

UNIVERSIDADE FEDERAL DOS VALES DO JEQUITINHONHA E MUCURI
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
BACHARELADO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS

**DETECÇÃO SOROLÓGICA DE *Trypanosoma vivax* EM BOVINOS E BUBALINOS
DA REGIÃO NORTE DO BRASIL**

Bruna Teixeira da Silva

Unai
2018

**DETECÇÃO SOROLÓGICA DE *Trypanosoma vivax* EM BOVINOS E BUBALINOS
DA REGIÃO NORTE DO BRASIL**

Bruna Teixeira da Silva

Orientador:

Prof ° Drº Jenevaldo Barbosa da Silva

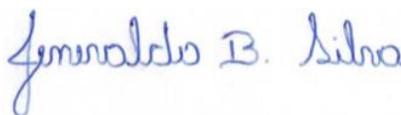
Trabalho de Conclusão de Curso apresentado ao
Bacharelado de Ciências Agrárias, como parte
dos requisitos exigidos para a conclusão do
curso.

APROVADO em ... / ... / ...

Prof.ª Dr.ª Débora Ribeiro Orlando – UFVJM



Prof. Dr. Rafael Romero Nicolino - UFVJM



Prof. Dr. Jenevaldo Barbosa da Silva - UFVJM

AGRADECIMENTO

Inicialmente agradeço aqueles em que acreditemos e me colocaram neste lugar, Deus e Nossa Senhora Aparecida.

Aos meus pais, Eune Teixeira da Costa Silva e José Valdir da Silva, por todo o apoio e carinho que tiveram comigo ao longo dessa trajetória até aqui, pois contribuíram muito para eu ser a pessoa que sou.

Ao meu filho, Antônio Teixeira Albuquerque, ao qual faltei por muitas vezes devido à falta de tempo.

Ao meu irmão, Lucas Teixeira da Silva, que em muitas ocasiões suportou meu mau-humor e me ajudou com tarefas diárias.

Ao meu Professor, Jenevaldo Barbosa da Silva, pela orientação cuidadosa e paciente, a qual sem dúvida alguma proporcionou um excelente aprendizado e um grande crescimento no âmbito da ciência. Ao professor, Rafael Romero Nicolino, por ajudar com algumas informações do presente trabalho.

Aos meus amigos, Thaís Rodrigues Freitas, Michelle Moura Ramos, Bruno Montijo da Silva, Guilherme Sousa Xavier e Wellinton Felipe Canteiro, pelo apoio, pelas brincadeiras e momentos que facilitaram a transposição das difíceis barreiras impostas pela vida e pela universidade. E a todos que não mencionei, mas que fizeram parte da minha formação, direta ou indiretamente, meu muito obrigado.

A Monyque Evans dos Reis Silva, Maria Fernanda Teixeira e Letícia de Oliveira R. Rezende pelas sugestões que me ajudaram e de alguma forma contribuíram para este estudo.

A Universidade Federal do Pará (UFPA) Campus Castanhal (José Diomedes Barbosa) por disponibilizar as amostras do material coletado. Ao Laboratório de Doenças Parasitárias (DESP/UFRRJ) por realizar o Teste de ELISA das amostras.

Gostaria de agradecer também ao Instituto de Ciências Agrárias da Universidade Federal dos Vales do Jequitinhonha e Mucuri – Campus Unaí pelo constante apoio e fornecimento da infraestrutura necessária para realização do presente trabalho incluindo todos os profissionais multidisciplinares do ICA.

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO.....	7
2. REVISÃO DE LITERATURA	8
2.1 <i>Trypanosoma vivax</i>	8
2.2 Ciclo biológico <i>T.vivax</i>	8
2.3 Forma de Transmissão.....	9
2.4 Epidemiologia.....	9
2.5 Alterações clínicas.....	9
2.6 Alterações hematológicas.....	10
2.7 Alterações histopatológicas	11
2.8 Métodos de diagnósticos	11
2.9 Pará.....	12
3. MATERIAL E MÉTODO	13
3.1 Critérios para a seleção de províncias e fazendas.....	13
3.2 Análises Sorológicas	14
3.3 Análise Estatística	15
3.4 Geoprocessamento.....	15
4. RESULTADOS E DISCUSSÕES.....	16
5. CONCLUSÃO.....	20
6. REFERÊNCIAS	21

RESUMO

A tripanossomíase bovina, causada por *Trypanosoma vivax*, um protozoário de origem africana, foi incorporada nas Américas por meados do século XIX pelos colonizadores europeus. *Trypanosoma vivax* é um agente etiológico de animais ungulados selvagens e domésticos que acarreta grandes perdas no rebanho bovino em áreas tropicais da África, América Central e América do Sul. No Brasil, o protozoário tem sido relatado na região do Pantanal no estado de Mato Grosso do Sul, Minas Gerais e São Paulo, onde ocorrem maiores números de casos de doenças, mas com algumas descrições de ocorrências do *T. vivax* em búfalos na região norte, próximo a Belém, capital do Pará. O objetivo deste estudo foi determinar a prevalência de anticorpos contra *T. vivax* em bovinos e bubalinos em seis municípios do estado do Pará, Brasil. Amostras de sangue foram coletadas de búfalos e bovinos dos municípios de Soure, Marabá, Muaná, Chaves, Salvaterra e Cachoeira do Arari, no estado do Pará. O soro obtido foi testado através do Ensaio de Imunoabsorção Enzimática (ELISA) indireto. Ao todo, foram coletadas 536 amostras de bovinos e 540 de bubalinos. A frequência de soropositivos de bovinos e bubalinos para *T. vivax* foi 58,76% (IC 54,61% - 62,93%) e 40,92% (IC 36,77% - 45,07%), respectivamente. A prevalência de *T. vivax* entre búfalos e bovinos em Soure foi 24,41% (IC 16,35% - 34,79%) e 66,66% (IC 56,12% - 75,76%), em Salvaterra foi 43,33% (IC 34,98% - 56,13%) e 11,11% (IC 06,01% - 19,63%), Chaves foi 56,66% (IC 48,43% - 69,32%) e 12,22% (IC 06,82% - 20,94%) Cachoeira do Arari foi 71,11% (IC 63,95% - 82,66%) e 38,88% (IC 29,23% - 49,50%), Muaná foi 71,11% (IC 63,95% - 82,66%) e 58,88% (IC 48,28% - 68,72%), e Marabá foi 84,44% (IC 79,59% - 93,70%) e 57,77% (IC 47,18% - 67,70%). Os dados deste estudo contribuíram para a compreensão da incidência de *T. vivax* na produção de bovinos e bubalinos da América Latina. Os resultados encontrados neste estudo foram inferiores para bovinos e superiores para bubalinos aos encontrados em pesquisas anteriores, evidenciando uma menor disseminação do parasita em bovinos e maior em bubalinos. Diante dos resultados, conclui-se que a prevalência de *T. vivax* na região norte é alta e que medidas profiláticas devem ser implantadas para evitar a disseminação da doença.

