



UNIVERSIDAD DE LOS ANDES  
FACULTAD DE FARMACIA Y BIOANÁLISIS



ESCUELA DE BIOANÁLISIS  
LABORATORIO DE INVESTIGACIONES PARASITOLÓGICAS  
“JESÚS MORENO RANGEL”

**DETECCIÓN DE *Trypanosoma vivax* EN BOVINOS DE LA ZONA SUR DEL LAGO  
DEL ESTADO MÉRIDA, VENEZUELA**

[www.bdigital.ula.ve](http://www.bdigital.ula.ve)

Trabajo Especial de Grado presentado como requisito parcial para optar al  
Título de Licenciadas en Bioanálisis

**AUTORES**

Br. Buenaño R., Lismar A.

Br. Gómez V., Mirian P.

**TUTOR**

Prof. Bolívar, Ana María

Mérida, septiembre 2017

C.C.Reconocimiento

## DEDICATORIA

**A DIOS TODOPODEROSO**, mi principal guía, quien me ha permitido cumplir cada meta trazada. Toda la gloria para ti.

**AI DIVINO NIÑO JESÚS**, por darme fuerzas cuando veía todo perdido.

**A MI MAMÁ MARÍA J. ROJAS**, por darme la vida, por los sacrificios para darme siempre lo mejor, por el apoyo en todo momento. Infinitas gracias por tu inmenso amor. TE AMO.

**A MI PAPÁ LUIS M. BUENAÑO P.**, quien con gran sacrificio me ha dado todo lo que he necesitado para mi formación como profesional y más aún como persona de buenos principios, por el apoyo incondicional, por no dejarme sola. TE AMO.

**A MIS HERMANOS, LISETH CAROLINA** por estar presente en este caminar, por escucharme en tantos momentos de angustia. A mi príncipe **LUIS EDUARDO** por creer en mí, mi inspiración para hacer las cosas bien y servir como ejemplo para ti mi hermoso. LOS AMO.

**A MI HIJA SOFÍA VICTORIA**, mi horizonte, mi inspiración, gracias a ti aprendí a luchar con mucha más fuerza. TE AMO.

**A RAMIRO VILLALOBOS**, infinitas gracias la ayuda tan importante que siempre me has brindado, por tu apoyo y consuelo en las situaciones más tormentosas, gracias por los ánimos y tus palabras de motivación. Mi fiel compañero.

**A MI TUTORA Y PROFESORA ANA MARÍA BOLÍVAR**, por sus orientaciones, su manera de trabajar, su persistencia y paciencia fundamentales para la realización de este trabajo de investigación. Mi cariño y respeto hacia usted.

**A MIS PROFESORES DE PRIMARIA, SEGUNDARIA Y/O UNIVERSITARIA**, por compartir sus conocimientos, vivencias, que día a día se esmeran por formar hombres y mujeres con grandes valores.

**A MIS AMIGOS**, quienes han estado presentes en tantos altibajos, en las buenas y no tan buenas, por cada palabra de ánimo para seguir construyendo camino, a soñar y cumplir esos sueños.

*Lismar Andreina Buenaño Rojas*

**DEDICATORIA**

**AI ESPÍRITU SANTO** por haberme guiado cada día, en esta etapa de mi vida.

**A MIS PADRES CARMEN y GERMÁN**, quienes con mucho sacrificio me han estimulado y me han apoyado para terminar mi carrera profesional.

**A MI PRIMA LUZ MELBA** por brindarme su apoyo.

***Mirian Patricia Gómez Velasco***

[www.bdigital.ula.ve](http://www.bdigital.ula.ve)

C.C.Reconocimiento

## AGRADECIMIENTOS

**A DIOS TODOPODEROSO** quien me ha brindado salud, sabiduría, fuerzas para alcanzar cada uno de mis logros.

**A MI MAMÁ, MI PAPÁ, MIS HERMANOS, MI HIJA Y FAMILIARES**, que han aportado un granito de arena para realizar este trabajo y obtener un nuevo logro.

**A MI CASA DE ESTUDIO, LA ILUSTRE UNIVERSIDAD DE LOS ANDES** por abrir sus puertas y hacer posible mi formación a nivel profesional.

**AL PROYECTO CDCHTA-ULA FA-582-15-03-B**, por la financiación parcial de esta investigación.

**A MI TUTORA PROFESORA ANA MARÍA BOLÍVAR**, por su excelente profesionalismo, por su atención, consejos, disponibilidad pero sobre todo por su paciencia para alcanzar tan anhelado logro.

**A LOS PRODUCTORES ALBA ARAQUE y LUIS ALFONSO CARRILLO**, quienes con gran receptividad aceptaron que sus fincas fueran partícipes de esta investigación.

**AI DR. ALI MUÑOZ** por su amabilidad, ayuda y apoyo en la realización de este trabajo.

**A MI COMPAÑERA DE TESIS MIRIAN GÓMEZ**, por su dedicación, paciencia y tolerancia para juntas vencer los momentos difíciles.

A todas aquellas personas que influyeron en la realización de este trabajo y han hecho que lo tangible hoy sea realidad.

*Lismar Andreina Buenaño Rojas*

## AGRADECIMIENTOS

**PRIMERO QUE TODO DOY GRACIAS A DIOS**, por estar siempre presente en mi vida y por darme ese impulso que a diario he necesitado para luchar y salir adelante, por estar conmigo en cada paso que doy, y porque a pesar de las adversidades siempre me dio la fortaleza necesaria para no desfallecer.

**AGRADECER A MI FAMILIA** que me brindó el apoyo necesario desde el inicio de la carrera, colaborándome de manera incondicional y siendo un gran soporte para llegar a la tan anhelada meta, por ser tan pacientes, por acompañarme día a día, por darme ánimo y siempre estar a nuestro lado. Las palabras nunca serán suficientes para expresar mi amor y agradecimiento por ustedes, espero que al ofrecerles esta tesis, junto con todos mis logros en la vida seré capaz de demostrar lo mucho que significan para mí.

**QUIERO DAR UN GRAN Y SINCERO AGRADECIMIENTO A NUESTRA TUTORA ANA MARÍA BOLÍVAR** por haber confiado en nosotras, por la paciencia que tuvo y la colaboración que nos brindó. **AL VETERINARIO DR. ALI MUÑOZ** por su colaboración y todo el recurso humano de la **FINCA BUENOS AIRES** y **LA FINCA YERBA BUENA** y la ayuda desinteresada que nos prestaron durante la realización de la parte práctica de este proyecto de grado, ya que sin la colaboración de todos ellos no hubiese sido posible satisfactoriamente esta tesis, a todos y cada uno de mis apreciados amigos y compañeros de clase muchas gracias por ser nuestro soporte, por la ayuda, por los consejos, la verdad las palabras quedan cortas para expresarles todo lo que siento y pienso.

**AGRADEZCO A LA UNIVERSIDAD DE LOS ANDES, al CDCHTA-ULA proyecto: FA-582-15-03-B** por la financiación parcial de esta investigación, y a todos los profesores por su valiosa orientación y atención.

Gracias a todos.

**Mirian Patricia Gómez Velasco**

**ÍNDICE DE CONTENIDO**

	Pág.
<b>DEDICATORIA</b>	II
<b>AGRADECIMIENTOS</b>	IV
<b>ÍNDICE GENERAL</b>	VI
<b>LISTA DE TABLAS</b>	X
<b>LISTA DE FIGURAS</b>	XI
<b>RESUMEN</b>	XII
<b>INTRODUCCIÓN</b>	1
<b>CAPÍTULO I EL PROBLEMA</b>	
Planteamiento del problema	3
Formulación del problema de investigación	4
Justificación de la investigación	4
Objetivos	5
Objetivo general	5
Objetivos específicos	5
Alcances y limitaciones	6
Alcances	6
Limitaciones	6
Hipótesis	7
<b>CAPÍTULO II MARCO TEÓRICO</b>	
Antecedentes de investigaciones previas	8

Antecedentes históricos	11
Bases teóricas	12
Clasificación taxonómica	12
Descripción morfológica	12
Transmisión	13
Comportamiento en el hospedador bovino	14
Prevalencias	16
Epidemiología	17
Diagnóstico	17
Perspectiva diagnóstica en Venezuela	18
Control y prevención	19
<b>CAPÍTULO III MARCO METODOLÓGICO</b>	
Área de estudio	21
Localización y descripción	21
Tipo de investigación	22
Diseño de investigación	22
Población y muestra	23
Operacionalización de las variables	23
Variable	23
Tipo de variable	23
Definición conceptual	23
Definición operacional	23

Dimensión	23
Indicador	23
Instrumentos de recolección de datos	24
Muestra biológica	24
Toma de muestra	24
Técnica de Análisis	25
Análisis parasitológicos	25
<i>Examen directo al fresco</i>	25
a. Descripción general	25
b. Fundamento	25
c. Proceso metodológico	26
<i>Se utilizó en el proceso</i>	26
<i>Microcentrifugación capilar (o técnica de microhematocrito)</i>	27
a. Descripción general	27
b. Fundamento	27
c. Proceso metodológico	27
<i>Se utilizó en el proceso</i>	28
<i>Frotis sanguíneo coloreado con Giemsa</i>	29
a. Descripción general	29
b. Fundamento	29
c. Proceso metodológico	29
<i>Se utilizó en el proceso</i>	29



Análisis hematológico	30
<i>Hematocrito</i>	30
a. Descripción general	30
b. Fundamento	31
c. Proceso metodológico	31
<i>Se utilizó en el proceso</i>	31
<b>CAPÍTULO IV RESULTADOS</b>	
1. Población bovina y caracterización de las fincas	33
2. Análisis parasitológicos	35
3. Análisis hematológico	35
<b>CAPÍTULO V DISCUSIÓN</b>	
<b>CONCLUSIONES</b>	40
<b>RECOMENDACIONES</b>	41
<b>BIBLIOGRAFÍA</b>	42
<b>ANEXO 1 INFORMACIÓN</b>	49
<b>ANEXO 2 CARTA DE CONCENTIMIENTO INFORMADO</b>	50
<b>ANEXO 3 CUESTIONARIO EPIZOOTIOLÓGICO</b>	51

**LISTA DE TABLAS**

Tabla		Pág
1	Fármacos tripanocidas	20
2	Asentamiento ganadero N°1. Caracterización epizootiológica	33
3	Asentamiento ganadero N° 2. Caracterización epizootiológica	34
4	Distribución etaria de los bovinos en estudio	35
5	Distribución de los resultados en relación a las técnicas parasitológicas empleadas	35
6	Valor medio de hematocrito en la población bovina	36

[www.bdigital.ula.ve](http://www.bdigital.ula.ve)

## LISTA DE FIGURAS

Figura		Pág
1	Morfología y transmisión mecánica de <i>T. vivax</i>	13
2	Bovino con signos de tripanosomiasis	16
3	Mapa político-territorial del estado Mérida. Se indica la ubicación y límites del municipio ORL	22
4	Toma de muestra sanguínea	25
5	Examen directo al fresco	27
6	Microcentrifugación capilar	28
7	Frotis sanguíneo coloreado con Giemsa	30
8	Hematocrito	32



UNIVERSIDAD DE LOS ANDES  
 FACULTAD DE FARMACIA Y BIOANÁLISIS  
 ESCUELA DE BIOANÁLISIS  
 LABORATORIO DE INVESTIGACIONES PARASITOLÓGICAS  
 “JESUS MORENO RANGEL”



