

**UNIVERSIDAD MAYOR DE SAN ANDRÉS**  
**FACULTAD DE AGRONOMÍA**  
**CARRERA DE INGENIERIA AGRONOMICA**  
**PROGRAMA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**



**TESIS DE GRADO**

**PREVALENCIA DE *Trypanosoma spp.* EN TERNEROS MESTIZOS HOLSTEIN EN LAS  
LECHERÍAS CHEVEJECURE, LA TORMENTA, MAUZA Y CHAPARRAL, BENI,  
BOLIVIA.**

**MIYUCKY SKARLENTH LIMA OJARA**

**LA PAZ**

**2022**

**UNIVERSIDAD MAYOR DE SAN ANDRÉS**  
**FACULTAD DE AGRONOMÍA**  
**CARRERA DE INGENIERIA AGRONOMICA**  
**PROGRAMA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**

**PREVALENCIA DE *Trypanosoma spp.* EN TERNEROS MESTIZOS HOLSTEIN EN LAS  
LECHERÍAS CHEVEJECURE, LA TORMENTA, MAUZA Y CHAPARRAL, BENI,  
BOLIVIA.**

**MIYUCKY SKARLENTH LIMA OJARA**

**Asesores:**

M.V.Z. Rodrigo Juan Aliaga Álvarez .....

Ing. MSc. Rubén Tallacagua Terrazas .....

**Tribunal Examinador:**

M.V.Z. MSc. Carlos Alejandro Palma Dávila .....

M.V.Z. MSc. Martha Gutiérrez Vásquez .....

M.V.Z. Jorge Humberto Sanjinez Lizarazu .....

**Aprobado**

**2022**

## **DEDICATORIA**

A Dios y la Virgen de Copacabana que nunca abandonaron mi camino.

A mi Madre Shirley por la paciencia y el apoyo incondicional y mis abuelos Aurora y Augusto por la eterna confianza en mí.

Los amo eternamente.

## **Agradecimientos**

Agradecer a la Universidad Mayor de San Andrés por ser mi alma mater.

A la Facultad de Agronomía y el Programa de Medicina Veterinaria junto a cada uno de los miembros de su estamento, por brindarme todos los recursos para poder concluir con una etapa de mi carrera.

Mi familia, empezando por mis hermanos Giampiero, Handerson y Cesar. Mi tía Zulema por sus consejos y apoyo moral, a mis primos Yerko y Thiago; los quiero mucho.

A mi novio Luis Carlos por su eterno e incondicional apoyo en cada etapa de mi carrera, gracias por levantarme cuando quería darme por vencida ¡GRACIAS!

Agradecimiento especialmente a mis asesores M.V.Z Rodrigo Aliaga Álvarez, por brindarme su amistad, apoyo, sabiduría y tiempo para el desarrollo de este trabajo y al Ing. Msc. Rubén Tallacagua Terrazas por acompañar esta etapa de mi formación. ¡Muchas gracias!

Agradecer a la Sra. Jenny Guiteras Deniz y su esposo Gral. Oscar Guilarte Luján, por permitir que parte de este trabajo se haya realizado en su propiedad “Hacienda El Chaparral” y al Sr, Manfredo Suarez por confiar en el proyecto, a cada uno de ellos mi eterna gratitud por brindarme la hospitalidad y promover la investigación en sus predios.

A mis amigos que fueron un pilar importante de mi vida universitaria, Nazirah, Fabiola, Yordan, Rodrigo, y Juan Pablo, gracias por hacer llevaderos estos años y cultivar esta hermandad.

## RESUMEN

El objetivo del presente trabajo de investigación, fue evaluar la prevalencia de *Trypanosoma spp.* mediante el método de frotis sanguíneo, recurriendo a extracción sanguínea de la vena yugular de terneros contemplados entre 0 a 12 meses, de cuatro lecherías del departamento del Beni, entre los municipios de San Borja y San Ignacio de Moxos. Las muestras fueron teñidas empleando la tinción panóptico rápido. Se recolectaron 89 muestras, las cuales fueron procesadas en el laboratorio de parasitología del Programa de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la facultad de Agronomía de la Universidad Mayor de San Andrés y se analizó los resultados con la ecuación de prevalencia y la relación entre los factores de riesgo mediante Chi-Cuadrado. Se establecieron factores de riesgo para la tripanosomiasis; tales como edad, dividido en tres grupos etarios E1 (0 – 3 meses), E2 (3.1 a 7 meses) y E3 (7.1 a 12 meses); sexo (Hembra y Macho) y procedencia H1 (Chevejecure), H2 (La Tormenta), H3 (Mausa) y H4 (Chaparral). Se observó una prevalencia del 25% de *Trypanosoma spp.*; tomando en cuenta que se analizaron 89 muestras, de las cuales se observó 22 casos positivos y 67 negativos; según la edad, los machos tuvieron 36.8% de prevalencia y las hembras 15.69%, mostrando que existe relación en la prevalencia de *Trypanosoma spp.* de acuerdo al sexo. Con relación a la edad se puede observar que los animales E2 tenían una prevalencia del 59%, seguido de E3 con 27% y E1 14%, denotando que no existe relación entre la edad y la prevalencia de *Trypanosoma spp.*. Con respecto a la procedencia, el grupo H1 obtuvo una prevalencia de 42,9%, seguido de H2 con un 23,5%, H3 14.6 y H4 0%, existiendo relación entre la procedencia y la prevalencia de *Trypanosoma spp.* Con los resultados obtenidos se demostró la presencia de *Trypanosoma spp.* en los hatos lecheros de las zonas en estudio, sentando un antecedente para la enfermedad.

**Palabras clave:** *Trypanosoma spp.*, lecherías, frotis sanguíneo, prevalencia, factores de riesgo

## **ABSTRACT**

The objective of this research work was to evaluate the prevalence of *Trypanosoma* spp. using the blood smear method, using blood extraction from the jugular vein of calves between 0 and 12 months, from four dairies in the department of Beni, between the municipalities of San Borja and San Ignacio de Moxos. Samples were stained using fast panoptic staining. 89 samples were collected, which were processed in the parasitology laboratory of the Veterinary Medicine and Zootechnics Program of the Faculty of Agronomy of the Universidad Mayor de San Andrés and the results were analyzed with the prevalence equation and the relationship between the factors of risk using Chi-Square. Risk factors for trypanosomiasis were established; such as age, divided into three age groups E1 (0 – 3 months), E2 (3.1 to 7 months) and E3 (7.1 to 12 months); sex (Female and Male) and origin H1 (Chevejecure), H2 (La Tormenta), H3 (Mausa) and H4 (Chaparral). A prevalence of 25% of *Trypanosoma* spp. was observed; taking into account that 89 samples were analyzed, of which 22 positive and 67 negative cases were observed; According to age, males had a 36.8% prevalence and females 15.69%, showing that there is a relationship in the prevalence of *Trypanosoma* spp. according to sex. In relation to age, it can be seen that E2 animals had a prevalence of 59%, followed by E3 with 27% and E1 with 14%, denoting that there is no relationship between age and the prevalence of *Trypanosoma* spp. origin, group H1 obtained a prevalence of 42.9%, followed by H2 with 23.5%, H3 14.6 and H4 0%, with a relationship between origin and the prevalence of *Trypanosoma* spp. With the results obtained, the presence of *Trypanosoma* spp. in the dairy herds of the study areas, setting a precedent for the disease.

**Keywords:** *Trypanosoma* spp, dairies, blood smear, prevalence, risk factors.

## Contenido

1. INTRODUCCIÓN .....	1
1.1. Antecedentes.....	2
1.2. Justificación.....	4
2. OBJETIVOS.....	6
2.1. Objetivo General.....	6
2.2. Objetivos específicos .....	6
2.3. Hipótesis.....	6
3. MARCO TEÓRICO.....	7
3.1. Ganadería Boliviana.....	7
3.1.1. Origen de la ganadería en Bolivia.....	7
3.1.2. Características del ganado criollo .....	8
3.1.3. Bovinos Holstein .....	9
3.1.2.1. Características bovinos Holstein .....	9
3.1.4. Bovinos Mestizos.....	10
3.2. Terneros.....	10
3.3. Prevalencia .....	10
3.4. Tripanosomiasis .....	11
3.5. Etiología .....	11
3.5.1. Clasificación Taxonomía.....	11

3.5.2.	Morfología.....	12
3.5.2.3.	Ciclo biológico.....	14
3.5.3.	Especies de <i>Trypanosoma</i> .....	15
3.6.	Transmisión.....	15
3.6.1.	Transmisión cíclica.....	16
3.6.2.	Transmisión no cíclica.....	18
3.6.3.	Vectores.....	20
3.7.	Patogenia.....	21
3.8.	Síntomas.....	22
3.9.	Diagnóstico.....	23
3.9.2.	Identificación del agente.....	25
3.10.	Epidemiología.....	29
3.10.1.	Distribución geográfica.....	30
3.11.	Tratamiento.....	31
3.12.	Prevención y control.....	33
4.	LOCALIZACIÓN.....	34
4.1.	Área de investigación.....	34
4.2.	Ubicación geográfica.....	34
4.3.	Características ecológicas de la región.....	35
5.	MATERIALES Y MÉTODOS.....	38



5.1.	Materiales .....	38
5.1.1.	Semovientes.....	38
5.1.2.	Material de Campo.....	38
5.1.3.	Reactivos .....	39
5.2.	Método .....	39
5.2.1.	Trabajo de campo.....	39
5.2.1.1.	Extracción de la muestra .....	39
5.2.2.	Trabajo de gabinete.....	40
5.2.2.1.	Frotis de capa fina.....	40
5.2.2.2.	Tinción por la técnica Diff Quick .....	40
5.2.2.3.	Lectura .....	41
5.2.3.	Variables de estudio .....	41
5.2.3.1.	Variable nominal: .....	41
5.2.3.2.	Factores de medición: .....	41
5.2.4.	Análisis estadístico.....	43
6.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....	44
6.1.	Presencia de <i>Trypanosoma spp.</i> en el hato.....	44
6.2.	Prevalencia según el sexo (Macho/Hembra) .....	47
6.3.	Prevalencia según la edad (Meses) .....	49
6.4.	Prevalencia según la procedencia (H1, H2, H3, H4) .....	53

7. CONCLUSIONES .....	57
8. RECOMENDACIONES .....	58
9. BIBLIOGRAFÍA .....	59

## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Partes de un <i>Trypanosoma</i> .....	12
Figura 2. Formas evolutivas de Trypanosomatidae.....	13
Figura 3. Multiplicación en la corriente circulatoria de tripanosomas.....	14
Figura 4 ciclo evolutivo de <i>Trypanosoma</i> cíclico.....	17
Figura 5: Esquema de ciclo evolutivo de <i>Trypanosoma spp</i> de rumiantes (transmisión inoculativa).....	19
Figura 6. Distribución geográfica de <i>Trypanosoma evansi</i> en el mundo.....	28
Figura 7. ubicación de los hatos lecheros: 1. El Chaparral, 2. Chevejecure, 3. Mausea, y 4. La Tormenta.....	32
Figura 8. Ubicación geográfica del departamento del Beni y las zonas de interés.....	33
Figura 9. Precipitación en mm/día.....	36
Figura 10. Prevalencia total obtenida de las muestras.....	45
Figura 11. Prevalencia total de <i>Trypanosoma spp</i> por sexo.....	47
Figura 12. Prevalencia total de <i>Trypanosoma spp</i> por sexo, clasificados por la procedencia de las muestras.....	48
Figura 13. prevalencia de <i>Trypanosoma spp</i> . Según edad.....	50
Figura 14. Prevalencia según edad y procedencia de las muestras.....	52
Figura 15. Prevalencia de <i>Trypanosoma spp</i> clasificados por la procedencia de las muestras ...	54

## ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Especie de <i>Trypanosoma</i> según sus huéspedes .....	15
Tabla 2. Métodos analíticos disponibles para el diagnóstico de la tripanosomosis en animales...25	
Tabla 3. Prevalencia de <i>Trypanosoma</i> spp. General .....	44
Tabla 4. Prevalencia de <i>Trypanosoma</i> spp. Según edad.....	49
Tabla 5. Casos positivos y negativos según edad y procedencia de las muestras.....	51
Tabla 6. Prevalencia según la procedencia .....	53

## ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1. Base de datos Excel.....	64
Anexo 2. Materiales .....	66
Anexo 3. Extracción de la muestra de sangre.....	66
Anexo 4. Transferencia de la muestra al Tubo con EDTA e identificación.....	67
Anexo 5. Identificación y registro de las muestras.....	67
Anexo 6. Capilares de hematocrito listos para tomar gota de sangre.....	68
Anexo 7 Preparación de la hacer el frotis.....	68
Anexo 8. Extensión del frotis.....	69
Anexo 9. Cubetas de tinción para las placas.....	69
Anexo 10. Proceso de tinción.....	70
Anexo 11. Lectura de placas.....	71
Anexo 12. Observación de presencia de <i>Trypanosoma spp.</i> en placas.....	71
Anexo 13 Almacenamiento para transporte de placas.....	72
Anexo 14. Resultados Chi-cuadrado según sexo, edad y procedencia de las muestras.....	73
Anexo 15. Vista satelital de la ubicación de los Hatos lecheros: El Chaparral, Chevejecure, Mauza y La Tormenta .....	76

## 1. INTRODUCCIÓN

La producción de ganado bovino en nuestro país tiene una importante participación en el PIB, es uno de los rubros pecuarios de gran importancia en la economía contando actualmente con 10.103.767 de bovinos en todo el territorio y 3.053.158 en el departamento del Beni representando el 30.21% de la producción nacional, de los cuales 552.685 animales son menores de 1 año (INE, 2022). No sólo porque proporciona alimentos de alto valor nutritivo para la población humana sino también porque genera fuentes directas e indirectas de empleos. (Galvis, 2003).

Para el año 2013 se desconocía datos de ocurrencia para tripanosomiasis en animales domésticos, tomando en cuenta que la OIE sugiere declaración obligatoria y vigilancia general, pero *T. evansi* es un parásito presente en Bolivia con un status de enfermedad clínica mediante la surra (OIE, 2014).

Las tripanosomiasis son enfermedades producidas por diferentes subgéneros y especies del género *Trypanosoma spp.* que afectan al hombre y los animales. La abundancia de cepas, aislados y la variabilidad antigénica de las especies de *Trypanosoma spp.* justifican el interés de sus estudios, pero las autoridades político-sanitarias minimizan su importancia (Acosta & Navarrete, 1999),

La tripanosomosis bovina (TB) tiene un importante impacto económico y social producto de sus efectos directos e indirectos. Las consecuencias directas son debidas a la mortalidad, efectos de la enfermedad (emaciación, retardo del crecimiento, abortos, infertilidad temporal, entre otros), y gastos derivados de su control (costos de pruebas diagnósticas, tratamiento y profilaxis). Los resultados indirectos se deben a la disminución de la producción de leche y carne, lo que contribuye al déficit proteico en la población humana y en la producción agropecuaria atenta contra el

mejoramiento genético y zootécnico, limitando la posibilidad de introducción de reproductores de razas exóticas en áreas productivas (Suárez, y otros, 2009).

### **1.1. Antecedentes**

Los parásitos flagelados son conocidos desde hace poco tiempo. En 1841 Valentin de Berna descubrió hemoflagelado en la sangre de la trucha y en 1843 Gruby describe el primer representante del grupo de *Trypanosoma* en la sangre de la rana ambos apatógenos; aproximadamente 30 años después se empieza a hablar de Trypanosomas patógenos, en 1877 Lewis descubrió en la sangre de la rata el *T. Lewisi*; en 1880 Griffith Evans descubre en la sangre de caballos y camellos de la India, la “Surra”, (*T. Evansi*); creyó que era una espiroqueta, que dominaba un área geográfica muy extensa (India-Filipinas), zonas ecuatoriales y tropicales; pero Pavlov la observó en Bulgaria; Danilewski en 1888 describió los tripanosomas de las aves a los cuales dio el nombre de *T. avium*; en 1894 David Bruce descubre en África y Australia el *Trypanosoma brucei*, agente de la “Nagana” la primera infección conocida transmitida por la mosca Tse-tse; y Rouget descubre el *Trypanosoma equiperdum* causante de la Durina en Constantina. M. Elmasian descubrió en 1901 el agente causal del “Mal de Caderas” en Paraguay, *Trypanosoma equinum*; en 1910, Darlong describió en las mulas el *Trypanosoma hippicum* que produce una “Surra”. En 1902 fue descrito el primer caso de tripanosomiasis humana por *T. gambiense*, encontrado en la sangre y el líquido cefalorraquídeo. El *T. Vivax* fue descubierto por Ziemann en 1902, es el mismo denominado Cazalbouí que no infecta perros ni animales de laboratorio. En 1908 el brasileño Carlos Chagas demuestra el *Trypanosoma cruzi* agente de una enfermedad del hombre y varios animales (perro, roedores salvajes, etc.); causante de la tripanosomiasis americana (Guerrero, 1957) y (Gómez, 1964).

Al inicio de 1995 se notificó la ocurrencia de un brote de *T. vivax* en el noroeste de Chile con sospecha de la posible presencia del parásito en el territorio boliviano cercano a la zona fronteriza con Brasil. La infección afectó principalmente al ganado bovino (Vargas & Arellano, 1998).

Se detecta prevalencia de tripanosomiasis del 70% en la provincia Yacuma del departamento del Beni en el año 2003 mediante prueba de ELISA (Galvis, 2003).

Mediante una investigación en la Universidad Gabriel René Moreno realizada por Landívar (2005), se vuelve a detectar presencia de Tripanosomiasis bovina en la provincia Yacuma del departamento del Beni mediante pruebas PCR.

Fetene *et al.* (2021), confirman mediante su revisión bibliográfica que, *T. vivax* es endémico en 12 países de América Latina, de los cuales 7 (Argentina, Bolivia, Brasil, Colombia, Guyana, Perú, Venezuela) también son endémicos para *T. evansi*. Informando una posible propagación de *T. vivax* en América Latina, señalan que la distribución podría ser mucho más amplia, por ejemplo, *T. vivax* solo se detectó en Argentina en 2018; esto es debido a la falta de estudios previos. Aparentemente, *T. vivax* nunca se ha extendido a Asia, a diferencia de *T. evansi*.

Otte, (1991) citado por Ortiz *et al.* (2013) indica que, ante la existencia de tábanos en el predio, puede existir transmisión continua de *T. vivax* causando un síndrome típico de debilidad y muerte en terneros y abortos en vacas.