Palavra-Chave: Animais ungulados, Agente etiológico, Soropositivo, Pará, Ilha de Marajó

ABSTRACT

Bovine trypanosomiasis, caused by *Trypanosoma vivax*, a protozoan of African origin, was incorporated into the Americas by the mid-nineteenth century by European settlers. *Trypanosoma vivax* is an etiologic agent of wild and domestic ungulate animals that causes large losses in the cattle herd in tropical areas of Africa, Central America and South America. In Brazil the protozoan has been reported in the Pantanal region in the state of Mato Grosso do Sul and in the states of Minas Gerais and São Paulo, where there are larger numbers of disease cases, but with some descriptions of *T. vivax* occurrences in buffaloes in the north ernregion, near Belém, capital of Pará. The objective of this study was to determine the prevalence of *T. vivax* antibodies in cattle and buffaloes in six city in the state of Pará, Brazil. Blood samples were collected from buffaloes and cattle from the city of Soure, Marabá, Muaná, Chaves, Salvaterra and Cachoeira do Arari, in the state of Pará. The obtained serum was tested by indirect tenzyme-linked immunosorbentassay (ELISA). In all, 536 samples of cattle and 540 samples of buffaloes were collected. The frequency of seropositive cattle and buffaloes for *T. vivax* was 58.76% (CI 54.61% - 62.93%) and 40.92% (CI 36.77% - 45.07%), respectively. The prevalence of T. vivax among buffaloes and cattle in Soure was 24.41% (CI 16.35% - 34.79%) and 66.66% (CI 56.12% - 75.76%). 43.33% (CI 34.98% - 56.13%) and 11.11% (CI 06.01% - 19.63%), Chaves was 56.66% (CI 48.43% - 69.32 %) and 12.22% (IC 06.82% - 20.94%) Arari Water fall was 71.11% (CI 63.95% - 82.66%) and 38.88% (CI 29.23% - 49.50%), Muana was 71.11% (CI 63.95% - 82.66%) and 58.88% (CI 48.28% - 68.72%), and Marabá was 84.44% (IC 79.59% - 93.70%) and 57.77% (IC 47.18% - 67.70%). The data from this study contributed to the understanding of the incidence of *T. vivax* in cattle and buffalo production in Latin America. The results found in this study were lower for cattle and superior for buffalo than those found in previous surveys, evidencing a lower dissemination of the parasite in cattle and higher in buffaloes. In view of the results, it is conclude that the prevalence of *T.vivax* in the northern region is high and that prophylactic measures should be implemented to avoid the spread of the disease.

Word -Chave: Ungulateanimals, Etiologicagent, Seropositive, Pará, Marajó Island

1. INTRODUÇÃO

A bovinocultura, com um rebanho de 218,23 milhões de cabeças, é um destaque no agronegócio brasileiro e mundialmente (IBGE, 2016). Já a criação de bubalinos, ainda em desenvolvimento com 1,37 milhões de cabeças, é destaque em regiões específicas do Brasil, com o Pará, Amapá e Maranhão. Localizados, em maior escala, na região norte do país onde o clima e a disponibilidade hídrica esclarecem o aumento no número de deslocamento de animais para a região e beneficiando a atividade econômica, onde a taxa de crescimento dos rebanhos são positivas a cada ano (IBGE, 2016).

A tripanossomose, causada pelo *Trypanosoma vivax*, de origem africana, foi incorporado nas Américas por meados do século XIX pelos colonizadores europeus (Embrapa, 2002). O *Trypanosoma vivax* é um agente etiológico de animais ungulados selvagens e domésticos que acarreta grandes perdas no rebanho bovino em áreas tropicais da África, América Central e América do Sul (Jones; Dávila, 2001; Osório et al., 2008). No Brasil o protozoário tem sido relatado na região do Pantanal no estado de Mato Grosso do Sul e nos estados Minas Gerais e São Paulo, onde ocorre maiores incidências da doença (Cadioli et al., 2012; Barbieri et al., 2016), mas com algumas descrições de ocorrências do *T. vivax* em búfalos na região norte, próximo a Belém, capital do estado do Pará (Shaw; Lainson, 1972).

Os bovinos, bubalinos, ovinos e caprinos são animais domésticos sensíveis a infecção pelo *Trypanosoma vivax*. O vetor biológico do *T. vivax* é a mosca tsé-tsé (*Glossina sp*) de origem africana. Nas américas, a transmissão é de forma mecânica por insetos oriundos do grupo dos tabanídeos (família *Tabanidae*) e por *Stomoxys calcitrans* (mosca de estábulo) são encontrados com facilidade no Brasil (Dirie et al., 1993).

Os principais sinais clínicos em animais com *T. vivax* são febre, anemia, inapetência, fraqueza progressiva, emaciação, aborto, síndromes hemorrágicas e morte (Valli, 1993). A doença pode ir de aguda para crônica por um curto período. A diminuição na produção de leite e ganho de carcaça de bovinos e bubalinos podem ser comprometidas devido a alta morbidade e mortalidade, assim ocasionando um prejuízo relevante na economia da região norte.

Poucos estudos sobre tripanosomose em bovinos e bubalinos, em províncias do estado do Pará, na região norte foram publicados. Assim sendo, o objetivo deste estudo foi estimar a prevalência por soroprevalência para *T. vivax* em 536 bovinos (*Bos indicus*) e 540 búfalos (*Bubalus bubalis*) em 6 municípios, Salvaterra, Muaná, Chaves, Soure, Cachoeira do Arari e Marabá, no estado do Pará, na região norte do Brasil.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1 *Trypanosoma vivax*

O *Trypanosoma vivax* pertence à classe *Zoomastigophora*, ordem *kinetoplastida*, família *Trypanosomatidae*, subgênero *Dutonella*, seção *salivaria*. O comprimento varia entre 16 a 26 µm, possuindo um único flagelo livre. A posição em formato de meia lua, é um fator fundamental para identificação morfológica da espécie, além de possuir o cinetoplasto grande (Stevens; Brisse, 2004). É um protozoário eucariótico, pleomórfico e se multiplica por fissão binária (Uilenberg; Boyt, 1998). Apresenta as formas epimastigotas, que possui uma membrana ondulante por toda extensão do corpo e um flagelo livre (Thompson et al., 1992), e as formas tripomastigotas na corrente sanguínea do seu hospedeiro vertebrado (Uilenberg; Boyt, 1998).

2.2 Ciclo biológico *T.vivax*

O ciclo biológico ocorre com a presença de dois hospedeiros considerados parasitas digenéticos. Diversos animais invertebrados são hospedeiros involuntários, enquanto animais vertebrados são definidos como hospedeiros definitivos (Silva et al., 2002).