## DETECCIÓN DE *Trypanosoma vivax* EN BOVINOS DE LA ZONA SUR DEL LAGO DEL ESTADO MÉRIDA, VENEZUELA

Trabajo de grado

### Autores:

Br. Buenaño, Lismar

Br. Gómez, Mirian

### Tutor

Prof. Ana María Bolívar

[www.bdigital.ula.ve](http://www.bdigital.ula.ve)

### Resumen

Los riesgos de transmisión por hemoparásitos suelen ser más notorios en zonas ganaderas cálidas. De tal modo que el objetivo de esta investigación consistió en detectar infecciones activas por *T. vivax* en bovinos de la zona Sur del Lago del estado Mérida. El tipo de investigación fue un estudio de campo cualitativo no experimental. Para tal fin, fueron abordadas 2 fincas productoras del municipio Obispo Ramos de Lora, tomando en cuenta parámetros epizootiológicos como: ubicación geográfica, tipo de explotación, población animal existente, alimentación, plan sanitario e historial por hemoparasitosis. Se incluyó una población bovina total de 100 animales a los cuales se les extrajo una muestra sanguínea representativa a partir de la vena coccígea (3mL por cada animal). En laboratorio, se aplicó el método parasitológico directo para la búsqueda de tripomastigotes sanguícolas de *T. vivax* mediante las técnicas de microcentrifugación capilar (Woo), examen directo al fresco y frotis coloreado con Giemsa; adicional, se aplicó una prueba hematológica a través de la determinación del valor de hematocrito (Hto) de cada animal. Las técnicas parasitológicas no arrojaron positividad, mientras que el Hto pese a que en algunas muestras su valor se ubicó bajo el estimado de referencia (24%), no fueron encontrados cuadros anemizantes, situación complementada con la ausencia de signos clínicos compatibles. Según los métodos utilizados se concluye que no se presentan infecciones activas por *T. vivax* durante el periodo de estudio en las dos fincas evaluadas de la Zona Ganadera Sur del Lago del estado Mérida.

Palabras clave:

*Trypanosoma vivax*, bovinos, Sur del Lago, epizootiología, diagnóstico parasitológico.

## INTRODUCCIÓN

*Trypanosoma vivax* es el agente causal de una de las importantes formas de tripanosomiasis detectadas en animales ungulados silvestres y domésticos, entre los que se encuentran el vacuno, con distribución geográfica natural en zonas tropicales y subtropicales de América Latina, África y parte de Asia (Bolívar y col., 2006, Suarez y col., 2009, Gómez y col., 2014).

*T. vivax* es definido como un parásito principalmente sanguíneo, con membrana ondulante, flagelo libre y movimiento vivaz en líquidos corporales (Gómez y col., 2014). En América Latina, su transmisión se realiza en forma mecánica, mediante insectos hematófagos, generalmente los pertenecientes a las familias *Tabanus* y *Stomoxys* (Bolívar y col., 2006).

La tripanosomiasis bovina ocasiona en los animales afectados anemia, deterioro de la condición física general, anorexia, letargia y efectos negativos sobre la fertilidad, reproducción y producción lechera y cárnica. Para la estimación de las pérdidas que ocasiona por finca, se deben considerar duración del episodio, el número de animales afectados, mortalidad, abortos, gastos por tratamiento y asistencia veterinaria. De tal modo que *T. vivax* es de gran importancia por sus implicaciones negativas en el desarrollo socioeconómico de la actividad ganadera de los países afectados (De Stefano, 1999, Bolívar y col., 2006).

En Latinoamérica, la tripanosomiasis bovina se presenta principalmente como brotes epizooticos ocasionales asociados a situaciones de estrés y al aumento estacional de la población de vectores (Simoes y col., 2009). En Venezuela *T. vivax* está ampliamente distribuido, teniendo una prevalencia relativamente alta en las distintas zonas de ganadería bovina (Florio y col., 2012).

Desde el punto de vista de diagnóstico, los medios más comunes para detectar *T. vivax*

incluyen métodos parasitológicos y métodos serológicos (Bolívar y col., 2006). Por su simplicidad, economía y rapidez, los métodos parasitológicos directos se constituyen en las primeras herramientas de análisis, con técnicas como el examen al fresco, la microcentrifugación capilar y el frotis coloreado (Rossi y col., 2008).

Debido a la importancia de *T. vivax* en la industria ganadera, nos hemos propuesto en esta investigación, detectar la presencia del parásito en fincas de una importante zona de ganadería nacional como lo constituye el Sur del Lago del estado Mérida.

[www.bdigital.ula.ve](http://www.bdigital.ula.ve)

C.C.Reconocimiento

## CAPÍTULO I

### EL PROBLEMA

#### Planteamiento Del Problema

*T. vivax* es el agente causal de una de las más importantes formas de tripanosomiasis detectadas en animales ungulados silvestres y domésticos, entre los que se encuentran vacunos, búfalos, cabras, ovejas, camellos y ciervos; con distribución geográfica natural en zonas tropicales y subtropicales de América, África y parte de Asia (Bolívar y col., 2006, Suarez y col., 2009, Gómez y col., 2014).

La tripanosomiasis bovina es la enfermedad producida por *T. vivax*. Es conocida entre los productores comúnmente con los nombres de secadera, cachera, huequera o cacho hueco (Rossi y col., 2008, Simoes y col., 2009). Suele presentar una tendencia crónica, debilitante y comúnmente fatal, fundamentalmente caracterizada por producir anemia, miocarditis, miositis y trastornos reproductivos. Los animales que logran sobrevivir suelen presentar fuertes y riesgosas consecuencias como problemas de fertilidad (abortos y deterioro del semen), retardo del crecimiento, además de bajas en la producción de leche y carne que afectan la productividad del rebaño expuesto y la calidad de estos productos para la dieta humana (De Stefano, 1999, Suarez y col., 2009).

En Venezuela, *T. vivax* está ampliamente distribuido, presentando una prevalencia relativamente elevada en las distintas zonas de ganadería bovina nacional. En algunos casos ha sido responsable de brotes con una alta mortalidad (Rossi y col., 2008, Simoes y col., 2009). El diagnóstico definitivo de la tripanosomiasis bovina depende en última instancia del hallazgo e identificación mediante métodos directos de tripomastigotes de *T. vivax* y su correcta diferenciación de otras

especies infectantes señaladas en el país, pero tradicionalmente consideradas no patógenas para los bovinos como *Trypanosoma evansi* y *Trypanosoma theileri*.

El escenario creado por *T. vivax* requiere de oportunas y acertadas estrategias de control como la aplicación de drogas curativas y preventivas así como de acciones que limiten la transmisión y dispersión del parásito. El éxito de estas estrategias son dependientes en gran medida de datos epizootiológicos confiables, obtenidos a través del abordaje en campo y el análisis de muestras en laboratorio que brinden conocimientos de la presencia parasitaria (Florio y col., 2012).

El Sur del Lago constituye una extensa llanura localizada entre el piedemonte norte andino y la costa del lago de Maracaibo, y es parte de los estados Zulia, Táchira, Trujillo y Mérida. Es un área importante y con altas potencialidades para la producción de alimentos por lo extenso de la zona, la riqueza hídrica y su ubicación en un eje estratégico. La actividad ganadera aporta aproximadamente el 69% del valor de la producción en la zona (Briceño, 2010).

Dado lo anteriormente señalado, nos hemos propuesto la siguiente interrogante:

### **Formulación Del Problema De Investigación**

¿Se detectarán infecciones activas por *T. vivax* en bovinos de la Zona de Ganadería Sur del Lago del estado Mérida?

### **Justificación De La Investigación**

Por su amplia distribución y su relevante patogenicidad, *T. vivax* se sitúa como el hemoflagelado más patógeno de los bovinos (Bethencourt y col., 2013). Introducido en Latinoamérica posiblemente durante el siglo XIX a través de ganado importado de África, al presente con excepción de Argentina, Chile y Uruguay, se ha extendido en diez de los trece



países de América del Sur (Jones y Dávila, 2001), calculándose la prevalencia en nuestro continente entre el 50 y 70% (Oliveira y col., 2009).

En Latinoamérica, la tripanosomiasis bovina es considerada de carácter epizootico, presentándose con brotes ocasionales asociados a una situación de estrés como subalimentación, infecciones recurrentes y/o vacunaciones y el aumento estacional de la población de vectores especialmente de tábanos, principal responsable de la transmisión parasitaria (Simoes y col., 2009).

A pesar de la amplia difusión de *T. vivax* en muchas regiones del país y de las considerables pérdidas que se asocian a la infección tripanosómica, es poca la información disponible sobre el comportamiento de esta enfermedad en los rebaños bovinos (Toro y col., 1980, Sandoval y col., 1998, Espinoza y col., 1999).

Las implicaciones económicas producidas por *T. vivax* necesitan ser apoyadas entre otros aspectos en el número de animales afectados por finca, mortalidad, abortos, gastos por tratamiento y asistencia veterinaria (Bolívar y col., 2006, Benavides, 2009), por lo que resulta de gran importancia el laboratorio asistencial en el aporte de datos oportunos y certeros sobre la circulación parasitaria.

## Objetivos

### Objetivo general

Detectar infecciones activas por *T. vivax* en bovinos de la Zona Sur del Lago del estado Mérida.

### Objetivos específicos

1. Detectar *T. vivax* en sangre de bovinos utilizando las técnicas parasitológicas directas de

microcentrifugación capilar, examen al fresco y frotis sanguíneo coloreado.

2. Correlacionar los hallazgos parasitológicos con datos epizootiológicos, clínicos y hematológicos de los animales muestreados.

## **Alcances Y Limitaciones**

### **Alcances**

La investigación permitió aportar información a la casuística nacional sobre la circulación de *T. vivax* para una importante zona ganadera del país; además se pudo ofrecer a dos productores de la región, la oportunidad de un diagnóstico de laboratorio integral (clínico, parasitológico y hematológico), que les permitió obtener una visión sobre el estado de sus animales en materia de hemotrópicos.

[www.bdigital.ula.ve](http://www.bdigital.ula.ve)

### **Limitaciones**

Entre las limitaciones que estuvieron presentes durante la ejecución de nuestro trabajo se pueden señalar la poca participación de los productores de la zona a que sus instalaciones fueran visitadas con fines de investigación. Se presume que la negatividad se correspondió al temor de ser supervisados por los órganos de sanidad correspondientes y no por disconformidad alguna hacia las investigadoras. Como otra limitación se cita la distancia entre los sitios de muestreo y de análisis. El municipio Obispo Ramos de Lora se ubica a 3 horas de la capital merideña (municipio Libertador) donde está ubicado el Laboratorio de Investigaciones Parasitológicas “Dr. Jesús Moreno Rangel”, imposibilitando la ejecución de múltiples muestreos por los gastos económicos generados.

C.C.Reconocimiento

### **Hipótesis**

Se detectan infecciones activas por *T. vivax* en bovinos de la Zona de Ganadería Sur del Lago del estado Mérida.

[www.bdigital.ula.ve](http://www.bdigital.ula.ve)

C.C.Reconocimiento

## CAPÍTULO II

### MARCO TEÓRICO

#### Antecedentes De Investigaciones Previas

Quispe (2003), determina la prevalencia de *T. vivax* en bovinos de cruces cebuinos aparentemente sanos y criados en forma extensiva en la provincia Coronel Portillo, Ucayali (Perú), a través de las técnicas de microcentrifugación capilar y frotis coloreado con Giemsa. En tal sentido examinó 289 muestras de sangre colectadas durante los meses de mayo y julio del 2000, obteniendo una prevalencia por microcentrifugación de  $22,2 \pm 4,8\%$  y mediante frotis de  $5,9 \pm 2,7\%$ . En 8 bovinos el hematocrito fue considerado bajo, más no con una relación estadísticamente significativa a la presencia parasitaria ( $p > 0,05$ ). El autor concluye que la prevalencia parasitaria medianamente alta detectada se correlaciona con una infección subclínica o benigna, sugiriendo realizar estudios similares en otras áreas ganaderas.

