

INSTITUTO FEDERAL DE EDUCAÇÃO, CIÊNCIA E TECNOLOGIA DA PARAÍBA
CAMPUS SOUSA
BACHARELADO EM MEDICINA VETERINÁRIA

Basílio Felizardo de Lima Neto

PREVALÊNCIA DE *Trypanosoma vivax* EM BOVINOS LEITEIROS DOS ESTADOS DA
PARAÍBA E CEARÁ, COM RELATO DE SURTO EM MUNICÍPIO CEARENSE

SOUSA-PB
2024

Basílio Felizardo de Lima Neto

PREVALÊNCIA DE *Trypanosoma vivax* EM BOVINOS LEITEIROS DOS ESTADOS DA
PARAÍBA E CEARÁ, COM RELATO DE SURTO EM MUNICÍPIO CEARENSE

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado,
como parte das exigências para a conclusão do
Curso de Graduação de Bacharelado em
Medicina Veterinária do Instituto Federal da
Paraíba, Campus Sousa.

Orientadora: Prof^ª. Dr^ª. Thais Ferreira Feitosa

SOUSA-PB
2024

Dados internacionais de catalogação na publicação

L732p	Lima Neto, Basílio Felizardo de. Prevalência de Trypanosoma vivax em bovinos leiteiros dos Estados da Paraíba e Ceará, com relato de surto em município cearense / Basílio Felizardo de Lima Neto, 2024. 32p.: il. Orientadora: Profa. Dra. Thais Ferreira Feitosa. TCC (Bacharelado em Medicina Veterinária) – IFPB, 2024. 1. Hemoparasitos. 2. Pecuária. 2. Hproblemas reprodutivos. 3. Surto. 4. Tripanossomose. . I. Título. II. Feitosa, Thais Ferreira.
IFPB Sousa (BC)	CDU 619



INSTITUTO FEDERAL DE EDUCAÇÃO, CIÊNCIA E TECNOLOGIA DA PARAÍBA
CAMPUS SOUSA

CURSO SUPERIOR DE BACHARELADO EM MEDICINA VETERINÁRIA

CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

Título: PREVALÊNCIA E FATORES DE RISCO ASSOCIADOS À INFECÇÃO POR *Trypanosoma vivax* EM REBANHOS BOVINOS LEITEIROS DOS ESTADOS DO CEARÁ E DA PARAÍBA, REGIÃO NORDESTE DO BRASIL

Autor: Basílio Felizardo de Lima Neto

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado ao Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia da Paraíba, Campus Sousa como parte das exigências para a obtenção do título de Bacharel em Medicina Veterinária.

Aprovado pela Comissão Examinadora em: 18 / 12 / 2024.

Professora Doutora Thaís Ferreira Feitosa
IFPB – Campus Sousa
Professora Orientadora

Professor Doutor Vinícius Longo Ribeiro Vilela
IFPB – Campus Sousa
Examinador 1

Professora Mestre Welitânia Inácia Silva
IFPB – Campus Sousa
Examinadora 2

DEDICATÓRIA

Dedico este trabalho àqueles que sentiram minha falta enquanto eu estive fora indo atrás de meus sonhos. Essa conquista é nossa.

AGRADECIMENTOS

A Deus, autor e princípio da vida, que me capacitou com sabedoria e resiliência para que eu pudesse chegar até aqui.

À criança que vive em mim, cuja determinação e coragem nunca se apagaram, mesmo diante dos desafios enfrentados na busca pelos sonhos e objetivos.

A minha mãe, *Alcione Correia*, minha primeira professora, mas que mesmo antes do ensino fundamental, já me ensinou muito sobre o que é mais importante na vida, o amor. Uma mulher que sempre fez de tudo para nos dar o melhor, abdicando muitas vezes dos seus próprios anseios. O meu primeiro bom dia e minha primeira mensagem ao chegar da faculdade. A meu pai *Paulo Felizardo*, agricultor e exemplo de pessoa para mim. O que primeiro me ensinou o valor do trabalho e da honra de um homem. Todo meu esforço é para que um dia eu possa recompensar um pouco de tudo o que já fizeram por mim.

Aos meus irmãos *Iane Felizardo*, *Vinicius Teixeira* e *Jonathan Felizardo*, por serem meus melhores amigos e nunca terem soltado a minha mão. Vejo em vocês a inspiração de quem quero ser. Em especial à *Iane*, minha maior confidente, que não mede esforços para me ajudar com o que for preciso. Agradeço a Deus todos os dias por ter me dado irmãos tão especiais e presentes.

Às famílias *Correia e Felizardo*, minhas maiores referências de união e amor. “Onde todos são por um e um por todos”. Aqueles que em um almoço de domingo em 2020, choravam ao me verem partindo para começar um novo ciclo e que hoje com toda certeza se alegram por me verem chegar até aqui. Em especial à minha avó, *Ione Correia*, mulher de fibra que criou quatro filhos sozinha, sendo meu maior exemplo de perseverança. Obrigado por ter sempre sido a minha segunda mãe.

Aos amigos que sempre estiveram em minha vida, em especial a *Mariana Felizardo*, *Felipe do Nascimento*, *Carla Felizardo*, *Luana Felizardo*, *Nicole Holanda*, *Vitória Holanda*, *Vitória Felizardo*, *Carina Felizardo*, *Lohanne Soares*, *Anita Maria*, *Miguel Pedro*, *Luis Fernando*, *Maria Ester Josino*, *Maria Fernanda Vieira*, *Luana Vieira*, *Vitória Andrade* e *Thamires Tomaz*. Obrigado por nunca terem soltado a minha mão. Mesmo que a distância parecesse nos separar, sempre estivemos unidos no coração.

A todos os amigos que fiz durante esse percurso, que tonaram a caminhada mais leve e me ajudaram a seguir. Excepcionalmente, agradeço a *Milla Cordeiro*, *Alyson Lucas*, *Maysa Nobre*, *Maria Jessianny Diniz*, *Luis Henrique Vieira*, *Rebeca Januário* e *Lucas Julião*. Em especial, agradeço a *Ryandro Martins*, que mais do que um apartamento, dividiu comigo

anseios, momentos felizes, desabafos e realizações. Também à equipe do Laboratório de Parasitologia Veterinária, que se tornou uma família para mim. Agradeço a *Jordania Oliveira, Samira Batista, Ana Dantas, Ana Maria dos Santos, Larissa Claudino, Aniellen Aguiar, João Victor Santos, Edna Rolim, Victor Hugo Formiga, Geraldo Ribeiro, Felipe Boniedj e Ana Patrícia Gomes.*

À minha banca por participarem desse momento tão especial. *Prof. Welitânia Silva*, obrigado por todos os conhecimentos a mim repassados e por ter se tornado uma grande amiga. *Prof. Vinícius Vilela*, obrigado por me apresentar a vida científica e por me conduzir tão bem até aqui, me ensinando muito do que hoje sei. O senhor é inspiração para mim. *Prof. Thais Feitosa*, minha grandiosa orientadora, obrigado por ser um guia e por ter me ajudado a encontrar o meu lugar nessa profissão em um momento de tantas incertezas. Toda a minha admiração pela senhora. Agradeço por terem me acolhido tão bem, vocês sempre estarão em meu coração.

A todos os professores da Medicina Veterinária do IFPB, em especial à *Prof. Carla Monadeli*, que acreditou em mim e tanto me ensinou. Carrego a senhora no meu coração. Enfim, agradeço à educação pública por permitir ao filho de uma professora e um agricultor chegar ao sonho do ensino superior. Eterna gratidão ao IFPB, Campus Sousa por ser a minha segunda casa nesses últimos cinco anos.

RESUMO

Objetivou-se determinar a prevalência de *Trypanosoma vivax* em bovinos leiteiros dos Estados do Ceará e Paraíba, Nordeste do Brasil, compreender os fatores de risco associados às infecções e acompanhar surtos de tripanossomose. Foram coletadas 390 amostras de sangue de bovinos em seis municípios do Ceará e 17 da Paraíba. Foram aplicados questionários epidemiológicos no momento das coletas. Após a coleta, as amostras foram centrifugadas, realizada a extração de DNA e analisadas por Reação em Cadeia da Polimerase (PCR). A prevalência encontrada foi de 1,02% (4/390), com todas as amostras positivas provenientes de uma única propriedade no município de Orós, no Estado do Ceará, onde 80% (4/5) dos animais amostrados estavam infectados. Não houve fatores de risco associados à infecção. Na propriedade onde as amostras foram positivas, ocorreram abortos sucessivos e repetição de cios entre as matrizes. Foi relatado que na propriedade houve a introdução de animais anteriormente à coleta, ausência prévia de problemas reprodutivos e compartilhamento de seringas e agulhas entre os animais. Foi instituído tratamento tripanocida com cloreto de isometamidium a 2% e os sinais clínicos cessaram no rebanho. Um ano após o surto, uma nova coleta foi realizada em 21 animais do rebanho, não sendo nenhum animal positivo. Este trabalho contribui para o entendimento epidemiológico da tripanossomose bovina no Semiárido do Nordeste brasileiro. Apesar da baixa prevalência encontrada, *T. vivax* ocorre em forma de surtos no Semiárido, podendo causar perdas econômicas significativas a produtores de bovinos dos Estados do Ceará e Paraíba.