A forma tripomastigota, habituada na África, são encontradas na corrente sanguínea quando ingeridas pelo vetor do gênero *Glossina*, localizadas no esôfago e faringe (Moloo & Gray, 1989) e evoluindo para forma epimastigota. Essas formas migram para o canal alimentar, após 24 horas, e se multiplicam excessivamente e se direcionam e permanecem nas paredes do labro. A forma epimastigota segue em direção à hipofaringe e se transforma

em forma tripomastigota, e depois em forma infectante (Silva et al.,2002). A forma infectante é inoculada no hospedeiro definitivo através da picada das moscas hematófagas (Silva et al., 2002).

2.3 Forma de Transmissão

Em espécies de dípteros hematófagos, a transmissão é realizada de forma mecânica por meio de suas peças bucais na realização do repasto sanguíneo em mais de um animal em um curto espaço de tempo. A transmissão é provocada por insetos oriundos da família dos *tabanídeos* (mutucas) e do gênero *Stomoxys calcitrans* (mosca dos estábulos) (Paiva et al., 2000; Cadioli et al., 2012), ou de forma iatrogênica por fômites (Cadioli et al., 2012), como agulhas usadas nas vacinações.

O *T. vivax* causa a doença em equinos, camelos, bovinos e outras espécies de ruminantes, porém os antílopes podem se infectar sem desenvolver a doença. Mas alguns animais são refratários, como cães, suínos, ratos camundongos e cobaias (Silva; Lima; Ramirez, 2004;).

2.4 Epidemiologia

De origem africana, o *T. vivax* disseminou pela América Central (El Salvador, Costa Rica) e América do Sul (Guiana Francesa, Suriname, Venezuela, Colômbia, Brasil, Bolívia, Equador, Peru, Paraguai) (Stephen, 1986). Na África, a tripanossomíase é conhecida como “nagana” ou “secadeira”, abrangendo infecção por *T. congolense*, *T. brucei* e *T. vivax* (Gardiner, 1989).

2.5 Alterações clínicas

Os principais sinais clínicos observados em animais com *T. vivax* são anemia, queda na fertilidade, produção de leite e de carne, perda progressiva de peso, aborto e morte (Delafosse et al., 2006), além de febre, letargia, falta de apetite, fraqueza, conjuntivite, diarreia, emaciação, incoordenação motora, tremores musculares, cegueira e hipermetria (Silva et al., 2009; Cadioli et al., 2012). Em casos com maior tempo do parasitemia, ocorre

a descarga nasal, diminuição de produção de leite, icterícia, edema submandibular e aumento de linfonodos (Cadioli et al., 2012), sendo que os sinais podem ser manifestados de forma aleatórias em propriedades com animais soropositivos.

Ao decorrer da evolução clínica, observasse flutuações da parasitemia ou até intervalos aparasitêmicos (Moraes, 2001; Almeida et al., 2010), que podem estar associados à resposta imunológica do hospedeiro e à variação antigênica das glicoproteínas variantes de superfície (GVS) dos tripanosomas (Cross, 2003; Stijlemans et al., 2010).

De acordo com Pimentel et al. (2012), os abortos podem ocorrer no terço final da gestação e em alguns casos ocorrem nascimentos de prematuros. Pode ocorrer mortalidade no período do periparto, assim como prolongamento do período para retorno da atividade cíclica ovariana (Okech et al., 1996).

Os sinais neurológicos encontrados são caracterizados por incoordenação motora, fasciculações musculares, opistótono, cegueira, estrabismo, dismetria ataxia e fraqueza muscular (Batista et al., 2007; Cadioli et al., 2012).

2.6 Alterações hematológicas

Anemia é um dos principais achados na enfermidade causada pelo *T. vivax* (Salgado et al., 2011; Cadioli et al., 2012). A redução da hemoglobina (Hb), volume globular (VG) e do número de eritrócitos (He) é observado no eritrograma detectando o início de uma anemia macrocítica e seguidamente tornando-se uma anemia microcítica, acompanhada ou não de reticulocitose (Anosa&Isoun, 1980). Número de hemácias, concentração de hemoglobina e volume globular pode estar dentro da normalidade ou diminuídos (Silva et al., 1999; Cadioli et al., 2012).

Em ocasiões onde há anemia severa a leucocitose estará presente, fora esse caso clínico, o leucograma pode estar normal (Cadioli et al., 2012). Corroborando com estas informações, Anosa e Isoun, (1980) observaram leucopenia na fase inicial da infecção, em decorrência de linfopenia, neutropenia e eosinopenia, com leucocitose em fase posterior da enfermidade (Esievo; Saror, 1983).

Nas tripanossomíases observam-se diminuição da albumina sérica e manutenção dos níveis de proteína total devido ao incremento das globulinas, no entanto a proteína total

tende a reduzir aumentando posteriormente pelo incremento da fração gama globulina (Schenk et al., 2001; Cadioli et al., 2006), a qual é composta principalmente por imunoglobulinas (Eckersall, 2008). A produção de globulinas parece estar relacionada com a variação antigênica do parasito e aos sucessivos estímulos antigênicos que o *T. vivax* produz (Bradley, 2003).

2.7 Alterações histopatológicas

Segundo Moraes (2001), as principais lesões observadas no exame histopatológico em animais experimentalmente infectados com *T. vivax* são hepatite, nefrite e pneumonia focais e hiperplasia folicular de linfonodos. No intestino, vesícula urinária e coração observa-se infiltrado inflamatório polimorfonuclear. Nos rins pode ser notado edema, enquanto no coração parasitos podem ser encontrados entremeados no tecido subepicárdico (Almeida et al., 2010).

Verifica-se meningite e mielite com manguitos perivasculares, predominando macrófagos, associados à presença de malácia e macrófagos, no sistema nervoso central de animais infectados por *T. vivax* (Batista et al., 2007; Almeida et al., 2010).

2.8 Métodos de diagnósticos

O diagnóstico da infecção por *T. vivax* pode ser realizado com base em métodos parasitológicos, sorológicos e moleculares (Silva et al., 2002). Dentre os métodos parasitológicos destacam-se os esfregaços sanguíneos corados (Ndao et al., 2000; Silva et al., 2002), centrifugação em colunas de troca iônica (Büscher et al., 2009), técnicas de concentração em tubo de microhematócrito e aspirado de linfonodo (Silva et al., 2002).

A Reação de Imunofluorescência indireta (RIFI), Ensaio de Imunoabsorção Enzimática (ELISA) e o teste de Aglutinação em Cartão, são os principais métodos sorológicos utilizados no diagnóstico de tripanossomíases (Silva et al., 2002). Métodos sorológicos são mais sensíveis por indicar o contato prévio com o parasito, porém não permitem indicar se ainda há infecção ou se o animal correspondeu ao tratamento (Nantulya, 1990).

