



**UNIVERSIDADE FEDERAL DE CAMPINA GRANDE
CENTRO DE SAÚDE E TECNOLOGIA RURAL
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA ANIMAL**

SAMARA DOS SANTOS SILVA

**ESTUDO EPIDEMIOLÓGICO DAS INFECÇÕES
POR *TOXOPLASMA GONDII* EM OVINOS
ABATIDOS NA PARAÍBA**

PATOS - PB

2020

SAMARA DOS SANTOS SILVA

**ESTUDO EPIDEMIOLÓGICO DAS INFECÇÕES
POR *TOXOPLASMA GONDII* EM OVINOS
ABATIDOS NA PARAÍBA**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal do Centro de Saúde e Tecnologia Rural da Universidade Federal de Campina Grande, como requisito parcial para obtenção do título de Mestra em Ciência Animal.

Orientador: Professor Dr. Vinícius Longo Ribeiro Vilela.

Co-orientadora: Professora Dr^a Thais Ferreira Feitosa.

PATOS - PB

2020

S586e Silva, Samara dos Santos.

Estudo epidemiológico das infecções por *Toxoplasma gondii* em ovinos abatidos na Paraíba. / Samara dos Santos Silva. - Patos - PB: [s.n], 2020.

46 f.

Orientadores: Professor Dr^a. Vinícius Longo Ribeiro Vilela; Co-orientadora: Professora Dr^a. Thais Ferreira Feitosa.

Dissertação de mestrado (Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal) - Universidade Federal de Campina Grande; Centro de Saúde e Tecnologia Rural.

1. Toxoplasmose em ovinos. 2. Parasitologia veterinária. 3. Ovinocultura - Paraíba. 4. Infecção de ovinos - *Toxoplasma gondii*. 5. Protozoário *Toxoplasma gondii*. 6. Abate de ovinos - Sertão da Paraíba. 7. Ovinos - infecção por *Toxoplasma gondii*. I. Vilela, Vinícius Longo Ribeiro. II. Feitosa, Thais Ferreira. III. Título.

CDU:636.3:576.8(043.2)

Elaboração da Ficha Catalográfica:

Johnny Rodrigues Barbosa
Bibliotecário-Documentalista
CRB-15/626



UNIVERSIDADE FEDERAL DE CAMPINA GRANDE
PRÓ-REITORIA DE PÓS-GRADUAÇÃO E PESQUISA
CENTRO DE SAÚDE E TECNOLOGIA RURAL
COORDENAÇÃO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA ANIMAL

PROVA DE DEFESA DO TRABALHO DE DISSERTAÇÃO

TÍTULO: "Estudo epidemiológico das infecções por *Toxoplasma gondii* em ovinos abatidos na Paraíba"

AUTORA: Samara dos Santos Silva
ORIENTADOR: Dr. Vinícius Longo Ribeiro Vilela

JULGAMENTO

CONCEITO: APROVADO

Dr. Vinícius Longo Ribeiro Vilela
DES-SS/IFPB
Presidente

Dr. Arthur Willian de Lima Brasil
DM/UFPB
1º Examinador

Dr. Severino Silvano dos Santos Higino
UAMV/UFCG
2º Examinador

Patos - PB, 17 de dezembro de 2020



Prof. Dr. José Fábio Paulino de Moura
Coordenador PPGCA/CS/TRA/UFCG
Mat. SIAPE1506999
Prof. Dr. José Fábio Paulino de Moura
Coordenador

Aos meus pais, Sebastião e Cilinha, que sempre estiveram ao meu lado me apoiando em todos os momentos.

Amo vocês!

AGRADECIMENTOS

Sobretudo a Deus, por permitir que tudo isso acontecesse, por tudo que tem realizado em minha vida. A Ele toda honra e toda glória!

Aos meus familiares, em especial aos meus pais, Sebastião e Cilinha, e minha avó Maria (*in memorian*) por todo apoio durante minha trajetória até aqui. Sempre serão minha referência, meu horizonte. Aos meus irmãos, Samuel e Matheus, por estarem sempre dispostos a me ajudar.

Ao meu orientador, Professor Dr. Vinícius Longo Ribeiro Vilela, pelos anos de convivência, dedicação, paciência, trabalho e acima de tudo, ensinamentos. Meu eterno agradecimento!

À minha co-orientadora, Professora Dra. Thais Ferreira Feitosa pela disponibilidade e auxílio durante a realização da pesquisa.

A equipe do Laboratório de Imunologia e Doenças Infectocontagiosas e do Laboratório de Parasitologia Animal, em especial a equipe de trabalho, Samira Batista, Wlysse Ferreira, Rômulo Fylype, Larissa Nascimento, Roberto Alves, Leonardo Roque, Clarisse Menezes e Brendo. Agradeço por toda ajuda, sempre de bom humor e dispostos a ajudar, apesar do árduo trabalho nos abatedouros e no biotério. Sempre serei grata por tudo!

Aos Médicos Veterinários e os funcionários dos abatedouros visitados que facilitaram a coleta do sangue e tecidos dos ovinos.

Aos professores do Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal da Universidade Federal de Campina Grande.

Aos colegas de turma do mestrado, em especial a Joana Angélica e Karina Alencar, por todos os bons momentos.

Aos amigos Laynaslan Abreu, Isabela Calixto, Maria do Carmo e Francicarla Nascimento por todos os momentos que compartilhamos na nossa casa. São amigos que levarei por toda a vida!

A CAPES (Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior) pela bolsa de pesquisa.

A todos os animais utilizados, ovinos e camundongos.

A todos que contribuíram direta ou indiretamente para a realização deste trabalho.

Obrigada!

RESUMO

Toxoplasma gondii é um protozoário do filo Apicomplexa, capaz de infectar uma grande variedade de espécies, inclusive o homem. Tem como hospedeiro definitivo os felídeos e o consumo de carne mal passada é considerada uma importante fonte de transmissão para o ser humano. Essa dissertação é composta por dois capítulos, em que o primeiro é uma revisão de literatura relacionada a toxoplasmose em ovinos; e o segundo é um artigo científico que objetivou avaliar a soroprevalência de *T. gondii*, determinar os fatores associados à infecção e realizar o isolamento do agente em amostras teciduais de ovinos destinados ao consumo humano na Paraíba. Amostras de soro de 205 ovinos abatidos na Paraíba foram testadas através da Reação de Imunofluorescência Indireta (RIFI \geq 64) à presença de anticorpos anti-*T. gondii*. Dos animais amostrados, 30,7% (63/205) foram soropositivos, com título de anticorpos variando de 1:64 a 1:16.384. Fêmeas (OR = 3,183; IC 95% = 1,452-6,976), sistema de criação extensivo (OR = 2,612; IC 95% = 1,120-6,094) e animais de raça pura (OR = 2,157; IC 95% 1,009-4,612) foram considerados fatores de associação à infecção. Foram realizados 61 bioensaios, e obtida uma taxa de isolamento de 47,5% (29/61). Foram letais para pelo menos um camundongo infectado 24,1% (7/29) dos isolados. A média de sobrevivência dos camundongos infectados foi 36,4 dias. Esses resultados revelam que é elevada a prevalência de anticorpos anti-*T. gondii* em ovinos no estado da Paraíba, assim como também é alta a porcentagem de cistos viáveis recuperados desses animais destinados ao consumo humano.

Palavras-chave: Bioensaio. Isolamento. Pequenos ruminantes. Sorologia. Toxoplasmose.

ABSTRACT

Toxoplasma gondii is a protozoan of the phylum Apicomplexa, capable of infecting a wide variety of species, including man. The felines are its definitive host and the consumption of rare meat is considered an important source of transmission for humans. This dissertation consists of two chapters, being the first a literature review related to toxoplasmosis in sheep; and the second is a scientific article that aimed to evaluate the seroprevalence of *T. gondii*, determine the factors associated with the infection and perform the isolation of the agent in tissue samples from goats intended for human consumption in Paraíba. Serum samples from 205 sheep slaughtered in Paraíba were tested using the Indirect Immunofluorescence Reaction (RIFI \geq 64) to the presence of anti-*T. gondii* antibodies. Of the animals sampled, 30.7% (63/205) were seropositive, with antibody titers ranging from 1:64 to 1: 16.384. Females (OR = 3,183; IC 95% = 1,452-6,976), extensive rearing system (OR = 2,612; IC 95% = 1,120-6,094) and purebred animals (OR = 2,157; IC 95% = 1,009-4,612) were factors associated with infection. 61 bioassays were carried out, and an isolation rate of 47.5% (29/61) was obtained. 24.1% (7/29) of the isolates were lethal to at least one infected mouse. The average survival of infected mice was 36.4 days. These results reveal that the prevalence of anti- *T. gondii* antibodies is high in sheep in the state of Paraíba, as well as the percentage of viable cysts recovered from these animals destined for human consumption.

Keywords: Bioassay. Isolation. Small ruminants. Serology. Toxoplasmosis.

LISTA DE TABELAS

	Pág.
Tabela 1 - Soroprevalência da infecção por <i>Toxoplasma gondii</i> na espécie ovina em diferentes estados do Brasil de 2009 a 2018	16
Tabela 2 - Resultados do bioensaio em camundongos de ovinos abatidos no estado da Paraíba, Nordeste do Brasil, de acordo com o município de procedência, no período de Julho de 2019 a Outubro de 2020.....	34
Tabela 3 - Análise univariável e fatores associados à frequência de ovinos soropositivos para <i>Toxoplasma gondii</i> no estado da Paraíba, Nordeste do Brasil, no período de Julho de 2019 a Outubro de 2020	35

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS SÍMBOLOS

CEUA – Comitê de Ética no Uso de Animal

DNA – Ácido Desoxirribonucleico

ELISA – Ensaio Imunoenzimático

HAI – Hemaglutinação Indireta

IFPB – Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia da Paraíba

IgG – Imunoglobulina G

IP – Intraperitoneal

LIDIC – Laboratório de Imunologia e Doenças Infectocontagiosas

MAT – Aglutinação Modificada

mm – Milímetro

P.I. – Pós Inoculação

PCR – Reação em Cadeia da Polimerase

RIFI – Reação de Imunofluorescência Indireta

SC – Subcutânea

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO.....	10
1.1	REFERÊNCIAS.....	12
2	REVISÃO DE LITERATURA.....	14
2.1	AGENTE ETIOLÓGICO.....	14
2.1.1	Ciclo biológico.....	14
2.2	ASPECTOS EPIDEMIOLÓGICOS DA TOXOPLASMOSE EM OVINOS.....	15
2.3	SINAIS CLÍNICOS DA TOXOPLASMOSE EM OVINOS.....	17
2.4	IMPORTÂNCIA ECONÔMICA DA TOXOPLASMOSE EM OVINOS	18
2.5	DIAGNÓSTICO DA TOXOPLASMOSE EM OVINOS.....	19
2.5.1	Isolamento da <i>T. gondii</i> e bioensaio em camundongos.....	19
2.6	CONTROLE E PROFILAXIA DA TOXOPLASMOSE EM OVINOS..	20
2.7	REFERÊNCIAS.....	22
3	SOROPREVALÊNCIA E ISOLAMENTO DE TOXOPLASMA GONDII EM OVINOS DESTINADOS AO CONSUMO HUMANO NA PARAÍBA, NORDESTE DO BRASIL.....	27
3.1	MATERIAL E MÉTODOS.....	29
3.1.1	Caracterização da área de estudo.....	29
3.1.2	Amostragem.....	29
3.1.3	Testes sorológicos e isolamento de <i>T. gondii</i>.....	30
3.1.4	Questionário epidemiológico.....	32
3.1.5	Análises estatísticas.....	32
4	RESULTADOS.....	33
5	DISCUSSÃO.....	36
6	CONCLUSÃO.....	39
7	DECLARAÇÕES.....	40
8	CONCLUSÃO GERAL.....	41
	REFERÊNCIAS.....	42
	APÊNDICE A – QUESTIONÁRIO EPIDEMIOLÓGICO PARA COLETA DE DADOS DOS OVINOS ABATIDOS EM SOUSA E PATOS, PARAÍBA.....	46

1 INTRODUÇÃO

A ovinocultura apresenta-se como uma importante atividade do agronegócio, por proporcionar geração de renda através de matérias primas de qualidade, tais como lã, carne e leite. A maior parte da produção de ovinos concentra-se na região Nordeste, a qual detém 64,2% da produção brasileira, seguido pela região Sul com 23,7%, Centro-Oeste com 4,9%, Norte com 3,7% e região Sudeste com 3,4% (IBGE, 2017). No Nordeste, a criação desta espécie representa uma relevante atividade econômica, apesar de apresentar indicadores de produtividade abaixo da média internacional, fator atribuído a falhas no manejo sanitário (SIMPLÍCIO *et al.*, 2003; NÓBREGA JÚNIOR *et al.*, 2005).