Suarez (2003), realiza una investigación sobre tripanosomiasis bovina en la zona centro de Veracruz (México), correlacionando los hallazgos obtenidos mediante microcentrifugación capilar con la valoración hemática. En tal sentido muestreó un total de 248 vacas de ordeño y sus crías repartidas en cuatro hatos doble propósito. El autor reporta 2,1% de animales positivos a *T. vivax*, e identifica en 3,8% de vacas de ordeño signos de enfermedad, cuando correlaciona la presencia del parásito con valores bajos de hematocrito.

Bolívar y col. (2006), abordan siete fincas bovinas de la Zona Sur del Lago del estado Mérida (Venezuela), a fin de detectar la presencia de *T. vivax* mediante microcentrifugación capilar, examen al fresco y frotis sanguíneo coloreado. En un total de 72 bovinos aparentemente sanos, hallan 2,8% (2/72) de prevalencia parasitaria, advirtiendo sobre el riesgo potencial que

infecciones asintomáticas pudieran representar para los rebaños bovinos, demostrando que la circulación del parásito en animales portadores sanos los convierte en potenciales reservorios. Así mismo, los investigadores advierten sobre la posibilidad de que animales con infecciones subclínicas por *T. vivax* puedan reactivar la infección en condiciones de compromiso inmunológico, por lo que exhortan a la realización de trabajos similares con un mayor número de ejemplares ante la posibilidad de que las infecciones subclínicas pudieran estar superando el número de casos clínicos sintomáticos.

Simoes y col. (2009), reportan un brote de *T. vivax* en una finca doble propósito de 1650 animales ubicada en el municipio Mara del estado Zulia (Venezuela). El episodio se presentó a los 12 días de la introducción de un lote de 150 reses cebú entre 6 meses y 2 años, procedentes de Colombia. La enfermedad tuvo un curso agudo, de comportamiento explosivo, presentándose una condición crítica en 350 animales y ocasionando la muerte a 25 bovinos. Los signos clínicos presentes incluyeron decaimiento, fiebre, anorexia, debilidad, mucosas pálidas, adenomegalia, emaciación, lagrimeo y diarrea. En laboratorio, fueron procesadas mediante microcentrifugación capilar y frotis de capa blanca, muestras de 450 animales, obteniendo una prevalencia parasitológica de 77,7%. El cálculo de índices epizootiológicos evidenció una tasa de morbilidad de 272,7%, una tasa de ataque de 27,3% y una tasa de mortalidad de 15,2%. El brote fue satisfactoriamente controlado por medio de la aplicación de un producto a base de cloruro de isometamidio. El análisis del brote evidenció como factores de riesgos determinantes fallas en medidas de bioseguridad, falta de medidas de control (no aplicación de drogas tripanocidas preventivas) y la época del inicio de lluvias con un probable aumento de la población de vectores (tabánidos).

Suarez y col. (2009), se propusieron identificar los factores de riesgo asociados a la

tripanosomiasis bovina en diferentes regiones ganaderas de Venezuela. Para tal fin analizaron 1675 muestras para el estudio de la infección activa por microcentrifugación capilar y 1572 muestras para el estudio serológico mediante IFI y ELISA en 49 explotaciones ganaderas distribuidas en 4 regiones geográficas: Llanos (Anzoátegui, Apure, Barinas y Portuguesa), Sur del Lago (norte de Mérida, Trujillo y Zulia), Centro Occidente (Falcón) y Andina (zona alta de Táchira). Los resultados revelaron una tasa de infección activa de 5,9% y una seropositividad de 33,1%. Como factores de riesgo asociados a la tripanosomiasis los autores señalan en orden de frecuencia: ausencia de aplicación de drogas tripanocidas, uso de diminaceno, grupo etario (mautes(as) y adultos), tipo racial (*Bos indicus*), propósito (carne) y manejo (semi-intensivo). Los autores concluyen que los valores de infección activa y seroprevalencia corroboran que la tripanosomiasis bovina está ampliamente diseminada en Venezuela, fundamentalmente en áreas estratégicas para la seguridad alimentaria del país, constituyendo un riesgo importante para la salud y productividad de los rebaños bovinos.

Bethencourt y col. (2013), emplean microcentrifugación capilar a fin de estimar la prevalencia de las infecciones por *T. vivax*, *T. evansi* y/o *T. theileri* en muestras sanguíneas de 180 búfalos clínicamente sanos, provenientes de los municipios Rómulo Gallegos, Ricaurte y Girardot del estado Cojedes (Venezuela). Ninguna muestra presentó parasitemia activa y el valor promedio de hematocrito se ubicó en  $37,6\% \pm 0,21\%$ . Los resultados de esta investigación sugieren una condición endémica de los tripanosomas que afectan búfalos en la región evaluada.

Gómez y col. (2014) realizan un muestreo aleatorio en 10 fincas del municipio Libertador del estado Monagas (Venezuela), evaluando clínica y parasitológicamente 216 animales. Se obtuvo una infección activa a *Trypanosoma* spp. por frotis sanguíneo del 1,7%.

Ramírez y col. (2014) a fin de detectar la prevalencia de *T. vivax* en bovinos provenientes de 8

unidades de producción de Laguneta de la Montaña, estado Miranda (Venezuela), localizada a 1200 msnm, evaluaron 43 muestras sanguíneas mediante microcentrifugación capilar, ELISA y PCR. Los resultados revelaron 13,9% de infección activa, 46,5% de anticuerpos circulantes y 48,8% de ADN-*T. vivax*. Los autores afirman que pocos son los estudios epidemiológicos realizados para *T. vivax* en regiones de ganadería de altura, donde incluso se reporta ausencia de infección activa. De allí la importancia de esta investigación, ya que se reportaron valores inclusive mayores a los registrados en zonas de ganadería baja.

### **Antecedentes Históricos**

*T. vivax* fue observado por vez primera en rumiantes domésticos de Camerún en 1902 por Ziemann, y descrito ampliamente por él mismo en 1905. Los primeros reportes en América fueron realizados en Guayana Francesa por Leger y Vienne (1919), siendo descrito como *Trypanosoma guyanense* (Jones y Dávila, 2001).

En Venezuela, el primer reporte lo realiza Enrique Tejera en 1920 bajo el nombre de *Trypanosoma casalboui*. En 1931 Fernández realizó un estudio de una epizootia ocurrida en hatos llaneros, siendo ampliada esta observación en 1944 por Vladimir Kubes, quien describe la morfología del parásito y los síntomas de la enfermedad (Rivera, 1996).

Desde entonces, *T. vivax* ha sido identificado en bovinos de Guadalupe (1926), Martinica (1929), Colombia (1931), Surinam (1938), Panamá (1941), Guyana (1952), Brasil (1972), El Salvador (1977), Ecuador (1977), Perú (1977), Paraguay (1977), Bolivia (1995) y Costa Rica (2009) (Wells y col., 1982, Contreras, 2000, Jones y Dávila, 2001, Oliveira y col., 2009).

## Bases Teóricas

### Clasificación taxonómica (Desquesnes, 2004)

Reino	Animalia
Subreino	Protozoa
Phylum	Sarcomastigophora
Subphylum	Mastigophora
Clase	Zoomastigophora
Orden	Kinetoplastida
Suborden	Trypanosomatina
Familia	Trypanosomatidae
Género	<i>Trypanosoma</i>
Subgénero	<i>Duttonella</i>
Especie	<i>vivax</i>

### Descripción morfológica

*T. vivax* se caracteriza por presentar cuerpo fusiforme y solo ha sido reportada la forma tripomastigote (figura 1). Su extremo posterior presenta forma redondeada o puntiaguda, y su extremo anterior forma alargada. Generalmente exhibe un núcleo central y un kinetoplasto situado cerca del extremo posterior. Es una especie con flagelo libre que puede moverse con vivacidad en líquidos corporales especialmente entre los glóbulos rojos (Gómez y col., 2014).

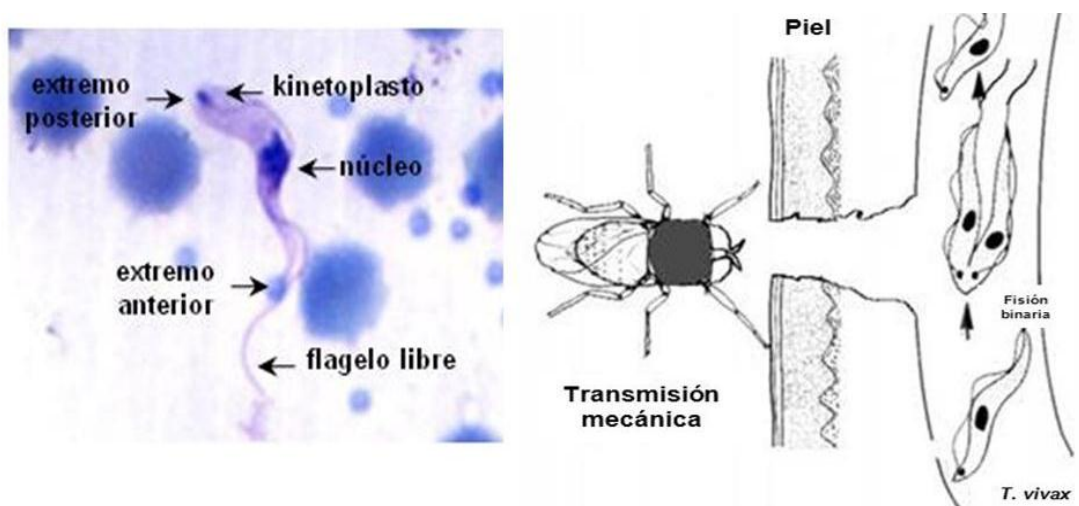
En aislados venezolanos, la morfometría de *T. vivax* determina una longitud total incluyendo la parte del flagelo libre entre 20,9  $\mu\text{m}$  y 27,4  $\mu\text{m}$ . Los aislados de Brasil o Bolivia aunque muy



similares, presentan mayores variaciones de tamaño, pudiéndose mencionar que en fase aguda cuenta con menor tamaño que en fase crónica (Gómez-Piñeres y col., 2014).

### Transmisión

En América Latina la transmisión se realiza principalmente a través de dípteros hematófagos del género *Tabanus* (tábanos o mosca del caballo), aunque también se involucran otras moscas hematófagas como las del género *Stomoxys* (moscas de establo). Dicha transmisión es mecánica y directa de animal a animal y requiere para el paso del parásito al nuevo hospedador, que no haya transcurrido más de quince minutos de alimentación sanguínea interrumpida (figura 1). El periodo de lluvia representa la época de mayor riesgo de transmisión debido a la abundancia de estos insectos y la acumulación de animales en áreas secas (Jones y Dávila, 2001, Desquesnes, 2004, Osorio y col., 2008).



**Figura 1.** Morfología y transmisión mecánica de *T. vivax*  
Tomado y modificado (Silva y col., 2002, Oliveira y col., 2009).

La transmisión mecánica (o no cíclica) se cita como el principal mecanismo de transmisión de *T. vivax* en América, a diferencia de lo que acontece en África donde la transmisión ocurre mediante moscas del género *Glossina* (transmisión cíclica). Las garrapatas, vampiros o triatominos se citan como potenciales vectores de *T. vivax* pero esta posibilidad no ha sido sustentada (Uzcanga y col., 2004). También han sido señaladas las vías iatrogénicas y transplacentaria como rutas de diseminación parasitaria (Rivera, 1996, Jones y Dávila, 2001).

