

**UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO SUL
FACULDADE DE VETERINÁRIA**

DHIEGO DOS SANTOS SILVEIRA

**OCORRÊNCIA DE ANIMAIS SOROPOSITIVOS PARA *TRYPANOSOMA VIVAX* NO
ESTADO DO RIO GRANDE DO SUL**

PORTO ALEGRE

2020/2

DHIEGO DOS SANTOS SILVEIRA

**OCORRÊNCIA DE ANIMAIS SOROPOSITIVOS PARA *TRYPANOSOMA VIVAX* NO
ESTADO DO RIO GRANDE DO SUL**

Autor: Dhiego dos Santos Silveira

**Trabalho apresentado à Faculdade de
Veterinária como requisito parcial para a
obtenção da graduação em Medicina
Veterinária**

**Orientador: André Gustavo Cabrera
Dalto**

**Coorientadora: Monique Tomazele
Rovani**

PORTO ALEGRE

2020/2

DHIEGO DOS SANTOS SILVEIRA

**OCORRÊNCIA DE ANIMAIS SOROPOSITIVOS PARA *TRYPANOSOMA VIVAX* NO
ESTADO DO RIO GRANDE DO SUL**

Aprovado em ____/____/____.

APROVADO POR:

Prof. Dr. André Gustavo Cabrera Dalto
Orientador e Presidente da Comissão

Prof. João Fábio Soares
Membro da Comissão

Me. Claiton Ismael Schwertz
Membro da Comissão

RESUMO

A tripanossomíase bovina é causada principalmente pelo protozoário *Trypanosoma vivax*, o qual se originou no continente africano, onde também são encontradas as moscas do gênero *Glossina*, que atuam como seu vetor biológico. Na América do Sul, sua transmissão ocorre mecanicamente através de insetos hematófagos e de forma iatrogênica. O objetivo do trabalho é realizar uma breve revisão bibliográfica sobre o *T. vivax* e trazer evidências sobre a ocorrência do agente no Rio Grande do Sul. A doença não exibe sintomatologia patognomônica, podendo apresentar sinais clínicos nos diversos sistemas fisiológicos do animal. Por esta razão, o diagnóstico laboratorial aliado ao histórico dos animais é fundamental para a identificação dos casos soropositivos, bem como serão facilitadores do controle do vetor e prevenção da contaminação iatrogênica. Atualmente no Brasil, o tratamento para a Tripanossomíase é realizado através de um único princípio ativo o Cloreto de Isometamidium, por conta de sua especificidade contra o agente, visto que, para os demais princípios testados anteriormente, o parasita apresentou resistência. Em parceria com a empresa CEVA SAÚDE ANIMAL, o presente trabalho realizou a identificação de municípios do Estado do Rio Grande do Sul onde apresentam casos de animais soropositivos para anticorpos IgG anti-*Trypanosoma vivax*, a fim de aferir o grau de disseminação da Tripanossomíase bovina. Os resultados mostraram que dos 48 municípios participantes, 44 apresentaram animais soropositivos, índice equivalente a 91,6%, e das 78 propriedades distribuídas em diferentes mesorregiões, 71 delas apresentaram pelo menos um resultado positivo o que corresponde a 91% do total investigado. E mais especificamente sobre os 409 bovinos examinados, 182 foram reagentes para *T. vivax*, representando 44,5% do total.

Palavras-chave: Hemoparasita; Gado de leite; Perdas econômicas; *Trypanosoma vivax*; Tripanossomíase.

SUMÁRIO

| | | |
|------------|--|-----------|
| 1 | INTRODUÇÃO | 6 |
| 2 | AGENTE ETIOLÓGICO | 7 |
| 3 | HISTÓRICO | 9 |
| 4 | SINAIS CLÍNICOS E LESÕES | 11 |
| 5 | DIAGNÓSTICO | 12 |
| 5.1 | Métodos parasitológicos | 12 |
| 5.1.1 | Esfregaços sanguíneos | 12 |
| 5.1.2 | Técnica de centrifugação de hematócrito | 12 |
| 5.2 | Métodos sorológicos | 13 |
| 5.2.1 | Método - ELISA | 13 |
| 5.2.2 | Reação de imunofluorescência indireta (RIFI) | 13 |
| 5.3 | Método Molecular | 13 |
| 5.3.1 | Reação em Cadeia da Polimerase | 13 |
| 6 | TRATAMENTO | 15 |
| 6.1 | Medicações utilizadas para tratamento | 15 |
| 6.1.1 | Isometamidium | 15 |
| 6.1.2 | Diminazene | 15 |
| 7 | DIAGNÓSTICO DIFERENCIAL | 16 |
| 8 | PREVENÇÃO E CONTROLE | 17 |
| | REFERÊNCIAS | 18 |
| 9 | ARTIGO | 23 |

1 INTRODUÇÃO

A tripanossomíase bovina é uma patologia causada pelo parasito *Trypanosoma* spp., mais comumente da espécie *Trypanosoma vivax* (*T. vivax*). Tem ocorrência mundial e, embora nem sempre seja letal, acarreta perdas econômicas significativas caso não seja controlada (SILVA *et al.*, 2002).

A infecção por esse patógeno, apesar de manifestar sinais clínicos inespecíficos, em seu estágio mais brando pode provocar anemia, perda de peso, hipertermia, entre outros sinais clínicos. Já em um estágio mais agudo, podem ser constatados alguns sinais neurológicos como ataxia, opistótono, até a possível morte do animal (BATISTA *et al.*, 2007). O agente em questão é bastante oportunista e adaptável, possuindo mais de uma forma de transmissão, quadros assintomáticos e mutação para sucessiva resposta imune (CROSS, 2003; JACKSON *et al.*, 2012). Para realizar atividade terapêutica contra a parasitose o Brasil conta com poucos recursos farmacológicos, sendo o Cloreto de Isometamidium e o Diaceturato de diaminazeno os mais utilizados (SILVA *et al.*, 2002). Portanto, no presente trabalho, foram brevemente abordadas essas duas possibilidades de tratamento para a hemoparasitose em questão e ambas são eficazes, embora o Diaceturato de diamenazeno ainda apresente alguns quadros de recidiva (BASSI, 2014).

O primeiro registro de *T. vivax* no Brasil foi em 1946. Já no Rio Grande do Sul, não existiam estimativas aferidas que demonstrassem a distribuição de animais contaminados no Estado, apesar de ser uma região que contém um número significativo de bovinos de leite (MADRUGA *et al.*, 2009).

Portanto, a pesquisa foi embasada por dados coletados pela empresa CEVA SAÚDE ANIMAL, no período de 2017 a 2019, em que foram testados 409 bovinos da raça Holandesa, em 78 propriedades distribuídas por 48 municípios no Estado do Rio Grande do Sul. Os testes sorológicos foram realizados em animais que apresentavam sinais clínicos semelhantes aos da tripanossomíase, sendo posteriormente submetidos à imunofluorescência indireta.

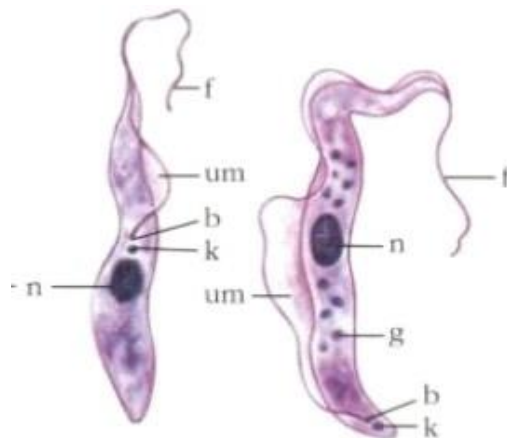
Tendo em vista que a contaminação por este patógeno acarreta prejuízos econômicos significativos, e que os animais de produção leiteira são mais suscetível a infecções devido o manejo mais intensivo e elevada pressão produtiva a que são submetidos, torna-se evidente a necessidade do mapeamento da tripanossomíase pelo Estado do Rio Grande do Sul em virtude da concentração de propriedades produtoras em diversos municípios, sendo este o objetivo principal deste presente trabalho.