Palavras-chave: Hemoparasitos. Pecuária. Problemas reprodutivos. Surto. Tripanossomose.

ABSTRACT

The aim of this study was to determine the prevalence of *Trypanosoma vivax* in dairy cattle from the states of Ceará and Paraíba, Northeastern Brazil, to understand the risk factors associated with infections and to control trypanosomiasis outbreaks. A total of 390 blood samples were collected from cattle in six municipalities in Ceará and 17 in Paraíba. Epidemiological questionnaires were applied at the time of collection. After collection, the samples were centrifuged, DNA was removed and confirmed by Polymerase Chain Reaction (PCR). The prevalence found was 1.02% (4/390), with all positive samples coming from a single property in the municipality of Orós, in the state of Ceará, where 80% (4/5) of the sampled animals were infected. There were no risk factors associated with infection. On the property where the samples were positive, successive abortions and reproduction of offspring occurred among the dams. It was reported that animals had been introduced to the property prior to collection, without previous occurrence of reproductive problems and sharing of syringes and needles among animals. Trypanocidal treatment with 2% isometamidium chloride was instituted and clinical signs ceased in the herd. One year after the outbreak, a new collection was performed on 21 animals of the herd, with no positive animals. This study contributes to the epidemiological understanding of bovine trypanosomiasis in the semiarid region of Northeastern Brazil. Despite the low prevalence found, *T. vivax* occurs in the form of outbreaks in the semiarid region, which can cause significant economic losses in cattle production in the states of Ceará and Paraíba.

Keywords: Hemoparasites. Livestock. Reproductive problems. Outbreak. Trypanosomiasis.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 1 – Distribuição dos municípios em que foram realizadas coletas de amostras de sangue de bovinos nos Estados do Ceará e Paraíba, Nordeste do Brasil.....	19
---	----

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 – Distribuição das propriedades e amostras de sangue de bovinos coletadas por município nos Estados do Ceará e Paraíba, Nordeste do Brasil.....	21
--	----

LISTA DE ABREVIATURAS E SÍMBOLOS

%	Porcentagem
≤	Menor ou igual
®	Marca registrada
d	Erro amostral de 6%
CEUA	Comitê de Ética no Uso de Animais
DNA	Ácido Desoxirribonucleico
EDTA	Ácido etilenodiamino tetra-acético
ELISA	Ensaio de Imunoabsorção Enzimática
IFPB	Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia da Paraíba
kg	Quilograma
LABMOL	Laboratório de Biologia Molecular
mg	Miligrama
min	Minutos
ml	Mililitro
<i>n</i>	Número de animais amostrados
<i>N</i>	Número de amostras
n.º	Número
p	prevalência esperada de 50%
pb	Pares de base
PCR	Reação em Cadeia da Polimerase
R\$	Reais
RIFI	Reação de Imunofluorescência Indireta
<i>T. brucei</i>	<i>Trypanosoma brucei</i>
<i>T. congolense</i>	<i>Trypanosoma congolense</i>
<i>T. equiperdum</i>	<i>Trypanosoma equiperdum</i>
<i>T. evansi</i>	<i>Trypanosoma evansi</i>
<i>T. simiae</i>	<i>Trypanosoma simiae</i>
<i>T. suis</i>	<i>Trypanosoma suis</i>
<i>T. vivax</i>	<i>Trypanosoma vivax</i>
µl	Microlitro
µM	Micromolar

UV	Ultravioleta
V	Volts
Z	Valor da distribuição normal para nível de confiança de 95%

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	12
2. FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA	13
2.1 Etiologia	13
2.2 Transmissão	14
2.3 Sinais Clínicos	15
2.4 Diagnóstico	16
2.5 Tratamento e controle	16
3. MATERIAIS E MÉTODOS	17
3.1 Comitê de Ética	17
3.2 Amostragem	18
3.3 Área de estudo	18
3.4 Processamento inicial das amostras e extração de DNA	19
3.5 Reação em Cadeia da Polimerase (PCR)	20
3.6 Questionário Epidemiológico	20
3.7 Análise estatística	20
3.8 Acompanhamento de surto	21
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO	21
5. CONCLUSÃO	25
6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	25

1. INTRODUÇÃO

A tripanossomose pode causar grandes prejuízos econômicos a propriedades leiteiras no Brasil. Um estudo visou determinar os prejuízos decorrente de um surto de tripanossomose no Estado de Minas Gerais, Centro-Oeste do Brasil, ocorrido em 2008, totalizando um prejuízo de R\$ 2.006,55 decorrente do descarte do leite. Além disso, houve um custo de R\$800,00 em 2007 e R\$5.600,00 em 2008, em 322 tratamentos realizados, chegando a um custo de R\$19,87 por tratamento (Abrão *et al.*, 2009).

Trypanosoma spp. é um gênero de protozoários patogênicos economicamente importantes para o continente africano, especialmente em áreas onde há a presença da mosca tsé-tsé (*Glossina* spp.), que é seu vetor biológico, (Gardiner, 1989). Dentro do gênero, *Trypanosoma (Duttonella) vivax* (Brenner 1979) se configura como a espécie mais importante para bovinos, causando distúrbios e mortes nesses animais. Através da sua adaptação à transmissão mecânica, por moscas hematófagas dos gêneros *Tabanus* spp. e *Stomoxys* spp., *T. vivax* conseguiu se disseminar a outras regiões do mundo, chegando às Américas Central e do Sul (Batista *et al.*, 2008).

O primeiro relato de surto de tripanossomíase por *T. vivax* em bovinos na região Nordeste, ocorreu no município de Catolé do Rocha, no Semiárido da Paraíba, onde 64 animais apresentaram sintomatologia clínica e 11 vieram a óbito. Os quadros clínicos foram caracterizados por febre, anemia, perda de peso, hipoglicemia e sinais nervosos caracterizados por incoordenação, tremores musculares, cegueira transitória e/ou permanente, hipermetria, além de lesões histológicas caracterizadas por meningoencefalite e malácia (Batista *et al.*, 2007).

Estudos demonstram que o Semiárido brasileiro não é endêmico para a tripanossomíase causada por *T. vivax*, acontecendo em formas de surtos esporádicos, o que pode ser explicado pela instabilidade do clima dessa região durante o ano, fator limitante desenvolvimento dos vetores mecânicos, que transmitem o parasito entre os animais. Por esse motivo, os animais não desenvolvem imunidade ativa eficaz, favorecendo a ocorrência de novos surtos no período chuvoso, onde há o reaparecimento dos vetores mecânicos. Esses surtos acontecem de forma grave, com alta mortalidade e perdas econômicas (Batista *et al.*, 2007, 2008). Outros fatores que predispõe a ocorrência de surtos são a introdução de animais infectados com *T. vivax* em áreas não endêmicas (Madruga, 2004), ou a introdução de animais domésticos de regiões não endêmicas em áreas endêmicas da doença (Batista *et al.*,

2007, 2008; Osorio *et al.*, 2008).

A elevada presença de vetores mecânicos e práticas de manejo inadequado em ambientes de criação de rebanhos leiteiros, favorece a manutenção do ciclo de *T. vivax*, trazendo consideráveis prejuízos econômicos para os produtores e colocando em risco a saúde e a vida dos animais. Com a falta de dados sobre a epidemiologia atual deste parasito em municípios dos estados do Ceará e da Paraíba, não é possível realizar um controle efetivo, assim como, a conscientização dos produtores para adotar medidas preventivas no manejo de seu rebanho. Dessa forma, este estudo objetivou, determinar a prevalência de *T. vivax* em bovinos de rebanhos leiteiros dos Estados da Paraíba e Ceará, Nordeste do Brasil, entender quais os fatores de risco associados à essas infecções e identificar surtos.

2. FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

2.1 Etiologia

Tripanossomas são protozoários patogênicos da família Trypanosomatidae e do gênero *Trypanosoma* (Fetene *et al.*, 2021). No gênero *Trypanosoma* estão incluídas as espécies *T. brucei*, *T. congolense*, *T. equiperdum*, *T. evansi*, *T. simiae*, *T. suis* e *T. vivax*, causadores das tripanossomoses ou tripanossomíases em vários hospedeiros mamíferos, dentre eles, os humanos (Stevens; Brisse, 2008). Essas doenças se distribuem na África, América Latina e Ásia (Luckins; Dwinger, 2004; Cecchi *et al.*, 2014). As espécies de *Trypanosoma* que infectam mamíferos podem ser divididas nas seções Stercoraria e Salivaria. Na seção Stercoraria estão os parasitos que se desenvolvem no tubo digestivo dos vetores, sendo transmitidos através de suas fezes. Já na seção Salivaria, estão agrupados os tripanossomas transmitidos por vetores que carregam o parasito nas suas glândulas salivares e permitem o seu desenvolvimento, assim como os insetos que transmitem o parasito por transmissão mecânica (Brener, 1979).

