

UNIVERSIDADE FEDERAL DE RONDÔNIA
Campus ROLIM DE MOURA
DEPARTAMENTO DE MEDICINA VETERINÁRIA

JHENNIFER DUARTE SILVA

**LEVANTAMENTO EPIDEMIOLÓGICA DE *TRIPANOSSOMA VIVAX* EM
REBANHO LEITEIRO DO MUNICÍPIO DE NOVA BRASILÂNDIA D' OESTE - RO**

UNIVERSIDADE FEDERAL DE RONDÔNIA
Campus **ROLIM DE MOURA**
DEPARTAMENTO DE MEDICINA VETERINÁRIA

JHENNIFER DUARTE SILVA

**LEVANTAMENTO EPIDEMIOLÓGICA DE *TRIPANOSSOMA VIVAX* EM
REBANHO LEITEIRO DO MUNICÍPIO DE NOVA BRASILÂNDIA D' OESTE - RO**

Trabalho de Conclusão de Curso,
apresentado como exigência em graduação no
curso de Bacharel em Medicina Veterinária na
Universidade Federal de Rondônia.

Orientador: Prof Dr Nadino Carvalho

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação
Fundação Universidade Federal de Rondônia
Gerada automaticamente mediante informações fornecidas pelo(a) autor(a)

S586l Silva, Jhennifer Duarte Silva.

Levantamento Epidemiológico de Trypanossoma vivax em Rebanho
Leiteiro do Município de Nova Brasilândia D Oeste- RO / Jhennifer Duarte Silva
Silva. -- Rolim de Moura, RO, 2018.

45 f. : il.

Orientador(a): Prof. Dr. Nadino Carvalho

Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Medicina Veterinária) -
Fundação Universidade Federal de Rondônia

1.Tripanossomose. 2.Técnica de Woo. 3.Esfregaço sanguíneo.
4.Pecuária Leiteira.. I. Carvalho, Nadino. II. Título.

CDU 619

Bibliotecário(a) Nágila N. Chaves

CRB 6/363

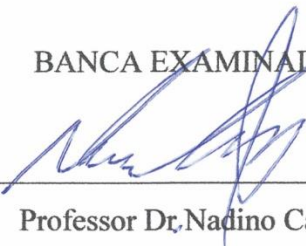
JHENNIFER DUARTE SILVA

**LEVANTAMENTO EPIDEMIOLÓGICA DE *TRIPANOSSOMA VIVAX* EM
REBANHO LEITEIRO DO MUNICÍPIO DE NOVA BRASILÂNDIA D' OESTE - RO**

Trabalho de Conclusão de Curso, apresentado como exigência em graduação no curso de Bacharel em Medicina Veterinária na Universidade Federal de Rondônia.

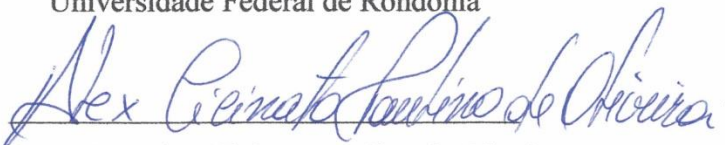
Rolim de Moura, 03 de dezembro de 2018.

BANCA EXAMINADORA



Professor Dr. Nadino Carvalho

Universidade Federal de Rondônia



Professor Dr. Alex Cicinato Paulino de Oliveira

Universidade Federal de Rondônia



Professor Dr. Arthur Willian de Lima Brasil

Universidade Federal de Rondônia

ROLIM DE MOURA

2018

AGRADECIMENTOS

Agradeço principalmente a Deus por ter colocado pessoas maravilhosas na minha vida, sem essas pessoas eu não seria nada.

Agradeço principalmente a minha mãe (Valdenice José Duarte), que sempre fez de tudo por mim, sempre me apoiando e me incentivando em tudo na minha vida, e mesmo quando nada saía como o esperado ela estava lá para me aconselhar e me ajudar, e a minha família que sempre esteve ao meu lado.

Agradeço ao Elson, que me ajudou e me aguentou em meus dias mais insuportáveis, sempre me dando carinho e amor todos os dias.

Agradeço a Amanda Ferreira que se tornou não apenas uma amiga mais sim uma irmã, que me aguentou nos dias felizes e nos dias que eu estava estressada, me escutando e me ajudando.

Agradeço aos meus amigos, Maucha Fernanda, Marilene Cades, Andrielly Deyse, Amanda Costa, Carlos Henrique, Igor, Vitor Guerra, Marcos Vinícius (Meia Noite) e Paulo, vocês não são apenas meus amigos foram a minha família vocês tem um lugar especial no meu coração.

Agradeço ao meu orientador professor Dr. Nadino Carvalho, por ter me ajudado durante toda a pesquisa, tirando todas as minhas duvidas e me ajudando nas horas que nada dava certo.

Sou muito grata por todos os professores da Universidade Federal de Rondônia, que passaram o seu conhecimento para os seus alunos, mostrando que a profissão de medico veterinário tem suas dificuldades, mas que por outro lado é uma profissão magnifica e gratificante. Meus sinceros agradecimentos ao professor Dr. Igor Mansur por todo o seu comprometimento e paciência e preocupação, com os seus alunos, principalmente os alunos da matéria de Trabalho de Conclusão de Curso.

RESUMO

O presente estudo tem como objetivo de verificar a ocorrência de *Trypanosoma vivax* em três propriedades no município de Nova Brasilândia do Oeste-RO. O município possui representatividade na pecuária leiteira do estado, onde a existência da tripanossomose pode gerar impacto negativo no âmbito econômico e sanitário para a bovinocultura local. Foram coletadas amostras de sangue de 64 animais em tubos comercial com anticoagulante (EDTA K₃), para a realização de testes parasitológicos diretos (Técnica de Woo e Esfregação Sanguíneo) e hematócrito afim de detectar a presença do parasita. Das 64 amostras analisadas com as técnicas de Woo e esfregaços sanguíneos não foi detectado a presença do parasita em nenhuma das amostras analisadas. Esse foi o primeiro estudo na região sobre o *T. vivax*, dessa forma não podemos afirmar a incidência do parasitas, podemos notar que há vários indícios do parasita, como mortalidade de animais e alta incidência dos vetores. Novos estudos devem serem realizados na região, levando em conta a associação de diagnostico sorológico e parasitológico para um melhor resultado.

Palavras-Chave: Tripanossomose, Técnica de Woo, Esfregação sanguíneo, Pecuária Leiteira.

ABSTRACT

The present study aims to verify the existence of the *Trypanosoma vivax* in three properties in the municipality of Nova Brasilândia do Oeste RO, has a representation in dairy farming in the state, where the existence of dourine would generate negative impact under sanitary and economic for the local cattle. Blood samples were collected from 64 animals commercial tubes with anticoagulant (EDTA K₃), to direct parasitological testing (technique of Woo and Blood Smear) and hematocrit in order to detect the presence of the parasite. Of the 64 samples analysed with the techniques of Woo and blood smears was not detected the presence of the parasite in none of the samples analyzed. This was the first study in the region about the *T. Vivax*, that way we can't say the incidence of parasites, we note that there are several indications of the parasite, as animal mortality and high incidence of vectors. New studies should be carried out in the region taking into account the serological diagnosis and parasitological association for best results.

Keywords: Trypanosoma vivax, Woo. Blood Smear, Dairy Farming.

LISTA DE FIGURA

Figura 1- <i>Trypanosoma vivax</i> na forma tripomastigota, no sangue infectado de bovino isolado do Pantanal de Poconé-MT (1, 2 e 3) e de Santa Cruz, Bolívia (4, 5 e 6). E suas principais organelas C: Cinetoplasto, N: Núcleo e F: Flagelo	16
Figura 2- Modo de transmissão mecânica de <i>Trypanosoma vivax</i> por insetos hematófagos.....	19
Figura 3- Ciclo de vida de <i>Trypanosoma vivax</i> na mosca tsétsé.....	20
Figura 4-Mapa do Território Rural Zona da Mata – RO	27
Figura 5- Coletada de amostra através de punção da veia caudal em tubos comercial contendo anticoagulante (EDTA K ₃).....	29

LISTA DE GRAFICO E TABELA

Gráfico	1-	Controle	de	ectoparasitas	realizados	pelos	
produtores.....							31
Tabela	1-	Principais	questões	abordadas	no	questionário	
epidemiologico.....							30
Tabela	2-	Resultados	do	hematocrito	obtido	nas	propriedade
avali.....							33

SUMÁRIO

1.	INTRODUÇÃO.....	10
2.	OBJETIVOS.....	12
2.1	Objetivo geral	12
2.2	Objetivos específicos	12
3.	REVISÃO DE LITERATURA	13
3.1	Tripanossomose	13
3.2	Morfologia de <i>Trypanossoma vivax</i>	14
3.3	Epidemiologia de <i>Trypanossoma vivax</i>	15
3.4	Ciclo Biológico <i>Trypanossoma vivax</i>	17
3.5	Transmissão do <i>Trypanossoma vivax</i>	18
3.6	Morbidade e Mortalidade	19
3.7	Patogenia e Sinais Clínicos.....	20
3.9	Diagnóstico	23
3.10	Tratamento e Profilaxia	25
4	MATERIAL E MÉTODOS	27
4.1	Comitê de Ética em Experimentação Animal.....	27
4.2	Área de Estudo.....	27
4.3	Coleta de Amostra e Análise das Amostra	28
5	RESULTADOS E DISCUSSÃO	29
6	CONCLUSÃO	33
7	REFERENCIAS	34

1. INTRODUÇÃO

Tripanossomose é uma doença causada por um grupo de protozoários do gênero *Trypanosoma*, pertencente a família Trypanosomatidae, ordem Kinetoplastida. Este parasita têm ampla distribuição geográfica e importância econômica mundial (ADAMUS et al., 2012; BATISTA et al., 2008). O *Trypanosoma vivax* é um parasita que foi introduzido na América do Sul através da importação de gado oriundos do continente Africano, provavelmente no final do século XIX. No continente americano, sem a presença do vetor biológico, ocorre transmissão mecânica por dípteros hematófagos como *Stomoxys* sp. e *Tabanus* sp. (DABUS et al., 2011).

O primeiro caso de tripanossomose no Brasil foi relatado por Shaw e Lainson, em 1972, no estado do Pará (SILVA E DÁVILA, 1998) em seguida, o protozoário foi detectado nos estados do Amapá (SERRA-FREIRE, 1981), Mato Grosso (OSÓRIO et al., 2008), Tocantins (LINHARES et al., 2006), Paraíba (BATISTA et al., 2008), Maranhão (GUERRA et al., 2008), Minas Gerais (CARVALHO et al., 2008; FRANGE, 2013; GERMANO et al., 2017), Rio Grande do Sul (SILVA et al., 2009), São Paulo (CADIOLI et al., 2012), Pernambuco (PIMENTEL et al., 2012) e Goiás (BASTOS et al., 2017). No norte e no Pantanal a doença tem caráter endêmico, é dada em sua maioria, pelo relato de surtos ou trabalhos epidemiológicos (GERMANO et al., 2017).

A doença causa grandes perdas econômica tais como: redução na produção leiteira, queda no desempenho produtivo, gastos com tratamento e honorários veterinários e mortes de animais, interferindo assim no lucro da produção. Há relatos de redução de 25% na produção de leite foi observada quatro dias após o início de um surto e queda de 45% na taxa de prenhez em um surto da doença, e no estado de Goiás, (BARBOSA et al., 2015).

O *T. vivax* desencadeia uma anemia hemolítica nos estágios iniciais da infecção, que é atribuída a mecanismos imunomediados, apresentando como principais achados clínicos: febre, anemia, inapetência, fraqueza progressiva, emaciação, aborto e síndromes hemorrágicas, que podem levar o animal à morte (PAIVA et al., 2000).

O estado de Rondônia possuiu uma área de 237.576,167 Km², as principais atividades econômicas do estado são a agricultura e a pecuária isso se deve aos diversos aspectos propulsores do setor, que tem como base a agricultura familiar e fatores naturais que são decisivos para a produção de leite a pasto. Dos 52 municípios do estado e às indústrias de laticínios

estão presente em 35 municípios, que desempenha um papel relevante na geração de renda para aproximadamente 35 mil produtores. O município de Nova Brasilândia D' Oeste- RO possui uma área de 1.703. 008 é a sua principal atividade econômica é a pecuária, o município é 25º maior produtor do estados com media anual de 15.926 litros por ano (IBGE, 2017).

