

**VALÉRIA ROSA DOS SANTOS**

**OCORRÊNCIA DE ANTICORPOS IgG ANTI-*Trypanosoma vivax*  
Ziemann, 1905) EM BOVINOS PROCEDENTES DO ESTADO DE  
ALAGOAS, BRASIL**

**RECIFE  
2013**

**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO  
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA VETERINÁRIA**

**VALÉRIA ROSA DOS SANTOS**

**OCORRÊNCIA DE ANTICORPOS IgG ANTI-*Trypanosoma vivax*  
(Ziemann, 1905) EM BOVINOS PROCEDENTES DO ESTADO DE  
ALAGOAS, BRASIL**

**RECIFE  
2013**



**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO  
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA VETERINÁRIA**

**VALÉRIA ROSA DOS SANTOS**

**OCORRÊNCIA DE ANTICORPOS IgG ANTI-*Trypanosoma vivax*  
(Ziemann, 1905) EM BOVINOS PROCEDENTES DO ESTADO DE  
ALAGOAS, BRASIL**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciência Veterinária como requisito parcial para obtenção do grau de Mestre em Ciência Veterinária.

Orientadora:  
Prof.<sup>a</sup> Dr.<sup>a</sup> Maria Aparecida da Gloria Faustino

**RECIFE  
2013**

### Ficha Catalográfica

S237o

Santos, Valéria Rosa dos

Ocorrência de anticorpos IgG anti-*Trypanosoma vivax* (Ziemann, 1905) em bovinos procedentes do estado de Alagoas, Brasil / Valéria Rosa dos Santos. -- Recife, 2013.  
36 f.

Orientador (a): Maria Aparecida da Gloria Faustino.  
Dissertação (Pós- Graduação em Ciência Veterinária) –  
Universidade Federal Rural de Pernambuco, Departamento de  
Medicina Veterinária, Recife, 2013.  
Inclui referências e apêndice.

1. Tripanossomíase 2. Ruminantes 3. Diagnóstico sorológico  
I. Faustino, Maria Aparecida da Gloria, orientadora  
II. Título

CDD 636.089

Dissertação à disposição na Biblioteca Central da Universidade Federal Rural de Pernambuco.  
A transcrição ou utilização de trechos deste trabalho é permitida, desde que respeitadas às  
normas de ética científica.

## **AGRADECIMENTOS**

Em primeiro lugar agradeço a Deus pela força espiritual e por ter iluminado meu caminho para que pudesse concluir mais uma etapa da minha vida.

Aos meus pais por estarem sempre ao meu lado, apoiando, ajudando, incentivando, torcendo para que meus objetivos sejam sempre alcançados.

Agradeço especialmente à Prof.<sup>a</sup> Dr.<sup>a</sup> Maria Aparecida da Gloria Faustino pela orientação, dedicação, paciência e por todo apoio no desenvolvimento desse trabalho, com ela realmente aprendi o que é um Mestrado. Que Deus continue lhe abençoando!

Ao prof. Leucio Câmara Alves pelo grande apoio, incentivo e confiança. Minha grande admiração e respeito!

Ao Neurisvan Ramos Guerra por toda solicitude, paciência e presteza na execução do experimento realizado no Laboratório Doenças Parasitárias dos Animais Domésticos (UFRPE) . Desejo-lhe sucesso em sua vida profissional.

Ao Prof. Wagner José Nascimento Porto da Universidade Federal de Alagoas (UFAL) pelas amostras de soro sanguíneas de bovinos cedidas e a toda equipe que participou da coleta e realização dos questionários epidemiológicos nas propriedades rurais.

Ao meu marido Rafael Trindade Maia que sempre acreditou em meu potencial.

Aos meus filhos queridos Gabriel e Renato. Amo muito vocês!

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela concessão da bolsa durante a realização do curso.

A todos aqueles que contribuíram direta ou indiretamente para que este trabalho acontecesse. A todos que acreditaram em mim, muito obrigada!

*“... Ainda que eu tenha o dom de profecia, saiba todos os mistérios e todo o conhecimento e tenha uma fé capaz de mover montanhas, se não tiver amor, nada serei...”*

*1Coríntios 13:2*

## RESUMO

No presente estudo objetivou-se detectar a ocorrência de anticorpos IgG anti-*Trypanosoma vivax* em rebanhos bovinos de propriedades rurais localizadas na Região Leste do estado de Alagoas e avaliar a associação da frequência de animais soropositivos com dados epidemiológicos. Foram testadas 199 amostras de soro sanguíneas de bovinos procedentes de quatro municípios, através da técnica de Reação de Imunofluorescência Indireta. Os dados foram analisados estatisticamente por meio do teste Qui-quadrado de Pearson, com nível de significância de 5%. Obteve-se 23,6% (47/199) de soropositividade com prevalência da infecção por *T. vivax* mais alta ( $p < 0,05$ ) em rebanhos com o sistema de criação semi-intensivo e de aptidão mista. Conclui-se em evidência sorológica por *T. vivax* como um agente circulante em rebanhos bovinos e que medidas preventivas e de controle devem ser adotadas.

PALAVRAS- CHAVE: Tripanossomíase, ruminantes, soroprevalência

## ABSTRACT

The aim of this study was to evaluate the occurrence of Immunoglobulin G antibodies anti-*Trypanosoma vivax* in bovine cattle from the east region of Alagoas State, Brazil, and associate serum-positive frequency with epidemiologic data. For this purpose, a questionnaire was applied during the blood sampling. A total of 199 serum samples from four cities were submitted to Indirect Immunofluorescence Test (IIFT). Data were analyzed by Pearson's chi-square test for a 5% significance level. The results showed that 23, 6% (47/199) of the samples were serum-positives for *T. vivax*. The frequencies, by municipalities varied from 10.1% to 41.2%. The chi-square values revealed an association between positive frequency and semi-intensive breeding as well with herd's purpose double. It is concluded that preventive measures should be adopted.

KEY- WORKS: Trypanosomiasis, ruminants, serum-prevalence.

## LISTA DE ILUSTRAÇÃO

Figura 1. Localização do Nordeste no mapa do Brasil (A), o estado de Alagoas (B) e os municípios de origem dos rebanhos analisados situados na Região Leste (C).....	18
--	----

## LISTA DE TABELAS

- Tabela 1. Frequência absoluta (n) e relativa (%) de bovinos submetidos ao teste de Imunofluorescência Indireta para pesquisa de anticorpos IgG anti-*Trypanosoma vivax* por município localizado na Região Leste do estado de Alagoas.....20
- Tabela 2. Frequência absoluta (n) e relativa (%) de bovinos submetidos ao teste de Imunofluorescência Indireta segundo os dados epidemiológicos obtidos nas propriedades rurais.....22

## SUMÁRIO

<b>1. INTRODUÇÃO</b> .....	12
<b>2. REVISÃO DE LITERATURA</b> .....	13
2.1 Tripanossomíases.....	13
2.2 Tripanossomíase bovina por <i>T. vivax</i> .....	14
2.2.1 Agente Etiológico.....	14
2.2.2 Morfologia.....	14
2.2.3 Ciclo Biológico do <i>Trypanosoma vivax</i> .....	14
2.2.4 Formas de Transmissão.....	15
2.2.4.1 Transmissão não cíclica.....	15
2.2.4.2 Transmissão Transplacentária.....	15
2.2.4.3 Transmissão Iatrogênica.....	15
2.3 Epidemiologia.....	16
2.4 Sinais Clínicos.....	16
2.5 Diagnóstico.....	17
<b>3. MATERIAL E MÉTODOS</b> .....	18
3.1 Área estudada.....	18
3.2 Coleta das amostras .....	18
3.3 Processamento das amostras.....	19
3.4 Análise estatística .....	19
<b>4. RESULTADOS E DISCUSSÃO</b> .....	20
<b>5. CONCLUSÃO</b> .....	25
<b>6. REFERÊNCIAS</b> .....	26
<b>7. APÊNDICE</b> .....	36

## 1. INTRODUÇÃO

As tripanossomíases são doenças causadas por protozoários hemoflagelados. O *Trypanosoma vivax* tem ampla distribuição nas regiões tropicais e subtropicais do planeta (LEVINE, 1973). Os tripanossomas patogênicos de importância na pecuária são *T. vivax*, *T. equiperdum* e *T. evansi* (SILVA et al., 2002).

