaction (PCR). Pesq Vet Bras. 2012; 32(6):477-484.

Cruz C, Driemeier D, Pires VS, Colodel EM, Taketa ATC, Schenkel EP. Isolation of steroidal sapogenins implicated in experimentally induced cholangiopathy of sheep grazing *Brachiaria decumbens* in Brazil. Vet Hum Toxicol. 2000; 42(3):142-145.

Cullen JM. Fígado, sistema biliar e pâncreas exócrino. In: Mcgavin MD, Zachary JF. Bases da Patologia em Veterinária. Tradução 4. ed. Rio de Janeiro: Elsevier; 2009. P. 393-462.

Davidson RK, Kutz SJ, Madslie K, Hoberg E, Handeland K. Gastrointestinal parasites in an isolated Norwegian population of wild red deer (*Cervus elaphus*). Acta Vet Scand. 2014; 56(59):1-8.

Dies KH, Coupland RW. Prevalence of gastrointestinal helminths in domestic bison herds in northwestern Alberta. *Can Vet J.* 2001; 42(1):295-296.

Doré E, Fecteau G, Hélie P, Francoz D. Liver abscesses in Holstein dairy cattle: 18 cases (1992–2003). *J Vet Intern Med.* 2007; 21(4):853–856.

Drew M, Weiser GC. Potential disease agents in domestic goats and relevance to bighorn sheep (*Ovis canadensis*) management. *PLoS One.* 2017; 12(3):1-10.

Dutra F, Romero A, Quinteros C, Araújo R, Santos CG. Poisoning of sheep by *Vernonia plantaginoides* (Less.) Hieron in Uruguay. *J Vet Diagn Invest.* 2016; 28(4):392–398.

Ecco R. Intoxicação por closantel em caprinos. Tese [Doutorado em Patologia Molecular] - Universidade de Brasília; 2006.

Façanha DAE, Morais JHG, Costa WP, Vasconcelos AM, Oliveira AJF, Castro AL. Avaliation of Thermal Environment in a Housing System for Goats. *Rev Cient Prod Anim.* 2009; 11(2): 110-118.

Faccin TC, Riet-Correa F, Rodrigues FS, Santos AC, Melo GKA, Silva JA, et al. Poisoning by *Brachiaria brizantha* in flocks of naïve and experienced sheep. *Toxicon.* 2014; 82(1): 1-8.

Ferreira RC, Nascimento-Junior AB, Santos PJ, Botter-Carvalho ML, Pinto TK. Responses of estuarine nematodes to an increase in nutrient supply: an in situ continuous addition experiment. *Mar Pollut Bull.* 2015; 90(1-2):115-120.s

Flamm, SL. Granulomatous liver disease. *Clin Liver Dis.* 2012; 16 (2):387–396.

Freire ZRNS. A Literatura de Fronteira e suas particularidades locais: uma visada para a margem. *Cad Est Culturais.* 2015; 7(14): 149-180.

Freitas MG, Costa, HMA. Lista de helmintos parasitos dos animais domésticos do Brasil. Arqs Esc Sup Vet Minas Gerais. 1959; 12(1):443-511.

Freitas JFT, Lent H. Estudo sobre os Capillariinae parasitos de mamíferos (Nematoda: Trichuroidea). Mem Inst Oswaldo Cruz. 1936; 31(1): 85-160.

Fonsêca Filho LB, Endo VY, Silva TM, Chaves EL, Pereira MLA, Nascimento JCS. *Brachiaria decumbens* poisoning by ingestion in cattle in Brazil and pathological findings: Review. PUBVET. 2017; 11(6):538-645.

Food and Agriculture Organization of the United Nations - FAO [2018]. Live animals. Acesso em: 20/2/2018.

Foster AO, Johnson CM. An explanation for the occurrence of *Capillaria hepatica* ova in human faeces suggested by the finding of three new hosts used as food. Trans Roy Soc Trop Med Hyg. 1939; 32(5):639- 644.

Fuehrer HP. An overview of the host spectrum and distribution of *Calodium hepaticum* (syn. *Capillaria hepatica*): part 1-Muroidea. Parasitol Res. 2014a; 113(2):619–640.

Fuehrer HP. An overview of the host spectrum and distribution of *Calodium hepaticum* (syn. *Capillaria hepatica*): part 2—Mammalia (excluding Muroidea). Parasitol Res. 2014b; 113(2):641–651.

Fuehrer HP, Igel P, Auer H. *Capillaria hepatica* in man: an overview of hepatic capillariosis and spurious infections. Parasitol Res. 2011; 109(4):969–979.

Gaban L, Ramos CDL, Júnior AAB, Souza MM, Andrade ZA. Dynamics of *Capillaria hepatica*-induced hepatic septal fibrosis in rats. Rev Soc Bras Med Trop. 2010; 43(6): 643-646.

Galecki R, Sokol R, Koziatek S. Parasites of wild animals as a potential source of hazard to humans. Ann Parasitol. 2015; 61(2):105–108.

Galvão VA. *Capillaria hepatica*: an evaluation of its pathogenic role in man. Mem Inst Oswaldo Cruz. 1981; 76(4):415-433.

Garde E, Kutz S, Schwantje H, Veitch A, Jenkins E, Elkin B. Examining the risk of disease transmission between wild Dall's sheep and mountain goats and introduced domestic sheep, goats and llamas in the Northwest Territories. Northwest Territories Agricultural and Policy Framework and Environment and Natural Resources Government of the Northwest Territories, Yellowknife, Canada; 2005.

Gibson D. Fauna Europaea: Capillariidae. Fauna Europaea 2X version 2.5. www.faunaeur.org. 2018.

Gomar MS, Driemeier D, Colodel EM, Gimeno EJ. Lectin histochemistry of foam cells in tissues of cattle grazing *Brachiaria* spp. J Vet Med Physiol Pathol Clin Med. 2005; 52(1):18-21.

Gomes AT, Cunha LM, Bastos CG, Medrado BF, Assis BCA, Andrade ZA. *Capillaria hepatica* in rats: focal parasitic hepatic lesions and septal fibrosis run independent courses. Mem Inst Oswaldo Cruz. 2006; 101(8):895-898.

Gonçalves AQ, Ascaso C, Santos I, Serra PT, Julião GR, Orlandi PP. *Calodium hepaticum*: household clustering transmission and the finding of a source of human spurious infection in a community of the Amazon Region. PLoS Negl Trop Dis. 2012; 6(12):1-6.

Gonçalves PC. Da presença de *Capillaria bovis* (Schnyder, 1906) Ransom, 1911, no Rio Grande do Sul, como parasito de ovinos (Nematoda, Trichuridae). Rev Fac Agr Vet R G S. 1961; 4(1): 77-81.

Gotardo BM, Andrade RG, Andrade ZA. Hepatic pathology in *Capillaria hepatica* infected mice. Rev Soc Bras Med Trop. 2000; 33(4):341-346.

Gordon HMcl, Whitlock AV. A new technique for counting nematode eggs in sheep feces. J Coun Sci Ind Res Aust. 1939; 12(1) :50-52.

Grist A. Bovine Meat Inspection: anatomy, physiology and disease conditions. 2. ed. Nottingham: Nottingham University Press; 2009.

Hammerschmidt J, Bier D, Fortes FS, Warzensaky P, Bainy AM, Macedo AAS, Molento MB. Avaliação do sistema integrado de controle parasitário em uma criação semi-intensiva de caprinos na região de Santa Catarina. Arq Bras Med Vet Zootec. 2012; 64 (4): 927-934.

Herenda D, Chambers PG, Ettriqui A, Seneviratna P, Silva TJP. Food and Agriculture Organization of the United Nations. Manual on meat inspection for developing countries. Roma: FAO; 1994.

Hernández AL, Vivanco MVD, Silva JLZ. Microbiología y Parasitología Médicas. Ciudad La Habana: Editorial Ciências Médicas; 2001.

IBGE 2015. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. Censo Agropecuário 2014. Disponível em: <<http://www.sidra.ibge.gov.br/bda/pecua/default.asp?z=t&o=24&i=P>> . Acesso em: 25/05/2017.

IBGE 2017. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. Censo Agropecuário 2015. Disponível em: <<http://www.sidra.ibge.gov.br/bda/pecua/default.asp?z=t&o=24&i=P>> . Acesso em: 25/03/2017.

Jain PC, Kamlapur SK. Occurrence of *Capillaria bovis* Schnyder, 1906 in sheep in India. Indian Vet J. 1969; 46(11):1010-1011.

Jeong W, Do S, Hong I, Ji A, Park J, Ki M, et al. Macrophages, myofibroblasts and mast cells in a rat liver infected with *Capillaria hepatica*. J Vet Sci. 2008; 9(2):211–213.

Juncker-Voss M, Prosl H, Lussy H, Enzenberg U, Auer H, Nowotny N. Serological detection of *Capillaria hepatica* by indirect immunofluorescence assay. J Clin Microbiol. 2000; 38(1):431–433.

Junqueira LCU, Bignolas G, Bremtani RR. Picrosirius staining plus polarization microscopy: a specific method for collagen detection in tissue sections. *Histochem J*. 1979; 11(4):447-455.

Junqueira LC, Carneiro J. *Histologia básica*. 10. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan; 1995.

Justine JL, Ferté H. *Capillaria bovis* (Nematoda, Capillariinae) parasite du Mouflon, du Daim et du Chevreuil en France. Liste des hôtes dans le Monde. *Bull Mus Natn Hist Nat*. 1989; 11(1): 79-96.

Justine JL, Ferté H. Redescription de *Capillaria bovis* (Schnyder, 1906) (Nematoda, Capillariinae). *Bull Mus Natn Hist Nat*. 1988; 10(4): 693-709.

Kauffmann J. *Parasitic infections of domestic animals: a diagnostic manual*. Boston: Birkhäuser Verlag; 1996.

Keele JW, Kuehn LA, McDanel TG, Tait RG, Jones SA, Keel BN, et al. Genomewide association study of liver abscess in beef cattle. *J Anim Sci*. 2016; 94(2):490–499.

Keven K, Bengisun JS, Altuntaş F, Akar H, Nergizoğlu G, Kutlay S, et al. Cystic infection of the liver in a maintenance haemodialysis patient. *Nephrol Dial Transplant*. 2001; 16(4):859–860.

Klisiowicz DR, Reifur L, Shimada MK, Haidamak J, Cognialli RCR, Ferreira T. High occurrence of *Calodium hepaticum* (syn. *Capillaria hepatica*) spurious infection in a village in the Atlantic Forest of southern Brazil. *Mem Inst Oswaldo Cruz*. 2014; 109(3):371-373.

Koea J, Smith D. Solitary necrotic nodule revisited. *ANZ J Surg*. 2008; 78(1–2):109–111.

Kohatsu H, Zaha O, Shimada K, Chibana T, Yara I, Shimada A, et al. A space-occupying lesion in the liver due to *Capillaria* infection. *Am J Trop Med Hyg.* 1995; 52(5):414–418.

Lalošević V, Lalošević D, Čapo I, Simin V, Galfi A, Traversa DH. Infection rate of zoonotic *Eucoleus aerophilus* infection in foxes from Serbia. *Parasite* 2013; 20(3):1-13.

Lamps LW. Hepatic Granulomas: a review with emphasis on infectious causes *Arch Pathol Lab Med.* 2015; 139(7):867-875.