Embora informações sobre ocorrência de *T. vivax* no estado de Rondônia sejam incipientes, nos últimos anos, no município de Nova Brasilândia D' Oeste vem ocorrendo mortalidade de animais com sinais clínicos semelhantes ao do parasita, como anemia, incordenação motora, perda de peso, atraso no crescimento, abortamento e redução na produção de leite; esses sinais são compatíveis com infecção por *T. vivax*, o que nos motivou a elaborar o presente estudo, que tem por objetivo verificar a ocorrência de *Trypanosoma vivax* no município de Nova Brasilândia do Oeste – RO.

2. OBJETIVOS

2.1 Objetivo geral

Verificar a ocorrência de *T. Vivax* em bovinos leiteiros no município de Nova Brasilândia D'Oeste, no estado de Rondônia, Brasil.

2.2 Objetivo específico

-Identificar fatores pré disponentes a disseminação de *T. vivax*.

3. REVISÃO DE LITERATURA

3.1 Tripanossomose

A tripanossomose é uma doença de caráter zoonótico, que acomete humanos e animais. A infecção é causada por protozoários do gênero *Trypanossoma*. Quando os animais estão infectados apresentam perda de peso e redução da produtividade, e, em caso de surtos, ocorre alta mortalidade (CONNOR e VAN DEN BOSSCHE, 2004). As principais espécies encontradas na América do Sul são *Trypanossoma vivax*, *Trypanossoma evans*, *Trypanossoma equiperdum*, *Trypanossoma cruzi* e *Trypanossoma theileri* (HOARE, 1972; GARDINER, 1989).

As espécies de *Trypanossoma* são divididas em dois grupos, conforme sua forma de transmissão e seus hospedeiros definitivos: há um grupo denominado de salivaria são aqueles transmitidos por moscas hematófagos pertencentes ao gênero *Glossina*, a sua transmissão é através da inoculação da saliva dos insetos-vetores (inoculativa), e as principais espécies pertencentes a esse grupo são: *T. vivax*, *T. congolense*, *T. brucei* e *T. suis* (STEPHEN, 1986). *T. brucei rhodesiense* e o *T. brucei gambiense*, essas espécies são responsáveis por causar a doença do sono no homem na África oriental e ocidental, respectivamente (MYLER, 1993). As espécies *T. vivax*, *T. evansi*, *T. congolense* e *T. brucei brucei* são responsáveis por causar enfermidades nos animais domésticos (SILVA et al., 2002). O segundo grupo, é denominado Stercorari, pois a transmissão ocorre por deposição das formas infectantes junto as fezes, que usualmente ocorre quando o vetor, triatomíneos, realiza hematofagia em algum hospedeiro vertebrado (GARDINER, 1989). Neste grupo o seu principal representante é o *Trypanosoma cruzi*, que é o agente etiológico da tripanossomose americana ou doença de Chagas (WORLD HEALTH ORGANIZATION, 1991).

Os tripanossomas necessitam de dois hospedeiros para completar o seu ciclo de vida (digenético), e passam por diversos estágios de desenvolvimento: amastigota, promastigota, epimastigota e tripomastigota (verdadeiro estágio "tripanossoma"), que é representado por formas alongadas com cinetoplasto pós-nuclear. Nos hospedeiros vertebrados, as tripomastigotas e ocasionalmente as epimastigotas aparecem no sangue e nos tecidos corporais e as amastigotas podem aparecer dentro das células dos hospedeiros como ocorre na infecção causada pelo *T. Cruzi*. Nos animais podemos encontrar as formas tripomastigotas em esfregaços sanguíneos corados com Giemsa. (HOARE, 1972). Nos hospedeiros invertebrados (vetor) e em

cultura podemos encontrar as quatro formas que são: amastigota, promastigota, epimastigota e tripomastigota. Já nos vetores mecânicos podemos encontrar apenas a forma tripomastigota (BARRIGA,1997).

3.2 Morfologia de *Trypanosoma vivax*

O *Trypanosoma vivax* é um protozoário flagelado, heteroxeno, do filo Euglenozoa e da Família Trypanosomatidae que pode parasitar diversas espécies de animais domésticos e animais silvestres (GIORDANI et al., 2016). O *T. vivax* apresenta-se como um Kinetoplastideo típico com um flagelo anterior simples (HOARE, 1972; GARDINER, 1989).

A sua morfologia pode ser observada através de microscopia de luz e/ ou microscopia eletrônica. Com a microscopia de luz podemos observar formas alongadas com núcleos evidentes, cinetoplasto, membrana ondulante e um flagelo que corre ao longo do corpo, podendo ter também um flagelo solto (HOARE, 1972).

Por mas que os tripanossomas tenham muitas semelhança morfológicas, existem algumas diferenças que nos permitem diferenciar as espécies através de microscopia de luz (HOARE, 1972). Seu comprimento médio varia de 21µm a 25,4µm (SILVA et al., 2002), semelhante ao *Trypanosoma brucei*, a diferença entre eles é a movimentação rápida do *T. vivax*. O cinetoplasto do *T.vivax* é uma mitocôndria rica em DNA, que está perto do núcleo é bem característico sendo grande, volumoso, redondo (circular e elíptico) e tem valor de diagnóstico, como é possível observar na **Figura 1** (HOARE, 1972; GARDINER, 1989). O *T. vivax* possui membrana ondulante de tamanho médio maior que o *T. congolense* e menor do que em *T. brucei*, porém com um grande cinetoplasto com cerca de 1,1µm de diâmetro (Hoare, 1972).

Segundo Hoares (1972) o *T. vivax* apresenta duas formas de tripomastigota, a matacíclica e epomastigota, essas duas formas são encontradas nas cepas africanas, e nas cepas da América do Sul podemos encontrar a forma tripomastigota que é larga e fina (Gardiner, 1989).

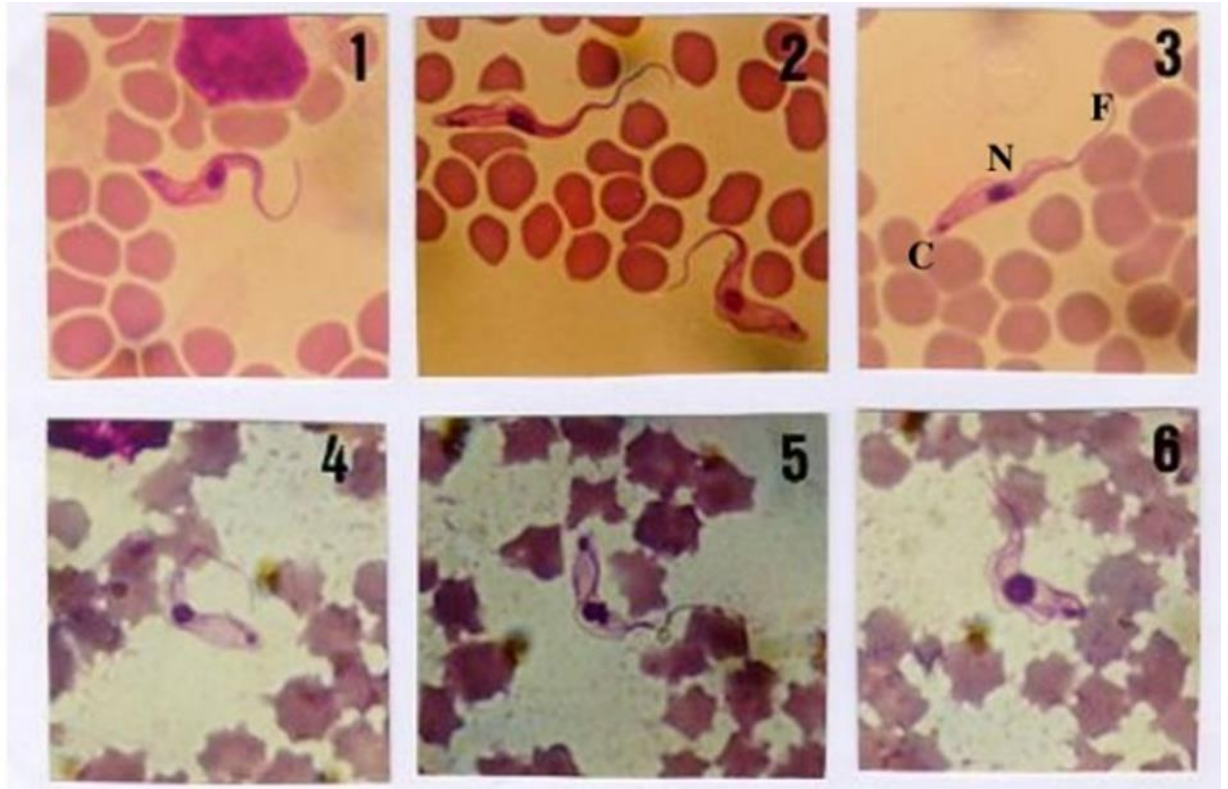


Figura 1: *Trypanosoma vivax* na forma tripomastigota, no sangue infectado de bovino isolado do Pantanal de Poconé-MT (1, 2 e 3) e de Santa Cruz, Bolívia (4, 5 e 6). E suas principais organelas C: Cinetoplasto, N: Núcleo e F: Flagelo (<http://www.scielo.br/img/fbpe/mioc/v92n3/32661.jpg>, acesso em 08 de setembro 2018).

3.3 Epidemiologia de *Trypanosoma vivax*

A epidemiologia da tripanossomose está relacionada às interações entre os parasitas, vetores e hospedeiros, podendo sofrer alterações com as mudanças antropogênicas no ambiente, dessa forma o impacto da tripanossomose bovina não é constante e pode mudar ao longo do tempo em decorrência das alterações do manejo ou do meio ambiente (VAN DEN BOSSCHE et al., 2010; DAGNACHEW & BEZIE, 2015).

O *T. vivax* causa uma doença debilitante que pode ser fatal para alguns animais domésticos, principalmente bovinos e pequenos ruminantes. Algumas das raças de bovinos como N^o Dama (*Bos taurus*) são relativamente resistentes à infecção por *T. vivax*, esses animais apresentam resistência natural, permanecendo em condições de portadores assintomáticos, com habilidade em controlar os níveis de parasitemia e anemia, e são capazes de sobreviver em áreas infestadas por moscas hematófagas sem a necessidade da utilização de medicamentos (MURRAY e TRAIL, 1984; BLACK et al., 2001). Já os bovinos das raças zebuínas (*Bos indicus*), quando parasitados apresentam diminuição de produtividade na produção de leite e ou produção de carne (WILSON, 1996).

Na maior parte dos países africanos, a mosca tsé-tsé é responsável pela transmissão, a doença é conhecida como “nagana” ou “secadeira”, esse termo abrange a infecção por *T. vivax*, *T. congolense* e *T. brucei brucei*. A tripanossomose constitui uma barreira para a produção de gado devido a graves perdas econômicas, retardo do crescimento, abortamento, perda da produção e morte dos animais afetado, além de haver elevados custos com o tratamentos (NJIOKOU et al., 2004; LOSOS, IKEDE, 1972; AUTY et al., 2012; ANGWECH et al., 2015; LETA et al., 2016; MORRISON et al., 2016; MUHANGUZI et al., 2014).

A tripanossomose foi introduzida na América do Sul pela importação de gado vindo do continente Africano, provavelmente no final do século XIX. No continente americano o parasita se adaptou á transmissão mecânica por dípteros hematófagos da família Tabanidae (DABUS et al., 2011). A distribuição geográfica do *T. vivax* fora do seu local de origem, que é o continente africano, está atribuída a sua habilidade de adaptação o á transmissão mecânica por insetos hematófagos como os Tabanídeos e *Stomoxys* spp (CORDOVES et al., 1982; ANOSA, 1983; OTTE E ABUABARA, 1991).

No Brasil, o *T. vivax* foi diagnosticado pela primeira vez em 1972, no Pará, onde o parasita foi detectado por esfregaços de sangue de um búfalo-aquático, que tinha histórico de febre e perda de peso (SHAW, LAINSON, 1972). Logo depois houve relato de um surto da tripanossomose no gado do Pantanal de Mato Grosso (SILVA et al., 1995, 1996). Já em 2002, ocorreu o primeiro surto de tripanossomose no semiárido brasileiro, que foi caracterizado por altas taxas de morbidade e mortalidade, causando grandes perdas econômicas para os produtores (BATISTA et al., 2008).