Métodos moleculares como o Reação em Cadeia da Polimerase (PCR) convencional (Clausen et al., 1998), PCR em tempo real (Knowles Junior; Li; Pastoret, 2008) e a amplificação circular isotérmica(LAMP) (Kuboki et al.,2003; Laohasinnarong et al., 2011) são ótimos indicadores da presença do DNA de *T. vivax* no sangue dos animais, embora não permitam indicar a gravidade da infecção, o prognóstico indica a fase da infecção que o hospedeiro se encontra.

O proteinograma sérico é uma ferramenta de diagnóstico que pode indicar a fase da infecção e se está ocorrendo resposta ao tratamento (Costa et al., 2010). A análise hematológica mostra menor sensibilidade na detecção de inflamações do que proteínas de fase aguda (Horadagoda et al., 1999). As proteínas que apresentam elevação de seus valores séricos, como a proteína C reativa, substância amilóide A, haptoglobina e o fibrinogênio, são denominadas de proteínas de fase aguda positivas, enquanto as que apresentam redução destes valores, como a albumina, transferrina e a TTR (pré-albumina), são denominadas de proteínas de fase aguda negativas. As proteínas de fase aguda mais importantes em ruminantes são soro amiloide (Ceciliani et al., 2012).

2.9 Pará

Localizado na região norte do Brasil, o Pará conta com uma área de extensão territorial de 1.248.042,515 km² divididos em 144 municípios, classificado o segundo maior estado do território brasileiro. O relevo é preeminente baixo e plano, planícies com altitude de até 200 metros, em relação ao nível do mar. A vegetação é caracterizada por floresta tropical pluvial influenciada pela floresta Amazônica com o clima equatorial (quente e úmido), o que favorece para ausência do período de seca (IBGE, 2016). A Ilha de Marajó é constituída por 17 municípios, sendo eles, Afuá, Anajás, Bagre, Braves, Cachoeira do Arari, Chaves, Curralinho, Gurupá, Melgaço, Muaná, Oeiras do Pará, Ponta de Pedras, Portel, Salvaterra, Santa Cruz do Arari, São Sebastião da Boa vista e Soure (AMAM, 1995). É a maior ilha fluviomarítima do mundo, banhada concomitantemente tanto por águas fluviais quanto por oceânicas. Concentra o maior rebanho de búfalos do Brasil. Com um rebanho superior a 400 mil animais total do Pará, mais de 320 mil se encontra na costa

norte e nordeste da ilha. O município de Chaves concentra pouco mais de 30% do rebanho do estado, cerca de 160 mil animais (IBGE).

3. MATERIAL E MÉTODO

Foram coletadas amostras de sangue no total de 536 bovinos (*Bos indicus*) e 540 búfalos (*Bubalus bubalis*) em novembro de 2011. Os animais foram selecionados aleatoriamente em diferentes fazendas de 6 municípios do estado do Pará. O número de amostras necessárias para avaliar a prevalência de *T. vivax* em bovinos e búfalos foi determinado usando a fórmula recomendada pelo Centro Pan Americano de Zoonoses (Cepanzo, 1979) para o estudo de doenças crônicas: $N = \frac{p(100-p)Z^2}{(dp/100)^2}$, onde N é o número de amostras, p é a prevalência esperada, Z é o nível de confiança e d é o erro margem. A prevalência estimada de búfalos e *T. vivax* infectados foi de 40%, nível de confiança de 95,0% e margem de erro de 5,0% foram estabelecidas. Assim, estimamos que 500 amostras deve ser analisado.

As amostras sorológicas foram coletadas em 18 fazendas, sendo três propriedades por província, localizadas em seis Províncias de Marajó (Salvaterra, Muaná, Chaves, Soure e Cachoeira do Arari) e oito fazendas em uma província continental (Marabá). Assim, soros de 446 e 90 bovinos e 450 e 90 búfalos da ilha e do continente, respectivamente, foram amostrados.

3.1 Critérios para a seleção de províncias e fazendas

Utilizou-se uma amostra de conveniência a partir do banco de soro da Universidade Federal do Pará (UFPA), coletada em novembro, afim de se realizar estudos sorológicos de bovinos e bubalinos.

Os seguintes critérios foram usados para selecionar as províncias e fazendas incluídos neste estudo: (i) províncias com pelo menos 10 fazendas com criação de bovinos e búfalos sob a mesma gestão e na mesma área, garantindo que esses rebanhos estivessem sob o mesmo risco de serem infectados pelo patógenos; (ii) fazendas com rebanhos bovinos

e búfalos com mais de 100 e menos de 600 animais; e (iii) fazendas com registro presença de dípteros hematofagos parasitando os animais. As fazendas foram pré-selecionadas durante a campanha de vacinação de 2010 contra a febre aftosa. Mil fêmeas com uma idade média de 3 anos de 18 fazendas, incluindo 15-25 animais por fazenda, foram selecionados para o estudo. Todos os animais estudados foram vacinados contra a brucelose (*Brucella abortus*) e a febre aftosa (*Aphthovirus*) e testado anualmente para tuberculose (*Mycobacterium bovis*). Além disso, todos os animais foram medicados com ivermectina (1 mg/ kg, Merial, Brasil) a cada 3 meses. Os animais foram criados extensivamente em grandes áreas de pântano e pastagens nativas ao longo das várzeas do rio da Ilha de Marajó, onde a vegetação consiste predominantemente em várzea e floresta amazônica (floresta tropical).

3.2 Análises Sorológicas

Os soros de bovinos e bubalinos foram avaliados por Ensaio de Imunoabsorção Enzimática (ELISA) e realizado conforme prescrito por Aquino et al. (1999). As amostras de soro de bovino e búfalo procederam em diluições do antígeno e dos soros controle positivo e negativo determinadas por titulação em bloco, utilizando-se o antígeno nas concentrações de 5, 10, 15 e 20 g/mL em tampão carbonato- bicarbonato (0,05 M pH 9,6) e, os soros de referência positivo e negativo nas diluições 1/100, 1/200, 1/400, 1/800, 1/1600 e 1/3200 em tampão PBS 0,01M pH7,4, contendo 0,05% de Tween 80 (PBS Tween), acrescido de 5% de leite em pó desnatado. O conjugado utilizado, foi IgG de coelho anti-IgG de bovino acoplada à fosfatase alcalina (Sigma - A0793- 1 mL, Saint Louis, Missouri, Estados Unidos), sendo diluído em PBS Tween 80 acrescido de 5% de leite em pó desnatado.

Em cada cavidade das microplacas de fundo plano (Nunc MaxiSorp®), foram adicionados 100 µL do antígeno solúvel diluído, em sua concentração ótima de reatividade em tampão carbonato-bicarbonato de sódio 0,05 M pH 9,6, ajustando-se sua concentração protéica para 10 g/mL.

