



unl

Universidad
Nacional
de Loja

Facultad
**Agropecuaria y de Recursos
Naturales Renovables**

Carrera de
**Medicina
Veterinaria y
Zootecnia**

TESIS DE GRADO

DISTRIBUCIÓN GEOESPACIAL DE ANAPLASMOSIS Y PIROPLASMOSIS BOVINA EN LA PROVINCIA DE ZAMORA CHINCHIPE

Trabajo de tesis previo a la obtención del título
MÉDICA VETERINARIA ZOOTECNISTA.

AUTORA

Mirka Mirella Montero Sotomayor

DIRECTOR

MVZ. Roberto Claudio Bustillos Huilca, Mg.Sc

**LOJA - ECUADOR
2021**

CERTIFICACIÓN DE TESIS

MVZ. Roberto Claudio Bustillos Huilca, Mg.Sc
DIRECTOR DE TESIS

CERTIFICO

Que he revisado la presente tesis titulada **“DISTRIBUCIÓN GEOESPACIAL DE ANAPLASMOSIS Y PIROPLASMOSIS BOVINA EN LA PROVINCIA DE ZAMORA CHINCHIPE”** realizada por la Srta. Egresada **MIRKA MIRELLA MONTERO SOTOMAYOR** con CI. 1150543120, la misma **CULMINÓ DENTRO DEL CRONOGRAMA APROBADO**, cumpliendo con todos los lineamientos impuestos por la Universidad Nacional de Loja, por lo cual, **AUTORIZO QUE SE CONTINÚE CON EL TRÁMITE DE GRADUACIÓN.**

Loja, 9 de noviembre del 2021

Atentamente



Firmado electrónicamente por:
**ROBERTO CLAUDIO
BUSTILLOS HUILCA**

MVZ. Roberto Claudio Bustillos Huilca, Mg.Sc
Director de tesis

CERTIFICACIÓN DEL TRIBUNAL DE GRADO

Que el proyecto de tesis titulada “**DISTRIBUCIÓN GEOESPACIAL DE ANAPLASMOSIS Y PIROPLASMOSIS BOVINA EN LA PROVINCIA DE ZAMORA CHINCHIPE**” realizada por la Srta. **MIRKA MIRELLA MONTERO SOTOMAYOR** con CI. 1150543120, previo a la obtención del título Médico Veterinario y Zootecnista, ha incorporado las observaciones realizadas por el tribunal en el momento de la calificación. Por lo que se autoriza la impresión del trabajo y continuar con los tramites de graduación.

Loja, 16 de noviembre del 2021



Firmado electrónicamente por:
**GALO VINICIO
ESCUDERO
SANCHEZ**

**Dr. Galo Vinicio Escudero Sánchez
PRESIDENTE DEL TRIBUNAL**



Firmado electrónicamente por:
**ILIANA NATACHA
RAMIREZ
SANMARTIN**

**Dra. Natacha Iliana Ramírez, Mg.Sc
VOCAL**



Firmado electrónicamente por:
**JHULIANA
KATHERINE LUNA
HERRERA**

**MVZ. Jhuliana Katherine Luna Herrera, Mg.Sc
VOCAL**

AUTORÍA

Yo, **MIRKA MIRELLA MONTERO SOTOMAYOR**, declaro ser autora del presente trabajo de tesis que ha sido desarrollado con base a una investigación exhaustiva y eximo expresamente a la Universidad Nacional de Loja y a sus representantes jurídicos, de posibles reclamos o acciones legales, por el contenido de la misma; los conceptos, ideas, resultados, conclusiones, y recomendaciones vertidos en el desarrollo del presente trabajo de investigación, son de absoluta responsabilidad de su autor.

Adicionalmente acepto y autorizo a la Universidad Nacional de Loja, la publicación de mi tesis en el Repositorio Institucional-Biblioteca Virtual.

AUTOR: Mirka Mirella Montero Sotomayor



Firmado electrónicamente por:
**MIRKA MIRELLA
MONTERO
SOTOMAYOR**

FIRMA: _____

CÉDULA: 1150543120

FECHA: 16-11-2021

CARTA DE AUTORIZACIÓN

Yo, MIRKA MIRELLA MONTERO SOTOMAYOR, declaro ser la autora de la tesis titulada **“DISTRIBUCIÓN GEOESPACIALDE ANAPLASMOSIS Y PIROPLASMOSIS BOVINA EN LA PROVINCIA DE ZAMORA CHINCHIPE”**, como requisito para optar al grado de Médico Veterinario y Zootecnia, autorizo al sistema bibliotecario de la Universidad Nacional de Loja para que con fines académicos muestre al mundo la producción intelectual de la Universidad, a través de la visibilidad de su contenido de la siguiente manera en el Repositorio Digital Institucional.

Los usuarios pueden consultar el contenido de este trabajo en el RDI, en la red de información del país y del exterior, con las cuales tenga convenio la Universidad.

La Universidad Nacional de Loja no se responsabiliza por el plagio o copia de la tesis que realice un tercero.

Para constancia de esta autorización en la ciudad de Loja, 16 de noviembre de 2021, Firma el autor



Firmado electrónicamente por:
**MIRKA MIRELLA
MONTERO
SOTOMAYOR**

FIRMA: _____

Autor: MIRKA MIRELLA MONTERO SOTOMAYOR

Cédula de identidad: 1150543120

Dirección: Cariamanga (Avenida Loja & José Miguel Rosillo), Loja-Ecuador.

Correo electrónico: mirka.montero@unl.edu.ec

Teléfono: 0979685687 2687-243

DATOS COMPLEMENTARIOS

Director de Tesis:

MVZ. Roberto Claudio Bustillos Huilca, Mg, Sc.

Tribunal de Grado:

Dr. Galo Vinicio Escudero Sánchez. (Presidente)

Dra. Natacha Iliana Ramírez Sanmartín, Mg.Sc (Vocal)

MVZ. Jhuliana Katherine Luna Herrera, Mg.Sc (Vocal)

DEDICATORIA

Dedicado a todas las personas que han creído y me han visto crecer personalmente durante estos años de carrera, de manera muy especial a mis padres y hermanos que fueron un pilar fundamental en mi formación.

A mis amigos y compañeros que de una u otra manera formaron parte de esta etapa de mi vida

Finalmente quiero dedicarme esta pequeña parte de mi esfuerzo a mí, que sea una de las grandes cosas que puedo alcanzar.

Mirka Mirella Montero Sotomayor

AGRADECIMIENTO

A mis padres por la motivación constante para alcanzar mis anhelos; muchos de mis logros se los debo a ustedes entre los que se incluyen este. Gracias por haberme forjado como la persona que soy en la actualidad.

De manera especial mi gratitud con el docente y amigo Dr. Roberto Bustillos por haber asumido con responsabilidad y dedicación la dirección de la presente tesis, por su motivación y ejemplo de lucha.

A la Universidad Nacional de Loja, especialmente a la Carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia que me brindó oportunidades incomparables, conocimientos, la experiencia precisa y la bienvenida al mundo profesional como tal.

Mirka Mirella Montero Sotomayor

ÍNDICE GENERAL

| | |
|--|------|
| PORTADA | I |
| CERTIFICACIÓN DE TESIS | II |
| CERTIFICACIÓN DEL TRIBUNAL DE GRADO | III |
| AUTORÍA | IV |
| CARTA DE AUTORIZACIÓN | V |
| DEDICATORIA | VI |
| AGRADECIMIENTOS | VII |
| ÍNDICE GENERAL | VIII |
| ÍNDICE DE TABLAS | XI |
| ÍNDICE DE FIGURAS | XII |
| TÍTULO | XIII |
| RESUMEN | XIV |
| ABSTRACT | XV |
| 1. INTRODUCCIÓN | 1 |
| 2. REVISIÓN DE LITERATURA | 3 |
| 2.1. Generalidades | 3 |
| 2.2. Garrapatas..... | 3 |
| 2.2.1. Fase Libre | 3 |
| 2.2.2. Fase Parasítica | 4 |
| 2.3. ANAPLASMOSIS BOVINA | 5 |
| 2.3.1. Definición..... | 5 |
| 2.3.2. Patogenia..... | 5 |
| 2.3.3. Mecanismos de Transmisión..... | 6 |
| 2.3.3.1. Trasmisión biológica..... | 6 |
| 2.3.3.2. Trasmisión mecánica | 6 |
| 2.3.4. Síntomas y Signos Clínicos..... | 7 |
| 2.3.5. Diagnóstico Diferencial | 7 |
| 2.3.6. Diagnóstico de Laboratorio..... | 7 |
| 2.3.6.1. Métodos directos | 7 |

| | |
|---|-----------|
| 2.3.6.2. Métodos indirectos | 8 |
| 2.3.7. Epidemiología..... | 8 |
| 2.3.7.1. Distribución geográfica | 8 |
| 2.3.7.2. Factores de Riesgo | 9 |
| 2.3.8. Control, Prevención y Tratamiento..... | 9 |
| 2.4. PIROPLASMOSIS BOVINA..... | 10 |
| 2.4.1. Definición..... | 10 |
| 2.4.2. Patogenia | 11 |
| 2.4.3. Mecanismos de transmisión | 11 |
| 2.4.4. Síntomas y Signos Clínicos..... | 11 |
| 2.4.5. Diagnóstico Diferencial | 12 |
| 2.4.6. Diagnóstico de Laboratorio..... | 12 |
| 2.4.6.1. Métodos Directos. | 12 |
| 2.4.6.2. Métodos Indirectos..... | 13 |
| 2.4.7. Epidemiología..... | 13 |
| 2.4.7.1. Factores de Riesgo | 13 |
| 2.4.7.2. Distribución Geográfica | 14 |
| 2.4.8. Control, Prevención y Tratamiento..... | 14 |
| 2.5. MODELAMIENTO DE NICHO ECOLÓGICO..... | 14 |
| 2.6. TRABAJOS RELACIONADOS | 16 |
| 3. MATERIALES Y MÉTODOS | 23 |
| 3.1. UBICACIÓN..... | 23 |
| 3.2 DESCRIPCIÓN DE ESTUDIO | 23 |
| 3.3 TIPO DE MUESTREO Y TAMAÑO DE MUESTRA..... | 24 |
| 3.4 TOMA Y REGISTRO DE DATOS | 25 |
| 3.5 TOMA DE LAS MUESTRAS | 26 |
| 3.6 ANÁLISIS DE LOS DATOS | 26 |
| 4. RESULTADOS | 29 |
| 4.1 PORCENTAJE DE PRESENCIA DE ANAPLASMOSIS Y PIROPLASMOSIS BOVINA..... | 29 |
| 4.2. FACTORES CLIMÁTICOS QUE INFLUYEN EN LA PRESENCIA DE ANAPLASMOSIS Y PIROPLASMOSIS BOVINA..... | 30 |

| | |
|--|-----------|
| 4.3. FACTOR ESPACIAL QUE INFLUYEN EN LA PRESENCIA DE ANAPLASMOSIS Y PIROPLASMOSIS BOVINA..... | 33 |
| 5. DISCUSIÓN..... | 36 |
| 5.1. PRESENCIA DE ANAPLASMOSIS Y PIROPLASMOSIS BOVINA. | 36 |
| 5.2. DETERMINAR LOS FACTORES CLIMÁTICOS QUE INFLUYEN EN LA PRESENCIA DE ANAPLASMOSIS Y PIROPLASMOSIS BOVINA..... | 37 |
| 5.3. DETERMINAR LOS FACTORES ESPACIALES QUE INFLUYEN EN LA PRESENCIA DE ANAPLASMOSIS Y PIROPLASMOSIS BOVINA..... | 38 |
| 6. CONCLUSIONES | 41 |
| 7. RECOMENDACIONES..... | 42 |
| 8. BIBLIOGRAFÍA | 43 |
| 9. ANEXOS | 51 |

ÍNDICE DE TABLAS

| | |
|---|----|
| Tabla 1. Número de animales a muestrear según el tamaño de la finca | 24 |
| Tabla 2. Unidades primarias y secundarias de muestreo para el estudio de Piroplasmosis y Anaplasmosis bovina en el cantón El Panguí | 25 |
| Tabla 3. Porcentaje de presencia de Anaplasmosis y Piroplasmosis bovina por número de animales..... | 29 |
| Tabla 4. Porcentaje de presencia de Anaplasmosis y Piroplasmosis bovina por número de fincas | 29 |
| Tabla 5. Modelos ajustados en base a las variables explicativas para Anaplasmosis. Se muestra el criterio de selección de modelos AIC ordenado de mayor a menor. | 30 |
| Tabla 6. Efectos fijos del modelo sin efecto espacial para Anaplasmosis | 30 |
| Tabla 7. Modelos ajustados en base a las variables explicativas para Piroplasmosis. Se muestra el criterio de selección de modelos AIC ordenado de mayor a menor. | 32 |
| Tabla 8. Efectos fijos del modelo sin efecto espacial para Piroplasmosis | 32 |
| Tabla 9. Efectos fijos del modelo con componente efecto espacial para Anaplasmosis. ... | 34 |
| Tabla 10. Efectos fijos del modelo con componente efecto espacial para Piroplasmosis .. | 35 |

ÍNDICE DE FIGURAS

| | |
|---|----|
| Figura 1. Localización del área de estudio cantón El Pangui, provincia de Zamora Chinchipe..... | 23 |
| Figura 2: Distribución de las variables bioclimáticas en la región de estudio, cantón El Pangui, provincia de Zamora Chinchipe. | 28 |
| Figura 3: Predicción de probabilidad de presencia de Anaplasmosis, sin efecto espacial, cantón El Pangui, provincia de Zamora Chinchipe | 31 |
| Figura 4: Predicción de probabilidad de presencia de Piroplasmosis, sin efecto espacial, cantón El Pangui, provincia de Zamora Chinchipe. | 33 |
| Figura 5: Predicción de probabilidad de presencia de Anaplasmosis, con efecto espacial, con efecto espacial, cantón El Pangui, provincia de Zamora Chinchipe. | 34 |
| Figura 6: Predicción de probabilidad de presencia de Piroplasmosis, con efecto espacial. | 35 |
| Figura 7: Índice de Morán para el modelo ajustado sin efecto espacial de Anaplasmosis .. | 51 |
| Figura 8: Índice de Morán para el modelo ajustado sin efecto espacial de Piroplasmosis .. | 51 |
| figura 9: Índice de Morán para el modelo ajustado con efecto espacial de Anaplasmosis. | 52 |
| figura 10: Índice de Morán para el modelo ajustado con efecto espacial de Piroplasmosis. | 52 |

**DISTRIBUCIÓN GEOESPACIAL DE
ANAPLASMOSIS Y PIROPLASMOSIS BOVINA
EN LA PROVINCIA DE ZAMORA CHINCHIPE**

RESUMEN

La Piroplasmosis y Anaplasmosis son enfermedades hemoparasitarias provocadas por *Babesia bovis* o *Babesia bigemina* y *Anaplasma marginale*, respectivamente. Estas enfermedades tienen un elevado índice de morbilidad y mortalidad, ocasionan una disminución en la producción y finalmente la muerte de los animales generando un problema económico y sanitario en los hatos ganaderos. Existen pocos estudios que estiman la prevalencia, distribución espacial y los factores climáticos asociados a la presencia de estas enfermedades, por lo que es necesario determinar su geolocalización y la influencia del clima sobre su presentación. La presente investigación es observacional de corte transversal con un enfoque espacial. Para determinar la influencia de las variables independientes sobre las dependientes, se emplearon modelos de regresión logística y se representaron mapas de riesgo. Se utilizó el programa estadístico libre R versión 4.2.0. De las 241 muestras sanguíneas se determinó un 73.03% para la presencia de *Anaplasma spp* y 44.81% para *Babesia spp*; a nivel de fincas el 68.65 % fueron positivas para Anaplasmosis y un 38.80% para Babesiosis. Los factores climáticos seleccionados por los modelos fueron la precipitación del mes más húmedo y precipitación del mes más seco, sin embargo, no fueron significativos ($p>0.05$) por lo tanto, no tuvieron influencia sobre la presencia de las enfermedades. En la parte espacial, hubo correlación con un Índice de Morán para Anaplasmosis de entre 0.07 y -0.48 y para Piroplasmosis de entre 0.05 y -0.36, no obstante, las predicciones fueron similares tanto con el modelo sin efecto espacial como con el modelo con efecto espacial. En conclusión, se determinó una elevada prevalencia de Piroplasmosis y Anaplasmosis, ratificando que la zona de estudio es endémica debido a la presencia de los vectores y a que los animales posiblemente desarrollen inmunidad.

Palabras claves: Anaplasmosis; Piroplasmosis; garrapata; Zamora Chinchipe; factores climáticos

ABSTRACT

Piroplasmosis and Anaplasmosis are hemoparasitic diseases caused by *Babesia bovis* or *Babesia bigemina* and *Anaplasma marginale*, respectively. These diseases have a high morbidity and mortality rate, cause a decrease in production and finally the death of the animals, generating an economic and sanitary problem in cattle herds. There are few studies that estimate the prevalence, spatial distribution and climatic factors associated with the presence of these diseases, so it is necessary to determine their geolocation and the influence that climate has on their presentation. The present study is a cross-sectional observational study with a spatial approach. To determine the influence of the independent variables on the dependent variables, logistic regression models were used and represented in risk maps. The free statistical program R version 4.2.0 was used. Of the 241 blood samples, 73.03% were determined for the presence of *Anaplasma* spp. and 44.81% for *Babesia* spp. The important climatic factors selected by the models were the precipitation of the wettest month and precipitation of the driest month, however, they were not significant ($p > 0.05$), therefore, they had no influence on the presence of the diseases. In the spatial part, there was correlation with a Moran Index for Anaplasmosis between 0.07 and -0.48 and for Piroplasmosis between 0.05 and -0.36, however, the predictions were similar both with the model without spatial effect and with the model with spatial effect. In conclusion, a high prevalence of Piroplasmosis and Anaplasmosis was determined, confirming that the study area is endemic due to the presence of the vectors and the fact that the animals possibly develop immunity.

Key words: Anaplasmosis; Piroplasmosis; Zamora Chinchipe; risks factors

1. INTRODUCCIÓN

La Piroplasmosis y Anaplasmosis son enfermedades hemoparasitarias que representan una seria amenaza en la ganadería, especialmente en climas tropicales y subtropicales (Zhyldyz et al., 2019), estas son provocadas por *Babesia bovis* o *Babesia bigemina* y *Anaplasma marginale*, respectivamente (Vanzini,1994). Se encuentran entre las enfermedades en rumiantes más importantes a nivel mundial causando un descenso de los parámetros productivos y reproductivos en los animales y representan un serio desafío económico, particularmente en los países en vías de desarrollo (Dib et al., 2008).