2 AGENTE ETIOLÓGICO

Segundo Silva *et al.* (2002), a tripanossomíase é uma hemoparasitose de ocorrência global, causada por protozoários patogênicos capazes de infectar os animais invertebrados, vertebrados, ungulados, domésticos e silvestres, como também o homem, sendo o *Trypanosoma vivax* (*T. vivax*) a espécie de maior influência na pecuária (SILVA *et al.*, 2002). O *T. vivax* pertence ao filo o *Euglenozoa*, a classe *Zoomastigophora*, de ordem *Kinetoplastide*, família *Trypanosomatidae*, gênero *Trypanosoma* e subgênero *Dutonella*. Baseada na sua forma de transmissão, a seção do parasito em questão é Salivaria, pois a sua transmissão ocorre através da picada do hospedeiro invertebrado durante o seu repasto sanguíneo (HOARE, 1972).

Algumas características são de suma importância para identificação e classificação do agente. O *T. vivax* na sua forma de tripomastigota é encontrado em esfregaços sanguíneos dos animais vertebrados, apresentando formato de foice. Seu tamanho varia entre 21,4 e 27,0µm de comprimento, com um flagelo livre, núcleo grande e centralizado, cinetoplasto bem desenvolvido e sua extremidade posterior arredondada (HOARE, 1972). No decorrer do seu ciclo biológico, os tripanossomas podem apresentar-se em diferentes conformações, chamadas de estádios (Figura 1). Essas formas são de epimastigota e tripomastigota, e cada um destes estádios é definido de acordo com a posição do cinetoplasto em relação ao núcleo e a presença ou não do flagelo (THOMPSON *et al.*, 1992).

Figura 1. Estádios biológicos de *Trypanosoma* sp. Epimastigota e tripomastigota. f: flagelo; k: cinetoplasto; n: núcleo; um: membrana ondulante.



Fonte: adaptado pelo autor (Reis, M. O., 2017)

De acordo com Gardiner (1989), a transmissão do *T. vivax* foi observada inicialmente em regiões da África que apresentavam o seu vetor biológico, a mosca do gênero *Glossina* (tsé-tsé) (GARDINER, 1989). Porém, o hemoparasito adaptou-se no continente americano por conta de uma reorganização em sua forma de transmissão, sendo disseminado através de vetores mecânicos como mutucas (*Tabanus* spp.) e mosca dos estáulos (*Stomoxys calcitrans*) (BATISTA *et al.*, 2007; CARVALHO *et al.*, 2008), e de forma iatrogênica, pela utilização inadequada de uma mesma agulha em mais de um bovino (CADIOLI *et al.*, 2012; PIMENTEL *et al.*, 2012; MENESES, 2016).

O *T. vivax* tem como uma das suas peculiaridades a transmutação antigênica das glicoproteínas variantes de superfície (GVS) (CROSS, 2003; JACKSON *et al.*, 2012). Essas glicoproteínas são responsáveis pela evasão do protozoário do sistema imunológico do hospedeiro e pela manifestação de uma variação antigênica constante, acarretando uma sucessiva produção de resposta imune que persiste durante a fase crônica da infecção (TURNER, 1997; JACKSON *et al.*, 2012).

3 HISTÓRICO

A espécie *T. vivax* tem a sua origem no continente africano, onde as tripanossomoses são conhecidas como “nagana” ou “secadeira”, e vem acarretando grandes perdas na produção de bovinos na África (OSÓRIO *et al.*, 2008). Conforme Madruga (2009), o *T. vivax* foi introduzido na América Latina por colonizadores espanhóis através da importação de bovinos do oeste africano para Guiana Francesa, posteriormente se difundiu para a América do Sul, tendo registros na Venezuela 1920, Colômbia 1931, Suriname e Guiana 1939 (JONES, DÁVILA, 2001; MADRUGA, 2009).

No Brasil, a primeira ocorrência em bovinos foi registrada em 1946 no Estado do Pará, como descreveu Madruga (apud BOULHOSA, 2009, p.1). No entanto, o primeiro registro considerado oficial foi em bubalinos no ano de 1972 em Belém, subsequentemente outros casos foram identificados em outros estados do Brasil (MADRUGA, 2009). No Amapá, segundo a pesquisa de Serra Freire (1981), foram diagnosticados casos de infecção por *T. vivax* em bovinos, caprinos, ovinos e bubalinos (SERRA FREIRE, 1981). Em estudos posteriores, foram identificados no Mato Grosso (SILVA *et al.*, 1996), Mato Grosso do Sul (SILVA, 1996), Tocantins (LINHARES *et al.*, 2006), Paraíba (BATISTA *et al.*, 2007), Maranhão (MELO *et al.*, 2011), São Paulo (SALGADO *et al.*, 2011; CADIOLI *et al.*, 2012) e Minas Gerais (CARVALHO *et al.*, 2008), tornando-se evidente a disseminação do agente em diversas regiões no Brasil (Figura 2).

No Rio Grande do Sul, o primeiro caso relatado foi descrito em 2009, no município de São Pedro localizado no centro do Estado. O estudo avaliou um bovino fêmea de 2,5 anos, prenhez de aproximadamente 5 meses e sem raça definida, em que o animal apresentou sinais clínicos inespecíficos como hipertermia, mucosas ictéricas, secreção vaginal e sinais neurológicos. Nesta pesquisa, a fim de realizar um primeiro diagnóstico, foi realizado esfregaço sanguíneo e corado com Giemsa para avaliação morfológica do tripomastigota. Posteriormente, objetivando uma confirmação, realizaram-se PCR para amplificação do DNA. Segundo o trabalho referido seria necessário um estudo epidemiológico para melhor mapeamento da ocorrência do protozoário no Estado do Rio Grande do Sul (SILVA, 2009).

Figura 2 – Estados com relato de ocorrência de tripanossomiase por *T. vivax*.



Fonte: JUCHEM, P. (2019)

4 SINAIS CLÍNICOS E LESÕES

Os sinais clínicos da tripanossomíase já foram relatados em alguns trabalhos, bem como a não existência de sinais patognomônicos. No entanto, ainda que os sinais manifestados não sejam específicos e padronizados da doença em questão, os animais podem apresentar quadros clínicos bastante característicos da patologia (GIORDANI *et al.*, 2016).

A tripanossomíase também pode transcorrer de forma crônica ou aguda, sendo dependente de alguns fatores como a idade do animal, nutrição, genética, imunidade, doenças concomitantes, virulência da cepa e ambiente (BEZERRA, BATISTA, 2008). Um quadro agudo pode ser caracterizado por uma fase de alta parasitemia, com relevante sinalização de sinais clínicos como febre, apatia, perda de peso, aumento dos linfonodos, icterícia, emaciação, diarreia, petéquias e equimoses nas mucosas (CADIOLI *et al.*, 2012). Ainda em seu aspecto agudo, também é possível a identificação de sinais neurológicos como opistótono, nistagmo, bruxismo, tetania e normalmente estes animais evoluem para óbito (BATISTA *et al.*, 2007).