Lee CW. The experimental studies on *Capillaria hepatica*. *Korean J Parasitol.* 1964; 2(1):63-80

Leroy JL, Ruel M, Frongillo EA, Harris J, Ballard TJ. Measuring the Food Access Dimension of Food Security: A Critical Review and Mapping of Indicators. *Food Nutr Bull.* 2015; 36(2):167-195.

Li CD, Yang HL, Wang Y. *Capillaria hepatica* in China. *World J Gastroenterol.* 2010; 16(6):698–702.

Lima AJ. Diversidade Cultural: o caso brasileiro. *Rev Eletr Hist Mem Cult.* 2010; 4(7):67-82.

Lima MFC, Suassuna ACD, Ahid SMM, Figueira KD. Análise das alterações anatomopatológicas durante a inspeção post mortem em bovinos no abatedouro Frigorífico Industrial de Mossoró, Rio Grande do Norte. *Ciência Animal.* 2007;17(2):113-116.

Lima WS. Fatores que interferem no Controle das Helmintoses de Bovinos In: Anais do XV Congresso Brasileiro de Parasitologia Veterinária; 2008 set.; Curitiba – Brasil.

Macchioni F, Chelucci L, Guardone L, Mignone W, Prati MC, Magi M. *Calodium hepaticum* (Nematoda: Capillaridae) in a red fox (*Vulpes vulpes*) in Italy with scanning electron microscopy of the eggs. *Folia Parasitol.* 2013; 60 (2):102–104.

Maciel WG. Prevalência de nematódeos em ovinos (*Ovis aries*) pertencentes a diferentes microrregiões do Estado de São Paulo, Brasil. Dissertação [Mestrado em Medicina Veterinária] - Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias da UNESP; 2014.

Mavrot F, Hertzberg H, Torgerson P. Effect of gastro-intestinal nematode infection on sheep performance: a systematic review and meta-analysis. *Parasit Vectors*. 2015; 557(8): 1-11.

Melo VFP, Pinheiro RSB, Homem Junior, AC, Américo JHP, Santos VC, Rosestolato LLR. Management of anthelmintics to the control of gastrointestinal infections in goats. *Rev Bras Saúde Prod Anim*. 2015; 16(4):916-924.

Mendes RE, Surkamp V., Machado DC, Pilati C. Systemic granulomatous disease in cattle in Santa Catarina, Brazil, associated with grazing of vetch (*Vicia villosa*). *Arq Bras Med Vet Zootec*. 2011; 63(5):1237-1240.

Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento – MAPA - (BR). Instrução Normativa nº3, de janeiro de 2000. Regulamento Técnico de Métodos de Insensibilização para Abate Humanitário de Animais de Açougue. Brasília: Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento; 2000.

Monteiro AWU, Sá CP, Bayma MMA, Silva HC, Cunha ET. Typology of sheep husbandry in Acre. In: *Anais do 50 Congresso da Sociedade Brasileira de Economia, Administração e Sociologia Rural*, 2012; Vila Velha - Brasil.

Monteiro MS, Pereira AAA. A rota dos alimentos nordestinos que abastecem Cubatão-SP e o consumo de refeições típicas como referência identitária dos migrantes nordestinos da cidade: um estudo no ano de 2015. *Ateliê de História UEPG*. 2015; 3(2):119-126.

Monzon RB, Sanchez AR, Tadiaman BM, Najos OA, Valencia EG, Rueda RR, et al. A comparison of the role of *Musca domestica* (Linnaeus) and *Chrysomya megacephala* (Fabricius) as mechanical vectors of helminthic parasites in a typical

slum area of metropolitan manila. Southeast Asian J. Trop. Med. Public Health. 1991; 22(2):.222-228.

Moravec F. Proposal of a new systematic arrangement of nematodes of the family Capillariidae. Folia Parasitol (Praha). 1982; 29(2):119-132.

Moravec, F. Redescription and systematic status of *Capillaria philippinensis*, an intestinal parasite of human beings. J Parasitol. 2001; 87 (1):161-164.

Moravec F, Prokopic J, Shlikas AV. The biology of nematodes of the family Capillariidar Neveu-Lemaire, 1936. Folia Parasitol (Praha). 1987; 34(1):39-56.

Moreira VLC, Giese EG, Silva DCB, Melo FTV, Furtado AP, Maldonado Jr. A, et al. *Calodium hepaticum* (Nematoda: Capillariidae) in synanthropic rodents (*Rattus norvegicus* and *Rattus rattus*) in Eastern Amazonia. Rev Bras Parasitol Vet. 2013; 22(2):265–269.

Morés N, Sobestiansky J, Lopez A. Avaliação patológica de suínos no abate. Brasília: Embrapa; 2000.

Nagaraja TG, Lechtenberg KF. Liver abscesses in feedlot cattle. Vet Clin North Am Food Anim Pract. 2007; 23(2):351–369.

Nakamura N. Parasitic lesion of bovine liver attributed to capillaria species. J Comp Pathol. 2005; 132(2-3):228-231.

Nascimento I, Sadigursky M. *Capillaria hepática*: alguns aspectos imunopatológicos da infecção espúria e da infecção verdadeira. Rev Soc Bras Med Trop. 1986; 19(1):21-25.

Neves LB, Teixeira PEF, Silva S, Oliveira FB, Garcia DD, Almeida FB, et al. First molecular identification of *Echinococcus vogeli* and *Echinococcus granulosus* (*sensu stricto*) G1 revealed in feces of domestic dogs (*Canis familiaris*) from Acre, Brazil. Parasit Vectors. 2017; 10(28): 1-6.

Oliveira VC, Mello RP, D'Almeida JM. Dípteros muscóides como vetores mecânicos de ovos de helmintos em jardim zoológico, Brasil. Rev Saúde Pública. 2002; 36(5): 614-620.

Pereira VMM. Estudo da helmintofauna de *Mus musculus* (Rodentia) em São Miguel (Açores): factores indutores de diversidade e potencial zoonótico. Dissertação [Mestrado em Biologia Humana e Ambiente] - Universidade de Lisboa; 2009.

Peres CA. Effects of subsistence hunting on vertebrate community structure in Amazonian forests. Conserv Biol. 2000; 14(1): 240-253.

Peres CA, Dolman PM. Density compensation in Neotropical communities: evidences from 56 hunted and nonhunted Amazonian forests of varying productivity. Oecologia. 2000; 122(2): 175-189.

Piazza R, Correa MA, Fleury RN. Sobre um caso de infestação humana por *Capillaria hepatica*. Rev Inst Med Trop São Paulo. 1963; 5(1):37-41.

Pimentel LA, Riet-Correa F, Guedes KMR, Macedo JTSA, Medeiros RMT, Dantas AFM. Fotossensibilização primária em equídeos e ruminantes no semi-árido causado por *Froelichia humboldtiana* (Amaranthaceae). Pesq Vet Bras. 2007; 27(1): 23-28.

Pointon AM, Mercy AR, Backstrom L, Dial GD. Disease Surveillance at Slaughter. In: Leman AD, Straw BE, Mengeling WL, D'Allaire S, Taylor DJ. Diseases of Swine. 7. ed. Iowa: Iowa State University Press; 1992. Cap. 79.

Portal do Governo do Acre. Acre. O Estado. Disponível em: <<http://www.ac.gov.br/wps/portal/acre/Acre/estado-acre>>. Acesso em: 12/06/2017.

Ribeiro ELA, González-García E. Indigenous sheep breeds in Brazil: potential role for contributing to the sustainability of production systems. Trop Anim Health Prod. 2016; 48(7):1305-1313.

Riet-Correa B, Castro MB, Lemos RAA, Riet-Correa G, Mustafa V, Riet-Correa F. *Brachiaria* spp. poisoning of ruminants in Brazil. *Pesq Vet Bras.* 2011; 31(3):183-192.

Roberts JL. The prevalence and economic significance of liver disorders and contamination in grain-fed and grass-fed cattle. *Aust Vet J.* 1982; 59(5): 129-132.

Robinson FR, Sullivan JM, Brelage DR, Sommers RL, Everson RJ. Comparison of hepatic lesions in veal calves with concentrations of copper, iron and zinc in liver and kidney. *Vet Hum Toxicol.* 1999; 41(3):171-174.

Robinson JG, Bennett EL. Carrying capacity limits to sustainable hunting in tropical forests. In: Robinson JG, Bennett EL. *Hunting for sustainability in tropical forests.* New York: Columbia University Press; 1999. P. 13-30.

Rocha EJM. Estudo da Prevalência da *Capillaria hepática* (SYN. *Calodium hepaticum*) em humanos e roedores em uma área urbana de Porto Velho, Rondônia, Brasil, Dissertação [Mestrado em Biologia da Ralação Patógeno-Hospedeiro] - Universidade de São Paulo; 2014.

Roeber F, Jex AR, Gasse RB. Impact of gastrointestinal parasitic nematodes of sheep, and the role of advanced molecular tools for exploring epidemiology and drug resistance - an Australian perspective. *Parasit Vectors.* 2013; 153 (6):1-13.

Ruas JL, Soares MP, Farias NAR, Brum JGW. Infecção por *Capillaria hepatica* em carnívoros silvestres (*Lycalopex gymnocercus* e *Cerdocyon thous*) na região sul do Rio Grande do Sul. *Arq Inst Biol.* 2003; 70(2):127-130.

Santos JA. *Patologia especial dos animais domésticos (mamíferos e aves).* 2. ed. Rio de Janeiro: Ed. Interamericana Ltda; 1979.

Santos JCA, Riet-Correa F, Simões SV, Barros CSL. Patogênese, sinais clínicos e patologia das doenças causadas por plantas hepatotóxicas em ruminantes e equinos no Brasil. *Pesq Vet Bras.* 2008; 28(1):1-14.

Santos Jr HL. Estudo da toxicidade de diferentes estágios de crescimento de *Brachiaria decumbens* em ovinos. Dissertação [Mestrado em Saúde Animal, Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária] - Universidade de Brasília; 2008.

Sawamura R, Fernandes MIM, Peres LC, Galvão LC, Goldano HAS, Jorge SM, et al. *Hepatic capillariasis* in children: report of 3 cases in Brazil. *Am J Trop Med Hyg.* 1999; 61(4):642-647.

Schmidt S. Untersuchungen zum Vorkommen von *Capillaria hepatica* und Metazestoden der Cyclophyllida bei Wildmäusen in Deutschland. Tese [Doutorado em Medicina Veterinária], Universität. Veterinärmedizinische Fakultät; 2001.

Sczesny-Moraes EA, Bianchin I, Silva KF, Batista J, Robin M, Paiva F, et al. Anthelmintic resistance of gastrointestinal nematodes in sheep, Mato Grosso do Sul, Brazil. *Pesq Vet Bras.* 2010; 30(3):229–236.

Silva VR, Furtado DA, Azevedo MA, Nascimento JWB. Installations for Goats. *Rev Edu Agr Sup.* 2010; 25(2): 99-103.

Silveira AP, Macedo VP, Negri R, Santos GB, Migliorini E. Monitoramento parasitológico de ovelhas mestiças mantidas em pastagem tropical. In Syner gism us scyentifica UTFPR, 2013 Pato Branco - PR.

Silverman NH, Katz JS, Levin SE. *Capillaria hepatica* infestation in a child. *S Afr Med J.* 1973; 47(6):219–221.

Simões RO, Luque JL, Faro MJ, Motta E, Maldonado JRA. Prevalence of *Calodium hepaticum* (Syn. *Capillaria hepatica*) In *Rattus norvegicus* in the Urban Area of Rio de Janeiro, Brazil. *Rev Inst Med Trop São Paulo.* 2014; 56(5):455-457.