La Anaplasmosis y Piroplasmosis bovina representan un obstáculo para los hatos ganaderos, ocasionan alteraciones en los animales como: anemia, pérdida de peso, abortos, disminución en la producción láctea y cárnica e incluso muertes; tienen un elevado índice de morbilidad y mortalidad, lo que ha llevado al uso indiscriminado de sustancias endectocidas, generando a su vez un problema económico y sanitario (Benavides et al., 2016; CFSPH, 2008).

La presencia de estas enfermedades está relacionada con los mismos factores ambientales de las garrapatas *Rhipicephalus (B) microplus* ya que dependen de este parásito como vector principal (Marques, et al., 2020). Todas las etapas del ciclo de vida de las garrapatas dependen de una combinación compleja de variables climáticas (Estrada-Peña, 2008), así como de diversos factores ecológicos como la temperatura media anual, la precipitación y las variables derivadas de la humedad. Estos ectoparásitos se distribuyen por zonas que pueden tener desde un clima templado hasta tropical, siendo Zamora Chinchipe una zona propicia para su desarrollo, por sus condiciones favorables de clima, humedad y vegetación

A nivel de Ecuador en la región amazónica, específicamente, en la provincia de Zamora Chinchipe se han realizado estudios relacionados con la prevalencia de Anaplasmosis y Piroplasmosis usando diferentes métodos de diagnóstico que han demostrado la existencia de estas enfermedades. Espinoza, (2017) reportó una prevalencia general de 29% con la técnica de Giemsa y por la técnica de nPCR una prevalencia general de 87%, con un 74% de *B. Bovis* y un 57% de *B bigemina*. Así también Torres,(2015) en su estudio reportó prevalencia general 56% de Anaplasmosis bovina mediante la tinción de Giemsa.

La prevención y el control de las enfermedades hemoparasitarias han constituido un frente prioritario para la investigación y los servicios de salud animal (Benavides et al., 2016). De este modo, para llevar a cabo programas de control de estas enfermedades es necesario realizar estudios de prevalencia, incidencia, factores de riesgo y distribución espacial. Desde el punto de vista epidemiológico existen varios factores que incrementan la posibilidad de adquirir Anaplasmosis y Piroplasmosis bovina; la condición climática juega un rol importante en la manifestación de estas enfermedades, siendo necesario analizar los factores climáticos y espaciales que favorecen la proliferación de vectores biológicos transmisores de agentes patógenos causantes de estas enfermedades (Marques, et al., 2020).

En el país existen pocos estudios que estiman la prevalencia, incidencia y factores de riesgo asociadas con el manejo de los hatos ganaderos; sin embargo, no existen investigaciones relacionadas con la distribución espacial y los factores climáticos que predisponen a la presencia de estas enfermedades, por lo que es necesario realizar trabajos que permitan determinar su geolocalización y la influencia que tiene el clima sobre su presentación para ayudar al monitoreo y su control (Marques, et al., 2020).

Por lo tanto, el presente estudio tuvo como objetivo analizar los efectos climáticos y espacial que influyen en la probabilidad de presencia de Anaplasmosis y Piroplasmosis bovina en el cantón El Pangui, provincia de Zamora Chinchipe.

Los objetivos específicos planteados fueron:

- Identificar la presencia de Anaplasmosis y Piroplasmosis bovina en el cantón El Pangui, provincia de Zamora Chinchipe.
- Determinar los factores climáticos que influyen en la presencia de Anaplasmosis y Piroplasmosis bovina en el cantón El Pangui, provincia de Zamora Chinchipe.
- Determinar la influencia del factor espacial en la presencia de Anaplasmosis y Piroplasmosis bovina en el cantón El Pangui, provincia de Zamora Chinchipe.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Generalidades

Anaplasmosis y Piroplasmosis son enfermedades nosológicas con elevada morbilidad y mortalidad en los bovinos, conocidas vulgarmente como “tristeza bovina” o “fiebre de garrapatas” las que están asociadas a las enfermedades transmitidas por la garrapata común del ganado como es *Rhipicephalus (B) microplus*, consideradas como un limitante sanitario importante para la producción ganadera en regiones tropicales y subtropicales del mundo. Los protozoos *babesia bovis* y *babesia bigemina* son causantes de la Piroplasmosis y la rickettsia *anaplasma marginale* es el agente etiológico de la Anaplasmosis (De La Sota, 2005).

2.2. Garrapatas

Las garrapatas son ectoparásitos hematófagos de la familia *Ixodidae*. Estos son considerados agentes disruptores en la ganadería, causantes de pérdidas económicas y productivas; están distribuidas en diversas áreas geográficas del mundo, se encuentran en áreas tropicales, subtropicales con una mayor diversidad de géneros y especies y zonas templadas en menor diversidad (Polanco & Ríos, 2016; Estrada-Peña, 2008). Las garrapatas tienen una fase parasitaria de alimentación de sangre para completar su desarrollo y otra fase de vida libre o no parasítica (Velho et al., 2006).

2.2.1. Fase Libre

La hembra fecundada se desprende del hospedero para llevar a cabo la puesta de los huevos que se incuban y nacen las larvas. Habitualmente, se refugian en las vegetaciones cuando perciben la presencia del hospedador, posteriormente se preparan para adherirse en el cuerpo del hospedador, las garrapatas se desplazan hasta alcanzar el lugar de fijación predilecto para alimentarse. Esta fase se divide en las siguientes etapas: preoviposición, ovoposición, incubación y larva de vida libre (Cruz & Dominguez, 2009).

- **Preoviposición.** - La hembra se desprende y busca un sitio adecuado para ovipositar, este periodo tiene una duración de 2 a 4 días (Gallardo, 1999)
- **Ovoposición.** - Cuando comienza la puesta del primer huevo hasta el último, este comprende entre 14 y 34 día (Gallardo, 1999).

- **Incubación.** - Es el período donde los huevos ovipositados quedan en el ambiente hasta su eclosión, la duración varía de acuerdo a las condiciones climáticas y humedad (Gallardo, 1999).
- **Larva de vida libre.** - Se arrastran por el pasto u otras plantas para encontrar al hospedero. En el verano pueden sobrevivir un período de 3 o 4 meses sin alimentarse. En temperaturas más frías pueden vivir sin alimento 6 meses. Las que no pueden encontrar un huésped finalmente mueren de inanición (CFSPH, 2007).

2.2.2. Fase Parasítica

Una vez que las larvas se trasladan al hospedero se desarrollan hasta ninfas que, a su vez, mudan a machos y hembras, posteriormente se lleva a cabo la cópula. Una vez fecundadas las hembras se siguen alimentando de sangre y hasta quedar completamente ingurgitadas se desprenden del hospedero, la hembra se refugia en la hierba para colocar huevos. La duración del ciclo está entre 20 a 41 días siendo un promedio de 23 días y depende factores climáticos como de la temperatura, la humedad y el ambiente para su desarrollo. El ciclo se divide en tres etapas: larva, ninfa y adulto (Garris, 1991).

- **Larva.** - Se arrastran por el pasto u otras plantas, se sostienen en sus dos pares de patas posteriores extendiendo el par anterior, tratando de adherirse al posible hospedero. Se suelen encontrar adheridas a las zonas más finas de la epidermis. Después de alimentarse las larvas sufren dos mudas y se convierten en ninfas (CFSPH, 2007).
- **Ninfas.** - Las larvas impregnadas en el hospedero ingieren sangre hasta completar su alimentación, caen al suelo y buscan un habitat donde mudan para convertirse en adultos (CFSPH, 2007).
- **Adultos.** - Las garrapatas macho adultas maduran sexualmente después de la alimentación y se aparean con hembras que están alimentándose. Una garrapata hembra adulta deposita una gran cantidad de huevos en el medio ambiente. La garrapata hembra muere después de ovopositar (CFSPH, 2007).

2.3. ANAPLASMOSIS BOVINA

2.3.1. Definición

La Anaplasmosis bovina, es una enfermedad infecciosa pero no contagiosa, provocada por microorganismos que pertenecen al orden de los *Rickettsiales*, Familia: *Anaplasmataceae*, Género: *Anaplasma*, siendo el *A. marginale* más patógeno a comparación del *A. centrale* (Kocan et al., 2003)

La enfermedad clínica es más notable en el ganado bovino que en otros rumiantes. Esta se propaga a través de las picaduras de garrapatas, de forma mecánica por la transferencia de eritrocitos frescos por medio de picadura de moscas de un animal infectado a un sano o en cirugía como descornar, castrar, equipo de tatuaje, agujas u otros fómites contaminados contribuyen a la transmisión (Aubry & Geale, 2011).

Provoca grandes pérdidas económicas especialmente en las zonas tropicales y subtropicales. Se describe esta enfermedad por pérdida de peso, anemia severa, ictericia, debilidad, fiebre, orina parduzca, mucosas pálidas, disminución de la producción leche, aborto y muerte en casos graves (Corona et al., 2014).

2.3.2. Patogenia

Todas las edades del ganado son susceptibles a la infección de *A. marginale* cuya gravedad de síntomas y porcentaje de muertes aumenta con la edad del animal (Rodgers et al., 1994). El *A. marginale* es un organismo que ataca los glóbulos rojos maduros sin que ocurra una destrucción de las mismas, forma una vacuola que es intracelular y que raramente se observa fuera de las células. Este organismo penetra por invaginación al eritrocito, el número de células rojas infectadas se duplica entre uno o dos días y se multiplica por fisión binaria en forma de cuerpo de inclusión, para formar hasta ocho organismos individuales dentro de una sola vacuolas (Corona, 2004) .

Los anaplasmas salen del eritrocito utilizando un mecanismo no bien definido, pero aparentemente no lítico, e infecta a eritrocitos cercanos (Bautista, 1996). El período de incubación varía de 7 a 60 días, con un promedio de 28 días. Después de que se detecta la infección eritrocítica, la cantidad de eritrocitos contaminados aumenta. Estos posteriormente son fagocitados por células retículo endoteliales bovinas, lo que resulta en el desarrollo de anemia e ictericia de leves a graves sin hemoglobinemia y hemoglobinuria (Kocan et al., 2003).

2.3.3. Mecanismos de Transmisión

La transmisión puede depender de la capacidad de la garrapata para contraer el organismo, también de las interacciones entre patógenos y vectores, la supervivencia frente a la respuesta inmune del artrópodo, la replicación intra o extracelular y el desarrollo de la infectividad antes de la transmisión efectuada por la picadura o alimentación del vector en un huésped humano o animal susceptible.

El origen de la infección es la sangre de animales infectados que sirven como reservorio. Esta infección no se transfiere por contacto entre animales enfermos a sanos, por lo que es necesario la participación de un vector como un ectoparásito o del hombre que transporte por medio de material o equipo quirúrgico la sangre infectada de un animal enfermo a un sano (Ueti et al., 2007). Las especies de *Anaplasma* se transmiten mecánica o biológicamente por vectores artrópodos (Kocan et al., 2004).

2.3.3.1. Trasmisión biológica

Se ha informado de que al menos existen 20 especies diferentes de garrapatas transmiten *A. marginale* en todo el mundo. En general, los vectores de garrapatas de *A. marginale* incluyen *Boophilus spp.*, determinadas *Dermacentor spp.*, *Ixodes ricinus* y *Rhipicephalus spp* (Kocan et al., 2004). Esta trasmisión ocurren en forma transestadial de larvas a ninfas y de ninfas a adultos, por adultos machos que se transfieren del ganado infectado a otro susceptible (Kocan et al., 1981).

2.3.3.2. Trasmisión mecánica

Los métodos de transmisión mecánica son variados, pero todos se basan en el contacto de sangre de animales infectados con otros sanos en donde se introducen directamente los eritrocitos infectados, el hombre es sumamente importante en la difusión, donde se dan brotes de la infección en masa al momento de las cirugías como al descornar, castrar y vacunar (Aubry & Geale, 2011). Trasmisión vertical de tipo planceta- feto cuando la madre se encuentra en una fase aguda de la enfermedad, donde en el segundo y tercer tercio de la gestación el *A. marginale* atraviesa la barrera placentaria e infecta al feto (Zaugg et al., 1986).

2.3.4. Síntomas y Signos Clínicos

El período de la enfermedad es de aproximadamente 30 a 45 días (Alcaraz, 1999). También depende de la cantidad de Anaplasma presente en el animal, se caracteriza por una temperatura rectal de 40.5°C, anemia profunda y alcanza su expresión entre 7 a 10 días de observado el Anaplasma.

La depresión y la anorexia se van intensificando de acuerdo como progresa la enfermedad, en las mucosas se observa ictericia que con el progreso de la enfermedad se tornan pálidas, orina de color marrón debido a presencia de pigmentos biliares, en la fase más avanzada se observa irritabilidad, síntomas nerviosos que tiende a atacar este síntoma puede llegar a confundirse con la enfermedad la rabia bovina.

Se observa un desmejoro de la condición corporal por lo que los animales llegan a perder hasta 50 kg de peso, en vacas gestantes es frecuente el aborto (Vanzini & Ramirez, 1994).

Los hallazgos evidentes la sangre presenta un color rojo claro debido a la intensa anemia, el bazo agrandado, existe hepatomegalia con una coloración anaranjada del hígado, bilis espesa con grumos (Alcaraz, 1999).

2.3.5. Diagnóstico Diferencial

La Babesiosis tiene síntomas similares a la Anaplasmosis con elevación de la temperatura, hematuria, ictericia y anemia. La confirmación del diagnóstico se realiza a través del análisis de extendido de sangre; esta enfermedad se puede confundir con el Carbunco debido a la apariencia macroscópica del bazo y también es parecida a la Leptospirosis debido a la presencia de ictericia, muerte en terneros y abortos (Alcaraz, 1999).

2.3.6. Diagnóstico de Laboratorio

2.3.6.1. Métodos directos

- **Extendido sanguíneo.** - Los exámenes extendidos de sangre constituyen un método más preciso para el diagnóstico. Generalmente se diagnostica por la demostración serológica de anticuerpos con confirmación por métodos de detección molecular (Alcaraz, 1999).

2.3.6.2. Métodos indirectos

- **Prueba de aglutinación de tarjetas.** - Este método puede realizarse en el laboratorio o en el campo y proporciona resultados dentro de 30 min, sin embargo, las reacciones pueden resultar en variabilidad en la interpretación de la prueba. El antígeno CAT puede ser difícil de preparar y puede variar, requiere la infección de terneros esplenectomizados por inoculación intravenosa con sangre que contiene eritrocitos infectados con *Anaplasma* (Aubry & Geale, 2011)
- **Prueba de fijación del complemento.** -La prueba fijación del complemento (FC) se ha utilizado durante muchos años, sin embargo, muestra sensibilidad variable (del 20% al 60%) se ha demostrado que el ensayo FC no puede detectar una proporción significativa de ganado portador ni ganado en las primeras etapas de infección. La prueba FC ya no se recomienda como un ensayo confiable para detectar animales infectados (Aubry & Geale, 2011)
- **Reacción en cadena de la polimerasa.** -Los métodos basados en la reacción en cadena de la polimerasa (RCP) han sido desarrollados y son capaces de detectar niveles bajos de infección en animales portadores, pero aún pueden diagnosticar erróneamente una proporción de ganado portador que resultaría negativo. Pero existen tres limitaciones principales para los ensayos de RCP para el diagnóstico de infección de *A. marginale*: 1. menor sensibilidad para la detección de infecciones tempranas y durante parte del tratamiento de quimiosterilización, 2. costo y necesidad de equipo de laboratorio especializado y personal capacitado, y 3. falta de validación formal en las poblaciones (Aubry & Geale, 2011).

2.3.7. Epidemiología

2.3.7.1. Distribución geográfica

El *A. marginale* es una bacteria que se distribuye en todo el mundo en las zonas tropicales y subtropicales, que afecta aproximadamente al 80 % de la población bovina y se encuentra desde el nivel del mar hasta los 2903 msnm y a temperaturas que oscilan entre 15 y 34 °C, con una humedad relativa entre 85 y 90 %.(Sepúlveda et al., 2017).

A nivel de Ecuador se han realizados estudios relacionados con la prevalencia de la Anaplasmosis usando diferentes métodos de diagnóstico que ha demostrado la existencia de esta enfermedad en las provincias de: Loja, Zamora Chinchipe, Pichincha, Esmeraldas y Chimborazo dando resultados desde 26.2% hasta el 98% de Anaplasmosis. Kocan et al.,(2010) menciona que esta amplia y creciente distribución probablemente dió como resultado el aumento del transporte de ganado infectado por consiguiente la transmisión mecánica o biológica de los asintomáticos (animales persistentemente infectados) a los susceptibles

2.3.7.2. Factores de Riesgo

El cambio climático puede afectar la epidemiología de las enfermedades transmitidas por vectores. Es decir, la temperatura, la precipitación, la humedad, el viento, etc. influyen en el ciclo evolutivo de la vida de un vector de artrópodos, incluida la supervivencia, el número de poblaciones de artrópodos, las interacciones de patógenos de vectores, la replicación de patógenos, el comportamiento de los vectores y la distribución de los vectores.

Predecir y mitigar los efectos de los cambios futuros en el medio ambiente, como el cambio climático en el ciclo epidemiológico complejo de artrópodos-patógenos-hospedantes, requiere la comprensión de una variedad de mecanismos complejos desde el nivel molecular hasta el de la población. Aunque ha habido un progreso sustancial en muchos frentes, los desafíos para comprender y mitigar eficazmente el impacto de los posibles cambios en el medio ambiente sobre los patógenos transmitidos por vectores son formidables y están en una etapa temprana de desarrollo (Tabachnick, 2010). El factor de riesgo de estas enfermedades transmitidas por vectores seguirá influyendo a escala local, regional y continental.

2.3.8. Control, Prevención y Tratamiento

El control de la Anaplasmosis bovina pueden variar según la ubicación geográfica (Kocan et al., 2006). Algunas medidas de prevención y control incluyen: El mantenimiento de rebaños libres de Anaplasma a través de la importación y el movimiento control, ensayo y eliminación del ganado portador; control de vectores; prevención de la transmisión iatrogénica; administración de antibióticos y preinmunización con vacunas vivas e inmunización con vacunas muertas (Aubry & Geale, 2011).

La mitigación de la Anaplasmosis no es posible solo con el control de vectores, por lo que se debe tener en cuenta todas las medidas higiénicas que reduzca la transferencia de sangre infectada entre portadores susceptibles. Para reducir la diseminación de una enfermedad es importante la utilización del material descartable, desecho de fómites contaminados o desinfectar todos los utensilios que puedan contaminar con sangre. El control de insectos hematófagos puede ser frustrante ya que ningún método es eficaz para su control (Alcaraz, 1999; De la Fuente et al., 2003).

Como principal tratamiento en encontrados en nuestro medio es:

Oxitetraciclina Soluble: Clorhidrato en dosis de 10 mg/kg, vía IM o EV, tiempo de retiro en leche 3 días y en carne 10 días.

Oxitetraciclina Larga acción (Base): En dosis de 20 mg/kg, vía IM, tiempo de retiro en leche 6 días y en carne 28 días (Trabattoni, 2013).

