

**UNIVERSIDADE ESTADUAL DE SANTA CRUZ**

**MÔNIA ANDRADE SOUZA**

**DIAGNÓSTICO SOROLÓGICO E FATORES ASSOCIADOS À INFECÇÃO POR  
*Toxoplasma gondii* EM EQUÍDEOS NA BAHIA**

**ILHÉUS – BAHIA  
2014**

**MÔNIA ANDRADE SOUZA**

**DIAGNÓSTICO SOROLÓGICO E FATORES ASSOCIADOS À INFECÇÃO POR  
*Toxoplasma gondii* EM EQUÍDEOS NA BAHIA**

Dissertação apresentada à Universidade Estadual de Santa Cruz como exigência para obtenção do título de Mestre em Ciência Animal.

Área de concentração: Sanidade Animal

Orientador: Prof. Dr. Alexandre Dias Munhoz

**ILHÉUS – BAHIA  
2014**

**MÔNIA ANDRADE SOUZA**

**DIAGNÓSTICO SOROLÓGICO E FATORES ASSOCIADOS À INFECÇÃO POR  
*Toxoplasma gondii* EM EQUÍDEOS NA BAHIA**

Ilhéus – BA, 28/02/2014

---

Alexandre Dias Munhoz – DSc  
DCAA/UESC

---

Maria Amélia Fernandes Figueiredo – DSc  
DCAA/UESC

---

Alexandre Moraes Pinheiro – DSc  
CCAAB/UFRB

**ILHÉUS – BAHIA  
2014**

## AGRADECIMENTOS

Em primeiro lugar a Deus, por permitir a realização deste projeto, mais um passo para o aperfeiçoamento e desenvolvimento profissional.

Especialmente aos meus pais Helena Andrade Souza e Rafael Rubens de Souza que, com muito amor, me impulsionaram desejando sempre o melhor para minha vida.

Aos meus irmãos Sâmira Andrade Souza e Jéssica Andrade Souza que mesmo distantes e saudosos sempre foram amigos e conselheiros, me apoiando e me incentivando a cada dia.

A toda minha família que sempre se fez presente a cada momento, especialmente minhas primas-amigas-irmãs Ianí Souza, Laaina Souza, Osana Souza, Isabela Ribeiro que me aconselharam, me ouviram e me deram força sempre que precisei.

Aos meus colegas-amigos da UESC, Aisla Nascimento, Daniele Santana, Luciana Carvalho, Sônia Lopo e Rodrigo Bezerra que me ajudaram, acompanharam e compartilharam conhecimentos ao longo desta jornada.

A todos os amigos que de alguma forma contribuíram para minha formação pessoal e profissional, principalmente Anne Calixto e Fernando Landulfo que me acompanharam principalmente nesta fase da minha vida.

Ao meu orientador e professor, Alexandre Dias Munhoz que ensinou, orientou e acompanhou cada passo deste projeto com sabedoria, dedicação, paciência e carinho.

Ao professor George Rego Albuquerque por toda ajuda e atenção desde o início do projeto.

Aos alunos de Iniciação Científica Jéssica Freitas, Rebeca Dálety, Ione Ferreira e Vanessa Fonseca que acompanharam e ajudaram com eficiência e dedicação, principalmente nos dias de correria das coletas.

Ao amigo e colega do laboratório de análises clínicas, Uillian Araújo, que acompanhou e colaborou para o desenvolvimento do projeto.

A Müller Ribeiro e Luis Fernando Pita Gondim pela atenção e colaboração para a realização da sorologia.

Aos meus “filhotes” calopsitas Wendy e Ariel que sempre foram meus anjinhos de asas e topete, me fazendo companhia e alegrando meus dias.

À família UESC, em especial aos professores e colega do Curso de Pós-Graduação em Ciência Animal

Aos funcionários do Hospital Veterinário, e a todos outros professores, alunos e funcionários que compõem esta maravilhosa instituição de ensino.

Aos proprietários e funcionários dos Haras e Fazendas onde realizamos as coletas, por permitirem e ajudarem, possibilitando a realização do projeto.

# DIAGNÓSTICO SOROLÓGICO E FATORES ASSOCIADOS À INFECÇÃO POR *Toxoplasma gondii* EM EQUÍDEOS NA BAHIA

## RESUMO

Objetivou-se com este trabalho fazer um estudo da prevalência e identificar os fatores associados à infecção de equídeos por *Toxoplasma gondii* na microrregião Ilhéus-Itabuna, no Estado da Bahia. Foram utilizados 516 equídeos provenientes de 20 propriedades de cinco municípios onde há a maior concentração de criação de equídeos da microrregião. Foi realizada uma entrevista semiestruturada em cada propriedade para obtenção de dados no intuito de identificar os fatores de risco da infecção. Amostras de sangue foram colhidas para realização da Reação de Imunofluorescência Indireta (RIFI) com ponto de corte 1:64. 118 (30,6%) das 516 amostras foram positivas na RIFI. Os fatores associados à infecção foram analisados num modelo estatístico de acordo com plausibilidade biológica das variáveis e realizada uma regressão logística onde verificou-se como risco a presença de gatos domésticos na propriedade, a presença de felídeos selvagens na propriedade e a ingestão de água de lagoa. Em contrapartida, o município de Itaju do Colônia apresentou proteção. O resultado mostrou que há uma ampla distribuição do parasita na microrregião Ilhéus-Itabuna.

**Palavras-chave: Toxoplasmose. Cavalos. Sorologia. RIFI. Zoonose.**

## **SEROLOGICAL DIAGNOSIS AND FACTORS ASSOCIATED WITH INFECTION *Toxoplasma gondii* IN HORSES IN BAHIA**

### **ABSTRACT**

The objective of this work to a study of prevalence and factors associated with infection by *Toxoplasma gondii* from equines in the microregion Ilhéus-Itabuna, State of Bahia. 516 horses from 20 properties in five municipalities where there is the largest concentration of breeding of horses were used in the microregion. Semi-structured interview was conducted on each property to obtain data in order to identify risk factors for infection. Blood samples were collected by jugular vein puncture and serum was separated for performing the Indirect Immunofluorescence Assay (IFA) with a cutoff 1:64. 118 (30.6%) of 516 samples were positive by IFA. The factors associated with infection were analyzed in a statistical model according plausibility biological variables and performed a logistic regression where it was found was a risk the presence of cats on the property, the presence of wild cats and the intake pond water. In contrast, the municipality of Itaju do Colônia presented protection. The result showed that there is a wide distribution of the parasite in the microregion Ilhéus-Itabuna.

Keywords: Toxoplasmosis. Horse. Serology. IFA. Zoonosis.

## LISTA DE FIGURAS

<b>Figura 1</b>	Oocistos de <i>Toxoplasma gondii</i> .(A) oocisto não esporulado. Note-se a massa central (esporonte) ocupando a maior parte do oocisto. (B) oocisto esporulado com dois esporocistos. Quatro esporozoítos (setas) são visíveis num dos esporocistos. (C) Micrografia eletrônica de transmissão de um oocisto esporulado. Observe a fina parede do oocisto (seta grande), dois esporocistos (pontas de seta), e esporozoítos, um dos quais está cortado longitudinalmente (pequenas setas). (DUBEY; LINDSAY; SPEER, 1998).....	14
<b>Figura 2</b>	Micrografia eletrônica de transmissão de um taquizoíta de <i>T. gondii</i> penetrando num neutrófilo em peritônio de camundongo. observar a junção móvel (MJ) no local da penetração do neutrófilo e da membrana tubulovesicular (Tv) no espaço entre o neutrófilo a ponta do taquizoíta. Am: grânulo de amilopectina, Dg: grânulos elétron-denso; Rh: roprotria; Nu: núcleo. (DUBEY; LINDSAY; SPEER, 1998).....	15
<b>Figura 3</b>	Cisto no cérebro de um rato que foi inoculado 8 meses antes com oocistos de <i>T. gondii</i> Esta seção ultrafina do cisto mostra aproximadamente 110 bradizoítos (BZ). (DUBEY; LINDSAY; SPEER, 1998).	15
<b>Figura 4</b>	Ciclo de vida de <i>T. gondii</i> . (modificado) (DUBEY, 1996).....	16
<b>Figura 5</b>	Diagrama da endodiogenia Como um parasita começa a dividir-se. Organelas apicais (NO) desenvolvem-se nos pólos anteriores, com o crescimento das células filhas. O citoplasma inteiro é dividido entre as filhas. Um sulco de clivagem divide as células a partir da câmara anterior. Esta divisão continua ao longo do comprimento das células até que atinja a extremidade posterior, onde ele pode deixar um corpo residual que liga as duas filhas. (BLACK; BOOTHROYD, 2000).....	18
<b>Figura 6</b>	Local de estudo. A (Ibicaraí); B (Santa Cruz da Vitória); C (Itaju do Colônia); D (Itapé); E (Floresta Azul). (Google maps, 2014).....	25
<b>Figura 7</b>	Coleta de sangue por punção da veia jugular.....	26
<b>Figura 8</b>	Resultado para anticorpos IgG anti- <i>Toxoplasma gondii</i> através da RIFI na diluição 1:64. A - Animal soropositivo; B - Animal soronegativo.....	27



## LISTA DE TABELAS

<b>Tabela 1</b>	Determinação da prevalência de <i>Toxoplasma gondii</i> em equídeos no mundo.....	20
<b>Tabela 2</b>	Determinação da prevalência de <i>Toxoplasma gondii</i> em equídeos no Brasil.....	22
<b>Tabela 3</b>	Distribuição dos equídeos soropositivos para <i>Toxoplasma gondii</i> e suas respectivas titulações, por Município, no período de junho a outubro de 2013.....	28
<b>Tabela 4</b>	Fatores com plausibilidade biológica associados à infecção por <i>Toxoplasma gondii</i> em equídeos, na microrregião Ilhéus-Itabuna, Bahia, Brasil.....	29
<b>Tabela 5</b>	Modelo preliminar da regressão logística não condicional dos fatores associados à infecção por <i>Toxoplasma gondii</i> em equídeos na microrregião Ilhéus-Itabuna, Bahia, Brasil.....	31
<b>Tabela 6</b>	Modelo final da regressão logística não-condicional dos fatores associados à infecção por <i>Toxoplasma gondii</i> em equídeos da microrregião Ilhéus-Itabuna, Estado da Bahia, Brasil.....	31
<b>Tabela 7</b>	Distribuição dos equídeos, tamanho da propriedade, total coletado e respectivos resultados da sorologia, por propriedade, no período de junho a outubro de 2013.....	44

## SUMARIO

RESUMO.....	vi
ABSTRACT .....	vii
LISTA DE FIGURAS .....	viii
LISTA DE TABELAS .....	ix
SUMARIO.....	x
1- INTRODUÇÃO.....	11
2- REVISÃO DE LITERATURA.....	13
2.1- HISTÓRICO DE <i>toxoplasma gondii</i> .....	13
2.2 – ASPECTOS BIOLÓGICOS DE <i>Toxoplasma gondii</i> .....	13
2.2.1 – Formas Infectantes .....	13
2.2.2 – Ciclo Biológico de <i>Toxoplasma gondii</i> .....	16
2.4- INFECÇÃO POR <i>Toxoplasma gondii</i> EM EQUÍDEOS.....	18
3- OBJETIVOS.....	24
3.1 - Objetivo geral .....	24
3.2 - Objetivos específicos .....	24
4- METODOLOGIA .....	25
4.1- LOCAL DO ESTUDO .....	25
4.2- DELINEAMENTO AMOSTRAL .....	25
4.3- COLETA DE DADOS .....	26
4.4- SOROLOGIA.....	26
4.5- ANÁLISE ESTATÍSTICA.....	27
5- RESULTADOS .....	28
6- DISCUSSÃO.....	32
7- CONCLUSÃO .....	35
8- REFERENCIAS .....	36
9- APÊNDICE A .....	42
10- APÊNDICE B .....	44

## 1- INTRODUÇÃO

A toxoplasmose é uma zoonose de ampla distribuição mundial, causada pelo protozoário *Toxoplasma gondii*, onde estima-se que 70 a 95 % da população humana esteja infectada (BRASIL, 2010). Os felídeos são os hospedeiros definitivos do parasito, onde ocorre a reprodução sexuada, com liberação de oocistos no ambiente. Humanos e outros hospedeiros intermediários (animais de sangue quente), podem se infectar de forma congênita, ingerindo alimentos ou água contaminados com oocistos, ou ingerindo carne crua com cistos do parasito. Uma pequena porcentagem de humanos adultos e animais desenvolvem sinais clínicos da doença. Atualmente, tem se dado atenção à variabilidade genética entre isolados de *T. gondii* de hospedeiros aparentemente saudáveis e doentes (DUBEY; JONES, 2008).