Los casos agudos de la tripanosomiasis se presentan con fiebre, abortos, caída de producción de leche, mortalidad de jóvenes que aún no han desarrollado su capacidad inmune y adultos inmunodeprimidos, opacidad de córnea en animales o en hospedadores que ingresan en zonas endémicas sin haber tenido anteriormente contacto con el parásito Suazo, (2015) citado por



Peñañiel, (2018). Algunos estudios han relacionado brotes de hemoparasitosis con deficientes condiciones de nutrición en los terneros, Ribera *et al.* (2001).

## **1.2. Justificación**

El departamento del Beni es el segundo productor de ganado bovino del país y la producción lechera va en aumento, teniendo en cuenta que, respecto a sanidad, la atención de los productores lecheros está centrada es la brucelosis, además que la zona elegida para la investigación es el ambiente ideal para la proliferación de la enfermedad siendo una zona tropical seca y húmeda. Se han observado pérdidas en la producción de leche y en el peso del ganado de carne debido a la falta de apetito y al decaimiento, dando lugar al enflaquecimiento repentino que junto a otros síntomas ocasiona la muerte del animal.

La descendencia muy encastada en climas tropicales, produce animales más sensibles al sol, el calor, el hambre y la sed; se infestan fácilmente con parásitos externos, son menos resistentes a las enfermedades y debido a su poca resistencia al calor producen menos leche. Los terneros son más débiles y mueren fácilmente. Los grupos de riesgos principales se clasifican por la edad (los recién nacidos, lactantes y destetados) y por la herencia (razas puras, más susceptibles que las criollas o los cruces. requieren mayor atención (PESA, 2010).

Debido a lo antes mencionado, esta investigación pondrá mayor énfasis en el diagnóstico de la *Trypanosoma spp* en terneros comprendidos entre los 2 meses hasta un año de edad, considerando que están en el grupo de riesgo para las enfermedades, estimando que su sistema inmunológico no está completamente desarrollado y que la herencia genética no es favorable para el clima de la zona donde se hará el muestreo aunado a la proliferación de vectores del parásito de interés.

Debido a la ausencia de reportes recientes del parásito en el país y la inexistencia de reportes en la zona de estudio, los resultados obtenidos mediante el muestreo servirán para demostrar la presencia del parásito en las lecherías y será la base para el desarrollo de estrategias de prevención, lucha y control de éste parásito.

## 2. OBJETIVOS

### 2.1. Objetivo General

Evaluar la prevalencia de *Trypanosoma Spp.* en terneros Mestizos Holstein en las Lecherías: Chevejecure, La Tormenta, Mauza y Chaparral; Beni - Bolivia.

### 2.2. Objetivos específicos

- Identificar la prevalencia de *Trypanosoma spp.* en terneros de las lecherías Chevejecure, La Tormenta, Mauza y Chaparral según la edad.
- Asociar la presencia de *Trypanosoma spp.* de acuerdo al sexo de los terneros en las lecherías Chevejecure, La Tormenta, Mauza y Chaparral.
- Determinar la prevalencia de *Trypanosoma spp.* según la procedencia de las muestras.

### 2.3. Hipótesis

**Ho** La prevalencia de *Trypanosoma spp.* en terneros mestizos Holstein no difiere entre las lecherías Chevejecure, La Tormenta, Mauza y Chaparral, Beni, Bolivia.

### **3. MARCO TEÓRICO**

#### **3.1. Ganadería boliviana**

Los bovinos se encuentran distribuidos en todo el territorio de Bolivia, distribuidos en un 68 % en el Trópico Húmedo y Chaco, el 18% en los valles interandinos y el 9 % en el altiplano (UAGRM, 2013).

Para el año 2020 se tenía la existencia de 10.103.766 de cabezas de ganado bovino como dato preliminar

##### **3.1.1. Origen de la ganadería en Bolivia**

(MDRyT & VDRA, 2012) indican que, el ingreso de las primeras poblaciones de bovinos a Bolivia fue por tres rutas; en el año 1548 mediante el Alto Perú, expandiéndose hacia el Altiplano y posteriormente hacia los territorios de los valles de Potosí, Tarija y Chuquisaca; en 1676 mediante la primera misión jesuita en Nuestra Señora de Loreto, en el Beni; para formar el núcleo más importante de la ganadería boliviana en Moxos; y se introdujo la ganadería Caracú por el oriente de Bolivia y la región de Matto Grosso.

El país adoptó a estos bovinos como raza criolla, de amplia variación fenotípica y al pasar los años, estos ecotipos fueron adaptándose a las características fisiográficas de Bolivia. Las llanuras del trópico húmedo fueron conquistadas por el bovino criollo, donde se observa la mayor variabilidad fenotípica y genotípica, animal alto, con cornamenta vistosa y de múltiples colores, resistentes a inundaciones severas y sequías

### 3.1.2. Características del ganado criollo

Conforme a sus estudios (UAGRM, 2013) caracterizó el ganado criollo de la siguiente manera:

- Los machos alcanzan un peso de 600 a 800 Kg y las hembras 400 a 500 Kg, su conformación es angulosa, mayor amplitud del canal de parto y no es frecuente la distocia; buena implantación de la ubre y buena disposición de sus cuartos; bajo condiciones de alimentación favorables demuestra buena aptitud lechera.
- Rusticidad, capacidad de adaptación ambiental, tolerancia a climas calurosos y fríos; soportan mejor los períodos de sequía; menor frecuencia de bebida de agua, aspecto que favorece su capacidad de desplazamiento y aprovechamiento de amplias áreas de pastoreo. optimiza los recursos nutricionales
- Es un animal dócil, que permite su manejo y acostumbramiento tanto en operaciones ganaderas pequeñas como grandes
- Resistencia natural a parásitos y enfermedades infecciosas. Cabe destacarse que esta resistencia no es completa y tampoco implica inmunidad, sin embargo, estas enfermedades no se manifiestan tan agresivamente como en otras razas de bovinos.
- Eficiencia reproductiva es elevada, tanto la fertilidad de las vacas: regularidad de los celos y fácil fecundación; en los toros por su calidad seminal, gran actividad sexual y poca discriminación racial; asimismo, presenta comprobada capacidad para generar abundante prole, normal y sana.
- Posee una elevada habilidad materna, cuida muy bien de su ternero hasta destetarlo bajo condiciones de buen crecimiento; produce suficiente leche para la alimentación de sus crías; generalmente durante el ordeño la presencia del ternero estimula a la madre en la

bajada de la leche. Estos aspectos son importantes, dado que la ganancia de peso y sanidad del ternero tiene directa relación con esta habilidad de la vaca.

- Tiene una longevidad ventajosa, porque prolonga el tiempo de la productividad animal, produce un mayor número de terneros y una vida útil larga.

### **3.1.3. Bovinos Holstein**

La primera importación de ganado de raza Holstein fue hecha de America del Norte alrededor del año 1625, en Bolivia el año 1926 se trajo un pool de genes de alta calidad de los EE.UU., incluidas vacas de excelente estirpe y tres toretes hijos de un campeón americano. En 1928, en Cochabamba la granja de Pairumani se convirtió en la pionera de la lechería industrial en Bolivia, introduciendo razas de alta genética (MDRyT & VDRA, 2012).

#### **3.1.2.1. Características bovinos Holstein**

Originario de Holanda; su color característico es blanco manchado de negro (en muchos casos las manchas son pardas); las hembras presentan la forma típica triangular que caracteriza a las razas lecheras (CIPCA, 2014).

Los ejemplares de esta raza son más bien delgados y con alta producción de leche, son poco resistentes al calor, la sed, la falta de alimento y las enfermedades. Sin embargo, los cruces con cebú garantizan buena producción de leche, carne, así como resistencia al calor y a las enfermedades (PESA, 2010).

### **3.1.4. Bovinos Mestizos**

Cuando cruzamos vacas criollas con toros de razas lecheras por lo general las hijas producen más leche que las madres y éstas le transmiten la resistencia de las enfermedades y el clima.

En dependencia del propósito de producción (carne o leche) los cruzamientos deberán tener una secuencia lógica para no encastar tanto a los animales del hato de manera que se mantenga un porcentaje de sangre que garantice resistencia y otro que garantice una buena producción.

### **3.2. Terneros**

Los terneros encastados son más débiles, se describen con regularidad y mueren fácilmente (PESA, 2010).

Estudios recientes muestran claramente la influencia de los primeros meses de vida, y especialmente del período de alimentación con leche, sobre el rendimiento posterior y el tiempo de vida productiva de las vacas lecheras. Por lo tanto, una buena cría de terneros asegura la salud y la productividad futuras de la vaca lechera (Hovenjürgen, Michael ).

### **3.3. Prevalencia**

Frecuencia con la que se presenta una enfermedad o evento de interés en relación con la población total donde ésta puede ocurrir, refleja la magnitud del problema en una zona, toma valores de 0 a 1 y también puede expresarse en porcentaje y se expresa de la siguiente forma:

$$P = \frac{Ct}{Nt}$$

Donde:

Ct= número de casos existentes en el momento

Nt= Total de la población en el momento

### **3.4. Tripanosomiasis**

La tripanosomiasis es una enfermedad que afecta a los humanos, animales domésticos y silvestres, causada por protozoos del género *Trypanosoma* (I.N.T.A., 2018)

Trypanosoma, del griego (tripanon = perforador y soma = cuerpo), hemoparásitos, patógenos para el hombre y los animales domésticos. Dentro de los protozoarios están clasificados en la clase *mastigophora* (uno o más flagelos) que contienen géneros importantes en medicina veterinaria: *Trypanosoma*, *Leishmania*, *Histomonas*, *Trichomonas* (Quiroz, 1990).

### **3.5. Etiología**

#### **3.5.1. Clasificación Taxonomía**

**Phylum:** *Sarcomastigophora*

**Subphylum:** *Mastigophora*

**Clase:** *Zoomastigophora*

**Orden:** *Kinetoplastida*

**Familia:** *Trypanosomatidae*

**Genero:** *Trypanosoma*

Extraído de (Acosta & Navarrete, 1999).

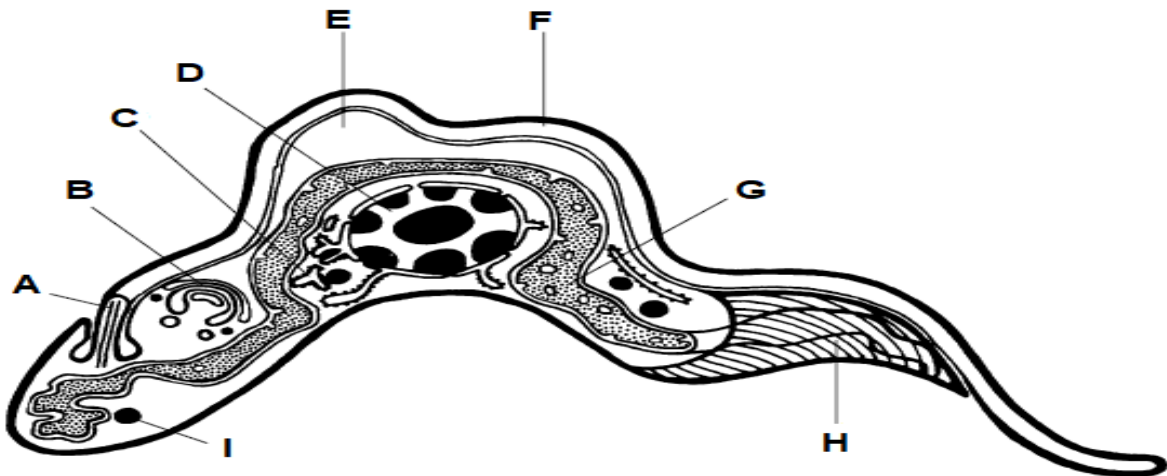


### 3.5.2. Morfología

Un tripanosoma es una célula alargada, en forma de huso, con un solo núcleo en posición central y un único flagelo que nace de una gran mitocondria con abundante ADN, denominada kinetoplasto, que sale por el extremo anterior de la célula. Durante su desarrollo en el interior de los hospedadores mamíferos y artrópodos, los tripanosomas pueden experimentar un cambio morfológico considerable. En el caso de *Trypanosoma cruzi* se distinguen cuatro formas morfológicas. El amastigote que carece de flagelo, mientras que las otras tres formas lo tienen, pero difieren con respecto a la localización del kinetoplasto. Éste se encuentra situado posterior al núcleo en el tripomastigote, inmediatamente anterior al núcleo en el epimastigote, y cerca del extremo anterior de la célula en el promastigote. El flagelo discurre por el borde de una membrana ondulante desde el kinetoplasto hasta el extremo anterior del cuerpo de la célula del tripomastigote (Bowman, 2011).

**Figura 1.**

*Partes de un Trypanosoma*



*Nota:* **A:** Quinetosoma, **B:** Aparato de Golgi, **C:** Retículo endoplasmático, **D:** Núcleo, **E:** Membrana ondulante, **F:** Flágeno, **G:** Mitocondria, **H:** Microtúbulos, **I:** Quinetoplasto. Vignau *et al.* (2005).

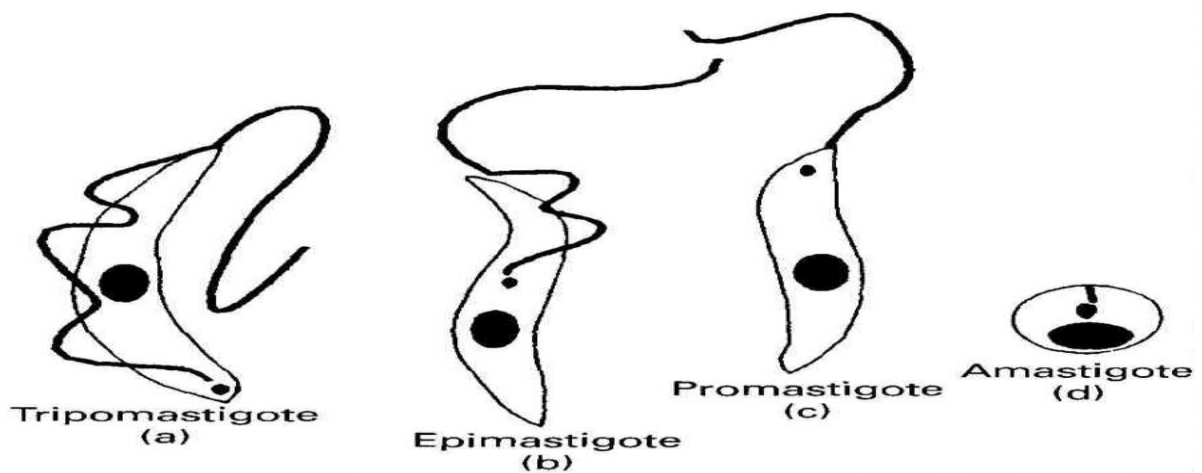
La figura 2 describe la morfología de las formas evolutivas de *Trypanosoma spp.*

- **Tripomastigote:** con complejo cinetoplástico posterior, del que parte un flagelo recurrente que queda unido a la pared celular mediante la presentación de una membrana ondulante. Este flagelo, al llegar al extremo anterior del cuerpo, queda como flagelo libre.
- **Epimastigote:** con complejo cinetoplástico cercano al núcleo, por lo que el flagelo forma una corta membrana ondulante hasta llegar a su extremo anterior, no dejando ninguna porción de flagelo libre.
- **Promastigote:** con complejo cinetoplástico anterior, naciendo en él una porción de flagelo libre.
- **Amastigote:** con morfología esférica o subsférica de menor tamaño que los anteriores, con núcleo y complejo cinetoplástico muy próximos y flagelo aparentemente ausente, ya que no sobresale del cuerpo del protozoo

Descrito por (Acosta & Navarrete, 1999).

## Figura 2

*Formas evolutivas de Trypanosomatidae*



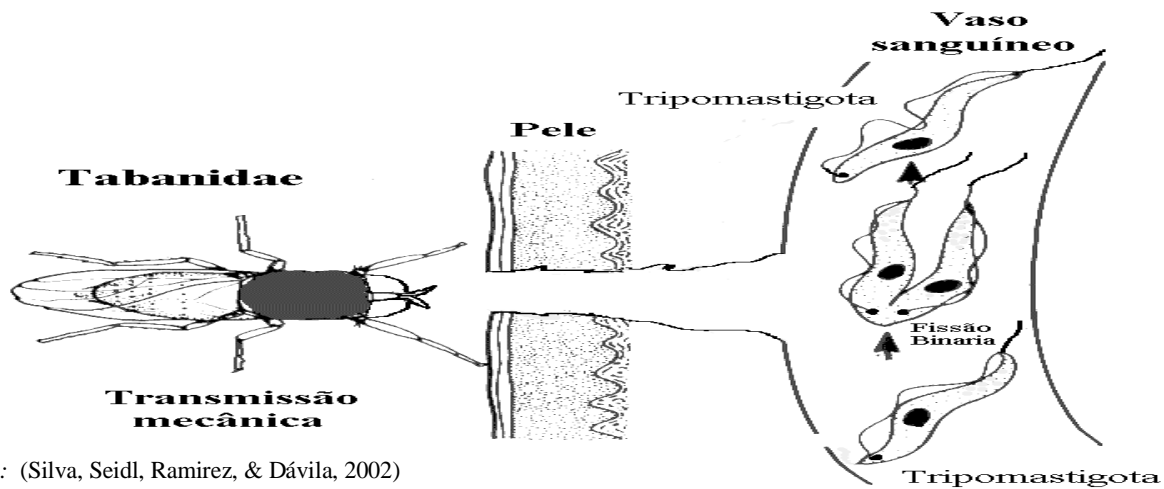
*Nota:* (Acosta & Navarrete, 1999)

### 3.5.2.3. Ciclo biológico

Después de que los tripanosomas han sido ingeridos con la sangre, pasan al intestino medio, en donde con forma de amastigote se multiplican por fisión binaria y llegan a ser tripanosomas metacíclicos o epimastigotes, continúa la multiplicación hasta llegar al ámpula rectal. En el recto, los epimastigotes se transforman en tripanosomas metacíclicos, los cuales son incapaces de dividirse hasta llegar al huésped vertebrado. El desarrollo en el huésped invertebrado tarda de 6 a 15 días, dependiendo de la especie de chinche y de la temperatura ambiente. Las formas de tripanosomas infectantes salen en las heces de la chinche y pueden penetrar por las mucosas o por la piel; generalmente las chinches defecan después de alimentarse, situación que, mediante el rascado, después del piquete, favorece la infección.

