

**UNIVERSIDADE FEDERAL DO ESPÍRITO SANTO
CENTRO DE CIÊNCIAS DA SAÚDE
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM DOENÇAS INFECCIOSAS**

LETÍCIA PEREIRA PEDRINI

**SOROPREVALÊNCIA DE *Toxoplasma gondii* EM CAPRINOS DE
PROPRIEDADES DA REGIÃO METROPOLITANA DA GRANDE
VITÓRIA, ESPÍRITO SANTO**

**VITÓRIA
2022**

LETÍCIA PEREIRA PEDRINI

**SOROPREVALÊNCIA DE *Toxoplasma gondii* EM CAPRINOS DE
PROPRIEDADES DA REGIÃO METROPOLITANA DA GRANDE
VITÓRIA, ESPÍRITO SANTO**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Doenças Infecciosas da Universidade Federal do Espírito Santo, como requisito parcial para obtenção do título de Mestre em Doenças Infecciosas.
Orientadora: Prof^a Dr^a Blima Fux

VITÓRIA

2022

Ficha catalográfica disponibilizada pelo Sistema Integrado de Bibliotecas - SIBI/UFES e elaborada pelo autor

P371s Pedrini, Letícia Pereira, 1998-
Soroprevalência de *Toxoplasma gondii* em caprinos de propriedades da Região Metropolitana da Grande Vitória, Espírito Santo / Letícia Pereira Pedrini. - 2022.
66 f. : il.

Orientadora: Blima Fux.
Dissertação (Mestrado em Doenças Infecciosas) - Universidade Federal do Espírito Santo, Centro de Ciências da Saúde.

1. *Toxoplasma gondii*. 2. Caprinos. 3. Sorologia. I. Fux, Blima. II. Universidade Federal do Espírito Santo. Centro de Ciências da Saúde. III. Título.

CDU: 61



UNIVERSIDADE FEDERAL DO ESPÍRITO SANTO
Centro de Ciências da Saúde
Programa de Pós-Graduação em Doenças Infecciosas

Vitória, 9 de junho de 2022.

PARECER ÚNICO DA COMISSÃO JULGADORA DE DISSERTAÇÃO DE
MESTRADO

O(a) mestrando(a) Letícia Pereira Pedrini apresentou a tese intitulada “**SOROPREVALÊNCIA DE TOXOPLASMA GONDII EM CAPRINOS DE PROPRIEDADES DA REGIÃO METROPOLITANA DA GRANDE VITÓRIA, ESPÍRITO SANTO**” em sessão pública, como requisito final para obtenção do título de Mestre em Doenças Infecciosas do Programa de Pós-Graduação em Doenças Infecciosas do Centro de Ciências da Saúde da Universidade Federal do Espírito Santo.

Considerando a apresentação oral dos resultados, sua qualidade e relevância, a Comissão Examinadora decidiu (X) aprovar () reprovar a dissertação habilitando Letícia Pereira Pedrini a obter o Grau de Mestre(a) em Doenças Infecciosas.

Vitória, 9 de junho de 2022

Profa. Dra. Blima Fux
Universidade Federal do Espírito Santo – Orientadora

Dra. Vera Lúcia Pereira Chioccola
Instituto Adolfo Lutz – Titular Externo

Prof. Dr. Daniel Claudio de Oliveira Gomes
Universidade Federal do Espírito Santo – Titular Interno

Dra. Ana Cláudia Trocoli Torrecilhas
UNIFESP – Suplente Externo

Prof. Dr. Carlos Graeff Teixeira
Universidade Federal do Espírito Santo – Suplente Interno



Centro de Ciências da Saúde – Av. Marechal Campos, 1468 - Bonfim, Vitória - ES | CEP 29047-105 Tel: (27) 3335-7504 |

www.doencasinfecciosas.ufes.br | ppgdi.ufes@gmail.com



UNIVERSIDADE FEDERAL DO ESPÍRITO SANTO

PROTOCOLO DE ASSINATURA



O documento acima foi assinado digitalmente com senha eletrônica através do Protocolo Web, conforme Portaria UFES nº 1.269 de 30/08/2018, por
BLIMA FUX - SIAPE 1738576
Departamento de Patologia - DPA/CCS
Em 10/06/2022 às 10:07

Para verificar as assinaturas e visualizar o documento original acesse o link:
<https://api.lepisma.ufes.br/arquivos-assinados/493118?tipoArquivo=O>



UNIVERSIDADE FEDERAL DO ESPÍRITO SANTO

PROTOCOLO DE ASSINATURA



O documento acima foi assinado digitalmente com senha eletrônica através do Protocolo Web, conforme Portaria UFES nº 1.269 de 30/08/2018, por DANIEL CLAUDIO DE OLIVEIRA GOMES - SIAPE 1788160
Departamento de Patologia - DPA/CCS
Em 13/06/2022 às 14:41

Para verificar as assinaturas e visualizar o documento original acesse o link:
<https://api.lepisma.ufes.br/arquivos-assinados/494448?tipoArquivo=O>

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a Deus, por zelar por mim e por aqueles que amo e, por não me deixar desistir.

Agradeço a minha mãe Sônia e ao meu pai Marcos por minha vida, mas, em especial a minha mãe, por todos os sacrifícios.

Agradeço ao meu papai Malta, que não só caminhou ao meu lado e me guiou pelos caminhos corretos, mas que me proporcionou todo o suporte para que eu nunca parasse de estudar.

Agradeço a meus filhos, Perim Apolinário do Rio Jucu, Idosinho Alexander Martins, Belinha Margaret Malta Costa e, os finados José Pilugo Goten e Pudim Antônio Gervásio, por serem minhas inspirações. Eu não faria nada disso se não precisasse sustentar vocês!

Agradeço ao meu irmão Pedro, por ter me mostrado que família não precisa ser de sangue. Eu prometo que, quando estiver empregada, te pago o livro. Também agradeço minha cunhada Júlia, por ser parte da nossa família!

Agradeço a minha tia Ângela por ser uma grande inspiração acadêmica e de vida (a Pepita também!). Também agradeço minha dinda Ângela e vó Nazareth por todo amor e cuidado.

Agradeço ao meu namorado Leonardo, por ser tão paciente e amoroso, em todos os momentos.

Agradeço a minha querida orientadora Blima por todo o suporte nesses dois anos e, se Deus quiser, nos próximos quatro anos. Me recebeu como orientada de portas abertas e sou grata por toda sua atenção, dedicação e carinho como orientadora. Um dia, gostaria de ser metade da professora que você é!

Agradeço ao Marquinhos, um dos meus professores favoritos, que no terceiro período da graduação me fez ficar maravilhada por microbiologia, depois, pela inspeção de produtos de origem animal, que me deu todo o suporte para entrar no mestrado, e, quando fui aprovada, me deu todo o suporte para a realização do meu projeto! Por mais professores como você!

Agradeço a todos que me ofereceram suporte para que meu projeto fosse realizado. Muito obrigada Paulo, Marcão e Bruno (Professora Blima e Marquinhos também!) por terem me cedido o tempo de vocês e, gentilmente terem me levado nas

propriedades para coletar as amostras. Meus eternos agradecimentos também a Vivi e sua família, que me receberam em Belo Horizonte com muito carinho.

Agradeço as amigadas que fiz no mestrado, Laylla, Carol, Isabella e Rosângela. Foi mais fácil passar por isso com vocês!

Não tenho palavras para mensurar o tamanho da minha gratidão por toda ajuda de minha lindíssima deusa grega amiga Lauany. Esse projeto é 50% seu! Muito obrigada por todas as vezes que madrugamos e fomos no meio do mato atrás de cabrito! Agradeço também a minha querida pleníssima amiga Carolini, que também me apoiou em toda a execução. Amo vocês!

Agradeço meus amigos por sempre ouvirem minhas chorumelas: Ana, André, Flora, Keisi, Luíza, Natália e Rebecca.

Meus imensos agradecimentos ao Dr. Ricardo Wagner de Almeida Vitor e a Rosálida Estevam Nazar Lopes, do Laboratório de Toxoplasmose da UFMG, por terem recebido eu e meus soros caprinos com tanto carinho e, por tudo que me ensinaram com tanto zelo.

Agradeço a todos os proprietários que gentilmente abriram suas portas e disponibilizaram seus animais para a realização do projeto: Antônio, Niltinho, Dário, Beto, Orlando, Robson, Mauro e Xandoca!

Agradeço a UFES e a todos os professores do PPGDI. Porém, agradecimentos especiais ao Perlyson, por ser tão gentil e prestativo.

Agradeço a CAPES, pelo apoio financeiro.

RESUMO

Toxoplasma gondii, agente etiológico da toxoplasmose, é descrito como potencial causador de abortos na espécie caprina, ocasionando grandes impactos econômicos, sendo considerada mais patogênica nesta espécie do que em outros animais de interesse zootécnico. Este estudo teve como objetivo estimar a prevalência de caprinos infectados por *T. gondii*, em diferentes municípios da Região Metropolitana da Grande Vitória e identificar os possíveis fatores de risco desta infecção. Foram analisadas 146 amostras de soros caprinos provenientes dos municípios de Cariacica, Serra e Vila Velha e, por aplicação de um questionário epidemiológico, foram coletados os dados dos animais e das propriedades amostradas. A presença de imunoglobulinas da Classe IgG foi avaliada pela Reação de Imunofluorescência Indireta (RIFI) e Ensaio Imunoenzimático (ELISA). Foi realizado o Teste de Avidéz de IgG, para estimar o tempo de infecção. A presença de anticorpos IgG anti-*T. gondii* foi de 46.6% (68/146) na avaliação dos testes sorológicos. Os fatores de risco observados na infecção causada pelo *T. gondii* em caprinos foram: sexo feminino (OR= 2,81 IC95% 1,03 - 7,61), faixa etária superior a dois anos de idade (OR= 3,5 IC95% 1,21 - 10,1), água originária da rede pública de abastecimento (OR= 7,92 IC95% 1,77 - 35,47), armazenamento de alimentos e insumos em local aberto e desprotegido (OR= 11,13 IC95% 3,77 - 32,8) e presença de gato doméstico na propriedade (OR= 8,1 IC95% 2,65 - 24,71). Observou-se que 70.6% (48/68) dos soros possuíam anticorpos IgG de alta avidéz e 29.4% (20/68) possuíam anticorpos IgG de baixa avidéz, sugerindo que a maioria dos animais infectados eram de caráter crônico. Caprinos domiciliados na Região Metropolitana da Grande Vitória apresentaram elevada prevalência de infectados e, no Espírito Santo, há fatores de risco que desencadeiam a infecção por *T. gondii* em rebanhos. Este é o primeiro estudo realizado, no Estado do Espírito Santo, acerca da soroprevalência da Toxoplasmose caprina.

Palavras-chave: *Toxoplasma gondii*. Caprinos. Soroprevalência. Reação de Imunofluorescência Indireta. Ensaio Imunoenzimático.

ABSTRACT

Toxoplasma gondii, the etiological agent of toxoplasmosis, is described as a potential cause of abortion in goats, causing great economic impacts, being considered more pathogenic in this species than in other animals of zootechnical interest. This study aimed to estimate the prevalence of goats infected with *T. gondii* in different municipalities in the Metropolitan Region of Grande Vitória and to identify possible risk factors for this infection. A total of 146 goat serum samples from the municipalities of Cariacica, Serra, and Vila Velha were analyzed. By applying, an epidemiological questionnaire, data from the animals and the properties sampled were collected. The presence of IgG Class Immunoglobulins was evaluated by Indirect Immunofluorescence Reaction (IFAT) and Enzyme-linked Immunosorbent Assay (ELISA). The IgG Avidity Test was performed to estimate the infection time. The presence of IgG anti-*T. gondii* was 46.6% (68/146) in the evaluation of serological tests. The risk factors observed in the infection caused by *T. gondii* in goats were female sex (OR= 2.81 95%CI 1.03 - 7.61), age group over two years old (OR= 3.5 95%CI 1.21 - 10.1), water originating from the public supply network (OR= 7.92 CI95% 1.77 - 35.47), storage of food and supplies in an open and unprotected place (OR= 11.13 CI95 % 3.77 - 32.8) and presence of a domestic cat on the property (OR= 8.1 95%CI 2.65 - 24.71). It was observed that 70.6% (48/68) of the sera had high avidity IgG antibodies and 29.4% (20/68) had low avidity IgG antibodies, suggesting that most infected animals were chronic. Goats domiciled in the Metropolitan Region of Grande Vitória had a high prevalence of infection and, in Espírito Santo, there are risk factors that trigger *T. gondii* infection in herds. This is the first study carried out in the State of Espírito Santo on the seroepidemiology of caprine toxoplasmosis.

Keywords: *Toxoplasma gondii*. Goats. Seroprevalence. Indirect Immunofluorescence Reaction. Enzyme-Linked Immunosorbent Assay.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 1 - Ciclo de Vida do <i>Toxoplasma gondii</i>	16
Figura 2 - Municípios que compõe a Região Metropolitana da Grande Vitória, Espírito Santo.	27

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Soroprevalência de anticorpos anti- <i>T. gondii</i> em caprinos no Brasil.....	19
Tabela 2 - Características geográficas dos municípios de Cariacica, Serra e Vila Velha, da Região Metropolitana da Grande Vitória, Espírito Santo.	26
Tabela 3 - Distribuição dos caprinos de acordo com sexo, faixa etária e raça nos municípios de Cariacica, Serra e Vila Velha, da Região Metropolitana da Grande Vitória, Espírito Santo, 2020 - 2021.....	31
Tabela 4 - Frequência de anticorpos da classe IgG anti- <i>T. gondii</i> , por RIFI e ELISA, de acordo com os municípios de Cariacica, Serra e Vila Velha, da Região Metropolitana da Grande Vitória, Espírito Santo, 2020 - 2021.....	38
Tabela 5 - Frequência de anticorpos da classe IgG anti- <i>T. gondii</i> , por RIFI e ELISA, de acordo com sexo, faixa etária e raça, em municípios da Região Metropolitana da Grande Vitória, Espírito Santo, 2020 - 2021.....	38
Tabela 6 - Determinação dos fatores de risco pela análise univariada para avaliação dos aspectos da epidemiologia da toxoplasmose caprina na Região Metropolitana da Grande Vitória, Espírito Santo, 2020 - 2021.....	40
Tabela 7 - Determinação dos fatores de risco pela análise multivariada para avaliação dos aspectos da epidemiologia da toxoplasmose caprina na Região Metropolitana da Grande Vitória, Espírito Santo, 2020 - 2021.....	41
Tabela 8 - Avidéz de anticorpos IgG anti- <i>T. gondii</i> , de acordo com os municípios de Cariacica, Serra e Vila Velha, da Região Metropolitana da Grande Vitória, Espírito Santo, 2020 - 2021.....	42

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

ACCOES - Associação de Criadores de Caprinos e Ovinos do Estado do Espírito Santo