Estudos epidemiológicos realizados em rebanhos de ovinos na região Nordeste destacaram as desordens reprodutivas como um dos três principais problemas sanitários, sendo relatados casos de aborto e mortalidade em aproximadamente 56% das propriedades (SANTOS *et al.*, 2011). Tais problemas podem ser ocasionados por numerosos agentes infecciosos e parasitários, como *Brucella* spp., *Leptospira* sp., *Neospora caninum*, *Toxoplasma gondii*, entre outros (MORENO *et al.*, 2012; RIZZO *et al.*, 2014).

Toxoplasma gondii é um protozoário cosmopolita que tem como hospedeiro definitivo felinos domésticos e silvestres (DUBEY & BEATTIE, 1988). Possui ciclo de vida heteroxeno facultativo, capaz de infectar vários animais endotérmicos (mamíferos e aves) e o homem, causando desordens reprodutivas. Em ovinos, *T. gondii* é responsável por ocasionar quadros de aborto, mumificação fetal, natimortos e doença congênita, levando a perdas econômicas e aumentando os custos de produção (TAYLOR *et al.*, 2010). Além disso, esses animais, quando cronicamente infectados, tornam-se fonte de infecção para o ser humano (DUBEY *et al.*, 2020).

Guo *et al.* (2016), através de um modelo matemático, determinaram a probabilidade de aproximadamente 6300 novas infecções por *T. gondii* através da ingestão de carne ovina nos Estados Unidos. Até mesmo pequenas porções de carne, de aproximadamente 5 gramas, apresentam potencial para a transmissão do parasito se consumidas cruas ou mal cozidas (RANI *et al.*, 2020).

As frequências de anticorpos anti-*T. gondii* foram avaliadas no estado de Pernambuco, demonstrando soropositividade que variou de 16,9% a 85% nos animais estudados (BISPO *et al.*, 2011; MAGALHÃES *et al.*, 2016). Na Paraíba, Correia *et al.* (2015) descreveram uma frequência de 11,1% em propriedades rurais do Sertão, enquanto Silva *et al.* (2015), ao avaliarem animais abatidos no abatedouro municipal de Patos, encontraram uma taxa de 25% de animais reagentes. Apesar dos diversos estudos avaliando a frequência de anticorpos anti-*T. gondii* por meio da Reação de Imunofluorescência Indireta (RIFI), em nenhum foi realizado o bioensaio em camundongos para isolamento do parasito nesta espécie animal.

São escassos os trabalhos relatando a realização do bioensaio em camundongos para isolamento de *T. gondii* em ovinos, entretanto é um método de diagnóstico que merece atenção, pois com ele é possível avaliar a virulência das cepas de *T. gondii*, assim como alertar à importância desta espécie como fonte de infecção para os seres humanos. O isolamento deste parasito em tecidos da espécie ovina foi relatado por Sposito-Filha *et al.* (1992) em animais provenientes do Rio Grande do Sul, abatidos no estado de São Paulo, onde foram realizadas 58 preparações para inoculação, dos quais foi possível isolar 20 cepas de *T. gondii* por meio da visualização de cistos teciduais no cérebro dos camundongos. Em São Paulo, o parasito ainda foi isolado do cérebro e diafragma de 34/40 (85%) ovinos reagentes à RIFI (SILVA & LANGONI, 2001).

Devido à importância de *T. gondii* causando prejuízos na ovinocultura, seu isolamento e avaliação da virulência das cepas circulantes nos rebanhos têm sido alvo de estudos (RAGOZO *et al.*, 2008; SILVA *et al.*, 2011). No entanto, não foram encontrados na literatura estudos que realizaram o isolamento do agente em ovinos provenientes de abatedouros no estado da Paraíba. Nesse contexto, a realização desse estudo caracterizou-se pelo seu ineditismo em descrever a situação soroepidemiológica e fatores associados à infecção, assim como o isolamento e avaliação da virulência de cepas circulantes de *T. gondii* de ovinos naturalmente infectados abatidos no estado da Paraíba, Nordeste do Brasil.

Esta dissertação é composta por dois capítulos: o primeiro consiste de uma revisão de literatura acerca da infecção por *T. gondii* em ovinos. O segundo consta da parte experimental, constituído por um artigo científico original que será enviado a revista "Parasitology Research", que descreve a situação soroepidemiológica e o

isolamento de *T. gondii* em amostras de ovinos destinados ao consumo humano no estado da Paraíba, Nordeste do Brasil.

1.1 REFERÊNCIAS

- BISPO, M. S.; FAUSTINO, M. A. G.; ALVES, L. C.; SALCEDO, J. H. P.; SOUZA, C. H.; SOUSA, D. P.; LIMA, M. M. Frequência de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em propriedades de criação de caprinos e ovinos no estado de Pernambuco. **Ciência Animal Brasileira**, Goiânia, 19 v. 12, n. 2, p. 291-297, 2011.
- CORREIA, E. L. B.; FEITOSA, T. F.; SANTOS, F. A.; AZEVEDO, S. S.; PENA, H. F. J.; GENNARI, S. M.; MOTA, R. A.; ALVES, C. J. Prevalence and risk factors for *Toxoplasma gondii* in sheep in the State of Paraíba, Northeastern Brazil. **Brazilian Journal of Veterinary Parasitology**, Jaboticabal, v. 24, n. 3, p. 383-386, 2015.
- DUBEY, J. P.; BEATTIE, C. P. **Toxoplasmosis of animals and man**. Boca Raton, Florida: CRC Press, 1988.
- DUBEY, J. P.; MURATA, F. H. A.; CERQUEIRA-CÉZAR, C. K.; KWOK, O. C. H.; SU, C. Economic and public health importance of *Toxoplasma gondii* infections in sheep: 2009–2020. **Veterinary Parasitology**. v. 286, 2020.
- GUO, M.; MISHRA, A.; BUCHANAN, R. L.; DUBEY, J. P.; HILL, D. E.; GAMBLE, H. R.; PRADHAN, A. K. Quantifying the risk of human *Toxoplasma gondii* infection due to consumption of domestically-produced lamb in the United States. **Journal of Food Protection**, v. 79, p. 1181–1187. 2016.
- IBGE, Pesquisa de Pecuária Municipal. **Produção de Pecuária Municipal**, Rio de Janeiro, v. 45, p. 1-8, 2017.
- MAGALHÃES, F. J. R.; RIBEIROANDRADE, M; ALCÂNTARA, A. M.; PINHEIRO JUNIOR, J. W.; SENA, M. J.; PORTO, W. J. N.; VIEIRA, R. F. C.; MOTA, R. A. Risk factors for *Toxoplasma gondii* infection in sheep and cattle from Fernando de Noronha Island, Brazil. **Brazilian Journal of Veterinary Parasitology**, Jaboticabal, v. 25, n. 4, p. 511-515, 2016.
- MORENO, B.; COLLANTES-FERNÁNDEZ, E.; VILLA, A.; NAVARRO, A.; REGIDOR-CERRILLO, J.; ORTEGA-MORA, L. M. Occurrence of *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii* infections in ovine and caprine abortions. **Veterinary Parasitology**, v.187, n. 1, p.312-318, 2012.
- NÓBREGA JÚNIOR, J. E.; RIET-CORREA, F.; NÓBREGA, R. S.; MEDEIROS, J. M.; VASCONCELOS, J. S.; SIMÕES, S. V. D.; TABOSA, I. M. Mortalidade perinatal de cordeiros no semiárido da Paraíba. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 25, n. 3, p. 171-178, 2005.

- RAGOZO, A. M. A.; YAI, L. E. O.; OLIVEIRA, L. N.; DIAS, R. A.; DUBEY, J. P.; GENNARI, S. M. Seroprevalence and isolation of *Toxoplasma gondii* from sheep from São Paulo State, Brazil. **The Journal of Parasitology**, v. 94, n. 6, p. 1259-1263, 2008.
- RANI, S.; CERQUEIRA-CÉZAR, C. K.; MURATA, F. H. A.; KWOK, O. C. H.; DUBEY, J. P.; PRADHAN, A. K. Distribution of *Toxoplasma gondii* tissue cysts in shoulder muscles of naturally infected goats and lambs. **Journal of Food Protection**, v. 83, n. 8, p. 1396-1401, 2020
- RIZZO, H.; GREGORY, L.; BERARDI, F.; CARVALHO, A. F.; PINHEIRO, E. S.; PAULIN, L. M. Ocorrência de anticorpos anti-*Brucella ovis* em ovinos com histórico de distúrbios reprodutivos no estado de São Paulo, Brasil. **Arquivos do Instituto Biológico**. São Paulo, v. 81, n. 2, p. 99-106, 2014.
- SANTOS, T. C. P.; ALFARO, C. E. P.; FIGUEIREDO, S. M. Aspectos sanitários e de manejo em criações de caprinos e ovinos na microrregião de Patos, região semi-árida da Paraíba. **Ciência Animal Brasileira**, Goiânia, v. 12, n. 2, p. 206-212, 2011.
- SILVA, A. V.; LANGONI, H. The detection of *Toxoplasma gondii* by comparing cytology, histopathology, bioassay in mice, and the polymerase chain reaction (PCR). **Veterinary Parasitology**, Amsterdam, v. 97, n. 3, p. 191- 198, 2001.
- SILVA, R. C.; LANGONI, H.; SU, C.; SILVA, A. V. Genotypic characterization of *Toxoplasma gondii* in sheep from brazilian slaughterhouses: new atypical genotypes and the clonal type II strain identified. **Veterinary Parasitology**, v. 175, p. 173-177, 2011.
- SILVA, J. E. M.; MARINHO, G. L. O. C.; POMEIRO, E. T.; FAUSTINO, M. A. G.; MELO, M. A. Ocorrência de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em caprinos e ovinos abatidos em matadouro público da cidade de Patos-PB. **Ciência Veterinária dos Trópicos**, Recife, v. 18, n. 2, p. 175-177, 2015.
- SIMPLÍCIO, A. A.; WANDER, A. E.; LEITE, E. R.; LOPES, E. A. **A Caprino-ovinocultura de Corte como Alternativa para a Geração de Emprego e Renda**. 1ªed. Sobral: Embrapa Caprinos e ovinos, 2003.
- SPÓSITO-FILHA, E.; AMARAL, V.; MACRUZ, R.; REBOUÇAS, M. M.; SANTOS, S. M.; DRUMOND, L. S. *Toxoplasma gondii* em ovinos: isolamento do parasita a partir de diafragmas de animais procedentes do estado do Rio Grande do Sul e abatidos em matadouros de São Paulo, para consumo humano. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, Jaboticabal, v. 1, n. 2, p. 117-119, 1992.
- TAYLOR, M. A.; COOP, R. L.; WALL, R. L. *Toxoplasma Gondii*. **Parasitologia Veterinária**, 3ªed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2010.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 AGENTE ETIOLÓGICO

Toxoplasma gondii é um protozoário pertencente ao filo Apicomplexa, inicialmente descrito na França por Nicolle e Manceaux (1908), em roedor silvestre (*Ctenodactylus gundi*). No Brasil, Splendore (1908) o descreveu em coelhos, e seu ciclo de vida foi totalmente descrito por Dubey e Frenkel (1972). O termo *Toxoplasma* deriva do grego (toxon = arco, plasma = forma), decorrente do seu formato em arco crescente (DUBEY & BEATTIE, 1988). A toxoplasmose é uma importante zoonose de distribuição mundial, podendo infectar quase 200 espécies animais, entre mamíferos e aves (ACHA & SZYFRES, 2003).