Os equídeos são animais estritamente herbívoros, portanto, a ingestão de água ou alimentos contaminados com oocistos esporulados é provavelmente a principal forma de infecção (AGANGA; KWANASHIE; BELINO, 1983; TENTER; HECKEROTH; WEISS, 2000; SILVA; LANGONI, 2000; FERGUSON, 2009). Em infecções naturais, *T. gondii* foi isolado de carne de equino por bioensaio (GHAZY; SHAAPAN; ABDEL-RAHMAN, 2007; EVERS et al, 2013); e, em infecção experimental por ingestão de oocistos também foi isolado através de bioensaio em gatos e camundongos (AL-KHALIDI; DUBEY, 1979; DUBEY, 1985; MARQUES, 1988; SPOSITO FILHA et al, 1992).

A transmissão congênita por infecção natural foi relatada e confirmada detectando a presença do parasita em líquido amniótico por PCR (TURNER; SAVVA, 1990). Infecção experimental de éguas prenhes alimentadas com oocistos também comprovaram a transmissão congênita devido ao isolamento do parasita de tecidos dos potros recém-nascidos das éguas infectadas (MARQUES, 1988). Outras vertentes sobre a toxoplasmose em equídeos são pouco exploradas, provavelmente muito em função da resistência destes animais a *T. gondii* (DUBEY, 2008), embora a presença de animais com sinais clínicos já tenham sido relatados (MACRUZ et al, 1975; MARQUES, 1988; TURNER; SAVVA, 1991; SPOSITO FILHA et al, 1992).

A maioria dos estudos em equídeos tem como objetivo a determinação da prevalência da infecção (AL KALHIDI; DUBEY, 1979; KNAPEN; FRANCHIMONT; LUGT, 1982; GAZETA et al, 1997; GARCIA et al, 1999; MENDONÇA, et al, 2001;

DUBEY et al, 2003; AKCA et al, 2004; JAKUBEK; LUNDÉN; UGGLA, 2006; GOZ et al, 2007; CAMOSSI; SILVA; LANGONI, 2010; HAJIALILO et al, 2010; BOUGHATTAS et al, 2011; GAZYAGCI; MACUN; BABÜR, 2011; COIRO, et al, 2012; GARCIA-BOCANEGRA et al, 2012), onde observa-se uma distribuição cosmopolita.

O efetivo de equídeos (equinos, asininos e muares) no Brasil no ano de 2010 foi de 7.743 milhões de cabeças, sendo que 2.898.922 estão na região Nordeste e 1.147.660 no Estado da Bahia (IBGE, 2011). Dados do Ministério Agricultura Pecuária e Abastecimento informam que o Brasil possui o maior rebanho de equídeos da América Latina e o terceiro maior do mundo, sendo o oitavo país que mais exporta carne equina no mundo (MAPA, 2013).

Apesar de não existir no Brasil a cultura de consumo de carne de equídeos, a produção é destinada quase exclusivamente para a exportação e tem a União Europeia e o Japão como principais importadores. Em 2012 foram abatidos 21.259 equídeos, 2.375 toneladas foram exportadas, o que gerou uma renda de 6.772 milhões de dólares (MAPA, 2013; BATISTA; FRÓES, 2013). Neste contexto, na União Europeia, principal centro consumidor, estima-se um consumo médio de 110 mil toneladas de carne de cavalo anualmente.

Este estudo justifica-se pela importância da toxoplasmose para a saúde pública e por existir poucos estudos soropidemiológicos da infecção por *T. gondii* em equídeos em relação a outras espécies domésticas. Além disso, já foi comprovada a possibilidade de infecção humana e de outros animais pelo consumo de carne de equídeos crua ou mal cozida, bem como a transmissão de toxoplasmose congênita em equinos.

## 2- REVISÃO DE LITERATURA

### 2.1- HISTÓRICO DE *Toxoplasma gondii*

*Toxoplasma gondii* foi descrito pela primeira vez por Nicolle e Manceaux em 1908, quando encontraram cistos do parasito em tecidos de roedores (*Ctenodactylus gundi*), no Norte da África. No Brasil, no mesmo ano, Splendore encontrou o parasita em tecidos de coelhos. Em 1909, Nicolle e Manceaux deram nome ao parasita por sua forma de arco (do grego: toxo=arco; plasma=criatura) e gondii porque foi encontrado no *C. gundi*. (DUBEY, 2008; FERGUSON, 2009; BLACK; BOOTHROYD, 2000).

Em 1937, Sabin e Olitsky isolaram o primeiro *T. gondii* viável em um animal. Em 1939, *T. gondii* foi isolado de uma criança recém nascida por Wolf e colaboradores, onde constatou-se a transmissão congênita em humanos. Em 1941, Sabin isolou *T. gondii* por bioensaio e comprovou que o parasita encontrado no animal era semelhante ao observado em humano (DUBEY, 2008; FERGUSON, 2009).

Em 1965, Hutchison demonstrou a transmissão de *T. gondii* por uma forma evolutiva resistente encontrada nas fezes e, em 1970 fez um experimento com gatos na qual foi descrita a liberação de oocistos não esporulados nas fezes dos gatos infectados (HUTCHISON et al., 1970). Ainda em 1970, foram relatados os estágios sexuais e assexuais no intestino de gatos descrevendo e caracterizando os oocistos de *T. gondii* encontrados nas fezes dos felinos infectados (DUBEY; MILLER; FRENKELL, 1970).

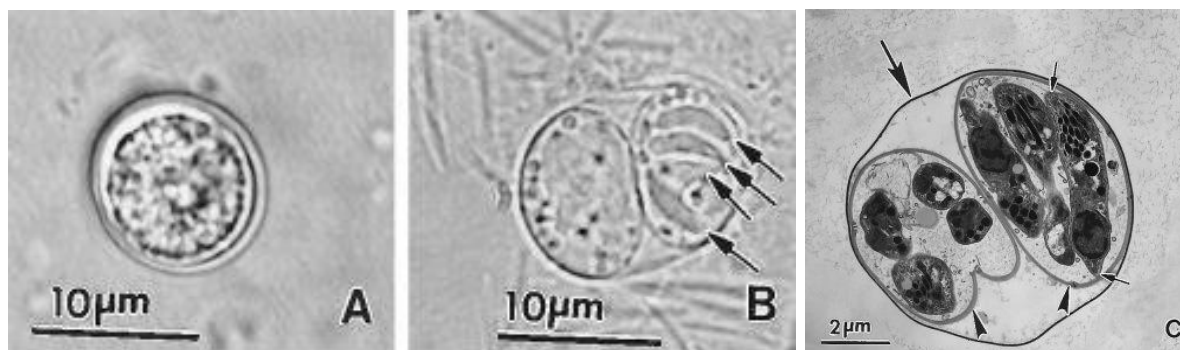
### 2.2 – ASPECTOS BIOLÓGICOS DE *Toxoplasma gondii*

#### 2.2.1 – Formas Infectantes

A infecção por *T. gondii* pode ocorrer de três formas distintas: transplacentária, passada da fêmea gestante para o feto; por carnivorismo, pela ingestão de carne crua ou mal cozida, contendo cistos teciduais e; fecal-oral pelo consumo acidental de oocistos do ambiente, através de água ou alimentos contaminados (DUBEY, 2008).

Os oocistos (Figura 1) possuem forma esférica e medem entre 10 a 12 µm de diâmetro, sua esporulação no ambiente, ocorre após um a cinco dias, em condições

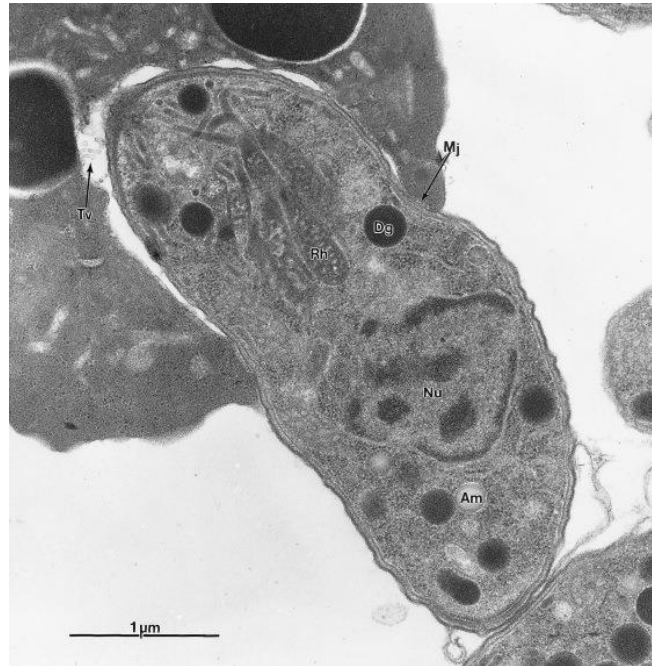
ideais de aeração, umidade e temperatura, tornando-se infectantes. Cada oocisto possui dois esporocistos, cada um com quatro esporozoítos (DUBEY; LINDSAY; SPEER, 1998). Oocistos são sensíveis ao calor e à dessecação e são resistentes aos produtos químicos devido à impermeabilidade da sua parede (FERGUNSON, 2009). Oocistos não esporulados resistem por até 24 horas a 37°C, e os oocistos esporulados são destruídos em temperaturas superiores a 60°C (DUBEY, 2010).



**Figura 1 - Oocistos de *T. gondii*.** (A) oocisto não esporulado. Note-se a massa central (esporonte) ocupando a maior parte do oocisto. (B) oocisto esporulado com dois esporocistos. Quatro esporozoítos (setas) são visíveis num dos esporocistos. (C) Micrografia eletrônica de transmissão de um oocisto esporulado. Observe a fina parede do oocisto (seta grande), dois esporocistos (pontas de seta), e esporozoítos, um dos quais está cortado longitudinalmente (pequenas setas). (DUBEY; LINDSAY; SPEER, 1998).

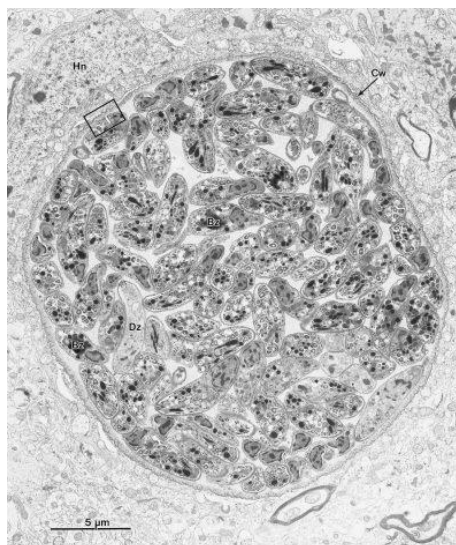
Os taquizoítos (Figura 3), do grego *tachos*=rápido (FRENKEL, 1973), medem aproximadamente 6 µm de comprimento e 2 µm de largura, possui formato de meia lua e podem atravessar a barreira transplacentária em fêmeas gestantes com infecção toxoplásmica aguda, levando a uma infecção congênita (DUBEY 1996). Raramente os taquizoítos sobrevivem à ação das enzimas digestivas do estômago e do intestino delgado, portanto, infecção por ingestão dessa forma do parasita é rara, podendo acontecer em situações que haja alterações químicas e aumento de pH no ambiente gástrico que permitam a passagem do mesmo sem ser destruído. (DUBEY, 1998).