El movimiento irregular de animales infectados de un lugar a otro en fronteras nacionales o internacionales es probablemente la principal vía por la cual el parásito entra a nuevas áreas, de tal modo que se constituye en un aspecto importante en la diseminación parasitaria. El transporte de ganado contaminado implica un gran riesgo para el ganado susceptible (nunca expuesto al parásito), con graves efectos clínicos y patológicos sobre los mismos (Betancourt y col., 1983).

www.bdigital.ula.ve

### **Comportamiento en el hospedador bovino**

Las infecciones por *T. vivax* en bovinos varían en tiempo y severidad, siendo reportados cuadros subagudos, agudos de pocos días o meses hasta cuadros crónicos de varios años (Maikaje y col., 1991, Dirie y col., 1993, Navarrete y Acosta, 1999). Han sido señalados además, brotes severos esporádicos, con síntomas que incluyen pérdidas ligeras de peso dentro de un corto período de tiempo, anemia y abortos (Silva y col., 1998). Los aspectos fisiopatológicos de *T. vivax* han sido descritos con características clínicas muy variables, debido en parte, a factores tales como virulencia, susceptibilidad del hospedador e inmunidad del animal infectado (Ventura y col., 2001).

En los cursos agudos o subagudos, apenas da tiempo a que se establezca una sintomatología, observándose especialmente un síndrome febril con temperaturas que llegan hasta 41 °C y que se

repiten cíclicamente, alrededor de cada 8-9 días (Sandoval y col., 1995, Navarrete y Acosta, 1999). En los casos de tripanosomiasis crónica, los animales pueden sobrevivir por mucho tiempo, presentándose en algunos de ellos signos clínicos leves de la enfermedad y, es en estos animales, donde los efectos en el sistema reproductivo adquieren importancia (Luckis, 1992, Holmes y col., 2000).

Entre los principales signos de tripanosomiasis se citan la pérdida acentuada de peso (figura 2) y la tristeza o letargo del animal afectado; otros síntomas comunes incluyen fiebre y anemia (Betancourt y col., 1983). En Venezuela, se ha observado en los animales infectados con *T. vivax* el desarrollo inicial de un cuadro febril, acompañado de anorexia, aumento de la frecuencia cardíaca y respiratoria, anemia y progresivamente debilidad e improductividad. La fase crónica generalmente es debilitante, observándose pérdida de la condición física, anemia progresiva, trastornos de la locomoción, palidez de las mucosas, agrandamiento de los ganglios linfáticos y eventualmente postración y muerte (Toro y col., 1980, Espinoza, 1988, Sandoval y col., 1995, Rivera, 1996).

Es necesario diferenciar la sintomatología clínica en el ganado bovino nativo y en el ganado introducido, más delicado y de mayor susceptibilidad a los efectos del parásito. En el ganado introducido se han reportado bajas en la producción de leche, abortos y nacimiento de terneros débiles. El ganado nativo muchas veces no muestra una sintomatología clínica acentuada, lo que lleva a pensar que conviven con el parásito, se adaptan a él y lo toleran hasta cierto grado.



**Figura 2.** Bovino con signos de tripanosomiasis.  
Tomado de Betancourt y col., 1983.

### Prevalencias

Diversas investigaciones realizadas en el país demuestran una amplia distribución geográfica de *T. vivax*. En tal sentido, Toro (1990) en un estudio seroepidemiológico de las hemoparasitosis efectuado en diez estados señala una prevalencia entre 3,4% y 33,5% con un promedio de 20,8%. Tamasaukas y Roa (1992), informan una seroprevalencia de 33,8% en 19 fincas bovinas ubicadas en el centro norte y sureste del estado Guárico durante la época lluviosa. En ese mismo año, Duno, en un estudio realizado en bovinos de la zona nororiental del estado Falcón, revela una seroprevalencia de 57,8%. Rivera (1996) determina una seroprevalencia de 78% en bovinos de nueve fincas del estado Táchira.

Siguiendo con los reportes, Tamasaukas y col. (2000), presentaron resultados de seroprevalencia de 3,9% en bovinos localizados en fincas de los estados Aragua y Guárico durante la época seca. Tamasaukas y col. (2010) señalan que para la década 2000-2010 se detectaron valores entre 20,8% al 57,8% por exámenes serológicos e infecciones activas de 1% a 3,9%. Ramírez y col. (2014) obtuvieron una prevalencia de 13,9% empleando

microcentrifugación capilar y de 48,8% por PCR. Gómez y col. (2014) evaluaron 216 animales a través de técnicas parasitológicas directas, obteniendo una infección activa de 1,7%.

### **Epidemiología**

*T. vivax* y la tripanosomiasis producida están ampliamente difundidas en las regiones tropicales y subtropicales del mundo. La tripanosomiasis bovina se considera como uno de los principales problemas de salud animal que obstaculizan el desarrollo y mejoras de la ganadería de estas regiones (Rivera, 1996).

En América las investigaciones en el campo de *T. vivax* han sido limitadas a unas pocas áreas endémicas, existiendo la necesidad de ampliar los resultados de los estudios de estas áreas a otras a fin de comprobar la factibilidad de las estrategias de control y que puedan ser aplicadas a diferentes situaciones endémicas (Jones y Dávila, 2001).

### **Diagnóstico**

No existe un método único para detectar las infecciones producidas por *T. vivax*. La clínica por sí misma no es concluyente debido a la ausencia de signos patognomónicos. En cuanto a las técnicas de análisis de laboratorio, algunos métodos de gran sensibilidad y especificidad no son susceptibles de transferirse al campo, impidiendo el conocimiento de las infecciones en los hospedadores hasta verse comprometido el estado de salud (Gómez-Piñeres y col., 2009).

En Venezuela la detección del parásito en sangre de bovinos se realiza mediante pruebas rutinarias, principalmente las técnicas de microcentrifugación capilar y frotis sanguíneo debido en parte a su simplicidad, economía y rapidez. Para realizar algunas de estas pruebas es necesario contar con la viabilidad del parásito, ya que lo primero a detectar es el movimiento característico

(Rivera, 1996, Contreras, 2000, Gómez-Piñeres, 2014).

Las técnicas de biología molecular particularmente la Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR), ha permitido revelar infecciones en animales sintomáticos o asintomáticos sin parasitemia detectable (Dirie y col., 1993). Los ensayos de PCR se han venido desarrollando como una herramienta útil para el diagnóstico de la tripanosomiasis y han probado ser muy efectivos (Cortez y col., 2009).

Las pruebas inmunológicas han sido ampliamente utilizadas en estudios epidemiológicos para establecer la prevalencia de la tripanosomiasis en diversas regiones del mundo. Algunos de estos métodos exhiben una alta sensibilidad y especificidad. Sin embargo, poseen importantes limitaciones relacionadas a la producción del antígeno a partir de aislados de *T. vivax* pues no es un proceso económico ni sencillo; a la subjetividad de los resultados y los falsos positivos que se pueden generar por la existencia de infecciones cruzadas con *T. evansi* o *T. theileri* (Jones y Dávila, 2001, Bethencourt y col., 2013).

### **Perspectiva diagnóstica en Venezuela**

Respecto a la situación de la tripanosomiasis bovina en Venezuela se desconocen mayores datos, debido en parte a la falta de laboratorios de diagnóstico que ofrezcan un resultado rápido y confiable. Los laboratorios existentes emplean técnicas parasitológicas directas, mientras que algunas pruebas serológicas han sido realizadas con fines experimentales. Estas circunstancias dificultan la implementación de medidas de control y prevención de la enfermedad que pudieran evitar las cuantiosas pérdidas económicas ocasionadas por la tripanosomiasis en las regiones ganaderas del país. Actualmente existen en el mercado estuches comerciales (ELISA) para detectar *T. vivax*, además de protocolos para PCR con cebadores especie específicos (Rebeski y

col., 2000, Masake y col., 2002, González y col., 2006, Madruga y col., 2006).

Sin embargo, las limitantes de esta tecnología, se enfocan principalmente en los altos costos de los reactivos y equipos, que hacen inviable la aplicación de tales técnicas para ofrecerlas al mercado nacional. Además, se hace necesario desarrollar técnicas de serodiagnóstico empleando aislados venezolanos de *T. vivax*, ya que existen diferencias antigénicas entre tripanosomas de diferentes zonas geográficas, que pueden afectar los resultados seroepidemiológicos de los rebaños evaluados (Rebeski y col., 2000).

### **Control y prevención**

El control y la prevención de *T. vivax* por métodos inmunológicos (vacunas) es sumamente difícil como consecuencia de un fenómeno conocido como “variación antigénica”, definido como la particularidad que tienen los tripanosomas para variar su constitución antigénica, correspondiendo cada oleaje parasitario a una población diferente de tripanosomas. Esta capacidad de variación aunque más limitada en cepas del continente americano, dificulta en sumo grado el desarrollo de vacunas contra la tripanosomiasis y en consecuencia, el único método disponible hasta la fecha es la profilaxis mediante drogas tripanocidas (tabla 1) y tratamiento sintomático para la recuperación del animal (Quiroz, 1989, Benavides, 2009).

**Tabla 1.***Fármacos tripanocidas*

	<b>CURATIVOS</b>	<b>PREVENTIVOS</b>
<b>1</b>	Se eliminan rápidamente	Forman depósitos en el organismo
<b>2</b>	Periodo de actividad corto	Largo periodo de actividad
<b>3</b>	Tratamiento de casos confirmados o sospechosos	Tratamiento y prevención
<b>4</b>	Ejemplo: Aceturato de diminaceno	Ejemplo: Cloruro de isometamidium

Tomado y modificado de Benavides, 2009.

Dentro de los fármacos tripanocidas recomendados se encuentran el Ganaseg® (Diaceturato de 4,4'Diazoaminodibenzamidina), 3,0 mg/Kg de peso vivo, 1 frasco de 1 gr para un animal de 330 Kg y Berenil® (Diaminazenoaceturato) 3,5 mg/Kg de peso vivo, 1mL/ 20 kg de peso vivo, ambas drogas por vía intramuscular (Quiroz, 1989).



## CAPÍTULO III

### MARCO METODOLÓGICO

#### Área De Estudio

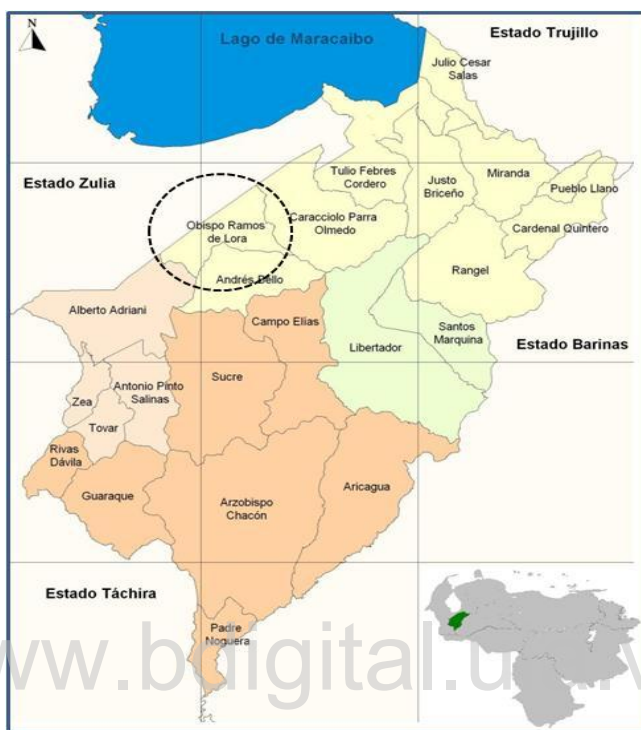
##### **Localización y descripción**

La investigación se realizó en el municipio Obispo Ramos de Lora (ORL), el cual pertenece a la denominada Zona Sur del Lago del estado Mérida.

