

UNIVERSIDADE ESTADUAL DE SANTA CRUZ

CARLOS EDUARDO D'ALENCAR MENDONÇA

**FATORES ASSOCIADOS À INFECÇÃO POR *Toxoplasma gondii* NO REBANHO
OVINO DO ESTADO DE SERGIPE, BRASIL**

**ILHÉUS – BAHIA
2011**

CARLOS EDUARDO D'ALENCAR MENDONÇA

**FATORES ASSOCIADOS À INFECÇÃO POR *Toxoplasma gondii* NO REBANHO
OVINO DO ESTADO DE SERGIPE, BRASIL**

Dissertação de mestrado apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal da Universidade Estadual de Santa Cruz como parte das exigências para obtenção do título de mestre em Ciência Animal.

Área de concentração: Sanidade Animal

Orientador: Prof. Dr. Alexandre Dias Munhoz

**ILHÉUS – BAHIA
2011**

CARLOS EDUARDO D'ALENCAR MENDONÇA

**FATORES ASSOCIADOS À INFECÇÃO POR *Toxoplasma gondii* NO REBANHO
OVINO DO ESTADO DE SERGIPE, BRASIL**

Dissertação de mestrado apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal, área de concentração em Sanidade Animal, da Universidade Estadual de Santa Cruz como parte das exigências para obtenção do título de mestre em Ciência Animal.

Ilhéus/BA, ___/___/_____

Dr. Alexandre Dias Munhoz
(Orientador)
UESC/BA

Dr. George Rêgo Albuquerque
UESC/BA

Dr. Carlos Wilson Gomes Lopes
UFRRJ/RJ

DEDICATÓRIA

Aos meus pais Josino Carlos Farias de Mendonça e Josemária D'Alencar Mendonça, meus irmãos Marcus Vinicius D'Alencar Mendonça e Marcus Aurélio D'Alencar Mendonça por estarem ao meu lado em todos os momentos, pelo amor, pelos ensinamentos, pela compreensão e dedicação, pelo sacrifício e incentivo proporcionado.

AGRADECIMENTOS

À Deus, primeiramente, por me guiar e iluminar em todos os momentos, pois foi Ele quem me deu forças para chegar até aqui com sabedoria.

Aos meus pais, Josino Carlos Farias de Mendonça e Josemária D'Alencar Mendonça, responsáveis pela minha existência, pessoas mais importantes da minha vida, exemplos de dedicação, honestidade e perseverança. Faltam adjetivos! Agradeço por proporcionarem tudo de que eu necessitei. Não conseguiria realizar meus objetivos sem o apoio de vocês. Muito Obrigado!

Aos meus irmãos, Marcus Vinicius D'Alencar Mendonça e Marcus Aurélio D'Alencar Mendonça, e sobrinha, Maya Vieira D'Alencar, torcedores do meu sucesso, fonte de apoio as minhas decisões, por compartilharem momentos inesquecíveis e alegrarem minha vida a todo instante.

A todos meus familiares que acompanharam os meus passos de perto, verdadeira fonte de princípios e valores morais, nos quais pude me inspirar para constituir o meu caráter. Agradeço a união e o afeto de todos vocês.

A meu orientador Professor Doutor Alexandre Dias Munhoz, por sua orientação, que apesar dos desencontros sempre foi solícito me dando apoio e incentivo.

Aos diversos orientadores do Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal da Universidade Estadual de Santa Cruz, principalmente ao Professor Doutor George Rêgo Albuquerque, Professor Doutor Amauri Arias Wenceslau e Professora Doutora Fabiana Lessa Silva. Sou grato pelos ensinamentos.

Aos meus colegas de mestrado os quais se tornaram grandes amigos Valter dos Anjos Almeida, Luciana Afonso Guimarães, Joany dos Reis Santos, Nilo Fernandes Leça Junior, Fábio Santos Carvalho, Vanessa Carvalho Sampaio de Magalhães, Uillians Volkart de Oliveira, Gideão da Silva Galvão, e, em especial ao meu companheiro irmão Rodrigo Alves Bezerra. Obrigado por me aturarem, vocês fazem parte desta vitória.

A amiga Daniele Rocha, que por muitas vezes me auxiliou, sempre com iniciativa e boa vontade. Valeu! Obrigado pela companhia e carinho.

A Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela concessão da bolsa de mestrado.

Ao PROCAD-nf/CAPES (UESC/UFRRJ), que me deu a oportunidade de cursar disciplinas na Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, onde tive contato com grandes pesquisadores, agradeço a todos em nome do Professor Doutor Carlos Wilson Gomes Lopes.

Ao pesquisador da EMBRAPA Caprinos e Ovinos, Doutor Raymundo Rizaldo Pinheiro, por ter acreditado em meu potencial e me incentivado a seguir no caminho da ciência.

Ao Professor Doutor Luis Fernando Pita Gondim do Laboratório de Parasitoses dos Animais Domésticos da Escola de Medicina Veterinária da Universidade Federal da Bahia e sua equipe, por ter disponibilizado seu laboratório, para que pudesse aprender a técnica de diagnóstico sorológico realizada neste estudo.

Aos proprietários por permitirem a realização de coleta de sangue dos ovinos, material imprescindível para a realização deste trabalho.

A todos aqueles que direta ou indiretamente contribuíram de alguma forma para a concretização desse trabalho.

FATORES ASSOCIADOS À INFECÇÃO POR *Toxoplasma gondii* NO REBANHO OVINO DO ESTADO DE SERGIPE, BRASIL

RESUMO

Com o objetivo de realizar estudo epidemiológico transversal foram coletadas 932 amostras de soros de ovinos, oriundas de 54 propriedades de 19 municípios do Estado de Sergipe. Estas foram analisadas através da reação de imunofluorescência indireta para pesquisa de anticorpos contra *Toxoplasma gondii* (IFI-IgG), adotando-se como ponto de corte a diluição 1:64, onde foi observado que 263 (28,22%) dos ovinos foram sororeagentes. Na regressão logística não condicional observou-se que ingestão de água direto da fonte, ingestão de água de poço profundo e idade inferior a 12 meses foram fatores associados à proteção; enquanto que a presença de gato na propriedade e troca ou empréstimo de machos reprodutores foram identificados como fatores associados à infecção. O presente estudo é o primeiro relato de soroprevalência de *T. gondii* em ovinos no estado de Sergipe, considerando a região estudada como endêmica para a doença, cabendo a adoção de medidas preventivas e de controle, uma vez que por apresentar caráter zoonótico a infecção destes animais representa riscos à saúde pública.

PALAVRAS-CHAVES: coccídios, epidemiologia, zoonose

ASSOCIATE FACTORS TO THE INFECTION DUE TO *Toxoplasma gondii* IN SHEEP OF THE STATE OF SERGIPE, BRAZIL

ABSTRACT

In order to perform epidemiological study serum samples were collected from 932 sheep from 54 properties in 19 municipalities of the State of Sergipe. So they were analyzed by indirect immunofluorescence test for antibodies against *Toxoplasma gondii* (IFAT-IgG) adopting dilution of 1:64 as cut-off. Where were observed 263 (28.22%) of sheep as reactive serum. The unconditional logistic regression showed that ingestion of water straight from the source, ingestion of water from deep wells and animals younger than 12 months were strongly associated with protection; while the presence of cats on the property loan and/or exchange of sires were identified as factors associated with the infectious. The present study is the first report of seroprevalence of *T. gondii* in sheep in the State of Sergipe, which is enzootic in the studied region, being necessary the adoption of preventive measures and control, the infection of these animals represents risks to public health for having zoonotic characteristics.

KEYWORDS: coccidia, epidemiology, zoonoses

LISTA DE FIGURAS

Figura 1	Mapa do estado de Sergipe, dividido em mesorregiões: Sertão Sergipano, Leste Sergipano e Agreste Sergipano, com os municípios onde as amostras foram coletadas hachurados.....	28
Figura 2	Micrografia exibindo a reação de imunofluorescência indireta negativa	31
Figura 3	Micrografia exibindo a reação de imunofluorescência indireta positiva.....	31

LISTA DE TABELAS

Tabela 1	Distribuição dos animais amostrados nas mesorregiões e municípios, com respectivos resultados da RIFI e soropositividade por município.....	33
Tabela 2	Fatores com plausibilidade biológica, e $p < 0,20$ associados à infecção por <i>Toxoplasma gondii</i> em ovinos do estado de Sergipe, Brasil.....	35
Tabela 3	Modelo preliminar da regressão logística não condicional dos fatores associados à infecção por <i>Toxoplasma gondii</i> em ovinos do Estado de Sergipe, Brasil.....	36
Tabela 4	Modelo final da regressão logística não-condicional dos fatores associados à infecção por <i>Toxoplasma gondii</i> em ovinos do estado de Sergipe, Brasil.....	36
Tabela 5	Correlação de Spearman realizada entre os fatores com plausibilidade biológica, e $p < 0,20$ associados à infecção por <i>Toxoplasma gondii</i> em ovinos do estado de Sergipe, Brasil.....	51

LISTA DE QUADROS

Quadro 1	Tabela 1: Prevalência de anticorpos contra <i>Toxoplasma gondii</i> em ovinos em diversas regiões do Brasil.....	23
----------	--	----

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

ASCCO	Associação Sergipana de Criadores de Caprinos e Ovinos
CD4+	Linfócitos auxiliares
CD8+	Linfócitos citotóxicos
ELISA	Enzyme Linked Imuno Sorbent Assay
EMDAGRO	Empresa de Desenvolvimento Agropecuário
EUA	Estados Unidos da América
HAI	Reações de Hemaglutinação
IFAT	Indirect Fluorescent Antibody Test
IFN γ	Interferon gama
IgA	Imunoglobulina A
IgG	Imunoglobulina G
IgM	Imunoglobulina M
IL-2	Interleucina 2
LAT	Teste de aglutinação em látex
MAD	Método de Aglutinação Direta
MAT	Teste de Aglutinação Modificado
OD	Odds Ratio (chances de ocorrer)
PCR	Reação da Polimerase em Cadeia
RFLP	Restriction Fragment Length Polymorphism
RIFI	Reação de Imunofluorescência Indireta
SE	Sergipe
SRD	Sem Raça Definida
TNF α	Fator de Necrose Tumoral alfa
μm	micrômetro

SUMARIO

	RESUMO.....	vii
	ABSTRACT.....	viii
1-	INTRODUÇÃO.....	15
2-	REVISÃO DE LITERATURA.....	17
2.1-	<i>Toxoplasma gondii</i> e seu ciclo biológico.....	17
2.2-	Toxoplasmose em ovinos.....	18
2.2.1-	Patogenia e resposta imune.....	19
2.3-	Diagnóstico.....	21
2.4-	Distribuição.....	22
2.5-	Fatores associados à infecção.....	22
2.6-	Importância econômica.....	24
2.7-	Controle.....	25
3-	OBJETIVOS.....	26
3.1-	Objetivo geral.....	26
3.2-	Objetivos específicos.....	26
4-	Material e métodos.....	27
4.1-	Local do estudo.....	27
4.2-	Descrição da população.....	27
4.3-	Delineamento amostral.....	27
4.4-	Cadastro dos proprietários.....	29
4.5-	Coleta das amostras.....	29
4.6-	Sorologia.....	30
4.7-	Leitura do resultado.....	30

4.8-	Fotodocumentação dos resultados.....	31
4.9-	Análise estatística.....	32
5 -	Resultados.....	33
6-	Discussão.....	37
7-	CONCLUSÕES.....	40
8-	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	41
9-	APÊNDICE.....	50
9.1-	Procedimentos para contagem de taquizoitos.....	50
9.2-	Execução da técnica de IFI.....	50
9.3-	Correlação de Spearman.....	51
10-	ANEXOS.....	52
10.1-	Entrevista semi-estruturada.....	52

1- Introdução

A ovinocultura representa uma importante atividade econômica no setor pecuário sergipano, Estado nacionalmente conhecido pela superioridade genética da raça Santa Inês, sendo estes comercializados nacional e internacionalmente (ALENCAR, 2011). A exploração de ovinos (*Ovis aries*) é uma atividade tradicional em Sergipe, sendo conduzida sob o sistema de produção extensivo, com a criação predominantemente de animais puros e mestiços da raça Santa Inês (GOVERNO DE SERGIPE, 2011).

Ovelhas não imunes que adquirem a infecção por *Toxoplasma gondii* durante a gestação podem desenvolver distúrbios reprodutivos, levando a perdas econômicas consideráveis, como abortos e natimortos (DUBEY; SCHMITZ, 1981). Após um período de doença aguda, *T. gondii* desenvolve a forma cística em músculos, cérebro e outros órgãos (JACOBS 1960; DUBEY et al., 1980, 1993). Essa forma evolutiva do parasito constitui a principal fonte de infecção para o homem (VIDOTTO et al., 1990; NAVARRO et al., 1992). Os taquizoítos podem sobreviver por breves períodos nos líquidos intersticiais e exsudatos, já sendo demonstrada sua presença em saliva, no leite, na urina e no sêmen (DUBEY et al., 1980; CHIARI; NEVES, 1984; MORAES et al., 2010).