Os taquizoítos penetram nas células de forma ativa, pois possui organelas na região apical (roptrias) que secretam enzimas que são liberadas no processo de penetração (DUBEY; LINDSAY; SPEER, 1998). A resposta imune mediada por células induz os taquizoítos a se converterem em bradizoítos, formando cistos teciduais. A fase aguda ou início da infecção está geralmente associado à fase proliferativa (taquizoítos), enquanto os cistos teciduais correspondem predominantemente à fase crônica da infecção toxoplásmica (WAREE, 2008).



**Figura 2. Micrografia eletrônica de transmissão de um taquizoíta de *T. gondii* penetrando num neutrófilo em peritônio de camundongo;** observar a junção móvel (MJ) no local da penetração do neutrófilo e da membrana tubulovesicular (Tv) no espaço entre o neutrófilo a ponta do taquizoíta. Am: grânulo de amilopectina, Dg: grânulos elétron-denso; Rh: roptria; Nu: núcleo. (DUBEY; LINDSAY; SPEER, 1998).

Os bradizoítos (Figura 2), do grego *brady*=lento (FRENKEL, 1973), são encontrados dentro dos cistos teciduais (DUBEY, 1996), são resistentes ao suco gástrico - pepsina e HCl, sendo apenas a parede do cisto digerida pela pepsina (estômago) e tripsina (intestino delgado). Os cistos teciduais podem medir entre 5 e 70 µm, podendo conter centenas de bradizoítos dentro de cada cisto (JONES; DUBEY, 2010).



**Figura 3. Cisto no cérebro de um rato que foi inoculado 8 meses antes com oocistos de *T. gondii*.** Esta seção ultrafina do cisto mostra aproximadamente 110 bradizoítos (BZ). (DUBEY; LINDSAY; SPEER, 1998).

### 2.2.2 – Ciclo Biológico de *Toxoplasma gondii*

Os Felídeos são os hospedeiros definitivos do ciclo de vida de *T. gondii* (Figura 4), neles ocorre a reprodução sexuada e por isso são os únicos capazes de excretar oocistos não esporulados nas fezes (DUBEY, 1996; DUBEY; JONES, 2008). Animais de sangue quente como mamíferos e aves atuam como hospedeiros intermediários (DUBEY, 1996).

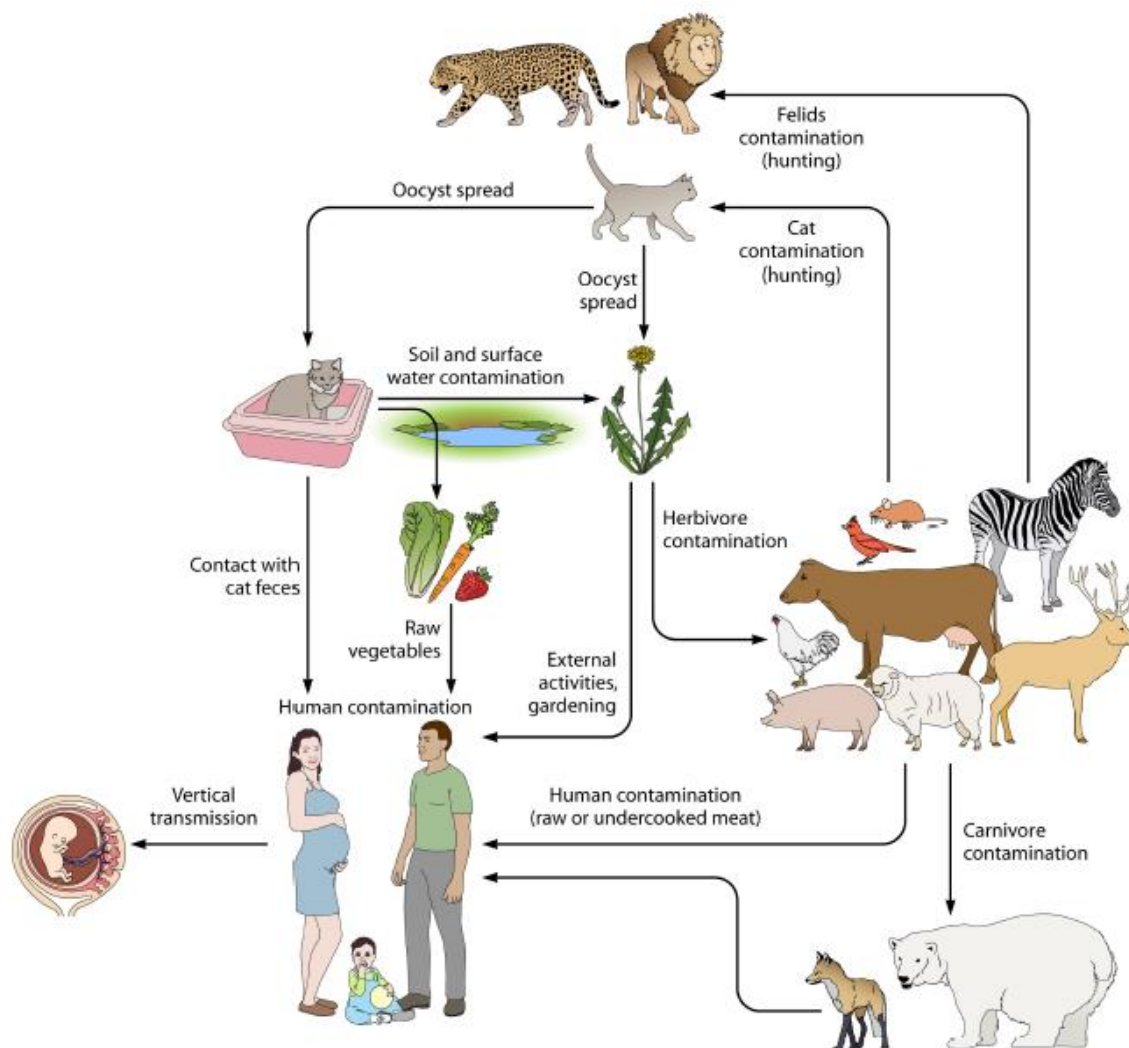


Figura 4. Ciclo de vida do *Toxoplasma gondii* (ROBERT-GANGNEUXA; DARDÉ, 2012)

O ciclo de *T. gondii* possui a fase sexuada que ocorre em células epiteliais do intestino de hospedeiros definitivos e assexuada ocorre em células nucleadas tanto nos hospedeiros definitivos quanto nos hospedeiros intermediários (DUBEY, 2010).

Quando o hospedeiro definitivo (felídeo) ingere cisto tecidual ou oocisto esporulado, os bradizoítos (cisto) ou esporozoítos (oocistos) são liberados no lúmen intestinal e acontece a endodiogenia, tipo de divisão assexuada no epitélio do intestino delgado, com a finalidade de aumentar a densidade de parasitas (TENTER;



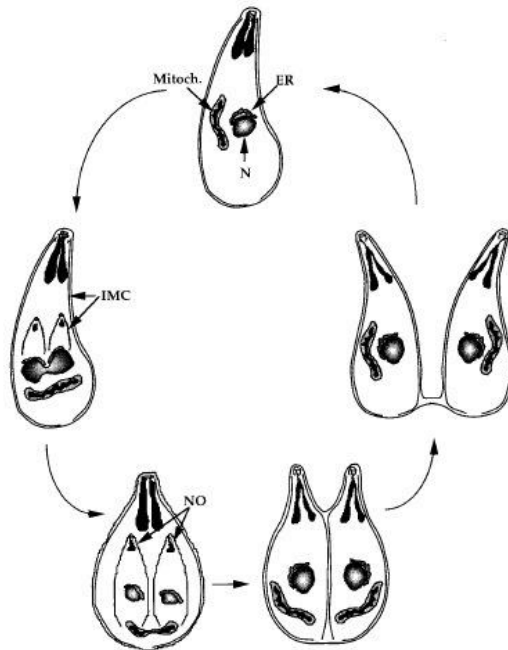
HECKEROTH; WEISS, 2000; FERGUSON, 2009). Os cistos teciduais são mais eficientes na infecção dos hospedeiros definitivos do que os oocistos, pois, nem todos os gatos alimentados com oocistos experimentalmente fecharam o ciclo. Existe uma hipótese de que, ao chegarem ao lúmen intestinal, os esporozoítos, através da circulação sanguínea, passam por vários tecidos para depois voltar ao intestino, podendo não completar o ciclo ou demorando mais do que quando há a ingestão dos cistos teciduais porque os bradizoítos liberados no lúmen intestinal começam as divisões sem passar por outros tecidos antes (DUBEY, 1998).

Os esquizontes formados das divisões do parasita nas células da lâmina própria do intestino do hospedeiro possuem no seu interior merozoítas que uma vez liberados podem dar origem a novos esquizontes (até cinco gerações) ou, após penetrar em uma célula intestinal, se diferenciam em macrogametócitos (gametas femininos) e microgametócitos (gametas masculinos), sendo que os microgametócitos saem da célula para ir fecundar o macrogametócito, iniciando assim a fase de reprodução sexuada. Os macrogametas fecundados (zigotos) desenvolvem uma parede oocística rígida e resistente e serão liberados nas fezes como oocistos não esporulados. (LAINSON; LEÃO; CRECENTE, 1997). Cistos teciduais também são formados nos hospedeiros definitivos (DUBEY, 1996).

Os oocistos após esporulação no ambiente tornam-se infectantes para os hospedeiros definitivos e intermediários (DUBEY; MILLER; FRENKELL, 1970; MONTOYA; LIESENFELD, 2004). Quando um hospedeiro intermediário ingere oocisto esporulado ou cisto tecidual, os esporozoítos (oocisto) ou bradizoítos (cisto) são liberados no lúmen intestinal e estes vão penetrar nas células intestinais e iniciar a divisão. Após a multiplicação do parasita, este pode cair na corrente sanguínea e se encistar em qualquer tecido do hospedeiro formando cistos teciduais (DUBEY, 1996). A transmissão vertical ou congênita acontece quando ocorre a primoinfecção em fêmea gestante, transmitindo o parasita para o feto (DUBEY; JONES, 2008; TENTER; HECKEROTH; WEISS, 2000).

*Toxoplasma gondii* se divide por endodiogenia (figura 5), tanto na forma de taquizoítos quanto na forma de bradizoítos, onde duas células filhas são dentro do citoplasma da célula mãe (SHEFFIELD; MELTON, 1968; DUBEY, 1998). Dubey e colaboradores (1998), sugerem que o termo endopoligenia não seja utilizado para descrever a divisão que ocorre em *T. gondii*, devendo ser restrita à formação de merozoítos de *Sarcocystis* e *Frenkelia* spp. No entanto, Ferguson (2009) afirma que

a reprodução assexuada se dá por endodiogenia que é a formação de duas células filhas dentro do citoplasma da célula mãe ou também por endopoligenia que a formação de várias células filhas dentro do citoplasma da célula mãe através de uma fase proliferativa na qual ocorrem diversas divisões nucleares e a formação de células filhas.