2.1.1 Ciclo Biológico

Os hospedeiros definitivos deste protozoário são os membros da Família *Felidae*, principalmente os felinos domésticos e selvagens. Os hospedeiros intermediários são representados por diversas espécies de animais domésticos, silvestres e o homem (DUBEY & BEATTIE, 1988).

A infecção pelo protozoário pode ocorrer através de três vias principais: por ingestão de alimentos e/ou água contaminados com oocistos esporulados, eliminados pelos felídeos, por consumo de carne crua ou mal cozida de hospedeiros intermediários contendo cistos infectantes do parasito e por via congênita (DUBEY, 2009). Eventualmente, a transmissão também pode ocorrer pelas vias galactógena e venérea (LOPES *et al.*, 2013).

Durante seu ciclo de vida, o protozoário apresenta três estágios infecciosos, sendo eles: oocistos, taquizoítos e cistos teciduais contendo bradizoítos. Após a ingestão de cistos teciduais pelo hospedeiro definitivo, a parede do cisto é dissolvida por enzimas proteolíticas a nível de estômago e duodeno. Os bradizoítos presentes no interior dos cistos são liberados, penetram o epitélio intestinal e iniciam o processo de multiplicação até a formação de oocistos, que serão liberados juntos com as fezes dos felídeos. No meio ambiente ocorrerá a esporulação desses oocistos, levando a formação de dois esporocistos com quatro esporozoítos cada. Nessa fase

os oocistos são extremamente infectantes e, se ingeridos pelo hospedeiro intermediário ocorrerá a liberação dos esporozoítos no intestino delgado, penetrando nos enterócitos e sendo carregados até a lâmina própria. Nesse momento os esporozoítos se dividem em taquizoítos, atingem a corrente sanguínea e iniciam o processo de multiplicação em diversos tecidos, como cérebro, linfonodos, musculatura, olhos e órgãos reprodutivos. Nesses tecidos, os taquizoítos se desenvolverão para sua forma de multiplicação lenta, os bradizoítos, que permanecerão em latência dentro de cistos (DUBEY, 2010).

2.2 ASPECTOS EPIDEMIOLÓGICOS DA TOXOPLASMOSE EM OVINOS

A prevalência de toxoplasmose na espécie ovina é avaliada principalmente por meio de inquéritos soroepidemiológicos, e a variação das taxas de infecção ocorre principalmente de acordo com o teste sorológico utilizado, a região estudada, a idade dos animais estudados e presença de fatores de risco (DUBEY, 2009). Alguns fatores de risco já descritos para a infecção pelo protozoário são a presença do hospedeiro definitivo nas propriedades, seu acesso a fontes de águas e alimento dos ovinos e a falta de coleta dos restos placentários e fetos abortados (VESCO *et al.*, 2007; PINHEIRO *et al.*, 2009; ANDERLINI *et al.*, 2011).

Inquéritos sorológicos realizados em diferentes estados do Brasil no período de 2009 a 2018 mostram uma frequência variando de 11,1% na Paraíba (CORREIA *et al.*, 2015) a 85% no arquipélago de Fernando de Noronha, Pernambuco (MAGALHÃES *et al.*, 2016), com média de 27,63% na Região Nordeste (Tabela 1).

Tabela 1- Soroprevalência da infecção por *Toxoplasma gondii* na espécie ovina em diferentes estados do Brasil de 2009 a 2018.

Estado	Nº Ovinos	Positivos (%)	Técnica	Referência
Santa Catarina	314	118 (37)	RIFI	CAMPIGOTTO <i>et al.</i> (2017)
Rio Grande do Sul	300	124 (41,3)	RIFI	FERREIRA <i>et al.</i> (2016)
Paraná	81	33 (40,7)	RIFI	GHELLER <i>et al.</i> (2016)
Espírito Santo	236	91 (38,5)	HAI	TESOLINI <i>et al.</i> (2012)
Minas Gerais	250	144 (57,6)	RIFI	BASSI <i>et al.</i> (2013)
Rio de Janeiro	379	202 (53,3)	MAT	COSENDEY-KEZENLEITE <i>et al.</i> (2014)
São Paulo	294	88 (29,9)	RIFI	RIZZO <i>et al.</i> (2018)
Distrito Federal	1028	364 (35,4)	RIFI	UENO <i>et al.</i> (2009)
Mato Grosso do Sul	410	138 (33,6)	RIFI	OSHIRO <i>et al.</i> (2015)
Mato Grosso	273	84 (30,8)	HAI	JUSTO <i>et al.</i> (2012)
Tocantins	182	25 (13,7)	RIFI	GUIMARÃES <i>et al.</i> (2015)
Pará	350	155 (44,2)	HAI	BRAGA FILHO <i>et al.</i> (2011)
Sergipe	1200	481 (40,1)	RIFI	RIZZO <i>et al.</i> (2017)
Pernambuco	240	204 (85)	RIFI	MAGALHÃES <i>et al.</i> (2016)
Bahia	795	240 (30,2)	RIFI	GUIMARÃES <i>et al.</i> (2013)
Alagoas	100	14 (14)	RIFI	NUNES <i>et al.</i> (2015)
Maranhão	64	12 (18,7)	RIFI	MORAES <i>et al.</i> (2011)
Paraíba	540	60 (11,1)	RIFI	CORREIA <i>et al.</i> (2015)
Rio Grande do Norte	930	205 (22)	ELISA	ANDRANDE <i>et al.</i> (2013)

HAI (Hemaglutinação Indireta), RIFI (Reação de Imunofluorescência Indireta), ELISA (Ensaio Imunoenzimático), MAT (Aglutinação Modificada)

Fonte: Adaptado de LUGOCH *et al.* (2019).

Correia *et al.* (2015), ao avaliarem 540 amostras sorológicas de ovinos através da RIFI, determinaram uma prevalência de 11,1% de animais soropositivos para *T. gondii* em 63 propriedades de 14 municípios da mesorregião do Sertão paraibano, e identificaram o tamanho do rebanho como um fator de risco para a ocorrência da infecção, onde lotes com mais de 25 animais apresentaram 3,2 vezes mais chances de serem soropositivos.

Em contrapartida, Magalhães *et al.* (2016) detectaram 85% (204/240) de prevalência de anticorpos anti-*T. gondii* em ovinos criados no arquipélago de Fernando de Noronha. Nesse estudo, ovinos em contato com felinos em pastagens e instalações de animais confinados apresentaram uma probabilidade 2,94 vezes maior de serem infectados por *T. gondii* do que aqueles animais que tinham contato com os felinos apenas em pastagens.

Em Alagoas, a soroprevalência de anticorpos IgG anti-*T. gondii* em ovinos de abatedouro foi de 14% (14/100). O DNA do protozoário foi detectado em 21,43% (3/14) das amostras soropositivas, em tecidos do sistema nervoso (cérebro, cerebelo e medula espinhal) e coração, através da Reação em Cadeia da Polimerase (PCR) (NUNES *et al.*, 2015).

No Estado de São Paulo, Ragozo *et al.* (2008) determinaram uma frequência de soropositividade em 24,2% (120/495) dos ovinos avaliados através do MAT. Dentre os animais soropositivos, foi realizado o bioensaio em camundongos de 82 amostras, utilizando fragmentos de coração, cérebro e diafragma. Através do bioensaio, obteve-se 16 isolados, dos quais, 6 foram altamente virulentos e todos os camundongos infectados morreram.

2.3 SINAIS CLÍNICOS DA TOXOPLASMOSE EM OVINOS

Normalmente, *T. gondii* parasita o hospedeiro sem produzir sinais clínicos, mas leva a formação de cistos latentes que podem ser reativados levando a quadros clínicos severos e às vezes fatais. Os maiores problemas da toxoplasmose em ovinos são referentes a distúrbios reprodutivos, gerando perdas econômicas nos rebanhos, onde a infecção torna-se a principal causa de abortamentos, mortalidade neonatal, nascimento de animais prematuros e malformações fetais (TENTER *et al.*, 2000).

Os sinais clínicos de toxoplasmose observados em ovinos variam de acordo com o estágio reprodutivo da matriz no momento da infecção. Ovelhas não gestantes susceptíveis geralmente não apresentam sintomatologia, ocorrendo apenas a formação de cistos no tecido nervoso e muscular (VAUGHAN, 1996). Quando a infecção ocorre no período inicial da gestação, leva à morte fetal, enquanto infecções no terço médio da gestação redundam em natimortalidade ou nascimentos de animais debilitados. O nascimento de animais infectados, mas clinicamente saudáveis, acontece quando a infecção da fêmea ocorre no final da gestação (BUXTON *et al.*, 2006).

2.4 IMPORTÂNCIA ECONÔMICA DA TOXOPLASMOSE EM OVINOS

Em muitos países, *T. gondii* é reconhecido como importante agente causador de perdas reprodutivas em rebanhos ovinos. Freyre *et al.* (1997) estimaram que os prejuízos anuais decorrentes de toxoplasmose em rebanhos do Uruguai, variaram de 1,5 a 4,7 milhões de dólares. Na Itália, a mortalidade de cordeiros e consequentemente falhas na lactação acarretam prejuízo anual acima de 10 milhões de euros. Nesse mesmo país, a taxa de aborto associada a toxoplasmose foi de 11,1% em ovinos (MASALA, 2003). O protozoário foi identificado através da PCR em 54% (20/37) dos casos de aborto estudados por Danehchin *et al.* (2016) na província de Khorasan Razavi, no Irã. Estima-se que 28,3% dos casos de aborto em rebanhos ovinos na Espanha sejam devido ao *T. gondii* (PEREIRA-BUENO *et al.*, 2004).

Pouco se sabe sobre a contribuição de *T. gondii* em abortos espontâneos e mortalidade neonatal em ovinos no Brasil. No entanto, em estudo realizado por Moraes *et al.* (2011), em Pernambuco, observou-se uma frequência de 14,3% (5/35) de abortos associados ao protozoário. No Rio Grande do Sul, em um surto de aborto, foram detectados anticorpos anti-*T. gondii* em 33,3% das fêmeas avaliadas. Associado a isso, foram evidenciados achados anatomopatológicos e imunistoquímicos condizentes com encefalite toxoplásmica, caracterizada por encefalite não supurativa com necrose multifocal (MOTTA *et al.*, 2008).

2.5 DIAGNÓSTICO DA TOXOPLASMOSE

Por possuir sinais clínicos inespecíficos e muitas vezes similares a outras doenças infecciosas, apenas a sintomatologia não é suficiente para o diagnóstico definitivo. O diagnóstico da toxoplasmose pode ser realizado através de métodos diretos (parasitológicos, biológicos, histológicos ou moleculares), indiretos (sorológicos), ou ainda pela associação de alguns destes. As técnicas de diagnóstico indireto baseiam-se na detecção de anticorpos anti-*T. gondii*. Existe uma ampla diversidade de exames sorológicos disponíveis, esses incluem a reação de Sabin-Feldman ou teste do corante, hemaglutinação indireta (HAI), reação de imunofluorescência indireta (RIFI), teste de aglutinação em látex, teste de aglutinação direta (MAT), ensaio imunoenzimático (ELISA) e a reação de aglutinação por imunoabsorção (ISAGA) (HILL *et al.*, 2005).