Os tripanossomas possuem um grande cinetoplasto e se multiplicam de forma descontínua em vertebrados, nas formas amastigotas ou epimastigotas. No caso dos tripanossomas salivares, a multiplicação ocorre de forma contínua como tripomastigotas. Em decorrência da complexidade do grupo dos tripanossomas que infectam mamíferos, uma nova classificação em subgêneros foi realizada com base em hipóteses filogenéticas. Para *T. vivax*, introduziu-se o subgênero *Duttonella* (Brener, 1979; Osório *et al.*, 2008). As principais características do subgênero *Duttonella* são grandes cinetoplastos terminais

situados na extremidade posterior que é arredondada, a presença de membrana ondulada de desenvolvimento médio e um flagelo livre (Osório *et al.*, 2008).

2.2 Transmissão

A transmissão de *T. vivax* na África acontece de forma cíclica, na probóscide da mosca tsé-tsé. Ao realizar o repasto sanguíneo, o inseto ingere formas tripomastigotas, que se transformam em epimastigotas e posteriormente em tripomastigotas metacíclicas, que é a forma infectante para hospedeiros vertebrados. O único vetor onde *T. vivax* pode se multiplicar e continuar na fase infectante é *Glossina* spp., também conhecida como mosca tsé-tsé. Em áreas onde não há a ocorrência da mosca tsé-tsé, como na América do Sul, a transmissão de *T. vivax* se dá de forma mecânica, através de moscas hematófagas. Nesse tipo de vetor, o parasito não muda de forma (Hoare, 1972; Molyneux; Ashford, 1983; Gardiner, 1989).

Na transmissão mecânica, a mosca hematófaga realiza o repasto sanguíneo, ingerindo as formas sanguíneas do parasito, que permanecem infecciosas por um breve tempo, podendo ser transmitidas a outro animal no repasto sanguíneo seguinte. Através da adaptação à transmissão mecânica, *T. vivax* se estabeleceu na América do Sul. Os vetores mecânicos responsáveis pela sua disseminação nesse continente foram as mutucas (*Tabanus* spp.) (Hoare, 1972) e as moscas dos estábulos (*Stomoxys* spp.) (Levine, 1973). No primeiro surto relatado em uma fazenda do Estado de São Paulo, Sudeste do Brasil, foram encontrados muitos exemplares de *Haematobia irritans* (mosca dos chifres) e *Stomoxys calcitrans* (mosca dos estábulos) (Cardioli *et al.*, 2012).

T. vivax já foi detectado em *Rhipicephalus (boophilus) microplus* (carrapato do boi), *Amblyomma cajennense* (carrapato estrela) e no piolho *Haematopinus tuberculatus*, entretanto, não existem informações suficientes sobre seu papel na manutenção do ciclo do parasito (Bolivar, 2013; Dyonisio *et al.*, 2020; Castelli *et al.*, 2021).

Outra importante forma de transmissão de *T. vivax* para bovinos é a via iatrogênica, através do reaproveitamento de seringas e agulhas entre múltiplos animais. Tripanossomas podem se manter viáveis, independentemente do tempo, em diversas substâncias administradas de forma injetável em animais. Estudos verificaram a presença do protozoário em 100% de ocitocinas aplicadas em animais leiteiros (Melo Junior *et al.*, 2022). Relatos de surtos de tripanossomose na literatura associam a introdução de novos animais no rebanho e o compartilhamento de agulhas e seringas para administração de medicamentos como fatores

predisponentes para a ocorrência da tripanossomose (Reis *et al.*, 2019).

Na via de transmissão transplacentária, *T. vivax* atravessa a corrente sanguínea materna e infecta fetos, provocando lesões e consequentes alterações no crescimento, viabilidade fetal e evolução da gestação (Batista *et al.*, 2022).

2.3 Sinais clínicos

O quadro clínico apresentado pelos animais inclui apatia, mucosas pálidas, linfonodos aumentados, diarreia, edema submandibular, secreção nasal serosa, tosse, sialorréia, hiporexia, anorexia, perda progressiva de peso, queda repentina na produção de leite e morte. Além disso, fêmeas gestantes podem apresentar metrite e aborto. Os animais acometidos geralmente exibem baixo escore corporal e hiporexia (Fidelis Junior *et al.*, 2016; Castilho Neto *et al.*, 2021).

Na fase aguda da doença, onde a parasitemia está alta, os animais apresentam a maioria dos sintomas. A anemia é um sinal frequente nos casos tripanossomíase por *T. vivax*, sendo resultado da fagocitose generalizada de eritrócitos e plaquetas pelos macrófagos (Gardiner, 1989; Igbokwe *et al.*, 1996; Osorio *et al.*, 2008). Com a anemia, o animal pode desenvolver insuficiência cardíaca congestiva (Gardiner, 1989). Estudos mostraram que durante a avaliação de animais positivos e negativos para *T. vivax* observou-se que o hematócrito dos animais parasitêmicos era significativamente menor do que o dos animais que não apresentavam parasitemia (Fesseha *et al.*, 2022).

Com o avanço para a infecção crônica, a parasitemia tende a cair em decorrência da resposta imune do hospedeiro. A variação antigênica de *T. vivax* e a resposta imune desenvolvida ampliam a infecção crônica (Turner, 1997; Jackson *et al.*, 2012). Nessa fase, os animais podem apresentar anemia, atraso no crescimento, perda de peso, aborto, redução da fertilidade e queda na produção de leite (Maikaje *et al.*, 1991; Vargas; Arellano, 1997; Batista *et al.*, 2009; Rodrigues *et al.*, 2013; Silva *et al.*, 2013).

Os principais sinais clínicos observados em animais infectados por *T. vivax* em surtos no Brasil foram: perda progressiva de peso, queda expressiva na produção de leite, anemia, aborto, anestro e mortalidade perinatal (Batista *et al.*, 2022).

2.4 Diagnóstico

Várias técnicas podem ser utilizadas para o diagnóstico de *T. vivax*. Entre elas estão

o meio de pesquisa direta em esfregaço sanguíneo, a técnica de concentração em tubo de microhematócrito ou técnica de Woo, a pesquisa em camada leucocitária, a Reação de Imunofluorescência Indireta (RIFI), o Ensaio de Imunoabsorção Enzimático (ELISA) e a Reação em Cadeia da Polimerase (PCR) (Lopes *et al.*, 2018).

Os métodos parasitológicos diretos possuem baixa sensibilidade durante infecções crônicas, período em que há pequena quantidade de parasitos circulantes (Desquesnes, 2004; Cadioli *et al.*, 2015). Testes sorológicos, como a Reação de Imunofluorescência Indireta (RIFI) e o Ensaio de Imunoabsorção Enzimático (ELISA), podem ser utilizados como triagem da infecção nos rebanhos, porém, estes exames não apontam se a infecção está ativa ou se o animal respondeu ao tratamento (Cadioli *et al.*, 2012, 2015). Os métodos moleculares como a Reação em Cadeia da Polimerase convencional (cPCR) são excelentes ferramentas de diagnóstico (Cadioli *et al.*, 2015). Estudos evidenciam as técnicas moleculares como altamente sensíveis, especialmente na fase patente da doença e com boa sensibilidade durante a fase sub-patente. Essas ferramentas podem ser utilizadas junto a técnicas sorológicas a fim de realizar o diagnóstico eficaz, especialmente em animais que permanecem infectados após o tratamento (Fidelis Junior *et al.*, 2019).

2.5 Tratamento e controle

Para o tratamento da infecção por *T. vivax* são utilizados os medicamentos diaceturato de diminazeno (Beronal®, Berenil® e Ganaseg®) (Whitelaw; Gardiner; Murray, 1989; Katunguka-Rwakishaya; Murray; Holmes, 1997) e o cloreto de isometamidium (Trypamidium®, Vivedium®) (Peregrine; Molo; Whitelaw, 1987; Desquesnes; De La Rocque; Peregrine, 1995; Geerts *et al.*, 1997, 2001), que possuem boa eficácia na eliminação do parasito (Osório *et al.*, 2008). O desenvolvimento da resistência de *T. vivax* a tripanocidas, se configura como uma ameaça do uso sustentável desses fármacos para o controle da tripanossomíase. Em áreas onde não tenha sido demonstrada resistência aos tripanocidas, deve-se pensar em uma estratégia de controle adequada, a fim de evitar o desenvolvimento da resistência (Van den Bossche; Shumba; Makhambra, 2000; Osório *et al.*, 2008).