A fase crônica da tripanossomíase caracteriza-se por uma baixa parasitemia, podendo ou não manifestar sinais clínicos (OSÓRIO *et al.*, 2008). No entanto, os sinais clínicos mais observados, seja na fase aguda ou crônica, são a anemia e os problemas reprodutivos, de forma que a anemia pode ser causada pela hemólise intra e extra vascular, pela eritrofagocitose e hemorragias, desencadeando também mecanismos autoimunes, ainda que os mesmos não estejam completamente elucidados.

A respeito das complicações reprodutivas, principalmente na forma aguda da doença, o animal é submetido a estresse constante, devido à hipertermia e ao processo inflamatório exacerbado. A produção da progesterona é conseqüentemente diminuída, embora os estudos para esclarecer este mecanismo de ação sejam escassos (SILVA *et al.*, 2013).

Além dos sinais clínicos os animais apresentam alterações histológicas macroscópicas e microscópicas. As alterações macroscópicas mais comuns são a hiperplasia do baço, porém é mais evidente na sua polpa branca, petéquias e equimoses no coração, aumento dos linfonodos, meninges espessadas e amareladas e hidropericárdio. Já as microscópicas são uma leve nefrite intersticial, meningoencefalite caracterizada pela presença de linfócitos, células plasmáticas, macrófagos e manguitos perivascularares, além disso, foi observado hiperplasia dos folículos linfóides com plasmoblastos no baço e linfonodos (BATISTA *et al.*, 2008).

5 DIAGNÓSTICO

A tripanossomíase bovina pode ser diagnosticada através de diferentes técnicas parasitológicas, sorológicas e moleculares. No entanto, esses métodos apresentam diferentes graus de especificidade e sensibilidade (MENESES, 2016).

Os métodos parasitológicos permitem que o técnico veterinário colha o exame a campo, de animais que contenham alto índice parasitário. Sua sensibilidade é baixa em relação aos demais métodos, tem como vantagem uma alta especificidade, baixo custo e fácil aplicação (CAMPOS *et al.*, 2015). Já os testes sorológicos podem ser empregados quando o animal estiver com parasitemia baixa e na fase crônica da doença, possui sensibilidade alta (GREINER *et al.*, 1997). No entanto, há relato de reação cruzada entre *T. evansi* e o *T. vivax*, além de que sua avaliação é considerada subjetiva a respeito da dificuldade em aferir a quantidade de antígenos presentes (MENESES, 2016). Segundo Platt e Adams (1976), a técnica pode ser amplamente aplicada no Brasil, pois não apresenta reação cruzada com *T. theileri* (PLATT; ADAMS, 1976). Já a reação em cadeia da polimerase (PCR) é um método extremamente confiável e com alta sensibilidade, permitindo a identificação da espécie do hematozoário (VIEIRA *et al.*, 2017); porém, suas desvantagens são: possuir o custo elevado e exigir uma tecnologia avançada (SALIM *et al.*, 2018).

5.1 Métodos parasitológicos

5.1.1 Esfregaços sanguíneos

É uma técnica de visualização direta do protozoário, através da microscopia utilizando amostras frescas ou fixadas. Com o sangue fresco, a identificação morfológica do agente fica bastante difícil; porém, após as amostras serem fixadas e coradas, é possível identificar a espécie com base em sua morfologia. Segundo Desquesnes (2004) e Madruga (2004), o método de esfregaço sanguíneo ainda é a técnica de identificação do agente mais utilizada no Brasil (DESQUESNES, 2004; MADRUGA, 2004).

5.1.2 Técnica de centrifugação de hematócrito – TCH ou teste de Woo (WOO, 1969)

Nesta técnica, o sangue é colocado em tubos capilares de microhematócrito que serão centrifugados. Após, realiza-se a leitura por microscopia da região da capa leucocitária. A

técnica TCH modificada, também chamada de método de *buffy coat*, permite a análise do material localizado na transição do plasma e da capa de leucócitos; no entanto, sua especificidade é menor em comparação com a TCH (FELIPE, KATAOKA, 2019).

5.2 Métodos Sorológicos

5.2.1 Método ELISA (ensaio de imunoabsorção enzimática)

O teste de ELISA consiste na leitura de uma placa através de espectrofotometria (MENESES, 2016) ou pela reação de quimioluminescência (STEUBER *et al.*, 1987), onde na mesma constam antígenos, anticorpos, conjugados e cromógenos. Este método apresenta melhores resultados em relação à reação de imunofluorescência indireta (RIFI), com uma ótima repetibilidade e um baixo custo (MADRUGA *et al.*, 2006; OSÓRIO *et al.*, 2008; MENESES, 2016). Apesar disso, sua especificidade para os tripanossomas patogênicos é baixa (MENESES, 2016).

5.2.2 Reação de imunofluorescência indireta (RIFI)

A RIFI corresponde à utilização de conjugados, que são compostos por anticorpos anti-IgG bovino ligados aos fluorocromos. Esta composição irá ligar-se aos anticorpos do animal supostamente infectado, visto que estes estarão ligados aos antígenos. Em seguida, é realizada a leitura através de microscopia (400x) com auxílio de luz ultravioleta, a fim de observar se há fluorescência para casos positivos (DESQUESNES, 2004). A RIFI, além de ser um método de diagnóstico, também pode informar a titulação de anticorpos de cada animal, visto que quanto maior for a diluição que viabiliza a visualização fluorescente, maior será o índice de anticorpos no animal testado (MENESES, 2016).

5.3 Método molecular

5.3.1 Reação em Cadeia da Polimerase (PCR)

A PCR consiste na utilização de técnicas da biologia molecular que visam a amplificação de fragmentos específicos do DNA (SILVA *et al.*, 2002). A PCR pode ser

considerada como um método de elevada sensibilidade e especificidade (DESQUESNES; TRESSE 1996).

6 TRATAMENTO

Para realizar o tratamento faz-se necessário analisar um conjunto de fatores como a questão econômica, epidemiológica e o estado clínico do animal (SILVA *et al.*, 2002). Atualmente, a quimioterapia é o tratamento ideal para o combate a tripanossomíase animal; no entanto, atualmente no Brasil existe apenas um medicamento tripanocida específico à base de cloreto de isometamidium (REIS, 2017).

6.1 Medicções utilizadas para o tratamento

6.1.1 Isometamidium

O Composto aminofenantridium pode apresentar ação curativa bem como preventiva, em que sua dose varia conforme o seu propósito, sendo sua dosagem profilática e curativa varia entre 0,5 – 1,0 mg/kg (SILVA *et al.*, 2002).

6.1.2 Diaceturato de diaminazeno

Este composto é formado pela associação de uma di-amidina aromática e um estabilizante, a antipirina que prolonga a ação do medicamento. Conforme Silva *et al.* (2002), as populações sensíveis ao composto serão eliminadas com a dosagem de 3,5 mg/kg. Para isolados resistentes, há necessidade de uma dosagem de 7 mg/kg (CONNOR, 1992; SILVA *et al.*, 2002). O diaceturato de diminazeno pode eliminar quase toda a população de tripanossoma de forma muito eficaz; no entanto, pode haver recorrência de tripomastigotas (BASSI *et al.*, 2018). Observou-se que o tratamento com diaceturato de diminazeno, mesmo quando utilizado conforme a recomendação do fabricante não foi totalmente eficaz na eliminação do parasito, havendo recorrência de tripomastigota dois dias após a sua administração (BASSI, 2014).

7 DIAGNÓSTICO DIFERENCIAL

A tripanossomíase bovina é uma patologia com sinais inespecíficos (URIBE, 2018). Paiva *et al.* (2000) ressaltam para a dificuldade de realizar seu diagnóstico clínico já que pode estar infectado por outros patógenos, como por exemplo, os agentes causadores da tristeza parasitária bovina ou ainda outros responsáveis por perdas reprodutivas (PAIVA *et al.*, 2000; URIBE, 2018). Além do mais, alguns animais que sejam assintomáticos ou que contenham doenças subclínicas podem negativar para exames parasitológicos. Sendo assim, é imprescindível a realização de exames adicionais para o diagnóstico diferencial das principais enfermidades (CUGLOVICI *et al.*, 2010).