Estudos sorológicos sobre a frequência de anticorpos contra *T. gondii* realizados mundialmente comprovam a disseminação da toxoplasmose em ovinos, com porcentagens de sororreagentes que variam de 3% a 92% (PANDEY; VAN KNAPEN, 1992; CABANNES et al., 1997). No Brasil diversos estudos sorológicos para determinar a frequência de anticorpos contra *T. gondii* foram realizados, e observa-se uma variação de 17,5% a 67,85% de animais infectados (GONÇALVES et al., 2008; ROSSI et al., 2008).

Dentre os fatores associados à prevalência de anticorpos contra *T. gondii* em ovinos, idade, sexo, origem da água ofertada, presença de gatos e sistema de produção têm sido relacionados à proteção ou ao risco de infecção (ROMANELLI et al., 2007; VESCO et al., 2007; BAHRIENI et al., 2008).

A adoção de medidas de controle da doença na criação de ovinos é de extrema importância, a doença resulta em alto custo de produção, queda na comercialização da carne e um constante risco para a saúde pública (FREYRE et al., 1999; DUBEY, 2004).

A inexistência de dados a respeito da soroprevalência de *T. gondii* em ovinos de Sergipe gera um desconhecimento quanto às perdas produtivas que podem ser causadas por esta enfermidade. Portanto, a determinação da condição sanitária do rebanho e dos fatores associados à infecção por este agente etiológico no rebanho ovino do Estado

auxiliará na conscientização do problema e na adoção das medidas profiláticas cabíveis para prevenir a infecção.

2- REVISÃO DE LITERATURA

2.1- *TOXOPLASMA GONDII* E SEUS ASPECTOS BIOLÓGICOS

Toxoplasma gondii, é parasito intracelular obrigatório (DUBEY, 1995), identificado simultaneamente por Nicolle e Manceaux, na Tunísia, e por Splendore, no Brasil, em 1908. Este apresenta ciclo de vida heteroxeno facultativo e infecta todas as espécies de animais homeotérmicos, caracterizando-a como zoonose (DUBEY; BEATTIE, 1988), além de infectar anfíbios e répteis (SANCHIS, 1978).

O parasito apresenta o ciclo de vida com duas fases distintas quanto à reprodução, a fase sexuada, que se limita ao intestino de membros da família Felidae, hospedeiro definitivo, e a fase assexuada, que pode ocorrer em qualquer hospedeiro (DUBEY, 1998).

O ciclo sexuada, ou enteroepitelial, ocorre após uma série de esquizogonias ou merogonias, onde há posterior formação de gametas (DUBEY; BEATTIE, 1988; ARAMINI et al., 1999). Os gametas masculinos, denominados microgametas, possuem dois flagelos que permitem que se movimentem ativamente e penetrem no macrogameta, ou gameta feminino, ocorrendo a fertilização e formação do zigoto, e a partir deste, o oocisto, que é liberado e eliminado nas fezes, completando a gametogonia (DUBEY; BEATTIE, 1988).

No ambiente, em condições propícias de temperatura, umidade e oxigenação, os oocistos esporulam de um a cinco dias, se tornando infectantes. O oocisto esporulado contém dois esporocistos com quatro esporozoítos em cada um (ARAMINI et al., 1999).

A fase assexuada do ciclo se inicia com a ingestão dos estádios infectantes, que após uma série de multiplicações rápidas por endodiogonias, resultam na formação de taquizoítos, formas livres presentes na fase aguda da infecção (GROSS et al., 2004). Os taquizoítas normalmente apresentam tamanho entre 2 e 6 μm (DUBEY, 2004), a propagação destes no hospedeiro ocorre pelo rompimento de células infectadas e a infecção é sistêmica. Embora o parasito seja intracelular, pode sobreviver por breves períodos nos líquidos intersticiais e exsudatos (CHIARI, 1981), onde já foi demonstrada a presença de taquizoítos na saliva, leite, urina e sêmen (DUBEY et al., 1980; CHIARI; NEVES, 1984; MORAES et al., 2010).

Com o desenvolvimento da imunidade por parte dos hospedeiros, a multiplicação dos taquizoítos é interrompida e ocorre a formação de cistos teciduais contendo

bradizoítos, formas de multiplicação lenta, o que caracteriza a fase crônica da infecção (GROSS et al., 2004). O cisto possui parede fina ($<0,5 \mu\text{m}$) e elástica, cresce e permanece de maneira intracelular, podendo variar entre 5 e 70 μm de tamanho (DUBEY et al., 1998; DUBEY, 2004; HILL et al., 2005). Estes podem se desenvolver em órgãos, incluindo pulmões, fígado e rins, contudo são mais comuns no sistema nervoso central, retina e na musculatura esquelética e cardíaca (TENTER et al., 2000; DUBEY, 2004).

Uma vez que cistos teciduais ou mesmo os oocistos esporulados sejam ingeridos pelos hospedeiros, definitivos ou intermediários, estes sofrerão ação das enzimas proteolíticas digestórias resultando na liberação das formas infectantes e penetração nas células epiteliais do intestino delgado (HILL et al., 2005), podendo dar origem a fase assexuada do ciclo. No hospedeiro definitivo a fase sexuada pode ocorrer de forma concomitante, reiniciando o ciclo. Dentro de poucas horas após a ingestão, *T. gondii* pode se disseminar sob forma de taquizoítos, para tecidos extra-intestinais (DUBEY, 2004).

Assim, todos os três estádios (taquizoítos, bradizoítos e esporozoítos) são infectantes, tanto para os hospedeiros intermediários como para os hospedeiros definitivos, os quais podem adquirir a infecção por *T. gondii* principalmente através de uma das seguintes vias: (a) horizontalmente por ingestão de oocistos presentes no ambiente ou por ingestão de cistos encontrados em carne e vísceras cruas ou mal cozidas, (b) verticalmente por transmissão transplacentária de taquizoítos (DUBEY, 1994; DUBEY, 1996; DUNCANSON et al., 2001) ou através do leite materno (DUBEY et al., 1998). Menos frequentemente *T. gondii* pode ser transmitido através de transfusão sanguínea e transplante de órgãos (DUBEY, 1994).

Os oocistos são a principal fonte de transmissão para herbívoros, que se alimentam em pastagens contaminadas por fezes de felídeos (DUBEY; BEATTIE, 1988). Estas formas infectantes sobrevivem por longos períodos, de meses a anos, sob condições favoráveis do meio ambiente e podem ser espalhadas mecanicamente por invertebrados do solo como insetos e minhocas (TENTER et al., 2000; DUBEY, 2004).

2.2- TOXOPLASMOSE EM OVINOS

O primeiro relato de toxoplasmose ovina, realizado por Olafson e Monlux, ocorreu em 1942, nos Estados Unidos. Estes pesquisadores além de descreverem as lesões e os

sinais clínicos da doença encontraram também as formas típicas do parasito em uma ovelha adulta que apresentava sinais neurológicos quatorze dias antes de morrer.

Em 1950, na Austrália ocorreu um segundo relato realizado por Wickham e Carne, os quais descreveram a presença de parasitos em lesões cerebrais. E desde 1951, quando formas evolutivas de *T. gondii* foram descritas em placentas e fetos abortados na Nova Zelândia, a toxoplasmose foi reconhecida como uma das principais causas de aborto em ovinos (HARTLEY et al., 1954).

A infecção por *T. gondii* nos ovinos ocorre pela ingestão de oocistos esporulados presentes nos alimentos e solo contaminados (PLANT et al., 1974; COUTINHO et al., 1982) ou através da via transplacentária (DUBEY, 1994; DUBEY, 1996). A infecção geralmente é assintomática, embora possa ocorrer febre nos primeiros dias. Abortos podem ser observados em ovelhas de todas as idades quando a primo-infecção ocorre durante a gestação e, uma vez infectada, as ovelhas apesar de albergarem o parasito por toda a vida, normalmente, não apresentarão abortos recorrentes consequentes à toxoplasmose (MCCOLGAN et al., 1988).

2.2.1- PATOGENIA E RESPOSTA IMUNE

Apenas uma pequena percentagem dos animais adultos expostos desenvolve toxoplasmose clínica, não se sabe se a gravidade da toxoplasmose em indivíduos imunocompetentes é devido à patogenicidade do parasito, a variabilidade do hospedeiro ou a outros fatores (DUBEY; FRENKEL, 1973; DUBEY; BEATTIE, 1988; DUBEY, 1997).

Após ingestão, os oocistos sofrem alterações no intestino delgado, liberam esporozoítos que atingem os linfonodos mesentéricos dentro de quatro dias de infecção (DUBEY, 1984). As pesquisas apontam que os taquizoítos se disseminam entre o quinto e o décimo segundo dia de infecção (DUBEY; SHARMA, 1980; WASTLING et al., 1993). Sob a forma de taquizoítos, *T. gondii* penetra ativamente na célula-hospedeira, torna-se ovóide e rodeado por um vacúolo parasitóforo, organela que o protege dos mecanismos de defesa do hospedeiro (HILL et al., 2005).

Durante a fase aguda da infecção, em linfonodos de ovinos, pode ocorrer produção de Interferon gama (IFN γ) e de um grande número de linfoblastos. Inicialmente há predomínio de CD4 $^{+}$ que após 11 dias dão lugar a células CD8 $^{+}$ com IFN γ já não detectado (INNES et al., 1995) e a infecção se estabelece de forma controlada (BUXTON

et al., 1994). Embora anticorpos comecem a aparecer neste período, a imunidade protetora presente é, em grande parte, mediada por células (GAZZINELLI et al., 1993).

Em ovelhas gestantes a resposta imune está modulada para aceitar a presença do feto semi-alogênico, como resultado, a imunidade materna na interface materno-fetal suprime os mecanismos que ativam células inflamatórias. Assim, é mínima a expressão materna das citocinas, como interleucina 2 (IL-2), Fator de Necrose Tumoral alfa (TNF α) e Interferon gama (IFN γ) (ENTRICAN; WHEELHOUSE, 2006).

No entanto, embora permita uma gravidez bem sucedida, estes mecanismos também representam uma vulnerabilidade, fazendo com que a placenta e o feto estejam peculiarmente sensíveis a certos agentes patogênicos. Assim, quando *T. gondii* circula no sangue de uma ovelha prenha, este é capaz de se estabelecer na placenta materna, onde parasita os septos carunculares no placentoma antes de invadir as células do trofoblasto adjacentes às vilosidades fetais, de onde pode se espalhar para o resto do feto (BUXTON; FINLAYSON, 1986).

A habilidade do sistema imune fetal em responder a *T. gondii* se desenvolve progressivamente após os 70 dias de gestação, logo, uma infecção estabelecida antes desse período, resulta na rápida morte fetal, com reabsorção, mumificação, maceração ou abortamento do feto. Infecções em fases tardias da gestação podem ser menos danosas e resultam em natimorto ou cordeiros fracos, ou ainda cordeiros clinicamente normais que estão infectados e imunes a exposições naturais ao agente. Natimortos ou cordeiros fracos geralmente têm danos cerebrais, como leucomalácia focais e meningo-encefalites não-supurativas característica (BUXTON et al., 1982). Borregos que sobrevivem aos primeiros dias de vida geralmente crescem normalmente até a idade adulta sem danos neurológicos (BUXTON; INNES, 1995).

Apesar do aparecimento de uma resposta imune protetora, há persistência de bradizoítos dentro de cistos teciduais em músculos, cérebro e outros órgãos (JACOBS, 1960; DUBEY; SHARMA, 1980; DUBEY; THULLIEZ, 1993; BUXTON; INNES, 1995). Estes cistos persistem por toda a vida sem causar danos (DUBEY et al., 1998), porém pode ocorrer recrudescimento, ocorrendo transformação dos bradizoítos em taquizoítos que reinvasam as células (TENTER et al., 2000). Esse acontecimento pode estar relacionado com a queda da imunidade do hospedeiro intermediário (DUBEY; BEATTIE, 1988), sendo bastante raro nesta espécie (BUXTON et al., 2002)

2.3- DIAGNÓSTICO

Os ovinos são altamente susceptíveis à infecção por *T. gondii* e como tendem a manter títulos de anticorpos por períodos prolongados, a detecção destes no soro dos animais são indicadores válidos das taxas de infecção, tornando os métodos sorológicos eficientes para diagnóstico da infecção (BLEWETT, 1983). A utilização de testes sorológicos para a demonstração de anticorpos contra *T. gondii* é de grande importância no diagnóstico da toxoplasmose ovina, frente às limitações encontradas nos diagnósticos parasitológico, molecular e clínico, dificultados pela quase totalidade de formas assintomáticas (CHIARI et al., 1986).

O diagnóstico sorológico da toxoplasmose animal tem sido realizado pela presença de anticorpos principalmente da classe IgG utilizando uma variedade de reações sorológicas, entre as quais a de Sabin-Feldman ou teste do corante (GARCIA-VAZQUEZ et al., 1993), a hemaglutinação indireta (HAI) (HASHEMI-FESHARKI, 1996; LANGONI et al., 1999; GORMAN et al., 1999), a imunofluorescência indireta (RIFI) (FIGLIUOLO et al., 2004), a aglutinação do látex (LAT) (HASHEMI-FESHARKI, 1996; GONDIM et al., 1999), o método da aglutinação direta (MAD) (SILVA et al., 2002), o teste de aglutinação modificado (MAT) (LEITE et al., 2008) e a reação imunoenzimática - ELISA (CAVALCANTE, 2004) e dot-ELISA (BAHIA et al., 1993). Destas, a RIFI é o melhor por ser o mais sensível e seguro dos métodos de diagnóstico, podendo ser usado tanto na fase aguda (pesquisa de IgM) quanto na fase crônica da toxoplasmose (pesquisa de IgG).

