

Presencia de *Leptospira spp.* en mamíferos silvestres del Bioparque Ukumari

Trabajo de grado para optar por título de Medicina Veterinaria

Alejandra Vélez Restrepo

**Asesor
Santiago Monsalve Buriticá
Médico Veterinario MV, Esp, Msc. Dr Sc**

**Unilasallista Corporación Universitaria
Facultad de Ciencias Agropecuarias
Medicina Veterinaria
Caldas-Antioquia
2023**

Contenido

Lista De Tablas	3
Lista De Ilustraciones.....	4
Resumen	5
Objetivos	6
Objetivo general.....	6
Objetivos específicos	6
Introducción.....	7
Marco teórico.....	8
Agente etiológico.....	8
Transmisión	8
Patogenia	9
Signos clínicos	10
Diagnostico	11
Tratamiento	13
Prevención y control	14
Metodología	15
Área de estudio.....	15
Población de estudio.....	15
Clasificación de animales	15
Colecta de muestras.....	15
Protocolo para muestreo de mamíferos silvestres	16
Resultados	17
Discusión	20
Conclusiones.....	23
Referencias	24

Lista De Tablas

Tabla 1. Base de datos.....	17
-----------------------------	----

Lista De Ilustraciones

Ilustración 1. Títulos de <i>Leptospira spp</i>	18
Ilustración 2. Titulación de serovares.....	19
Ilustración 3. Titulación indicativa de presencia.....	19

Resumen

La leptospirosis se considera una enfermedad zoonótica reemergente de distribución mundial producida por diferentes serovares de la bacteria *Leptospira spp.*, observándose con mayor repercusión en climas tropicales o subtropicales al igual que en zonas con precarias condiciones de salubridad. La bacteria ingresa al organismo mediante mucosas o piel lacerada, viaja vía linfática hasta colonizar la estructura renal y la orina convirtiéndose en el principal medio de contaminación. En esta investigación se recolectaron 20 muestras sanguíneas de diferentes mamíferos silvestres, las cuales posteriormente mediante la prueba de aglutinación microscópica (MAT) se analizaron 9 serovares de *Leptospira spp.* Los resultados indicaron que de la población de estudio el 60% no presentaron titulación para todos los serovares analizados, mientras que el 40% restante presentaron titulación para por lo menos 1 de los 9 serovares analizados. El serovar con mayor presencia dentro del Bioparque es *Leptospira icterohaemorrhagiae*, correspondiendo al 35% de la población muestreada de los individuos que salieron positivo.

Palabras clave: Leptospira, zoonosis, mamíferos silvestres

Objetivos

Objetivo general

Identificar la presencia de *Leptospira spp.* en mamíferos silvestres que se encuentran bajo cuidado humano por parte del personal encargado del Bioparque Ukumari.

Objetivos específicos

1. Aplicar la técnica MAT para el diagnóstico de *Leptospira spp.* mediante las muestras sanguíneas colectadas.
2. Analizar los resultados obtenidos mediante la técnica MAT para evidenciar la presencia de *Leptospira spp.* y sus serovariedades.

Introducción

La leptospirosis es una zoonosis de distribución mundial que se presenta principalmente en climas tropicales o subtropicales, al igual que en zonas inundadas o con precarias condiciones higiénicas y sanitarias (García et al., 2013; Lopardo et al., 2018). La Organización Mundial de la Salud (OMS) la ha clasificado como una enfermedad reemergente, desatendida y es considerada como una de las enfermedades de mayor importancia a nivel mundial (Lopardo et al., 2018; Romero, Astudillo, et al., 2011).

Requiere de un abordaje multidisciplinario e integral para lograr un control efectivo debido a que tiene un ciclo de transmisión que involucra a distintas especies animales (García et al., 2013). Por esto, la implementación de medidas de control puede ser un desafío debido al incremento de contacto entre animales domésticos, fauna silvestre y roedores (Russell, 2012).

El ciclo de infección de la leptospirosis está fuertemente influenciado por los factores ambientales y antropogénicos presentes, la población circulante de reservorios y hospederos, y la diversidad de serovares prevalentes (Petrakovsky et al., 2014). Los factores ambientales más relevantes en la transmisión de *Leptospira spp.* son: temperatura y humedad, los cuales actúan en sinergia con variantes antropogénicas como densidad poblacional, tipo de vivienda y manejo de residuos (Petrakovsky et al., 2014).

Actualmente, la Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR) permite detectar el ADN incluso cuando las bacterias no son viables (Marder et al., 2008).

Marco teórico

Agente etiológico

La leptospirosis es causada por una bacteria espiroqueta gram negativa perteneciente al orden *Spirochaetales*, a la familia *Leptospiraceae* y al género *Leptospira* (García et al., 2013).