El municipio ORL cuenta con una superficie de 383 km<sup>2</sup>, la mayor parte del territorio se encuentra sobre una planicie aluvial del Lago de Maracaibo y el resto es ocupado por el pie de monte andino. Presenta una altitud promedio de 95 msnm, y según estimaciones del Instituto Nacional de Estadística para el 2012 su población se calculaba en 34.873 habitantes. Es uno de los 23 municipios que conforman el estado y tiene como capital a Santa Elena de Arenales la cual se encuentra a 60 msnm. El municipio se encuentra situado al noroeste de la capital merideña, entre las coordenadas 8°42'33" y 8°56'20" de latitud norte y 71°17'13" y 71°30'20" de longitud oeste. Sus límites incluyen: norte: estado Zulia, sur: municipio Andrés Bello, este: municipio Caracciolo Parra y Olmedo y oeste municipio Alberto Adriani (Márquez y col., 2014), (figura 3).

Debido a su localización geográfica en la Zona Sur del Lago, el municipio ORL presenta una temperatura media de 33°C (mínima: 22°C, máxima: 43°C) y las precipitaciones promedio se ubican en 1700 mm. Su vegetación es de bosque seco tropical en la planicie y de bosque húmedo tropical en la zona de pie de montaña. Dada su ubicación, la principal actividad económica del municipio la constituye la industria agropecuaria: ganadería cárnica y láctea, adicional del cultivo de plátano. También se encuentran instalaciones petroleras y empresas de servicios

(Márquez y col., 2014).



**Figura 3.** Mapa político-territorial del estado Mérida. Se indica la ubicación y límites del municipio ORL. (Fuente: [www.corpoandes.gob.ve](http://www.corpoandes.gob.ve)).

### Tipo De Investigación

El estudio se caracterizó por ser una investigación de campo. Este tipo de investigación es definido por Palella y Martins (2006), como aquel en el cual la recolección de datos es directamente de la realidad donde los hechos ocurren sin manipular o controlar las variables, puesto que si se manipula alguna variable hace perder el ambiente de naturalidad en el cual se manifiesta.

### **Diseño De Investigación**

El diseño de esta investigación fue no experimental dado que las variables estudiadas no fueron modificadas. Según Palella y Martins (2006), en un diseño no experimental el investigador no sustituye intencionalmente las variables independientes puesto que se observan los hechos tal y como se presentan en un tiempo determinado para luego analizarlos.

### **Población Y Muestra**

La población de estudio provino de dos fincas ganaderas vacunas ubicadas en el municipio ORL. Previo a la solicitud de participación en el proyecto de investigación científica y autorización mediante consentimiento informado (anexos 1 y 2), se aplicó un cuestionario epizootiológico (anexo 3) a fin de conocer algunos datos de interés. Obtenidos estos datos, se procedió a seleccionar la muestra de estudio, utilizando como criterio de exclusión, un muestreo sin reposición. Contando con asesoría veterinaria, se procedió a valorar a cada animal para la búsqueda de signos compatibles con tripanosomiasis bovina.

### **Operacionalización De Las Variables**

**Variable:** *T. vivax* en sangre de bovinos.

**Tipo de variable:** dependiente y discreta.

**Definición conceptual:** la detección de tripomastigotes sanguíneos fue dependiente de la carga parasitaria presente al momento del muestreo.

**Definición operacional:** la confirmación fue realizada por medio de técnicas parasitológicas directas.

**Dimensión:** positividad o negatividad a tripomastigotes de *T. vivax*

**Indicador:** visualización de tripomastigotes sanguíneos.

### **Instrumentos de recolección de datos**

1. Solicitud de participación en el proyecto de investigación científica.
2. Solicitud de consentimiento informado.
3. Cuestionario epizootiológico.

### **Muestra Biológica**

Representada por sangre venosa anticoagulada-EDTA, tomada a partir de la vena coccígea de cada animal en volumen final de 3 mL. Se empleó la toma de muestra coccígea (figura 4) por requerir menores restricciones y riesgos de accidentes o infecciones tanto para el animal como para el investigador (Willard, 2004).

### **Toma de muestra**

Se establecieron los siguientes pasos en la obtención de una muestra representativa:

1. Selección de los animales a muestrear y ordenamiento de los mismos en manga de coleo.
2. Adecuación de un área para muestreo y preparación por parte de las investigadoras del material necesario, incluyendo la identificación de un tubo de recolección (13x75 mm) por animal según el orden en la manga.
3. Contando con la ayuda del personal de la finca, proceder a la sujeción de la cabeza del animal a muestrear.
4. Proceder a levantar la cola, sujetando en el tercio medio con suavidad hasta obtener una posición vertical.

5. Proceder a la limpieza y retiro de residuos de materia fecal en el área a punzar.
6. Localizar por palpación con la mano libre, la vena coccígea en la línea media a nivel las vértebras coccígeas.
7. Realizar la punción con aguja 18G x 1½ (sin uso de inyectora), y al obtener la sangre, recolectar en el tubo previamente identificado hasta obtener el volumen requerido.
8. Retirar la aguja y ejercer presión sobre la zona de punción por unos segundos.
9. Invertir varias veces el tubo para que la sangre y el anticoagulante se mezclen correctamente.



**Figura 4.** Toma de muestra sanguínea. A: sujeción del animal en manga de coleo, B: punción de vena coccígea, C: recolección en tubo.  
(Fuente: autoría propia.)

## Técnicas De Análisis

### Análisis parasitológicos

#### *Examen directo al fresco*

##### **a. Descripción general:**

El examen en fresco permite visualizar al parásito sin necesidad de fijación o tinción, gracias a su refringencia y capacidad de movimiento en un medio líquido (Corredores, 2008).

**b. Fundamento:**

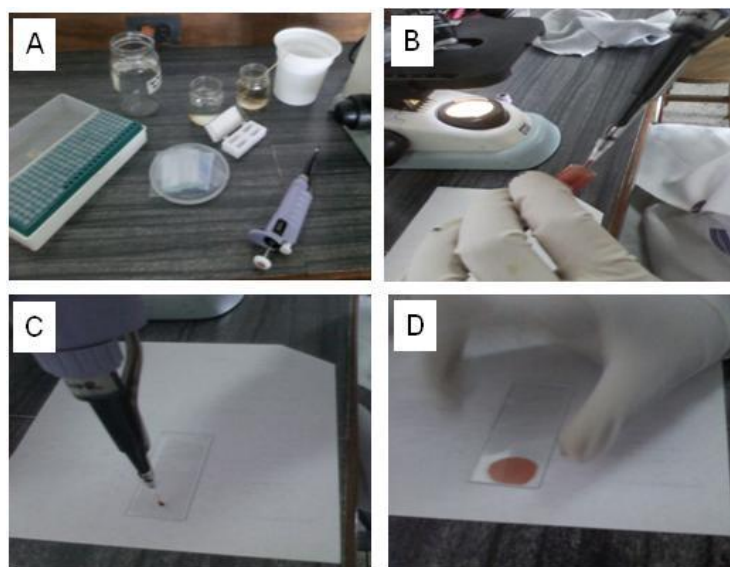
El parásito suspendido en la sangre, se puede visualizar con ayuda de un microscopio y observar las características propias de movilidad/inmovilidad y momento de reproducción (Corredores, 2008).

**c. Proceso metodológico:**

Colocar 5 $\mu$ L de sangre previamente homogeneizada en una lámina portaobjeto, cubrir con laminilla (figura 5) y observar directamente al microscopio utilizando objetivo de 40X.

***Se utilizó en el proceso:***

- Sangre anticoagulada.
- Microscopio óptico (objetivo de 40X).
- Lamina portaobjeto.
- Lamina cubreobjetos.
- Pipeta automática 5 $\mu$ L.
- Puntas 10 $\mu$ L.
- Gasa.
- Guantes.



**Figura 5.** Examen directo al fresco. A: material necesario, B: toma de muestra a partir de tubo de recolección, C: Sangre sobre lámina portaobjeto, D: muestra lista para su análisis microscópico. (Fuente: autoría propia)

### ***Microcentrifugación capilar (o técnica del microhematocrito)***

#### **a. Descripción general:**

También conocida como técnica de Woo. De amplio uso en el diagnóstico de *T. vivax* por ser un método de concentración rápida (80  $\mu$ L de sangre), sencillo y práctico. Es una técnica particularmente útil en infecciones causadas por especies de tripanosoma no cultivables y no infectantes para animales de laboratorio (Rivera, 1996).

#### **b. Fundamento:**

La centrifugación concentra a los parásitos inmediatamente sobre la capa de leucocitos, permitiendo la visualización al microscopio del agente por su morfología y/o movimientos característicos (Rivera, 1996).

#### **c. Proceso metodológico:**

Se llenó por cada animal, 2 tubos de microhematocrito (capilares de 75 mm de longitud y

1mm de diámetro) hasta 2/3 de su capacidad. Luego de sellar con plastilina, se centrifugó a 12.000g por 5 minutos (figura 6). La observación se realizó en forma directa, colocando el capilar sobre la platina del microscopio, observando en la interfase formada por el plasma y la capa de glóbulos blancos.

*Se utilizó en el proceso:*

- Sangre anticoagulada
- Capilares para microhematocrito sin anticoagulante (azules)
- Gasa
- Plastilina como fijador
- Microcentrífuga de tubos capilares
- Microscopio óptico con objetivos (10X y 40X)



**Figura 6.** Microcentrifugación capilar. A: llenado de capilares, B: ordenamiento de capilares en microcentrífuga.  
(Fuente: Autoría propia)



### ***Frotis sanguíneo coloreado con Giemsa***

#### **a. Descripción general:**

Permite la coloración diferencial de zonas con un alto contenido de ADN por lo tanto la tinción de Giemsa es habitual para el examen de frotis sanguíneos, cortes histológicos y otras muestras biológicas (Chirinos y col., 2005).

#### **b. Fundamento:**

El colorante de Giemsa está formado por varios tintes. Combina el azul de metileno como tinte básico y la eosina como tinte ácido, lo que da una amplia gama de colores. El azul de metileno es un colorante metacromático, de ahí que muchas estructuras se tiñan de púrpura y no de azul. El pH de la solución de coloración es crítico y se debe ajustar idealmente según diversos fijadores. La gama del pH debe estar entre 6,4 y 6,9 (Chirinos y col., 2005).

#### **c. Proceso metodológico:**

Se preparó un extendido sanguíneo (figura 7), se dejó secar para luego fijar con metanol absoluto y secar al aire. Seguidamente, se coloreó con una solución de Giemsa en dilución 1:10 con agua tamponada pH 6,8 durante 30 minutos. Se lavó con agua corriente y se secó al aire. Posteriormente se examinó con aceite de inmersión y objetivo 100X en busca de tripomastigotes.

#### ***Se utilizó en el proceso:***

- Sangre anticoagulada
- Laminas portaobjeto
- Metanol 100%
- Colorante de Giemsa

- Agua destilada
- Microscopio óptico (100X)
- Gasa



**Figura 7.** Frotis sanguíneo coloreado con Giemsa. A y B: preparación del extendido, C y D: material necesario para la coloración  
(Fuente: Autoría propia)

## **Análisis hematológico**

### ***Hematocrito***

#### **a. Descripción general:**

Definido como el volumen porcentual de células rojas en sangre y tomado como indicador de anemia, signo cardinal en la infección por *T. vivax*. Fue evaluado por el método del microhematocrito, para lo cual se empleó tubos capilares y un lector de microhematocrito

representado por una tabla Hawksley micro-haematocrit reader (Oviedo, 2014).