Dentre os testes citados, a RIFI é comumente utilizada por ser considerada o método “padrão ouro” para a detecção de anticorpos anti-*T. gondii*, por apresentar maior sensibilidade e especificidade quando comparada a outras técnicas, além de ser considerada de fácil realização, sendo muito utilizada em laboratórios de rotina (FIALHO, 2002). Enquanto os métodos diretos baseiam-se na identificação do agente através de técnicas moleculares como a PCR, histopatologia, imunistoquímica ou isolamento a partir de ensaios biológicos em camundongos ou cultura de células (DUBEY, 1998; DUBEY, 2010). *T. gondii* pode ser isolado a partir da inoculação de tecidos ou fluidos corporais em animais de laboratório, como também através de cultivo celular. Usando tais amostras é possível não apenas isolar o protozoário, mas também detectar DNA toxoplásmico por meio da PCR (HILL & DUBEY, 2002).

2.5.1 Isolamento de *T. gondii* e bioensaio em camundongos

O ensaio biológico em camundongos é o método de eleição para a detecção e isolamento de *T. gondii*. Quando é possível a obtenção de amostras teciduais, utiliza-se essa técnica a fim de aumentar a taxa de recuperação do parasito, assim como obter informações acerca das características biológicas da amostra de *T. gondii* (DUBEY, 1998). Um fator a ser considerado para a realização do bioensaio é a

seleção dos tecidos examinados. Esteban-Redondo *et al.* (1999) observaram maior ocorrência do agente no coração e cérebro de ovinos naturalmente infectados. Silva e Langoni (2001), também utilizando bioensaio em camundongos, obtiveram maiores índices de isolamento utilizando cérebro e diafragma de ovinos naturalmente infectados. Recomenda-se a realização de digestão prévia do tecido, em pepsina ou tripsina, antes da inoculação nos camundongos, pois essa digestão permite a dissolução da parede dos cistos, liberando os bradizoítos e aumentando a eficácia do isolamento (DUBEY, 2010).

O produto final do tecido após digestão pode ser inoculado pelas vias subcutânea (SC), intraperitoneal (IP) ou oral (*per gavage*). Sendo a via IP indicada para isolamento de *T. gondii* a partir de amostras estéreis; a rota SC é utilizada para isolar o agente em amostras com possível contaminação bacteriana, enquanto a via oral é ideal para isolar o protozoário de fezes de felídeos (DUBEY, 2010).

A patogenicidade do protozoário está estreitamente relacionada com a virulência da amostra. O camundongo (*Mus musculus*) tem sido utilizado como modelo animal experimental para avaliação da virulência dos isolados de *T. gondii*. A mortalidade e o tempo decorrido até a morte dos camundongos devem ser observados por um período de 30 dias. Os isolados são classificados como virulentos quando apresentam 100% de mortalidade dos camundongos infectados, geralmente caracterizando uma infecção aguda, sendo possível observar grande quantidade de taquizoítos nos pulmões, cérebro e lavado peritoneal. Os isolados não virulentos apresentam 100% de sobrevivência entre os camundongos inoculados, as amostras não virulentas causam infecção crônica, sendo observados produção de anticorpos específicos e visualização de cistos no cérebro, enquanto os isolados de virulência intermediária apresentam taxas de sobrevivência intermediárias (DUBEY *et al.*, 2002).

2.6 CONTROLE E PROFILAXIA DA TOXOPLASMOSE EM OVINOS

O monitoramento da toxoplasmose ovina torna-se uma medida importante devido ao impacto econômico causado por essa zoonose na ovinocultura (LUCIANO *et al.*, 2011). Medidas de controle da toxoplasmose baseiam-se na adoção de medidas higiênico-sanitárias nas propriedades, tais como controlar o acesso de

hospedeiros definitivos as áreas de criação dos ovinos e as fontes de água, armazenar corretamente os alimentos, coleta e descarte adequado de placentas e fetos abortados visando evitar a infecção de outros animais (PAVLOVIC & IVANOVIC, 2005).

Associado a essas medidas, deve-se realizar ainda o controle sorológico do rebanho com descarte adequado de animais soropositivos, e utilização de reprodutores e matrizes sorologicamente negativas para assim evitar a transmissão venérea e vertical (LOPES *et al.*, 2013).

A imunização como forma de prevenção da toxoplasmose ovina é empregada em países da Oceania, como Austrália e Nova Zelândia. A única vacina comercialmente disponível (Toxovax®) contém taquizoítos vivos da cepa S48 de *T. gondii*, incapaz de produzir cistos teciduais (BUXTON *et al.*, 1993). No entanto, por ser produzida com o agente vivo, a vacina apresenta um risco potencial para o manipulador, curto período de validade, e a imunização de matrizes não impede a infecção fetal após desafio com cepa virulenta (BOOPHALE, 2003).

2.7 REFERÊNCIAS

ACHA, P. N.; SZYFRES, B. **Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales**. 3ª Ed. Washington: OPS, 2003.

ANDERLINI, G. A.; MOTA, R. A.; FARIA, E. B.; CAVALCANTI, E. F. T. S. F.; VALENÇA, R. M. B.; PINHEIRO JÚNIOR, J. W.; ALBUQUERQUE, P. P. F.; NETO, O. L. S. Occurrence and risk factors associated with infection by *Toxoplasma gondii* in goats in the State of Alagoas, Brazil. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 44, n. 2, p. 157-162, 2011.

ANDRADE, M. M. C.; CARNEIRO, M.; MEDEIROS, A. D., NETO, V. A.; VITOR, R. W. A. Seroprevalence and risk factors associated with ovine toxoplasmosis in Northeast Brazil. **Parasite**, v. 20, 2013.

BASSI, P. B.; BITTAR, J. F. F.; SILVA, C. C.; SANTOS, J. P.; BITTAR, E. R. Prevalência de parasitos gastrintestinais e de toxoplasmose em ovinos da região de Uberaba, MG. **Bioscience Journal**, v. 29, n. 2, p. 434-438, 2013.

BHOPALE, G. M. Development of a vaccine for toxoplasmosis: current status. **Microbes Infectious**, v. 5, n. 5, p. 457-462, 2003.

BRAGA FILHO, E.; BRAGA, E.; BRAGA, K. L. M.; BRAGA, A. I. S. Diagnóstico sorológico de *Toxoplasma gondii* através do teste da hemaglutinação indireta em ovinos criados em dois municípios do nordeste paraense. **Revista Científica Eletrônica de Medicina Veterinária**, n.17, 2011.

BUXTON, D. D.; THOMSON, K. M.; MALEY, S.; WRIGHT, S.; BOS, H. J. Experimental challenger of sheep 18 months after vaccination with a live (S48) *Toxoplasma gondii* vaccine. **Veterinary Record**, v. 25, p. 310-312, 1993.

BUXTON, D.; RODGER, S. M.; MALEY, S. W.; WRIGHT, S. E. Toxoplasmosis: the possibility of vertical transmission. **Small Ruminant Research**, v. 62, p. 43-46, 2006.

CAMPIGOTTO, G.; DA SILVA, A. S.; VOLPATO, A.; FÁVERO, J. F.; GLOMBOWSKY, P.; GALLI, G. M.; MACHADO, V. S.; PORTELLA, L. P.; VOGEL, F. F.; STEFANI, L. M.; MACHADO, G. Risk factors for *Toxoplasma gondii* in sheep of Southern Brazil. **Comparative Clinical Pathology**, v. 26, p. 631-635, 2017.

CORREIA, E. L. B.; FEITOSA, T. F.; SANTOS, F. A.; AZEVEDO, S. S.; PENA, H. F. J.; GENNARI, S. M.; MOTA, R. A.; ALVES, C. J. Prevalence and risk factors for *Toxoplasma gondii* in sheep in the State of Paraíba, Northeastern Brazil. **Brazilian Journal of Veterinary Parasitology**, Jaboticabal, v. 24, n. 3, p. 383-386, 2015.

COSENDEY-KEZENLEITE, R. I. J.; OLIVEIRA, F. C. R.; FRAZÃO TEIXEIRA, E.; DUBEY, J. P.; SOUZA, G. N.; FERREIRA, A. M. R.; LILENBAUM, W.

Occurrence and risk factors associated to *Toxoplasma gondii* infection in sheep from Rio de Janeiro, Brazil. **Tropical Animal Health and Production**, v. 46, p. 1463–1466, 2014.

DANEHCHIN, L.; RAZMI, G.; NAGHIBI, A. Isolation and genotyping of *Toxoplasma gondii* strains in ovine aborted fetuses in Khorasan Razavi Province, Iran. **The Korean Journal of Parasitology**, v. 54, n. 1, p. 15-20, 2016.

DUBEY, J. P.; FRENKEL, J. K. Cyst-induced toxoplasmosis in cats. **Journal of Protozoology**. v. 19, p. 155-177, 1972.

DUBEY, J. P.; BEATTIE, C. P. **Toxoplasmosis of animals and man**. Boca Raton, Florida: CRC Press, 1988.

DUBEY, J. P. Refinement of pepsin digestion method for isolation of *Toxoplasma gondii* from infected tissues. **Veterinary Parasitology**. v. 74, n. 1, p. 75–77, 1998.

DUBEY, J. P.; GRAHAM, D. H.; BLACKSTON, C. R.; LEHMANN, T.; GENNARI, S. M.; RAGOZO, A. M. A.; NISHI, S. M.; SHEN, S. K.; KWOK, O. C. H.; HILL, D. E.; THULLIEZ, P. Biological and genetic characterization of *Toxoplasma gondii* isolates from chickens (*Gallus domesticus*) from São Paulo, Brazil: unexpected findings. **International Journal for Parasitology**, v. 32, n. 1, p. 99-105, 2002.

DUBEY, J. P. Toxoplasmosis in sheep-the last 20 years. **Veterinary Parasitology**, v.163, p.1-14, 2009.

DUBEY, J. P. **Toxoplasmosis of animals and humans**. 2^a Ed. Boca Raton, Florida: CRC Press, 2010.

ESTEBAN-REDONDO, I.; MALEY, S. W.; THOMSON, K.; NICOLL, S.; WRIGHT, S.; BUXTON, D.; INNES, E. A. Detection of *T. gondii* in tissues of sheep and cattle following oral infection. **Veterinary Parasitology**, v. 86, n. 3, p. 155-171, 1999.

FERREIRA, M. S. T.; VOGEL, F. S. F.; SANGIONI, L. A.; CEZAR, A. S.; MENEZES, F. R. Infecção por *Neospora* spp. e *Toxoplasma gondii* em rebanhos ovinos no Rio Grande do Sul, Brasil. **Ciências Agrárias**, Londrina, v. 37, n. 3, p. 1397-1406, 2016.

FIALHO, C. G.; ARAUJO, F. A. P. Comparação entre os testes de imunofluorescência indireta e hemaglutinação indireta para a detecção de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em soros de suínos. **Acta Scientiae Veterinariae**, v.30, n.3, p.185-189, 2002.

FREYRE, A.; BONINO, J.; CASTELLS, D.; CORREA, D. O.; CASSARETTO, A. The incidence and economic significance of ovine toxoplasmosis in Uruguay. **Veterinary Parasitology**, v. 73, p. 13-15, 1997.

GHELLER, J. M.; CARNIEL, R.; CARRASCO, A. O. T.; SEKI, M. C. Occurrence and risk factors for *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* in sheep of the

Guarapuava region, Paraná, Brazil. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, São Paulo, v. 53, n. 2, p. 177-181, 2016.

