



**Universidade Federal do Pará
Núcleo de Ciências Agrárias e Desenvolvimento Rural
Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária – Amazônia Oriental
Universidade Federal Rural da Amazônia
Programa de Pós Graduação em Ciência Animal**

JEFFERSON PINTO DE OLIVEIRA

**DISTRIBUIÇÃO ESPACIAL DE ANTICORPOS IgG PARA *Toxoplasma gondii* EM
UM ESTUDO SOROEPIDEMIOLÓGICO REALIZADO EM BOVÍDEOS NO ESTADO
DO PARÁ**

Belém

2015

Jefferson Pinto de Oliveira

Distribuição Espacial de Anticorpos IgG para *Toxoplasma gondii* em um estudo soroepidemiológico realizado em bovídeos no Estado do Pará

Tese apresentada como requisito ao grau do Título de Doutor em Ciência Animal. Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal. Núcleo de Ciências Agrárias e Desenvolvimento Rural. Universidade Federal do Pará. Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária – Amazônia Oriental. Universidade Federal Rural da Amazônia.

Área de Concentração: Sanidade Animal

Orientador: Dr. Washington Luiz Assunção Pereira

Co-orientador: Dr. José de Arimatea Freitas

Co-orientador: Dr. Alexandre do Rosário Casseb

Belém - Pará

2015

**Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP) –
Biblioteca Núcleo de Ciências Agrárias e Desenvolvimento Rural / UFPA,
Belém-Pa**

Oliveira, Jefferson Pinto de, 1976-

Distribuição espacial de anticorpos IgG para *Toxoplasma gondii* em um estudo soroepidemiológico realizado em bovídeos no Estado do Pará / Jefferson Pinto de Oliveira, 2015

Orientador: Washington Luiz Assunção Pereira

Coorientador: Alexandre do Rosário Casseb

José de Arimatea Feitas

Tese (doutorado) – Universidade Federal do Pará, Núcleo de Ciências Agrárias e Desenvolvimento Rural, Embrapa Amazônia Oriental, Universidade Rural da Amazônia, Doutorado em Ciência Animal, Belém, 2015.

1. Parasitologia veterinária - Pará. 2. *Toxoplasma gondii* - Pará. 3. Toxoplasmose em animais – Pará. 4. Bovino - Pará. I. Título.

CDD – 22.ed. 636.089696

Jefferson Pinto de Oliveira

Distribuição espacial de anticorpos IgG para *Toxoplasma gondii* em um estudo soroepidemiológico realizado em bovídeos no Estado do Pará

Tese apresentada como requisito ao grau do Título de Doutor em Ciência Animal. Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal. Núcleo de Ciências Agrárias e Desenvolvimento Rural. Universidade Federal do Pará. Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária – Amazônia Oriental. Universidade Federal Rural da Amazônia.

Área de Concentração: Sanidade Animal

Co-orientador: Dr. José de Arimatea Freitas

Co-orientador: Dr. Alexandre do Rosário Casseb

Data Aprovação. Belém – PA ____/____/____

Banca Examinadora

Doutor Washington Luiz Assunção Pereira
Orientador
Universidade Federal Rural da Amazônia

Doutor Rômulo Cerqueira Leite
Membro Titular
Universidade Federal do Pará

Doutor Raimundo Nonato Moraes Benigno
Membro Titular
Universidade Federal Rural da Amazônia

Doutor Sandro Patroca da Silva
Membro Titular
Instituto Evandro Chagas

Doutor Rene Ribeiro da Silva
Membro Titular
Ministério da Agricultura, Pecuária e
Abastecimento

A minha família que é base de tudo na minha vida e que soube entender a minha ausência nos diversos momentos desde que ingressei no doutorado até a defesa da tese, com o apoio incondicional da minha esposa (Rosane Nazaré Cardoso dos Santos de Oliveira) e a compreensão do meu amado filho (Joaquim Jefferson Santos de Oliveira).

AGRADECIMENTO

À Deus, em primeiro lugar, que se mostrou criador, e seu fôlego de vida em mim me foi sustento e me deu coragem para enfrentar desafios e propor sempre um novo mundo de possibilidade;

Ao Professor Doutor Washington Luiz Assunção Pereira, pela sua total dedicação a minha orientação, amizade disponibilizada, inesgotável paciência, carinho, humildade e por ter recebido o desafio da minha tese de forma profissional e paterna;

Ao Professor Doutor José de Arimatea Freitas, que foi o responsável pela minha formação acadêmica e profissional, acompanhando da graduação até a minha inserção no doutorado, o qual tenho muito respeito por este valoroso homem, ético, digno, honesto e de caráter inquestionável. Obrigado pai e amigo;

Ao Professor Doutor Alexandre do Rosário Casseb por ter aceitado me apoiar e auxiliar como co-orientador, por abrir as portas do Laboratório de Imunologia e Microbiologia/ISPA/UFRA e acompanhar todas as análises laboratoriais do referido estudo;

A minha família, por sua capacidade em acreditar e investir em mim. Mãe, seu cuidado e dedicação foi o que deram, em alguns momentos, a esperança para seguir em frente. Pai, você significa segurança e a certeza que eu não estou sozinho nesta caminhada. Irmãos, Jonathas, Joyce, Edilene, Isabelle, Ingrid, Jo, Jayssa e Jamile, estavam na retaguarda para manutenção do meu percurso;

A Agência de Defesa Agropecuária do Estado do Pará – ADEPARÁ, a qual sou servidor efetivo e que apoiou em todas as atividades de campo realizadas e liberou sem questionar para participação das atividades acadêmicas e laboratoriais do curso;

Aos meus chefes Sálvio Freire e Ivaldo Santana, que permitiram a participação e a conclusão do meu doutorado;

Aos meus colegas de trabalho, que compreenderam algumas ausências minha no desenvolvimento das minhas atividades de campo e laboratorial e alguns momentos me substituíram;

Ao pessoal do Laboratório Nacional Agropecuário no Pará do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, pela disponibilização dos equipamentos na leitura das análises laboratoriais, na pessoa dos meus amigos Rene Ribeiro da Silva, Sílvio e Ursula;

Em especial alguns amigos que ajudaram muito André Reale, Cássia Maria Pedroso dos Santos, Jocélia Fernandes Helmer, Josileide Araújo, e Patrícia Reis.

“Tudo tem o seu tempo determinado e há tempo para todo propósito debaixo do céu: há tempo de nascer e tempo de morrer, tempo de plantar e tempo de arrancar o que se plantou.”

Ec 3.1-2.

RESUMO

O presente trabalho objetiva determinar a soroprevalência de anticorpos imunoglobulina da Classe G (IgG) específicos desta parasitose em bovídeos criados, contribuindo para o conhecimento da epidemiologia desta zoonose no Estado do Pará. O estudo foi realizado em todas as mesorregiões paraenses, em que foram colhidas amostras de sangue de 2070 animais, sendo 1750 e 320 da espécie bovina e bubalina, respectivamente, procedentes de 52 municípios e 100 propriedades, com levantamento dos seus aspectos epidemiológicos que influenciam o aparecimento do agente infeccioso. Os soros dos animais foram submetidos ao teste do Kit de ELISA - Ensaio Imunoenzimático e de Reação de Imunofluorescência Indireta - RIFI, para a detecção de anticorpos IgG específicos para *T. gondii* bovino e bubalino da empresa Immunodot®. Os animais foram considerados positivos no teste de RIFI a partir da diluição de 1:64. Considerou-se diferença estatística $p \leq 0,005$. Os bubalinos apresentaram maior soropositividade que os bovídeos, assim como o teste de RIFI foi superior ao teste de ELISA, e a Mesorregião com mais sororreagentes foi o Baixo Amazonas. Não houve diferenças significativas na frequência do *T. gondii*, com relação ao sexo, tipo de exploração, porém observou associação significativa, para a faixa etária, tamanho da propriedade, quantidade de animais existentes na propriedade, ciclo de criação, e as propriedades que apresentaram maior quantidade de gatos e cães foram as que tiveram maior sororreagência a anticorpos anti - *T. gondii*.

Palavra Chave: *Toxoplasma gondii*. Toxoplasmose. Zoonose. Bovinos e bubalinos.

ABSTRACT

This study aims to determine the prevalence of antibodies immunoglobulin class G (IgG) specific of this disease in bovine created, by contributing to the understanding of the epidemiology of this zoonosis in the state of Pará. The study was conducted in all Para meso, they were harvested blood samples from animals in 2070, with 1750 and 320 bovine and buffalo, respectively, coming from 52 municipalities and 100 properties, a survey of the epidemiological aspects influencing the onset of the infectious agent. Sera of animals underwent the test of ELISA Kit - Enzyme-Linked Immunosorbent Assay and indirect immunofluorescence - IFA for the detection of specific IgG antibodies to *T. gondii* cattle and buffalo the Imunodot® company. The animals were considered positive in the IFAT test from the dilution 1:64. It was considered statistically significant difference $p \leq 0.005$. The buffaloes had higher seropositivity that the bovine, as well as the IFA test was higher than the ELISA test, and Mesoregion more seropositive was the Lower Amazon. There were no significant differences in the frequency of *T. gondii*, in relation to sex, type of exploitation, but no significant association for age, size of property, number of animals in the property, creation cycle, and the properties that presented greater amount of cats and dogs were the ones that had higher sororreagência the anti - *T. gondii*.

Keyword: *Toxoplasma gondi* ,Ttoxoplasmosis. Zoonosis. Cattle and buffaloes.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

- Figura 1.** Ciclo biológico do protozoário *Toxoplasma gondii*.....23
- Figura 2.** Fotomicrografia de taquizoítos de *Toxoplasma gondii* em coloração May Grunwald-Giensa.....27
- Figura 3.** Morfologia geral da forma taquizoíta de *Toxoplasma gondii*.....28
- Figura 4.** Fotomicrografia de bradizoítos de *Toxoplasma gondii* no interior de um cisto.....29
- Figura 5.** Oocistos imaturos (A) e esporulados (B) de *Toxoplasma gondii*.....31
- Figura 6.** Mapa com distribuição das propriedades que participaram do estudo por mesoregiões.....48

LISTA DE TABELAS

- Tabela 1.** Distribuição das amostras e reagentes positivos ao teste de ELISA e RIFI para anti –*T. gondii* por município estudado no Estado do Pará.....55
- Tabela 2.** Distribuição das amostras e reagentes positivos ao teste de ELISA e RIFI para anti –*T. gondii* por mesoregiões no Estado do Pará.....59
- Tabela 3.** Distribuição das amostras e reagentes positivos ao teste de ELISA e RIFI para anti – *T. gondii* por espécie animal: bovinos e bubalinos.....60
- Tabela 4.** Distribuição das amostras e reagentes positivos ao teste de ELISA e RIFI para anti – *T. gondii* segundo o sexo e a espécie: bovina e bubalina.....60
- Tabela 5.** Distribuição das amostras e reagentes positivos ao teste de ELISA e RIFI para anti – *T. gondii* por espécie animal: bovinos e bubalinos e por sexo: macho e fêmea.....61
- Tabela 6.** Distribuição das amostras e reagentes positivos ao teste de ELISA e RIFI para anti – *T. gondii* por faixa etária animal (6 – 12 meses e 13 a 24 meses.....61
- Tabela 7.** Distribuição das amostras e reagentes positivos ao teste de ELISA e RIFI para anti – *T. gondii* por espécie animal: bovinos e bubalinos e por faixa etária: 6 – 12 meses e 13 – 24 meses.....62
- Tabela 8.** Distribuição das amostras e reagentes positivos ao teste de ELISA e RIFI para anti – *T. gondii* por espécie animal: bovinos e bubalinos, por faixa etária: 6 – 12 meses e 13 – 24 meses e por sexo: macho e fêmea.....63
- Tabela 9.** Distribuição das amostras e reagentes positivos ao teste de ELISA e RIFI para anti – *T. gondii* por exploração pecuária da propriedade.....66

Tabela 10. Distribuição das amostras e reagentes positivos ao teste de ELISA e RIFI para anti – *T. gondii* pela presença de suínos na propriedade.....67

Tabela 11. Distribuição das amostras e reagentes positivos ao teste de ELISA e RIFI para anti – *T. gondii* pela presença de ovinos na propriedade.....68

Tabela 12. Distribuição das amostras e reagentes positivos ao teste de ELISA e RIFI para anti – *T. gondii* pela presença de caprinos na propriedade.....69

Tabela 13. Distribuição das amostras e reagentes positivos ao teste de ELISA e RIFI para anti – *T. gondii* por propriedades que possuem curral.....71

LISTA DE GRÁFICOS

Gráfico 1. Distribuição dos animais que participaram do estudo e reagentes ao teste de ELISA e RIFI para anti – *T. gondii* por microregiões no Estado do Pará.....58

Gráfico 2. Distribuição dos animais que participaram do estudo segundo o tamanho da propriedade e reagentes ao teste de ELISA e RIFI a anti – *T. gondii*.....64

Gráfico 3. Distribuição dos animais que participaram do estudo e reagentes ao teste de ELISA e RIFI a anti – *T. gondii*, pela quantidade de animais existentes nas propriedades.....65

Gráfico 4. Distribuição dos animais que participaram do estudo e reagentes ao teste de ELISA e RIFI a anti – *T. gondii*, por exploração pecuária e ciclo de criação de propriedade.....66

Gráfico 5. Distribuição dos animais que participaram do estudo e reagentes ao teste de ELISA e RIFI a anti – *T. gondii*, pela presença de caprinos na propriedade.....69

Gráfico 6. Distribuição dos animais que participaram do estudo e reagentes ao teste de ELISA e RIFI a anti – *T. gondii*, pela presença de gatos na propriedade.....70

LISTA DE SIGLAS

ADEPARÁ – Agência de Defesa Agropecuária do Estado do Pará
ABEG – Associação Brasileira de Exportadores de Gado
CDP – Companhia de Docas do Pará
FeLV – Vírus da Leucemia Felina
FIV – Imunodeficiência Felina Viral
SNC – Sistema Nervoso Central
HIV – Vírus da Imunodeficiência Humana
 μm – Micrômetro
C - Celsius
NaCl – Cloreto de Sódio
OIE – Organização Mundial de Saúde Animal
RIFI – Reação da Imunofluorescência Indireta
HA – Hemaglutinação Direta
HAI – Hemaglutinação Indireta
ELISA – Ensaio de Imunoabsorção Ligado a Enzima
IgM – Imunoglobulina M
IgG – Imunoglobulina G
PCR – Reação de Cadeia de Polimerase
DNA – Ácido Desoxirribonucleico
DA – Delineamento Amostral
UPA – Unidade Primária de Amostragem
GTA – Guia de Trânsito Animal
SVE – Serviço Veterinário Estadual
IBGE – Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística
USP – Universidade de São Paulo
FVP – Formulário de Visita Prévia
FCA – Formulário de Colheita de Amostra
ISPA – Instituto de Saúde e Produção Animal
UFRA – Universidade Federal Rural da Amazônia
IC – Índice de Corte
DO – Densidade Óptica

PBS – Solução Salina Tamponada

MAT – Técnica de Aglutinação Modificada

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	17
2. OBJETIVO	19
2.1. OBJETIVO GERAL.....	19
2.2. OBJETIVO ESPECÍFICOS	19
3. REVISÃO DE LITERATURA	20
3.1. IMPORTÂNCIA DA PECUÁRIA NO PARÁ.....	20
3.2. ETIOLOGIA E HISTÓRICO DA TOXOPLASMOSE.....	21
3.3. CICLO BIOLÓGICO.....	23
3.3.1. Formas Infectantes	25
3.3.1.1. Taquizoítos.....	26
3.3.1.2. Bradizoítos.....	28
3.3.1.3. Oocistos.....	30
3.3.2. Transmissibilidade	31
3.4. PATOGENICIDADE.....	34
3.5. TOXOPLASMOSE EM BOVÍDEOS.....	35
3.6. ASPECTOS EPIDEMIOLÓGICOS.....	36
3.7. DIAGNÓSTICO.....	39
3.7.1. Diagnóstico Clínico	39
3.7.2. Exame Hispatológico	39
3.7.3. Testes Diretos e Indiretos	40
3.7.3.1. Hemaglutinação Indireta.....	40
3.7.3.2. Imunofluorescência Indireta.....	41
3.7.3.3. Ensaio Imunoenzimático.....	42
3.7.3.4. Reação em cadeia de polimerase.....	42
3.8. PREVENÇÃO E CONTROLE.....	43
4. MATERIAL E MÉTODOS	45
4.1. DELINEAMENTO AMOSTRAL.....	45
4.2. POPULAÇÃO ALVO.....	46
4.3. SELEÇÃO ALEATÓRIA DAS UNIDADES PRIMÁRIAS E ELEMENTARES DE AMOSTRAGEM.....	48

4.4. PARÂMETROS ESTATÍSTICOS E EPIDEMIOLÓGICOS EMPREGADOS PARA DETERMINAÇÃO DA AMOSTRA.....	49
4.5. TAMANHO DA AMOSTRA.....	49
4.6. REGISTRO DAS INFORMAÇÕES.....	50
4.7. COLETA, PROCESSAMENTO E TRANSPORTE DAS AMOSTRAS.....	51
4.8. EXAMES LABORATORIAIS.....	51
4.8.1. Teste Imunoenzimático – ELISA – Indireto.....	52
4.8.2. Teste Imunofluorescência Indireta – RIFI.....	52
4.9. ANÁLISE ESTATÍSTICA.....	53
5. RESULTADOS.....	55
6. DISCUSSÃO.....	72
7. CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	80
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	81
APÊNDICE A.....	108
APÊNDICE B.....	111

1. INTRODUÇÃO

O *Toxoplasma gondii* é um protozoário intracelular obrigatório, em que apresenta como seu hospedeiro definitivo os felinos, principalmente o gato doméstico, e possuindo como hospedeiros intermediários os animais de sangue quente. A infestação ou infecção do agente em bovinos e bubalinos não apresentam sintomatologia clínica, por apresentarem elevada resistência natural.

O parasita encontra-se amplamente difundido nos animais em todo o mundo. No Brasil, análises epidemiológicas revelaram que 90% dos animais domésticos e silvestres avaliados apresentam anticorpos para o protozoário (DUBEY et al., 2012).

A toxoplasmose pode ser classificada como uma importante zoonose de natureza global, possuindo elevada prevalência em seres humanos, e a estimativa são de que mais de um terço da população mundial revele estado crônico de infecção apresentando anticorpos para o parasita, alcançando índices de soropositividade que podem variar de 23 a 83%, estando ligados a fatores de ordem climática, socioeconômica e cultural (FIALHO; ARAUJO, 2002).

O *Toxoplasma gondii* é um dos coccídios mais estudado pela sua importância zoonótica e seus impactos a saúde coletiva, em que os papeis das várias fontes potenciais de infecção não são totalmente conhecidos e provavelmente variam de população a população.

Considerando que tanto os bovinos como os suínos constituem importantes fontes de proteína animal para populações humanas, diversas são as pesquisas direcionadas a determinar os índices de infecção por *T. gondii* em rebanhos de inúmeras regiões do planeta. O estudo se aprofunda à medida que a correlação com a possibilidade de infecção humana é confirmada. Observa-se que os investimentos em métodos preventivos vêm crescendo, fato este confirmado pela corrida em busca de uma vacina para a toxoplasmose animal e pela melhoria das condições sanitárias em criadouros.

O conhecimento referente à infecção e a prevalência de anticorpos anti - *T. gondii* em bovinos e bubalinos ainda está aquém da necessidade de prevenção e

controle, valendo ressaltar que estudos indicam que a prevalência é na espécie bubalina, é menor do que na bovina (DUBEY, 1998; FUJI et al., 2001).

A partir do desenvolvimento de técnicas laboratoriais para o diagnóstico da toxoplasmose, tornou-se possível a realização de estudos soropidemiológicos em seres humanos, assim como em muitas outras espécies animais. Tais testes evidenciam a grande distribuição e a alta prevalência do parasita em diversas regiões do mundo. A soroprevalência, contudo, é muito variável entre países, dependendo da área geográfica e das condições climáticas de cada região em particular.

O Estado do Pará, que apresenta o maior rebanho de búfalos e o quinto maior rebanho de bovinos do Brasil, nota-se que são poucas as informações sobre a prevalência da infecção. Frente a esta realidade, observa-se ser cada vez maior a importância da fiscalização sanitária no sentido de garantir produtos de origem animal livres de agentes infecciosos e parasitários.

Diante da responsabilidade que a pecuária exerce no Pará, com a abertura de novos mercados consumidores, para a elevação da exportação e a sua participação na economia estadual, faz-se necessário o conhecimento das condições sanitárias dos animais, porque os grandes compradores, não estão limitando-se apenas ao controle de poucas zoonoses como brucelose e tuberculose, estão ampliando o seu leque de exigência, para o fornecimento de proteína animal de excelente qualidade.

Assim, o presente trabalho, objetiva estimar a frequência de anticorpos anti - *T. gondii* em bovinos e bubalinos criados no Estado do Pará, visando contribuir no conhecimento da situação sanitária do rebanho bovínico nas diferentes mesorregiões paraenses; assim como estabelecer estudo estimativo sobre os aspectos epidemiológicos no ciclo da doença e dos fatores que influenciam na sua ocorrência, correlacionando o tipo de criação com os resultados encontrados na prevalência da doença.

2. OBJETIVOS

2.1. OBJETIVO GERAL

Demonstrar a soroprevalência de anticorpos imunoglobulina da Classe G (IgG) específicos da infecção de *Toxoplasma gondii* em bovídeos oriundos de propriedades rurais do Estado do Pará e os fatores de risco associados à infecção e a correlação entre os títulos de anticorpos obtidos.

2.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Determinar a soroprevalência da toxoplasmose bovina e bubalina em diferentes mesorregiões e microrregiões do Estado do Pará;
- Avaliar o índice de infecção em cada espécie animal quanto à espécie, sexo, faixa etária e quantidade de animais;
- Avaliar a sensibilidade relativa ao ELISA-IgG em relação à RIFI-IgG no diagnóstico da toxoplasmose bovina e bubalina;
- Correlacionar os fatores de risco que podem influenciar a transmissão da doença; presença de gatos e cães e animais nascidos na propriedade.

3. REVISÃO DE LITERATURA

3.1. IMPORTÂNCIA DOS BOVINOS E BUBALINOS NO PARÁ

O Estado do Pará possui um rebanho bovino e bubalino de aproximadamente 21 milhões de reses, conforme dados obtidos pela Agência de Defesa Agropecuária do Estado do Pará (ADEPARÁ) na campanha de vacinação de febre aftosa de Maio de 2015 (PARÁ, 2015), o qual apresentou uma taxa de desfrute de 4,4 milhões de animais, entre os quais, 2,5 milhões foram encaminhados para o abate em matadouros frigoríficos dentro do estado, com registro em serviço de inspeção oficial. Portanto, o estado possui um saldo “excedente” de 1,9 milhões de animais prontos para o abate, em que uma parte é encaminhada a exportação, outra para a região Nordeste do Brasil e estados vizinhos como Amazonas, Tocantins e Mato Grosso e uma pequena parte tem como destino o abate intramunicipal de forma informal.

Apresenta o quarto maior rebanho nacional, com qualidade inquestionável e melhor produtividade do país, pelo menor custo de produção, com possibilidade de crescimento, em virtude das grandes áreas que existem degradadas e que podem ser melhor aproveitadas, com aplicação de tecnologia eficiente em nosso Estado, para ampliação da capacidade de lotação de animais por hectare (BRASIL, 2015).

Na cadeia produtiva da carne, a sua base agroindustrial, como laticínios, frigoríficos e curtumes, estão instaladas principalmente na Mesorregião do Sudeste Paraense, em virtude de possuir a maior concentração da pecuária estadual (SANTANA; AMIN, 2002); fato comprovado pelo controle sanitário que a ADEPARÁ apresenta na região e pela movimentação de animais (PARÁ, 2015).

Segundo Daniel Acatauassu Freire, presidente da Associação Brasileira dos Exportadores de Gado (ABEG) a exportação de bovídeos no Pará cresceu em 2013, próximo aos 11%, e que representam 98% de exportação de animais em pé do Brasil para outros países, principalmente, Venezuela, Líbano e Egito (IDESP; ADEPARÁ, 2014).

A Venezuela representa o maior importador, mesmo que em 2013, com uma pequena redução de oito mil animais, o Egito também reduziu a importação,

mas o Líbano aumentou acima do dobro a aquisição de bovinos, tornando-se o segundo maior importador. De acordo com a Companhia de Docas do Pará (CDP), além da grande oferta de animais de excelente acabamento de carcaça no estado, a estrutura dos portos paraenses permitiu o crescimento do setor, em que são embarcados cerca de quatro mil animais por semana, em alguns momentos (IDESP; ADEPARÁ, 2014).

Em relação ao rebanho bubalino, o Estado do Pará possui o maior rebanho do Brasil, com 600.500 mil animais, representando 61,9% do contingente da região Norte e 42% do Brasil, destacando-se a Mesorregião do Marajó, que incluem a Microrregião de Almerim, Furo de Breves e Arari, com 50% do agregado de búfalos do estado (MATTOS et al., 2010).

3.2. ETIOLOGIA E HISTÓRICO DA TOXOPLASMOSE

O *Toxoplasma gondii* pertence ao reino Protista, Sub-reino Protozoa, filo Apicomplexa, classe Sporozoa, subclasse Coccidia, ordem Eucoccidiida, subordem Eimeriina, família Sarcocystidae, subfamília Toxoplasmatinae, gênero *Toxoplasma*, espécie *gondii* (KAWAZOE, 2002).

O nome do gênero é derivado de Toxon, palavra grega que significa arco e que se refere à forma que os taquizoítos apresentam *in vitro* (SILVA, 2006). É um protozoário coccídeo intracelular obrigatório presente na maioria dos animais, seu ciclo de vida é facultativo heterógeno e infecta todas as espécies de animais homeotérmicos, incluindo mamíferos, aves e o homem (DUBEY et al., 1998).

Segundo Morrissette e Ajioka (2009), o protozoário foi descoberto no ano de 1908 na Tunísia, Marrocos, por dois pesquisadores franceses, Charles Nicolle e Louis Hebert Manceaux, que relataram a presença de um parasita intracelular no baço e fígado de um roedor silvestre (*Ctenodactylus gundi*).

Inicialmente, o agente foi denominado *Leishmania gondii*, por acreditarem ser um tipo de *Leishmania*, já em São Paulo, Brasil, o italiano Alfonso Splendore, descreveu a presença do parasito em coelhos (SPLENDORE, 1908). No entanto, em 1909, os primeiros autores constataram que se tratava de um novo parasita, renomeando como *Toxoplasma gondii* em referência à sua evidenciação no roedor *C. gundi* (FREYRE, 1989; LARSSON, 1989; DUBEY et al., 1998).