As placas foram incubadas durante 12-14 horas em câmara úmida à temperatura de geladeira (~8°C) e lavadas por três vezes consecutivas em PBSTween 80. As placas foram bloqueadas em tampão de carbonato-bicarbonato de sódio adicionado de 6% de soro normal de coelho e colocadas em câmara úmida a 37°C por 90 minutos e, a seguir, lavadas conforme descrito anteriormente. Os soros testes e os de referências positivos e negativos foram testados em duplicatas e diluídos (1/100) em PBS Tween 80 acrescido de 5% de leite em pó desnatado, seguindo-se nova incubação e lavagem, como na etapa anterior. À cada cavidade, foram adicionados 100 µL de conjugado diluído (1:30.000) em PBS Tween 80 acrescido de 5% de leite em pó desnatado, seguindo-se nova incubação e lavagem. Após esta etapa, foram adicionados 100 µL do substrato da enzima fosfatase alcalina (paranitrofenilfosfato diluído a 1 mg/mL em tampão dietanolamina pH 9,8; Sigma, Saint Louis, Missouri, Estados Unidos), incubando-se a reação por 30 minutos à temperatura ambiente. Posteriormente a reação foi bloqueada pela adição de 25 µL de NaOH 3,0 M. A leitura da reação foi realizada em um leitor de microplacas de ELISA (Dynex, Microplate Reader MRX), em comprimento de onda de 405 nm, adotando-se como “branco” da reação a cavidade da microplaca que continha todos os elementos da reação com exceção do soro bovino.

3.3 Análise Estatística

Através do software estatístico STATA versão 11, foi realizada o teste de diferença de proporções, afim de verificar se existe diferença entre a proporção de bovinos e bubalinos positivos por município estudado e na população total.

3.4 Geoprocessamento

Através do software de Geoprocessamento ARCGIS versão 10.3, foi criado o mapa temático contendo a prevalência de tripanossomose bovina e bubalina por municípios.

4.RESULTADOS E DISCUSSÕES

A soroprevalência geral do *T. vivax* de acordo com os resultados de ELISA foi significativamente ($p < 0,0001$) maior em bovinos, 58,76%(315/536), do que em búfalos, 40,92%(221/540) (Tabela 1). A prevalência de *T.vivax* em bovinos foi de 24,41(21/86) em Soure, 43,33 % (39/90) em Salvaterra, 56,66 % (51/90) em Chaves, 71,11 % (64/90) em Cachoeira do Arari, 71,11 % (64/90) Muaná e 84,44 % (76/90) em Marabá. A prevalência de *T.vivax* em búfalos foi de 11,11% (10/90) em Salvaterra, 12,22% (11/90) em Chaves, 38,88% (35/90) em Cachoeira do Arari, 57,77% (52/90) em Marabá, 58,88% (53/90) em Muaná e 66,66% (60/90) em Soure. A Porcentagem de soro positivos em bubalinos é significativaente menor que a de bovinos em Salvaterra, Chaves, Cachoeira do Arari e Marabá. Apenas em Soure a porcentagem de soro positivo de bubalinos sobressai a de bovinos.

Tabela 1. Lista das Províncias da Ilha de Marajó, PA, contendo a prevalência (P %) e o intervalo de confiança (IC %) de *Trypanosoma vivax* em bovinos e bubalinos.

Províncias	Bovinos		Bubalinos		<i>p</i> -valor
	P %	IC 95%	P %	IC 95%	
Soure	24.41	16.35 - 34.79	66.66	56.12 - 75.76	0.0001
Salvaterra	43.33	34,98 - 56,13	11.11	06.01 - 19.63	0.0001
Chaves	56.66	48,43 - 69,32	12.22	06.82 - 20.94	0.0001
Cachoeira	71.11	63,95 - 82,66	38.88	29.23 - 49.50	0.0001
Muaná	71.11	63,95 - 82,66	58.88	48.28 - 68.72	0.0856
Marabá	84.44	79,50 - 93,70	57.77	47.18 - 67.70	0.0001
TOTAL	58.76	54.61 – 62.93	40.92	36.77 - 45.07	0.0001

O estado do Pará faz fronteira com seis outros estados, dos quais em 3 deles já foram encontrados casos de *T. Vivax*, relatado por, Serra-Freire (1981) em bovinos de Oiapoque no Amapá, Massar et al. (1979) em búfalos no Amapá, Pereira & Abreu (1979) em ovinos e bovinos em Mato Grosso e Maranhão, Serra-Freire (1983). Portanto, o estado possui uma característica física extremamente favorável para a disseminação deste parasito. Os casos identificados no presente estudo provavelmente estão relacionados à introdução de animais provenientes de áreas endêmicas, já que existe grande trânsito de bovinos nestas regiões.

O presente estudo foi realizado em propriedades rurais pertencentes a seis províncias do estado do Pará, sendo 5 delas pertencentes a Ilha de Marajó (Figura 1).

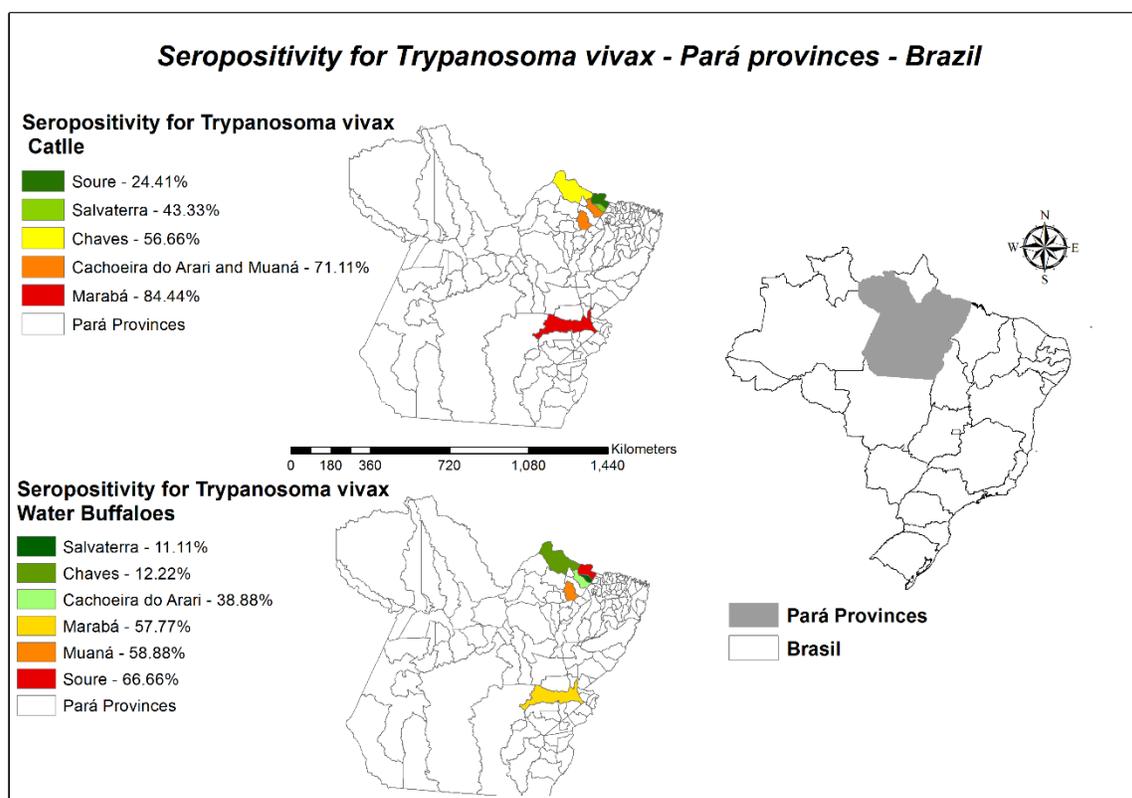


Fig. 1. Distribuição geográfica da soropositividade de *Trypanosoma vivax* em bovinos (A) e bubalinos (B) em províncias do Pará, Brasil.