Houve outros relatos em diferentes estados do Brasil como: Tocantins (LINHARES et al., 2006), Paraíba (BATISTA et al., 2008, 2009), Maranhão (GUERRA et al., 2008), Minas Gerais (CARVALHO et al., 2008) e Rio Grande do Sul (SILVA et al., 2009), mostrando que a tripanossomose causada por *T. vivax* está em expansão no Brasil (LINHARES et al., 2006).

Estudos sugerem que o semiárido brasileiro não é endêmico para a tripanossomose causada pelo *T. vivax*, isso se deve as condições ambientais (longos períodos de secas e altas temperaturas) que não são favoráveis para o desenvolvimento de vetores durante a maior parte do ano. Dessa forma os bovinos não desenvolvem imunidade ativa, e quando a população dos vetores mecânicos aumenta na época das chuvas, os surtos se manifestam de forma grave, causando alta mortalidade e grandes perdas econômicas (BATISTA et al., 2008).

Acredita-se que a introdução de animais portadores de *T. vivax* em áreas livres da doença, ou seja, com animais susceptíveis, e com abundância sazonal de vetores mecânicos pode levar ao aparecimento de surtos (Madruga, 2004). Dá mesma maneira, animais de regiões não endêmicas podem ser gravemente afetados quando introduzidos em áreas endêmicas para a doença (BATISTA et al., 2007, 2008; OSORIO et al., 2008).

3.4 Ciclo Biológico *Trypanossoma vivax*

Na África, as formas tripomastigotas são encontradas na corrente sanguínea e ingeridas pelo vetor do gênero *Glossina* (moscas tsé-tsé), são os únicos hospedeiros invertebrados em que ocorre a multiplicação do parasita, o hospedeiro permanece infectado pelo resto da vida. No Brasil, a transmissão ocorre por vetores mecânicos como insetos hematófagos da família Tabanidae e *Stomoxys calcitrans*, e ainda, através de fômites como agulhas contaminadas (DESQUESNES E DIA, 2004; OSÓRIO et al., 2008).

O ciclo tem início na proboscíde do vetor, que ingere o *T. vivax* na sua forma tripomastigota pela mosca do gênero tsé-tsé durante a hematofagia (**Figura 2**). O tripanossoma se adere á parede interna da proboscíde pela região flagelar e se diferencia em epimastigota, com a diferenciação ocorre à perda da capa de glicoproteína superficial, diferenciando-se em tripomastigota metacíclica. Quando os parasitas retornam para a forma tripomastigota tornam-se altamente infectantes e passam a ser inoculados nos animais pelo seu vetor. Nos hospedeiros mamíferos, ocorre uma nova troca da capa de superfície das formas tripomastigotas metacíclicas, diferenciando-se em tripomastigotas sanguíneas (SILVA, et al 2002).

Logo depois da infecção nos hospedeiros vertebrados os tripomastigotas se multiplicam por fissão binária (**Figura 3**), e eles são revestidos por uma glicoproteínas variáveis de superfície que induzem uma rápida resposta imune animal, onde os parasitos são eliminados rapidamente, mas alguns protozoários que sobrevivem, substituem as glicoproteínas de superfície levando a um novo Tipo Antigênico Variável (VAT), os novos tripomastigotas se multiplicam, gerando a doença. E novos insetos hematófagos se contaminam e transmitem para outros animais (DAGNACHEW e BEZIE, 2015).

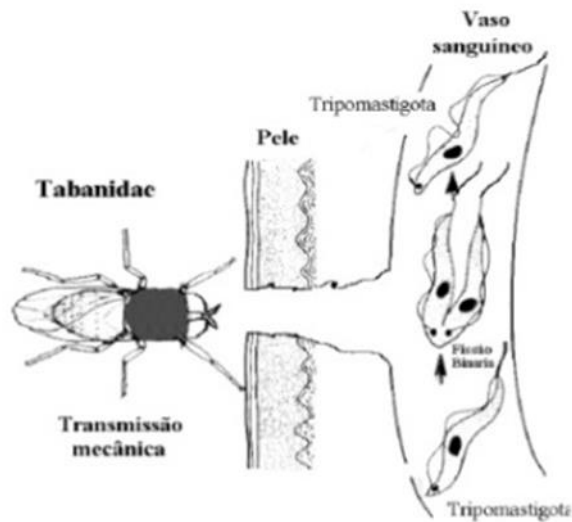


Figura 2 - Modo de transmissão mecânica de *Trypanosoma vivax* por insetos hematófagos (reproduzido de Silva, et al., 2002).

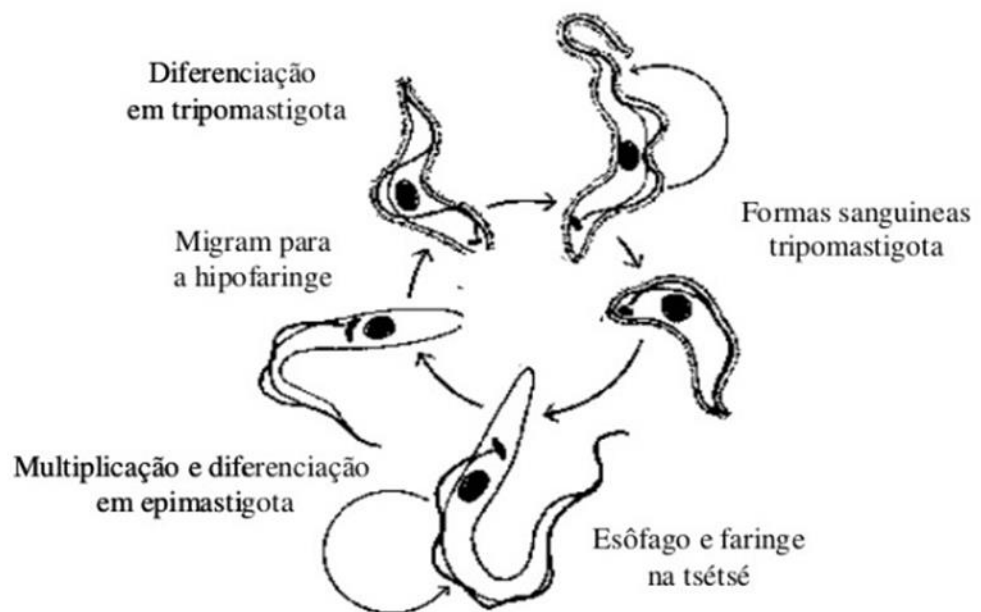


Figura 3- Ciclo de vida de *Trypanosoma vivax* na mosca tsé-tsé (adaptado de http://www.tulane.edu/~wiser/protozoology/notes/images/At_lc.gif acesso em 08 de Setembro 2018).

3.5 Transmissão do *Trypanosoma vivax*

O *T. vivax* na África é transmitido ciclicamente pela mosca do gênero *Glossina*, a mosca tsé-tsé (LEVINE, 1973). Na América do Sul, não são encontradas mosca do gênero *Glossina*,

a sua transmissão é mecânica e estão atribuídas as moscas da família Tabanidae (PAIVA et al., 2000; SILVA et al., 1998).

A transmissão pelas moscas da família *Tabanidae*, *Stomoxydinae* e *Hippoboscidae*, ocorre mecanicamente, e os tripanossomas são transmitidos pelas peças bucais das moscas, quando elas fazem repasto sanguíneo em mais de um animal em curto período de tempo (PAIVA, 2009).

As moscas da família *tabanídea* podem transmitir o *T. vivax* de um animal altamente parasitado quando o repasse sanguíneo é interrompido, seguindo a alimentação em outro animal em um período menor que 10 minutos em outro animal saudável. (OTTO e ABUABARA, 1991).

Além da transmissão pela mosca da família tabanídea, a transmissão pode ocorrer pela utilização de agulhas que são compartilhadas entre os animais, para aplicação de vacina ou medicamentos, o que é muito comum na aplicação de ocitocina em rebanhos leiteiros, onde é comum utilizar a mesma agulha em vários animais (CADIOLI et al., 2012; PIMENTAL et al., 2012). Outra forma de transmissão de grande importância é a transmissão transplacentária que pode ocorrer na gestação, com a passagem do animal pelo canal do parto, pelo contato das mucosas do feto com o sangue materno infectado. Esse tipo de transmissão foi observado pelo Ikede e Losos (1972), pela primeira vez em ovelhas inoculadas experimentalmente com o *T. vivax* no terço final da gestação.

3.6 Morbidade e Mortalidade

O nível de morbidade alta pode variar durante o surto, podendo chegar á 70% em bovinos infectados pelo *T. vivax*. A mortalidade vai depender da espécie parasitada, hospedeiro e da resistência do animal. Grande parte das infecções em bovinos de áreas endêmicas segue o curso crônico e nem sempre é fatal (RADOSTITS, 2000).

Já em regiões onde os rebanhos bovinos sofrem infecções e reinfecções frequentes por tripanossoma, por ter um grande número de vetores, como o Pantanal Mato-grossense e na Amazônia as infecções geralmente são assintomáticas e a morbidade e mortalidade são baixas (DESQUENES et al., 2009).

3.7 Patogenia e Sinais Clínicos

A patogenia de *T. vivax* pode ser influenciada por fatores inerentes ao hospedeiro, como susceptibilidade do animal, e por fatores inerentes ao parasita, como a virulência da cepa (ANOSA,1983). Como resultado dessas interações, o curso da infecção pode se manifestar nas formas aguda, subagudas ou crônica, apresentando sinais clínicos variáveis e alterações hematológicas e nervosas. Já nas áreas endêmicas, a tripanossomose costuma apresentar curso clínico crônico, com animais assintomáticos ou com sinais clínicos inespecíficos. (MASAKE, 1980; CHAMOND et al., 2010; DAGNACHEW et al., 2014).

A sua primeira manifestação clínica é denominada “cancro inoculação” que ocorre no local da pele onde a tripomastigota metacíclica são inoculadas pelas moscas, durante a hematofagia. Essa lesão primária são de natureza inflamatória e transitória, são caracterizadas macroscopicamente pelo seu desenvolvimento de uma área circunscrita tumefeita, e nos cortes histológicos, por uma grande número de tripanossomas e infiltrados inflamatórios de células poliformonucleares e monocleares (GARDINER,1989).

De cancro de inoculação, os tripanossomas passam para nódulos linfáticos que drenam o local da picada, passando para o sangue (GARDINER, 1989). Essa rápida multiplicação acontece por divisão binária da forma de tripomastigota e promove um aumento gradual de tripanossoma no sangue (JONES et al., 2000).

Entre a infecção e o aparecimento da parasitemia (período pré-patente) pode variar de acordo com cada animal, devido a sua resistência inata, nível de anticorpos, estado nutricional, infecções intercorrentes e exposição a drogas terapêuticas, e fatores relacionados com o parasita, como a transmissão cíclica ou mecânica e quantidade de parasitas inoculados. O seu período pré-patente pode variar de acordo com a via de inoculação e a origem do inóculo utilizado, variando de quatro a sete dias em bovinos, caprinos e ovinos quando a via é intramuscular (STEPHEN, 1986). Nas infecções experimentais podemos observar um período pré-patente de dois a três dias com cepas de regiões não endêmicas, nas infecções experimentais com as cepas Miranda (MS), mostra um período de sete dias (BATISTA et al., 2007; CADIOLI et al., 2012; PAIVA et al., 2000; RODRIGUES et al., 2013).

Quando se tem o aumento da parasitemia, os animais começam a manifestar os sinais clínicos da fase aguda da doença. A anemia é o sintoma mais associado à tripanossomose pelo *T. vivax*. Anemia aparece pela fagocitose generalizada de células de sangue, como os eritrócitos e plaquetas, por macrófagos (GARDINER et al., 1989; IGBOKW et al., 1996; ÓSORIO et al.,

2008). Com a persistência da anemia os animais podem apresentar insuficiência cardíaca congestiva (GARDINER, 1989), promove também a deposição de imunocomplexos na superfície do eritrócito, provocando a eritrofagocitose (MURRAY, DEXTER, 1988).