GUIMARÃES, L. A.; BEZERRA, R. A.; ROCHA, D. S.; ALBUQUERQUE, G. R. Prevalence and risk factors associated with anti-*Toxoplasma gondii* antibodies in sheep from Bahia state, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 22, n. 2, p. 220-224, 2013.

GUIMARÃES, A.; RAIMUNDO, J. M.; MORAES, L. M. B.; SILVA, A. T.; SANTOS, A. H.; PIRES, M. S.; MACHADO, R. Z.; BALDANI, C. D. Occurrences of anti-*Toxoplasma gondii* and anti-*Neospora caninum* antibodies in sheep from four districts of Tocantins state, Brazilian Legal Amazon Region. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 35, n. 2, p. 110- 114, 2015.

HILL, D. E.; SREEKUMAR, C.; DUBEY, J. P. Biology and epidemiology of *Toxoplasma gondii* in man and animals. **Animal Health Research Reviews**. v.6, n.1, p. 41-61, 2005.

HILL, D.; DUBEY, J. P. *Toxoplasma gondii*: transmission, diagnosis and prevention. **Clinical Microbiology and Infection**. v.8, p. 634-640, 2002.

JUSTO, R. V.; CONCEIÇÃO, L. A. V.; MANHEZZO, T. G.; PEREIRA, M. B.; GALINDO, T. M.; ECKSTEIN, C.; SILVA, L.; CAMPOS, A. K. Anticorpos anti-*toxoplasma gondii* em ovinos no norte de Mato Grosso. In: **Encontro Internacional de Sanidade de Animais de Produção**, Mato Grosso, 2012.

LOPES, W. D. Z.; RODRIGUEZ, J. D.; SOUZA, F. A.; SANTOS, T. R.; SANTOS, R. S.; ROSANESE, W. M.; LOPES, W. R. Z.; SAKAMOTO, ALVIMAR, J. C. Sexual transmission of *Toxoplasma gondii* in sheep. **Veterinary Parasitology**, v. 195, p. 47-56, 2013.

LUCIANO, D. M.; MENEZES, R. C.; FERREIRA, L. C.; NICOLAU, J. L.; NEVES, L. B.; LUCIANO, R. M.; DAHROUG, M. A. A.; AMENDOEIRA, M. R. Seroepidemiology of toxoplasmosis in goats and sheep from three counties of Rio de Janeiro State, Brazil. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 31, n. 7, p. 569-574, 2011.

LUGOCH, G.; NORO, M.; ANDRADE, J. Metanálise da prevalência de toxoplasmose em gatos e ovinos no Brasil. **Revista de Ciência Veterinária e Saúde Pública**, v. 6, n. 1, p. 041-070, 2019.

MAGALHÃES, F. J. R.; ANDRADE, M. R.; ALCÂNTARA, A. M.; PINHEIRO JUNIOR, J. W.; SENA, M. J.; PORTO, W. J. N.; VIEIRA, R. F. C.; MOTA, R. A. Risk factors for *Toxoplasma gondii* infection in sheep and cattle from Fernando de Noronha Island, Brazil. **Brazilian Journal of Veterinary Parasitology**, Jaboticabal, v. 25, n. 4, p. 511-515, 2016.

MASALA, G.; PORCU, R.; MADAU, L.; TANDA, A.; IBBA, B.; SATTÀ, G.; TOLA, S. Survey of ovine and caprine toxoplasmosis by IFAT and PCR assays in Sardinia, Italy. **Veterinary Parasitology**, v. 117, p. 15-21, 2003.

MORAES, E. P. B.; COSTA, M. M.; DANTAS, A. F. M.; SILVA, J. C. R.; MOTA, R. A. *Toxoplasma gondii* diagnosis in ovine aborted fetuses and stillborns in the State of Pernambuco, Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 183, p. 152-155, 2011.

MORAES, L. M. B.; RAIMUNDO, J. M.; GUIMARAES, A.; SANTOS, H. A.; MACEDO JUNIOR, G. L.; MASSARD, C. L.; MACHADO, R. Z.; BALDANI, C. D. Occurrence of anti-*Neospora caninum* and anti-*Toxoplasma gondii* IgG antibodies in goats and sheep in western Maranhão, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 20, n. 4, p. 312-317, 2011.

MOTTA, A. C.; VIEIRA, M. I. B.; BONDAN, C.; EDELWEISS, M. I.; DAMETTO, M. A.; GOMES, A. Aborto em ovinos associado à toxoplasmose: caracterização sorológica, anátomo-patológica e imunoistoquímica. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 17, n. 1, p. 204-208, 2008.

NICOLLE, C.; MANCEAUX, L. Sur une infection a corps de Leishman (ou organisms voisins) du gondii. Complex Rendues. **Academy of Sciences**, v. 147, p. 736, 1908.

NUNES, A. C. B. T.; SILVA, E. M. V.; OLIVEIRA, J. A.; YAMASAKI, E.M.; KIM, P. C. P.; ALMEIDA, J. C.; NUNES, K. B.; MOTA, R. A. Application of different techniques to detect *Toxoplasma gondii* in slaughtered sheep for human consumption. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 24, n. 4, p. 416-21, 2015.

OSHIRO, L. M.; REIS, F. A.; DITTRICH, R. L.; CUNHA, R. C.; ANDREOTTI, R. Serology for Toxoplasmosis and Neosporosis in Ewes in the State of Mato Grosso Do Sul, Brazil. **Journal of Veterinary Science and Technology**, v. 6, n. 4, p. 233, 2015.

PAVLOVIC, I.; IVANOVIC S. Toxoplasmosis of goats and its role and importance in pathology of goat production. **Biotechnology in Animal Husbandry**, v. 21, p. 123-126, 2005.

PEREIRA-BUENO, J.; QUINTANILLA-GOZALO, A.; PÉREZ-PÉREZ, V.; ÁLVAREZ- GARCIA, G.; COLLANTES-FERNÁNDEZ, E.; ORTEGA-MORA, L. M. Evaluation of ovine abortion associated with *Toxoplasma gondii* in Span by diferente diagnostic techniques. **Veterinary Parasitology**, v. 121, p. 33-43, 2004.

PINHEIRO JÚNIOR, J. W.; MOTA, R. A.; OLIVEIRA, A. A. F.; FARIA, E. B.; GONDIM, L. F. P.; SILVA, A. V.; ANDERLINI, G. A. Prevalence and risk factors associated to infection by *Toxoplasma gondii* in ovine in the State of Alagoas, Brazil. **Parasitol Res**, v. 105, p. 709-715, 2009.

RAGOZO, A. M. A.; YAI, L. E. O.; OLIVEIRA, L. N.; DIAS, R. A.; DUBEY, J. P.; GENNARI, S. M. Seroprevalence and isolation of *Toxoplasma gondii* from sheep from São Paulo State, Brazil. **Journal of Parasitology**, v. 94, n. 6, p. 1259-1263, 2008.

RIZZO, H.; GREGORY, L.; BERALDI, F.; CARVALHO, A. F.; PINHEIRO, E. S.; PAULIN, L. M. Ocorrência de anticorpos anti-*Brucella ovis* em ovinos com histórico de distúrbios reprodutivos no estado de São Paulo, Brasil. **Arquivos do Instituto Biológico**. São Paulo, v. 81, n. 2, p. 99-106, 2014.

RIZZO, H.; GAETA, N. C.; HORA, J. H. C.; CARVALHO, J. S.; PINHEIRO JÚNIOR, J. W.; GENNARI, S. M.; PENA, H. F. J.; VILLALOBOS, E. M. C.; GREGORY, L. Risk factors for *Toxoplasma gondii* infection in sheep in the northeastern region of Brazil. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, São Paulo, v. 54, n. 2, p. 139-146, 2017.

RIZZO, H.; VILLALOBOS, E. M. C.; MEIRA JÚNIOR, E. B. S.; MARQUEES, E. C.; BERALDI, F.; GREGORY, L. Ocorrência de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* e anti- *Neospora caninum* em ovinos com distúrbios reprodutivos e fatores de risco. **Pesquisa Veterinária Brasileira**. v. 38, n. 7, p. 1317-1326, 2018.

SILVA, A. V.; LANGONI, H. The detection of *Toxoplasma gondii* by comparing cytology, histopathology, bioassay in mice, and the polymerase chain reaction (PCR). **Veterinary Parasitology**, Amsterdam, v. 97, n. 3, p. 191- 198, 2001.

SPLENDRE, A. Um nuovo protozoa parasita de conigli incontrato nelle lesion anatomiche d'une malattia che ricorda in molti punti il Kalazar dell'uomo. Nota preliminare. **Review of the Societie os Sciences**, São Paulo, v. 3, p. 109-112, 1908.

TENTER, A. M.; HECKEROTH, A. R.; WEISS, L. M. *Toxoplasma gondii*: from animals to humans. **International Journal for Parasitology**, v. 30, p. 1217-1268, 2000.

TESOLINI, P. M. A.; LEÃO, A. G. C.; BELTRAME, M. A. V.; GUMIEIRO, M. V.; BARIONI, G. Soroprevalência de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em ovinos da raça Santa Inês na região da Grande Vitória, estado do Espírito Santo. **Revista Brasileira de Ciência Veterinária**, v. 19, n. 1, p. 38-41, 2012.

UENO, T. E. H.; GONCALVES, V. S. P.; HEINEMANN, M. B.; DILLI, T. L. B.; AKIMOTO, B. M.; SOUZA, S. L. P.; GENNARI, S. M.; SOARES, R. M. Prevalence of *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* infections in sheep from Federal District, central region of Brazil. **Tropical Animal Health and Production**, v. 41, n. 4, p. 547-52, 2009.

VAUGHAN, L. Abortion in sheep. **The Compendium on Continuing Education for the Practice Veterinarian**, v. 49, n. 3, p. 170-174, 1996.

VESCO, G.; BUFFOLANO, W.; LA CHIUSA, S.; MANCUSO, G.; CARACAPPA, S.; CHIANCA, A.; VILLARI, S.; CURRO, V.; LIGA, F.; PETERSEN, E. *Toxoplasma gondii* infections in sheep in Sicily, southern Italy. **Veterinary Parasitology**. v. 146, p. 3-8, 2007.

3 SOROPREVALÊNCIA E ISOLAMENTO DE *TOXOPLASMA GONDII* EM OVINOS DESTINADOS AO CONSUMO HUMANO NA PARAÍBA, NORDESTE DO BRASIL

A ovinocultura representa uma importante atividade socioeconômica no Nordeste brasileiro, que concentra o maior efetivo ovino do Brasil. O estado da Paraíba tem um rebanho de aproximadamente 433 mil ovinos, e mais da metade está inserido na região semiárida (IBGE, 2017). Nesta Região, uma elevada incidência de afecções de ovinos é observada, principalmente em decorrência de práticas de gestão sanitária impróprias para prevenção e controle de doenças (Coelho *et al.* 2011). Neste contexto, são relevantes as investigações epidemiológicas de doenças que acarretam problemas na esfera reprodutiva. Dentre essas doenças destaca-se a toxoplasmose, doença responsável por provocar abortamentos em ovelhas, causada pelo protozoário *Toxoplasma gondii* (Dubey 2010; Castaño *et al.* 2016; Shahbazi *et al.* 2019).

Toxoplasma gondii é um protozoário cosmopolita, pertencente ao filo Apicomplexa capaz de infectar diversos hospedeiros, incluindo mamíferos, aves e humanos, causando desordens reprodutivas (Dubey *et al.* 2012). A transmissão de *T. gondii* pode ocorrer através da ingestão de carne malcozida contendo cistos teciduais, ingestão de alimentos e água contaminada com oocistos eliminados nas fezes de felinos infectados, após esporulação ambiental (Dubey & Jones, 2008), ou ainda pode ocorrer a transmissão pela via transplacentária (Costa *et al.* 2020). Devido a capacidade de *T. gondii* se disseminar prontamente para os tecidos comestíveis de ovelhas, esse parasita representa grande importância para a saúde pública (Belluco *et al.* 2016).