#### Figura 3

*Multiplicación de tripanosomas en la corriente circulatoria.*



Nota: (Silva, Seidl, Ramirez, & Dávila, 2002)

El tripomastigote no se reproduce en la sangre de sus huéspedes, ya que se encuentran al inicio de la enfermedad; éstos entran a las células del sistema retículo endotelial, células del tejido muscular, especialmente el corazón, donde se redondea y transforma en amastigote, multiplicándose por fisión binaria longitudinal, destruyen las células y formando quistes que luego se transforman en

tripomastigotes que entran a la sangre por ruptura de las células. Hay varias cepas que difieren en su virulencia.

Los roedores se infectan cuando comen chinches, en el hombre y otros animales, si hay contaminación fecal de la conjuntiva. Se ha señalado también transmisión trasplacentaria en el hombre y algunos de los mamíferos portadores (Quiroz, 1990).

### 3.5.3. Especies de *Trypanosoma*

La tabla 1 indica las especies de trypanosomas mas comunes según su huésped definitivo y el huésped intermediario que actúan como vectores de la enfermedad.

**Tabla 1**

*Especie de Trypanosoma según sus huéspedes*

<b>Especie</b>	<b>H. definitivo</b>	<b>H. intermediario</b>
T. vivax	Rumiantes, equinos	Tábanos, moscas de los establos
T. evansi	Equinos, cerdos, carnívoros, rumiantes	Tábanos, moscas picadoras, vampiros
T. equiperdum	Equinos	Ninguno (venérea)
T. theileri	Bovinos	Tábanos
T. melophagium	Ovinos	Moscas, piojos
T. rangeli	Humano, perro, otros	Triatoninos
T. cruzi	Humano, animales	Triatoninos

*Nota:* (Quiroz, 1990).

### 3.6. Transmisión

La transmisión depende de la presencia de los vectores, la existencia de animales susceptibles y las condiciones ecológicas que facilitan su proliferación Cortes *et al.* (2010) citado por (Cardona, 2020).

Con la única excepción de *T. equiperdum* de los équidos, que es una enfermedad venérea, todas las especies se transmiten por artrópodos vectores en los que la transmisión es tanto cíclica como no cíclica.

Sin embargo, hay dos especies de tripanosomas de importancia veterinaria que no se multiplican dentro de un vector: *T. evansi*, transferencia mecánica de sangre infectada de un huésped a otro por moscas tábanidas, moscas de establos o murciélagos vampiro. si no se transfiere rápidamente morirá y *T. equiperdum* cuya transmisión es directamente de anfitrión a anfitrión durante el coito. Por tanto, es una parasitosis venérea.

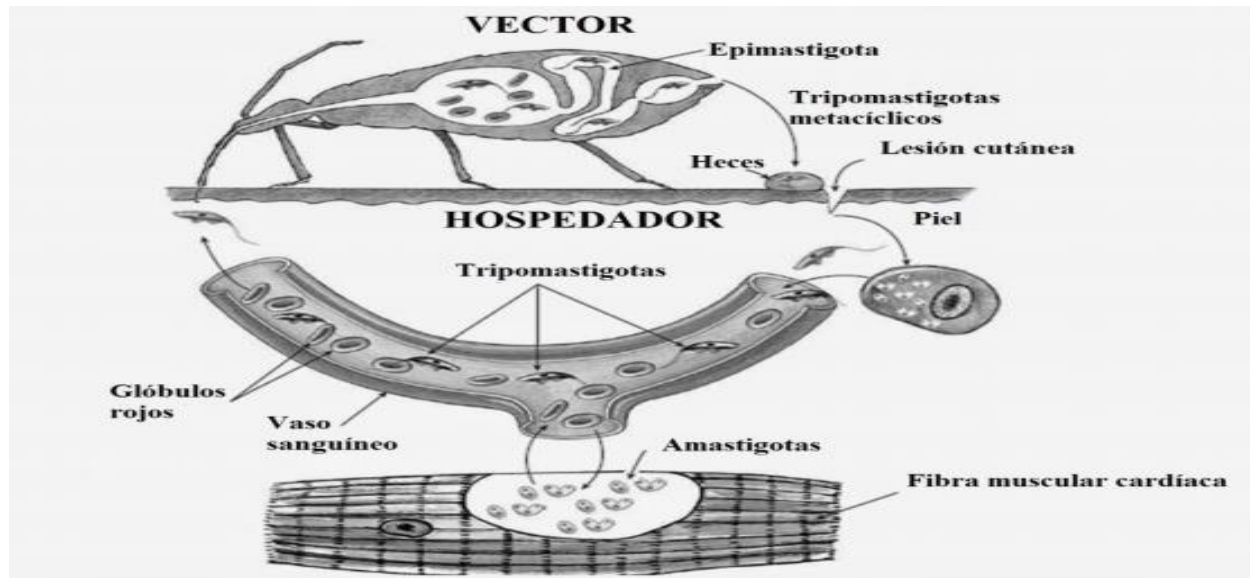
Los tripanosomas se multiplican en la piel, provocando una inflamación transitoria antes de entrar en el torrente sanguíneo. Los Tripomastigotes de diferentes especies de *Trypanosoma*, se replican por fisión binaria y permanecen en la sangre; sin embargo, *T. cruzi*, ingresan a varios tejidos del cuerpo y proliferan como amastigotes intracelulares y reingresan a la circulación como Tripomastigotes (Jacobs, Fox, Gibbons, & Hermosilla, 2016).

### **3.6.1. Transmisión cíclica**

También llamada transmisión biológica, el artrópodo es un hospedador intermediario necesario en el que los tripanosomas se multiplican sufriendo series de transformaciones morfológicas antes de que se produzcan las formas infectantes para el siguiente hospedador mamífero. Cuando la multiplicación ocurre en el tracto digestivo y la proboscide, de forma que la infección se transmite durante la alimentación, el proceso se conoce como desarrollo en la sección anterior y varias especies de tripanosomas que usan este proceso son frecuentemente considerados como del grupo Salivaría. Entre los tripanosomas transmitidos por la mosca tsetse, las principales especies son *T. congolense* (subgénero *Nanomonas*), *T. vivax* y *T. brucei* (subgénero *Dutonella*), (Urquhart, 2001), (Taylor, Coop, & Wall, 2017) y (Cardona, 2020).

#### Figura 4.

*Ciclo evolutivo de un Trypanosoma cíclico.*



*Nota:* citado por (Pereyra, 2018)

En otros tripanosomas, tiene lugar la multiplicación y la transformación en el intestino y las formas infecciosas migran al recto y se excretan en las heces; este es el desarrollo de la última temporada, y las especies de los tripanosomas se agrupan como *Stercoraria*. En animales domésticos, todos estos tripanosomas son relativamente no patógenos, como *T. theileri* y *T. melophagium*, transmitidas por las moscas del tabaco y por melófagos de oveja, respectivamente. Ciertamente, este no es el caso en humanos, en el que *T. cruzi*, la causa de la enfermedad de Chagas grave en América del Sur, se transmite por las heces de insectos reduvios (Taylor, Coop, & Wall, 2017).

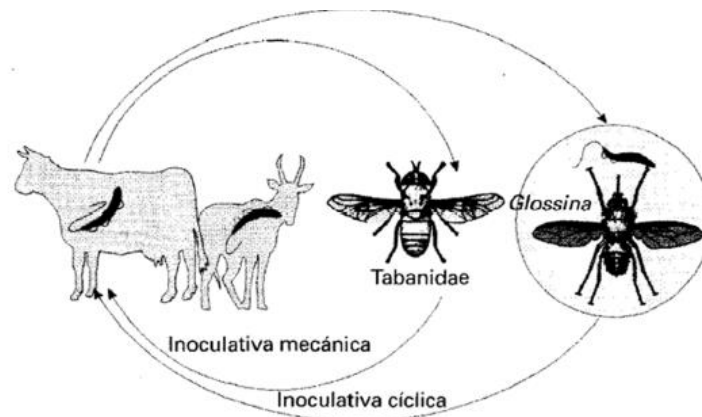
### 3.6.2. Transmisión no cíclica

La transmisión no cíclica es esencialmente mecánica, en la cual los tripanosomas se transmiten de un mamífero a otro por la alimentación periódica de insectos picadores, principalmente tabánidos y *Stomoxys* (Jacobs, Fox, Gibbons, & Hermosilla, 2016).

El tripanosoma presente dentro de la probóscide contaminada, o sobre él, no se multiplica y muere rápidamente, de modo que la transmisión cruzada solo es posible durante unas pocas horas. *T. evansi*, ampliamente diseminado en los rebaños de África y Asia, es transmitida mecánicamente por picadura de moscas. Sin embargo, en América Central y del Sur, también se transmite por la picadura de murciélagos, en los que el parásito puede multiplicarse y sobrevivir por largo tiempo ya que también es un anfitrión, aunque ciertamente no cíclico, ya que los tripanosomas que se multiplican en la sangre del murciélago no sufren ninguna transformación morfológica antes de migrar a la cavidad bucal. También se llama forma iatrogénica porque incluye agujas o instrumentos quirúrgicos, en procesos como identificación con orejeras, descornado y equipos de castración que no son debidamente desinfectados en el campo (Cardona, 2020).

#### Figura 5

*Esquema de ciclo evolutivo de Trypanosoma spp de rumiantes (transmisión inoculativa).*



Nota: (Acosta & Navarrete, 1999)

Es importante señalar que los tripanosomas salivales generalmente transmitidos cíclicamente por las moscas *tse tse*, a veces puede ser transmitido mecánicamente. Así, en América del Sur, *T. vivax* está presente probablemente debido a la importación de ganado infectado y se cree que se transmite mecánicamente por picaduras de moscas. Finalmente, los perros, gatos y los carnívoros salvajes pueden infectarse después de la ingestión de canales frescos u órganos de animales que murieron de tripanosomiasis, a través de la penetración de parásitos en lesiones bucales. La tripanosomiasis importante en animales domésticos difiere considerablemente en muchos aspectos y se manejan mejor por separado. La especie africana responsable de la “triplanosomiasis transmitida por la mosca tsetsé (es decir, *Salivaria*), por lo general son considerados como el más importante Taylor *et al.* (2017).

También existe la posibilidad de la transmisión la transmisión transplacentaria, cuando la hembra bovina contrae la infección durante la gestación Benavides *et al.* (2012) citado por (Cardona, 2020), pero según Kraneveld y Mansjoer (1954) citados por Ramírez *et al.* (1979) la frecuencia de esto es en pocos casos, y sólo si existen lesiones que permitan la mezcla directa de la sangre materna y la del feto.

### **3.6.3. Reservorios**

Pueden ser considerados como importantes reservorios de la enfermedad en Latinoamérica el capibara (*Hydrochoerus sp.*), el coati (*Nasua sp.*) y el murciélago vampiro (*Desmodus sp.*) Exceptuando al capibara, que es también un roedor, pero salvaje en Sudamérica; los roedores presentan susceptibilidad a *T. evansi* y además son usados a menudo como modelo para diagnóstico a través de inoculación y la vía oral (Raina *et al.*, 1985; da Silva *et al.*, 2007; OIE, 2011) citados por (Rodríguez G. N., 2011).



(Herrera & Castro, 2017) citando a diferentes autores indican que; los carpinchos han sido nombrados reservorios de *T. evansi* ya que parecen ser portadores frecuentes de este protozoo sin efectos aparentes sobre su salud (Morales, Wells, & Angel, 1976). hay informes de que causa “derrengadera”, que, rara vez se ve en la naturaleza (Cueto, 2012); produce anemia intensa en tejones, *Nasua nasua* (Herrera et al., 2002) y puede causar la muerte en ratones infectados experimentalmente (Tejero, Arias-Mota, Roschmann-Gonzalez, Aso y Finol 2010).

Los capibaras de un área no endémica de *T. evansi* en el estado de São Paulo, sureste de Brasil, fueron sacrificados debido a un brote en curso de fiebre maculosa brasileña; Se analizaron 172 sueros para detectar anticuerpos contra *T. evansi*, de los cuales, 17 (9,9 %) fueron seropositivos mediante la prueba de aglutinación en tarjeta. En otras regiones brasileñas, se describió brotes de *T. evansi* en caballos asociando la presencia de capibaras como reservorio del parásito.

(Linnaeus, 1766; Emmons 1997; Moreira & Macdonald, 1997; Verdade & Ferraz, 2006; Ojasti, 1973; Alho & Rondon, 1987; Herrera & Mcdonald, 1989; Quintana et al., 1994) como se citó en (Duran & Rossel, 2014), el capibara (*Hydrochoerus hydrochoerus*) es el roedor más grande del mundo, distribuido desde América Central hasta Argentina. Es una especie gregaria, con manadas integradas de individuos de ambos sexos y múltiples edades. Su hábitat varía estacionalmente, principalmente por la disponibilidad de agua, pastos y tierra seca. El tamaño poblacional y su disposición espacial dependen de la calidad del hábitat y las presiones existentes en el área.

#### **3.6.4. Vectores**

Se puede producir transmisión mecánica a través de las moscas *Tsé tsé* u otras moscas picadoras. En el caso de *T. vivax*, *Tabanus spp* y otras moscas picadoras son los vectores mecánicos principales en América Central y del Sur (Aiello & Moses, 2016)

Los principales insectos vectores del tripanosoma son: *Stomoxys calcitrans* (mosca del establo), la *Haematobia irritans* (mosca de los cuernos) y *Tabanus spp*; se distribuyen en el continente americano y son responsables de importantes pérdidas en la producción ganadera, se estima que las pérdidas en Estados Unidos ascienden por *H. irritans* US\$ 231.67; y *S. calcitrans* A US\$ 6.79 millones

Las ninfas y los adultos de las chinches de la familia Reduvidae, se infectan y pueden transmitir la enfermedad tales como: (*Triatoma, Panstrongylus, Rhodnius, Eutriatoma, Eratirus, Cimex* y la garrapata *Ornithodoros*) (Quiroz, 1990).

### **3.7. Patogenia**

Según Acosta & Navarrete (1999) la patogenia se puede determinar por los siguientes factores:

- Parásito y la dosis infectante característica (especie, cepa, raza, aislado, número que penetre, primo infección o reinfección, y otros)
- Hospedador y sus características posibles (animales jóvenes, mal nutridos, con enfermedades concomitantes, con sistema inmunitario deprimido)
- Medio ambiente influyendo desde el sistema de explotación (animales en cría extensiva más expuestos que los criados intensivamente), sanidad, hasta las condiciones ecológicas para el desarrollo en menor o mayor grado de los vectores.

Presentación clínica según Urquhart *et al.* (2001):

- Hipertrofia ganglionar y esplenomegalia asociada con hiperplasia de células plasmáticas e hipergammaglobulinemia por un incremento de las IgM, supresión de la respuesta inmune a patógenos o vacunas. En infecciones de larga duración, los órganos linfoides y el bazo disminuyen de tamaño debido al agotamiento de los elementos celulares.

- La anemia, es fundamental y proporcional al grado de parasitemia. Es una anemia hemolítica por el desarrollo mononuclear del sistema fagocitario; en infecciones de varios meses, la parasitemia es baja e intermitente y puede resolverse; en casos crónicos puede persistir a pesar del tratamiento.
- Degeneración celular e infiltración inflamatoria, en muchos órganos, músculo esquelético y el sistema nervioso central, significativamente en el miocardio donde hay separación y degeneración de las fibras musculares. Los mecanismos de esos cambios todavía no se conocen.

### **3.8. Síntomas**

Los principales síntomas y signos se asocian con:

- Fiebre intermitente y urticaria
- Edema en las patas y partes bajas del cuerpo e incoordinación con parálisis del tren posterior acompañado de problemas nerviosos
- Inapetencia, Anemia y pérdida de pelo
- Decaimiento progresivo y pérdida de la condición general
- Conjuntivitis
- Abortos
- Ictericia

En casos agudos en 2–3 semanas se observa

- Hemorragia
- Diarrea y letargia
- Hipertrofia linfadenopatía

En el rebaño, se observa que el crecimiento de animales jóvenes es raquítico y los adultos muestran descenso de la fertilidad, abortos o nacimiento de animales débiles, la muerte está asociada con el fallo congestivo del corazón debido a anemia y miocarditis (Acosta & Navarrete, 1999), (Barriga, 2002) y Urquhart *et al.* (2001).

### **3.9. Diagnóstico**

Existen una gran variedad de pruebas de diagnóstico y los investigadores tratan de mejorar las existentes y de desarrollar nuevas. Las pruebas de diagnóstico actuales varían en cuanto a la sensibilidad, especificidad, comodidad de aplicación y el coste. La elección de una prueba concreta se regirá por criterios económicos y por la disponibilidad de personal especializado, pero especialmente por las necesidades del diagnóstico Paris *et al.* (1982) y (Toure, 1976) citados por (Desquesnes, 2018).

La visualización del parásito en extendidos de sangre es la forma más accesible de diagnosticar, realizado en laboratorios oficiales y privados con equipamiento básico y entrenamiento adecuado, sirve para descartar o corroborar la presencia del parásito. Las técnicas moleculares de PCR determinan la presencia ante una baja parasitemia, no detectable por observación de frotis, pero no pueden ser utilizadas como rutina de diagnóstico por lo complejo del laboratorio requerido (I.N.T.A., 2018).

Los parásitos sanguíneos se buscan e identifican en extensiones gruesas y finas de sangre. Las extensiones gruesas se realizan de forma análoga a las finas, pero presionando menos con el portaobjetos. Las extensiones se dejan secar sin calentar, hasta que no brillen; Las extensiones sanguíneas gruesas y finas pueden utilizarse no sólo para la detección sistemática en pacientes con

riesgo de parásitos sanguíneos, sino también para determinar la especie y el nivel de parasitemia en los casos positivos; hay también pruebas serológicas para las fases crónicas. (González, 2010).

Según (O.I.E., 2019) mediante el Grupo Ad Hoc debatió los diferentes métodos de diagnóstico descritos en el Capítulo 2.4.17. del Manual Terrestre e hizo hincapié en que los métodos recomendados para detectar el agente debían ser:

- Frotis delgado tintado, por su especificidad para identificar los subgéneros o especies, pese a su baja sensibilidad
- Técnica de centrifugación para determinar el valor de hematocritos, por su sensibilidad, pese a su baja especificidad (subgénero o menos);
- Técnicas moleculares, por su sensibilidad y alta especificidad, aunque no detecten infecciones latentes con bajo índice de parasitemia. Para la detección de anticuerpos, se recomienda el método ELISA, que presenta una sensibilidad muy elevada para detectar el contacto inmune del hospedador con los parásitos; sin embargo, la interpretación de resultados debía considerar las posibles reacciones cruzadas entre tripanosomas patógenos y *Leishmania* spp.