Os animais domésticos sensíveis à infecção por *T. vivax* são bovinos, bubalinos, ovinos e caprinos; sendo outras espécies domésticas como: equídeos e cães refratários à infecção, assim como ratos, camundongos ou cobaios (D'ÁVILA et al., 1997). Em estudos recentes, têm-se encontrado suínos parasitados por *T. vivax* (NG'AYO et al., 2005; SIMO et al., 2006).

Na África, o protozoário é transmitido ciclicamente pela mosca tsé-tsé do gênero *Glossina*. A adaptação à transmissão mecânica por insetos hematófagos, tais como tabanídeos e *Stomoxys* spp. permitiu a expansão de *T. vivax* em áreas da África que não existia a presença de moscas tsé-tsé para América Central, América do Sul, Caribe (LEVINE, 1973; PAIVA et al., 2000; SILVA et al., 2004).

A tripanossomíase bovina causada por *T. vivax* é de origem africana e foi introduzida nas Américas no século XIX por colonizadores europeus, preocupando os produtores e a defesa sanitária animal em diversos países do continente Sul Americano e ilhas do Caribe (SILVA et al., 2002).

Na América do Sul, foi relatado pela primeira vez um surto de *T. vivax* na Guiana Francesa (LEGER e VIENNE, 1919). Posteriormente foi descrito na Costa Atlântica da Colômbia (ZAPATA, 1931). No Brasil, o *T. vivax* foi diagnosticado pela primeira vez no estado do Pará, infectando búfalos (SHAW; LAINSON, 1972), sucessivamente ocorreram outros surtos de tripanossomíase no estado do Amapá (SERRA-FREIRE, 1981), Mato Grosso, com informação de que haveria a possibilidade de disseminação pelo território nacional (SILVA et al., 1996), Tocantins (LINHARES et al., 2006), Paraíba (BATISTA et al., 2007), primeiro relato em Minas Gerais (CARVALHO et al., 2008), Maranhão (GUERRA et al., 2008) e recentemente no estado de São Paulo (CADIOLI et al., 2012) e em Pernambuco (PIMENTEL et al., 2012; GUERRA, 2013).

A tripanossomíase é responsabilizada por grandes perdas econômicas nos rebanhos sendo associadas principalmente aos problemas reprodutivos, devido ao amplo espectro de

vetores, hospedeiros susceptíveis e à imunodeficiência dos animais, por serem muitas vezes subnutridos (GARCÍA et al., 2006).

Os sinais clínicos incluem perda progressiva de peso, queda de fertilidade e produção de leite e carne, abortos e morte (DELAFOSSÉ et al., 2006), febre, anemia, incoordenação motora, fetos prematuros, tremores musculares, meningoencefalite e malácia (SILVA et al., 1999; BATISTA et al., 2007).

Tendo em vista os impactos econômicos gerados com consequências diretas e indiretas na produção de bovinos, assim como a disseminação da tripanossomíase em território brasileiro e a escassez de informações sobre a doença, foi desenvolvida esta pesquisa com o objetivo de detectar a ocorrência de anticorpos IgG anti-*T. vivax* em rebanhos bovinos de propriedades rurais localizadas em municípios situados na Região Leste do estado de Alagoas e associar a frequência de animais sororreagentes com dados epidemiológicos obtidos nas propriedades.

## 2. REVISÃO DE LITERATURA

### 2.1 Tripanossomíases

Tripanossomíases são doenças causadas por protozoários hemoflagelados patogênicos que podem infectar o homem, animais domésticos e silvestres. O gênero *Trypanosoma* é pertencente à família *Trypanosomatidae*. Dependendo da forma de transmissão do hospedeiro intermediário ao hospedeiro definitivo, as espécies do gênero são divididas em duas seções: Salivaria e Stercoraria (HOARE, 1972). Os tripanossomos da seção Salivaria são aqueles transmitidos por moscas hematófagas, através das glândulas salivares e os tripanossomos incluídos na seção Stercoraria, são aqueles em que o vetor triatomíneo deposita as formas infectantes junto com suas fezes no local da picada (GARDINER, 1989), tendo como principal representante o *Trypanosoma cruzi*, agente etiológico da tripanossomíase americana ou doença de chagas que constitui um importante problema de saúde pública para as Américas do Sul e Central.

Os tripanossomas patogênicos de importância na pecuária estão classificados na seção Salivaria, dos quais apenas *T. vivax*, *T. equiperdum* e *T. evansi* ocorrem na América do Sul (SILVA et al., 2002).

## 2.2 Tripanossomíase bovina por *T. vivax*

### 2.2.1 Agente Etiológico

*T. vivax* é um protozoário eucariótico, flagelado, da classe Mastigophora, ordem Kinetoplastida, subordem Trypanosomatina, família Trypanosomatidae, subgênero *Duttonella* (HOARE, 1972).

### 2.2.2 Morfologia

As formas tripomastigotas de *T. vivax* encontradas na corrente sanguínea apresentam cinetoplastos grandes, em forma de meia lua e na porção terminal observa-se um único flagelo livre. O parasito pode atingir um comprimento que varia de 16 a 26 µm (HOARE, 1972). Apresenta-se de forma lancetada e com corpo alongado, achatado, extremidades afiladas e membrana ondulante reduzida (D'ÁVILA et al, 1997). As formas epimastigotas possuem um flagelo livre e uma membrana ondulante que corre toda extensão do corpo (THOMPSON et al, 1992).

### 2.2.3 Ciclo Biológico de *T. vivax*

O ciclo biológico envolve dois hospedeiros, sendo considerados parasitas digenéticos. O animal vertebrado é o hospedeiro definitivo, enquanto que diversos invertebrados são considerados hospedeiros intermediários (SILVA et al., 2002).

Na África, as formas tripomastigotas encontradas na corrente sanguínea são ingeridas pelo vetor do gênero *Glossina* e localizadas no esôfago e faringe (MOLOO e GRAY, 1989) transformando-se em formas epimastigotas. Após 24 horas essas formas migram para o canal alimentar multiplicando-se intensivamente e se direcionam as paredes do labro permanecendo nelas. Já as formas epimastigotas migram depois em direção à hipofaringe onde se transformam em formas tripomastigotas, e depois em formas infectantes, também chamadas “metatripanosomas” (SILVA et al., 2002). As formas infectantes (tripomastigotas) são inoculadas nos hospedeiros definitivos através da picada das moscas hematófagas. Estas formas se multiplicam na corrente sanguínea por divisão binária (GARDINER, 1989; SILVA et al. 2002).

#### 2.2.4 Formas de Transmissão

Na África, *T. vivax* é transmitido ciclicamente pela mosca tsé-tsé do gênero *Glossina*. (LEVINE, 1973). Na América do Sul, a transmissão é mecânica e atribuída principalmente a moscas pertencentes à família Tabanidae (PAIVA et al., 2000; SILVA et al., 1997a).

##### 2.2.4.1 Transmissão não cíclica

Nas áreas livres da mosca do gênero *Glossina*, o parasito adaptou-se à transmissão mecânica em outras espécies de dípteros hematófagos, tais como tabanídeos e *Stomoxys* spp. (CORDOVES et al., 1982; ANOSA, 1983; OTTE e ABUABARA, 1991).

Moscas das famílias Tabanidae, Stomoxydinae e Hippoboscidae podem transmitir mecanicamente os tripanossomas por meio de suas peças bucais quando fazem o repasto sanguíneo em mais de um animal em curto espaço de tempo (PAIVA, 2009).