Dipropionato de Imidocard: Dosis de 3 mg/kg (2.5 ml cada 100 kg), vía SC, tiempo de retiro en leche 6 días y en carne 7 meses. La dosis esterilizante es de 5 mg/kg de peso vivo (Trabattoni, 2013).

2.4. PIROPLASMOSIS BOVINA

2.4.1. Definición

La Piroplasmosis es una enfermedad protozoaria conocida como fiebre de garrapatas, fiebre de Texas, Babesiosis o ranilla roja (Osorio, 2010). Producidas especies de babesias. *Babesia bigemina* y *Babesia bovis* que depende de muchos factores siendo la garrapata el vector de esta enfermedad.

La infección produce un síndrome que puede tener un curso benigno con recuperación espontánea con una morbilidad puede llegar a ser de 40%, o bien progresar a crónico y en los brotes graves incluso un 90% morbilidad y producir una condición debilitante que finaliza con la muerte. Esta enfermedad se caracteriza por fiebre, anemia hemolítica en casos severos produce la muerte. La importancia económica de la misma es grande en los climas tropicales y subtropicales constituye una amenaza de evidente de la producción bovino (De La Sota, 2005; Euzéby & Jacques, 1979)

2.4.2. Patogenia

La infección en el bovino con *B. bovis* se produce de 2 a 3 días después de la picadura. Después de ingresar al eritrocito sufre una incisión o cortadura, divide primero el núcleo y después el protoplasma. La babesia se multiplica se origina dos células hijas en forma de piriforme que permanece dentro del eritrocito en este tipo de reproducción asexual continúa en forma indefinida hasta tanto el huésped esterilice la infección (De La Sota, 2005). La presencia de los parásitos dentro de los glóbulos rojos, determina la destrucción de éstos.

2.4.3. Mecanismos de transmisión

Las especies de babesia se transmiten mediante garrapatas que se infectan al ingerir parásitos que se encuentran en la sangre del bovino infectado. Cuando una garrapata infectada se prende a un nuevo huésped, la babesia completa su maduración final. Los parásitos *B. bovis* generalmente pueden ser infecciosos 2 a 3 días posteriores a que se prenden a las larvas de las garrapatas y se pueden transmitir a través de las larvas (CFSPH, 2008).

La Piroplasmosis también se puede transmitir entre animales por inoculación directa. Las moscas y los fómites contaminados por sangre infectada podrían actuar como vectores mecánicos. La Piroplasmosis permanece en las poblaciones de ganado bovino a través de portadores asintomáticos que se recuperaron de la enfermedad aguda.

B. bovis pueden persistir en el ganado bovino durante años y *B. bigemina* sobrevive solo durante algunos meses; la reagudización de la parasitemia puede producirse a intervalos irregulares. Los terneros pueden infectarse in útero; sin embargo, esto aparentemente requiere cambios patológicos en la placenta y la infección transparentaría parece ser accidental y poco frecuente (CFSPH, 2008).

2.4.4. Síntomas y Signos Clínicos

De una manera general, la sintomatología es la siguiente: el enfermo se aparta, no come, no rumia, está agitado. La temperatura oscila entre 40° y 42°C. Al examen visual, el morro se ve seco, existe ptialismo, aumento de la secreción lacrimal, con mucosas ictéricas, y luego pálidas. La materia fecal, está interrumpida, después la expulsión de materias fecales duras, secas, recubiertas de moco con sangre; algunas veces hay diarrea. La orina tiene ordinariamente un color café tinto, que es debido a la presencia de la materia colorante de los glóbulos rojos destruidos por los parásitos (hemoglobinuria). Los animales presentan síntomas de encefalitis o de congestión cerebral que se

manifiestan por bravura y tendencia a clavarse de cabeza contra el muro o los árboles (Izquierdo, 2004).

2.4.5. Diagnóstico Diferencial

La Piroplasmosis se asemeja a otras enfermedades de curso febril y anemia hemolítica. El diagnóstico diferencial incluye:

Rabia, se ha demostrado que *Babesia bovis* favorece la agregación de los eritrocitos en los pequeños vasos sanguíneos del cerebro, provocando su obliteración y generando hipoxia. Esta patología puede dar lugar a la presentación de signos nerviosos similares a la rabia en bovinos (Romero, 2011) y Leptospirosis que presenta un cuadro de hemoglobulinuria, hematuria, hemólisis, aborto, mastitis y disminución de la producción láctea (SAG, 2013).

2.4.6. Diagnóstico de Laboratorio

El propósito de contar con estas pruebas diagnósticas se basa en puntos más importantes como: Identificar las especies de hemoparásitos y cepas involucradas en la enfermedad, la distribución de las especies parasitarias y el riesgo de la enfermedad, certificación del estatus de infección de los animales, identificar la causa de enfermedad o muerte (brotes), identificar los artrópodos específicos como vectores y estadios de vectores que transmiten el agente infeccioso (Solorio, 1997).

2.4.6.1. Métodos Directos.

- **Frotis sanguíneos.** - Una de las formas directas del diagnóstico es la observación del parásito mediante la elaboración y examen microscópico de extendidos sanguíneos teñidos “extendido de tipo grueso y delgado”. Para el diagnóstico de hemoparásitos la toma sanguínea deber ser de los capilares auriculares o caudales (Solorio, 1997).
- **Improntas cerebrales.** - Es muy útil para *Babesia bovis*, por la característica de este hemoparásito de acumularse en grandes cantidades en los capilares cerebrales de los animales afectados (Solorio, 1997).
- **Cultivo celular.** - El cultivo in vitro se ha convertido en un instrumento muy sensible que permite incluso la identificación de portadores de *B. bovis*, *B. bigemina*, *B. caballii* y *B. equi* (Solorio, 1997).

- **Sondas de ADN.-** Por el alto nivel de sensibilidad que posee esta técnica, facilita el diagnóstico y se incrementa el entendimiento de la transmisión y la patogenicidad de la babesiosis (Solorio, 1997).

2.4.6.2. Métodos Indirectos

Permiten la detección de anticuerpos específicos circulantes, para la identificación de bovinos portadores asintomáticos y reservorios (Solorio, 1997).

- **Inmunofluorescencia indirecta.-** Se ha considerado como una excelente prueba diagnóstica de bovinos portadores asintomáticos, por su alta sensibilidad y especificidad (>90.0%) (Solorio, 1997).
- **Radioinmunoensayo.-** Fue desarrollada para el diagnóstico de *Babesia* con antígeno de *B. bovis* y un conjugado marcado con Iodo125 (Solorio, 1997).
- **Inmunoabsorción enzimática (ELISA).** - Es una de las técnicas más utilizadas actualmente para el diagnóstico de hemoparásitos dada su alta sensibilidad y especificidad. Mediante el uso de estas técnicas se han obtenido estimaciones sobre el status serológico de la población bovina mundial respecto a la Babesiosis bovina (Solorio, 1997).

2.4.7. Epidemiología

2.4.7.1. Factores de Riesgo

Poca investigación se ha realizado para evaluar los factores de riesgo para la Babesiosis bovina. En Latinoamérica se han reportado el efecto de algunos factores del huésped y del manejo en el ganado bovino, encontrando tendencias importantes en relación a edad, tamaño de hato, tamaño del rancho y zonas de transición ecológica (Mercado et al., 2011). Al parecer existen algunas diferencias importantes asociadas con la finalidad zootécnica del ganado y la aparición de brotes de Babesiosis bovina, en el caso de razas lecheras los brotes están asociados con programas muy severos para el control de garrapatas y el uso de pastoreo rotativo.

Las condiciones climáticas afectan tanto a la población del vector como al desarrollo y supervivencia de los hemoparásitos en la garrapata (Merino et al., 2013). De los componentes climáticos, la temperatura y la humedad son los más limitantes ya que interfieren la sobrevivencia del vector y el desarrollo del hemoparásito. Parece que la susceptibilidad de la garrapata a la infección con la babesia disminuye durante la diapausa y el desarrollo continuo del agente ocurre

más activamente después de un incremento en la temperatura ambiental. Durante los períodos de inactividad del vector la *Babesia* permanece latente (Solorio, 1997).

2.4.7.2. Distribución Geográfica

En América Latina existen áreas endémicas de *Babesia bovis* y *bigemina* en los bovinos, lo que supone que en estos países es un serio problema para la salud animal (Izquierdo, 2004).

La Babesiosis está ampliamente distribuida y guarda estrecha relación con la distribución del vector *B. microplus*. En áreas enzoóticas bajo condiciones normales la presencia de garrapatas-babesia-bovino representan una situación de equilibrio donde prácticamente no ocurre brotes de la enfermedad en el ganado nativo. La babesia es el eslabón más débil porque depende de la garrapata y del bovino para mantenerse en el ambiente y a su vez la garrapata depende del bovino para propagarse (De La Sota, 2005)

A nivel de Ecuador se han realizado estudios relacionados con la prevalencia de la Babesiosis usando diferentes métodos de diagnóstico que han demostrado la existencia de esta enfermedad en las provincias de: Loja, Sucumbíos, Zamora Chinchipe, Pichincha, Esmeraldas, Manabí y Chimborazo dando resultados desde 6% hasta el 68.5%.

2.4.8. Control, Prevención y Tratamiento

El control de las garrapatas puede disminuir la incidencia de la enfermedad. La utilización de ganado bovino genéticamente resistente, como *B. indicus*, también puede disminuir la incidencia de la enfermedad. La estabilidad endémica natural no es confiable como única estrategia de control, puesto que ésta puede verse afectada por el clima, los factores relacionados con los huéspedes y el manejo (CFSPH, 2008). Existen algunos medicamentos utilizados para su control, entre los cuales tenemos:

- **Dipropionato de Imidocard:** Dosis de 1,2 mg/kg (1 ml cada 100 kg), vía SC y una sola aplicación. Tiempo de retiro en leche de 6 días y en carne 7 meses. (Trabattoni, 2013).
- **Diaminazeno:** Dosis de 3,5 mg/kg, vía IM y una sola aplicación (Trabattoni, 2013).

2.5. MODELAMIENTO DE NICHOS ECOLÓGICO

El nicho es un conjunto de características ambientales que necesita un organismo para sobrevivir (López, 2007). Tras estos años se ha generalizado un gran interés en el análisis de la relación entre

las especies y su hábitat, y gracias al reciente desarrollo de los sistemas de información geográfica (SIG) y las técnicas estadísticas aplicadas como herramienta se puede estudiar objetivamente los patrones espaciales de presencia de organismos

Esta técnica se conoce como modelos de distribución de especies y su realización predice la distribución de especies. Dichos modelos se basan en procedimientos estadísticos y cartográficos que van de datos reales que permiten inferir zonas potencialmente idóneas en función de sus características ambientales (Graham et al., 2011; Soberón & Nakamura, 2009)

Se define como modelo a una representación parcial de la realidad donde refleja algunas de sus propiedades. Por tanto, son representaciones cartográficas de la idoneidad de un espacio para la presencia de una especie en función de las variables empleadas para generar dicha representación. La idoneidad es la relación matemática o estadística entre la distribución real conocida y un conjunto de variables independientes.

Las variables por lo general son climáticas, geológicas o topográficas y se espera que, con algunas de las mismas, se puedan definir los factores ambientales que delimiten las condiciones favorables para la presencia de la especie (Guisan et al., 2006). La variable dependiente es dicotómica, es decir que presenta dos alternativas (presencia / ausencia) y las variables independientes son cuantitativas (temperatura, humedad, precipitación, etc). Los métodos implicados son clasificadores y generan un valor numérico para cada punto del terreno. Este valor refleja, directa o indirectamente, la idoneidad de presencia de la especie en función de los valores locales de las variables independientes (Graham et al., 2011).

Se distingue cuatro técnicas de modelación como es la modelación de la distribución geográfica de las especies / ecosistemas: las relacionadas a modelos estadísticos de regresiones (Modelos Lineales Generalizados (GLM), Modelos Aditivos Generalizados (GAM)), los métodos de clasificación (*Random Forest* (RF), *Boosted regression trees* (BRT)), los métodos de "sobre" (BIocLIM, ENFA) y aquellos basados en algoritmos específicos (GARP, MAXENT)(Pliscoff & Fuentes-Castillo, 2011).

Los modelos de nicho ecológico han sido aplicados a una gran número de preguntas biológicas, algunas de las aplicaciones más comunes son: los campos relacionados con la riqueza de especies y su distribución, el estudio del riesgo asociado a las especies invasoras, la protección y

conservación de especies amenazadas, los posibles efectos del cambio climático, los patrones de diversidad, el diseño de reservas, la delimitación de regiones biogeográficas, la localización de lugares donde pueden existir nuevas especie, la localización de nuevas presencias de especies raras, la delimitación de lugares para futuros trabajo de campo, la reintroducción de especies amenazadas y la distribución potencial de enfermedades infecciosas, la descripción y el mapeo de patrones epidémicos, el entendimiento de las distribuciones de tipo estacional y la migración, la identificación de áreas para reforestación o reintroducción de poblaciones, entre muchas otras (Becerra López et al., 2016; Graham et al., 2011).

2.6. TRABAJOS RELACIONADOS

Prevalencia de *babesia bovis* y *babesia bigemina* en explotaciones ganaderas del sector este de la provincia de Zamora Chinchipe, Ecuador

Espinoza (2017), con respecto a su investigación planteó establecer el estudio de *Babesia spp* donde analizó 95 y 70 muestras de sangre bovina extraídas de animales asintomáticos de la región Este de la provincia de Zamora Chinchipe. Usando técnica de Giemsa informó una prevalencia general del 29%, utilizando técnica nPCR una prevalencia general del 87%; 74% *B. bovis* y 57% *B. bigemina*. En cuanto a la edad, según estas dos técnicas, resultaron positivo a animales menores de un año son 67 y 75% respectivamente; el grupo de uno a dos años se presentaron positivo con un 23 y 94% respectivamente; animales entre tres y cuatro años, resultaron positivo entre 25 y 86%; y los animales mayores de cuatro años presentaron positivos un 24 y 88% respectivamente. En cuanto a la raza, Holstein tiene una prevalencia de 36 y 75%, respectivamente, la raza mestiza presentó un 30 y 92%; mientras que la raza Charoláis presentaron 17 y 78%. En cuanto al género, la prevalencia de machos es de 46 y 100%, mientras que la prevalencia de hembras es de 24% y 82%. La conclusión es que debido a la sensibilidad y especificidad de la técnica nPCR, es mucho más eficaz que la técnica Giemsa para diagnosticar animales asintomáticos. Además, la prevalencia de *Babesia spp*, en la provincia de Zamora Chinchipe es elevada, con mayor presencia de *B. bovis*.

Diagnóstico de Anaplasmosis bovina por los métodos de GIEMSA y ELISA indirecto y su relación con los valores sanguíneos, en la provincia de Zamora Chinchipe

Torres, (2015), planteó en su investigación el diagnóstico de Anaplasmosis bovina por métodos de Giemsa y ELISA en la que analizó 61 muestras de sangre, extraídas de bovinos asintomáticos en las cuatro regiones: Norte, Sur, Este y Oeste de la provincia de Zamora Chinchipe, utilizando dos tipos de tubos de vacío con anticoagulante y sin coagulante. El diagnóstico fue mediante frotis sanguíneo teñido con Giemsa y la técnica de inmunoensayo iELISA; donde ha comparado resultados con valores sanguíneos mediante un hemograma con la técnica de QBC. La prevalencia general de Anaplasmosis bovina que presentó mediante la tinción de Giemsa es del 56%; correspondiendo a los sectores Sur un 73 %, Norte un 69 %, Este un 83 % y Oeste un 13 %, en cuanto al grupo de animales menores de un año encontraron afectados en un 77 %; teniendo una prevalencia del 56 % para cada sexo; a las razas un 83% para la Mestiza; un 55% para la Holstein; 50 % para la Jersey y 44 % para la Brown Swiss. En cuanto a la otra técnica de inmunoensayo (iELISA) tuvo una prevalencia general de Anaplasmosis es del 98%, con prevalencias en los sectores Sur, Este y Oeste del 100% y en el Norte del 94%; en cuanto a la prevalencia por edad, demostró que el grupo de animales menores a 1 año y los comprendidos entre 2 - 4 años tuvo una prevalencia del 100%; los machos presentaron una prevalencia del 100% y las hembras del 98%; las razas Brown Swiss, Jersey y Mestiza presentaron una prevalencia del 100% y la Holstein del 98%. En cuanto a las alteraciones hematológicas obtuvo que el 85% de muestras son normales para Hematocrito, 89% normal para Hemoglobina, 52% normal para serie Blanca, 90% normal para Eosinófilos, 30% normal para Linfocitos y Monocitos, 30% normal para Plaquetas, indicando que las alteraciones no concuerdan con los resultados de Giemsa o con los casos positivos, lo que ha determinado que estos animales ya cursado con la enfermedad o fueron portadores asintomáticos. Entre los factores asociados a la presencia de Anaplasmosis bovina, afirmó anotar los sistemas de alimentación, la presencia de garrapatas y otros vectores mecánicos, incluido el propio ganadero.

Prevalencia, factores de riesgo e identificación de vectores de Anaplasmosis y Piroplasmosis bovina en la ciudad de Jimma y sus alrededores, en el suroeste de Etiopía

Abdela et al, (2018) realizaron un estudio sobre la prevalencia, factores de riesgo e identificación de vectores de la Anaplasmosis bovina y Piroplasmosis en ciudad de Jimma, suroeste de Etiopía occidental, empleando una técnica de muestreo aleatorio simple para seleccionar una unidad de muestreo y regresión logística. Analizaron un total de 408 muestras de sangre bovina para detectar la presencia de Anaplasmosis o Babesiosis mediante la técnica de tinción de Giemsa determinando una prevalencia general de 11,7% de babesiosis y 6,1% de anaplasmosis. Se identificaron dos especies de Babesia (2,2% *Babesia bovis* y 9,8% *B. bigemina*) y dos especies de anaplasma (5,1% *Anaplasma marginale* y 1,2% *A. centrale*). Por lo que consideran a factores de riesgo como edad, condición corporal, sistema de manejo, sexo y presencia de garrapatas, solo la edad ($p = 0,006$) y la condición corporal ($p = 0,039$) se asociaron significativamente con la anaplasmosis. El análisis de regresión logística multivariable mostró una asociación estadísticamente significativa de la babesiosis con la edad ($p = 0,003$), la condición corporal ($p = 0,012$) y la presencia de garrapatas ($p = 0,005$). Para ambas infecciones, el PCV medio de los animales infectados fue significativamente ($p < 0,05$) menor que el de los animales no infectados. Presenta infestación general del 70,8% del ganado con cuatro especies de garrapatas como: *Amblyomma cohaerens* (58,5%), *A. variegatum* (44,1%), *Rhipicephalus (Boophilus) decoloratus* (50,5%) y *R. evertsi evertsi* (12,9%). Donde observaron una correlación positiva significativa entre la presencia de *R. evertsi evertsi* ($p = 0,000$) y *R. (B). decoloratus* ($p = 0,000$) en los animales y positividad para anaplasmosis bovina. Además, *R. (B). decoloratus* resultó ser la única especie cuya presencia en el animal se correlacionó significativamente ($p = 0,000$) con positividad para babesiosis. Dando por conclusión, el estudio reveló una prevalencia moderada de anaplasmosis y babesiosis bovina.