**Figura 5. Diagrama da endodiogenia.** Como um parasita começa a dividir-se. Organelas apicais (NO) desenvolvem-se nos pólos anteriores, com o crescimento das células filhas. O citoplasma inteiro é dividido entre as filhas. Um sulco de clivagem divide as células a partir da câmara anterior. Esta divisão continua ao longo do comprimento das células até que atinja a extremidade posterior, onde ele pode deixar um corpo residual que liga as duas filhas. (BLACK; BOOTHROYD, 2000).

#### 2.4- INFECÇÃO POR *Toxoplasma gondii* EM EQUÍDEOS

Os equídeos são considerados resistentes à toxoplasmose, porém a possibilidade da carne de cavalo ser fonte de infecção para os seres humanos, felinos e outros animais em jardins zoológicos, já foi observada, quando foi isolado *T. gondii* viáveis de tecidos equinos através de bioensaio em gatos e camundongos, que se mostraram positivos para *T. gondii* após a ingestão de tecidos de equinos positivos (AL-KHALIDI; DUBEY, 1979). Dubey e Desmonts (1987) fizeram um experimento para avaliar a resposta sorológica em 13 equídeos alimentados com oocistos de *T. gondii*. Em seis animais que apresentaram baixa titulação de anticorpos apenas em três desses, se conseguiu isolar *T. gondii* dos tecidos através de bioensaio em gatos e camundongos, entretanto nos sete equídeos que

apresentaram alta titulação, foi possível o isolamento em todos os animais, reforçando a possibilidade de infecção de outros animais que se alimentam de carne equina infectada.

Turner e Savva (1990), confirmaram através de PCR a presença de *T. gondii* em líquido amniótico de uma égua que pariu potro saudável, porém apresentava vascularização placentária anormal. Em 1991, foi detectado *T. gondii* em olhos de equinos nos EUA (TURNER; SAVVA, 1991).

Sinais clínicos de toxoplasmose já foram descritos em equinos, mesmo sendo estes animais considerados resistentes à doença. No Brasil, 52 equinos que apresentaram: incoordenação motora (24), histórico aborto (23) e irritabilidade (5) tiveram diagnóstico clínico de toxoplasmose, após eliminar outras possíveis causas, e todos apresentaram positividade com altos níveis de anticorpos anti-*T.gondii*. (MACRUZ et al, 1975). Equinos infectados experimentalmente com taquizoítos de *T. gondii* apresentaram elevação da temperatura na primeira semana após inoculação, lacrimejamento, corrimento ocular e apatia. Estudos hematológicos e bioquímicos de sangue não apresentaram alterações relevantes e os equinos apresentaram sorologia com titulação baixa para anticorpos anti-*T.gondii* (SPOSITO FILHA et al, 1992).

Estudos realizados em diferentes partes do mundo (Tabela 1) mostram diferenças nos níveis de positividade para *T. gondii* em equinos. No Egito, Shaapan e Ghazi (2007), mostram que de 150 animais abatidos para o consumo, 79 (52,6%) estavam infectados com estágios viáveis de *T. gondii*, enfatizando a relevância de estudos sorológicos devido ao risco de infecção humana por ingestão de carne crua ou mal cozida que contenham cistos de toxoplasma. Em contrapartida, na Suécia, em estudo realizado em equinos também provenientes de abatedouro, Jakubek; Lundén e Uggla (2006), encontraram positividade em apenas 1% dos 414 equinos avaliados pela MAD, contrastando com os resultados comentados anteriormente. No Irã, Hajjalilo e colaboradores, 2010 encontraram soroprevalência de 71,2% dos 52 equinos avaliados pela MAD. As diferenças de positividade encontradas nos diferentes locais podem estar associadas a fatores epidemiológicos como diferentes tipos de criação, higiene dos estábulos e diferentes tipos de alimentação (TENTER; HECKEROTH; WEISS, 2000).

**Tabela 1-** Determinação da prevalência de *Toxoplasma gondii* em equídeos no mundo

<b>País</b>	<b>Teste utilizado</b>	<b>Ponto de corte</b>	<b>N</b>	<b>Positivos (%)</b>	<b>Referência</b>
<b>Arábia Saudita</b>	SFDT <sup>1</sup>	1:16	266	31,6	Alanazi; Alyousif, 2011
<b>Argentina</b>	MAD <sup>2</sup>	1:25	76	13,1	Dubey et al., 1999 <sup>a</sup>
<b>Costa Rica</b>	MAD	1:25	315	34	Dangoudoubiyam et al, 2011
<b>China</b>	MAD	1:25	1449	24,3	Yang et al, 2013
<b>China</b>	IHA <sup>5</sup>	1:64	399	27,1	Miao et al, 2013
<b>Egito*</b>	Bioensaio em camundongos		150	52,6	Shaapan; Ghazy, 2007
<b>Egito</b>	RIFI <sup>3</sup>	1:64	420	40,5	Ghazy; Shaapan;
	MAD	1:25		48,1	Abdel-Rahman, 2007
<b>Espanha</b>	MAD	1:25	616	13,3	García-Bocanegra et al., 2012
<b>Holanda</b>	SFDT	1:16	85	7	Knapen; Franchimont; Lugt, 1982
<b>Índia</b>	DHT <sup>4</sup>	1:8	603	11,8	Chhabra; Gautam, 1980
<b>Irã</b>	MAD	1:20	52	71,2	Hajjalilo et al., 2010
<b>México</b>	MAT	1:25	495	6,1	Alvarado-Esquivel et al, 2012
<b>Portugal</b>	MAT	1:20	173	13,3	Lopes et al, 2013
<b>República Checa</b>	LAT <sup>6</sup>	1:50	552	24	Bártová et al, 2010
<b>Suécia*</b>	MAD	1:40	414	1	Jakubek; Lundén; Uggla, 2006
<b>Tunísia</b>	MAD	1:20	158	17,7	Boughattas et al., 2011
<b>Turquia</b>	SFDT	1:16	189	20,6	Akca, 2004
<b>Turquia</b>	IHA	1:160	74	13,5	Göz et al., 2007
	SFDT	1:16		28,4	
<b>Turquia</b>	SFDT	1:16	100	28	Güçlü et al., 2007
<b>Turquia</b>	SFDT	1:16	168	36,9	Gazyagci; Macun; Babür, 2011
<b>América do Norte* (CAN, EUA, MEX)</b>	MAD	1:20	1788	6,9	Dubey et al., 1999b

<sup>1</sup>Teste do Corante de Sabin-Feldman; <sup>2</sup>Aglutinação Direta Modificada; <sup>3</sup>Reação de Imunofluorescência Indireta <sup>4</sup>Teste de Hemaglutinação Direta; <sup>5</sup>Teste de Hemaglutinação Indireta; <sup>6</sup> Teste de aglutinação em látex

\*Equídeos provenientes de abatedouros, carne destinada ao consumo humano.

A União Europeia consome em média 110 mil toneladas de carne de cavalo por ano (FAO, 2013). Neste contexto, na França, em 2011, foram descritos três casos de toxoplasmose humana, causadas por cepas atípicas de *T. gondii*, provavelmente por ingestão de carne crua de equinos, importados do Canadá e do Brasil. Dentre os três pacientes, um era um homem de 74 anos e que, apesar do tratamento antitoxoplasma específico, não resistiu e morreu no 27<sup>o</sup> dia após a admissão no hospital. O segundo paciente era uma mulher grávida, na qual foi constatada toxoplasmose congênita por detecção de IgM no soro do recém-nascido. O terceiro paciente era uma mulher grávida, que teve a gravidez interrompida na 26<sup>a</sup> semana de gestação e a necropsia fetal relatou vários abscessos cerebrais. Os três pacientes descritos tinham o hábito de ingerir carne de cavalo crua (POMARES et al., 2011).

No Brasil, alguns estudos também demonstraram diferenças com relação à soroprevalência nos diferentes estados da federação (Tabela 2), que variam de 1,5 na Bahia (estudo realizado nos municípios de Jequié e Jacobina), até 47,05 em São Paulo (MENDONÇA et al, 2001; VILLALOBOS et al,2005), ambos utilizando RIFI com o ponto de corte de 1:64.

O efetivo do rebanho equídeo brasileiro é de aproximadamente oito milhões e cabeças e, por não haver o hábito de consumir a carne de equídeos no Brasil, sua produção é quase toda exportada, principalmente para a União Europeia e Japão, o que gerou no ano de 2012 uma renda de 6.772 milhões de dólares referentes à exportação de 2.375 toneladas de carne de equídeos (MAPA, 2013; BATISTA; FRÓES, 2013).

Muitos fatores podem interferir na variação da positividade de *T. gondii*, dentre eles a sensibilidade e especificidade do teste sorológico, as idades de animais, a área geográfica, o estado sanitário do ambiente em que os animais são criados e a presença de felídeos próximos aos locais de criação.

**Tabela 2-** Determinação da prevalência de *Toxoplasma gondii* em equídeos no Brasil

<b>Estado</b>	<b>Técnica utilizada</b>	<b>Ponto de corte</b>	<b>N</b>	<b>Positivos (%)</b>	<b>Autor</b>
<b>Bahia</b>	MAD/RIFI	1:64	343	1,5	Mendonça al., 2001
<b>Mato Grosso*</b>	RIFI	1:16	77	13,73	Vidotto et al., 1997
<b>Mato Grosso do Sul</b>	RIFI	1:16	750	32,8	Larangeira; Ishizuka; Hyakutake, 1985
<b>Mato Grosso do Sul*</b>	RIFI	1:16	120	21,39	Vidotto et al., 1997
<b>Minas Gerais</b>	RIFI	1:16	117	12,82	Naves et al., 2005
<b>Paraná</b>	RIFI	1:64	173	12,1	Garcia et al., 1999
<b>Paraná*</b>	RIFI	1:16	131	23,35	Vidotto et al., 1997
<b>Paraná*</b>	RIFI	1:64	398	11,6	Evers et al, 2013
	Bioensaio em camundongos		398	3,5	
<b>Rio de Janeiro</b>	RIFI	1:16	430	4,42	Gazêta et al, 1997
<b>São Paulo</b>	RIFI	1:16	700	24,85	Costa; Filizzola; Ikeda, 1980
<b>São Paulo*</b>	RIFI	1:16	233	41,53	Vidotto et al., 1997
<b>São Paulo</b>	RIFI	1:64	170	47,05	Villalobos et al., 2005
<b>São Paulo</b>	MAD	1:64	1984	7	Langoni et al., 2007
<b>São Paulo</b>	MAD	1:16	253	12,6	Camossi; Silva; Langoni, 2010
	RIFI	1:16	253	5,9	
<b>São Paulo</b>	RIFI	1:16	714	5,9	Coiro et al, 2012

\*Equídeos provenientes de abatedouros, carne destinada ao consumo humano.

A maioria dos estudos epidemiológicos avaliaram a idade, raça, sexo e localização geográfica como fatores associados à infecção do parasita (GARCIA et al,1999; MENDONÇA et al, 2001; CAMOSSI; SILVA; LANGONI, 2010; HAJIALILO et al, 2010; KARATEPE et al, 2010; ALVARADO-ESQUIVEL et al, 2012; COIRO et al, 2012; GARCIA-BOCANEGRA et al, 2012), contudo em nenhum destes estas variáveis foram significativas.

Apenas Boughattas e colaboradores em 2011 encontraram diferença significativa entre as idades, onde equinos com mais de 10 anos apresentaram maior positividade em relação aos menores de 10 anos e entre fêmeas e machos,

sendo os machos mais sensíveis à infecção. Deve-se levar em consideração que a análise estatística utilizada foi apenas o teste do qui-quadrado. Alvarado-Esquivel e colaboradores (2012) encontraram diferença significativa entre animais da zona urbana e da zona rural, onde os animais da zona rural apresentaram maior positividade, o que ele relaciona ao manejo. Já Boughatas e colaboradores encontraram diferença significativa entre animais criados na região costeira e animais criados no interior do país, e relaciona isso às condições climáticas mais favoráveis para a manutenção do parasita em clima mais quente e úmido.