Os tabanídeos são capazes de transmitir *T. vivax* de um animal altamente parasitado quando o repasto sanguíneo é interrompido, seguido da alimentação em um período inferior a 10 minutos em outro animal saudável. (OTTE e ABUABARA, 1991).

##### 2.2.4.2 Transmissão Transplacentária

A transmissão transplacentária pode ocorrer na época da gestação, na passagem do canal do parto, pelo contato das mucosas do feto com o sangue materno infectado. Foi observada em cordeiros por Ikede e Losos (1972) provenientes de ovelhas inoculadas experimentalmente com *T. vivax* no terço final da gestação. Segundo Ogwu et al. (1986) pode estar associada com a ocorrência de abortos e natimortos.

De acordo com Ogwu e Njoku (1987) os animais infectados no terceiro trimestre da gestação desenvolveram a forma mais severa da doença que aqueles infectados no primeiro ou segundo trimestre de gestação.

##### 2.2.4.3 Transmissão Iatrogênica

Essa forma de transmissão pode ocorrer pela utilização agulhas contaminadas na administração de medicamentos, vacinas entre os animais (SILVA et al., 1997a) ou instrumentos veterinários utilizados em mais de um animal, em curto espaço de tempo, sendo o suficiente para que o sangue contido neles não coagule e/ou envelheça.

## 2.3 Epidemiologia

Tripanossomíase é originária da África e disseminou-se pela América Central (El Salvador, Costa Rica) e América do Sul (Guiana Francesa, Suriname, Venezuela, Colômbia, Brasil, Bolívia, Equador, Peru, Paraguai) (LEGER e VIENNE, 1919; STEPHEN, 1986). No continente africano, a tripanossomíase nos animais é conhecida como “nagana” ou “secadeira”, termo que abrange a infecção por *T. vivax*, *T. congolense* e *T. brucei* (GARDINER, 1989).

Algumas raças de bovinos como N' Dama (*Bos taurus*) são relativamente resistentes à infecção por *T. vivax*, apresentando resistência natural, permanecendo na condição de portadores assintomáticos, com habilidade em controlar o nível de parasitemia e anemia, capazes de sobreviver em áreas infestadas por moscas hematófagas sem a necessidade de utilização de medicamentos (KEMP e TEALE, 1998; MURRAY; TRAIL, 1984; BLACK et al., 2001), fenômeno denominado de tripanotolerância (MATTIOLI; WILSON, 1996), porém bovinos das raças zebuínas (*Bos indicus*), quando parasitados apresentam severa perda da produção de carne e leite, característica dos hospedeiros susceptíveis (MATTIOLI; WILSON, 1996).

## 2.4 Sinais Clínicos

Os sinais clínicos característicos de tripanossomíase incluem: anemia, perda progressiva de peso, queda na fertilidade e produção de leite e de carne, aborto e morte (DELAFOSSÉ et al., 2006) são achados mais frequentes em animais que sobreviveram à fase aguda e desenvolveram uma fase crônica da doença (MAIKAJE et al., 1991; VARGAS, 1997).

A fase aguda é caracterizada por altos índices de tripanossomos no sangue. Os animais podem apresentar febre intermitente, anorexia, letargia, adenopatia generalizada, imunossupressão e em alguns casos morte em menos de uma semana (STEPHEN, 1986).

Silva et al. (1999) observaram outros sinais clínicos em bovinos infectados como: lacrimejamento, diarreia.

Batista et al. (2007) descreveram sinais neurológicos caracterizados por incoordenação motora, tremores musculares, cegueira transitória e/ou permanente em bovinos leiteiros adultos no município de Catolé do Rocha, sertão da Paraíba.

## 2.5 Diagnóstico

Os parasitos podem ser demonstrados em esfregaços de sangue espessos e finos, em preparações de sangue e em aspirados de linfonodos e líquido concentrado. Também há testes sorológicos disponíveis (THOMPSON et al., 1992).

O método parasitológico é o mais utilizado no Brasil para o diagnóstico das infecções por *T. vivax* em rebanhos de bovinos (MADRUGA, 2004). Esse método é realizado a partir de esfregaços sanguíneos corados com Giemsa, e após isso é observado em microscopia de luz (SILVA et al., 2002).

Na fase aguda, quando os tripanossomas estão abundantes, a identificação morfológica do parasito é possível através de métodos diretos, por meio de exames de sangue fresco entre lâmina e lamínula (GARDINER, 1989). Quando a parasitemia diminui, torna-se baixa e intermitente, sendo necessária a utilização da técnica da centrifugação do sangue em tubo capilar (WOO, 1970).

Na fase crônica da doença, os testes sorológicos são indicados principalmente quando há infecção subclínica nos rebanhos (EISLER et al., 1998). As reações de imunofluorescência indireta e ensaio imunoenzimático (ELISA) são os métodos sorológicos mais comumente utilizados para o diagnóstico de tripanossomíases, apresentando boa sensibilidade e especificidade, porém muitas vezes não é suficiente para distinguir as diferentes espécies de tripanossomas (DESQUESNES; TRESSE, 1996; MASAKE et al., 1997; EISLER et al., 1998).

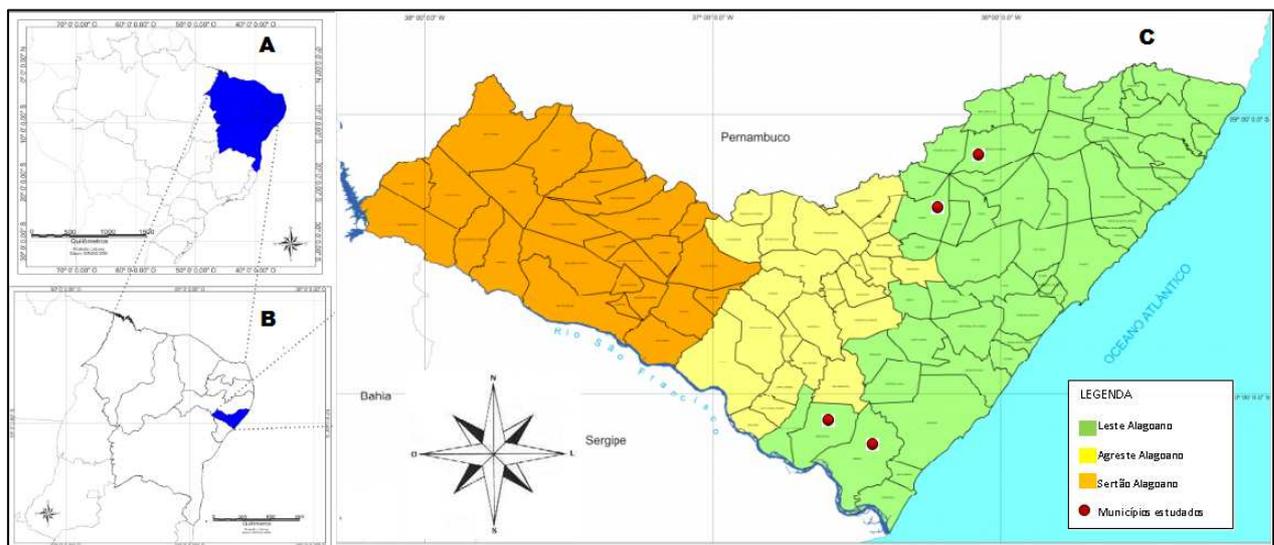
Métodos moleculares, como a Reação em Cadeia da Polimerase (PCR) detectam o parasito quando presente no organismo em pequenas quantidades (REIFENBERG et al., 1997). A PCR é uma alternativa de teste com elevada sensibilidade e especificidade e consiste na utilização de mecanismos que permitem a amplificação (criação de múltiplas cópias) da quantidade de DNA específico utilizando a enzima Taq DNA polimerase, sequências iniciadoras específicas (primers) e variações de temperatura controladas (MASAKE et al., 1997; DESQUESNES; TRESSE, 1996), possibilitando assim uma caracterização genética de cepas e sua correlação com peculiaridades da relação parasita- hospedeiro (VENTURA et al. 2001).