**b. Fundamento:**

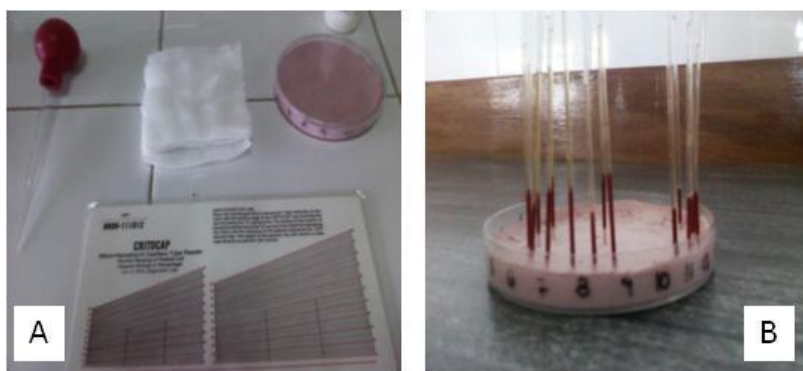
Separación de los componentes de la sangre por centrifugación (Oviedo, 2014).

**c. Proceso metodológico:**

Se utilizó el proceso descrito para la microcentrifugación capilar (figura 6). Concluida la centrifugación, la lectura se realizó por medio del lector con el tubo en posición vertical (figura 8). La línea que pasa al nivel del tope de la columna de eritrocitos indica la fracción del volumen de estos. El resultado se expresó en porcentaje.

*Se utilizó en el proceso:*

- Sangre anticoagulada
- Capilares para microhematocrito sin anticoagulante (azules)
- Gasa
- Plastilina como fijador
- Microcentrífuga de tubos capilares
- Tabla-lector Hawksley micro-haematocrit reader



**Figura 8.** Hematocrito. A: algunos materiales necesarios para la realización de la técnica.  
B: capilares listos para la lectura  
(Fuente: Autoría propia)

[www.bdigital.ula.ve](http://www.bdigital.ula.ve)

## CAPÍTULO IV

### RESULTADOS

#### 1. Población Bovina Y Caracterización De Las Fincas

Un total de 100 muestras sanguíneas fueron analizadas en la búsqueda de tripomastigotes de *T. vivax* provenientes de igual número de bovinos asentados en dos fincas ganaderas de Guayabones (84 msnm), capital de la parroquia Eloy Paredes del municipio ORL (tablas 2 y 3). El análisis del cuestionario epizootiológico reveló que todos los animales eran de la zona (autóctonos) y su condición clínica para la tripanosomiasis fue clasificada como satisfactoria luego de la valoración médica veterinaria (ausencia de signos compatibles como: mucosas pálidas, fiebre, emaciación, problemas de locomoción o caquexia).

**Tabla 2.**

*Asentamiento ganadero N°1. Caracterización epizootiológica*

<b>Sector</b>	El Crucero, Guayabones			
<b>Producción</b>	Pequeña (120 ha)			
<b>Sistema de producción</b>	Pastoreo rotativo			
<b>Tipo de explotación</b>	Mixto (con tendencia a la leche)			
<b>Plan sanitario</b>	1. Cumplimiento de programas sanitarios establecidos por la ley (INSAI)			
	2. Acción contra: hemo-, entero- y ecto- parásitos, con una periodicidad trimestral en el control			
<b>Historial de infección hemotrópica</b>	<i>T. vivax</i> y <i>A. marginale</i>	Última presentación: 4 meses previos al muestreo	Diagnóstico: clínico	Tratamiento aplicado: diminaceno
<b>Población existente</b>	90 vacunos			
<b>Población muestreada</b>	90 (43 vacas de escotero, 45 vacas de ordeño y 2 toros)			
<b>Época de muestreo</b>	Sequia (Septiembre 2016)			

INSAI: Instituto Nacional de Salud Agrícola Integral. Tabla autoría propia

**Tabla 3.***Asentamiento ganadero N°2. Caracterización epizootiológica*

<b>Sector</b>	Nuevo Guayabones			
<b>Producción</b>	Pequeña (60 ha)			
<b>Sistema de producción</b>	Pastoreo rotativo			
<b>Tipo de explotación</b>	Láctea			
<b>Plan sanitario</b>	1. Cumplimiento de programas sanitarios establecidos por la ley (INSAI) 2. Acción contra: hemo-, entero- y ecto- parásitos, con una periodicidad trimestral en el control			
<b>Historial de infección hemotrópica</b>	<i>A. marginale</i>	Última presentación: 1 año antes del estudio (Septiembre 2015)	Diagnóstico: Clínico	Tratamiento aplicado: diminaceno
<b>Población existente</b>	17 vacunos			
<b>Población muestreada</b>	10 (9 vacas de ordeño y 1 becerro)			
<b>Época de muestreo</b>	Sequia (Septiembre 2016)			

INSAI: Instituto Nacional de Salud Agrícola Integral. Tabla autoría propia

La población de estudio fue clasificada en cuatro grupos etarios: 0 días-6 meses, 6 meses-12 meses, 12 meses-18 meses, y mayor a 18 meses, que se correspondió respectivamente con: becerro, mauta, novilla y vaca o toro (tabla 4). Se identificaron los grupos raciales mestizo-cebú, pardo suizo y cebú con una distribución en la finca N° 1 de 44 animales raza cebú, 15 animales de raza pardo suizo, 31 mestizo y en la finca N° 2 los 10 animales muestreados pertenecían a la raza mestizo-cebú.

**Tabla 4.***Distribución etaria de los bovinos en estudio*

<b>Finca N° 1</b>					
Grupo	Becerro	Mauta	Novilla	Vaca	Toro
Distribución	0	17	10	61	2
<b>Finca N° 2</b>					
Grupo	Becerro	Mauta	Novilla	Vaca	Toro
Distribución	1	7	1	1	0
<b>Totales</b>	1	24	11	62	2

Tabla autoría propia

## 2. Análisis Parasitológicos

La valoración parasitológica no arrojó positividad para *T. vivax*. Todas las técnicas empleadas indicaron igual sensibilidad para detectar el parásito (Tabla 5).

**Tabla 5.***Distribución de los resultados en relación a las técnicas parasitológicas empleadas*

<b>Técnica</b>	<b>N° muestras analizadas</b>	<b>Resultado</b>	<b>Valor porcentual</b>	<b>Sensibilidad</b>
Examen al fresco	100	Negativo	0	0
Microcentrifugación	100	Negativo	0	0
Frotis sanguíneo	100	Negativo	0	0

Tabla autoría propia

## 3. Análisis Hematológico

A cada animal en estudio se le calculó el hematocrito. A pesar de que en algunas muestras el hematocrito se ubicó bajo el valor de referencia, no fueron encontrados cuadros anemizantes dada la ausencia de signos clínicos compatibles. Los valores promedios por grupo etario se muestran en la tabla 6.

**Tabla 6.***Valor medio de hematocrito en la población bovina*

<b>Finca N° 1</b>					
Grupo	Becerro	Mauta	Novilla	Vaca	Toro
Hematocrito (%)	-	27	28	26	29
<b>Finca N° 2</b>					
Grupo	Becerro	Mauta	Novilla	Vaca	Toro
Hematocrito (%)	35	24	34	29	-

Valor de referencia: 24-46%. Tabla autoría propia

www.bdigital.ula.ve

C.C.Reconocimiento



## CAPÍTULO V

### DISCUSIÓN

Nos propusimos en esta investigación, detectar infecciones activas por *T. vivax* en bovinos de la Zona de Ganadería Sur del Lago del estado Mérida. Para tal fin, se valoró un grupo de vacunos provenientes del municipio ORL, y se comparó los hallazgos parasitológicos con datos epizootiológicos dado que la presencia de *T. vivax* está directamente influenciada por factores asociados a condiciones ecológicas y ambientales, así como fisiológicas y de manejo de los animales, condicionando de esta manera la transmisión parasitaria.

En tal sentido pudimos establecer la siguiente discusión en relación a los resultados encontrados:

*T. vivax* y su relación a la Zona Sur del Lago: en Venezuela *T. vivax* ha sido reportado en zonas ganaderas ubicadas en alturas por debajo de los 1000 msnm, altitudes dentro de las que se ubica la Zona Sur del Lago y para la cual ha sido reportada la presencia del hemoflagelado: Morón (2001) y Bolívar y col., (2006) trabajando en siete fincas ganaderas del eje Sur del Lago para los estados Trujillo y Mérida respectivamente, y Suarez y col., (2009) evaluando fincas en el eje Sur del Lago del estado Zulia. De tal modo que la negatividad en nuestros resultados no guarda relación a la zona valorada, ya que en esta se presentan características ecológicas óptimas para que hospedadores, parásito y vectores cohabiten.

*T. vivax* y su relación con los vectores: la ausencia de *T. vivax* obtenida en nuestra investigación, pudo estar relacionada con una ausencia temporal de los vectores involucrados en su transmisión o una baja densidad de los mismos, condicionada por la época en que se ejecutó el muestreo (sequía). En este sentido, García y col., (2001) señalan que la densidad vectorial

adecuada para permitir una transmisión mecánica eficiente debe estar condicionada por factores como alta humedad ambiental, temperatura promedio de 27°C, un largo período de lluvia, presencia de ríos y amplias zonas anegadas.

*T. vivax* y su relación a la edad de los vacunos: citamos a Askar y Ochilo (1972), quienes indican que los bovinos adultos tienden a ser más atacados por vectores que los bovinos jóvenes, lo cual puede ser explicado por el hecho de que los adultos tienden a pastar más lejos de los corrales y por tanto es mayor su exposición a vectores como moscas tabánidas. En nuestra investigación, la distribución mayoritaria se correspondió a animales adultos sometidos a pasteo rotativo, y la negatividad a *T. vivax* pudiera ser consecuencia en la ausencia de exposición a vectores infectantes en campo, aunque también es válido señalar una condición inmunitaria eficiente en los animales.

*T. vivax* y su relación al sexo de los vacunos: Braga (2002), Rodríguez y col (2003) y Florio y col (2012), señalan que el sexo no se constituye en un factor de riesgo para la infección. Sin embargo, este hecho no pudo ser extrapolado a nuestros resultados, dada la diferencia significativa entre hembras y machos valorados consecuencia del tipo de explotación lechera predominante en los asentamientos estudiados.

*T. vivax* y su relación a la actividad productiva (número de animales por finca): García y col (2001) y Florio y col (2012), reportan en sistemas de explotación bovina pertenecientes a pequeños productores de los estados Falcón y Aragua, infecciones por *T. vivax* de 25% y 2% respectivamente, de tal modo que consideramos que el número de animales valorados no fue limitante para la negatividad hallada.

*T. vivax* y su relación al tratamiento curativo: en nuestra investigación, el productor del asentamiento N°1 manifestó aplicar tratamiento curativo a los animales 4 meses antes del

estudio, situación que pudo influir en la negatividad ya que el diminaceno mantuvo sanos a los animales ayudado por la ausencia de transmisión.

Junto a la discusión planteada, no resulta menospreciable señalar la influencia de las pruebas diagnósticas empleadas, que a pesar de constituirse en la primera herramienta de diagnóstico para detectar infecciones por *T. vivax*, presentan como inconveniente principal la baja sensibilidad mientras la parasitemia se mantenga en bajos niveles (Florio y col., 2012). Dada esta situación, es necesario acompañar el diagnóstico etiológico con datos epizootiológicos, clínicos y hemáticos según hemos realizado en nuestro trabajo.