CEUA - Comitê de Ética no Uso de Animais

ELISA - *Enzyme-Linked Immunosorbent Assay* – Ensaio Imunoenzimático

FITC - *Fluorescein isothiocyanate* - Isotiocianato de fluoresceína

HAI - Hemaglutinação Indireta

IBGE - Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística

IC 95% - Intervalo de Confiança de 95%

IDAF - Instituto de Defesa Agropecuária e Florestal do Espírito Santo

IgA - Imunoglobulina da classe A

IgG - Imunoglobulina da classe G

IgM - Imunoglobulina da classe M

IHQ – Imuno-Histoquímica

IJSN - Instituto Jones dos Santos Neves

IR - Índice de reatividade

LAT - *Latex agglutination test* – Teste de aglutinação em látex

MAT - *Modified agglutination test* - Teste de aglutinação modificado

OPD - *Ortho-Phenylenediamine* - O-Fenilenodiamina

OR - *Odds Ratio* – Razão de Chances

P. A. - Para análise

PBS - Phosphate-buffered saline – Solução Salina Tamponada com Fosfatos

PCR - Polymerase Chain Reaction - Reação em Cadeia da Polimerase

PNSCO - Programa Nacional de Sanidade dos Caprinos e Ovinos

RIFI - Reação de Imunofluorescência Indireta

SNC - Sistema Nervoso Central

SRD - Sem Raça Definida

SST - Solução Salina contendo Tween 20

TCLE - Termo de Consentimento Livre e Esclarecido

UFES - Universidade Federal do Espírito Santo

UFMG - Universidade Federal de Minas Gerais

WB - *Western Blotting*

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	14
1.1 ETIOLOGIA E CICLO BIOLÓGICO DA TOXOPLASMOSE	14
1.2 TOXOPLASMOSE CAPRINA.....	17
1.3 MÉTODOS DIAGNÓSTICOS DA TOXOPLASMOSE CAPRINA.....	20
1.4 DESAFIOS DA CAPRINOCULTURA NO BRASIL	22
2. JUSTIFICATIVA	24
3. OBJETIVOS	25
3.1 OBJETIVO GERAL	25
3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS	25
4. MATERIAL E MÉTODOS	26
4.1 ÁREA DE ESTUDO	26
4.2 AMOSTRAGEM	27
4.3 COLETA DE SANGUE	28
4.4 QUESTIONÁRIOS EPIDEMIOLÓGICOS	32
4.5 ASPECTOS ÉTICOS	32
4.6 ENSAIOS SOROLÓGICOS	32
4.7 PROCESSAMENTO E ANÁLISE DOS DADOS.....	36
5. RESULTADOS	37
5.1 SOROPREVALÊNCIA DA TOXOPLASMOSE CAPRINA.....	37
5.2 ANÁLISE DOS FATORES DE RISCO	39
5.5 AVIDEZ DE ANTICORPOS IgG ANTI- <i>T. gondii</i> EM CAPRINOS.....	41
6. DISCUSSÃO	43
7. CONCLUSÃO	51
8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	52
ANEXOS	65

1. INTRODUÇÃO

1.1 ETIOLOGIA E CICLO BIOLÓGICO DA TOXOPLASMOSE

1.1.1 Agente Etiológico

Toxoplasma gondii é um protozoário intracelular obrigatório, pertencente ao filo Apicomplexa, classe Conoidasida, subclasse Coccidia, ordem Eucoccidiida, família Sarcocystidae e subfamília Toxoplasmatinae (LEVINE, 1988). É o agente etiológico da toxoplasmose; zoonose de distribuição mundial, capaz de infectar aves e mamíferos, que foi identificado em 1908 por Nicolle e Manceaux, na Tunísia, após isolamento em um roedor (*Ctenodactylus gundi*). O termo Toxoplasma (Toxon=arco e plasma=forma) foi utilizado pelos pesquisadores devido a morfologia crescente do protozoário. Simultaneamente no Brasil, no mesmo ano, o parasito foi identificado em um coelho (*Oryctolagus cuniculus*) por Splendore (DUBEY, 2014).

O parasito apresenta um ciclo de vida heteroxeno. Felídeos são considerados hospedeiros definitivos, por serem os únicos animais onde ocorre o ciclo sexuado. Nos hospedeiros intermediários, que são os animais homeotérmicos, ocorre a fase assexuada (TENTER; HECKEROTH; WEISS, 2000). Apenas felídeos domésticos e selvagens são capazes de excretar oocistos em suas fezes, e, podem desenvolver resposta imune que os protege de novas infecções (DUBEY, 2010).

T. gondii possui três formas infectantes responsáveis pela infecção dos hospedeiros definitivos e intermediários: oocistos, taquizoítos e bradizoítos. Nos hospedeiros intermediários, a transmissão poderá ocorrer por ingestão de oocistos liberados no meio ambiente, ingestão de cistos teciduais presentes em carnes cruas ou mal cozidas de animais infectados, como aves e roedores (ALMERIA; DUBEY, 2021; GAZZONIS et al., 2020; HERRERO et al., 2017), por ingestão de água (DE MOURA et al., 2006) ou vegetais contaminados com oocistos (LI et al., 2020; MARQUES et al., 2020), por ingestão de leite cru contendo taquizoítos (BEZERRA et al., 2015; BOUGHATTAS, 2017; GAZZONIS et al., 2018, 2019) ou por transmissão vertical. A toxoplasmose congênita ocorre quando há transferência de taquizoítos por via transplacentária, e, o risco de infecção fetal diminui com o aumento da idade gestacional (CARLIER et al., 2012).

Os hospedeiros definitivos são infectados após ingerirem hospedeiros intermediários, carne crua ou malpassada contendo cistos teciduais, ou, após ingerirem oocistos esporulados presentes no ambiente (Figura 1). Após a ingestão de alguma das formas infectantes, os parasitos invadirão os enterócitos e se reproduzirão por merogonia, que originará merozoítos. Os merozoítos, ao se multiplicarem, romperão a célula parasitada e originarão macrogametas (femininos) e microgametas (masculino). Os macrogametas permanecerão imóveis dentro da célula, enquanto os microgametas, que são móveis, saem de suas células e os fecundam. Como consequência, ocorrerá formação de zigoto que posteriormente originará o oocisto.

Oocistos apresentam formato esferoide e medem aproximadamente 12,5 por 11µm e serão liberados dos enterócitos na luz intestinal após rompimento da célula parasitada e eliminados com as fezes no meio ambiente (LINDSAY; DUBEY, 2020; TENTER; HECKEROTH; WEISS, 2000). O processo de esporulação pode durar de 1 a 5 dias em condições adequadas de temperatura, oxigenação e umidade (DUBEY, 2014). Após a esporulação, passarão a conter dois esporocistos, com quatro esporozoítos cada, passando a medir cerca de 8 por 2µm (HILL; DUBEY, 2018; SOUZA; BELFORT JR., 2014).

Taquizoítos são as formas mais comuns encontradas na fase aguda, ou proliferativa, da infecção. Possuem essa denominação por se multiplicarem rapidamente no interior das células do hospedeiro intermediário e nas células epiteliais não intestinais, do hospedeiro definitivo. Possuem formato elíptico, medindo, aproximadamente 2 por 6µm e são pouco resistentes ao suco gástrico (JONES; DUBEY, 2010). São capazes de penetrar às células ativamente e são encontrados no interior de vacúolos parasitóforos, onde realizam multiplicação por endodiogenia (TENTER; HECKEROTH; WEISS, 2000). Quando a multiplicação é interrompida, deixarão o vacúolo e romperão a membrana plasmática da célula hospedeira (HILL; DUBEY, 2018; SOUZA; BELFORT JR., 2014).

Ao hospedeiro desenvolver certo grau de imunidade, grande parte dos taquizoítos serão eliminados, porém, alguns se diferenciarão em bradizoítos, realizando multiplicação lenta e formando cistos na musculatura esquelética e cardíaca, olhos e sistema nervoso central (HILL; DUBEY, 2018). Bradizoítos medem aproximadamente 7 por 1,5µm e, ao contrário dos taquizoítos, possuem grande resistência ao suco gástrico (JONES; DUBEY, 2010). O tamanho destes é influenciado diretamente pelo tipo celular parasitado, bem como a quantidade de

parasitos em seu interior. Após a diferenciação dos bradizoítos, ocorrem alterações estruturais na membrana e matriz do vacúolo parasitóforo, que irá originar o cisto tecidual (TENTER; HECKEROTH; WEISS, 2000). Eles poderão permanecer latentes por toda a vida do hospedeiro, porém, os cistos podem se romper e ocorrer a diferenciação em taquizoítos, invadindo novas células hospedeiras e formando novos cistos teciduais (HILL; DUBEY, 2018).

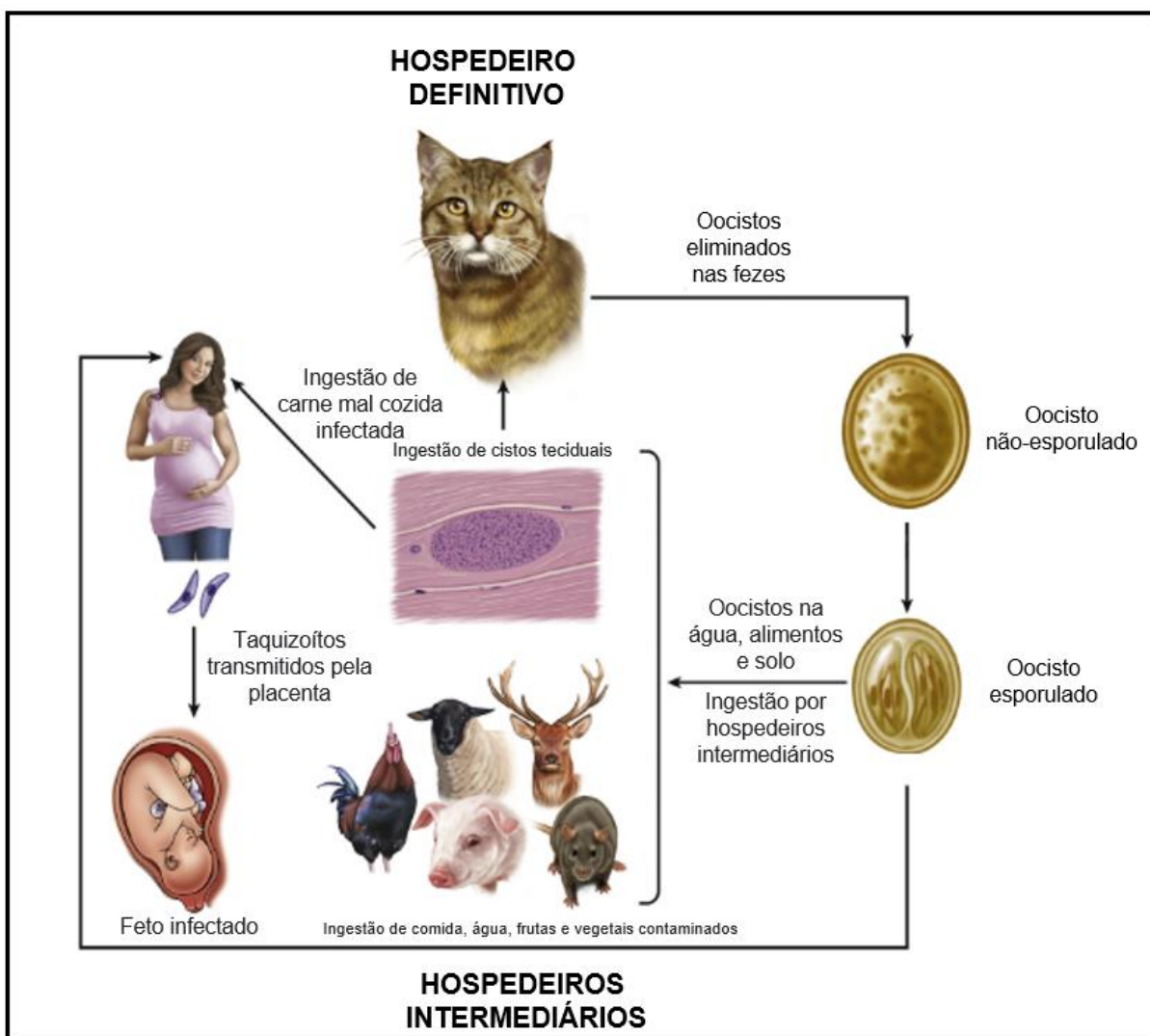


Figura 1 - Ciclo de Vida do *Toxoplasma gondii*.

Fonte: Lindsay & Dubey (2020), adaptado.

A infecção poderá ocorrer de forma assintomática, ou serão percebidos sinais clínicos como febre, linfadenopatia, mialgia, entre outros (DUBEY, 2014). A sintomatologia será determinada por alguns fatores: status imunológico do indivíduo, como a virulência da cepa, a quantidade de parasitos e a via de infecção (DIAS; FREIRE, 2005). A infecção por *T. gondii* apresentará relevância clínica no caso de

infecções em indivíduos imunocomprometidos, como os portadores do HIV, os que realizam tratamento quimioterápico e as gestantes (DUBEY, 2014; LINDSAY; DUBEY, 2020).

1.2 TOXOPLASMOSE CAPRINA

A relação saúde/doença do rebanho é diretamente ligada às características de manejo e, perdas produtivas são associadas não só a ausência de tecnologias, como a falhas sanitárias. Em 2004, foi instituída pela Instrução Normativa Nº 87, do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, o Programa Nacional de Sanidade dos Caprinos e Ovinos (PNSCO). O programa visa promover as atividades de educação sanitária, estudos epidemiológicos, fiscalização e controle do trânsito de caprinos e ovinos, fiscalizar sanitariamente os estabelecimentos produtores e realizar intervenção imediata quando houver suspeita ou ocorrência de doença de notificação obrigatória.

Dentre os animais de interesse zootécnico, caprinos, ovinos e suínos são os mais sensíveis à infecção por *T. gondii*, enquanto bovinos, equinos e aves, raramente, apresentam alguma sintomatologia (MILLAR et al., 2008). A infecção por *T. gondii* em caprinos ocasiona alterações clínicas como prostração, anorexia, hipertemia, aumento de volume dos linfonodos, dispneia, sinais gastroentéricos e sintomatologia nervosa. Os sinais clínicos da doença irão variar segundo a quantidade de oocistos ingeridos e a virulência da cepa (LINDSAY; DUBEY, 2020)

T. gondii é descrito como potencial causador de abortos na espécie caprina (LINDSAY; DUBEY, 2014), ocasionando grandes impactos econômicos, além de ser considerado mais patogênico nesta espécie do que em outros animais de interesse zootécnico. A transmissão transplacentária exógena decorre da infecção de cabras após a ingestão de oocistos esporulados em alimentos ou água contaminados, que infecta o feto, e a transmissão endógena resulta da reagudização da infecção, já existente nas cabras, durante a gestação (JIMÉNEZ-MARTÍN et al., 2020; NAYERI et al., 2021).

Segundo Buxton (1990), ao infectar a placenta, o *T. gondii* irá alcançar as células trofoblásticas fetais através das carúnculas e irão se multiplicar nos tecidos fetais, além de ocasionar lesões placentárias (áreas focais de necrose caseosa) que impossibilitam a manutenção da gestação. As consequências na morbidade da

infecção transplacentária são relacionadas ao período no qual ocorreu. É comum que, caso a infecção ocorra no último mês de gestação, animais infectados assintomáticos poderão nascer.

É difícil estimar a ocorrência de afecções reprodutivas por *T. gondii*, pois a doença ocorre de forma esporádica e poucos animais abortados são submetidos a diagnóstico (DUBEY, 2009). São escassos os estudos que consideram as perdas econômicas da toxoplasmose caprina, uma vez que existe uma alta prevalência de anticorpos anti-*T. gondii* em rebanhos. No Uruguai foi demonstrado que as perdas anuais por toxoplasmose ovina variaram entre 1,4 a 4,7 milhões de dólares (FREYRE et al., 1997).

A consequência da infecção em caprinos são desordens reprodutivas decorrentes de abortamentos, natimortos, reabsorção e mumificação fetal, morte perinatal e nascimento de cordeiros debilitados (NUNES et al., 2015; WANDERLEY et al., 2019).

Pereira et al. (2021), no Estado do Rio de Janeiro, ao associarem a infecção de caprinos por *T. gondii* a abortamentos, submetem fetos caprinos a necropsia e, no exame histológico, observou-se a presença de encefalite necrosante e miosite linfoplasmocítica.