Estudo realizado na Espanha mostrou que a positividade era maior em rebanhos equídeos com a presença de gatos, porém, não apresentou significância estatística (GARCIA-BOCANEGRA, et al, 2012).

### **3- OBJETIVOS**

#### **3.1 - OBJETIVO GERAL**

Realizar estudo soroepidemiológico da infecção por *Toxoplasma gondii* em equídeos na microrregião Ilhéus-Itabuna, no Estado da Bahia.

#### **3.2 - OBJETIVOS ESPECÍFICOS**

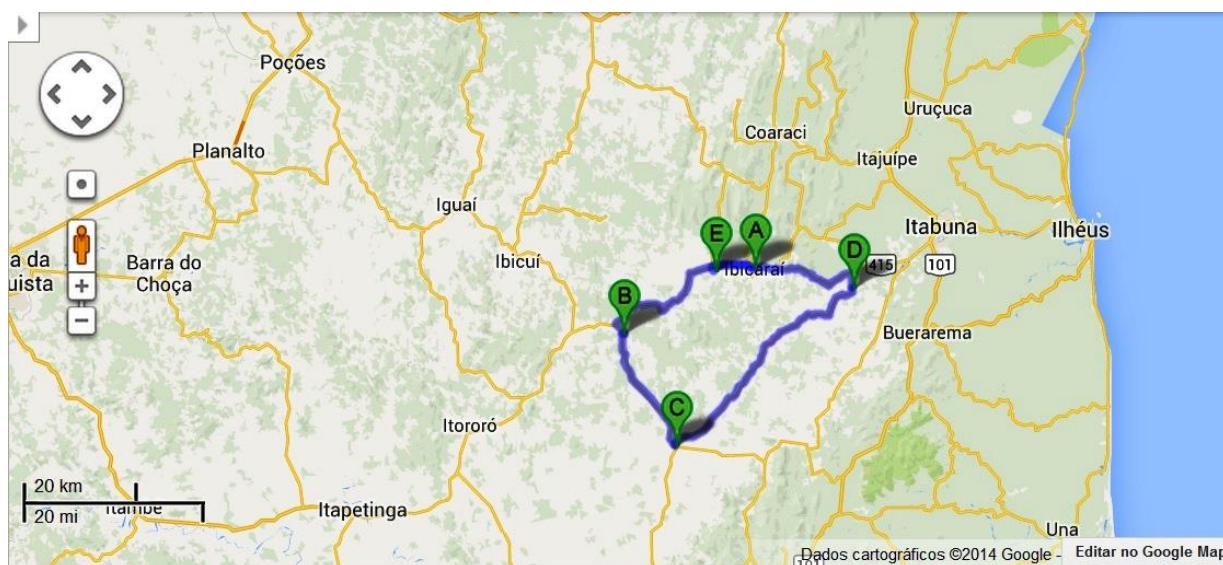
- Determinar a prevalência da infecção por *T. gondii* na microrregião Ilhéus-Itabuna, no Estado da Bahia.
- Identificar fatores associados à infecção de equídeos pelo *T. gondii* na microrregião Ilhéus-Itabuna, no Estado da Bahia.



## 4- METODOLOGIA

### 4.1- LOCAL DO ESTUDO

O estudo foi realizado na microrregião de Ilhéus-Itabuna, no Estado da Bahia. A microrregião de Ilhéus-Itabuna pertence à mesorregião Sul Baiano e é a microrregião da Bahia que possui o maior número de municípios, sendo 41 no total, com área de 21.308,944km<sup>2</sup> e uma população equídea estimada de 90.974 (IBGE, 2010). Desta microrregião foi selecionada uma área (Figura 6) compreendendo os municípios: Itapé (14°52'35"S 39°25'59"O), Ibicaraí (14°51'54"S 39°35'15"O), Itaju do Colônia (15°08'34"S 39°43'35"O), Santa Cruz da Vitória (14°57'42"S 39°48'37"O) e Floresta Azul (14°50'52"S 39°39'23"O), que possui maior concentração de equídeos (17.214 animais) da microrregião.



**Figura 6. Local de estudo.** A (Ibicaraí); B (Santa Cruz da Vitória); C (Itaju do Colônia); D (Itapé); E (Floresta Azul). (Google maps, 2014).

### 4.2- DELINEAMENTO AMOSTRAL

O presente estudo foi realizado dentro dos padrões estabelecidos pelo Colégio Brasileiro de Ética e Bem-Estar Animal, através de aprovação pelo Comitê de Ética em Pesquisa com Uso de Animais (protocolo 002/2013), da Universidade Estadual de Santa Cruz.

Com base na população total de equídeos da microrregião Ilhéus-Itabuna, 90.974 animais, considerando o resultado esperado de 50%, um intervalo de confiança de 95% e um erro tolerável de 4,5%, calculou-se um número mínimo de 472 equídeos para comporem o estudo. A quantidade coletada de animais por

município foi proporcional em relação ao total de equídeos deste. No fim foi possível a coleta de sangue de 516 equídeos, provenientes de 20 propriedades.

Os animais foram selecionados por conveniência, dos quais foram colhidos 10ml de sangue mediante punção da veia jugular externa, utilizando-se agulhas descartáveis (25 X 8 mm) acopladas em tubos a vácuo sem anticoagulante. Para obtenção dos soros, os tubos foram centrifugados a 2500 rotações por minuto (rpm) por 10 minutos, sendo que os soros, separados por aspiração, foram acondicionados em tubos tipo *ependorf* e congelados a -20° C até a realização testes sorológicos.



**Figura 7. Coleta de sangue por punção da veia jugular.**

#### 4.3- COLETA DE DADOS

As informações referentes à resenha dos animais, características da propriedade, manejo e outras de interesse do estudo foram obtidas através de uma entrevista semiestruturada (apêndice A), em todas as propriedades. Foram incluídas na análise 24 variáveis de acordo com a plausibilidade biológica.

#### 4.4- SOROLOGIA

Para detecção de anticorpos anti-*T.gondii* foi utilizada a reação de imunofluorescência indireta (RIFI), considerando como ponto de corte a diluição de 1:64 (GARCIA et al., 1999; MENDONÇA al., 2001; VILLALOBOS et al., 2005; GHAZY; SHAAPAN; ABDEL-RAHMAN, 2007; EVERS et al, 2013)

As lâminas foram sensibilizadas com taquizoítos da cepa RH, e foi utilizado conjugado anti IgG equino Sigma (Anti-Horse IgG – F7759, Sigma-Aldrich ®) na diluição de 1:32. Para a leitura das lâminas, foi utilizado microscópio com sistema de epifluorescência (OLYMPUS, BX 51). Foram consideradas positivas a reação com completa fluorescência na periferia dos taquizoítos. Os controles (positivo e negativo) foram provenientes do Laboratório de Diagnóstico de Parasitoses animais da Universidade Federal da Bahia (UFBA).

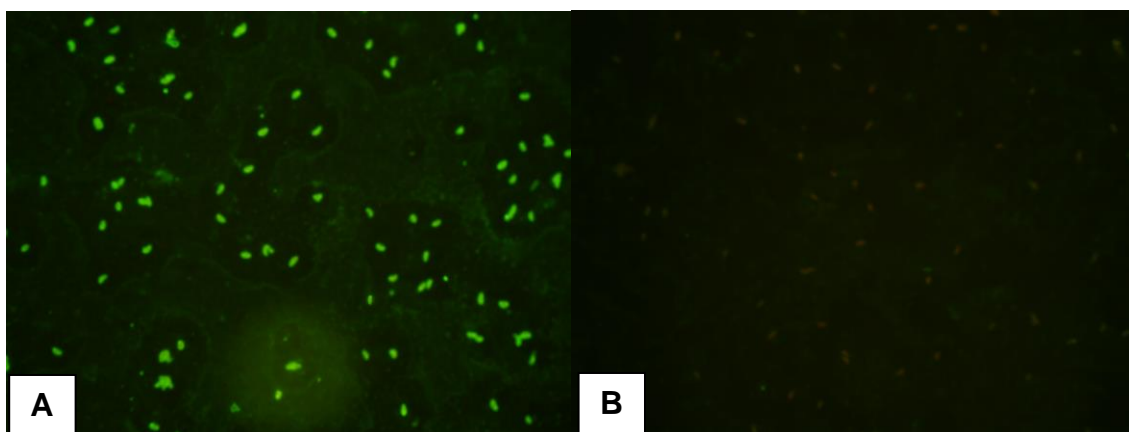


Figura 8. Resultado para anticorpos IgG anti-*Toxoplasma gondii* através da RIFI na diluição 1:64. A - Animal soropositivo; B – Animal soronegativo.

#### 4.5- ANÁLISE ESTATÍSTICA

Os dados obtidos da entrevista e o resultado da sorologia foram tabulados e analisados com o programa EPIINFO versão 3.5.2, onde foi feito o qui-quadrado com correção Yates para cada variável. A chance de ocorrer (OR) da análise bivariada foi calculada com medidas de associação e intervalo de confiança de 95%. Foram consideradas as variáveis com valor de p inferior ou igual a 0,20 e as variáveis com plausibilidade biológica para comporem o modelo preliminar da regressão logística não condicional. Foi usado o programa BIOSTAT 5.0 para determinar a colinearidade, das variáveis selecionadas, através da correlação de Spearman ( $p \leq 0,2$ ) e uma vez detectada a colinearidade entre variáveis uma delas será excluída do estudo. Após, com auxílio do programa EPIINFO versão 3.5.2, construiu-se o modelo final através da entrada e saída das variáveis (sistema *backward*).

## 5- RESULTADOS

Das amostras coletadas foi encontrada uma positividade de 30,62% (158/516) utilizando a RIFI com ponto de corte de 1:64. Dentre os municípios amostrados, o que apresentou maior positividade foi Santa Cruz da Vitória com 45,88% (39/85) e o município de Floresta Azul menor positividade, 20,4% (20/98), como mostra a tabela 3. A positividade entre as propriedades variou de 0 a 56,3%, sendo de 11 a 40% em Floresta Azul, de 33 a 56,3% em Ibicaraí, de 11,8 a 30% em Itaju do Colônia, de 0 a 45,5% em Itapé e de 30 a 54,5% em Santa Cruz da Vitória (Apêndice B).

**Tabela 3-** Distribuição dos equídeos soropositivos para *Toxoplasma gondii* e suas respectivas titulações, por Município, no período de junho a outubro de 2013.

Município	Total de animais	Titulação							Positivos (%)
		Negativo	64	128	256	512	1024	4096	
Floresta Azul	98	78	10	2	4	2	2	0	20,4
Ibicaraí	80	44	13	12	8	2	1	0	45
Itaju do Colônia	186	140	26	15	4	1	0	0	24,7
Itapé	67	50	7	8	1	0	0	1	25,37
Santa Cruz da Vitória	85	46	16	14	8	1	0	0	45,88
<b>TOTAL</b>	<b>516</b>	<b>358</b>	<b>72</b>	<b>51</b>	<b>25</b>	<b>6</b>	<b>3</b>	<b>1</b>	<b>30,62</b>

As variáveis presença de gatos domésticos, presença de roedores e presença de aves na propriedade, animais criados a pasto, casos de aborto (em equídeos ou outras espécies animais) na propriedade, estoca alimentos, e os municípios: Ibicaraí, Itaju do Colônia, Floresta Azul e Santa Cruz da Vitória apresentaram p-valor inferior a 0,20 (Tabela 4). O município Floresta Azul apresentou colinearidade com presença de gatos domésticos na propriedade e por isso, foi excluído do modelo e o município de Santa Cruz da Vitória apresentou colinearidade com a estocagem de alimentos e também foi excluído do modelo, permanecendo as demais variáveis na composição do modelo preliminar da regressão logística não-condicional (Tabela 5) As variáveis presença de felídeos selvagens nas propriedades e ingestão de água de lagoa foram incluídas no modelo devido à sua importância biológica, apesar de não terem alcançado estatística significativa na análise bivariada. O modelo final de regressão logística indicou o município de Itaju do Colônia como fator de proteção, enquanto as variáveis presença de gatos domésticos na propriedade, presença de felídeos selvagens na propriedade e ingestão de água de lagoa foram associadas como risco à infecção (tabela 6).