O diagnóstico sorológico da toxoplasmose ovina não está tão bem delineado quanto da toxoplasmose humana, onde a infecção por *T. gondii* pode ser diagnosticada, também, pela presença de IgA durante a fase aguda (CARNEIRO, 2006). Uma opção seria a distinção entre infecções agudas e infecções crônicas a partir da determinação do grau avidéz dos anticorpos IgG específicos. Em infecções recentes, uma alta porcentagem destes anticorpos apresenta baixa avidéz, e ao longo de semanas ou meses, esses anticorpos vão apresentando avidéz crescente, de modo que, nas infecções de mais longa duração, encontra-se um predomínio marcante de anticorpos de grande afinidade (BAHIA et al., 1995; CONDE et al., 2001).

2.4- DISTRIBUIÇÃO

A prevalência de infecção em ovinos é geralmente maior que em outros herbívoros domésticos, apesar das outras espécies estarem submetidas às mesmas formas de exposição ao agente. Esta diferença, provavelmente está relacionada à susceptibilidade das diferentes espécies à infecção por *T. gondii* (HILL et al., 2005).

Estudos sorológicos sobre a frequência de anticorpos contra *T. gondii* comprovam a disseminação do parasito em ovinos, com porcentagens mundiais de sororreagentes que variam de 3% a 92% (PANDEY; VAN KNAPEN, 1992; CABANNES et al., 1997). No Brasil diversos estudos sorológicos para determinar a frequência de anticorpos contra *T. gondii* foram realizados, e observou-se uma variação de 17,5% a 67,85% de animais infectados (Gonçalves et al., 2008; Rossi et al., 2008) (Quadro 1). As variações observadas na soroprevalência da toxoplasmose ovina podem estar relacionadas a vários fatores epidemiológicos, regionais, aspectos nutricionais, idade, sexo, manejo e aos testes sorológicos aplicados na sua determinação (TENTER et al., 2000).

2.5- FATORES ASSOCIADOS À INFECÇÃO

Estudos dos fatores associados à prevalência de anticorpos contra *T. gondii* tem sido realizados no Brasil e no mundo, e diversos são os fatores relacionados à proteção ou ao risco de infecção, como idade, sexo, origem da água ofertada, presença de gatos, sistema de produção, entre outros.

A idade já foi demonstrada como um fator associado à infecção, onde animais mais velhos são mais sororreagentes (GARCIA et al., 1999; OGAWA et al., 2003; BAHRIENI et al., 2008), indicando a presença de transmissão horizontal através da ingestão de oocistos infectantes do ambiente (FIGLIOULO et al., 2004) ou através da infecção venérea, por taquizoítos presentes no sêmen de reprodutores (MORAES et al., 2010).

Quadro 1: Frequência de anticorpos contra *Toxoplasma gondii* em ovinos em diversas regiões do Brasil.

Estado	Técnica utilizada	Ponto de corte	n	Positivos (%)	Autor
Bahia	LAT	1:64	240	18,75	Gondim et al., 1999
Distrito Federal	RIFI	1:64	1028	38,20	Ueno et al., 2009
Minas Gerais	RIFI	1:64	711	43,20	Carneiro et al., 2006
Minas Gerais	HAI	1:64	112	67,85	Rossi et al., 2008
Pará	HAI	1:64	350	44,29	Braga Filho et al., 2010
Paraná	RIFI	1:64	370	47,83	Freire et al., 1995
Paraná	RIFI	1:64	228	51,80	Garcia et al., 1999
Paraná	RIFI	1:64	339	54,60	Ogawa et al., 2003
Paraná	RIFI	1:64	305	51,00	Romanelli et al., 2007
Paraná	RIFI	1:64	40	17,50	Gonçalves et al., 2008
Pernambuco	RIFI	1:16	173	35,30	Silva et al., 2003
Rio Grande do Norte	ELISA		102	29,41	Clementino et al., 2007
Rio Grande do Norte	RIFI	1:64	409	20,70	Soares et al., 2009
Rio Grande do Sul	HAI	1:64	100	23,00	Amaral et al., 1978
Rio Grande do Sul	Sabin-Feldman	1:16	100	39,00	Larsson et al., 1980
São Paulo	HAI	1:16	352	30,40	Langoni et al., 1999
São Paulo	RIFI	1:16	352	55,10	Langoni et al., 1999
São Paulo	RIFI	1:64	597	34,70	Figliuolo et al., 2004
São Paulo	MAT	1:25	496	24,20	Ragozo et al., 2008

Quanto ao sexo, apresenta resultados discrepantes, estudos indicaram que as fêmeas são mais sororeativas (ROMANELLI et al., 2007), especialmente quando apresentam idade igual ou maior a dois anos (OGAWA et al. 2003), indicando mais uma vez a possibilidade de transmissão venérea. Outros autores sugeriram que fêmeas e machos possuem a mesma suscetibilidade para a infecção por *T. gondii* (BAHRIENI et al., 2008), ou ainda que machos são mais sororeativos, possivelmente devido ao manejo diferenciado (SILVA et al., 2003)

A presença de gatos com acesso à alimentação dos ovinos influenciou positivamente na sororeação (VESCO et al., 2007; GONÇALVES et al., 2008). Foi observado que a sororeação em ovinos se comportou diretamente proporcional ao número de gatos presentes na propriedade, ou seja, a propriedade que possuía apenas um gato teve menor prevalência em relação à propriedade com mais de 20 gatos (ROMANELLI et al., 2007). A presença de gatos tem fundamental importância na epidemiologia de *T. gondii*, já que os oocistos eliminados em suas fezes podem, dependendo das condições ambientais, perdurar por vários meses até anos no meio ambiente (FRENKEL et al., 1975).

A origem da água ofertada aos animais parece ter importante papel na taxa de infecção de ovinos por *T. gondii*. Animais que ingerem água de minadouros ou de poços artesianos apresentaram menor positividade que aqueles que ingerem água de reservatórios de água de chuva (ROMANELLI et al., 2007). Ainda foi verificado que animais que ingerem água de fontes superficiais estavam mais susceptíveis à infecção (VESCO et al., 2007), possivelmente este fator está relacionado com o acesso de gatos e o carreamento dos oocistos.

O sistema de produção é outro fator importante na epidemiologia da toxoplasmose ovina. Estudos demonstram que quanto maior a tecnificação da criação de ovinos, maior a probabilidade da infecção. Assim, animais criados sob manejo intensivo têm maiores prevalências que aqueles criados sob sistema semi-intensivo, que por sua vez, tem maior taxa de infecção que os criados em sistema extensivo (ROMANELLI et al., 2007).

Outros fatores como a lotação das pastagens, o genótipo do parasito e do hospedeiro, o período de infecção e também a duração da infecção antes da gestação também foram considerados fatores importantes na epidemiologia desta parasitose (SILVA; DE LA RUE, 2006).

2.6- IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

A infecção por *T. gondii* é muito comum em ovinos de todo o mundo e é reconhecida como uma das maiores causas de perdas reprodutivas na Grã-bretanha, Nova Zelândia, Austrália, EUA, Uruguai e outros países (DUBEY et al., 1980; DUBEY; BEATTIE, 1988; FREYRE et al., 1997). No Uruguai, estima-se que a perda de animais durante a gestação é de 1,4 a 4% (FREYRE et al., 1997).

Em pequenos ruminantes, a toxoplasmose é importante não só pelo que representa em perdas reprodutivas e econômicas, mas também por sua implicação e importância na saúde pública, já que o consumo de carne e leite infectados pode facilitar a transmissão zoonótica (GARCIA-VAZQUEZ et al., 1993). Já foi demonstrada estreita relação entre a prevalência da infecção nos rebanhos e a ocorrência de casos isolados ou de surtos de toxoplasmose humana (CHIARI, 1981). A toxoplasmose animal já foi considerada um fator limitante para o uso de todo o potencial alimentar dos rebanhos, principalmente em países onde a criação de animais de pequeno porte é realizada em regime semi-intensivo (CHIARI, 1981).

2.7- CONTROLE

Sendo o gato o principal fator de disseminação de *T. gondii*, é necessário que medidas sejam tomadas com o objetivo de evitar a infecção felina. Deve-se evitar a ingestão de leite cru e carne crua ou mal cozida, combater ratos, eliminar gatos errantes e abandonados, realizar exame de fezes dos gatos para pesquisa de oocistos (FORTE, 2004).

O controle em propriedades é difícil, as rações devem ser bem acondicionadas para impedir o acesso de gatos e insetos. Tem se utilizado fármacos como a monolissina e o decoquinato durante prenhez em tentativas de controlar o aborto por toxoplasmose em ovelhas. Ainda com relação à profilaxia, existem vacinas constituídas de taquizoítos vivos atenuados por repetidas passagens em camundongos. A cepa utilizada não possui capacidade de formar oocistos em gatos. Quanto a vacina para ovinos, recomenda-se vacinar o rebanho inteiro inicialmente, e vacinar a cada ano os animais recentemente introduzidos. Deve-se administrar uma dose intramuscular com antecedência mínima de três semanas antes da concepção (URYNHAST et al., 1996).

3- OBJETIVOS

3.1- Objetivo geral

- Realizar estudo soropidemiológico da toxoplasmose ovina no Estado de Sergipe, Brasil.

3.2- Objetivos específicos

- Determinar a soroprevalência da toxoplasmose ovina em diferentes mesorregiões de Sergipe.
- Identificar fatores associados à infecção de ovinos pelo *T. gondii* no Estado.

4.- MATERIAL E MÉTODOS

4.1- LOCAL DO ESTUDO

Localizado na porção leste da região Nordeste do Brasil, o Estado de Sergipe tem área de 21.910,3 Km² e é o menor da Federação. Sua capital, Aracaju, situa-se a 10°54'S de latitude e 37°05'O de longitude e limita-se ao norte com o Estado de Alagoas, a leste com o oceano Atlântico e ao sul e oeste com o Estado da Bahia. Seu relevo caracteriza-se pela predominância de terrenos baixos e várzeas nas proximidades do litoral, onde há uma faixa úmida voltada para o oceano; planícies na parte norte do Estado; e planalto semi-árido em sua região noroeste. O clima no Estado é tropical, com chuvas mais freqüentes na costa e longas estiagens no interior, especialmente na região semi-árida. As temperaturas médias anuais ficam em torno de 23 e 24° C (GOVERNO DE SERGIPE, 2009).

4.2- DESCRIÇÃO DA POPULAÇÃO OVINA

O efetivo ovino de Sergipe é de 247.703 animais, distribuídos nas três mesorregiões do Estado da seguinte forma: o Sertão Sergipano possui 41,19% dessa população, o Agreste Sergipano 44,12%, e o Leste Sergipano, 14,69% (GOVERNO DE SERGIPE, 2007). O rebanho é composto basicamente por animais da raça Santa Inês, animais sem raça definida (SRD) e outros. O sistema de exploração de ovinos predominante caracteriza-se pelo pastoreio extensivo durante o dia e alguma proteção do ambiente natural durante a noite.

4.3- DELINEAMENTO AMOSTRAL

Amostragem não probabilística foi utilizada para selecionar os produtores. Este foi o método de eleição por não existir uma listagem representativa dos produtores de ovinos

no Estado, o que tornou impossível um delineamento ao acaso. Como universo amostral foram selecionadas propriedades listadas pela Associação Sergipana de Criadores de Caprinos e Ovinos (ASCCO), Associação Brasileira de Criadores Ovinos, Empresa de Desenvolvimento Agropecuário de Sergipe (GOVERNO DE SERGIPE, 2007).

Para determinação do universo amostral foram selecionados os municípios com maiores rebanhos ovinos de cada região do Estado, totalizando 19 municípios, sendo seis deles da mesorregião do Sertão Sergipano (83.728 animais), seis do Agreste Sergipano (89.688 animais) e sete do Leste Sergipano (20.373), perfazendo 193.789 animais, que representam 78,23 % da população ovina do Estado.

O número mínimo de amostras a serem testadas (383) foi calculado pelo programa estatístico EPI-INFO versão 3.5.1 (DEAN; ARNET, 2009), considerando uma prevalência esperada de 50%, com erro amostral de 5% e grau de confiança de 95%, para uma população de 193.789 animais. O número de propriedades a serem visitadas e amostras mínimas a serem coletadas por município foi determinado por proporcionalidade ao rebanho municipal.