O primeiro caso de toxoplasmose humana foi descrito por Castellani em 1913, em um menino com quadro febril e esplenomegalia (PIZZI, 1997) e em 1923 houve o primeiro relato de caso de toxoplasmose de transmissão congênita, quando o parasita foi relacionado à ocorrência de cistos oculares em uma criança de 11 meses com hidrocefalia, em Praga, na República Tcheca (JANKU, 1923).

Os gatos domésticos e outros felídeos são os únicos hospedeiros definitivos (HILL et al., 2005), no entanto, há uma grande variedade de hospedeiros intermediários, ocorrendo tanto em animais domésticos quanto em selvagens, sendo que a infecção pelo *T. gondii* já foi registrada em aproximadamente mais de 300 espécies de mamíferos, como carnívoros, herbívoros, insetívoros, roedores e primatas não humanos, além de 30 espécies de aves (FORTES, 2004).

O protozoário desenvolveu várias rotas potencial de transmissão dentro e entre diferentes espécies hospedeiras, os animais domésticos que comumente estão envolvidos no ciclo do parasito como hospedeiros intermediários são os suínos, ovinos, cães, aves, equinos e, em menor grau, os bovinos e bubalinos (TENTER et al., 2000; DUBEY et al., 2007).

Em animais os primeiros relatos foram em cães na Itália (apud CAVALCANTE et al., 2008), e nos Estados Unidos, em bovinos, ovinos e caprinos por Sanger et al. (1953); Feldman e Miller (1956); Ulon (1996), respectivamente.

Farrel (1952) citou pela primeira vez a ocorrência de infecção por *T. gondii* em suínos nos Estados Unidos. No Brasil, em Minas Gerais, Silva (1959) fez a primeira citação de toxoplasmose nessa espécie. Em 1954 e 1956 Weinman e Chandler, levantaram as primeiras hipóteses da transmissibilidade do agente infeccioso da toxoplasmose de forma horizontal, através da ingestão de cistos teciduais presentes na carne crua de suínos (BEATTIE, 1982).

A hipótese de contaminação humana após a ingestão de carne infestada pelo protozoário foi descrita por Jacobs et al. (1960), os quais demonstraram pela primeira vez a presença de cistos na carne de animais, posteriormente os autores Amaral e Macruz (1969) verificaram a presença do parasito em diafragmas de suínos, sem qualquer alteração macroscópica ao exame clínico ante-mortem.

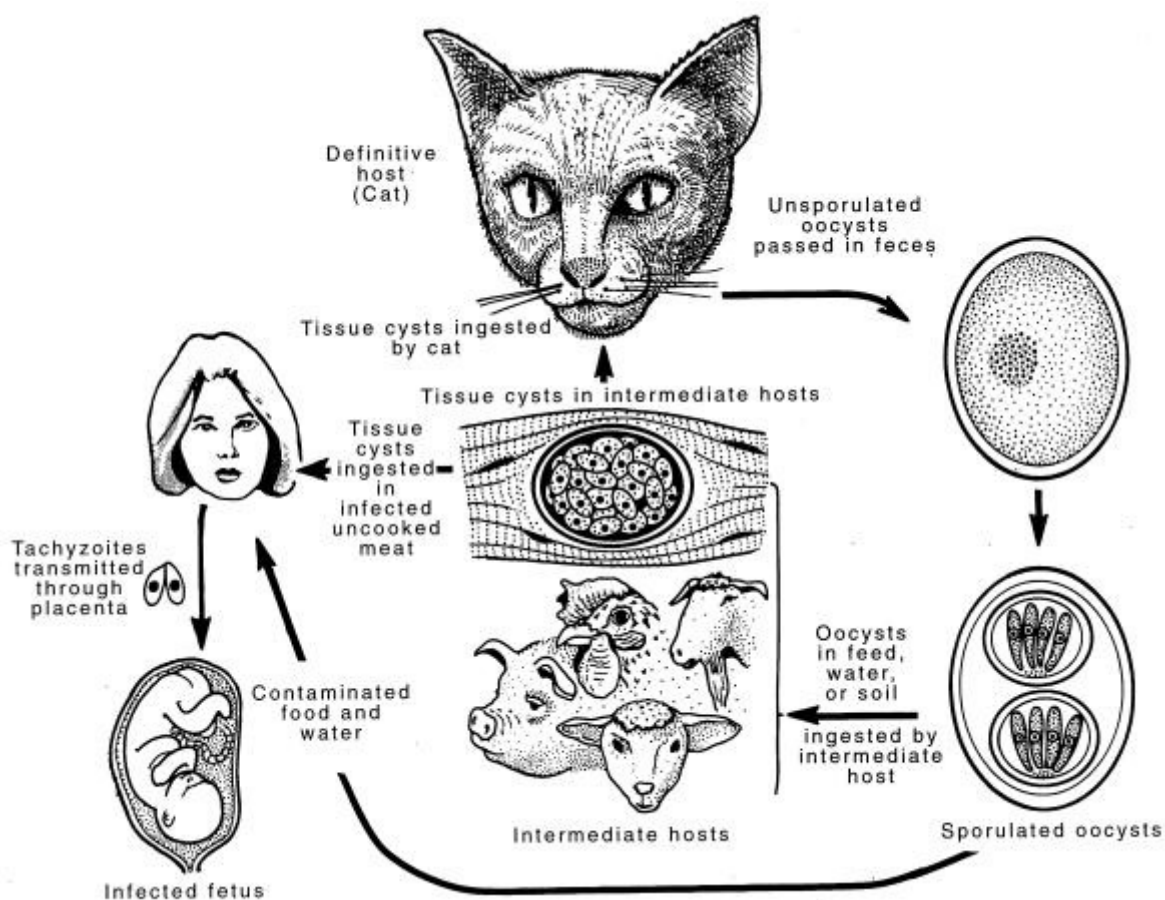
Hutchison (1967) demonstrou que *T. gondii* poderia ser transmitido pela exposição a fezes de felinos, sendo reconhecido o seu importante papel no ciclo

evolutivo do parasito. Adicionalmente, foi observada por Dubey et al. (1970) que a infectividade do *T. gondii* em fezes de gato estava relacionada com um pequeno coccídio, elucidando o ciclo sexuado do parasito.

3.3. CICLO BIOLÓGICO

T. gondii apresenta ciclo biológico heteroxênico, ou seja, aquele que possui dois tipos de reprodução: uma assexuada em diversas células do hospedeiro intermediário, incluindo mamíferos, aves, anfíbios, peixes e répteis, e outra sexuada, ou coccidiana, no epitélio intestinal de felídeos domésticos ou silvestres jovens e não imunes (DUBEY et al., 1998) (Figura 1).

Figura 1. Ciclo biológico do protozoário *Toxoplasma gondii*, com seus hospedeiros definitivo, intermediários e acidental



Fonte: DUBEY et al., 1998.

As espécies animais da família Felidae são os únicos em que ocorre a fase sexuada da reprodução, mais especificamente, no intestino destes animais, em que, após uma série de esquizogonias, ocorrerá diferenciação dos gametas, fecundação e a formação de oocistos, os quais são eliminados juntamente com as fezes, e que irão esporular apenas no meio ambiente, nas condições favoráveis de temperatura, umidade e oxigenação, tornando-os infectantes (ARAMINI et al., 1999).

Os felídeos, segundo Martins (2003), infectam-se pela ingestão de oocistos esporulados, contendo esporozoítos, através de contaminação fecal ou pela ingestão de cistos contendo bradizoítos ou taquizoítos presentes nos hospedeiros intermediários, pelo o ato do carnivorismo.

O ciclo sexuada inicia quando o hospedeiro definitivo ingere oocistos contendo esporozoítos ou cistos teciduais contendo bradizoítos (TENTER et al., 2000). Alguns bradizoítos liberados dos cistos teciduais penetram na parede intestinal e se disseminam pelo sangue e linfa, este estágio de multiplicação rápida é denominado taquizoíto (DUBEY, 2004a). Após a invasão da célula hospedeira, alguns taquizoítos, multiplicam-se mais lentamente formando os bradizoítos (MONTROYA; LIENSENFELD, 2004).

Nos felídeos imunocompetentes os bradizoítos liberados dos cistos teciduais penetram nas células do epitélio intestinal e iniciam o desenvolvimento de inúmeros esquizontes ou merontes, forma reprodutiva assexuada do protozoário, que em seguida liberam os merozoítos que formam os gametas masculino ou feminino (DUBEY, 2004b). A fusão dos gametas produz o zigoto que secreta uma membrana cística rígida, sendo eliminado nas fezes, na fase do ciclo biológico como oocisto não esporulado (TENTER et al., 2000). Esses oocistos esporulam em 2 a 4 dias, em condições favoráveis, e tornam-se infectivos para todos os animais homeotérmicos (MAROBIN et al., 2004).

Os oocistos de *T. gondii* ao serem liberados pelos seus hospedeiros definitivos infectam as pastagens, hortas, jardins e caixas de areia (FRENKEL, 1982). Os felinos costumam enterrar suas fezes, que atraem muitos insetos, ácaros e anelídeos que espalham os oocistos pelo solo e água. Os pássaros, roedores e galináceos, ao alimentarem-se desses insetos, ácaros e anelídeos, formam cistos do agente na sua musculatura, e os felídeos imunocompetente ao

se alimentarem destes hospedeiros intermediários contaminados, desenvolvem oocistos novamente no intestino, fechando assim o ciclo do parasito (MAHAMOUD; WARREN, 1977; DUBEY et al., 1995; DUBEY et al., 1997)

Os hospedeiros definitivos normalmente eliminam os oocistos somente na sua primo-infecção e tornam-se imunes por toda a vida, nem mesmo quando se tornam imunodeficientes, ao infectarem-se com o FeLV (Vírus da Leucemia Felina) e o FIV (Vírus da Imunodeficiência Felina), porém poderá existir o aumento do risco desses animais reinfectarem e conseqüentemente eliminarem oocistos (MONTAÑO et al., 2010).

Os hospedeiros intermediários ao ingerirem a forma infectante, o oocisto contendo esporozoítas ou cistos teciduais contendo bradizoítas, ou até mesmo os taquizoítos estes invadem o epitélio do intestino delgado, os quais realizam a reprodução assexuada, de forma rápida (taquizoíto) e disseminam-se pelo organismo (KASPER; BOTHPOYD, 1993), atingindo praticamente todos os tecidos, incluindo sistema nervoso central, músculos cardíacos e esqueléticos, olhos e placenta (DUBEY et al., 1998; MONTOYA; LIESENFELD, 2004).

A toxoplasmose adquire importância zoonótica, em virtude da infecção dos hospedeiros intermediários e hospedeiros definitivos, que servem de fonte direta ou indireta de infecção ao homem, causando danos diretos a esta espécie, aos animais de interesse econômico e de estimação (OLIVEIRA et al., 2000).

A inspeção sanitária *post-mortem* de animais abatidos para o consumo humano, em relação à toxoplasmose é impossibilitada, uma vez que na inspeção, não existem sinais clínicos aparentes e nem lesões macroscópicas nas carcaças e vísceras, conseqüentemente dificultando o controle desta protozoonose (SPÓSITO FILHA et al., 1992).

3.3.1. Formas Infectantes

As formas infectantes do parasito são: os taquizoítos gerados na infecção aguda; os bradizoítos gerados na infecção crônica, no interior de cistos teciduais e os esporozoítos gerados no interior dos oocistos ambientais (DUBEY, 1997).

As três fases evolutivas são infectantes para os hospedeiros intermediários, definitivos, os quais infectam-se através da transmissão horizontal

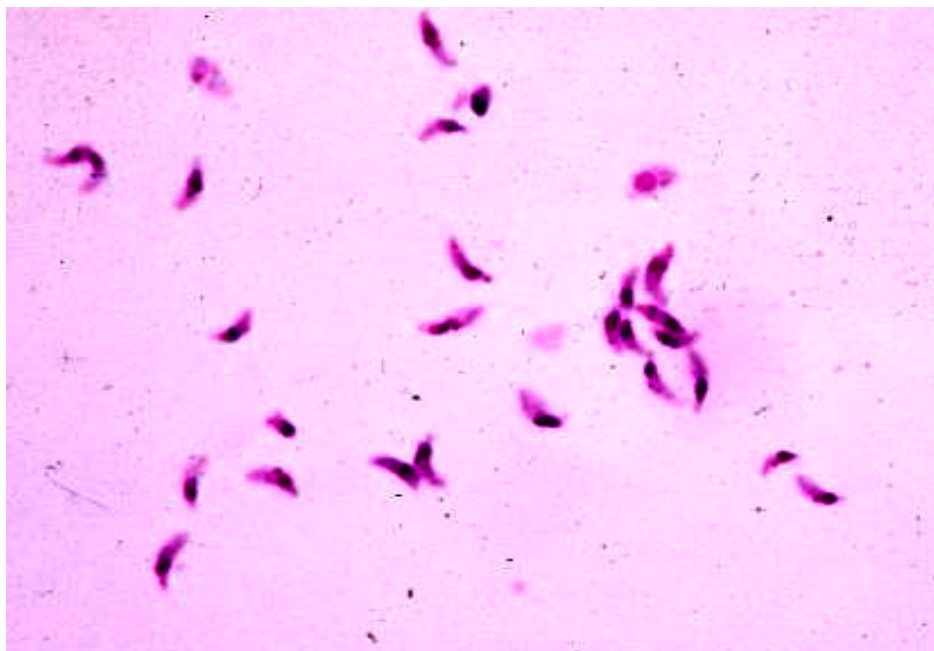
por ingestão de oocistos esporulados e de cistos teciduais presentes em carnes ou vísceras cruas ou mal cozidos e vertical através de taquizoítos por via transplacentária (DUBEY, 2004a).

Os taquizoítos presentes nos hospedeiros intermediários poderão ser transmitidos à prole após a alimentação com leite da mãe, sendo responsável pela natimortalidade em animais e seres humanos em função da morbidade, ocorrência de lesões oculares de intensidade variável e alterações cerebrais graves. É ainda uma doença oportunista, que acomete hospedeiros imunossuprimidos, como humanos contaminados como o vírus da Imunodeficiência Humana (HIV) e felinos com o FIV (DUBEY, 2009; TENTER et al., 2000).

3.3.1.1. Taquizoítos

Esta fase apresenta forma de arco, com uma extremidade afilada e outra arredondada (Figura 2), medindo aproximadamente 2 x 6µm de comprimento, (DUBEY et al., 1998). O termo “taquizoíto” (taqui = rápido) foi utilizado para descrever o estágio de rápida multiplicação em qualquer célula de um hospedeiro intermediário e em células epiteliais não intestinais dos hospedeiros definitivos (KAWAZOE, 2005).

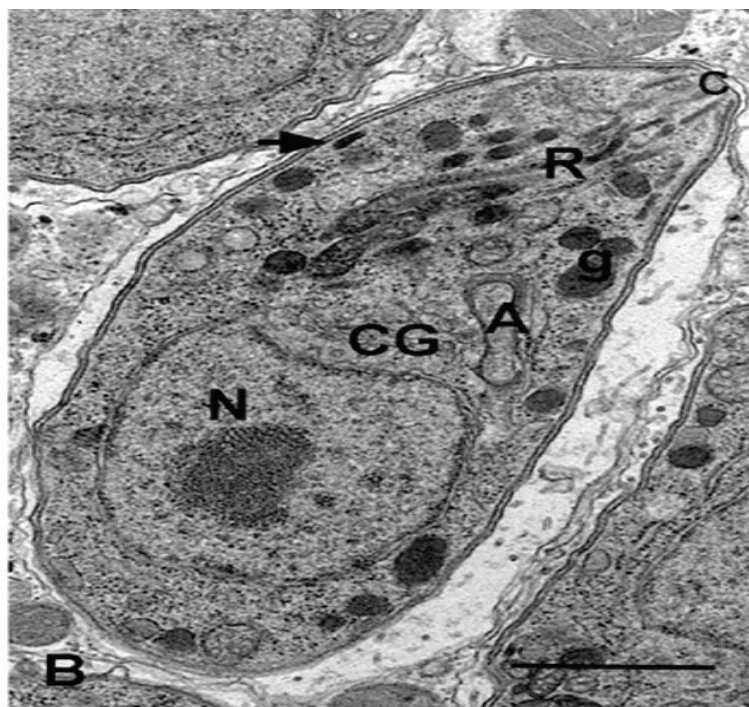
Figura 2. Fotomicrografia de taquizoítos de *Toxoplasma gondii* em coloração May Grunwald - Giensa obtidos de lavado peritoneal de camundongo inoculado com cepa RH de *T. gondii* (aumento de 1.000x).



Fonte: SOUZA et al., 2010.

Os taquizoítos penetram ativamente nas células hospedeiras devido a estruturas presentes no seu complexo apical, formado de conóide, anel polar, microtúbulos subpoliculares, róptrias e micronemas granular denso, e ao se interiorizar formam um vacúolo parasitário (DUBEY, 2004b), Figura 3. Esse modo de invasão provoca o mínimo de exposição de antígenos, o que dificulta o reconhecimento pelo sistema imune (HIRAMOTO et al., 2001). Dessa forma, *T. gondii* replica-se rapidamente e se dissemina através da corrente circulatória, para vários tecidos como o sistema nervoso central (SNC), olhos, placenta, músculo esquelético e cardíaco (MONTROYA; LIENSENFELD, 2004).

Figura 3. Morfologia geral da forma taquizoíto de *Toxoplasma gondii*. Corte longitudinal onde: N - núcleo, c - conóide, R - róptrias, A - apicoplasto, CG - Complexo de Golgi, g - grânulo denso, seta - micronema. Barra: 1 μ m



Fonte: SOUZA et al., 2010.

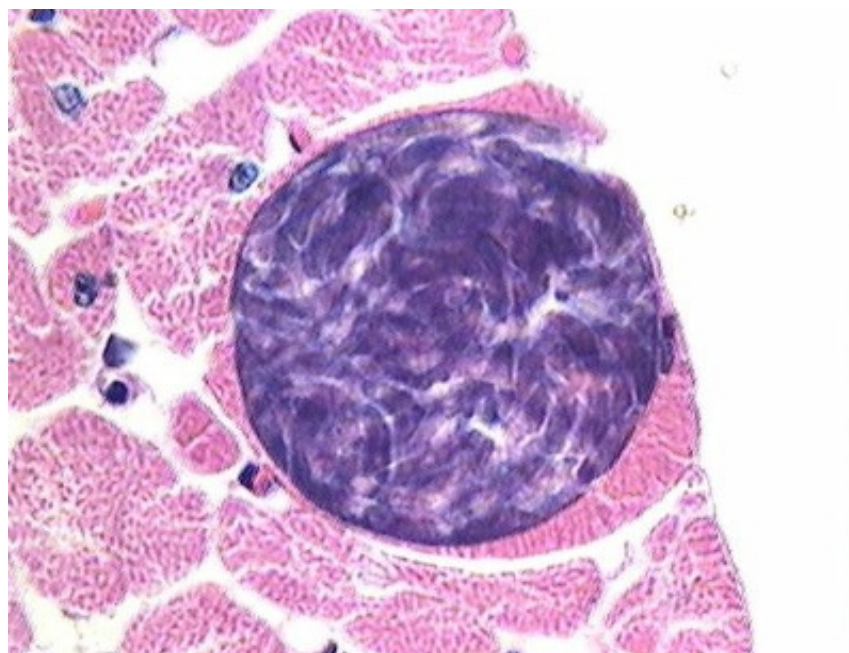
Os taquizoítos são muito sensíveis às condições ambientais, com pouca resistência à ação do suco gástrico e a desidratação osmótica, sobrevivendo no máximo duas horas sobre a ação da enzima pepsina (DUBEY et al., 2002; KAWAZOE, 2005). Podem sobreviver no meio ambiente ou na carcaça de animais por poucas horas, pelo decréscimo do pH na transformação do músculo em carne (ARAÚJO et al., 1998a).

3.3.1.2. Bradizoítos

São de morfologia e dimensões semelhantes aos taquizoítos (LEÃO, 1997), conforme demonstrado na Figura 4. O termo “bradizoíto” (bradi = lento) foi

utilizado para descrever o organismo que se multiplica lentamente no interior de um cisto tecidual (DUBEY et al., 1998).

Figura 4. Fotomicrografia de bradizoítos de *Toxoplasma gondii* no interior de um cisto em corte histológico de músculo esquelético. Aumento de 400X.



Fonte: UFRGS: Atlas Eletrônico de Parasitologia: 2010.

Os cistos teciduais crescem e permanecem intracelulares, enquanto os bradizoítos, em seu interior, dividem por endodiogenia (DUBEY, 1985a). O tamanho do cisto é variável dependendo da célula parasitada e do número de bradizoítos no seu interior, podendo atingir até 200 μ m (REY, 2001).

O cisto tecidual tem alta afinidade por tecido nervoso e muscular, com predomínio de localização no sistema nervoso central, nos olhos e na musculatura esquelética e cardíaca; raramente são encontrados em órgãos viscerais como os pulmões, fígado e rins (FELICIO, 2010).

Estes cistos estão associados com a infecção crônica da doença, e podem persistir por toda vida do hospedeiro (LEÃO, 1997). Vargas (2006) relata que não se conhece o mecanismo de persistência do cisto, porém, é possível que os mesmos rompam periodicamente e os bradizoítos se transformem em taquizoítos,

reinvadindo as células dos hospedeiros e, mais uma vez, se formam cistos de bradizoítos novamente.

Os cistos teciduais podem permanecer infectantes em carcaças refrigeradas em temperaturas aproximadas entre 1 a 4° C por um período superior a três semanas e em peças sobre temperatura de congelamento - 1 a 8° C por mais de sete dias (DUBEY, 1988; KOTULA et al., 1991), mas são destruídos a temperaturas superiores a -12° C por um dia ou cocção a 58° C por dez minutos (ARAÚJO et al., 1998b).

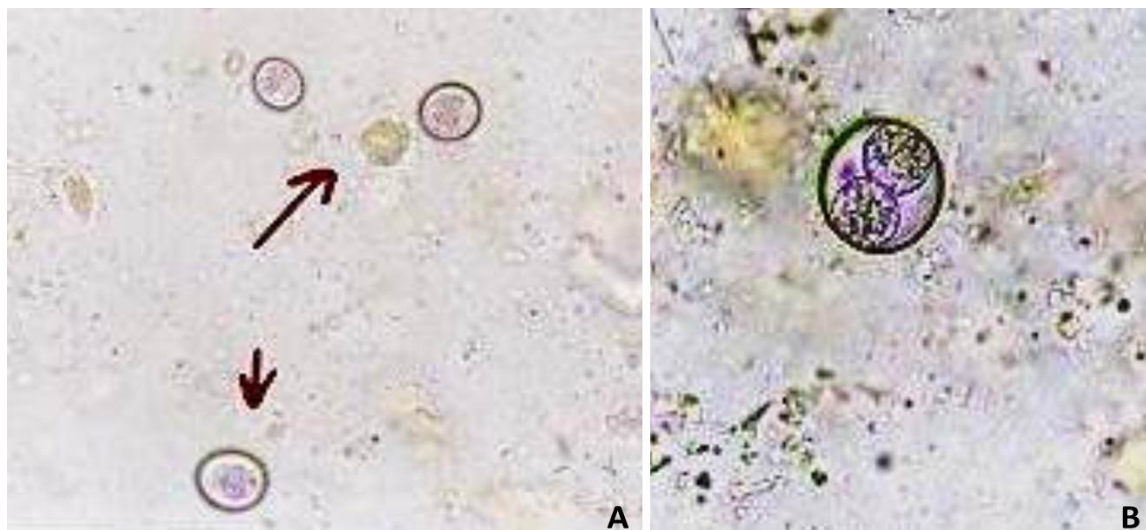
O tratamento de embutidos com sal é suficiente para inativar o parasito em uma concentração de 2,0 e 2,5% por no mínimo 48 horas (NAVARRO et al., 1992). Em condições laboratoriais, os cistos foram mortos quando em solução de 6% de NaCl em temperaturas que variam entre 4 a 20°C, mas resistem por diversas semanas em soluções de 0,85%, 2,0% e 3,3% de sal nas mesmas temperaturas (DUBEY, 1997).

3.3.1.3. Oocistos

Os oocistos são a forma infectante do protozoário proveniente da reprodução sexuada do parasita, ou seja, a gametonia, no interior das células do epitélio intestinal dos felídeos não imunes. Os oocistos não esporulados (Figura 5 A) são de aspectos subesféricos e medem de 10 a 12 µm de diâmetro (DUBEY; THULLIEZ, 1993).

A esporulação ocorre fora do intestino do felino, um a cinco dias após a excreção, dependendo da temperatura e umidade. Os oocistos esporulados (Figura 5 B) são de aspectos subesféricos e elípticos e medem 11 a 13 µm de diâmetro. Cada oocisto contém dois esporocistos elípticos. Os esporocistos medem de 6 a 8 µm de diâmetro (DUBEY et al., 1998).

Figura 5. Oocistos imaturos (A) e esporulados (B) de *Toxoplasma gondii*. Fotomicrografia - aumento de 100X (A) e 400X (B).



Fonte: VAZ, 2006.

O poder de infectividade desta forma pode chegar até dezoito meses, com as condições ideais de umidade e temperatura, principalmente em lugares sombreados (DUBEY et al., 1998) e especialmente no período chuvoso, que favorece para uma rápida e ampla dispersão (FAYER et al., 2002).

Os oocistos são resistentes a vários processos de inativação, como o ácido sulfúrico a 2% ou em dicromato de potássio a 2,5%, permanecendo viáveis no solo, em área protegida do sol, em um período superior a um ano, em temperatura estável a 4°C; e sendo resistentes também a soluções desinfetantes, como o hipoclorito de sódio (VARGAS, 2006).

3.3.2. Transmissibilidade e Infectividade

A transmissão do *T. gondii* pode ocorrer através das vias, horizontal ou vertical (OLIVEIRA et al., 2004). Pela via horizontal ocorre quando há ingestão de oocistos esporulados ou de cistos contendo bradizoítos, ou de taquizoítos, a qual é considerada rara, tendo os seus relatos associados à ingestão de leite de cabra cru. A via vertical ocorre quando há passagem transplacentária de taquizoítos da mãe para o feto, podendo ocorrer tanto em humanos como em animais,

principalmente na primo-infecção, sendo incomum em cães e gatos, com possibilidade de causar abortos, natimortos ou mortalidade neonatal (BIRCHARD; SHERDING, 2003).