Em rebanhos ovinos, *T. gondii* causa importantes perdas econômicas devido a problemas reprodutivos, principalmente como agente causador de abortos. Na

América do Sul, as infecções pelo protozoário variam entre 3 a 54% dos abortos ovinos (Stelzer *et al.* 2019). Na região Semiárida da Paraíba, Valêncio *et al.* (2020), ao avaliarem a presença de anticorpos IgG anti-*T. gondii* em fêmeas ovinas do nascimento até os 12 meses de idade, observaram que 44,3% (27/61) das fêmeas atingiam a maturidade sexual com presença de anticorpos contra *T. gondii*, demonstrando uma alta probabilidade de ocorrer desordens reprodutivas causadas pelo parasito.

A prevalência de anticorpos anti-*T. gondii* em ovinos destinados ao consumo humano é variável. No estado de Alagoas, Brasil, a soroprevalência de anticorpos IgG anti-*T. gondii* em ovinos de abatedouros foi de 14% (14/100) (NUNES *et al.*, 2015). Em Rondônia, Brasil, Maia *et al.* (2020), também através da RIFI, detectaram a presença de anticorpos contra o protozoário em 52,4% (323/616) das amostras avaliadas. Entretanto, há escassez de estudos que realizem o isolamento *in vivo* do parasito a partir de amostras teciduais de ovinos. Em São Paulo, Brasil, Ragozo *et al.* (2008), através do bioensaio em camundongos, obtiveram 19,5% (16/82) de taxa de isolamento a partir de amostras soropositivas no teste de Aglutinação Modificada (MAT). Ainda em São Paulo, Silva *et al.* (2011) detectaram a presença de cistos teciduais em 30,3% (20/66) das amostras submetidas ao bioensaio em camundongos, demonstrando que haviam cistos viáveis nas amostras inoculadas, capazes de levar à infecção no ser humano.

Tendo em vista a importância de *T. gondii* para a ovinocultura e para a saúde pública, e a ausência de trabalhos que demonstrem a prevalência de *T. gondii* viável em tecidos de ovinos no estado da Paraíba, Nordeste do Brasil. Este estudo teve como objetivo determinar a soroprevalência de *T. gondii* em ovinos destinados para o consumo humano na Paraíba, Nordeste do Brasil, determinar os principais fatores

associados com a infecção, bem como realizar o isolamento do agente através do bioensaio em camundongo.

3.1 MATERIAL E MÉTODOS

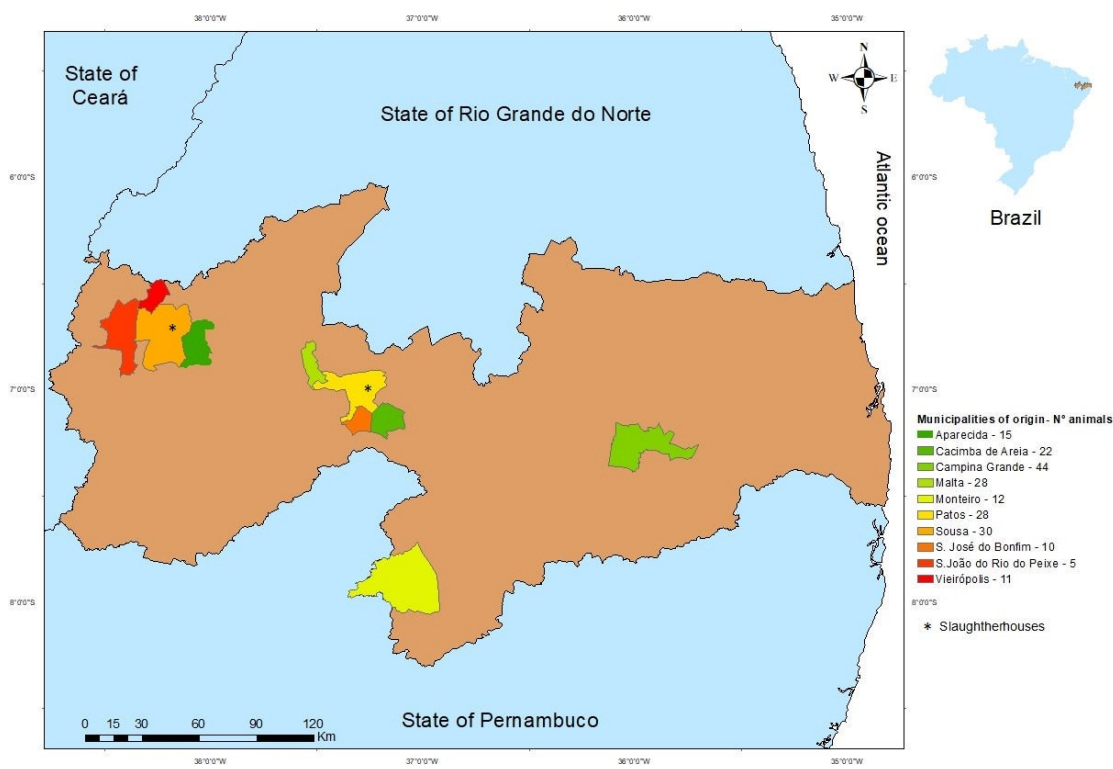
3.1.1 Caracterização da área de estudo

O Estado da Paraíba está localizado no Nordeste do Brasil, apresenta um clima predominantemente semiárido, com elevadas temperaturas ao longo do ano, com média em torno de 25.2° C e a máxima em torno de 29.2° C (Instituto Nacional de Meteorologia [INMET] 2010). O índice pluviométrico caracteriza-se por apresentar alta variabilidade temporal e espacial, com valores de precipitação entre 450 a 900mm (Agência Executiva de Gestão de Águas do Estado da Paraíba [AESAs] 2009).

3.1.2 Amostragem

No período de Julho de 2019 a outubro de 2020 foram obtidas amostras de 205 ovinos, sendo 100 coletados no abatedouro de Patos e 105 coletados no abatedouro de Sousa. Os animais eram provenientes de dez municípios situados em clima semiárido do estado da Paraíba (Fig. 1). O número de animais utilizados foi calculado levando em consideração uma prevalência esperada de 50% para infecção por *T. gondii*. Considerou-se uma confiança mínima de 95% (THRUSFIELD, 2007).

Fig. 1 - Mapa da Paraíba demonstrando a localização dos abatedouros e dos municípios de procedência dos ovinos abatidos



3.1.3 Testes sorológicos e isolamento de *T. gondii*

Amostras de sangue para obtenção do soro foram coletadas no momento da sangria, durante o abate dos animais, sendo acondicionadas em tubos de ensaio sem anticoagulante e identificadas individualmente. Após o abate, amostras teciduais de coração, diafragma e cérebro foram coletadas e acondicionadas individualmente em sacos plásticos, armazenados em isopor com gelo e enviados ao Laboratório de Imunologia e Doenças Infectocontagiosas (LIDIC) do Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia da Paraíba (IFPB), campus Sousa, para a realização das análises.

O exame sorológico para pesquisa de anticorpos anti-*T. gondii* foi realizado através da Reação de Imunofluorescência Indireta (RIFI), conforme descrito por Camargo (1974), utilizando amostra RH de taquizoítas de *T. gondii* fixados em lâmina. Utilizando como ponto de corte 1:64 (Correia *et al.*, 2015).

A leitura das lâminas foi realizada em objetiva de 40x, em microscópio de fluorescência, considerando-se positiva as amostras onde os taquizoítas apresentavam fluorescência periférica total. A ausência de fluorescência ou apenas na extremidade dos taquizoítas, conhecida como fluorescência apical, foi considerada como reação negativa.

Amostras teciduais de cérebro, coração e diafragma dos animais soropositivos para anticorpos IgG anti- *T. gondii* na RIFI foram inoculados em camundongos Swiss, com aproximadamente 45 dias de idade, para tentativa de isolamento do parasito. Inicialmente, as amostras eram cortadas em pequenos fragmentos, removendo a gordura e o tecido conectivo, utilizando aproximadamente 16,6 gramas de cada órgão, até totalizar 50 gramas. Posteriormente, os pools de tecidos foram submetidos a digestão péptica segundo o protocolo de Dubey (1998), e inoculado pela via subcutânea, utilizando cinco camundongos por animal soropositivo, alojados na mesma caixa.

Os animais inoculados foram mantidos em observação por período de no máximo 60 dias, em caixas de polipropileno, recebendo água e ração comercial *ad libitum*. Os animais que vieram a óbito durante o período de observação foram examinados para investigar a presença de *T. gondii* no tecido cerebral, conforme descrito por Dubey (2010). Dentre os animais que sobreviveram ao período de observação de 45 dias pós inoculação, foi realizada a coleta de sangue através do plexo submandibular, e após obtenção do soro foi realizada a RIFI, utilizando ponto de corte 1:16. Os camundongos sororeagentes permaneceram no experimento até os 60 dias pós inoculação (p.i), quando foram eutanasiados e examinados para pesquisa de cistos teciduais de *T. gondii* no cérebro. Os soronegativos foram eutanasiados após o resultado da RIFI e submetidos ao mesmo procedimento, sendo consideradas

positivas as amostras que foram observados taquizoítas e/ou cistos em seus tecidos (Dubey *et al.* 2002).

3.1.4 Questionário epidemiológico

Foram aplicados questionários epidemiológicos aos proprietários dos animais. As variáveis analisadas e suas respectivas categorias foram: sexo (macho, fêmea), raça (pura, mestiça), idade (< 1 ano, entre 1 e 2 anos, > 2 anos), sistema de criação (extensivo, semi intensivo), contato com outros animais domésticos (gato, bovino, caprino, aves) contato com animais silvestres (sim, não), histórico de abortos (sim, não).

3.1.5 Análises estatísticas

Foi realizada uma análise exploratória a fim de identificar possíveis fatores de associação para a ocorrência de toxoplasmose. Para tanto foi utilizado o teste de Qui-quadrado ou exato de Fisher (Zar 1999) para selecionar as variáveis que apresentaram diferença significativa ($p \leq 0.20$). Posteriormente, essas variáveis foram submetidas a uma análise multivariada utilizando a regressão logística múltipla. Para verificar uma possível colinearidade entre as variáveis foi aplicada uma correlação de Person (r) e as variáveis que apresentaram coeficiente de correlação > 0.9 foram excluídas de acordo com a plausibilidade biológica. O ajuste do modelo foi verificado pelo teste de Hosmer e Lemeshow (2000), onde $p > 0.05$ significa um bom ajuste. Os dados foram analisados no SPSS 25 a um nível de significância de 5%.

4 RESULTADOS

Neste estudo, 30,7% (63/205) dos ovinos examinados foram soropositivos para anticorpos anti-*T. gondii*. Nos animais coletados no abatedouro de Patos, a prevalência foi de 26% (26/100) e nos animais coletados em Sousa foi de 35,2% (37/105) ($P>0,05$).

Os títulos de anticorpos anti-*T. gondii* variaram de 1:64 a 1:16384, sendo que os títulos mais frequentes foram 1:64 (17,5%; 11/63) e 1:512 (17,5%; 11/63). Dentre os ovinos soropositivos, 61 foram submetidos ao bioensaio em camundongos para isolamento de *T. gondii*, dos quais foram obtidos 29 isolados, representando uma taxa de isolamento de 47,5%. Os isolados foram denominados TgShBrPB1 a 29. Não foi observada correlação (r) entre isolamento de *T. gondii* e título de anticorpos.