O controle da tripanossomíase consiste em limitar o deslocamento de animais doentes, tratar animais infectados, realizar o monitoramento epidemiológico para avaliar a distribuição e gravidade da doença, além de implementar medidas para eliminar ou controlar o vetor (Dwinger; Hall 2000). A velocidade da recuperação dos animais é influenciada pela nutrição, quantidade de exercícios durante a convalescença e duração da doença. Dessa

forma, animais com bom descanso e alimentação adequada tem recuperação mais rápida após o uso de medicação tripanocida, quando comparados a animais subnutridos que necessitam andar longas distâncias para se alimentar ou ingerir água (Kinabo, 1993; Van den Bossche; Shumba; Makhambera, 2000), o que é um fator agravante para a doença em regiões em que ela é enzoótica, onde os casos acontecem em períodos de escassez de alimentos ou água, dificultando a recuperação (Osório *et al.*, 2008).

Nos casos de tripanossomíase crônica, a terapia tripanocida se demonstra ineficaz na maioria das vezes, pois nesta fase, o parasito está predominantemente em tecidos e não na circulação sanguínea, fazendo com que o medicamento não consiga atingir níveis plasmáticos adequados para eliminá-lo. Por este motivo, animais afetados permanecem magros e anêmicos, mesmo com o tratamento instituído (Murray; Dexter, 1988; Kinabo, 1993; Osório *et al.*, 2008; Dagnachew *et al.*, 2015; Rodrigues *et al.*, 2024).

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Comitê de Ética

O presente estudo atendeu às normas para pesquisa envolvendo animais de acordo com o Regulamento n.º 38/18, que estabelece restrições ao uso de animais em pesquisa. A pesquisa foi submetida ao Comitê de Ética no Uso de Animais (CEUA) do Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia da Paraíba (IFPB), sob o processo 23000.000920.2024-17.

3.2 Amostragem

Para determinar o número de amostras a serem avaliadas, foi realizada amostragem aleatória simples segundo Thrusfield (2007).

$$N = \frac{Z^2 \cdot p (1 - p)}{d^2}$$

N: número de amostras;

Z: valor de distribuição normal para o nível de confiança de 95%;

p: prevalência esperada de 50%;

d: erro amostral de 5%.

Ajustada a população local pela fórmula:

$$n_{ajus} = \frac{Nxn}{N + n}$$

Onde:

n_{ajus} : Número final de propriedades selecionadas

n : Número de propriedades selecionadas

N : Número de propriedades existentes

O segundo estágio foi a determinação do número de animais por propriedade baseado na detecção da doença no rebanho, de acordo com a fórmula (Thrusfield, 2007):

$$n_{ani} = \left\{1 - \left(1 - p^{\frac{1}{d}}\right)\right\} \cdot \left\{N - \frac{d}{2}\right\} + 1$$

Onde:

n_{ani} : Tamanho da amostra necessário

N : Tamanho da população da propriedade

d : Número de animais afetados na população (50%)

p : Probabilidade de encontrar pelo menos um caso na amostra (95%)

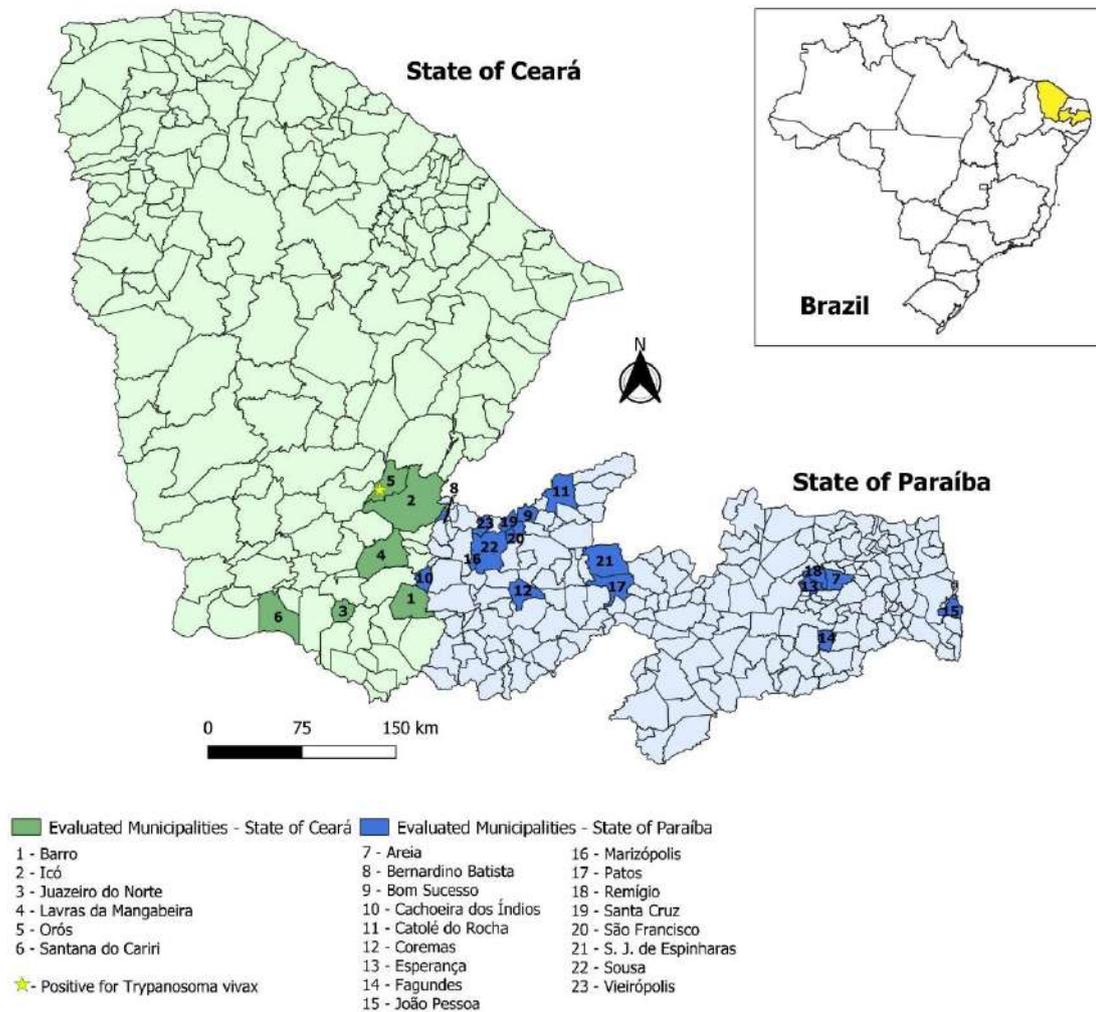
O número mínimo de amostras a serem avaliadas, determinado pelo cálculo amostral, foi de 385. Entretanto, devido à adesão dos produtores foram coletadas 390 amostras.

Em relação às propriedades, o número mínimo selecionado era de 40 fazendas, escolhidas ao acaso, de municípios dos Estados do Ceará e Paraíba. Em relação aos animais, nas propriedades que possuíam até 20 animais foram selecionadas 5 amostras e nas que possuíam mais de 20 foram selecionadas 6. Nas propriedades que possuíam até 4 animais todos os animais fizeram parte da amostra.

3.3 Área de estudo

Foram coletadas entre setembro de 2023 e novembro de 2024, 390 amostras de sangue da veia caudal mediana de bovinos de seis municípios do Estado do Ceará e 17 municípios do Estado da Paraíba (Figura 1). No Estado do Ceará, foram coletadas 125 amostras de 17 propriedades e no Estado da Paraíba foram coletadas 265 amostras de 44 propriedades. As amostras foram coletadas em tubos Vacutainer® com anticoagulante EDTA, através de acopladores reutilizáveis, identificadas e enviadas em caixa isotérmica com refrigeração ao Laboratório de Biologia Molecular (LABMOL) do IFPB, Campus Sousa. Os animais foram identificados pelo nome e/ou brinco (quando presente), idade, sexo e presença de sinais característicos da doença.

Figura 1 – Distribuição dos municípios em que foram realizadas coletas de amostras de sangue de bovinos nos Estados do Ceará e Paraíba, Nordeste do Brasil.



3.4 Processamento inicial das amostras e extração de DNA

As amostras foram centrifugadas e foi coletada a papa de leucócitos, transferida para microtubos de 1,5ml identificados, estéreis e livres de DNases, RNases, Pirogênios, corantes e metais pesados.

O DNA foi extraído das amostras utilizando kit de extração Cellco® (Blood-Animal-Plant DNA Preparation Kit - Cellco®, São Carlos, SP, Brasil), de acordo com as instruções do fabricante. Após a extração, o DNA foi analisado através de um espectrofotômetro de microvolumes (L-Quant III, Loccus, Brasil) para quantificação de DNA e RNA, a fim de atestar a eficiência da extração. O DNA extraído foi armazenado em microtubos de 1,5ml para PCR e mantido a -20°C até a realização da Reação em Cadeia da Polimerase (PCR).

3.5 Reação em Cadeia da Polimerase (PCR)

Para uma solução final a 20 μ l, 2 μ l de DNA foram acrescentados a 3,15 μ l de mix (Platinum™ Taq DNA Polymerase, cat 10966-030- Invitrogen, Carlsbad, CA, USA), 12,85 μ l de água ultrapura (dh2O) e 1,0 μ l de cada primer (10uM). Para a Reação em Cadeia da Polimerase (PCR), foram utilizados os primers TviCatL-F (5' GCCATCGCCAGTACCTCGCGA 3') e DTO155-R (5' TTAAAGCTCCAGGAGATTCTTGATGATCCAGTA 3') e as condições de termociclador descritas por Cortez *et al.*, (2009).