A prevalência da toxoplasmose em caprinos varia de acordo com a região e é, grandemente, influenciada pelos fatores geográficos, climáticos, hábitos humanos e presença de animais (STELZER et al., 2019). No Brasil, estudos que identificaram a presença de anticorpos anti-*T. gondii* em caprinos, observaram prevalências que variaram de 4,3% a 81,8% (Tabela 1) e, atualmente, a maioria dos estudos realizados vem da Região Nordeste, pois é onde se concentra nosso maior rebanho.

Os fatores de risco que englobam a cadeia de transmissão da toxoplasmose caprina são diversos e abrangem as características individuais de cada animal, o ambiente no qual estão instalados e o perfil socioeconômico de seus proprietários e/ou cuidadores. Animais bem manejados, em condições higiênicas adequadas para seu desenvolvimento, são menos propensos a adquirir problemas sanitários e, conseqüentemente, apresentam desempenho zootécnico maior e mais eficiente, gerando maior retorno financeiro para o produtor (SIMÕES et al., 2021).

Tabela 1 - Soroprevalência de anticorpos anti-*T. gondii* em caprinos em estados brasileiros.
(continua)

UF	Referência	Teste Sorológico	N*	Amostras Positivas (%)	Fatores de Risco
Região Nordeste					
Alagoas	Anderlini et al., 2011	RIFI	454	39%	Região; idade; sistema de criação; acesso de gatos a água; gatos que se alimentam de restos placentários.
Bahia	Pita-Gondim et al., 1999	RIFI	439	28.93%	-
	Uzêda et al., 2004	RIFI	373	16.3%	Fêmeas grávidas e lactantes; idade; tipo racial.
Ceará	Nunes et al., 2016	ELISA	375	25.1%	Sexo.
	Cavalcante et al., 2008	ELISA	2362	25,1%	Idade; ≥ 10 gatos; comedouro de madeira.
Maranhão	Moraes et al., 2011	RIFI	46	4.3%	Suplementação; presença de animais com problemas reprodutivos.
	Rodrigues et al., 2021	RIFI	383	29.8%	Idade; categoria animal; criação de outros animais; tipo de exploração.
Paraíba	Faria et al., 2007	RIFI	306	24.5%	-
	Santos et al., 2012	RIFI	975	18.1%	Presença de plantas tóxicas; criação de outros animais.
Pernambuco	Batista et al., 2022	RIFI	229	21.3%	Região.
	Silva et al., 2003	RIFI	213	40.4%	Sexo; tipo racial; região; tipo de exploração; sistema de criação.
	Bispo et al., 2011	RIFI	164	47.3%	Região.
	Costa et al., 2012	RIFI	11	81.8%	-
	Pereira et al., 2012	RIFI	167	31.7%	Sistema de criação; tipo de exploração; animais procedentes de outros estados; monta natural.
	Lúcio et al., 2016	RIFI	348	30.8%	Sistema de criação.
	Arraes-Santos et al.,	RIFI	376	5.1%	Sexo; região.
Piauí	Rêgo et al., 2016	ELISA	761	49.4%	Gatos que se alimentam de restos placentários; cães na propriedade; gênero; tipo de exploração.
	Santos et al., 2018	ELISA	145	22%	Sexo; acesso de gatos nas instalações dos animais.
Rio Grande do Norte	Lima et al., 2008	RIFI	381	17,1%	-
	Araújo Neto et al., 2008	RIFI	306	30.6%	Presença de gatos; tipo de exploração; falta de suplementação mineral.
	Nunes et al., 2013	ELISA	338	37%	Fonte de água; local do vasilhame; tipo de exploração.
Sergipe	Medeiros et al., 2014	ELISA	244	47.1%	Idade; região.
	Rizzo et al., 2020	RIFI	675	30%	Ausência de instalações; terreno alagado; fornecimento de ração no chão; alimentação de pasto; acesso de gatos aos pastos; introdução de novas criações nos últimos cinco anos.

Tabela 1 – Soroprevalência de anticorpos anti-*T. gondii* em caprinos no Brasil.

(conclusão)

UF	Referência	Teste Sorológico	N*	Amostras Positivas (%)	Fatores de Risco
Região Sudeste					
Minas Gerais	Figueiredo et al., 2001	HA/RIF/ELISA	174	18,4%	Idade.
	Carneiro et al., 2009	RIF/ELISA	767	46% / 43%	Idade; tipo racial; presença de aprisco.
	Varaschin et al., 2011	RIFI	401	10.7%	Ocorrência de abortamentos; idade.
Rio de Janeiro	Luciano et al., 2011	RIFI	206	29.1%	-
São Paulo	Silva, Cutolo e Langoni, 2002	RIFI	100	8%	-
	Meireles et al., 2003	ELISA	200	31%	Sistema de criação.
	Mainardi et al., 2003	RIFI	442	14.5%	-
	Fugliolo et al., 2004	RIFI	394	28.7%	Idade.
	Modolo et al., 2008	RIFI	923	23.4%	Idade; acesso de gatos nas instalações dos animais.
	Região Sul				
Paraná	dos Reis et al., 2007	RIF/MAT	282	44.68% / 23.05%	Sexo.
	Garcia et al., 2012	RIF/ELISA	405	35.96% / 39.41%	Idade; presença de gatos; sistema de criação.
	Ferreira-Neto et al., 2018	RIFI	78	76.5%	-
	Fortes et al., 2018	RIF/ELISA/MAT	1058	30% 33.3% / 25.3%	Aluguel de pasto; sexo; presença de gatos; pasto compartilhado.
	Romanelli et al., 2020	ELISA	629	30,7%	Tamanho da propriedade; sistema de criação; monta natural sem controle.
Rio Grande do Sul Santa Catarina	Maciel e Araújo, 2004	HA/RIFI	360	19.4% / 30%	-
	Moura et al., 2018	RIFI	654	33%	Idade; presença de sinais neurológicos.

1.3 MÉTODOS DIAGNÓSTICOS DA TOXOPLASMOSE CAPRINA

Como os sinais clínicos da toxoplasmose são inespecíficos ou ausentes, é necessária adoção de métodos complementares para realizar o diagnóstico, sendo baseados, principalmente, em testes sorológicos para detecção de anticorpos IgG (LINDSAY; DUBEY, 2020).

Para realizar inquéritos epidemiológicos, é importante que o ensaio sorológico seja de simples execução, de baixo custo, sensível, específico e com reprodutibilidade e concordância adequadas (CHIARI et al. 1985). Nesse caminho, os Ensaio Imunoenzimático (ELISA), Western Blotting (WB), teste de Hemaglutinação Indireta (HAI), teste de Aglutinação em Látex (LAT), reação de Imunofluorescência Indireta (RIFI), e teste de Aglutinação Modificado (MAT) são frequentemente utilizados para detecção de anticorpos anti-*T. gondii* em caprinos e as frequências estão descritas acima na Tabela 1.

As imunoglobulinas são produzidas sucessivamente após a infecção pelo *T. gondii*. IgA e IgM serão produzidas após uma semana de infecção, reduzindo após um a seis meses, porém, é possível que IgM sejam detectadas muito tempo após a infecção aguda. Após uma a quatro semanas do início da produção de anticorpos das classes IgM e IgA, a produção de IgG é iniciada e, inicialmente os anticorpos serão de baixa avidéz, tornando-se de alta avidéz três a quatro meses depois (SENSINI, 2006). A IgG atinge um platô dentro de dois a três meses após o início da infecção, e diminuirá e persistirá por toda a vida. Em vista disso, embora um resultado positivo para IgG indique uma infecção passada, este não pode determinar o momento da infecção, com precisão (ZHANG et al., 2016).

O isolamento do parasito por bioensaio é considerado o padrão ouro para detecção por *T. gondii*, onde secreções e excreções, fluidos corporais, linfonodos e tecidos são comumente utilizados (LIU et al., 2015). O diagnóstico pode ser realizado por pesquisa direta de cistos e/ou taquizoítos em tecidos, que podem ser corados por Imuno-histoquímica (IH).

Silva et al., (2013) realizou a identificação de *T. gondii* em tecidos de cérebro, fígado e coração de ovinos e, observou 46,2% de amostras sororreativas. O estudo concluiu que a identificação de *T. gondii* por imunohistoquímica permitiu comparar o status da infecção global do animal e o status individual dos órgãos, segundo a presença de parasitos no tecido hepático, cardíaco e cerebral.

Métodos moleculares podem ser adotados para diagnosticar a toxoplasmose. No Irã/Iraque, em 2019, um estudo realizado por Partoandazanpoor et al. (2020), rastreou infecção por *T. gondii* em fetos abortados caprinos e ovinos pelo exame histopatológico e PCR. Foi observado o estado geral de cada feto e o estudo pode associar abortos caprinos e ovinos ao parasito. Também no Irã, um estudo coletou amostras de fígado e diafragma de 90 cabras abatidas, sendo detectado por Nested PCR a presença de *T. gondii* em 8.8%.

Em Bangladesh, Sah et al. (2019) também utilizou PCR para detectar infecções pelo *T. gondii* em fetos abortados de ovelhas, cabras e bovinos, e, os resultados demonstraram que 15,52% foram positivos. Na Argentina, Unzaga et al. (2014) identificou a ocorrência de abortos por *T. gondii* em caprinos, através de bioensaio e técnicas moleculares, analisando fluidos fetais, cérebros e placentas de oito fazendas. O estudo observou taquizoítos na lavagem peritoneal de camundongos inoculados com cérebro e placenta de dois fetos, confirmado por PCR.

Como a presença de anticorpos IgG anti-*T. gondii* sugere uma infecção parasitária, porém, não fornece informações sobre o tempo de infecção, o teste de avididade de anticorpos IgG é uma boa ferramenta para sugerir uma infecção aguda ou crônica (ZHANG et al., 2016). A avididade de anticorpos anti-*T. gondii* pode variar durante o curso da infecção, onde, durante o seu estágio inicial, os valores de avididade são baixos, aumentando com o curso da infecção (FONSECA et al., 2017). Logo, o teste de avididade pode sugerir uma distinção entre a infecção aguda e crônica de *T. gondii*.

1.4 DESAFIOS DA CAPRINOCULTURA NO BRASIL

Segundo a FAO, em 2016, o rebanho mundial de caprinos aproximou-se de 1,06 bilhões de cabeças e o rebanho chinês, considerado o maior, com 149 milhões de cabeças, representa 20% do rebanho mundial.

A caprinocultura se desenvolve de forma gradativa no Brasil e as condições de crescimento variam de acordo com as condições socioeconômicas da região (CRUZ et al., 2019) e com as características morfoclimáticas (RIET-CORREA et al., 2013). A atividade é responsável pelo sustento de muitas famílias em zonas rurais e periurbanas e, os estabelecimentos produtores são predominantemente informais, sendo uma importante fonte de renda de pequenos produtores (RODRIGUES; COELHO; COELHO, 2016; SORIO, 2017).

Segundo dados da Pesquisa Pecuária Municipal (IBGE, 2020), o rebanho caprino registrou um crescimento de 4% quando comparado aos dados publicados anteriormente; alcançando um rebanho de 12,1 milhões de cabeças. A Região Nordeste lidera em número de animais, correspondendo a 95% do total, sendo também a única região que demonstrou efetivo crescimento. O Estado da Bahia é o principal produtor, detendo 30,1% do efetivo nacional e, Estado de Pernambuco ocupa a segunda posição, com 25,8%.

No Brasil, dentre as raças com maior aptidão leiteira, destacam-se as Saanen, Toggenburg e Alpina. Já para a caprinocultura de corte, as raças Boer e Anglo-Nubiana são as principais (MONTEIRO; BRISOLA; FILHO, 2021). As características de rusticidade e adaptabilidade a climas adversos e diferentes ambientes são os principais fatores que favorecem ao desenvolvimento da caprinocultura na Região Nordeste (SEJIAN et al., 2021; SOUSA; BENICIO; BENICIO, 2015).

A maioria dos produtores adota a caprinocultura como atividade secundária, associando-a à criação de outras espécies, como ovinos, bovinos, suínos e aves (CASTRO et al., 2022). A adoção do sistema de criação extensivo é predominante, pelo baixo custo empregado e por ser uma alternativa mais simples, demandando menor emprego de tecnologias e investimentos (CASTRO et al., 2022).

Monteiro, Brisola e Filho (2021) apontaram os principais desafios a serem superados pelo setor caprinocultor no Brasil. Mão-de-obra inadequada, dificuldades financeiras para implementar tecnologias, abate informal, logística de transporte ineficiente, informalidade nas transações comerciais e resistência à adoção de novas tecnologias são problemas evidenciados. A alta incidência de problemas sanitários evidencia o baixo nível tecnológico (RODRIGUES; COELHO; COELHO, 2016; SORIO; RASI, 2010). Apesar da importância da atividade, Cruz et al. (2019) afirmam que no Brasil, produtores familiares sempre receberam pouco apoio do poder público para realizar suas atividades econômicas.

A capacitação de produtores rurais e especialização da mão-de-obra podem proporcionar meios para a melhor organização deste importante setor brasileiro (CRUZ et al., 2019; RODRIGUES; COELHO; COELHO, 2016). Mediante apoio de cooperativas, associações e políticas públicas, há um potencial de crescimento da cadeia produtiva e, conseqüentemente, isso reduzirá a informalidade na produção, abate, processamento e comercialização de produtos de origem caprina (MONTEIRO; BRISOLA; FILHO, 2021; SORIO, 2017).

2. JUSTIFICATIVA

A presença de *T. gondii* em rebanhos caprinos ocasiona perdas econômicas importantes aos produtores, pois, abortamentos e natimortos impactam os índices pecuários de produção de carne, leite e derivados, além de aumentarem os custos com assistência médico-veterinária e, para reconstruir o rebanho. A incidência de abortamentos em rebanhos caprinos pela toxoplasmose no Estado do Espírito Santo ainda é pouco estudada.

Além dos impactos em índices zootécnicos, a toxoplasmose, por ser uma doença veiculada por alimentos, configura importante ameaça à saúde pública. A espécie caprina possui atuação importante na epidemiologia da doença, pois, o consumo de carne e leite da espécie pode transmitir *T. gondii*. E este é o primeiro estudo realizado no Estado do Espírito Santo acerca da soroprevalência da toxoplasmose caprina.

As espécies caprina e ovina, geralmente, são criadas em consórcio. É de suma importância conhecer o perfil epidemiológico da doença em pequenos ruminantes da região, pois que isto contribuirá, em muito, para a compreensão dos baixos índices de produtividade nos rebanhos, correlacionando com possíveis falhas no manejo dos animais e, proporcionando medidas de controle e prevenção adequadas.

Medidas sanitárias preventivas devem ser adotadas para reduzir as fontes de infecção de *T. gondii* em rebanhos caprinos. A assistência médico-veterinária atua não só na melhoria de índices zootécnicos, como na prevenção e controle da introdução de doenças no rebanho.

Futuramente, este estudo poderá abrir portas para estimar a prevalência de fetos abortados e natimortos de caprinos, causados pela toxoplasmose, na região, mitigando os impactos da infecção pelo *T. gondii* e aumentar a eficácia reprodutiva em pequenos ruminantes, possibilitando ofertar alimentos de origem segura para consumidores.

3. OBJETIVOS

3.1 OBJETIVO GERAL

Realizar estudo soroepidemiológico para avaliar a toxoplasmose em rebanhos caprinos naturalmente infectados, provenientes de propriedades da Região Metropolitana de Vitória, Espírito Santo.