Anteriormente el género *Leptospira* se clasificaba fenotípicamente en *Leptospira interrogans* (con más de 250 serovares) y *Leptospira blifexa* (con 60 serovares), siendo el primero patógeno y el segundo no patógeno (Torres et al., 2018). Actualmente la clasificación se da genotípicamente basado en la homología del ADN, caracterizadas por el análisis filogenético del gen 16S RNA y su patogenicidad, comprendiendo genomoespecies diferentes (Petrakovsky et al., 2014).

Con esta clasificación (genomoespecies) se incluyen serovares patógenos y no patógenos en una misma especie existiendo ahora tres grupos de *Leptospira*: Patógenas, saprofitas e intermedias (Petrakovsky et al., 2014).

Transmisión

Diversos animales domésticos y silvestres, así como accidentalmente el humano, están involucrados en el ciclo de infección de leptospirosis (Ospina et al., 2017; Romero, Astudillo, et al., 2011; Torres et al., 2018). En la epidemiología participan huéspedes de mantenimiento, que son aquellas especies animales donde la infección es endémica y usualmente se transmite de individuo a individuo por contacto directo; Y están los huéspedes accidentales que se infectan por contacto indirecto con orina de animales infectados, ya sea a través de la ingestión de agua o alimento contaminado, y por contacto con mucosas o piel (Ospina et al., 2017). Los reservorios de mayor relevancia son los pequeños mamíferos sinantropicos pertenecientes al orden Rodentia, debido a que constituyen la fuente de infección más importante para los

humanos y otros huéspedes vertebrados sensibles (Torres et al., 2018). La principal fuente de infección se da de manera directa a través de la orina de animales infectados, asintomáticos y portadores; también puede ser indirecta por materiales contaminados (agua, forrajes, pastos, leche) o de manera vertical, a través de la placenta (Romero, Astudillo, et al., 2011).

Los roedores juegan un papel destacado en el mantenimiento endémico de la infección, siendo *Rattus norvegicus*, *Rattus rattus* y *Mus musculus* fuente principal de infección natural de *Leptospira* porque contaminan el ambiente, los alimentos y el agua a través de su orina, poniendo en riesgo la salud humana y animal, especialmente en zonas cercanas a cuerpos de agua (Ospina et al., 2017). La rata o ratón de alcantarilla (*Rattus norvegicus*) y la rata negra o rata del techo (*Rattus rattus*) son considerados el principal reservorio asintomático al alojar diversos serovares patógenos que se reproducen en sus túbulos renales favorecidos por el pH alcalino de su orina (Pettrakovsky et al., 2014).

Las ratas han sido identificadas como huéspedes de mantenimiento de las serovariedades *Icterohaemorrhagie* y *Copenhageni*; ganado vacuno de *Pomona*, *Hardjo* y *Grippothyphosa*; cerdos de *Pomona*, *Tarassovi* y *Bratislava*; perros de *Canicola* y marsupiales de *Grippothyphosa* (Hamer et al., 2019).

Patogenia

La patogenia de la enfermedad puede variar por factores como huésped, tipo de serogrupo o serovar presente (Chávez, 2014).

No se conocen con exactitud los mecanismos por los cuales las leptospiras causan enfermedad, sin embargo algunos serovares poseen actividad endotóxica produciendo hemólisis mediante la secreción de hemolisinas como la esfingomielinasa (Amariles, 2017).

Penetra a través de piel, ya sea por heridas o mucosas, llega rápidamente a torrente sanguíneo y se disemina en todos los tejidos creando una leptospiremia. La capacidad de su

rápida distribución se debe a que produce hialuronidasa, un factor de difusión (Amariles, 2017; Chávez, 2014).

En la primer semana los órganos más frecuentemente afectados son: hígado, riñón y músculos (Chávez, 2014).

La disfunción hepática que se presenta se manifiesta por disminución de la excreción de bilirrubina como alteración más frecuente, disminución de los niveles de albúmina sérica y disminución en la producción de los factores dependientes de la vitamina K (Chávez, 2014).

En el riñón, después de permanecer un corto tiempo en el espacio intersticial, penetra túbulo contorneado proximal apareciendo en la luz de estos, desde donde es expulsada al exterior mediante la orina (Chávez, 2014).

En los músculos, las alteraciones pueden variar desde inclusiones vacuolares en miofibrillas e infiltrado discreto de polimorfonucleares en el tejido muscular, acompañado de elevación importante de la enzima creatinfosfoquinasa (CPK) (Chávez, 2014).

Signos clínicos

La leptospirosis tiene una presentación en dos fases: fase aguda o septicémica que dura aproximadamente una semana, seguido por una fase inmune que se caracteriza por la producción de anticuerpos y la excreción de leptospira en orina. La gravedad de los signos dependen de la edad e inmunocompetencia del hospedador, los factores ambientales que afectan a los microorganismos y el serogrupo implicado (Amariles, 2017).