### **3.9.1. Diagnóstico clínico**

Para ello es necesario tener en cuenta los síntomas más o menos específicos de la enfermedad en las diferentes especies animales y la forma de presentación; son importantísimos en este caso los datos anamnésicos de clima, presentación anterior de la infección, zona de origen, etc. Se atribuye cierto valor diagnóstico a hipertrofia ganglionar, edemas, paraplejia posterior, anemia. En el caso del cadáver, Curasson recomienda atender en las formas agudas a la esplenomegalia, y en las crónicas a los derrames de líquidos de las cavidades naturales (Rodríguez G. H., 1964)

### **3.9.2. Identificación del agente**

Las técnicas de detección de parásitos son muy específicas (llegan a nivel de subgénero), pero su sensibilidad es relativamente baja (es decir, la proporción de falsos negativos es alta), lo cual les confiere un bajo valor predictivo negativo (NPV).

La sensibilidad es especialmente baja cuando se consideran los resultados en un animal determinado y no a nivel del rebaño.

La sensibilidad es muy variable a lo largo de la infección:

- Fase inicial, la sensibilidad es elevada porque los parásitos se multiplican activamente en la sangre en ausencia de un control inmunológico; posibles brotes epizoóticos.
- Fase crónica, la sensibilidad es baja porque, debido a la respuesta inmunitaria del hospedador, casi nunca se observan parásitos en la sangre generalmente presente en zonas enzoóticas o donde la prevalencia sea baja.
- La sensibilidad es prácticamente nula en los portadores sanos, en los que nunca se observan los parásitos, posible en zonas donde se usan ampliamente los fármacos tripanosomicidas y no se pueden detectar los parásitos durante el periodo post-tratamiento.

Existen varias técnicas de detección de parásitos, cada una con una sensibilidad variable. La elección dependerá de las instalaciones de laboratorio de las que se disponga y del objetivo del diagnóstico según las recomendaciones indicadas en la Tabla 2 (Desquesnes M. , 2018).

**Tabla 2.**

*Métodos analíticos disponibles para el diagnóstico de la tripanosomosis en animales*

Método	Propósito					
	Demostrar ausencia de infección en la población	Demostrar ausencia de infección en animales individuales antes de los desplazamientos	Contribuir a las políticas de erradicación	Confirmar casos clínicos	Comprobar la prevalencia de la infección – vigilancia	Determinar el estado inmunitario en animales o poblaciones tras la vacunación
<b>Identificación del agente</b>						
Extensiones de gota fina de sangre	–	+	–	+++	+	n/a
Detección de ADN/PCR	+++	+++	+++	+++	+++	n/a
Extensiones de sangre húmedas	–	–	–	++	–	n/a
Extensiones de gota gruesa de sangre	–	+	–	+	+	n/a
centrifugación del hematocrito (HCT, Woo)	+++	+++	+++	+++	+++	n/a
Técnica de la capa leucocitaria (BCT, Murray)	–	–	++	++	++	n/a
Columnas de intercambio de aniones	–	+	++	–	–	n/a
Inoculación en roedores <sup>2</sup>	+	++	++	++	–	n/a
Cultivo <i>in-vitro</i>	–	–	–	–	–	n/a
<b>Detección de respuesta inmunitaria</b>						
IFAT	++	+++	+++	–	+++	n/a
ELISA	+++	+++	+++	–	+++	n/a

**Nota:** +++ = método recomendado; ++ = método adecuado; + = puede utilizarse en ciertas situaciones, pero el coste, la fiabilidad u otros factores limitan mucho su aplicación; – = no adecuado para esta finalidad; n/a = no aplicable. PCR = reacción en cadena de la polimerasa; IFAT = prueba de inmunofluorescencia indirecta; ELISA = enzimoimmunoanálisis. (Desquesnes M. , 2018).

### **3.9.2.1. Técnicas de examen directo**

#### **3.9.2.1.1. Examen directo al microscopio**

Esta técnica se usa para agilizar el estudio de la muestra y poder observar así las formas móviles de los parásitos presentes en ella; es un método simple y barato. La muestra de sangre debe ser reciente, se coloca una gota de sangre (2  $\mu$ l) de la misma entre un cubre y un portaobjetos y observarla al microscopio con el objetivo de 40X, se examinan aproximadamente 50–100 campos. Se puede reconocer a los tripanosomas por su movimiento entre los eritrocitos. La sensibilidad diagnóstica es generalmente baja, depende de la experiencia del analista y del grado de la parasitemia (Jiménez & Romero, 2015) y (Desquesnes M. , 2018).

#### **3.9.2.2. Extensiones de gota gruesa**

Es una técnica de concentración; es importante en casos en los que no existe una parasitosis elevada (cuando existe, es fácil localizar a los parásitos en la extensión sanguínea) (Jiménez, Tapias, & Carrasco, 2005).

Se deposita una gota de sangre (5–10  $\mu$ l) sobre un portaobjetos limpio, extendiéndola con el borde de otro portaobjetos sobre un área de 2 cm de diámetro aproximadamente, el grosor de la extensión resultante al secar, permitirá leer a través de ella un reloj de pulsera. La gota se seca completamente agitándola rápidamente en el aire sin fijación, se deshemoglobina por inmersión en agua destilada durante unos pocos segundos y se seca antes de teñirla, el frotis teñido se examina con un aumento total de entre  $\times 500$  y  $\times 1000$ . El método es simple y relativamente barato, el tiempo de obtención de los resultados depende del tipo de tinción que se utilice (Desquesnes, y otros, 2013).



### **3.9.2.3. Extensiones de gota fina**

Emplea una gota de sangre de 3-5  $\mu$ l, colocada al principio de un portaobjetos, que es extendida a lo largo del mismo como una capa fina, utilizando para ello otro portaobjeto de vidrio. La extensión se fija con metanol y a continuación se tiñe con Giemsa o mediante tinciones rápidas, como por ejemplo Diff Quick®, también llamado Panóptico rápido. La tinción de frotis fino presenta una baja sensibilidad, pudiendo detectar parasitemias solamente con una tasa mayor de 500.000 tripanosomas por mililitro de sangre (Rodríguez G. N., 2011).

Se denomina frotis a la extensión que se realiza sobre un portaobjetos de una muestra o cultivo con objeto de separar lo más posible los microorganismos, ya que si aparecen agrupados en la preparación es muy difícil obtener una imagen clara y nítida Silverio, (2015) citado por (Baque, 2021).

#### **3.9.2.3.1. Tinción Diff Quick**

Las extensiones se fijan con metanol y a continuación se tiñen con Giemsa o mediante tinciones rápidas, como por ejemplo Diff- Quick®, también llamado Panóptico rápido. La tinción de frotis fino presenta una baja sensibilidad, pudiendo detectar parasitemias solamente con una tasa mayor de 500.000 tripanosomas por mililitro de sangre (OIE, 2010). Esta técnica es la más utilizada en la clínica veterinaria por su rapidez y sencillez, ya que únicamente hay que sumergir el portaobjetos con la extensión por orden en los tres frascos del kit comercial (fijador, colorante eosinófilo y colorante basófilo) y seguir las recomendaciones de cada fabricante (Perarnau, 2015)

La tinción de Diff-Quick es una de las tinciones empleadas en citología, que, por su rapidez, se emplea como técnica de control para verificar si la prueba de extracción de la muestra ha sido satisfactoria. Esta tinción destaca en que la fijación se lleva a cabo por medio de dejar la muestra

(frotis sanguíneo) secar al aire, aunque también podemos ayudarnos utilizando un secador. Además de técnica de control ayuda a visualizar el citoplasma celular, ya que el núcleo celular se ve muy teñido y no se aprecia muy bien las características nucleares (Ruiz, 2019).

### **3.9.3. Diagnóstico diferencial**

El diagnóstico diferencial exige tener en cuenta enfermedades que pueden producir anemia o ictericia, como la Babesiosis, Tripanosoma, Anaplasma, hemoglobinuria bacilar y la leptospirosis, carbunco, septicemia hemorrágica como principales (Bradford, 2010) citado por (Cardona, 2020) y Radostists *et al.* (2002) citado por (Vargas C. O., 2014)

### **3.10. Epidemiología**

Se encuentran distribuidas aproximadamente en 10 millones de kilómetros cuadrados del África subsahariana, entre las latitudes 14°N y 29°S (Urquhart, 2001) .

Hay autores que los clasifican, según su presentación, en tripanosomosis subsaharianas, euroasiáticas (con el norte de África incluido) y americanas (Acosta & Navarrete, 1999).

Según Reglamento General de Sanidad Animal (SENASAG, 2020) la Tripanosomosis (transmitida por la mosca tse tse) está en la condición de “nunca señaladas” en Bolivia o considerada exótica para la Comunidad Andina de Naciones, sin embargo, debe ser notificada obligatoriamente ante su sospecha. Aunque se tiene datos de la presencia del parásito en bovinos dentro del país y en países vecinos, éste es transmitido por un vector diferente.

Una de las principales diferencias para la sub-especie *T. vivax viennei* es la ausencia de hospedero intermediario en las Américas (*Glossina spp.*), y las peculiaridades de que su transmisión es mecánica, aunque en África también se reporta este tipo de transmisión. Además, que parece que

las cepas americanas son menos patógenas que las cepas africanas, dado que los brotes son más raros en América (Vargas & Arellano, 1998).

### 3.10.1. Distribución geográfica

La mosca *tse tse* (género *Glossina*) está restringida a África, desde aproximadamente 15° N a 29° S de latitud. Las tres especies principales que transmiten los tripanosomas habitan en entornos relativamente diferenciados: *G. morsitans* en la sabana, *G. palpalis* alrededor de los ríos y lagos, y *G. fuscata* en los bosques altos; todas se alimentan de varios mamíferos.

#### Figura 6

*Distribución geográfica de Trypanosoma evansi en el mundo*



*Nota:* (Desquesnes, y otros, 2013)

El inicio de la ganadería en América empezó por los colonizadores, en el segundo viaje de Cristóbal Colón (1493); los ejemplares ingresaron a América por República Dominicana (Asocebú, 2020; Gomez & Rueda, 2011), citado por (Rodríguez G. C., 2020).

En Sud América dos especies de tripanosomas africanos fueron introducidos por ganado traído en pie. Uno es el *T. evansi*, responsable de producir la Surra en equinos y el otro el *T. vivax* responsable de la enfermedad en bovinos y los primeros brotes se describieron a principio del siglo

XX en Guayana Francesa y en Colombia. La adaptación al nuevo continente se debió a que dos insectos chupadores de sangre como la mosca brava (*Stomoxys calcitrans*) y el tábano son los responsables de su transmisión mecánica, al no estar presente su vector natural africano, la mosca Tse Tse. Desde entonces, la enfermedad fue descrita en Brasil, Venezuela, Ecuador, Perú, Bolivia y Paraguay, afectando rodeos de bovinos, búfalos, ovejas y cabras, siendo (I.N.T.A., 2018).

La difusión de las tripanosomiasis está facilitada por el movimiento de animales infectados de zonas de endemia a zonas libres de la infección. La zona del Pantanal brasileiro, donde confluye ganado de Brasil, Bolivia, y Paraguay, se ha convertido en una zona de elevado riesgo debido a los climas tropicales sobre todo durante la época de lluvias, primera mitad, de Septiembre/Octubre hasta Diciembre/ Enero, periodos de abundancia de tábanos y de otras moscas picadoras. El capibara es un reservorio importante de la infección para los caballos. El capibara es un reservorio importante de la infección para los caballos (Barriga, 2002)

Estudios realizados en el departamento de Santa Cruz, demuestran que las épocas lluviosas representan el período de mayor abundancia de tábanos que son los vectores mecánicos de la enfermedad Hall y col.,(1993); (2001) citado por (Landívar, 2005).

### **3.11. Tratamiento**

Trabattoni, (2017) citando diferentes autores indica el uso de:

- Diminazeno ó Diminazene: del grupo de las diamidinas, utilizada en forma de aceturato de diminazeno o diminazene. Es hidrosoluble, absorción y excreción rápida, efectiva. Dosis de 3 a 5 mg/ kg vía intramuscular; se puede administrar hasta 7,5 mg/kg. Droga curativa, no quimioproláctico de la infección. Retiro: Leche no restrictivo – Carne: 30 días de restricción. Folkers en (1.966) describe un promedio de 23 días (10 – 49) para la detección

de recidivas, el mayor número de recidivas se detectó a los 46 días posteriores, (Williamson, 1962); (Whitelaw y col., 1988); (Mancebo y col., 2007).

- Quinapirama: se utiliza en forma de sal sulfato, la cual se absorbe rápidamente. La dosis usual es de 4,4 – 5,0 mg/kg, vía subcutánea, en solución acuosa al 10%. El abuso en su aplicación, o el uso en forma preventiva puede ocasionar cepas resistentes a este medicamento; (Bowman y Rand, 1984); (Schonefeld y col., 1987); (Sumano y Ocampo, 1988) y (Fuentes, 1988).
- Fenantridinas: se utilizan dos compuestos, bromuro de homidio y cloruro de isometamidio. Utilizado principalmente en Colombia y Venezuela, en infecciones por tripanosomas resistentes a otros productos como la quinapiramina y el bromuro de homidio, y además como quimioprofilaxis de la enfermedad. La dosis terapéutica varía entre 0,5 y 1 mg/kg vía intramuscular profunda.
- Isometamidium: es un derivado de fenantridina, cuyo mecanismo de acción no se conoce en su totalidad, pero se cree que inhibe selectivamente la enzima topoisomerasa II del kinetoplasto, impidiendo así el correcto desenrollado de las hebras de ADN y provocando rupturas descontroladas de las mismas por aumento de la tensión. En estudios previos realizados en novillos, el clorhidrato de cloruro isometamidium demostró tener acción tanto curativa, eliminando eficazmente los tripanosomas circulantes, como preventivo hasta 4 meses después de la aplicación intramuscular. Sin embargo, los autores recomiendan reservar su uso sólo para tratamientos curativos en virtud de la rapidez con que se observa la aparición de cepas de *T. congolense* y *T. vivax* resistentes al fármaco (Finelle y Lacotte, 1963 y Kaminsky *et al.* (1997) citados por (Rivas, Reyes, & Mijares, 2012)

### 3.12. Prevención y control

- Tener un hato compuesto por razas resistentes a la tripanosomiasis, genera seguridad económica y de bienestar animal, ya que no se debe invertir capital en la recuperación de los individuos, no se detiene la producción de los mismos ni se ve afectada su calidad de vida (AsoSenepol, 2015).

Landívar (2005) y CFSPH (2015) proponen:

- Vigilancia epidemiológica constante de los focos endémicos, incentivando al uso de inmunoestimulantes en animales susceptibles.
- Detección temprana para erradicación con cuarentenas, controles de movimiento y el aislamiento o el sacrificio de los animales infectados.
- Control de vectores previendo nuevas infecciones, son más infectivos durante los primeros minutos después de alimentarse de un huésped infectado; después de 8 horas, ya no transmiten los parásitos.
- Confinamiento de animales sanos a establos durante el día.

## 4. LOCALIZACIÓN

### 4.1. Área de investigación

La investigación se llevó a cabo en las Estancias Ganaderas “Chevejecure Mausa y La Tormenta, ubicadas en el Municipio de San Ignacio, a 120 y 180 kilómetros de la localidad de San Borja respectivamente y en la Estancia Ganadera “El Chaparral”, situado a 42 Km. del Municipio de San Borja, de la provincia José Ballivián, departamento del Beni. El municipio cuenta con una superficie de 13.350 km<sup>2</sup> (Calderon, 2021) y (Averanga, 2018).

#### Figura 7

*Ubicación de los hatos lecheros: 1. El Chaparral, 2. Chevejecure, 3. Mausa, y 4. La Tormenta*



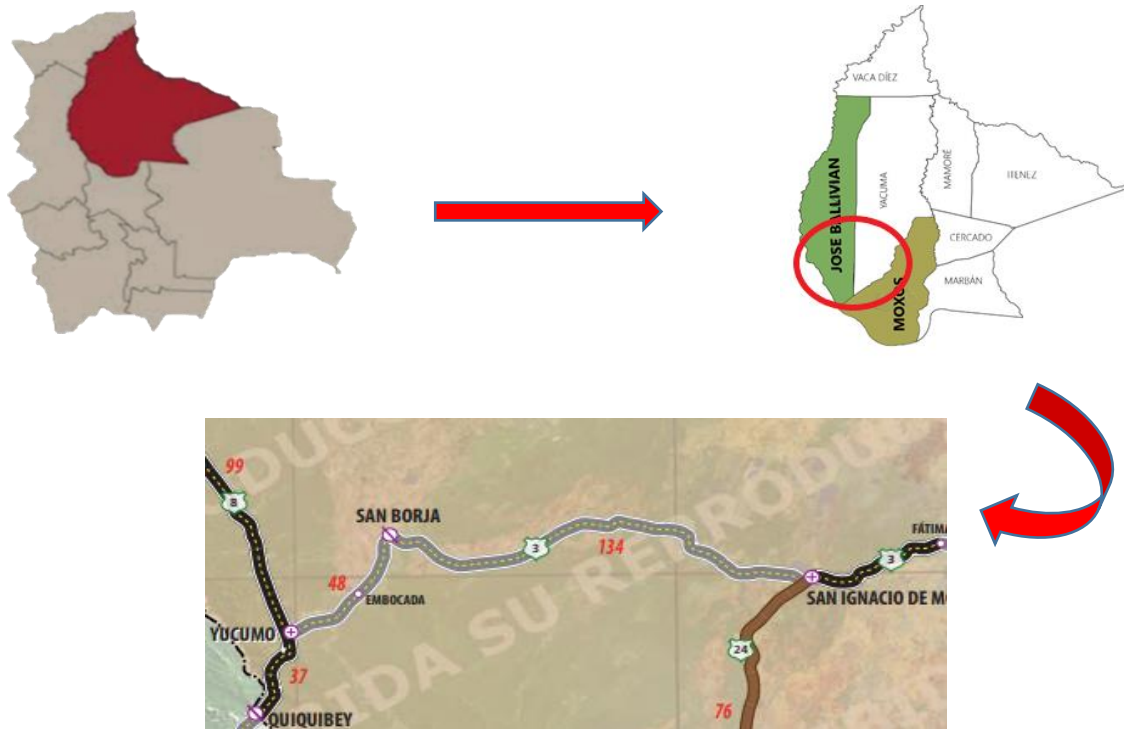
*Nota:* (Maps, 2022).