Este estudo constitui a primeira avaliação simultânea da positividade para *T.vivax* em áreas onde bovinos e búfalos são submetidos à mesma gestão sanitária e zootécnica. A prevalência global de *T.vivax* detectado no presente estudo foi maior em bovinos do que em búfalos. A transmissão mecânica é, provavelmente, responsável pela alta prevalência de *T.vivax* detectado em bovinos e bubalinos, e a presença de dípteros hematofagos parasitando os animais podem facilitar o desenvolvimento de um ciclo de vida completo do parasita e sua persistência nos rebanhos.

Este resultado difere dos achados realizados nos estados do Mato Grosso do Sul (Paiva et al. 2000), São Paulo (Cadioli et al. 2012) e Paraná (Snak et al 2017). Em São Paulo, foram coletadas 12 amostras de 20 vacas que vieram do estado do Mato Grosso do Sul, e no período de seis meses, 100% das vacas soro converteram os animais infectados na fazenda do estado de São Paulo (Cadioli et al. 2012). No Paraná, verificou-se que todas as amostras apresentaram resultados negativos para *T. vivax*. Este resultado demonstra que *T. vivax* não está circulando entre bovinos leiteiros nesta região estudada (Snak et al 2017). No MS, em apenas duas propriedades foi detectada a presença de *T. vivax* em bovinos, porém os achados clínicos, anatômicos e histopatológicos não apresentaram características coincidentes com aqueles descritos e atribuídos ao agente, concluindo que o *T. vivax*, detectado na região, não foi responsável diretamente pelos casos de morbidade e mortalidade observados em bovinos nas propriedades em questão, pois sempre foi constatado outro agente etiológico primário.

O estado de Minas Gerais, principalmente no sul do estado, foi feito um estudo com 400 bovinos de 40 propriedades, onde a prevalência para *T.vivax* foi de 9,9% (6,7% - 13,1%), semelhante a Iguarapé, onde ocorreu o primeiro surto, com a soroprevalência 7,4% (Cuglovici et al., 2010) e outras cidades.

Em Uberaba as amostras de sangue e soro foram coletadas de 327 animais escolhidos revelou uma prevalência no município de Uberaba com 24,4%, seguida por Veríssimo com 17% (Da Cunha Frange et al., 2013).

Em Patos de Minas, foram avaliadas 101 amostras de soro sanguíneo de bovinos provenientes de três rebanhos, sendo duas propriedades leiteiras e uma propriedade de

corde, as quais foram analisadas pelo teste sorológico da Reação de Imunofluorescência Indireta (RIFI). Das amostras testadas, 63% (64/101) foram reagentes para anticorpos contra o *T. vivax* (Germano et al., 2017)

No município de Tapira, localizado na região do Alto Paranaíba, Minas Gerais, foram coletadas 74 amostras de soro sanguíneo de bovinos, analisadas através da Reação de Imunofluorescência Indireta (RIFI) e das amostras testadas 82,4% (61/74) foram reagentes para anticorpos IgG contra tripomastigotas de *T. vivax*.

Minas Gerais encontra-se numa situação de risco para a tripanossomose, pois apresenta o agente distribuído uniformemente entre as regiões (Barbieri, 2016). Guedes Júnior et al. (2008) observaram prevalência de 83% a 96,7% para *T.vivax* em bovinos no estado do Pará.

Uma baixa soroprevalência de *T.vivax* em búfalos foram detectados em outras partes do mundo, como, Venezuela com a prevalência de 45,56% (Bethencourt et al. 2013) e em bovinos, como, Peru com 3.4% (27/270) (Manuel Tafur et al. 2002).

A umidade e as condições de temperatura, nas regiões Norte e do Pantanal, favorece desenvolvimento e manutenção de inseto hematófagos, onde os tabanídeos são de suma importância epidemiológica na transmissão de *T.vivax* (Silva et al., 1996; Dávila e Silva, 2000; Paiva et al., 2000; Dávila et al., 2003; Linhares et al., 2006; Guedes Júnior et al., 2008). Notou-se que a ocorrência de infecção por *T. vivax* é mais elevada em propriedades em que a falta de informação sobre profilaxia e medidas de higiene abordadas para controle de moscas e uma interação sadia com os animais que vão para novas propriedades. A manutenção de animais adquiridos recentemente devem passar por uma quarentena antes da introdução no rebanho junto com o tratamento tripanocida. (Anene et al. 1991).

O auxílio técnico de um médico veterinário nas propriedades rurais, para um controle, ausência ou presença da ocorrência de *T. vivax*, e cumprimento das ações prescritas para um manejo adequado, não ocorre com frequência nas propriedades do estudo. Todas as propriedades realizavam controle de ectoparasitas e apenas vacinas obrigatórias.

5. CONCLUSÃO

Ambas as espécies mostraram uma considerável prevalência sorológica de *T. vivax* sobre as técnicas utilizadas. Estes resultados sugerem que bovinos e búfalos, quando expostos aos mesmos riscos para *T. vivax*, terão um resultado sorológico positivo, evidenciando a prevalência.

Nossas descobertas fornecem informações de prevalências soropositivas importantes para a produção de búfalos e bovinos em países tropicais que podem ser usados como base para práticas de gestão de doenças na América Latina. Apesar da maior prevalência de anticorpos contra *T. vivax* ser detectado em bovinos, são necessárias pesquisas adicionais para documentar doenças tropicais e fatores de risco de búfalos e rebanhos bovinos, e evitar prejuízos econômicos para a indústria pecuária.

6. REFERÊNCIAS

ABRÃO, D. C. et al. **Aspectos clínicos e patológicos da infecção natural em bovinos leiteiros por *Trypanosoma vivax* em Minas Gerais, Brasil.** *Ciência Animal Brasileira*, v. 1, p. 666-671, 2009.

ALMEIDA, K. S.; FREITAS, F. L. C.; TEBALDI, J. H.; ALESSI, A. C.; MACHADO R. Z.; NASCIMENTO, A. A. **Alterações clínicas, histopatológicas e enzimáticas em ovinos infectados experimentalmente por *Trypanosoma vivax*.** *Ciência Animal Brasileira*, Goiânia, v. 11, n. 3, p. 669-676, 2010.