Prevalencia de rebaño de Anaplasmosis bovina y prácticas de gestión como factores de riesgo asociados con el estado de enfermedad del rebaño

Spare et al.,(2020) en su estudio estimaron la prevalencia de infección por Anaplasmosis bovina en rebaños de vacas y terneros de Kansas y evaluar las prácticas de manejo asociadas con el estado de infección del rebaño. Donde los profesionales veterinarios con licencia de Kansas seleccionaron al azar y proporcionaron una clientela para generar rebaños. Recolectaron muestras de sangre de 10 vacas maduras durante el procesamiento de 925 hatos entre el 1 de octubre de 2016 y el 1 de

marzo de 2017. 780. El estado de la muestra se determinó mediante un ensayo inmunoabsorbente ligado a enzima competitivo (cELISA). Realizó un análisis de regresión logística sobre los datos de la encuesta para calcular los índices de probabilidad y los intervalos de confianza. La prevalencia del rebaño de bovinos y terneros fue de 52.5%. La prevalencia varía de 19.1% en el oeste de Kansas al 87,3% en el este de Kansas. En comparación con los rebaños vacunados (OR= 2,38, IC= 1,16-4,85, $p = 0,02$) y los rebaños que utilizan marcas auriculares con insecticida, (OR= 1,9; IC = 1,42-2,55; $p < 0,01$) la posibilidad de ser positivos es mayor que los que no están vacunados. En resumen, la Anaplasmosis está presente en los rebaños de carne de Kansas en diversos niveles de prevalencia y se encontró que las prácticas de manejo seleccionadas estaban asociadas con el estado de infección del rebaño.

Implicaciones del cambio climático para la distribución de la garrapata vector de Piropalamosis y Anaplasmosis, *Rhipicephalus (Boophilus) microplus*

Marques, et al.,(2020) en su estudio evaluaron posibles cambios geográficos en los patrones de idoneidad para esta especie en dos periodos (2050 y 2070), donde recopilaron datos de ocurrencia desde el periodo de 1970 – 2018. Los datos los obtuvieron de dos fuentes diferentes que fueron publicados en diferentes bases de datos (Web of Science, Scopus y Google Scholar). Los datos que carecían de georreferencia les asignaron coordenadas mediante la búsqueda de Google Earth. Redujeron los efectos de sesgo de la autocorrelación espacial en los datos ocurrencia utilizando un filtro de distancia de 22 km. Eligieron un 50% aleatorio de los datos de ocurrencia para calibrar modelos y usaron el 50% restante para evaluar modelos. Utilizaron 15 variables bioclimáticas obtenidas de WorldClim, las variables utilizadas como candidatas para su inclusión en los modelos incluyeron fueron, la temperatura media anual, la estacionalidad de la temperatura, la temperatura mínima durante el mes más frío, la precipitación anual, la precipitación durante el mes más seco, la estacionalidad de la precipitación y la humedad relativa.

Evalúan 5400 modelos candidatos donde 3687 modelos fueron estadísticamente significativos ($P < 0,05$), de los cuales 1348 muestran un buen desempeño (es decir, error de omisión $\leq 0,05$); seleccionaron un solo modelo sobre la base de la baja complejidad (AICc = 10,398.67). Como resultado en América, el modelo actual muestra una alta idoneidad para *R. microplus* en América del Norte y del Sur: en Brasil (centro, oeste, sur), Uruguay (norte), Argentina (norte, este) y en América Central, México y el sur de los Estados Unidos.

Las transferencias de modelos a condiciones futuras muestran una alta estabilidad de idoneidad en las regiones actualmente adecuadas y aumentos de idoneidad en el Neotrópico (Argentina, Brasil, Colombia, Venezuela), notan aumentos en la idoneidad con baja incertidumbre para 2050 y 2070; algunas áreas de América del Sur (por ejemplo, el estado de Amazonas en Brasil) muestran una mayor idoneidad. Los factores climáticos afectan el ciclo de vida y la distribución geográfica de las garrapatas. Como resultado los factores más importantes identificados en la construcción del modelo fueron la temperatura media anual, la estacionalidad de las precipitaciones y la humedad relativa, los cuales son relevantes para el desarrollo y crecimiento de las garrapatas.

Cambios climáticos y su efecto sobre algunos grupos de parásitos

Rodríguez et al., (2013) realizan un análisis del efecto de los cambios climáticos sobre los riesgos de enfermedades causadas por agentes parasitarios patógenos. Los cambios climáticos influyen sobre la distribución temporal y espacial, así como sobre la dinámica estacional e interanual de patógenos, vectores, hospedadores y reservorios. Para algunos parásitos protozoos, de humanos, transmitidos por vectores. Las enfermedades parasitarias transmitidas por vectores, como los ixodidos, mediante hábitos hematófagos, han comenzado a cambiar su epidemiología (distribución geográfica, incidencia y patogenicidad). Los cambios climáticos y su influencia sobre grupos de parásitos. la temperatura tiene influencia directa sobre los procesos de protoquia y cotoquia; en el segundo caso se comprobó que cuando la temperatura se eleva hasta cuatro grados esos eventos se acortan varios días. Algunos helmintos estudiados, modulan su fase exógena ante elevaciones de temperatura con un aumento de su población y mayores tasas de infestación. En el caso de las enfermedades zoonóticas, el patógeno y vector pueden estar presentes en una determinada zona, pero también es necesaria la presencia de un reservorio vertebrado diferente al ser humano, lo que puede suponer un factor que restrinja la dispersión geográfica en zonas donde las condiciones climáticas son favorables.

Distribución inusual y potencial de la garrapata común del ganado, *Rhipicephalus (Boophilus) microplus*, en zonas tropicales de alta montaña de los Andes colombianos

Herrera et al.,(2015) Se presenta en sus estudio modelamiento de nicho ecológico mediante el uso de dos algoritmos en áreas potenciales de distribución de la garrapata común del ganado *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* en el altiplano cundiboyacense, Colombia. Los algoritmos fueron complementarios, con rendimientos óptimos y significativos, registrando valores de AUC

(0.70 Maxent y 0.90 árboles de clasificación, y bajos valores de errores omisión (0,04 % Maxent y 4,6 % árboles de clasificación). El paisaje, junto con la presencia del hospedero, la altitud, la precipitación, la temperatura y la humedad del primer trimestre húmedo, fueron las variables más relevantes en el modelamiento. La región nororiental del altiplano presenta las áreas potencialmente óptimas para el establecimiento de esta especie. El desarrollo del ciclo de vida de este parásito requiere de dos factores fundamentales: el primero se relaciona con las condiciones climáticas ya que están directamente relacionadas con el desarrollo de los estados de vida libre (teleogina, huevos y larvas en busca de hospedero); el segundo es la presencia de su hospedero, para culminar su ciclo de desarrollo (larva, ninfa, adultos), condiciones que determinan su establecimiento.

Modelos espaciales mejorados para predecir la distribución geográfica de patógenos transmitidos por garrapatas

Wimberly et al., (2008) en su estudio compararon varios enfoques de modelos espaciales para predecir las distribuciones geográficas de dos patógenos transmitidos por garrapatas

Los datos fueron tomados sobre las distribuciones a nivel de condado de *E. chaffeensis* y *A. phagocytophilum* estaban disponibles en investigaciones anteriores sobre su estado serológico en poblaciones de *Odocoileus virginianus* (venado cola blanca). Este enfoque de vigilancia se basó en pruebas de anticuerpos inmunofluorescentes (IFA) realizadas en muestras de suero de venado cola blanca, y su eficacia se ha confirmado mediante comparaciones con ensayos de reacción en cadena de la polimerasa y aislamientos de cultivos. Se tomaron muestras de *E. chaffeensis* y *A. phagocytophilum* de 567 poblaciones de ciervos de cola blanca distribuidas en 18 estados. Los datos serológicos de cada población fueron georreferenciados por comarca. *E. chaffeensis* y *A. phagocytophilu*, los datos ambientales tomados para la investigación fueron la temperatura mínima mensual, la temperatura máxima y la precipitación, la humedad relativa mensual se calculó utilizando estimaciones de la presión de vapor ambiente y de saturación derivadas de las temperaturas máximas y mínimas mensuales, las variables de cobertura del suelo se derivaron del Conjunto de datos de cobertura del suelo. Usaron un enfoque de modelado bayesiano jerárquico para ajustar los modelos estadísticos de presencia / ausencia de patógenos a nivel de condado, esta técnica les permitió examinar los correlatos ambientales, la autocorrelación espacial y la heterogeneidad espacial en marcos estadístico coherente asumiendo que la variable

respuesta binaria, Y_i , que denota la presencia / ausencia de patógenos en cada condado, sigue una distribución de Bernoulli $Y_i \sim \text{Bernoulli}(p_i)$ como resultado de esta investigación. Ambos patógenos tuvieron relaciones positivas con la temperatura, la humedad y la cubierta forestal y relaciones negativas con la precipitación. Además, *E. chaffeensis* tuvo una relación positiva con el índice de fragmentación y *A. phagocytophilum* tuvo una relación positiva con la densidad de ciervos. Sin embargo, estas relaciones variaron considerablemente entre las zonas geográficas en los modelos ambientales locales y ambientales autorregresivos locales.

El modelo ambiental local que incorporó heterogeneidad espacial tuvo un AUC más alto que el modelo ambiental global. El modelo espacial autorregresivo tuvo el AUC más alto de todos los modelos de *E. chaffeensis*, aunque los modelos ambiental autorregresivo global y ambiental autorregresivo local fueron solo ligeramente más bajos. La clasificación de los modelos de *E. chaffeensis* basada en la precisión de la clasificación fue la misma que la clasificación basada en el AUC. Las predicciones de la presencia / ausencia de *E. chaffeensis* tuvieron una alta sensibilidad ($> 0,9$) y una especificidad comparativamente baja ($< 0,6$) para todos los modelos probados.

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. UBICACIÓN

La presente investigación se realizó en las parroquias: Tundayme, El Guismi, El Pangui y Pachicutza pertenecientes al cantón El Pangui de la provincia Zamora Chinchipe, ubicada al sur de la Amazonía Ecuatoriana de posición geográfica UTM (WGS84), Latitud S $3^{\circ} 40'$ /S $3^{\circ} 30'$, Longitud W $78^{\circ}45'$ / W $78^{\circ} 30'$ y Altitud 827 msnm, con un clima cálido-húmedo y una temperatura entre 20 y 24°C (Figura 1).

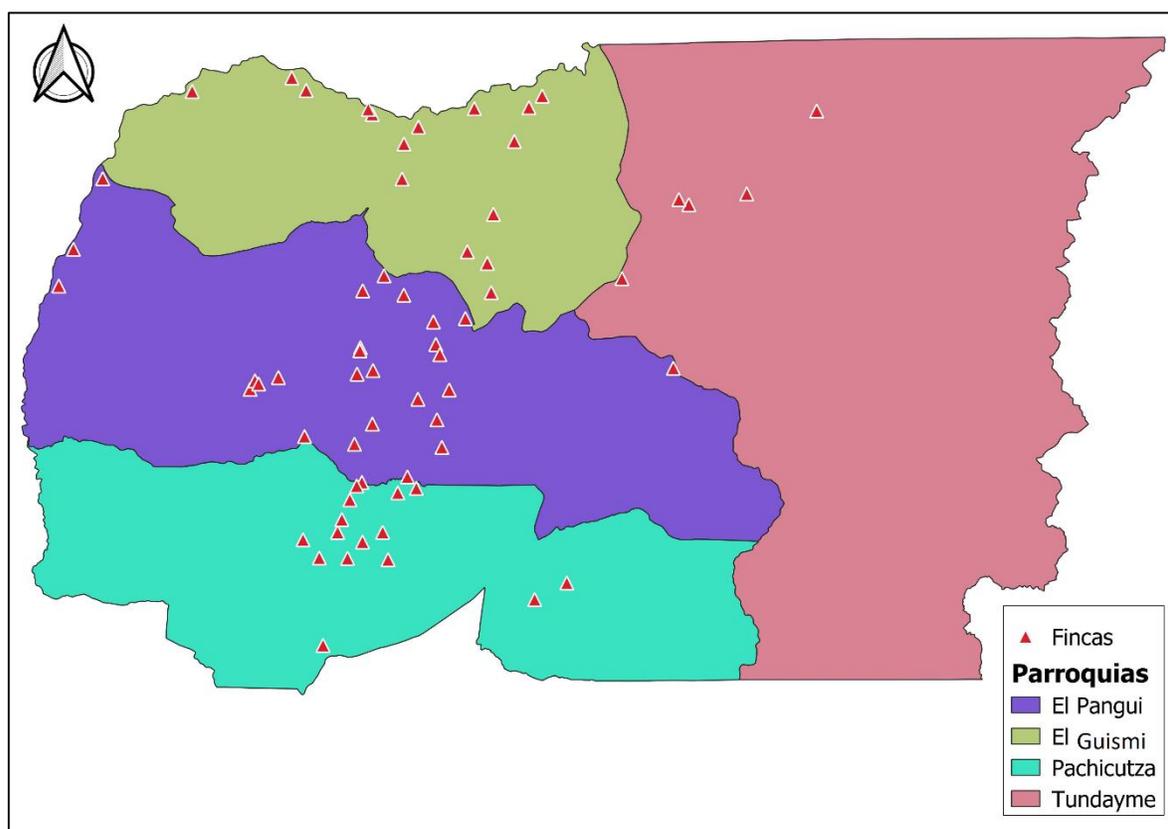


Figura 1. Localización del área de estudio cantón El Pangui, provincia de Zamora Chinchipe (Montero, 2021)

3.2 DESCRIPCIÓN DE ESTUDIO

Este trabajo es un análisis de una base de datos secundaria. Es de tipo observacional de corte transversal, que permitió determinar la prevalencia de Anaplasmosis y Piroplasmosis en hembras

bovinas en etapa reproductiva en el cantón El Pangui y los factores climáticos y espacial asociados a la infección. Se trabajó con datos tomados entre mayo y julio del 2019. La información primaria fue recolectada mediante dos fases: 1) La fase de campo, que consistió en la toma de muestras sanguíneas de las hembras bovinas; y 2) la fase de laboratorio, en la que se analizaron las muestras obtenidas mediante observación microscópica para identificación de los agentes causales de las enfermedades.

3.3 TIPO DE MUESTREO Y TAMAÑO DE MUESTRA

El muestreo del estudio primario fue probabilístico (bietápico). La primera etapa consistió en la selección aleatoria de conglomerados representados por los predios (unidades primarias de muestreo), seleccionados de forma aleatoria proporcionalmente al número en cada parroquia. El marco muestral se basó en la lista de las explotaciones bovinas proporcionadas por AGROCALIDAD-Zamora, mientras que las unidades de muestreo fueron las hembras bovinas en etapa reproductiva seleccionadas según los criterios de inclusión (hembras mayores a dos años, sin condición de raza, procedencia o presencia de garrapatas) de forma aleatoria y proporcionalmente al tamaño de la explotación (no menos de 25% de los animales de interés) (Ron, 2012 citado por Díaz y Lamiña, 2013) (Tabla 1).

Tabla 1. Número de animales a muestrear según el tamaño de la finca

| Número de animales por finca | Porcentaje de animales a muestrear | Número de animales aproximado de animales a muestrear |
|-------------------------------------|---|--|
| 4-6 | 75% | 3-4 |
| 7-15 | 50% | 4-7 |
| 16-30 | 33% | 6-11 |
| 31-160 | 33-25% | 11-20 |
| 80-160 | 25% | 20-40 |

Fuente: Ron 2012, citado por Díaz y Lamiña (2013)

El número de predios en el estudio primario fue calculado con la ayuda del programa WinEpi 2.0, mediante la fórmula para estimar proporciones, considerando un nivel de confianza del 90%, una proporción esperada de la infección del 50% y un error absoluto esperado del 10%. Además, el tamaño de muestra calculado fue incrementado en un 12%, dados los objetivos de la investigación (Dohoo et al., 2003). De tal manera que, de un total de 3111 hembras bovinas en edad reproductiva, distribuidas en 478 predios del cantón El Pangui, se tomaron 241 muestras sanguíneas en 67 fincas dentro de las cuatro parroquias (Tabla 2).

Tabla 2. Unidades primarias y secundarias de muestreo para el estudio de Piroplasmosis y Anaplasmosis bovina en el cantón El Pangui

| Parroquias | Predios a muestrear | Animales a muestrear |
|-------------------|----------------------------|-----------------------------|
| El Pangui | 25 | 80 |
| Pachicutza | 17 | 78 |
| El Guismi | 20 | 59 |
| Tundayme | 5 | 24 |

3.4 TOMA Y REGISTRO DE DATOS

La información individual de los animales muestreados se organizó mediante el uso de registros de campo y a cada una de las muestras obtenidas se asignó un código que facilitó su posterior manejo. Asimismo, se realizó una encuesta epidemiológica a los dueños de las fincas ganaderas, en donde se registraron los datos generales del predio y los posibles factores asociados a las enfermedades en estudio. En tanto que, en el laboratorio se usaron registros para organizar los resultados del diagnóstico obtenidos mediante microscopía, de acuerdo a la codificación previa de las muestras.

3.5 TOMA DE LAS MUESTRAS

En cada finca se tomó muestras de sangre a los animales designados, se extrajo 5 ml de la vena coccígea en un tubo con anticoagulante (EDTA), posteriormente se identificó con los datos del animal y finca, se envió al laboratorio de Diagnóstico Integral Veterinario de la Universidad Nacional de Loja conservando una temperatura de 2°C a 8°C. Asimismo, se realizó una encuesta epidemiológica para registrar los datos generales del predio, coordenadas geográficas y los posibles factores asociados a las enfermedades en estudio. En tanto que, en el laboratorio, se realizó un frotis sanguíneo, observación directa y se utilizó la técnica de tinción Giemsa para identificar la presencia de Anaplasmosis y Piroplasmosis.

3.6 ANÁLISIS DE LOS DATOS

3.6.1. Modelización Estadística

Con los datos obtenidos se relacionó la distribución de la variable respuesta con las variables explicativas mediante un modelo de regresión, y debido a la autocorrelación, se tuvo en cuenta una componente espacial. Como se ha mencionado, la variable respuesta de este estudio es binaria y solo toma dos valores posibles: 1 cuando existe la presencia de la enfermedad en la granja y 0 en el caso contrario. De este modo, como la variable dependiente solo toma dos valores, es conveniente utilizar la distribución Bernoulli para modelizarla.