Singla N, Singla LD, Gupta K, Sood NK. Pathological alterations in natural cases of *Capillaria hepatica* infection alone and in concurrence with *Cysticercus fasciolaris* in *Bandicota bengalensis*. *J Parasit Dis.* 2013;37(1):16-20.

Sinniah B, Singh M, Anuar K. Preliminary survey of *Capillaria hepatica* (Bancroft, 1893) in Malaysia. J Helminthol. 1979; 53(2):147-152.

Soares M, Nunes H, Silveira F, Alves M, Souza A. *Capillaria hepatica* (Bancroft, 1893) (Nematoda) among indigenous populations and wild mammals in the northwest of Mato Grosso State, Brazil, 2000. Rev Pan Amaz Saude. 2011; 2(3): 35–40.

Soares MP, Karam FSC, Andrade GB. Poisoning by disophenol in goats. Ciên Rural. 2001; 31(1):155-157.

Sotomaior CS, Carli LM, Tangleica L, Kaiber BK, Souza FP. Identification of Sheep and Goats Resistant or Susceptible to Gastrointestinal Parasites. Rev Acad. 2007; 5(4):397-412.

Souza MF, Pimentel-Neto M, Silva RM, Farias ACB, Guimarães MP. Gastrointestinal parasites of sheep, municipality of Lajes, Rio Grande do Norte, Brazil. Rev Bras Parasitol Vet. 2012; 21(1):71-73.

Teixeira WC. Soroprevalência de lentivirose de pequenos ruminantes e caracterização de rebanhos de caprinos e ovinos no estado do Maranhão, Brasil. Tese [Doutorado em Ciências Veterinárias] - Universidade Federal Rural de Pernambuco; 2012.

Tessele B, Brum JS, Barros CSL. Parasitic lesions observed in cattle slaughtered for human consumption. Pesq Vet Bras. 2013; 33 (7):873-889.

Torres-Acosta JFJ, Mendoza-de-Gives P, Aguilar-Caballero AJ, Cuéllar-Ordaz JA. Anthelmintic resistance in sheep farms: Update of the situation in the American continent. Vet Parasitol. 2012; 189 (1): 89–96.

Travassos L. Contribuições para o conhecimento da fauna helmintológica brasileira. Sobre as espécies brasileiras do gênero *Capillaria* Zeder, 1800. Mem Inst Oswaldo Cruz. 1915; 7(1):146–172.

United States Department of Agriculture. Sheep and goats. USDA Agricultural Statistics Board, National Agricultural Statistics Service 2016. #1949–1611. 19 pp.

United States Department of Agriculture. Small scale U. S. goat operations. USDA APHIS Veterinary Services, National Animal Health Monitoring System, Fort Collins, CO, 2011; #602.0611. 35 pp.

Van Wyk JA, Bath GF. The FAMACHA© system for managing haemonchosis in sheep and goats by clinically identifying individual animals for treatment. *Vet Res.* 2002; 33(1): 509-529.

Vechiato TAF, Maschio W, Bom LC, Lopes PD, Ortolani EL. Retrospective study of liver abscesses in beef cattle slaughtered in a Brazilian abattoir. *Braz J Vet Res Anim Sci.* 2011; 48(5): 384-391.

Veríssimo CJ, Niciura SCM, Alberti ALL, Rodrigues CFC, Barbosa CMP, Chiebae DP, et al. Multidrug and multispecies resistance in sheep flocks from São Paulo state, Brazil. *Vet Parasitol.* 2012; 187(1-2): 209–216.

Viana JGA. General overview of sheep farming in the world and in Brazil. *R Ovinos.* 2008; 4(12) 1-09.

Vicente JJ, Rodrigues HO, Gomes DC, Pinto RM. Brazillan nematodes. Part V: nematodes of mammals. *Rev Bras Zool.* 1997; 14(1): 1 – 452.

Vieira VD, Feitosa TF, Vilela VL, Azevedo SS, Almeida Neto JL, Morais DF, et al. Prevalence and risk factors associated with goat gastrointestinal helminthiasis in the Sertão region of Paraíba State, Brazil. *Trop Anim Health Prod.* 2014; 46(2):355-361.

Walker R, Carvalho-Pereira T, Serrano S, Pedra G, Hacker K, Taylor J, et al. Factors affecting carriage and intensity of infection of *Calodium hepaticum* within Norway rats (*Rattus norvegicus*) from an urban slum environment in Salvador, Brazil. *Epidemiol Infect.* 2017; 145(2): 334-338.

Wilmsen MO, Silva BF, Bassetto CC, Amarante AFT. Gastrointestinal nematode infections in sheep raised in Botucatu, state of São Paulo, Brazil. Braz J Vet Parasitol. 2014; 23(3): 348-354.

Wright KA. Observations on the life Cycle of *Capillaria hepatica* (Bancroft, 1893) with a description of the adult. Can J Zoo. 1961; 39(2): 167-182.

8 ANEXOS

ANEXO A – LICENÇA CEUA-FIOCRUZ



Instituto Oswaldo Cruz

Comissão de Ética no Uso de Animais - CEUA/IOC

LICENÇA

L-006/2017

Certificamos que o protocolo (CEUA/IOC-004/2017), intitulado "Levantamento da helmintofauna de ovinos do Estado do Acre, Brasil", sob a responsabilidade de ROSÂNGELA RODRIGUES E SILVA atende ao disposto na Lei 11794/08, que dispõe sobre o uso científico no uso de animais, inclusive, aos princípios da Sociedade Brasileira de Ciência em Animais de Laboratório (SBCAL). A referida licença não exime a observância das Leis e demais exigências legais na vasta legislação nacional.

Esta licença tem validade até 31/05/2021 e inclui o uso total de:

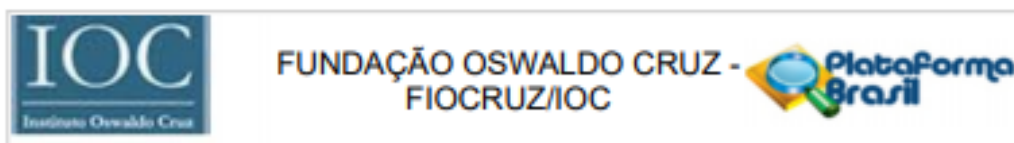
Animal	Espécie ou linhagem	quant (total)	Origem
Outros	Ovis aries	300	Fazendas (e/ou propriedades) da região do Alto Acre

Observação: Esta licença não substitui outras licenças necessárias, como Certificado de Qualidade em Biossegurança para animais geneticamente modificados, certificado do IBAMA para captura de animais silvestres ou outros.

Rio de Janeiro, 21 de fevereiro de 2017.

Flávio Alves Lara
Coordenador da CEUA/Instituto Oswaldo Cruz
Fundação Oswaldo Cruz

ANEXO B – PARECER CONSUBSTANCIADO CEP/IOC-FIOCRUZ



PARECER CONSUBSTANCIADO DO CEP

DADOS DO PROJETO DE PESQUISA

Título da Pesquisa: LEVANTAMENTO DA HELMINTOFAUNA DE OVINOS DO ESTADO DO ACRE, BRASIL

Pesquisador: Rosângela Rodrigues e Silva

Área Temática:

Versão: 2

CAAE: 64862017.9.0000.5248

Instituição Proponente: FUNDAÇÃO OSWALDO CRUZ

Patrocinador Principal: FUNDAÇÃO OSWALDO CRUZ

DADOS DO PARECER

Número do Parecer: 1.986.506

Apresentação do Projeto:

Os proponentes explicam que o estudo da helmintofauna de pequenos ruminantes apresenta grande relevância, pois os parasitos podem ser responsáveis por provocar diminuição das funções vitais e até mesmo levar o animal ao óbito, mas também pela possibilidade de transmissão dos parasitos a outros hospedeiros, com destaque para animais domésticos e o homem. Portanto, os parasitos causam riscos para a Saúde Pública, assim como causam prejuízos econômicos.

Nesse contexto, a criação de ovinos cresceu significativamente nos últimos 10 anos no estado do Acre (crescimento de 91,86% entre os anos de 2004 e 2010 - com 47.900 animais na Região do Vale do Acre). Isso amplia a importância da realização de estudos com helmintoses nesses animais. Portanto, o projeto "LEVANTAMENTO DA HELMINTOFAUNA DE OVINOS DO ESTADO DO ACRE, BRASIL" é apresentado para apreciação do CEP, sendo importante destacar que o mesmo será desenvolvido através de amostras biológicas de ovinos. Amostras biológicas de seres humanos não serão utilizadas para o desenvolvimento da pesquisa.

Endereço: Av. Brasil 4036, Sala 705 (Campus Expansão)
Bairro: Manguinhos **CEP:** 21.040-360
UF: RJ **Município:** RIO DE JANEIRO
Telefone: (21)3882-9011 **Fax:** (21)2561-4815 **E-mail:** cepfioacruz@ioc.fiocruz.br

Continuação do Parecer: 1.985.506

Amostras de fezes de ovinos serão provenientes das propriedades das áreas de estudo cujo(s) proprietário(s) e/ou criador(es) aceite(m) participar da pesquisa, mediante a assinatura do TCLE (critério de inclusão). Os produtores também poderão fornecer informações sobre as características das propriedades e do manejo dos seus ovinos (através do uso de um questionário). Quando possível, por ocasião do abate realizado pelos próprios proprietários, amostras de tecidos (fígado, pulmão e trato gastrintestinal) serão obtidas para análise.

A amostragem mínima que será adotada para a coleta das fezes dos ovinos será de pelo menos 10 animais por rebanho nas propriedades selecionadas. O trabalho será realizado no período de maio de 2017 a maio de 2021 e as coletas serão realizadas no inverno e verão Amazônico. Com os dados obtidos, irá ocorrer uma ampliação do conhecimento da fauna helmíntica de ovinos da região do Alto Acre.

Objetivo da Pesquisa:

Objetivo Primário:

-Identificação da helmintofauna de ovinos criados de forma extensiva na região do Alto Acre, no Estado do Acre.

Objetivos Secundários:

-Contribuir para a ampliação do conhecimento da fauna helmíntica de ovinos da região do Alto Acre, identificando as diferentes espécies de parasitos;

-Verificar se há diferença entre a ocorrência de infestação de helmintos nas diferentes estações do ano (inverno e verão amazônico);

-Gerar informações que possam subsidiar a implantação de programas de vigilância epidemiológica.

Avaliação dos Riscos e Benefícios:

Os proponentes apontam os seguintes riscos e benefícios abaixo:

Endereço: Av. Brasil 4036, Sala 705 (Campus Expansão)		
Bairro: Marquinhos	CEP: 21.040-360	
UF: RJ	Município: RIO DE JANEIRO	
Telefone: (21)3882-9011	Fax: (21)2561-4815	E-mail: cepflocruz@ioc.fiocruz.br

Continuação do Parecer: 1.288.508

Riscos:

Com relação aos seres humanos, os riscos são considerados mínimos uma vez que garantiremos o sigilo das informações obtidas, serão observadas e respeitadas a voluntariedade e o conforto do(s) entrevistado(s) no que diz respeito à entrevista e nenhuma intervenção ou modificação intencional serão realizadas nas variáveis fisiológicas ou psicológicas e sociais do(s) participante(s), tampouco seremos invasivos quanto à intimidade do(s) indivíduo(s).