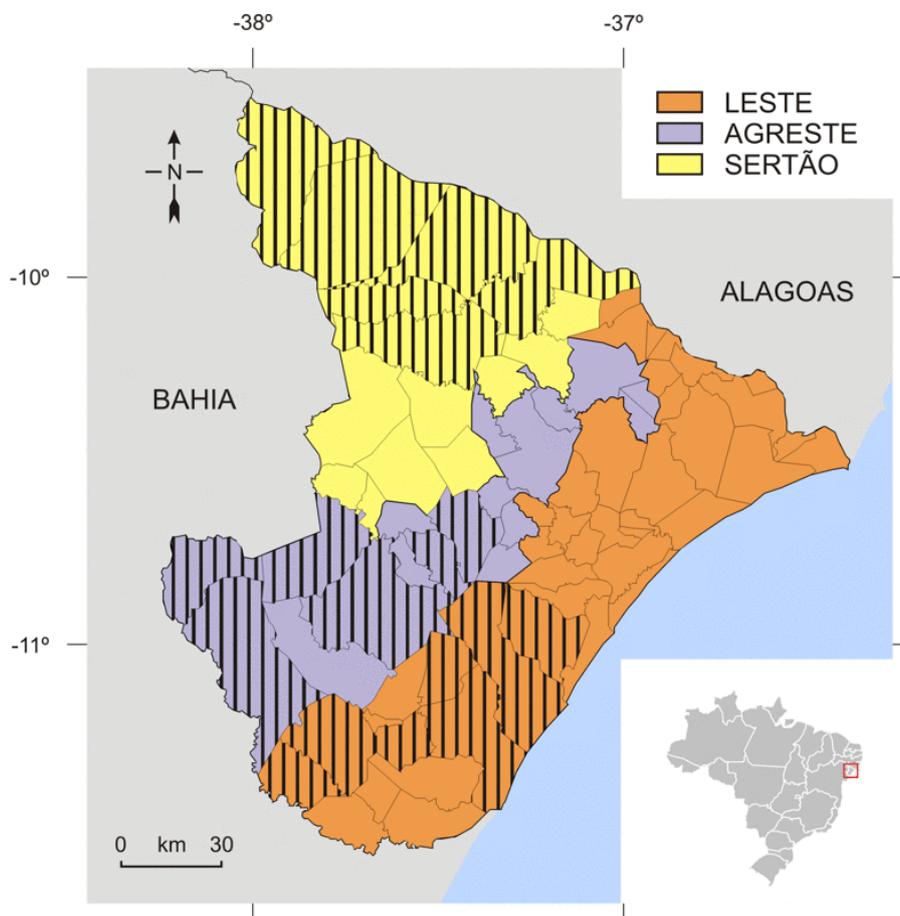


Figura 1. Mapa do estado de Sergipe, dividido em mesorregiões: Sertão Sergipano, Leste Sergipano e Agreste Sergipano, com os municípios onde as amostras foram coletadas hachurados.

4.4- CADASTRO DOS PROPRIETÁRIOS

Para possibilitar a determinação do perfil dos criadores e sistemas de criação de ovinos do município, foi efetuado o cadastramento do proprietário e aplicada uma entrevista estruturada abordando dados do criador e da propriedade, manejo sanitário, alimentar e reprodutivo dos animais.

4.5- COLETA DAS AMOSTRAS

O presente estudo foi realizado dentro dos padrões estabelecidos pelo Colégio Brasileiro de Ética e Bem-Estar Animal, sendo aprovado pelo Comitê de Ética em Pesquisa com Uso de Animais, da Universidade Estadual de Santa Cruz, sob o número de protocolo 39/2009.

As amostras de sangue, dos animais selecionados, foram colhidas mediante punção da veia jugular externa, utilizando-se agulhas descartáveis (25 X 8 mm) acopladas em tubos a vácuo sem anticoagulante. Para obtenção dos soros, os tubos foram centrifugados a 1600g por 10 minutos, sendo que os soros, separados por aspiração, foram acondicionados em tubos tipo *ependorf* e congelados a -20° C até que os testes sorológicos fossem realizados.

Foram coletadas 932 amostras oriundas de 54 propriedades, distribuídas nos 19 municípios de forma proporcional ao rebanho de cada um deles, nas mesorregiões Sertão de Sergipe (38,20%), Agreste de Sergipe (44,85%) e Leste de Sergipe (16,95%).

Dos animais amostrados, 192 (20,60%) eram machos e 740 (79,40%) fêmeas. Quando considerada a estratificação por idade, obteve-se 298 (31,97%) jovens, com idade entre seis meses e um ano, 303 (32,51%) jovens adultos, entre 1 e 3 anos, e 331 (35,51%) adultos acima de 3 anos de idade.

4.6- SOROLOGIA

Para realização da sorologia para pesquisa de anticorpos contra *T. gondii* foi utilizada reação de imunofluorescência indireta, considerando como ponte de corte a diluição de 1:64 (FIGLIUOLO et al., 2004). As lâminas foram sensibilizadas com taquizoítos da cepa RH, utilizou-se conjugado anti-ovino IgG FITC (SIGMA, F7634, St. Louis, MO, USA) na reação e microscópio com sistema de epifluorescência (OLYMPUS, BX 51), para leitura das lâminas. Foi considerada positiva a reação com completa fluorescência na periferia dos taquizoítos. O controle negativo (Figura 2) foi adquirido a partir da coleta do soro de ovino sem contato prévio com o parasito proveniente da fazenda experimental da Universidade Estadual de Santa Cruz, e o controle positivo (Figura 3) foi adquirido a partir da inoculação intravenosa de 10^6 taquizoítos de *T. gondii* neste animal, sendo o soro coletado 30 dias após a inoculação.

4.7- LEITURA DAS LÂMINAS

As lâminas foram observadas sob microscopia de emissão ultravioleta, pois, a luz ultravioleta excita à fluoresceína, fazendo com que haja a emissão de luz de coloração esverdeada. Nos campos com soros positivos, os taquizoítos apresentam fluorescência esverdeada e com soros negativos, não haverá fluorescência. As reações foram consideradas positivas quando a fluorescência periférica total foi observada em mais de 50% dos taquizoítos.

4.8- FOTODOCUMENTAÇÃO DOS RESULTADOS

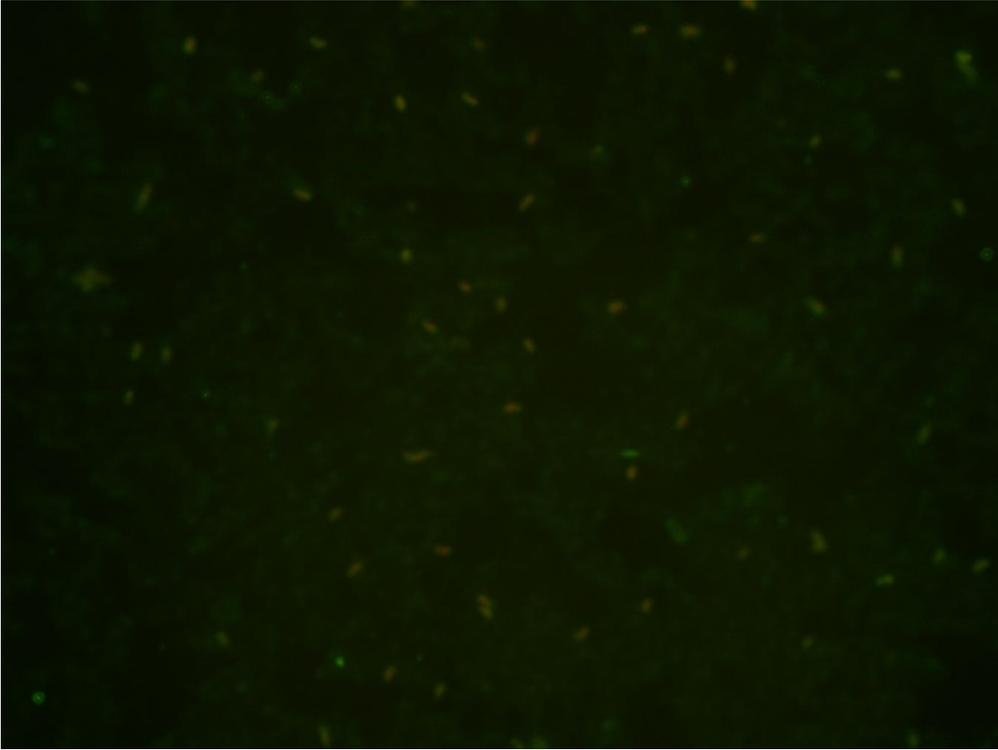


Figura 2: Micrografia exibindo a reação de imunofluorescência indireta negativa.

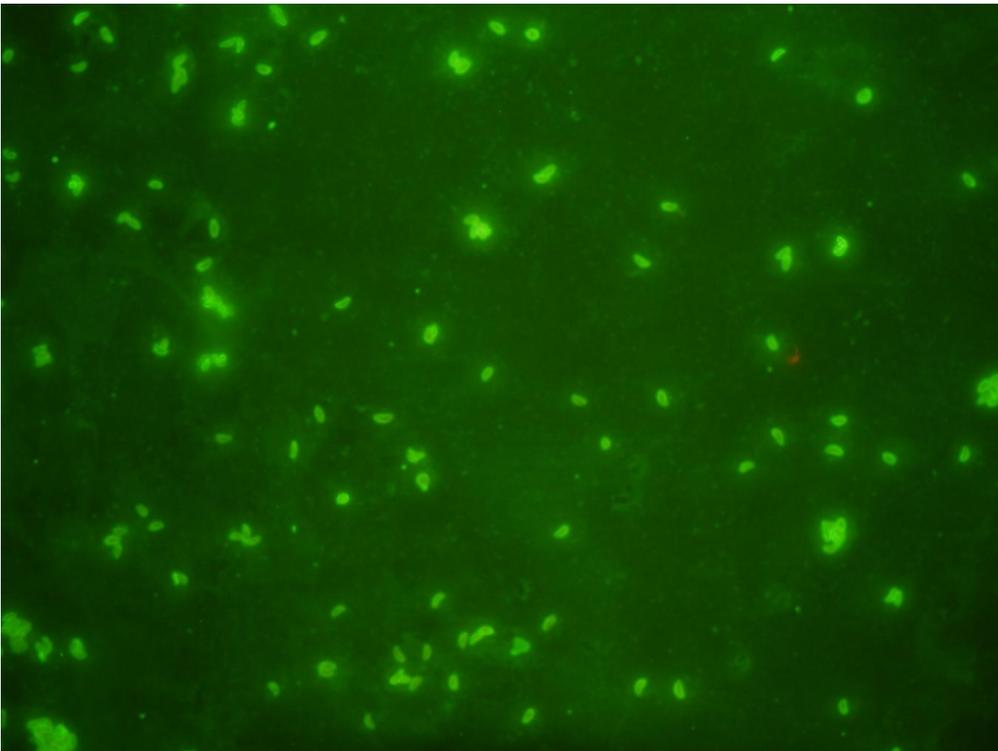


Figura 3: Micrografia exibindo a reação de imunofluorescência indireta positiva.

4.9- ANÁLISE ESTATÍSTICA

Os dados, obtidos da entrevista estruturada, foram tabulados no pacote estatístico EPI INFO 3.5.1 (DEAN; ARNER 2009) e analisados utilizando o teste estatístico do qui-quadrado com correção de Yates ou teste exato de Fisher (SAMPAIO, 1998). As chances de ocorrer (OR) da análise bivariada foram calculadas com medidas de associação e intervalo de confiança de 95%. As variáveis com valor de p igual ou inferior a 20% e com plausibilidade biológica foram selecionadas e submetidas a correlação de Spearman para determinação da multicolinearidade ($p > 0,8$), utilizando o programa BIOESTAT 5.0. Por fim, foi realizada uma análise multivariada de regressão logística não-condicional, sendo modelo final construído através da entrada e saída das variáveis (sistema *backward*).

5- RESULTADOS

Foi obtido 28,22% (263/932) de soropositividade para anticorpos contra *T. gondii* (Tabela 1). As porcentagens de animais positivos nas fazendas variaram de 0,09 a 61,11%, onde 96,29% (52/54) das propriedades apresentaram animais positivos.

Tabela 1: Distribuição dos animais amostrados nas mesorregiões e municípios, com respectivos resultados da RIFI e soropositividade por município.

Município	Total de animais	Titulação				Positivos (%)	
		Negativo	64	256	1024 4096		
Leste Sergipano	158	107	9	19	14	9	32,28
Salgado	18	18	0	0	0	0	0,00
Itaporanga D'Ajuda	25	18	2	3	2	0	28,00
Itabaianinha	26	15	1	5	4	1	42,31
Tomar do Geru	21	11	3	3	1	3	47,62
Araúá	15	9	0	1	1	4	40,00
Estância	37	21	3	6	6	1	43,24
São Cristovão	16	15	0	1	0	0	6,25
Agreste Sergipano	418	303	35	51	20	9	27,51
Tobias Barreto	111	79	14	11	5	2	28,83
Itabaiana	38	31	2	5	0	0	18,42
Poço Verde	64	41	8	10	2	3	35,94
Simão Dias	30	21	1	4	3	1	30,00
Campo do Brito	24	17	2	3	1	1	29,17
Lagarto	151	114	8	18	9	2	24,50
Sertão Sergipano	356	259	28	40	26	3	27,25
Nossa Senhora da Glória	142	106	15	13	7	1	25,35
Monte Alegre de Sergipe	32	25	3	1	3	0	21,88
Canindé do São Francisco	49	39	3	4	3	0	20,41
Poço Redondo	49	29	0	12	7	1	40,82
Porto da Folha	53	38	3	7	4	1	28,30
Gararu	31	22	4	3	2	0	29,03
TOTAL	932	669	72	110	60	21	28,22

Quando verificada a prevalência por mesorregião, verificou-se que 97 (27,25%) animais no Sertão de Sergipe, 115 (27,51%) no Agreste de Sergipe e 51 (32,28%) no Leste de Sergipe foram positivos, não sendo verificada diferença estatística significativa ($p>0,05$). A presença da infecção foi observada em 94,74% (18/19) dos municípios, com positividade variando de 6,25 a 47,62%.