3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- a. Estimar a frequência de caprinos infectados por *T. gondii*, nos municípios de Cariacica, Serra e Vila Velha, da Região Metropolitana da Grande Vitória, Espírito Santo;
- b. Determinar a avidéz de anticorpos IgG anti-*T. gondii* em soro de caprinos;
- c. Correlacionar os resultados obtidos nas análises sorológicas aos dados coletados nos questionários e identificar os possíveis fatores de risco da infecção causada pelo *T. gondii*.

4. MATERIAL E MÉTODOS

4.1 ÁREA DE ESTUDO

O Estado do Espírito Santo possui área territorial de 46.095.583 Km² e encontra-se localizado na região Sudeste do Brasil. Possui clima tropical úmido e sua temperatura média anual varia entre 22 e 24°C. Os índices de pluviosidade são superiores a 1.400 mm/ano, concentrados no verão.

As amostras foram provenientes de propriedades rurais da região da Grande Vitória que autorizaram o uso de seus animais para pesquisa, sendo estas distribuídas em três municípios, cujas características geográficas encontram-se na Tabela 2.

Tabela 2 - Características geográficas dos municípios de Cariacica, Serra e Vila Velha, da Região Metropolitana da Grande Vitória, Espírito Santo.

Município	Extensão Territorial	Clima	Altitude	Latitude	Longitude
Cariacica	279,975 Km ²	Tropical	73 m	- 20° 15' 50"	- 40° 25' 12"
Serra	547,631 Km ²	Tropical	301 m	- 20° 07' 44"	- 40° 18' 28"
Vila Velha	209,965 Km ²	Tropical Quente/Úmida	4 m	- 20° 19' 48"	- 40° 17' 31"

Fonte: Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (IBGE), 2022.

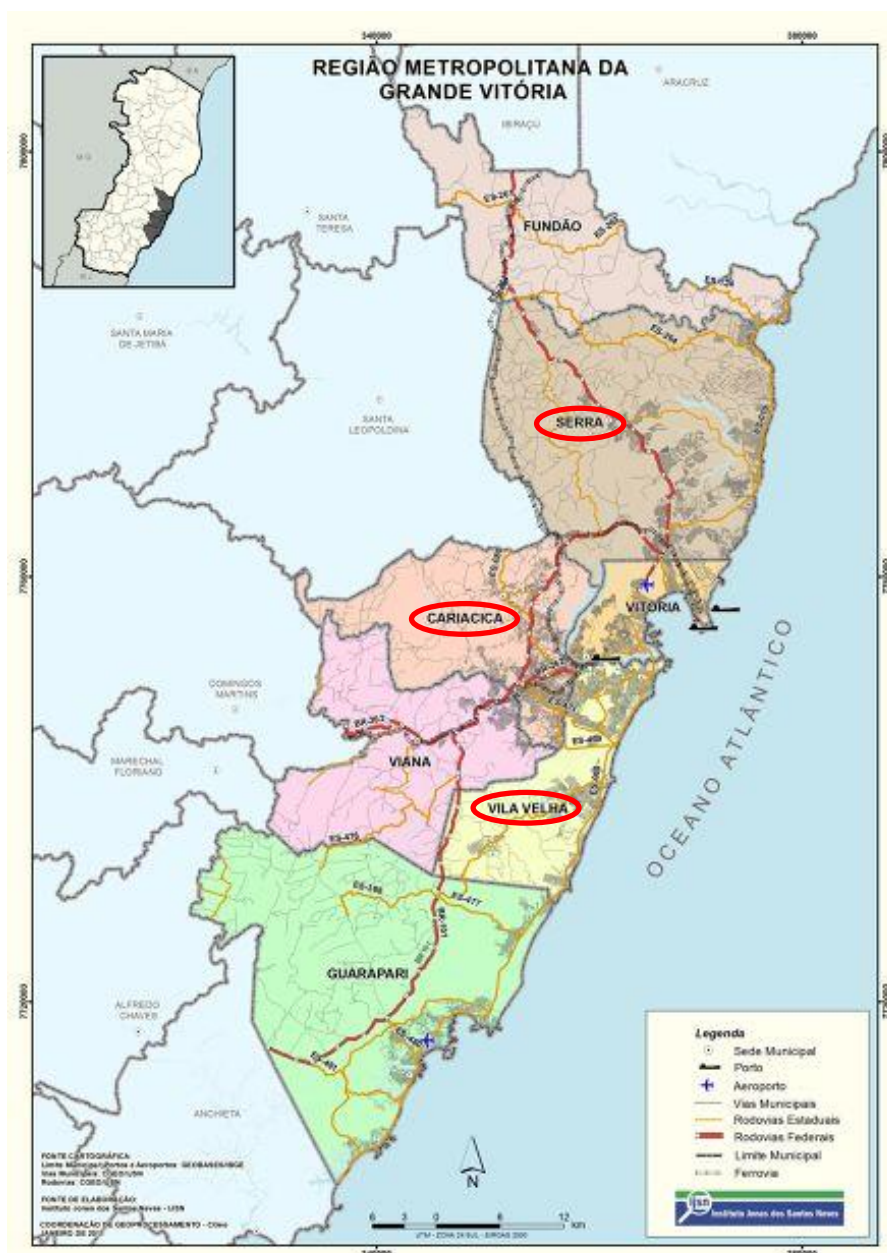


Figura 2 - Municípios que compõe a Região Metropolitana da Grande Vitória, Espírito Santo. Em vermelho, estão destacados os municípios visitados.

Fonte: Instituto Jones dos Santos Neves (IJSN), 2022.

4.2 AMOSTRAGEM

A Associação de Criadores de Caprinos e Ovinos do Estado do Espírito Santo (ACCOES) forneceu os contatos de propriedades produtoras de rebanhos caprinos e estes foram utilizados para identificar as principais áreas caprinocultoras da região. Os estabelecimentos foram selecionados por amostragem aleatória simples, após a anuência dos proprietários locais.

Segundo dados atualizados, fornecidos pelo Instituto de Defesa Agropecuária e Florestal do Espírito Santo (IDAF), o Estado do Espírito Santo possui 404 estabelecimentos caprinocultores e o rebanho caprino é composto por 7.217 cabeças.

Na Região Metropolitana da Grande Vitória, formada pelos municípios de Cariacica, Fundão, Guarapari, Serra, Viana, Vila Velha e Vitória encontramos 43 destes estabelecimentos e o rebanho caprino é composto por 1.618 cabeças.

O cálculo amostral foi realizado pelo *Software Epi Info* (Versão 7.2). A frequência esperada foi de 10%, margem de erro de 5% e nível de confiança de 95. Importante salientar que o Estado do Espírito Santo não possui dados acerca da soropidemiologia da toxoplasmose caprina.

4.3 COLETA DE SANGUE

Os animais coletados foram registrados em planilha (Anexo 1), em que as informações de: 1. Identificação do Animal, 2. Raça, 3. Idade, 4. Categoria, 5. Sexo e 6. Histórico de Saúde foram registradas.

Após assepsia local, as amostras foram coletadas por venopunção jugular, em tubos à vácuo sem anticoagulante que foram, previamente, identificados. Em seguida, os soros foram obtidos por centrifugação a 1500g por 10 min. e acondicionados em tubos de 2 mL, em temperatura de -20°C até realização dos ensaios sorológicos.

4.3.1 Características populacionais dos caprinos

Foram amostrados 146 caprinos provenientes de três municípios da Grande Vitória, Espírito Santo. 48,6% [71/146] dos animais eram provenientes do município de Cariacica, seguidos por 32,8% [48/146] do município de Vila Velha e 18,4% [27/146] do município da Serra.

Conforme descrito detalhadamente na Tabela 3, 73,3% [107/146] dos animais amostrados pertenciam ao sexo feminino e 26,7% [39/146] ao sexo masculino. Em relação à faixa etária, a maioria dos animais possuíam de 1 a 2 anos, correspondendo a 40,4% [59/146] do total. A minoria correspondia a animais mais velhos, com 14,4% [21/146] com idade variando em 2 a 3 anos e 8,9% [13/146] de > 3 anos.

Em relação à raça, 58,9% [86/146] não possuíam raça definida, enquanto 41,1% [60/146] eram animais puros.

Dentre os animais com raça definida, a distribuição racial observada foi de 1,6% [1/60] de Alpino Americano, 28,3% [17/60] de Anglo-Nubiana, 5% [3/60] de Boer, 5% [3/60] de Parda Alpina, 58,3% [35/60] de Saanen e 1,6% [1/60] de Toggenburg.

4.3.2 Características das propriedades produtoras de rebanhos caprinos

Foram realizadas coleta de amostras em oito propriedades distribuídas em três municípios da Grande Vitória, ES.

Três propriedades encontram-se localizadas no município de Cariacica, outras três propriedades encontram-se localizadas no município da Serra e apenas duas propriedades encontram-se no município de Vila Velha. Além disso, quatro propriedades localizam-se em região rural, enquanto o restante localiza-se em região urbana ou periurbana.

Todas as propriedades adotavam regime de exploração extensivo. Cinco propriedades adotam a caprinocultura de corte como tipo de exploração, seguidos por três propriedades que adotavam a caprinocultura leiteira. Três propriedades realizavam abate de animais (caprinos ou não), duas propriedades realizavam consumo de carne (caprina ou não), produzida na propriedade, três propriedades realizavam consumo de leite (caprino ou não), produzido na propriedade e apenas uma propriedade realizava produção de derivados com carne ou leite.

Quanto à criação de outros animais nas propriedades, foi observada criação de bovinos em apenas duas propriedades. Criação de equinos e suínos foram observadas em quatro propriedades, ovinos em cinco propriedades e aves e cães em todas as propriedades. Além disso, foi relatada presença de animais silvestres (primatas) em apenas duas propriedades.

Foi observada presença de aprisco em metade das propriedades. Quanto aos tipos de instalações observadas, três apriscos possuíam piso ripado e um aprisco possuía piso cimentado. Cinco propriedades possuíam água encanada, enquanto três propriedades possuíam água de outras origens, como poço, açude e afins.

A água era ofertada em bebedouros em quatro propriedades, os animais bebiam água direto da fonte em uma propriedade e em três propriedades a água era ofertada de forma mista (bebedouro, direto da fonte e afins). A alimentação para os animais era armazenada em local aberto em cinco propriedades, enquanto apenas três propriedades mantinham a alimentação em local protegido e fechado.

Quanto à presença de gatos, foi relatada presença de gato doméstico em apenas uma propriedade e, não foi observado acesso dos gatos às instalações dos animais. Além disso, em apenas duas propriedades foi relatado histórico de afecções reprodutivas, como aborto ou fêmeas com dificuldade de dar cria.

Tabela 3 - Distribuição dos caprinos de acordo com sexo, faixa etária e raça nos municípios de Cariacica, Serra e Vila Velha, da Região Metropolitana da Grande Vitória, Espírito Santo, 2020 – 2021.

Município	N	Sexo				Faixa Etária						Raça							
		Macho		Fêmea		0 a 6 meses		7 a 12 meses		1 a 2 anos		2 a 3 anos		> 3 anos		Puro		SRD	
		n	%	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%
Cariacica	71	17	23.9	54	76.1	13	18.3	22	31	26	36.6	7	9.9	3	4.2	25	35.2	46	64.8
Serra	27	12	44.4	15	55.6	6	22.2	1	3.7	17	63	3	11.1	0	0	9	33.3	18	66.7
Vila Velha	48	10	20.8	38	79.2	8	16.7	3	6,3	16	33.3	11	22.9	10	20.8	26	54.2	22	45.8
Total	146	39	26.7	107	73.3	27	18.5	26	17.8	59	40.4	21	14.4	13	8.9	60	41.4	86	58.9

4.4 QUESTIONÁRIOS EPIDEMIOLÓGICOS

O questionário (Anexo 2) foi aplicado em cada propriedade e, em seguida, realizada a coleta de sangue nos caprinos em cada propriedade. Foi avaliado, no questionário, o tipo de instalações, manejo adotado, composição do rebanho, presença de pragas e animais silvestres, presença de felinos e histórico de afecções reprodutivas. Este questionário teve o objetivo de reunir dados da propriedade para correlacionar os resultados da avaliação sorológica a possíveis fatores de risco da disseminação de *T. gondii*.

4.5 ASPECTOS ÉTICOS

O Estudo foi submetido à aprovação pelo Comitê de Ética no Uso de Animais, da Universidade Federal do Espírito Santo (CEUA-UFES – N° 015/2020), respeitando o disposto pela Lei N° 11.794, de 8 de outubro de 2008, que regulamenta procedimentos para o uso científico de animais. Além disso, o Termo de Consentimento Livre e Esclarecido (TCLE) foi assinado pelos responsáveis/donos dos animais amostrados.

4.6 ENSAIOS SOROLÓGICOS

4.6.1 Reação de Imunofluorescência Indireta (RIFI)

O antígeno foi preparado conforme metodologia descrita por (CAMARGO, 1964) modificado.

Foram coletados, por lavagem da cavidade peritoneal de camundongos infectados, taquizoítos da cepa RH de *T. gondii*, utilizando PBS pH 7,2. O material foi centrifugado a 800 g por 20 segundos com objetivo de retirar células contaminantes do camundongo. O sobrenadante foi coletado e adicionado formaldeído P.A. até que o volume final atingisse a concentração de 0,5%. O material foi centrifugado a 800g durante 10 min. Em seguida o sobrenadante foi desprezado e o sedimento suspenso em PBS pH 7,2, homogeneizado e centrifugado a 1000g por 10 minutos, repetindo o

processo duas vezes. A suspensão de taquizoítos foi distribuída em lâminas marcadas e após secagem foram estocadas em freezer a -20°C.

Os soros foram diluídos em PBS pH 7,2 nas diluições de 1:16, 1:64 e 1:256. Todos os soros positivos até 1:256 foram testados novamente em diluições sucessivas até 1:16384. Soros com títulos iguais ou superiores a 1:64 foram considerados positivos para caprinos seguindo Garcia et al. (2012) e Costa et al. (2012). Os soros foram adicionados as lâminas, previamente, fixadas com taquizoítos de *T. gondii*. As lâminas foram incubadas em câmara úmida a 37°C por 30 min. E, posteriormente, foram lavadas com PBS pH 7,2 por três minutos em água destilada.

Foram adicionadas às lâminas, o conjugado anti-IgG de caprinos marcado com isotiocianato de fluoresceína (SIGMA F9012) diluído em Azul de Evans (1:5000 em PBS Tween 80 a 2%), sendo uma gota por orifício. As lâminas foram secas e preparadas com glicerina tamponada e lamínula após incubação em estufa a 37°C por 30 minutos e lavagem com PBS pH 7,2 por 3 minutos e com água destilada.

A leitura foi realizada em microscópio de fluorescência, e, quando positiva, os parasitos apresentaram fluorescência verde-amarelada e quando negativa, coloração avermelhada ou verde-amarelada em apenas alguns pontos. Foram utilizados, em todos os experimentos, controles positivos e negativos, previamente, definidos na diluição de 1:16 (um soro sabidamente positivo e um soro sabidamente negativo).

4.6.2 Enzyme-linked immunosorbent assay (ELISA)

O antígeno foi preparado conforme metodologia descrita por Elsaid et al. (1995). Foram coletados, por lavagem da cavidade peritoneal de camundongos infectados, taquizoítos da cepa RH de *T. gondii*, utilizando PBS pH 7,2. O material foi centrifugado a 800g durante 10 minutos e foram adicionados 2mL de PBS pH 7,2 no sedimento. O material foi processado no ultrassom, em banho de gelo, em 5 ciclos de 20Hz. Cada ciclo durou 45 segundos. O rompimento dos parasitos foi observado em microscopia óptica. Após sonicação, o material foi centrifugado a 15000g a 4°C durante 30 minutos. O sobrenadante (antígeno solúvel) foi recolhido em tubos tipo *Eppendorf*® e foi estocado a -20°C. A concentração proteica do sobrenadante foi determinada pelo método de Lowry et al. (1951).