AMAM: Associação dos municípios do arquipélago do Marajó. **Histórico.** Disponível em: <<https://www.amam-marajo.org/historico.asp>> Acesso em: 23 de junho de 2018

ANDRIANARIVO, A. G.; MUYRA, P.; OPOLLO, M. M.; LOGAN-HENFREY, L. L. ***Trypanosoma congolense*: comparative effects of a primary infection on bone marrow progenitor cells from N'dama and Boran cattle.** *Experimental Parasitology*, San Diego, v. 80, n. 3, p. 407-418, 1995.

ANOSA, V. O.; ISOUN, T. T. **Haematological studies on *Trypanosoma vivax* infection of goats and intact and splenectomized sheep.** *Journal of Comparative Pathology*, Edinburgh, v. 90, n. 1, p. 155-168, 1980.

AQUINO, L. P. C. T.; MACHADO, R. Z.; ALESSI, A. C. MARQUES, L. C.; CASTRO, M. B.; MALHEIROS, E. B. **Clinical, parasitological and immunological aspects of experimental infection with *Trypanosoma evansi* in dogs.** *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, Rio de Janeiro, v. 94, n. 2, p. 255-260, 1999.

BARBIERI, J. M. et al. **Seroprevalence of *Trypanosoma vivax*, *Anaplasma marginale*, and *Babesia bovis* in dairy cattle.** *Ciência Animal Brasileira*, v. 17, n. 4, p. 564-573, 2016.

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 anout breakandleions in thenervoussystem. VeterinaryParasitology, Amsterdam, v. 143, n. 2, p. 174-181, 2007.

BEEFPOINT. IBGE: **rebanho de bovinos tinha 218,23 milhões de cabeças em 2016.** Disponível em: < <https://beefpoint.com.br/ibge-rebanho-de-bovinos-tinha-21823-milhoes-de-cabecas-em-2016/>> Acesso em: 18 de junho de 2018

BETHENCOURT, A. M. et al. **Prevalencia de trypanosoma spp. mediante ELISA e imunofluorescencia indirecta entres rebaños de búfalos de aguadel estado Cojedes, Venezuela.** Revista de La Facultad de Ciencias Veterinarias, v. 54, n. 2, p. 89-99, 2013.

BLACK, S. J.; SEED, J.R.; MURPHY, N.B. **Inn ate and acquired resistance toAfricantrypanosomiasis.** The JournalofParasitology. 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. **FirstreportofTrypanosomavivaxoutbreak in dairycattle in São Paulo state, Brazil.** Rev. Bras. Parasitol. Vet., Jaboticabal, v. 21, n. 2, p. 118-124, abr.-jun. 2012.

COSTA, M. M.; SILVA, A. S.; WOLKMER, P.; ZANETTE, R. A.; FRANÇA, R. T.; MONTEIRO, S. G.; LOPES, S. T. A. **Serum protein ogram of cats experimentally infected by Trypanosomaevansi.** Preventive Veterinary Medicine, Amsterdam, v. 95, n. 3-4, p. 301-304, 2010.

CUGLOVICI D.A., BARTHOLOMEU D.C., REIS-CUNHA J.L., CARVALHO A.U., RIBEIRO M.F.B. **Epidemiologic aspects of anoutbreakofTrypanosomavivaxin a dairycattleherd in Minas Gerais state, Brazil.** Veterinary Parasitology, v.169, p.320–326, 2010.

CLAUSEN, P. H.; WIEMANN, A.; PATZELT, R.; KAKAIRE, D.; POETZSCH, C.; PEREGRINE, A.; MEHLITZ, D. **Use of a PCR assay for the specific and sensitive detectionofTrypanosomaspp. In naturally infected dairycattle in peri-urban Kampala, Uganda.** Annals of The New York Academy of Sciences, New York, v. 849, p. 21-31, 1998.

IBGE: Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. **Produção da Pecuária Municipal-Produção da Pecuária Municipal.** Disponível em<<http://www.ibge.gov.br/home/estatistica/indicadores/agropecuaria/producaoagropecuaria/default.shtm>> Acesso em: Jun. 2018

ECKERSALL, P. D.; CONNER, J. G. **Bovine and canine acute phase protein.** Veterinary Research Communications, Amsterdam, v. 12, n. 2-3, p.169-178, 1988.

ESIEVO, K. A. N.; SAROR, D. I. Leukocyte response in experimental *Trypanosoma vivax* infection in cattle. Journal of Comparative Pathology, Edinburgh, v. 93, n. 2, p. 165-169, 1983.

FIDELIS JUNIOR, Otavio Luiz. **Patogenicidade do isolado Lins de Trypanosoma vivax em bovinos natural e experimentalmente infectados.** 2014.

FRANGE, R.C.C. **Tripanossomíase em vacas na microrregião de Uberaba – MG: estudo soropidemiológico e relato de surto. 2013.** [dissertation] [Inportuguese] (Mestrado em Sanidade e Produção Animal nos Trópicos) – Universidade de Uberaba, Uberaba – MG. Disponível em http://www.bibliotecadigital.ufmg.br/dspace/bitstream/handle/1843/SMOC-AAQNS4/rodrigo_melo_meneses.pdf?sequence=1, acesso em agosto 2016.

GUEDES JUNIOR, D. S. et al. **Frequency of antibodies to *Babesiabigemina*, *B. bovis*, *Anaplasma marginale*, *Trypanosoma vivax* and *Borrelia burgdorferi* in cattle from the northern region of the state of Pará, Brazil.** Revista Brasileira de Parasitologia, v.08, n.17, p.105-109, 2008.

GUERRA NR, MONTEIRO MFM, SANDES HMM, CRUZ NLN, RAMOS CAN, SANTANA VLA, SOUZA MMA, ALVES LC. **Deteção de anticorpos IgG anti-*Trypanosoma vivax* em bovinos através do teste de imunofluorescência indireta.** Pesquisa Veterinária Brasileira, 2013;33:1423-1426.

HORADAGODA, N. U.; KNOX, K. M.; GIBBS, H. A.; REID, S. W.; HORADAGODA, A.; EDWARDS, S. E.; ECKERSALL, P. O. **Acute phase proteins in cattle: discrimination between acute and chronic inflammation.** Veterinary Record, London, v. 144, n. 16, p. 437-442, 1999.

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

KNOWLES JUNIOR, D. P.; LI, H.; PASTORET, P. P. **Biotechnology in the diagnosis of infectious diseases and vaccine development.** In: PEARSON, J. E. Manual of standards for diagnostic tests and vaccines for terrestrial animals. Paris: Office des International des Epizooties, 2008. p. 66-89.