### 3. MATERIAL E MÉTODOS

#### 3.1 Área estudada

O Estado de Alagoas está localizado na região Nordeste do Brasil, situado entre as latitudes de 08°48'54" a 10°30'09"S e longitudes entre 35°09'09" a 38°13'54"O, possuindo uma área total é de 27.778,506 km<sup>2</sup>. Apresenta uma população de 3.120.494 habitantes e é formada por 102 municípios (IBGE, 2010). Atualmente está dividido em três regiões: Sertão alagoano (com quatro microrregiões), Agreste alagoano (com três microrregiões) e Leste ou Litoral alagoano (com seis microrregiões). Detém um efetivo bovino de 1.354.268 cabeças (IBGE, 2011).

O presente estudo foi realizado em propriedades rurais pertencentes a quatro municípios localizados na Região Leste do estado de Alagoas (Figura 1).



Fonte: (<http://informacao.seplande.al.gov.br/alagoasmapas/2012093/mapa-localizacao-alagoas>)

Figura 1. Localização do Nordeste no mapa do Brasil (A), o estado de Alagoas (B) e os municípios de origem dos rebanhos analisados situados na Região Leste (C).

#### 3.2 Coleta das amostras

Foram coletadas amostras sanguíneas de 199 bovinos no período de março de 2010, procedentes de propriedades rurais localizadas no estado de Alagoas, selecionadas por amostragem não probabilística (REIS, 2003). As amostras foram coletadas por punção jugular utilizando-se agulhas acopladas a seringas descartáveis e transferidas para tubos de ensaio

sem anticoagulante para a obtenção do soro. Por ocasião da coleta das amostras sanguíneas, realizou-se um questionário epidemiológico para obtenção de informações sobre os rebanhos (Apêndice 1). Os soros obtidos foram transferidos para microtubos de plástico previamente identificados e mantidos sob congelamento, posteriormente foram encaminhados em caixas isotérmicas contendo gelo reciclável para o Laboratório de Doenças Parasitárias dos Animais Domésticos– Departamento de Medicina Veterinária – Universidade Federal Rural de Pernambuco.

### 3.3 Processamento das amostras

Os soros foram submetidos à Reação de Imunofluorescência Indireta (RIFI) no Laboratório de Doenças Parasitárias dos Animais Domésticos- Departamento de Medicina Veterinária - Universidade Federal Rural de Pernambuco. De acordo com Silva et al. (2002), foram colocados 10 µl do soro a ser testado em cada poço das lâminas com antígeno para *T. vivax*. As lâminas foram incubadas em câmara úmida a 37°C durante 30 min. Posteriormente lavadas duas vezes com solução tampão fosfato 0,15 M (pH 7,2) por 2 min, em seguida foram adicionados 10 µl do conjugado anti-bovino marcado com isotiocianato de fluoresceína, incubando-se em câmara úmida a 37°C durante 30 min, seguindo-se à lavagem duas vezes com solução tampão fosfato 0,15 M.

Como controles positivos e negativos foram utilizados, respectivamente, soros de bovino infectado e solução salina tamponada com fosfato 0,15 M. Adicionou-se glicerina tamponada em quantidade suficiente para atingir toda a superfície de leitura da lâmina, cobrindo-as em seguida com uma lamínula (24x50). A leitura procedeu-se em microscópio para Imunofluorescência no aumento de 400x.

### 3.4 Análise estatística

Para a análise estatística, os dados obtidos foram digitados em planilhas Excel® obtendo-se as distribuições absolutas e percentuais. A análise inferencial foi realizada por meio do teste Qui-quadrado de Pearson, com nível de significância de 5% para verificar a existência de associação entre a presença de anticorpos IgG anti-*T. vivax* e as variáveis consideradas no questionário epidemiológico.

#### 4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Das amostras testadas 23,6% (47/199) foram reagentes para anticorpos IgG anti-*T. vivax*, com frequência de animais soropositivos por municípios variando entre 10,1% e 41,2% com  $p = 0,0016$ . Estes dados constituem-se o primeiro registro sobre a ocorrência de infecção por *T. vivax* em municípios localizados no estado de Alagoas (Tabela 1).

Tabela 1. Frequência absoluta (n) e relativa (%) de bovinos submetidos ao teste Imunofluorescência Indireta para pesquisa de anticorpos IgG anti-*Trypanosoma vivax* por município localizado na Região Leste do estado de Alagoas

Municípios	Positivos		Negativos		Total		Valor de p
	n	%	n	%	n	%	
Penedo	9	28,1	23	71,9	32	100	$p^{(1)} = 0,0016^*$
União dos Palmares	8	10,1	71	89,9	79	100	
Viçosa	16	29,6	38	70,4	54	100	
Igreja Nova	14	41,2	20	58,8	34	100	
Total	47	23,6	152	76,4%	199	100	

$\chi^2 = 15,224$

(\*) Associação significativa ao nível de 5%

(1) Teste do Qui-quadrado

Em levantamentos epidemiológicos os resultados divergiram amplamente no Brasil e em outros países, assim como as diferentes técnicas de diagnóstico utilizadas.

Guerra (2013) detectou 13,93% (286/2053) de animais soropositivos para *T. vivax* através de reação de imunofluorescência indireta em Pernambuco.

Vários estudos foram relatados utilizando-se o teste ELISA por Guedes Júnior et al. (2008) registraram 93,1% de animais soropositivos estado do Pará, Martins et al. (2008) encontraram prevalência de 52,6% no Pantanal do Mato Grosso do Sul, Suárez et al. (2009) em estudo sobre o comportamento epidemiológico do *T. vivax* obtiveram soroprevalência de 33,1% na Venezuela, Desquesnes et al. (1999) registraram 80,5% (820/1019) de soropositividade em Burkina Faso, na África.

Em pesquisa de hemoparasitos através esfregaços da capa-leucocitária, Melo et al. (2011) identificaram 3,4% dos animais positivos em municípios que compõem a regional de Pedreiras no Maranhão, Gonzales et al. (2007) observaram 12,38% e 2,35% de

positividade para *T. vivax*, respectivamente nas províncias de Angel Sandoval e German Bush no Pantanal boliviano.

Em diversos estudos foram utilizados a técnica de PCR: Gonzales et al. (2007) em estudo epidemiológico da tripanossomíase bovina, observaram as taxas de prevalências de 27,79% e 19,03% respectivamente nas províncias de Angel Sandoval e German Bush no Pantanal boliviano, Melo et al. (2011) determinaram taxa de 1,1% para a detecção de *T. vivax*, na Ilha de São Luís e 6,2% em municípios que compõem a regional de Pedreiras no Maranhão.

Através da técnica de micro-hematócrito, Nonga e Kambarage (2009), detectaram taxa de positividade de 1,3% (3/691), na Tanzânia assim como Desquesnes et al. (1999) registraram 1,9% (19/1019) em Burkina Faso, na África.

Swai et al. (2012) utilizaram esfregaços corados com Giemsa e detectaram taxas de positividade de 66,6% (8/12) para *T. vivax*, na Tanzânia.

A prevalência de infecção por *T. vivax* em bovinos tem sido avaliada mais intensamente nas situações de surtos, o que não foi o caso no presente estudo, porém, de igual modo, as taxas de prevalência variaram expressivamente e foram registradas através de diferentes métodos de diagnóstico.

Os métodos parasitológicos (esfregaços sanguíneos) foram utilizados por Baptista Filho et al. (2011) e Pimentel et al. (2012) no estado de Pernambuco que observaram taxas de positividade para *T. vivax* de 15,38% e 9,09% respectivamente. Oliveira et al. (2009) utilizaram o mesmo método e obtiveram taxas de prevalência de 42,9%, na Costa Rica.