**Tabela 4-** Fatores com plausibilidade biológica associados à infecção por *Toxoplasma gondii* em equídeos, na microrregião Ilhéus-Itabuna, Bahia, Brasil.

(Continua)

Variáveis	Equídeos				Chances de ocorrer (IC 95%)	Valor de p
	Positivos		Negativos			
	n	%	n	%		
Equídeo jovem (<5anos)						
Sim	39	27,7	102	72,3	0,82 (0,54-1,26)	0,43
Não	119	31,7	256	68,3	1	
Equídeo adulto (5-14 anos)						
Sim	83	31,4	181	68,6	1,08 (0,74-1,57)	0,75
Não	75	29,8	177	70,2	1	
Equídeo sênior (>14 anos)						
Sim	32	29,6	76	70,4	0,94 (0,59-1,50)	0,89
Não	126	30,9	282	68,3	1	
Ingestão de água de açude						
Sim	144	31	321	69	1,19 (0,62-2,26)	0,72
Não	14	27,5	37	72,5	1	
Ingestão de água tratada						
Sim	3	37,5	5	62,5	1,37 (0,32-5,79)	0,46
Não	155	30,5	353	69,5	1	
Ingestão de água de rio						
Sim	58	29	142	71	,88 (0,60-1,30)	0,59
Não	100	31,6	216	68,4	1	
Ingestão de água de lagoa						
Sim	26	30,6	59	69,4	1	0,90
Não	132	30,6	299	69,4	1 (0,60-1,65)	
Presença de gatos domésticos na propriedade						
Sim	134	33,8	263	66,2	2,02 (1,23-3,30)	0,0007
Não	24	20,2	95	79,8	1	
Presença de felídeos selvagens na propriedade						
Sim	44	29,7	104	70,3	0,94 (0,62-1,43)	0,8629
Não	114	31	254	69	1	
Presença de bovinos na propriedade						
Sim	133	30,4	304	69,6	0,95 (0,56-1,58)	0,9345
Não	25	31,6	54	68,4	1	
Presença de ovinos na propriedade						
Sim	35	33	71	67	1,15 (0,73-1,82)	0,6292
Não	123	30	287	70	1	
Presença de caprinos na propriedade						
Sim	17	28,3	43	71,7	0,88 (0,49-1,60)	0,7950
Não	141	30,9	315	69,1	1	
Presença de suínos na propriedade						
Sim	3	42,9	4	57,1	1,71 (0,38-7,75)	0,3667
Não	155	30,5	354	69,5	1	

**Tabela 4-** Fatores com plausibilidade biológica associados à infecção por *Toxoplasma gondii* em equídeos, na microrregião Ilhéus-Itabuna, Bahia, Brasil.

(Conclusão)

Variáveis	Equídeos				Chances de ocorrer (IC 95%)	Valor de p
	Positivos		Negativos			
	n	%	n	%		
Presença de aves na propriedade	142	31,8	305	68,2	1,54 (0,85-2,79)	0,1940
Sim	16	23,2	53	76,8	1	
Não						
Presença de roedores na propriedade	137	33,3	274	66,2	2 (1,19-3,37)	0,0115
Sim	21	20	84	7	1	
Não				80		
Presença de cães na propriedade	158	30,6	358	69,4		
Sim	0	0	0	0		
Não						
Animais mantidos a pasto						
Sim	148	31,6	320	68,4	1,75 (0,85 -3,62)	0,167
Não	10	20,8	38	79,2	1	
Estoca alimentos						0,0009
Sim	103	26,5	285	73,5	0,47 (0,31- 0,73)	
Não	51	43,2	67	56,8	1	
Casos de aborto na propriedade	99	33,7	195	66,3	1	0,00009
Sim	59	26,6	163	73,4	0,32 (0,18- 0,56)	
Não						
Município de Floresta Azul						
Sim	20	20,4	78	79,6	0,52 (0,31-0,89)	0,02
Não	38	33	280	67	1	
Município de Ibicaraí						
Sim	36	45	44	55	2,11 (1,29-3,43)	0,004
Não	122	28	314	72	1	
Município de Itaju do Colônia	46	24,7	140	75,3	0,64 (0,43-0,96)	0,04
Sim	112	33,9	218	66,1	1	
Não						
Município de Itapé						
Sim	17	25,4	50	74,6	0,74 (0,41-1,33)	0,39
Não	141	31,4	308	68,6	1	
Município de Santa Cruz da Vitória	39	45,9	46	54,1	2,22 (1,38-3,58)	0,01
Sim	119	27,6	312	72,4	1	
Não						

**Tabela 5-** Modelo preliminar da regressão logística não condicional dos fatores associados à infecção por *Toxoplasma gondii* em equídeos na microrregião Ilhéus-Itabuna, Bahia, Brasil.

Variáveis	Chances de ocorrer	IC (95%)	Valor de p
Casos de aborto na propriedade	1,50	0,72 – 3,11	0,2760
Ingestão de água de lagoa	2,87	0,87 – 9,49	0,0844
Animais criados a pasto	1,32	0,60 – 2,90	0,4845
Presença de gatos domésticos na propriedade	<u>5,40</u>	<u>2,01 – 14,50</u>	<u>0,0008</u>
Presença de felídeos selvagens na propriedade	<u>3,10</u>	<u>1,42 – 6,76</u>	<u>0,0044</u>
Presença de roedores na propriedade	0,90	0,37 – 2,19	0,8177
Presença de aves na propriedade	1,32	0,54 – 3,25	0,5459
Estoca alimentos	1,10	0,57 – 2,10	0,7807
Município de Ibicaraí	1,92	0,92 – 4,02	0,0817
Município de Itaju do Colônia	<u>0,29</u>	<u>0,12 – 0,69</u>	<u>0,0051</u>

$p < 0,0005$ , likelihood= 591,91

**Tabela 6-** Modelo final da regressão logística não-condicional dos fatores associados à infecção por *Toxoplasma gondii* em equídeos da microrregião Ilhéus-Itabuna, Estado da Bahia, Brasil.

Variáveis	Chances de ocorrer	IC (95%)	Valor de p
Ingestão de água lagoa	3,29	1,62 6,69	0,0010
Presença de gatos domésticos na propriedade	7,21	3,52 14,79	<0,0001
Presença de felídeos selvagens na propriedade	2,52	1,41 4,51	0,0018
Município de Itaju do Colônia	0,24	0,13 0,43	<0,0001

$p < 0,0001$  likelihood=595,90

## 6- DISCUSSÃO

Este é um estudo pioneiro na microrregião Ilhéus-Itabuna, além disso, existem poucos estudos soroepidemiológicos sobre a toxoplasmose em equídeos no mundo. A positividade encontrada foi de 30,62% (158/516), o que comprova a infecção natural de equídeos e mostra que o percentual está entre os mais altos encontrados no Brasil que varia 1,5 a 47,05% (MENDONÇA et al, 2001; VILLALOBOS et al, 2005).

O município de Itaju do Colônia aparece como fator de proteção no modelo estatístico, quando comparados aos outros municípios. Itaju do Colônia também está localizado na região cacauzeira assim como os demais municípios do estudo porém, com a decadência do cacau, sua principal atividade produtiva passou a ser a pecuária, com isso houve desmatamento da Mata Atlântica remanescente, o que faz com que houvesse a diminuição da umidade e o conseqüente aumento da temperatura, sendo o município menos úmido dentre os municípios do estudo. Boughattas et al (2011), na Tunísia também encontrou diferença significativa entre os municípios avaliados e relacionou a positividade a fatores climáticos e ecológicos.

A microrregião Ilhéus-Itabuna possui um clima quente e úmido, favorável para a manutenção dos oocistos no ambiente, o que pode explicar a alta positividade. Gazeta et al (1997) em estudo realizado em diferentes municípios do Rio de Janeiro também observaram que nos municípios de clima mais quente e úmido apresentam uma maior prevalência da infecção por toxoplasmose em equinos. Infecção pelo parasito é mais prevalente em climas quentes e em áreas de baixa altitude do que em regiões de clima frio e montanhosas e em áreas úmidas mais do que em áreas secas, possivelmente isto se explica devido às melhores condições para esporulação e manutenção dos oocistos viáveis no ambiente (DUBEY, 2010).

Outro estudo realizado na Bahia, nos municípios de Jequié e Jacobina, foi encontrada uma positividade de 1,5% utilizando a RIFI com ponto de corte 1:64 (MENDONÇA et al, 2001). A baixa porcentagem encontrada nestes dois municípios pode estar associada aos fatores climáticos de ambos municípios que possuem clima semi-árido, com umidade relativa do ar e índice pluviométrico inferior aos municípios do presente estudo que, apesar de não possuir estações meteorológicas oficiais, estão localizados em zona remanescente de Mata Atlântica e sabe-se que é uma região de clima quente e úmido.



A divisão de grupos por faixa etária não apresentou diferença significativa na análise estatística, assim como outros estudos realizados na Bahia, em São Paulo, em Minas Gerais, no Paraná, no Irã, na Espanha, no México e na Turquia (GARCIA et al,1999; MENDONÇA et al, 2001; NAVES et al, 2005; CAMOSSI; SILVA; LANGONI, 2010; HAJIALILO et al, 2010; KARATEPE et al, 2010; ALVARADO et al, 2012; COIRO et al, 2012; GARCIA-BOCANEGRA et al, 2012) também não encontraram diferença significativa entre os grupos de idades. Em outras espécies, os estudos mostram que a idade é um fator de risco, o que geralmente não ocorre com os equídeos, talvez pelo manejo, pois equinos desde jovens começam a ser treinados ou domados e frequentam os mesmos pastos e ambientes que os adultos, enquanto que em bovinos, ovinos, caprinos e suínos, os animais são separados por lotes de acordo com a idade a cria, recria e engorda.

Tanto a presença de felídeos selvagens na propriedade quanto à presença de gatos domésticos aparecem como fator de risco para infecção, o que era esperado, pois são os hospedeiros definitivos do *T. gondii* e eliminam oocistos no ambiente, a principal forma de infecção para os herbívoros devido ao seu hábito alimentar (KNAPPEN, 1982; AGANGA; KWANASHIE; BELINO, 1983; TENTER; HECKEROTH; WEISS, 2000; SILVA; LANGONI, 2000; FERGUSON, 2009,). Os oocistos podem ser disseminados no ambiente pelo vento, chuva e água de superfície. Apesar de não terem sido avaliadas como fatores de risco no presente estudo, feno, palha e grãos já foram identificados como fonte de infecção para animais. Os oocistos são altamente resistentes a desinfetantes, porém não resistem à temperatura superior a 60°C. Em grandes reservatórios de água torna-se impraticável a tentativa de destruir os oocistos (DUBEY, 2010).

O consumo de água de lagoa também aparece como fator de risco neste estudo, e pode ser explicado por ser uma água parada, podendo haver concentração de oocistos já que estes podem permanecer viáveis durante meses ou anos em água ou na terra úmida (TENTER; HECKEROTH; WEISS, 2000; CHIN, 2001). Dois grandes surtos de toxoplasmose humana, no Canadá e no Brasil foram epidemiologicamente associados à contaminação de água potável por oocistos (ARAMINI et al, 1999; DUBEY, 2010), o que comprova a eficiência da transmissão de *T. gondii* através de água contaminada.