La presentación puede ser subclínica o clínica según su manifestación; la leptospirosis anictérica se identifica por la aparición de un cuadro febril repentino, por otro lado, la leptospirosis ictérica se ve caracterizada por cambio de color en mucosas debido al incremento de bilirrubina en sangre. Esta última presentación puede conllevar también a Insuficiencia Renal Aguda, entre otros síntomas debido a que su presentación es multisistémica y por ende aumenta el riesgo de mortalidad en los pacientes (Amariles, 2017).

La colonización renal aparece porque la bacteria se replica y persiste en las células epiteliales de los túbulos renales. El deterioro progresivo de la función renal puede volver a la normalidad en varias semanas o podría desarrollarse una insuficiencia renal crónica poliúrica compensada (Amariles, 2017).

A nivel del corazón produce miocarditis intersticial; en musculo esquelético genera necrosis focal en fibras musculares; en pulmones se presentan hemorragias y congestión pulmonar. En la enfermedad también se desarrolla daño endotelial, vasculitis e infiltrados compuestos por células inflamatorias (Amariles, 2017).

En la fase leptospiremica se observan signos clínicos de enfermedad aguda o sub aguda y los animales que se recuperan de esta fase pueden desarrollar un estado de portador, en el cual la leptospira puede permanecer en los túbulos renales por periodos de tiempo variables y se excretan en la orina (Russell, 2012). También se producen infecciones menos graves, que pueden no ser evidentes clínicamente, pero pueden conducir al desarrollo de portadores renales (Russell, 2012).

La enfermedad en animales silvestres produce cuadros clínicos similares a los que se han descrito en especies domésticas, al igual que puede pasar desapercibida o presentarse en forma severa e incluso fatal. La fase aguda comienza de forma típica con fiebre e inapetencia, seguida de grados variables de hemorragia en membranas mucosas, ictericia y hematuria; también se puede llegar a observar depresión, deshidratación, vomito y dolor abdominal. Los microorganismos se eliminan por la orina de los individuos que se encuentran en la última etapa de la enfermedad o que mantienen un estado de infección posterior al cuadro clínico, sea este aparente o no (Romero, Sánchez, et al., 2011).

Diagnostico

Entre las pruebas se incluyen técnicas serodiagnósticos para la detección de anticuerpos, siendo la prueba de aglutinación microscópica (MAT) y el inmunoensayo

enzimático (ELISA) los métodos de laboratorio comúnmente empleados en el diagnóstico serológico, considerando el MAT como prueba de referencia (García et al., 2013).

- **MAT:** Por medio de esta técnica se detectan anticuerpos para el variado grupo de serovares que presenta *Leptospira spp.* El suero del paciente reacciona con suspensiones de antígenos vivos de distintos serovares de leptospira, posterior se observa la aglutinación antígeno-anticuerpo para los diferentes serovares de *Leptospira* en campo oscuro. Esta prueba permite determinar el o los serogrupos responsables del proceso infeccioso (Chacón, 2014).

Se define que un caso es positivo cuando existe una seroconversión con un incremento de cuatro veces o más en los títulos de anticuerpos para uno o varios serovares. Un título de al menos 1:200 para un solo serovar o títulos de 1:100 para varios serovares son sugestivos de leptospirosis (Chacón, 2014).

- **ELISA:** Puede detectar IgM durante la primer semana de la enfermedad antes que la MAT, aunque puede llegar a ser negativa más tempranamente (García et al., 2013).

Igualmente se debe examinar una segunda muestra de suero cuando no se detectan anticuerpos o se encuentran títulos bajos, y debido a que tiene una menor especificidad sus resultados no son confirmatorios (deben ser confirmados por MAT). Además pueden observarse reacciones cruzadas débiles debido a presencia de otras enfermedad y como se basa en un antígeno específico no da indicación del serovar infectante (Lopardo et al., 2018).

- **CULTIVO:** Se debe considerar la fase en que se encuentra la infección. Por lo general, durante la fase aguda la bacteria se localiza en circulación durante los

primeros 7 a 10 días de la enfermedad, este sería el momento adecuado para realizar el muestreo y cultivo de sangre heparinizada (García et al., 2013).

Por otro lado, para detectar *Leptospira spp.* en orina en casos de infección aguda o portación crónica asintomática (reservorios), se realiza el aislamiento en cultivo, pero estos requieren entre 16 a 26 semanas de incubación y, con ello, el mayor riesgo de contaminación con otras bacterias. Los cultivos deben observarse bajo microscopio oscuro semanalmente para control del desarrollo in vitro (Hamer et al., 2019).