As variáveis idade inferior a 12 meses, ingestão de água de poço profundo, troca ou empréstimo dos machos reprodutores, presença de gatos na propriedade, ingestão de água de cisterna, sexo, ingestão de água direto da fonte e monta controlada, apresentaram p-valor inferior a 0,20 (Tabela 2) e compuseram o modelo preliminar da regressão logística não-condicional (Tabela 3).

O modelo final de regressão logística demonstrou que a ingestão de água de poço profundo, a ingestão de água direto da fonte e idade inferior a 12 meses como fatores de proteção, enquanto que a presença de gatos na propriedade, assim como a troca ou empréstimos dos machos reprodutores foi associada como risco a infecção (tabela 5).

Tabela 2: Fatores com plausibilidade biológica associados à infecção por *Toxoplasma gondii* em ovinos do Estado de Sergipe, Brasil.

Variáveis	Ovinos				Chances de ocorrer (IC 95%)	Valor de p
	Positivos		Negativos			
	n	%	n	%		
Idade inferior a 12 meses						
Sim	43	14,4	255	85,6	0,31 (0,22-0,45)	
Não	220	34,8	413	65,2	1	0,0000
Sexo						
Macho	43	22,4	149	77,6	0,68 (0,47-0,99)	
Fêmea	220	29,8	519	70,2	1	0,0533
Ingestão de água de poço profundo						
Sim	11	14,1	67	85,9	0,39 (0,20-0,75)	
Não	252	29,5	601	70,5	1	0,0056
Ingestão de água corrente						
Sim	102	25,2	302	74,8	0,77 (0,57-1,02)	
Não	161	30,6	366	69,4	1	0,0877
Ingestão de água de cisterna						
Sim	18	42,9	24	57,1	1	
Não	245	27,6	644	72,4	1,97 (1,05-3,40)	0,0481
Gatos presentes na propriedade						
Sim	168	30,9	376	69,1	1	
Não	95	24,5	293	75,5	1,38 (1,02-1,85)	0,0388
Gato tem acesso às baias						
Sim	164	30,8	369	69,2	1	
Não	18	20,2	71	79,8	1,75 (1,01-3,03)	0,0577
Gatos tem acesso à água						
Sim	148	30,4	339	69,6	1	
Não	34	25,2	101	74,8	1,30(0,84-2,00)	0,2849
Possui aprisco ripado						
Sim	123	32,0	261	68,0	1	
Não	140	25,5	408	74,5	1,37 (1,03-1,83)	0,0365
Possui baia de chão batido						
Sim	92	25,1	275	74,9	0,77 (0,57-1,04)	
Não	171	30,3	394	69,7	1	0,0993
Possui baia cimentada						
Sim	4	25,0	12	75,0	0,85 (0,27-2,65)	
Não	259	28,3	657	71,7	1	0,5128
Monta controlada						
Sim	209	29,5	499	70,5	1	
Não	54	24,2	169	75,8	1,31 (0,93-1,85)	0,1473
Reprodutor (m) trocado/empresta						
Sim	57	36,3	100	63,7	1	
Não	206	26,6	568	73,4	1,57 (1,09-2,25)	0,0182
Tem depósito						
Sim	199	27,5	524	72,5	0,86 (0,61-1,20)	
Não	64	30,6	145	69,4	1	0,4300

Tabela 3: Modelo preliminar da regressão logística não condicional dos fatores associados à infecção por *Toxoplasma gondii* em ovinos do Estado de Sergipe, Brasil.

Variáveis	Chances de ocorrer	IC (95%)		Valor de p
Ingestão de água de cisterna	14,791	0,708	30,904	0,2979
Ingestão de água de poço profundo	<u>0,312</u>	<u>0,155</u>	<u>0,6287</u>	<u>0,0011</u>
Possui aprisco ripado	<u>15,513</u>	<u>10,633</u>	<u>22,632</u>	<u>0,0227</u>
Possui baia de chão batido	0,9958	0,667	14,879	0,9837
Bebem água direto da fonte	0,7743	0,563	10,658	0,1167
Sexo (macho)	0,9032	0,603	13,524	0,621
Idade inferior a 12 meses	<u>0,3204</u>	<u>0,219</u>	<u>0,4683</u>	<u>0</u>
Realiza monta controlada	12,310	0,802	18,891	0,3417
Gatos presentes na propriedade	<u>16,002</u>	<u>11,219</u>	<u>22,826</u>	<u>0,0095</u>
Reprodutor (m) trocado/emprestado	13,649	0,898	20,740	<u>0,1451</u>

$p < 0,0001$, likelihood= 792,762

Tabela 4: Modelo final da regressão logística não-condicional dos fatores associados à infecção por *Toxoplasma gondii* em ovinos do Estado de Sergipe, Brasil.

Variáveis	Chances de ocorrer	IC (95%)		Valor de p
Ingestão de água de poço profundo	<u>0,3187</u>	<u>0,1609</u>	<u>0,631</u>	<u>0,001</u>
Possui aprisco ripado	<u>16,092</u>	<u>11,501</u>	<u>22,517</u>	<u>0,0055</u>
Bebem água direto da fonte	<u>0,7319</u>	<u>0,5368</u>	<u>0,9979</u>	<u>0,0485</u>
Idade inferior a 12 meses	<u>0,321</u>	<u>0,2221</u>	<u>0,464</u>	<u>0,0001</u>
Gatos presentes na propriedade	<u>16,615</u>	<u>11,833</u>	<u>23,330</u>	<u>0,0034</u>
Reprodutor (m) trocado/emprestado	<u>14,956</u>	<u>10,220</u>	<u>21,889</u>	<u>0,0383</u>

$p < 0,0001$, likelihood=766,311

6- DISCUSSÃO

Este estudo é o primeiro relato da soroprevalência de infecção por *T. gondii* em ovinos em Sergipe (SE), Brasil, apresentando o maior número de amostras em pesquisa do Nordeste, que é a região com maior representatividade (56,9%) de ovinos em relação ao país (BRASIL, 2011). A positividade encontrada foi semelhante ao encontrado por Sawadogo et al. (2005), que obtiveram prevalência de 27,6%, no Marrocos, e por Bahrieni et al. (2008), no Iran, que observaram 24,7% de sororeação, onde, de forma semelhante, foi observado que animais com idade inferior a um ano apresentaram menor chance de se infectarem.

Quando comparado a estudos brasileiros, a freqüência de anticorpos contra *T. gondii* nos ovinos do estado de Sergipe foi inferior ao observado no Paraná por Freire et al. (1995), Garcia et al. (1999), Ogawa et al. (2003) e Romanelli et al. (2007), que observaram prevalências entre 47 e 55%. Diferença esta que pode ser justificada pela tecnificação presente na ovinocultura da região Sul do Brasil, uma vez que, segundo Plant et al. (1982), espera-se uma maior prevalência quando os animais são submetidos a um regime de criação intensivo ou semi-intensivo. No presente estudo apenas 3,7% (2/54) das propriedades apresentaram um sistema intensivo de manejo, o que pode endossar os resultados encontrados.

Quando comparado com as prevalências encontradas por Langoni et al. (1999) em São Paulo e por Silva et al. (2003) em Pernambuco, 55,10% e 35,30%, respectivamente, também se observou um valor inferior, que pode ser justificado pelo ponto de corte empregado, pois apesar de utilizarem a mesma técnica, os autores utilizaram um ponto de corte de 1:16, enquanto que o preconizado neste estudo foi de 1:64.

Resultados inferiores 18,75%, 17,50% 20,70% foram encontrados por Gondim et al. (1999) na Bahia, por Gonçalves et al. (2008) no Paraná e por Soares et al. (2009) no Rio Grande do Norte, respectivamente. Enquanto resultados semelhantes, 30,40% e 24,20%, foram encontrados por Langoni et al. (1999) e por Ragozo et al. (2008) em São Paulo, que observaram idade e sexo como fatores associados à infecção.

Uma vez que a infecção por *T. gondii* não é eliminada em ovinos expostos ao parasito, os resultados dos títulos de anticorpos neste estudo são indicativos da presença de cistos teciduais (SHKAP et al., 1992), tornando a ingestão desta carne, crua ou mal cozida, uma importante via de transmissão para o homem nesta região (DUBEY et al., 1989).

Ao avaliar uma possível associação entre a origem da água oferecida aos animais e a infecção por *T. gondii*, observou-se que ovinos que ingerem água direto da fonte ou ingerem água de poço profundo, tem menos chance de se infectar, sendo considerados fatores de proteção. Possivelmente isto ocorra devido à inacessibilidade de felinos a estes tipos de fontes de água, dificultando sua contaminação por oocistos. Romanelli et al. (2007), ao analisarem a associação da soroconversão com a origem da água, observaram o aumento do número de animais positivos de acordo com a seguinte ordem: minadouro, poço artesiano e reservatórios de água de chuva, o que corrobora com nossos achados, assim como Vesco et al. (2007) observaram que animais que bebem água de superfície tem maior probabilidade de se infectarem.

Observou-se que 61,11% (32/54) das propriedades possuíam gatos domésticos. A presença de gatos na propriedade foi um fator associado à infecção, assim como verificado por Vesco et al. (2007) e Romanelli et al. (2007). Os gatos, presentes em diversos locais nas propriedades, têm fundamental importância na epidemiologia do *T. gondii*, já que os oocistos eliminados nas fezes dos felídeos, dependendo das condições ambientais, podem perdurar de meses a anos no meio ambiente (FRENKEL et al, 1975), esta é a principal fonte de contaminação dos ovinos.

A utilização de machos reprodutores trocados ou emprestados foi também identificada como um fator de risco é provável que estes reprodutores possam se comportar como disseminadores do parasito entre rebanhos, uma vez que a presença do DNA do parasito no sêmen de ovinos já foi detectada tanto na infecção natural (MORAES et al. 2010), quanto experimental (LOPES et al., 2009). Adicionalmente, Lopes et al. (2011), através de imunohistoquímica identificou *T. gondii* no epidídimo, vesícula seminal e próstata de animais experimentalmente infectados, indicando a possibilidade de transmissão venérea, o que desta forma, pode em parte, justificar os resultados dos estudos de Figliuolo et al. (2004) e Soares et al. (2009), onde a presença dos gatos não foi caracterizada como um fator de risco, o que pode sugerir uma outra forma de infecção.

Verificou-se que animais com idade inferior a um ano tem menor chance de se infectarem, provavelmente por apresentarem menor tempo de exposição ao parasito, evidenciando que a possibilidade de contato com oocistos esporulados aumenta com o avançar da idade (FIGLIUOLO et al., 2004; VESCO et al., 2007; BAHRIENI et al., 2008), da mesma forma a possibilidade de transmissão venérea torna os animais em fase reprodutiva (isto é mais velhos) com mais chances de se tornarem infectados. Corrobora com estas observações o fato que os ovinos com idade superior a um ano, neste estudo, corresponderam a 76,19% (16/21) dos ovinos com maiores titulações, o que ratifica os

achados de Dubey et al. (1988) que sugerem que os animais adultos estão mais expostos as formas de transmissão de *T. gondii*, resultando em maior chance de se infectarem ou reinfectarem.

A variável presença de aprisco ripado na propriedade se comportou como um fator associado à infecção. Apesar da ausência de informações na literatura a este respeito, é possível relacionar tal achado com as condições ambientais favoráveis à viabilidade do oocisto (FRENKEL et al., 1975), uma vez que há o acúmulo de matéria orgânica em local sombreado, com baixa frequência de limpeza, ou limpeza inadequada.

Clementino et al. (2007) sugeriram que fatores como a técnica realizada, a frequência de felinos na propriedade, a idade dos animais amostrados e as variações climáticas interferem nos resultados obtidos, uma vez que estes foram considerados fatores associados à infecção por *T. gondii*.

A disseminação da parasitose observada neste estudo demonstra o risco de transmissão para o ser humano. Assim sendo, é necessário esclarecer e conscientizar produtores e a população sobre a importância dessa zoonose e, através de cuidados preventivos introduzidos no manejo, estabelecer um controle da infecção nos animais, principalmente em relação aos gatos domésticos e a utilização de reprodutores emprestados ou trocados, a fim de diminuir os riscos de transmissão dessa infecção.

7- CONCLUSÕES

Após a análise dos resultados pode-se concluir que:

- *Toxoplasma gondii* está disseminado no rebanho ovino do estado de Sergipe, o que caracteriza a região estudada como endêmica.
- Produtores devem ser estimulados a utilizar, se possível, fontes de água com menor chance de contaminação de oocistos ou protegê-las do contato com fezes de felinos.
- A presença de gatos deve ser evitada nas propriedades criadoras de ovinos das regiões estudadas.
- A introdução de machos não testados no rebanho para fins reprodutivos, deve ser evitada, em função da possibilidade de transmissão de *T. gondii*.
- A idade e transmissão sexual ainda devem ser considerados como o principal risco para que haja infecção de *T. gondii* nos rebanhos sergipanos.