Existen varias formas de obtener este modelo, dentro de las conocidas tenemos: transformación logit, transformación probit y transformación log-log complementaria. La que se utilizó en el modelo es la transformación logit cuyo uso da lugar a la regresión habitualmente conocida como Regresión Logística. Esta transformación tiene una facilidad de cálculo a la hora de realizar el ajuste de modelo, además, su interpretación es más sencilla que las otras.

La interpretación del logit se define como los ODDS a favor del suceso, es decir, nos señalan cuánto más probable es un suceso que otro.

Luego de modelizar la variable respuesta (presencia o ausencia de enfermedad) y teniendo en cuenta el efecto espacial, se añadieron en el modelo las variables explicativas.

En conclusión, se utilizó el link logit para relacionar el predictor lineal con la respuesta media. Así, Y_i es la presencia/ausencia de enfermedad observada en la granja i , de este modo se tiene que:

$$Y_i = \beta_0 + \beta_1 B_{2i} + \beta_2 B_{3i} + \beta_3 B_{13i} + \beta_4 B_{14i} + \beta_5 B_{15i} + W(S_i) + \epsilon_i,$$

$$\text{logit}(\pi) = \beta_0 + \beta_1 B_{2i} + \beta_2 B_{3i} + \beta_3 B_{13i} + \beta_4 B_{14i}$$

$$+ \beta_5 B_{15i} + W(S_i),$$

$$\text{logit}(\pi) = X_i \beta + W(S_i)$$

donde X es la matriz de diseño de los efectos fijos, β es un vector de coeficientes de dichos efectos y W es un efecto aleatorio con estructura espacial. Las variables incluidas en el modelo son: B_2 , B_3 , B_{13} , B_{14} y B_{15} , que son variables cuantitativas cuyo efecto está recogido en el vector β del modelo.

3.7 VARIABLES DE ESTUDIO

Se determinó como variable dependiente al resultado Positivo o Negativo a Piroplasmosis y Anaplasmosis bovina. Además, se tomaron en consideración a las siguientes variables como independientes:

- B_2 : Temperatura máxima menos temperatura mínima ($^{\circ}\text{C}$)
- B_3 : Isotermia (temperaturas en una unidad de tiempo considerada.) ($^{\circ}\text{C}$)
- B_{13} : Precipitación del mes más húmedo (ml)
- B_{14} : Precipitación del mes más seco (ml)
- B_{15} : Estacionalidad de precipitación (ml) (figura 2).

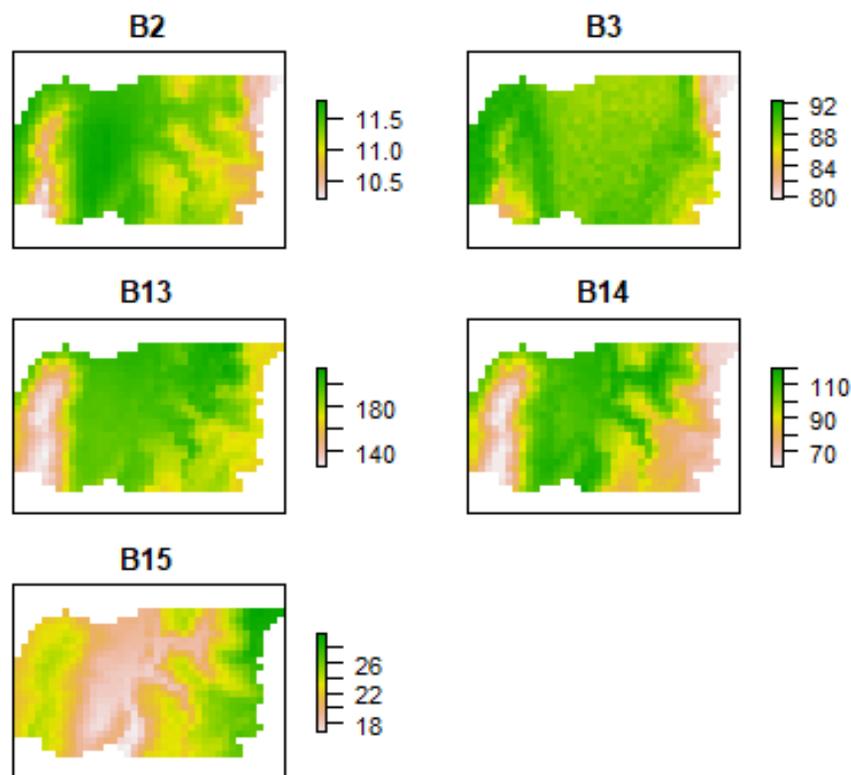


Figura 2: Distribución de las variables bioclimáticas en la región de estudio, cantón El Pangui, provincia de Zamora Chinchipe.

3.8 ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Se utilizó estadística descriptiva para el cálculo de promedios y porcentajes de acuerdo a los requerimientos de cada variable.

Para determinar la influencia de las variables independientes (bioclimáticas, espacial) sobre las dependientes, se emplearon modelos de regresión logística, se eligieron los mejores modelos en base a criterios de selección o criterio de información de Akaike (AIC) y los resultados se representaron en mapas de riesgo.

Se empleó el programa Excel 2016 para tabular y depurar los datos, mientras que para la construcción de los modelos y mapas se utilizó el programa estadístico libre R versión 4.0.1.

4. RESULTADOS

4.1 PORCENTAJE DE PRESENCIA DE ANAPLASMOSIS Y PIROPLASMOSIS BOVINA.

Según el estudio primario de (Narvéez Jima, 2020), de las 241 muestras sanguíneas analizadas, 176 muestras fueron positivas con un porcentaje de 73.03% (IC95% 66.0, 78.0) para la presencia de *Anaplasma spp*; mientras que para *Babesia spp* se evidenciaron 108 muestras positivas con un porcentaje del 44.81% (IC95% 38.0, 51.0) (Tabla 3)

Tabla 3. Porcentaje de presencia de Anaplasmosis y Piroplasmosis bovina por número de animales

| | Positivo | Negativo | Total | Prevalencia |
|----------------------|----------|----------|-------|------------------|
| Anaplasmosis | 176 | 65 | 241 | 0.73 (0.66,0.78) |
| Piroplasmosis | 108 | 133 | 241 | 0.44 (0.38,0.51) |

Por otro lado, de las 67 fincas muestreadas, 46 fincas fueron positivas con un porcentaje de 68.65 % (IC95% 56.0, 79.0) para la presencia de *Anaplasma spp*; mientras que para *Babesia spp* resultaron 26 fincas positivas con un porcentaje del 38.80% (IC95% 27.0, 51.0) (Tabla 4).

Tabla 4. Porcentaje de presencia de Anaplasmosis y Piroplasmosis bovina por número de fincas

| | Positivo | Negativo | Total | Prevalencia |
|----------------------|----------|----------|-------|------------------|
| Anaplasmosis | 46 | 21 | 67 | 0.68 (0.56,0.79) |
| Piroplasmosis | 26 | 41 | 67 | 0.38 (0.27,0.51) |

4.2. FACTORES CLIMÁTICOS QUE INFLUYEN EN LA PRESENCIA DE ANAPLASMOSIS Y PIROPLASMOSIS BOVINA.

Al ajustar y comparar los modelos para Anaplasmosis con el método de selección de variables “hacia atrás” o “backward, stepwise” se obtuvo un total de 4 modelos. En estos se incluyeron como variables de estudio: B2, B3, B13, B14 y B15. Los modelos aparecen ordenados de mayor a menor AIC. De tal manera que el mejor modelo es aquel que tiene el menor AIC (Tabla 5) y el predictor lineal o su expresión se define del siguiente modo:

$$\text{logit}(\pi_i) = \beta_0 + B13_i + B14_i,$$

donde β_0 es el intercepto, $B13_i$ precipitación del mes más húmedo, $B14_i$ precipitación del mes más seco.

Tabla 5. Modelos ajustados en base a las variables explicativas para Anaplasmosis. Se muestra el criterio de selección de modelos AIC ordenado de mayor a menor.

| MODELO | AIC |
|-----------------------------|-------|
| $\beta_0+B2+B3+B13+B14+B15$ | 93.41 |
| $\beta_0+B3+B13+B14+B15$ | 91.60 |
| $\beta_0+B3+B13+B14$ | 90.33 |
| $\beta_0+B13+B14$ | 88.94 |

En lo que respecta a los efectos fijos del modelo elegido, las estimaciones de B13 y B14 fueron no significativas ($p > \$0.05$). El coeficiente de B13 sugiere una relación negativa con la presencia de Anaplasmosis y al expresar en odds ratio se puede decir que por cada unidad de incremento de B13 el odds de infección disminuye 0.97 veces; mientras que el coeficiente de B14 muestra una relación positiva y al expresar en odds ratio se puede mencionar que por cada unidad de incremento de B14 el odds aumenta 1.01 veces (Tabla 6).

Tabla 6. Efectos fijos del modelo sin efecto espacial para Anaplasmosis

| Variable | Estimación | p-valor | OR | IC95% |
|----------|------------|---------|-------|-------------|
| B13 | -0.03171 | 0.592 | 0.968 | 0.86 - 1.08 |
| B14 | 0.05419 | 0.549 | 1.005 | 0.88-1.26 |

Una vez ajustado el modelo se elaboró un mapa de predicción de la probabilidad de presencia de Anaplasmosis utilizando los rásters de las covariables seleccionadas (Figura 3). Aquí se describe la probabilidad de la presencia de Anaplasmosis, se puede observar que casi en la mitad del cantón la probabilidad de presencia es alta, específicamente en las parroquias El Guismi, El Pangui y Pachicutza, por el contrario, en la parroquia de Tundayme la probabilidad es baja.

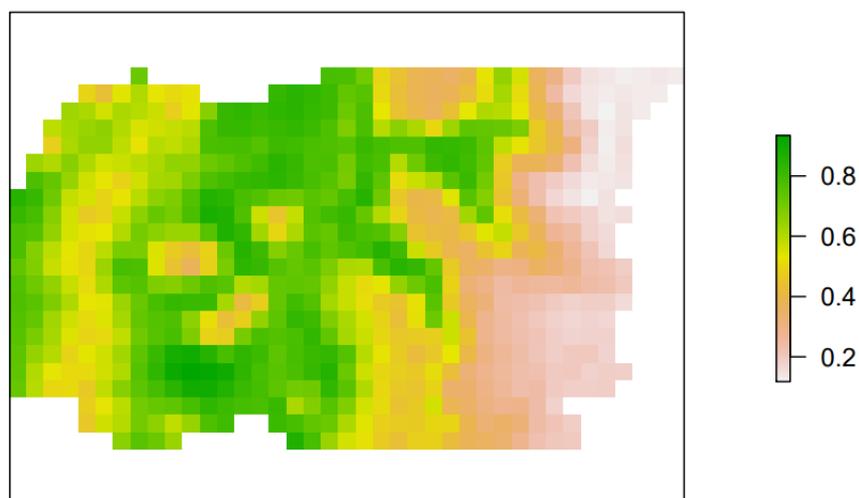


Figura 3: Predicción de probabilidad de presencia de Anaplasmosis, sin efecto espacial, cantón El Pangui, provincia de Zamora Chinchipe.

En el caso de la Piroplasmosis para ajustar y comparar los modelos también se utilizó el método de selección de variables “backward, stepwise” y se tuvieron un total de 4 modelos. En estos se incluyen como variables de estudio: B2, B3, B13, B14 y B15. Los modelos aparecen ordenados de mayor a menor AIC. Por tanto, el mejor modelo es aquel que tiene el menor AIC (Tabla 7) y el predictor lineal o su expresión se define del siguiente modo:

$$\text{logit}(\pi_i) = \beta_0 + B13_i + B14_i,$$

donde β_0 es el intercepto, $B13_i$ precipitación del mes más húmedo, $B14_i$ precipitación del mes más seco.

Tabla 7. Modelos ajustados en base a las variables explicativas para Piroplasmosis. Se muestra el criterio de selección de modelos AIC ordenado de mayor a menor.

| MODELO | AIC |
|--|------------|
| $\beta_0+B_2+B_3+B_{13}+B_{14}+B_{15}$ | 99.18 |
| $\beta_0+B_2+B_3+B_{13}+B_{14}$ | 97.21 |
| $\beta_0+B_2+B_{13}+B_{14}$ | 95.41 |
| $\beta_0+B_{13}+B_{14}$ | 93.76 |

Con relación a los efectos fijos del modelo elegido, las estimaciones de B13 y B14 fueron no significativas ($p>0.05$). El coeficiente de B13 sugiere una relación negativa con la presencia de Piroplasmosis y al expresar en odds ratio se puede decir que por cada unidad de incremento de B13 el odds de infección disminuye 0.93 veces; mientras que el coeficiente de B14 muestra una relación positiva y al expresar en odds ratio se puede mencionar que por cada unidad de incremento de B14 el odds aumenta 1.06 veces (Tabla 8).

Tabla 8. Efectos fijos del modelo sin efecto espacial para Piroplasmosis

| Variable | Estimación | p-valor | OR | IC95% |
|-----------------|-------------------|----------------|-----------|--------------|
| B13 | -0.07330 | 0.207 | 0.929 | 0.82 - 1.04 |
| B14 | 0.05968 | 0.484 | 1.061 | 0.89-1.25 |

Luego de ajustar el modelo se elaboró un mapa de predicción de la probabilidad de presencia de Piroplasmosis utilizando los rásters de las covariables seleccionadas (Figura 4). Se describe la probabilidad de la presencia de Piroplasmosis, se puede observar que en una pequeña parte del cantón la probabilidad de presencia es alta, particularmente en la región occidental de las parroquias El Guismi, El Panguí y Pachicutza, mientras que en el resto de la región de estas parroquias y Tundayme la probabilidad es baja.

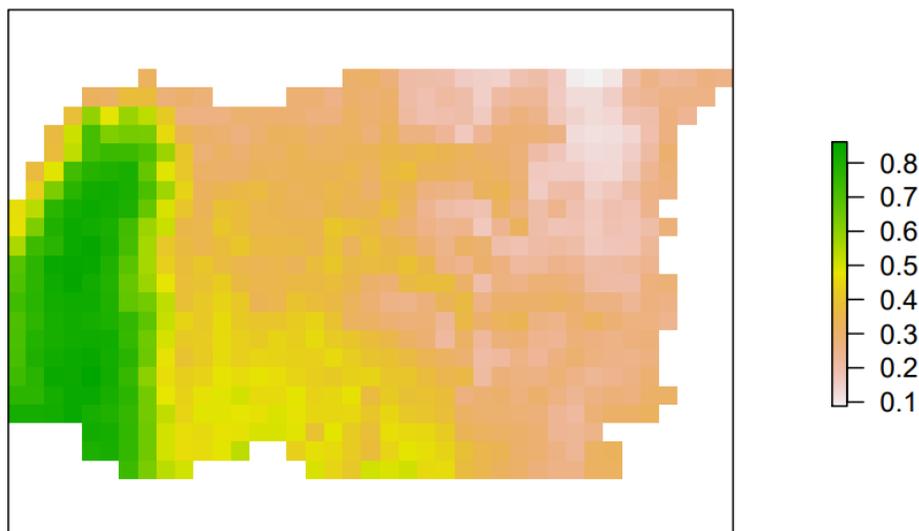


Figura 4: Predicción de probabilidad de presencia de Piroplasmosis, sin efecto espacial, cantón El Panguí, provincia de Zamora Chinchipe.

4.3. FACTOR ESPACIAL QUE INFLUYEN EN LA PRESENCIA DE ANAPLASMOSIS Y PIROPLASMOSIS BOVINA

Debido a que la investigación utiliza localizaciones de las fincas se evaluó la independencia o autocorrelación espacial entre las mismas. Un indicador de esta medida es el Índice de Morán cuyos valores cercanos a cero indican ausencia de autocorrelación.

En el modelo de Anaplasmosis se obtuvieron valores entre 0.07 y -0.48, por lo tanto, existe una autocorrelación espacial entre los lugares muestreados. De esta forma se realizó un nuevo modelo, pero esta vez teniendo en cuenta el efecto espacial y se definió de la siguiente manera:

$$\text{logit}(\pi_i) = \beta_0 + B13_i + B14_i + W(s_i),$$

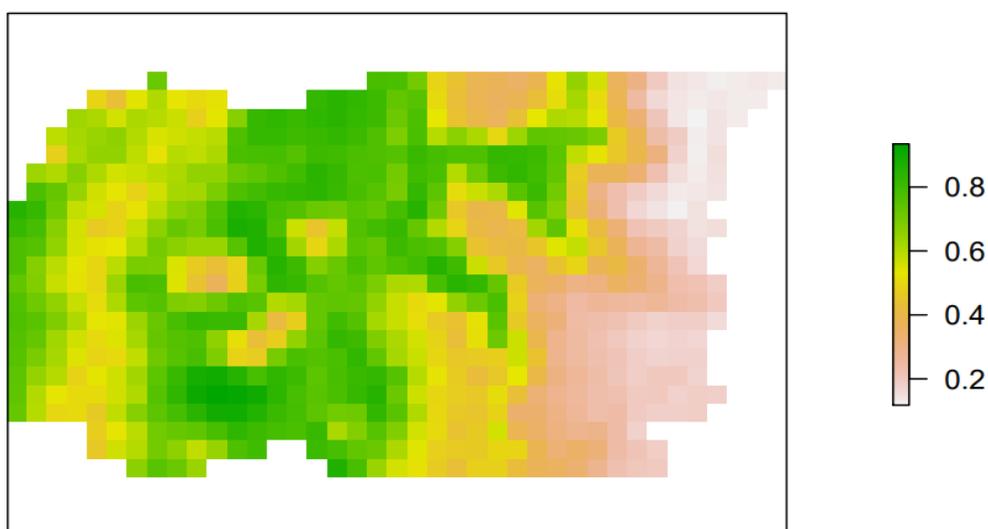
donde β_0 es el intercepto, $B13_i$ precipitación del mes más húmedo, $B14_i$ precipitación del mes más seco y W es un efecto aleatorio con estructura espacial.

Al analizar los efectos fijos en el modelo con componente espacial, las estimaciones de $B13$, y $B14$ fueron no significativas ($p > 0.05$). El coeficiente $B13$ sugiere una relación negativa con la presencia de Anaplasmosis y al expresar en odds ratio, podemos decir que por cada unidad de incremento de $B13$ el odds de infección disminuye 0.95 veces; mientras que el coeficiente $B14$ sugiere una relación positiva, el odds de infección incrementa 1.11 veces (Tabla 9).

Tabla 9. Efectos fijos del modelo con componente efecto espacial para Anaplasmosis.

| Variable | Estimación | p-valor | OR | IC95% |
|----------|------------|---------|-----------|-----------|
| B13 | -0.05428 | >0.05 | 0.9471669 | 0.79-0.84 |
| B14 | 0.10148 | >0.05 | 1.106808 | 1.13-1.14 |

En el mapa con el efecto espacial de Anaplasmosis (Figura 5), se puede notar que la mayor probabilidad de presencia está en el centro del cantón que involucra a todas las parroquias (El Panguí, El Guismi, Pachicutza y Tundayme), mientras que la menor presencia se encuentra en la parte oriental de la parroquia Tundayme

**Figura 5:** Predicción de probabilidad de presencia de Anaplasmosis, con efecto espacial, con efecto espacial, cantón El Panguí, provincia de Zamora Chinchipe.