8 PREVENÇÃO E CONTROLE

Para manter uma prevenção e controle efetivos, devem ser realizadas um conjunto de medidas profiláticas, desde evitar a introdução de animais oriundos de zonas endêmicas sem a realização de exames diagnósticos prévios (CADIOLI *et al.*, 2012), até providenciar o controle dos insetos hematófagos *Stomoxys calcitrans* e as mutucas (tabanídeos) com armadilhas ou inseticidas. Além disso, mas não menos importante, deve-se utilizar agulhas e seringas de forma individualizada, e se houver a necessidade de transferência de animais de zonas endêmicas para zonas livres, recomenda-se o controle através da quimioprofilaxia (BATISTA *et al.*, 2007; CARVALHO *et al.*, 2008; MENESES, 2016; GERMANO *et al.*, 2018).

REFERÊNCIAS

BASSI, P. B. *et al.* **Parasitological and immunological evaluation of cattle experimentally infected with *Trypanosoma vivax***. *Experimental Parasitology*, Orlando, v. 185, p. 98-106, 2018. Disponível em: <<https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/29309784/>>. Acesso em: 28 ago 2020

BASSI, P. B. **Cinética dos parâmetros clínicos, hematológicos e imunológicos em modelo bovino na infecção experimental por *Trypanosoma vivax***. Universidade de Uberaba, p.1-96, 2014. Disponível em: <<https://repositorio.uniube.br/bitstream/123456789/603/1/CIN%C3%89TICA%20DOS%20PAR%C3%82METROS%20CL%C3%84NICOS%20HEMATOL%C3%93GICOS%20IMUNOL%C3%93GICOS%20EM%20BOVINOS%20INFECTADOS%20EXPER.pdf>>. Acesso em: 12 out 2020

BATISTA, J. S. *et al.* **Trypanosomiasis by *Trypanosoma vivax* in cattle in the Brazilian semiarid: description of an outbreak and lesions in the nervous system**. *Veterinary Parasitology*, Amsterdam, v. 143, n. 2, p. 174-181, 2007. Disponível em: <<https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/16965857/>>. Acesso: 13 jul 2020.

BEZERRA F. S. B.; BATISTA, J. S. **Efeitos da infecção por *trypanosoma vivax* sobre a reprodução: uma revisão**. *Acta Veterinaria Brasilica*, v. 2, n. 3, p. 61-66, 2008. Disponível em: <https://www.researchgate.net/publication/277236613_EFEITOS_DA_INFECCAO_POR_Trypanosoma_vivax_SOBRE_A_REPRODUCAO_UMA_REVISAO>. Acesso: 17 set 2020

CADIOLI, F. A. *et al.* **First report of *Trypanosoma vivax* outbreak in dairy cattle in São Paulo State, Brazil**. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, Jaboticabal, v. 21, n. 2, p. 118–124, 2012. Disponível em: <https://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&HYPERLINK=https://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1984-29612012000200009>. Acesso em: 15 out 2020

CAMPOS, M. G. S. *et al.* **Utilização de água de coco (cocos nucifera) industrializada com conservante para *Trypanosoma Vivax***. *Biológico*, São Paulo, v.77, Suplemento 2, p.1-235, 2015.

CARVALHO, A. U. *et al.* **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: <https://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0102-09352008000300037>. Acesso em: 22 set 2020

CONNOR, R. J. **The diagnosis, treatment and prevention of animal trypanosomiasis under field conditions**. Panel of experts on ecological and technical aspects of the programme for the control of african animal Trypanosomiasis and related development, Harare. Rome: FAO, 1992. Disponível em: <<https://agris.fao.org/agris-search/search.do?recordID=XF2016029817>>. Acesso em: 4 set 2020

CROSS, G. A. M. **Antigenic variation in African Trypanosomes and malaria**. In: MARR, J. J.; NILSEN, T. W.; KOMUNIECKY, R. W. *Molecular medical parasitology*, Academic Press, San Diego, p. 82-110, 2003. Disponível em: <<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/B9780124733466500065>> Acesso em 18 jul 2020

CUGLOVICI, D. A. *et al.* **Epidemiologic aspects of an outbreak of *Trypanosoma vivax* in a dairy cattle herd in Minas Gerais state, Brazil**. *Veterinary Parasitology*, v. 169, Issues 3–4, p. 320-326, 2010. Disponível em: <<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S030440171000004X?via%3Dihub>>. Acesso em: 12 nov 2020.

DESQUESNES, M. **Livestock trypanosomes and their vectors in Latin America**. OIE – World Organization for Animal Health. Paris. 2004. Disponível em: <<https://www.oie.int/doc/ged/D9818.PDF>>. Acesso em: 14 ago 2020

DESQUESNES, M; TRESSE, L. **Evaluation de la sensibilité de la PCR pour la détection de l'ADN de *Trypanosoma vivax* selon divers modes de préparation des échantillons sanguins**. *Revue d'Elevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux*, v. 49, n. 4, p. 322-327, 1996. Disponível em: <<https://agritrop.cirad.fr/388801/>>. Acesso em: 18 ago 2020

FELIPE, C. F. R.; KATAOKA, A. **Tripanossomíase bovina: uma breve revisão**. Universidade Federal de Mato Grosso, Scientific Electronic Archives, v. 12, n. 1, p. 1-10, 2019. Disponível em: <<http://sea.ufr.edu.br/index.php?journal=SEA&page=a%20rticle&op=view&path%5B%5D=628&path%5B%5D=pdf>> Acesso em: 17 jul 2020

GARDINER, P. R. **Recent studies of the biology of *Trypanosoma vivax***. *Advances in Parasitology*, v. 28, p. 229-317, 1989. Disponível em: <<https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/2683616/>>. Acesso: 14 ago 2020

GERMANO, P. H. V. *et al.* **Tripanossomose bovina: revisão**. *PubVet Medicina Veterinária e Zootecnia*, Maringá, v. 12, n. 8, p. 1-6, 2018. Disponível em: <<https://www.pubvet.com.br/artigo/4962/tripanossomose-bovina-revisatildeo>>. Acesso em: 24 jul 2020

GIORDANI, F. *et al.* **The animal trypanosomiasis and their chemotherapy: a review**. *Parasitology*, Cambridge, v. 143, n. 14, p. 1862-1889, 2016. Disponível em: <<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC5142301/>>. Acesso em: 13 out 2020

GREINER, M. *et al.* **Evaluation and comparison of antibody ELISAs for serodiagnosis of bovine trypanosomosis**. *Veterinary Parasitology*, v. 73, n. 3-4, p. 197-205, 1997. Disponível em: <<https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0304401797001349?via%3Dihub>>. Acesso em: 25 out 2020

HOARE, C. A. **The Trypanosomes of Mammals: A zoological monograph**. Blackwell Scientific Publications, Oxford, p. 1-749, 1972.