8- REFERENCIAS

- AJZENBERG, D., BAÑULS, A.L., SU, C., DUMÈTRE, A., DEMAR, M., CARME, B., DARDÉ, M.L. Genetic diversity, clonality and sexuality in *Toxoplasma gondii*. **International Journal Parasitology**, v.34, p.1185–1196, 2004.
- AJZENBERG, D., COGNÉ, N., PARIS, L., BESSIÈRES, M.H., THULLIEZ, P., FILISETTI, D., PELLOUX, H., MARTY, P., DARDÉ, M.L. Genotype of 86 *Toxoplasma gondii* isolates associated with human congenital toxoplasmosis, and correlation with clinical findings. **Journal of Infectious Diseases**, v.186, p.684–689, 2002.
- ALENCAR, G. **Notícias**: Sergipe tem um dos melhores rebanhos ovinos do Brasil.//EMBRAPA Tabuleiros Costeiros. Aracaju, 2008. Disponível em: <http://anco.cnpc.embrapa.br/not_embrapa_18.html>. Acesso em: 07 jan. 2011.
- AMARAL, V.; SANTOS, S. M.; REBOUÇAS, M. M. Sobre a prevalência de anticorpos antitoxoplasma em soros de caprinos e ovinos procedentes, respectivamente, dos Estados da Bahia e Rio Grande do Sul, Brasil. **Biológico**, v.44, p.331–340, 1978.
- ARAMINI, J. J.; STEPHEN, C.; DUBEY, J. P.; ENGELSTOFT, C.; SCHWANTJE, H.; RIBBLE, C. S. Potential contamination of drinking water with *Toxoplasma gondii* oocysts. **Epidemiology and Infection**, v.122, p.305-315, 1999.
- ASSOCIAÇÃO SERGIPANA DE CRIADORES DE CAPRINOS E OVINOS (ASCCO) **A criação do Santa Inês em Sergipe, 2006**. Disponível em: <<http://www.ascco.com.br>> Acesso em: 04 de janeiro de 2008.
- BAHIA, M. T.; VITOR, R. W. A.; CALDAS, R. P.; ANTUNES, C. M. F.; CHIARI, C. Diagnosis of caprine toxoplasmosis by a dot enzyme-linked immunosorbent assay. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v.45, p.173-182, 1993.
- BAHIA, M. T.; VITOR, R. W. A.; CALDAS, R. P.; ANTUNES, C. M. F.; CHIARI, C. Aidez de anticorpos específicos anti-toxoplasma da classe IgG e sua utilização na diferenciação entre toxoplasma recente e crônica em caprinos. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, v.32, p.11-16, 1995.
- BAHRIENI, M.; FASIHI HARANDI, M.; BEIGZADEH, M.; KAMYABI, H.; ZIA-ALI, N. Risk Factors Analysis Associated with Seropositivity to *Toxoplasma gondii* in Sheep and Goats in Southeastern Iran Using Modified Agglutination Test (MAT). **Iranian Journal of Parasitology**, v. 3, p. 38-43, 2008.
- BLEWETT, D. A. The epidemiology of ovine toxoplasmosis. I. The interpretation of data for the prevalence of antibody in sheep and other host species. **British Veterinary Journal**, v.139, p.537-545, 1983.

BOWIE, W. R., KING, A. S., WERKER, D. H., ISAAC-RENTON, J. L., BELL, A., ENG, S. B., MARION, S. A. Outbreak of toxoplasmosis associated with municipal drinking water. **Lancet**, v. 350, p. 173–177, 1997.

BRAGA FILHO, E.; RAMOS, O. S.; FREITAS, J. A. Inquérito sorológico de *Toxoplasma gondii* em ovinos na microrregião Castanhal, Pará, Brasil. **Arquivo do Instituto Biológico**, v. 77, p. 707-710, 2010.

BRASIL. Ministério do Planejamento, Orçamento e Gestão. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. Contagem Populacional. Disponível em: <>. <http://www.sidra.ibge.gov.br/bda/popul/d...> Acesso em: jun. 2011.

BUXTON D.; FINLAYSON J. Experimental infection of pregnant sheep with *Toxoplasma gondii*: pathological and immunological observations on the placenta and foetus. **Journal of Comparative Pathology**, v. 96, p.319-333, 1986.

BUXTON D.; GILMOUR J. S.; ANGUS K. W.; BLEWETT B. A.; MILLER J. K. Perinatal changes in lambs infected with *Toxoplasma gondii*. **Research in Veterinary Science**, v. 32, p.170-176, 1982.

BUXTON, D.; INNES, E. A. A commercial vaccine for toxoplasmosis. **Parasitology**, v.110, p.11-16, 1995.

BUXTON, D.; THOMSON, K. M.; MALEY, S.; WASTLING, J. M.; INNES, E. A.; PANTON, W. R. M.; NICOLL, S. Primary and secondary responses of the ovine lymph node to *Toxoplasma gondii*: cell output in efferent lymph and parasite detection. **Journal of Comparative Pathology**, v.111, p.231–241, 1994.

BUXTON, D; MALEY, S. W.; WRIGHT, S.; THOMSON, K. M.; RAE, A. G.; INNES, E. A. The pathogenesis of experimental neosporosis in pregnant sheep. **Journal of Comparative Pathology**, v.118, p.267–279, 1998.

CABANNES, A.; LUCHESE, F.; HERNANDEZ, J. C.; PELSE, H.; BIESEL N.; EYMONNOT, H.; APPRIOU, M.; TRIBOULEY-DURET, J. Enquête séroépidémiologique sur *Toxoplasma gondii* chez les ovins, bovins et félins dans Le département de La Gironde. **Bulletin de la Societe Française de Parasitologie**, v. 15, p. 11-22, 1997.

CARNEIRO, A. C. A. V. **Soro-epidemiologia da Toxoplasmose Caprina e Ovina no Estado de Minas Gerais**. Dissertação (mestrado), Curso de Pós-Graduação em Parasitologia. Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, 2006.

CAVALCANTE, A. C. R. **Toxoplasmose caprina no Ceará: Soro-epidemiologia e Caracterização de Cepas de *Toxoplasma gondii***. Tese (doutorado em parasitologia) – Curso de Pós-Graduação em Parasitologia, Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, 2004.

CHIARI, C. A. **Soro epidemiologia da Toxoplasmose caprina**. Tese (Doutorado) – Curso de Pós-Graduação em Parasitologia. Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, 1981.

CHIARI, C. A.; LIMA, J. D.; LIMA, W. dos S. Anticorpos Circulantes em Caprinos Naturalmente Infectados pelo *Toxoplasma gondii*. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 38, p. 889-898, 1986.

CHIARI, C. A.; NEVES, D. P. Toxoplasmose humana adquirida através da ingestão de leite de cabra. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 79, p.337-340, 1984.

CLEMENTINO, M. M.; SOUZA, M. F.; ANDRADE NETO, V. F. Seroprevalence and *Toxoplasma gondii*-IgG avidity in sheep from Lajes, Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 146, p.199-203, 2007.

CONDE, M.; MOLINA CABALLERO, J. M.; RODRÍGUES-PONCE, E.; RUIZ, A.; GONZÁLEZ, J. Analysis of IgG response to experimental infection with RH *Toxoplasma gondii* in goats. **Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases**, v. 24, p.197-206, 2001.

COUTINHO, S.G.; LOBO, R.; DUTRA, G. Isolation of *Toxoplasma* from the soil during an outbreak of toxoplasmosis in a rural area in Brazil. **Journal of Parasitology**, v. 68, p.866-868, 1982.

DEAN, A.G., ARNER, T. Epi Info: Epidemiology of program office. Disponível em: <<http://www.cdc.gov/epiinfo/index.html>> Acesso em: out. 2009.

DUBEY, J. P. Advances in the life cycle of *Toxoplasma gondii*. **International Journal for Parasitology**, v. 28, p.1019-1024, 1998.

DUBEY J. P.; BEATTIE C. P. **Toxoplasmosis of Animals and Man**. Boca Raton, CRC Press, 1988, 220p.

DUBEY, J. P. Bradyzoite-induced murine toxoplasmosis: stage conversion, pathogenesis, and tissue cyst formation in mice fed bradyzoites of different strains of *Toxoplasma gondii*. **Journal of Eukaryotic Microbiology**, v. 44, p.592–602, 1997.

DUBEY, J. P.; DOROUGH, K. R.; JENKINS, M.C.; LIDDELL, S.; SPEER, C. A.; KWORK, O. C. H.; SHEN, S. K. Canine neosporosis: clinical signs, diagnosis, treatment and isolation of *Neospora caninum* in mice and cell culture. **International Journal for Parasitology**, v. 28, p.1293-1304. 1998.

DUBEY, J. P. Duration of immunity to shedding of *Toxoplasma gondii* oocysts by cats. **Journal of Parasitology**, v. 81, p.410-415, 1995.

DUBEY J. P. Experimental toxoplasmosis in sheep fed with *Toxoplasma gondii* cysts, **International Goat Sheep Research**, v. 2, p.93-104, 1984.

DUBEY, J. P.; FRENKEL, J. K. Experimental *Toxoplasma* infection in mice with strains producing oocysts. **Journal of Parasitology**, v. 59, p.505–512, 1973.

DUBEY, J. P.; SHARMA, S. P.; LOPES, C. W. G.; WILLIAMS, J. F.; WILLIAMS, C. S. F.; WEISBRODE, S. E. Caprine Toxoplasmosis: Abortion, Clinical Signs, and Distribution of

Toxoplasma in Tissues of goats Fed *Toxoplasma gondii* oocysts. **American Journal of Veterinary Research**, v. 4, p. 1072-1076, 1980.

DUBEY, J. P.; ROLLOR, E. A.; SMITH, K.; KWOK, O. C. H.; THULLIEZ, P. Low seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in feral pigs from a remote island lacking cats. **Journal of Parasitology**, v. 83, p.839–841, 1997.

DUBEY, J. P.; SCHMITZ, J. A. Abortion associated with toxoplasmosis in sheep in Oregon. **Journal of the American Veterinary Medical Association, Schaumburg**, v. 178, p.675-678, 1981.

DUBEY J. P.; SHARMA S. P. Parasitaemia and tissue infection in sheep fed *Toxoplasma gondii* oocysts. **Journal of Parasitology**, v. 66, p.111-114, 1980.

DUBEY, J. P.; THULLIEZ, P. Persistence of tissue cysts in edible tissues of cattle fed *Toxoplasma gondii* oocysts. **American Journal of Veterinary Research**, v. 54, p.270-273, 1993.

DUBEY, J.P. Toxoplasmosis – a waterborne zoonosis. **Veterinary Parasitology**, v. 126, p. 57-72, 2004.

DUBEY, J.P. Toxoplasmosis. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v. 205, p.1593-1598, 1994.

DUBEY, J. P. WAAP and Pfizer award for excellence in veterinary parasitology research pursuing life cycles and transmission of cyst-forming coccidian of animals and humans. **Veterinary Parasitology**, v. 64, p.13-20, 1996.

DUNCANSON, R. S.; TERRY, J. E.; SMITH, G. H. High levels of congenital transmission of *Toxoplasma gondii* in a commercial sheep flock. **Internacional Journal of Parasitology**, v. 31, p. 1699-1703, 2001.

ENTRICAN, G.; WHEELHOUSE, N. M. Immunity in the female sheep reproductive tract. **Veterinary Research**, v. 37, p. 295–309, 2006.

FIGLIUOLO, L. P. C.; KASAI, N.; RAGOZO, A. M. A.; DE PAULA, V. S. O.; DIAS, R. A.; SOUZA, S. L. P.; GENNARI, S. M. Prevalence of anti-*Toxoplasma gondii* and anti-*Neospora caninum* antibodies in ovine from São Paulo State, Brazil. **Veterinary Parasitology**, v.123, p. 161-6, 2004.

FORTES, Elinor. **Parasitologia Veterinária**. São Paulo: ÍCONE. 4º ed. 2004.

FREIRE, R. L.; GIRALDI, N.; VIDOTTO, O.; NAVARRO, I. T. Levantamento soroepidemiológico da toxoplasmose em ovinos da região de Londrina-PR. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 47, p. 609-612, 1995.

FRENKEL, J. K.; RUIZ, A.; CHINCHILLA, M. Soil survival of *Toxoplasma* oocysts in Kansas and Costa Rica. **American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 24, p. 439–443, 1975.

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

GARCIA, J. L.; NAVARRO, I. T.; OGAWA, L.; OLIVEIRA, R. C. Soroprevalência do *Toxoplasma gondii* em suínos, bovinos, ovinos e eqüinos, e sua correlação com humanos, felinos e caninos, oriundos de propriedades rurais do norte do Paraná-Brasil. **Semina: Ciências Agrárias**, v.29, p.91-97, 1999.

GARCIA-VAZQUEZ, Z.; ROSARIO-CRUZ, R.; DIAZ-GARCIA, G.; HERNANDEZ-BAUMGARTEN, O. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* infection in cattle, swine and goats in four Mexican states. **Preventive Veterinary Medicine**, v. 17, p. 127-132, 1993.