As infecções naturais e experimentos realizados no Brasil, no Pantanal não resultaram em sinais clínicos significativos e os animais conseguiram se recuperar com a ausência do tratamento (PAIVA, 2000). Entretanto o primeiro surto de *T. vivax* que foi diagnosticado no município de Catolé do Rocha (Paraíba), caracterizou-se por uma alta severidade da doença, muitos dos animais apresentaram sintomas típicos, como também sinais nervosos traduzidos por incoordenação motora, tremores musculares, cegueira transitória ou permanente, hipermetria e lesões histológicas indicativas de meningoencefalite e malácia (BATISTA et al., 2011). Essa patogenicidade severa foi reproduzida em caprinos e ovinos infectados experimentalmente por *T. vivax*, esses animais apresentaram febre, anemia, leucopenia, perda de peso e miocardite (BATISTA et al., 2011; RODRIGUES et al., 2013; SILVA et al., 2013).

Com a evolução da infecção em animais que não recebem o tratamento específico, o parasitismo na fase aguda acaba diminuindo com o resultado da resposta imune do hospedeiro. A infecção pode ser prolongada com a variação antigênica do parasita e a produção de resposta imune específica dos animais infectados com o *T. vivax* (JACKSON et al., 2012). Na fase crônica da tripanossomose por *T. vivax* os sinais mais frequentes são: anemia, atraso no crescimento, perda de peso, aborto, queda na fertilidade e redução na produção de leite (RODRIGUES et al., 2013; SILVA et al., 2013).

Em relação aos exames bioquímicos, ocorre uma diminuição dos níveis plasmáticos de glicose. Os animais infectados com *T. vivax* sofrem mudanças importantes como: aumento de ureia, excreção de creatinina e uma elevação nas proteínas plasmáticas totais (FIDELIS et al., 2016).

Os animais afetados podem ser assintomáticos ou evoluir da fase aguda para a fase crônica da doença (OSÓRIO et al., 2008). Na fase aguda os animais afetados apresentam alta parasitemia e os sinais clínicos não específicos, tais como, queda na produção de leite, apatia, anemia intensa, pode ser causada pela hemólise intra e extravascular, com isso ocorre à diminuição da eritropoiese, hemorragias, secreções de neuramidase, que atua hidrolisando o ácido siálico, que é um componente da superfície das hemácias e pela ação das fosfolipases que são liberados com a morte dos parasitas formandos que alteram as hemácias. A anemia pode

ocorrer pelos mecanismos autoimunes que depositam complexos imunes na superfície das hemácias (ESIEVO et al., 1982; ANDRIANARIVO et al., 1995; OSÓRIO et al., 2008).

Além das alterações causadas pelas fosfolipases, neuramidases e proteases na superfície das hemácias, que geram epítomos que são reconhecidos como estranhos, com a produção de anticorpos, o *T. vivax* também produz anticorpos que reconhecem epítomos das hemácias dos bovinos, levando á destruição dessas hemácias, gerando a anemia (OKECK et al 1996).

Além da anemia e do aborto os animais podem apresentar, febre, anorexia, leucopenia, hipoglicemia, fraqueza, perda de peso, levada atividade sérica de AST, edemas, repetição do cio, retenção da placenta, linfonodos palpáveis aumentados, a frequência cardíaca e a respiratória são elevadas, suas mucosas apresentam petéquias e equimoses, sinais neurológicos, os bezerros podem nascer fracos ou debilitados. Os machos podem apresentar casos de infertilidade e esterilidade e os animais podem vir a óbito (CARVALHO et al., 2008; CADIOLI et al., 2012; FRANGE et al., 2013; HURTADO et al., 2016; GERMANO et al., 2017).

O processo patológico do aborto ainda não está bem explicado, estudos recentes demonstram que ele está associado com a fase aguda da doença (DAGNACHEW e BEZIE, 2015), podem ser causadas também pela indução do estresse, pela hipertermia persistente, lesões causadas pelos protozoários na placenta e a elevada reação inflamatória e a diminuição dos níveis de progesterona (SILVIA et al., 2013; HURTADO et al., 2016).

Com esses sinais inespecíficos, a tripanossomose por *T. vivax* pode ser confundida com outras doenças, tais como verminoses, complexo de tristeza parasitária bovina que é causada pela *Babesia* spp., *Anaplasma* sp., doenças que causem anemia, isso dificulta o seu diagnóstico (PAIVA et al., 2000; BATISTA et al., 2007; GONZATTI et al., 2014).

Podemos encontrar animais assintomáticos, que são especialmente preocupantes, pois esses animais podem prejudicar os programas de controle que dependem da identificação da doença através da sua manifestação clínica, esses animais são importantes fontes de infecção e acabam disseminando a doença por todo o rebanho (BERHIER et al., 2016).

3.8 Alterações Anatopatológicas

Na maioria das vezes as alterações anatomopatológicas em infecções causadas pelo *T. vivax* são inespecíficas e nem sempre ocorrem. Quando ocorrem, entre as alterações macroscópicas mais comuns são palidez na carcaça, atrofia gelatinoso dos depósitos de gordura

corporal, aumento do volume do coração, esplenomegalia, acúmulo de líquido nas cavidades torácicas e abdominais, saco pericárdio e aumento de volume dos gânglios linfáticos (BATISTA et al., 2008)

Em relação às alterações histopatológicas observadas com grande frequência em ruminantes e pequenos ruminantes infectados por *T. vivax*, podemos notar infiltrado de células mononucleares, além de alterações degenerativas em vários tecidos que foram analisados (JONES, 2000). Os estudos histopatológicos em tecidos de animais doentes mostrou que em alguns casos, a presença de tripanossoma na corrente sanguínea é seguida de migração extravascular, causando lesões graves (BATISTA et al., 2011). Essa localização extravascular do *T. vivax* tem grande importância na patogênese de lesões em diversos órgãos. Tendo grande importância também na fisiopatogênese das lesões inflamatórias degenerativas descritas no coração, sistema nervoso, testículos, epidídimo e nos ovário (BATISTA et al., 2011; BEZERRA et al., 2008; RODRIGUES et al., 2013).

A tripanossomose por *T. vivax* causa grandes problemas para a reprodução, um estudo mostrou que a viabilidade oocitária de animais doentes é menor do que em animais saudáveis, além disso a integridade folicular é bastante afetada pelo parasita, com um alto número de folículos degenerados, principalmente nos estágios de desenvolvimento primordial e primário (RODRIGUES et al., 2013).

Podemos encontrar algumas alterações nos machos que causam problemas na reprodução, com o decorrer da infecção os machos podem apresentar uma queda das células espermatogênicas e pode ocorrer também destruição intersticial (túbulos seminíferos hipoplásicos, e pode acontecer o desaparecimento das células de Sertoli). Os danos no epidídimo podem chegar a 60% de comprometimento do parênquima, podendo ter áreas focais de necrose e ainda metaplasia escamosa do epitélio epididimário. Essas alterações podem estar nas fases precoce da doença, aos 14 dias de infecção (ADAMU et al., 2007).

3.9 Diagnóstico

A tripanossomose pode ser confundida com várias doenças que causam abortamento e anemia nos bovinos, entre outros sinais clínicos. O diagnóstico da tripanossomose por *T. vivax* pode ser realizado por diversas formas, levando em conta variações na sensibilidade e especificidade dos testes, além disso, temos que levar em conta o estágio da doença.

Normalmente o diagnóstico é realizado com uma combinação do quadro clínico e técnicas parasitológicas, sorológicas e moleculares (CAMPOS et al., 2015).

As técnicas de diagnóstico parasitológicas são mais usadas para o diagnóstico de *T. vivax* a campo são mais fáceis de serem realizadas e mais rápida no reconhecimento dos *trypanossoma*, principalmente quando a parasitemia da amostra é alta (FRANGE, et al; GONZATTI et al., 2014; CAMPOS et al., 2015). Dentre essas técnicas as que mais se destacam é a técnica esfregaço sanguíneo que é um exame direto (SILVA et al., 2002), a técnica do Microhematócrito ou Woo (WOO, 1970), e a técnica do *Buffy Coat* (MURRAY et al., 1977). Para o diagnóstico podem ser realizados teste sorológicos os principais são: Reação de Imunofluorescência Indireta (RIFI) e o Ensaio de Imunoabsorção Enzimático (ELISA). E os métodos de detecção molecular o mais usado é a difundido é a Reação em Cadeia Polimerase (PCR) (SILVA et al., 2002).

O método de diagnóstico como o RIFI pode comprovar se os animais negativos nos exames parasitológicos eram realmente negativos, já que durante a fase crônica da doença, as técnicas parasitológicas demonstram uma baixa sensibilidade, devido á baixa parasitemia, flutuação, a técnica sorológica é de grande importância na complementação dos exames parasitológicos, sendo de grande valia a associação das duas técnicas (FRANGE, 2013).

Outra técnica que está sendo estudada é o LAMP (Loop-mediated isothermal amplification), é um teste rápido, simples e que pode ser realizado em áreas com recursos laboratoriais limitados. A capacidade do LAMP para detecção de *T. vivax* em amostras de sangue de bovinos que não apresentaram parasitemia foi superior a do PCR convencional (CADILO et al., 2015).

O exame direto como o esfregaço sanguíneo consiste na observação dos parasitas através de microscópio em amostras fresca ou fixadas. Quando se utiliza a amostra de sangue fresco o exame deve ser realizado dentro de 2-4 horas após a coleta. Com o exame direto nem sempre é possível identificar a espécie do parasita com base na sua morfologia e motilidade (DESQUESNES, 2004)

Após as amostras serem fixadas e coradas, elas são avaliadas em microscópio, e quando os tripanossomas estão presente, características referentes ao sue tamanho, formato do seu corpo, posição do núcleo e do cinetoplasto e ao grau de desenvolvimento da sua membrana ondulante e do flagelo, essas características são usadas para identificar as espécies (SILVA, et al., 2002).

O esfregaço de sangue possui uma boa especificidade, mas é necessário que tenha pelo menos 10^4 - 10^5 parasitas/mL, o que torna a sua sensibilidade baixa (DESQUESNES, 2004). Existe a possibilidade de realizar o esfregaço espesso, nesse caso a hemoglobina é eliminada pela lise das hemácias após a imersão do esfregaço seco em água destilada, e em seguida o esfregaço é seco novamente e corado, isso aumenta a sua sensibilidade, já que a maior parte do sangue é colocada na lâmina para a formação desse esfregaço (QUISPE et al., 2003).

A técnica de Woo ou técnica de centrifugação de hematócrito -TCH, consiste na centrifugação de sangue em tubos capilares por cinco minutos a 13,000 rpm, e posteriormente é visualizada no microscópio da região da cepa leucocitária. Essa técnica é mais usada dentre os exames parasitológicos, por ser uma técnica rápida e barata, permite também a observação dos parasitas em animais anêmicos (DESQUESNES, 2004; MADRUGA, 2004). Para o diagnóstico positivo do *T. vivax* é necessário que tenha pelo menos 700 parasitas/ mL de sangue, é uma técnica de baixa sensibilidade, especialmente, na fase crônica da doença, em ruminantes foi observado sensibilidade de 68% (DESQUESNES, 2004).

3.10 Tratamento e Profilaxia

O desenvolvimento das drogas efetivas no tratamento de tripanossoma animal foi bem lento, ainda nos anos 60, os principais medicamentos utilizados eram a base de arsenicais. Mas trazia grandes efeitos colaterais para os animais, decorrentes da toxicidade e apresentava resistência dos parasitas, esses medicamentos foram progressivamente sendo substituídos (GARDINER, 1989).

As principais drogas usadas no tratamento da tripanossomose causada pelo *T. vivax* eram: Cloreto de Isometamidium (Samorin), Aceturato de Dimenazene (Berenil, Ganaseg), Brometo de Piritidium (Protidium), Brometo de Homidium (Etidium), Cloreto de Homidium (Novidium) e Cloreto ou Sulfato de Quinapiramine (Triquin) (VARGAS e ARELLANO, 1997). As drogas mais recomendadas para o tratamento da infecção por *T. vivax* hoje é o aceturato de diminazeno e o cloreto de isometemídio, porém o sucesso do tratamento não depende apenas da aplicação da droga corretamente, a recuperação dos animais vai depender do estado nutricional e da quantidade de exercícios que os animais irão realizar durante a fase de convalescença e a duração da doença. Os animais que são bem alimentados e bem cuidados geralmente se recuperam mais rápidos do que animais que precisam percorrer longas distâncias

em busca de alimento e água (CONNOR & VAN DEN BOSSCHE, 2004; GONZATI et al., 2014).