Como complemento de informações, os proponentes também indicam que os possíveis riscos ou desconfortos dessa pesquisa são considerados baixos e raros também para os animais (ovinos). Nesse sentido, os mesmos, caso ocorram, estão relacionados ao rápido período de contenção física, como medo e estresse.

Benefícios:

O aumento do conhecimento da fauna helmíntica presente nos ovinos da região do Alto Acre será de importância fundamental para dar subsídios a outros estudos e a realização de ações que possam ser proativas, norteadas por programas de vigilância epidemiológica, com o intuito de combater as doenças provocadas por esses helmintos. Com o conhecimento da fauna parasitária desses animais será possível viabilizar campanhas de conscientização da população, a fim de aumentar as medidas preventivas contra esses parasitos. Como consequência, além de criar medidas que possam evitar a ocorrência de zoonoses, o combate a esses parasitos também é de vital importância para a economia que gira em torno da criação desses animais, visto que a ocorrência das parasitoses causa grande prejuízo aos criadores e produtores.

Comentários e Considerações sobre a Pesquisa:

Alguns comentários e considerações já se fazem presente na apresentação do presente parecer. Porém, vale ressaltar que a proposta aponta que a atividade de criação de ovinos cresceu significativamente nos últimos 10 anos no estado do Acre. Portanto, existe a necessidade da realização de estudos de caracterização e acompanhamento da presença de helmintos nesses animais, visto que o conhecimento da fauna parasitária desses animais será importante para aumentar as medidas preventivas contra esses parasitos, diminuindo os riscos para a saúde dos animais e também de aparecimento de zoonoses na região onde esses animais são produzidos.

Endereço: Av. Brasil 4038, Sala 705 (Campus Expansão)
Bairro: Manguinhos **CEP:** 21.040-360
UF: RJ **Município:** RIO DE JANEIRO
Telefone: (21)3882-9011 **Fax:** (21)2581-4815 **E-mail:** cepfocruz@ioc.fiocruz.br

Continuação do Parecer: 1.986.506

Segundo os proponentes, o combate a esses parasitos também é importante para a economia regional, uma vez que os helmintos podem causar grande prejuízo econômico aos criadores e produtores acreanos (gentílico oficial do estado).

Considerações sobre os Termos de apresentação obrigatória:

1. A Folha de rosto está assinada por membro da direção e pela pesquisadora responsável pela pesquisa.
2. O Termo de Consentimento Livre Esclarecido, na sua segunda versão, não indica mais a necessidade de apresentação de um Termo de Assentimento Livre e Esclarecido. Isso porque os proponentes informam que não irão mais trabalhar com menores de 18 anos (informações na carta resposta e no projeto versão 2 inseridas no sistema "plataformabrasil").
3. O projeto apresenta um cronograma e orçamento (com indicação das fontes dos recursos - Serviço de Referência Nacional em Hidatidose do Instituto Oswaldo Cruz - Fiocruz/RJ).
4. No processo de submissão também consta um termo de confidencialidade e sigilo veterinário em relação aos dados e participantes da pesquisa.
5. Há apresentação dos links do currículo (Plataforma Lattes) de todos os membros da equipe.

Conclusões ou Pendências e Lista de Inadequações:

Na primeira submissão do projeto o TCLE indicava que menores de idade também poderiam participar da pesquisa. Nessa segunda apresentação, há a informação da retirada de menores de 18 anos como participantes da pesquisa (ver carta resposta e versão dois do projeto - "PROJETOversao2.pdf"). Nesse sentido, é importante que no item "metodologia proposta" contido no documento "Informações Básicas do Projeto" sejam feita uma alteração.

Abaixo é apresentado o trecho com a inadequação.

As palavras com mudanças para letras em maiúsculo foram digitadas pelo parecerista.

Metodologia Proposta:

Endereço: Av. Brasil 4036, Sala 705 (Campus Expansão)
Bairro: Manguinhos CEP: 21.040-360
UF: RJ Município: RIO DE JANEIRO
Telefone: (21)3882-9011 Fax: (21)2561-4815 E-mail: cepfiocruz@ioc.fiocruz.br

Continuação do Parecer: 1.986.506

"...As amostras de fezes de ovinos serão coletadas diretamente de animais vivos e criados nas propriedades das áreas de estudo cujo(s) proprietário(s) e/ou criador(es) aceite(m) participar da pesquisa, mediante a assinatura do termo de consentimento livre e esclarecido (TCLE). Também contaremos com a disponibilidade dos produtores para o fornecimento de informações sobre as características das propriedades e do manejo dos seus ovinos (questionário), bem como para a doação de tecidos não aproveitados (fígado, pulmão e trato gastrointestinal) por ocasião de abates que foram realizados segundo a própria rotina das propriedades. O(s) participante(s) e seu(s) representante(s) legal(is), NO CASO DE MENORES DE 18 ANOS, assim como o pesquisador responsável pela pesquisa, rubricarão todas as páginas e assinarão a última página do TCLE no local destinado para as assinaturas. O(s) participante(s) da pesquisa será(ão) entrevistado(s) por membro(s) da nossa equipe, no interior de suas propriedades, PORÉM, menores de 18 anos NÃO participarão..."

Considerações Finais a critério do CEP:

Diante do exposto, o Comitê de Ética em Pesquisa do Instituto Oswaldo Cruz (CEP FIOCRUZ/IOC), em sua 225ª reunião extraordinária, realizada em 28.03.2017, de acordo com as atribuições definidas na Resolução CNS 466/12, manifesta-se pela aprovação do projeto de pesquisa proposto.

Este parecer foi elaborado baseado nos documentos abaixo relacionados:

Tipo Documento	Arquivo	Postagem	Autor	Situação
Informações Básicas do Projeto	PE_INFORMAÇÕES_BASICAS_DO_P ROJETO_843891.pdf	23/03/2017 12:02:52		Aceito
Outros	CartaResposta.pdf	23/03/2017 11:58:59	Rosângela Rodrigues e Silva	Aceito
Outros	CEUA.pdf	23/03/2017 11:48:59	Rosângela Rodrigues e Silva	Aceito
Projeto Detalhado / Brochura Investigador	PROJETOversao2.pdf	23/03/2017 11:45:54	Rosângela Rodrigues e Silva	Aceito

Endereço: Av. Brasil 4036, Sala 705 (Campus Expansão)
 Bairro: Marquinhos CEP: 21.040-360
 UF: RJ Município: RIO DE JANEIRO
 Telefone: (21)3883-9011 Fax: (21)2561-4815 E-mail: cepfio cruz@ioc.fiocruz.br

Continuação do Parecer: 1.985.505

TCLE / Termos de Assentimento / Justificativa de Ausência	TCLEversao2.pdf	23/03/2017 11:45:26	Rosângela Rodrigues e Silva	Aceito
Outros	LinkLattesVeterinario.pdf	09/02/2017 15:31:43	Rosângela Rodrigues e Silva	Aceito
Outros	TermoSigiloVeterinario.pdf	09/02/2017 15:30:33	Rosângela Rodrigues e Silva	Aceito
Folha de Rosto	FOLHADEROSTO.pdf	19/12/2016 19:11:33	Rosângela Rodrigues e Silva	Aceito
Outros	EQUIPE.pdf	19/12/2016 19:08:22	Rosângela Rodrigues e Silva	Aceito
Outros	QUESTIONARIO.pdf	14/12/2016 18:23:22	Rosângela Rodrigues e Silva	Aceito

Situação do Parecer:

Aprovado

Necessita Apreciação da CONEP:

Não

RIO DE JANEIRO, 28 de Março de 2017

Assinado por:
José Henrique da Silva Pilotto
(Coordenador)

Endereço: Av. Brasil 4036, Sala 705 (Campus Expansão)
Bairro: Manguinhos CEP: 21.040-360
UF: RJ Município: RIO DE JANEIRO
Telefone: (21)3882-9011 Fax: (21)2561-4815 E-mail: cepfioacruz@ioc.fiocruz.br

ANEXO C – ARTIGO PUBLICADO

Brazilian Journal of Veterinary Parasitology

ISSN 1984-2961 (Electronic)

www.cbpv.org.br/rbpv

Braz. J. Vet. Parasitol., Jaboticabal, v. 27, n. 2, p. 226-231, apr.-june 2018

Doi: <http://dx.doi.org/10.1590/S1984-296120180030>

Short Communication

Occurrence of *Capillaria* sp. in the liver of sheep (*Ovis aries*) in a slaughterhouse in the state of Acre, Brazil

Ocorrência de *Capillaria* sp. em fígado de ovino (*Ovis aries*) em um abatedouro no estado do Acre, Brasil

Paulo Eduardo Ferlini Teixeira¹; Christiane Leal Corrêa^{2,3}; Fernanda Bittencourt de Oliveira⁴;
Alba Cristina Miranda de Barros Alencar^{4,5}; Leandro Batista das Neves⁴; Daniel Daipert Garcia⁴;
Fernanda Barbosa de Almeida⁴; Luis Cláudio Muniz Pereira^{2,3}; José Roberto Machado-Silva²;
Rosângela Rodrigues-Silva^{4*}

¹ Instituto Federal do Acre – IFAC, Xapuri, AC, Brasil

² Departamento de Patologia, Faculdade de Ciências Médicas, Centro Biomédico, Universidade do Estado do Rio de Janeiro – UERJ, Rio de Janeiro, RJ, Brasil

³ Escola de Medicina, Universidade Estácio de Sá – Estácio, Rio de Janeiro, RJ, Brasil

⁴ Laboratório de Helmintos Parasitos de Vertebrados, Instituto Oswaldo Cruz – IOC, Fundação Oswaldo Cruz – Fiocruz, Rio de Janeiro, RJ, Brasil

⁵ Laboratório de Helmintologia Romero Lascasas Porto, Departamento de Microbiologia, Imunologia e Parasitologia, Faculdade de Ciências Médicas, Centro Biomédico, Universidade do Estado do Rio de Janeiro – UERJ, Rio de Janeiro, RJ, Brasil

Received October 25, 2017

Accepted March 19, 2018

Abstract

Although sheep farming has grown in the state of Acre over the past four decades, little is known about occurrences of helminthiasis in the herds of this region. The objective of the study was to assess the occurrences of non-intestinal helminthiasis among sheep slaughtered in Rio Branco. A total of 110 sheep livers were inspected from two slaughter batches (July 2014 and March 2015) in a slaughterhouse in Rio Branco. Livers with macroscopic lesions were photographed and were then subjected to histopathological analysis under an optical microscope. The macroscopic lesions showed small nodes with inflammatory characteristics and areas of fibrosis, which appeared to be calcified, thus suggesting a granulomatous reaction. Of the 110 evaluated livers, we noticed 110 nodules in total; these nodules have an average size of 0.5 cm. The histopathological analysis showed alterations to the architecture of the hepatic lobe, with multiple foci of necrosis and polymorphonuclear cells. Two samples revealed the presence of helminths from Nematode class and *Capillaria* sp. eggs identified by the typical morphology and morphometry. This seems to be the first report of *Capillaria* sp. in sheep livers in Brazil, and it serves as an important alert regarding animal health surveillance and control and regarding the *Capillaria* sp. zoonotic role in humans.

Keywords: Histopathology, hepatic lesions, helminths, nematodes, bright-field microscope, Amazon rainforest.