Os animais de produção como os caprinos, ovinos e suínos são muito mais sensíveis à infecção quando comparados a bovinos, bubalinos, equinos e aves que raramente vão apresentar alguma sintomatologia, sendo que a maior chance de contaminação destes hospedeiros intermediários com oocistos de *T. gondii* presente no ambiente ocorre em criações extensivas (MILLAR et al., 2008). Além disso, o interesse pelo consumo da carne de animais selvagens como javali, lebre, urso, cervídeos e cangurus, tornou-se uma fonte importante de infecção para os humanos (OLIVEIRA et al., 2005).

O consumo de carne crua ou de cozimento inadequado é identificado como fatores de risco em vários estudos de caso-controle para infecção primária do *T. gondii*, no entanto foi observado que mais de 47% das pessoas com hábitos rigorosamente vegetarianos apresentavam anticorpos para o agente (RAWAL, 1959).

Surtos de toxoplasmose em humanos foram relatados por muitos autores, a partir de consumo de carne mal cozida, verduras e água contaminada (NAVARRO et al., 1994; BONAMETTI et al., 1997; DIAS; FREIRE, 2005).

Em um estudo multicêntrico, Cook et al. (2000) relataram que o risco do aumento no aparecimento de infecção pelo *T. gondii* em humanos está diretamente relacionada a soroprevalência em cada espécie animal na região estudada e ao hábito alimentar de consumo de carne crua ou inadequadamente cozida, representando importante fator de risco a doença.

O leite não pasteurizado de ovelhas, cabras, vacas e camelas contendo taquizoítos, podem ser potenciais fontes de infecção do *T. gondii* para o homem (SPALDING et al., 2003). A infecção pela ingestão de leite não pasteurizado, ou seja, leite cru, principalmente de cabras, tem sido documentado em humanos. Com relatos de que a infecção do *T. gondii* também possa ocorrer através do leite humano para os bebês em fase de aleitamento (POWELL et al., 2001).

Os taquizoítos sobrevivem por um curto período de tempo fora do hospedeiro, é aceito que a infecção pós-natal é adquirida pela ingestão de um dos dois estágios persistentes do *T. gondii*: cisto tecidual contido em carne ou

vísceras de vários animais, e oocistos eliminados no ambiente por felinos domésticos ou selvagens (TENTER et al., 2000).

Uma infecção materna aguda durante a gestação pode levar a transmissão vertical do parasito e, conseqüentemente, infecção do feto. O risco de infecção fetal depende da idade gestacional da mãe, da competência imunológica da mesma durante a parasitemia, da carga parasitária e virulência da cepa (RORMAN et al., 2006). No primeiro trimestre de gestação, a incidência da infecção é pequena, mas em compensação as lesões são mais graves; estima-se que 17% dos fetos serão infectados e 80% destes irão sofrer doença severa. As infecções no segundo trimestre resultam em 25% de fetos infectados e destes, 30% terão doença severa. Quando ocorrer no último trimestre a incidência de infecção fetal é de cerca de 70% ou mais e as lesões serão a de menor severidade (CAMARGO, 1996; ACHA; SZYFRES, 2003).

Na toxoplasmose congênita, o agente infeccioso multiplica-se na placenta e, então se difundem para os tecidos fetais (ARAÚJO et al., 1998b). Embora a infecção possa se desenvolver durante qualquer estágio da gestação, o feto é mais gravemente afetado quando a fêmea gestante se infecta durante a primeira metade da gestação, com o aparecimento de calcificações intracranianas, retinocoroidite e hidrocefalia (VARGAS, 2006).

De acordo com Schantz e Mcauly (1991), entre os modos iatrogênicos de transmissão, a transfusão de sangue contendo leucócitos infectados e órgãos transplantados, têm sido reconhecidos como meios de transmissão da toxoplasmose. Nesse sentido, Camargo (2001) relata a transmissão através da transfusão sanguínea e de transplante de órgãos de um doador soropositivo a um receptor imunocomprometido, em que o paciente desenvolveu um quadro de pneumonia após 32 dias do transplante, e a transmissão da doença pela doação do órgão foram confirmadas por meio de testes sorológicos e moleculares (ASSIS et al., 2007).

Smith et al. (1992) relatam a presença de cistos infectantes em tecidos de animais que pode ser responsável por infecções via cutânea ou percutânea, através da manipulação da carcaça no momento do trabalho e/ou no preparo de alimentos, além de utensílios contaminados que entraram em contato com os

mesmos, quando existe uma lesão de continuidade na pele do hospedeiro, ou em mucosas nasal e ocular intactas.

Os animais da família canidae ao ingerirem formas infectantes de hospedeiros intermediários ou ao rolarem-se no solo contaminado com oocistos já esporulados, pode contaminar o homem após contato, ao acariciar os animais e não fazer a higienização das mãos (LINDSAY et al., 1997).

3.4. PATOGENICIDADE

A patogenicidade oriunda do *T. gondii* é determinada por fatores, incluindo a suscetibilidade da espécie hospedeira, virulência da cepa e estágio do parasito (DUBEY, 2004b), em que as infecções, em sua maioria, são adquiridas por via digestiva, com rompimento dos cistos, aderindo-se a mucosa do trato gastrointestinal, em que o protozoário se dissemina pelo sistema linfático e pelo sistema porta, com subsequente invasão de órgãos e tecidos diversos (URQUHART et al., 1990).

A destruição das células parasitadas pelos taquizoítos, causada pela multiplicação rápida do agente. Assim, em infecções maciças, os taquizoítos em multiplicação podem produzir áreas de necrose em órgãos vitais, como miocárdio, pulmões, fígado e cérebro e, durante esta fase, o hospedeiro pode se tornar febril e manifestar linfadenopatia (FRENKEL, 1997). Conforme a evolução da doença, os taquizoítas podem diminuir sua multiplicação e transformar em bradizoítos, sendo esta fase usualmente assintomática (MAROBIN et al., 2004).

Em fêmeas grávidas com infecção aguda é possível ocorrer inflamação e necrose placentária, além do que os parasitos são levados pela veia umbilical ao feto parasitando o tecido hepático e, posteriormente, os demais tecidos (LEÃO, 1997).

Na infecção congênita a necrose periductal e periventricular leva à obstrução do aqueduto de Silvius ou do forâmen de Monro, tendo como consequência a hidrocefalia obstrutiva, e a linfadenite toxoplásmica caracterizada pela hiperplasia folicular reativa com aglomerados de macrófagos epitelióides, em que os taquizoítos são raramente encontrados nos linfonodos (REMINGTON; DESMONTES, 1990).

Em síntese, a patogênese de toxoplasmose pode ser explicada pela ruptura de células parasitadas, com reação inflamatória local e necrose tecidual, e os efeitos lesivos são mais intensos quanto menor for à capacidade regenerativa dos tecidos afetados (LEÃO, 1997).

As lesões macroscópicas mais frequentes em felinos são focos de necrose hepática, congestão, edema e consolidação pulmonar, hipertrofia dos gânglios linfáticos mesentéricos e brônquios, e em 10% dos casos existe esplenomegalia, focos de necrose pancreática, fluidos pericárdios e peritoniais, úlceras duodenais.

Na histopatologia dos pulmões de felinos pode-se revelar pneumonia intersticial com exsudato fibrinoso, com acumulação de fibrina e macrófagos, enquanto no cérebro há o aparecimento de vasculite, focos de necrose e infiltrado mononuclear. A toxoplasmose ocular revela coriorretinite focal, desprendimento retiniano e hemorragias retinianas (FREYRE, 1989).

3.5. TOXOPLASMOSE EM BOVÍDEOS

A toxoplasmose na espécie bovina foi diagnosticada pela primeira vez por Houersdorf e Holtz em 1952, em uma infecção natural (OLIVEIRA et al., 2000), sendo que os estudos de casos naturais e induzidos da infecção em bovinos realizados a partir dessa época não demonstraram a ocorrência de aborto ou mortalidade neonatal, e que não se pode comprovar etologicamente a ação do *T. gondii* (DUBEY, 1986).

Nos bovinos, os cistos quando presentes na musculatura, apresentam menor frequência, quando comparados a outras espécies animais (DUBEY; THAYER, 1994). Apesar de o isolamento ser difícil, Amaro Neto et al. (1995) relataram a presença de cistos na retina e diafragma de bovinos, e a transmissão congênita foi comprovada pela presença do parasito em fetos de vacas gestantes.

Sabe-se que em algumas regiões no Brasil, há uma cultura da ingestão de carne mal “passada”, procedente principalmente de animais da espécie bovina, assim a ingestão deste tipo de produto torna uma importante via de transmissão do agente, tanto para os humanos quanto para outros animais domésticos carnívoros, os quais são alimentados com sobras de carnes e vísceras cruas (MILLAR, 2005).

O caráter ocupacional da infecção humana foi demonstrado em estudos realizados com funcionários de matadouros frigoríficos por Fayomi et al. (1987), e Daguer et al. (2004), obtendo índices de 87% e 84,4%, respectivamente.

No Brasil, é possível afirmar que a infecção causada por este protozoário está amplamente disseminada em bovinos de todo o país. Sendo relatada desde 1978, pela técnica de diagnóstico de Imunofluorescência Indireta por Costa et al. (1978) que encontraram 32,3% de soropositivos no Estado de São Paulo e por Costa e Costa (1978) em Minas Gerais com 12% de reagentes. Benigno et al. (2009) detectaram através da hemaglutinação indireta, uma prevalência em bovinos de 53,45% e em bubalinos de 57,14% de soropositivos na Amazônia.

Daguer et al. (2004), pesquisaram a participação da carne bovina na epidemiologia da toxoplasmose, para tanto coletaram amostras de soro de 348 bovinos em quatro matadouros da microrregião de Pato Branco, Estado do Paraná. As amostras apresentaram 41,4% de soropositividade pela técnica de Imunofluorescência Indireta. Marana et al. (1995) preocupados com o crescente hábito de consumir leite *in natura*, coletaram sangue de 503 bovinos de leite oriundos de 17 propriedades localizados ao Norte do Paraná, onde apresentarem 48,51% dos animais foram sororeagentes.

Carletti et al. (2002b), observaram uma taxa de prevalência de animais soro reagentes positivos de 55,71% no município de Santa Isabel do Ivaí no Estado do Paraná, e no mesmo Estado Moura et al. (2010) detectaram 30,8% positivos para *T. gondii*. Enquanto em São Paulo Meireles et al. (2003), encontraram 11% de positividade nos bovinos avaliados, mas Cassol et al. (2005) verificaram em oito municípios do Estado uma prevalência de 34,8%. More et al. (2008), investigando gado de corte, na Argentina, reagiram 91% de soropositividade para *T. gondii*.

3.6. ASPECTOS EPIDEMIOLÓGICOS

A toxoplasmose é do ponto de vista epidemiológico, uma das zoonoses de ampla distribuição geográfica, pois está presente em todo o planeta, com índices de soropositividades em humanos variando de 23 a 83%, dependendo de alguns fatores primordiais como as condições ambientais, socioeconômicas,

infraestrutura hídrica, sanitária e cultural (SILVA et al., 2002a; REMINGTON et al., 2006).

Na infecção por *T. gondii* vários fatores influenciam na sua epidemiologia, dentre eles o tipo de manejo e produção de animais; critérios de higiene em matadouros e matadouros frigoríficos; processamento e tecnologia de alimentos; densidade populacional de gatos ou felinos selvagens; condições ambientais que influenciam na esporulação dos oocistos; localização geográfica; e assim como os diferentes hábitos alimentares das pessoas (FREYRE et al., 1993; TENTER et al., 2000, MAROBIN et al., 2004).

Os felinos são os únicos hospedeiros definitivos do *T. gondii* o que tornam os mais importantes no ciclo epidemiológico da doença, os quais apresentam a forma sexuada do parasito (LANGONI et al., 2001; DUBEY, 2004a). A dispersão da infecção de *T. gondii* nestas espécies, dependerá da disponibilidade dos pássaros ou roedores infectados, que por sua vez infectaram-se ao ingerirem oocistos presentes em insetos ou anelídeos contaminados, e espera-se que a prevalência seja muito maior em gatos de áreas rurais do que urbanas e, na área urbana, em gatos de rua do que em domésticos (DUBEY, 2010).

A prevalência mundial da toxoplasmose em humanos adultos varia consideravelmente de acordo com a idade da população estudada, em que pode ser explicados pela diferença do nível de exposição às duas principais fontes de infecção, que são a ingestão de cistos teciduais presentes na carne de animais infectados e/ou de oocistos presente em solo, água ou alimentos contaminados por fezes de gatos (QUEIROLO, 2009). Segundo Roos et al. (1993) nos Estados Unidos, registrou-se prevalência entre 10% a 50%, de 4% na Austrália, 20% na Finlândia, 36% na Polônia, 37% na Áustria, 40% na Itália, 48% na Etiópia, 53% na Bélgica, 63% no Panamá, 71% na França e 75% em El Salvador. A grande prevalência da infecção encontrada na França foi relacionada por Desmont et al. (1965) ao hábito da população de ingestão de carne crua ou mal cozida.

Os oocistos esporulados no meio ambiente são potenciais fontes de infecção, contaminando a água, frutas e legumes sem higienização prévia (PEREIRA et al., 2010). No Brasil, o primeiro surto de toxoplasmose relatado em humano comprovadamente transmitido por água contaminada, ocorreu na cidade de Santa Isabel do Ivaí, Paraná, em Dezembro de 2001, onde um dos

reservatórios que abastecia a cidade foi contaminado por oocistos liberados pelos filhotes de uma gata doméstica que estava no local (SILVEIRA, 2002).

O Brasil apresenta índices que se encontram entre os mais altos descritos, onde inquéritos sorológicos registrados demonstram uma prevalência variando de 37% a 91% (BRASIL, 2010). De acordo com Vergara et al. (1985), aproximadamente 70% da população humana foi infectada em algum momento da vida. Nesse sentido a literatura reporta, taxa de soroprevalência de 64% em Recife (COELHO et al., 2003), positividade de 73% no meio rural de Rondônia, (CAVALCANTE et al., 2006) e de 79% em Manaus (HINRICHSEN et al., 2005), enquanto a maior prevalência foi de 91,6%, no Mato Grosso do Sul (FIGUEIRÓ - FILHO et al., 2005). Em Porto Alegre Reis et al. (2006) verificaram que 61,1 % das gestantes estudadas eram soropositivas para toxoplasmose .

Na Amazônia Brasileira, a cultura alimentar da população e as características ambientais que favorece o desenvolvimento do parasito e, conseqüentemente, são observados índices superiores a 70% de soroprevalência para a toxoplasmose (BICHARA, 2001; BÓIA et al., 2008).

A doença é considerada de caráter ocupacional para seres humanos, sendo observada uma maior incidência de casos em Médicos Veterinários, pecuaristas, funcionários agropecuários e magarefes por apresentarem maior possibilidade de contato com animais e insumos contaminados pelo agente (RADOSTITS et al., 2002).

Nas regiões rurais a soroprevalência da infecção por *T. gondii*, em animais, é maior que em zona urbana, pois os mesmos estão em contato direto com o meio ambiente e maior concentração de animais de espécies variada (BONNA et al., 2006).

A prevalência sorológica em gatos é importante para determinar o significado epidemiológico da infecção por *T. gondii* (PINTO, 2007). No Brasil, o estudo de Silva et al. (2002b) constataram uma prevalência de 26,7% de anticorpos contra *T. gondii*, em gatos domésticos da cidade de São Paulo. Araujo et al. (2003) na cidade de Porto Alegre registraram 37% e Carletti et al. (2002a) e Dubey (2004a) no Estado do Paraná encontraram, respectivamente, 45 % e 84,4% de soropositividade.

Em ovinos, estudos realizados por Silva et al. (2003) em Pernambuco, em 352 amostras de soros, oriundos do Estado de São Paulo, por meio da prova de imunofluorescência indireta (RIFI) encontrou uma prevalência de 40,4%, Langoni et al. (2007) observaram 55,1% de amostras reagentes na RIFI enquanto na HAI somente 30,4% foram positivas, Rossi; Cabral (2008), demonstraram uma prevalência 46,4% em amostras de soro de ovinos positivos oriundos do Município de Uberlândia.

3.7. DIAGNÓSTICO

3.7.1. Diagnóstico Clínico

Observa-se grande dificuldade no processo e realização do diagnóstico clínico, considerado que os sinais clínicos da toxoplasmose não são específicos e nem suficientemente característicos, podendo assim confundir a toxoplasmose com outras doenças infecciosas, sendo necessário o uso de técnicas laboratoriais para sua confirmação (HILL; DUBEY, 2002).

Os cistos de *T. gondii* são microscópicos e, portanto, não são detectados pelo serviço de inspeção no abate, por isso os levantamentos são realizados através de exames sorológicos que detectam anticorpos nesses animais, indicativos de uma infecção pré-existente (CAMARGO, 1996).

A confirmação do diagnóstico para o *T. gondii* depende do isolamento do parasito, da demonstração histológica do organismo nas lesões e de sorodiagnóstico positivo (PAIXÃO; SANTOS, 2004).

3.7.2. Exame Histopatológico

O exame histopatológico é limitado, uma vez que nos cortes teciduais os parasitas se confundem com as células do hospedeiro. Neste caso, é indicada a utilização de métodos imunohistoquímicos, que identificam de forma muito sensível e específica, os microrganismos nas lesões (ARAÚJO et al., 1998a).

De acordo com Moreno et al. (2007), a pesquisa histopatológica do *T. gondii* pode ser feita a partir de cortes de placenta, além de conteúdos de

infiltrados cutâneos, do baço, fígado, músculos e linfonodos e em diversos componentes orgânicos, como, sangue, líquido cefaloraquidiano, saliva, leite, escarro, medula óssea, em que o material obtido pode ser utilizado também para fazer diagnóstico por inoculação em camundongo.

3.7.3. Testes Diretos e Indiretos

O diagnóstico nos animais baseia-se em métodos diretos, que consistem na identificação do parasita em materiais dos animais infectados, através de técnicas moleculares e métodos indiretos, baseados na identificação de anticorpos específicos contra o *T. gondii*, isto é, da resposta humoral (ARAÚJO et al., 1998b; MEIRELES, 2001).

Dentre os testes sorológicos, os mais utilizados são a reação de imunofluorescência indireta (RIFI), hemaglutinação direta (HA), hemaglutinação indireta (IHA) e imunoadsorção enzimática (ELISA) para a detecção de anticorpos anti-*T. gondii* (OIE, 2008).

A positividade é indicada pela soroconversão do animal e confirmada pelo achado de taquizoítos no líquido peritoneal ou, mais frequentemente, de cistos no cérebro e outros órgãos, evidenciados em cortes de tecido por imunohistoquímica, o que, entretanto, podem exigir passagens "cegas" para novos camundongos, inoculados com triturados de órgãos do primeiro, e os prazos são longos para a obtenção dos resultados, no mínimo de 30 ou mais dias, mas são compensados pela alta sensibilidade do teste (CAMARGO, 2001).

3.7.3.1. Hemaglutinação Indireta

A prova de Hemaglutinação Indireta baseia-se o seu princípio em que os anticorpos servindo de ponte entre as hemácias previamente sensibilizadas com exsudato solúvel de taquizoítos de *T. gondii*, que funciona como antígeno, formando assim, um suporte para a ligação antigênica possibilitando a formação de pontes moleculares na presença do anticorpo específico, em que o resultado positivo é definido como sendo uma rede semitransparente, também definida como um tapete de hemácias aglutinadas (NETO; MARCHI, 1999), já em soros

negativos, a ausência de anticorpos, não possibilita a formação dessas pontes, fazendo com que as hemácias sedimentem e se concentrem no fundo da placa (MADRUGA et al., 2001).

A técnica é um excelente método de diagnóstico, pois apresenta simplicidade de execução e alta sensibilidade, é um teste fácil de ser realizado, não requerendo equipamentos especiais e pode ser usado em várias espécies animais porque não há necessidade de reagente espécie-específico, sendo utilizado com frequência na medicina veterinária (DUBEY; THULLIEZ, 1989).

No entanto, Blood e Radostis (1991), relatam que o teste apresenta como principal desvantagem possuir pouca especificidade, podendo resultar em menor precisão de seus resultados devido a reações cruzadas com outros parasitos protozoários, como *Besnoitia* e *Sarcocystis* spp.

3.7.3.2. Imunofluorescência Indireta

O teste de reação de Imunofluorescência Indireta (RIFI) apresenta uma boa especificidade e sensibilidade, podendo ser usada tanto na fase aguda, na pesquisa de IgM, como na fase crônica, na pesquisa de IgG (CAMARGO et al., 1972).

A reação de RIFI utiliza taquizoítos mortos aderidos a uma lâmina de vidro que são, posteriormente, incubadas com diluições seriadas dos soros a investigar (MADRUGA et al., 2001). Os parasitos são submetidos à ação de globulinas antiglobulinas da espécie animal em questão, marcadas com fluorocromo, os quais reagem com os anticorpos fixados na superfície dos taquizoítos. Estes ao serem iluminados com luz ultravioleta (FREYRE, 1989), demonstram um resultado positivo, quando os taquizoítos aparecem na leitura em microscópio de imunofluorescência emitindo fluorescência verde (MADRUGA et al., 2001).

As desvantagens do teste referem-se ao fato de requerer equipamento especial, de alto custo e por necessitar de um conjunto anti-gama-globulina específico para cada espécie animal (LARSSON, 1989).

3.7.3.3 Ensaio Imunoenzimático (ELISA)

A técnica de ELISA apresenta resultados semelhantes à RIFI, porém possui maior sensibilidade e especificidade (LEÃO, 1997), visto que permite a detecção de resposta de IgM compatível a uma infecção ativa recente, mas de curto período de detecção, enquanto a resposta de IgG é geralmente alta e pode persistir por vários dias, indicando uma exposição anterior, ou seja, relativo a casos crônicos (Mc CANDLISH, 2001).

Os ensaios imunoenzimáticos utilizam antígenos solúveis do parasita adsorvidos à superfície de placas de microtitulação, de composição de poliestireno, permitindo uma ligação de anticorpos específicos presentes no soro de indivíduos infectados, em que a detecção de anticorpos, nesta fase, pode ser feita após lavagens dos poços de reação, seguido da adição de conjugados contendo anti-imunoglobulinas ligados a uma enzima. A reação enzimática, após adição de substrato solúvel específico, produz mudança colorimétrica, que reflete a quantidade de anticorpos anti-*T. gondii* ligados (PELLOUX et al., 1998).

Este teste apresenta como vantagens a pertinência da cor da reação por tempo indeterminado, sua sensibilidade alta, com adequação à leitura automatizada em leitores de ELISA, mas apresenta como desvantagens uma maior complexidade na execução do teste e dificuldades referentes à purificação e padronização dos vários reagentes (FRENKEL, 1997).

3.7.3.4 Reação em cadeia da polimerase (PCR)

A infecção por *T. gondii* pode ser diagnosticado diretamente por PCR, sendo utilizada largamente para a detecção de desse protozoário em fluido amniótico, sangue e tecidos orgânicos, entretanto a sensibilidade da PCR pode ser afetada por manuseio inadequado, remessa, e condições de armazenamento das amostras (MONTROYA, LIESENFELD, 2004).

Essa técnica pode ser utilizada mesmo quando o material suspeito contém poucos parasitos, ou cultivo celular, impedindo o isolamento do parasito, em que baseia-se na amplificação da sequência de DNA do parasito (HOHIFELD et al., 1994; SPALDING, 2000).

3.8. PREVENÇÃO E CONTROLE

O conhecimento das efetivas formas de infecção de humanos e animais por *T. gondii* e das características biológicas e epidemiológicas do parasito é fundamental para que médicos e veterinários recomendem medidas efetivas para o controle da doença (TENTER et al., 2000; FARIAS, 2002). Em relação à população no geral deverá haver uma preocupação com a origem do produto cárneo e o seu cozimento no preparo culinário se torna necessário para que não ocorram casos de infecção humana por meio do consumo de carne contaminada ou mal cozida (PERDONCINI et al., 2010).

As medidas preventivas são essenciais para reduzir o risco de transmissão horizontal através do cozimento da carne a temperaturas superiores a 67°C e o seu congelamento a temperaturas inferiores a -12°C são capazes de matar os cistos de *T. gondii* (DUBEY, 1996a); e de altos padrões de higiene na cozinha, lavando-se com água corrente as frutas e verduras, e de preferência escová-las, lavagem das mãos e todos os utensílios usados para a preparação de carnes cruas ou outros alimentos com água quente e sabão e também pela cocção adequada dos alimentos cárneos (TENTER et al., 2000; DUBEY, 2004a; JONES et al., 2006).

Medidas de prevenção se aplicam a todas as pessoas, mas merecem atenção às mulheres grávidas (especialmente as soronegativas) e imunocomprometidas. Os indivíduos pertencentes ao grupo de risco não devem comer carne crua ou mal cozida, devem manipular carnes cuidadosamente e evitar limpar fezes de gatos (DUBEY, 1994).

Acompanhamento sorológico das mulheres grávidas que além de identificar as pacientes de risco (soronegativas), pode permitir o reconhecimento de uma toxoplasmose aguda materna e recomendar um tratamento específico, a fim de proteger a criança até seu nascimento (REY, 2001).

Em felinos é importante para a prevenção da transmissão da toxoplasmose não alimentar os animais com produtos de origem animal e dar preferência a uma dieta com alimentos secos ou enlatados (PERDONCINI et al., 2010). Segundo Silva et al. (2007), felídeos neotropicais cativos devem ser alimentados apenas

com carne previamente congelada à -12°C por um período superior à 7 dias reduzindo assim a exposição desses animais ao *T. gondii*.

Outra medida de prevenção é higienização e desinfecção diária dos locais usados por esses animais, às caixas de areia ou qualquer outro item que possa ter contato com as fezes do animal e devem ser limpos completamente com água quente ($>70^{\circ}\text{C}$) usando-se luvas, e não ser feita por indivíduos imunocomprometidos ou gestantes (TENTER et al., 2000; HILL; DUBEY, 2002; PERDONCINI et al., 2010).

Em animais de produção, algumas formas de controle do parasito são as práticas de manejo evitando a contaminação dos alimentos e da água por oocistos liberados por gatos, além do controle de roedores e felinos nas instalações e educação sanitária (INNES et al., 2009; PERDONCINI et al., 2010).