Al evaluar la independencia o autocorrelación espacial con el Índice de Morán, se obtuvieron valores entre 0.05 y -0.36, que son similares al modelo de Anaplasmosis sin efecto espacial por tanto, no se corrige la autocorrelación espacial.

En el modelo de Piroplasmosis se obtuvieron valores entre 0.07 y -0.17, por lo tanto, existe una autocorrelación espacial entre los lugares muestreados. Por lo que se realizó un nuevo modelo teniendo en cuenta el efecto espacial y se define de la siguiente manera:

$$\text{logit}(\pi_i) = \beta_0 + B13_i + B14_i + W(s_i),$$

donde β_0 es el intercepto, B_{13} precipitación del mes más húmedo, B_{14} precipitación del mes más seco y W es un efecto aleatorio con estructura espacial.

Al analizar los efectos fijos en el modelo con componente espacial, las estimaciones de B_{13} , y B_{14} fueron no significativas ($p > 0.05$), el coeficiente B_{13} sugiere una relación negativa con la presencia de Piroplasmosis y al expresar en odds ratio, podemos decir que por cada unidad de incremento de B_{13} el odds de infección disminuye 0.93 veces; mientras que el coeficiente B_{14} sugiere una relación positiva, el odds de infección incrementa 1.06 veces (Tabla 10).

Tabla 10. Efectos fijos del modelo con componente efecto espacial para Piroplasmosis

| Variable | Estimación | p-valor | OR | IC95% |
|----------|------------|---------|----------|-----------|
| B13 | -0.05428 | >0.05 | 0.929322 | 0.82-0.89 |
| B14 | 0.10148 | >0.05 | 1.061496 | 1.04-1.25 |

En el mapa con el efecto espacial de Piroplasmosis (Figura 6), se puede observar que la región occidental de las parroquias El Guismi, El Pangui y Pachicutza tiene mayor probabilidad de presencia de la enfermedad, mientras que el resto de la región de las parroquias y Tundayme la presencia de la enfermedad es baja.

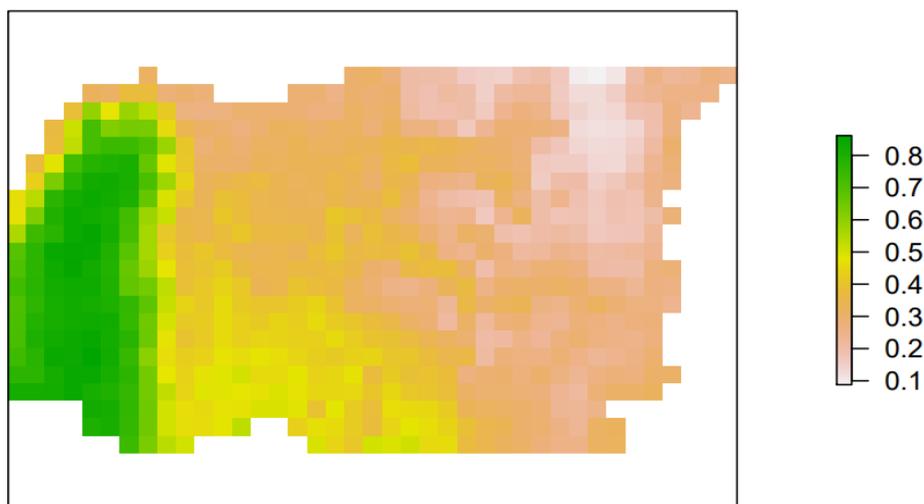


Figura 6: Predicción de probabilidad de presencia de Piroplasmosis, con efecto espacial.

Al evaluar la independencia o autocorrelación espacial con el Índice de Morán, se obtuvieron valores entre 0.07 y -0.16, que son similares al modelo de Piroplasmosis sin efecto espacial por tanto, no se corrige la autocorrelación espacial.

5. DISCUSIÓN

5.1. PRESENCIA DE ANAPLASMOSIS Y PIROPLASMOSIS BOVINA.

Según los datos del estudio primario, de 241 muestras 108 resultaron positivas, es decir el 44.81% para Piroplasmosis; mientras que 176 muestras fueron positivas para Anaplasmosis lo que representa el 73.03%, determinando una elevada prevalencia de estas enfermedades. Estos resultados concuerdan con Chamba (2011), en su estudio de ectoparásitos en el ganado bovino del cantón Centinela del Cóndor de la provincia de Zamora Chinchipe se analizaron 400 muestras y resultaron 375 positivas con una prevalencia del 93.7% para Anaplasmosis y/o Piroplasmosis.

De la misma manera en el estudio de Muñoz *et al* (2017) sobre la prevalencia de *Anaplasma marginale* mediante la técnica de Giemsa, de 600 muestras de sangre 297 fueron positivas para Anaplasmosis, estableciendo el 49.5%; también Espinoza, (2017) en su investigación de prevalencia de *Babesia spp* en la provincia de Zamora Chinchipe determinó que de 95 muestras analizadas mediante la técnica de Giemsa 28 resultaron positivas con una prevalencia del 29% y con la técnica de nPCR, de 70 muestras analizadas 61 resultaron positivas y con una prevalencia del 87%.

En el estudio de Celi (2013) sobre hemoparásitos en el Camal frigorífico “Cafrilosa” de la ciudad de Loja, utilizando la técnica de tinción Giemsa, se presentaron resultados positivos para Anaplasmosis en 28.3% y Anaplasmosis y/o Piroplasmosis 71.7%. Las muestras positivas procedían de la provincia de Zamora Chinchipe con un 26.2% y el 15.6% de la provincia de Loja.

En cuanto a las fincas muestreadas en este estudio, 46 fueron positivas con un porcentaje de 68.65% para *Anaplasma spp*; mientras que 26 resultaron positivas (38.80%) para *Babesia spp*. Estos resultados son similares a los Chamba (2011) en el que de 80 fincas muestreadas 75 fueron positivas para *Anaplasma spp* y/o *Babesia spp* dando un porcentaje de 93.7%. Por el contrario en el trabajo de Hernández (2012) donde realiza la estimación de la prevalencia de Piroplasmosis bovina en la provincia de Santo Domingo de los Tsáchilas con un muestreo de 17 haciendas y 350 muestras de sangre mediante microscopía de frotis sanguíneo y reacción en cadena de la polimerasa (PCR) no se encontraron resultados positivos.

Con respecto al trabajo realizado y los estudios mencionados la alta prevalencia de estas enfermedades, posiblemente se debe a que estas alteraciones están relacionadas con la presencia de garrapatas *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* y las condiciones climáticas y ecológicas características de las zonas tropicales y subtropicales que determinan su reproducción y el desarrollo de su ciclo de vida de manera eficiente (Melendez , 1998; Regassa et al., 2003). En este sentido la provincia de Zamora Chinchipe y en particular la zona de estudio presenta aspectos ambientales propicios para la supervivencia de este vector artrópodo, tiene una altura de 815 a 2800 m.s.n.m, con temperaturas entre 17°C Y 22° C (GPZCh., 2011).

Además, parece que en la zona estudiada podría existir un estado de equilibrio entre la enfermedad y la adquisición de inmunidad por parte de los hospedadores denominada estabilidad enzoótica (Santamaria, 2018). Esto hace que la transmisión pueda llegar a un estado de equilibrio entre el número de vectores, la tasa de inoculación de *Babesia spp* y *A. marginale* y la apropiada respuesta inmune del animal. Cuando los animales llegan a estado adulto mantienen la inmunidad y se da lugar a un rebaño totalmente protegido con bajas posibilidades de desarrollar signos clínicos ante nuevas infecciones (Smith et al., 2000).

5.2. DETERMINAR LOS FACTORES CLIMÁTICOS QUE INFLUYEN EN LA PRESENCIA DE ANAPLASMOSIS Y PIROPLASMOSIS BOVINA.

Los resultados de la investigación muestran que la variable precipitación del mes más húmedo tuvo una relación negativa con la presencia de Anaplasmosis y Piroplasmosis; mientras que la variable precipitación del mes más seco tuvo una relación positiva con estas enfermedades, sin embargo, sus efectos no fueron significativos.

Hay que mencionar que el desarrollo del ciclo de vida de los agentes etiológicos de las enfermedades hemoparasitarias se encuentra relacionado con los estados de vida libre de las garrapatas (teologina, huevos y larvas) con las condiciones climáticas y el hospedero para culminar su ciclo biológico (larva, ninfa, adultos), mantenerse en el ambiente y multiplicarse (De La Sota, 2005).

Algunos estudios como los de Herrera et al.,(2015) mencionan que la precipitación, al igual que la temperatura son factores de riesgo relacionado al éxito del desarrollo y sobrevivencia de los estados de vida libre de *R. (B.) microplus*, demostrando de esta forma que la presencia del ganado

no es suficiente para el establecimiento. Así también, Marques, et al.,(2020) en su estudio identifican que la temperatura media anual, la estacionalidad de las precipitaciones y la humedad relativa son relevantes para el desarrollo y crecimiento de las garrapatas. Por lo que los factores climáticos afectan el ciclo de vida y la distribución geográfica de las garrapatas.

Rodríguez et al., (2013) mencionan en su estudio que los cambios climáticos influyen sobre la distribución temporal y espacial, así como sobre la dinámica estacional e interanual de grupos de parásitos, patógenos, vectores, hospedadores y reservorios. En el caso de estas enfermedades, el patógeno y vector pueden estar presentes en una determinada zona, pero también es necesaria la presencia de un reservorio vertebrado diferente al ser humano, lo que puede suponer un factor que restrinja la dispersión geográfica en zonas donde las condiciones climáticas son favorables.

El hecho de que los factores climáticos no hayan sido significativos en este estudio, se debe probablemente a que fueron pocas fincas. Actualmente existen otros métodos más precisos en los que se construyen mallas mesh a través de la triangulación de Delaunay para proyectar toda la región de estudio y así realizar modelos bayesianos (Springer Verlag, 2006).

Por lo mencionado anteriormente estas enfermedades hemoparasitarias son consideradas un limitante en los factores sanitarios y el desarrollo de la ganadería en regiones tropicales y subtropicales debido a sus distribuciones que es delimitada por el vector el cual está relacionado a factores ambientales y ecológicos como: temperatura, humedad relativa, vegetación, etc.

5.3. DETERMINAR LOS FACTORES ESPACIALES QUE INFLUYEN EN LA PRESENCIA DE ANAPLASMOSIS Y PIROPLASMOSIS BOVINA.

Los resultados de este trabajo indican que a pesar de haber controlado el efecto espacial incorporando en los modelos una estructura aleatoria no hubo una diferencia en la predicción de distribución de las enfermedades investigadas. Por el contrario, los resultados de (Wimberly et al., 2008) donde evalúan modelos espaciales mejorados para predecir la distribución geográfica de patógenos transmitidos por garrapatas muestran que los patógenos tuvieron relaciones positivas con la temperatura, la humedad y la cubierta forestal y relaciones negativas con la precipitación. Además, *E. chaffeensis* tuvo una relación positiva con el índice de fragmentación y *A. phagocytophilum* tuvo una relación positiva con la densidad de ciervos. Parece que estas relaciones

varían considerablemente entre las zonas geográficas en los modelos ambientales locales y ambientales autorregresivos locales.

Coello, (2015) en su investigación de Caracterización e Identificación de garrapatas en bovinos de 3 islas en la provincia de Galápagos presenta resultados donde el 94% de fincas fueron positivas a la presencia de garrapatas, por tanto la distribución espacial confirma que el nivel de infestación se presenta en toda la zona de producción. Otro hecho importante es que aunque las islas están alejadas entre sí, las prácticas comerciales y el desplazamiento de personas y animales han dado como resultado un comportamiento similar en las 3 islas.

E. De Clercq et al., (2012); E. M. De Clercq et al., (2015) en sus estudios de distribución geográfica de la garrapata bovina invasora *Rhipicephalus microplus* en Benín país del oeste de Africa y Modelamiento de la distribución de especies para *Rhipicephalus microplus*, a pesar de no haber controlado el efecto en la distribución de las garrapatas mencionan que en menos de una década las garrapatas ha colonizado más de la mitad del país, es muy posible que esta garrapata no haya alcanzado aún toda su área de distribución climática y que se extienda hacia el norte, a regiones más áridas, en los próximos años.

De Clercq et al., (2015) sugieren investigar la diferencia entre las poblaciones de *R. microplus* establecidas y las temporales, ya que estas últimas son reintroducidas por los animales que migran cada año, la parte norte de Benín parecía en general de baja idoneidad ambiental y las zonas de alta idoneidad abiótica predichas por los modelos de este estudio se encontraban en el sur del país con un clima ecuatorial, esto tiene relación con los importantes movimientos del ganado en la región y el carácter invasivo de *R. microplus*.

Hay que mencionar que las granjas estudiadas tuvieron coordenadas georeferenciadas, por lo tanto, fue necesario controlar la parte espacial. Sin embargo, en los modelos de predicción obtenidos no se logró corregir del todo la autocorrelación espacial, posiblemente debido a que fueron pocas fincas (67) y el método frecuentista empleado en las predicciones no tiene en cuenta la incertidumbre como lo hace el enfoque bayesiano a través de método de Monte Carlo con cadenas de Markov y aproximaciones de Laplace (Rue et al., 2009).

Es importante notar que la información espacial debe tener en cuenta las variables ecológicas medidas en cada sitio, es decir una autocorrelación espacial (Legendre, 1993). La autocorrelación

espacial es necesaria en el desarrollo de mapas predictivos de riesgos de enfermedades, ya que los espacios cerca unos de otros tienen a presentar un riesgo de enfermedades similares por el ambiente de desarrollo parecido y la conexión a través de la propagación de enfermedades transmisibles o la dispersión de vectores y hospedadores (Wimberly et al., 2008).

Finalmente, la determinación de factores espaciales y el diseño de mapas de riesgo de enfermedades tiene una amplia aplicación en la salud, puesto que ayuda a proporcionar información sobre la probabilidad de exposición a agentes infecciosos, y así evaluar e identificar poblaciones en riesgo y predecir brotes a futuro de enfermedades y epidemias (Anderson, 2006; Grover et al., 2005).

6. CONCLUSIONES

- De las 241 muestras sanguíneas analizadas se determinó una elevada prevalencia en hembras bovinas provenientes del cantón El Pangui con un 73,03% a la presencia de *Anaplasma spp* y 44,81% para *Babesia spp*; mientras que fincas muestreadas 68.65 % fueron positivas a la presencia de Anaplasmosis y un 38.80% resultaron positivas para Babesiosis, debido a la presencia de los vectores esta zona es considerada endémica para Babesiosis y Anaplasmosis.
- Los factores climáticos como la precipitación del mes más húmedo y precipitación del mes más seco fueron no significativas ($p>0.05$) por lo tanto, no tuvo influencia en este estudio, sin embargo, estos factores climáticos son necesarios para cumplir el ciclo biológico de los vectores de estas enfermedades.
- Los mapas de predicción de la distribución de las enfermedades en estudio fueron similares tanto con efecto espacial como sin efecto espacial. No obstante, la autocorrelación espacial es muy importante para el desarrollo de mapas de riesgos de enfermedades, ya que lugares próximos tienden a presentar un riesgo de enfermedades similares.

7. RECOMENDACIONES

- Realizar investigaciones empleando pruebas de biología molecular tanto por precisión, alta sensibilidad y pronóstico para monitorización de estas enfermedades infecciosas.
- Realizar estudios de epidemiología espacial principalmente en lugares endémicos de la costa y el oriente para determinar la situación real de estas enfermedades y poder establecer medidas de control.
- Realizar estudios de prevalencia, modelos epidemiológicos, estudio de factores de riesgo y distribución espacial utilizando un enfoque bayesiano.
- Como medida de control en sitios endémicos se debería realizar pruebas rápidas periódicamente para evitar la movilización de animales y vectores contaminados.
- Realizar un estudio que determine otro tipo de vectores que influyen en estas enfermedades y los factores climáticos que inciden en su ciclo biológico.