Resumo

Embora a ovinocultura tenha despertado o interesse de criadouros no estado do Acre nas últimas quatro décadas, pouco se conhece sobre a ocorrência de helmintoses no plantel de ovinos dessa região. O objetivo do presente estudo foi avaliar a possibilidade de ocorrência de helmintoses não intestinais entre ovinos abatidos no município de Rio Branco. Foram inspecionados 110 fígados de ovinos em dois abates (julho de 2014 e março de 2015) em um abatedouro no município de Rio Branco. Fígados com lesões macroscópicas foram fotografados com posterior análise histopatológica por microscopia de luz. Nas lesões macroscópicas foram encontrados pequenos nódulos apresentando características inflamatórias com áreas de fibrose, aparentemente calcificadas, sugerindo uma reação granulomatosa. Dos 110 fígados avaliados, observou-se 110 nódulos no total; estes nódulos têm um tamanho médio de 0,5 cm. A análise histopatológica mostrou alterações na arquitetura do lóbulo hepático, com múltiplos focos de necrose, além da formação de abscessos hepáticos constituídos por polimorfonucleares. Duas amostras revelaram a presença de helmintos da Classe Nematoda e ovos de *Capillaria* sp. identificados pela morfologia típica e morfometria. Esse resultado parece ser o primeiro registro de *Capillaria* sp. em fígado de ovino no Brasil, o que é um importante alerta para a vigilância no controle sanitário animal e o seu papel zoonótico para humanos.

Palavras-chave: Histopatologia, lesões hepáticas, helmintos, nematóides, microscopia de campo claro, floresta Amazônica.

*Corresponding author: Rosângela Rodrigues-Silva. Laboratório de Helmintos Parasitos de Vertebrados, Instituto Oswaldo Cruz – IOC, Fundação Oswaldo Cruz – Fiocruz, Av. Brasil, 4365, Manguinhos, CEP 21045-900, Rio de Janeiro, RJ, Brasil. e-mail: rsilva@ioc.fiocruz.br; hidatidose@ioc.fiocruz.br



This is an Open Access article distributed under the terms of the Creative Commons Attribution License, which permits unrestricted use, distribution, and reproduction in any medium, provided the original work is properly cited.

Introduction

Sheep farming has been shown to be an attractive investment in developing countries (LEROY et al., 2015). Brazil has followed this trend with herds distributed mainly in the northeastern and southern portions of the country (RIBEIRO & GONZÁLEZ-GARCÍA, 2016). Over the past four decades (1985-2015) there has been high growth in the northern region of Brazil (IBGE, 2015), particularly the use of the Santa Inês breed because of its high productivity and hardiness (RIBEIRO & GONZÁLEZ-GARCÍA, 2016).

Helminthiasis are the main causes of loss of production in sheep herds (MACIEL, 2014). The nematode *Haemonchus contortus* is the most epidemiologically important gastrointestinal helminth among sheep in tropical and subtropical regions in the world (MAVROT et al., 2015). Data from Brazil confirm the importance of *H. contortus* (CARDOSO et al., 2012; ATAÍDE & CANSI, 2013; FERREIRA et al., 2015; VIEIRA et al., 2014; WILMSEN et al., 2014), particularly for the Santa Inês breed of sheep in the state of Rio Grande do Norte (SOUZA et al., 2012). On the other hand, ruminants may also be infected by other gastrointestinal nematodes that are considered to be less epidemiologically important, such as *Capillaria bovis* Schnyder, 1906. This species has been reported in cervids in France (JUSTINE & FERTÉ, 1988, 1989), Canada (DIES & COUPLAND, 2001) and Turkey (BOLUKBAS et al., 2012), wild deer in Norway (DAVIDSON et al., 2014) and sheep in India (JAIN & KAMLAPUR, 1969).

In Brazil, infection by *C. bovis* (syn. *Aonchothea bovis*) (FREITAS & MENDONÇA, 1961) was reported in cattle in different states, and specifically in the small intestine of *Ovis aries* in the microregion of Jaboticabal, in the northwestern region of the state of São Paulo (MACIEL, 2014). Although capillarids have a wide range of mammal hosts (rodents, lagomorphs, ruminants, birds, canids, fishes, non-human primates and humans), data from the literature show that these are predominantly parasites of rodents (FUEHRER, 2014a). Moreover, zoonotic potential has been reported as particularly relevant for *C. hepatica* (FUEHRER, 2014b) and *C. bovis* in ruminants in Poland (GAŁĘCKI et al., 2015).

Definitive hosts become infected by ingesting embryonated eggs spread into the environment. First stage larvae (L1) hatched in the small intestine, migrate via the portal system to the liver, where adults worms mate. Gravid females lay hundreds of unembryonated eggs in the surrounding liver parenchyma, which are unable to leave the host (true infection). The life cycle progression requires the death of the host, in which decomposed liver releases unembryonated eggs into the environment. The alternative transmission pathway includes predators, scavengers and cannibals animals, which also release unembryonated eggs. Because such nematodes are soil-transmitted helminths, unembryonated eggs require environmental factors (soil texture, pH and temperature) to progress to the embryonic stage (GONÇALVES et al., 2012).

Over the last decades, a novel mode of transmission has been reported, when humans feed meat of wild mammals in Brazil (CAMARGO et al., 2010; KLISIEWICZ et al., 2014; QUADROS et al., 2016). Eggs pass away the gut and are released

in stool similar to predators (spurious infection) (COIMBRA & MELLO, 1981; SOARES et al., 2011; FUEHRER, 2014a).

Liver capillariasis is characterized by small milky spots, focally distributed in the surface or parenchyma. The histopathological features include hepatic granuloma and eventually fibrosis (ANDRADE & ANDRADE, 2004; JEONG et al., 2008; GABAN et al., 2010). However, little is known about the histopathological situation of natural capillarid infections among ruminants (NAKAMURA, 2005). These last authors used the term parasitic bovine hepatitis for multiple small lesions with fragments of worms similar to capillarids. Their report was similar to what was described for rodents naturally infected by *C. hepatica* (JEONG et al., 2008; SINGLA et al., 2013; MOREIRA et al., 2013). Similar to other dwelling-liver helminth (*Fasciola hepatica* and metacestodes of tapeworms), the inspection of carcasses of meat could detect cases of capillariasis (UNGAR et al., 1990; TESSELE et al., 2013).

The objective of the present study was to assess the possibility of occurrences of non-intestinal helminthiasis among sheep slaughtered in the municipality of Rio Branco, the capital of the state of Acre.

Materials and Methods

Sheep livers (n=162) were inspected for the presence of macroscopic lesions at a slaughterhouse in the municipality of Rio Branco (9° 52' 47" S; 67° 47' 10" W), during two slaughter batches (July 2014 and March 2015). This slaughterhouse, which is located in the state capital, receives animals from the municipalities of Rio Branco, Bujari, Sena Madureira, Feijó, Senador Guimard, Capixaba, Acrelândia, Plácido de Castro, Porto Acre, Xapuri, Brasiléia and Epitaciolândia (Figure 1).

The animals were slaughtered in accordance with the regulations governing humane slaughter. The macroscopic evaluation of the livers took place after a sanitary evaluation. Livers that presented alterations were photographed using a digital camera (Nikon, model DS-Fi1, China), fixed in 10% neutral formalin and sectioned into pieces. Routine histopathological processing of the samples and histopathological analyses were conducted at the Laboratory for Helminth Parasites of Vertebrates of the Oswaldo Cruz Institute (FIOCRUZ, Rio de Janeiro) and at the Romero Lascasas Porto Helminthology Laboratory of the State University of Rio de Janeiro (UERJ).

Slides were stained with hematoxylin and eosin (H&E) and picrosirius. The histopathological analysis on the material was carried out using a bright-field microscope (Nikon, model Eclipse E200, China). The images were processed in a digital image analyzer equipped with the Nis Elements AR software (Nikon, USA).

Capillaria sp. eggs that were found in the hepatic parenchyma were subjected to morphometric analysis (total length and width), considering the shape of the eggs and the bulge of polar plugs. The morphometric analysis was performed through an ocular micrometer (Nikon, China). All the measures found were compared with those already existing in the scientific literature (FUEHRER, 2014b).

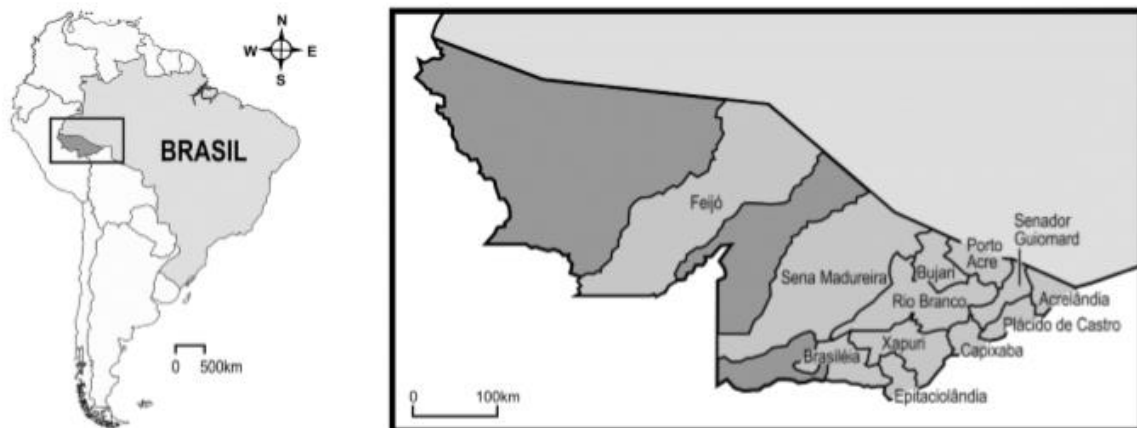


Figure 1. Municipalities from where the sheep at the slaughterhouse in the city of Rio Branco, Acre, Brazil, originated. Source: Illustration produced by Heloisa Diniz, Image Treatment and Production Service, IOC/Fiocruz-RJ, Brazil.

Results

Among the 162 animals slaughtered, the livers of 110 animals (67.9%) presented macroscopic lesions, of which 63 (57.2%) were in males and 47 (42.7%) were in females. The macroscopic lesions in the macroscopic evaluation, well delimited masses were observed presenting elevations to the external surface of the liver, irregular, little encapsulated, firm and subcapsular, about 2-5cm in diameter with a grayish-white coloration, therefore, lighter than the liver around them (Figure 2A).

The histopathological findings of the presence of *Capillaria* sp. showed a variety of results from the disintegration of the parasite and the presence of its eggs in the liver. In regions close to the eggs of the parasite, necrotic-inflammatory focal lesions with lympho-histoplasmacytic and multifocal eosinophilic infiltrate were observed (Figures 2B-D).

Other histopathological findings, dispersed in the hepatic parenchyma and linked to the presence of *Capillaria* sp., were verified: presence of pseudolobules formed by groups of hepatocytes with strings arrangement without defined lobular architecture, surrounded by fibrous tissue originating from the portal spaces, containing numerous proliferative bile ducts, multiple necrosis foci, in addition to the formation of hepatic abscesses, consisting of polymorphonuclear cells, with poorly delimited and irregular margins (Figure 2B).

We observed a necrotic central lesion, distributed in several areas in the hepatic parenchyma, suggesting debris of *Capillaria* sp. and / or remains of dead eggs, characterizing a granulomatous reaction. Dystrophic calcification can be observed in some necrotic central lesions and the presence of palisade cells around the granulomatous reactions, especially in those that did not yet present fibrous encapsulation (Figure 2C).