Segundo Dubey (2009) a utilização de um manejo intensivo como o confinamento de animais produtores de carne durante toda criação, práticas de higiene adequadas e o controle ao acesso aos galpões e armazéns de alimentos (não permitindo a entrada de animais) podem reduzir significativamente o risco de infecção por toxoplasma.

A vacinação dos animais de produção é uma estratégia usada tradicionalmente em países como a Nova Zelândia e Reino Unido para prevenção de abortos em ovinos e caprinos e redução do número de cistos teciduais nesses animais. Podendo assim, diminuir o risco de infecção ao homem pela ingestão de cistos em carnes cruas ou mal cozida, além de prevenir a eliminação de oocistos pelos felinos (DUBEY, 1996b).

4. MATERIAL E MÉTODOS

4.1. DELINEAMENTO AMOSTRAL

O presente estudo foi parte de um levantamento de campo realizado pela Agência de Defesa Agropecuária do Estado do Pará - ADEPARÁ para a detecção de animais infectados ou que entraram em contato com o agente parasitário, considerando prevalências mínimas esperadas entre rebanhos das espécies bovina e bubalina. Sua realização segue as orientações técnicas gerais presentes no Código Sanitário para Animais Terrestres da Organização Mundial de Saúde Animal - OIE (OIE, 2008).

Para atender aos objetivos deste trabalho foi realizado um estudo transversal, onde o Estado do Pará foi dividido em 03 circuitos pecuários, os circuitos pecuários são regiões que apresentam a mesma característica de exploração pecuária e que comercializam os animais entre si com maior intensidade (Figura 6). Levando-se em consideração as diferentes mesorregiões, microrregiões, espécie animal, sexo, faixa etária, tipos de sistemas de produção, das práticas de manejo, finalidade de exploração, quantitativo dos rebanhos, presença de outras espécies animais na propriedade.

Dos 144 municípios paraense, 52 compuseram o quantitativo amostral, onde 100 propriedades foram sorteadas para participar do estudo, que apresentavam maior propabilidade de infecção ou infestação do agente parasitário e melhor distribuição espacial do estado,

O delineamento amostral e a estratégia de execução do estudo de prevalência de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii*, envolveram as seguintes etapas:

Etapa 1. Identificação dos municípios para seleção das Unidades Padrões Amostras - UPAs;

Etapa 2. Seleção das propriedades rurais para constituição das UPAs;

Etapa 3. Realização das atividades de campo para constituição das UPAs (Visita Prévia);

Etapa 4. Cálculo do número de animais para coleta de amostras em cada UPA;

Etapa 5. Coleta de dados das UPAs, incluindo as atividades de inspeção clínica e coleta de sangue bovídeo.

4.2. POPULAÇÃO ALVO

A população-alvo do estudo soropidemiológico foi constituída por propriedades de exploração bovina e bubalina existentes no Estado do Pará. Desta forma, os resultados obtidos serão inferidos para toda a população susceptível da referida área. A população-amostral foi selecionada a partir da população alvo.

No presente estudo, a unidade epidemiológica principal (unidade primária de amostragem - UPA) foi representada pelo conglomerado que, de forma sintética, pode ser compreendido como agrupamento de animais (unidades elementares de amostragem), em uma propriedade ou grupo de propriedades próximas e sob as mesmas condições de risco.

As UPAs selecionadas foram constituídas por bovinos ou bubalinos na faixa etária de seis a 24 meses de idade (com preferência para os animais de seis a 12 meses). A exclusão de bovinos e bubalinos com idade inferior a seis meses evita a interferência de anticorpos passivos nas análises epidemiológicas. Por outro lado, a exclusão de bovinos e bubalinos mais velhos, reduz possíveis interferências de amostras viciadas.

Considerando que a movimentação animal representa reconhecido fator de risco para disseminação de enfermidades infecto-contagiosas, foram utilizadas as bases de Guia de Trânsito de Animais - GTAs emitidas pelo Serviço de Vigilância Epidemiológica (SVE) da ADEPARÁ, nos anos de 2010 e 2011, para definição das subpopulações amostrais.

As informações das GTAs foram agrupadas por municípios, microrregiões e mesorregiões do IBGE, e foram utilizadas análises de rede (fluxo) empregando-se o sistema TerraView 4.2, (Plugin Flow), e algoritmos desenvolvidos pela equipe do Laboratório de Epidemiologia e Bioestatística da Faculdade de Medicina

Veterinária e Zootecnia da USP (LEB/FMVZ/USP) para detecção de “comunidades” baseadas na movimentação animal.

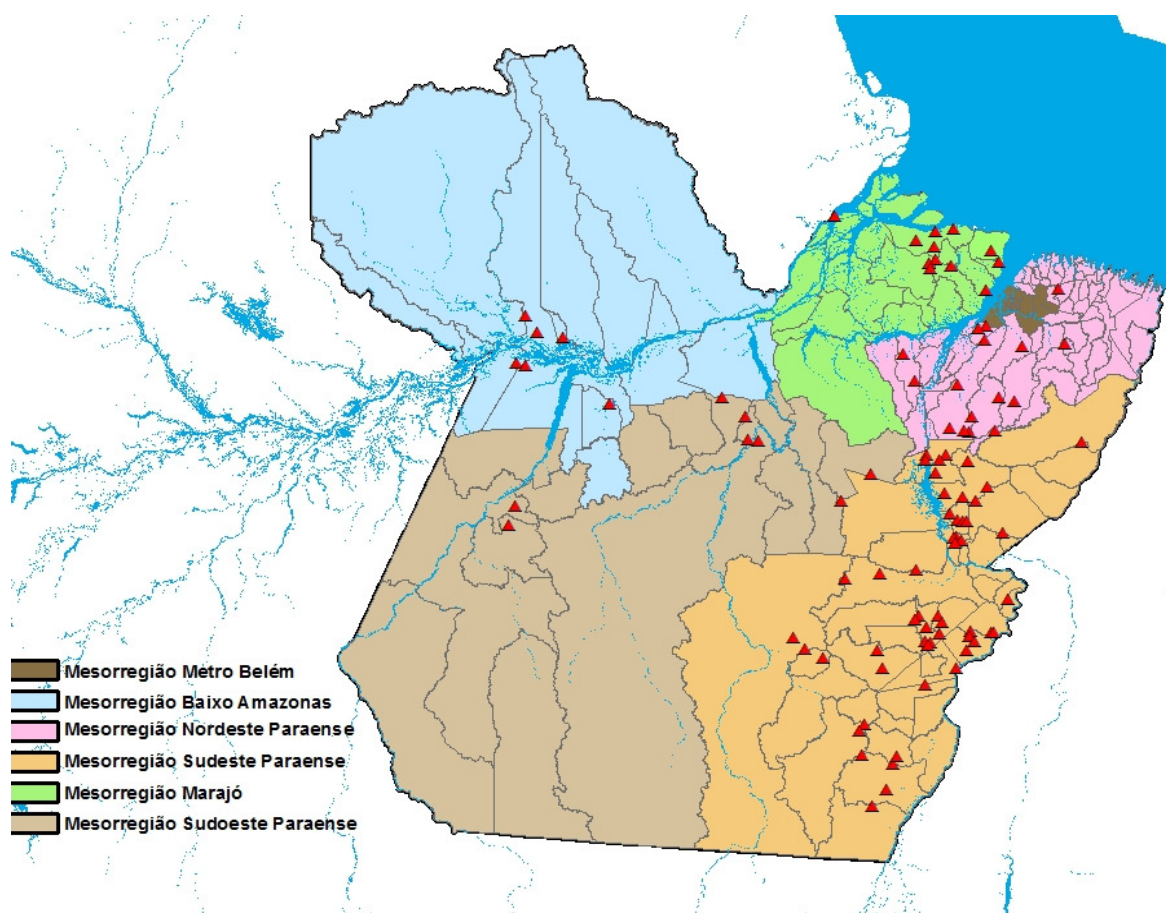
Os resultados das análises permitiu que cada subpopulação represente circuitos pecuários distintos no que diz respeito ao trânsito de bovinos e bubalinos entre propriedades rurais, com nível de independência para o período avaliado superior a 94%, ou seja, em cada subpopulação mais de 94% dos bovinos e bubalinos destinados a propriedades rurais tiveram como origem a própria subpopulação.

A seleção foi realizada entre as propriedades rurais localizadas nos municípios com maior intensidade de ingresso de bovinos e bubalinos, considerando as finalidades de movimentação que implicam no trânsito entre propriedades rurais. Quando necessário, de forma a preencher possíveis vazios geográficos de amostragem, foram incluídos municípios com maior intensidade de egresso.

A Figura 6 demonstra as áreas onde foram realizados os estudos transversais que compuseram esta pesquisa, mais precisamente, retratam as seis Mesorregiões estudadas: Metropolitana de Belém, do Marajó, do Baixo Amazonas, Nordeste, Sudoeste e Sudeste Paraense e as respectivas microrregiões/municípios onde foi delimitada a amostra da propriedade.

A seleção das propriedades rurais dentro de cada município escolhido foi dirigida àquelas com estrutura do rebanho bovino e bubalino indicativa de atividades de comercialização, com prioridade para o ingresso de animais.

Figura 6. Distribuição das propriedades selecionadas e que participaram do estudo por mesorregiões no Estado do Pará



4.3. SELEÇÃO ALEATÓRIA DAS UNIDADES PRIMÁRIAS E ELEMENTARES DE AMOSTRAGEM

Na seleção dos animais dentro de cada propriedade escolhida utilizou-se um método de amostragem aleatória. O Código Terrestre da OIE destaca a importância do processo aleatório na escolha dos animais e, no item 4 do Artigo 1.4.4, recomenda que, quando não for possível selecionar uma amostra aleatória, o médico veterinário deverá proporcionar a melhor possibilidade prática para selecionar uma amostra que seja representativa da população-alvo (OIE, 2008).

O erro produzido pelo tamanho da amostra pode ser estimado, enquanto o erro que acompanha o método de seleção da amostra não pode ser calculado, mas pode ser evitado com o uso de procedimentos aleatórios (BRASIL, 2012).

No presente trabalho, a seleção da amostra foi realizada em três etapas:

- Na primeira foram selecionados os municípios com maior intensidade de trânsito de bovinos;
- Na segunda foram selecionadas as propriedades representativas dessa movimentação de animais; e
- Na terceira foram selecionados os animais dentro de cada UPA.

Ressalta-se que os detalhes da escolha aleatória, como o número de animais e o intervalo sistemático foi estabelecido antes do deslocamento a propriedade.

4.4. PARÂMETROS ESTATÍSTICOS E EPIDEMIOLÓGICOS EMPREGADOS PARA DETERMINAÇÃO DA AMOSTRA

- Nível de confiança: 95%;
- Prevalência mínima detectável de rebanhos afetados: 1%;
- Prevalência mínima detectável de animais afetados no rebanho: 10% em rebanhos com até 500 bovinos e 5% em rebanhos com mais de 500 bovinos; e
- Sensibilidade do sistema de diagnóstico: 95%.

4.5. TAMANHO DA AMOSTRA

Na investigação sorológica realizada na detecção de anticorpos anti-*T. gondii* sem notificações e/ou manifestações clínicas no Estado do Pará. Para cálculo do tamanho da amostra foi empregado o programa software FreeCalc Version 2, recomendado pela OIE, empregando a opção para distribuição hipergeométrica, e também a fórmula abaixo, proposta por Cannon e Roe (1982); Martin et al. (1992) e Noordhuizen et al. (1997).

Fórmula: $[1-(1-C)^{1/(D*SENS)}] * [M-(D*SENS-1)/2]$

Onde:

- C= nível de confiança
- M= nº de unidades (animais/rebanhos) em risco
- D= nº de unidades com doença/infecção

- SENS= sensibilidade do teste

No presente estudo, a unidade primária de amostragem é representada pela UPA constituída a partir de propriedades escolhidas dentro dos municípios de maior vulnerabilidade para a entrada de enfermidades infecto-contagiosas, em decorrência da intensidade do fluxo da movimentação animal.

Com a finalidade de determinar a prevalência sorológica de anti-*T. gondii* da classe IgG, foram coletadas amostras sanguíneas de 2070 animais, sendo 1750 da espécie bovina e 320 bubalina, em 52 municípios e 100 propriedades no Estado do Pará.

4.6. REGISTROS DAS INFORMAÇÕES

Para atender aos objetivos deste trabalho foi realizado o registro das informações necessárias onde, foram aplicados dois formulários para distintas situações: formulário de visita prévia (FVP) e formulário de coleta de amostras (FCA).

A visita prévia nas propriedades pré-selecionadas representou a mais importante etapa do trabalho, tendo como um dos objetivos principais a constituição das UPAs e o levantamento de informações que permitiu o planejamento das atividades de coleta, incluindo a definição do número de amostras em cada UPA e, representou, também, o primeiro contato com os produtores rurais diretamente envolvidos, de forma para explicar os objetivos e procedimentos do trabalho, bem como para motivá-los para efetiva participação no mesmo, conforme apresentação e descrição no Apêndice 1.

No momento da coleta de sangue dos bovídeos aplicou-se um FCA para cada propriedade (Apêndice 2), abordando dados da propriedade, sexo, espécie, idade dos animais que participaram do estudo e que fatores de risco podem estar relacionado a prevalência da doença como tipo de exploração pecuária, quantidade de bovídeos existentes, a existência de algumas instalações pecuárias, e a presença de outras espécies animais como suínos, caprinos, ovinos, cães e principalmente gatos.

4.7. COLETA, PROCESSAMENTO E TRANSPORTE DAS AMOSTRAS

Nos anos de 2011 e 2012 o sangue foi obtido por punção jugular, com agulha descartável 25x0,8, utilizando tubos a vácuo tipo Vacutainer[®]. Antes da venopunção foi feita a antissepsia da área corporal com álcool iodado e a devida identificação da amostra.

Após a coleta, os tubos foram colocados em estantes rack, onde permaneceram em temperatura ambiente por até 90 minutos para que ocorresse a retração dos coágulos e obtenção dos soros. Ainda na propriedade as amostras sorológicas foram transferido para os respectivos tubos de centrifuga, utilizando-se de pipeta Pasteur plástica descartável (uma unidade por amostra).

Os tubos com soro foram centrifugados a uma velocidade de 3000 a 5000 rpm, durante 5 a 8 minutos. Em seguida, cada amostra de soro foi transferida para microtubo tipo eppendorf, previamente identificado com o mesmo número do tubo de centrifugação. De um total de amostras de soros avaliadas quanto a qualidade (presença de algum grau de hemólise e com volume inferior a 1,5ml).

Este quantitativo de amostras foram acondicionadas em sacos plásticos, tipo ZipLoc e mantidas sob refrigeração (2 a 8 °C), para serem transportadas em caixa de polímero expandido até o Laboratório de Imunologia e Microbiologia do Instituto de Saúde e Produção Animal (ISPA) da Universidade Federal Rural da Amazônia (UFRA) onde foram mantidas em temperatura de congelamento de -12 a -18 °C para realização dos exames laboratoriais.

4.8. EXAMES LABORATORIAIS

Os testes sorológicos foram realizados no Laboratório de Imunologia e Microbiologia do ISPA/UFRA. Os soros foram testados para toxoplasmose pelo teste imunoenzimático (ELISA) e imunofluorescência indireta (RIFI), com índices de corte descrito conforme a técnica de cada teste abaixo.

4.8.1. Teste Imunoenzimático – ELISA - Indireto

O teste de ELISA foi executado de acordo com a técnica descrita por Cavalcante (2004), utilizando-se o Kit de ELISA - Ensaio Imunoenzimático - para a detecção de anticorpos IgG específicos para *T. gondii* bovino da empresa Imunodot[®], cujos poços destas aderidos antígenos solúveis de *T. gondii*. Os soros bovinos (controle positivo, negativo e amostras-teste) foram incubados na placa sensibilizada com o antígeno. Em seguida adicionou-se o conjugado anti-bovino (IgG de coelho anti-IgG de bovino), seguido de lavagem e adição do substrato. A utilização deste kit permite a utilização em bubalinos também.

Após incubação com o substrato, as amostras-teste positivas e controles positivos apresentam-se com coloração amarela, cuja densidade óptica é determinada pelo leitor de ELISA. O teste para detecção de anticorpos anti-*T. gondii* é rápido e fornece resultados de alta especificidade e sensibilidade.

Com os resultados, calculou-se o índice de Corte (I. C.), que é a média das densidades ópticas (D. O. s) dos soros controles negativos, multiplicada pelo fator 2,5 (dois e meio), em que as amostras que apresentaram coloração amarela intensa e densidade óptica (D. O.) igual ou maior que o I. C., em que foram consideradas positivas para *T. gondii*, enquanto que as amostras que não apresentarem coloração amarela intensa e D. O menor que o I. C. foram considerados negativo para *T. gondii*.

4.8.2. Teste Imunofluorescência Indireta - RIFI

Todas as amostras sorológicas foram analisadas pelo teste de RIFI de acordo com o descrito por Chiari et al. (1987), com algumas modificações.

Utilizou-se lâminas em vidro com substrato antigênico de *T. gondii* fixado em formol a 2% (dois por cento), da empresa Imunodot[®], com um mm de espessura e 12 poços de cinco mm, mantido a temperatura ambiente, adicionava-se 10 µl do soro controle negativo na cavidade de número seis de cada lâmina, previamente adicionado de 10% de solução corante de azul de Evans e 10 µl do soro controle positivo, também adicionado e homogeneizado com solução corante de azul de Evans, na cavidade de número sete.

Os soros testes após o descongelamento foram centrifugados a 5.000 rpm, durante 15 minutos, em temperatura ambiente, em seguida o soro foi diluído, iniciando-se na proporção de 1:64, que seriam um µm de soro para 63 µl de solução salina tamponada (PBS) concentrada. Do soro diluído, foi depositado 10 µl em cada cavidade da lâmina restante, registrando-se a posição de cada uma, conforme a marcação na lâmina.

A lâmina foi colocada em câmara úmida e permanecendo em estufa a 37°C por um período de 30 minutos, retirou-se a lâmina que foi colocada em uma cuba de vidro para a lavagem com PBS concentrada, permanecendo por um período de cinco minutos, repetindo este procedimento três vezes.

Foram adicionados 10 µl do conjugado diluído para o soro controle isotiocianato de fluoresceína e soro teste, contendo anti-imunoglobulina G-bovina e isotiocianato de fluoresceína, em cada cavidade da lâmina, que foi Incubada novamente a 37°C por 30 minutos em câmara úmida. Realizou-se novamente o processo de lavagem da lâmina com PBS concentrado três vezes por um período de cinco minutos cada.

Montou-se a lâmina com a lamínula e glicerina tamponada, para leitura em microscópico de imunofluorescência, em objetiva de 400x. O procedimento foi executado de maneira rápida, para que a lâmina não ficasse exposta a luz. Quando a reação foi positiva, a lâmina apresentou-se com fluorescência verde amarela, caso contrário, a coloração foi avermelhada, as lâminas que apresentarem fluorescência o resultado foi considerado positivo em uma diluição de 1:64.

4.9. ANÁLISE ESTATÍSTICA

A frequência de detecção de anticorpos anti-*T. gondii* em soro sanguíneos de bovídeos através dos resultados dos testes de ELISA e RIFI, foram comparadas pelo teste de Qui-quadrado (χ^2), onde a diferença foi considerada significativa quando $p \leq 0,05$) entre as mesorregiões e microrregiões do Estado do Pará, em que as propriedades localizam-se, entre as espécies, sexo, idade, relação espécie e idade, relação espécie, idade e sexo, tamanho da propriedade em hectares, quantidade de animais existentes na propriedade, tipo de

exploração pecuária, relação tipo de exploração pecuária e ciclo de criação da propriedade, existência de outras espécies como suínos, ovinos, caprinos, caninos e felinos, os animais nasceram na propriedade e se a propriedade a instalação pecuária como curral. Diferença foi considerada significância em que $p \leq 0,05$.

Na análise estatística dos resultados foi aplicado o teste do Qui-quadrado inicialmente para as variáveis individuais com a significância estatística de $p < 0,05$ e a associação entre a presença de anticorpos anti – *Toxoplasma gondii* e cada variável foi encontrada pelo cálculo da razão de chances (OR), com um intervalo de confiança de 95%.

Para medir a confiabilidade do diagnóstico sorológico, pelos testes de ELISA e RIFI foi utilizado à estatística Kappa (K) para testar o grau de concordância (confiabilidade e precisão), onde foi obtido um Kappa igual a 0.7983, considerada boa, logo os dois testes concordam entre si.

5. RESULTADOS

Ao analisar os resultados distribuídos por município foram encontrados uma soroprevalência dos animais em uma propriedade no município de Cumaru do Norte, com 100% aos dois testes e o que apresentou menor sororeação ao teste de ELISA foram animais em propriedade no município de Mãe do Rio, com 0% e ao teste de RIFI encontrou-se 24,14% dos animais em propriedades no município de Canaã dos Carajás

Destaca-se que a maior parte de propriedades participantes no presente estudo foram no município de Curionópolis, com características de produtores denominados “invernistas”, ou seja, que adquirem muitos animais jovens para recria e engorda que representam maior probabilidade de risco de detecção de qualquer doença infectocontagiosa e parasitária, uma vez que adquirem animais de inúmeros fornecedores e de diversas regiões do Estado, porém foi o sexto em quantidade de animais a participar do estudo, com 100 (4,83%) animais, e uma detecção de presença de anticorpos de *T. gondii* de 34% ao ELISA e 46% ao RIFI, ficando próximo da média de todo o estudo (Tabela 1).

TABELA 1 - Distribuição das amostras e reagentes positivos ao teste de ELISA e RIFI para anti – *T. gondii* por município estudado no Estado do Pará.

Municípios	Animais estudo N (%)	Reagentes (IgG)	
		ELISA	RIFI
Chaves	138 (6,67%)	69 (50,00%)	78 (56,52%)
Breu Branco	128 (6,18%)	48 (37,50%)	60 (46,88%)
Jacundá	125 (6,04%)	25 (20,00%)	41 (32,80%)
Goianésia	111 (5,36%)	45 (40,54%)	51 (45,95%)
Tailândia	101 (4,88%)	36 (35,64%)	43 (42,57%)
Curionópolis	100 (4,83%)	34 (34,00%)	46 (46,00%)
Moju	87 (4,20%)	21 (24,14%)	35 (40,23%)
Nova Ipixuna	80 (3,86%)	11 (13,75%)	26 (32,50%)
Piçarra	64 (3,09%)	13 (20,31%)	21 (32,81%)
Rondon do Pará	63 (3,04%)	25 (39,68%)	28 (44,44%)
Tomé Açu	60 (2,90%)	18 (30,00%)	24 (40,00%)

			Continuação
Soure	58 (2,80%)	22 (37,93%)	26 (44,83%)
São Félix do Xingu	55 (2,66%)	24 (43,64%)	28 (50,91%)
São Geraldo do Araguaia	46 (2,22%)	19 (41,30%)	23 (50,00%)
Água Azul do Norte	44 (2,13%)	16 (36,36%)	20 (45,45%)
Oeiras do Pará	42 (2,03%)	15 (35,71%)	19 (45,24%)
Santarém	41 (1,98%)	18 (43,90%)	19 (46,34%)
Cachoeira do Arari	41 (1,98%)	25 (60,98%)	25 (60,98%)
Redenção	40 (1,93%)	21 (52,50%)	22 (55,00%)
Marabá	37 (1,79%)	23 (62,16%)	24 (64,86%)
Anajás	35 (1,69%)	10 (28,57%)	15 (42,86%)
Abaetetuba	34 (1,64%)	10 (29,41%)	13 (38,24%)
Paragominas	33 (1,59%)	19 (57,58%)	20 (60,61%)
Eldorado dos Carajás	32 (1,55%)	10 (31,25%)	13 (40,63%)
Santa cruz do Arari	30 (1,45%)	3 (10,00%)	8 (26,67%)
Igarapé Açu	30 (1,45%)	10 (33,33%)	12 (40,00%)
Xinguará	29 (1,40%)	18 (62,07%)	18 (62,07%)
Canaã dos Carajás	29 (1,40%)	3 (10,34%)	7 (24,14%)
Rio Maria	28 (1,35%)	18 (64,29%)	19 (67,86%)
Oriximiná	28 (1,35%)	5 (17,68%)	10 (35,71%)
Óbidos	25 (1,21%)	3 (12,00%)	8 (32,00%)
Santa Maria das Barreiras	25 (1,21%)	4 (16,00%)	10 (40,00%)
Santana do Araguaia	24 (1,16%)	19 (79,17%)	19 (79,17%)
Barcarena	23 (1,11%)	4 (17,39%)	8 (34,78%)
Juruti	23 (1,11%)	10 (43,48%)	10 (43,48%)
Acará	21 (1,01%)	9 (42,86%)	10 (47,62%)
Parauapebas	20 (0,97%)	9 (45,00%)	11 (55,00%)
Abel Figueredo	20 (0,97%)	6 (30,00%)	8 (40,00%)
Itupiranga	17 (0,82%)	8 (47,06%)	9 (52,94%)
Mãe do Rio	16 (0,77%)	0 (0,00%)	5 (31,25%)
Altamira	16 (0,77%)	8 (50,00%)	8 (50,00%)
Curuá	15 (0,72%)	6 (40,00%)	7 (46,67%)
Bannach	10 (0,48%)	4 (40,00%)	5 (50,00%)
Uruará	10 (0,48%)	2 (20,00%)	4 (40,00%)

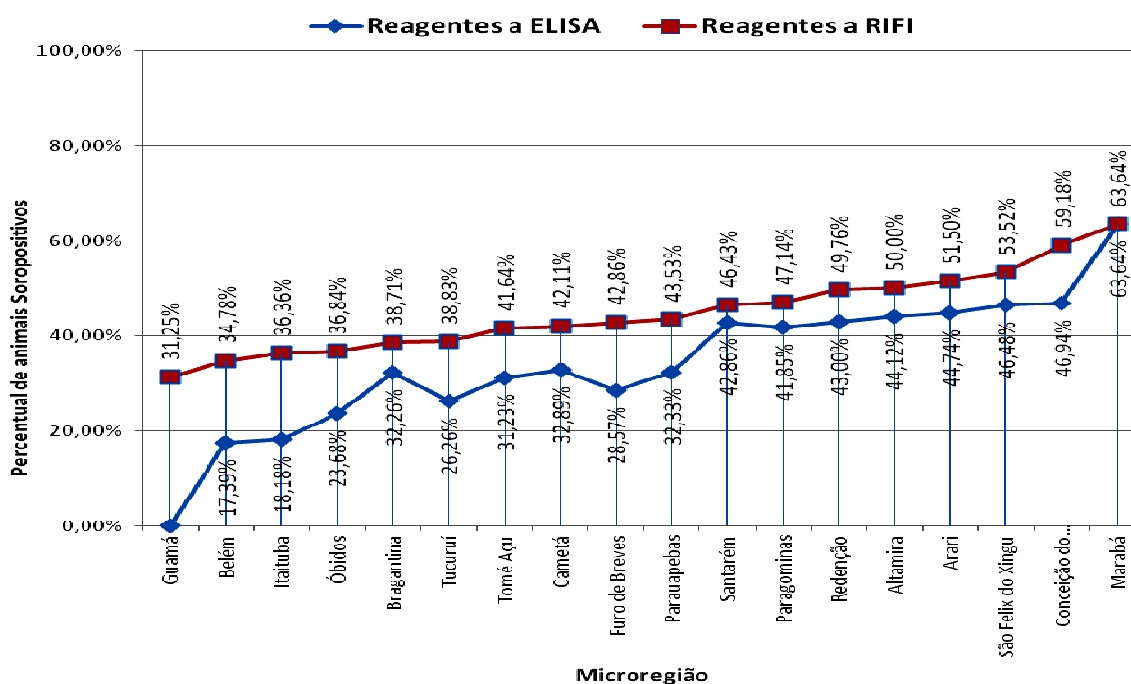
			Continuação
Itaituba	9 (0,43%)	1 (11,11%)	3 (33,33%)
Novo Repartimento	8 (0,39%)	2 (25,00%)	3 (37,50%)
Brasil Novo	4 (0,19%)	3 (75,00%)	3 (75,00%)
Pacajá	4 (0,19%)	2 (50,00%)	2 (50,00%)
Cumarú do Norte	4 (0,19%)	4 (100,00%)	4 (100,00%)
Palestina do Pará	3 (0,14%)	1 (33,33%)	1 (33,33%)
Trairão	2 (0,2%)	1 (50,00%)	1 (50,00%)
Tucumã	2 (0,2%)	1 (50,00%)	1 (50,00%)
TOTAL	2070	741	934

O Gráfico 1 apresenta a distribuição dos animais por microrregiões, onde 358 (17,70%) de todos os bovídeos estudados procederam da microrregião de Tucuruí, e que obteve o quarto menor resultado na detecção de anticorpos anti - *T. gondii* com 26,26% ao teste de ELISA e 38,83% ao RIFI. O segundo município foi Tomé Açu com a participação de 269 (13%) dos animais, com uma detecção de 31,23% e 41,64%, respectivamente ao ELISA e RIFI, bem menor que a média de todo o estudo; enquanto na Microrregião do Arari, com 266, (12,85%) animais, a reação foi de 44,74% e 51,50% ao ELISA e RIFI, sendo a quarta maior do presente estudo.