JACKSON, A. P. *et al.* **Antigenic Diversity is generated by distinct evolutionary mechanisms in African trypanosome species.** Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America, v. 109, n. 9, p. 1-6, 2012. Disponível em: <<https://www.pnas.org/content/109/9/3416.short>> Acesso em: 17 out 2020

JONES, T. W.; DÁVILA, A. M. R. **Trypanosoma vivax out of Africa.** Trends Parasitol., v. 12, p. 99-101, 2001. Disponível em: <<https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/11228017/>>. Acesso em: 10 out 2020

JUCHEM, P. **Tripanossomíase Bovina.** Trabalho de conclusão do curso de Medicina Veterinária, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, p 1-29, 2019. Disponível em: <<https://lume.ufrgs.br/handle/10183/199507>>. Acesso em: 6 jul 2020

LINHARES, G. F. C. *et al.* **Tripanossomíase em bovinos no município de Formoso do Araguaia, Tocantins.** Ciência Animal Brasileira, Goiânia, v. 7, n. 4, p. 455-460, 2006. Disponível em: <<https://www.revistas.ufg.br/index.php/vet/article/view/876>>. Acesso em: 9 jul 2020

MADRUGA, C. R. *et al.* **The development of an enzyme-linked immunosorbent assay for Trypanosoma vivax antibodies and its use in epidemiological surveys.** Memórias do Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, v. 101, n. 7, p. 801-807, 2006. Disponível em: <<https://memorias.ioc.fiocruz.br/article/792/the-development-of-an-enzyme-linked-immunosorbent-assay-for-trypanosoma-vivax-antibodies-and-its-use-in-epidemiological-surveys>>. Acesso em: 5 ago 2020

MADRUGA, C. R. **Epidemiologia do Trypanosoma vivax no Brasil.** Ciência Animal Brasileira, p. 1-10, 2009. Disponível em: <<https://www.revistas.ufg.br/vet/article/view/7668>>. Acesso em: 5 ago 2020

MADRUGA, C. R. **Diagnóstico e epidemiologia do Trypanosoma (Duttonella) vivax no Brasil.** Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária, v. 13, Suplemento 1, p. 46-47, 2004. Disponível em: <<https://www.bdpa.cnptia.embrapa.br/consulta/busca?b=ad&id=325695&biblioteca=vazio&busca=autoria:%22MADRUGA,%20C.%20R.%22&qFacets=autoria:%22MADRUGA,%20C.%20R.%22&sort=&paginacao=t&paginaAtual=1>>. Acesso em: 15 jul 2020

MELO, S. A. *et al.* **Bovine trypanosomiasis an emerging disease in Maranhão state-Brazil.** Vector Borne Zoonotic Dis., v. 11, p. 853-856, 2011. Disponível em: <<https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/21254930/>>. Acesso em: 20 out 2020

MENESES, R. M. **Tripanossomose bovina em Minas Gerais, 2011: soroprevalência e fatores de risco.** Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, p. 1-61, 2016. Disponível em: <<https://repositorio.ufmg.br/handle/1843/SMOC-AAQNS4>>. Acesso em: 23 out 2020

OSORIO, A. *et al.* **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: <https://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0074-02762008000100001>.

Acesso em 13 set 2020

PAIVA F. *et al.* **Trypanosoma vivax em bovinos no pantanal do Estado de Mato Grosso do Sul, Brasil: I - Acompanhamento clínico, laboratorial e anatomopatológico de rebanhos infectados.** Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária, v. 9, n. 2, p. 135-41, 2000. Disponível em: <http://ufrj.br/rbpv/922000/c92135_141.pdf>. Acesso em: 16 ago 2020

PIMENTEL, S. P. *et al.* **First report and molecular characterization of Trypanosoma vivax in cattle from state of Pernambuco, Brazil.** Veterinary Parasitology, Amsterdam, v. 185, n. 2-4, p. 286-289, 2012. Disponível em: <<https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/68364/1/2012-Trypanosoma.pdf>>. Acesso em: 12 ago 2020

PLATT, K. B.; ADAMS, L.G. **Evaluation of the indirect fluorescent antibody test for detecting Trypanosoma vivax in South American cattle.** Research in Veterinary Science, v. 21, n. 1, p. 53-58, 1976. Disponível em: <<https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0034528818333939>>. Acesso em: 19 ago 2020

REIS, M. O. **Trypanosoma vivax em bovinos de Minas Gerais: achados epidemiológicos, morfológicos e moleculares.** Universidade Federal de Lavras, Lavras, p. 1-43, 2017. Disponível em: <http://repositorio.ufla.br/jspui/bitstream/1/15492/2/DISSERTA%C3%87%C3%83O_Trypanosoma%20vivax%20em%20bovinos%20de%20Minas%20Gerais%3A%20achados%20epidemiol%C3%B3gicos%2C%20morfol%C3%B3gicos%20e%20moleculares.pdf>. Acesso em: 16 jul 2020

SALGADO, B.S. *et al.* **What is your diagnosis? Lymphadenopathy in a cow with severe anemia.** Veterinary Clinical Pathology, v. 40, p. 103-104, 2011. Disponível em: <<https://repositorio.unesp.br/handle/11449/14927>>. Acesso em: 13 jul 2020

SALIM, B. *et al.* **Development and validation of direct dry loop mediated isothermal amplification for diagnosis of Trypanosoma evansi.** Veterinary Parasitology, v. 260, p. 53-67, 2018. Disponível em: <<https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/30197015/>>. Acesso em: 27 set 2020

SERRA FREIRE, N. M. **Oiapoque-outra foco de Trypanosoma vivax no Brasil.** Revista Brasileira de Medicina Veterinária v. 4, p.30-31, 1981. Disponível em: <<http://www.bdpa.cnptia.embrapa.br/consulta/busca?b=ad&id=791475&biblioteca=vazio&busca=autoria:%22SERRA-FREIRE,%20N.%20M.%22&qFacets=autoria:%22SERRA-FREIRE,%20N.%20M.%22&sort=&paginacao=t&paginaAtual=1>>. Acesso em: 9 ago 2020

SILVA, A. S. *et al.* **Primeiro registro de Trypanosoma vivax em bovinos no Estado do Rio Grande do Sul, Brasil.** Ciência Rural, Santa Maria, v.39, n.8, p. 2550-2554, 2009. Disponível em: <https://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0103-84782009000800046&lng=pt&tlng=pt>. Acesso em: 12 jul 2020

SILVA, R. A. M. S. *et al.* **Métodos de Diagnósticos Parasitológicos das Tripanossomoses**

Bovinas e Equínas. Circular Técnica 41, Embrapa Pantanal, v. 1, p. 3, 2003. Disponível em: <<https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/37534/1/CT41.pdf>>. Acesso em: 10 ago 2020

SILVA, R. A. M. S. *et al.* ***Trypanosoma evansi* e *Trypanosoma vivax*: Biologia, diagnóstico e controle.** EMBRAPA Pantanal, v. 21, p. 137, 2002. Disponível em: <<https://www.alice.cnptia.embrapa.br/bitstream/doc/810940/1/Livro015.pdf>>. Acesso em: 2 out 2020

SILVA, R. A. M. S. *et al.* **Outbreak of trypanosomiasis due to *Trypanosoma vivax* (Ziemann, 1905) in bovines of the Pantanal, Brazil.** Memórias do Instituto Oswaldo Cruz, v. 91, n. 5, p. 561-562, 1996. Disponível em: <https://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0074-02761996000500005>. Acesso em: 11 ago 2020

SILVA, T. M. F. *et al.* **Pathogenesis of reproductive failure induced by *Trypanosoma vivax* in experimentally infected pregnant ewes.** Veterinary Research, v. 44, n. 1, p. 1–9, 2013. Disponível em: <<https://veterinaryresearch.biomedcentral.com/articles/10.1186/1297-9716-44-1>>. Acesso em: 16 out 2020

STEUBER, S. *et al.* **Serodiagnosis of African trypanosomiasis using a chemiluminescent enzyme immunoassay.** Acta Trop., v. 44, p. 459-460, 1987. Disponível em: <<https://agris.fao.org/agris-search/search.do?recordID=US201302069723>>. Acesso: 14 out 2020

THOMPSON, J. H. *et al.* **Microbiologia médica.** 4 ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1992, p. 280-282.