- **PCR:** Es altamente sensible y con el empleo de iniciadores específicos y la detección del producto amplificado se ha incrementado la sensibilidad de la PCR (García et al., 2013).

Tratamiento

El tratamiento inicial es de soporte, que incluye fluidoterapia para corregir desequilibrio hidroelectrolítico y ácido-base. El tratamiento antimicrobiano se encuentra orientado a controlar la infección antes que se presenten daños irreversibles en el organismo, especialmente hígado y riñones (Sepúlveda, 2017).

El tratamiento se divide en dos fases:

El objetivo de la primera fase es inhibir la multiplicación del microorganismo y reducir las complicaciones graves de la infección tales como insuficiencia hepática y renal. Las penicilinas y sus derivados son antibióticos de elección para la leptospiremia (Amariles, 2017).

El objetivo de la segunda fase es eliminar el estado de portador mediante la administración de fármacos como tetraciclinas, aminoglucósidos o derivados de eritromicina (Amariles, 2017).

Prevención y control

Es una enfermedad de difícil control debido a la capacidad del microorganismo para ser eliminado por la orina de los animales que se mantienen en estado de portador (García et al., 2013).

Las vacunas inactivadas se emplean en animales, especialmente en caninos, evitando la infección mas no el estado de portador (García et al., 2013). Dado que el control de la excreción de leptospiras por reservorios de animales salvajes es imposible, la vacunación en caninos que viven en áreas endémicas es esencial (Aedo et al., 2014).

Los reservorios de animales silvestres y los animales con infección subclínica continúan albergando y eliminando la bacteria, por lo cual, el control de roedores, el mantenimiento de las condiciones ambientales para evitar la supervivencia bacteriana y el aislamiento de animales infectados son pasos importantes para prevenir la propagación de la infección (Aedo et al., 2014). Las bacterias son susceptibles a la radiación ultravioleta, desecación y desinfectantes a base de yod o cloro que pueden ser usados para limpiar jaulas y superficies contaminadas (Aedo et al., 2014).

Metodología

Área de estudio

La recolección de muestras se llevó a cabo dentro de las instalaciones del Bioparque Ukumari en la ciudad de Pereira, Risaralda durante el primer semestre del 2023, comprendiendo los meses desde marzo a mayo.

Población de estudio

La población de estudio se obtuvo a partir del Software Epi info; para esto se tuvo en cuenta la población actual, hasta el 24 de marzo de 2023, de mamíferos silvestres. Se utilizó un nivel de confianza del 95% con un margen de error del 5%

Los mamíferos silvestres se encontraban en los recintos y formaban parte de la población del Bioparque Ukumari. A estos ejemplares solo se les realizó la toma de muestra sanguínea cuando requirieron ser intervenidos medicamente.

La población de estudio a muestrear correspondió al 62% de la población actual, es decir 101 mamíferos silvestres.

Clasificación de animales

Todos los animales que hicieron parte de la población de estudio fueron clasificados según género, especie y sexo.

Colecta de muestras

Las muestras se recolectaron cumpliendo con las medidas de bioseguridad como lo son: guantes, tapabocas, gorro, bata e instrumental necesario para la manipulación de los individuos.

Protocolo para muestreo de mamíferos silvestres

- a. Se realizó restricción química de acuerdo a la especie a manipular.
- b. Para recolectar la muestra sanguínea se realizó punción en vena que quedo de fácil acceso para la manipulación. Se procedió a la toma de muestra sanguínea, y la cantidad de ml que se recolectaron dependieron de la especie animal.
- c. La muestra sanguínea se depositó en vacutainer tapa amarillo y se procedió a rotularlo de acuerdo al número de historia clínica del individuo.
- d. Por último se diligencio el formato de laboratorio solicitando examen de leptospira MAT.
- e. Para la recuperación del individuo se ubicó en zona segura para la especie realizando monitoreos constantes hasta observar su incorporación y posteriormente se regresó al individuo a su hábitat dentro del Bioparque.

Resultados

En total fueron procesadas 20 muestras sanguíneas, las cuales se registraron en una base de datos para su posterior análisis. La prueba estadística realizada fue enfocada en la presencia de *Leptospira spp.* debido a que el número de muestreo (20) fue inferior a la población de estudio (101) que se tenía prevista.