[www.bdigital.ula.ve](http://www.bdigital.ula.ve)

C.C.Reconocimiento

## CONCLUSIONES

1. No se detectan infecciones activas por *T. vivax* en vacunos de diferente sexo, edad y actividad productiva asentados en el municipio Obispo Ramos de Lora perteneciente a la Zona de Ganadería Bovina Sur del Lago del estado Mérida.

2. La negatividad de infecciones por *T. vivax* estuvo relacionada a factores climáticos que condicionan la densidad vectorial, así como a la ausencia de movilización de ganado y a estrategias de control y prevención contra hemotrópicos, minimizando de esta manera, la interacción entre animales susceptibles y reservorios.

3. La negatividad parasitológica, así como la valoración clínica y los valores de hematocrito dentro de los rangos de referencia, son indicativos de la ausencia de enfermedad hemática para los bovinos valorados. Sin embargo, el establecimiento de valores de hematocrito cercanos al límite inferior en algunos grupos etarios, pudiera estar induciendo a la instauración de un posible cuadro anémico por etiología diferente a la parasitaria.

## RECOMENDACIONES

A partir de las conclusiones expuestas se realizan las siguientes recomendaciones:

1. Realizar estudios en distintas épocas del año con el objeto de investigar la presencia de *T. vivax* teniendo en consideración las variaciones estacionales.
2. Complementar el análisis de laboratorio con otras herramientas de diagnóstico como las técnicas moleculares, procedimientos que permiten detectar el ADN parasitario aun cuando la parasitemia sea indetectable por técnicas directas.
3. Dar a conocer a los productores de la zona la significancia económica de *T. vivax* en la región, y colaborar con el diagnóstico de laboratorio como estrategia de vigilancia epizootiológica apta para prevenir la aparición de focos infecciosos.

[www.bdigital.ula.ve](http://www.bdigital.ula.ve)

## BIBLIOGRAFIA

Askar, T; y Ochilo, M. (1972). *The application of the indirect fluorescent antibody test to samples of sera and dried blood from cattle in the lambwe valley south nyanza Kenya bull.* World health org.47, pp.769-772.

Betancourt, A; Wells, E; Ramírez, L. (1983). *Tripanosomiasis de los animales domésticos en Colombia.* Revisión Bibliográfica II. *Trypanosoma vivax.* 1-39.

Braga, F. (2002). *Evaluación del Método de Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR) para el Diagnóstico de la Tripanosomiasis Bovina, Municipio de Ascensión de Guarayos,* Departamento de Santa Cruz. Tesis de Grado de la U.A.G.R.M. Facultad de Zootecnia, pp. 40.

Bolívar, A; García-Lugo, P; Crisante, G; Rojas, A; Teixeira, M; Añez, N. (2006). *Detección de infecciones subclínicas por Trypanosoma vivax en bovinos de fincas ganaderas de Mérida, Venezuela.* Bol Malariol Salud Amb. XLVI (1):87-90.

Benavidez, E. (2009). *Efectos de las hemoparasitosis en la reproducción bovina.* Medico veterinaria. Pág. 1-57.

Bethencourt, A; García, H; Pérez, A; García, M; Quijada, J; Cabrera, P. (2013). *Prevalencia de Trypanosoma spp. mediante ELISA e inmunofluorescencia indirecta en tres rebaños de búfalos de agua del estado Cojedes, Venezuela.* Rev Fac Cienc Vet UCV. 54(2):89-99.

Briceño C. (2010). *Visión geohistórica del desarrollo local en los paisajes regionales del Sur del Lago de Maracaibo (Venezuela) en los siglos XX y XXI.* Huellas nº 14. Versión impresa ISSN 0798-2968.

Chirinos, S; Naquira, C. (2005). *Manual de procedimientos de laboratorio para el Diagnóstico de la tripanosomiasis americana (enfermedad de Chagas).* Inst. Nac. Salud. Lima -

Perú. Pág. 33-36.

Contreras, B. (2000). *Enfermedades de los bovinos*. Diagnóstico, tratamiento y control. 2da Edición. Full Color Representaciones. Barquisimeto, Venezuela: 662-677.

Corredores, R. (2008). Técnicas de visualización microscópicas de microorganismo. *Revisión bibliográfica del “estudio en el laboratorio de hongos de importancia clínica*. Recuperado de [https://www.academia.edu/10330283/tecnicas\\_de\\_visualización\\_microscópica\\_de\\_microorganismos](https://www.academia.edu/10330283/tecnicas_de_visualización_microscópica_de_microorganismos)

Cortez, A.; Rodrigues, A.; García, H.; Neves, L.; Batista, J.; Bengaly, Z.; Paiva, F.; Teixeira, M. (2009). *Cathepsin L-like genes of Trypanosoma vivax from Africa and South America - characterization, relationships and diagnostic implications*. Mol Cel Probes. 23(1):44-51.

Dirie, M.; Otte, M.; Thatthi, R.; Gardiner, P. (1993). *Comparative studies of Trypanosoma (Duttonella) vivax isolates from Colombia*. Parasitol. 106:21-29.

De Stefano, H.; González, B.; Boada-Sucre, A.; Avellaneda, A.; Godoy, S.; Soto, H. (1999). *Efecto de la infección por Trypanosoma vivax sobre la calidad espermática de toros Siboney*. Rev Cient FCU-LUZ. IX (5):411-417.

Desquesnes, M. 2004. *Livestock trypanosomoses and their vectors in Latin America*. OIE and CIRAD, Paris. 190 pp.

Duno, F. 1992. *Prevalencia de la tripanosomiasis bovina en la región nor-oriental del estado Falcón*. Trabajo de grado de Maestría. Postgrado en Medicina Veterinaria. FCV-UCV. 135 pp.

Espinoza, E. (1988). *Evaluación clínica, parasitológica y serológica de bovinos infectados experimentalmente con Trypanosoma vivax*. Trabajo de grado Ms. FCU-UCV.

Espinoza, E.; González, N.; Aso, P.; Perrone, T. (1999). *Incidencia serológica de Trypanosoma vivax en becerros a pastoreo en sabanas del estado Guárico*. Vet. Trop. 24(1):5-

15.

Florio, L.; Tamasaukas, R.; Rivera, S. (2012). *Diagnóstico participativo de hemotrópicos en bovinos a nivel de pequeños productores y productoras de ganadería doble propósito en el sur del estado Aragua en la República Bolivariana de Venezuela*. AICA. 163-170.

García, F.; Rivera, M.; Ortega, M.; Suarez, C. (2001). *Tripanosomiasis equina causada por Trypanosoma evansi en tres hatos ganaderos del estado Apure, Venezuela*. Rev. Fac. Cs. Vet. UCV. 41(4):91-100.

Gómez-Piñeres, E.; Tavares-Márquez, L.; Reyna-Bello, A. (2009). *Tiempo de supervivencia in vivo y criopreservación de Trypanosoma vivax*. Rev Cientif FCU-LUZ. XIX (3):225-229.

Gómez-Piñeres, E.; Boada-Sucre, A.; Bretaña, A.; Contreras-Bretaña, M.; García, F.; Reyna-Bello, A. (2014). *Morfometría comparativa de cinco aislados venezolanos de Trypanosoma vivax*. Rev. Fac. Cs. Vets. UCV. 55(1): 25-33.

Gómez, E.; Brito, A.; Coronado, L. (2014). *Evaluación clínica asociada a principales hemoparásitos en bovinos del municipio Libertador, estado Monagas*. Rev Cient. 2(2):133-141.

González, J. L.; Loza, A.; Chacón, E. (2006). *Sensitivity of different Trypanosoma vivax specific primers of the diagnosis of livestock trypanosomosis using different DNA extraction methods*. Vet. Parasitol. 136: 119-126.

Holmes, P. H.; Katunguka, E.; Bennison, J. J.; Wassink, G. J.; Parkins, J. J. (2000). *Impact of nutrition on the pathophysiology of bovine trypanosomiasis*. Parasitol. 120: 73-85.

Jones, W.; y Dávila A. (2001). *Trypanosoma vivax - out of Africa*. Trends Parasitol. 17(2):99-101.

Luckis, AG. (1992). *Métodos para el diagnóstico de trypanosomiasis en el ganado*. Revisión de animales del mundo. Pag. 15-20



Madruga, C.; Araujo, F.; Cavalcante-Goes, Martins, C.; Pfeifer, I.; Ribeiro L. (2006). *Estudio de inmunosorbente enzimático para anticuerpos contra Trypanosoma vivax y su uso en estudios epidemiológicos*. Mem Inst. Oswaldo Cruz. Pág. 101(7): 801-807.

Maikaje, D.; Sannusi, A.; Kyewalabye, E.; Saror D. (1991). *The course of experimental Trypanosoma vivax infection in Udasheep*. Vet. Parasitol. 38: 267-274.

Masake, R. A.; Njuguna, J. T.; Brown, C. C.; Majiwa, P. A. O. (2002). *The application of PCR-ELISA to the detection of Trypanosoma brucei and T. vivax infections in livestock*. Vet. Parasitol. 105: 179-189.

Márquez, A.; Pernía, H.; Araque, Y.; Pírela, L. (2014). *Biografía del Municipio Obispo Ramos de Lora por funcionarios que laboran en la alcaldía*. Recuperado de <http://alcaldiabolivarianaobisporamosdelora.com.ve/> revisado noviembre 2016

Morón, L. (2001). *Tripanosomiasis bovina en cinco municipios del noreste del estado Trujillo, Venezuela*. Trabajo de grado a nivel de maestría. Postgrado en Protozoología. Universidad de los Andes. Venezuela. 118 pág.

Navarrete, I.; Acosta, I. (1999). Tripanosomosis. En Codero del C., M.; Rojo V., F.A. (Eds.). *Parasitología Veterinaria*. 1era Edición. McGraw-Hill Interamericana. Madrid, España. pág. 302-309.

Oliveira, J. B.; Hernández-Gamboa, J.; Jiménez-Alfaro, C.; Zeledón, R.; Blandón, M.; Urbina, A. (2009). *First report of Trypanosoma vivax infection in dairy cattle from Costa Rica*. Vet. Parasitol. 163(1-2): 136-139.

Osorio, A. L.; Madruga, C. R.; Desquesnes, M.; Soares, C. O.; Ribeiro, L. R.; Costa, S. C. (2008). *Trypanosoma (Duttonella) vivax: its biology, epidemiology, pathogenesis, and introduction in the New World - A review*. Mem. Inst. Oswaldo Cruz. 103(1): 1-13.

Oviedo, M. (2014). *Efecto de la flebotomía sobre los valores hematológicos de hierro en Lasia porcellus*. Seminario de hematología. Diciembre 2014. Pág. 13-14.

Parella, S; y Martins, F. (2006). *Metodología de la investigación cuantitativa*. Caracas – Venezuela. 2da edición, FEDUPEL.

Quispe, A.; Chávez, A.; Triguerras, A.; Suarez, F. (2003). *Prevalencia de trypanosoma vivax en bovinos de la provincia de coronel portillo, Ucayali*. Revista de investigación.unmsm.edu.pe. vol. 14.

Quiroz, H. (1989). *Parasitología y Enfermedades Parasitarias de los animales domésticos*. Editorial Limusa. México.