O aceturato de diminazeno é o medicamento mais usado nas tripanossomoses dos animais domésticos, porque apresenta o maior índice terapêutico em relação às outras drogas para maioria dos animais domésticos. O aceturato de diminazeno atua contra tripanossomas que são resistentes a outras tripanocidas usados em bovinos, apresenta baixa incidência de resistência (PEREGRIME, 1994).

O tratamento da tripanossomose pode ser curativo ou preventivo. A diferença do tratamento curativo e do preventivo é o tipo de droga usado e, em alguns casos a dosagem que é administrada. As drogas curativas são mais utilizadas quando a incidência é baixa e existem poucos casos da enfermidade no rebanho. Já a prevenção ou a prevenção é necessitaria quando os animais estão sob constante risco e quando ocorrem vários surtos no ano (PEREGRIME, 1994; SILVA et al., 2002).

A escolha da droga, dosagem e a aplicação que serão usadas no tratamento vão depender da espécie, do animal, do manejo que é realizado na propriedade e principalmente a quimiosensibilidade da cepa de tripanossoma, para que não ocorra a resistência das cepas, que seria uma ameaça para o controle da doença, a realização do diagnóstico é de grande importância a fim de identificar o agente envolvido e evitando dessa forma o estabelecimento de resistência aos antiparasitários fazendo o uso racionado das drogas tripanocidas permitindo dessa forma um tratamento eficiente ou a profilaxia da doença (STEVENSON et al., 2000; DESQUESNES, 2004; SWO et al., 2012; FRANGE, 2013).

Em regiões onde a tripanossomose é endêmica, o tripanocidas deve ser um aliado a outras medidas, tais como o controle de moscas hematófagas, evitar o uso compartilhado de agulhas, remoção dos criadouros e habitats dos vetores, aplicação de inseticidas residuais e controle biológico do vetor, controle da movimentação de animais endêmicas para a área livre da doença (BATISTA et al., 2007; CARVALHO et al., 2008; CADIOLI et al., 2012; FRANGE et al., 2013; GERMANO et al., 2017).

4 MATERIAL E MÉTODOS

4.1 Comitê de Ética em Experimentação Animal

Esse estudo está de acordo com os Princípios Éticos da Experimentação Animal, adotado pelo Colégio Brasileiro de Experimentação e foi aprovado pela Comissão de Ética no Uso de Animais da Universidade Federal de Rondônia- Campus de Rolim de Moura, com protocolo número 039/2018CEUA-UNIR.

4.2 Caracterização da Área de Estudo

A região do estudo foi escolhida por ter relato de morte de animais que manifestavam sinais clínicos semelhantes ao da tripanossomose, além de não haver estudos na região sobre a incidência do *T vivax*. O município de Nova Brasilândia D Oeste, pertence a microrregião de Rolim de Moura que é denominada como região da Zona da Mata do estado de Rondônia (Figura 4). O município produz cerca de 15.926 litros de leite por ano com rebanho de 209.837 cabeças e é o 25^o no ranking de produção do estado (IBGE, 2017).

O presente estudo foi realizado em 3 propriedades do município de Nova Brasilândia D' Oeste- RO, as propriedades foram escolhidas aleatoriamente.

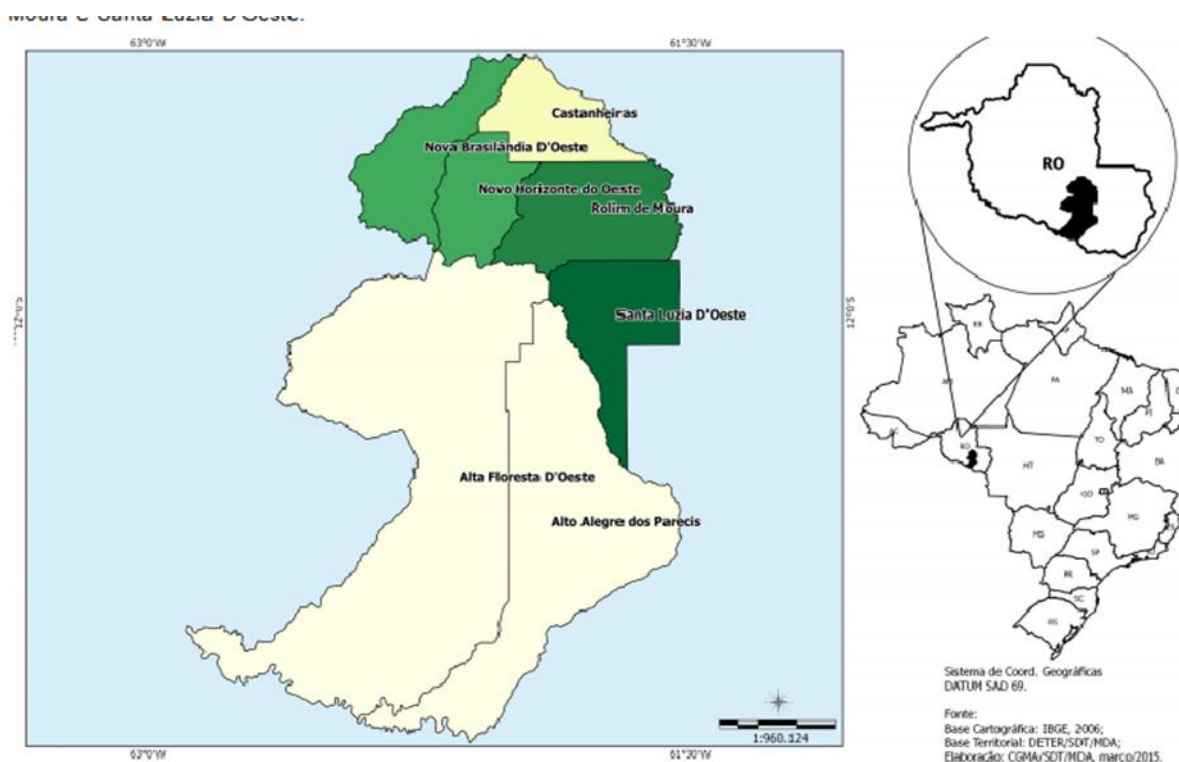


Figura 4-Mapa do Território Rural Zona da Mata – RO (adaptado de ///C:/Users/particular-pc/Desktop/caderno_territorial_216_Zona%20da%20Mata%20-%20RO.pdf)

4.3 Coleta de Amostra e Análise das Amostras

As amostras de sangue foram coletadas através de punção da veia caudal. As amostras foram coletadas em tubos comercial contendo anticoagulante (EDTA K₃) (Vacuplast, 4 ml) (**Figura 5**). Após a coleta, os tubos foram devidamente identificados e mantidos em refrigeração até o momento do processamento, como realizado por Lopes et al., (2018)

No laboratório de microbiologia da Universidade Federal de Rondônia foi realizado o processamento das amostras, sendo realizadas 2 técnicas para a indentificação do protozoário. A primeira técnica realizada foi a de microematócrito de Woo, que consiste na centrifugação de sangue em tubos capilares. As amostras de sangue foram colocadas em tubo de micro-hematócrito (capilar com 75 mm) que foi preenchido de sangue até aproximadamente $\frac{3}{4}$ de sua capacidade de vidro. Uma de suas extremidades foi vedada com massa de modelar e então centrifugadas a 4000 rpm por 5 min para a separação da capa células leucocitária das amostras. Após o processamento dos hematocritos, foi realizada a leitura em microscópio de luz para a vizualização dos parasitas, que se econtram entre o plasma e a camada leucocitaria. Posteriormente a altura da coluna de eritrócitos foi medida como percentagem da coluna de sangue total em cartão especial para leitura de hematócrito, como realizado em estudos por Linhares et al., (2006).

E a segunda técnica realizada foi a do esfregaço sanguíneo, sendo colocada uma gota de sangue em lâmina a uma distância de aproximadamente 2-3 cm de um lado final. A gota foi espalhada na lâmina até o lado oposto. Após a realização do esfregaço sanguíneo o mesmo foi fixado com álcool etílico por 5 segundo, e corado com Giemsa por 20 minutos, sendo retirado o excesso do corrente em água corrente. Após as amostras serem fixadas e coradas, elas foram avaliadas em microscópio ampliação de 1000 vezes. Da mesma forma que Lopes et al., (2018) realizou em seu estudo.

Em todas as propriedades foi realizado um questionário epidemiológico padrão para a obtenção de informações sobre a sanidade da propriedade, condições de manejos dos animais.



Figura 5- Coletada de amostra através de punção da veia caudal em tubos comercial contendo anticoagulante (EDTA K₃). Fonte: Arquivo Pessoal.

5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Em todas as propriedades visitadas foram realizados questionários epidemiológico padrão para a obtenção de informações sobre a sanidade da propriedade, condições de manejos dos animais, as principais questões abordadas e seus resultados são demonstrados na Tabela 1.

Tabela 1- Principais questões abordadas no questionário epidemiológico.

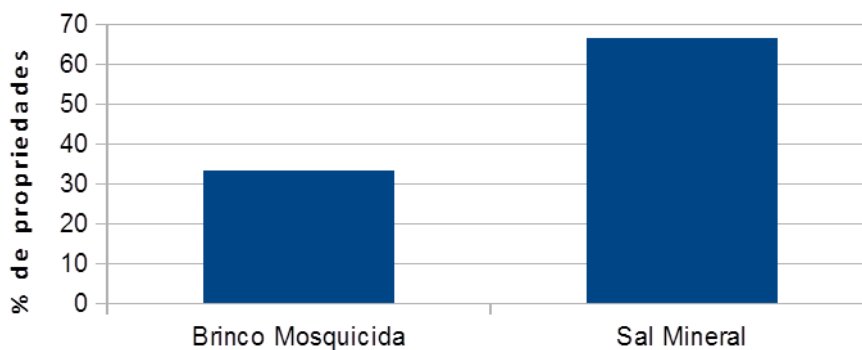
Propriedade	Controle ectoparasitas	Abortamento	Bezerros nascidos fracos	Época com mais mosca
1	Sim	Não	Não	Novembro
2	Sim	Não	Não	Novembro
3	Sim	Sim	Sim	Novembro

As propriedades visitadas relatam ter grande ocorrência dos principais vetores do *T. vivax* no Brasil, que são as moscas Tabanidae, Stomoxydinae, principalmente na época de agosto a fevereiro onde se concentra o período das chuvas no estado.

Em todas as propriedades analisadas informaram realizar controle de ectoparasitas, incluindo moscas e mutucas, destas 66,66 % dos produtores relatam realizar controle com um inibidor de desenvolvimento de insetos que é adicionado no sal mineral e 33,33% realizam o controle com Brinco Mosquicida, como demonstrado no gráfico 1.

Entretanto notamos que esses métodos de controle não estão sendo eficiente nas propriedades, onde foi observado um grande número de ectoparasitas. Essa alta incidência de ectoparasitas pode acarretar uma perda superior de 1,6 bilhões/ ano em todo o Brasil, isso se deve pela queda na produção e perda de peso dos animais, que são consequências do estresse causado pela ação irritante das moscas e não, só pela ação hematófaga, além do mais a maior incidência de moscas nos meses de agosto a fevereiro tem relação com as condições climáticas predominantes na maior parte do país. A condição climática do país nessa época acelera o ciclo biológico desses vetores, pelo aumento da temperatura e pelo aumento de resíduos (BRITO et al., 2007).

Gráfico 1- Controle de ectoparasitas realizados pelos produtores.



Em todas as propriedades foi relatado reutilização de agulhas no rebanho. Essa prática favorece não só a transmissão do *T. vivax* como de outras enfermidades, pois agulhas contaminadas servem como fômites. Apenas uma das propriedades (1/3) faz a higienização da agulha com álcool e Iodo antes de reutilizá-la para aplicação de medicamento em outros animais da propriedade. Essa prática também foi relatada por Cadioli et al., (2012), contribuiu para a ocorrência de casos da doença (QUISPE et al., 2003; AGUDO et al., 2009).