KUBOKI, N.; INOUE, N.; SAKURAI, T.; DI CELLO, F.; GRAB, D. J.; SUZUKI, H.; SUGIMOTO, C.; IGARASHI, I. **Loop-Mediate disothermal amplification for detection of African trypanosomes.** Journal of Clinical Microbiology, Washington, v. 41, n. 12, p. 5517-5524, 2003.

LAOHASINNARONG, D.; THEKISOE, O. M. M.; MALELE, I.; NAMANGALA, B.; ISHII, A.; GOTO, Y.; KAWAZU, S.; SUGIMOTO, C.; INOUE, N. **Prevalence of *Trypanosomasp.* in cattle from Tanzania estimated by conventional PCR and loop-mediate disothermal amplification (LAMP).** Parasitology Research, Berlin, v. 109, n. 6, p. 1735-1739, 2011.

LOPES, S. T. P. et al. ***Trypanosoma vivax* em bovino leiteiro.** Acta Scientiae Veterinariae, v. 46, n. 1, p. 287, 2018.

MADRUGA, C. R. **Epidemiologia do *Trypanosoma vivax* no Brasil.** Ciência Animal Brasileira, v. 1, 2009.

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

MENESES, R. M. **Tripanossomose bovina em Minas Gerais, 2011: soroprevalência e fatores de risco.** 2016.

MORAES, M. A. V. ***Trypanosoma vivax*: Infecção experimental em bovinos (*Bos indicus*).** 2001. 104 f. Dissertação (Mestrado em Patologia Animal) - Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Jaboticabal, 2001.

MURATA, H.; SHIMADA, N.; YOSHIOKA, M. **Current research on acute phase proteins in veterinary diagnosis: an over view.** The Veterinary Journal, London, v. 168, n. 1, p. 28-40, 2004.

NDAO, M.; KELLY, N.; NORMANDIN, D.; MACLEAN, J. D.; WHITEMAN, A.; KOKOSKIN, E.; AREVALO, I.; WARD, B. J. ***Trypanosoma cruzi* infection of squirrel monkeys: comparison of bloods near examination, commercial enzyme-linked immunosorbent assay, and polymerase chain reaction analysis as screening tests for evaluation of monkey-related injuries.** Comparative Medicine, Memphis, v. 50, n. 6, p. 658-665, 2000.

NDUNG'U, J. M.; ECKERSALL, P. D.; JENNINGS, F. W. **Elevation of the**

concentration of acute phase proteins in dogs infected with *Trypanosoma brucei*. Acta Tropica, Basel, v. 49, n. 2, p. 77-85, 1991.

OHWADA, K.; TAMURA, K. Usefulness of alpha 1 and acid glycoprotein (alpha 1-AG) values in screening poun dogs acquired from animal shelters for experimental use. Journal of Experimental Animal Science, Jena, v. 42, n. 4, p. 627-630, 1995.

PAIVA, F. et al. Trypanosoma vivax em bovinos no Pantanal do Estado do Mato Grosso do Sul, Brasil: I-Acompanhamento clínico, laboratorial e anatomopatológico de rebanhos infectados. Rev. Bras. Parasitol. Vet, v. 9, n. 2, p. 135-141, 2000.

PIMENTEL, de S. P.; RAMOS, C. A. do N.; RAMOS, R. A. do N.; ARAÚJO, F. R. de; BORBA, M. L.; FAUSTINO, M. A. da G.; ALVES, L. C. First report and molecular characterization of Trypanosoma vivax in cattle from state of Pernambuco, Brazil. Veterinary Parasitology, Amsterdam, v. 185, n. 2-4, p. 286-289, 2012.

SALAS, R. Z. et al. Frecuencia de infección por Trypanosoma sp. en búfalos de agua (Bubalus bubalis) em cuatro hatos bufaleros de Barrancabermeja, Colombia. Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias, v. 22, n. 1, p. 25-32, 2009.

SALGADO, B. S.; BATTAGLIA, C. T.; STUCHI, R. S.; CADIOLI, F. A.; ROZZA, D. B. What is your diagnosis? Lymphadenopathy in a cow with severe anemia. Veterinary Clinical Pathology, Santa Barbara, v. 40, n. 1, p. 103-104, 2011.

SANTOS, V. R. et al. Ocorrência de anticorpos IgG anti-Trypanosoma vivax (Ziemann, 1905) em bovinos procedentes do estado de Alagoas, Brasil. 2013.

SNACK, A. Prevalência e fatores de risco associados a infecção por Neosporacanium e Trypanosoma vivax em bovinos leiteiros e ocorrência de N. caninum e parasitos gastrointestinais em cães de propriedades rurais do Oeste do Paraná, Brasil. 2017.

SILVA, R. A. M. S.; RAMIREZ, L.; SOUZA, S. S.; ORTIZ, A. G.; PEREIRA, S. R.; DÁVILA, A. M. R. Hematology of natural bovine trypanosomosis in the Brazilian pantanal and Bolivian wetlands. Veterinary Parasitology, Amsterdam, v. 85, n. 1, p. 87-93, 1999.

SILVA, R. A. M. S.; SEIDL, A.; RAMIREZ, L.; DÁVILA, A. M. R. Trypanosoma evansi Trypanosoma vivax: Biologia, diagnóstico e controle. Corumbá: EMBRAPA, 2002. 137 p.

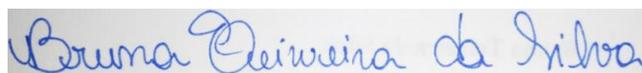
SCHENK, M. A. M.; MENDONÇA, C. L.; MADRUGA, C. R.; KOHAYAGAWA, A.; ARAÚJO, F. R. **Avaliação clínico-laboratorial de bovinos nelore infectados experimentalmente com *Trypanosoma vivax***. Pesquisa Veterinária Brasileira, Rio de Janeiro, v. 21, n. 4, p. 157-163, 2001.

TAFUR, T. et al. **Prevalencia de *Trypanosoma vivax* en bovinos de selva alta en la provincia de Chachapoyas, Amazonas**. Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú, v. 13, n. 2, p. 94-97, 2002.

VAN DEN BOSSCHE, P.; SHUMBA, W.; NJAGU, C.; SHERENI, W. **The distribution of bovine *Trypanosoma* in Zimbabwe and an evaluation of the value of an anti-*trypanosoma* antibody detection ELISA as a tool for monitoring the effectiveness of Tse-tse control operations**. Tropical Animal Health and Production, Edinburgh, v. 33, n. 5, p. 391-405, 2001.

AUTORIZAÇÃO

Autorizo a reprodução e/ou divulgação total ou parcial do presente trabalho, por qualquer meio convencional ou eletrônico, desde que citada a fonte.

A handwritten signature in blue ink that reads "Bruna Teixeira da Silva". The signature is written in a cursive style and is placed on a light gray rectangular background.

Bruna Teixeira da Silva

bruunateixeira@outlook.com

Universidade Federal dos Vales do Jequitinhonha e Mucuri
Av. Vereador João Narciso, 1380- Cachoeira, Unaí- MG, 38610-000