A Microrregião de Paragominas foi a quinta em número de animais que participaram do estudo, com 10,97% bovídeos, e uma soropositividade maior que a média geral encontrada, com 41,85% ao teste de ELISA e 47,14% ao RIFI. A Microrregião de Redenção, com 10% das amostras estudadas, obteve positividade maior que a de Paragominas, com 43% ao ELISA e 49,76% ao RIFI. Já, as Microrregiões de Cametá, Óbidos, São Felix do Xingu, Santarém, Conceição do Araguaia, Furo de Breves, Altamira, Marabá, Bragantina, Belém, Guamá e Itaituba, contribuíram com menos de 4% dos animais no estudo.

No estudo a Microrregião do Guamá foi a que apresentou a menor soroprevalência de 0% ao teste de ELISA e 31,25% ao RIFI, com a participação de 16 (dezesseis) animais, representando a 0,77% do estudo.

Gráfico 1. Distribuição dos animais que participaram do estudo e reagentes ao teste de ELISA e RIFI a anti – *T. gondii* por microrregiões do Estado do Pará.



A Tabela 2 demonstra os resultados ao teste de ELISA e RIFI de anticorpos para anti – *T. gondii* em bovídeos segundo as mesorregiões paraenses. Das amostras analisadas destaca-se a Mesorregião do Sudeste Paraense com 56,85% (n = 1.177). Justifica-se que essa mesorregião detém mais de 50% do rebanho bovino paraense e é aquela que apresenta o maior trânsito interestadual e intraestadual de animais, portanto, é a que possui o maior risco epidemiológico para a ocorrência de qualquer enfermidade infecciosa ou parasitária, e onde foi registrada uma soropositividade de 36,53% e 45,71% ao teste de ELISA e RIFI, respectivamente.

Tabela 2 - Distribuição das amostras e reagentes positivos ao teste de ELISA e RIFI para anti – *T. gondii* por mesorregião no Estado do Pará – 2015.

Mesorregiões do Estado do Pará	Animais estudo N (%)	Reagentes IgG	
		ELISA	RIFI
Sudeste	1177 (56,85%)	430 (36,53%)	538 (45,71%)
Nordeste	392 (18,97%)	119 (30,35%)	161 (41,07%)
Marajó	301 (14,53%)	129 (42,86%)	152 (50,50%)
Baixo Amazonas	132 (6,37%)	42 (31,81%)	54 (40,91%)
Sudoeste	45 (2,17%)	17 (37,78%)	21 (46,67%)
Metropolitana de Belém	23 (1,11%)	04 (17,39%)	08 (34,78%)
TOTAL	2070 (100%)	741	934

A Mesorregião do Nordeste paraense, segundo maior rebanho examinado, correspondendo a 18,97% foi a que apresentou o segundo menor índice de infecção ao teste de ELISA (30,55%) e o terceiro menor no RIFI (41,07%).

A Mesorregião do Marajó com 14,53% (301) dos animais estudados foi a que apresentou a maior soropositividade em relação às demais mesorregiões, com 42,86% reagentes ao teste de ELISA e 50,50% ao RIFI, bem maior que a média observada em todo o estudo onde se registrou, 35,80% de sororreagentes ao ELISA e 45,12% ao RIFI.

A Mesorregião do Sudoeste paraense foi à segunda com maior reatividade ao *T. gondii* onde, 37,78% dos animais foram sororreagentes ao ELISA e 46,67% ao RIFI. Seguida da Mesorregião do Baixo Amazonas, com 31,82% e 40,91 sororreagentes ao ELISA e RIFI, respectivamente. De acordo com a GTA, a Mesorregião Metropolitana de Belém e a que apresenta a menor movimentação de bovídeos em todo o Estado do Pará, e foi a que apresentou a menor soropositividade de todo o estudo com apenas 17,39% reagentes ao teste de ELISA e 34,78% ao RIFI.

Quanto à espécie animal que compôs o delineamento amostral, a composição foi de 1.749 (84,49%) bovinos, com registro de 34,48% animais sororreagentes ao teste de ELISA e 44,14% ao teste de RIFI, um pouco menor que a média geral observada no presente estudo. Já a espécie bubalina, com

321(15,51%) animais, apresentou maior detecção de anticorpos anti - *T. gondii* em 42,99% e 50,47% dos casos ao teste de ELISA e RIFI, respectivamente (Tabela 3).

Tabela 3 - Distribuição das amostras e reagentes positivos ao teste de ELISA e RIFI para anti – *T. gondii* por espécie animal: bovinos e bubalinos.

Espécie Animal	Animais estudo N (%)	Reagentes	
		ELISA	RIFI
Bovinos	1749 (84,49%)	603 (34,48%)	772 (44,14%)
Bubalinos	321 (15,51%)	138 (42,99%)	162 (50,47%)
TOTAL	2070 (100%)	741 (p=0,0042)	934 (p=0,0420)

Associação significativa ($p \leq 0,05$) ao teste qui-quadrado

No que se referem ao sexo dos animais participantes do estudo, 1.094 (52,85%) amostras foram de machos, em que, 37,57% reagiram ao teste de ELISA e 45,79% ao RIFI. As Fêmeas foram 976 (47,15%), com sororreagentes de 33,18% e 44,36% aos testes de ELISA e RIFI, respectivamente (Tabela 4).

Tabela 4 - Distribuição das amostras e reagentes positivos ao teste de ELISA e RIFI para anti – *T. gondii* segundo o sexo e a espécie: bovina e bubalina.

Sexo Animal	Bovinos e Bubalinos N (%)	Reagentes	
		ELISA	RIFI
Machos	1094 (52,85%)	411 (37,57%)	501 (45,79%)
Fêmeas	976 (47,15%)	330 (33,18%)	433 (44,36%)
TOTAL	2070 (100%)	741 (p=0,0829)	934 (p=0,5428)

Sem associação significativa ($p \geq 0,05$) ao teste qui-quadrado

A Tabela 5 refere à distribuição de animais por espécie e sexo em relação à detecção de anticorpos anti - *T. gondii*. Os bovinos tiveram resultados iguais para os sexos, com 34%, reagentes ao teste de ELISA e 44% na RIFI; quanto aos bubalinos, os resultados mostraram diferença estatística em relação ao sexo, onde os machos tiveram 53,16% de sororreagentes ao ELISA e 56,84% ao RIFI, porém as fêmeas apresentaram um percentual menor, de 28,24% ao ELISA e 41,22% ao RIFI.

Tabela 5 - Distribuição das amostras e reagentes positivos ao teste de ELISA e RIFI para anti – *T. gondii* por espécie animal: bovinos e bubalinos e por sexo: macho e fêmea.

Espécie	Sexo	Animais N (%)	Reagentes		Valor p
			ELISA	RIFI	
Bovina	Machos	904 (43,67%)	310 (34,29%)	393 (43,47%)	<0,0001
	Fêmeas	845 (40,82%)	293 (34,67%)	379 (44,85%)	
Bubalina	Machos	190 (9,28%)	101 (53,16%)	108 (56,84%)	0,0459
	Fêmeas	131 (6,33%)	37 (28,24%)	54 (41,22%)	
TOTAL		2070 (100%)	741	934	

Associação significativa ($p \leq 0,05$) ao teste qui-quadrado

De acordo com a espécie animal e sexo, os bovinos, tanto macho quanto as fêmeas apresentaram resultados semelhantes na detecção de anticorpos anti - *T. gondii*, sendo observados 34,67% de sororeagentes no teste de ELISA e 44,85% no RIFI, em relação aos bubalinos, com maior número de machos sororeagentes com 53,16% ao ELISA e 56,84% ao RIFI, porém as fêmeas tiveram menor soro reatividade com 28,24% ao ELISA e 41,22% ao RIFI.

No presente estudo foram estabelecidas duas faixas etárias: animais de 6 a 12 meses de idade, que foram 1.163 (56,18%) animais, com soropositividade de 39,38% e 47,72% aos testes de ELISA e RIFI, respectivamente. A outra faixa etária correspondeu a animais entre 13 e 24 meses de idade, com registro de 907 (43,82%) animais, onde foi observada uma frequência menor de sororreagentes no teste de ELISA, com 31,20% e de 41,79% no RIFI, ou seja, o grupo mais jovem foi o que mais apresentou anticorpos anti - *T. gondii* (Tabela 6).

Tabela 6 - Distribuição das amostras e reagentes positivos ao teste de ELISA e RIFI para anti – *T. gondii* por faixa etária animal (6-12 meses e 13 - 24 meses).

Faixa etária	Animais estudo N (%)	Reagentes	
		ELISA	RIFI
6 - 12 meses	1163 (56,18%)	458 (39,38%)	555 (47,72%)
13 - 24 meses	907 (43,82%)	283 (31,20%)	379 (41,79%)
TOTAL	2070 (100%)	741 (p<0,0001)	934 (p=0,0081)

Associação significativa ($p \leq 0,05$) ao teste qui-quadrado

Os resultados não apresentaram diferenças estatísticas, para a faixa de 6 a 12 meses ao teste de ELISA (39,38%) e RIFI (47,72%), enquanto no grupo de 13 a 24 meses de idade, os bovinos apresentaram a menor soropositividade ao teste de ELISA (28,50%) e RIFI (29,79%), porém em bubalinos os valores foram mais altos com 47,65% no ELISA e 53,90% ao RIFI. (Tabela 7)

Tabela 7 - Distribuição das amostras e reagentes positivos ao teste de ELISA e RIFI para anti – *T. gondii* por espécie animal (bovinos e bubalinos) e por faixa etária: 6 - 12 meses e 13 - 24 meses.

Espécie	Faixa Etária	Animais estudo N (%)	Reagentes	
			ELISA	RIFI
Bovina	6-12 meses	970 (46,86%)	381 (39,28%)	462 (47,63%)
	13-24 meses	779 (37,63%)	222 (28,50%)	310 (39,79%)
Bubalina	6-12 meses	193 (9,32%)	77 (9,90%)	93 (48,19%)
	13-24meses	128 (6,19%)	61 (47,65%)	69 (53,90%)
TOTAL		2070 (100%)	741	934

Quanto à distribuição por grupo de faixa etária, espécie animal e por sexo, a Tabela 8 demonstra, que os bubalinos na faixa etária de 13 a 24 meses de idade e machos, tiveram 61,43% e 65,71% de positividade ao teste de ELISA e RIFI, já as fêmeas da espécie bubalina com idades entre 6 e 12 meses mostraram uma menor presença de anticorpos, respectivamente, 26,03% ao teste de ELISA e 42,46% ao RIFI, bem diferente do observado quando analisado apenas o sexo dos animais sem especificar a espécie animal, em que os resultados foram muito parecidos.

Tabela 8 - Distribuição das amostras e reagentes positivos ao teste de ELISA e RIFI para anti – *T. gondii* por espécie animal: bovinos e bubalinos e por faixa etária: 6 - 12 meses e 13 - 24 meses e por sexo: macho e fêmea.

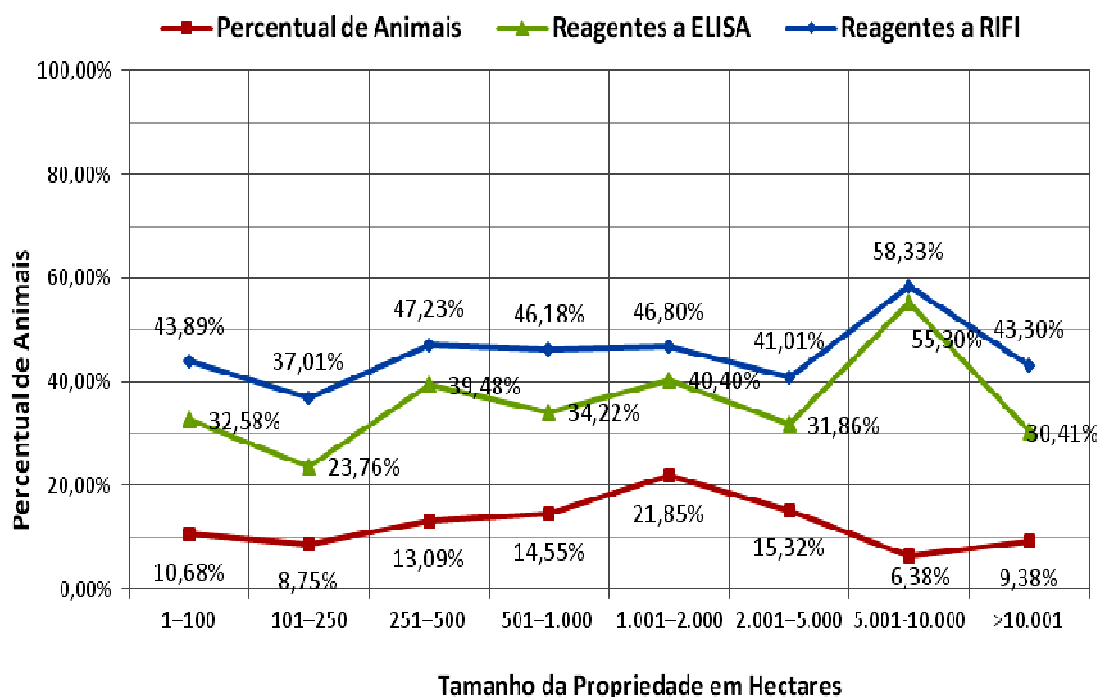
Espécie	Faixa Etária	Sexo	Animais estudo N (%)	Reagentes	
				ELISA	RIFI
Bovina	6-12 meses	Macho	470 (22,71%)	181 (38,51%)	218 (46,38%)
		Fêmea	500 (24,16%)	200 (40,00%)	244 (48,80%)
Valor de p			-----	0,6826*	0,4909*
Bovina	13-24 meses	Macho	434 (20,97%)	129 (29,72%)	175 (40,32%)
		Fêmea	345 (16,67%)	93 (26,96%)	135 (39,13%)
Valor de p			-----	0,4413*	0,7918*
Bubalina	6-12 meses	Macho	120 (5,78%)	58 (48,33%)	62 (51,66%)
		Fêmea	73 (3,53%)	19 (26,03%)	31 (42,46%)
Valor de p			-----	0,0035**	0,2748*
Bubalina	24 meses	Macho	70 (3,38%)	43 (61,43%)	46 (65,71%)
		Fêmea	58 (2,80%)	18 (31,03%)	23 (39,65%)
Valor de p			-----	0,0012**	0,0057**
TOTAL			2070 (100%)	741	934

*Sem associação significativa ($p \geq 0,05$) ao teste qui-quadrado

** Associação significativa ($p \leq 0,05$) ao teste qui-quadrado

No que se refere ao tamanho da propriedade, foram formados oito grupos, com destaque para as da faixa de 1.001 a 2.000 hectares, onde foram obtidas 453 amostras, representando 21,85% dos animais que participam do presente estudo. Propriedades com essa média de tamanho tiveram a segunda maior positividade para anti - *T. gondii* de todo os grupos, com 40,40% de reagentes ao teste de ELISA e 46,80% ao RIFI, e com o menor número de animais participantes, 132 (6,38%) ficaram as propriedades na faixa de 5.001 a 10.000 hectares, entretanto foram as que apresentaram a maior reação ao ELISA (55,30%) e ao RIFI (58,33%) Gráfico 2, já as propriedades com 101 a 250 hectares foram as que apresentaram a menor sororeagência a anticorpos anti - *T. gondii*, com 23,76% ao ELISA e 37,01% ao RIFI.

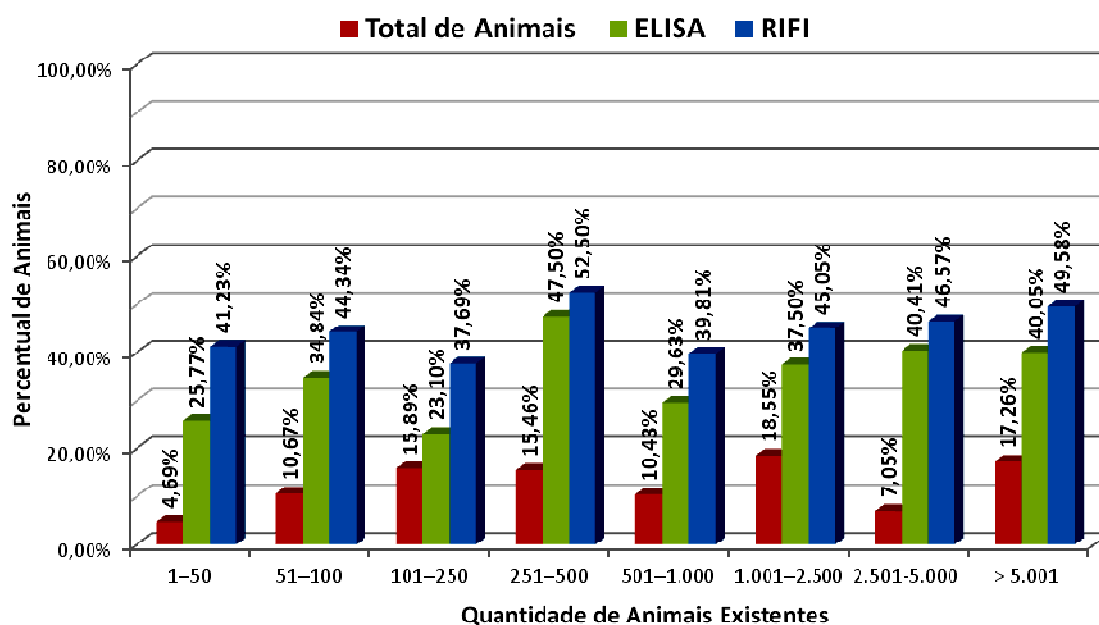
Gráfico 2. Distribuição dos animais que participaram do estudo segundo o tamanho da propriedade e reagentes ao teste de ELISA e RIFI a anti – *T. gondii*.



No que se refere à quantidade de animais existentes nas propriedades que participaram do estudo, também foram estabelecidos oito grupos e os mais representativos foram observado em propriedades que possuíam de 1001 a 2500 animais, com 384 (18,55%) animais participantes, onde os sororreagentes corresponderam a 37,50% e 45,05% aos testes de ELISA e de RIF, respectivamente. A menor quantidade ficou na faixa de 50 animais, com 97 (4,69%), animais. Nessas foram observadas a segunda menor taxa de detecção de anticorpos no ELISA com 25,77% e no RIFI com 41,23% (Gráfico 3).

As propriedades com o quantitativo de animais na faixa de 251 a 500 foram as que apresentaram a maior diferença estatística da presença de anticorpos anti - *T. gondii*, respectivamente, de 47,50% e 52,50%, nos testes de ELISA e RIFI, e a menor soropositividade nas propriedades entre 101 a 250 animais, com 23,10% ao ELISA e 37,69% ao RIFI.

Gráfico 3. Distribuição dos animais que participaram do estudo e reagentes ao teste de ELISA e RIFI a anti - *Toxoplasma gondii*, pela quantidade de animais existente nas propriedades.



Quanto ao tipo de exploração pecuária, 95,51% das propriedades que participaram do estudo, possuem como principal exploração a pecuária de corte, ou seja, destinada ao abate, com 1977 amostras obtidas, enquanto das propriedades com característica leiteira foram 37 (1,79%) amostras, e as de criação mista foram 56 (2,70%) animais estudados (Tabela 9).

A maior prevalência de animais foi detectada nas propriedades de exploração pecuária mista, onde os sororreagentes no teste de ELISA foram 44,64% e no RIFI 53,57%, já nas propriedades de características Leiteiras, os valores foram de 37,84% e 45,95%, respectivamente, e nas propriedades com pecuária de corte foi observado 35,51% de positividade no teste de ELISA e 44,87% no RIFI.

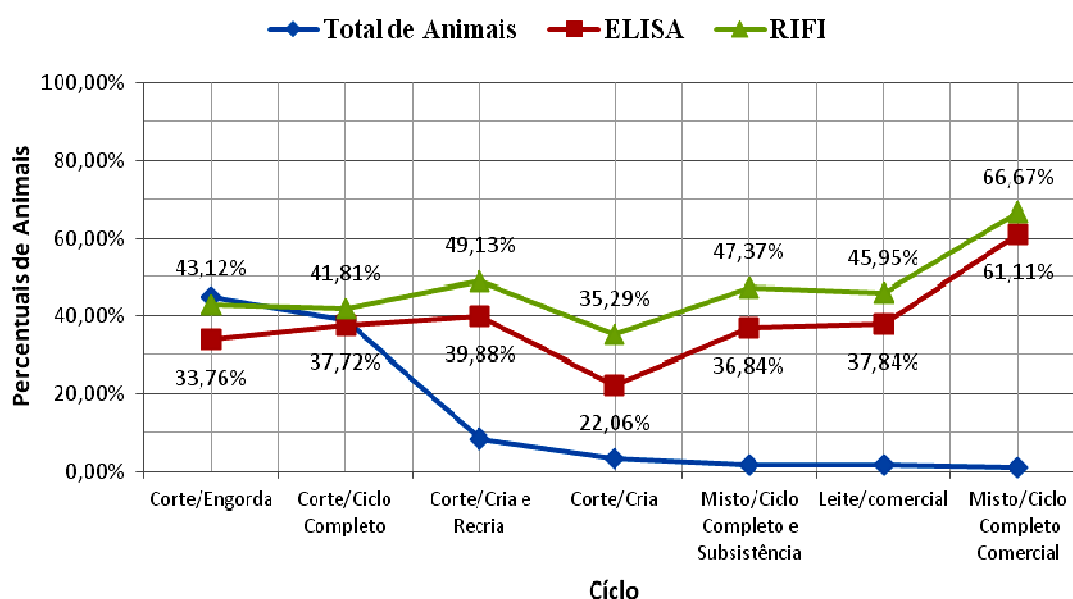
Tabela 9 - Distribuição das amostras e reagentes positivos ao teste de ELISA e RIFI para anti – *T. gondii* por exploração pecuária da propriedade.

Tipo Exploração Pecuária	Amostras bovídeos N (%)	Reagentes	
		ELISA	RIFI
Corte	1977 (95,51%)	702 (35,51%)	887 (44,87%)
Leite	37 (1,79%)	14 (37,84%)	17 (45,95%)
Misto	56 (2,70%)	25 (44,64%)	30 (53,57%)
TOTAL	2070 (100%)	741 p=0,3596	934 (p=0,0795)

Sem associação significativa ($p \leq 0,05$) ao teste qui-quadrado

Em relação ao tipo de exploração pecuária e do ciclo predominante nas propriedades que participaram do estudo as de corte e engorda tiveram o maior número de animais estudados com 930 (44,93%) das amostras. Os resultados obtidos pelo teste de ELISA e RIFI foram de 33,76% e 43,12%, respectivamente, conforme demonstra o Gráfico 4. Já as propriedades de corte e cria foram a que apresentaram a menor soropositividade ao teste de ELISA (22,06%) e RIFI (35,29%), e as de exploração mista, com ciclo completo comercial, mostraram o maior percentual de sororreagentes ao teste de ELISA (61,11%) e RIFI (66,67%).

Gráfico 4. Distribuição dos animais que participaram do estudo e reagentes ao teste de ELISA e RIFI a anti – *T. gondii* por exploração pecuária e ciclo de criação de propriedade.



Na questão fatores de risco para a toxoplasmose foi analisado o número de suínos presentes nas propriedades, dividindo-se em cinco grupos apresentados na Tabela 10. Nesse sentido, foi observado que 25 propriedades não possuíam suínos e, dessas, 532 (25,70%) bovídeos foram analisados, e foi que apresentou a menor diferença estatística de todos os grupos, com 23,68% de sororreagentes no ELISA e de 37,03% no RIFI.