Um estudo epidemiológico de prevalência e fatores de risco associadas a anticorpos anti- *T. gondii* em ovinos na Bahia, mostrou que o transito de gatos, o

sistema de produção e a idade dos animais foram estatisticamente significativos quando associados à infecção por *T. gondii* (GUIMARÃES et al, 2013). Levando em consideração que tanto ovinos quanto equinos são herbívoros e possuem o hábito alimentar de pastejo e que a fonte de infecção possivelmente se dá por oocistos no ambiente (água ou alimento), conclui-se que a presença ou transito de gatos é fator relevante na transmissão do parasita.

## 7- CONCLUSÃO

Após a análise dos dados pode-se concluir que:

Há infecção natural de equídeos por *Toxoplasma gondii* na microrregião Ilhéus- Itabuna, onde medidas de prevenção devem ser adotadas, evitar a presença de gatos domésticos ou felídeos selvagens próximos aos locais de criação, pastejo e fontes de água dos animais.

A alta positividade encontrada indica que há a contaminação ambiental por oocistos, já que os equídeos não se alimentam de carne. Portanto, existe a possibilidade de contaminação também dos outros animais e dos humanos pelo ambiente contaminado.

## 8- REFERENCIAS

AGANGA, A.O.; KWANASHIE, G.G.; BELINO, E.D. ***Toxoplasma* antibodies in Polo Horses of Nigeria.** International Journal of Zoonoses, v.42, p. 155-158, 1983.

AKCA, A.; BABUR, C.; ARSLAN, M. O.; GICIK, Y.; KARA, M.; KILIÇ, S. Prevalence of antibodies to *Toxoplasma gondii* in horses in the province of Kars, Turkey. **Vet. Med. – Czech**, v. 49, n.1, p. 9-13, 2004.

ALANAZI A.D.; ALYOUSIF, M.S. Prevalence of antibodies to *Toxoplasma gondii* in horses in Riyadh Province, Saudi Arabia. **The Journal of Parasitology**, v. 97, n.5, p. 943-945, 2011.

AL-KHALIDI N.W.; DUBEY, J.P. Prevalence of *Toxoplasma gondii* Infection in Horses. **The Journal of Parasitology**, v. 65, n.2, p. 331-334, 1979.

ALVARADO-ESQUIVEL, C.; RODRÍGUEZ-PEÑA, S.; VILLENA, I. DUBEY, J.P. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* Infection in Domestic Horses in Durango State, Mexico. **American Society of Parasitologists**, v. 98, n.5, p.944-945, 2012.

ARAMINI, J.J.; STEPHEN, C; DUBEY, J.P.; ENGELSTOFT, C.; SCHWANTJE, H.; RIBBLE, C.S. Potential contamination of drinking water with *Toxoplasma gondii* oocysts. **Epidemiology & Infection.**, v.122, n.2, p.305-315, 1999.

BÁRTOVÁ, E.; SEDLÁK, K.; SYROVÁ, M.; LITERÁK, I. *Neospora spp.* and *Toxoplasma gondii* antibodies in horses in the Czech Republic. **Parasitology Research**, v. 107, p. 783-785, 2010.

BATISTA, H.G.; FRÓES, L. **Brasil vendeu 2,4 mil toneladas de carne de cavalo em 2012.** Publicado em 19/02/2013. Disponível em <http://oglobo.globo.com/economia/brasil-vendeu-24-mil-toneladas-de-carne-de-cavalo-em-2012-7625321>, acessado em 14 de abril de 2013.

BLACK, M.W.; BOOTHROYD, J.C. Lytic cycle of *Toxoplasma gondii*. **Microbiology and Molecular biology Reviews**, v.64, n.3, p. 607-623, 2000.

BOUGHATTAS, S.; BERGAOUI, R.; ESSID, R.; AOUN, K.; BOURATBINE, A. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* infection among horses in Tunísia, 2011. **Parasites & Vectors**, v.4, p.218-220, 2011.

BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Departamento de Vigilância Epidemiológica. **Doenças infecciosas e parasitárias: guia de bolso.** 8. ed. Brasília: Ministério da Saúde, 2010.

CAMOSSI, L.G.; SILVA, A.V; LANGONI, H. Inquérito sorológico para toxoplasmose em equinos na região de Botucatu-SP, 2010. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e zootecnia.** v. 62, 484-488, 2010.

CHHABRA, M.B.; GAUTAM, O.P. Antibodies to *Toxoplasma gondii* in equids in north India. **Equine Veterinary Journal**, v.12, n.3, p.146-148, 1980.

CHIN, J. **El control de las enfermedades transmisibles**. Pan American Health Org. Cap. Toxoplasmosis. P. 624-631, 2001.

COIRO, C.J.; LANGONI, H.; SILVA, R.C. Epidemiological Aspects in the *Leptospira spp.* and *Toxoplasma gondii* Infection in Horses from Botucatu, São Paulo, Brazil. **Journal of Equine Veterinary Science**, v.32, p.620-623, 2012.

COSTA, A.J.; FILIZZOLA, S.L.L.; IKEDA, A. Frecuence of toxoplasmosis antibodies among equines in São Paulo state, Brazil. **5 Encontro de Pesquisas Veterinárias (Resumos)**, 6 e 7 de novembro de 1980, p. 79.

DANGOUBOUBIYAM, S.; OLIVEIRA, J.B.; VÍQUEZ, C.; GÓMEZ-GARCÍA, A.; GONZÁLEZ, O.; ROMERO, J.J.; KWOK, O.C.H.; DUBEY, J.P.; HOWE, D.K. Detection of Antibodies Against *Sarcocystis neurona*, *Neospora spp.*, and *Toxoplasma gondii* in Horses From Costa Rica. **Journal of Parasitology**, v. 97, n.3, p.522-524, 2011.

DUBEY, J.P.; MILLER, N.L.; FRENKELL, M.D. The *Toxoplasma gondii* oocyst from cat feces. **Department of Pathology and Ontology**, University of Kansas Medical Center, Kansas City, Kansas 66103, 1970.

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

DUBEY, J.P.; DESMONTS, G. Serological responses of equids fed *Toxoplasma gondii* oocysts. **Equine Veterinary Journal**, v. 19, n.4, p. 337-339, 1987.

DUBEY, J.P. *Toxoplasma gondii*. In: BARÃO S. (editor). **Medical Microbiology**. 4.ed. Galveston (TX): University of Texas Medical Branch at Galveston; 1996.

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

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

DUBEY, J.P.; VENTURINI, M.C.; VENTURINI, L.; MCKINNEY, J.; PECORARO, M. Prevalence of antibodies to *Sarcocystis neurona*, *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* in horses from Argentina. **Veterinary Parasitology**, v.86, p.59–62, 1999a

DUBEY, J.P.; THULLIEZ, P.; ROMAND, S.; KWOK, O.C.H.; SHEN, K.S.; GAMBLE, H.R. Serologic prevalence of *Toxoplasma gondii* in horses slaughtered for food in North America. **Vet. Parasitol.**, v.86, p.235–238, 1999b

DUBEY, J.P.; MITCHELL, S.M.; MORROW, J.K.; RHYAN, J.C.; STEWART, L.M.; GRANSTROM, D.E.; ROMAND, S.; THULLIEZ, P.; SAVILLE, W.J.; LINDSAY, D.S.

Prevalence of Antibodies to *Neospora caninum*, *Sarcocystis neurona* and *Toxoplasma gondii* in Wild Horses from Central Wyoming. **Journal of Parasitology**, v.89, n.4, p.716-720, 2003.

DUBEY, J.P. The History of *Toxoplasma gondii*—The First 100 Years. **The Journal of Eukaryotic Microbiology**, v. 55, n. 6, p. 467–475, 2008.

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

DUBEY, J.P. **Toxoplasmosis of Animals and Humans**. 2 ed. Boca Raton: CRC Press, 2010, p.336.

EVERS, F.; GARCIA, J.L.; NAVARRO, I.T.; ZULPO, D.L.; NINO, B.S.L.; EWALD, M.P.C.; PAGLIARI, S.; ALMEIDA, J.C.; FREIRE, R.L. Diagnosis and isolation of *Toxoplasma gondii* in horses from Brazilian slaughterhouses. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.22, n.1, p.58-63, 2013.

FAO. Food and Agriculture Organization of the United Nations. **La Comisión Europea propone reforzar los controles sobre la carne de caballo y vacuno**. Publicado em 14/02/2013. Disponível em: [http://www.fao.org/agronoticias/agronoticias/detalle/es/?dyna\\_fef%5Bbackuri%5D=21174&dyna\\_fef%5Buid%5D=170018](http://www.fao.org/agronoticias/agronoticias/detalle/es/?dyna_fef%5Bbackuri%5D=21174&dyna_fef%5Buid%5D=170018) acessado em 14 de abril de 2013.

FERGUSON, D.J.P. *Toxoplasma gondii*: 1908-2008, homage to Nicolle, Manceaux and Splendore. **Memorial do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 104, n.2, p. 133-148, 2009.

FRENKEL, J.K. *Toxoplasma* in and around us. **BioScience**, v.23, p.343-352, 1973.

GARCIA-BOCANEGRA, I.; CABEZÓN, O.; ARENAS-MONTES, A.; CARBONERO, A.; DUBEY, J.P. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in equids from Southern Spain, 2012. **Parasitology International**, doi:10.1016/j.parint.2012.02.003, 2012.

GARCIA, J.L.; NAVARRO, I.T.; OGAWA, L.; OLIVEIRA, R.C. Soroprevalência do *Toxoplasma gondii*, em suínos, bovinos, ovinos e equinos, e sua correlação com humanos, felinos e caninos, oriundos de propriedades rurais do norte do Paraná-Brasil. **Ciência Rural**, v. 29, n. 1, p. 91-97, 1999.

GAZÊTA, G.S.; DUTRA, A.E.A.; NORBERG, A.N.; SERRA-FREIRE, N.M.; SOUZA, W.J.S.; AMORIM, M.; LOPES, L.M.S. Frequencia de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em soros de equinos no Estado do Rio de Janeiro, Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia**, v.6, p. 87-91, 1997.

GAZYAGCI, S.; MACUN, H.C.; BABÜR, C. Investigation of seroprevalence of toxoplasmosis in mares and stallions in Ankara Province. Turkey. **Iranian Journal of Veterinary Research**, v.12, n.4, 2011.

GHAZY, A. A.; SHAAPAN, R.M.; ABDEL-RAHMAN, E.H. Comparative serological diagnosis of toxoplasmosis in horses using locally isolated *Toxoplasma gondii*. **Veterinary Parasitology**, v. 145, p. 31-36, 2007.

GOOGLE MAPS. Disponível em <https://maps.google.com.br>, acessado em 21 de janeiro de 2014.

GÖZ, Y.; BARBÜR, C.; AYDIN, A.; KILIÇ, S. Seroprevalence of toxoplasmosis, brucellosis and listeriosis in horses in Hakkari, eastern region of Turkey. **Revue Méd. Vét**, v.11, p.534-539, 2007.

GÜÇLÜ, Z.; KARAER, Z.; BABÜR, C.; KILIÇ, S. Investigation of *Toxoplasma gondii* in Sport Horses in Ankara Province. **Türkiyey Parazitoloji Dergisi**, v.31, n.4, p. 264-267, 2007.

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

HAJIALILO, E.; ZIAALI, N.; HARANDI, M.F.; SARAE, M.; HAJIALILO, M. Prevalence of anti-*Toxoplasma gondii* antibodies in sport horses from Qazvin, Iran. **Tropical Animal Health and Production**, v.42, p. 1321-1322, 2010.