As informações sobre os isolados de *T. gondii* e mortalidade dos camundongos estão descritos na Tabela 2. Considerando um período pós-inoculação de 60 dias, sete isolados (24,1%) foram letais para pelo menos um dos camundongos infectados. Os óbitos dos camundongos por toxoplasmose ocorreram entre 23 e 55 dias P. I., com média de 36,4 dias. Em 22 isolados (75,8%) todos os camundongos infectados sobreviveram até o final do experimento, 60 dias pós-inoculação, sendo assim considerados isolados não virulentos.

Tabela 2 - Resultados do bioensaio em camundongos de ovinos abatidos no estado da Paraíba, Nordeste do Brasil, de acordo com o município de procedência, no período de Julho de 2019 a Outubro de 2020

Bioensaio em Camundongos					
Município	ID Ovino	ID Isolado	Nº de óbitos/ Nº de infectados	Sobrevida (dias P.I.)	Mortalidade (%)
Aparecida	Ov. 1	TgShBrPB1	0/5	Sobreviveu	0
	Ov. 3	TgShBrPB2	0/3	Sobreviveu	0
	Ov. 39	TgShBrPB3	0/5	Sobreviveu	0
	Ov. 76	TgShBrPB4	0/4	Sobreviveu	0
	Ov. 147	TgShBrPB5	0/2	Sobreviveu	0
	Ov. 151	TgShBrPB6	1/3	23	33,3
Cacimba de Areia	Ov. 96	TgShBrPB7	3/5	49, 53, 55	60
	Ov. 129	TgShBrPB8	0/5	Sobreviveu	0
Campina Grande	Ov. 90	TgShBrPB9	0/4	Sobreviveu	0
	Ov. 132	TgShBrPB10	0/2	Sobreviveu	0
	Ov. 158	TgShBrPB11	0/2	Sobreviveu	0
	Ov. 159	TgShBrPB12	2/5	26, 27	40
	Ov. 168	TgShBrPB13	0/3	Sobreviveu	0
	Ov. 170	TgShBrPB14	0/2	Sobreviveu	0
	Ov. 180	TgShBrPB15	0/3	Sobreviveu	0
	Ov. 186	TgShBrPB16	0/2	Sobreviveu	0
	Ov. 189	TgShBrPB17	2/4	34	50
	Ov. 192	TgShBrPB18	0/3	Sobreviveu	0
Malta	Ov. 197	TgShBrPB19	0/1	Sobreviveu	0
	Ov. 202	TgShBrPB20	2/4	24, 25	50
	Ov. 205	TgShBrPB21	1/3	29	33,3
Monteiro	Ov. 102	TgShBrPB22	0/2	Sobreviveu	0
	Ov. 110	TgShBrPB23	0/4	Sobreviveu	0
São José do Bonfim	Ov. 137	TgShBrPB24	0/2	Sobreviveu	0
	Ov. 138	TgShBrPB25	0/3	Sobreviveu	0
	Ov. 142	TgShBrPB26	1/5	55	20
Sousa	Ov. 14	TgShBrPB27	0/3	Sobreviveu	0
	Ov. 17	TgShBrPB28	0/2	Sobreviveu	0
Vieirópolis	Ov. 78	TgShBrPB29	0/2	Sobreviveu	0

Os resultados da análise exploratória e análise dos fatores associados à infecção por *T. gondii* estão apresentados na Tabela 3. As variáveis sexo, raça, idade, sistema de criação, contato com bovinos e contato com animais silvestres apresentaram $P \leq 0,20$ pelo teste de qui-quadrado e foram selecionadas para a análise

multivariada. A regressão logística múltipla mostrou que fêmeas (Odds ratio 3,183; $P=0,004$), animais de raça pura (Odds ratio 2,157; $P=0,047$) e sistema de criação extensivo (Odds ratio 2,612; $P=0,026$)

foram considerados fatores associados à infecção por *T. gondii*.

Tabela 3 - Análise Univariável e fatores associados à frequência de ovinos soropositivos para *Toxoplasma gondii* no estado da Paraíba, Nordeste do Brasil, no período de Julho de 2019 a Outubro de 2020

Variável	Categorias	Nº total de animais	Nº de animais positivos (%)	<i>P</i>	Odds ratio	Intervalo de confiança	<i>P</i>
Sexo	Macho	60	10 (16,7)	0.005	1	[1,452-6,976]	0.004
	Fêmea*	145	53 (36,6)		3,183		
Raça	Mestiça	168	47 (28)	0.068	1	[1,009-4,612]	0.047
	Pura*	37	16 (43,2)		2,157		
Idade	Até 1 ano	20	4 (20)	0.176	-	-	-
	Entre 1 e 2 anos	44	10 (22,7)		-	-	-
	Mais de 2 anos	141	49 (34,8)		-	-	-
Sistema de criação	Extensivo*	29	13 (44,8)	0.076	2,612	[1,120-6,094]	0.026
	Semi-intensivo	176	50 (28,4)		1		
Contato com bovinos	Não	125	44 (35,2)	0.083	-	-	-
	Sim	80	19 (23,8)		-	-	-
Contato com animais silvestres	Não	179	52 (29,1)	0.171	-	-	-
	Sim	26	11 (42,3)		-	-	-

Teste de Hosmer e Lemeshow $\chi^2 = 0,396$; Graus de liberdade = 3; $p = 0.941$

*Fatores associados a infecção

5 DISCUSSÃO

A soroprevalência de *T. gondii* entre ovinos encontrado neste estudo (30,7%) foi considerada alta, e isso corrobora com os achados de outros estudos no Brasil, independentemente do método sorológico utilizado. Assim, no Nordeste do Brasil, Mendonça *et al.* (2013) detectaram a presença de anticorpos anti-*T. gondii* em 28,2% (263/932) dos ovinos avaliados no estado de Sergipe. Andrade *et al.* (2013), no estado do Rio Grande do Norte, observaram prevalência de 22,1% (205/930). Na Bahia, foi relatada uma soroprevalência de 41,5% (Rocha *et al.* 2015). Nas demais regiões do Brasil, os percentuais de prevalência também são elevados, com registros de 53,3% no Rio de Janeiro, região Sudeste (Leite *et al.* 2014) e 70,2% no Rio Grande do Sul, região Sul (Consalter *et al.*, 2019). Os resultados obtidos com este estudo confirmam a abrangência de distribuição do agente no Brasil, e de forma indireta, demonstram uma intensa contaminação do solo por oocistos de *T. gondii*.

O fato de alguns isolados de *T. gondii* serem virulentos e outros isolados não virulentos não é tão surpreendente, dada a variedade geográfica e as diversas espécies que o parasito pode infectar. Algumas variações dentro da espécie são esperadas, assim como subpopulações adaptadas a diferentes nichos (Boothroyd & Grigg, 2002). Além disso, a virulência de isolados de *T. gondii* para camundongos depende de outros fatores, incluindo a dose do inóculo, imunidade do hospedeiro e via de inoculação (Dubey *et al.* 2003).

A maior taxa de isolamento foi observada de animais provenientes de Campina Grande (76,9%; 10/13), provavelmente esse fato se deve a diferença climática em relação aos demais municípios, haja visto que esse município pertence a Mesorregião do Agreste Paraibano, onde a temperatura é mais amena e a umidade relativa é mais

alta, quando comparado aos municípios da Mesorregião do Alto Sertão Paraibano. De acordo com Silva *et al.* (2003) e Jittapalapong *et al.* (2005), a elevada umidade e a temperatura mais amena tornam o ambiente favorável para a viabilidade dos oocistos no solo por um longo período e esta é a principal forma de transmissão para os ruminantes.

O sexo foi considerado fator associado à infecção pelo protozoário, em que fêmeas apresentaram 3,18 vezes mais chances de serem infectadas por *T. gondii*. Esta descoberta está em concordância com o relatado por Guimarães *et al.* (2013) em ovinos no estado da Bahia, e esse aumento da suscetibilidade de fêmeas se infectarem pode estar relacionado com a menor resistência imunológica em certos períodos de suas vidas. A ocorrência de eventos reprodutivos como o estresse da lactação e a gestação são períodos que causam imunossupressão, tornando-as mais suscetíveis à infecção pelo protozoário (Tilahun *et al.* 2018).

Embora outros estudos demonstrem maior soropositividade em animais mestiços em comparação a animais de raça pura (Ragozo *et al.*, 2008; Silva *et al.*, 2003), no presente estudo, observou-se maior soropositividade em animais de raça pura (Dorper e Santa Inês) 43,2% (16/37) em comparação a animais mestiços 28% (47/168). Isso pode ser justificado na região de estudo devido ao hábito dos proprietários utilizarem animais de raça pura principalmente para reprodução, assim, esses animais na maioria das vezes são destinados ao abate como forma de descarte, quando estão com idade mais avançada ou apresentam declínio na eficiência reprodutiva.

Diferença estatística ($p \leq 0,02$) foi observada em relação a idade dos animais, com uma maior soropositividade em animais adultos com mais de dois anos, o que

pode ocorrer devido ao prolongado tempo de exposição ao ambiente contaminado com oocistos, ocorrendo a maiores percentuais de infecção e soroconversão nos ovinos. (Consalter *et al.* 2019; Halos *et al.* 2020).

A análise multivariada demonstrou que uma maior frequência de animais soropositivos para anticorpos anti-*T. gondii* estava associada à criação extensiva, indicando um fator de associação à infecção em ovinos. Nesse sistema de criação, os ovinos vivem em proximidade com outras espécies de animais domésticos, além de animais silvestres. Esta prática permite que os animais entrem em contato com oocistos, principal fonte de infecção para ruminantes, e que são liberados na vegetação por felinos domésticos e selvagens (Ahmad *et al.*, 2015; Silva *et al.*, 2016).

6 CONCLUSÃO

Concluiu-se que é elevada a prevalência de anticorpos anti-*T. gondii* em ovinos abatidos no estado da Paraíba e que uma grande quantidade de carne ovina contendo cistos viáveis de *T. gondii* está sendo comercializada para o consumo humano. Este fato demonstra um sério risco à saúde pública, uma vez que este parasito apresenta capacidade de permanecer presente nos tecidos dos ovinos, podendo ocorrer a infecção humana por meio do consumo de carne mal cozida. A elevada taxa de infecção dos animais está diretamente relacionada ao manejo aos quais são submetidos.

7 DECLARAÇÕES

- **Financiamento**

Os autores agradecem o apoio financeiro recebido da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES).

- **Conflitos de interesse**

Os autores não têm conflitos de interesse a declarar que são relevantes para o conteúdo deste artigo.

- **Aprovação ética**

Os experimentos conduzidos neste estudo foram aprovados e realizados de acordo com as recomendações do Comitê de Ética no Uso de Animais do Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia da Paraíba, Campus Sousa (CEUA – IFPB), sob o protocolo número 23000.999663.2019-71.

- **Contribuições dos autores**

SSS, VLRV e TFF projetaram os experimentos. SSS, VLRV, SPB, RFS, WFS, LNS, RAB, CMO realizaram os experimentos. SSS, VLRV, TFF AWLB analisaram os dados. SSS, VLRV E TFF escreveram e editaram o manuscrito.

8 CONCLUSÃO GERAL

Os resultados deste estudo demonstram que é elevada a prevalência de anticorpos anti-*T. gondii* em ovinos abatidos na Paraíba, e que a idade, animais de raça pura e sistema de criação extensivo são fatores de associação positiva para a infecção. Além disso, a grande maioria desses animais possuem cistos viáveis de *T. gondii*, podendo ser fonte de infecção para o ser humano.