A reação imunoenzimática com os soros caprinos foi executada segundo Voller et al. (1976), modificado.

As Microplacas de polietileno, com 96 orifícios de fundo chato, foram sensibilizadas com 100µL de antígeno de *T. gondii* (1:400), na concentração de 0,5µg/orifício, diluídos em tampão carbonato/bicarbonato em temperatura de 4°C por 24 horas. A solução antigênica foi desprezada e a placa foi lavada quatro vezes com Solução Salina contendo Tween 20 (SST) 0,05%. A placa foi bloqueada com PBS suplementada com Caseína 0,25% a 37°C por 30 minutos e foi lavada duas vezes. Os soros foram diluídos em PBS contendo Tween 20 (PBS-T) 0,05% e depositados nas placas, em duplicata, seguido de incubação a 37°C por 45 minutos.

Após incubação, foram realizadas quatro lavagens com solução salina contendo Tween 20 a 0,05% (SST). Foram adicionados 100µL de conjugado (SIGMA – A-5420) (1:10000) diluído em PBS-T e a placa foi incubada novamente a 37°C por 45 minutos. Após incubação, as placas foram lavadas quatro vezes com SST e foram adicionados 100µL do substrato cromogênico (Solução OPD – 3mg 0-fenilenoldiamino em 15 ml de solução de ácido cítrico e 3µL de H₂O₂ - 30vol.). Após incubação a 37°C por 20 minutos, a reação foi interrompida, adicionando 25µL de H₂SO₄ (1:20) por orifício. O branco da reação eram orifícios preenchidos com 100µL de PBS-T/Caseína 0,25%. A leitura foi realizada em leitor de ELISA (Bio-Rad Modelo 3550), em filtro de 490 nm.

Foram utilizados controles positivos e negativos, definidos por reação imunofluorescência indireta, e foi avaliada a ligação inespecífica do anticorpo secundário, por meio da incubação dos parasitos na ausência de soro, porém na presença do conjugado.

O *cut off* (ponto de corte) foi a média de absorvância de seis amostras dos soros negativos de caprinos para *T. gondii* mais três desvios-padrão testados em cada placa. A média de absorvância dos soros testados em duplicata foi dividida pelo valor do *cut off* da placa com o objetivo de determinar o índice de reatividade (IR). Soros com valores de IR maiores ou iguais a 1 foram considerados positivos.

Para determinar o *signal-to-noise* (razão S/N), a média dos resultados de absorvâncias dos soros-controle positivos foi dividida pela média dos negativos (RAJASEKARIAH et al., 2001), considerando como ponto ótimo de padronização os valores de S/N mais elevados obtidos nas diferentes diluições testadas.

4.6.3 Teste de Avidéz de IgG

Os soros detectados positivos no ELISA convencional foram submetidos a realização de um Teste de Avidéz de anticorpos IgG, com o objetivo de sugerir se a infecção presente nos rebanhos caprinos seria aguda ou crônica (SUARÉZ-ARANDA et al., 2000). Os anticorpos IgG anti-*T. gondii* de baixa avidéz sugerem infecção aguda e, os de alta avidéz sugerem infecção crônica.

A técnica foi realizada conforme descrito por Bahia et al. (1995). Microplacas de polietileno, com 96 orifícios de fundo chato, foram sensibilizadas com 100µL de antígeno de *T. gondii* (1:400), na concentração de 0,5µg/orifício, diluídos em tampão carbonato/bicarbonato em temperatura de 4°C por 24 horas. A solução antigênica foi desprezada e a placa foi lavada quatro vezes com Solução Salina contendo Tween 20 (SST) 0,05%. A placa foi bloqueada com PBS, suplementada com Caseína 0,25% a 37°C por 30 minutos e foi lavada duas vezes. Os soros foram diluídos em PBS contendo Tween 20 (PBS-T) 0,05% e 100µL adicionados nas placas, seguido de incubação a 37°C por 45 minutos.

Todos os testes foram realizados em duplicata. Nas placas, as colunas 1 e 2 possuíam os controles positivos e negativos. As colunas 7 e 8 eram o Branco da Reação. Os testes foram realizados nas colunas 3 a 6 e 9 a 12.

Após incubação, foram realizadas três lavagens. Na primeira lavagem, as colunas de 3 a 6 foram lavadas com PBS contendo Tween 20/Caseína 0,25% e as colunas de 9 a 12 foram lavadas com PBS contendo Tween 20/Caseína 0,25% e Ureia 6M, mantendo em agitação por 5 minutos, em temperatura ambiente.

As duas lavagens posteriores foram realizadas, em todas as colunas, com PBS contendo Tween 20/Caseína 0,25%, com dois ciclos de agitação de 5 minutos, cada. Foram adicionados 100µL de conjugado (SIGMA – A-5420) (1:10000) diluído em PBS-T e a placa foi incubada novamente a 37°C por 45 minutos. Após incubação, as placas foram lavadas quatro vezes com SST e foram adicionados 100µL do substrato cromogênico (Solução OPD – 3mg 0-fenilenoldiamino em 15 ml de solução de ácido cítrico e 3µL de H₂O₂ - 30vol.). Após incubação a 37°C por 20 minutos, a reação foi interrompida, adicionando 25µL de H₂SO₄ (1:20) por orifício. O branco da reação eram orifícios preenchidos com 100µL de PBS-T/Caseína 0,25%. A leitura foi realizada em leitor de ELISA (Bio-Rad Modelo 3550), em filtro de absorbância de 490 nm.

A avidéz de anticorpos da classe IgG foi calculada como a razão entre a absorbância média para cada soro obtida nos orifícios tratados com ureia (AU) pelos não tratados (A) expressos em percentagem: $AU/A \times 100$ (COZON et al., 1998).

Segundo Suárez-Aranda et al. (2000), valores de avidéz $\geq 50\%$ indicam toxoplasmose crônica, enquanto valores $< 50\%$ indicam infecção recente.

4.7 PROCESSAMENTO E ANÁLISE DOS DADOS

Foi criado um banco de dados para a entrada dos resultados sorológicos e as informações obtidas nos questionários, utilizando o *Software Microsoft Office Excel (Versão 2019)*. Para realizar a análise de dados, foram utilizados os softwares *Epi-Info (Versão 7.2)* e *SPSS (Versão 28)* com a probabilidade (p) $< 0,05$ como estatisticamente significativa.

Foram calculadas as frequências de positivos para as duas diferentes técnicas sorológicas empregadas e as variáveis (raça, idade, categoria, sexo, histórico de problemas reprodutivos e características da propriedade amostrada). Os dados foram expressos em valores absolutos e relativos.

Pela análise bivariada, foi realizada a comparação das frequências entre infectados e não infectados, com o teste qui-quadrado, exceto quando os valores esperados para a hipótese nula foram menores que cinco, situação em que foi utilizado o “teste Exato de Fisher”. As associações foram avaliadas pelo cálculo da Razão de Chances (*Odds Ratio*), com Intervalo de Confiança de 95%.

As variáveis que apresentaram $p \leq 0,2$ na análise bivariada foram submetidas a análise de multicolinearidade e, posteriormente selecionadas para análise multivariada de regressão logística bivariada. Foi realizada modelagem por seleção de todas as variáveis selecionadas para análise e descarte sucessivo das variáveis que não apresentaram mudanças significativas nas estimativas (HOSMER; LEMESHOW, 2000).

5. RESULTADOS

5.1 SOROPREVALÊNCIA DA TOXOPLASMOSE CAPRINA

Foram analisados 146 soros caprinos, sendo que 53,4% [78/146] foram considerados negativos pela reação de Imunofluorescência Indireta (RIFI) por titulação inferior a 1:64. Quase a metade, (46,6%) [68/146] das amostras foram consideradas positivas por apresentarem titulação superior a 1:64, onde 2,9% [2/68] apresentaram título de 1:64, 67,6% [46/68] apresentaram título de 1:256, 8,8% [6/68] apresentaram título de 1:1.024, 10,3% [7/68] apresentaram título de 1:4.096 e 10,3% [7/68] apresentaram título igual ou maior que 1:16.384.

As amostras de soros caprinos testadas pelo Ensaio Imunoenzimático (ELISA) obtiveram índice de reatividade (IR) que variou entre 0,03 a 6,97, sendo que as amostras com $IR \geq 1,00$ foram consideradas positivas. Dentre as amostras positivas, 7,3% [5/68] apresentaram IR entre 1,00 e 1,99, 14,7% [10/68] apresentaram IR entre 2,00 e 2,99, 29,4% [20/68] apresentaram IR entre 3,00 e 3,99, 26,4% [18/68] apresentaram IR entre 4 e 4,99, 16,1% [11/68] apresentaram IR entre 5 e 5,99 e 5,8% [4/68] dos soros caprinos apresentou $IR \geq 6$.

O município de Vila Velha apresentou a maior prevalência, com 60,4%, seguido pelos municípios de Cariacica (50,7%) e Serra (11,1%) (Tabela 4). Quanto às características do rebanho caprino (Tabela 5), as fêmeas apresentaram maior prevalência em relação aos machos. Dentre a faixa etária dos animais, observou-se maior prevalência nos animais de 2 a 3 anos e > 3 anos. No que se diz respeito à raça, os animais puros apresentaram maior prevalência.

Tabela 4 - Frequência de anticorpos da classe IgG anti-*T. gondii*, por RIFI e ELISA, de acordo com os municípios de Cariacica, Serra e Vila Velha, da Região Metropolitana da Grande Vitória, Espírito Santo, 2020 - 2021.

Município	Total de Amostras N	Amostras Positivas			
		RIFI		ELISA	
		n	%	n	%
Cariacica	71	36	50.7	36	50.7
Serra	27	3	11.1	3	11.1
Vila Velha	48	29	60.4	29	60.4
Total	146	68	46.6	68	46.6

Tabela 5 - Frequência de anticorpos da classe IgG anti-*T. gondii*, por RIFI e ELISA, de acordo com sexo, faixa etária e raça, em municípios da Região Metropolitana da Grande Vitória, Espírito Santo, 2020 - 2021.

Variável	Total de Amostras N	Amostras Positivas			
		RIFI		ELISA	
		n	%	n	%
Sexo					
Macho	39	12	30.7	12	30.7
Fêmea	107	56	52.3	56	52.3
Faixa Etária					
0 a 6 meses	27	7	25.9	7	25.9
7 a 12 meses	26	5	19.2	5	19.2
1 a 2 anos	59	32	54.2	32	54.2
2 a 3 anos	21	14	66.6	14	66.6
> 3 anos	13	10	76.9	10	76.9
Raça					
Puro	60	29	48.3	29	48.3
SRD	86	39	45.3	39	45.3

5.2 ANÁLISE DOS FATORES DE RISCO

5.2.1 Análise Univariada

A Tabela 6 demonstra os resultados das variáveis, estatisticamente significativas ou não, associadas à soropositividade de anticorpos IgG anti-*T. gondii*. Nesta tabela, foi observada a associação estatística entre o sexo dos animais e a soropositividade, onde fêmeas possuem duas vezes mais chance de apresentarem infecção pelo *T. gondii*. Quanto a faixa etária dos animais, os que possuem ≥ 2 anos possuem três vezes mais chance de apresentarem resultado positivo que os de até 2 anos de idade.

Observou-se associação estatística significativa entre sorologia positiva e animais domiciliados nos municípios de Serra e Vila Velha. Ser domiciliado na Serra demonstrou ser um fator de proteção à infecção por *T. gondii* e ser domiciliado em Vila Velha confere duas vezes mais chance de apresentar soropositividade.

Quanto às instalações dos animais, a presença de aprisco demonstrou ser um fator de proteção à infecção por *T. gondii*. Instalações com chão batido apresentaram associação estatisticamente significativa com resultados positivos, onde os caprinos possuíam cinco vezes mais chance de estarem infectados em relação às instalações com piso ripado ou cimentado. Em relação à origem da água, propriedades abastecidas com água proveniente da rede pública apresentaram nove vezes mais chance de possuírem animais infectados em relação a propriedades abastecidas com outras fontes, porém, a forma de ofertar água aos animais (direto da fonte, bebedouro ou misto) não demonstrou associação estatisticamente significativa em relação à soropositividade.

Em relação ao armazenamento de alimentos para os animais, as propriedades que mantinham os insumos em local aberto ou desprotegido apresentaram associação estatisticamente significativa quanto à soropositividade. A presença de gatos domésticos na propriedade apresentou quatro vezes mais chance de possuir caprinos infectados, porém, animais com histórico de afecções reprodutivas não demonstraram associação estatisticamente significativa com sorologia positiva.

Tabela 6 - Determinação dos fatores de risco pela análise univariada para avaliação dos aspectos da epidemiologia da toxoplasmose caprina na Região Metropolitana da Grande Vitória, Espírito Santo, 2020 - 2021.

Variável	IgG Reagente/Total	%	Odds Ratio (IC 95%)	p
Sexo				
Macho	12/39	30.7	1	-
Fêmea	56/107	52.3	2,47 (1,13 - 5,38)	0,021
Faixa Etária				
Até 2 anos	44/112	39.2	1	-
≥ 2 anos	24/34	70.5	3,71 (1,61 - 8,51)	0,001
Município				
Serra	3/27	11.1	0,11 (0,03 - 0,36)	< 0,001
Vila Velha	29/48	60.4	2,31 (1,14 - 4,67)	0,019
Presença de Aprisco				
	12/57	21	0,15 (0,07 - 0,34)	< 0,001
Tipo de Instalação				
Piso Ripado	16/52	30.7	0,36 (0,17 - 0,73)	0,004
Cimentado	13/40	32.5	0,44 (0,21 - 0,96)	0,036
Chão Batido	39/54	73.5	5,65 (2,69 - 11,84)	< 0,001
Origem da Água				
Encanada	26/65	40	9,63 (2,75 - 33,72)	< 0,001
Outros	3/27	11.1	1	-
Armazenamento de Alimentos				
Protegido	12/45	26.6	1	-
Desprotegido	33/56	59	6,36 (2,95 - 13,72)	< 0,001
Presença de Gato Doméstico				
	14/18	77.7	4,79 (1,49 - 18,38)	0,005

5.2.2 Análise Multivariada

As variáveis selecionadas para análise multivariada foram sexo, faixa etária, raça, município, tipo de instalação, origem da água, armazenamento de alimentos, presença de gato doméstico e histórico de afecção reprodutiva. As que permaneceram no modelo final foi sexo, faixa etária, origem da água, armazenamento de alimentos e presença de gato doméstico (Tabela 7).

Fêmeas e animais de faixa etária maior ou igual a dois anos de idade apresentaram aproximadamente três vezes mais chance de apresentarem resultados positivos em relação às outras características. Quanto às instalações, propriedades em que a água era originada da rede pública de abastecimento apresentaram aproximadamente oito vezes mais chance de obter resultados positivos, bem como propriedades que armazenam os insumos para os animais em local aberto, com 11 vezes mais chance comparada a propriedades que armazenam em local protegido. Além disso, propriedades com a presença de gato doméstico demonstrou chance oito vezes maior de apresentar resultados positivos comparados a propriedades sem a presença do animal.

Tabela 7 - Determinação dos fatores de risco pela análise multivariada para avaliação dos aspectos da epidemiologia da toxoplasmose caprina na Região Metropolitana da Grande Vitória, Espírito Santo, 2020 - 2021.