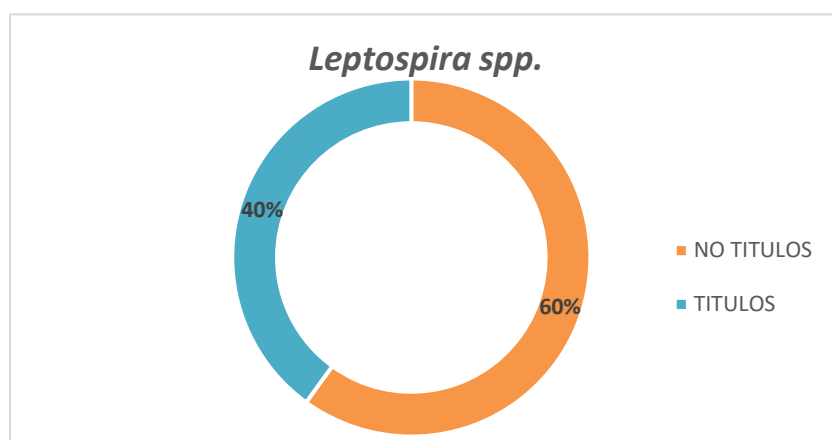
Tabla 1. Base de datos

FECHA TOMA MUESTRA	ESPECIE	NUMERO HC	SEXO	LOCALIZACIÓN EN EL BIOPARQUE	TIPO DE MUESTRA	TIPO DE EXAMEN
16/03/2023	<i>Papio hamadryas</i>	7124	Hembra	AR10	Sangre	Microaglutinación MAT
16/03/2023	<i>Papio hamadryas</i>	6950	Macho	SA07	Sangre	Microaglutinación MAT
16/03/2023	<i>Papio hamadryas</i>	6944	Macho	SA07	Sangre	Microaglutinación MAT
16/03/2023	<i>Papio hamadryas</i>	6945	Macho	SA07	Sangre	Microaglutinación MAT
16/03/2023	<i>Papio hamadryas</i>	6947	Macho	SA07	Sangre	Microaglutinación MAT
16/03/2023	<i>Papio hamadryas</i>	7125	Hembra	AR10	Sangre	Microaglutinación MAT
17/03/2023	<i>Papio hamadryas</i>	6941	Hembra	AR10	Sangre	Microaglutinación MAT
31/03/2023	<i>Pecari tajacu</i>	60212 (3513)	Macho	AR01	Sangre	Microaglutinación MAT
31/03/2023	<i>Pecari tajacu</i>	66159 (5691)	Hembra	AR01	Sangre	Microaglutinación MAT
31/03/2023	<i>Tapirus terrestris</i>	6837	Macho	BA19	Sangre	Microaglutinación MAT
12/04/2023	<i>Puma yaguarundi</i>	2234	Hembra	BA14	Sangre	Microaglutinación MAT
13/04/2023	<i>Alouatta seniculus</i>	7472	Macho	CLC05	Sangre	Microaglutinación MAT
13/04/2023	<i>Lemur Catta</i>	7474	Macho	CLC01	Sangre	Microaglutinación MAT
13/04/2023	<i>Macaca fascicularis</i>	6772	Hembra	CLC04	Sangre	Microaglutinación MAT
21/04/2023	<i>Pecari tajacu</i>	380	Hembra	AR19	Sangre	Microaglutinación MAT
26/04/2023	<i>Papio hamadryas</i>	6947	Macho	SA07	Sangre	Microaglutinación MAT
26/04/2023	<i>Cerdocyon thous</i>	7100	Macho	BA18	Sangre	Microaglutinación MAT
3/05/2023	<i>Ateles fusciceps</i>	6685	Macho	AR09	Sangre	Microaglutinación MAT
8/05/2023	<i>Saguinus oedipus</i>	7492	Macho	CLP03	Sangre	Microaglutinación MAT
16/05/2023	<i>Lontra longicaudis</i>	7483	Hembra	BA02	Sangre	Microaglutinación MAT

Los serovares de *Leptospira spp.* que se analizaron mediante la Prueba de Aglutinación Microscópica (MAT) fueron: *Pomona*, *canicola*, *icterohaemorrhagiae*, *grippothyphosa*, *bratislava*, *ballum*, *tarassovi*, *hardjo-prajitno* y *pyrogenes*.

De las 20 muestras sanguíneas, en 12 individuos no se evidenciaron títulos para los serovares analizados, equivalente al 60% de la población a los que se les recolecto muestra sanguínea. Por el contrario, en los 8 individuos restantes se evidenciaron títulos para por lo menos 1 de los 9 serovares analizados, esto equivale al 40% de la población muestreada.