The histological sections revealed the presence of cylindrical helminths, with a pseudocoelom, a muscle layer in the body wall with longitudinal fibers, a covering cuticle and a triradiate

pharynx, thus indicating a representative of the phylum Nematoda (Figures 2D, E).

The hepatic parenchyma of one sample presented a cluster of eggs of the genus *Capillaria* sp., which presented an oval shape, striated capsule and non-profuse bipolar operculum (Figure 2F). The morphometry of the eggs ($n = 10$) indicated variations in length between 47.5 and 50 μm (mean: $48.5 \pm 1.29 \mu\text{m}$) and in width between 22.5 and 25 μm (mean: $24.5 \pm 1.05 \mu\text{m}$).

Other histopathological findings, bridged portal fibrosis, thick septa of connective tissue, frequently connecting a portal space to another, formation of long thin fibrous septa overlying the central vein between them, accumulation of fat in the form of rounded globules of varying sizes in the hepatocyte cytoplasm, classified as macro and microsteatosis. In addition, chronic inflammatory mononuclear tissue composed of macrophages, lymphocytes and fibroblasts was found, delimited by a fibrous capsule, characterizing a granulomatous reaction.

Discussion

The objective of the present study was to assess the possibility of occurrences of non-intestinal helminthiasis among sheep slaughtered in the municipality of Rio Branco, the capital of the state of Acre. Over the past four decades there has been a significant increase in sheep farming in this region and the animals slaughtered in Rio Branco originated from several municipalities in this state.

Macroscopic hepatic lesions characterized as small inflammatory nodules with areas of fibrosis, which appeared to be calcified, were suggestive of the presence of granulomas. Although hydatidosis and fasciolosis are included in this situation (ROBERTS, 1982; VECHIATO et al., 2011), there were no indications of infection by these parasitic agents in the present study. On the other hand, macroscopic hepatic lesions are a common finding among rodents that are naturally infected by *C. hepatica* (JEONG et al., 2008; SINGLA et al., 2013; MOREIRA et al., 2013). Microscopically,

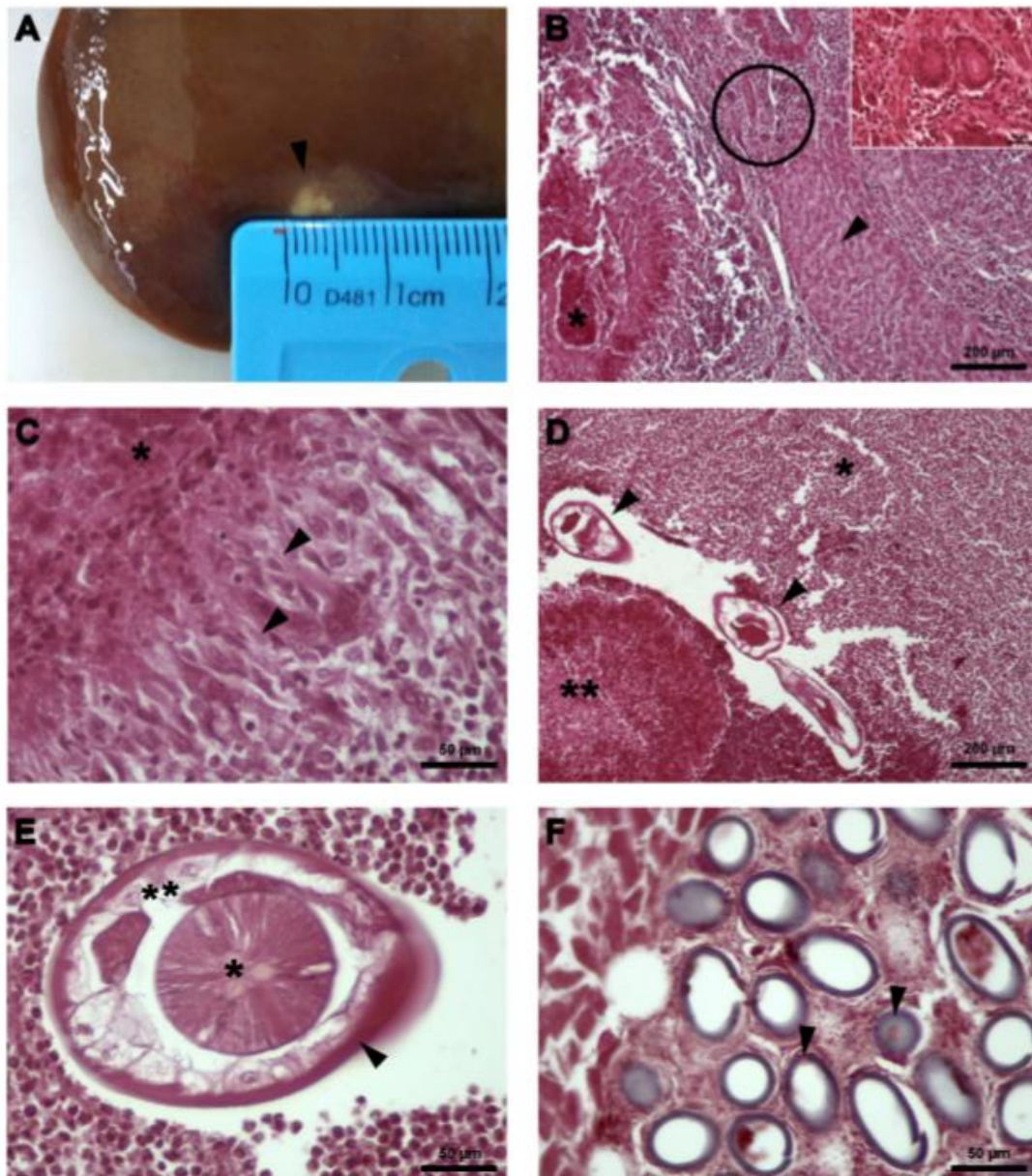


Figure 2. Liver of *Ovis aries* infected by *Capillaria* sp. (A) Macroscopic lesion (granuloma) (arrow); (B) Hepatic parenchyma with calcified granuloma (*), ductal proliferation (circle and inset) and pseudolobules (arrow) (H&E, 100X); (C) Necrosis (*) and palisade cells (arrows) (H&E, 400X); (D) Hepatic parenchyma with leukocyte infiltration (*), coagulative necrosis (**), and a section through a nematode helminth (arrow) (H&E, 100X); (E) Detail of the helminth showing the muscle layer of the body wall (arrow), triradiate pharynx (*) and pseudocoelom (***) (picrosirius, 400X); (F) Cluster of *Capillaria* sp. eggs (arrow) (H&E, 400X).

the alterations to the hepatic parenchyma of rodents range from inflammatory lesions to fibrotic lesions (ANDRADE & ANDRADE, 2004; JEONG et al., 2008; GABAN et al., 2010). Moreover, nematode fragments and clusters of *C. hepatica* eggs have also been observed, which are common findings in rodent

infections (MOREIRA et al., 2013). Likewise, sections from bovine hepatic tissue have revealed possible infection by *Capillaria* sp. (NAKAMURA, 2005).

Capillarids are known to present complex taxonomy because of their wide diversity of hosts, including rodents (FUEHRER, 2014a;

SIMÕES et al., 2014; WALKER et al., 2017) and other mammals (FUEHRER, 2014b). Occurrences of *C. bovis* have been reported in the gastrointestinal tract of ruminants (JUSTINE & FERTÉ, 1988, 1989; DIES & COUPLAND, 2001; BOLUKBAS et al., 2012; DAVIDSON et al., 2014; MACIEL, 2014). In contrast to these findings, the present study revealed the presence of hepatic infection in two sheep, possibly caused by *C. hepatica* (syn. *Calodium hepaticum*), which presents low host specificity and high liver tropism. There is a report of *Agouti paca* (paca) naturally infected by *C. hepaticum* from the municipality of Bujari (state of Acre) (ALMEIDA et al., 2013). Other studies have also shown infections among synanthropic rodents (*Rattus norvegicus* and *Rattus rattus*) in Belém, in the eastern Amazon region (MOREIRA et al., 2013).

The ecology of capillariasis should be highlighted. Both adult worms and unembryonated eggs are located in the liver of definitive hosts, from which they can not be disposed. However, the parasite evolved two transmission pathways which indirectly overcome this barrier. First, decomposed liver from dead hosts liberate eggs in the environment. The other strategy includes predators, scavengers and cannibals animals, which release unembryonated eggs in the feces. Because some capillariids are soil-transmitted helminth, the life cycle progresses when unembryonated eggs find adequate conditions for development (soil texture, pH and temperature) and eggs become embryonated or infective (GONÇALVES et al., 2012). It is likely that the ground was contaminated with eggs released from synanthropic and wild rodents (MOREIRA et al., 2013; ALMEIDA et al., 2013). Although liver capillariasis due to *C. hepaticum* in ovine has never been previous reported in Brazil, the inspection ovine meat for human consumption should be carried out to avoid the potential risk for humans (UNGAR et al., 1990; TESSELE et al., 2013). In addition, other studies are required to evaluate a possible impact on the sheep production.

Conclusion

Thus, this first report of *Capillaria* sp. among sheep in the state of Acre is of great importance from a public health point of view. It indicates that there is a need for the Institute of Agricultural and Forestry Sanitary Protection (IDAF) to develop preventive actions in relation to the current management strategies for sheep farming in this state, so as to avoid increased occurrences of this parasitosis among herds in the state of Acre and also contamination among human populations.

Acknowledgements

The authors are grateful to Heloisa Diniz from the Image Treatment and Production Service – IOC/Fiocruz-RJ, Brazil, for producing the map presented.

References

Almeida F, Caldas R, Corrêa C, Rodrigues-Silva R, Siqueira N, Machado-Silva JR. Co-infections of the cestode *Echinococcus vogeli* and the nematode

Calodium hepaticum in the hystricomorphic rodent *Agouti paca* from a forest reserve in Acre, Brazil. *J Helminthol* 2013; 87(4): 489-493. <http://dx.doi.org/10.1017/S0022149X12000661>. PMID:23072769.

Andrade SB, Andrade ZA. Experimental hepatic fibrosis due to *Capillaria hepatica* infection (Differential features presented by rats and mice). *Mem Inst Oswaldo Cruz* 2004; 99(4): 399-406. <http://dx.doi.org/10.1590/S0074-02762004000400010>. PMID:15322630.

Ataide HS, Cansi ER. Occurrence of parasitic diseases in sheep and goats in the District Federal, Brazil, during 2003 to 2009. *Arq Inst Biol* 2013; 80(3): 342-345.

Bolukbas CS, Gurler AT, Beyhan YE, Acici M, Umur S. Helminths of roe deer (*Capreolus capreolus*) in the Middle Black Sea Region of Turkey. *Parasitol Int* 2012; 61(4): 729-730. <http://dx.doi.org/10.1016/j.parint.2012.06.008>. PMID:22766455.

Camargo LM, Aranha Camargo JSA, Vera LJS, Barreto PTC, Tourinho EK, Souza MM. Capillariasis (Trichurida, Trichinellidae, *Capillaria hepatica*) in the Brazilian Amazon: low pathogenicity, low infectivity and a novel mode of transmission. *Parasit Vectors* 2010; 3(1): 11. <http://dx.doi.org/10.1186/1756-3305-3-11>. PMID:20187941.