REFERÊNCIAS

- AGÊNCIA EXECUTIVA DE GESTÃO DAS ÁGUAS DO ESTADO DA PARAÍBA – AESA [online]. <http://www.aesa.pb.gov.br/aesa-website/documentos/relatorios/relatorio-hidrologico/> Acessado em> 01 de dezembro de 2020.
- AHMAD, N; IQBAL, Z; MUKHTAR, M. *et al.* Seroprevalence and associated risk factors toxoplasmosis in sheep and goats in Pothwar Region, Northern Punjab, Pakistan. **J Zool** 47:161-167, 2015.
- ANDRADE, M.M; CARNEIRO, M; MEDEIROS, A.D. *et al* (2013). Seroprevalence and risk factors associated with ovine toxoplasmosis in Northeast Brazil. **Parasite** 20: 20-25. [https://doi: 10.1051/parasite/2013019](https://doi.org/10.1051/parasite/2013019)
- BELLUCO, S; MANCIN, M; CONFICONI, D. *et al.* Investigating the determinants of *Toxoplasma gondii* prevalence in meat: A systematic review and meta-regression. **PLoS ONE**, 11:1–24. 2016. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0153856>
- BOOTHROYD, J.C; GRIGG, M.E. Population biology of *Toxoplasma gondii* and its relevance to human infection, do different strains cause different disease? **Curr Opin Microbiol** 5:438-442. 2002. [https://doi: 10.1016/s1369-5274\(02\)00349-1](https://doi.org/10.1016/s1369-5274(02)00349-1)
- CAMARGO, M.E. Introdução às técnicas de imunofluorescência. **Revista Brasileira de Patologia Clínica**. 10:143-171. 1974.
- CASTAÑO, P; FUERTES, M; REGIDOR-CERRILLO, J. *et al.* Experimental ovine toxoplasmosis: influence of the gestational stage on the clinical course, lesion development and parasite distribution. **Vet Res** 16;43:57. 2016. [https://doi: 10.1186/s13567-016-0327-z](https://doi.org/10.1186/s13567-016-0327-z).
- COELHO, M.C.S.C; SOUZA, V.C; COELHO, M.I.S. *et al.* Aspectos sanitários de rebanhos caprinos e ovinos criados em assentamentos no município de Petrolina-PE. **Revista Semiárido de Visu**. 1:32-40. 2011.
- CONSALTER, A; FRAZÃO-TEIXEIRA, E; DUBEY, J.P. *et al.* Epidemiological investigation of *Toxoplasma gondii* infections in commercial sheep flock in an endemic area for ocular toxoplasmosis in Southern Brazil. **Acta Parasitol**. 64:514-519. 2019. <https://doi.org/10.2478/s11686-019-00081-5>
- CORREIA, E.L.B; FEITOSA, T.F; SANTOS, F.A. *et al.* Prevalence and risk factors for *Toxoplasma gondii* in sheep in the state of Paraíba, Northeastern Brazil, **Rev. Bras. Parasitol. Vet**. 24:383–386. 2015. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612015043>.

COSTA, F.T.R; NOGUEIRA, D.B; OLIVEIRA, M.A.G. *et al.* Vertical transmission of *Toxoplasma gondii* in naturally infected ewes in the semiarid region of Brazil. **Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases**. 2021. <https://doi.org/10.1016/j.cimid.2020.101595>.

DUBEY, J.P. Refinement of pepsin digestion method for isolation of *Toxoplasma gondii* from infected tissues. **Vet Parasitol** 74:75–77. 1998. doi: 10.1016 / s0304-4017 (97) 00135-0

DUBEY, J.P; GRAHAM, D.H; BLACKSTON, C.R. *et al.* Biological and genetic characterisation of *Toxoplasma gondii* isolates from chickens (*Gallus domesticus*) from São Paulo, Brazil: unexpected findings. **Int J Parasitol** 32:99-105. 2002. [https://doi: 10.1016 / s0020-7519 \(01\) 00364-2](https://doi.org/10.1016/s0020-7519(01)00364-2).

DUBEY JP, Navarro IT, Graham DH *et al* (2003). Characterization of *Toxoplasma gondii* isolates from free range chickens from Paraná, Brazil. *Vet Parasitol* 117:229-234. [https:// doi: 10.1016/j.vetpar.2003.09.003](https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2003.09.003)

DUBEY; J.P; JONES, J.L (2008). *Toxoplasma gondii* infection in humans and animals in the United States. **Int J Parasitol**. 38:1257-1278. 2008. [https:// doi: 10.1016 / j.ijpara.2008.03.007](https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2008.03.007)

DUBEY, J.P. **Toxoplasmosis of animals and humans**. 2ª Ed. Boca Raton, Florida: CRC Press, 2010.

DUBEY, J; LAGO, E; GENNARI, S. *et al.* Toxoplasmosis in humans and animals in Brazil: High prevalence, high burden of disease, and epidemiology. **Parasitol** 139:1375-1424. 2012. [https://doi:10.1017/S0031182012000765](https://doi.org/10.1017/S0031182012000765)

GUIMARÃES, L.A; BEZERRA, R.A; ROCHA, D.S. *et al.* Prevalence and risk factors associated with anti-*Toxoplasma gondii* antibodies in sheep from Bahia state, Brazil. **Rev. Bras. Parasitol. Vet.** 22:220–224. 2013. <http://dx.doi.org/10.1590/S1984-29612013000200041>

HALOS, L; THE'BAULT, A; AUBERT, D. *et al.* An innovative survey underlining the significant level of contamination by *Toxoplasma gondii* of ovine meat consumed in France. **Int J Parasitol** 40:193–200. 2010. [https://doi: 10.1016/j.ijpara.2009.06.009](https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2009.06.009)

HOSMER, D.W; LEMESHOW, S. **Applied Logistic Regression**. 2ªed. New York: John Wiley & Sons, 2000. 375p.

INSTITUTO NACIONAL DE METEOROLOGIA – INMET. Normais climatológicas do Brasil 1981-2010 [online]. 2010. Obtido

de:<<http://www.inmet.gov.br/portal/index.php?r=clima/normaisClimatologicas>>. Acesso em: 03 de dezembro de 2020.

IBGE - INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA 2017. Sistema IBGE de Recuperação Automática – SIDRA Brasília. [online]. <https://sidra.ibge.gov.br/tabela/6930>. Acessado em 25 de novembro de 2020.

JITTAPALAPONG, S; SANGVARANOND, A; PINYOPANUNAT, N. *et al.* Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* infection in domestic goats in Satun Province, Thailand. **Vet Parasitol** 127:17-22. 2005. [https://doi: 10.1016 / j.vetpar.2004.08.019](https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2004.08.019)

LEITE, C.R.I.J; OLIVEIRA, F.C.R; FRAZÃO-TEIXEIRA, E. *et al* (2014). Occurrence and risk factors associated to *Toxoplasma gondii* infection in sheep from Rio de Janeiro, Brazil. **Trop. Anim. Health Prod.** 46: 1463–1466. [https://doi: 10.1007 / s11250-014-0667-5](https://doi.org/10.1007/s11250-014-0667-5)

MAIA, M.O; MAIA, M.O; SILVA, A.R.S. *et al.* Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* in sheep intended for human consumption in the Rondônia state, Western Brazilian Amazon. **Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases**, V.74. 2021. <https://doi.org/10.1016/j.cimid.2020.101599>.

MENDONÇA, C.E.D; BARROS, S.L.B; GUIMARÃES, V.A.A. *et al.* Prevalência e fatores de risco associados à toxoplasmose ovina no nordeste do Brasil. **Rev Bras Parasitol Vet** 22: 230-234. 2013. <https://dx.doi.org/10.1590/S1984-29612013000200042>

NUNES, F.V.A; VAEZ, J.R; PINHEIRO, R.R. *et al.* Soroprevalência e fatores associados à infecção por *Toxoplasma gondii* em caprinos de propriedades rurais do município de Mossoró, RN. **Pesq Vet Bras** 33:565-570. 2013. <https://doi.org/10.1590/S0100-736X2013000500002>.

RAGOZO, A.M; YAI, R.L; OLIVEIRA, L.N. *et al.* Soroprevalência e isolamento de *Toxoplasma gondii* em ovinos do estado de São Paulo, Brasil. **J Parasitol** 94:1259-1263. 2008. [https://doi: 10.1645 / ge-1641.1](https://doi.org/10.1645/ge-1641.1)

ROCHA, D.S; MOURA, R.L.S; MACIEL, B.M. *et al.* Detection of *Toxoplasma gondii* DNA in naturally infected sheep's milk. **Genet Mol** 14: 8658-8662. 2015. [https://doi: 10.4238 / 2015.31.14](https://doi.org/10.4238/2015.31.14) de julho

SHAHBAZI, G. HOGHOOGHI; R.N; MADANI, R. *et al.* *Toxoplasma gondii* in Aborted Fetuses of Sheep in Ardebil Area, North-West of Iran. **Iran J Parasitol.** 14:430-435. 2019.

- SILVA, A.V; CUNHA, E.L.P; MEIRELES, L.R. *et al* (2003). Sheep and goat toxoplasmosis: seroepidemiological study in two regions in the state of Pernambuco. **Brazil. Ciênc Rural** 33: 115-119. 2003. <http://dx.doi.org/10.1590/S0103-84782003000100018>
- SILVA, C.C; MENESES, A.M.C; MORAES, C.C. *et al*. Soroprevalência e pesquisa de oocistos de *Toxoplasma gondii* em felídeos selvagens procedentes do estado do Pará, Brasil. **Vet. e Zootec.** 2016. 23:400-408
- SILVA, R.C; LANGONI, H; SU, C; SILVA, A.V. Genotypic characterization of *Toxoplasma gondii* in sheep from Brazilian slaughterhouses: new atypical genotypes and the clonal type II strain identified. **Veterinary Parasitology.** 175:173-177. DOI:10.1016/j.vetpar.2010.09.021.
- STELZER, S; BASSO, W; SILVÁN, J.B. *et al*. *Toxoplasma gondii* infection and toxoplasmosis in farm animals: Risk factors and economic impact. **Food and Waterborne Parasitology.** 2019. <https://doi.org/10.1016/j.fawpar.2019.e00037>
- TILAHUN, B; TOLOSSA, Y.H; TILAHUN, G. *et al* (2018). Seroprevalence and risk factors of *Toxoplasma gondii* Infection among domestic ruminants in east Hararghe Zone of Oromia Region, Ethiopia. **Vet Med Int** 20:25. 2018. <https://doi.org/10.1155/2018/4263470>
- VALENCIO, B.A; ALVES, B.F; BEZERRA, R.A. *et al*. Longitudinal study of *Toxoplasma gondii* antibodies in female lambs from Paraíba State, Brazil. **Small Ruminant Res.** 2020. <https://doi.org/10.1016/j.smallrumres.2020.106125>.
- ZAR, J.H. Biostatistical Analysis. 4^aed. New Jersey: Prentice Hall, 1999.

APÊNDICE A

Questionário epidemiológico para coleta de dados dos ovinos abatidos em Sousa e Patos, Paraíba.

Abatedouro: <input type="checkbox"/> Sousa <input type="checkbox"/> Patos	Município de procedência:
DADOS DO PROPRIETÁRIO	
Proprietário:	Telefone:
DADOS DO ANIMAL	
Sexo: <input type="checkbox"/> Macho <input type="checkbox"/> Fêmea	
Idade: <input type="checkbox"/> Até 1 ano <input type="checkbox"/> Entre 1 e 2 anos <input type="checkbox"/> Mais de dois anos	
Raça: <input type="checkbox"/> Pura <input type="checkbox"/> Mestiça	
Histórico de abortos: <input type="checkbox"/> Não <input type="checkbox"/> Sim	
MANEJO	
Sistema de criação: <input type="checkbox"/> Extensivo <input type="checkbox"/> Semi-intensivo	
Contato com outros animais: <input type="checkbox"/> Não <input type="checkbox"/> Sim	
Quais: <input type="checkbox"/> Gatos <input type="checkbox"/> Bovinos <input type="checkbox"/> Caprinos <input type="checkbox"/> Suínos <input type="checkbox"/> Aves	
Contato com animais silvestres: <input type="checkbox"/> Não <input type="checkbox"/> Sim	