Variável	Odds Ratio IC (95%)	p
Sexo		
Fêmea	2,81 (1,03 - 7,61)	0.042
Faixa Etária		
≥ 2 anos	3,5 (1,21 - 10,1)	0.020
Origem da Água		
Encanada	7,92 (1,77 - 35,47)	0.007
Armazenamento de Alimentos		
Desprotegido	11,13 (3,77 - 32,8)	< 0,001
Presença de Gato Doméstico		
	8,1 (2,65 - 24,71)	< 0,001

5.5 AVIDEZ DE ANTICORPOS IgG ANTI- *T. gondii* EM CAPRINOS

Na Tabela 8 estão relacionados os dados referentes à análise de avidéz de Anticorpos da classe IgG em caprinos, que é utilizado como um marcador que pode sugerir cronicidade em uma infecção.

Foram submetidas 68 amostras de soro caprino à análise de avidéz. Foi observado que 48 (70,6%) soros possuíam anticorpos da classe IgG de alta avidéz,

sugerindo infecção crônica e, 20 (29,4%) possuíam anticorpos da classe IgG de baixa avides, sugerindo infecção aguda.

O município de Cariacica foi o que obteve maior quantidade de amostras com anticorpos da classe IgG de alta avides, correspondendo a 52% [25/48], seguido pelo município de Vila Velha, com 41,7% [20/48] e Serra, com 6,3% [3/48]. Dentre os anticorpos da classe IgG de baixa avides, o município de Cariacica obteve a maior quantidade de amostras com anticorpos da classe IgG de baixa avides, correspondendo a 55% [11/20], seguido pelo município de Vila Velha, com 45% [9/20].

Tabela 8 - Avides de anticorpos da classe IgG anti-*T. gondii*, de acordo com os municípios de Cariacica, Serra e Vila Velha, da Região Metropolitana da Grande Vitória, Espírito Santo, 2020 - 2021.

Município	Total de Amostras N	Avides			
		Baixa		Alta	
		n	%	n	%
Cariacica	36	11	30.5	25	69.5
Serra	3	0	0	3	100
Vila Velha	29	9	31	20	69
Total	68	20	29.4	48	70.6

6. DISCUSSÃO

A prevalência de anticorpos da classe IgG anti-*T. gondii* na espécie caprina encontrada nesse estudo foi 46,6% [68/146], e, não houve diferença nos resultados entre as técnicas sorológicas de RIFI e ELISA.

No Brasil, os resultados foram semelhantes ao observado por Bispo et al. (2011), Carneiro et al. (2009) e Medeiros et al. (2014), que obtiveram 47.6%, 46% e 47.1%, respectivamente. O resultado foi inferior aos resultados encontrados por Costa et al. (2012), por Rêgo et al. (2016) e por Ferreira Neto et al. (2018), que obtiveram frequências de 81.8%, 49.4% e 76.5%, respectivamente.

O Estudo observou uma diferença significativa, de acordo com o sexo dos animais e a positividade, onde 52.3% das fêmeas apresentaram resultados positivos, contrastando com 30.7% dos machos. Além disso, neste estudo, as fêmeas apresentaram aproximadamente três vezes mais chance de obterem resultados positivos de anticorpos anti-*T. gondii*. Os resultados podem ser explicados por diversos fatores: primeiramente, fêmeas permanecem mais tempo nos rebanhos por serem de maior interesse ao produtor rural, visto que gestam animais e produzem leite. Logo, permanecem mais tempo expostas a oocistos e, também são submetidas a imunossupressão ocasionada pelo período gestacional (UZÊDA et al., 2004). Em contrapartida, o sexo masculino permanece relativamente menos tempo nos rebanhos e, são destinados ao abate ao atingirem peso adequado.

Os resultados são semelhantes aos relatados por Fortes et al., (2018), do Estado do Paraná, que relataram maior frequência de fêmeas positivas. Os resultados apresentados por Arraes-Santos et al. (2016), do Estado de Pernambuco, relataram que fêmeas apresentaram nove vezes mais chance de apresentarem resultados positivos. Na Alemanha, um estudo realizado por Deng et al. (2016) também relatou aproximadamente duas vezes mais chance de fêmeas caprinas se apresentarem infectados pelos *T. gondii*.

O estudo observou que, quanto mais avançada à idade do animal, maior a frequência de animais positivos e, a faixa etária também foi associada como um possível fator de risco da toxoplasmose caprina, onde, animais de faixa etária igual ou maior que dois anos de idade, apresentaram três vezes mais chance de obter resultados positivos. Nesta discussão, a variável faixa etária foi analisada

conjuntamente ao sexo, por serem fatores que podem ocorrer concomitantemente a um mesmo indivíduo. Semelhante ao descrito no sexo feminino, o aumento do risco de toxoplasmose em caprinos de faixa etária avançada provavelmente se deve ao aumento das oportunidades de exposição a oocistos, visto que permanecem mais tempo nos rebanhos quando comparados a animais de idade inferior.

Modolo et al., (2008), do Estado de São Paulo, relataram que a ocorrência de positividade foi significativamente maior nos animais de faixa etária entre um e quatro anos e maior de quatro anos. Medeiros et al. (2014) relatou associação significativa entre resultados positivos e animais de faixa etária igual ou superior a 34 meses e Garcia et al. (2012) observou que animais com mais de um ano de idade apresentam mais resultados positivos.

As variáveis de sistema de exploração, tipo racial e tipo de exploração também foram analisadas de forma conjunta, visto que estão intimamente correlacionadas. Este estudo observou que caprinos de raça pura e caprinos sem raça definida obtiveram, aproximadamente, 50% de resultados positivos. Além disso, não foi observada associação estatística significativa entre o tipo racial, sistema de criação, tipo de exploração e resultados positivos, porém, a literatura relata resultados contrastantes, onde estes fatores influenciam na dinâmica da infecção de *T. gondii*.

No sistema intensivo, por haver adoção de tecnologias, é comum que se adote raças com aptidão para a atividade de escolha (corte ou leite). Ainda, para otimizar o manejo diário dos animais, pode ser que seja associado ao confinamento dos animais durante parte ou todo o dia. Pereira et al. (2012), do Estado de Pernambuco, observaram, em seu estudo, que caprinos criados em sistema intensivo apresentaram associação significativa com resultados positivos, com duas vezes mais chances, comparado aos caprinos criados em outros sistemas e, o estudo de Carneiro et al. (2009) descreveram que animais puros apresentam quase três vezes mais chance de ser infectado.

Os animais de raça pura apresentam maior susceptibilidade à infecção por não terem adquirido características de rusticidade e adaptabilidade a climas tropicais (SEJIAN et al., 2021; SOUSA; BENICIO; BENICIO, 2015). Na caprinocultura leiteira, é comum que as fêmeas sejam mantidas confinadas para facilitar o manejo e, mantém os animais concentrados em maior contato com possíveis fontes contaminadas (FEITOSA; CAMPOS; LEITE, 2016). Normalmente, animais de aptidão leiteira são

introduzidos no Brasil, porém, apresentam melhor desenvolvimento em regiões de clima frio. O desconforto térmico, conseqüentemente, favorece quadros de estresse e imunossupressão (SEJIAN et al., 2021). No entanto, é importante destacar que, embora no sistema intensivo seja mais comum o confinamento de animais, há a adoção de práticas de manejo sanitário adequadas, controlando possíveis fontes de infecção, reduzindo os índices de morbidade e mortalidade.

Na criação extensiva não há adoção de tecnologias, pode ser associada a animais soltos a pasto e a ausência de manejo reprodutivo. Neto et al. (2008) relataram que adoção de sistema extensivo e semi-intensivo foram identificados como fator de risco para infecção de *T. gondii* e, na Itália, Gazzonis et al. (2015) observaram associações, onde maiores frequências foram relatadas em caprinos submetidos aos sistemas de criação extensivo/semi-intensivo. Além disso, por não haver manejo reprodutivo e critérios de seleção racial neste sistema, é comum que os animais sem raça definida sejam mais resistentes aos fatores ambientais adversos e a infecções, diminuindo as chances de adoecimento.

A região na qual os animais se localizam e suas características geográficas também impactam na disseminação da toxoplasmose em rebanhos caprinos.

Os animais que são mantidos em regiões de clima tropical/subtropical, que apresentam características climáticas e pluviométricas adequadas para a manutenção do ciclo infeccioso de *T. gondii*; muito embora na análise estatística univariada o estudo tenha observado associação entre o município e a frequência, esta variável não apresentou associação significativa na análise multivariada. O município da Serra apresentou a menor frequência de resultados positivos e, o município de Vila Velha, a maior.

A baixa frequência observada em Serra poderia ser explicada pela localização das propriedades amostradas, pois, todas as propriedades do Município se encontravam em região rural, enquanto as propriedades dos municípios de Cariacica e Vila Velha encontravam-se distribuídas em regiões periurbanas e urbanas. Animais localizados em regiões urbanas ou periurbanas também tendem a apresentar maior frequência de animais infectados devido ao aumento da densidade humana e, em consequência, aumento da quantidade de gatos domésticos (ARRAES-SANTOS et al., 2016; YAN et al., 2016). A antropização do ambiente ocasiona em redução

dos 2019 mecanismos ecossistêmicos que reduzem a disseminação de oocistos e limitam o tamanho das populações de gatos soltos (WILSON et al., 2021).

Os resultados são semelhantes aos descritos por Arraes-Santos et al., (2016), que relataram menores frequências em animais que habitavam áreas preservadas. Batista et al. (2022) observaram que a variável “município de origem” foi considerada fator associado à infecção por *T. gondii* em caprinos abatidos no Estado da Paraíba e associou à maior densidade populacional destes municípios. Na África do Sul, estudo realizado por Tagwireyi, Etter e Neves (2019) também observou associação entre o município e a presença de anticorpos anti-*T. gondii* em rebanhos caprinos.

O clima da Região Metropolitana da Grande Vitória é predominantemente Tropical/Tropical Úmido e, temperaturas aproximadas a 25°C, fatores que favorecem à formação de um ambiente adequado para sobrevivência de oocistos no solo (DUMÈTRE; DARDÉ, 2003). A temperatura é um fator importante na disseminação da toxoplasmose e, o Brasil apresenta grande variabilidade climática (ARRAES-SANTOS et al., 2016). (ANDERLINI et al., 2011) relataram diferenças significativas entre regiões, onde as mesorregiões Leste e Agreste apresentaram frequências de 66,2% e 41,2%, respectivamente. Os resultados foram atribuídos ao clima favorável do Agreste de Alagoas, por ser uma região úmida e com elevado volume de chuva. Medeiros et al. (2014) também observou diferenças significativas entre os municípios investigados, associando as temperaturas favoráveis para a manutenção de oocistos nos ambientes.

O impacto epidemiológico da disseminação de oocistos de *T. gondii* pela ingestão de oocistos pela água contaminada é subestimado, pois são resistentes aos processos de desinfecção, como cloração, ozonização e irradiação ultravioleta (JONES; DUBEY, 2010). O estudo observou associação estatística entre a fonte de água ofertada aos animais e resultado positivos para toxoplasmose, onde, propriedades abastecidas com água proveniente da rede pública de abastecimento obtiveram oito vezes mais chance de apresentarem caprinos com anticorpos anti-*T. gondii* e Tzanidakis et al. (2012), da Grécia, também observaram associação entre água proveniente da rede pública.

Provavelmente os resultados podem ser associados a higienização incorreta dos recipientes onde a água é mantida e a grande quantidade de gatos no local, pois, em propriedades rurais, é mais comum que os animais bebam água de fontes alternativas. Propriedades com acesso a água encanada também possuem maior

influência antropogênica e, conseqüentemente, presença de animais domésticos e, gatos podem contaminar reservatórios de água com oocistos. Fux et al. (2020) realizaram estudo soroepidemiológico em gatos provenientes do Estado do Espírito Santo e, observaram prevalência de 15.2% pelo teste de ELISA e 7.6% pela RIFI, demonstrando que, na região, gatos domésticos possuem potencial para contaminar água e alimentos.

A origem da água e a forma como é ofertada aos animais também foi relatada como fator de risco em outros estudos. Zewdu et al. (2013), da Etiópia, relataram que cabras que ingerem água da torneira tem nove vezes mais chance de se infectarem pelo *T. gondii*, pelo fato de que as fontes de água da torneira podem ser acessadas por gatos, os bebedouros permanecerem com água estagnada e geralmente são feitos com materiais de difícil higienização.

Anderlini et al. (2011), do Estado do Alagoas, observaram que, em propriedades onde gatos possuem acesso aos bebedouros dos animais, caprinos apresentaram três vezes mais chance de apresentar resultado positivo e Cavalcante et al. (2008), do Estado do Ceará, descreveram que, criadouros que utilizam comedouros de madeira aumentaram a chance de os animais apresentarem resultados positivos. Estes resultados enfatizam que, embora a água proveniente da rede pública possa ser considerada mais segura, a presença de gatos e de materiais inadequados para higienização interferem na dinâmica da infecção ao aumentar a chance de infecção dos que a consomem.

Os resultados se diferem ao descrito por Luciano et al. (2011), do Estado do Rio de Janeiro, que obtiveram maior frequência de infecção em caprinos alimentados com água de açudes e poços. Martínez-Rodríguez, Tafur-Gómez e Guzman-Barragan (2020), da Colômbia, identificaram como “fatores de risco” pequenos ruminantes que bebem água de aquedutos locais e Jilo et al. (2021) observaram que cabras que ingerem água provenientes de lagos apresentam três vezes mais chance de serem positivos para toxoplasmose.

O tipo e as condições de instalação onde os animais são mantidos também influenciam na soroprevalência da toxoplasmose em rebanhos caprinos. A presença de aprisco pode ser um fator que influencia na dinâmica da toxoplasmose caprina, pois, quando mantidos confinados e aglomerados, uma maior concentração de animais estão em contato com possíveis fontes contaminadas com oocistos

(CARNEIRO et al., 2009). Porém, animais que se alimentam e são mantidos no pasto também possuem riscos de se infectarem pelo *T. gondii* (RIZZO et al., 2020), pois felídeos domésticos e selvagens podem defecar no local que os animais se alimentarão.

Neste Estudo, a presença de aprisco foi associada como um fator de proteção contra a toxoplasmose caprina, na análise univariada. Portanto, animais mantidos todo ou parte do tempo em apriscos demonstraram menor propensão a apresentarem resultados positivos para *T. gondii*. Embora os animais permaneçam parte do tempo confinados, a presença de aprisco também pode ser relacionada a um maior controle do alimento e da água consumida pelos animais, bem como possibilidade de melhores condições de higiene das instalações.

Nunes et al. (2013) relatou que vasilhames localizados fora das instalações da propriedade apresentaram risco de infecção aumentado em três vezes e Rizzo et al. (2020) observaram que propriedades que não possuíam instalações e que realizavam alimentação dos animais à base de pastagem apresentaram mais chance de resultados positivos. Porém, o estudo de Carneiro et al. (2009) relatou que caprinos mantidos em apriscos possuíam, aproximadamente, duas vezes mais chance de serem infectados. Por passarem parte ou todo tempo presos, uma maior concentração de animais se expõe, ao mesmo tempo, a oocistos que podem estar presentes nos comedouros, bebedouros, piso, entre outros.

O armazenamento de alimentos para os animais em local aberto também foi associado a um possível fator de risco da toxoplasmose em rebanhos caprinos, onde, propriedades que não possuem local fechado e protegido para realizar o armazenamento de insumos e alimentos para os animais apresentam cerca de 11 vezes mais chance de possuir caprinos positivos. Provavelmente, o resultado se deve ao fato de que, estando desprotegidos, os insumos estão sujeitos ao acesso de pragas, animais domésticos e silvestres. Estudos que relataram acesso de gatos às instalações apresentam resultados semelhantes (ANDERLINI et al., 2011; SANTOS et al., 2018).