Cardoso CB, Cardozo LL, Silva BE, Amarante AFT. Gastrointestinal parasites in goats from Monte Castelo, Santa Catarina, Brazil. *Rev Bras Parasitol Vet* 2012; 21(2): 148-150. <http://dx.doi.org/10.1590/S1984-29612012000200014>. PMID:22832756.

Coimbra CE Jr, Mello DA. Enteroparasitas e *Capillaria* sp. entre o grupo Surui, Parque Indígena Aripuana, Rondonia. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 1981; 76(3): 299-302. <http://dx.doi.org/10.1590/S0074-02761981000300008>. PMID:7348780.

Davidson RK, Kutz SJ, Madslin K, Hoberg E, Handeland K. Gastrointestinal parasites in an isolated Norwegian population of wild red deer (*Cervus elaphus*). *Acta Vet Scand* 2014; 56(1): 59. <http://dx.doi.org/10.1186/s13028-014-0059-x>. PMID:25294401.

Dies KH, Coupland RW. Prevalence of gastrointestinal helminths in domestic bison herds in northwestern Alberta. *Can Vet J* 2001; 42(4): 295-296. PMID:11326634.

Ferreira RC, Nascimento-Junior AB, Santos PJ, Botter-Carvalho ML, Pinto TK. Responses of estuarine nematodes to an increase in nutrient supply: an in situ continuous addition experiment. *Mar Pollut Bull* 2015; 90(1-2): 115-120. <http://dx.doi.org/10.1016/j.marpolbul.2014.11.012>. PMID:25499965.

Freitas JFT, Mendonça JM. Novo capilariíneo do gênero *Aonchotheca* López-Neyra, 1947 (Nematoda, Trichuroidea). *Mem Inst Oswaldo Cruz* 1961; 59(1): 59-63. <http://dx.doi.org/10.1590/S0074-02761961000100006>.

Fuehrer HP. An overview of the host spectrum and distribution of *Calodium hepaticum* (syn. *Capillaria hepatica*): part 1—Muroidea. *Parasitol Res* 2014a; 113(2): 619-640. <http://dx.doi.org/10.1007/s00436-013-3691-x>. PMID:24248632.

Fuehrer HP. An overview of the host spectrum and distribution of *Calodium hepaticum* (syn. *Capillaria hepatica*): part 2—Mammalia (excluding Muroidea). *Parasitol Res* 2014b; 113(2): 641-651. <http://dx.doi.org/10.1007/s00436-013-3692-9>. PMID:24257974.

Gaban L, Ramos CD, Barbosa AA Jr, Souza MM, Andrade ZA. Dynamics of *Capillaria hepatica*-induced hepatic septal fibrosis in rats. *Rev Soc Bras Med Trop* 2010; 43(6): 643-646. <http://dx.doi.org/10.1590/S0037-86822010000600008>. PMID:21181015.

- Gałęcki R, Sokol R, Koziatek S. Parasites of wild animals as a potential source of hazard to humans. *Ann Parasitol* 2015; 61(2): 105-108. PMID:26342506.
- Gonçalves AQ, Ascaso C, Santos I, Serra PT, Julião GR, Orlandi PP. *Calodium hepaticum*: household clustering transmission and the finding of a source of human spurious infection in a community of the Amazon region. *PLoS Negl Trop Dis* 2012; 6(12): e1943. <http://dx.doi.org/10.1371/journal.pntd.0001943>. PMID:23285301.
- Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística – IBGE. *Censo agropecuário* [online]. Rio de Janeiro: IBGE; 2015 [cited 2017 May 25]. Available from: <http://www.sidra.ibge.gov.br/bda/pecua/default.asp?z=t&co=24&i=P>
- Jain PC, Kamapur SK. Occurrence of *Capillaria bovis* Schnyder, 1906 in sheep in India. *Indian Vet J* 1969; 46(11): 1010-1011. PMID:5389781.
- Jeong W, Do S, Hong I, Ji A, Park J, Ki M, et al. Macrophages, myofibroblasts and mast cells in a rat liver infected with *Capillaria hepatica*. *J Vet Sci* 2008; 9(2): 211-213. <http://dx.doi.org/10.4142/jvs.2008.9.2.211>. PMID:18487945.
- Justine JL, Ferté H. Redescription de *Capillaria bovis* (Schnyder, 1906) (Nematoda, Capillariinae). *Bull Mus Natl Hist Nat* 1988; 10(4): 693-709.
- Justine JL, Ferté H. *Capillaria bovis* (Nematoda, Capillariinae) parasite du Mouflon, du Daim et du Chevreuil en France: liste des hôtes dans le Monde. *Bull Mus Natl Hist Nat* 1989; 11(1): 79-96.
- Klisiowicz DR, Reifur L, Shimada MK, Haidamak J, Cognialli RC, Ferreira T. High occurrence of *Calodium hepaticum* (syn. *Capillaria hepatica*) spurious infection in a village in the Atlantic Forest of southern Brazil. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 2014; 109(3): 371-373. <http://dx.doi.org/10.1590/0074-0276140315>. PMID:24676661.
- Leroy JL, Ruel M, Frongillo EA, Harris J, Ballard TJ. Measuring the food access dimension of food security: a critical review and mapping of indicators. *Food Nutr Bull* 2015; 36(2): 167-195. <http://dx.doi.org/10.1177/0379572115587274>. PMID:26121701.
- Maciel WG. *Prevalência de nematódeos em ovinos (Ovis aries) pertencentes a diferentes microrregiões do Estado de São Paulo, Brasil* [dissertation]. Jaboticabal: Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista; 2014.
- Mavrot F, Hertzberg H, Torgerson P. Effect of gastro-intestinal nematode infection on sheep performance: a systematic review and meta-analysis. *Parasit Vectors* 2015; 8(1): 557. <http://dx.doi.org/10.1186/s13071-015-1164-z>. PMID:26496893.
- Moreira VLC, Giese EG, Silva DCB, Melo FTV, Furtado AP, Maldonado A Jr, et al. *Calodium hepaticum* (Nematoda: Capillariidae) in synanthropic rodents (*Rattus norvegicus* and *Rattus rattus*) in Eastern Amazonia. *Rev Bras Parasitol Vet* 2013; 22(2): 265-269. <http://dx.doi.org/10.1590/S1984-29612013000200046>. PMID:23856730.
- Nakamura N. Parasitic lesion of bovine liver attributed to *Capillaria* species. *J Comp Pathol* 2005; 132(2-3): 228-231. <http://dx.doi.org/10.1016/j.jcpa.2004.08.001>. PMID:15737350.
- Quadros RM, Weiss PH, Miletti LC, Moura AB. Occurrence of *Calodium hepaticum* (Bancroft, 1893) Moravec, 1982 eggs in feces of dogs and cats in Lages, Santa Catarina, Brazil. *Rev Inst Med Trop* 2016; 58(0): 6. <http://dx.doi.org/10.1590/S1678-9946201658006>. PMID:26910455.
- Ribeiro ELA, González-García E. Indigenous sheep breeds in Brazil: potential role for contributing to the sustainability of production systems. *Trop Anim Health Prod* 2016; 48(7): 1305-1313. <http://dx.doi.org/10.1007/s11250-016-1109-3>. PMID:27393314.
- Roberts JL. The prevalence and economic significance of liver disorders and contamination in grain-fed and grass-fed cattle. *Aust Vet J* 1982; 59(5): 129-132. <http://dx.doi.org/10.1111/j.1751-0813.1982.tb02756.x>. PMID:6891898.
- Simões RO, Luque JL, Faro MJ, Motta E, Maldonado A Jr. Prevalence of *Calodium hepaticum* (Syn. *Capillaria hepatica*) in *Rattus norvegicus* in the urban area of Rio de Janeiro, Brazil. *Rev Inst Med Trop São Paulo* 2014; 56(5): 455-457. <http://dx.doi.org/10.1590/S0036-46652014000500016>. PMID:25229230.
- Singla N, Singla LD, Gupta K, Sood NK. Pathological alterations in natural cases of *Capillaria hepatica* infection alone and in concurrence with *Cysticercus fasciolaris* in *Bandicota bengalensis*. *J Parasit Dis* 2013; 37(1): 16-20. PMID:24431534.
- Soares MCP, Nunes HM, Silveira FAA, Alves MM, Souza AJS. *Capillaria hepatica* (Bancroft, 1893) (Nematoda) entre populações indígenas e mamíferos silvestres no noroeste do Estado do Mato Grosso, Brasil, 2000. *Rev Pan-Amaz Saude* 2011; 2(3): 35-40. <http://dx.doi.org/10.5123/S2176-62232011000300005>.
- Souza MF, Pimentel-Neto M, Silva RM, Farias ACB, Guimarães MP. Gastrointestinal parasites of sheep, municipality of Lajes, Rio Grande do Norte, Brazil. *Rev Bras Parasitol Vet* 2012; 21(1): 71-73. <http://dx.doi.org/10.1590/S1984-29612012000100015>. PMID:22534950.
- Tessele B, Brum JS, Barros CSL. Parasitic lesions observed in cattle slaughtered for human consumption. *Pesq Vet Bras* 2013; 33(7): 873-889. <http://dx.doi.org/10.1590/S0100-736X2013000700008>.
- Ungar BL, Burris JA, Quinn CA, Finkelman FD. New mouse models for chronic *Cryptosporidium* infection in immunodeficient hosts. *Infect Immun* 1990; 58(4): 961-969. PMID:2108092.
- Vechiato TAF, Maschio W, Bom LC, Lopes PD, Ortolani EL. Estudo retrospectivo de abscessos hepáticos em bovinos abatidos em um frigorífico paulista. *Braz J Vet Res Anim Sci* 2011; 48(5): 384-391. <http://dx.doi.org/10.11606/S1413-95962011000500005>.
- Vieira VD, Feitosa TF, Vilela VL, Azevedo SS, Almeida JL No, Moraes DF, et al. Prevalence and risk factors associated with goat gastrointestinal helminthiasis in the Sertão region of Paraíba State, Brazil. *Trop Anim Health Prod* 2014; 46(2): 355-361. <http://dx.doi.org/10.1007/s11250-013-0496-y>. PMID:24214525.
- Walker R, Carvalho-Pereira T, Serrano S, Pedra G, Hacker K, Taylor J, et al. Factors affecting carriage and intensity of infection of *Calodium hepaticum* within Norway rats (*Rattus norvegicus*) from an urban slum environment in Salvador, Brazil. *Epidemiol Infect* 2017; 145(2): 334-338. <http://dx.doi.org/10.1017/S0950268816002259>. PMID:27780498.
- Wilmsen MO, Silva BF, Bassetto CC, Amarante AFT. Gastrointestinal nematode infections in sheep raised in Botucatu, state of São Paulo, Brazil. *Rev Bras Parasitol Vet* 2014; 23(3): 348-354. <http://dx.doi.org/10.1590/S1984-29612014058>. PMID:25271455.

9 APÊNDICES

APÊNDICE A – QUESTIONÁRIO SEMI-ESTRUTURADO APLICADO À OVINOCULTORES

Questionário epidemiológico a ser aplicado nas propriedades amostradas

01-Identificação

Código da propriedade (3 dígitos): |__|__|__| Data da visita e colheita
_____/_____/_____

Coordenadas geográficas: Propriedade: Lat _____ o _____ ' _____ ”
Lon _____ o _____ ' _____ ”

Tam. da propriedade: _____ Floresta: _____ Pastagem: _____ Ovinocultura _____.