8. BIBLIOGRAFÍA

- Abdela, N., Ibrahim, N., & Begna, F. (2018). Prevalence, risk factors and vectors identification of bovine anaplasmosis and babesiosis in and around Jimma town, Southwestern Ethiopia. *Acta Tropica*, 177, 9–18. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2017.09.010>
- Alcaraz, E. (1999). *Anaplasmosis bovina*. www.produccion-animal.com.ar
- Aubry, P., & Geale, D. W. (2011). A Review of Bovine Anaplasmosis. *Transboundary and Emerging Diseases*, 58(1), 1–30. <https://doi.org/10.1111/j.1865-1682.2010.01173.x>
- Bautista, C. (1996). *La respuesta inmune celular en anaplasmosis bovina*. <http://www.fmvz.unam.mx/fmvz/cienciavet/revistas/CVvol7/CVv7c11.pdf>
- Becerra López, J. L., Romero Méndez, U., Ramírez Bautista, A., & Becerra López, J. S. (2016). Revisión de las técnicas para el modelado de la distribución de las especies. *Revista Biológica Agropecuaria Tuxpan*, 4(1), 176–187. <https://doi.org/10.47808/revistabioagro.v4i1.47>
- Benavides, E., Jaime, O., Prada, R., Carlos, L., Jiménez, V., Benavides Ortiz, E., & Ricardo, J. (2016). *Las garrapatas del ganado bovino Guía para el manejo de garrapatas y adaptación al cambio climático*.
- CFSPH. (2007). *Rhipicephalus (Boophilus) microplus Garrapata del ganado del sur, garrapata del ganado bovino*. <http://www.nhc.ed.ac.uk/index.php?page=24.25.121>
- CFSPH. (2008). *Babesiosis bovina Fiebre por garrapatas, Fiebre de Tejas, Piroplasmosis, Fiebre hematóric*. http://www.cfsph.iastate.edu/Factsheets/es/babesiosis_bovina.pdf
- Chamba, J. W. (2011). *Estudio de los ectoparásitos en el ganado bovino del cantón centinela del cóndor de la provincia de Zamora Chinchipe* [Universidad Nacional de Loja]. [https://dspace.unl.edu.ec/jspui/bitstream/123456789/407/1/P2_ESTUDIO DE LOS ECTOPARASITOS0001.pdf](https://dspace.unl.edu.ec/jspui/bitstream/123456789/407/1/P2_ESTUDIO_DE_LOS_ECTOPARASITOS0001.pdf)
- Coello, M. (2015). *Caracterización e identificación de garrapatas en bovinos de 3 islas en la provincia de Galápagos* [Universidad San Francisco de Quito]. <https://repositorio.usfq.edu.ec/handle/23000/4463>
- Corona, B., Martinez, S., & Majela. (200 C.E.). *Anaplasmosis bovina (bovine anaplasmosis): Vol. VI*. <http://www.veterinaria.org/revistas/redvet/n040405.html><http://www.veterinaria.org/revistas/redvetymásespecificamenteen>

- Corona González, B. I., Obregón, D. I., Alemán, Y. I., Alfonso, P. I., Vega, E. I., Díaz, A. I., & Martínez, S. I. (2014). Tendencias en el diagnóstico de la anaplasmosis bovina. In *Rev. Salud Anim* (Vol. 36, Issue 2). <http://scielo.sld.cu/pdf/rsa/v36n2/rsa01214.pdf>
- Cruz, R., & Dominguez, D. I. (2009). *Estrategias para el control de la garrapata Boophilus microplus y la mitigación de la resistencia a los pesticidas*. 6, 22.
- Daniel De La Sota, M. (2005). *Anaplasmosis y Babesiosis*. <http://www.senasa.gov.ar>
- De Clercq, E. M., Leta, S., Estrada-Peña, A., Madder, M., Adehan, S., & Vanwambeke, S. O. (2015). Species Distribution Modelling For *Rhipicephalus microplus* (Acari: Ixodidae) in Benin, West Africa: Comparing datasets and modelling algorithms. *Preventive Veterinary Medicine*, 118(1), 8–21. <https://doi.org/10.1016/J.PREVETMED.2014.10.015>
- De Clercq, E., SO, V., M, S., S, A., R, L., & M, M. (2012). Geographic distribution of the invasive cattle tick *Rhipicephalus microplus*, a country-wide survey in Benin. *Experimental & Applied Acarology*, 58(4), 441–452. <https://doi.org/10.1007/S10493-012-9587-0>
- De la Fuente, J., Van Den Bussche, R. A., Prado, T. M., & Kocan, K. M. (2003). *Anaplasma marginale* msp1 α genotypes evolved under positive selection pressure but are not markers for geographic isolates. *Journal of Clinical Microbiology*, 41(4), 1609–1616. <https://doi.org/10.1128/JCM.41.4.1609-1616.2003>
- De La Sota, M. (2005). *Manual de procedimientos para Anaplasmosis y Babesiosis*. <http://www.senasa.gov.ar>
- Díaz, E., & Lamiña, O. (2013). *Universidad central del ecuador facultad de medicina veterinaria y zootecnia carrera de medicina veterinaria y zootecnia*. <http://www.dspace.uce.edu.ec/handle/25000/2669>
- Dib, L., Bitam, I., Tahri, M., Bensouilah, M., & De Meeûs, T. (2008). Competitive exclusion between piroplasmosis and anaplasmosis agents within cattle. In *PLoS Pathogens* (Vol. 4, Issue 1, pp. 0002–0005). Public Library of Science. <https://doi.org/10.1371/journal.ppat.0040007>
- Dohoo, I. R., Martin, S. W., & Stryhn, H. (2003). *Veterinary Epidemiologic Research* (n.o 2da Edicion). In *undefined*. <http://www.bristol.ac.uk.cmm>
- Espinoza, D. (2017). Universidad Nacional De Loja Autor. *Universidad Nacional De Loja*, 0(0), 151. [http://dspace.unl.edu.ec/jspui/bitstream/123456789/17025/1/TESIS WILSON FERNANDO.pdf](http://dspace.unl.edu.ec/jspui/bitstream/123456789/17025/1/TESIS_WILSON_FERNANDO.pdf)

- Estrada-Peña, A. (2008). Climate, niche, ticks, and models: What they are and how we should interpret them. *Parasitology Research*, 103(SUPPL. 1). <https://doi.org/10.1007/s00436-008-1056-7>
- Euzéby, & Jacques. (1979). *Las babesiosis de los bovinos*. https://bibliotecadigital.fvet.edu.uy/bitstream/handle/123456789/1211/JB1979_9-23.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Gallardo, J. (1999). *Boophilus microplus (Acari: Ixodidae): preoviposición, oviposición, incubación de los huevos y geotropismo*. https://www.researchgate.net/publication/28095409_Boophilus_microplus_Acari_Ixodidae_preoviposicion_oviposicion_incubacion_de_los_huevos_y_geotropismo/citation/download
- Garris, G. I. (1991). Control of ticks. In *Veterinary Clinics of North America - Small Animal Practice* (Vol. 21, Issue 1, pp. 173–183). Elsevier. [https://doi.org/10.1016/S0195-5616\(91\)50017-6](https://doi.org/10.1016/S0195-5616(91)50017-6)
- GPZCh. (2011). *Plan de desarrollo y ordenamiento territorial*. <http://zamora-chinchipe.gob.ec/wp-content/uploads/2018/02/PDOT-ZAMORA-CHINCHIPE-2014-2019-m.pdf>
- Graham, R. G., Felicísimo, Á. M., & Muñoz, J. (2011, June). Modelos de distribución de especies: Una revisión sintética. *Revista Chilena de Historia Natural*, 84(2), 217–240. <https://doi.org/10.4067/S0716-078X2011000200008>
- Guisan, A., Broennimann, O., Engler, R., Vust, M., Yoccoz, N. G., Lehmann, A., & Zimmermann, N. E. (2006). Using niche-based models to improve the sampling of rare species. *Conservation Biology*, 20(2), 501–511. <https://doi.org/10.1111/j.1523-1739.2006.00354.x>
- Hernández, A. (2012). *Estimación de la prevalencia de babesiosis bovina en la provincia de de Sto Domingo de los Tsachilas mediante microscopía de frotis sanguíneo y reaccion en cadena de la polimerasa*. <http://repositorio.espe.edu.ec/xmlui/handle/21000/5898>
- Herrera, A., & Vilchez, S. (2015). *Distribución inusual y potencial de la garrapata común del ganado, Rhipicephalus (Boophilus) microplus, en zonas tropicales de alta montaña de los Andes colombianos*. <https://www.redalyc.org/pdf/491/49144024003.pdf>
- Izquierdo, A. (2004). *Enfermedades Raras un enfoque práctico*. <http://gesdoc.isciii.es/gesdoccontroller?action=download&id=19/10/2012-ef90883d23>
- Kocan, K., Blouin, E., & Barbet, A. (2006). Anaplasmosis Control: Past, Present, and Future.

- Annals of the New York Academy of Sciences*, 916(1), 501–509.
<https://doi.org/10.1111/j.1749-6632.2000.tb05329.x>
- Kocan, K M, Hair, J. A., Ewing, S. A., & Stratton, L. G. (1981). Transmission of *Anaplasma marginale* Theiler by *Dermacentor andersoni* Stiles and *Dermacentor variabilis* (Say). *American Journal of Veterinary Research*, 42(1), 15–18.
<http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/7224310>
- Kocan, Katherine M., de la Fuente, J., Blouin, E. F., Coetzee, J. F., & Ewing, S. A. (2010). The natural history of *Anaplasma marginale*. In *Veterinary Parasitology* (Vol. 167, Issues 2–4, pp. 95–107). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2009.09.012>
- Kocan, Katherine M., De La Fuente, J., Blouin, E. F., & Garcia-Garcia, J. C. (2004). *Anaplasma marginale* (Rickettsiales: Anaplasmataceae): Recent advances in defining host-pathogen adaptations of a tick-borne rickettsia. In *Parasitology* (Vol. 129, Issue SUPPL.). <https://doi.org/10.1017/S0031182003004700>
- Kocan, Katherine M., De la Fuente, J., Guglielmone, A. A., & Meléndez, R. D. (2003). Antigens and Alternatives for Control of *Anaplasma marginale* Infection in Cattle. In *Clinical Microbiology Reviews* (Vol. 16, Issue 4, pp. 698–712). American Society for Microbiology (ASM). <https://doi.org/10.1128/CMR.16.4.698-712.2003>
- Legendre, P. (1993). Spatial autocorrelation: trouble or new paradigm? *Ecology*, 74(6), 1659–1673. <https://doi.org/10.2307/1939924>
- López, M. (2007). *Descripción y caracterización de nichos ecológicos: una visión más cuantitativa del espacio ambiental*. Centro de Investigación en Matemáticas, A.C. CIMAT.
- Marques, R., Krüger, R. F., Peterson, A. T., de Melo, L. F., Vicenzi, N., & Jiménez-García, D. (2020). Climate change implications for the distribution of the babesiosis and anaplasmosis tick vector, *Rhipicephalus (Boophilus) microplus*. *Veterinary Research*, 51(1), 81. <https://doi.org/10.1186/s13567-020-00802-z>
- Marques, R., Krüger, R. F., Peterson, A. T., De Melo, L. F., Vicenzi, N., & Jiménez-García, D. (2020). Climate change implications for the distribution of the babesiosis and anaplasmosis tick vector, *Rhipicephalus (Boophilus) microplus*. *Veterinary Research*, 51(1), 81. <https://doi.org/10.1186/s13567-020-00802-z>
- Melendez Roy. (1998). *Vista de Revisión integral de los factores epidemiológicos que inciden en la relación Boophilus microplus - bovino - Babesia spp.*

- <https://produccioncientificaluz.org/index.php/cientifica/article/view/14305/14283>
- Mercado, Á., Loza Murguía, M., Aliaga, R., & Cahuana, J. (2011). Frecuencia de *Anaplasma marginale* (Theiler 1910) y *Babesia* sp en bovino mestizo Cebú, en el Municipio de Ixiamas provincia Abel Iturralde Departamento de La Paz, Bolivia. *Journal of the Selva Andina Research Society*, 2(2), 13–23.
- Merino, O., Alberdi, P., Pérez De La Lastra, J. M., & de la Fuente, J. (2013). Tick vaccines and the control of tick-borne pathogens. *Frontiers in Cellular and Infection Microbiology*, 4(JUL), 1–10. <https://doi.org/10.3389/fcimb.2013.00030>
- Muñoz Guarnizo, T., Ayora, P., & Luzuriaga, N. (2017). *Prevalencia de Anaplasma marginale en bovinos de la provincia Zamora Chinchipe, Ecuador*. http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0253-570X2017000100009
- Narvárez Jima, J. M. (2020). *Determinación del estado epidemiológico de piroplasmosis y anaplasmosis bovina en el cantón El Pangui, provincia de Zamora Chinchipe*. <https://dspace.unl.edu.ec/handle/123456789/23463>
- Pliscoff, P., & Fuentes-Castillo, T. (2011). Modelación de la distribución de especies y ecosistemas en el tiempo y en el espacio: Una revisión de las nuevas herramientas y enfoques disponibles. *Revista de Geografía Norte Grande*, 2011(48), 61–79. <https://doi.org/10.4067/s0718-34022011000100005>
- Polanco, D., & Rios, L. (2016). Biological and ecological aspects of hard ticks. *Ciencia Tecnologia Agropecuaria*, 17(1), 81–95. https://doi.org/10.21930/rcta.vol17_num1_art:463
- Regassa, A., Penzhorn, B. L., & Bryson, N. R. (2003). Attainment of endemic stability to *Babesia bigemina* in cattle on a South African ranch where non-intensive tick control was applied. *Veterinary Parasitology*, 116(4), 267–274. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2003.07.011>
- Rodgers, S. J., Welsh, R. D., & Stebbins, M. E. (1994). Seroprevalence of bovine anaplasmosis in Oklahoma from 1977 to 1991. *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation: Official Publication of the American Association of Veterinary Laboratory Diagnosticians, Inc*, 6(2), 200–206. <https://doi.org/10.1177/104063879400600211>
- Rodriguez, D., Olivares, J., & Castilleja, Y. (2013). Cambios climáticos y su efecto sobre algunos grupos de parásitos. In *Rev. Salud Anim* (Vol. 35, Issue 3). http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0253-570X2013000300001
- Romero, R. (2011, March 9). *Informe de tres casos de rabia parálítica y babesiosis bovina en el*

- municipio de Aldama, Tamaulipas.*
http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0301-50922011000400007
- Rue, H., Martino, S., & Chopin, N. (2009). Approximate Bayesian inference for latent Gaussian models by using integrated nested Laplace approximations. *Journal of the Royal Statistical Society. Series B: Statistical Methodology*, 71(2), 319–392. <https://doi.org/10.1111/j.1467-9868.2008.00700.x>
- SAG. (2013). *Leptospirosis*. www.exopol.com/atlas/busca3.php?ref=1276
- Santamaria, R. (2018). *El impacto del cambio climático en la incidencia de la babesiosis bovina en México*. <https://www.ganaderia.com/destacado/El-impacto-del-cambio-climatico-en-la-incidencia-de-la-babesiosis-bovina-en-Mexico>
- Sepúlveda, A., Pulido-Medellín, M. O., Rodríguez-Pacheco, J. E., & García-Corredor, D. J. (2017). Eficiencia in vitro de hongos entomopatógenos y productos químicos sobre *Rhipicephalus microplus*. *Veterinaria y Zootecnia*, 11(2), 67–80. <https://doi.org/10.17151/vetzo.2017.11.2.6>
- Smith, R. D., Evans, D. E., Martins, J. R., Ceresér, V. H., Correa, B. L., Cardozo, C. P. H., Solari, M. A., & Nari, A. (2000). Babesiosis (*Babesiosis bovis*) stability in unstable environments. *Annals of the New York Academy of Sciences*, 916, 510–520. <https://doi.org/10.1111/j.1749-6632.2000.tb05330.x>
- Soberón, J., & Nakamura, M. (2009). Niches and distributional areas: Concepts, methods, and assumptions. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 106(SUPPL. 2), 19644–19650. <https://doi.org/10.1073/pnas.0901637106>
- Solorio, J. (1997). *Epidemiología de la babesiosis bovina. II. Indicadores epidemiológicos y elementos para el diseño de estrategias de control*. *Acaricide Resistance View project Faunal and ecological aspects of parasites View project*. <https://www.researchgate.net/publication/237605945>
- Spare, M. R., Hanzlicek, G. A., Wootten, K. L., Anderson, G. A., Thomson, D. U., Sanderson, M. W., Ganta, R. R., Reif, K. E., & Raghavan, R. K. (2020). Bovine anaplasmosis herd prevalence and management practices as risk-factors associated with herd disease status. *Veterinary Parasitology: X*, 3, 100021. <https://doi.org/10.1016/j.vpoa.2019.100021>
- Springer Verlag. (2006). *Triangulations and Applications*. In *Triangulations and Applications*. Springer Berlin Heidelberg. <https://doi.org/10.1007/3-540-33261-8>

- Tabachnick, W. J. (2010). Challenges in predicting climate and environmental effects on vector-borne disease epistystems in a changing world. *Journal of Experimental Biology*, 213(6), 946–954. <https://doi.org/10.1242/jeb.037564>
- Torres Quille, L. (2015). Diagnóstico de Anaplasmosis Bovina por los metodos de de Giemsa y ELISA indirecto y su relación con los valores sanguíneos, en la provincia de Zamora Chinchipe [Universidad Nacional de Loja]. In *Universidad Nacional De Loja*. [https://dspace.unl.edu.ec/jspui/bitstream/123456789/10722/1/Luis Torres.pdf](https://dspace.unl.edu.ec/jspui/bitstream/123456789/10722/1/Luis%20Torres.pdf)
- Trabattoni, M. V. E. (2013). *Tratamiento y Vacunación en Anaplasmosis y Babesiosis en Bovinos*. http://www.produccion-animal.com.ar/sanidad_intoxicaciones_metabolicos/parasitarias/Bovinos_garrapatas_tristeza/44-tratamiento_y_vacunacion.pdf
- Ueti, M. W., Reagan, J. O., Knowles, D. P., Scoles, G. A., Shkap, V., & Palmer, G. H. (2007). Identification of midgut and salivary glands as specific and distinct barriers to efficient tick-borne transmission of *Anaplasma marginale*. *Infection and Immunity*, 75(6), 2959–2964. <https://doi.org/10.1128/IAI.00284-07>
- Vanzini, V. R., & Ramirez, L. M. (1994). Babesiosis y anaplamosis bovina diagnostico, epidemiologia y control. In *Ria* (Vol. 25, pp. 137–190). https://inta.gob.ar/sites/default/files/inta_babesiosis_y_anaplasmosis_bovina.pdf
- Velho, P., Brito, L. G., Goulart Da Silva, F., Márcia, N., De, C., Oliveira, S., Da, F., & Barbieri, S. (2006). *Bio-ecologia, importância médico-veterinária e controle de carrapatos, com ênfase no carrapato dos bovinos, Rhipicephalus (Boophilus) microplus*. I, 104. www.cpafrro.embrapa.br
- Wimberly, M. C., Baer, A. D., & Yabsley, M. J. (2008). Enhanced spatial models for predicting the geographic distributions of tick-borne pathogens. *International Journal of Health Geographics*, 7(1), 15. <https://doi.org/10.1186/1476-072X-7-15>
- Zaugg, J. L., Stiller, D., Coan, M. E., & Lincoln, S. D. (1986). Transmission of *Anaplasma marginale* Theiler by males of *Dermacentor andersoni* Stiles fed on an Idaho field-infected, chronic carrier cow. *American Journal of Veterinary Research*, 47(10), 2269–2271. <https://europepmc.org/article/med/3777655>
- Zhyldyz, A., Sivakumar, T., Igarashi, I., Gunasekara, E., Kothalawala, H., Silva, S. S. P., & Yokoyama, N. (2019). Epidemiological survey of *Anaplasma marginale* in cattle and buffalo

in Sri Lanka. *Journal of Veterinary Medical Science*, 81(11), 1601–1605.
<https://doi.org/10.1292/jvms.19-0242>

9. ANEXOS

ANEXOS A

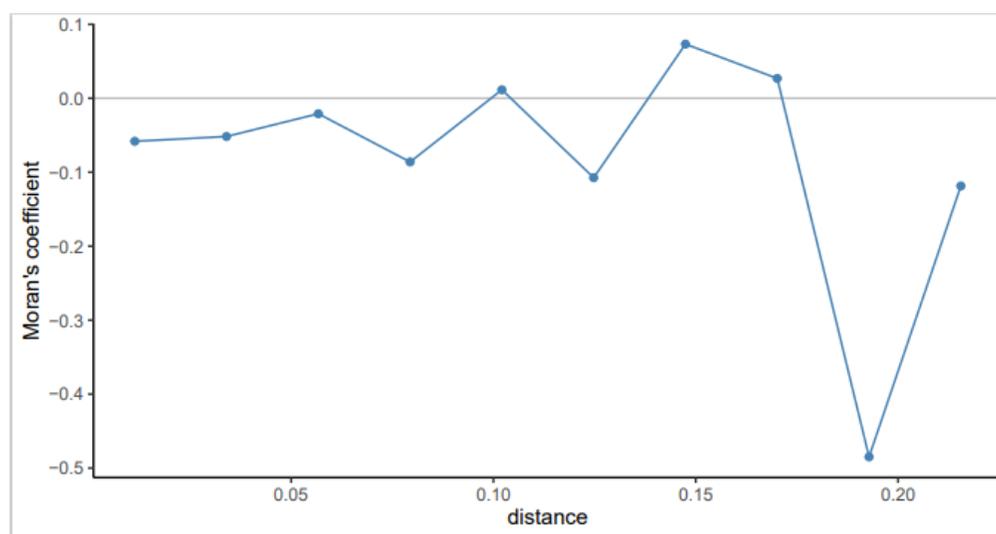


Figura 7: Índice de Morán para el modelo ajustado sin efecto espacial de Anaplasmosis