GAZZINELLI, R. T.; DENKERS, E. Y.; SHER, A. Host resistance to *Toxoplasma gondii*: model for studying the selective induction of cell-mediated immunity by intracellular parasites. **Infectious Agents and Diseases**, v. 2, p. 139–149, 1993.

GONÇALVES, D. D.; GAVIOLI, D. F.; DE OLIVEIRA, E. R.; LOPES, F. M. R.; DA CUNHA, I. A. L.; BENITEZ, A.; BURKE, J. C.; FREIRE, R. L.; NAVARRO, I. T.; FREITAS, J. C. Toxoplasmose em suínos e ovinos de pequenas propriedades rurais do município de Jataizinho - PR. In: XXXV CONGRESSO BRASILEIRO DE MEDICINA VETERINÁRIA, 2008, Gramado. **Anais... XXXV Congresso Brasileiro de Medicina Veterinária**. Porto Alegre/RS: SOVERGS, 2008.

GONDIM, L. F.; SARTOR, I. F.; HASEGAWA, M. Seroprevalence of *Neospora caninum* in dairy cattle in Bahia, Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 86, p.71-75, 1999.

GORMAN, T.; ARANCIBIA, J. P.; LORCA, M.; HIRD, D.; ALLCAINO, H. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* infection in sheep and alpacas (*Llama pacos*) in Chile. **Preventive Veterinary Medicine**, v. 40, p. 143-149, 1999.

GOVERNO DE SERGIPE. Estado de Sergipe. Caracterização do território. Disponível em: http://www.se.gov.br/userfiles/arquivos/725/caracterizacao_do_territrio.pdf. Acesso em: mai. 2009.

GOVERNO DE SERGIPE. Secretaria Estadual de Desenvolvimento Agropecuário de Sergipe. **Empresa de Desenvolvimento Agropecuário do Estado de Sergipe – EMDAGRO/SE**, 2007.

GOVERNO SE SERGIPE, Secretaria do Estado da Agricultura e do Desenvolvimento Agrário. Aracaju. Disponível em: <http://www.sagri.se.gov.br/modules/tinyd0/index.php?id=49> . Acesso em: jan. 2011.

GROSS, U.; HOLPERT, M.; GOEBEL, S. Impact of stage differentiation on diagnosis of toxoplasmosis. **Annali dell'istituto Superior di Sanità**, v. 40, p. 6-70, 2004.

GUÉRCIO, A.C.; CAVALCANTI, Á.; LOPES, F.M. R.; CUNHA, I.A.L. DA; NAVARRO, I.T. Ocorrência de infecção por *Leishmania* spp. e *Toxoplasma gondii* em macacos-prego (*Cebus apella*) de Campo Grande, MS. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 17, p. 307-310, 2008.

HARTLEY W. J.; JEBSON J. L.; MCFARLANE D. New Zealand type II abortion in ewes. **Australian Veterinary Journal**, v. 30, p. 216-218, 1954.

HASHEMI-FESHARKI, R. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in cattle, sheep and goats in Iran. **Veterinary Pathology**, v. 61, p. 1-3, 1996.

HILL T., GALATOWICZ G., AKERELE T., LAU C.H., CALDER V., LIGHTMAN S. Intracellular T lymphocyte cytokine profiles in the aqueous humour of patients with uveitis and correlation with clinical phenotype. **Clinical and Experimental Immunology**, v.139, p.132–137, 2005.

HOWE, D. K.; SIBLEY, L. D. *Toxoplasma gondii* comprises three clonal lineages: correlation of parasite genotype with human disease. **Journal of Infectious Diseases**, v. 172, p. 1561–1566, 1995.

INNES, E. A.; PANTON, W. R. M.; MARKS, J.; TREES, A. J.; HOLMDAHL, J.; BUXTON, D. Interferon gamma inhibits the intracellular multiplication of *Neospora caninum*, as shown by incorporation of 3H uracil. **Journal of Comparative Pathology**, v. 113, p. 95–100, 1995.

JACOBS, J; REMINGTON, J. S; MELTON, M. L. A survey of meat samples from swine, cattle and sheep for the presence of encysted *Toxoplasma*. **Journal of Parasitology**, v.16, p.23-28, 1960.

LANGONI, H; SILVA, A. V; ROSA, C.; MARINHO, M.; LISTONI, F. J. P.. Inquérito soroepidemiológico para a toxoplasmose em ovinos no Estado de São Paulo, Brasil. **Biológico**, v.61, p.35-39, 1999.

LARSSON, C. E.; JAMRA, L. M. F.; GUIMARÃES, E. C. Prevalência da toxoplasmose ovina determinada pela reação de Sabin-Feldman em animais de Uruguaiana, RS, Brasil. **Revista de Saúde Pública**, v.14, p.582-588, 1980.

LEITE, T. N. B.; MAJA, T. DE A.; OVANDO, T. M.; CANTADORI, D. T.; SCHIMIDT, L. R.; McCOLGAN C.; BUXTON D.; BLEWETT D. A. Titration of *Toxoplasma gondii* oocysts in non-pregnant sheep and the effect of subsequent challenge during pregnancy. **Veterinary Record**, v.123, p. 467-470, 1988.

LOPES, W. D. Z.; da COSTA, A. J.; SANTANA, L. F.; dos SANTOS, R. S.; ROSSANESE, W. N.; LOPES, W. C. Z.; COSTA, G. H. N.; SAKAMOTO, C. A.; dos SANTOS, C. A. Aspects of *Toxoplasma* Infection on the Reproductive system of Experimentally Infected Rams (*Ovis Aries*). **Journal of Parasitology Research**, v. 2009, p. 1-6, 2009.

LOPES, W. D. Z.; SANTOS, T. R.; LUVIZOTTO, M. C. R.; SAKAMOTO, C. A. M.; OLIVEIRA, G. P.; COSTA, A. J. Histopathology of the reproductive system of male sheep experimentally infected with *Toxoplasma gondii*. **Parasitology Research**, 2011.

MEIRELES, L. R.; GALISTEO JR, A. J.; ANDRADE JR, H. F. 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, p.267-271, 2003.

MORAES, E. P. B. X.; FARIA, E. B.; BATISTA, A. M.; FREITAS, A. C.; SILVA, J. C. R.; ALBUQUERQUE, P. P. F.; MOTA, R. A. Detecção de *Toxoplasma gondii* no sêmen de ovinos naturalmente infectados. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 30, p. 915-917, 2010.

MOURA, A.B. DE; OSAKI, S.C.; ZULPO, D.L.; MARANA, E.R.M. Ocorrência de anticorpos contra *Toxoplasma gondii* em suínos e ovinos abatidos no município de Guarapuava, PR, Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 16, p. 54-56, 2007.

NAVARRO, I. T; VIDOTTO, O; GIRALDI, N; FREIRE, R. L. *Toxoplasma gondii*: isolamento de carne e cérebro de suínos. **Semina: Ciências Agrárias**, v.13, p.32-34, 1992

OGAWA, L; NAVARRO, I. T.; FREIRE, R. L.; OLIVEIRA, R. C. DE; VIDOTTO, O.. Ocorrência de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em ovinos da região de Londrina no Estado do Paraná. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 24, p. 57-62, 2003.

OLAFSON, P; MONLUX, W. S. *Toxoplasma* infection in animals. **Cornell Veterinarian**, v. 32, p.176-190, 1942

OLIVEIRA-SEQUEIRA, T. C. G.; AMARANTE, A. F. T.; SALATA, E.; SOGAYAR, R. Serological survey for *Toxoplasma gondii* infection in sheep in São Paulo states, Brazil. **Veterinária e Zootecnia**, v. 5, p.121-125, 1993.

PANDEY V. S.; VAN KNAPEN, F. The seroprevalence of toxoplasmosis in sheep, goats and pigs in Zimbabwe. **Annals of Tropical Medicine and Parasitology**, v. 86, p. 313-315, 1992

PLANT, J. W.; FREEMAN, P.; SAUNDERS, E. Serological survey of the prevalence of *Toxoplasma gondii* antibodies in rams in sheep flocks in New South Wales. The **Australian Veterinary Journal**, v. 59, p.87-89, 1982.

PLANT, J. W; RICHARDSON, N; MOYLE, G. G. *Toxoplasma* infection and abortion in sheep associated with feeding of grain contaminated with cat faeces. **Australian Veterinary Journal**, v. 50, p.19-21, 1974.

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

ROMANELLI, P. R.; FREIRE R. L.; VIDOTTO, O.; MARANA, E. R. M. ; OGAWA, L.; DE PAULA, V. S. O.; GARCIA, J. L.; NAVARRO, I.T. Prevalence of *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii* in sheep and dogs from Guarapuava farms, Paraná State, Brazil. **Research in Veterinary Science**, v. 82, p. 202-207, 2007.

ROSSI, G. F.; CABRAL, D. D.; CORRÊA, R. R. Soroprevalência de *Toxoplasma gondii* em ovinos no município de Uberlândia, MG. In: XXXV CONGRESSO BRASILEIRO DE MEDICINA VETERINÁRIA, 35, 2008, Gramado. **Resumo...** Gramado, 2008.

SAMPAIO, I.B.M. **Estatística aplicada à experimentação animal**. Belo Horizonte: Fundação de Ensino e Pesquisa em Medicina Veterinária e Zootecnia, 1998. 221p.

SANCHIS F. S. **Estudo da Reinfecção Experimental do gato pelo *Toxoplasma gondii***. São Paulo-SP, 1978. Tese (Livre Docente) - Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo, 1978.

SHKAP, V.; PIPANO, E.; MARCUS, S.; RAPOPORT, E. The prevalence of *Toxoplasma gondii* antibodies and sheep and cattle in Israel. **Israel Journal of Veterinary Medicine**, v. 47, p. 100-102, 1992.

SILVA A. V.; CUNHA E. L. P.; MEIRELES L. R.; GOTTSCHALK S.; MOTA R. A.; LANGONI H. Toxoplasmose em ovinos e caprinos: estudo soropidemiológico em duas regiões do Estado de Pernambuco, Brasil. **Ciência Rural**, v. 33, p. 115-119, 2003.

SILVA, A. V. CUTOLO, A. A.; LANGONI, H. Comparação da Reação de Imunofluorescência Indireta e o Método de Aglutinação Direta na detecção de anticorpos anti-*Toxoplasma* em soros de ovinos, caprinos, caninos e felinos. **Arquivo do Instituto Biológico**, v. 69, p. 7-11, 2002.

SILVA, K. L. M. V.; DE LA RUE, M. L. Possibilidade da transmissão congênita de *Toxoplasma gondii* em ovinos através de seguimento sorológico no município de Rosário do Sul, RS, Brasil. **Ciência Rural**, v. 36, p. 892- 897, 2006.

SOARES, H. S.; AHID, S. M. M.; BEZERRA, A. C. D. S.; PENA, H. F. J.; DIAS, R. A.; GENNARI, S. M. Prevalence of anti-*Toxoplasma gondii* and anti-*Neospora caninum* antibodies in sheep from Mossoró, Rio Grande do Norte, Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 160, p. 211–214, 2009.

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.

UENO, T. E. H.; GONÇALVES, V. S. P.; HEINEMANN, M. B.; DILLI, T. L. B.; AKIMOTO, B. M.; de SOUZA, S. L. P.; GENNARI, S. M.; SOARES, R. M. Prevalence of *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* infections in sheep from Federasl District, central region of Brazil. **Tropical Animal Health and Production**, v. 41, p. 547–552, 2009.

URYNHAST, G. M.; ARMOUR, J.; DUNCAM. J.L.; DUNN, A. M.; JENNINGS, F. W. **Parasitologia Veterinária**. Rio de Janeiro, Editora Guanabara Koogan, 2° Ed. Pag 204-207, 1996.

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

VIDOTTO, O.; NAVARRO, I. T.; GIRALDI, N.; FREIRE, R. L.; MITSUKA, R. Estudos epidemiológicos da toxoplasmose em suínos da região de Londrina-PR. **Semina: Ciências Agrárias**, v.11, p.29-33, 1990.

WASTLING J. M., NICOLL S.; BUXTON D. Comparison of two gene amplification methods for the detection of *Toxoplasma gondii* in experimentally infected sheep. **Journal of Medical Microbiology**, v. 38, p. 360-365, 1993.

WICKHAM, N.; CARNE, H. R. Toxoplasmosis in domestic animals in Australia. **Australian Veterinary Journal**, v.6, p.1-3, 1995.

9- APENDICES

9.1- Procedimentos para contagem de taquizoítos:

- 1- Preencher a câmara de *Neubauer* com os taquizoítos.
- 2- Realizar contagem em cinco dos 25 quadrantes centrais.
- 3- Multiplicar o resultado por 50, o que corresponde à quantidade de taquizoítos por μL . O número ideal é de 1.000 – 1.500 taquizoítos/ μL para preparo do antígeno. Quando na suspensão os taquizoítos encontram-se muito aglomerados, passar, por mais uma vez, o material na seringa de 3 mL.
- 4- Diluir o material ressuspensado para uma concentração de 500 a 1000 taquizoítos por μL ($CV = C'V'$).

9.2- Execução da técnica de IFI

Lavar as lâminas em PBS por 5 minutos.