TURNER, C. M. **The rate of antigenic variation in fly-transmitted and syringe-passaged infections of *Trypanosoma brucei*.** FEMS Microbiology Letters. 1007, v. 153, n. 1, p. 227-31, 1997. Disponível em: <<https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/9252591/>>. Acesso em: 29 set 2020

URIBE, J. A. Z. **Tripanossomose: Onde você está errando?.** Rehagro, 3 de outubro de 2018. Disponível em: <<https://rehagro.com.br/blog/tripanossomose/>>. Acesso em: 14 out 2020

VIEIRA, O. L. E. *et al.* **Deteção e caracterização molecular de *Trypanosoma* (*Duttonella*) *vivax* em gado leiteiro no estado de Sergipe, no Nordeste do Brasil.** Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária, vol. 26, n. 4, p. 516-520, 2017. Disponível em: <https://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1984-29612017000400516&lng=en&tlng=en>. Acesso em: 8 jul 2020

WOO, P. T. K. **The haematocrit centrifuge for detection of trypanosomes in blood.** Canadian Journal of Zoology, v. 47, p. 921-923, 1969. Disponível em: <https://www.researchgate.net/publication/17826561_The_haematocrit_centrifuge_technique_for_the_detection_of_Trypanosomes_in_blood>. Acesso: 8 out 2020

9 ARTIGO

Neste item será apresentado o artigo “A ocorrência de anticorpos para *Trypanosoma vivax* em rebanhos leiteiros no Estado do Rio Grande do Sul”.

A ocorrência de anticorpos para *Trypanosoma vivax* em rebanhos leiteiros no Estado do Rio Grande do Sul

RESUMO

A tripanossomíase é uma hemoparasitose de ocorrência global, causada por protozoários patogênicos capazes de infectar os animais invertebrados, vertebrados, ungulados, domésticos e silvestres, bem como também o homem, sendo o *Trypanosoma vivax* (*T. vivax*) a espécie de maior influência na pecuária. O objetivo desse trabalho foi verificar a existência de casos de tripanossomíase no Estado do Rio Grande do Sul. Os dados utilizados para a elaboração do trabalho foram obtidos de amostras sanguíneas seguidamente processadas através da técnica de imunofluorescência, coletadas em 78 propriedades do Rio Grande do Sul, de novembro de 2017 a março de 2019, em um estudo retrospectivo. Das 78 propriedades visitadas no Rio Grande do Sul, observou-se pelo menos um resultado positivo para *T. Vivax* em 71 propriedades, sendo que dos 409 animais examinados, 182 foram reagentes a IgG bovino anti-*Trypanosoma vivax*, ou seja, 44,5% dos indivíduos estavam contaminados com o parasito. Os resultados obtidos no presente estudo demonstraram uma disseminação da infecção por *T. vivax* no Estado do Rio Grande do Sul, com possíveis perdas econômicas.

Palavras-chave: Hemoparasita; Gado de leite; Perdas econômicas; *Trypanosoma vivax*; Tripanossomíase.

Introdução

A tripanossomíase bovina é uma patogenia causada pelo parasita *Trypanosoma* spp., em bovinos a espécie *Trypanosoma vivax* (*T. vivax*) possui ocorrência mundial e, embora nem sempre seja letal, acarreta perdas econômicas significativas caso não seja controlada (SILVA *et al.*, 2002). A doença já foi relatada nos estados do Pará 1946 (MADRUGA, 2009), Belém 1972 (MADRUGA, 2009), Amapá (SERRA FREIRE, 1981), Mato Grosso (SILVA *et al.*, 1996), Mato Grosso do Sul (SILVA, 1996), Tocantins (LINHARES *et al.*, 2006), Paraíba (BATISTA *et al.*, 2008), Maranhão (MELO *et al.*, 2011), São Paulo (SALGADO *et al.*, 2011, CADIOLI *et al.*, 2012), Minas Gerais (CARVALHO *et al.*, 2008) e no Rio Grande do Sul

(SILVA, 2009).

A tripanossomíase não apresenta nenhum sinal patognomônico (GIORDANI *et al.*, 2016), porém, alguns sinais clínicos já relatados são a febre, perda de peso, apatia, aumento de linfonodos, sinais nervosos, reprodutivos bem como queda na produção (BATISTA *et al.*, 2007). A tripanossomíase bovina pode ser diagnosticada por diferentes procedimentos, tais como os métodos parasitológicos, sorológicos e moleculares. Entretanto, esses métodos apresentam diferentes graus de especificidade e sensibilidade (MENESES, 2016). O objetivo deste trabalho foi verificar a presença de anticorpos IgG anti-*trypanosoma vivax* em animais da raça holandesa, que apresentavam pelo menos um sinal clínico compatível com a doença, provenientes de diferentes regiões do Estado do Rio Grande do Sul.

Material e Métodos

Foi realizado um estudo retrospectivo de exames sorológicos aplicados em amostras provenientes de bovinos com sintomatologia suspeita de infecção por *T. vivax*, a coleta de dados foi executada pela empresa CEVA SAÚDE ANIMAL entre os anos de 2017 a 2019, apurados em 78 propriedades de gado leiteiro no Estado do Rio Grande do Sul, em suas mesorregiões metropolitana de Porto Alegre, Nordeste, Centro-oriental e Noroeste, visto que nestas zonas estão as áreas que concentram a maior produção de gado leiteiro do estado.

Foi examinado um total de 409 animais nas referidas regiões do Estado do Rio Grande do Sul, onde as informações epidemiológicas e clínicas foram colhidas e relatadas pelo Médico Veterinário responsável. Posteriormente, as amostras de sangue foram coletadas dos diferentes animais, sendo todos indivíduos da raça holandesa, fêmeas, de diferentes categorias e níveis produtivos e os quais apresentavam algum sinal clínico ou subclínico da tripanossomíase bovina.

As amostras foram coletadas pelo Médico Veterinário da empresa CEVA SAÚDE ANIMAL, por venopunção da veia jugular externa e/ou veia coccígea, armazenadas em tubos sem anticoagulante sob refrigeração. Essas amostras foram centrifugadas a 2500 RPM por 10min, transferidas para micro tubos e congeladas a temperatura de -20°C, posteriormente encaminhadas para análise no laboratório de Medicina Veterinária Preventiva, no Hospital de Uberaba, onde passaram por testes de Reação de Imunofluorescência Indireta (RIFI) (SILVA *et al.*, 2002).

O método para a obtenção do antígeno *T. vivax*, aplicado pelo Laboratório do HVU segue conforme a descrito por Frange (2013). O método sorológico utilizado no presente

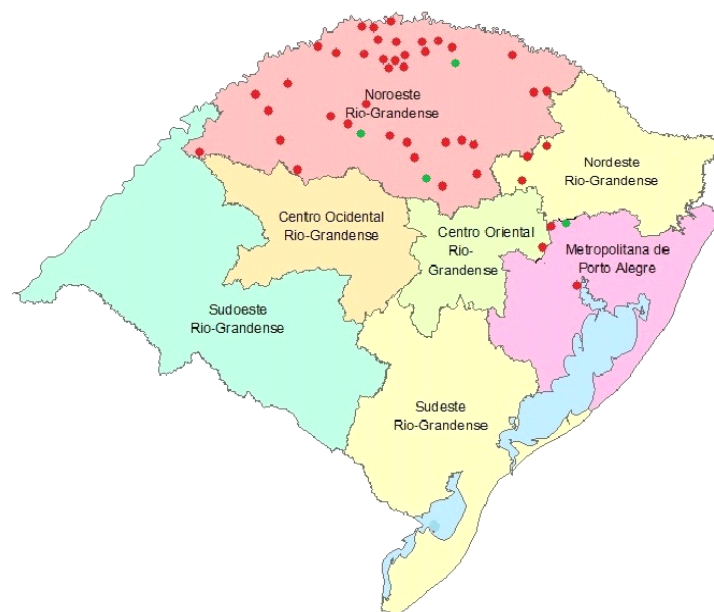
estudo foi o Teste de Reação de imunofluorescência indireta (RIFI), que utiliza anticorpos anti-imunoglobulina, marcados com fluoresceína os quais irão se aderir aos anticorpos dos animais infectados e que estiverem fixados aos antígenos (FRANGE, 2013). Como ponto de corte considerou-se como positivas as reações com fluorescência com títulos $\geq 1:80$ (GARCÍA *et al.*, 2006).