O contato com felídeos é um dos principais fatores que influenciam na dinâmica da permanência de *T. gondii* em rebanhos caprinos, pois podem defecar e eliminar oocistos na água que os animais bebem, no pasto, nos comedouros e bebedouros, entre outros. Neste estudo, propriedades em que havia a presença de

gatos domésticos obtiveram oito vezes mais chance de apresentar caprinos com resultados positivos. Como felídeos são cruciais para manutenção do ciclo de *T. gondii*, a presença de gatos é um dos principais fatores de risco para infecção.

Instalações inadequadas permitem o acesso de pragas e animais domésticos ao local onde os animais permanecem. A presença de vetores de doenças, como aves, insetos e roedores, atraem felídeos e, estes podem se alimentar e defecar no local, eliminando oocistos no ambiente.

A presença de gatos domésticos nas propriedades também foi associada a presença de caprinos infectados em estudos, no Brasil e em outros países. Cavalcante et al. (2008) observaram risco de infecção aproximadamente, duas vezes maior em fazendas com mais de dez gatos e, Garcia et al. (2012) e Fortes et al. (2018) também obtiveram resultados semelhantes. No estudo de Deng et al. (2016), propriedades com cinco ou mais gatos desencadeavam quatro vezes mais chance de caprinos apresentarem resultados positivos. Jiménez-Martín et al. (2020) relataram que a presença de gatos também influenciava na dinâmica da toxoplasmose caprina, e os animais possuíam duas vezes mais chance de apresentarem resultados positivos. Shuralev et al. (2018), da Rússia, também relatou significativa associação entre criação de gatos e caprinos positivos.

Embora neste Estudo não tenha sido observada associação significativa entre histórico de problemas sanitários e resultados, a literatura relata que manejo reprodutivo inadequado e problemas sanitários no rebanho são considerados fatores de risco para a toxoplasmose caprina. Pereira et al. (2012) observaram que manejo reprodutivo apresentou associação significativa com soropositividade para *T. gondii* em caprinos, onde o risco de infecção em propriedades que realizam monta natural foi seis vezes maior.

Romanelli et al. (2020) relataram que reprodução assistida (criação controlada e inseminação artificial) foi fator protetor contra a positividade de *T. gondii*, pois, fazendas que utilizam técnicas de reprodução assistida, geralmente adotam boas práticas e melhor seleção de reprodutores. A seleção de critérios sanitários para reprodução é um dos pontos que poderiam agir como medida de controle da toxoplasmose caprina. A não-exclusão de fêmeas infectadas é uma prática que pode aumentar a transmissão e permanência da doença no rebanho. Além disso, em

propriedades em que se relatou o incorreto descarte de restos placentários ou de fetos abortados, houve maior associação a resultados positivos (ANDERLINI et al., 2011).

O estudo de Varaschin et al. (2011) observou que animais sororreagentes para *T. gondii* têm seis vezes mais chances de abortarem do que os animais negativos. Moura et al. (2018) não observou associação entre problemas reprodutivos e caprinos soropositivos para *T. gondii*, porém, problemas neurológicos foram associados à infecção, devido aos cistos de *T. gondii* que podem persistir no sistema nervoso central (SNC) e, conseqüentemente, pode provocar lesões e encefalites.

Determinar a avidéz de IgG anti-*T. gondii* pode ser um método adotado para sugerir distinção entre infecções agudas e crônicas (FONSECA et al., 2017; LIU et al., 2015).

Este Estudo observou que 70.6% dos soros possuíam anticorpos IgG de alta avidéz, sugerindo infecção crônica e, 29.4% possuíam anticorpos da classe IgG de baixa avidéz, sugerindo infecção aguda. Os resultados são semelhantes aos descritos por Carneiro et al. (2009), que relataram que 73.2% dos animais positivos possuíam anticorpos IgG de alta avidéz e 26.8% de baixa avidéz. Os resultados se diferem aos descritos por Nunes et al. (2013) e Medeiros et al. (2014), onde ambos relataram que, aproximadamente 90% dos animais apresentaram anticorpos IgG de alta avidéz.

Não foi encontrada associação da avidéz de anticorpos com as variáveis sexo, tipo racial e idade, semelhante ao descrito por Carneiro et al. (2009), porém, Medeiros et al. (2014) e Nunes et al. (2013) observaram associação estatística entre fêmeas e anticorpos de alta avidéz.

7. CONCLUSÃO

No Estado do Espírito Santo, este é o primeiro Estudo a determinar a frequência de anticorpos anti-*T. gondii* em caprinos, naturalmente infectados. Caprinos domiciliados na Região Metropolitana da Grande Vitória apresentaram significativa prevalência de infecção causada pelo *T. gondii*, e, no Espírito Santo, há “fatores de risco” semelhantes a outras regiões, que desencadeiam a infecção.

Os resultados apresentados neste Estudo sugerem, nesta primeira abordagem, que a pesquisa deve continuar, na busca de se minimizar a incidência de infectados, com incentivos para a aplicação de técnicas simples de manejo, conseqüentemente, o Estado poderá oferecer mais uma fonte segura de alimentos, melhorando a renda proveniente da caprinocultura.

Em suma:

- *Toxoplasma gondii* está presente em rebanhos caprinos da Região Metropolitana da Grande Vitória e, a frequência de infectados foi de 46.6%.
- Os fatores de risco observados para infecção de *T. gondii* em caprinos foram sexo feminino, faixa etária superior a dois anos de idade, água originária da rede pública de abastecimento, armazenamento de alimentos/insumos em local aberto ou desprotegido e presença de gato doméstico na propriedade.
- A frequência elevada de anticorpos da classe IgG anti-*T. gondii* de alta avidéz em caprinos sugere que a maioria dos infectados são de caráter crônico.

8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALMERIA, S.; DUBEY, J. P. Foodborne transmission of *Toxoplasma gondii* infection in the last decade. An overview. **Research in Veterinary Science**, v. 135, p. 371–385, 1 mar. 2021.

ANDERLINI, G. A. et al. 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, 15 abr. 2011.

ARRAES-SANTOS, A. I. et al. Seroprevalence of anti-*Toxoplasma gondii* and anti-*Neospora caninum* antibodies in domestic mammals from two distinct regions in the semi-arid region of Northeastern Brazil. **Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports**, v. 5, p. 14–18, 1 set. 2016.

BAHIA, M. T. et al. A avidéz de anticorpos específicos anti-toxoplasma da classe IgG e sua utilização na diferenciação entre toxoplasmose recente e crônica em caprinos. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, v. 32, n. 1, p. 11, 1 mar. 1995.

BATISTA, S. P. et al. Prevalence and isolation of *Toxoplasma gondii* in goats slaughtered for human consumption in the semi-arid of northeastern Brazil. **Parasitology International**, v. 86, n. September 2021, 1 fev. 2022.

BEZERRA, M. J. G. et al. Detection of *Toxoplasma gondii* in the milk of naturally infected goats in the Northeast of Brazil. **Transboundary and Emerging Diseases**, v. 62, n. 4, p. 421–424, 1 ago. 2015.

BISPO, M. DE S. et al. Frequência de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em propriedades de criação de caprinos e ovinos no Estado de Pernambuco. **Ciência Animal Brasileira**, v. 12, n. 2, p. 291–297, 27 jun. 2011.

BOUGHATTAS, S. Toxoplasma infection and milk consumption: Meta-analysis of assumptions and evidences. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, v. 57, n. 13, p. 2924–2933, 2 set. 2017.

BUXTON, D. Ovine toxoplasmosis: a review. **Journal of the Royal Society of Medicine**, v. 83, n. 8, p. 509–511, 1990.

CAMARGO, M. E. Improved Technique of Indirect Immunofluorescence for Serological Diagnosis of Toxoplasmosis. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**, v. 6, n. 3, p. 117–118, 1964.

CARLIER, Y. et al. Congenital parasitic infections: A review. **Acta Tropica**, v. 121, n. 2, p. 55–70, fev. 2012.

CARNEIRO, A. C. A. V. et al. Seroprevalence and risk factors of caprine toxoplasmosis in Minas Gerais, Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 160, n. 3–4, p. 225–229, 23 mar. 2009.

CASTRO, R. L. P. et al. Caracterização de pequenas criações de caprinos e ovinos da Ilha de São Luís. **Revista Sítio Novo**, v. 6, n. 1, p. 30, 13 jan. 2022.

CAVALCANTE, A. C. R. et al. Risk factors for infection by *Toxoplasma gondii* in herds of goats in Ceará, Brazil. **Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.**, v. 60, n. 1, p. 36–41, ago. 2008.

COSTA, D. G. C. C. et al. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in Domestic and Wild Animals From the Fernando de Noronha, Brazil. **Journal of Parasitology**, v. 98, n. 3, p. 679–680, jun. 2012.

COZON, G. J. N. et al. Estimation of the avidity of immunoglobulin G for routine diagnosis of chronic *Toxoplasma gondii* infection in pregnant women. **European Journal of Clinical Microbiology & Infectious Diseases**, v. 17, n. 1, p. 32–36, jan. 1998.

CRUZ, G. R. B. et al. Aspectos sanitários na produção de caprinos e ovinos de produtores familiares no Semiárido. **Revista Conexão UEPG**, v. 15, n. 2, p. 129–134, 29 abr. 2019.

DA SILVA, A. V.; CUTOLO, A. A.; LANGONI, H. Comparação da Reação de Imunofluorescência Indireta e do Método de Aglutinação Direta na Detecção de Anticorpos Anti-Toxoplasma em Soros de Ovinos, Caprinos, Caninos e Felinos. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 69, n. 1, p. 7–11, 2002.

DE MOURA, L. et al. Waterborne Toxoplasmosis, Brazil, from Field to Gene. **Emerging Infectious Diseases**, v. 12, n. 2, p. 326–329, 1 fev. 2006.

DENG, H. et al. Risk factors related to *Toxoplasma gondii* seroprevalence in indoor-housed Dutch dairy goats. **Preventive Veterinary Medicine**, v. 124, p. 45–51, 1 fev. 2016.

DIAS, R. A. F.; FREIRE, R. L. Surtos de toxoplasmose em seres humanos e animais. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 26, n. 2, p. 239–248, 2005.

DOS REIS, C. R. et al. Occurrence of anti-*Toxoplasma gondii* antibodies in caprines from Pitanga City, Paraná State, Brazil. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, v. 44, n. 5, p. 358–363, 2007.

DUBEY, J. P. Toxoplasmosis in sheep-The last 20 years. **Veterinary Parasitology**, v. 163, n. 1–2, p. 1–14, 2009.

DUBEY, J. P. **Toxoplasmosis of Animals and Humans**. 2. ed. Boca Raton: CRC Press, 2010.

DUBEY, J. P. The History and Life Cycle of *Toxoplasma gondii*. In: WEISS, L. M.; KIM, K. (Eds.). **Toxoplasma Gondii: The model apicomplexan: perspectives and methods**. 2. ed. [s.l.] Elsevier, 2014. p. 1–17.

DUMÈTRE, A.; DARDÉ, M.-L. How to detect *Toxoplasma gondii* oocysts in environmental samples? **FEMS Microbiology Reviews**, v. 27, n. 5, p. 651–661, dez. 2003.

EL SAFADI, D. et al. First report on seroprevalence and risk factors of *Toxoplasma gondii* infection in sheep and goats in North Lebanon. **Journal of infection in developing countries**, v. 13, n. 9, p. 831–836, 30 set. 2019.

ELSAID, M. M. A. et al. Diagnosis of human toxoplasmosis by a dot enzyme-linked immunosorbent assay. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**, v. 37, n. 2, p. 117–122, abr. 1995.

FAO. FAOSTAT Production live animals. Disponível em: <http://faostat3.fao.org/download>. Acesso em: 22 jan. 2022.

FARIA, E. B. et al. Prevalence of anti-*Toxoplasma gondii* and anti-*Neospora caninum* antibodies in goats slaughtered in the public slaughterhouse of Patos city, Paraíba State, Northeast region of Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 149, n. 1–2, p. 126–129, 5 out. 2007.

FEITOSA, J. F. DE F.; CAMPOS, T. I. L.; LEITE, D. C. Caprinocultura Leiteira no Semiárido: um estudo acerca do sistema produtivo em uma associação no Cariri Paraibano. **Revista Científica Agropampa**, v. 4, n. 1, p. 1–23, 2016.

FERREIRA NETO, J. M. et al. An outbreak of caprine toxoplasmosis - investigation and case report. **Ciência Rural**, v. 48, n. 5, p. e20170790, 21 maio 2018.

FIGLIUOLO, L. P. C. et al. Prevalence of anti-*Toxoplasma gondii* and anti-*Neospora caninum* antibodies in goat from São Paulo State, Brazil. **Small Ruminant Research**, v. 55, n. 1–3, p. 29–32, out. 2004.

FIGUEIREDO, J. F. et al. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* infection in goats by the indirect haemagglutination, immunofluorescence and immunoenzymatic tests in

the region of Uberlândia, Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 96, n. 5, p. 687–692, jul. 2001.

FONSECA, Z. C. et al. IgG avidity test in congenital toxoplasmosis diagnoses in newborns. **Pathogens**, v. 6, n. 2, 18 jun. 2017.

FORTES, M. S. et al. Caprine toxoplasmosis in Southern Brazil: a comparative seroepidemiological study between the indirect immunofluorescence assay, the enzyme-linked immunosorbent assay, and the modified agglutination test. **Tropical Animal Health and Production**, v. 50, n. 2, p. 413–419, 27 fev. 2018.

FREYRE, A. et al. The incidence and economic significance of ovine toxoplasmosis in Uruguay. **Veterinary Parasitology**, v. 73, n. 1–2, p. 13–15, dez. 1997.

FUX, B. et al. Seroprevalence of Toxoplasmosis in Cats in Espírito Santo State, Brazil. **Current Developments in Nutrition**, v. 4, n. Supplement_2, p. 186–186, 1 jun. 2020.

GARCIA, G. et al. *Toxoplasma gondii* in goats from Curitiba, Paraná, Brazil: risks factors and epidemiology. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 21, n. 1, p. 42–47, mar. 2012.

GAZZONIS, A. et al. *Toxoplasma gondii* in small ruminants in Northern Italy - prevalence and risk factors. **Annals of Agricultural and Environmental Medicine**, v. 22, n. 1, p. 62–68, 24 fev. 2015.

GAZZONIS, A. L. et al. *Toxoplasma gondii* Antibodies in Bulk Tank Milk Samples of Caprine Dairy Herds. **Journal of Parasitology**, v. 104, n. 5, p. 560–565, 2018.

GAZZONIS, A. L. et al. *Toxoplasma gondii* in naturally infected goats: Monitoring of specific IgG levels in serum and milk during lactation and parasitic DNA detection in milk. **Preventive Veterinary Medicine**, v. 170, p. 104738, out. 2019.

GAZZONIS, A. L. et al. *Toxoplasma gondii* infection in meat-producing small ruminants: Meat juice serology and genotyping. **Parasitology International**, v. 76, p. 102060, 1 jun. 2020.

HERRERO, L. et al. *Toxoplasma gondii* in raw and dry-cured ham: The influence of the curing process. **Food Microbiology**, v. 65, p. 213–220, 1 ago. 2017.

HILL, D. E.; DUBEY, J. P. *Toxoplasma gondii*. In: **Foodborne Parasites**. Cham: Springer International Publishing, 2018. p. 119–138.

HOSMER, D. W.; LEMESHOW, S. **Applied Logistic Regression**. 2. ed. New York: John Wiley and Sons, 2000.

IBGE. Produção da Pecuária Municipal. v. 48, p. 1–12, 2020.

JILO, K. et al. Seroprevalence and Public Health Significance of Toxoplasmosis in Small Ruminants of Pastoral Community in Yabello District, Borana Zone, Southern Ethiopia. **Veterinary Medicine International**, v. 2021, 2021.