Foram 45 as propriedades com criações de um a dez suínos e, dessas, procederam ao maior número de animais participantes do estudo, com 802 (38,74%) bovídeos, com 36,90% sororreagentes no teste de ELISA e 45,88% no RIFI. As propriedades que possuíam acima de 51 suínos foram as que apresentaram o maior percentual de animais positivos ao ELISA (45,29%) e ao RIFI (50,59%). Portanto, os resultados mostraram uma maior prevalência nas propriedades com mais suínos e, principalmente, na Mesorregião do Marajó, onde não existe tecnificação e os animais vivem em contato direto entre espécies.

Tabela 10 - Distribuição das amostras e reagentes positivos ao teste de ELISA e RIFI para anti – *T. gondii* pela presença de suínos na propriedade.

Quantidade de suínos propriedades	Nº Propriedades	Animais estudados N (%)	Reagentes	
			ELISA	RIFI
0	25	532 (25,70%)	126 (23,68%)	197 (37,03%)
1 – 10	45	802 (38,74%)	296 (36,90%)	368 (45,88%)
11 – 20	15	350 (16,91%)	144 (41,14%)	169 (48,29%)
21 – 50	09	216 (10,44%)	98 (45,37%)	114 (52,77%)
>51	06	170 (8,21%)	77 (45,29%)	86 (50,59%)
TOTAL	100	2070 (100%)	741 (p<0,0001)	934 (p<0,0001)

Associação significativa ($p \leq 0,05$) ao teste qui-quadrado

Quanto aos animais da espécie ovina, a Tabela 11, demonstra que 42 propriedades não possuíam ovinos e dessas, 872 (42,13%) bovídeos foram avaliados sorologicamente, e foram as que apresentaram o menor número de animais sororreagentes ao teste de ELISA (28,21%) e RIFI (39,56%).

Tabela 11 - Distribuição das amostras e reagentes positivos ao teste de ELISA e RIFI para anti – *T. gondii* pela presença de ovinos na propriedade.

Quantidade de ovinos Propriedades	Propriedades	Animais estudados N° (%)	Reagentes	
			ELISA	RIFI
0	42	872 (42,13%)	246 (28,21%)	345 (39,56%)
1 – 10	18	268 (12,95%)	108 (40,30%)	131 (48,88%)
11 – 20	14	289 (13,96%)	137 (47,40%)	152 (52,60%)
21 – 50	21	536 (25,89%)	210 (39,18%)	254 (47,39%)
>51	05	105 (5,07%)	40 (38,10%)	52 (49,52%)
TOTAL	100	2070 (100%)	741 (p<0,0001)	934 (p=0,0003)

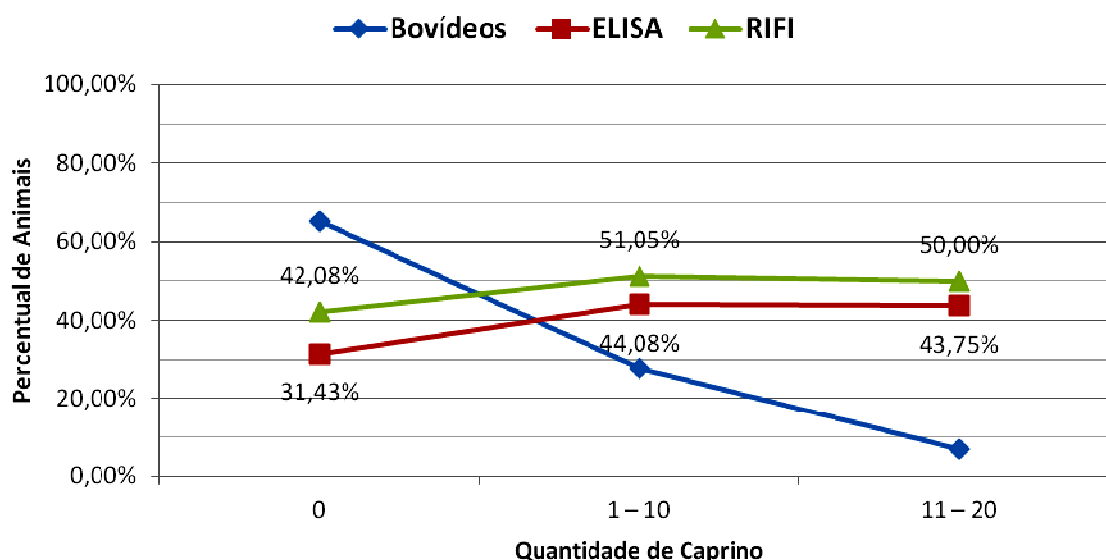
Associação significativa ($p \leq 0,05$) ao teste qui-quadrado

Entre as 100 propriedades estudadas, o grupo que possuía de onze a 20 ovinos eram 14, em que 289 (13,96%) bovídeos foram estudados, os quais apresentaram o maior número de soropositividade ao ELISA (47,40%) e ao RIFI (52,60%). Portanto, as propriedades que não possuíam ovinos apresentaram a menor detecção de anticorpos e os demais grupos com o quantitativo de ovinos apresentaram resultados parecidos com a média encontrada em todo o estudo de soropositividade.

Com relação ao número de caprinos criados por propriedade, 65,31% não possuíam estes animais, representando 68 das propriedades estudadas, com 1.352 bovídeos avaliados, e que apresentou a menor soropositividade ao teste de ELISA (31,43%) e RIFI (42,08%) (Gráfico 5).

No grupo de um a dez caprinos, foram 28 propriedades, com 574 (27,73%) bovídeos, estudados, onde se observou uma maior detecção de anticorpos no teste de ELISA (44,08%) e no RIFI (51,05%), já no grupo de onze a 20 caprinos, foram seis propriedades, com 144 (6,96%) bovídeos, que no teste de ELISA teve 43,75% e no RIFI 50,00% de animais sororreagentes.

Gráfico 5. Distribuição dos animais que participaram do estudo e reagentes ao teste de ELISA e RIFI a anti – *T. gondii*, pela presença de caprinos na propriedade.



Quanto à presença de cães nas propriedades, 88 (4,25%) dos bovídeos estudados eram de propriedades que não possuía cães e estas foram as que tiveram a menor prevalência de reagentes aos testes de ELISA (19,32%) e ao RIFI (32,95%). Já 1866 (90,14%) bovídeos estudados foram de propriedades que tinham entre um a cinco cães, com 37,30% de reagentes ao teste de ELISA e 46,14% no RIFI. As propriedades que possuíam de seis e dez cães, foram cinco, com 116 (5,61%) dos bovídeos estudados e 24,13% de reagentes ao teste ELISA e 37,93%, ao RIFI (Tabela 12).

Tabela 12 - Distribuição das amostras e reagentes positivos ao teste de ELISA e RIFI para anti – *T. gondii* pela presença de cães na propriedade.

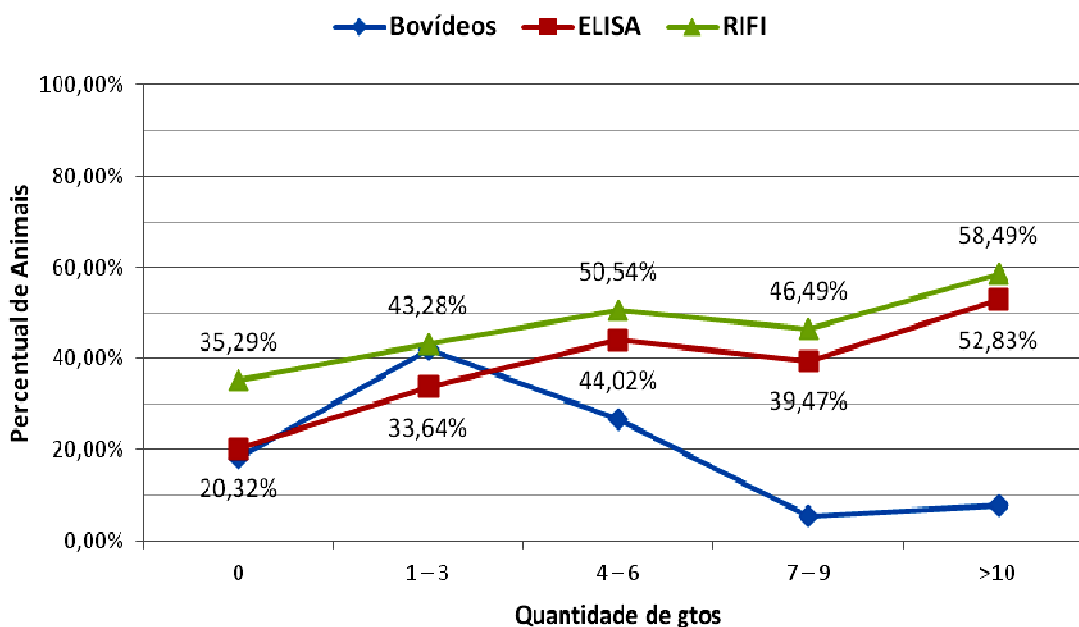
Quantidade de cães propriedades	Propriedades	Animais estudados Nº (%)	Reagentes	
			ELISA	RIFI
0	04	88 (4,25%)	17 (19,32%)	29 (32,95%)
1 – 5	91	1866 (90,14%)	696 (37,30%)	861 (46,14%)
5 – 10	05	116 (5,61%)	28 (24,14%)	44 (37,93%)
TOTAL	100	2070 (100%)	741 (p<0,0001)	934 (p=0,0145)

Associação significativa ($p \leq 0,05$) ao teste qui-quadrado

Considerando à presença de gatos nas propriedades, o Gráfico 6 mostra que 374 (18,06%) dos animais estudados foram de propriedades que não tinham gatos, e os bovídeos sororreagentes foram 20,32% ao teste de ELISA, e de 35,29% no RIFI, sendo a menor prevalência de todos os grupos estudados com a presença ou não de gatos na propriedade.

As propriedades que apresentavam de um a três gatos foram 42,08% dos animais estudados, com uma soropositividade ao teste de ELISA de 33,64% e de 43,28% ao RIFI, bem maior que nas propriedades que não apresentavam gatos. Já as que tinham de quatro a seis gatos, 26,67% dos animais estudados, tiveram soropositividade de 44,02% no teste de ELISA e 50,54% na RIFI. Propriedades com sete a nove gatos foram 5,51% dos animais estudados e 39,47% e 46,49% de reagentes ao ELISA e RIFI, respectivamente e as que possuíam acima de dez gatos, foram seis (7,69%) e que tiveram os bovídeos estudados, e positividade ao teste de ELISA de 52,83% e de RIFI de 58,49%.

Gráfico 6. Distribuição dos animais que participaram do estudo e reagentes ao teste de ELISA e RIFI a anti - *Toxoplasma gondii*, pela presença de gatos na propriedade.



Foram 989 (47,78%) animais que participaram do estudo e que nasceram na propriedade, onde 385 (38,93%) foram reagentes ao teste de ELISA e 473 (47,83%) ao RIFI. Entretanto, os animais estudados que não nasceram na

propriedade foram 1081 (52,22%) e, desses, 32,93% foram soropositivos ao teste de ELISA e 42,65% a RIFI (Tabela 13).

Tabela 13 - Distribuição das amostras e reagentes positivos ao teste de ELISA e RIFI para anti – *T. gondii* por animais que nasceram na propriedade.

Animais que nasceram na propriedade	Animais estudados Nº (%)	Reagentes	
		ELISA	RIFI
Sim	989 (47,78%)	385 (38,93%)	473 (47,83%)
Não	1081 (52,22%)	356 (32,93%)	461 (42,65%)
TOTAL	2070 (100%)	741 (p=0,0202)	934 (p=0,0052)

Sem associação significativa ($p \leq 0,05$) ao teste qui-quadrado

6. DISCUSSÃO

A grande distribuição do coccídio *Toxoplasma gondii* entre seus hospedeiros na natureza é em decorrência aos inúmeros mecanismos de transmissibilidade desse agente e da grande diversidade de hospedeiro existentes (AMENDOEIRA, 1995). A ampla distribuição da toxoplasmose entre seus hospedeiros na natureza é consequência da diversidade dos mecanismos de transmissão do parasita e da enorme variedade de hospedeiros

A prevenção da infecção toxoplásmica em animais de produção baseia-se na adoção de boas práticas de criação desses animais, procurando evitar sua exposição a oocistos (GAMBLE, 1997). No entanto, Dubey (1996b) considera que a redução da transmissão do *T. gondii* nas fazendas é muito difícil, devido à existência de múltiplas fontes de infecção.

O gato é um importante elo na cadeia epidemiológica do *T. gondii*, porém, não é a principal fonte de infecção para o homem. O hábito de comer carnes cruas ou mal passadas (principalmente de suínos e ovinos), além da ingestão acidental de oocistos na água, ou alimentos contaminados são as maneiras mais importantes de infecção (PRADO et al., 2011).

A prevalência da infecção toxoplásmica pode variar de região para região, e estas variações na detecção de anticorpos anti - *T. gondii* podem ocorrer em função do tamanho da amostra, do teste sorológico empregado e do limiar de positividade determinado para cada teste e sua possível sensibilidade (ARIAS et al., 1994a; CABRAL et al., 1998).

O teste sorológico de Reação de Imunofluorescência Indireta (RIFI) tem sido considerado padrão ouro para o diagnóstico da toxoplasmose animal (COLA et al., 2010). Nesse sentido, a literatura apresenta vários trabalhos onde o teste foi utilizado no diagnóstico da toxoplasmose em bovinos (MORENO et al., 1991; ARIAS et al., 1994b; MARANA et al., 1994; MARANA et al., 1995; GARCIA et al., 1999a; OLIVEIRA et al., 2000).

Em relação à toxoplasmose em rebanhos bovinos a literatura mostra grande variação de 0 a 92% nos percentuais para a presença de anticorpos anti-*T. gondii* (SAKATA et al., 2012). Entretanto, Albuquerque et al. (2011), referem que a prevalência da infecção por *T. gondii* em bovinos no Brasil varia de 1,03 a

71,0%. Nesse sentido, a literatura apresenta estudos de elevada soroprevalência de infecção toxoplásmica em bovinos, com a ocorrência de 41% na Espanha (MORENO; MARTINEZ-GOMES; BECERRA, 1991) e de 40% na Grécia (KRITSEPI-KONSTANTINOOU, 1992), valores muito próximos aos encontrados no presente estudo onde a prevalência registrada a RIFI foi de 45,12%, já Ediclei et al. (2010) também no Estado do Pará, observaram uma soro reação de 40,6% ao teste de RIFI.

Entretanto, esses percentuais foram bem inferiores ao obtido por Santos (2008) no Mato Grosso, uma prevalência de 71% em 2000 bovinos examinados, e na Sérvia Klun et al. (2006), registraram 76,3% e na Itália Avezza et al. (1993) 92% de ocorrência ao teste de RIFI.

Segundo Santos et al. (2009), essa soroprevalência elevada sugere que uma alta proporção de bovinos nas criações foi exposta ao parasito, embora suínos, ovinos, caprinos sejam as espécies mais frequentemente infectadas com o *T. gondii*

Resultados de positividade inferiores aos observados neste trabalho foram encontrados por Santos (2012) no Rio Grande do Sul, com soroprevalência de 17,4% em 121 bovinos, enquanto Moura et al. (2010), observaram em bovinos de corte em Guarapuava no Paraná 30,88% de sororreagentes ao teste de RIFI. Ainda no Estado do Paraná, Garcia et al. (1999b), reportaram 25,8% em 400 bovinos testados e Marana et al. (1994), detectaram 32,3% de positivos em 334 bovinos de corte abatidos. Na Costa Rica, Arias et al. (1994b) encontraram anticorpos anti - *T. gondii* em 34,4% de 601 bovinos testados também pela técnica de RIFI.

Dentro dessa variação nos valores de ocorrência de anticorpos anti - *T. gondii* em bovinos, prevalência muito baixa, foram registradas por Passos et al. (1984) em Minas Gerais e Gondim et al. (1999) na Bahia, com 9,0% e 1,03%, respectivamente. Na Arábia Saudita, El-Metenawy (2000) observaram 1,7% de soropositivos para *T. gondii*, a qual relacionou a baixa detecção ao controle eficaz da população de gatos nas proximidades das fazendas e ao adequado tratamento dispensado aos resíduos dos matadouros frigoríficos naquele país. No entanto, o autor testou apenas 60 bovinos, através da técnica de Hemaglutinação Indireta.

Embora a prevalência encontrada na presente pesquisa ter sido de quase 50% ao teste do RIFI, nenhum dos animais apresentou lesões ou sintomas sugestivos de toxoplasmose à inspeção sanitária realizada em campo. Esteban-Redondo et al. (1999) afirmam que mesmo em situações experimentais, a infecção de bovinos com o *T. gondii* não produz alterações macroscópicas no exame post mortem ou histopatológicas. Portanto, os animais não demonstram lesões durante a inspeção no abate, assim fica o alerta de Millar et al. (2008), quanto ao hábito de ingerir carne crua ou mal cozida principalmente de gado bovino, tornando a ingestão deste tipo de produto uma importante via de transmissão, tanto para os humanos quanto para outros animais domésticos carnívoros, que em algumas regiões são alimentados com sobras de carne e vísceras cruas.

Ainda com relação à sintomatologia sugestiva de toxoplasmose, Dubey (2008) afirma que o *T. gondii* é mais patogênico para os caprinos quando comparado aos demais animais de produção, e nessa espécie, pode causar morte fetal, mumificação, abortos ou nascimento de animais debilitados, ocasionando perdas econômicas.

Os resultados tiveram um percentual mais baixo de animais positivos ao teste de ELISA (36,53%) em relação ao RIFI (45,12%), no entanto foi obtido um Kappa igual a 0.7983, considerado bom, indicando o ELISA como técnica adequada para o diagnóstico de *T. gondii* em espécimes bovídeos. Essa prevalência ao teste de ELISA, foi bem superior ao observado por Meireles et al. (2003), que encontraram 11% de soropositividade em bovinos no Estado de São Paulo, resultado próximo ao de Spagnol et al. (2009) que observaram prevalência de 11,83% para o *T. gondii* em bovinos abatidos no Estado da Bahia.

A análise de trabalhos sobre a prevalência de anticorpos anti - *T. gondii* ao ELISA em bovinos revela taxas variáveis de infecção nos rebanhos estudados. No norte da Polônia, Holec-Gasior et al. (2013), pesquisaram anticorpos anti - *T. gondii* em 4.033 bovinos utilizando o teste de ELISA, com uma sensibilidade de 96,3% e especificidade de 98%, encontraram uma soroprevalência de 4,71%, valores bem próximo ao observado por Gharekhani (2013), no Leste do Iran, com uma positividade de 2,3%, em 1.406 bovinos testados. Baixa prevalência da infecção toxoplásmica em bovinos também foi relatada nos EUA, no Estado de

Montana (3,2%) por Dubey (1985b), na Tanzânia (3,6%) por Schoonman; Wilsmore e Swai (2010) e na Malásia (4%) por Chandrawathani et al. (2008). Entretanto, os resultados ficaram bem abaixo do encontrado no Sudão por Elfahal et al. (2013) em que observaram prevalência de 44,8% em bovinos, superior ao registrado no presente estudo.

A toxoplasmose em ovinos é de elevada importância, visto acarretar prejuízos na produção animal, gerados pelas perdas reprodutivas e econômicas, além de sua implicação na saúde humana (SAKATA et al., 2012). No Estado do Pará, Filho et al. (2011) testaram 350 ovinos e encontraram uma soroprevalência de 32% para anticorpos contra *T. gondii* em fêmeas e 12,29% em machos, aplicando como teste sorológico a Hemaglutinação Indireta, com significância estatística, sendo os valores diferentes para os bovinos estudados neste trabalho.

Anticorpos séricos para o *T. gondii* foram encontrados mundialmente em bovinos (DUBEY, 2010). Da mesma forma, o protozoário encontra-se amplamente disseminado em bubalinos no Brasil (SILVA et al., 2013). Sendo que a soroprevalência em bovinos e bubalinos pode variar de acordo com a região (MILLAR et al., 2008).

No que se refere a espécie bubalina, ainda poucos são os estudos, e assim, poucos os conhecimentos existentes sobre a infecção e a prevalência de anticorpos anti - *T. gondii*, porém estudos revelam que nessa espécie sua incidência é menor do que em bovinos (FUJI et al., 2001). Entretanto, Hoghooghi-Rad (1998) e Huong et al. (1998), afirmaram que a infecção de toxoplasmose em animais da espécie bubalina é muito incomum.

Grande parte dos estudos demonstram a presença do *T. gondii*, especialmente em pequenos ruminantes (GONDIM et al., 1999), no entanto, algumas regiões do país, como o Estado do Pará, que possui o maior rebanho de bubalinos e o quinto de bovinos do Brasil, possuem poucas informações sobre a prevalência da infecção toxoplasmática nessas espécies.

Silva et al. (2013) avaliaram o soro de búfalos de duas mesorregiões do Estado do Pará e determinaram prevalência de 41,6% ao teste de ELISA e 36,0% a RIFI, valores menores do observado em bubalinos no presente estudo, com 42,99% ao ELISA e 50,47% ao teste de RIFI, em que os valores encontrados no RIFI foram bem maiores ao teste de ELISA. Enquanto, Silva et al. (2010) no

Estado do Pará demonstraram uma prevalência de anticorpos contra *T. gondii* de 1,1% em bubalinos, pela técnica de RIFI, já Gondim et al. (1999) Na Bahia utilizando a mesma técnica e espécie encontraram 3,85% e Fuji et al. (2001) em São Paulo 3,2% ao teste de RIFI, valores muito abaixo do que observado no presente estudo.

Poucos trabalhos referem à soroepidemiologia da toxoplasmose em bubalinos no mundo. Na Índia Selvaraj et al. (2007) ao testar 99 bubalinos ao teste de Aglutinação Modificada (MAT), em uma diluição de 1:200 encontraram uma soropositividade de 100%, bem superior ao encontrado neste estudo. Entretanto, na província de Kouzestan no Irã, Hamidinejat et al. (2010), registraram uma prevalência global de anticorpos anti-*T. gondii* de 14,33% em 300 búfalos, valores abaixo do verificado no presente estudo.

Recentemente, Beyhan; Babür e Yılmaz (2015), realizaram pesquisa em 131 bubalinos nas províncias de Samsun e Afyon na Turquia, as amostras de soro de búfalos testadas para toxoplasmose mostraram que 87,79% dos búfalos tinham anticorpos anti - *T. gondii*.

No que se refere ao sexo dos animais que participaram do estudo, 52,85% (1094 animais) foram machos, com uma sororreação de 37,57% ao teste de ELISA e 45,79% ao RIFI e 46% (976 animais) foram fêmeas, com 33,18% e 44,36% soropositivos aos testes de ELISA e RIFI, respectivamente, bem diferente ao encontrado por Ediclei et al. (2012) em estudo realizado em 500 animais da espécie bovina abatidos para consumo no município de Belém, procedentes de diversas regiões do Pará, onde 27,8% eram machos e 72,2% fêmeas, obtendo uma soropositividade de 47,5% em machos e 38% nas fêmeas, pela técnica de RIFI. No entanto, no Sudão Elfahal et al. (2013) registraram no teste de ELISA em bovinos, maior positividade em machos com 30,8% e 11,9% nas fêmeas.

Em Pernambuco, Guerra et al. (2014) utilizando a técnica de RIFI na detecção de anticorpos anti-*T. gondii* na sua distribuição por sexo dos animais observaram uma positividade em 22,22% dos machos e 16,51% das fêmeas, porém Daguer et al. (2004) encontraram em bovinos da microrregião de Pato Branco no Paraná uma prevalência de 42,9% em machos e 36,8% fêmeas ao teste de RIFI, os autores demonstraram coincidência nos animais machos

apresentarem a maior soroprevalência por sexo, mas com valores bem abaixo do encontrado no estudo.

Estudo em bubalinos desenvolvido por Hamidinejat et al. (2010) mostrou resultados diferente de prevalência em relação ao sexo com registro de 19,7% e 7% em fêmeas e machos, respectivamente. Em bubalino por Beyhan; Babür e Yilmaz (2015), não obteve diferença estatisticamente significativa entre a idade e sexo dos búfalos sororreagentes a *T. gondii*.

Os resultados encontrados no presente estudo quanto a faixa etária dos animais são muitos parecidos aos obtidos em bovinos por Daguer et al. (2004), no Estado do Paraná, utilizando a técnica de RIFI, onde os animais com idade até um ano apresentaram maior prevalência com 46,8% de anticorpos anti – *T. gondii*, já o grupo entre 13 a 24 meses teve um percentual de 40% de sororreagentes.

Ragozo (2007) em estudo com caprinos em São Paulo, utilizando a técnica de MAT observou em animais com idades acima de um ano uma soropositividade de 66,7%, enquanto que naqueles com idade inferior a um ano de idade esse percentual foi de 25,2%.

Quanto ao tipo exploração pecuária leiteira encontrou-se uma prevalência de 37,84% de animais sororreagentes à técnica de ELISA e 45,95% ao RIFI, resultados semelhantes ao de Marana et al. (1995) que analisaram 503 amostras de bovinos de leite, provenientes de 17 rebanhos no norte paranaense, e detectaram 48,5% de animais soropositivos, utilizando a técnica de RIFI.

Prevalência inferior a obtida no presente estudo foi encontrada por Albuquerque et al. (2005) em bovino leiteiro no Estado do Rio de Janeiro, em onde 14,38% dos animais foram sororeagentes ao *T. gondii* , aplicando a técnica de RIFI, na diluição de títulos superiores de 1:64. Entretanto, o resultado foi semelhantes ao de Costa e Costa (1978) em Minas Gerais, também em bovino de leite, com uma positividade de 12%,a anticorpos anti - *T. gondii* . Por outro lado, valores maiores foram obtidos no Estado do Paraná por Marana et al. (1994), Garcia et al. (1999) e Ogawa (2005) usando o teste de RIFI, que registraram, respectivamente, 32,34%, 25,8% e 26,0% de sororreagência, em bovinos leiteiros.

Em relação aos animais de pecuária de corte foram observados valores muito próximo ao encontrado por Marana et al. (1994) em bovinos de corte no norte de Paraná e Sul do Mato Grosso, com 32,34% de animais sororreagentes ao teste de RIFI, semelhante aos resultados de Arias et al. (1994a) na Costa Rica, com 34,4% de animais reagentes ao *T. gondii*, aplicando o mesmo teste, porém Araújo et al. (1998a), detectaram 4,3% de soroconversão, em gado de corte no Mato Grosso do Sul.