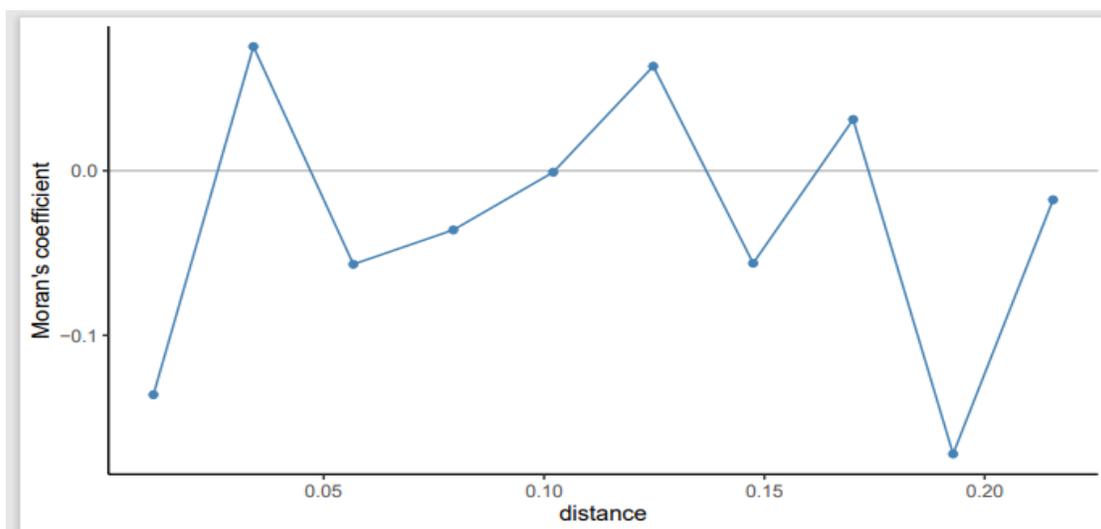


Figura 8: Índice de Morán para el modelo ajustado sin efecto espacial de Piroplasmosis

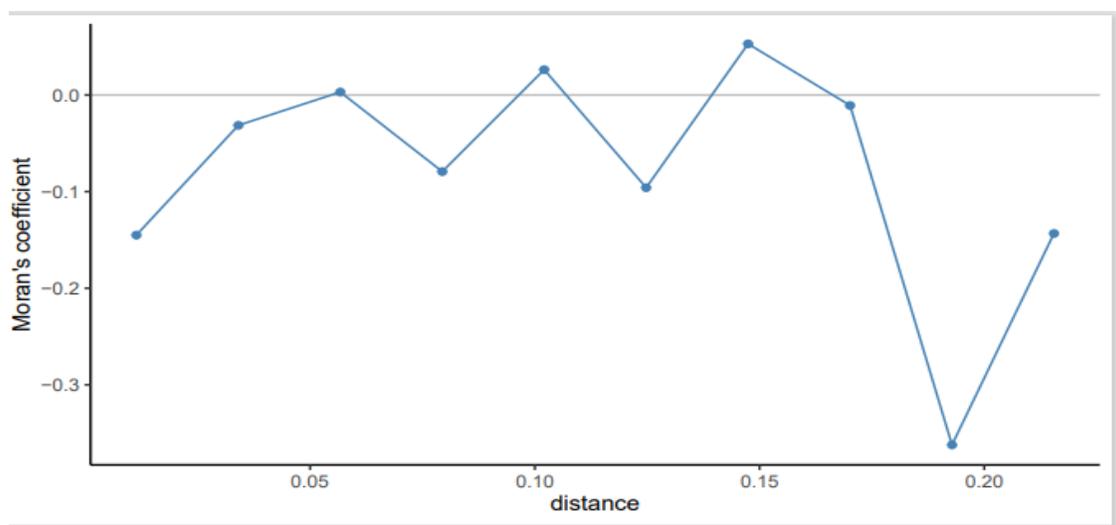


figura 9: Índice de Morán para el modelo ajustado con efecto espacial de Anaplasmosis.

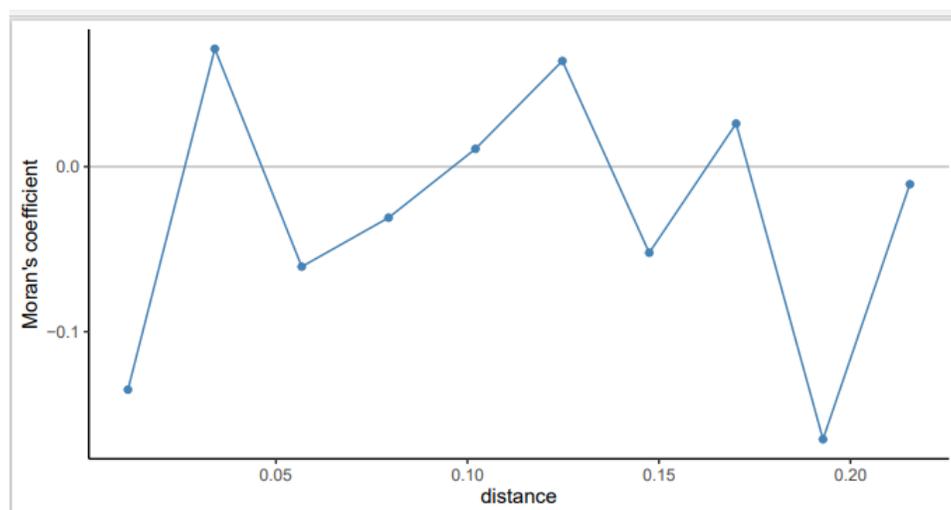


figura 10: Índice de Morán para el modelo ajustado con efecto espacial de Piroplasmosis.

ANEXOS B

Código empleado

#Código para la distribución geoespacial de anaplasmosis y piroplasmosis

```
# Cargo las librerías
library(readr)
library(carData)
library(car)
library(sp)
library(rgdal)
library(raster)
library(ggplot2)
#-----#
# Cargo la base de datos
data1 ← read_delim("~/TESIS/Bases de datos/Base final.csv", ";", escape_double = FALSE,
locale = locale(decimal_mark = ","), trim_ws = TRUE)
attach(data1)
str(data1)
> #-----#
#Análisis por Fincas
table(ANAPLASMOSIS)
46*100/67 #68.65672 --> Positivas
21*100/67 #31.34328 --> Negativas
binom.test(c(46,21),p=0.5)
binom.test(c(21,46),p=0.5)
#Anaplasmosis por animales
176*100/241 # 73.02905 --> Positivas
65*100/241 # 26.97095 --> Negativas
binom.test(c(176,65),p=0.5)
binom.test(c(65,176),p=0.5)
table(PIROPLASMOSIS)
#Piroplasmosis por fincas
26*100/67 #38.80597 --> Positivas
41*100/67 #61.19403 --> Negativas
binom.test(c(26,41),p=0.5)
binom.test(c(41,26),p=0.5)
#Piroplasmosis por animales
108*100/241 # 44.81328 --> Positivos
133*100/241 # 55.18672--> Negativos
binom.test(c(108,133),p=0.5)
binom.test(c(133,108),p=0.5)
> #-----#
# Cargo el shape del El Pangui
pangui<- readOGR("C:/Users/COMPUMARS/Documents/TESIS/Shapes/Shape
Pangui/Pangui1.shp",layer="Pangui1")
```

El

```

> #-----#
# Pongo los puntos georeferenciados en proyección WGS84
coord <- cbind(data1$LONGITUD,data1$LATITUD)
coord = SpatialPoints(coord, proj4string=CRS("+proj=longlat +datum=WGS84"))
coord <- spTransform(coord, CRS(proj4string(pangui)))
> #-----#
# Grafico el mapa del cantón El Pangui con los puntos positivos y negativos
par(mfrow=c(1,2))
#Anaplasmosis
plot(pangui, border="blue")
points(coord, col=c("green4","red4")[as.factor(data1$ANAPLASMOSIS)],pch=20, cex=1)
legend("topleft", legend=c("Absence", "Presence"), pch=20, col=c("green4", "red4"),cex=0.5)
#Piroplasmosis
plot(pangui, border="blue")
points(coord, col=c("green4","red4")[as.factor(data1$PIROPLASMOSIS)],pch=20, cex=1)
legend("topleft", legend=c("Absence", "Presence"), pch=20, col=c("green4", "red4"),cex=0.5)
> #-----#
# Construyo el modelo de regresión logística
mod_ana_1 <- glm(ANAPLASMOSIS ~ BIO2+BIO3+BIO13+BIO14+BIO15, data=data1,
family=binomial())
summary(mod_ana_1)

mod_pir_1 <- glm(PIROPLASMOSIS ~ BIO2+BIO3+BIO13+BIO14+BIO15, data=data1,
family=binomial())
summary(mod_pir_1)
> #-----#
# Selecciono el mejor modelo por el método backward
glm.backward1<- step(mod_ana_1,direction = "backward")
glm.backward2<- step(mod_pir_1,direction = "backward")
# El mejor modelo es:
mod_ana_2 <- glm(ANAPLASMOSIS ~ BIO13+BIO14, data=data1, family=binomial())
summary(mod_ana_2)
# ANAPLASMOSIS ~ BIO13+BIO14

mod_pir_2<- glm(PIROPLASMOSIS ~ BIO13+BIO14, data=data1, family=binomial())
summary(mod_pir_2)
# PIROPLASMOSIS~ BIO13+BIO14

exp(mod_ana_2$coefficients)#EXPONENTE DE LOS PARAMETROS
exp(confint.default(mod_ana_2))#EXPONENTE DE LOS IC

exp(mod_pir_2$coefficients)#EXPONENTE DE LOS PARAMETROS
exp(confint.default(mod_pir_2))#EXPONENTE DE LOS IC
> #-----#

# Cargo los rásters de las variables seleccionadas en el modelo

```

```

setwd("~/TESIS/Rasters/Rasters Bio (5)")
RasterB2 <- 'BIO2.tif'
RasterB2=raster(RasterB2)
RasterB3 <- 'BIO3.tif'
RasterB3=raster(RasterB3)
RasterB13 <- 'BIO13.tif'
RasterB13=raster(RasterB13)
RasterB14 <- 'BIO14.tif'
RasterB14=raster(RasterB14)
RasterB15 <- 'BIO15.tif'
RasterB15=raster(RasterB15)

par(mfrow=c(3,2),mar=c(0.5,2,2,2))
plot(RasterB2,axes=F, main= "B2")
plot(RasterB3,axes=F, main= "B3")
plot(RasterB13,axes=F, main= "B13")
plot(RasterB14,axes=F, main= "B14")
plot(RasterB15,axes=F, main= "B15")

> #-----#
# Predigo la presencia de garrapatas utilizando los rásters que corresponden a
# las covariables del modelo (Mapa de predicción)
pred_stack <- stack(RasterB13,RasterB14)
predicted_risk1 <- predict(pred_stack,mod_ana_2,type='response')
par(mfrow=c(1,1),mar=c(0.5,6,2,4))
plot(predicted_risk1, axes=F)

predicted_risk2 <- predict(pred_stack,mod_pir_2,type='response')
par(mfrow=c(1,1),mar=c(0.5,6,2,4))
plot(predicted_risk2, axes=F)

> #-----#

# Observo si los residuos son independientes, en este caso como es estadística
# espacial, utilizo el Coeficiente de Morán
library(pgirmess)
nbc <- 10
cor_r1 <- pgirmess::correlog(coords=data1[,c("LONGITUD",
"LATITUD")],z=mod_ana_2$residuals,method="Moran", nbclass=nbc)
cor_r1
cor_r2 <- pgirmess::correlog(coords=data1[,c("LONGITUD",
"LATITUD")],z=mod_pir_2$residuals,method="Moran", nbclass=nbc)
cor_r2

correlograms1 <- as.data.frame(cor_r1)
correlograms1$variable <- "residuals_glm1"

```

```

correlograms2 <- as.data.frame(cor_r2)
correlograms2$variable <- "residuals_glm2"
> #-----#

# Grafico el correlograma (plot)
ggplot(subset(correlograms1, variable=="residuals_glm1"), aes(dist.class, coef)) +
  geom_hline(yintercept = 0, col="grey") +
  geom_line(col="steelblue") +
  geom_point(col="steelblue") +
  xlab("distance") +
  ylab("Moran's coefficient")+
  theme(panel.grid.major = element_blank(), panel.grid.minor = element_blank(),
        panel.background = element_blank(), axis.line = element_line(colour = "black"))

ggplot(subset(correlograms2, variable=="residuals_glm2"), aes(dist.class, coef)) +
  geom_hline(yintercept = 0, col="grey") +
  geom_line(col="steelblue") +
  geom_point(col="steelblue") +
  xlab("distance") +
  ylab("Moran's coefficient")+
  theme(panel.grid.major = element_blank(), panel.grid.minor = element_blank(),
        panel.background = element_blank(), axis.line = element_line(colour = "black"))

> #-----#
# Veo que los p-valores son significativos, por tanto, los residuos no son
# independientes.
# Quiere decir que hay una autocorrelación espacial en las covariables, así que
# utilizo una función de covarianza para describir la similaridad de los valores
# observados basados en su localización.

> #-----#
# Implemento un nuevo modelo, asumiendo una Matern covariance.
library(spaMM)
mod_ana_2_spatial <- spaMM::fitme(ANAPLASMOSIS~BIO13+BIO14 +
  Matern(1|LATITUD+LONGITUD),data=data1, family=binomial())
summary(mod_ana_2_spatial)

mod_pir_2_spatial <- spaMM::fitme(PIROPLASMOSIS~BIO13+BIO14 +
  Matern(1|LATITUD+LONGITUD),data=data1, family=binomial())
summary(mod_pir_2_spatial)

# nu representa el parámetro suavizado, rho el parámetro escalado.
# lambda la varianza estimada en el efecto aleatorio y
# phi la varianza estimada en el error residual

coefs <- as.data.frame(summary(mod_ana_2_spatial)$beta_table)
row <- row.names(coefs) %in% c('BIO13','BIO14')

```

```

lower1 <- coefs[row,'Estimate'] - 1.96*coefs[row, 'Cond. SE']
upper1 <- coefs[row,'Estimate'] + 1.96*coefs[row, 'Cond. SE']
c(lower1, upper1)
exp(-0.05428) # OR = 0.9471669
exp( 0.10148) #OR = 1.106808

coefs <- as.data.frame(summary(mod_pir_2_spatial)$beta_table)
row <- row.names(coefs) %in% c('BIO13','BIO14')
lower2 <- coefs[row,'Estimate'] - 1.96*coefs[row, 'Cond. SE']
upper2 <- coefs[row,'Estimate'] + 1.96*coefs[row, 'Cond. SE']
c(lower2, upper2)
exp(-0.07330) # OR = 0.929322
exp(0.05967961) # OR = 1.061496

> #-----#
# Puedo expresar en odds ratio
OR1 <- exp(c(lower1, upper1))

OR2 <- exp(c(lower2, upper2))

> #-----#
# Analisis de nuevo la correlación de los residuos
nbc <- 10
cor_r3 <- pgirmess::correlog(coords = data1[,c("LONGITUD", "LATITUD")],
  z = residuals(mod_ana_2_spatial),method="Moran", nbclass=nbc)
cor_r3
correlograms3 <- as.data.frame(cor_r3)
correlograms3$variable <- "residuals_glm3"

cor_r4 <- pgirmess::correlog(coords = data1[,c("LONGITUD", "LATITUD")],
  z = residuals(mod_pir_2_spatial),method="Moran", nbclass=nbc)
cor_r4
correlograms4 <- as.data.frame(cor_r4)
correlograms4$variable <- "residuals_glm4"
> #-----#

# Grafico el correlograma (plot)

ggplot(subset(correlograms3, variable=="residuals_glm3"), aes(dist.class, coef)) +
  geom_hline(yintercept = 0, col="grey") +
  geom_line(col="steelblue") +
  geom_point(col="steelblue") +
  xlab("distance") +
  ylab("Moran's coefficient")+
  theme(panel.grid.major = element_blank(), panel.grid.minor = element_blank(),
  panel.background = element_blank(), axis.line = element_line(colour = "black"))

```

```

ggplot(subset(correlograms4, variable=="residuals_glm4"), aes(dist.class, coef)) +
  geom_hline(yintercept = 0, col="grey") +
  geom_line(col="steelblue") +
  geom_point(col="steelblue") +
  xlab("distance") +
  ylab("Moran's coefficient")+
  theme(panel.grid.major = element_blank(), panel.grid.minor = element_blank(),
        panel.background = element_blank(), axis.line = element_line(colour = "black"))
> #-----#

# Veo que los p-valores no son significativos, por tanto, los residuos son
# independientes. Ya no hay autocorrelación espacial.

> #-----#
# Realizo la predicción
# Una vez obtenido el modelo que relacione las capas climáticas (u otras capas
# espaciales) con la prevalencia, podemos predecir la probabilidad/prevalencia
# de infección en cualquier lugar dentro de la región.

> #-----#
# Creo un ráster vacío con la misma extensión y resolución de los rústers
# bioclimáticos
longitude_raster <- longitude_raster <- raster(nrows = nrow(RasterB13),
                                              ncols = ncol(RasterB13),
                                              ext = extent(RasterB13))
> #-----#

# Cambio los valores para que sean latitud y longitud respectivamente
longitude_raster[] <- coordinates(longitude_raster)[,1]
latitude_raster[] <- coordinates(latitude_raster)[,2]
# Creo una pila de predicción final de las 3 variables que necesitamos
pred_stack1 <- stack(RasterB13,RasterB14,longitude_raster,latitude_raster)
# Cambio el nombre para asegurarse de que los nombres de las capas rúster
# de la pila coinciden con los utilizados en el modelo
names(pred_stack1) <- c("BIO13","BIO14","LONGITUD", "LATITUD")
plot(pred_stack1)
> #-----#

# Realizo las predicciones con el nuevo modelo
predicted_prevalence_raster1 <- predict(pred_stack1, mod_ana_2_spatial)
par(mfrow=c(1,1),mar=c(0.5,6,2,4))
plot(predicted_prevalence_raster1, axes= F)

predicted_prevalence_raster2 <- predict(pred_stack1, mod_pir_2_spatial)
par(mfrow=c(1,1),mar=c(0.5,6,2,4))
plot(predicted_prevalence_raster2, axes= F)

```