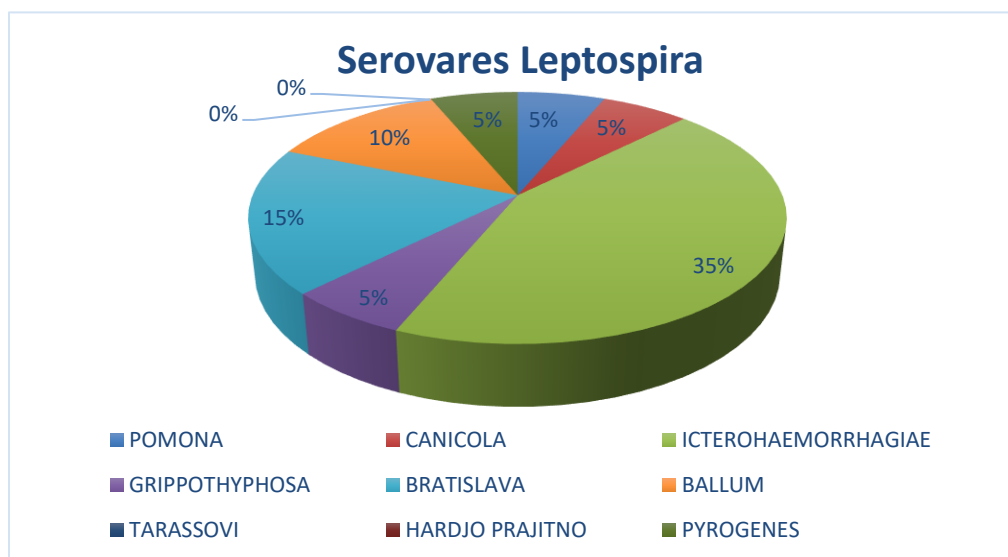
Ilustración 1. Títulos de *Leptospira spp.*



La titulación para *Leptospira spp.* en la población muestreada, según la clasificación de cada serovar fue:

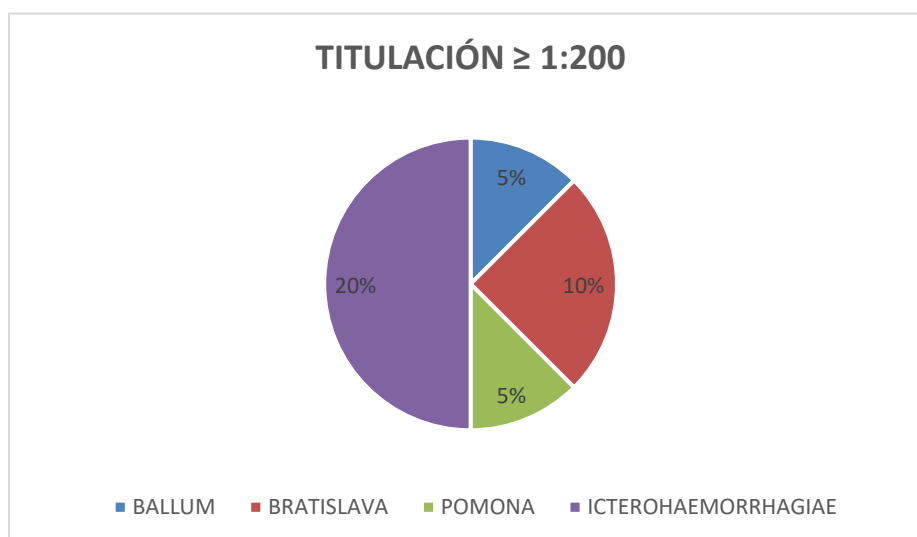
- ***L. pomona, canicola, pyrogenes y grippothyphosa***: Cada una corresponde al 5% de la población muestreada.
- ***L. ballum***: Corresponde al 10% de la población muestreada
- ***L. bratislava***: Corresponde al 15% de la población muestreada
- ***L. icterohaemorrhagiae***: Corresponde al 35% de la población muestreada.
- ***L. tarassovi y hardjo-prajitno***: No se encontraron títulos de los serovares en la población muestreada.

Ilustración 2. Titulación de serovares



Para el 40% de los individuos que presentaron titulación a los serovares de *Leptospira*, los resultados se analizaron teniendo en cuenta la interpretación otorgada por el laboratorio donde indican que: títulos >1:200 indican proceso infeccioso y títulos >1:800 son considerados diagnósticos. Los títulos <1:200 pueden ser títulos post vacunación, esto se debe corroborar con la historia clínica de los individuos.

Ilustración 3. Titulación indicativa de presencia



Discusión

En diferentes estudios se ha documentado la circulación de *Leptospira spp.* en roedores sinantropicos, principalmente *Rattus rattus*, convirtiéndolos en los reservorios más relevantes de dicha bacteria (García et al., 2013), esto concuerda con lo observado en la base de datos “seguimiento de roedores y vertebrados capturados” del Bioparque Ukumari, donde en la mayor parte de los registros se informa sobre la captura de roedores pertenecientes al género *Rattus rattus*. Estos roedores son huéspedes de mantenimiento principalmente de los serovares *Icterohaemorrhagiae*, sin embargo, se ha reportado que los serovares *Grippotyphosa* y *Pomona* también están presentes en los túbulos renales de los roedores silvestres (Díaz et al., 2020).