### 4.2. Ubicación geográfica

Los Municipios de San Borja y San Ignacio de Moxos se encuentran ubicados entre las siguientes coordenadas geográficas: Latitud: -14.8519, Longitud: -66.7486 14° 51' 7" Sur, 66° 44' 55" Oeste y Latitud sur: 14° 10'00'' y longitud 064°57'00'' oeste respectivamente, a una altitud entre 193 y 170 m.s.n.m. caracterizados por tener un clima tropical transicional hacia un clima subtropical; la temperatura media anual fluctúa entre 24°C hasta 38°C, la precipitación anual mínima de 1.400 mm y máxima de 2.500 mm (CIDDEBENI, 2007).

## Figura 8

*Ubicación geográfica del departamento del Beni y las zonas de interés.*



*Nota:* (ABC, 2018).

### 4.3. Características ecológicas de la región

#### 4.3.1. Temperatura

San Ignacio, con más de 100.000 kilómetros cuadrados de uno de los humedales más grandes del mundo. Forma predominante de la vegetación en San Ignacio es el tropical de sabana. La temperatura máxima promedio en San Ignacio es 34°C en septiembre y de 29°C en junio. La temperatura promedio mensual durante todo el año entre 24 ° C y 34 ° C. (METEOBLUE, 2006).



### 4.3.2. Humedad

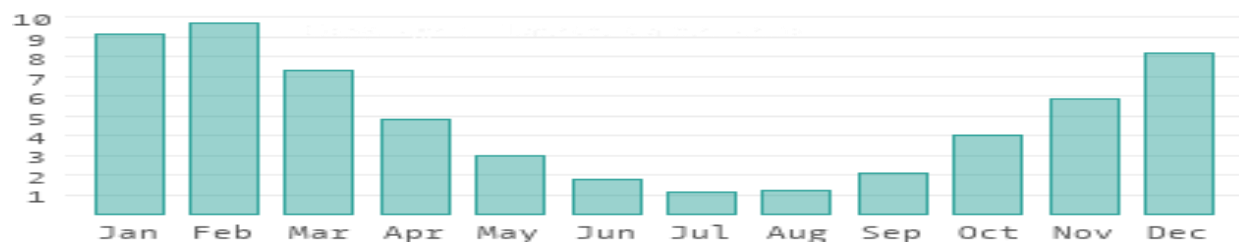
La humedad relativa según los datos medios mensuales de 9 estaciones meteorológicas del Beni es variable entre 66 % y 82%. En el transcurso del año se presentan ligeras fluctuaciones estacionales que coinciden con los periodos de lluvias (diciembre-marzo) y los periodos secos de junio a septiembre. Según los registros de la estación de la localidad de Rurrenabaque, el valor promedio mensual de humedad se registra máximos entre 80% y 83% en los meses de enero a marzo, los mínimos varían de 70% a 63% entre agosto y octubre (CIDDEBENI, 2007).

### 4.3.3. Precipitación

La precipitación anual del departamento alcanza un máximo de 2500 mm y un mínimo de 1400 mm, el promedio anual es de 1800 mm. La variabilidad entre años respecto a los días de lluvia y la precipitación mensual es muy grande. La época lluviosa se inicia generalmente en octubre y concluye en marzo, siendo los meses más lluviosos diciembre hasta marzo obteniendo el 53% del total de las lluvias registradas para un año, el máximo en enero. Por lo general, si bien las precipitaciones disminuyen gradualmente desde la serranía hacia la llanura, las temperaturas medias anuales y mensuales varían menos; mensual menor de 60 mm (CIDDEBENI, 2007).

**Figura 9**

*Precipitación en mm/día*



*Nota: Mediciones de 11 estaciones en el Beni. Todos los datos corresponden a los valores medios mensuales de los últimos 20 años. (Eglitis, s. f.).*

#### **4.3.4. Fauna de la región**

Se consideran tres grandes ambientes naturales: bosques, sabanas y ambientes acuáticos. La riqueza de especies de animales en estos tres grandes ambientes es diferente. Los bosques son diversos en cuanto a su composición florística y estructura, lo que determina una alta variedad de ambientes para la fauna. La fauna además se diferencia de acuerdo a los estratos de bosque que ocupa y aprovecha. La cantidad de especies además tiende a aumentar hacia el pie de monte y las serranías (CIDDEBENI, 2007).

#### **4.3.5. Flora de la región**

La importancia regional e internacional en términos de biodiversidad es complementada por la gran importancia de los servicios ambientales proporcionados por las serranías protegidas dentro de las Reservas. Por ejemplo, se estima que el Área Protegida Pílon Lajas, cuenta con la más alta diversidad florística de la región amazónica con alrededor de 2.000 a 3.000 especies de plantas vasculares (Killeen, 1993), aunque en estos momentos se encuentran identificadas solamente 736.5. Por otro lado, La Estación Biológica del Beni, establece tres tipos de formaciones vegetales que son: Complejos de bosques, sabanas y complejos de pantanos (Jiménez, S. F.).

## **5. MATERIALES Y MÉTODOS**

### **5.1. Materiales**

Los materiales empleados son los siguientes descritos por ítems y rubros

#### **5.1.1. Semovientes**

El material biológico que se utilizó, fue la población total de terneros en cada lechería, haciendo un total de 89 terneros mestizos Holstein, comprendidos entre 6 y 18 meses de edad y evaluándose la condición corporal para cada muestra extraída.

#### **5.1.2. Material de Campo**

- Guantes de látex
- Jeringas descartables de 5 ml
- Agujas descartables calibre 18
- Tubos Vacutainer EDTA
- Soporte para tubos
- Papel absorbente
- Hielera
- Compresas frías
- Pijama clínica
- Mandil
- Microscopio
- Papel absorbente
- Bolígrafo

- Muestras de sangre venosa.
- Porta objetos.
- Algodón
- Soporte para porta objetos
- Mesa
- Mantel blanco
- Cámara fotográfica

### **5.1.3. Reactivos**

- Aceite de inmersión.
- Tinción panóptico rápido (Color fast, Biopack)
- Etanol 70%

## **5.2. Método**

Para realizar la presente investigación se dividió el trabajo en dos secciones: campo y gabinete.

### **5.2.1. Trabajo en Campo**

El trabajo de campo se llevó a cabo en las siguientes Estancias lecheras, nombradas según cronología de la toma de muestras: Chevejecure, Mauza, La Tormenta y Chaparral.

#### **5.2.1.1. Extracción de la muestra**

- Se extrajo muestra de sangre venosa siguiendo los protocolos correspondientes (OPS/PANAFTOSA, 2017) y (Gallo, 2014) :

- Se colocó la aguja en la jeringa, sin retirar el capuchón protector y moviendo el émbolo de la jeringa (hacia adelante y hacia atrás) para retirar el aire
- Se desinfectó el área de extracción pasando un algodón con alcohol al 70% en dirección del pelo.
- La vena se ocluyó con presión digital en el surco yugular y con la otra mano, se introdujo la aguja en un ángulo de 45° a 90° penetrando la vena, aún ocluida se aspiró 5 mL de sangre posteriormente.
- Al retirar la aguja se aplicó una ligera presión digital sobre el sitio de punción y se desechó la aguja y la jeringa.

### **5.2.2. Trabajo de gabinete**

Una vez obtenidas las muestras se procedió a realizar el frotis de capa fina de cada una, la fijación y posterior tinción, secado y lectura en el microscopio de cada placa para la identificación de *Trypanosoma spp.*

#### **5.2.2.1. Frotis de capa fina**

Se colocó un portaobjetos limpio y desengrasado P1 en una superficie plana y firme, se depositó una gota de sangre mediante un tubo capilar. Con otro portaobjetos P2 en un ángulo de 30 a 45° se tocó la gota de sangre permitiendo que se extienda por capilaridad a los bordes del mismo. Se extendió la sangre moviendo el portaobjetos P2 firmemente hacia el extremo opuesto de la gota de sangre. Se secó el frotis agitándolo y se procedió a la identificación (Alcalá, y otros, 2019).

#### **5.2.2.2. Tinción por la técnica Diff Quick**

Según Messeguer *et al.* (1992) citado por (Gallo, 2014) es un procedimiento en el que se utilizan 3 soluciones colorantes preparadas comercialmente: solución Metílica de Triarilmetano, solución

Tamponada de Xanteno y solución Tamponada de Tiazina siendo método ultrarrápido, sencillo y muy efectivo.

- Se introdujo las placas que estaban dispuestas en la canastillas, durante 15 segundos en cada una de las cubetas de tinción que contenían las soluciones y posteriormente se sumergió en la cubeta que contenía agua y posteriormente se dejó secar.

### **5.2.2.3. Lectura**

Se examinaron 50–100 campos, con el objetivo de aceite de inmersión  $\times 100$ , determinando si existirá más de una especie sobretodo en el extremo más puntiagudo de la extensión, las propiedades de capilaridad de los tripanosomas las concentran en dicho lugar (esto es particularmente especies grandes como *T. brucei* y *T. vivax*) (Desquesnes M. , 2018)

Se colocó una gota de aceite mineral en la placa a examinar, posterior a eso se procedió a observar en el microscopio, identificando las formas presentes en las placas, logrando observar *Trypanosoma spp.* abundantes en algunas muestras

### **5.2.3. Variables de estudio**

#### **5.2.3.1. Variable nominal:**

Prevalencia de *Trypanosoma spp.* en el hato

#### **5.2.3.2. Factores de Medición:**

- Sexo (Macho/Hembra)
- Edad (Meses)
- Procedencia (H1, H2, H3, H4)

La variable de estudio es del tipo cualitativa nominal, el indicador de la prevalencia del *Trypanosoma spp*, se realizará a través de la muestra sanguínea individual, registrándose el sexo del animal, la edad y la finca muestreada. Para luego contabilizar el número de animales que presentan y no presentan el parásito y calcular la prevalencia

**a. Sexo (Macho/Hembra)**

Se analizaron los resultados según el sexo de los animales muestreados para determinar si éste tiene algún impacto sobre el resultado obtenido, se analizó según la procedencia de las muestras (estancias) y un análisis general de todas las muestras.

**b. Edad (Meses)**

Mediante (PESA, 2010) se clasificó a los terneros en tres grupos etarios:

- E1: Terneros de leche entre 0 a 3 meses.
- E2: Terneros pre destetados entre 3 a 7 meses
- E3: Terneros destetados entre 7 meses a 1 año (12 meses).

**c. Procedencia (H1, H2, H3, H4)**

Se analizó los resultados de las muestras para determinar si la prevalencia de *Trypanosoma spp*.

Tiene relación con la procedencia de éstas, tomando en cuenta el área de estudio

- H1: Chevejecure
- H2: La Tormenta
- H3: Mause
- H4: Chaparral

#### 5.2.4. Análisis Estadístico

La herramienta de análisis estadístico a utilizarse será Microsoft Excel 2016, donde se registrará los datos obtenidos para determinar la relación entre variables de estudio se harán mediante el cálculo de prevalencia y la prueba de Chi cuadrado.

$$\chi^2 = \sum_{\text{todas las celdas}} \left[ \frac{(f_o - f_e)^2}{f_e} \right]$$

#### Fórmula para Chi-cuadrado

**Fuente:** (Clifford & Taylor, 2008)

$$P = \frac{Mp}{Mt} * 100$$

#### Fórmula Prevalencia

**Fuente:** (Jiménez, Tapias, & Carrasco, 2005)



## 6. RESULTADOS Y DISCUSIONES

En virtud de los estudios realizados, se obtuvo información útil y relevante para contrastar los resultados obtenidos gracias a las muestras tomadas y posteriormente examinadas a detalle mediante extracción de sangre venosa de la vena yugular y frotis sanguíneos teñidos con tinción panóptico rápido.

### 6.1. Presencia de *Trypanosoma spp.* en el hato

En la tabla 3 se aprecia una prevalencia general de los cuatro hatos lecheros de 24.7 %, de las 89 muestras obtenidas 22 resultaron positivas y 67 negativas, también se puede valorar a detalle la prevalencia de cada hato lechero observando asimismo en su totalidad los casos positivos y negativos

**Tabla 3**

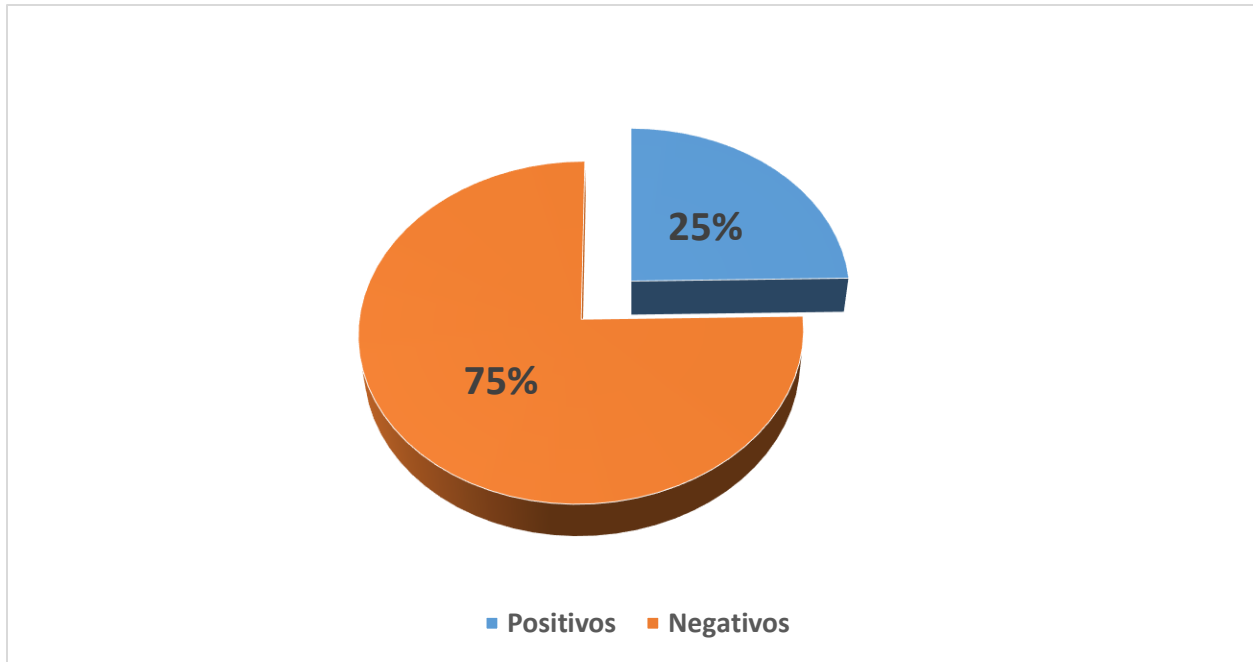
*Prevalencia de Trypanosoma spp. General*

Procedencia	Positivos	Negativos	Total	Prevalencia (%)
H1	12	16	28	42.8
H2	6	35	41	14.6
H3	4	13	17	23.5
H4	0	3	3	0
<b>Total</b>	<b>22</b>	<b>67</b>	<b>89</b>	<b>24.7</b>

La figura 10 muestra el resultado de animales positivos y negativos en porcentajes obtenidos en base a los datos de la tabla 9, indicando que existe un 25% de animales infectados y 75% animales aparentemente sanos, del total de muestras tomadas en los hatos lecheros. Al confirmar la presencia de *Trypanosoma spp.* en el hato se invalida la hipótesis nula.

## Figura 10

Prevalencia total obtenida de las muestras



(Miranda & Gonzales, 2010) mediante su investigación de evaluación epidemiológica en el Pantanal de San Matías ubicado a 1042 Km de San Ignacio de Moxos aproximadamente, mediante métodos parasitológicos y PCR obtuvieron un 18,23% de prevalencia de *Trypanosoma spp.* en su hato lechero.

Otro estudio realizado por (Landívar, 2005) en la provincia Yacuma del departamento del Beni mediante 155 animales elegidos completamente al azar apunta una prevalencia de 4.66% mediante pruebas PCR buscando la especificidad de *T. vivax* y *T. evansi*.

Un estudio realizado por Ortega (2014) en un centro de faenamiento de Quito, Ecuador; reportó mediante PCR una prevalencia del 30,26 % (46/152) de casos positivos a *Trypanosoma vivax* en el ganado citado por Peñafiel (2018).

(Galvis, 2003) indica que en el muestreo realizado durante el año 2002 a 250 animales en la provincia Yacuma del departamento del Beni, (situado a 173 Km del área de estudio), mediante tres tipos de diagnóstico entre ellas la serológica de frotis sanguíneo y parasitológico mediante centrifugación de hematocrito que arrojaron 0% de presencia de *Trypanosoma spp* pero mediante la prueba de ELISA para *T. vivax* se identificó una presencia de 70.8%; (Rodríguez, 2003) mediante su estudio seroepidemiológico de la Tripanosomiasis Bovina en el municipio de Ascensión de guarayos del departamento de Santa Cruz, mediante 254 muestras completamente al azar y diagnósticos parasitológicos y serológicos obtuvo una prevalencia de 4.78% y 3.79% por medio de frotis sanguíneo para *T. vivax* y *T. evansi* pero prevalencia de hasta 76.61% mediante prueba de ELISA, indicando que los animales aún tenían anticuerpos en sangre para *trypanosoma spp.* gracias a la alta sensibilidad del método, pero los métodos parasitológicos demuestran que hay un nivel alto de parasitemia (Desquesnes M. , 2018).

Monzón *et al.* (2013) analizaron la evolución de *T. vivax* en 7537 bovinos en Formosa, Argentina durante 6 años, mediante pruebas diagnósticas de gota fresca y tinciones. Detectaron un 10% de animales infectados con *T. vivax*, aduciendo una frecuencia de infección durante el primer y el segundo año de iniciada la onda epizootica; con un 7% y 15% de positivos respectivamente; descendiendo de 1% hacia el 4to y 5to año y 0% hacia el 6to año.

(Suazo, 2015) indicó una prevalencia general de 4.23% en búfalos de agua en la provincia de Veracruz en México, estudio realizado en 142 muestras sanguíneas. Mediante su estudio de prevalencia de hemoparásitos en 2179 animales en el César Colombia (Restrepo & otros, 2019) obtuvo una prevalencia de 1,99% mediante extendidos de sangre periférica.