As reações foram submetidas à eletroforese em gel de agarose 1,5%, em 80V por 40min e fotodocumentadas sob luz UV. Amostras positivas amplificaram fragmento de 177 pares de base (pb), condizendo com a altura de banda descrita para *T. vivax* (Cortez *et al.*, 2009). Os tamanhos dos amplicons foram determinados utilizando marcador de peso molecular de 100 pb (GeneRuler DNA Ladder Mix™ - Invitrogen®, Carlsbad, CA, USA).

3.6 Questionário epidemiológico

No momento da coleta, foi aplicado em cada propriedade, um questionário epidemiológico acerca dos seguintes itens: quantidade de animais, sistema produtivo, raça, tipo de exploração, sistema produtivo, área de pastejo, principal problema sanitário, uso de mesma agulha em múltiplos animais, problemas com moscas, compartilhamento de pastagem com outras fazendas, rotação de touros e contato das matrizes com touros de outras propriedades.

3.7 Análise estatística

Com o intuito de identificar os fatores associados à prevalência de *T. vivax*, foram utilizados os dados dos questionários epidemiológicos, divididos em duas etapas: análises univariada e multivariada. Na análise univariada, cada variável independente foi correlacionada com a variável dependente (positividade), sendo que para aquelas em que o valor de p fosse $\leq 0,2$, segundo o teste qui-quadrado (Zar, 1999), seria realizada análise multivariada por meio de regressão logística múltipla (Hosmer e Lemeshow, 2000), com

nível de significância de 5%. Com o intuito de identificar possível colinearidade entre os dados, seria aplicado teste de correlação e, caso o coeficiente de correlação fosse maior que 0,9, uma das variáveis seria excluída pelo critério de plausibilidade biológica. Para verificar o ajuste do modelo, foram utilizados os parâmetros qui-quadrado e o teste Omnibus. Os resultados foram analisados utilizando o software GraphPad Prism 8.0.1.

3.8 Acompanhamento de surto

Na propriedade onde houve casos positivos, os animais foram acompanhados a fim de atestar a presença de sinais clínicos característicos da tripanossomose, evolução da doença e eficácia do tratamento.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Dentre as 390 amostras coletadas, 1,02% (4/390) foram positivas para *T. vivax* (Tabela 1). Estudos que estimam a prevalência de *T. vivax* no Semiárido nordestino são poucos, sendo a maior parte dos relatos relacionados a surtos isolados. Um recente estudo realizado no município de Quixeramobim, no Estado do Ceará, encontrou prevalência de 0,4% (1/246) para *T. vivax* em bovinos, corroborando com a prevalência encontrada no presente estudo. Entretanto, o estudo foi realizado em apenas um município (Rodrigues *et al.*, 2024), enquanto o presente estudo foi realizado em 23 municípios dentre os Estados do Ceará e Paraíba, com uma área de abrangência maior. Estudos de soroprevalência realizados no Estado da Paraíba, não encontraram nenhum animal positivo para *T. vivax*, assim como no presente estudo (Costa *et al.*, 2013). Outras regiões do Brasil, endêmicas para *T. vivax*, apresentam maior prevalência. No Estado de Goiás, foi relatada prevalência de 8,4% para *T. vivax* em bovinos de 24 fazendas de gado leiteiro, diferindo da prevalência encontrada no presente estudo (Bastos *et al.*, 2020).

Tabela 1 – Distribuição das propriedades e amostras de sangue de bovinos coletadas por município nos Estados do Ceará e Paraíba, Nordeste do Brasil.

Municípios	Nº de propriedades	Nº de amostras	Positivos (%)
Ceará			
Barro	3	19	0 (0)

Icó	10	86	0 (0)
Juazeiro do Norte	1	5	0 (0)
Lavras da Mangabeira	1	5	0 (0)
Orós	1	5	80 (4/5)
Santana do Cariri	1	5	0 (0)
<hr/>			
Paraíba			
<hr/>			
Areia	5	27	0 (0)
Bernardino Batista	3	15	0 (0)
Bom Sucesso	1	6	0 (0)
Cachoeira dos Índios	1	6	0 (0)
Catolé do Rocha	5	30	0 (0)
Coremas	1	13	0 (0)
Esperança	3	17	0 (0)
Fagundes	3	15	0 (0)
João Pessoa	5	25	0 (0)
Marizópolis	1	8	0 (0)
Patos	3	25	0 (0)
Santa Cruz	1	6	0 (0)
Remígio	6	31	0 (0)
São Francisco	1	6	0 (0)
São José de Espinharas	1	5	0 (0)
Sousa	3	15	0 (0)
Vieirópolis	1	15	0 (0)
Total	61	390	1,02 (4/390)

Não houve fatores de risco associados à infecção por *T. vivax* estatisticamente significantes. A ausência de fatores de risco pode ter ocorrido devido à baixa prevalência encontrada no presente estudo. No entanto, estudos no Brasil identificaram relação entre a infecção por *T. vivax* e fatores como a introdução de novos animais no rebanho e o uso de mesma agulha em múltiplos animais para aplicação de ocitocina (Bastos *et al.*, 2020; Costa *et al.*, 2013).

Todas as amostras positivas no presente estudo foram provenientes de uma mesma propriedade, localizada no município de Orós, no Estado do Ceará, onde foi detectada a infecção por *T. vivax* em 80% (4/5) dos animais amostrados do rebanho (Tabela 1). Foi relatado que no período em que foi realizada a coleta, estavam ocorrendo casos de abortos sucessivos e repetição do cio entre as matrizes da propriedade. Os animais eram criados em sistema semi-extensivo, pastando durante o dia e permanecendo no curral durante toda a noite e parte da manhã. Foi relatado ainda, que nos meses anteriores à coleta, foram adquiridos animais de outra propriedade da região e que não havia histórico de problemas reprodutivos no rebanho, antes do surto. Além disso, foi relatado que ocorria a prática de compartilhamento de seringas e agulhas entre os animais, para a administração de medicamentos e ocitocina na propriedade.

O surto relatado no presente estudo ocorreu no período seco, com ausência de vetores mecânicos. A introdução de novos animais no rebanho sem quarentena, pode ter sido a fonte de infecção para *T. vivax*, visto que antes do surto, não havia histórico de problemas reprodutivos na propriedade. Rodrigues *et al.*, (2024), também relataram que o único animal positivo para *T. vivax* encontrado em seu estudo, era proveniente de uma fazenda com histórico de problemas com tripanossomose e baixa incidência de moscas-dos-chifres ou mutucas. Além disso, Rodrigues *et al.*, (2024) ainda relataram que na fazenda com o caso positivo haviam sido introduzidos animais de fontes externas no período de seis meses antes da coleta, utilizava-se ocitocina durante a ordenha e houve casos de aborto, estros repetidos e sintomas neurológicos dentro do rebanho. Os dados se assemelham ao presente estudo com relação a sintomatologia clínica, introdução de animais no rebanho e uso de tratamentos injetáveis.

Surtos no Semiárido Nordeste já foram relatados no Ceará (Batista *et al.*, 2017), Rio Grande do Norte (Batista *et al.*, 2018), Maranhão (Pereira *et al.*, 2018), Paraíba (Batista *et al.*, 2007, 2008) e Sergipe (Vieira *et al.*, 2017). No Nordeste, ainda foram relatados surtos na Zona da Mata de Pernambuco (Pimentel *et al.*, 2012) e em regiões de clima tropical úmido na Bahia (Gomes *et al.*, 2021). No surto anteriormente descrito no Estado do Ceará

a repetição do estro e o aborto foram significativamente associados à infecção por *T. vivax* (Batista *et al.*, 2017), corroborando com a sintomatologia observada no presente estudo.

O uso compartilhado de agulhas entre diferentes animais, pode ter disseminado o parasito no rebanho, ocasionando o surto de tripanossomose na propriedade, visto que não existiam vetores mecânicos no momento do surto. Estudos verificaram a viabilidade de *T. vivax* em 109 produtos veterinários injetáveis, após contaminação do produto na aplicação, identificando que em 44% (48/109), *T. vivax*, permaneceu viável independentemente do tempo. Dentre as classes de medicamentos avaliadas, o parasito foi encontrado viável em 100% (7/7) de hormônios baseados em ocitocina (Melo Júnior *et al.*, 2022).

Após a confirmação da infecção por *T. vivax*, foi indicado o tratamento tripanocida, com cloreto de isometamidium a 2% (Vivedium®), na dose de 0,5 mg/kg por via intramuscular. Após a administração do tratamento os sinais clínicos reprodutivos no rebanho cessaram, sendo o mesmo eficaz no controle da doença e na eliminação do parasito. Batista *et al.* (2007), sugerem que a rápida estabilização da doença e eliminação da infecção por *T. vivax*, que acontece em surtos relatados no Semiárido nordestino, difere da evolução da doença em regiões endêmicas, onde há existência contínua de vetores e reservatórios, sendo os animais inoculados de forma frequente por vetores mecânicos, mantendo sua resposta imune protetora contra *T. vivax*, constantemente.