Quantidade de ovinos: _____.

Escolaridade do proprietário: _____.

02- Tipo de criação: intensiva semi-intensiva extensiva

03- Tipo de exploração: cria recria/engorda reprodução subsistência

04- Finalidade: corte leite mista

05- Ovinocultura é a principal atividade da propriedade? não sim

06- Outras espécies na propriedade: bovinos eqüídeos suínos aves
cão gato

07- Espécies silvestres em vida livre na propriedade (raposa, teju, etc.): não
sim

08 – Realizam caça? : não sim Quais principais animais que abatem? _____

09- Plantas tóxicas na propriedade? não sim Quais
espécies? _____

10- Há assistência veterinária na propriedade? não sim Essa assistência é
particular ou da EMATER? _____ Em qual Frequência: _____

11- O funcionário recebeu algum treinamento? não sim Quem realiza esse
treinamento? _____ Os treinamentos foram
em que área? _____

12- Há quanto tempo cria caprinos? menos de 1 ano de 1 a 3 anos de 3 a 5
anos mais de 5 anos .

13- Qual raça predomina no rebanho? pura mista Qual a predominância da raça?_____

14- Compra animais? não sim Onde/de quem: em exposição em leilão/feira de comerciantes de outras propriedades

15- Vende animais? não sim A quem/onde: em exposição em leilão/feira a comerciantes a outras propriedades

16- Alimentação: pastagem nativa? não sim Quais cultivares plantadas?_____.

17- Acesso a água: bebedouros? não sim / aguadas? não sim / rios, lagos, riachos, mananciais? não sim

18- Infraestrutura

a) centro de manejo: não sim

b) pedilúvio: não sim

c) cocho de sal mineral: não sim

d) cerca de boa qualidade: não sim

e) energia elétrica: não sim

f) água encanada: não sim

g) sala para ração: não sim

h) tipo de aprisco: elevado não elevado

i) tipo de piso do aprisco: chão batido ripado cimentado outro

j) As ovelhas são criadas de modo separado ou junto com outros animais?

_____ Quais animais?_____

19- Manejo reprodutivo

a) monta natural: não sim

b) monta controlada: não sim

c) inseminação artificial: não sim

d) uso comum de reprodutor/sêmen entre propriedades: não sim

21- Pastagem

a) pasto com áreas alagadiças: não sim

b) aluguel de pastos: não sim

c) uso de pastos compartilhados: não sim

d) acesso rodoviário: não sim

e) presença de roedores: não sim

f) perto de floresta?/Reserva da propriedade?: não sim

22- Manejo sanitário

- a) vermifugação: não sim Qual frequência? _____ Qual a tomada de decisão para a vermifugação? _____.
- b) Qual princípio ativo de vermífugo que utiliza? _____ Oral ou injetável? _____
- c) realiza vermifugação do rebanho todo? não sim Até recém nascido? não sim A partir de que idade? _____
- c) Há assepsia equipamento de vermifugação de um animal para outro? : não sim
- d) exames de OPG: não sim Conhece? não sim
- e) Utiliza o método FAMACHA?: não sim Conhece? não sim
- f) corte e desinfecção de umbigo: não sim Com qual medicamento?
- f) corte e do rabo? : não sim Com qual método?
- g) quarentena: não sim
- h) desratização: não sim
- i) anti-ratização: não sim
- j) separa animais jovens de adultos: não sim
- l) enterra ou crema animais mortos: não sim
- m) higiene e assepsia das instalações: não sim
- n) isolamento de animais doentes: não sim
- o) piquete de parição: não sim
- p) usa seringa e agulhas descartáveis: não sim
- q) realiza algum exame quando compra animais: não sim
- r) usa vacinas: não sim Quais vacinas aplicam no rebanho? _____
-

23- Sinais clínicos no rebanho

- a) abortamento: não sim
- b) corrimento vaginal: não sim
- c) infertilidade: não sim
- d) nascimento prematuro: não sim
- e) natimortos: não sim
- f) nascimento de animais fracos: não sim
- g) morte ao desmame: não sim
- h) anomalias congênitas: não sim

- i) orquite/epididimite/balanopostite: não sim
- j) problemas articulares: não sim
- k) urina escura (hematúria): não sim
- l) diarreia: não sim em qual época do ano? _____
- m) tosse: não sim em qual época do ano? _____
- n) corrimentos oculares e nasais: não sim em qual época do ano? _____
- o) depressão, fraqueza: não sim em qual época do ano? _____
- p) mamite: não sim
- q) leite com alteração de cor: não sim
- r) conjuntivite: não sim
- s) Possui problemas de casco: não sim qual tratamento? _____

24- Manejo Nutricional

- a) utiliza sal mineral: não sim específico para ovinos? não sim
- b) realiza alguma estratégia de suplementação no verão?: não sim Com qual tipo de suplemento? _____
Comprado ou produzido na propriedade? _____
- c) utiliza algum promotor de crescimento?: não sim no rebanho todo? não sim qual promotor? _____
- d) nascimento prematuro: não sim
- e) natimortos: não sim
- f) nascimento de animais fracos: não sim
- g) morte ao desmame: não sim

APÊNDICE B – TERMO DE CONSENTIMENTO LIVRE ESCLARECIDO

TERMO DE CONSENTIMENTO LIVRE E ESCLARECIDO (TCLE)

Você está sendo convidado(a) como voluntário(a) a participar da pesquisa “Levantamento de helmintos parasitos de ovinos no estado do Acre, Brasil.” sob responsabilidade da pesquisadora Rosângela Rodrigues e Silva do Serviço de Referência Nacional em Hidatidose do Laboratório de Helmintos Parasitos de Vertebrados do Instituto Oswaldo Cruz – Fiocruz/RJ (SRNH-IOC/Fiocruz).

Este estudo destina-se analisar as fezes de ovelhas criadas em sistema extensivo de produção para a busca de ovos de helmintos. As infecções helmínticas em ovinos provocam doenças no animal, causando enormes prejuízos sanitários e econômicos, com acentuada mortalidade e perdas de produtividade na pecuária ovina.

Caso você possua criação de ovelha (s) e aceite participar dessa pesquisa, receberá uma cópia deste documento TCLE e as explicações sobre a pesquisa. Sua participação será permitir a coleta de fezes do(s) seu(s) animal(is) no interior da sua residência ou propriedade, além de responder um questionário sobre as características produtivas e sanitárias da propriedades, a fim de caracterizar a produção de ovinos de sua propriedade.

Também autorizar realizar registros fotográficos das instalações de comedouro, bebedouro, pastagens e apriscos da propriedade afim de enriquecer a pesquisa científica.

Se você for proprietário(a) de ovelha(s), sendo menor de dezoito anos, poderá também consentir em participar da pesquisa, mas seu(s) responsável(is) legais deverá(ão) respaldar a sua participação.

Você poderá saber mais sobre sob qualquer aspecto da pesquisa quando desejar, sendo livre para recusar sua participação, retirar seu consentimento e interromper sua participação a qualquer momento. A sua recusa em participar não irá acarretar qualquer penalidade ou perda de benefícios, além de também não acarretar em custos para você.

O(s) pesquisador(es) irá(ão) tratar a sua identidade com os padrões profissionais de sigilo e os resultados pertinentes ao material do(s) seu(s) animal(is) serão

armazenados no laboratório e enviados para você com confidencialidade. Você e sua(s) ovelha(s) não será(ão) identificado(s) em nenhuma publicação que possa ser resultado desse estudo e o seu nome ou material coletado não serão, respectivamente, divulgados ou liberados sem a sua prévia permissão. Uma via deste consentimento será arquivada no SRNH-IOC/Fiocruz e outra via ficará com você.

As fezes da(s) sua(s) ovelha(s) serão armazenadas primeiramente sob a conduta de Biorrepositório (depósito que se destina ao armazenamento do material pelo tempo de realização da pesquisa), cuja guarda ficará com a pesquisadora Dra Rosângela Rodrigues e Silva, na responsabilidade institucional do Instituto Oswaldo Cruz/Fiocruz. Caso haja necessidade, o tempo de armazenamento poderá ser prolongado mediante justificativa e aprovação do CEP (Comitê de Ética em Pesquisa) e o seu material poderá ser futuramente transferido para Biobanco institucional podendo assim ser utilizado em outras pesquisas. Um sistema seguro de identificação será mantido, garantindo sigilo e respeito à confidencialidade e à recuperação dos seus dados, seja para fornecimento de informações futuras de seu interesse ou para a obtenção de novo consentimento específico para utilização em outra pesquisa.

Você poderá escolher entre as opções abaixo condizentes com a participação nesse estudo:

() Necessito assinar um novo consentimento a cada pesquisa, ou seja, a cada nova pesquisa o pesquisador responsável entrará em contato para adquirir novo termo de consentimento livre e esclarecido;

() Dispensio a necessidade de assinar novo consentimento a cada pesquisa, ou seja, o(s) material(is) biológico(s) do(s) seu(s) animal(is) poderá(ão) ser utilizado(s) para pesquisa futuras sem a necessidade de novo termo de consentimento livre e esclarecido.

Para esclarecimentos ou informações quanto a eticidade desta pesquisa, caso seja necessário, você poderá entrar em contato com os Comitês de Ética em Pesquisa (**Comitê de Ética em Pesquisa com Seres Humanos - CEP Fiocruz/IOC** - Instituto Oswaldo Cruz / Fundação Oswaldo Cruz - Avenida Brasil, 4.036 - sala 705 (Expansão) - Manguinhos - Rio de Janeiro-RJ - CEP: 21.040-360 - Telefone: (21) 3882-9011 - Tel/Fax: (21) 2561-4815 – e-mail: cepfiocruz@ioc.fiocruz.br - Skype:

cep_fiocruz_ioc e **Comissão de Ética no Uso de animais da Fiocruz - CEUA/Fiocruz** - Avenida Brasil, 4.036 – sala 200, Expansão - Manguinhos - Rio de Janeiro - RJ - CEP: 21.040-361 - Telefone: (21) 3882-9121 / e-mail: ceua@fiocruz.br).

DECLARAÇÃO DO (A) PARTICIPANTE (A) OU DO SEU RESPONSÁVEL:

Eu, _____,
fui informado(a) dos objetivos da pesquisa acima, de maneira clara e detalhada e esclareci minhas dúvidas. Sei que a qualquer momento poderei solicitar novas informações e reavaliar a minha decisão de continuar participando se assim o desejar. Estou satisfeito(a) com as explicações e concordo em ceder meus dados, e informações, além de material biológico (fezes) da(s) minhas(s) ovelha(s) para esta pesquisa. Fui alertado (a) de que todos os dados desta pesquisa serão confidenciais. Em caso de dúvidas poderei entrar em contato com a pesquisadora Rosângela Rodrigues e Silva nos telefones (21) 99626-3215 / (21) 2562-1505 / (21) 2562-1485 e pelo e-mail: rsilva@ioc.fiocruz.br Declaro, assinando abaixo (ou colocando a minha digital) que recebi uma cópia deste termo de consentimento livre e esclarecido e que me foi dada a oportunidade de ler e esclarecer as minhas dúvidas.

Nome (Assinatura do participante ou digital)

Data: ____ / ____ / ____.

Nome (Assinatura do responsável ou digital, no caso de participante menor de 18 anos).

Data: ____ / ____ / ____.

Nome (Assinatura do pesquisador).

Data: ____ / ____ / ____.