Uma das propriedades avaliadas (1/3) relatou o nascimento de bezerros fracos, que tinham dificuldade de se manter em pé e pernas entreabertas (posição de cavalete). Nessa mesma propriedade houve relato de vacas que abortaram, repetição de cio, nascimento de crias fracas e anestro temporário. Os mesmos sinais clínicos foram descritos em animais positivos

para *T. vivax* no Sertão da Paraíba e no Piauí (BEZERRA et al., 2006; BATISTA et al., 2008; LOPES et al., 2018).

Das 64 amostras analisadas com as técnicas de Woo e esfregaços sanguíneos não foi detectado a presença do parasita em nenhuma das amostras analisadas. No entanto a detecção da doença é mais comum em período de surtos, que ocasionalmente ocorre a partir do início do período chuvoso(Agosto a Fevereiro) e as coletas do presente estudos foi realizado logo nas primeiras chuvas (mês de outubro), o que provavelmente não foi suficiente para elevar o número de vetores e surgir animais com parasitemia suficiente para detecção nesses testes.

A tripanossomose causada pelo *T. vivax* tem sido fortemente relatada em casos de surtos, o que não ocorreu no presente estudo, entretanto as taxas de prevalência podem variar de acordo com os métodos de diagnósticos (GERMANO et al., 2017).

Os métodos parasitológicos diretos tem grande eficiência no diagnóstico de *T. vivax*, Baptista Filho et al., (2011) obteve um resultado de 15,38% de animais positivos e Pimentel et al (2012) obteve 9,09% de animais positivos para *T. vivax* em estudos no estado de Pernambuco.

Diferente do estudo realizado, Lopes et al., (2018) relataram um caso de *T. vivax* no Piauí em um total de 78 bovinos analisados através do esfregaço sanguíneo, nesta situação, os animais do rebanho não apresentavam nenhum sinal clínico característico da doença. Como no estudo realizado, o rebanho analisado não apresentava característica de surto.

Segundo Germano et al., (2017) na fase crônica da doença, as técnicas parasitológicas demonstram baixa sensibilidade, isso ocorre pela baixa parasitemia, nestas situações, os estudos sorológicos são de grande valia para complementação dos exames parasitológicos. Na fase crônica da doença a RIFI é considerada padrão ouro para o diagnóstico de *T. vivax*, e na fase aguda da doença a técnica de Woo se mostra mais eficiente quando comparada com a técnica de RIFI.

Estudo epidemiológico realizado por Guerra (2013) no estado de Pernambuco com 2053 animais apenas 286 (13,93 %) dos animais eram soropositivos para *T. vivax* através de reação de imunofluorescência indireta. Já estudos realizados por Guedes Júnior et al (2008) no Pará e Martins et al., (2009) no Pantanal do Mato Grosso do Sul, utilizando o teste de ELISA, registraram 93,1 % e 52,6% de animais soropositivos respectivamente, essa soro-prevalência é indicativo de endemia para tripanossomose na região, e a julgar pela localização geografia e semelhanças edafoclimáticas da entre as referidas áreas e a região estudada, consideramos a

necessidade de realizar exames sorológicos nos rebanhos da região para conhecer melhor a situação epidemiológica da doença e ainda, em caso de mortalidade e adoecimentos dos animais, como relatado na época do período de chuva pelos proprietários, sejam realizados atendimentos veterinários por médicos veterinários qualificados e realizados exames complementares para confirmar ou não a doença na região .

Na tabela 2 estão descritos os valores de hematócrito % obtidos nas propriedades avaliadas, os animais das propriedades 1 e 2 têm os seus valores de hematócrito dentro dos valores de referência. Já a propriedade 3 apresenta hematócrito um pouco acima dos valores de referência, alguns dos animais dessa propriedade apresentavam uma alta concentração de ectoparasitas que poderia estar ocasionando uma anemia.

Tabela 2- Valores mínimo, médio e máximo de hematócrito (%) de bovinos oriundos de propriedades rurais do município de Nova Brasilândia do Oeste, RO.

Propriedade	Parâmetro	Mínimo	Médio	Máximo	Valores de Referência
1	Hematócrito	25	31	38	24-46
2	Hematócrito	23	32,5	40	
3	Hematócrito	27	32	45	

A tabela 2 trás os valores de hematócrito % obtidos nas propriedades avaliadas, os animais das propriedades 1 e 2 têm os seus valores de hematócrito dentro dos valores de referência. Já a propriedade 3 apresenta hematócrito um pouco abaixo dos valores de referência, alguns dos animais dessa propriedade apresentavam uma alta concentração de ectoparasitas que poderia estar ocasionando uma anemia.

Embora a redução do hematócrito seja um sinal inespecífico, intercorrente em diversas afecções (QUISPE et al., 2003), quadros de anemia e leucopenia são os principais sinais de bovinos com tripanossomose no Pantanal brasileiro e Pantanaís bolivianos, e é amplamente relacionado a mortalidade de animais infectados pelo parasito (SILVA et al., 2006). No presente estudo, não foram encontrados quadros graves de anemia, apenas um animal apresentou HT abaixo de 24, valor mínimo de normalidade para a espécie, mesmo assim, não foram encontrados nenhum animal com sintomatologia como: apatia, anemia intensa, queda na produção de leite, repetição de cio, abortamento no momento das coletas.

CONCLUSÃO

Não foi detectado a presença de *T. vivax* no município de Nova Brasilândia D'Oeste, porém, há condições de rápida disseminação da doença por haver reutilização de agulhas durante o manejo do rebanho e a presença dos vetores, que se intensifica no período chuvoso. Considerando os sinais clínicos descritos por produtores da região, e mortalidade de animais recomendamos aos profissionais da região, vigilância epidemiológica intensa e aplicação de teste sorológicos para que se necessário, implementem medidas de controle e profilaxia para a tripanossomose.

6 REFERENCIAS

ADAMU S., FATIHU M.Y., USEH N.M., MAMMAN M., SEKONI V.O & ESIEVO K.A.N. Sequential testicular and epididymal damage in Zebu bulls experimentally infected with *Trypanosoma vivax*. **Veterinary Parasitology**. v 143, p 29-34, 2007. Disponível em: <<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/16935425>>. Acesso em: 06 set. 2018..

ANDRIANARIVO, A. G.; MUIYA, P.; OPOLLO, 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**, v. 80, p. 407-418, 1995. Disponível em: <<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/7729476>>. Acesso em: 06 set. 2018.

ANGWECH H, NYEKO JH, OPIYO EA, OKELLO-ONEN J, OPIRO R, ECHODU R, MALINGA GM, NJAHIRA MN, SKILTON RA. Heterogeneity in the prevalence and intensity of bovine trypanosomiasis in the districts of Amuru and Nwoya, Northern Uganda. **BMC Veterinary Research**. V11, p 255, 2015 .Disponível em: <<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/26449544>>. Acesso em: 06 set. 2018.

ANOSA VO, ISOUN TT. Pathology of experimental *Trypanosoma vivax* infection in sheep and goats. **Zentralblatt für Veterinärmedizin Reihe B Journal of Veterinary Medicine Series B**. V 30,n 9,p 685-700, 1983. Disponível em: <https://www.researchgate.net/publication/16536085_Pathology_of_Experimental_Trypanosoma_vivax_Infection_in_Sheep_and_Goats>. Acesso em: 07 set. 2018.

AUTY H, ANDERSON NE, PICOZZI K, LEMBO T, MUBANGA J, HOARE R, FYUMAGWA RD, MABLE B, HAMILL L, CLEVELAND S, WELBURN SC. Trypanosome diversity in wildlife species from the serengeti and Luangwa Valley ecosystems. **PLoS Neglected Tropical Diseases**. v 6, n 10, p 1828, 2012. Disponível em: <journals.plos.org/plosntds/article?id=10.1371/journal.pntd.0001828>. Acesso em: 05 set. 2018.

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

Barbosa, J. C., Bastos, T. S. A., Rodrigues, R. A., Madriri, D. M. C., Faria, A. M., Bessa, L. C. & Linhares, G. F. 2015. Primeiro surto de tripanossomose bovina detectado no estado de Goiás, Brasil. *Ars Veterinaria*, V 31, n2, p 100., 2015 . Disponível em: <<http://arsveterinaria.org.br/index.php/ars/issue/view/40>> Acesso e em: 15 nov. 2018

BARBOSA, J. C., BASTOS, T. S. A., RODRIGUES, R. A., MADRIR, D. M. C., FARIA, A. M., BESSA, L. C. & LINHARES, G. F. Primeiro surto de tripanossomose bovina detectado no estado de Goiás, Brasil. **Ars Veterinaria**. v 31, n 2, p 100, 2015. Disponível em: <<http://arsveterinaria.org.br/index.php/ars/article/view/973>> Acesso em: 07 set. 2018.

BARRIGA, O.O. The class mastigophora or flagellates. In. *Veterinary parasitology for practioners*. 2Nd ed. Minessota: Burgers International Group, 1997. p. 25.1-25.12

BASTOS T.S.A., FARIA A.M., MADRID D.M.C., BESSA L.C., LINHARES G.F.C., FIDELIS JR. O.L., SAMPAIO P.H., CRUZ B.C., CRUVINEL L.B., NICARETTA J.E., MACHADO R.Z., COSTA A.J.D. & LOPES W.D.Z. First outbreak and subsequent cases of *Trypanosoma vivax* in the state of Goiás, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**. v 26, n 3, p 366-371, 2017. Disponível em: <www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/28678894> Acessado em: 01 set. 2018.

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. **Pesquisa Veterinária Brasileira**. v. 28, n 1, p 63-69, 2008. Disponível em: <<http://www.scielo.br/pdf/pvb/v28n1/a10v28n1.pdf>> Acesso em: 03 set. 2018.

BATISTA JS, RIET-CORREA F, TEIXEIRA MM, MADRUGA CR, SIMOES SD, MAIA TF. 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 174-81, 2011. Disponível em: <<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/16965857>>. Acesso em: 10 set. 2018.

BATISTA JS, RODRIGUES CM, GARCIA HA, BEZERRA FS, OLINDA RG, TEIXEIRA MM, SOTO-BLANCO B. Association of *Trypanosoma vivax* in extracellular sites with central nervous system lesions and changes in cerebrospinal fluid in experimentally infected goats. **Veterinary Research**. v 42, p 63, 2011. Disponível em: <<http://europepmc.org/abstract/med/21569364>> Acesso: 05 set. 2018.

BERTHIER, D., BRENIÉRE, S. F., BRAS-GONÇALVES, R., LEMESRE, J. L., JAMONNEAU, V., SOLANO, P... BUCHETON, B. TOLERANCE. to trypanosomatids: a threat, or a key for disease elimination. **Trends in Parasitology**. v 32, n 2, p 157-68 2016. Disponível em: <<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/26643519>>. Acesso em: 09 set. 2018.

Bezerra F.S.B., García H.A., Alves H.M., Oliveira I.R.S., Silva A.E., Teixeira M.M.G. & Batista . *Trypanosoma vivax* nos tecidos testicular e epididimário de ovinos experimentalmente infectados. **Pesquisa Veterinária Brasileira**. v 28, n 12, p 575-582. 2008.

Disponível em: < <http://www.scielo.br/pdf/pvb/v28n12/a02v2812.pdf>>. Acesso em: 15 set 2018.

BLACK, S. J.; SEED, J. R.; MURPHY N. B. Innate and acquired resistance to African trypanosomiasis. **The Jou. of Parasitology**, v. 87, n. 1, p. 1-9, 2001. Disponível em:<http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0001-37652006000400004> Acesso em: 01 set. 2018.

BRITO, L.G; SILVA NETTO, F.G.; ROCHA, R.B.,. Influência dos fatores climáticos na flutuação sazonal da mosca-dos-chifres no município de Presidente Médici, Rondônia. Porto Velho: Embrapa Rondônia, 2007, 15 p. (CPAFRO-Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento 50).

CADIOLI F. A, FIDELIS JUNIOR OL, SAMPAIO PH, DOS SANTOS GN, ANDRE MR, CASTILHO KJ, MACHADO RZ. Detection of Trypanosoma vivax using PCR and LAMP during aparasitemic periods. **Veterinary Parasitology**. v 2141, p 174-7, 2015. Disponível em:<<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/26414906>>. Acesso em: 07 set. 2018.

CADIOLI FA, BARNABE PDE A, MACHADO RZ, TEIXEIRA MC, ANDRE MR, SAMPAIO PH, FIDELIS JUNIOR OL, TEIXEIRA MM, MARQUES LC. First report of Trypanosoma vivax outbreak in dairy cattle in Sao Paulo state, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**. V 21, n 2, p 118-24, 2012. Disponível em:<http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1984-29612012000200009>. Acesso em: 07 set. 2018.