Na Bolívia, Silva e D'Ávila (2001) detectaram positividade de 45% (36/80) e Silva et al. (1998) 86,2% através do teste de micro-hematócrito.

Cadioli et al. (2012) relataram o primeiro surto de *T. vivax*, no município de Lins no estado de São Paulo e detectaram 98,36% de bovinos positivos pelo teste ELISA.

Pimentel et al. (2012) detectaram a presença de *T. vivax* em 100% de bovinos através da técnica de PCR.

Cuglovici et al. (2010) avaliaram a situação epidemiológica da tripanossomíase em rebanho de gado leiteiro em Minas Gerais, observaram soroprevalência de 7,4% em setembro de 2007 e de 48% em fevereiro de 2009 através de imunofluorescência indireta.

A diferença entre os resultados do presente estudo e os de pesquisa de outras localidades, provavelmente ocorreram devido a diversos fatores como as técnicas adotadas para detecção da infecção por *T. vivax*, as condições climáticas, ambientais, presença de

moscas hematófagas, medidas de prevenção e controle da tripanossomíase (SILVA, 2006; SUÁREZ et al., 2009).

Analisando-se a frequência de animais soropositivos com as variáveis epidemiológicas obteve-se prevalência da infecção por *T. vivax* mais alta ( $p < 0,05$ ) em rebanhos com o sistema de criação semi-intensivo e de aptidão mista (Tabela 2), concordando com Suárez et al. (2009) que, nas explorações com manejo semi-intensivo obtiveram valores superiores de infecção por *T. vivax* (33,6%) contra 26,5% detectados em manejo extensivo. As altas taxas de animais soropositivos para sistema de criação semi-intensivo provavelmente deve-se ao fato dos animais permanecerem por um período de confinamento facilitando a maior exposição às moscas.

Embora tenha se verificado que 56,8% (113/199) dos animais pertenciam a propriedades em que ocorreu o nascimento de bezerros fracos e 72,9% (145/199) àquelas em que se observou a ocorrência de morte de bezerros logo após o nascimento, não se obteve associação significativa com tais variáveis (Tabela 2).

Ogwu et al. (1986) observaram que em 75% dos animais que foram infectados no terceiro trimestre da gestação, houve parto prematuro, enquanto que um neonato morreu cerca de três horas após o parto. Estudos mais recentes relataram que a tripanossomíase causa morte neonatal e outros efeitos patogênicos em recém-nascidos (MELENDEZ et al., 1993; SEKONI, 1994).

Evidenciou-se que 82,9% (165/199) dos bovinos eram provenientes de propriedades nas quais foi relatada a ocorrência de abortos, no entanto a positividade para IgG anti-*T. vivax* foi significativamente maior entre animais de propriedades em que o aborto não foi citado (Tabela 2).

Dados de Batista et al. (2008) demonstraram abortamento no terço final da gestação de 6/36 vacas positivas para *T. vivax* e duas vacas das seis pariram bezerros fracos que morreram imediatamente após o parto. Segundo Bezerra e Batista (2008), a tripanossomíase por *T. vivax* apresenta-se como mais uma enfermidade reprodutiva importante de ruminantes domésticos.

Os resultados ora apresentados requerem a necessidade de investigação sobre outras etiologias de nascimento de bezerros fracos, morte de bezerros logo após o nascimento e ocorrência de abortos nas propriedades estudadas.

Tabela 2. Frequência absoluta (n) e relativa (%) de soros provenientes de bovinos submetidos ao teste Imunofluorescência Indireta segundo os dados epidemiológicos obtidos nas propriedades rurais

	RIFI						Valor de $\chi^2$ Valor de p
	Positivo		Negativo		TOTAL		
	n	%	n	%	n	%	
<b>TOTAL</b>	<b>47</b>	<b>23,6</b>	<b>152</b>	<b>76,4</b>	<b>199</b>	<b>100</b>	
<b>Sistema de criação</b>							
Semi-intensivo	23	34,8	43	65,2	66	100	$\chi^2=6.904$ $p^{(1)}=0,0086^*$
Extensivo	24	18,0	109	82,0	133	100	
<b>Bezerros fracos</b>							
Presença	22	19,5	91	80,5	113	100	$\chi^2=2.4952$ $p^{(1)}=0,1142$
Ausência	25	29,1	61	70,9	86	100	
<b>Morte de bezerros</b>							
Sim	31	21,4	114	78,6	145	100	$\chi^2=1.4846$ $p^{(1)}=0,2231$
Não	16	29,6	38	70,37	54	100	
<b>Abortos</b>							
Sim	33	20,0	132	80,0	165	100	$\chi^2=7.0078$ $p^{(1)}=0,0081^*$
Não	14	41,2	20,0	58,8	34	100	
<b>Quarentena</b>							
Sim	30	34,1	58	65,9	88	100	$\chi^2=9.5919$ $p^{(1)}=0,002^*$
Não	17	15,3	94	84,7	111	100	
<b>Assistência veterinária</b>							
Presença	22	19,5	91	80,5	113	100	$\chi^2=2.4952$ $p^{(1)}=0,1142$
Ausência	25	29,1	61	70,9	86	100	
<b>Aptidão</b>							
Mista	23	34,8	43	65,2	66	100	$\chi^2=6.904$ $p^{(1)}=0,0086^*$
Carne	24	18,0	109	82,0	133	100	

(\*) Associação de significância ao nível de 5%

(1) Teste Qui-quadrado de Pearson

Observou-se a frequência de infecção por *T. vivax* significativamente mais elevada nas propriedades em que se praticava a quarentena (Tabela 2). A falta de informações sobre as medidas de higiene e profilaxia adotadas para controle de moscas neste período nas propriedades impede uma avaliação segura desta associação. Anene et al. (1991) citam a manutenção de animais recém adquiridos em quarentena durante 6 semanas antes da introdução no rebanho, além do tratamento tripanocida.

Quanto à presença ou ausência de assistência veterinária, apenas 19,5% (Tabela 2) das propriedades rurais recebiam a visita técnica do médico veterinário, registrando que não houve associação significativa à ocorrência de *T. vivax*.

A assistência veterinária é de fundamental importância, porém o não cumprimento das ações determinadas pelo veterinário poderá ocasionar grandes problemas no rebanho.

Os resultados ora apresentados demonstraram que existem outros fatores de maior influência que contribuem para a ocorrência de *T. vivax*, como fatores relacionados à prevenção e controle efetivo para tripanossomíase.

Em relação ao tipo de exploração dos rebanhos, registrou-se associação significativa, com taxa superior de infecção por *T. vivax* nos rebanhos de aptidão mista (Tabela 2), diferindo dos resultados encontrados por Suárez et al. (2009) que não observaram diferença significativa na soropositividade entre bovino de carne, leite e de aptidão mista.

Todas as propriedades realizavam controle de ectoparasitos. Embora esta medida não tenha sido direcionada para controle de tripanossomíase.

Em todas as propriedades a faixa etária em que se observou mortalidade mais frequente, segundo o questionário epidemiológico, foi entre os bezerros. Segundo McGuirk e Collins (2004), o sistema imune dos bezerros é imaturo e incapaz de produzir quantidades suficientes de imunoglobulinas para os desafios do ambiente. A relação entre a concentração de IgG e a saúde dos bezerros é positiva. Dados de Suárez et al. (2009) sugerem que o risco de contrair a tripanossomíase aumenta com a idade, estando, no entanto, condicionado a fatores ambientais e de manejo que permitam situações particulares de exposição.

Em todas as propriedades existiam criação concomitante com outras espécies animais como equinos, cães e suínos. Embora os ruminantes sejam os hospedeiros susceptíveis na epidemiologia de *T. vivax*, os equinos são citados como susceptíveis, desenvolvendo infecção subclínica (SILVA e al., 1997b); cães e suínos são citados como refratários à infecção, todavia Biryomumaisho et al. (2009) conseguiram evidenciar a infecção em suínos por meio do teste de micro-hematócrito e PCR, concluindo que, sob certas circunstâncias, suínos podem ser importantes reservatórios para *T. vivax*, ao contrário de relatos anteriores.