Fajardo et al. (2013) em estudo com bovinos na Zona da Mata em Minas Gerais utilizando a técnica de RIFI não verificaram associação significativa entre a dimensão das explorações e ao número de animais soropositivos, bem diferentes ao encontrado no presente estudo que mostrou diferença significativa, onde as propriedades maiores apresentaram maior prevalência ao parasito, e aquelas que possuíam entre 5.001 a 10.000 hectares tiveram 58,33% de soropositivos ao teste de RIFI e 55,30% ao ELISA, porém estes resultados discordam dos obtidos por Albuquerque et al. (2005) e Pinheiro et al. (2009), que observaram que animais criados em fazendas com tamanho menor do que 30 ha apresentavam maior chance de infecção (60%) do que aqueles criados em fazendas até 200 ha (23%) e mais de 200 ha (17%). Outro aspecto interessante das fazendas estudadas foi o número de animais. Neste sentido não houve diferença significativa no número total de bovídeos entre as fazendas positivas e negativas.

Foi encontrada uma soroprevalência em bovinos de 20,32% em propriedades que não possuíam gatos e 42,49% nas propriedades que tinham pelo menos um gato, utilizando a técnica de ELISA, muito superior ao encontrado por Ahmad et al. (2015) na detecção de anticorpos do parasita em ovelhas criadas no Paquistão, utilizando o mesmo teste, em que as propriedade que não possuíam felídeos tiveram uma incidência de 9,15% e nas que possuíam gatos esse índice foi de 16,97%.

Otten; Westphal e Kajahn (1950), afirmam haver correlações entre a ocorrência de toxoplasmose em cães e humanos. Assim, o cão merece atenção como um possível reservatório da infecção para o homem (JACOBS, 1957). No entanto, Feldman e Miller (1956) referem que estudos mostram que pode haver uma relação entre infecções humanas e caninas. No entanto, já houve casos de

toxoplasmose em humanos que não tiveram contato mesmo que remoto com cães. Isto sugere que, se o cão é um reservatório de infecção para os seres humanos, não é o único reservatório. Assim, por sua relação, cães e homem pode adquirir toxoplasmose a partir da mesma fonte ou fontes. Pelo exposto, pode-se considerar que os cães, de certa forma, pode ser um fator de risco para bovídeos desde que tenham algum convívio. Nesse sentido, no presente trabalho foi observado diferença significativa ($p= 0,0001$) ao teste de ELISA em relação à presença de cães nas propriedades.

7. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Os resultados obtidos permitem delinear uma cadeia de eventos que demonstra que a infecção por *Toxoplasma gondii* está disseminada em bovídeos criados no Estado do Pará;

A prevalência de infecção por *T. gondii* foi considerada alta em rebanhos bovídeos criados no Estado do Pará. Portanto, deve-se considerar a importância dos bubalinos e bovinos como fonte de infecção para a espécie humana, visto que os mesmos são abatidos para consumos, com risco aos consumidores que têm o hábito de consumir carne bovina crua ou mal cozida;

Os dados obtidos através do teste Elisa e RIFI permitem concluir que não houve diferenças significativas na frequência do *T. gondii*, com relação ao sexo, tipo de exploração, porém outros fatores determinaram associação significativa, tais como: espécie animal estudada, faixa etária, tamanho da propriedade, quantidade de animais existentes na propriedade, ciclo de criação;

A presença de gatos criados nas fazendas constituem fatores de risco para a infecção por *T. gondii* em bovídeos, onde também existe a possibilidade de outros animais silvestres estarem envolvidos no ciclo do parasita, visto que o Estado do Pará está localizado no ambiente amazônico;

A técnica de RIFI mostrou-se mais sensível ao diagnóstico sorológico para ambas as espécies quando comparada ao teste de ELISA na detecção de anticorpos anti - *T. gondii* em bovídeos.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ACHA, P. N.; SZYFRES, B. **Zoonoses and communicable diseases common to man and animals**. 3. ed. Washington: PAHO, v. 3, 395p., 2003.

AHMAD, N. et al. Seroprevalence and associated risk factors of Toxoplasmosis in sheep and goats in Pothwar Region, Northern Punjab, Pakistan. **Pakistan Journal Zoology**. v.47, p.161-167, 2015.

ALBUQUERQUE, G. E. et al. Prevalência de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em bovinos leiteiros do vale do Paraíba Sul Fluminense, Estado do Rio de Janeiro. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 14, p. 125 – 128, 2005.

ALBUQUERQUE, G. E. et al. Risk factors associated with *Toxoplasma gondii* infection in dairy cattle, State of Rio de Janeiro. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 31, p. 287-290, 2011.

AMARAL, V.; MACRUZ, R. *Toxoplasma gondii*: isolamento de amostra a partir diafragma de suínos clinicamente sadios, abatidos em matadouros de São Paulo – Brasil. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 36, p. 47 – 54, 1969.

AMENDOEIRA, M. R. R. Mecanismos de transmissão da toxoplasmose. **Anais da Academia Nacional de Medicina**. Rio de Janeiro, v.155, n.4, p.224-225, 1995.

ARAMINI, J. J.; et al. Potential contamination of drinking water with *Toxoplasma gondii* oocysts. **Epidemiology and Infection**, v. 122, p. 305 - 315, 1999.

ARAÚJO, F. R.; CARVALHO, C. M. E.; BALBUENA, C. B. Levantamento sorológico para *Toxoplasma gondii* em bovinos de corte no Mato Grosso do Sul, Brasil. **Revista Brasileira de Medicina Veterinária**, v. 20, p. 201 – 203, 1998a.

ARAÚJO, W. N.; SILVA, A. V., LANGONI, H. Toxoplasmose: uma zoonose – realidades e riscos. **Revista Cães e Gatos**, n. 79, p. 27-42, nov. – dez. 1998b.

ARAUJO, F. A. P.; et al. Anticorpos para *Toxoplasma gondii* em soro de gatos internados no Hospital de Clínicas Veterinárias da UFRGS, Porto Alegre, RS, Brasil, detectados através da técnica de hemaglutinação indireta. **Acta Scientiae Veterináriae**, v. 31, n. 2, p. 89 – 92, 2003.

ARIAS, M. L.; et al. Determination of *Toxoplasma gondii* in several organs of cattle by carbon immunoassay (CIA) testing. **Veterinary Parasitology**, Amsterdam, v.55, p.133-136, 1994a.

ARIAS, M. L.; et al. Seroepidemiology of *Toxoplasma gondii* in meat producing animals in Costa Rica. **Revista de Biologia Tropical**, San José, v.42, n.1/2, p. 15-20, 1994b.

ASSIS, M. A.; ROSENBLATT, J. E.; MARSHALL, W. F. Donor-transmitted Toxoplasmosis in liver transplant recipients: a case report and literature review. **Transplant Infectious Disease**, v. 9, n. 2, p. 132 - 136, Jun. 2007.

AVEZZA, F.; et al. La toxoplasmosis bovina: risultati di una indagine sieropidemiologica. **Atti Società Italiano Buiatria**, v. 25, p. 621-624, 1993.

BEATTIE, C. P. The ecology of Toxoplasmosis. **Ecology of diseases**, v. 1, p. 13 – 20, 1982.

BICHARA, C. N. C. **Perfil epidemiológico da Toxoplasmose humana na área metropolitana de Belém/PA: A experiência no Serviço de Parasitologia do Instituto Evandro Chagas, Belém/PA**. 2001. 96 f. Dissertação (Mestrado em Doenças Tropicais) Universidade Federal do Pará, 2001.

BLOOD, D. C.; RADOSTIS, O. M. **Clínica Veterinária**. 7. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1991. 1236 p.

BÓIA M. N., et al. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* infection among Indian people living in Iauareté, São Gabriel da Cachoeira, Amazonas. **Brazilian Review of Tropical Medicine**, v. 50, p. 17 - 20, 2008.

BONAMETTI, A. M. et al. Surto de toxoplasmose aguda transmitida através da ingestão de carne crua de gado ovino. **Revista Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 30, p. 21-25, 1997.

BONNA, I. C. F.; et al. Estudo soroepidemiológico da infecção por *Toxoplasma gondii* em suínos e frangos, para abate, em região rural do Rio de Janeiro. **Revista Brasileira de Ciência Veterinária**, v. 13, n. 3, p. 186 - 189, set. - dez. 2006.

BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Departamento de Vigilância Epidemiológica. **Doenças Infecciosas e parasitárias: Guia de Bolso**. 8ed. Brasília. Ministério da Saúde. 2010.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Manual de Orientação para o Inquérito Soroepidemiológico para Avanço da Área Livre de Febre Aftosa**. Brasília – DF. 2012.

BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Departamento de Saúde Animal. **Relatório de Campanha de Vacinação de Febre Aftosa de Maio de 2015**. Brasília. Ministério da Saúde. 2015.

CABRAL, D. D.; et al. Frequency of anti-*Toxoplasma gondii* antibodies in apparently healthy dogs of the city of Uberlândia-MG. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, São Paulo, v.7, n.2, p.87-90, 1998.

CAMARGO, M. E.; LESER, P. G.; ROCCA, A. Rheumatoid factors as a cause for false positive IgM anti-*Toxoplasma* fluorescent tests. A technique for specific

results. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**, v. 14, p. 310-313, 1972.

CAMARGO, M. E. Toxoplasmose, diagnóstico sorológico. **Boletim de Medicina Laboratorial Bronstein, Porto Alegre**, v. 5, Jan - Fev , 4p., 1996.

CAMARGO, M. E. Toxoplasmose. In: FERREIRA, A. W.; AVILA, S. L. M. **Diagnóstico Laboratorial das principais Doenças Infecciosas e Auto Imunes**. 2.ed., Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2001, p. 278-288.

CANNON, R. M.; ROE, R. T. **Livestock disease surveys: a field manual for veterinarians**. Australian Bureau of Animal Health. Canberra: Australian, 1982, p. 14- 17.

CARLETTI, R. T. et al. Surto de Toxoplasmose em Santa Isabel do Ivaí – PR/Brasil: Sorologia em animais domésticos. In: XI ENCONTRO ANUAL DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA. **Congresso**. Maringá – PR, 2002a.

CARLETTI, R. T. et al. O Surto de toxoplasmose em Santa Isabel do Ivaí - PR, Brasil: sorologia em animais domésticos. In: XXIX CONGRESSO BRASILEIRO DE MEDICINA VETERINÁRIA. **Congresso**. Rio Grande do Sul, p. 60, 2002b.

CASSOL, D. M. S. et al. Pesquisa de anticorpos contra *Neospora caninum* e *Toxoplasma gondii* em bovinos leiteiros, cães e humanos da região nordeste do Estado de São Paulo. **A Hora Veterinária**, v. 25, n. 145, p. 25 - 27, 2005.

CAVALCANTE, A. C. R. **Toxoplasmose Caprina no Ceará: soropidemiologia e caracterização de cepas de *Toxoplasma gondii***. 2004.129f. Tese (Doutorado em Parasitologia), Universidade Federal de Minas Gerais.

CAVALCANTE, G. T.; et al. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* antibodies in humans from rural western Amazon, Brazil. **Journal of Parasitology**, v. 92, n. 3, Jun. 2006.

CAVALCANTE, A. C. R. et al. Risk factors for infection by *Toxoplasma gondii* in herds of goats in Ceará, Brazil. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 60, p. 36 – 41, 2008.

CHANDRAWATHANI, P. et al. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* antibodies in pigs, goats, cattle, dogs and cats in peninsular Malaysia. **Tropical Biomedicine**, v. 25, p. 257-258, 2008.

CHIARI, C. A. et al. Soroepidemiologia da toxoplasmose caprina em Minas Gerais, Brasil. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v.39, p.587–609, 1987.

COÊLHO, R. A. L.; KOBAYASHI, M.; CARVALHO, L. B. Prevalence of IgG antibodies specific to *Toxoplasma gondii* among blood donors in Recife, northeast Brasil. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**, v. 45, n. 4, p. 229-231, 2003.

COLA, G. A. et al. Comparação da reação de imunofluorescência indireta e do teste de aglutinação modificado na detecção de anticorpos anti - *Toxoplasma gondii* em ratos. **Seminário Ciências Agrárias**, v. 31, n. 3, p. 717-722, 2010.

COOK, A. J. C. et al. Sources of *Toxoplasma* infection in pregnant women: European multicentre case-control study. **British Medical Journal, London**, v. 321, n. 7254, p. 142-147, 2000.

COSTA, A. J. et al. Anticorpos anti-*Toxoplasma* em soros de bovinos no município de Jaboticabal; São Paulo, Brasil. **Arquivos do Instituto Biológico de São Paulo**, v. 45, n. 4, p. 299-302, 1978.

COSTA, A. J.; COSTA, E. P. Frequência de bovinos reagentes à imunofluorescência indireta para *Toxoplasma gondii* em Poços de Caldas, MG,

Brasil. **Arquivos da Escola de Veterinária da UFMG**, v. 30, n. 1, p. 47 - 51, 1978.

DAGUER, H. et al. Soroprevalência de anti-*Toxoplasma gondii* em bovinos e funcionários de matadouros da microrregião de Pato Branco, Paraná, Brasil. **Ciência Rural**, v. 34, n. 4, p. 1133 - 1137, 2004.

DIAS, R. A. F.; FREIRE, R. L. Surtos de Toxoplasmose em seres humanos e animais. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 6, p. 239 – 248, 2005.

DUBEY, J. P.; MILLER, N. L; FRENKEL, J. K. The *Toxoplasma gondii* Oocyst From Cat Feces. **Journal of Experimental Medicine**, v. 132, p. 636 – 662, 1970.

DUBEY, J. Persistence of encysted *Toxoplasma gondii* in tissues of equids fed oocysts. **American Journal of Veterinary Research**, v. 46, n 8, p. 1753 - 1754, 1985a.

DUBEY, J. P. Serologic prevalence of toxoplasmosis in cattle, sheep, goats, pigs, bison, and elk in Montana. **Journal American Veterinary Medicine Association.**, v. 186, p. 969-70, 1985b.

DUBEY, J. P. A. review of Toxoplasmosis in cattle. **Veterinary Parasitology**, Amsterdam, v.22, p.177 - 202, 1986.

DUBEY, J. P. Long-term persistence of *Toxoplasma gondii* in tissues of pigs inoculated with *Toxoplasma gondii* oocysts and affect of freezing on viability of tissue cysts in pork. **American Journal of Veterinary Research**, v. 49, p. 910-913, 1988.

DUBEY, J. P.; THULLIEZ, P. Serologic diagnosis of Toxoplasmosis in cats fed *Toxoplasma gondii* tissue eysts. **American Journal of Veterinary Research**, v. 194, n. 9, p. 1297-1299, 1989.

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, n. 2, p. 270 - 273, 1993.

DUBEY, J. P.; THAYER, D. W. Killing of *Toxoplasma gondii* tissue cysts by irradiation under defined conditions. **Journal of Parasitology**, v. 80, p. 764 - 767, 1994.

DUBEY, J. P. Toxoplasmosis. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, Schaumburg, v. 205, n. 11, p. 1593 - 1598, 1994.

DUBEY, J. P. et al. Sources and reservoirs of *Toxoplasma gondii* infection on 47 swine farms in Illinois. **Journal of Parasitology**, v. 81, n. 5, p. 723 - 729, 1995.

DUBEY, J. P. Infectivity and pathogenicity of *Toxoplasma gondii* oocysts for cats. **Journal of Parasitology**, v. 82, n. 6, p. 957 - 961, 1996a.

DUBEY, J. P. Strategies to reduce transmission of *Toxoplasma gondii* to animals and humans. **Veterinary Parasitology**, Amsterdam, v.64, p.65 - 70, 1996b.

DUBEY, J. P. Survival of *Toxoplasma gondii* tissue cysts in 0.85-6% NaCl solutions at 4 - 20°C. **Journal of Parasitology**. Lawrence, v. 83, n 5, p. 946 - 949, 1997.

DUBEY, J. P. et al. Longtermhumoral antibody responses by various serologic tests in pigs orally inoculated with oocysts of four strains of *Toxoplasma gondii*. **Veterinary Parasitology**, v. 68, p.41 – 50, 1997.

DUBEY, J. P. Toxoplasmosis, sarcocystosis, isosporosis, and cyclosporiasis. In: PALMER, S. R.; SOULSBY, E. J. L.; SIMPSON, D. I. H. Zoonosis. **Oxford Medical Publication**, p. 579 - 597, 1998.

DUBEY, J. P.; LINDSAY, D. S.; SPEER, C. A. Structures of *Toxoplasma gondii* Tachyzoites, Bradyzoites, and Sporozoites and Biology Development of Tissue Cysts. **Clinical Microbiology Reviews**, v. 11, n. 2, p. 267 – 299, April, 1998.

DUBEY, J. P. et al. Biological and genetic characterisation of *Toxoplasma gondii* isolates from chickens (*Gallus domesticus*) from São Paulo, Brazil: unexpected findings. **International Journal for Parasitology Oxford**, v. 32, n. 1, p. 99 – 105, 2002.

DUBEY, J. P. *Toxoplasma gondii* infections in cats from Paraná, Brazil: seroprevalence, tissue distribution, and biologic and genetic characterization of isolates. **Journal of Parasitology**, v. 90, n. 4, p. 721 - 726, 2004a.

DUBEY, J. P. Toxoplasmosis – A Waterborne Zoonosis. **Veterinary Parasitology**, v. 126, p.57 – 72, 2004b.

DUBEY J. P. N. et al. Biologic and genetic comparison of *Toxoplasma gondii* isolates in free-range chickens from the northern Pará state and the southern state Rio Grande do Sul, Brazil revealed highly diverse and distinct parasite populations. **Veterinary Parasitology**, v. 143, p. 182 – 188, 2007.

DUBEY, J. P.; JONES, J. L. *Toxoplasma gondii* infection in human and animals in the United States. **Internacional Journal Parasitology**, v.38, p.1257-1278, 2008.

DUBEY, J. P. Toxoplasmosis in pigs—The last 20 years. **Veterinary Parasitology**, v. 164, p. 89 – 103, 2009.

DUBEY, J. P.; LINDSAY, D. S.; LAPPIN, M. R. Toxoplasmosis and other intestinal coccidial infections in cats and dogs. **Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice**, v. 39, n.6, p.1009-1034, 2009.

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

DUBEY, J. P. et al. Toxoplasmosis in humans and animals in Brazil: high prevalence, high burden of disease, and epidemiology. **Parasitology**, v. 139, n. 11, p. 1375-1424, 2012.

EDICLEI, L. C. et al. Inquerito sorológico para *Toxoplasma gondii* em bovinos abatidos na região metropolitana de Belem, Pa. 2012. In: XVI CONGRESSO MÉDICO AMAZÔNICO, 2012, Belém, Pa. **Anais** do XVI Congresso Médico Amazônico.

ELFAHAL, A. M. et al. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in dairy cattle with reproductive problems in Sudan. **Veterinary Science**, v. 19, p.1155, 2013.

EL-METENAWY, T. M. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* antibodies among domesticated ruminants at Al-Qassim Region, Saudi Arabia. **Deutsche Tierärztliche Wochenschrift, Hannover**, v.107, n.1, p.32-33, 2000.

ESTEBAN-REDONDO, I. et al. Detection of *T. gondii* in tissues of sheep and cattle following oral infection. **Veterinary Parasitology Amsterdam**, v.86, p. 155-171, 1999.

FAJARDO, H. V. et al. Seroprevalence and risk factors of toxoplasmosis in cattle from extensive and semi-intensive rearing systems at Zona da Mata, Minas Gerais state, Southern Brazil. **Parasites & Vectors**, v.6, p.191, 2013.

FARIAS, N. A. R. Toxoplasmose: Realidade e Preconceitos. Ciência e Tecnologia Veterinária - **Revista Acadêmica de Medicina Veterinária da Faculdade de Veterinária**, v. 01, n. 02, Fev., 2002.

FARREL, R. L. Et al. Toxoplasmosis. *Toxoplasma* isolated from swine. **American Journal of Veterinary Research**, v. 13, p. 181 – 184, 1952.

FAYER, R. et al. Temporal variability of *Cryptosporidium* in the Chesapeake Bay. **Parasitol. Res.**, v. 88, n. 11, p. 998 – 1003, 2002.

FAYOMI, B. et al. Serological study of Toxoplasmosis and Echinococcosis in cattle breeders and abattoir personnel in Benin. **Medecine Tropicale: Revue du Corps de Sante Colon**, v.47, n.2, p.149 - 151, 1987.

FELDMAN, H.; MILLER, L. Serological study of Toxoplasmosis prevalence. **American Journal of Higiene**, v. 64, p. 320 – 335, 1956.

FELICIO, P. S. **Infecção por *Toxoplasma gondii* em rebanhos exclusivos de criação de ovinos e consorciados com bovinos e contaminação ambiental por oocistos.** 2010. 47f. Dissertação (Mestrado) Instituto Biológico, São Paulo. Programa de Pós- Graduação. 2010.

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

FIGUEIRÓ-FILHO, E. A. et al. Toxoplasmose aguda: estudo da frequência, taxa de transmissão vertical e relação entre os testes diagnósticos materno-fetais em gestantes em estado da Região Centro-Oeste do Brasil. **Revista Brasileira de Ginecologia e Obstetrícia**, v. 27, p. 442 - 449, 2005.

FILHO, E. B. et al. Diagnóstico sorológico de *Toxoplasma gondii* através do teste da Hemaglutinação Indireta em ovinos criados em dois municípios no Nordeste Paraense. **Revista Científica Eletrônica de Medicina Veterinária**. Ano IX, Julho, 2011.

FORTES, E. **Parasitologia Veterinária**. 4. ed. São Paulo, 2004.

FRENKEL, J. K. Common questions on Toxoplasmosis: veterinary and medical public health considerations. **Veterinary Small Animal Clinic**, v. 77, n. 8, p. 1188 - 1196, 1982.

FRENKEL, J. K. Toxoplasmose. In: VERONESI, R.; FOCCACIA, R. **Tratado de Infectologia**. São Paulo: Atheneu, 1997. 1803p.

FREYRE, A. Toxoplasmosis em las espécies domésticas y como zoonosis. Montevideo: **Departamento de Publicaciones de la Universidad de La Republica do Uruguai**, p. 3322, 1989.

FREYRE, A. et al. Immunization of cats with tissue cysts, bradyzoites and tachyzoites of the T. 263 strain of *Toxoplasma gondii*. **Journal of Parasitology**, v. 79, n. 5, p. 716 - 719, 1993.

FUJI, T. U. et al. Parasites associated with pork and pork products. **Revue scientifique et technique de l'Office Internationale des Epizooties**, Paris, v. 16, n.2, p.496-506, 1997.

FUJI T. U. et al. Anticorpos anti - *Neospora caninum* e contra outros agentes de abortamentos em búfalas da Região do Vale do Ribeira, São Paulo, Brasil. **Arquivos Instituto Biológico**, v.6, p. 5-9, 2001.

GARCIA, J. L. et al. 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 Ciência Rural**, Santa Maria, v.29, n.1, p.91-97, 1999a.

GARCIA, J. L. et al. Soroepidemiologia da Toxoplasmose e avaliação ocular pela Tela de Amsler, em pacientes da zona rural, atendidos na unidade de saúde do município de Jaguapitã, PR, Brasil. **Revista Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 32, n. 6, 1999b.

GHAREKHANI, J. Serological study of *Toxoplasma gondii* infection in cattle from Western Iran. **Scienci Parasitology**, v. 14, p.153-157, 2013.

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

GUERRA, N. R. et al. Frequency of *Toxoplasma gondii* antibodies in bovines in the state of Pernambuco, Brazil. **Brazilian Journal Veterinary Parasitology**, v.23, p.417-419, 2014.

HAMIDINEJAT, H. et al. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in water buffaloes (*Bubalus bubalis*) in South-West of Iran **Tropical Biomedicine**, v. 27, n. 2, p. 275-279, 2010.

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

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

HINRICHSEN S. L. et al. Toxoplasmose. In: Hinrichsen S. L. **Doenças Infeciosas e Parasitárias**. 1 ed. Rio de Janeiro, Guanabara Koogan, 2005, p. 421 - 427.

HIRAMOTO, R. M. et al. Infectivity of cysts of the ME-49 *Toxoplasma gondii* strain in bovine Milk and homemade cheese. **Revista Saúde Pública**, v. 35, n 2, p. 113 - 118, 2001.

HOGHOOGHI-RAD, N. e NAWDPOUR, S. Seroprevalence of anti-*Toxoplasma gondii* antibodies in buffaloes in Koozestan province, Iran. **Veterinary Parasitology**, v.77, p.191-194, 1998.

HOHIFIELD, P. et al. Prenatal diagnosis of congenital Toxoplasmosis with a polymerasechain-reaction test on amniotic fluid. **New England Journal of Medicine**, v. 331, p. 695 - 699, 1994.

HOLEC-GASIOR, L. et al. Epidemiological study of *Toxoplasma gondii* infection among cattle in Northern Poland. **Animal Agriculture Environ Medical**, v.19, p.653-656, 2013.

HUONG L. T. T. et al.; Prevalence of antidodies to *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii* in cattle and buffaloes in southern Vietnam. **Veterinary Parasitology**, v. 75, p.53-57, 1998.

HUTCHISON, W. M. The nematode transmission of *Toxoplasma gondii*. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 61, n. 1, p. 80 – 89, 1967.

IDESP; ADEPARÁ. **Dinâmica da pecuária bovina e bubalina no Estado do Pará: 1990 – 2010. Análise das campanha de vacinação contra febre aftosa: 2011 e 2012.** Instituto de Desenvolvimento Social, Econômico e Ambiental do Pará; Agência de Defesa Agropecuária do Estado do Pará. Belém, 2014.

INNES, E. A. et al. Ovine Toxoplasmosis. **Parasitology**, v. 136, p. 1887 - 1894, 2009.

JACOBS, L. The interrelation of toxoplasmosis in swine, cattle, dogs, and man. **Public Health Replubic**. v.72, n. 10, p.872-82, 1957.

JACOBS, L.; REMINGTON, J. S.; MELTON, M. L. The resistance of the encysted form of *Toxoplasma gondii*. **Journal of Parasitology**, v. 46, p. 11 – 21, 1960.

JANKU, J. Pathogenesa a patologická anatomie tak nazvané vrozeního kolobomu zluté skvrny v oku normálne velikém a mikrophthalmickém s nálezem parazitu v sítnici. **Casopis Lékaru Ceskych**, n. 62, p. 39 – 43, 1923.

JONES, J. L. et al. Recently acquired *Toxoplasma gondii* infection, Brazil. **Emerging Infections Diseases**, v. 12, n. 4, p. 582 - 587, 2006.

KASPER, L. H.; BOOTHROYD, J. C. *Toxoplasma gondii* and Toxoplasmosis. In: WARREN, K. S. **Immunology and Molecular Biology of Parasitic Infections**. 3. ed. Boston: Blackwell Scientific Publications, 1993, 610p.