Ramírez, J.; Ibarra, V.; Chacón, Y.; Eleizalde, M.; Tavares, L.; Reyna, A.; López, Y.; Mendoza, M. (2014). *Evaluación de la tripanosomosis causada por Trypanosoma vivax en bovinos de la laguneta de la montaña edo. Miranda*. Observador del conocimiento. Publicaciones MPPCTI-ONCTI Revista científica. 2: 17 -26

Rebeski, D. E.; Winger, E. M.; Robinson, M. M.; Glaber, C. M. G.; Dwinger, R. H., Crowther, J. R. (2000). *Evaluation of antigen-coating procedures of enzymelinked immunosorbent assays method for detection of trypanosomal antibodies*. Vet. Parasitol. 90: 1-13.

Rivera, M. (1996). *Hemoparasitosis bovinas*. Universidad Central de Venezuela. 1era Edición. Anauco Ediciones, C.A. Caracas, Venezuela. pp 15-84.

Rodríguez, R.; Quiñonez-Ávila, F.; Ramírez-Cruz, G.; Ruíz-Piña, H. (2003). *Presencia del genero Trypanosoma en la garrapata Boophilus microplus en el trópico mexicano*. Revista Biomédica. Vol. 14: 29-33- Num. 1.

Rossi, M.; Sígales, L.; Zapata, D. (2008). *Inmunoensayo de capa fina en el serodiagnóstico de la tripanosomiasis bovina causada por el Trypanosoma vivax*. Rev FCV UCV. 49(2):81-89.

Sandoval, E.; Espinoza, E.; Valle, A. (1995). *Parasitemia y comportamiento clínico en ovejas infectadas experimentalmente con Trypanosoma vivax*. Vet. Trop. 20: 67-81.

Sandoval, E.; Espinoza, E.; González, N.; Morales, G.; Montilla, W.; Jiménez, D. (1998). *Encuesta serohematológica en bovinos tripanosusceptibles de dos unidades agroecológicas del Valle de Aroa*. Rev Científ FCV-LUZ. IV (3):253-258.

Silva, R.; Morales, G.; Eulert, E.; Montenegro, A.; Ybañez, R. (1998). *Outbreaks of trypanosomosis due to Trypanosoma vivax in cattle in Bolivia*. Vet Parasitol. 76:153-157.

Silva, R.; Seidl, A.; Ramírez, L.; Dávila, A. (2002). *Trypanosoma evansi e Trypanosoma vivax: Biología, Diagnóstico e Controle*. Corumbá: Embrapa-Pantanal.

Simoës, D.; Sánchez, M.; Gonzales, Y.; Rivera, F.; Parra, R.; Gil, M. (2009). *Brote de tripanosomiasis en un rebaño doble propósito del municipio Mara del estado Zulia, Venezuela*. Rev Científ Cienc. Maracaibo, Venezuela. 17(2):124-132.

Suarez, E. (2003). *Determinación de la presencia de tripanosomiasis bovina y sus principales hallazgos hemáticos en cuatro hatos de doble propósito en la zona centro del estado de Veracruz*. Pag: 28-32.

Suarez, C.; García F.; Román, D.; Coronado, A.; Perrone, T.; Reyna, A.; Parra, N. (2009). *Factores de riesgo asociados a la tripanosomiasis bovina en explotaciones ganaderas de Venezuela*. Rev Zootecnia Trop. Maracay estado Aragua. Venezuela. 27 (4):363-372.

Tamasaukas, R.; Roa, N. (1992). *Epidemiología básica agroecológica de la tripanosomiasis bovina por T. vivax, en el estado Guárico, Venezuela*. Rev. Fac. Cien. Vet. U.C.V. 38(1-8): 143-165.

Tamasaukas, R.; Ruiz, H.; Aguirre, A.; Roa, N.; Cobo, M.; Aso, P. (2000). *Agroecoepidemiología de la tripanosomiasis por Trypanosoma vivax, en rumiantes en algunas*

*fincas localizadas en Venezuela: Nota tecnica. Rev Cientif FCV-LUZ. X (6): 453-457.*

Tamasaukas, R.; Castellanos-Agudo, L.; Ravelo-Silva A.; Florio-Luis, J.; Tamasaukas, M.; Rivera-Pirela, S. (2010) *Hemoparasitosis en ganadería doble propósito venezolana, Diagnostico y control: una revisión. Agronomía mesoamericana. 21 (2) 367-381.*

Toro, M.; León, E.; López, R.; Ruiz, A. (1980). *Resultados de un muestreo sobre tripanosomiasis bovina mediante técnicas serológicas. Vet Trop. 5(1):43-50.*

Toro, M. (1990). *Seroepidemiología de las hemoparasitosis en Venezuela.* En: Giardina, S.; Garcia, F. (Eds.) *Hemoparasitos: Biología y Diagnostico. Colección Cuadernos USB. Caracas, Venezuela. pp. 35-49.*

Uzcanga, Gl.; Perrone, T.; Noda, JA.; Pérez-Pazos, J.; Medina, R.; Bubis, J. (2004) *Glicoproteína de superficie variante de Trypanosoma evansi es parcialmente responsable de la reacción cruzada entre Trypanosoma vivax y Trypanosoma Evansi. Bioquímica 43: Pág. 595-606.*

Ventura, R.; Paiva, F.; Silva, R.; Takeda, G.; Buck, G.; Teixeira, M. (2001). *Trypanosoma vivax: Characterization of the spliced-leader gene of a Brazilian stock and species-specific detection by PCR amplification of an intergenic spacer sequence. Exp. Parasitol. 99: 37-48.*

Wells, E. A.; Betancourt, A.; Ramirez, L. E. (1982a). *Trypanosoma vivax in Colombia. Epidemiology and economic impact. World Animal Review. July/September: 17-23.*

Willard, M.; Tvedten, H. (2004). *Diagnóstico clínico patológico práctico en los pequeños animales. Recuperado de <http://www.laclinicaveterinaria.com/extraccion-sangre.asp>.*

## ANEXO 1

### INFORMACIÓN

#### PARTICIPACIÓN EN EL PROYECTO DE INVESTIGACIÓN CIENTÍFICA TITULADO

#### DETECCIÓN DE *Trypanosoma vivax* EN BOVINOS DE LA ZONA SUR DEL LAGO DEL ESTADO MÉRIDA, VENEZUELA

Trabajo de grado para optar al título de Licenciadas en Bioanálisis de las bachilleres	Lismar Buenaño Mirian Gómez
Investigador responsable	Ana María Bolívar
Sede donde se realizará el estudio	Laboratorio Investigaciones Parasitológicas “Jesús Moreno Rangel” Cátedra de Parasitología, Facultad de Farmacia y Bioanálisis, Universidad de Los Andes-Mérida

Respetado ciudadano.

A usted se le está invitando a participar en este proyecto de investigación científica. Antes de decidir si participa o no, debe conocer y comprender cada uno de los siguientes apartados. Este proceso se conoce como *consentimiento informado*. Siéntase con absoluta libertad para preguntar sobre cualquier aspecto que le ayude a aclarar sus dudas al respecto.

Una vez que haya comprendido el estudio y si usted desea participar, entonces se le pedirá que firme el consentimiento, del cual se le entregará una copia firmada y fechada.

#### **OBJETIVO**

Detectar infecciones activas por *T. vivax* en bovinos de la Zona Sur del Lago del estado Mérida.

#### **OBSERVACIÓN**

En caso de aceptar participar en el estudio, se le realizarán algunas preguntas sobre su finca y animales mediante el llenado de un cuestionario. Adicional, se le solicitará muestra sanguínea de algunos animales.

#### **ACLARACIONES**

1. Su decisión de participar en el estudio es completamente voluntaria
2. No habrá ninguna consecuencia desfavorable para usted, en caso de no aceptar la invitación
3. Si decide participar en el estudio puede retirarse en el momento que lo desee, pudiendo informar o no, las razones de su decisión, la cual será respetada en su integridad
4. No tendrá que hacer gasto alguno durante el estudio
5. No recibirá pago por su participación
6. En el transcurso del estudio usted podrá solicitar información actualizada sobre el mismo al investigador responsable
7. La información obtenida en este estudio, será mantenida con estricta confidencialidad por el grupo de investigadores

**ANEXO 2****CARTA DE CONSENTIMIENTO INFORMADO**

Mérida, \_\_\_\_\_ de \_\_\_\_\_ 2016

Yo, \_\_\_\_\_ mayor de edad, portador de la cédula de identidad N° \_\_\_\_\_ y número telefónico de contacto \_\_\_\_\_ manifiesto mi completa voluntad de participar en el trabajo de investigación científica sin fines de lucro, titulado: *DETECCIÓN DE Trypanosoma vivax EN BOVINOS DE LA ZONA SUR DEL LAGO DEL ESTADO MÉRIDA, VENEZUELA*. Así mismo señalo, que tengo el conocimiento de que dicho estudio se realizará mediante la recolección de datos epidemiológicos y de muestras sanguíneas para su posterior análisis.

Autorizo a la Profesora Lic. Ana María Bolívar responsable de la investigación para que siga los procedimientos necesarios e indicados en dicho estudio, confiando que ninguno de mis datos será revelado o utilizados con fines de lucro, ni intereses personales que sean ajenos a la investigación planteada, una vez sean obtenidos los resultados, los mismos me serán informados para tomar las medidas profilácticas necesarias.

Sin otro particular

\_\_\_\_\_  
FIRMA

**Para ser completado por el Investigador:**

He explicado al Sr(a) \_\_\_\_\_ la naturaleza, propósitos de la investigación así como los riesgos y beneficios que implica su participación. Acepto que he leído y conozco la normatividad correspondiente para realizar investigación con animales y me apego a ella.

Una vez concluida la sesión de preguntas y respuestas, se procedió a firmar el presente documento.

\_\_\_\_\_  
**Firma del investigador**

**ANEXO 3**  
**CUESTIONARIO EPIZOOTIOLÓGICO**

**DETECCIÓN DE *Trypanosoma vivax* EN BOVINOS DE LA ZONA SUR DEL LAGO DEL ESTADO MERIDA, VENEZUELA**

**CUESTIONARIO EPIZOOTIOLÓGICO**

**UBICACIÓN GEOGRÁFICA**

Municipio: \_\_\_\_\_ Parroquia: \_\_\_\_\_

Estado: \_\_\_\_\_

Propietario: \_\_\_\_\_

Dirección: \_\_\_\_\_

Hectáreas: \_\_\_\_\_

**TIPO DE EXPLOTACIÓN**

Producción de leche: \_\_\_\_\_

Producción de carne: \_\_\_\_\_

Mixta \_\_\_\_\_

**POBLACIÓN ANIMAL**

Número total de bovinos: \_\_\_\_\_

**ALIMENTACIÓN**

Pastoreo libre: \_\_\_\_\_

Pastoreo rotativo: \_\_\_\_\_

**PLAN SANITARIO**

Vacunas: desparasitaciones: \_\_\_\_\_ ¿cada cuánto? \_\_\_\_\_ ¿Con qué? \_\_\_\_\_

Control de hemoparásitos: \_\_\_\_\_ ¿cada cuánto? \_\_\_\_\_ ¿Con qué? \_\_\_\_\_

Control de ectoparásitos \_\_\_\_\_ ¿cada cuánto? \_\_\_\_\_ ¿Con qué? \_\_\_\_\_

**HISTORIAL DE HEMOPARASITOSIS**

Por *T. vivax*: \_\_\_\_\_ hace cuánto? \_\_\_\_\_ Tratamiento que aplicó \_\_\_\_\_

Por otro hemoparásito: \_\_\_\_\_ ¿hace cuánto? \_\_\_\_\_ Tratamiento que aplicó \_\_\_\_\_

**NÚMERO DE ANIMALES A INCLUIR EN EL ESTUDIO:** \_\_\_\_\_