HUTCHISON, W.M.; DUNACHIE, J.F.; SIIM, J.C.; WORK, K. Coccidian-like nature of *Toxoplasma gondii*. **British Medical Journal**, v.1, p.142-144, 1970.

IBGE. **Produção da Pecuária Municipal 2010**. Rio de Janeiro, v. 38, p. 1-65, 2011.

JAKUBEK, E.B.; LUNDÉN, A.; UGGLA, A. Seroprevalences of *Toxoplasma gondii* and *Neospora* sp. infections in Swedish horses. **Veterinary parasitology**, v. 138, p. 194-199, 2006.

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

KARATEPE, B.; BABÜR, C.; KARATEPE, M.; KILIÇ, S. Seroprevalence of toxoplasmosis in horses in Niğde Province of Turkey. **Tropical Animal Health and Production**, v.42, p. 385-389, 2010.

KNAPEN, F. van; FRANCHIMONT, J.H.; LUGT, G. van der. Prevalence of antibodies to *Toxoplasma* in farm animals in the Netherlands and its implication for meat inspection. **Veterinary Quarterly**, v.4, n.3, p.101-105, 1982.

LAINSON R; LEÃO, R.N.Q.; CRECENTE, J.A.B. Toxoplasmose. In: LEÃO, R. N. Q.(coord). **Doenças Infecciosas e Parasitárias: Enfoque Amazônico**. Belém: Editora CEJUP: 1997. p. 671-683.

LANGONI, H; SILVA, A.V; PEZERICCO, S.B.; LIMA, V.Y. Utilization of modified agglutination test and indirect immunofluorescent antibodies in naturally exposed horses. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, v.44, n.1, p.27-32, 2007.

LARANGEIRA, N.L., ISHIZUKA, M.M., HYAKUTAKE, S. Prevalência da Toxoplasmose equina avaliada pela técnica de imunofluorescência indireta, Mato Grosso do Sul, Brasil. **Boletín de la Oficina Sanitaria Panamericana**, v. 99, n.2, 1985.

LOPES, A.P.; SOUSA, S.; DUBEY, J.P.; RIBEIRO, A.J.; SILVESTRE, R.; COTOVIO, M.; SCHALLIS, H.D.F.H.; CARDOSO, L.; CORDEIRO-DA-SILVA, A. Prevalence of antibodies to *Leishmania infantum* and *Toxoplasma gondii* in horses from the north of Portugal. **Parasits & Vectors**, v.6, p.178-182, 2013

MACRUZ, R.; LENCI, O. ; ISHIZUKA, M. M.; MIGUEL, O. ; CUNHA, R. A. da — Toxoplasmose em equinos PSI. Estudo sorológico. **Revista da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo**, v. 12 p. 277-282, 1975.

MAPA. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Equídeos**. Disponível em: <http://www.agricultura.gov.br>, acessado em 14 de abril de 2013.

MARQUES L.C., **Infecção experimental de éguas gestantes com oocistos de *Toxoplasma gondii* NICOLLE & MANCEAUX, 1909 (Apicomplexa: Sarcocystidae**. 2001. 132f. Tese de Doutorado - Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, 1988.

MENDONÇA A.O.; CERQUEIRA, E.J.L.; ARAÚJO, W.N.; MORAES-SILVA, E.; SHIMABUKURO, F.H.; SARKIS, D.T.; SHERLOCK, I.; LANGONI, H. Inquérito sorológico para toxoplasmose em equídeos procedentes de duas regiões do Estado da Bahia, Brasil, 2001. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 22, n.2, p. 115-118, 2001.

MIAO, Q.; WANG, X.; SHE, L-N.; FAN, Y-T.; YUAN, F-Z.; YANG, J-F.; ZHU, X-Q.; Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in horses and donkeys in Yunnan Province, Southwestern China. **Parasites & Vectors**, v.6, p. 168-172, 2013.

MONTOYA, J.G.; LIESENFELD, O. Toxoplasmosis. **The Lancet**, v.363, p.1965-1976, 2004.

NAVES, C.S.; FERREIRA, F.A.; CARVALHO, F.S.R.; COSTA, G.H.N. Soroprevalência da toxoplasmose em equinos da raça Mangalarga Marchador no município de Uberlândia, Minas Gerais. **Veterinária Notícias**, v.11, n.1, p.45-52, 2005.

POMARES, C; AJZENBERG, D; BORNARD, L; BERNARDIN, G; HASSEINE, L; DARDÉ, L; MARTY, P. Toxoplasmosis and horse meat, France [letter]. **Emerging Infectious Diseases**, v.17, n.7, 2011.

ROBERT-GANGNEUXA, F.B; DARDÉ, M.L, Epidemiology of and Diagnostic Strategies for Toxoplasmosis. **Clinical Microbiology reviews**, v.25, n.2, p. 264-296, 2012.

SHAAPAN, R.M, GHAZY A.A. Isolation of *Toxoplasma gondii* from Horse Meat in Egypt, 2007. **Pakistan Journal of Biological Sciences**, v.10, p.174-177, 2007.



SHEFFIELD, H. G.; MELTON, M. L. The fine structure and reproduction of *Toxoplasma gondii*. **The Journal of Parasitology**, v.54, n.2 p.209–226, 1968.

SILVA, A. V.; LANGONI, H. Alimentos de origem animal e a toxoplasmose humana. **Higiene Alimentar**, v. 14, n. 71, p. 34-39, 2000.

SPÓSITO FILHA, E.; AMARAL, V; MACRUZ, R.; REBOUÇAS, M.M.; SANTOS, S.M.; BORGIO, F. Infecção experimental de equinos com taquizoítos de *Toxoplasma gondii*. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.1, p.51-54, 1992.

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

TURNER, C.B.; SAVVA, D. Evidence of toxoplasma gondii in an equine placenta. **The Veterinary Record**, v.127, n.5, p. 96, 1990.

TURNER, C. B.; SAVVA, D. Detection of *Toxoplasma gondii* in equine eyes. **The Veterinary Record**, v.129, n.6, p.128, 1991.

VIDOTTO, O.; KANO, F.S.; FREIRE, R.L.; MITISUKA, R.; OGAWA, L.; BONESI, G.; NAVARRO, I.T.; FRANCISCON, F.S.G. Ocorrência de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em equinos procedentes de 4 estados (SP, PR, MS, MT) abatidos em Apucarana, no Paraná. **Semina: Ciências Agrárias**, v.18, p.9-13, 1997.

VILLALOBOS, E.M.C.; CUNHA, E.M.S.; LARA, M.C.C.S.H.; SOARES, R.M. Ocorrência de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em soros de equídeos oriundos de propriedades da região do Vale do Ribeira, Estado de São Paulo e abatidos em matadouro no Estado do Paraná. In: **18ª Reunião anual do Instituto Biológico** (São Paulo, Brasil), p.45-47, 2005.

WAREE, P. Toxoplasmosis Pathogenesis and immune response. **Thammasat Medical Journal**, v.8, n.4, p.487-496, 2008.

YANG, N.; MU, M-Y.; YUAN, G-M.; ZHANG, G-X.; LI, H-K.; HE, J-B. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in slaughtered horses and donkeys in Liaoning province, northeastern China. **Parasites & Vectors**, v.6, p.140-143, 2013.

## 9- APÊNDICE A

### Questionário para investigação de Toxoplasmose em Equídeos

Data da coleta: \_\_\_\_\_

Propriedade: \_\_\_\_\_

Município: \_\_\_\_\_

Proprietário: \_\_\_\_\_

Endereço: \_\_\_\_\_

Contato: \_\_\_\_\_

Histórico de doenças:

Sinais

clínicos: \_\_\_\_\_

Tratamento: \_\_\_\_\_

Acompanhamento de veterinário Sim ( ) Não ( )

Histórico de

Aborto: \_\_\_\_\_

Tipo de alimentação:

Capim ( ) Feno ( ) Ração ( ) Outros (

): \_\_\_\_\_

Instalações: \_\_\_\_\_

Manejo: \_\_\_\_\_

Vermifugação: ( ) Não ( ) Sim. Frequência: \_\_\_\_ Produto: \_\_\_\_\_

Alternância de produtos: ( ) Não ( ) Sim. Periodicidade: \_\_\_\_\_

Controle de Carrapatos: ( ) Não ( ) Sim. Frequência: \_\_\_\_ Produto:

\_\_\_\_\_

Alternância de produtos: ( ) Não ( ) Sim. Periodicidade: \_\_\_\_\_

VACINAS UTILIZADAS NOS EQUÍDEOS			
Doença	Freqüência	Doença	Freqüência

Presença de outros animais na propriedade:

Bovinos ( ) caprinos ( ) Ovinos ( ) Suínos ( ) Aves ( )  
Felinos/Gatos ( ) Cães ( ) Roedores ( ) Outros ( ),

Quais: \_\_\_\_\_

Tem gato ( )sim ( )não

Gato tem acesso aos animais ( )sim ( )não

Gato tem acesso as instalações ( )sim ( )não

Gato tem acesso a fonte de água ( )sim ( )não

Gato tem acesso ao alimento ( )sim ( )não

Na área onde está localizada a propriedade, é comum a presença de gatos/ felídeos selvagens?

Não  Sim. Em caso positivo, tem acesso às baias dos equídeos?  Às vezes  Não  Sim

Na propriedade existe alguma instalação utilizada para estocar alimentos dos equídeos?  Não  Sim.

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

Plantas tóxicas e abortivas existentes na região:

\_\_\_\_\_

A água oferecida aos equídeos é proveniente de:  Cacimba  Açude  Lagoa  Poço profundo  Cisterna  Poço artesiano

A água é oferecida em:  Vasilhames dentro das instalações  Vasilhames fora das instalações

Os animais bebem direto na fonte (açude, barragem, etc.)

Histórico de aborto nos outros animais:

Quais: \_\_\_\_\_

Quantos: \_\_\_\_\_ Período: \_\_\_\_\_

Observações: \_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

Mortalidade/ano: \_\_\_\_\_

## 10-APÊNDICE B

**Tabela 7-** Distribuição dos equídeos, tamanho da propriedade, total coletado e respectivos resultados da sorologia, por propriedade, no período de junho a outubro de 2013.

Município	Total Equídeos	Tamanho da propriedade (há)	Unidade animal/ha	Total coletado	RIFI +	RIFI -
<b>Floresta Azul</b>				<b>98</b>	<b>20</b>	<b>78</b>
Propriedade 1	170	150	1,13	63	7	56
Propriedade 2	50	100	0,5	25	9	16
Propriedade 3	37	20	1,85	10	4	6
<b>Ibicaraí</b>				<b>80</b>	<b>36</b>	<b>44</b>
Propriedade 1	20	190	0,1	8	3	5
Propriedade 2	-	-	-	23	11	12
Propriedade 3	20	220	0,09	16	9	7
Propriedade 4	20	30	0,67	11	5	6
Propriedade 5	12	5	2,4	7	3	4
Propriedade 6	20	400	0,05	15	5	10
<b>Itaju do Colônia</b>				<b>186</b>	<b>46</b>	<b>140</b>
Propriedade 1	420	240	1,75	60	17	43
Propriedade 2	200	247	0,81	60	18	42
Propriedade 3	90	100	0,9	32	7	25
Propriedade 4	150	160	0,94	34	4	30
<b>Itapé</b>				<b>67</b>	<b>17</b>	<b>50</b>
Propriedade 1	60	120	0,5	8	2	6
Propriedade 2	54	15	3,6	12	1	11
Propriedade 3	80	570	0,14	30	9	21
Propriedade 4	10	10	1	6	0	6
Propriedade 5	120	80	1,5	11	5	6
<b>Santa Cruz da Vitória</b>				<b>85</b>	<b>39</b>	<b>46</b>
Propriedade 1	120	720	0,17	55	30	25
Propriedade 2	100	60	1,67	30	9	21