CADIOLI, F. A.; BARNABÉ, P. A.; MACHADO, R. Z.; TEIXEIRA, M. C. A.; ANDRÉ, M.R.; SAMPAIO, P. H.; FIDÉLIS JUNIO, O. L.; TEIXEIRA, M. M. G.; MARQUES, L. C. First report of Trypanosoma vivax outbreak in dairy cattle in São Paulo state, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**. v. 21, n. 2, p. 118-124, 2012. Disponível em:<First report of Trypanosoma vivax outbreak in dairy cattle in São Paulo state, Brazil>. Acesso em: 08 set. 2018.

CAMPOS, M. G. S., FACURY FILHO, E. J., CARVALHO, A. U., RIBEIRO, M. F. B. & URIBE, J. A.Z. Utilização de água de coco (Cocos nucifera) industrializada como conservante para Trypanosoma vivax. **Biológico**. V 77, n 2, p 1-235, 2015. Disponível em:<http://www.biologico.sp.gov.br/uploads/docs/bio/suplementos/v77_supl2/117.pdf>. Acesso em: 07 set. 2018.

CARVALHO, A. U.; ABRÃO, D. C.; FACURY FILHO, E. J.; PAES, P. R. O.; RIBEIRO, M. F. B. Ocorrência de Trypanosoma vivax no estado de Minas Gerais. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 60, n. 3, p. 769-771, 2008. Disponível em:<Ocorrência de Trypanosoma vivax no estado de Minas Gerais>. Acesso em: 08 set. 2018.

CHAMOND N, COSSON A, BLOM-POTAR MC, JOUVION G, D'ARCHIVIO S, MEDINA M, DROIN-BERGERE S, HUERRE M, GOYARD S, MINOPRIO P. Trypanosoma vivax

infections: pushing ahead with mouse models for the study of Nagana. I. **Parasitological, hematological and pathological parameters. PLoS Neglected Tropical Diseases.** v 4, n 8, p 792, 2010. Disponível em:<[/journals.plos.org/plosntds/article?id=10.1371/journal.pntd.0000792](http://journals.plos.org/plosntds/article?id=10.1371/journal.pntd.0000792)>. Acesso em: 07 set. 2018.

CONNOR, R.J.; VAN DEN BOOSCHE, P. African animal trypanosomoses. In: COETZER, J.A.W.; TUSTIN, R.C. (Eds.). **Infectious diseases of livestock.** 2nd ed. South Africa: Oxford University Press, 2004. v. 1. cap. 12, p. 251-296.

DABUS, D. M. M., CAMPOS, D. F. & NEVES, M. F. Trypanosoma vivax. **Revista Eletrônica Científica da UERGS.** v 2161, p 12, 2011 .Disponível em:<<http://www.pubvet.com.br/artigo/4962/tripanossomose-bovina-revisatildeo>>. Acesso em: 06 set. 2018.

DAGNACHEW S, TEREFE G, ABEBE G, BARRY DJ, GODDEERIS BM. Comparative biochemical changes in young Zebu cattle experimentally infected with Trypanosoma vivax from tsetse infested and non-tsetse infested areas of northwest Ethiopia. **Veterinary Parasitology.** v 205, n 3-4, p 451-9, 2014. Disponível em:<<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/25283093>>. Acesso em: 07 set. 2018.

DAGNACHEW, S. & BEZIE, M. Review on Trypanosoma vivax. **African Journal of Basic & Applied Sciences.** v. 7, p. 41–64, 2015 .Disponível em:<https://www.researchgate.net/publication/278033517_Review_on_Trypanosoma_vivax> . Acesso em: 08 set. 2018.

DESQUESNES, M. & DIA, M. L. Mecha KEMP e TEALE, 1998; nical transmission of Trypanosoma vivax in cattle by the African tabanid Atylotus fuscipes. **Veterinary Parasitology,** v. 119, p. 9- 19, 2004. Disponível em:<<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/15036572>>. Acesso em: 06 set. 2018.

DESQUESNES, M.; GARDINER, P. R. Epidémiologie de la trypanosomose bovine (Trypanosoma vivax) en Guyane française. **Revue d'élevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux, Paris,** v. 46, n. 3, p. 463-470, 2009.Disponível em:<<http://revues.cirad.fr/index.php/REMVT/article/viewFile/9447/9441>>. Acesso em: Setembro de 2018.Disponível em:<>. Acesso em: 12 set. 2018.

ESIEVO, K. A. N.; SAROR, D. I.; ILEMOBADE, A. A.; HALLAWAY, M. H. Variation in erythrocyte surface and free serum sialic acid concentrations during experimental T. vivax infection in cattle. **Research in Veterinary Science,** v. 32, p. 1-5, 1982. Disponível em:<https://www.researchgate.net/publication/16110422_Variation_in_erythrocyte_surface_and_free_serum_sialic_acid_concentrations_during_experimental_Trypanosoma_vivax_infection_in_cattle>. Acesso em: 08 set. 2018.

FIDELIS JUNIOR OL, SAMPAIO PH, MACHADO RZ, ANDRE MR, MARQUES LC, CADIOLI FA. Evaluation of clinical signs, parasitemia, hematologic and biochemical changes in cattle experimentally infected with *Trypanosoma vivax*. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinaria**. V 25, n 1, p 69-81, 2016 . Disponível em:<http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1984-29612016000100069>. Acesso em: 11 set. 2018.

FRANGE, R. C. C. Tripanossomíase em vacas na microrregião de Uberaba – MG: estudo soropidemiológico e relato de surto. 2013.– **Universidade de Uberaba, Uberaba – MG**, 2013. Disponível em:<<http://www.revistas.uniube.br/index.php/anais/article/view/810>>. Acesso em: 08 set. 2018.

GARDINER, P. R. Recent studies of the biology of *Trypanosoma vivax*. **Advances in Parasitology**, v.28, p. 229-317, 1989. Disponível em:<<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/2683616>>. Acesso em: 09 set. 2018.

GERMANO, P. H. V., EDLER, G. E. C., SILVA, A. A. & LOPES, L. O. Prevalência de *Trypanosoma vivax* em bovinos no município de Patos de Minas/MG. **Revista Acadêmica: Ciência Animal**, v 15, n 2, p 433-434, 2017. Disponível em:<[file:///home/user/Downloads/17658-29637-1-SM%20\(1\).pdf](file:///home/user/Downloads/17658-29637-1-SM%20(1).pdf)>. Acesso em: 08 set. 2018.

GERMANO, P. H. V., SILVA, A. A., EDLER, G. E. C. & LOPES, L. O. Aspectos patológicos e clínicos de uma bezerra Holandesa infectada naturalmente por *Trypanosoma* sp. na região do Alto Paranaíba/MG. **Revista Acadêmica: Ciência Animal**. V 15, n 2, p 609-610, 2017 Disponível em:<<https://periodicos.pucpr.br/index.php/cienciaanimal/article/view/18009/17268>>. Acesso em: 08 set. 2018.

Giordani, F; Morrison, L. J; Rowan, T. G, DE Koning, H. P; Barrett, M. P. The animal trypanosomiasis and their chemotherapy: a review. *Parasitology*. v 143, n 14, p 1862-1889. 2016 . Disponível em <<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/27719692>>. Acesso em 05 set 2018.

GONZALES, J.L.; CHACON, E.; MIRANDA, M. Bovine trypanosomosis in the Bolivian Pantanal. **Veterinary Parasitol.**, v. 146, p. 9-16, 2007. Disponível em<<https://www.sciencedirect.com/journal/veterinary-parasitology/vol/146/issue/1>>. Acesso em 03 set. 2018.

GONZATTI, M. I., GONZÁLEZ-BARADAT, B., ASO, P. M. & REYNA-BELLO. 2014. *Trypanosoma* (*Duttonella*) *vivax* and Trypanosomosis in Latina America: Secadera/Huequera/Cacho Hueco. In: Magez, S. & Radwanska, M. Trypanosomes and Trypanosomiasis. Springer-Verlag Wien, London, United Kingdom.

GUEDES JUNIOR, D. S.; ARAÚJO, F. R.; SILVA, F. J. M.; RANGEL, C. P.; BARBOSANETO, J. D.; FONSECA, A. H. Frequency of antibodies to *Babesia bigemina*, *Babesia bovis*, *Anaplasma marginale*, *Trypanosoma vivax* and *Borrelia burgdorferi* in cattle from the northeastern region of the state of Pará, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 17, n. 2, p. 105-109, 2008. Disponível em:<<http://www.scielo.br/pdf/rbpv/v17n2/08.pdf>>. Acesso em: 20 nov. 2018.

GUERRA N.R., MONTEIRO M.F.M., SANDES H.M.M, CRUZ N.L.N., RAMOS C.A.N., SANTANA V.L.A., SOUZA M.M.A. & ALVES L.C.. Detecção de anticorpos IgG anti-*Trypanosoma vivax* em bovinos através do teste de Imunofluorescência Indireta. **Pesquisa Veterinária Brasileira**. V 33,n 12, p 1423-1426, 2013. Disponível em<http://www.scielo.br/scielo.php?pid=S010736X2013001200005&script=sci_abstract&tlng=pt>. Acesso em: 04 set. 2018.

Hoare C.A. 1972. **The Trypanosomes of mammals: a zoological monograph**. Blackwell: Oxford, 749p.

HURTADO, O. J. B.; CASTRO, P. D. J.; GIRALDO-RÍOS, C. Reproductive failures associated with *Trypanosoma (Duttonella) vivax*. **Veterinary Parasitology**. v. 229, p. 54–59, 2016. Disponível em:<<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/27809979>>. Acesso em: 08 set. 2018.

IGBOKWE IO, UMAR IA, OMAGE JJ, IBRAHIM ND, KADIMA KB, OBAGAIYE OK, SAROR DI, ESIEVO KA. Effect of acute *Trypanosoma vivax* infection on cattle erythrocyte glutathione and susceptibility to in vitro peroxidation. **Veterinary Parasitology**. v 63, n 3-4, p 215-224, 1996 .Disponível em:<<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/030440179500887X>>. Acesso em: 10 set. 2018.

Jones T, Hunt R, King N. **Patologia veterinária**. São Paulo: Manole; 2000. 1415 p.

LETA S, ALEMAYEHU G, SEYOUM Z, BEZIE M. Prevalence of bovine trypanosomosis in Ethiopia: a meta-analysis. **Parasites & Vectors**. v 9, p 139, 2016. Disponível em:<<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC4785740/>>. Acesso em: 05 set. 2018.

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

Linhares, G. F. C., Dias Filho, A. M. R., Fernandes, P. R. & Duarte, S. C. Tripanossomíase em bovinos no município de Formoso do Araguaia, Tocantins (relato de caso). **Ciência Animal Brasileira**. V 7. n 4. p 455-460. 2006. Disponível em:<<https://www.revistas.ufg.br/vet/article/view/876>>. Acesso e em: 15 nov. 2018.

LINHARES, G. F. C., DIAS FILHO, A. M. R., FERNANDES, P. R. & DUARTE, S. C. tripanossomíase em bovinos no município de formoso do araguaia, tocantins (relato de caso).

Ciência Animal Brasileira. v. 7. n 4. p 455-460, 2006. Disponível em:<<https://www.revistas.ufg.br/vet/article/view/876>> Acesso em: 07 set. 2018.

Lopes S. T. P.; P. B. S.; Martins G. H. C.; Beserra, H. E. A; , Sousa M. A. C.; Evangelista, L. S. M.; Cardoso, J. F. S.; Mineiro, A. L. B. B.; Souza J.A.T. Trypanosoma vivax em bovino leiteiro. **Acta Scientiae Veterinariae.** V 46, n. 1, p.287 2018. Disponível em:<http://www.ufrgs.br/actavet/46-suple-1/CR_287.pdf> Acesso em: 20 nov. 2018

LOSOS GJ, IKEDE BO. Review of pathology of diseases in domestic and laboratory animals caused by Trypanosoma congolense, T. vivax, T. rhodesiense and T. gambiense. **Veterinary Pathology.** V 9, p 1-71, 1972. Disponível em:<<http://journals.sagepub.com/doi/abs/10.1177/030098587200901s01>>. Acesso em: 05 set. 2018.