Todas as propriedades adquiriam animais comprados dentro do estado, porém uma delas também os adquiria de fora. Como não há dados prévios sobre a ocorrência da tripanossomíase na área estudada, é importante considerar o fato de haver sido detectada a presença de anticorpos IgG anti-*T. vivax* em animais de todas as localidades estudadas, sugerindo a dispersão do agente. No entanto mais estudos fazem-se necessários para fundamentação da real presença de *T. vivax* na área estudada.

## 5. CONCLUSÃO

Diante do exposto, nas condições em que se realizou o presente estudo, os resultados obtidos constituem-se em evidência sorológica por *T. vivax* como um agente circulante em rebanhos bovinos de propriedade rurais localizadas em municípios situados na Região Leste do estado de Alagoas, com prevalência da infecção por *T. vivax* mais alta ( $p < 0,05$ ) em rebanhos com o sistema de criação semi-intensivo e de aptidão mista. Medidas preventivas e de controle devem ser adotadas.

## 6. REFERÊNCIAS

ANENE, B.M.; CHIME, A.B.; JIBIKE, G. I.; ANIKA, S. M. Prevalence of trypanosomiasis in Zebu cattle at Obudu ranch - a tsetse-free zone in Nigeria. **Preventive Veterinary Medicine**, v.10, p. 257-260, 1991.

ANOSA, V. O.; ISOUN, T. T. Pathology of experimental *Trypanosoma vivax* infection in sheep and goats. **Zentralblatt Fur Veterinarmedizin**, v. 30, p. 685-700, 1983.

BATISTA, J. S.; RIET-CORREA, F.; TEIXEIRA, M. M. G.; MADRUGA, C. R.; SIMÕES, S. D. V.; MAIA, T. F. Trypanosomiasis by *Trypanosoma vivax* in cattle in the Brazilian semiarid: description of an outbreak and lesions in the nervous system. **Veterinary Parasitology**, v.143, p.174-181, 2007.

BATISTA, J. S.; BEZERRA, F. S. B.; LIRA, R. A.; CARVALHO, J. R. G., NETO, A. M. R. PETRI, A. A.; TEIXEIRA, M. M. G. Aspectos clínicos, epidemiológicos e patológicos da infecção natural em bovinos por *Trypanosoma vivax* na Paraíba. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v.28, p.63-69, 2008.

BAPTISTA FILHO, L. C. F.; FERNANDES, A. C. C.; SILVA, T. I. B; SOUZA, A. C. M.; SANDES, H. M. M.; ALVES, L. C.; MELO, L. E. H. Infecção por *Trypanosoma vivax* em bovinos leiteiros criados no estado de Pernambuco: Relato de caso. IX Congresso Brasileiro Buiatria, 2011.

BEZERRA, F. S. B.; BATISTA, J. S. Efeitos da infecção por *Trypanosoma vivax* sobre a reprodução: Uma revisão. **Acta Veterinaria Brasilica**, v.2, n.3, p.61-66, 2008

BIRYOMUMAISHO, S.; MELVILLE, S.E.; ATUNGUKA-RWAKISHAYA, E.; LUBEGA, G. W. Detection of natural *Trypanosoma vivax* infections in pigs with microhaematocrit centrifugation and amplification of ITS1 rDNA. **Onderstepoort Journal Veterinary Research**, v.76, n.3, p.285-289. 2009.

BLACK, S. J.; SEED, J. R.; MURPHY, N. B. Innate and acquired resistance to African trypanosomiasis. **The Journal of Parasitology**. v. 87, n. 1, p. 1-9, 2001.

CADIOLI, F. A; BARNABÉ, P. A; MACHADO, R. Z; TEIXEIRA, M. C. A; ANDRÉ, M. R.; SAMPAIO, P. H.; FIDÉLIS JUNIOR, O. L.; TEIXEIRA, M. M. G.; MARQUES, L. C. First report of *Trypanosoma vivax* outbreak in dairy cattle in São Paulo state, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 21, n. 2, p. 118-124, 2012.

CARVALHO, A. U.; ABRÃO, D. C.; FACURY, F. E. J. Ocorrência do *Trypanosoma vivax* no estado de Minas Gerais. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 60, n. 3, p. 769-771, 2008.

CORDOVES, C. O.; FERNANDES, C.; GARCÍA-ÁVILA, I.; BROCHE, G. R. *Trypanosoma vivax* Ziemann, 1905. Lista de transmisores mecánicos en Cuba. **Revista Cubana de Ciencias Veterinarias**, v. 13, n. 2, p. 219-221, 1982.

CUGLOVICI, D. A.; BARTHOLOMEU, A. D. C., REIS- CUNHA, A. J. L., CARVALHO, B. A. U.; RIBEIRO, M. F. B. Epidemiologic aspects of an outbreak of *Trypanosoma vivax* in a dairy cattle herd in Minas Gerais state, Brazil. **Veterinary Parasitology**, v.169, p.320–326, 2010.

D'ÁVILA, A. M. R., RAMIREZ, L., SILVA, R. A. M. S. Morphological and bio-metrical differences among *Trypanosoma vivax* isolates from Brazil and Bolívia. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 92, p.357–358, 1997.

DELAFOSSÉ, A.; THÉBAUD, E.; DESQUESNES, M.; MICHAUX, Y. Epidemiology of *Trypanosoma vivax* infection in cattle in the tsetse free area of Lake Chad. **Preventive Veterinary Medicine**, v.74, p.108-119, 2006.

DESQUESNES, M.; MICHEL, J. F; DE LA ROCQUE, S; SOLANO, P; MILLOGO, L; BENGALY, Z; SIDIBE, I. Enquête parasitologique et sérologique (Elisa-indirect) sur les trypanosomoses des bovins dans la zone de Sidéradougou, Burkina Faso. **Revue d'Élevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux**, v. 52, p. 223-232, 1999.

DESQUESNES, M.; TRESSE, L. Evaluation de la sensibilité de la PCR pour la détection de l'ADN de *Trypanosoma vivax* selon divers modes de préparation des échantillons sanguins. **Revue d'Élevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux**, v. 49, p. 322-327, 1996.

EISLER, M. C.; LESSARD, P.; MASAKE, R. A.; MOLOOB, S. K.; PEREGRINE, A. S. Sensitivity and specificity of antigen-capture ELISA for diagnosis of *Trypanosoma congolense* and *Trypanosoma vivax* infections in cattle. **Veterinary Parasitology**, v. 79, p. 187-201, 1998.

GARCÍA, H.; GARCÍA, M. E.; PEREZ, G.; BETHENCOURT, A.; ZERPA, E.; PÉREZ, H.; LEÓN, A. M. Trypanosomiasis in Venezuelan water buffaloes: association of packed-cell volumes with seroprevalence and current trypanosome infection. **Annals of Tropical Medicine and Parasitology**, v.100, n.4, p.297-305, 2006.

GARDINER, P. R. Recent studies of the biology of *Trypanosoma vivax*. **Advances in Parasitology**, v.28, p. 229-317, 1989.

GONZALES, J. L.; CHACON, E.; MIRANDA, M.; LOZA, A.; SILES, L.M. Bovine trypanosomosis in the Bolivian Pantanal. **Veterinary Parasitology**, v.15, p. 9–16, 2007

GUEDES JUNIOR, D. S.; ARAÚJO, F. R.; SILVA, F. J. M.; RANGEL, C. P.; BARBOSA NETO, J. D.; FONSECA, A. H. Frequency of antibodies to *Babesia bigemina*, *Babesia bovis*, *Anaplasma marginale*, *Trypanosoma vivax* and *Borrelia burgdorferi* in cattle from the northeastern region of the state of Pará, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 17, n. 2, p. 105-109, 2008.