Debido a que la leptospirosis es probablemente la enfermedad zoonótica más prevalente y subestimada y que los animales, tanto silvestres como domésticos, representan una de las fuentes de transmisión más importantes, es necesario un seguimiento constante para controlar la evolución de la epidemiología de la leptospirosis, principalmente enfocada en nuevas especies animales que puedan contribuir a su propagación, con el fin de aclarar mejor su papel como reservorio o huéspedes incidentales (Cilia et al., 2021).

La incidencia de *Leptospira spp.* en los hospedadores atípicos se ha vuelto aún mayor, llegando a varias especies animales de diferentes clases y órdenes, incluyendo un amplio espectro de especies de aves, reptiles y peces (Cilia et al., 2021). En estudios, se ha evidenciado que las infecciones que ocurrieron en varias especies de primates fueron causadas principalmente por cepas de *L. icterohaemorrhagiae* y *L. ballum* detectadas serológicamente (Cilia et al., 2021). Además, se ha aislado el serovar *Icterohaemorrhagiae* de la sangre de especímenes cautivos de mono ardilla (*Saimiri sciures*) y de mono cariblanco (*Cebus capucinus*) (Cilia et al., 2021).

El serovar *Icterohaemorrhagiae* también ha sido frecuentemente identificado en estudios serológicos en casos confirmados y probables de leptospirosis en seres humanos en Colombia.

Así mismo, la infección por este serovar ha sido comprobada por serología y genotipificación en un brote de leptospirosis severa en monos capuchinos confiscados y mantenidos en un centro de rehabilitación de fauna silvestre colombiano (Romero, Sánchez, et al., 2011).

El serovar *Icterohaemorrhagiae* fue aislado de 3 casos fatales de leptospirosis presente en macacos de Gibraltar en cautiverio (*Macaca sylvanus*) en el parque zoológico Nacional de Washington, D.C., siendo descrito además en varias especies de mamíferos en el zoológico de Rio de Janeiro (Romero, Sánchez, et al., 2011).

Estudios realizados en Colombia, han sugerido que la prevalencia de *Leptospira spp.* es alta, por ejemplo, en Risaralda se encontró una reactividad de 2.3% a *L. pomona*, 9,7% a *L. canicola* y 6,7% a *L. Bratislava* empleando la técnica MAT (Villamizar, 2011).

Como prueba serológica para la identificación de *Leptospira spp.* se emplea la técnica estándar MAT con antígenos vivos, esta prueba es considerada la herramienta diagnóstica de referencia con mejor capacidad de distinguir y cuantificar anticuerpos contra determinado serovar (Aedo et al., 2014). Sin embargo, la prueba MAT tiene limitaciones en el diagnóstico de infección crónica en animales dado que detecta especialmente inmunoglobulina IgM, lo cual indica infección inicial. Por lo tanto, en los animales que padecieron la enfermedad y las especies que actúan como reservorios, la prueba MAT puede no contribuir a un correcto diagnóstico debido al bajo nivel de anticuerpos presentes.

En veterinaria, usualmente los datos sobre la evolución de la enfermedad son desconocidos o ambiguos, por lo tanto es recomendable analizar muestras de sangre en conjunto con orina para aumentar la probabilidad de un resultado positivo (Aedo et al., 2014), y de ser posible realizar estudios complementarios con el fin de confirmar el diagnóstico (Hamer et al., 2019).

Leptospira spp. puede sobrevivir dentro del ambiente de colecciones zoológicas, pero la prevalencia real de esta enfermedad sigue siendo desconocida (Bustamante et al., 2014). Debe tenerse en cuenta que *Leptospira spp.* como agente causal de la leptospirosis, no puede

separarse del ecosistema en el que actúa, por lo que cualquier desequilibrio en este puede desencadenar una serie de acontecimientos que eventualmente podrían conducir a la presentación de la enfermedad o a un incremento de la misma.

Los animales de colecciones zoológicas pueden portar la bacteria y brindan condiciones ambientales ideales para que los roedores sinantropicos proliferen debido a que son atraídos por los residuos de alimentos en las exhibiciones, lo cual incrementa el riesgo de transmisión (Bustamante et al., 2014). Así mismo, la infraestructura de los zoológicos también puede llegar a ser propicia para que la bacteria sobreviva como consecuencia de las áreas adyacentes arborizadas, que en ocasiones no permiten un buen ingreso de radiación solar a los recintos de los animales y por esto los recintos mantienen una humedad elevada.

El estrecho contacto entre diversas especies con origen ecológico distinto, puede crear condiciones que permiten la diseminación de diferentes serovares, la etiología múltiple de leptospirosis, el rol del reservorio y el ambiente contribuyen a la importancia de estudios seroepidemiológicos para entender la etioepidemiología de la leptospirosis (Bustamante et al., 2014).