- 1- Secar as lâminas em temperatura ambiente ou estufa a 37°C (tempo = até secar).
- 2- Diluir o soro, segundo seu ponto de corte (1:64).
- 3- Adicionar 10 μL da diluição das amostras de soro.
- 4- Adicionar 10 μL dos soros controles positivo e negativo.
- 5- Incubar a 37°C por 30 minutos, em câmara úmida.
- 6- Lavar as lâminas duas vezes com PBS por 5 minutos.
- 7- Secar as lâminas a temperatura ambiente.
- 8- Diluir o conjugado com FITC (isotiocianato de fluoresceína) em solução de PBS-Azul de Evans (0,5%), de acordo com o título determinado no Laboratório.
- 9- Adicionar 10 μL do conjugado diluído em cada poço e proteger da luz.
- 10- Incubar a 37°C por 30 minutos, em câmara úmida, sempre protegendo da luz.
- 11- Lavar as lâminas duas vezes com PBS por 5 minutos (protegendo da luz).
- 12- Secar as lâminas a temperatura ambiente.
- 13- Adicionar uma gota de glicerina entre os poços e cobrir com lamínula.
- 14- Fazer a leitura em objetiva de 40x no microscópio com lâmpada de mercúrio de alta pressão USH102 e filtro de seleção de comprimento de onda de 450 nm.

9.3- Correlação de Spearman

Tabela: Correlação de Spearman realizada entre os fatores com plausibilidade biológica, e $p < 0,20$ associados à infecção por *Toxoplasma gondii* em ovinos do Estado de Sergipe, Brasil.

	Ingestão de água de poço profundo	Troca ou empresta machos reprodutores	Presença de gatos na propriedade	Ingestão de água de cisterna	Sexo	Ingestão de água direto da fonte	Realiza monta controlada
Idade inferior a 12 meses	-0,0493	-0,0627	-0,0184	0,0729	0,2367	0,0085	-0,0523
Ingestão água de poço profundo		-0,1360	-0,0356	-0,0657	-0,0102	-0,1314	0,1695
Troca ou empresta machos reprodutores			-0,0386	0,1510	-0,0875	0,1269	0,1516
Presença de gatos na propriedade				0,1835	0,0158	-0,0387	-0,0859
Ingestão de água de cisterna					0,1068	-0,1900	-0,0190
Sexo						0,0363	-0,0190
Ingestão de água direto da fonte							-0,1489

Correlação de Spearman realizada no programa estatístico BIOESTAT 5.0.

10- ANEXOS

10.1. Entrevista semi-estruturada realizada em cada propriedade para a coleta de dados.

CARACTERIZAÇÃO DE PRODUTORES DE OVINOS

IDENTIFICAÇÃO DO PRODUTOR	
Nome: _____	
Faixa etária: () 20 a 30 anos () 31 a 40 anos () 41 a 50 anos () 51 a 60 anos () Acima de 61 anos	
Endereço completo do proprietário (para correspondência): Rua _____	
Cidade: _____ UF: _____ CEP: _____ DDD/Tel.: _____	
Endereço eletrônico (e-mail): _____	
Reside na propriedade? () Sim () Não Grau de instrução: () Sem instrução () 1º grau () 2º grau () Universitário	
Profissão: _____ Município da propriedade: _____ UF: MG	
Filiado a Associações de Criadores? () Não () Sim: Qual(is)? _____	
Preferência para receber informações através de: () Contatos interpessoais (visita à propriedade)	
() Reuniões – Dia e horário: _____	
() Palestras – Dia e horário: _____	
() Dia de Campo – Dia e horário: _____	
() Rádio – Emissora e horário: _____	
() Jornal – Qual? _____	
() TV – Canal e horário: _____	
() Outra. Qual? _____	
Principal fonte de renda: () Caprinocultura () Ovinocultura () Agricultura () Outra. Qual? _____	
Quantas pessoas da família: Residem na propriedade? _____ pessoas. Trabalham na propriedade? _____ pessoas.	
Número de funcionários da propriedade (exceto os familiares): _____ pessoas.	
Trabalhando exclusivamente com caprinos e ovinos? _____ pessoas.	
Trabalhando com caprinos, ovinos e outras atividades da propriedade? _____ pessoas.	

PROPRIEDADE (Observação direta / Visitar as instalações)	
ÁREA: Total (ha): _____ De solta (ha): _____ De pastagens (ha): _____	
Para produção de alimentação animal (capineira, silo, feno, banco de proteína) (ha): _____	
Possui aprisco? () Não () Sim. Tipo de piso: () Chão batido () Ripado () Cimentado () Outro: _____	
Faz divisão de pastagens? () Sim () Não	
Características da propriedade: () Presença de áreas alagadas com muita matéria orgânica () Presença de áreas com florestas	
() Presença de vegetação nativa () Presença de águas limpas salobras ou alcalinas () Outros	
Quais espécies cria na propriedade para fins de produção?	
() Caprinos () Ovinos () Caprinos e Ovinos () Equinos () Suínos () Aves () Bovinos	
Presença de bovinos: () Na propriedade () Em propriedades vizinhas () Não há bovinos na propriedade ou áreas próximas a ela	

ALIMENTAÇÃO (Preencher os parênteses deste item com as letras "A" se for usada no período das águas, com "S" se usada no período seco, e com "AS" se usada nos dois períodos):

() Pastagem Tipo: () Buffel () Braquiária () Colonião () Andropogon () Outras: _____

Tipo de pastejo: () Rotacionado () Contínuo () Outro: _____

() Suplementação: () Silagem. Tipo de forragem: _____

() Feno. Tipo de forragem: _____

() Cana. Com uréia? _____

() Capineira. Tipo de capim: _____

() Banco de proteína. Tipo(s) de leguminosa: _____

() Concentrado. Tipo: () Comercial () Feito na propriedade () Outro: _____

() Sal mineral. Tipo: () Sal comum () Sal mineralizado

Na propriedade existe alguma instalação utilizada para estocar alimentos destinados à suplementação de caprinos e/ou ovinos?

() Não () Sim. E gatos (domésticos ou selvagens) têm acesso a estas instalações? () Não () Sim () Às vezes

Plantas tóxicas e abortivas existentes na região: _____

A água oferecida aos caprinos/ovinos é proveniente de:

() Cacimba () Açude () Lagoa () Poço profundo () Cisterna () Poço artesiano

A água é oferecida aos caprinos/ovinos em:

() Vasilhames dentro das instalações () Vasilhames fora das instalações () Os animais bebem direto na fonte (açude, barragem, etc.)

Acompanhamento técnico? () Não () Sim. Freqüência: () Semanal () Mensal () Quinzenal () Semestral () Quando precisa

() Médico Veterinário () Zootecnista () Agrônomo () Técnico Agrícola

() Particular () _____ Empresa: _____

Quando tem algum animal doente na propriedade, a quem recorre? () Medica por conta própria () Veterinário de cooperativas

() Veterinário autônomo () Veterinário do IMA () Veterinário da EMATER () Vizinho () Outro. Qual? _____

MANEJO DAS CRIAS (CAPRINOS E/OU OVINOS)

Identificação individual dos animais: () Não faz () Brinco () Tatuagem () Medalha () Outro: _____

Corte e cura do umbigo: () Não faz () Com iodo () Com creolina () Outro: _____

Tipo de colostro dado aos filhotes: () Colostro de vaca () Colostro artificial () Colostro de ovelha

() Colostro de cabra *in natura* () Colostro de cabra tratado termicamente (65°C durante 60 min.)

() Outro. Qual? _____

Possui banco de colostro congelado? () Sim () Não

Aleitamento: () Natural () Artificial: () Leite de cabra () Leite de ovelha () Leite de vaca () Leite em pó de vaca

() Em pó de soja () Outro: _____

Castração: () Não faz () Cirúrgica () Burdizzo () Elastrador () Outra: _____

Idade de castração: () 10 a 30 dias () 31 a 60 dias () 61 a 90 dias () Mais de 90 dias

Idade da desmama (apartação): () 1 mês () 2 meses () 3 meses () 4 meses () 5 meses ou mais

REBANHO OVINO

Tipo de exploração (**Observação direta**): () Carne () Lã () Carne, pele e lã
 () Intensiva () Semi-intensiva () Extensiva

Ano de início da criação: _____

Origem do rebanho ovino base: () Importado. País(es): _____
 () Nacional. Estado(s): _____

Tem animais importados em seu rebanho? () Não () Sim. País(es) de origem: _____

Atualmente não tem ovinos importados no rebanho, mas já teve ovinos importados?

() Não () Sim. País(es): _____ Ano de importação: _____

Reprodutores: () Comprados () Trocados () Empréstados Tempo de permanência do reprodutor na propriedade: _____

Participa com ovinos em leilões e exposições agropecuárias? () Não () Sim. Onde? _____

Exige documento sanitário para compra de ovinos? () Não () Sim. Qual(is)? _____

QUANTIDADE TOTAL DE OVINOS POR RAÇA OU TIPO RACIAL (ordem alfabética)					
RAÇA/TIPO	QTDE	RAÇA/TIPO	QTDE	RAÇA/TIPO	QTDE
Bergamácia		Somalis		SRD	
Crioula		Suffolk		Outra: _____	
Hampshire Down		Texel		Outra: _____	
Morada Nova		Dorper		Outra: _____	
Santa Inês		Mestiça		Outra: _____	

MANEJO SANITÁRIO DOS OVINOS

Alterações observadas no rebanho OVINO (**marque** com um "X" as observadas e **adicionalmente, sublinhe** as mais freqüentes):

- () Aborto
- () Artrites
- () Ceratoconjuntivite
- () Língua, lábios ou focinho vermelhos ou cianóticos
- () Edema de face – inchaços no lábio, língua ou mandíbula
- () Vesículas (bolhas ou aftas) na boca e lábios
- () Diarréias freqüentes
- () Perda de pêlo ou lã
- () Mamites
- () Pododermatite – inflamação dos cascos e manqueira
- () Carrapatos
- () Bernes
- () Nascimento de cordeiros fracos ou com anomalias
- () Bicheira (Míase)
- () Língua inchada para fora da boca
- () Cheiro ruim na boca
- () Ectima contagioso (Boqueira)
- () Corrimento nasal com aparecimento de crostas (cascas)
- () Estrose
- () Linfadenite caseosa (mal do carço)
- () Pneumonias
- () Sintomas nervosos
- () Piolhos
- () Nenhum

Vermifugação: () Não () Sim. () O mesmo dos caprinos
 () Diferente dos caprinos. Freqüência: _____ Produto: _____
Alternância de produtos: () Não () Sim. Periodicidade: _____

Exames periódicos realizados nos ovinos	Não	Sim	Observação	Periodicidade
Brucelose				
Leptospirose				
Língua Azul				
Maedi-Visna				
Tuberculose			Em caso afirmativo, com que teste?	
Outro:			-	

VACINAS UTILIZADAS NOS OVINOS			
Doença	Freqüência	Doença	Freqüência

Corte de cascos: () Não () Sim. Freqüência: _____
 Reprodução: () Monta Natural () Monta Controlada () Inseminação Artificial
Estação de monta? () Não () Sim. Época e duração: _____
Entrada para reprodução (peso e idade): Machos: _____ Fêmeas: _____
Existem gatos domésticos na propriedade? () Não () Sim. Os gatos têm acesso às baias de ovinos? () Sim () Não
Os gatos têm acesso à água oferecida aos ovinos? () Às vezes () Não () Sim
Na área onde está localizada a propriedade, é comum a presença de gatos selvagens?
 () Não () Sim. Em caso positivo, tem acesso às baias de ovinos? () Às vezes () Não () Sim
 Os ovinos têm contato direto com: () Cães () Gatos () Animais silvestres. Especificar: _____
 () Bovinos () Caprinos () Equinos () Suínos

PRODUÇÃO DE CARNE E PELE DE OVINOS

Vende os ovinos: () No próprio município () Para outras cidades () Para outros Estados

Vende os ovinos: () Em pé () Abatidos Preço médio obtido por Kg: R\$ _____

Destino dos ovinos comercializados para abate: () Frigorífico () Intermediário () Mercado local (ao consumidor)

Época de maior procura de ovinos para abate: () Início do ano () Meio do ano () Final do ano

O abate é feito em que idade? () Com menos de 6 meses () Entre 6 e 12 meses () Mais de 12 meses

Peso médio dos ovinos ao abate: Jovens: _____ Kg Adultos: _____ Kg

Beneficia a pele na propriedade? () Não () Sim. Tipo: () Salga () Secagem ao sol () Curtimento químico

Destino da pele: () Não aproveitada () Curtume () Intermediário () Mercado local (ao consumidor)

Utiliza carne ovina para consumo familiar? () Não () Sim. Peso médio dos animais consumidos: _____ Kg

Dificuldades encontradas na comercialização: () Preço () Falta de frigoríficos na região () Longa distância dos frigoríficos

() Falta de comprador () Falta de curtumes na região () Outras: _____

Compra ovinos para: () Recria () Para terminação em confinamento

O rebanho ovino está estabelecido? () Sim () Não. Quantas matrizes pretende manter ao estabilizar o rebanho? _____

Taxa de reposição anual do rebanho ovino: _____ % ao ano.

RESPONSÁVEL PELO PREENCHIMENTO:

Nome: _____ Empresa: _____ Data: ___/___/___

DDD/ Tel. para contato: _____ Endereço eletrônico (e-mail): _____

Assinatura: _____