Uma segunda coleta foi realizada na propriedade um ano após o primeiro diagnóstico. Foram coletadas 21 amostras de sangue nos animais do rebanho, a fim de observar a ocorrência de reinfecções. Na nova coleta, todos os animais foram negativos para *T. vivax*. Foi relatado que na fazenda, parou-se de realizar a prática do compartilhamento de agulhas entre os animais e que não foram observados novos problemas reprodutivos na propriedade. Entretanto, Batista *et al.* (2007) identificaram baixa quantidade de anticorpos contra *T. vivax* em animais dois anos após um surto de tripanossomíase por *T. vivax* no Semiárido da Paraíba. A limitada persistência de anticorpos contra *T. vivax* em animais dessa região, parece favorecer o aparecimento de novos surtos de tripanossomíase quando os animais entram em contato com o parasito, sugerindo que o Semiárido brasileiro não é endêmico para tripanossomíase.

5. CONCLUSÃO

Conclui-se que é baixa a prevalência de *T. vivax* em bovinos dos Estados do Ceará e Paraíba, Nordeste do Brasil. Esta região está predisponente à ocorrência de

tripanossomíase em forma de surtos, portanto, a tripanossomose não deve ser subestimada no Semiárido nordestino.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABRÃO, D. C.; CARVALHO, A. U.; FACURY FILHO, E. J.; SATURNINO, H. M.; RIBEIRO, M. F. B. Impacto econômico causado por *Trypanosoma vivax* em rebanho bovino leiteiro no estado de Minas Gerais. In: VIII CONGRESSO BRASILEIRO DE BUIATRIA, 2009, Goiás. **Anais do VIII Congresso Brasileiro de Buiatria**. Goiás: Goiânia, 2009. p. 672-676.

ANDERSON, N. E.; MUBANGA, J.; FEVRE, E. M.; PICOZZI, K.; EISLER, M. C.; THOMAS, R.; WELBURN, S. C. Characterisation of the wildlife reservoir community for human and animal trypanosomiasis in the Luangwa Valley, Zambia. **PLoS Negl Trop Dis**, v. 5, n. 6, e1211, 2011.

AUTY, H.; ANDERSON, N. E.; PICOZZI, K.; LEMBO, T.; MUBANGA, J.; HOARE, R.; FYUMAGWA, R. D.; MABLE, B.; HAMILL, L.; CLEAVELAND, S.; WELBURN, S. C. Trypanosome diversity in wildlife species from the serengeti and Luangwa Valley ecosystems. **PLoS Negl Trop Dis**, p. 6, n. 10, e1828, 2012.

BASTOS, T. S. A.; FARIA, A. M.; COUTO, L. F. M.; NICARETTA, J. E.; CAVALCANTE, A. S. A.; ZAPA, D. M. B.; FERREIRA, L. L.; HELLER, L. M.; MADRID, D. M. C.; CRUVINEL, L. B.; ROSSI, G. A. M.; SOARES, V. E.; CADIOLI, F. A.; LOPES, W. D. Z. Epidemiological and molecular identification of *Trypanosoma vivax* diagnosed in cattle during outbreaks in central Brazil. **Parasitology**, v. 147, n. 12, p. 1313-1319, 2020.

BATISTA, J. S.; BEZERRA, F. S. B.; LIRA, R. A.; CARVALHO, J. R. G.; ROSADO NETO, A. M.; PETRI, A. A.; TEIXEIRA, M. M. G. Aspectos clínicos, epidemiológicos e patológicos da infecção natural em bovinos por *Trypanosoma vivax* na Paraíba. **Pesq. Vet. Bras.**, v. 28, n. 1, p. 63-69, 2008.

BATISTA, J. S.; DOS SANTOS, W. L. A.; DE SOUSA, A. C. F. C.; DA SILVA TEÓFILO, T.; BEZERRA, A. C. D. S.; RODRIGUES, V. H. V.; DA SILVA FILHO, J. A.; CAVALCANTE, T. V.; DE FREITAS MENDONÇA COSTA, K. M.; VIANA, G. A. Abortion and congenital transmission of *Trypanosoma vivax* in goats and ewes in semiarid northeastern Brazil. **Res Vet Sci**, v. 149, p. 125-127, 2022.

BATISTA, J. S.; FREITAS, C. I. A.; SILVA, J. B.; CAVALCANTE, T. V.; PAIVA, K. A. R.; LOPES, F. C.; LIRA, R. Clinical evaluation and reproductive indices of dairy cows naturally infected with *Trypanosoma vivax*. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 38, n. 5, p. 3031-3038, 2017.

BATISTA, J. S.; MOURA, G. H. F.; LOPES, F. C.; PAIVA, K. A. R.; ARAÚJO JÚNIOR, H. N.; GÓIS, R. C. S.; COSTA, K. M. F. M.; COELHO, W. A. C.; FREITAS, C. I. A. Risk factors for trypanosomiasis by *Trypanosoma vivax* in cattle raised in Rio Grande do Norte state. **Arq. Inst. Biol.**, v. 85, p. 1-6, 2018.

BATISTA, J. S.; OLIVEIRA, A. F.; RODRIGUES, C. M.; DAMASCENO, C. A.;

- OLIVEIRA, I. R.; ALVES, H. M.; PAIVA, E. S.; BRITO, P. D.; MEDEIROS, J. M.; RODRIGUES, A. C.; TEIXEIRA, M. M. Infection by *Trypanosoma vivax* in goats and sheep in the Brazilian semiarid region: from acute disease outbreak to chronic cryptic infection. **Vet Parasitol**, v. 28, n. 165, Suppl. 1-2, p. 131-5, 2009.
- 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, n. 2, p. 174-181, 2007.
- BIRHANU, H.; FIKRU, R.; SAID, M.; KIDANE, W.; GEBREHIWOT, T.; HAGOS, A.; ALEMU, T.; DAWIT, T.; BERKVEN, D.; GODDEERIS, B. M.; BÜSCHER, P. Epidemiology of *Trypanosoma evansi* and *Trypanosoma vivax* in domestic animals from selected districts of Tigray and Afar regions, Northern Ethiopia. **Parasit Vectors**, v. 8, p. 212, 2015.
- BOLIVAR, A. M. Detección de *Anaplasma marginale* y *Trypanosoma vivax* en garrapatas de ganado bovino empleando la reacción en cadena de la polimerasa. **Revista Eletrônica de Veterinária**, v. 14, n. 3, 2013.
- BRENER, Z. 1979. O parasito: Relações hospedeiro-parasito. In: BRENER, Z.; ANDRADE, Z. **Trypanosoma cruzi e doença de Chagas**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1949. p. 1-41.
- CADIOLI, F. A.; BARNABÉ, P. D. E. A.; MACHADO, R. Z.; TEIXEIRA, M. C.; ANDRÉ, M. R.; SAMPAIO, P. H.; FIDÉLIS JUNIOR, O. L.; TEIXEIRA, M. M.; MARQUES, L. C. First report of *Trypanosoma vivax* outbreak in dairy cattle in São Paulo state, Brazil. **Rev Bras Parasitol Vet**, v. 21, n. 2, p. 118-124, 2012.
- CADIOLI, F. A.; FIDELIS JUNIOR, O. L.; SAMPAIO, P. H.; DOS SANTOS, G. N.; ANDRÉ, M. R.; CASTILHO, K. J.; MACHADO, R. Z. Detection of *Trypanosoma vivax* using PCR and LAMP during aparasitemic periods. **Vet Parasitol**, v. 214, n. 1-2, p. 174-177, 2015.
- CASTELLI, G. S. N., DA SILVA, R. E., DA COSTA, A. P., & MARCILI, A. *Trypanosoma vivax*: uma breve revisão/*Trypanosoma vivax*: a brief review. **Brazilian Journal of Development**, v. 7, n. 11, p. 109155-109171, 2021.
- CASTILHO NETO, K. J. G. A.; GARCIA, A. B. D. C. F.; FIDELIS JUNIOR, O. L.; NAGATA, W. B.; ANDRÉ, M. R.; TEIXEIRA, M. M. G.; MACHADO, R. Z.; CADIOLI, F. A. Follow-up of dairy cattle naturally infected by *Trypanosoma vivax* after treatment with isometamidium chloride. **Rev Bras Parasitol Vet**, v. 26, n. 30, Suppl. 1, e020220, 2021.
- CECCHI, G.; PAONE, M.; FELDMANN, U.; VREYSEN, M. J. B.; DIALL, O.; MATTIOLI, R. C. Assembling a geospatial database of tsetse-transmitted animal trypanosomiasis for Africa. **Parasit Vectors**, v. 7, p. 1-10, 2014.
- CORTEZ, A. P.; RODRIGUES, A. C.; GARCIA, H. A.; NEVES, L.; BATISTA, J. S.; BENGALY, Z.; PAIVA, F.; TEIXEIRA, M. M. Cathepsin L-like genes of *Trypanosoma vivax* from Africa and South America-characterization, relationships and diagnostic implications. **Mol Cell Probes**, 2009 v. 23, n. 1, p. 44-51, 2009.