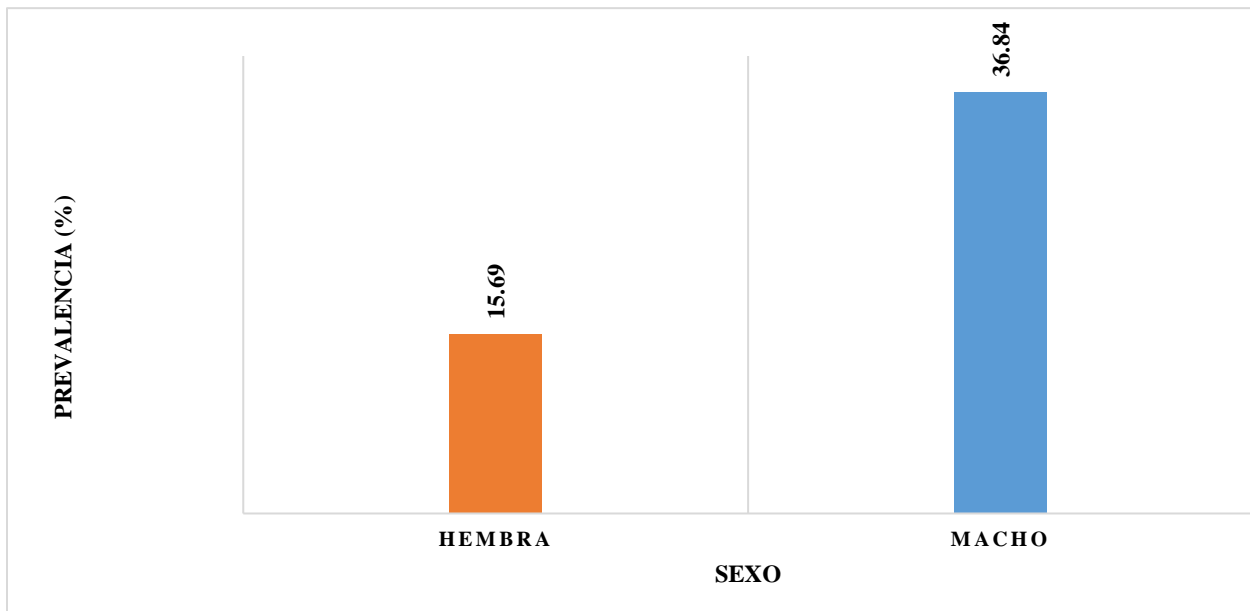
(Tafur & otros, 2002) en su estudio de Prevalencia de *Trypanosoma vivax* en bovinos de selva alta en la provincia de Chachapoyas, Amazonas del Perú arrojó una prevalencia de 3.6% utilizando 270 frotis sanguíneo teñidos con Giemsa.

## 6.2. Prevalencia según el sexo (Macho/Hembra)

En la figura 11 se observa la prevalencia general según el sexo de los animales muestreados, obteniendo una prevalencia de 15.69% y 36.84% en hembras y machos respectivamente, se pone en manifiesto que los machos en este estudio fueron los que tuvieron mayor grado de parasitemia.

**Figura 11**

*Prevalencia total de Trypanosoma spp por sexo*



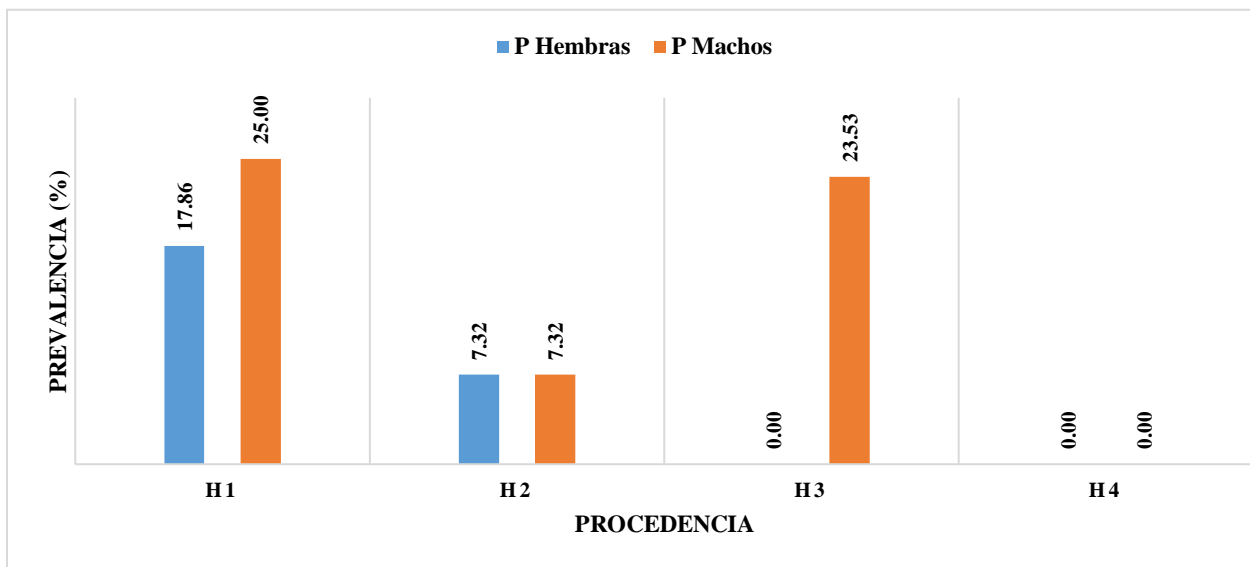
En la figura 12 se clasifica la prevalencia de *Trypanosoma spp*. Según el sexo y la procedencia de las muestras, demostrando que en los hatos lecheros H1 y H2 hay mayor prevalencia de *Trypanosoma spp* en machos siendo 25 % y 23.53% respectivamente comparado con las hembras con prevalencia de 17.86% y 0% respectivamente.

En H3 tanto machos como hembras tienen una prevalencia igual a 7.32% y en H4 no se tuvo reporte de muestras positivas.

Con los resultados obtenidos y mediante la prueba de Chi cuadrado se manifestó la relación que existe entre el sexo y la prevalencia de *Trypanosoma spp.* En los hatos lecheros de la zona en estudio.

**Figura 12**

*Prevalencia total de Trypanosoma spp según el sexo, clasificados por la procedencia de las muestras*



(Burgos, 2021) determinó una seroprevalencia de *Trypanosoma spp.* en 100 sueros bovinos provenientes de 9 parroquias de la provincia de Santo Domingo de los Tsáchilas en la costa de Ecuador, mediante Ensayo Inmunoenzimático Indirecto (ELISA) detectó anti cuerpos circulantes IgG anti *Trypanosoma spp.* Reportó mayor seroprevalencia en machos con el 40% (en comparación con las hembras que obtuvieron una seroprevalencia del 6,90%. Apoyando los

resultados de su investigación en un estudio realizado por Mancebo *et al.* (2000) que comprobó el probable efecto de la testosterona en la carga parasitaria de los machos ya que, al tener problemas físico-mecánicos al espantar las moscas debido a su fisiología: cuello grueso y hombros que restringen los movimientos articulares.

(Suazo, 2015) mediante su estudio realizado durante los meses de junio y julio de 2014, indicó que las hembras presentaron la mayor prevalencia (4.8%) y 2.5% en machos, concluyendo que era debido al número mayor de muestras de hembras, similar al presente estudio, pero los resultados obtenidos contradicen su teoría, ya que el estudio en los 4 hatos lecheros demandó una población mayor de hembras que a diferencia presentaron menor prevalencia.

### 6.3. Prevalencia según la edad (Meses)

La tabla 4 muestra los casos positivos, negativos y la prevalencia de *Trypanosoma spp.* según la edad. Siendo que en (E1) se registró 3 muestras positivas, en (E2) 13 muestras y en (E3) 6 muestras positivas, demostrando que, de las 89 muestras obtenidas, los terneros comprendidos en el grupo etario E2, a diferencia de los otros grupos, presenta un mayor número de casos positivos.

**Tabla 4**

*Prevalencia de Trypanosoma spp. Según la edad*

	<b>E1</b>	<b>E2</b>	<b>E3</b>	<b>T</b>
<b>Positivo</b>	3	13	6	89
<b>Negativo</b>	20	37	10	
<b>P (%)</b>	<b>3.37</b>	<b>14.6</b>	<b>6.74</b>	

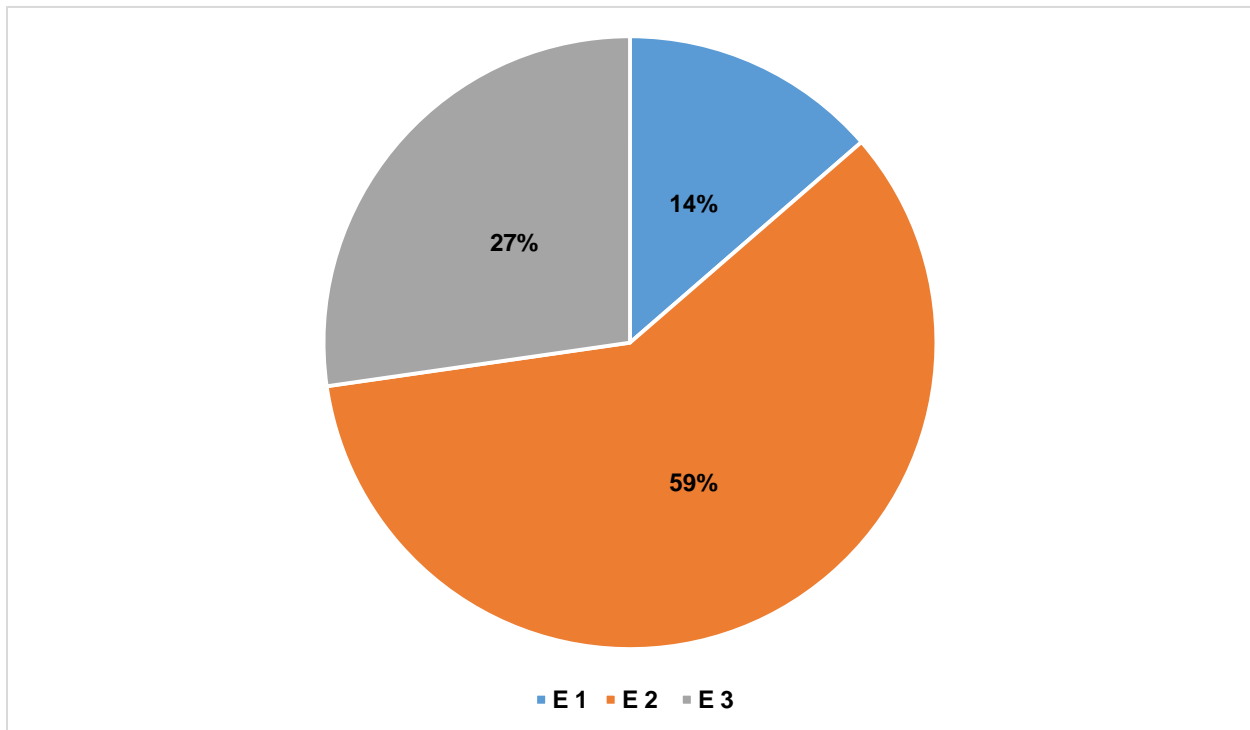
*Nota:* Todas las edades están comprendidas en meses. E1: (0 – 3), E2: (3.1 – 7), E3: (7.1 – 12)

La figura 13 representa la prevalencia de *Trypanosoma spp.* por edades de las muestras obtenidas, conociendo previamente que en la figura 10 se muestra una prevalencia general de 24.4%, de la cual, el 59% representa la prevalencia en terneros comprendidos en E2, 27% en terneros de comprendidos en E3 y 14% en terneros correspondientes a E1. Demostrando que E2 podría ser considerado el grupo etario de mayor riesgo

Mediante la prueba de Chi-cuadrado se determinó que no existe relación entre la edad y la prevalencia de *Trypanosoma spp.* señalando que puede haber terneros de cualquier grupo etario padeciendo tripanosomiasis.

**Figura 13**

*Prevalencia de Trypanosoma spp. según la edad.*



*Nota:* Todas las edades están comprendidas en meses. E1: (0 – 3), E2: (3.1 – 7), E3: (7.1 – 12)

La tabla 5 evidencia el número de muestras positivas y negativas correspondientes a *Trypanosoma spp.* según el grupo etario y la procedencia de las muestras obtenidas, probando que los terneros comprendidos entre 3.1 y 7 meses de edad (E2), presentan casos positivos en 3 estancias: Chevejecure, Mause y La Tormenta, todas ubicadas dentro del municipio de San Ignacio de Moxos.

**Tabla 5**

*Casos positivos y negativos según edad y procedencia de las muestras*

Estancia/ Edad	E1		E2		E3	
	Positivo	Negativo	Positivo	Negativo	Positivo	Negativo
H1	0	0	6	11	6	5
H2	0	0	4	8	0	5
H3	3	20	3	15	0	0
H4	0	0	0	3	0	0
<b>Total</b>	<b>3</b>	<b>20</b>	<b>13</b>	<b>37</b>	<b>6</b>	<b>10</b>

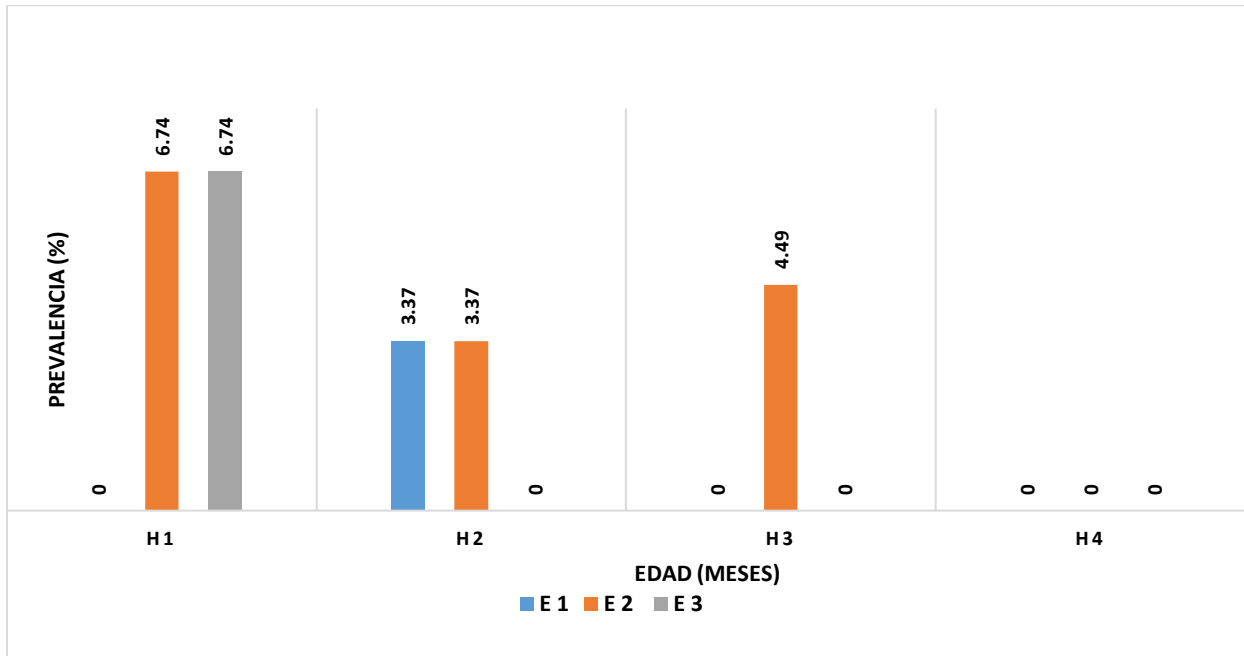
*Nota:* Todas las edades están comprendidas en meses. E1: (0 – 3), E2: (3.1 – 7), E3: (7.1 – 12)

En la figura 14 se expone el hato lechero con mayor prevalencia según edad, mostrando que Chevejecure es el hato prevalencia más alta, tanto en E2 y E3 con el 6.74%, seguido de La Tormenta con 4.49% en E2 y Mause con 3.37% en E1 y E2. Los resultados obtenidos en las tres lecherías que presentaron prevalencia a *Trypanosoma spp.* manifiestan que E2 podría ser la edad crítica para contraer tripanosomiasis.



**Figura 14**

*Prevalencia según edad y procedencia de las muestras*



*Nota:* Todas las edades están comprendidas en meses. E1: (0 – 3), E2: (3.1 – 7), E3: (7.1 – 12)

Muchos autores difieren de los resultados obtenidos, conociendo que muy pocos investigaron a fondo la tripanosomiasis en terneros.

A tenor de (Burgos, 2021) en la provincia de Santo Domingo de los Tsáchilas, no se encuentran casos positivos de medias 7-12 meses, al contrario, existe una mayor prevalencia en vaconas con 16,67% (1/6) y adultos con el 8,54% (7/82).

Mediante la prueba PCR *T. vivax* (Landívar, 2005) presentó 4,55% de casos positivos en animales de 25 a 48 meses (1/21), 5,13% en mayores de 48 meses (6/111), no se observó diferencia significativa entre los positivos de las diferentes edades ( $P > 0,05$ ). Para la prueba de PCR *T. evansi* en animales de 25 a 48 meses el 4,55% fue positivo (1/21) y en los mayores de 48 meses el 0,85% resultó positivo (1/116), no habiendo diferencia significativa entre las prevalencias de *T. evansi* por

edad ( $P > 0,05$ ); al mismo tiempo citó a Mancebo *et al.* (2000) que relacionó el grupo etario observando una menor prevalencia en especies de edad corta como terneros menores de 8-10 meses, siendo una categoría de menor predilección para el ectoparásito, por razones que aún se desconocen Bautista *et al.* (2011). En comparación con animales de mayor tamaño, superiores a diez meses, presentan cargas más altas de parasitemia, siendo más susceptibles a los de menor edad.

(Galvis, 2003) Buscando identificar factores de riesgo para la tripanosomiasis observó que entre los individuos menores a 24 meses y los mayores de 25 a 48 meses no encontró diferencia significativa ( $p > 0,05$ ) pero, en los individuos menores a 48 meses y los mayores de 49 a 72 meses hay una diferencia significativa al igual que con los mayores de 72 meses ( $p < 0,05$  concluyendo que puede deberse al sistema inmunitario reducido de los animales viejos, lo que predispone a una mayor difusión del parásito en la sangre y la pérdida de los estímulos nerviosos en la piel soportando más las picaduras de los tábanos. (Rodríguez, 2003) reportó presencia de *Trypanosoma spp* mostrando una diferencia significativa entre animales mayores de 73 meses con los animales menores de 48 meses. (Miranda & Gonzales, 2010) determinaron como un factor de riesgo significativo la edad, demostrando que existen una mayor proporción de casos positivos en animales mayores a 24 meses.

#### **6.4. Prevalencia según la procedencia (H1, H2, H3, H4)**

En la tabla 6 se muestra los casos positivos y negativos según la procedencia de las muestras (hatos lecheros), evidenciando que H1 es el hato con mayor presencia de *Trypanosoma spp.* en la zona de estudio, seguido de H2 con y H3 respectivamente.