Madruga C.R. Epidemiologia do Trypanosoma vivax no Brasil. **Ciência Animal Brasileira.** V 0, n 0, p 1-10, 2009. Disponível em:<<https://www.revistas.ufg.br/vet/article/view/7668/5441>>. Acesso em 02 set. 2018.

MARTINS, C. F.; MADRUGA, C. R.; KOLLER, W. W.; ARAÚJO, F. R.; SOARES, C. O.; KESSLER, R. H.; MELO, E. E. S. P.; RIOS, L. R.; ALMEIDA, R. C. F.; LIMA JÚNIOR, M. S. C.; BARROS, A. T. M.; MARQUES, L. C. Trypanosoma vivax infection dynamics in a cattle herd maintained in a transition area between Pantanal lowlands and highlands of Mato Grosso do Sul, Brazil. **Pesquisa Veterinária Brasileira,** n. 28, p.51-56, 2008. Disponível em: < http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0100-736X2008000100008 >. Acesso em : 20 nov. 2018.

MASAKE R. The pathogenesis of infection with Trypanosoma vivax in goats and cattle. The Veterinary Record. V 107, n 24, p 551-557, 1980 .Disponível em:<<https://europepmc.org/abstract/med/7467108>>. Acesso em: 07 set. 2018.

MORRISON LJ, VEZZ, L, ROWAN T, HOPE JC. Animal African Trypanosomiasis: Time to Increase Focus on Clinically Relevant Parasite and Host Species. **Trends Parasitology.** v 32, n 8, p 599-607, 2016. Disponível em:<<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/27167665>>. Acesso em: 07 set. 2018.

MUHANGUZI D, PICOZZI K, HATTENDORF J, THRUSFIELD M, KABASA JD, WAISWA C, WELBURN, SC. The burden and spatial distribution of bovine African trypanosomes in small holder crop-livestock production systems in Tororo District, south-eastern Uganda. **Parasites & Vectors.** V 7, p 603, 2014. Disponível em:<<https://parasitesandvectors.biomedcentral.com/articles/10.1186/s13071-014-0603-6>>. Acesso em: 05 set. 2018.

Murray M, Dexter T. Anaemia in bovine African trypanosomiasis. A review. **Acta Tropica.** v 45, p 389-432, 1988. Disponível em:<<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/2907267>>. Acesso em: 06 set. 2018.

MURRAY, M., MURRAY, P. K. & MCINTYRE, W. I. M. . An improved parasitological technique for the diagnosis of African trypanosomiasis. *Trans. Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*. v 71, p 317–318, 1977. Disponível em: <<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/563634>>. Acesso em: 05 set. 2018.

MURRAY, M.; TRAIL, J. C. M. Genetic resistance to animal trypanosomiasis in Africa. . v 2, p 541-51, 1984. Disponível em: <<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/0167587784901004>>. Acesso em: 06 set. 2018.

NJIOKOU F, SIMO G, MBIDA MBIDA A, TRUC P, CUNY G, HERDER S. A study of host preference in tsetse flies using a modified heteroduplex PCR-based method. *Acta Tropica*. V 91, n 2, p117-20, 2004. Disponível em: <<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/15234660>>. Acesso em: 07 set. 2018.

OKECH, G.; DOLAN, R. B.; STEVENSON P.; ALUSHULA, H.; WATSON, E. D.; LUCKINS, A. G.; OMUSE, J. K. The effect of trypanosomiasis on pregnancy in trypanotolerant Orma Boran cattle. *Theriogenology*, v. 46, n. 3, p. 441-447, 1996. Disponível em: <<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/0093691X96001665>>. Acesso em: 08 set. 2018.

OSÓRIO, A. L. A. R., MADRUGA, C. R., DESQUESNES, M., SOARES, C. O., RIBEIRO, L. R. R. & COSTA, S. C. G. Trypanosoma (Duttonella) vivax: its biology, epidemiology, pathogenesis, and introduction in the New World – **A Review. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v 103, p 1- 13, 2008. Disponível em: <http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0074-02762008000100001>. Acesso em: 04 set. 2018.

PAIVA F, DE LEMOS RAA, NAKAZATO L, MORI AE, BRUM KE, BERNARDO KCA. Trypanosoma vivax em bovinos no Pantanal do Mato Grosso do Sul, Brasil: I – Acompanhamento clínico, laboratorial e anatomopatológico de rebanhos infectados. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*. V 9, p 135-41, 2000. Disponível em: <http://ufrj.br/rbpv/922000/c92135_141.pdf>. Acesso em: 04 set. 2018.

PEREGRINE, A. S. Chemotherapy and delivery systems haemoparasites. *Veterinary Parasitology*, v. 5, p. 223, 1994. Disponível em: <<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/7846852#>>. Acesso em: 08 set. 2018.

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

<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0304401711006789?via%3Dihub>.
Acesso em: 08 set. 2018

QUISPE, P.; CHÁVEZ, A.; CASAS, E. et al. Prevalencia de *Trypanosoma vivax* en bovinos de la provincia de Coronel Portillo, Ucayali. **Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú**, v.14, p.161-165, 2003. Disponível em:<<http://revistasinvestigacion.unmsm.edu.pe/index.php/veterinaria/article/view/1622/1398>>. Acesso em: 08 set. 2018.

Radostits O.M., Gay, C.C, Blood D.C. & Hinchcliff K.W. 2000. *Veterinary Medicine*. 9th ed. W.B. Saunders, London. 1877p.

RODRIGUES C, OLINDA R, SILVA T, VALE R, DA SILVA A, LIMA G, GARCIA H, TEIXEIRA M, BATISTA J. Follicular degeneration in the ovaries of goats experimentally infected with *Trypanosoma vivax* from the Brazilian semi-arid region. **Veterinary Parasitology**. v 191, p 146 – 53, 2013 .Disponível em:<<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/22921989>>. Acesso em: 07 set. 2018.

SERRA-FREIRE, N.M. Oiapoque-outro foco de *Trypanosoma vivax* no Brasil. **Revista Brasileira de Medicina Veterinária**, v.4, p.30-31, 1981. Disponível em:<http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_nlinks&ref=000051&pid=S0103-8478200800030004100010&lng=en>. Acesso em: 07 set. 2018a. **Acta Trop.**, v.77, p.195-201, 2000 Disponível em:<<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/11080510>>. Acesso em: 08 set. 2018.

SHAW, J.J.; LAINSON, R. *Trypanosoma vivax* in Brazil. **Annals of Tropical Medicine Parasitology**, v.66, n.1, p.25-33, 1972. Disponível em:<<https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/00034983.1972.11686794>>. Acesso em: 05 set. 2018.

Silva R.A.M.S., Herrera M.M., Domingos L.B.S. Pathogenesis of *Trypanosoma evansi* infection in dogs and horses: hematological and clinical aspects. **Ciência Rural**. v, n 25, p 233-238. 1995. Disponível em:<http://www.scielo.br/scielo.php?pid=S0103-84781995000200010&script=sci_abstract>. Acesso em: 03 set. 2018.

SILVA T, OLINDA R, RODRIGUES C, CAMARA A, LOPES F, COELHO W, RIBEIRO M, FREITAS C, TEIXEIRA M, BATISTA J. Pathogenesis of reproductive failure induced by *Trypanosoma vivax* in experimentally infected pregnant ewes. **Veterinary Research**. v 44, p 1, 2013. Disponível em:<<https://veterinaryresearch.biomedcentral.com/articles/10.1186/1297-9716-44-1>>. Acesso em: 08 set. 2018.

Silva, A. S.; Costa, M. M.; Polenz M. F.; Polenz, C. H.; Teixeira, M. M. G.; Lopes S. T. A.; Monteiro S. G. Primeiro registro de *Trypanosoma vivax* em bovinos no Estado do Rio Grande do Sul, Brasil. **Ciência Rural**. v. 39, n. 8, 2009. Disponível em:<http://www.scielo.br/scielo.php?pid=S010384782009005000189&script=sci_arttext&tlng=es> Acesso em: 07 set. 2018.

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

]SILVA, R. A. M. S; DÁVILA, A. M. R. Trypanosoma vivax: biologia, diagnóstico e controle. In: KESSLER R. H.; SCHENK M. A. M (Ed.) Carrapato, tristeza parasitária e tripanossomose dos bovinos. Embrapa Gado de Corte: Campo Grande, MS, 1998. p. 123-125

Stephen L.E. 1986. Trypanosomiasis: a veterinary perspective. Pergamon Press, New Van Den Bossche, P., De La Rocque, S., Hendrickx, G. & Bouyer, J. A. 2010. Changing environment and the epidemiology of tsetse- transmitted livestock trypanosomiasis. **Trends in Parasitology**. v 26, n 5, p 236-43. Disponível em:<Haemorrhagic lesions resulting from Trypanosoma vivax infection in Ayrshire cattle>. Acesso em: 07 set. 2018.

VARGAS, T. M.; ARELLANO, S. C. La tripanosomiasis bovina en América Latina y el Caribe. **Vet. Mon.**, v. 33, p. 136, p. 17-21, 1997. Disponível em:<<file:///home/user/Downloads/15063-50105-1-PB.pdf>>. Acesso em: set. 2018.

WORLD HEALTH ORGANIZATION. Chagas disease - Tropical diseases progress in research. Geneva: WHO, 1991. p. 69-77. (WHO Technical Report Series) York. 533p.

APÊNDICE
QUESTIONÁRIO EPIDEMIOLÓGICO PARA PROPRIEDADE

Dados Gerais

Nome da propriedade: _____

Tamanho da propriedade: _____

Município: _____

Fone: _____

REBANHO BOVINO (Leite, tem animal corte?)

Numero total de bovinos: _____ Número de Vacas: _____

Vacas amostradas _____ Raça predominante: _____

CARRAPATOS NOS BOVINOS

Presença de carrapatos? () Ano todo () Nunca. () Somente uma época do ano.
 Quando? _____

Quando a infestação é maior? _____

Faz controle? () Sim () Não

Tipo de tratamento: () Banho () Pour-on

() Injetável N° de banhos carrapaticidas por ano _____

Intervalos entre os banhos: _____

Meses do ano onde se concentram os banhos?

J F M A M J J A S O N D

Tipo de banho: () Bomba Costal () Bomba Motorizada () Outro _____

MUTUCAS

Presença de mutucas? () Nunca. () Ano todo. () Somente uma época do ano.
 Quando? _____

Quando a infestação é maior? _____

MOSCA-DOS-CHIFRES

Presença de mosca-dos-chifres?

() Nunca () Somente uma época do ano. Ano todo () Quando? _____

Quando a infestação é maior? _____

Faz controle? () Sim () Não

Tipo de tratamento: () Banho () Pour-on () Injetável N° de tratamentos por ano? _____ Intervalos entre os tratamentos: _____

Meses do ano onde se concentram os tratamentos?

J F M A M J J A S O N D

Tipo de banho: () Bomba Costal () Bomba Motorizada () Outro _____

MOSCA-DOS-ESTÁBULOS

Presença de mosca-dos-estábulo?

() Nunca () Somente uma época do ano. Ano todo () Quando? _____

Quando a infestação é maior? _____

Faz controle? () Sim () Não

Tipo de tratamento: () Banho () Pour-on () Injetável

Nº de tratamentos por ano? _____ Intervalos entre os tratamentos: _____

Meses do ano onde se concentram os tratamentos?

J F M A M J J A S O N D

Tipo de banho: () Bomba Costal () Bomba Motorizada () Outro _____

AGULHAS

() a mesma a agulha para todos os animais?

() uma agulha por animal?

() algum tipo de higienização da agulha? Qual _____

INTRODUÇÃO DE ANIMAIS (as ultimas)

	Aquisição	Aquisição	Aquisição	Aquisição
Data da aquisição	_____	_____	_____	_____
Nº de animais	_____	_____	_____	_____
Procedência	_____	_____	_____	_____
Veio com carrapato?	_____	_____	_____	_____

Houve morte de animais com os seguintes sintomas: Perda de peso, depressão, incordenação motora, anorexia e tremores musculares?

Não () _____ Sim () Quantos animais? _____

Há casos de abortamento? Sim () Quantos _____ () Não

Há casos de bezerros que nascem fracos com dificuldade de se manter em pé, que ficam com as pernas entreabertas (posição de cavalete)? Sim () Época do ano que é mais frequente _____ Não ()