GUERRA, N. R. *Trypanosoma* (Duttonella) *vivax* (Ziemann, 1905) em bovinos das diferentes mesorregiões do estado de Pernambuco, Brasil. Dissertação em Ciência Animal Tropical – Universidade Federal Rural de Pernambuco, Departamento de Morfologia e Fisiologia Animal, 45f, 2013.

GUERRA, R. M. S. N. C.; JÚNIOR, B. F.; SANTOS, H. P.; SILVA, A. L. A.; SANTOS, A. C. G. S. Biometry of *Trypanosoma vivax* found in a calf in the state of Maranhão, Brazil. **Ciência Rural**, v.38, n.3, p.833-835, 2008.

HOARE, C. A. The trypanosomiasis of mammals: a zoological monograph. **Blackwell Scientific Publications**, p. 55-93, 1972.

IBGE. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. 2010

Disponível em: <http://www.ibge.gov.br/estadosat/perfil.php?sigla=al>. Acesso em 26/04/2013.

IBGE. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. 2011

Disponível em: <http://www.ibge.gov.br/estadosat/perfil.php?sigla=al>. Acesso em 29/04/2013.

IKEDE, B. O.; LOSOS, G. J. Hereditary transmission of *Trypanosoma vivax* in sheep. **British Veterinary Journal**, v. 128, p. 1-2, 1972.

KEMP, S. J.; TEALE, A. J. Genetic basis of trypanotolerance in cattle and mice. **Parasitology Today**, v. 14, n. 11, p. 450-454, 1998.

LEGER, M.; VIENNE, M. Epizootie a trypanosomes chez les bovidés de la Guayane Française. **Bulletin de la Société Pathologie Exotique**, v.12, p.258-266, 1919.

LEVINE, N. D. Protozoan parasites of domestic animals and man. **Burgess Publishing Company**, 2.ed, 406 p, 1973.

LINHARES, G. F. C., DIAS FILHO, F. D., FERNANDES, P. R., DUARTE, S. C. Tripanossomíase em bovinos no município de Formoso do Araguaia, Tocantins. Relato de Caso. **Ciência Animal Brasileira**, v. 7, n. 4, p. 455- 460, 2006.

MADRUGA, C. Diagnóstico e epidemiologia do *Trypanosoma* (*Duttonella*) *vivax* no Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.13, supl. 1, 2004.

MADRUGA, C. R.; ARAÚJO, F. R.; CRUZ, T. M.; SCHENK, M. A. M. Desenvolvimento de uma prova de imunoabsorção enzimática para detecção de anticorpos contra *Trypanosoma vivax* em bovinos. Resultados Preliminares. **Embrapa- CNPGC**, n.50, p. 1-3, 1999.

MAIKAJE, D. B.; SANNUSI, A.; KYEWALABYE, E. K.; SAROR, D. I. The course of experimental *Trypanosoma vivax* infection in Uda sheep. **Veterinary Parasitology**, v.38, p.267-275, 1991.

MARTINS, C. F.; MADRUGA, C. R.; KOLLER, W. W.; ARAÚJO, F. R.; SOARES, C. O.; KESSLER, R. H.; MELO, E. E. S. P.; RIOS, L. R.; ALMEIDA, R. C. F.; LIMA JÚNIOR, M. S. C.; BARROS, A. T. M.; MARQUES, L. C. *Trypanosoma vivax* infection dynamics in a cattle herd maintained in a transition area between Pantanal lowlands and highlands of Mato Grosso do Sul, Brazil. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, n. 28, p.51-56, 2008.

MASAKE, R. A.; MAJIWA, P. A. O.; MOLOO, S. K.; MAKAU, J. M.; NJUGUNA, J. T.; MAINA, M.; KABATA, J.; OLE-MOIYOI, O. K.; NANTULYA, V. M. Sensitive and specific of *Trypanosoma vivax* using the polymerase chain reaction. **Experimental Parasitology**, v. 85, p. 193-205, 1997.

MATTIOLI, R. C.; WILSON, R. T. Trypanosomes, tsetse and trypanotolerance: coevolution in tropical Africa. **Parasitology**, n. 38, p. 531-535, 1996.

McGUIRK, S. M.; COLLINS, M. Managing the producton, storage, and delivery of colostro. **Veterinary Clinics North America**, v. 20, p.593-603, 2004.

MELLENDEZ, R. D.; FORLANO, M., FIGUEROA, W. Perinatal infection with *Trypanosoma vivax* in a calf in Venezuela. **Journal of Parasitology** v.79, n.2, p. 293-294, 1993

MELO, S. DE A.; BARROS, A.C. E.; COSTA, F. B.; NETA, A.V. C. R. C.; GUERRA, M. N.; ABREU-SILVA A. L. Bovine Trypanosomiasis an Emerging Disease in Maranhão State–Brazil. **Vector-Borne and Zoonotic Diseases**, v. 11, n.7, p. 853-856, 2011.

MOLOO, S. K.; GRAY, M. A. New observations on the cyclical development of *Trypanosoma vivax* in Glossina. **Acta Tropica**, v.4, p.167–172, 1989.

MURRAY, M.; TRAIL, J. C. M. Genetic resistance to animal trypanosomiasis in Africa. **Preventive Veterinary Medicine**, v.2, p.541-51, 1984.

NG`AYO, M. O.; NJIRU, Z. K.; KENYA, E. U.; MULUVI, G. M.; OSIR, E. O.; MASIGA, D.K. Detection of trypanosomes in small ruminants and pigs in western Kenya: important reservoirs in the epidemiology of sleeping sickness? **Journal Kinetoplastid biology disease**, v. 45, p.1-7, 2005.

NONGA, H. E.; KAMBARAGE, D. M. Prevalence of Bovine Trypanosomosis in Morogoro, Tanzania. **Pakistan Journal of Nutrition** v. 8, p. 208-213, 2009.

OGWU, D.; NJOKU, C. O.; OSORI, D. I. K. Effects of experimental *Trypanosoma vivax* infection on first, second, and third-trimester pregnancy in heifers. **Theriogenology**, v. 25, p.383-398, 1986.

OGWU, D.; NJOKU, C. O. Effect of pregnancy on clinical manifestation of bovine trypanosomiasis. **Veterinary Parasitology**, v.24, p.25-33. 1987.

OLIVEIRA, J. B.; HERNÁNDEZ-GAMBOA, J.; JIMÉNEZ-ALFARO, C.; ZELEDÓN, R.; BLANDÓN, M.; URBINA, A. First report of *Trypanosoma vivax* infection in dairy cattle from Costa Rica, **Veterinary Parasitology**, v.163, p. 136-139, 2009.

OTTE, M. J.; ABUABARA, J. Y. Transmisión of South American *Trypanosoma vivax* by the neotropical horsefly *Tabanus nebulosus*. **Acta Tropica**, v. 49, p. 73-76, 1991.

PAIVA, E. S. **Tripanossomíase por *Trypanosoma vivax* em pequenos ruminantes: descrição de surtos e infecção experimental da doença.** Dissertação apresentada à Universidade Federal Rural do Semi-Árido – UFERSA, Campus de Mossoró, 2009.

PAIVA, F.; LEMOS, R. A. A.; NAKASATO, L.; MORE, A. E.; BRUM, K. B.; BERNADO, K. C. *Trypanosoma vivax* em bovinos no Pantanal do Estado de Mato Grosso do Sul, Brasil: I – Acompanhamento clínico, laboratorial e anatomopatológico de rebanhos infectados. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.9, n.2, p.135-141, 2000

PIMENTEL, D. S.; RAMOS, C. A. N. ; RAMOS R. A. N. ; ARAÚJO, F. R. ; BORBA, M. L.; FAUSTINO, M. A. G.; ALVES L. C. First report and molecular characterization of *Trypanosoma vivax* in cattle from state of Pernambuco, Brazil. **Veterinary Parasitology**, v.185, p. 286-289, 2012.