#### **Tabla 6**

*Prevalencia según la procedencia*

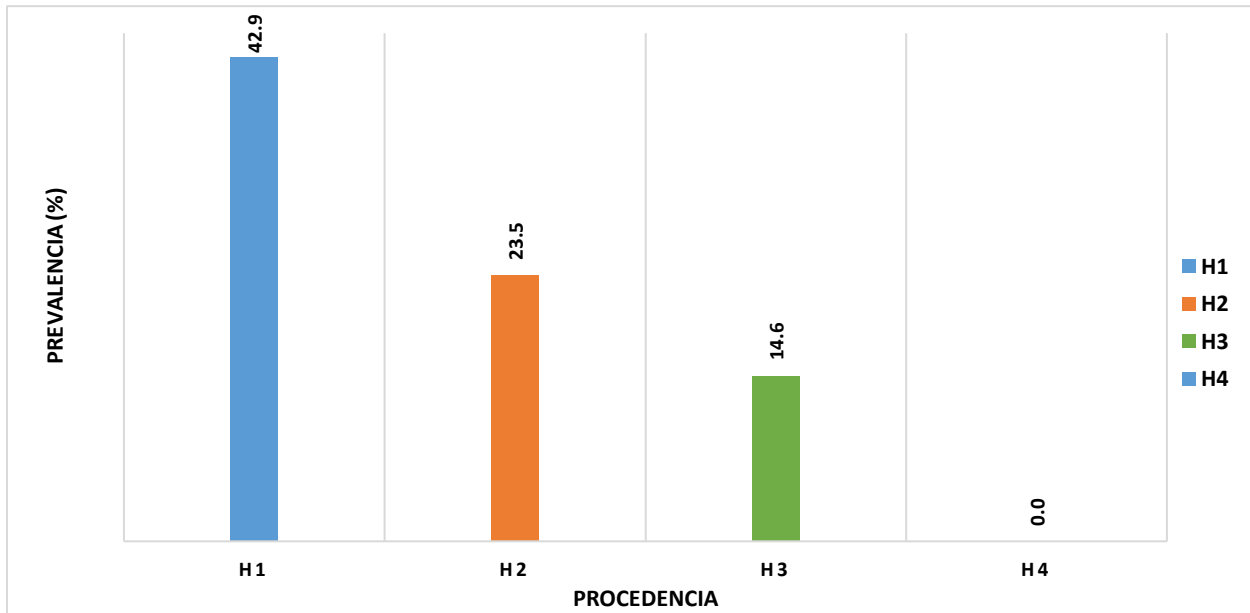
Procedencia	Positivos	Negativos	Total	Prevalencia
H1	12	16	28	42.9
H2	4	13	17	23.5
H3	6	35	41	14.6
H4	0	3	3	0
Total	22	67	89	24.72

Nota: H1: Chevejecure, H2: Mauza, H3: La Tormenta, H4: El Chaparral.

La figura 15 revela la prevalencia general *Trypanosoma spp.* Según la procedencia, siendo H1 el hato con mayor prevalencia representando un 42.9% de los casos positivos, seguido de H2 con 23.5% y H3 con 14.6% respectivamente, H4 no presentó ningún caso.

**Figura 15**

*Prevalencia de Trypanosoma spp clasificados por la procedencia de las muestras*



Nota: H1: Chevejecure, H2: Mauza, H3: La Tormenta, H4: El Chaparral.

Mediante la prueba de Chi-cuadrado se determinó que existe relación entre la procedencia de los animales y la prevalencia de *Trypanosoma spp.*

Tamasaukas *et al.* (2010) indica que la mayor frecuencia de animales positivos a *Trypanosoma vivax* se encuentra en animales de razas importadas, principalmente Holstein, Pardo Suizo, y otras de razas índicas. Esto puede atribuirse a que son animales altamente susceptibles y a la pérdida por los cruces, de la condición de tripanotolerancia como ha sido evidenciado en los países africanos, siendo los animales mestizos Holstein una de las razas observadas en el este estudio, indicando una alta prevalencia en la zona.

La enfermedad está muy difundida en zonas húmedas e inundables. La prevalencia es alta en Santa Cruz, debido a reportes en las provincias Ángel Sandoval, German Busch, Guarayos, pero también se observan brotes frecuentes en época de Lluvias en las zonas de san Ignacio de Velasco, Sara e Ichilo. El departamento de Beni es una región muy afectada por esta enfermedad, en el cual se debe hacer estudios, para establecer la prevalencia de la enfermedad en este departamento (OIE, Organización mundial de salud animal, 2010).

(Miranda & Gonzales, 2010) con su estudio en el pantanal de San Matías; en el Municipio de San Matías, Provincia Ángel Sandoval, Departamento de Santa Cruz) obtuvo una prevalencia estimada para *T. vivax* de 18,23% y para *T. evansi* de 1,11% mediante pruebas PcR, habiendo una distancia aproximada de 1042 Km entre ambas zonas de estudio y ambas tienen un clima tropical de sabana según la clasificación climática de Köppen (CIDDEBENI, 2007).

(Rodríguez, 2003) en su Estudio Seroepidemiológico de la tripanosomiasis bovina en el Municipio de Ascensión de Guarayos del Departamento de Santa Cruz obtuvo resultados mediante las observaciones de frotis sanguíneos se identificaron *T. vivax*, con una prevalencia de 4,78 %, en el método de centrifugación de microhematocrito 3,5; mediante la técnica de CATT/T 61,35% y mediante la técnica de Elisa *T.vivax* se obtuvo una prevalencia de 76,61%, %; datos que

confirmaron la presencia del parásito en la zona y su expansión indicando que los primeros casos detectados por LIDIVET entre Enero y Marzo de 1996 en la Laguna Concepción (Provincia Chiquitos) y que luego se fueron expandiendo hasta llegar a la Provincia Guarayos demostrando que con pruebas más específicas obtuvo prevalencias más altas, confirmando su teoría con la presente investigación ya que la zona de estudio se encuentra 342 Km de distancia aproximada.

(Galvis, 2003) con su estudio de tripanosomiasis bovina en la provincia Yacuma del Departamento de Beni; mediante diferentes métodos de detección de tripanosomiasis obtuvo solo por la técnica de Elisa *T. vivax* una prevalencia del 70.8%; estando a 172 Km aproximadamente de la zona de estudio.

(Galvis, 2003) en su estudio de la Tripanosomiasis bovina en la provincia Yacuma del Departamento de Beni, estudiando la prevalencia de *T. vivax* y *T. evansi*; obtuvo resultados mediante frotis sanguíneos y centrifugación de microhematocrito de 0% para ambos métodos, mediante la técnica de Elisa *T. vivax* una prevalencia del 70.8%, demostrando la presencia del parásito en la zona, no obstante, existe baja parasitemia en los animales en estudio.

## 7. CONCLUSIONES

Se determinó una prevalencia de 25% de *Trypanosoma spp.* En terneros mestizos Holstein de las diferentes lecherías en estudio, mediante el método de frotis sanguíneo, se observó las muestras con alta carga parasitaria las cuales confirman la presencia del parásito en el área, mostrando la mayor prevalencia obtenida mediante el método de frotis sanguíneo en el país.

La edad representa un riesgo en la infección, debido al incompleto desarrollo de su sistema inmunológico, tomando en cuenta que la mayor prevalencia según edad se obtuvo en terneros entre 3.1 y 7 meses, seguidos de los mayores de 7 meses, comprendiendo estas edades las de mayor estrés. Es importante la detección del parásito durante esta etapa para evitar futuros problemas en la producción y grandes impactos en la economía de los ganaderos.

El sexo representó un importante factor de riesgo para la tripanosomiasis, siendo los machos quienes desarrollaron mayor carga parasitaria, resultado que llama la atención debido a que en los hatos se evidenció mayor presencia de hembras, el resultado podría deberse a la anatomía de estos y su dificultad de espantar los vectores.

La procedencia determinó importancia en el factor de riesgo de la parasitosis, debido a que las lecherías que presentaron mayor prevalencia se encuentran cercanas a áreas protegidas y lagunas, donde se conoce que existen especies silvestres que son reservorio de *Trypanosoma spp.*, tal es el caso de la lechería Chevejecure cercana a la estación de biosfera del Beni, La Tormenta que se encuentra a 3.2 Km de la Laguna Isireri donde habitan grandes cantidades de capibaras y Mausea ubicada a 1.6 Km de la Laguna Mauza, seguidos de Chaparral que no presentó ningún caso positivo. suponiendo que se deba a la baja cantidad de muestras obtenidas, todas tienen relación con zonas en las que ya se identificó el parásito.

## 8. RECOMENDACIONES

- Realizar otras investigaciones que permitan establecer la las especies de *Trypanosoma* presentes en la zona en estudio
- Tomar en cuenta anamnesis y sintomatología clínica compatible con tripanosomosis en futuras investigaciones, con el fin de incrementar las posibilidades de identificar el agente etiológico.
- Ejecutar estudios sobre los posibles vectores que puedan estar interviniendo en el desarrollo y transmisión de tripanosomas en el país.
- Desarrollar tratamientos específicos para animales positivos a *Trypanosoma spp.*
- Realzar la importancia sanitaria de la enfermedad en el país ya que se confirma la presencia del parásito después de muchos años.
- Establecer planes de control de vectores.

## 9. BIBLIOGRAFÍA

(s.f.).

ABC. (2018). ABC. Recuperado el 2021, de [http://www.abc.gob.bo/wp-content/uploads/2018/08/MAPA\\_BENI\\_2018.pdf](http://www.abc.gob.bo/wp-content/uploads/2018/08/MAPA_BENI_2018.pdf)

Acosta, G. I., & Navarrete, L.-C. I. (1999). Tripanosomosis. En M. Cordero del Campillo, & V. F. Rojo, *Parasitología veterinaria* (pág. 303). Madrid, España: Mcgraw-Hill-interamerican de España, S.A.U.

Aiello, S. E., & Moses, M. A. (2016). *The Merck veterinary manual* (Undécima ed., Vol. I). New York, USA: MERCK & CO., INC.

Alcalá, Y., Figueroa, J., Cruz, I., Ibarra, F., Martínez, C., Pérez, A., . . . Zapata, A. (2019).

*Diagnóstico de Parásitos de interés en Medicina Veterinaria [Manual de prácticas de laboratorio de parasitología veterinaria]*. México, México: Universidad Nacional Autónoma de México.

AsoSenepol, C. (2015). *Tripanosomiasis bovina, ¿Qué es? Y ¿Por qué no representa un riesgo para el ganado Senepol?* Departamento Técnico, Santafé de Bogotá D.C. Obtenido de <http://asosenepolcolombia.com/portal2/wp-content/archivos/Tripanosomia.pdf>

Averanga, A. R. (2018). *Evaluación del efecto de la GnRH en diferentes etapas del protocolo de sincronización de celo con progestágenos e Inseminación Artificial a Tiempo Fijo en vacas mestizas cebú*. Universidad Mayor De San Andrés, PROGRAMA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA, LA Paz - Bolivia.

Baque, G. I. (2021). *Prevalencia de hemotrópicos en predios bovinos del cantón santa lucía de la provincia del Guayas*. Tesis, Universidad de Guayaquil , Facultad de Medicina Veterinaria Y Zootecnia , Guayaquil.



- Barriga, O. O. (2002). *Las enfermedades parasitarias de los animales domésticos en la América Latina*. Santiago Chile, Chile: Germinal.
- Bowman, D. D. (2011). *Georgis' Parasitology for Veterinarians*. Barcelona, España: Elsevier España, S.L.
- Burgos, C. M. (2021). *Determinación de la seroprevalencia de la tripanosomosis causada por Trypanosoma Spp. En la Provincia De Santo Domingo De Los Tsáchilas*. Universidad Internacional SEK, Quito - Ecuador.
- Calderon, A. M. (2021). *Evaluación de la tasa de preñez de vacas Gyrholando Inseminadas a tiempo fijo (IATF) con pajuelas sexadas, empleando el dilutor "PROSEMEN" post descongelación en San Ignacio, Beni*. Tesis de grado, La Paz - Bolivia.
- Cardona, R. G. (2020). *Hemoparásitos en ganado bovino: Etiología, ciclo biológico, método de diagnóstico e investigaciones realizadas Anaplasma, Babesia y Tripanosoma*. Monografía, Universidad Cooperativa de Colombia, Sede Arauca Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Arauca.
- CIDDEBENI. (2007). *Diagnóstico Municipal Consolidado de San Ignacio de Moxos*. CIDDEBENI, Trinidad.
- CIPCA. (2014). *Producción lechera y efectos del cambio climático en dos comunidades del Altiplano Norte*. (G. Guzmán, Ed.) La Paz, Bolivia: Weimberg.
- Clifford, B. R., & Taylor, R. A. (2008). *Bioestadística*. México: PEARSON EDUCACIÓN.
- Desquesnes, M. (2018). *Tripanosomosis en animales (incluida transmitida por Tsetse pero excluyendo la surra y la durina*. OIE, (CIRAD-IRD Campus international de Baillarguet, Francia.

- Desquesnes, M., Holzmuller, P., Lai, D.-H., Dargantes, A., Lun, Z.-R., & Jittaplapong, S. (2013). Trypanosoma evansi y Surra: una revisión y perspectivas sobre el origen, la historia, la distribución, la taxonomía, la morfología, los huéspedes y los efectos patogénicos. *Investigación internacional de BioMed*(194176.). doi:10.1155/2013/194176
- Duran, L. G., & Rossel, E. A. (Abril de 2014). Densidad y estructura poblacional de capibaras (*Hydrochoerus hydrochoerus*) en la parte central del Río Mamoré (Beni, Bolivia). *Ecología en Bolivia*, 49(1), 35 - 40.
- Eglitis, L. (s. f.). *DatosMundial.com*. Obtenido de <https://www.datosmundial.com/america/bolivia/clima-el-beni.php>
- Gallo, C. A. (2014). *Manual de diagnóstico con énfasis en laboratorio clínico veterinario* (1ra ed.). Managua, Nicaragua: Carrera de Medicina Veterinaria - Facultad de Ciencia Animal - Universidad Nacional Agraria.
- Galvis, C. N. (2003). *Tripanosomiasis Bovina En La Provincia Yacuma del departamento de Beni*. Tesis, Universidad Autónoma "Gabriel Rene Moreno", Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Santa Cruz - Bolivia.
- Gómez, H. R. (1964). Contribución al estudio de la tripanosomiasis bovina, por medio de la fijación de complemento. *Revista de la Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia*, 27(127).
- González, d. B. (2010). *Técnicas y métodos de laboratorio clínico* (3º ed.). Barcelona, España: EL SERVIER MASSON.
- Guerrero, R. P. (1957). La tripanosomiasis animal Americana. *Revista de la Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia*(118), 559 - 584.

- Herrera, E. A., & Castro, Y. (2017). *Trypanosoma evansi* (Kinetoplastida: Trypanosomatidae) en carpinchos ( *Hydrochoerus hydrochaeris* ): prevalencia, efecto y selección sexual. *Revista de Biología Tropical*, 65(1), 229-237. Obtenido de [dx.doi.org/10.15517/rbt.v64i3.20110](https://doi.org/10.15517/rbt.v64i3.20110)
- Hovenjürgen, Michael . (s.f.). Cría de terneros. Principios básicos y recomendaciones para el éxito en la cría. *BEWITAL agri GmbH & Co. KG*, 3.
- I.N.T.A. (2018). *Trypanosomiasis bovina en rodeos lecheros de Santa Fe*. Grupo de Sanidad Animal del Rafaela, Santa Fe. Obtenido de [www.produccion-animal.com.ar](http://www.produccion-animal.com.ar)
- INE. (22 de Enero de 2022). Obtenido de Instituto Nacional de Estadística:  
<https://www.ine.gob.bo/index.php/estadisticas-economicas/ganaderia-y-avicultura/ganaderia-cuadros-estadisticos/>
- Jacobs, D., Fox, M., Gibbons, L., & Hermosilla, C. (2016). *Principles of Veterinary Parasitology*. Iowa, USA: John Wiley & Sons, Ltd.
- Jiménez, A. C. (S. F.). Estancias Ganaderas Inexploradas San Borja – Bolivia. *San Borja*. Obtenido de <https://www.turismoruralbolivia.com/docs/estanciasganaderas.pdf>
- Jiménez, I. P., & Romero, M. R. (2015). *Parasitología en el laboratorio Guía básica de diagnóstico* (Primera ed.). Alcoy, Alicante, España: Área de Innovación y Desarrollo,S.L.
- Jiménez, R. G., Tapias, L. M., & Carrasco, G. P. (2005). Medidas de frecuencia en epidemiología. En I. Hernández-Aguado, Á. G. Miguel, M. D. Rodríguez, F. B. Montrull, & A. Alcacer (Ed.), *Manual de epidemiología y salud pública para licenciaturas y diplomaturas en salud* (págs. 49 -52). Madrid, España: Panamericana.
- Landívar, C. G. (2005). *Evaluacion del metodo Reaccion en Cadena De la Polimerasa (PCR) para el diagnostico de la tripanosomiasis bovina” (Prov. Yacuma Dpto. Beni)*.

Universidad autónoma Gabriel René Moreno, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Santa Cruz de la Sierra.

Maps, G. (02 de Enero de 2022). Ubicación de los hatos lecheros.

MDRyT, & VDRA. (2012). *Compendio Agropecuario 2012*. La Paz: MDRyT - VDRA.

Miranda, M., & Gonzales, J. (2010). *Evaluación epidemiológica de la tripanosomiasis bovina en el pantanal de San Matías*. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, U.A.G.R.M., Santa Cruz de la Sierra.

Monzón, C. M., Mancebo, O. A., Giménez, J. M., & Russo, A. M. (Enero de 2013). Evolución de la Trypanosomosis bovina por *Trypanosoma vivax* en Formosa (Argentina). *Revista Ibero Latinoamericana de Parasitología*, 1(72), 38-44.

O.I.E., O. m. (2019). *Informe de la reunión del grupo Ad Hoc de la OIE sobre tripanosomiasis africana animal*. París. Obtenido de <https://www.oie.int/app/uploads/2021/09/ahg-trypano-jan2019-2.pdf>

OIE. (2010). *Organización mundial de salud animal*. Obtenido de [https://www.oie.int/fileadmin/Home/esp/Animal\\_Health\\_in\\_the\\_World/docs/pdf/Self-declarations/Archives/Anexo\\_4.\\_Manual\\_de\\_toma\\_y\\_remision\\_de\\_muestras.pdf](https://www.oie.int/fileadmin/Home/esp/Animal_Health_in_the_World/docs/pdf/Self-declarations/Archives/Anexo_4._Manual_de_toma_y_remision_de_muestras.pdf)

OIE. (2014). *Misión de Evaluación PVS de Seguimiento Bolivia*. París: OIE.