Resultados

A primeira ocorrência comprovada foi em 06 de novembro de 2017, no município de Guaíba 30° 06' 50" S 51° 19' 30" O situado na região metropolitana de Porto Alegre, com a coleta de 3 animais, sendo 2 deles soropositivos para *T. vivax*, no entanto, a coleta seguiu até 2019. Das 78 propriedades visitadas no Rio Grande do Sul (Figura 3), durante o desenvolvimento do estudo, 71 apresentaram, no mínimo, um resultado positivo para *T. vivax*, sendo que de 409 animais examinados por meio da técnica de imunofluorescência indireta, 182 foram reagentes, ou seja, 44,5% dos indivíduos estavam contaminados com o parasito.

Figura 3 – Mapa do Estado do Rio Grande do Sul. Demonstram-se em pontos vermelhos os municípios onde se obteve soropositividade para *Trypanosoma vivax*; pontos verdes estão as demais regiões testadas, com resultados negativos para o *T. vivax*.

ESTADO DO RIO GRANDE DO SUL - MESORREGIÕES



Fonte: Adaptado do site Baixar Mapas, 2020

Conforme sugerido por Silva *et al.* (2002), os resultados positivos foram aferidos em diluições seriadas de 1:80, 1:160, 1:320, 1:640, 1:280 (SILVA *et al.*, 2002). Portanto, a partir desses parâmetros, os resultados obtidos evidenciaram porcentagens significativas (Tabela 1), correspondentes para animais soropositivos para *T. vivax* nas mesorregiões participantes da pesquisa no Estado do Rio Grande do Sul.

Tabela 1 – Titulação para *Trypanosoma vivax* no Estado do RS entre os anos de 2017-2019

| Quantidade Total | Casos Positivos | Positivos % |
|------------------|------------------------------------|---------------------|
| 48 municípios | 44 | 91,6% |
| 78 propriedades | 71 | 91% |
| 409 animais | 182 | 44,5% |
| Diluição Seriada | Animais soropositivos/ diluição | Animais Reagentes % |
| 1:80 | 96 | 52,7% |
| 1:160 | 70 | 38,5% |
| 1:320 | 14 | 7,6% |
| 1:640 | 1 | 0,6% |
| 1:1280 | 1 | 0,6% |

Fonte: próprio autor, 2020.

Discussão

No presente estudo, anticorpos anti *T. vivax* foram detectados em 182 animais, provenientes de 78 propriedades distribuídas por 48 municípios localizados no Estado do Rio grande do Sul, os resultados mostram uma forte difusão do *T. vivax*, principalmente na região noroeste, onde se concentraram a maioria dos municípios participantes.

Vale ressaltar que no Estado do Rio Grande do Sul não existem estudos que demonstrem a prevalência do *T. vivax* anteriormente, portanto, com os resultados obtidos com a pesquisa realizada pela empresa e que embasam o presente estudo, demonstram que o índice de animais soropositivos observado foi de 44,5%, sendo superior aos resultados citados por Guerra *et al.* (2013), de 13,96%. No entanto, de forma comparativa, a porcentagem aferida nos municípios investigados está dentro da margem registrada por Guedes (2006), que através da realização de um estudo semelhante, apenas utilizando outra técnica sorológica e em outra localidade do Brasil, relata a presença de *Trypanosoma vivax* em 93,1% dos bovinos testados (GUEDES, 2006).

Segundo Platt e Adams (1976) o teste com RIFI na América do Sul não apresentou reações cruzadas com outros hemoparasitos; no entanto, Meneses (2016), relata que o *T. vivax* pode apresentar reações cruzadas com *T. evansi*, principalmente em casos próximos ao ponto de corte. No entanto, conforme descreve Teixeira (2010), após o décimo quarto dia de infecção os resultados da RIFI são mais específicos, podendo descartar reações cruzadas com outras hemoparasitoses. (PLATT, ADAMS, 1976; TEIXEIRA, 2010; MENESES, 2016). Sendo assim, como as datas de coleta nesta pesquisa não foram especificadas pela empresa responsável, não é possível garantir com precisão que não houve reações cruzadas. Portanto, sugere-se a realização de testes moleculares como Reação em Cadeia pela Polimerase (PCR), pois a técnica de PCR usa as sequências espécie-específicas para o diagnóstico de *T. vivax* e também pode diagnosticar os animais com baixa parasitemia.

Um ponto a ser considerado relevante para disseminação do *T. vivax* no Estado, pode ser a introdução de animais soropositivos não testados, provenientes de regiões endêmicas, ainda que estivessem assintomáticos para a doença. O ingresso destes animais em propriedades livres da enfermidade, somado a um procedimento muito comum em tambos leiteiros pode estar colaborando com a infecção dos animais, que corresponde à utilização de uma mesma agulha e seringa para diferentes animais, principalmente para os que estão em lactação e necessitam da administração de oxitocina antes da ordenha (BASTOS *et al.*, 2017). Estes possíveis fatores são agravantes levando em consideração o constante estresse de

animais de produção de leite, já que essa condição os coloca em constante estímulo imunológico (MADRUGA, 2009).

A respeito dos animais tratados com cloreto de isometamidium, conforme Reis (2017), tanto para ação profilática quanto curativa, apresentaram resultados positivos para o tratamento. Sendo assim, animais infectados devem ser retestados após a administração do medicamento, e os demais animais do rebanho necessitam receber doses profiláticas da mesma substância (REIS, 2017).

Conclusão

O trabalho demonstrou a ocorrência do *T. vivax* em animais provenientes de quatro mesorregiões do Estado, com ênfase para região noroeste a qual se concentra a maior parte das coletas e onde bovinos fêmeas da raça holandesa apresentavam algum sinal clínico compatível com a doença. Além disso, as regiões com maior índice de coletas durante a pesquisa, correspondem aos locais que reúnem uma expressiva quantidade de propriedades produtoras de leite.

Cabe destacar, no entanto, que a ausência da realização de testes para diagnóstico, aliada à desinformação sobre esta hemoparasitose por parte dos produtores e Médicos Veterinários, como também, tratamentos realizados com produtos inespecíficos para a doença, podem ter sido fatores determinantes para a disseminação do *T. vivax*, ocasionando não só as perdas já constatadas, mas também a maior incidência da doença entre os polos produtores de pecuária do Estado.

Urge melhor conhecer o comportamento do *T. vivax* no clima e demais especificidades das áreas produtoras de gado do Estado do Rio Grande do Sul, buscando formas efetivas para lidar com o controle desse parasita, o que remete a pesquisas focais nessa temática, interligadas com demais pesquisas de nível nacional; assim como, evidentemente uma preocupação de política administrativo-gestora para lidar com o problema. Acredita-se que sem isso a probabilidade de ampliação do número de casos seja eminente.