KAWAZOE, U. ***Toxoplasmosis gondii***. In: Parasitologia Humana. 10. ed. São Paulo: Editora Atheneu, 2002. p.147-156.

KAWAZOE, U. *Toxoplasma gondii*. In: NEVES, D. P.; MELO, A. L.; LINARDI, P. M.; VITOR, R. W. A. **Parasitologia Humana**. 11. ed. São Paulo: Atheneu. 2005, p. 163 – 172.

KOTULA, A. W. et al. Effect of freezing on infectivity of *Toxoplasma gondii* tissue cysts in pork. **Journal of Food Protection**, v. 54, p. 687 – 690, 1991.

KRITSEPI-KONSTANTINOOU M. Serological survey of cattle for toxoplasmosis. **Bull Hell Veterinary Medicine Society**. v. 43, p. 48-52, 1992.

KLUN, I. et al. Crosssectional survey on *Toxoplasma gondii* infection in cattle, sheep and pigs in Serbia: seroprevalence and risk factors. **Veterinary Parasitology**, v. 135, p. 121-131, 2006.

LANGONI, H. Et al. Prevalência de Toxoplasmosis em gatos dos Estados de São Paulo e Paraná. **Brazilian Journal Veterinary Research Animal Science**, v. 38, n. 5, p. 243 - 244, 2001.

LANGONI, H. et al. Utilization of modified agglutination test and indirect immunofluorescent antibody test for the detection of *Toxoplasma gondii* antibodies in naturally exposed horses. **Brazilian journal of veterinary research and animal Science**, v. 44, n. 1, p. 27 - 32, 2007.

LARSSON, C. D. Diagnóstico Laboratorial da Toxoplasmose – Reações Utilizadas e Representação Clínica. **Cães e Gatos**, Porto Feliz, Jan./Fev., p. 5 - 11, 1989.

LEÃO, R. N. Q.; **Doenças Infecciosas e Parasitárias Enfoque Amazônico**. Universidade do Estado do Pará, Instituto Evandro Chagas. Belém – Pará. 1997.

LINDSAY, D. S.; BLAGBURN, B. L.; DUBEY, J. P. Feline Toxoplasmosis and the importance of *Toxoplasma gondii* oocyst. **Compendium Continenti Education Practice Veterinary**, v. 19, n. 4, p. 448 - 461, 1997.

MADRUGA, C. R.; ARAÚJO, F. R. de; SOARES, C. O. Imunodiagnóstico em Medicina Veterinária. **EMBRAPA Gado de Corte**, Campo Grande, 360p. 2001.

MAHAMOUD, A. A. F.; WARREN, K. S. Algorithms in the diagnosis and management of exotic diseases. Toxoplasmosis. **Journal Infectious Disease**, v.135, n. 3, p. 439 - 436, 1977.

MARANA, E. R. M. et al. Ocorrência de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em bovinos de corte, abatidos em matadouros do Norte do Paraná – Brasil. **Seminário: Ciências Agrárias**, v. 15, p. 38 – 40, 1994.

MARANA, E. R. M. et al. Ocorrência de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em rebanhos de bovinos de leite do norte do Paraná – Brasil. **Seminário, Londrina**, v. 16, n. 1, p. 40 - 42, 1995.

MAROBIN, L.; FLORES, M. L.; RIZZA TTI, B. B. Prevalência de anticorpos para *Toxoplasma gondii* em emas (*Rhea americana*) em diferentes criatórios do Estado

do Rio Grande do Sul. **The Brazilian Journal Veterinary Research and Animal Science**, v. 41, p.5 - 9, 2004.

MARTINS, S. W.; SHOUKRI, M.; THOMBURN, M. A. Evaluating the health status of herds based on tests applied to individuals. **Prevent Veterinary Medical**, v. 14, p. 33 - 43, 1992.

MARTINS, C. S. Zoonoses felinas: mitos e verdades. In: SOUZA, H. J. M. **Coletâneas em Medicina e Cirurgia Felina**. Rio de Janeiro: L. F. Livros de Veterinária, Cap. 36, 2003, 447p.

MATTOS, C. A. C. et al. Características socioeconômicas e ambientais dos sistemas de produção da pecuária do Estado do Pará. **Revista de Ciências Agrárias**, v.53, n.2, p.150-158, 2010.

McCANDLISH, I. A. P. *In: Infecções específicas caninas*. DUNN, J. K. **Tratado de medicina de pequenos animais**, 1. ed. São Paulo: Roca, 2001, p. 946 - 947.

MEIRELES, L. R. **Estudo das fontes de infecção da Toxoplasmose humana em diferentes localidades do Estado de São Paulo**. 2001. 171 f. Dissertação (Mestrado em Ciências). Instituto de Ciências Biomédicas da Universidade de São Paulo, São Paulo, 2001.

MEIRELES, L. R. et al. 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. **Soroprevalência de anticorpos anti - *Toxoplasma gondii* em trabalhadores de um matadouro frigorífico na cidade de Palmas. PR, Brasil**. 2005. 85f. Dissertação (Mestrado), Universidade Federal Fluminense, Niterói – RJ. 2005.

MILLAR, P. R. et al. importância dos animais de produção na infecção por *Toxoplasma gondii* no Brasil. **Seminário: Ciências Agrárias, Londrina**, v. 29, n.3, jul./set., p. 693 - 706, 2008.

MONTAÑO, P. Y. et al. Contato com gatos: um fator de risco para a Toxoplasmose congênita? **Clínica Veterinária**, n. 86, p. 78 - 84, 2010.

MONTOYA, J. G. e LIESENFELD, O. **Toxoplasmosis**. *Lancet*, v. 363, p.1965 – 1976, 2004.

MORE, G. et al. Diagnosis of *Sarcocystis cruzi*, *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii* infections in cattle. **Parasitology Research**, v. 102, n. 4, p. 671 - 675, 2008.

MORENO, T.; MARTINEZ-GOMEZ, F.; BECERRA, C. The seroprevalence of bovine toxoplasmosis in Cordoba, Spain. **Annals of Tropical Medicine and Parasitology, Liverpool**, v.85, n.2, p.285-286, 1991.

MORENO A. M. et al. **Doenças em Suínos**. In: SOBESTIANSKY, J.; BARCELLOS, D. (Eds) 1. ed. Goiânia: Cânone, 2007, 770p.

MORRISSETTE, N. S.; AJIOKA, J. W. The early years of *Toxoplasma* research: What's past is prologue. **International Journal of Parasitology**, v. 21, p. 34 – 38, 2009.

MOURA, A. B. et al. Detecção de anticorpos contra *Toxoplasma gondii* em bovinos de corte abatidos em Guarapuava, PR, Brasil. **Archives of Veterinary Science**, v. 15, n. 2, p.94 - 99, 2010.

NAVARRO, I. T. et al. Resistência do *Toxoplasma gondii* ao cloreto de sódio e aos condimentos em linguiça de suínos. **Boletim de Oficina Sanitária Panamenricana**, v. 112, p. 138 - 143, 1992.

NAVARRO, I. T.; FREIRE, R. L.; PASSOS, J. *Toxoplasma gondii*: animais envolvidos em surtos de Toxoplasmose humana. **Revista Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**. v. 27, p. 516, 1994.

NETO, V. A.; MARCHI, C. R. Toxoplasmose. In: CIMERMAN, B.; CIMERMAN, S. **Parasitologia Humana e seus fundamentos Gerais**. São Paulo: Atheneu, 1999, 375p.

NOORDHUIZEN, J. P. T. M. et al. **Application of Quantitative Methods in Veterinary Epidemiology**. Wageningen Pers. The Netherlands, 1997, p. 50.

OGAWA, L. et al. Ocorrência de anticorpos contra *Neospora caninum* e *Toxoplasma gondii* em bovinos leiteiros da região norte do Estado do Paraná. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 52, p. 331 – 336, 2005.

OIE - Office International des Epizooties. Toxoplasmosis. **Manual of Diagnostic Tests and Vaccines for Terrestrial Animals**. 2008. Disponível em: HTTP://www.oie.int/Eng/Nomes/Mmanual/2008/pdf/2.09.10_TOXO.pdf. Acessado em: 14/05/2015.

OLIVEIRA, F. C. R.; COSTA, A. J.; SABATINI, G. A. Anticorpos em Bovinos (*Bos indicus* e *Bos taurus*) e bubalinos (*Bubalus bubalis*) inoculados com oocistos de *Toxoplasma gondii*. Estudo comparativo. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 56, p. 331 – 336, 2000.

OLIVEIRA, A. A.; BEVILACQUA, P. D.; PINTO, P. S. A. Principais protozoários transmissíveis por produtos de origem animal. **Caderno técnico de Veterinária e Zootecnia**, n. 43, p. 5 - 14, 2004.

OLIVEIRA, L. L. S. et al. Frequência de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em bovinos no matadouro municipal de Itabuna, Bahia. In: XI SEMINÁRIO DE

INICIAÇÃO CIENTÍFICA. **Seminário**. Florianópolis – Santa Catarina, p. 125 – 126, 2005.

OTTEN, B.; WESTPHAL, A.; KAJAHN, E. Ueber das Vorkommen von Toxoplasmose beim Hunde: statistische Erhebungen. **Monatsh French Prakt. Thierh**, v. 2, p.305-308, 1950.

PAIXÃO, T. A.; SANTOS, R. L. Encefalite por *Neospora caninum* e *Toxoplasma gondii* em cães. **Clínica Veterinária**, v. 9, n. 48, p.44 - 52, 2004.

PARÁ. Agência Estadual de Defesa Agropecuária do Estado do Pará – ADEPARÁ. **Relatório de Campanha de Vacinação de Febre Aftosa de Maio de 2015**. Belém – Pará. 2015.

PASSOS, L. M. F.; LIMA, J. D.; FIGUEIREDO, B. L. Determinação da infecção por *Toxoplasma gondii* em bovinos abatidos em Belo Horizonte (MG) através da frequência de anticorpos e tentativa de isolamento a partir de musculatura diafragmática. **Arquivos Brasileiros de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 36, n. 5, p.581-589, 1984.

PELLOUX, H. et al. Determination of anti-*Toxoplasma gondii* immunoglobulin G avidity: adaptation to the life system (bioMérieux). **Diagnostic Microbiology and Infectious Disease**, v. 32, p. 69 - 73, 1998.

PERDONCINI, G. et al. Prevalência de *Toxoplasma gondii* em aves e suínos: um problema para saúde pública. **Revista Unoesc & Ciência**, v. 1, n.1, p. 57 – 64, 2010.

PEREIRA, K. S.; FRANCO, R. M. B.; LEAL, D. A. G. Transmission of Toxoplasmosis (*Toxoplasma gondii*) by foods. **Advances in Food and Nutrition Research**, v 60. Elsevier: 2010.

PINHEIRO, J. W. et al. Prevalence and risk factors associated to infection by *Toxoplasma gondii* in ovine in the state of Alagoas, Brazil. **Parasitology Res**, v.3, p.709-715, 2009.

PINTO, L. D. **Soroepidemiologia de *Toxoplasma gondii* em felinos domiciliados atendidos em clínicas particulares de Porto Alegre**, RS, Brasil. 2007. 76 f. Dissertação (Mestrado - Ciências Veterinárias), Programa de Pós-Graduação em Ciências Veterinárias Universidade Federal do Rio Grande do Sul. Porto Alegre, 2007.

PIZZI, H. L. **Toxoplasmosis**. 1. ed. Argentina: Rhône Poulenc Rorer Argentina, 1997, 91p.

POWELL, C. C.; BREWER, M.; LAPPIN, M. R. Detection of *Toxoplasma gondii* in the milk of experimentally infected lactating cats. **Veterinary Parasitology**, v. 102, p. 29 - 33, 2001.

PRADO, A. A. F. et al. Toxoplasmose: O que o profissional da saúde deve saber. **Enciclopédia Biosfera, Centro Científico Conhecer**, v. 7, n. 12, p.1-30, 2011.

QUEIROLO, M. T. C. Toxoplasmose é assunto sério. **O Berro**, n. 119, p. 120 - 122, 2009.

RADOSTITS, O. M. et al. **Clínica veterinária: um tratado de doenças dos bovinos, ovinos, suínos, caprinos e equinos**. 9. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2002, p. 1156 – 1202.

RAGOZO, A. M. A. **Isolamento e Caracterização Biológica e Genotípica de *Toxoplasma gondii* de ovinos e caprinos**. 2007. 114 f. Tese (Doutorado em Medicina Veterinária). Universidade de São Paulo, Faculdade De Medicina Veterinária e Zootecnia, São Paulo.

RAWAL, B. D. Toxoplasmosis: a dye-test survey on sera from vegetarians and meat eaters in Bombay. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 53, p. 61 - 63, 1959.

REIS, M. M.; TESSARO, M. M.; D'AZEVEDO, P. A. Perfil sorológico para Toxoplasmose em gestantes de um hospital público de Porto Alegre. **Revista Brasileira de Ginecologia e Obstetrícia**, v. 28, n. 3, p. 158 - 164, 2006.

REMYINGTON, J. S.; DESMONTS, G. Toxoplasmosis. In: REMINGTON, J. S.; KLEIN, J. O. **Infections Diseases of the Fetus and Newborn Infant**, 3. ed. Philadelphia: Saunders, 1990, 1373p.

REMYINGTON, J. S. et al. **Toxoplasmosis**. In: REMINGTON, J. S. et al. **Infections diseases of fetus and newborn infant**. 6. ed. Philadelphia: Elsevier Saunders, 2006, p. 947 - 1091.

REY, L. **Parasitologia**. 3.ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2001, p. 321 - 334.

ROOS, T. et al. Systematic serologic screening for toxoplasmosis in pregnancy: is it possible to simplify the diagnostic procedures? **Journal of Obstetrics and Gynecology and Reproductive Biology**, v. 22, p. 277 - 283, 1993.

RORMAN, E; et al. Congenital Toxoplasmosis—prenatal aspects of *Toxoplasma gondii* infection. **Reproductive Toxicology**, v. 21, p. 458 – 472, 2006.

ROSSI, G. F; CABRAL, D. D. Frequência de anticorpos contra *Toxoplasma gondii* e *Neospora caninum* em ovinos do Município de Uberlândia, MG. **VII Encontro Interno XII Seminário de Iniciação Científica**. 2008.

SAKATA, F. B. L. S et al. *Toxoplasma gondii* antibodies sheep in Lages, Santa Catarina, Brazil, and comparison using IFA and ELISA. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**,v. 21, n. 3, p.196-200, 2012.

SANGER, V. L. et al. Toxoplasmosis V. Isolation from cattle of *Toxoplasma*. **Journal American Veterinary of Medicine Association**, v. 123, p. 87 – 91, 1953.

SANTANA, A. C.; AMIN, M. M. **Cadeias Produtivas e oportunidades de negócio na Amazônia**. Belém: UNAMA, 2002.

SANTOS, T. R. **Prevalência de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em bovinos, cães e humanos da região sudoeste do estado do Mato Grosso**. 2008. 42f. Dissertação (Mestrado - Programa de Pós-Graduação em Medicina Veterinária). Centro de Pesquisa de Sanidade Animal. Universidade Estadual Paulista, Mato Grosso, 2008.

SANTOS, T. R. et al. Prevalence of anti-*Toxoplasma gondii* antibodies in dairy cattle, dogs, and humans from the Jauru micro-region, Mato Grosso state, Brazil. **Veterinary Parasitology**, v.161, p. 324-326, 2009.

SANTOS, L. M. J. de F. **Soroprevalência de *Toxoplasma gondii* em bubalinos e bovinos que compartilham a mesma área no sul do Rio Grande do Sul**. 2012. 40 f. Dissertação (Mestrado em Parasitologia) Programa de Pós-Graduação em Parasitologia. Instituto de Biologia. Departamento de Microbiologia e Parasitologia. Universidade Federal de Pelotas, Rio Grande do Sul, 2012.

SCHANTZ, P.; MCAULEY, J. Current status of food-borne parasitic zoonoses in the United States, South, **Asian Journal of Tropical Medicine**. Publ. Hith, n. 22, p. 72 - 77, 1991.

SCHOONMAN, L. B.; WILSMORE, T.; SWAI, E. S. Seroepidemiological investigation of bovine toxoplasmosis in traditional and smallholder cattle production systems of Tanga Region, Tanzania. **Trop Anim Health Prod.**, v. 42, p.579-587, 2010.

SELVARAJ, J. et al. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in buffaloes. **Journal of Veterinary Parasitology**, v.4, p.41-42, 2007.

SILVA, J. M. L. Sobre um caso de Toxoplasmose espontânea em suínos. **Arquivo de Escola Superior Veterinária**, UREMG, n. 12, p. 425 – 428, 1959.

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 ovinos, caprinos, e felinos. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 69, n. 1, p.7 - 11, 2002a.

SILVA, J. C. R. et al. Prevalence of *Toxoplasma gondii* antibodies in sera of domestic cats from Guarulhos and São Paulo, **Brazil Journal Parasitology**, v. 88, p. 419 - 420, 2002b.

SILVA, D. S. et al. Prevalence of *Toxoplasma gondii* in chickens from a area in southern Brazil Highly Endemic to Humans. **Journal of Parasitology**, Lawrence, v. 89, n. 2, p. 394 - 396, 2003.

SILVA, R. C. **Diferenciação entre os estágios agudo e crônico na infecção toxoplásmica pela técnica de aglutinação direta modificada**. 2006. 137 f. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária) Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Botucatu – SP. 2006.

SILVA, J. C. R. et al. Risk factors associated with sero-positivity to *Toxoplasma gondii* in captive neotropical felids from Brazil. **Preventive Veterinary Medicine**, v. 78, p. 286 - 295, 2007.

SILVA, S. P. et al . Anticorpos IgG anti-*Neospora caninum* e *Toxoplasma gondii* em búfalas (*Bubalus bubalis*) criadas no estado do Pará. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v.30, p. 443-446, 2010.

SILVA, J. B. et al. Prevalência de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em búfalos (*Bubalus bubalis*) no Estado do Pará. **Pesquisa de Veterinária Brasileira**, v. 33, p. 581 – 585, 2013.

SILVEIRA, C. A. M. **Toxoplasmose: Dúvidas e Controvérsias**. 1. ed. Erechim/RS: EdIFAPES, 2002, 152p.

SMITH, K. E. et al. The epidemiology of Toxoplasmosis on low a swine farms with an emphasis on the roles of free-living mammals. **Veterinary Parasitology**, v. 42, p. 199 - 211, 1992.

SOUZA, W. et al. Organização estrutural do taquizoíta de *Toxoplasma gondii*. **Science Medical**, v. 20, p. 131 – 143, 2010.

SPAGNOL, F.H. et al. Prevalência de anticorpos anti - *Toxoplasma gondii* em bovinos abatidos em matadouros do estado da Bahia, Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.18, n.2, p.42-45, 2009.

SPALDING, S. M. **Acompanhamento de gestantes com risco de transmissão de infecção congênita por *Toxoplasma gondii*, Nicolle & Manceaux, 1909 – diagnóstico e aspectos epidemiológicos**. Rio de Janeiro, Instituto Oswaldo Cruz, 2000, 129p. Tese (Doutorado em Parasitologia). Rio de Janeiro, 2000.

SPALDING, S. M. et al. Estudo prospectivo de gestantes e seus bebês com risco de transmissão de Toxoplasmose congênita em município do Rio Grande do Sul. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 36, p.483 - 491, 2003.

SPLENDRE, A. Um nuovo protozoo parassita de' conigli - incontrato nelle lesion anatomiche d' une mallatia chericorda in molti punti Il kala-azar dell' uomo. **Revista da Sociedade de Sciencies**, v. 3, p.109 - 112, 1908.

SPÓSITO FILHA, E. et al. *Toxoplasma gondii* em ovinos: isolamento do parasita a partir de diafragmas de animais procedentes do Rio Grande do Sul e abatidos em matadouros de São Paulo para consumo humano. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 1, n. 2, p.117 - 119, 1992.

TENTER, A. M.; HECKEROTH, A. R.; WEISS, L. M. *Toxoplasma gondii*: from animals to humans. **International Journal for Parasitology**, v. 30, p. 1217 – 1758, 2000.

ULON, S. N. **Inquérito sorológico de infecção Toxoplasmática em ovinos abatidos em Santa Maria, RS, e sua repercussão na saúde pública**.1996. 78f. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária). Programa de Pós-Graduação em Medicina Veterinária. Universidade Federal de Santa Maria. 1996.

UFRGS. Atlas Eletrônico de Parasitologia. Instituto de Ciências Básicas de Saúde do Departamento de Microbiologia, Imunologia e Parasitologia. **Revista Eletrônica UFRGS**, 2ed., 2010. <http://www.ufrgs.br/para-site/siteantigo/Imagensatlas/Protozoa/Toxoplasma.htm>. Acesso em: 12 de Jun. 2015.

URQUHART, G. M. et al. **Parasitologia Veterinária**, 1. ed., Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1990, p. 247 - 251.

VARGAS, C. S. G. **Títulos de anticorpos da classe IgG anti - *Toxoplasma gondii* (NICOLLE; MANCEAUX, 1908) e de oocistos em fezes de gatos de rua (*Felis catus* - LINNAEUS, 1758) em Curitiba, Paraná**. 2006. 66f. Dissertação (Mestrado – Ciências Veterinárias) - Curso de Pós-Graduação em Ciências Veterinárias, Curitiba-PR. 2006.

VAZ, R. S. **Diagnóstico Sorológico, Isolamento e Caracterização Molecular de *Toxoplasma gondii* (Nicole & Manceaux, 1909) Em Mulheres Gestantes Atendidas pelo Serviço Público na Cidade de Curitiba**. 2006. 211f. Tese

(Doutorado em Processos Biotecnológicos), Universidade Federal do Paraná. Setor Tecnológico. Pós-graduação em Processos Biotecnológicos. 2006.

VERGARA, T. R. C. et al. Epidemia de toxoplasmose do sistema nervoso central em enfermos com AIDS na cidade do Rio de Janeiro. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 59, n. 6, p. 397 - 406, 1985.

APÊNDICES

Apêndice A – FORMULÁRIO DE VISITA PRÉVIA

- Campos 1 a 4 e Campo 6 (Código da propriedade; UF; Município; Nome da propriedade e Nome do proprietário) referem-se a informações sobre a localização e identificação da propriedade rural.
- Campo 5 – Data da vistoria: informar a data de realização da visita na propriedade.
- Campo 7 – Total de produtores: espaço para registrar o total de produtores que possuem explorações pecuárias de animais susceptíveis na propriedade em questão.
- Campo 8 – Latitude e Campo 9 - Longitude: espaços para registrar as coordenadas geográficas da sede das propriedades. Foram registradas no formato de GRAU, MINUTO e SEGUNDO (esse último com uma casa decimal). Os aparelhos de GPS estavam devidamente configurados, empregando se o sistema DATUM SAD69.
- Campo 10 – Área total e Campo 11 – Área de pastagem: referem-se ao tamanho das propriedades rurais em hectare. É importante para avaliar a taxa de lotação das propriedades e a concentração de animais, questões fundamentais para avaliação de doenças.
- Campo 12 – Rebanho das espécies susceptíveis existentes na propriedade durante a vistoria: foi preenchido na propriedade, ou seja, com base na informação obtida durante as atividades de vistoria.
Lembrar que o rebanho deve representar o somatório de todas as explorações pecuárias de produtores com animais susceptíveis na propriedade.
- Campo 13 – Exploração pecuária predominante: inicialmente estão disponibilizadas as opções carne ou leite.

No caso de exploração mista, onde não se observa predominância entre carne ou leite, marcada ambas. Na seqüência deverão ser marcadas informações complementares. Para carne, deverá ser escolhida apenas uma entre as três disponíveis. Para leite poderá ser escolhida mais de uma opção entre as quatro disponíveis.

- Campo 14 – Animais misturam com de outras propriedades? Tem o objetivo de identificar as explorações criadas soltas, possibilitando o contato com os animais de outras propriedades. Foram marcada a opção NÃO ou SIM. No caso de SIM, assinaladas as espécies que são criadas soltas.
- Campo 15 – Curral para manejo dos animais? com base na vistoria da propriedade, deverá assinalar a opção NÃO ou SIM.
- Campo 16 – Animais de outras propriedades utilizam as instalações da propriedade? Marcar NÃO ou SIM.
- Campo 17 – Avaliação da disponibilidade de bovinos ou bubalinos de 6 a 24 meses de idade: o campo “a” deverá ser preenchido com o total de bovinos e bubalinos de 6 a 24 meses com base nas informações registradas no Campo 14. O campo “b” deverá ser preenchido com base na entrevista com o responsável pelos animais, de forma a levantar a necessidade REAL de comércio dos animais na faixa etária em questão nos próximos 60 a 90 dias. A diferença entre os campos “a” e “b” deverá ser informada no campo “c” e esse valor utilizado para a definição se a propriedade segue no Estudo ou se necessita ser substituída ou complementada. O referido valor também será utilizado para cálculo do tamanho de amostra para a UPA. Esse procedimento tem como finalidade viabilizar a participação no estudo dos produtores rurais.

Apêndice B – FORMULÁRIO DE COLETA DE SANGUE

- Campos 1 a 5 (Código da propriedade; UF; Município; Nome da propriedade e Nome do proprietário) referem-se a informações sobre a localização e identificação da propriedade rural.
- Campo 6 – Data da Coleta: refere-se ao registro da data de coleta das amostras de soro sanguíneo. Caso a coleta seja realizada em mais de um dia, colocava-se a data do último dia.
- Campo 7 – Informações sobre os bovinos de 6 a 24 meses com coleta de amostras de soro sanguíneo: as informações referentes a cada animal amostrado foram registradas na tabela considerando os seguintes pontos:
Nº de ordem: numeração seqüencial das amostras (campo já preenchido até 70, número máximo de amostras por propriedade).
- Brinco: preencher com o número de identificação do animal.
- Espécie: preencher com BO para bovinos e BU para bubalinos.
- Sexo: preencher com M (macho) ou F (fêmea).
- Idade (meses): o campo foi preenchido com base na informação do responsável pelos animais, entretanto, foi indispensável a avaliação crítica do médico veterinário responsável pela coleta, para que a informação fosse a mais fidedigna possível. A idade foi informada empregando-se as duas faixas etárias.
- Campo 8 – Outras informações sobre a condição sanitária dos animais amostrados: colocando-se outras informações sobre as condições sanitárias dos animais amostrados que não aquelas já colocadas (por exemplo: informações gerais sobre o estado geral do rebanho).