- COSTA, V. M.; RIBEIRO, M. F.; DUARTE, A. L.; MANGUEIRA, J. M.; PESSOA, A. F.; AZEVEDO, S. S.; BARROS, A. T.; RIET-CORREA, F.; LABRUNA, M. B. Seroprevalence and risk factors for cattle anaplasmosis, babesiosis, and trypanosomiasis in a Brazilian semiarid region. **Rev Bras Parasitol Vet**, v. 22, n. 2, p. 207-213, 2013.
- DAGNACHEW, S.; TEREFE, G.; ABEBE, G.; SIRAK, A.; BOLLO, E.; BARRY, D.; GODDEERIS, B. Comparative clinico-pathological observations in young Zebu (*Bos indicus*) cattle experimentally infected with *Trypanosoma vivax* isolates from tsetse infested and non-tsetse areas of Northwest Ethiopia. **BMC Vet Res**, v. 23, n. 11, p. 307, 2015.
- D'ARCHIVIO, S.; MEDINA, M.; COSSON, A.; CHAMOND, N.; ROTUREAU, B.; MINOPRIO, P.; GOYARD, S. Genetic engineering of *Trypanosoma (Duttonella) vivax* and in vitro differentiation under axenic conditions. **PLoS Negl Trop Dis**, v. 5, n. 12, p. 1461, 2011.
- DESQUESNES, M. 2004. **Livestock trypanosomoses and their vectors in Latin America**. Paris: OIE & CIRAD, 2004. p. 190.
- DESQUESNES, M.; DE LA ROCQUE, S.; PEREGRINE, A. S. French Guyana stock of *Trypanosoma vivax* resistant to diminazine acetate but sensitive to isometamidium chloride. **Acta Trop**, v. 60, p. 133-136, 1995.
- DWINGER RH, HALL, M. J. R. Trypanosomiasis due to *Trypanosoma vivax* in ruminants in Latin America - a review. In: **51-58 International Atomic Energy Agency, Vienna, Austria. Animal Trypanosomiasis: Diagnosis and Epidemiology**. The Netherlands: Backhuys Publishers, 2000. p. 50-55.
- DYONISIO, G.; BATISTA, H.; DA SILVA, R.; AZEVEDO, R.; COSTA, J.; MANHÃES, I.; TONHOSOLO, R.; GENNARI, S.; MINERVINO, A.; MARCILI, A. Molecular Diagnosis and Prevalence of *Trypanosoma vivax* (Trypanosomatida: Trypanosomatidae) in Buffaloes and Ectoparasites in the Brazilian Amazon Region. **Journal of Medical Entomology**, v. 58, n. 1, p. 403-407, 2020.
- FESSEHA, H.; ESHETU, E.; MATHEWOS, M.; TILANTE, T. Study on Bovine Trypanosomiasis and Associated Risk Factors in Benatsemay District, Southern Ethiopia. **Environ Health Insights**, v. 19, n. 16, e11786302221101833, 2022.
- FETENE, E.; LETA, S.; REGASSA, F.; BÜSCHER, P. Global distribution, host range and prevalence of *Trypanosoma vivax*: a systematic review and meta-analysis. **Parasit Vectors**, v. 25, n. 14, Suppl. 1, p. 80, 2021.
- FIDELIS JUNIOR, O. L.; SAMPAIO, P. H.; MACHADO, R. Z.; ANDRÉ, M. R.; MARQUES, L. C.; CADIOLI, F. A. Evaluation of clinical signs, parasitemia, hematologic and biochemical changes in cattle experimentally infected with *Trypanosoma vivax*. **Rev Bras Parasitol Vet**, v. 25, n. 1, p. 69-81, 2016.
- GARDINER, P. R. Recent studies of the biology of *Trypanosoma vivax*. **Adv Parasitol**, v. 28, p. 229-317, 1989.
- GEERTS, S.; HOLMES, P. H.; EISLER, M. C.; DIALL, O. African bovine trypanosomiasis: the problem of drug resistance. **Trends Parasitol**, v. 17, p. 25-28, 2001.

- GEERTS, S.; KAGERUKA, P.; DE DEKEN, R.; BRANDT, J. R.; KAZADI, J. M.; DIARRA, B.; EISLER, M. C.; LEMMOUCHI, Y.; SCHACHT, E.; HOLMES, P. H. Prophylactic effects of isometamidium and ethidium-sustained release devices against *Trypanosoma congolense* in cattle. **Acta Trop**, v. 65, p. 23-31, 1997.
- GOMES, H. C. S. F. G.; GENIPAPEIRO, I. L. J.; ANDRADE, F. T.; BARBOSA, D. C. V.; PACHECO, L. R.; SILVA, R. P. B.; PATROCÍNIO, E.; BARBOSA, C. J.; RIBAS, J. R. L.; BARBOSA, L. V. First detection of *Trypanosoma vivax* in cattle in the state of Bahia, Brazil, based on parasitological and molecular analyses. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 42, n. 3, Suppl. 1, p. 2065-2072, 2021.
- HOARE, C. A. **The Trypanosomes of Mammals: A Zoological Monograph**. Oxford: Blackwell Science Ltd, 1972.
- HOSMER, D. W.; LEMESHOW, S. **Applied logistic regression**, 2. ed. New York: John Wiley & Sons, 2000.
- IGBOKWE, I. O.; UMAN, I. A.; OMAGE, J. J.; IBRAHIM, N. D. G.; KADIMA, K. B.; OBAGAIYE, O.K.; SAROR, D. I.; ESIEVO, K. A. N. Effect of acute *Trypanosoma vivax* infection on cattle erythrocyte glutathione and susceptibility to in vitro peroxidation. **Vet Parasitol**, v. 63, p. 215-224, 1996.
- JACKSON, A. P.; BERRY, A.; ASLETT, M.; ALLISON, H. C.; BURTON, P.; VAVROVA-ANDERSON, J.; BROWN, R.; BROWNE, H.; CORTON, N.; HAUSER, H.; GAMBLE, J.; GILDERTHORP, R.; MARCELLO, L.; MCQUILLAN, J.; OTTO, T. D.; QUAIL, M. A.; SANDERS, M. J.; VAN TONDER, A.; GINGER, M. L.; FIELD, M. C.; BARRY, J. D.; HERTZ-FOWLER, C.; BERRIMAN, M. Antigenic diversity is generated by distinct evolutionary mechanisms in African trypanosome species. **Proc Natl Acad Sci U S A**, v. 28, n. 109, Suppl. 9, p. 3416-3421, 2012.
- KASSIAN, E. N.; SIMUUNZA, M. C.; SILAYO, R. S.; MOONGA, L.; NDEBE, J.; SUGIMOTO, C.; NAMANGALA, B. Prevalence and risk factors of bovine trypanosomosis in Kilwa district, Lindi region of southern Tanzania. **Vet Parasitol Reg Stud Reports**, v. 9, p. 1-5, 2017.
- KATUNGUKA-RWAKISHAYA, E.; MURRAY, M.; HOLMES, P. H. Susceptibility of three breeds of Ugandan goats to experimental infection with *Trypanosoma congolense*. **Trop Anim Health Prod**, v. 29, p. 7-14, 1997.
- KINABO, L. D. B. Pharmacology of existing drugs for animal trypanosomiasis. **Acta Trop**, v. 54, p. 169-183, 1993.
- LEVINE, N. D. The hemoflagellates. In: LEVINE, N. D. **Protozoan parasites of domestic animals and of man**, 2nd ed. Minneapolis: Burgess Publishing, 1973. p. 36-78.
- LOPES, S. T. P.; PRADO, B. S.; MARTINS, G. H. C.; BESERRA, H. E. A.; SOUZA FILHO, M. A. C.; EVANGELISTA, L. S. M.; CARDOSO, J. F. S.; MINEIRO, A. L. B.; SOUZA, J. A. T. *Trypanosoma vivax* in Dairy Cattle. **Acta Sci Vet**, v. 46, Suppl. 1, p. 287, 2018.
- LUCKINS, A. G.; DWINGER, R. H. Non-tsetse-transmitted animal trypanosomiasis. In: MAUDLIN, I.; HOLMES, P. H.; MILES, M. A, editors. **Trypanos**. CABI Publishing, 2004. p. 269-79.