REIFENBERG, J. M.; SOLANO, P.; DUVALLET, G.; CUISANCE, D.; SIMPORE, J.; CUNY, G. Molecular characterization of trypanosomes isolates from naturally infected domestic animals in Burkina Faso. **Veterinary Parasitology**, v. 71, p. 251-262, 1997.

REIS, J. C. **Estatística Aplicada à pesquisa em Ciência Veterinária**, 1.ed. Copyright, 651p, 2003.

SEKONI, V.O. Reproductive disorders caused by animal trypanosomiasis: A Review. *Theriogenology*, v. 42, n. 4, p. 557-570, 1994.

SERRA-FREIRE, N. M. Oiapoque- outro foco de *Trypanosoma vivax* no Brasil. **Revista Brasileira de Medicina Veterinária**, v.4, p.30-31, 1981.

SHAW, J. J.; LAINSON, R. *Trypanosoma vivax* in Brasil. **Annals of Tropical Medicine and Parasitology**, v.66, p. 25-32, 1972.

SILVA, R. A. M. S. Approach on risk factors of bovine tripanosomiasis due *Trypanosoma vivax* in the Bolivian and Brazilian pantanals. **Veterinária e Zootecnia**, v.13, n.2, p. 153-162, 2006.

SILVA, R. A. M. S.; DAVILA, A. M. R. Bovine trypanosomosis due to *Trypanosoma vivax* in the German Bush province, Bolivia. **Parasitología al día**, v. 25, n. 1-2, 2001

SILVA, R. A. M. S.; DAVILA, A. M. R.; RAMIREZ, L.; PELLEGRIN, A. O. Abortions caused by *Trypanosoma vivax* in bovines from the Pantanal of Poconé, MT, Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.92, supl. 1, 1997a.

SILVA R. A.; EGÜEZ, A.; MORALES G, EULERT, E.; MONTENEGRO, A.; YBAÑEZ, R.; SEIDL, A.; MARTÍN, A.; D'ÁVILA, R.; RAMIREZ, L. Bovine Trypanosomiasis in Bolivian and Brazilian Lowland. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.93(1), p.29-32, 1998.

SILVA, R. A. M. S., PELLEGRIN, A. O., RAMIREZ, E. S. S. L. L.; D'ÁVILA, A. M. R. Abortos por *Trypanosoma vivax* no Pantanal Mato-Grossense e Bolívia. Embrapa Pantanal, 30p, 2004

SILVA, R. A. M. S.; RAMIREZ, L.; SOUZA, S. S; ORTIZ, A. G.; PEREIRA, S. R.; D'ÁVILA, A. M. R. Hematology of natural bovine trypanosomosis in the Brazilian Pantanal and Bolivian wetlands. **Veterinary Parasitology**, v.85, p.87-93, 1999.

SILVA, R. A. M. S.; SEIDL, A.; RAMIREZ, L.; D'ÁVILA, A. M. R. *Trypanosoma evansi* e *Trypanosoma vivax*: Biologia, Diagnóstico e Controle. Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. Embrapa Pantanal, 2002.

SILVA, R. A. M. S.; SILVA, J. A.; FREITAS, J.; MORALES, G.; EULERT, E.; YBAÑEZ, R.; MONTENEGRO, A.; D'ÁVILA, A. M. R.; RAMIREZ, L. Tripanossomose bovina por *Trypanosoma vivax* no Brasil e Bolívia: Sintomas clínicos, diagnósticos e dados epizootiológicos. **Boletim de Pesquisa 8**, EMBRAPA. Centro de Pesquisa Agropecuária do Pantanal. 17p. 1997b.

SILVA, R. A. M. S.; SILVA, J. A.; SCHNEIDER, R. C.; FREITAS, J.; MESQUITA, T. C.; RAMIREZ, L.; D'ÁVILA, A. M. R.; PEREIRA, M. E. B. Outbreak of trypanosomiasis due to *Trypanosoma vivax* (Ziemann, 1905) in bovines of the Pantanal, Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 91, n. 5, p. 561-562, 1996.

SIMO, G.; ASONGANYI, T.; NKININ, S.W.; NJIOKOU, F.; HERDER, S. High prevalence of *Trypanosoma brucei gambiense* group 1 in pigs from the Fontem sleeping sickness focus in Cameroon. **Veterinary Parasitology**, v. 139, n. 1- 3, p. 57-66, 2006.

STEPHEN, L.E. Trypanosomiasis: a veterinary perspective. **Pergamon Press**, 533p, 1986.

SUÁREZ, C.; GARCÍA, F.; ROMÁN, D.; CORONADO, A.; PERRONE, T.; REYNA, A.; PARRA, Y. N. Factores de riesgo asociados a la tripanosomosis bovina en explotaciones ganaderas de Venezuela. **Zootecnia Tropical**, v. 27 n. 4, p. 363-372, 2009.

SWAI, E. S.; KAAAYA, J. E. A parasitological survey for bovine trypanosomosis in the livestock / wildlife ecozone of Northern Tanzania. **Veterinary World**, v.5, n. 8, p.459-464, 2012.

THOMPSON, J. H.; MURRAY, P. R.; DREW, W. L.; KOBAYASHI, G. S. **Microbiología Médica**. 4. ed, Guanabara Koogan, p. 280-282, 1992.

VARGAS, T. M.; ARELLANO, S. C. La tripanosomiasis bovina en América Latina y el Caribe. **Veterinaria**, v. 33, n. 136, p. 17-21, 1997.

VENTURA, R. M., PAIVA, F., SILVA, R. A. M. S., TAKEDA G. F., BUCK G.A., TEIXEIRA, M. M. G. *Trypanosoma vivax*: characterization of the spliced-leader gene for a Brazilian stock and species-specific detection by PCR amplification of an intergenic space sequence. **Experimental Parasitology**, v.99, p.37-48. 2001.

WOO, P. T. K. The haematocrit centrifuge technique for the diagnosis of African trypanosomosis. **Acta Tropical**, v. 27, p. 384–386, 1970.

ZAPATA, A. La afección de los ganados llamada vulgarmente "huequera", "secadera", "cachohueco". **Revista de Medicina Veterinária**, v.3 p.165-180, 1931.

## **APÊNDICE**

## 7. APÊNDICE 1

### QUESTIONÁRIO EPIDEMIOLÓGICO PARA INFORMAÇÕES SOBRE REBANHO DE BOVINOS

Nº DATA

---

#### DADOS GERAIS

NOME DO PROPRIETÁRIO:

TELEFONE:

NOME DA PROPRIEDADE:

ENDEREÇO:

MUNICÍPIO:

---

#### 1. COMPOSIÇÃO DO REBANHO

Nº DE BOIS

Nº DE VACAS

Nº DE BEZERROS

Nº DE NOVILHAS

#### 2. SISTEMA DE CRIAÇÃO

INTENSIVO ( )

EXTENSIVO ( )

SEMI-INTENSIVO ( )

3. CRIAÇÃO CONCOMITANTE DE ANIMAIS DE OUTRAS ESPÉCIES? S ( ) N ( )

QUAL (AIS)?

4. CONTROLE DE ECTOPARASITOS? S ( ) N ( )

5. FORMA DE AQUISIÇÃO DE ANIMAIS:

COMPRA DENTRO DO ESTADO? ( )

COMPRA FORA DO ESTADO? ( )

6. REALIZA QUARENTENA? S ( ) N ( )

7. COSTUMA OCORRER ABORTO? S ( ) N ( )

8. OCORRE MORTE FREQUENTE DE BEZERROS LOGO APÓS O NASCIMENTO? S ( ) N ( )

9. OCORRE FREQUENTEMENTE O NASCIMENTO DE BEZERROS FRACOS? S ( ) N ( )

10. QUAL A IDADE MAIS FREQUENTE DE MORTES NO REBANHO?

BEZERROS ( ) NOVILHA ( ) ADULTOS ( )

11. RECEBE ASSISTÊNCIA VETERINÁRIA? S ( ) N ( )

12. APTIDÃO? CARNE ( )

LEITE ( )

MISTA ( )