OPS/PANAFTOSA. (2017). *Manual veterinario de toma y envío de muestras: manual técnico* (Septima ed.). (G. Y. MINISTERIO DE AGRICULTURA, Ed.) Rio de Janeiro, Brasil.

Perarnau, C. Z. (2015). *Citopatología en el diagnóstico oncológico de pequeños animales*.

Trabajo de fin de grado, Universidad de Zaragoza, Facultad de Veterinaria, Zaragoza.

Pereyra, N. A. (2018). *Efecto de la infección con Trypanosoma cruzi sobre los patrones de alimentación y de excreción/defecación de Triatoma infestans*. Ministerio de Salud y

- Desarrollo Social de la Nación. S, Laboratorio de Investigación en Triatominos (LIT), Centro de Referencia de Vectores (CeReVe). anta María de Punilla, Córdoba. : Universidad Nacional de Córdoba.
- PESA. (2010). *Manejo Sanitario Eficiente del Ganado Bovino: Principales Enfermedades*. Nicaragua: FAO.
- Quiroz, R. H. (1990). *Parasitología*. D.F., Mexico: Limusa S. A.
- Ramírez, L. E., Wells, E. A., & Betancourt, A. (1979). *La Tripanosomiasis en los animales domésticos en Colombia*. Revisión bibliográfica, Centro Internacional de Agricultura Tropical, Cali.
- Restrepo, A., & otros. (2019). *Prevalencia de hemoparásitos asociados a factores medioambientales de fincas ganaderas del César, Colombia*. César.
- Rivas, A. R., Reyes, F., & Mijares, A. (2012). Seroprevalencia de tripanosomosis bovina determinada por ELISAI posterior al tratamiento profiláctico con Isometamidium en un hato del municipio Muñoz del estado Apure, Venezuela. *Revista Científica, FCV-LUZ*, 12(5), 405 - 409. Obtenido de <https://produccioncientificaluz.org/index.php/cientifica/article/view/15730/15703>
- Rodríguez, G. C. (2020). *Hemoparásitos en ganado bovino: Etiología, ciclo biológico, método de diagnóstico e nvestigaciones realizadas Anaplasma, Babesia y Tripanosoma*. Universidad Cooperativa de Colombia, Arauca. Obtenido de [https://repository.ucc.edu.co/bitstream/20.500.12494/18191/2/2020\\_hemoparasitos\\_ganado\\_bovino.pdf](https://repository.ucc.edu.co/bitstream/20.500.12494/18191/2/2020_hemoparasitos_ganado_bovino.pdf)
- Rodríguez, G. H. (1964). Contribucion al estudio de la tripanosomiasis bovina, por medio de la fijacion de complemento. *Revista de la Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia*,

- 27(127), 1121–1191. Obtenido de  
<https://revistas.unal.edu.co/index.php/remevez/article/view/67404>
- Rodríguez, G. N. (2011). *Epidemiología clínica y molecular de la tripanosomosis animal por Trypanosoma evansi en Canarias*. Tesis Doctoral, Universidad de las Palmas de Gran Canaria, Las Palmas Gran Canarias.
- Rodriguez, S. S. (2003). *Estudio seroepidemiológico de la tripanosomiasis bovina en el municipio de Ascensión De Guarayos” (Provincia Guarayos, Dpto. Santa Cruz, Santa Cruz de la Sierra*.
- Ruiz, P. K. (2019). *Diagnóstico de hemotrópicos en Ovis Orientalis Aries del cantón Colimes mediante frotis sanguíneo, utilizando dos tipos tinción Romanowski*. Tesis de grado, Guayaquil.
- SENASAG. (2020). *Reglamento General de Sanidad Animal - REGENSA*. MDRyT, SENASAG, Santa Cruz.
- Silva, R. A., Seidl, A., Ramirez, L., & Dávila, A. M. (2002). *Trypanosoma evansi e Trypanosoma vivax: Biología, diagnóstico e controle*. Corumbá. Corumbá, Brasil.
- Suárez, Claribel, García, F., Román, D., Coronado, A., Perrone, T., . . . Parra, N. (2009). Factores de riesgo asociados a la tripanosomosis bovina en explotaciones ganaderas de Venezuela. *Zootecnia Tropical*, 27(4).
- Suazo, C. R. (2015). *Prevalencia y factores de riesgo asociados a tripanosomiasis en búfalos de agua (Bubalus bubalis) En el estado de Veracruz, México*. Veracruz.
- Tafur, T. M., & otros. (Julio - Diciembre de 2002). Prevalencia de Trypanosoma Vivax En bovinos de Selva Alta En la provincia de Chachapoyas, Amazonas). *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 13(2), 94 - 97.

- Tamasaukas, R., Agudo Castellanos, L., Silva Ravelo, A., & Florio Luis, J. (Diciembre de 2010). Hemoparasitosis en ganadería doble propósito venezolana, diagnóstico y control: Una revisión. *Agronomía mesoamericana*, 2(21), 367 - 381.
- Taylor, M. A., Coop, R. L., & Wall, R. L. (2017). *Parasitología Veterinaria* (Cuarta ed.). Rio de Janeiro, Brasil: Guanabara Koogan LTDA.
- UAGRM, I. . (2013). *El bovino criollo Yacumeño*. (M. Vargas, Ed.) La Paz, Bolivia: IICA; UAGRM.
- Urquhart. (2001). *Parasitología veterinaria*. Zaragoza, España: ACRIBIA, S.A.
- Vargas, C. O. (2014). *Prevalencia de hemoparásitos (Trypanosoma spp, Anaplasma spp, Babesia spp.) En tres núcleos productores bovinos, de la parroquia de santa rosa, cantón el Chaco, provincia del Napo*. Tesis de pregrado, Universidad de las Américas, Quito.
- Vargas, T. M., & Arellano, S. C. (Octubre de 1998). La Tripanosomiasis bovina en America Latina y el Caribe. *Educación continua*, 33(136).
- Vignau, M. L., Venturini, L. M., Romero, R. R., Eiras, D. F., & Basso, W. U. (2005). *Parasitología práctica y modelos de enfermedades parasitarias en los animales domésticos*. Buenos Aires, La Plata, Argentina.

# **Anexos**



### Anexo 1. Base de datos Excel

PROCEDENCIA	ID MUESTRA	EDAD/meses	SEXO	TRIPANOSOMA
Chaparral	CH-1	7	Macho	Negativo
Chaparral	CH-2	7	Macho	Negativo
Chaparral	CH-3	7	Hembra	Negativo
Chevejecure	01-V	12	Hembra	Negativo
Chevejecure	02-V	5	Macho	Positivo
Chevejecure	03-V	9	Macho	Positivo
Chevejecure	04-V	9	Hembra	Positivo
Chevejecure	05-V	6	Hembra	Negativo
Chevejecure	06-V	5	Hembra	Negativo
Chevejecure	07-V	5	Hembra	Negativo
Chevejecure	08-V	12	Hembra	Negativo
Chevejecure	09-V	8	Macho	Negativo
Chevejecure	10-V	5	Hembra	Negativo
Chevejecure	11-V	8	Macho	Negativo
Chevejecure	12-V	6	Hembra	Negativo
Chevejecure	13-V	6	Hembra	Negativo
Chevejecure	14-V	7	Macho	Positivo
Chevejecure	15-V	7	Macho	Negativo
Chevejecure	16-V	5	Hembra	Negativo
Chevejecure	17-V	12	Hembra	Positivo
Chevejecure	18-V	9	Macho	Positivo
Chevejecure	313	8	Macho	Positivo
Chevejecure	928	8	Hembra	Positivo
Chevejecure	927	5	Macho	Positivo
Chevejecure	787	7	Hembra	Positivo
Chevejecure	780	5	Hembra	Negativo
Chevejecure	609	5	Hembra	Negativo
Chevejecure	T-1	7	Macho	Positivo
Chevejecure	T-2	7	Hembra	Negativo
Chevejecure	T-3	12	Macho	Negativo
Chevejecure	T-5	6	Hembra	Positivo
La Tormenta	LT-1	6	Macho	Positivo
La Tormenta	LT-2	5	Hembra	Negativo
La Tormenta	LT-3	6	Macho	Positivo
La Tormenta	LT-4	12	Hembra	Negativo
La Tormenta	LT-5	6	Macho	Negativo
La Tormenta	LT-6	7	Hembra	Negativo
La Tormenta	LT-7	7	Macho	Negativo
La Tormenta	LT-8	6	Hembra	Negativo
La Tormenta	LT-9	5	Hembra	Negativo
La Tormenta	LT-10	5	Macho	Positivo
La Tormenta	LT-11	5	Macho	Positivo
La Tormenta	LT-12	5	Hembra	Negativo
La Tormenta	LT-13	12	Hembra	Negativo
La Tormenta	LT-14	8	Macho	Negativo
La Tormenta	LT-17	4	Hembra	Negativo
La Tormenta	LT-18	12	Hembra	Negativo
La Tormenta	LT-19	8	Macho	Negativo

Mausa	M-01	3	Hembra	Negativo
Mausa	M-02	4	Hembra	Negativo
Mausa	M-03	2	Hembra	Negativo
Mausa	M-04	2	Hembra	Positivo
Mausa	M-05	4	Hembra	Negativo
Mausa	M-06	3	Macho	Positivo
Mausa	M-07	1	Hembra	Negativo
Mausa	M-08	5	Macho	Negativo
Mausa	M-09	2	Hembra	Negativo
Mausa	M-10	5	Hembra	Negativo
Mausa	M-11	4	Hembra	Negativo
Mausa	M-12	1.5	Hembra	Negativo
Mausa	M-13	1	Macho	Negativo
Mausa	M-14	4	Macho	Negativo
Mausa	M-15	2	Hembra	Negativo
Mausa	M-16	4	Macho	Negativo
Mausa	M-17	3	Hembra	Negativo
Mausa	M-18	5	Hembra	Negativo
Mausa	M-19	4	Macho	Positivo
Mausa	M-20	3	Hembra	Negativo
Mausa	M-21	4	Hembra	Negativo
Mausa	M-22	2	Hembra	Negativo
Mausa	M-23	6	Macho	Negativo
Mausa	M-24	2	Hembra	Positivo
Mausa	M-25	3	Hembra	Negativo
Mausa	M-26	2	Macho	Negativo
Mausa	M-27	3	Macho	Negativo
Mausa	M-28	3	Hembra	Negativo
Mausa	M-30	3	Hembra	Negativo
Mausa	M-31	1	Macho	Negativo
Mausa	M-32	2	Hembra	Negativo
Mausa	M-33	4	Macho	Negativo
Mausa	M-34	2	Macho	Negativo
<i>Mausa</i>	<i>M-35</i>	4	<i>Macho</i>	Positivo
Mausa	M-36	6	Hembra	Negativo
Mausa	M-37	3	Macho	Negativo
Mausa	M-38	4	Hembra	Positivo
Mausa	M-39	3	Macho	Negativo
Mausa	M-40	7	Macho	Negativo
Mausa	M-41	6	Macho	Negativo
Mausa	M-42	6	Hembra	Negativo



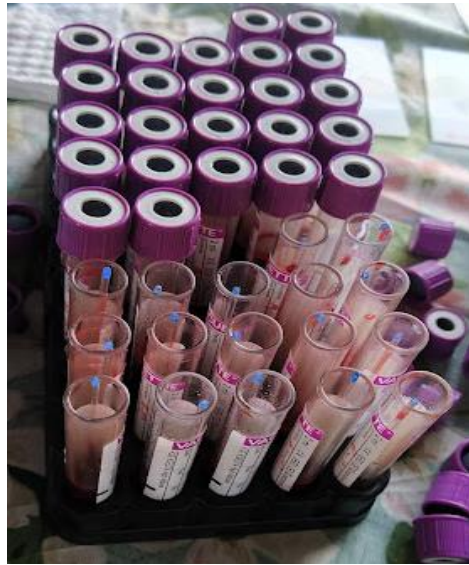
#### Anexo 4. Transferencia de la muestra al Tubo con EDTA e identificación



#### Anexo 5. Identificación y registro de las muestras



**Anexo 6 Capilares de hematocrito listos para tomar gota de sangre**



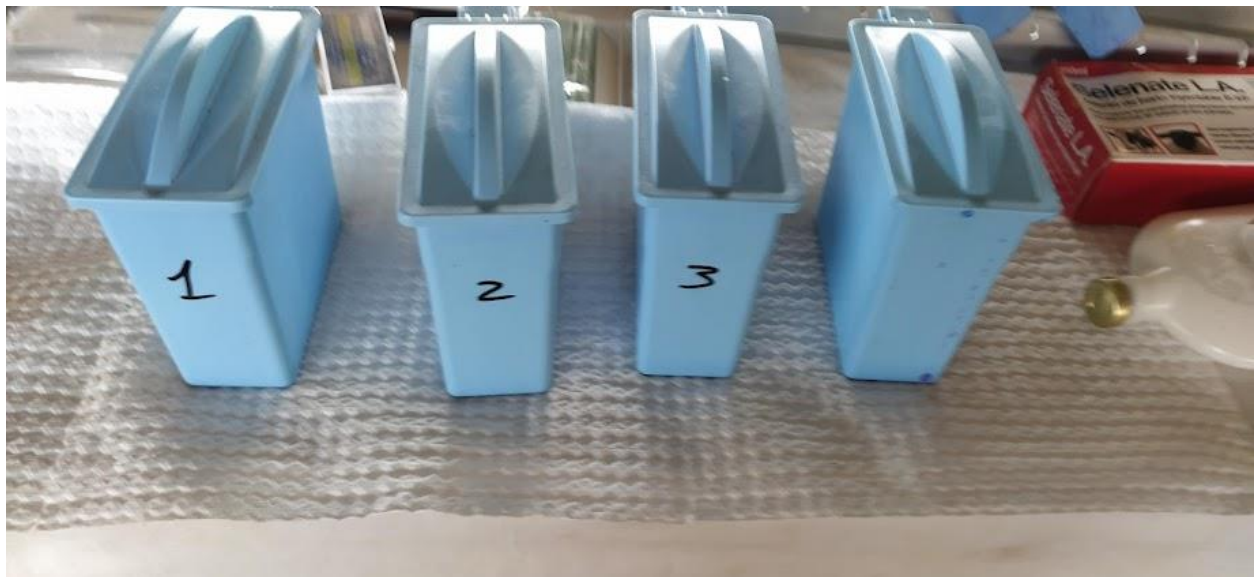
**Anexo 7 preparación de la muestra de sangre para hacer el frotis**



**Anexo 8. Extensión del frotis**



**Anexo 9. Cubetas de tinción para las placas**



Anexo 10 proceso de tinción



### Anexo 11. Lectura de placas



### Anexo 12. Observación de presencia de *Trypanosoma spp.* en placas





**Anexo 13 Almacenamiento para transporte de placas**



Anexo 14. Resultados Chi-cuadrado según sexo, edad y procedencia de las muestras

SEXO

FRECUENCIA OBTENIDA

SEXO	POSITIVOS	NEGATIVOS	TOTAL
HEMBRA	8	43	51
MACHO	14	24	38
TOTAL	22	67	89

INFLUYE EL SEXO EN LA PRESENCIA DE TRYPANOSOMA SPP?

MARGEN DE ERROR 0.05

Ho: NO INFLUYE

Hi: SI INFLUYE

FRECUENCIA ESPERADA

SEXO	POSITIVOS	NEGATIVOS
HEMBRA	12.61	38.39
MACHO	9.39	28.61

GRADOS DE LIBERTAD 1

SEXO	POSITIVOS	NEGATIVOS	TOTAL
HEMBRA	1.68	0.55	2.24
MACHO	2.26	0.74	3.00
TOTAL	3.94	1.29	<b>5.24</b>

VALOR CRITICO	3.84
CHI CUADRADO	<b>5.24</b>

SE INVALIDA LA HIPOTESIS NULA

EXISTE RELACION ENTRE EL SEXO Y LA PRESENCIA DE TRYPANOSOMA

SPP

# EDAD

## FRECUENCIA OBTENIDA

EDAD	POSITIVOS	NEGATIVOS	TOTAL
0-3	3	20	23
3.1-7	13	37	50
7.1-12	6	10	16
TOTAL	22	67	89

INFLUYE LA EDAD EN LA PRESENCIA DE TRYPANOSOMA SPP?

MARGEN DE ERROR 0.05

Ho: NO INFLUYE

Hi: SI INFLUYE

## FRECUENCIA ESPERADA

EDAD	POSITIVOS	NEGATIVOS
0-3	5.69	17.31
3.1-7	12.36	37.64
7.1-12	3.96	12.04

GRADOS DE LIBERTAD 2

EDAD	POSITIVOS	NEGATIVOS	TOTAL
0-3	1.27	0.42	1.68
3.1-7	0.03	0.01	0.04
7.1-12	1.06	0.35	1.40
TOTAL	2.36	0.77	<b>3.13</b>

VALOR CRITICO	5.99
CHI CUADRADO	<b>3.13</b>

SE VALIDA LA HIPOTESIS NULA

NO EXISTE RELACION ENTRE LA EDAD Y LA PRESENCIA DE TRYPANOSOMA SPP

# PROCEDENCIA

## FRECUENCIA OBTENIDA

PROCEDENCIA	POSITIVOS	NEGATIVOS	TOTAL
H1	12	16	28
H2	4	13	17
H3	6	35	41
H4	0	3	3
TOTAL	22	67	89

INFLUYE LA PROCEDENCIA EN LA PRESENCIA DE TRYPANOSOMA SPP?

MARGEN DE ERROR 0.05

Ho: NO INFLUYE

Hi: SI INFLUYE

## FRECUENCIA ESPERADA

PROCEDENCIA	POSITIVOS	NEGATIVOS
H1	6.92	21.08
H2	4.20	12.80
H3	10.13	30.87
H4	0.74	2.26

GRADOS DE LIBERTAD 3

PROCEDENCIA	POSITIVOS	NEGATIVOS	TOTAL
H1	3.73	1.22	4.95
H2	0.01	0.00	0.01
H3	1.69	0.55	2.24
H4	0.74	0.24	0.99
TOTAL	6.16	2.02	<b>8.19</b>

VALOR CRITICO	7.81
CHI CUADRADO	<b>8.19</b>

SE INVALIDA LA HIPOTESIS NULA

EXISTE RELACION ENTRE LA PROCEDENCIA Y LA PRESENCIA DE TRYPANOSOMA SPP

**Anexo 15 Vista satelital de la ubicación de los Hatos lecheros: El Chaparral, Chevejecure, Mausa y La Tormenta**