- MADRUGA, C.R. Diagnóstico e epidemiologia do *Trypanosoma (Duttonella) vivax* no Brasil. **Rev. Bras. Parasitol. Vet.**, v. 13, Suppl. 1, p. 46-47, 2004.
- 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. 267-274, 1991.
- MELO JUNIOR, R. D.; AZEREDO BASTOS, T. S.; HELLER, L. M.; COUTO, L. F. M.; ZAPA, D. M. B.; DE ASSIS CAVALCANTE, A. S.; CRUVINEL, L. B.; NICARETTA, J. E.; IUASSE, H. V.; FERREIRA, L. L.; SOARES, V. E.; DE SOUZA, G. R. L.; CADIOLI, F. A.; LOPES, W. D. Z. How many cattle can be infected by *Trypanosoma vivax* by reusing the same needle and syringe, and what is the viability time of this protozoan in injectable veterinary products? **Parasitology**, v. 149, n. 2, p. 270-282, 2022.
- MIHOK, S.; OTIENO, L. H.; TARIMO, C. S. Trypanosome infection rates in tsetse flies (Diptera: Glossinidae) and cattle during tsetse control operations in the Kagera River region of Rwanda. **Bull Entomol Res**, v. 82, p. 361-367, 1992.
- MOLYNEUX, D. H.; ASHFORD, R. W. The parasites. *In*: MOLYNEUX, D. H.; ASHFORD, R. H. **The biology of *Trypanosoma* and *Leishmania*, parasites of man and domestic animals**, 1st ed. London: Taylor & Francis, 1983. p. 3-62.
- MURRAY, M.; DEXTER, T. M. Anaemia in bovine African trypanosomiasis: a review. **Acta Trop**, v. 45, p. 389-432, 1988.
- NIMPAYE, H.; NJIOKOU, F.; NJINE, T.; NJITCHOUANG, G. R.; CUNY, G.; HERDER, S.; ASONGANYI, T.; SIMO, G. *Trypanosoma vivax*, *T. congolense* "forest type" and *T. simiae*: prevalence in domestic animals of sleeping sickness foci of Cameroon. **Parasite**, v. 18, n. 2, p. 171-179, 2011.
- NJIOKOU, F.; SIMO, G.; NKININ, S. W.; LAVEISSEÏRE, C.; HERDER, S. Infection rate of *Trypanosoma brucei* s.l., *T. vivax*, *T. congolense* "forest type", and *T. simiae* in small wild vertebrates in south Cameroon. **Acta Trop**, v. 92, p. 139-146, 2004.
- OSÓRIO, A. L.; MADRUGA, C. R.; DESQUESNES, M.; SOARES, C. O.; RIBEIRO, L. R.; COSTA, S. C. *Trypanosoma (Duttonella) vivax*: its biology, epidemiology, pathogenesis, and introduction in the New World—a review. **Mem Inst Oswaldo Cruz**. v. 103, n. 1, p. 1-13, 2008.
- PINCHBECK, G. L.; MORRISON, L. J.; TAIT, A.; LANGFORD, J.; MEEHAN, L.; JALLOW, S.; JALLOW, J.; JALLOW, A.; CHRISTLEY, R. M. Trypanosomosis in The Gambia: prevalence in working horses and donkeys detected by whole genome amplification and PCR, and evidence for interactions between trypanosome species. **BMC Vet Res**, v. 4, p. 7, 2008.
- PEREGRINE, A. S.; MOLOO, S. K.; WHITELAW, D. D. Therapeutic and prophylactic activity of isometamidium chloride in Boran cattle against *Trypanosoma vivax* transmitted by *Glossina morsitans centralis*. **Res Vet Sci**, v. 43, p. 268-270, 1987.
- PEREIRA, H. D.; SIMÕES, S. V. D.; SOUZA, F. A. L.; SILVEIRA, J. A. G.; RIBEIRO, M. F. B.; CADIOLI, F. A.; SAMPAIO, P. H. Aspectos clínicos, epidemiológicos e diagnóstico da infecção por *Trypanosoma vivax* em rebanho bovino no estado do

Maranhão. **Pesq Vet Bras**, p. 38, v. 5, p. 896-901, 2018.

PIMENTEL, D. D. E. S.; RAMOS, C. A.; RAMOS, R. A.; DE ARAÚJO, F. R.; BORBA, M. L.; FAUSTINO, M. A.; ALVES, L. C. First report and molecular characterization of *Trypanosoma vivax* in cattle from state of Pernambuco, Brazil. **Vet Parasitol**, v. 185, n. 2-4, p. 286-9, 2012.

REIS, M. O.; SOUZA, F. R.; ALBUQUERQUE, A. S.; MONTEIRO, F.; OLIVEIRA, L. F. D. S.; RAYMUNDO, D. L.; WOUTERS, F.; WOUTERS, A. T. B.; PECONICK, A. P.; VARASCHIN, M. S. Epizootic Infection by *Trypanosoma vivax* in Cattle from the State of Minas Gerais, Brazil. **Korean J Parasitol**, v. 57, n. 2, p. 191-195, 2019.

RODRIGUES, G. P.; FERNANDES, B. D.; ARAÚJO, B. V. S.; COSTA, J. O. J.; SILVA, M. M.; MEDEIROS, A. M.; MARCILI, A.; BRAGA, J. F. V.; MACEDO, M. F. Molecular Diagnosis of the Main Hemoparasites of Dairy Cows in the State of Ceará. **Genes (Basel)**, v. 15, n. 11, p. 1369, 2024.

RODRIGUES, C. M.; OLINDA, R. G.; SILVA, T. M.; VALE, R. G.; DA SILVA, A. E.; LIMA, G. L.; GARCIA, H. A.; TEIXEIRA, M. M.; BATISTA, J. S. Follicular degeneration in the ovaries of goats experimentally infected with *Trypanosoma vivax* from the Brazilian semi-arid region. **Vet Parasitol**, v. 16, n. 191(1-2), p. 146-53, 2013.

SILVA, T. M.; OLINDA, R. G.; RODRIGUES, C. M.; CÂMARA, A. C.; LOPES, F. C.; COELHO, W. A.; RIBEIRO, M. F.; FREITAS, C. I.; TEIXEIRA, M. M.; BATISTA, J. S. Pathogenesis of reproductive failure induced by *Trypanosoma vivax* in experimentally infected pregnant ewes. **Vet Res**, v. 4, n. 44(1), p. 1, 2013..

STEVENS J., BRISSE S. Systematics of trypanosomes of medical and veterinary importance. In: MAUDLIN I, HOLMES P., MILES M., editors. **Trypanos**. CABI Publishing, 2004. p. 1-19.

THRUSFIELD, M. **Veterinary epidemiology**, 3rd ed. Oxford: Blackwell Science, 2007.

TURNER, C. M. R. The rate of antigenic variation in flytransmitted and syringe-passaged infections of *Trypanosoma brucei*. **FEMS Microbiology Letters**, v. 153, p. 227-231, 1997.

VAN DEN BOSSCHE, P.; SHUMBA, W.; MAKHAMBERA, P. The distribution and epidemiology of bovine trypanosomiasis in Malawi. **Vet Parasitol**, v. 88, p. 163-176, 2000.

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

VIEIRA, O. L. E.; MACEDO, L. O.; SANTOS, M. A. B.; SILVA, J. A. B. A.; MENDONÇA, C. L.; FAUSTINO, M. A. D. G.; RAMOS, C. A. D. N.; ALVES, L. C.; RAMOS, R. A. N.; CARVALHO, G. A. Detection and molecular characterization of *Trypanosoma (Duttonella) vivax* in dairy cattle in the state of Sergipe, northeastern Brazil. **Rev Bras Parasitol Vet**, v. 26, n. 4, p. 516-520, 2017.

WHITELAW DD, GARDINER PR, MURRAY M. Extravascular foci of *Trypanosoma vivax* in goats: the central nervous system and aqueous humor of the eye as potential sources of relapse infections after chemotherapy. **Parasitology**, v. 7, p. 51-61, 1998.

ZAR, J. H. **Biostatistical Analysis**. New Jersey: PrenticeHall, 1999. p. 944.

	INSTITUTO FEDERAL DE EDUCAÇÃO, CIÊNCIA E TECNOLOGIA DA PARAÍBA
	Campus Sousa - Código INEP: 25018027
	Av. Pres. Tancredo Neves, S/N, Jardim Sorrilândia III, CEP 58805-345, Sousa (PB)
	CNPJ: 10.783.898/0004-18 - Telefone: None

Documento Digitalizado Ostensivo (Público)

Trabalho de Conclusão de Curso

Assunto:	Trabalho de Conclusão de Curso
Assinado por:	Basilio Felizardo
Tipo do Documento:	Anexo
Situação:	Finalizado
Nível de Acesso:	Ostensivo (Público)
Tipo do Conferência:	Cópia Simples

Documento assinado eletronicamente por:

- **Basílio Felizardo de Lima Neto, ALUNO (202018730020) DE BACHARELADO EM MEDICINA VETERINÁRIA - SOUSA**, em 31/01/2025 20:31:28.

Este documento foi armazenado no SUAP em 31/01/2025. Para comprovar sua integridade, faça a leitura do QRCode ao lado ou acesse <https://suap.ifpb.edu.br/verificar-documento-externo/> e forneça os dados abaixo:

Código Verificador: 1377811

Código de Autenticação: aeced2667f