JIMÉNEZ-MARTÍN, D. et al. Epidemiological surveillance of *Toxoplasma gondii* in small ruminants in southern Spain. **Preventive Veterinary Medicine**, v. 183, p. 105137, 1 out. 2020.

JONES, J. L.; DUBEY, J. P. Waterborne toxoplasmosis - Recent developments. **Experimental Parasitology**, v. 124, n. 1, p. 10–25, 2010.

LEVINE, N. D. Progress in taxonomy of the Apicomplexan protozoa. **The Journal of Protozoology**, v. 35, n. 4, p. 518-520, nov. 1988.

LI, J. et al. Detection of human intestinal protozoan parasites in vegetables and fruits: a review. **Parasites & Vectors**, v. 13, n. 1, p. 380, 29 dez. 2020.

LIMA, J. T. R. DE et al. Prevalência de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* e anti-*Neospora caninum* em rebanhos caprinos do município de Mossoró, Rio Grande do

Norte. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, v. 45, n. 2, p. 81, 1 abr. 2008.

LINDSAY, D. S.; DUBEY, J. P. Toxoplasmosis in Wild and Domestic Animals. In: **Toxoplasma Gondii**. 2. ed. [s.l.] Elsevier, 2014. p. 193–215.

LINDSAY, D. S.; DUBEY, J. P. Neosporosis, Toxoplasmosis, and Sarcocystosis in Ruminants. **Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice**, v. 36, n. 1, p. 205–222, 1 mar. 2020.

LIU, Q. et al. Diagnosis of toxoplasmosis and typing of *Toxoplasma gondii*. **Parasites and Vectors**. BioMed Central Ltd. 28 mai. 2015.

LOWRY, O. H. et al. Protein Measurement with the Folin Phenol Reagent. **Journal of Biological Chemistry**, v. 193, n. 1, p. 265–275, 1951.

LUCIANO, D. M. et al. Soroepidemiologia da toxoplasmose em caprinos e ovinos de três municípios do estado do Rio de Janeiro. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 31, n. 7, p. 569–574, 27 jul. 2011.

LÚCIO, É. C. et al. Análise epidemiológica da infecção por *Toxoplasma gondii* em caprinos no estado de Pernambuco, Brasil. **Rev. Bras. Med. Vet**, v. 38, n. 1, p. 13–18, 2016.

MACIEL, K. P.; ARAUJO, F. A. P. Inquérito sorológico para detecção de anticorpos de *Toxoplasma gondii* em caprinos (*Capra hircus*) criados nos municípios de Gravataí e Viamão, Região da Grande Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil. **Revista de Ciências Agroveterinárias**, v. 3, n. 2, p. 121–125, 2004.

MAINARDI, R. S. et al. Soroprevalência de *Toxoplasma gondii* em rebanhos caprinos no Estado de São Paulo. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 36, n. 6, p. 759–761, dez. 2003.

MARQUES, C. S. et al. Detection of *Toxoplasma gondii* oocysts in fresh vegetables and berry fruits. **Parasites & Vectors**, v. 13, n. 1, p. 180, 8 dez. 2020.

MARTÍNEZ-RODRIGUEZ, L. C.; TAFUR-GÓMEZ, G. A.; GUZMAN-BARRAGAN, B. L. *Toxoplasma gondii* in small ruminants in northeastern areas of Colombia: Seroprevalence and risk factors. **Parasite Epidemiology and Control**, v. 10, p. e00147, ago. 2020.

MEDEIROS, A. D. DE et al. Occurrence of anti-*Toxoplasma gondii* antibodies in meat and dairy goat herds in Rio Grande do Norte, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 23, n. 4, p. 481–487, 1 dez. 2014.

MEIRELES, L. R.; GALISTEO JR., A. J.; ANDRADE JR., H. F. DE. Serological survey of antibodies to *Toxoplasma gondii* in food animals from São Paulo state, Brazil. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, v. 40, n. 4, p. 267–271, 2003.

MILLAR, P. R. et al. A importância dos animais de produção na infecção por *Toxoplasma gondii* no Brasil. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 29, n. 3, p. 693–706, 2008.

MODOLO, J. R. et al. Avaliação da ocorrência de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii*, em soros de caprinos do estado de São Paulo, e associação com variáveis epidemiológicas, problemas reprodutivos e riscos à saúde pública. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 28, n. 12, p. 606–610, dez. 2008.

MONTEIRO, M. G.; BRISOLA, M. V.; FILHO, J. E. R. V. TD 2660 - Diagnóstico da Cadeia Produtiva de Caprinos e Ovinos no Brasil. **Texto para Discussão**, p. 1–31, 10 jun. 2021.

MORAES, L. M. DE B. et al. 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, dez. 2011.

MOURA, A. B. DE et al. Seroprevalence and Risk Factors for *Toxoplasma gondii* Infection in Goats in Southern Brazil. **Acta Scientiae Veterinariae**, v. 44, n. 1, p. 7, 19 mar. 2018.

NAYERI, T. et al. Global prevalence of *Toxoplasma gondii* infection in the aborted fetuses and ruminants that had an abortion: A systematic review and meta-analysis. **Veterinary Parasitology**, v. 290, p. 109370, 1 fev. 2021.

NETO, J. O. A. et al. Prevalence and risk factors for anti-*Toxoplasma gondii* antibodies in goats of the Seridó Oriental microregion, Rio Grande do Norte state, Northeast region of Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 156, n. 3–4, p. 329–332, 1 out. 2008.

NUNES, A. C. B. T. et al. Application of different techniques to detect *Toxoplasma gondii* in slaughtered sheep for human consumption. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 24, n. 4, p. 416–421, 2015.

NUNES, F. V. A. et al. Soroprevalência e fatores associados à infecção por *Toxoplasma gondii* em caprinos de propriedades rurais do município de Mossoró, RN. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 33, n. 5, p. 565–570, maio 2013.

NUNES, G. D. L. et al. Ocorrência de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em caprinos do semiárido baiano. **Revista Brasileira de Ciência Veterinária**, v. 23, n. 3–4, p. 143–147, 2016.

PARTOANDAZANPOOR, A. et al. Molecular Diagnosis and Pathological Study of *Toxoplasma gondii* in Aborted Caprine and Ovine Fetuses in Borderline of Iran–Iraq. **Acta Parasitologica**, v. 65, n. 1, p. 187–192, 1 mar. 2020.

PEREIRA, G. O. et al. *Toxoplasma gondii* induced abortions in a goat herd in Rio de Janeiro, Brazil. **Ciência Rural**, v. 51, n. 4, 2021.

PEREIRA, M. D. F. et al. Fatores de risco associados à infecção por *Toxoplasma gondii* em ovinos e caprinos no estado de Pernambuco. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 32, n. 2, p. 140–146, fev. 2012.

PITA GONDIM, L. F. et al. Serological survey of antibodies to *Toxoplasma gondii* in goats, sheep, cattle and water buffaloes in Bahia State, Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 82, n. 4, p. 273–276, maio 1999.

RAJASEKARIAH, G.-H. R. et al. Optimisation of an ELISA for the serodiagnosis of visceral leishmaniasis using in vitro derived promastigote antigens. **Journal of Immunological Methods**, v. 252, n. 1–2, p. 105–119, jun. 2001.

RÊGO, W. M. F. et al. Risk factors for *Toxoplasma gondii* infection in goats and sheep raised in the State of Piauí in northeast Brazil. **Small Ruminant Research**, v. 141, p. 17–23, 1 ago. 2016.

RIET-CORREA, B. et al. Sistemas produtivos de caprinocultura. **Pesq. Vet. Bras**, v. 33, n. 3, p. 345–352, 2013.

RIZZO, H. et al. Occurrence of anti-*Toxoplasma gondii* antibody and evaluation of risk infection factors in goats raised in Sergipe state, Brazil. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 40, n. 5, p. 374–380, 1 maio 2020.

RODRIGUES, A. A. et al. Seroprevalence and risk factors for *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii* in goats of Maranhão State, Brazil. **Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports**, v. 26, n. September, p. 6–11, 1 dez. 2021.

RODRIGUES, B. R.; COELHO, M. C. S. C.; COELHO, M. I. DE S. Aspectos sanitários e de manejo em criações de caprinos leiteiros produzidos na comunidade de Caroá, Distrito de Rajada, Petrolina-PE. **Revista Brasileira de Agropecuária Sustentável (RBAS)**, v. 6, n. 2, p. 9–18, 2016.

ROMANELLI, P. R. et al. *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* infections and factors associated in goats in the Parana state, Southern Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 29, n. 4, p. 4–11, 2020.

SAH, R. P. et al. Molecular detection of *Toxoplasma gondii* from aborted fetuses of sheep, goats and cattle in Bangladesh. **Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports**, v. 18, 1 dez. 2019.

SANTOS, C. DE S. A. B. et al. Risk factors associated with *Toxoplasma gondii* seroprevalence in goats in the State of Paraíba, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 21, n. 4, p. 399–404, 27 nov. 2012.

SANTOS, K. R. DOS et al. Occurrence and risk factors for *Toxoplasma gondii* infection in goats from micro-regions of the state of Piauí. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 39, n. 6, p. 2457, 30 nov. 2018.

SEJIAN, V. et al. Heat Stress and Goat Welfare: Adaptation and Production Considerations. **Animals**, v. 11, n. 4, p. 1021, 4 abr. 2021.

SENSINI, A. *Toxoplasma gondii* infection in pregnancy: opportunities and pitfalls of serological diagnosis. **Clinical Microbiology and Infection**, v. 12, n. 6, p. 504–512, jun. 2006.

SHURALEV, E. A. et al. *Toxoplasma gondii* seroprevalence in goats, cats and humans in Russia. **Parasitology International**, v. 67, n. 2, p. 112–114, 1 abr. 2018.

SILVA, A. V. DA et al. Toxoplasmose em ovinos e caprinos: estudo soropidemiológico em duas regiões do Estado de Pernambuco, Brasil. **Ciência Rural**, v. 33, n. 1, p. 115–119, fev. 2003.

SIMÕES, J. et al. Review: Managing sheep and goats for sustainable high yield production. **Animal**, v. 15, n. xxxx, p. 100293, dez. 2021.

SORIO, A. **Diagnóstico da Oferta e Demanda de Ovinos e Caprinos para processamento de carne, pele e leite na região central do Tocantins**. Tocantins: Triunfal, 2017.

SORIO, A.; RASI, L. Sheep husbandry and clandestine slaughter: a fiscal problem or a market solution? **Revista de Política Agrícola**, v. 1, n. 1, p. 71–83, 2010.

SOUSA, B. B.; BENICIO, A. W. A.; BENICIO, T. M. A. Caprinos e Ovinos Adaptados aos Trópicos. **Journal of Animal Behaviour and Biometeorology**, v. 3, n. 2, p. 42–50, 29 abr. 2015.

SOUZA, W. DE; BELFORT JR., R. **Toxoplasmose & Toxoplasma gondii**. [s.l.] Editora FIOCRUZ, 2014.

STELZER, S. et al. Toxoplasma gondii infection and toxoplasmosis in farm animals: Risk factors and economic impact. **Food and Waterborne Parasitology**, v. 15, p. e00037, 1 jun. 2019.

SUARÉZ-ARANDA, F. et al. The prevalence and avidity of *Toxoplasma gondii* IgG antibodies in pigs from Brazil and Peru. **Veterinary Parasitology**, v. 91, n. 1–2, p. 23–32, jul. 2000.

TAGWIREYI, W. M.; ETTER, E.; NEVES, L. Seroprevalence and associated risk factors of *Toxoplasma gondii* infection in domestic animals in southeastern South Africa. **Onderstepoort Journal of Veterinary Research**, v. 86, n. 1, 2019.

TENTER, A. M.; HECKEROTH, A. R.; WEISS, L. M. Toxoplasma gondii: from animals to humans. **International Journal for Parasitology**, v. 30, p. 1217–1258, 2000.

TZANIDAKIS, N. et al. *Toxoplasma gondii* in sheep and goats: Seroprevalence and potential risk factors under dairy husbandry practices. **Veterinary Parasitology**, v. 190, n. 3–4, p. 340–348, dez. 2012.

UNZAGA, J. M. et al. *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* infections in goat abortions from Argentina. **Parasitology International**, v. 63, n. 6, p. 865–867, 1 dez. 2014.

UZÊDA, R. S. et al. Fatores relacionados à presença de anticorpos IgG anti-*Toxoplasma gondii* em caprinos leiteiros do Estado da Bahia. **Revista Brasileira de Saúde e Produção Animal**, v. 5, n. 1, p. 1–8, 2004.

VARASCHIN, M. S. et al. Fatores associados a soroprevalência de *Neospora caninum* e *Toxoplasma gondii* em rebanhos caprinos na região sul de Minas Gerais. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 31, n. 1, p. 53–58, jan. 2011.

VOLLER, A. et al. A microplate enzyme-immunoassay for toxoplasma antibody. **Journal of Clinical Pathology**, v. 29, n. 2, p. 150–153, 1 fev. 1976.

WANDERLEY, F. S. et al. Distúrbios reprodutivos em cabras experimentalmente infectadas por *Toxoplasma gondii*. **Revista Brasileira de Ciência Veterinária**, v. 26, n. 1, p. 21–25, 2019.

WILSON, A. G. et al. Human density is associated with the increased prevalence of a generalist zoonotic parasite in mammalian wildlife. **Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences**, v. 288, n. 1961, 27 out. 2021.

YAN, C. et al. Impact of environmental factors on the emergence, transmission and distribution of *Toxoplasma gondii*. **Parasites & Vectors**, v. 9, n. 1, p. 137, 10 dez. 2016.

ZEWDU, E. et al. Seroepidemiological study of caprine toxoplasmosis in East and West Shewa Zones, Oromia Regional State, Central Ethiopia. **Research in Veterinary Science**, v. 94, n. 1, p. 43–48, fev. 2013.

ZHANG, K. et al. Serological diagnosis of toxoplasmosis and standardization. **Clinica Chimica Acta**, v. 461, p. 83–89, 1 out. 2016.

Anexo 2

Questionário epidemiológico para *Toxoplasmose Caprina*

Nº Ficha:

Data:

Identificação

Proprietário:

Nome da Propriedade:

Endereço:

Telefone:

Rebanho

Atividade Principal:

Objetivo: () Corte () Leite () Outros: _____

Ocorre abate de animais na propriedade? () Sim () Não

São produzidos derivados na propriedade? () Sim _____ () Não

Tipo de Exploração: () Intensiva () Semi-Intensiva () Extensiva

Há criação de outros animais? () Sim _____ () Não

Fazenda

Há a presença de animais silvestres? () Sim _____ () Não

Há a presença de pragas? () Sim _____ () Não

Origem da água: _____

Tipo do terreno: () Plano () Acidentado () Alagado () _____

Como a água é oferecida aos animais? _____

Em caso de bebedouros: Qual o tipo? _____

Como a comida é oferecida aos animais? _____

Em caso de comedouros: Qual o tipo? _____

Local de armazenamento dos alimentos: () Aberto () Fechado () Acesso de gatos () Acesso de roedores () Acesso de aves

Manejo: () Confinado o tempo todo () Confinado durante a noite () Solto no pasto.

Instalações: () Piso ripado () Chão batido + cama () Cimento + cama () Sem instalações

Existe acompanhamento técnico na propriedade? () Sim () Não

Existe registro por escrito do histórico dos animais? () Sim () Não

Felinos

Existem gatos domésticos na propriedade? () Sim () Não

Felídeos possuem acesso as instalações dos animais? () Sim () Não

Felídeos possuem acesso a água dos animais? () Sim () Não

Afecções Reprodutivas

() Aborto

() Natimortos

() Nascimento de animais fracos

() Malformações fetais

Em caso de aborto: Qual o período gestacional? _____