REFERÊNCIAS

BASTOS, T. S. A. *et al.* **Primeiro surto e casos subsequentes de *Trypanosoma vivax* no Estado de Goiás, Brasil.** Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária, vol. 26, n. 3, p.366-371, 2017. Disponível em: <<https://doi.org/10.1590/s1984-29612017019>>. Acesso em: 20 out 2020.

BATISTA, J. S. *et al.* **Trypanosomiasis by *Trypanosoma vivax* in cattle in the Brazilian semi-arid: description of an outbreak and lesions in the nervous system.** *Veterinary Parasitology*, Amsterdam, v. 143, n. 2, p. 174-181, 2007. Disponível em: <<https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/16965857/>>. Acesso: 13 jul 2020.

BEZERRA F. S. B.; BATISTA, J. S. **Efeitos da infecção por *trypanosoma vivax* sobre a reprodução: uma revisão.** *Acta Veterinaria Brasilica*, v. 2, n. 3, p. 61-66, 2008. Disponível em: <https://www.researchgate.net/publication/277236613_EFEITOS_DA_INFECCAO_POR_Trypanosoma_vivax_SOBRE_A_REPRODUCAO_UMA_REVISAO>. Acesso: 17 set 2020

CADIOLI, F. A. *et al.* **First report of *Trypanosoma vivax* outbreak in dairy cattle in São Paulo State, Brazil.** *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, Jaboticabal, v. 21, n. 2, p. 118-124, 2012. Disponível em: <https://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1984-29612012000200009>. Acesso em: 15 out 2020

CARVALHO, A. U. *et al.* **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: <https://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0102-09352008000300037>. Acesso em: 22 set 2020

FRANGE, R. C. C. **Tripanossomíase em vacas da microrregião de Uberaba - MG: estudo soropidemiológico e relato de surto.** *Universidade de Uberaba, Medicina Veterinária*, p. 1-76, 2013.

GARCÍA, H. *et al.* **Trypanosomiasis in Venezuelan water buffaloes: association of packed-cell volumes with seroprevalence and current trypanosome infection.** *Annals of Tropical Medicine e Parasitologia*. v. 100, n. 4, p. 297-305, 2006. Disponível em: <https://www.researchgate.net/publication/7021391_Trypanosomiasis_in_Venezuelan_water_buffaloes_Association_of_packed-cell_volumes_with_seroprevalence_and_current_trypanosome_infection>. Acesso em: 18 out 2020

GIORDANI, F. *et al.* **The animal trypanosomiasis and their chemotherapy: a review.** *Parasitology*, Cambridge, v. 143, n. 14, p. 1862-1889, 2016. Disponível em: <<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC5142301/>>. Acesso em: 13 out 2020

GUEDES, D. S. *et al.* **Prevalência de anticorpos para agentes da Tristeza Parasitária Bovina, *Trypanosoma vivax* e *Borrelia sp* em bovinos do nordeste do estado do Pará, Brasil.** *Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Medicina veterinária*, p. 1-91, 2006. Disponível em: <<https://tede.ufrjr.br/jspui/handle/tede/884>>. Acesso em: 9 nov 2020

GUERRA, N. R. *et al.* **Detecção de anticorpos IgG anti-*Trypanosoma vivax* em bovinos através do teste de Imunofluorescência indireta.** *Pesquisa Veterinária Brasileira*, vol.33, n.12, p.1423-1426, 2013. Disponível em: <<https://doi.org/10.1590/S0100-736X2013001200005>>. Acesso em: 12 out 2020.

LINHARES, G. F. C. *et al.* **Tripanossomíase em bovinos no município de Formoso do**

Araguaia, Tocantins. *Ciência Animal Brasileira*, Goiânia, v. 7, n. 4, p. 455-460, 2006. Disponível em: <<https://www.revistas.ufg.br/index.php/vet/article/view/876>>. Acesso em: 9 jul 2020

MADRUGA, C. R. **Epidemiologia do *Trypanosoma vivax* no Brasil**. *Ciência Animal Brasileira*, p. 1-10, 2009. Disponível em: <<https://www.revistas.ufg.br/vet/article/view/7668>>. Acesso em: 5 ago 2020

MELO, S. A. *et al.* **Bovine trypanosomiasis an emerging disease in Maranhão state-Brazil**. *Vector Borne Zoonotic Dis.*, v. 11, p. 853-856, 2011. Disponível em: <<https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/21254930/>>. Acesso em: 20 out 2020

MENESES, R. M. **Tripanossomose bovina em Minas Gerais, 2011: soroprevalência e fatores de risco**. Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, p. 1-61, 2016. Disponível em: <<https://repositorio.ufmg.br/handle/1843/SMOC-AAQNS4>>. Acesso em: 23 out 2020

REIS, M. O. ***Trypanosoma vivax* em bovinos de Minas Gerais: achados epidemiológicos, morfológicos e moleculares**. Universidade Federal de Lavras, Lavras, p. 1-43, 2017. Disponível em: <http://repositorio.ufla.br/jspui/bitstream/1/15492/2/DISSERTA%C3%87%C3%83O_Trypanosoma%20vivax%20em%20bovinos%20de%20Minas%20Gerais%3A%20achados%20epidemiol%C3%B3gicos%2C%20morfol%C3%B3gicos%20e%20moleculares.pdf>. Acesso em: 16 jul 2020

SALGADO, B.S. *et al.* **What is your diagnosis? Lymphadenopathy in a cow with severe anemia**. *Veterinary Clinical Pathology*, v. 40, p. 103-104, 2011. Disponível em: <<https://repositorio.unesp.br/handle/11449/14927>>. Acesso em: 13 jul 2020

SERRA FREIRE, N. M. **Oiapoque-outra foco de *Trypanosoma vivax* no Brasil**. *Revista Brasileira de Medicina Veterinária* v. 4, p.30–31, 1981. Disponível em: <<http://www.bdpa.cnptia.embrapa.br/consulta/busca?b=ad&id=791475&biblioteca=vazio&busca=autoria:%22SERRA-FREIRE,%20N.%20M.%22&qFacets=autoria:%22SERRA-FREIRE,%20N.%20M.%22&sort=&paginaAtual=1>>. Acesso em: 9 ago 2020

SILVA, A. S. *et al.* **Primeiro registro de *Trypanosoma vivax* em bovinos no Estado do Rio Grande do Sul, Brasil**. *Ciência Rural*, Santa Maria, v.39, n.8, p. 2550-2554, 2009. Disponível em: <https://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0103-84782009000800046&lng=pt&tlng=pt>. Acesso em: 12 jul 2020

SILVA, R. A. M. S. *et al.* ***Trypanosoma evansi* e *Trypanosoma vivax*: Biologia, diagnóstico e controle**. *EMBRAPA Pantanal*, v. 21, p. 137, 2002. Disponível em: <<https://www.alice.cnptia.embrapa.br/bitstream/doc/810940/1/Livro015.pdf>>. Acesso em: 2 out 2020

SILVA, R. A. M. S. *et al.* **Outbreak of trypanosomiasis due to *Trypanosoma vivax* (Ziemann, 1905) in bovines of the Pantanal, Brazil**. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, v. 91, n. 5, p. 561-562, 1996. Disponível em: <https://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0074-02761996000500005>. Acesso em: 11 ago 2020

TEIXEIRA, M. C. A. **Estudo clínico, hematológico, bioquímico sérico, parasitológico, imunológico e patológico de bovinos experimentalmente infectados com *Trypanosoma evansi* Steel, 1885 (Sarcomastigophora: Trypanosomatidae)**. Universidade Estadual Paulista Julio de Mesquita Filho, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal, p. 1-13, 2010. Disponível em:
<https://repositorio.unesp.br/bitstream/handle/11449/101227/teixeira_mca_dr_jabo.pdf?sequence=1&isAllowed=y>. Acesso em 16 nov 2020.