Conclusiones

La fauna silvestres cumple una doble función en el ciclo de transmisión porque pueden considerarse reservorios de serovares silvestres y ser fuente de infección, al igual que pueden ser considerados como transmisores de la bacteria.

Debido a que las enfermedades reemergentes constituyen una amenaza para especies silvestres, una vigilancia epidemiológica donde se estudie la interacción entre mamíferos silvestres, animales sinantropicos y los humanos es fundamental para minimizar los riesgos de transmisión, beneficiar los esfuerzos de conservación y proveer una vigilancia epidemiológica oportuna.

Referencias

- Aedo, L., Smits, H., & Monti, G. (2014). Leptospirosis in dogs and cats: epidemiology, clinical disease, zoonotic implications and prevention. *Archivos de Medicina Veterinaria*, 46(3), 337–346. <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=173033278002>
- Amariles, J. F. (2017). Seroprevalencia de Leptospirosis en Caninos dentro del centro de Bienestar Animal del Bioparque Ukumari Pereira, Risaralda. In 2017.
- Bustamante, D., Tovar, D., & Hernández, P. (2014). Leptospirosis en colecciones zoológicas y sus potenciales huéspedes. *Researchgate*, 10(2), 131–141.
- Chacón, N. (2014). Leptospirosis. *Medicina Legal de Costa Rica*, 31(2), 2–5.
- Chávez, G. (2014). Determinación de anticuerpos contra *Leptospira interrogans* por MAT. *Repositorio Centroamericano*, 1(2), 1–23.
- Cilia, G., Bertelloni, F., Albin, S., & Fratini, F. (2021). Insight into the epidemiology of leptospirosis: A review of leptospira isolations from “unconventional” hosts. In *Animals* (Vol. 11, Issue 1, pp. 1–16). MDPI AG. <https://doi.org/10.3390/ani11010191>
- Díaz, Á., Arias, J., Iriarte, G., & Ramírez, J. J. (2020). Leptospirosis en reservorios animales: Una revisión de tema. *Revista Lasallista de Investigación*, 17(2), 267–279. <https://doi.org/10.22507/rli.v17n2a23>
- García, R., Reyes, A., Hernández, B., & Ramírez, M. (2013). Leptospirosis; un problema de salud pública. *Revista Latinoamericana de Patología Clínica y Medicina de Laboratorio*, 60(1), 57–69.
- Hamer, M., Sarullo, V., Brihuega, B., Watanabe, O., Martínez, M., & Grune, L. (2019). Comparación de métodos de extracción de ADN simples y económicos para el diagnóstico molecular de leptospirosis animal. *FAVE Sección Ciencias Veterinarias*, 18(2), 68–73. <https://doi.org/10.14409/favecv.v18i2.8752>
- Lopardo, H. A., Garrahan, J. P., & Predari, S. C. (2018). Introducción a la microbiología clínica. In *Manual de microbiología clínica de la asociación Argentina de microbiología* (Vol. 1).

- Marder, G., Ruiz, M., Bottinelli, O., Peiretti, A., Zorzo, L., Merini, D., & Czernik, E. (2008). Prevalencia de leptospirosis en roedores sinantrópicos de la Ciudad de Corrientes, Argentina. Período mayo 2005-junio 2008. *Revista Veterinaria UNNE*, 19(2), 150–153.
- Ospina, C., Rincón, M., Soler, D., & Hernández, P. (2017). The role of rodents in the transmission of *Leptospira* spp. In swine farms. *Revista de Salud Publica*, 19(4), 555–561. <https://doi.org/10.15446/rsap.v19n4.41626>
- Petrakovsky, J., Bianchi, A., Fisun, H., Nájera-Aguilar, P., & Pereira, M. M. (2014). Animal leptospirosis in Latin America and the caribbean countries: Reported outbreaks and literature review (2002–2014). *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 11(10), 10770–10789. <https://doi.org/10.3390/ijerph111010770>
- Romero, M., Astudillo, M., Sánchez, J., González, L., & Varela, N. (2011). Títulos de anticuerpos contra *Leptospira* sp., en primates del zoológico Matecaña, Pereira, Colombia. *2012*, 17(3), 3225–3228.
- Romero, M., Sánchez, J., & González, L. (2011). Revisión sobre la importancia de la fauna silvestre en la epidemiología de la leptospirosis. *SciELO Analytics*, 10(2), 112–122.
- Russell, J. (2012). *Leptospira*. In S. Baron (Ed.), *Medical Microbiology* (4th ed., Vol. 1, pp. 101–119).
- Sepúlveda, G. (2017). Situación actual de Leptospirosis en humanos, caninos y fauna silvestre en Latinoamérica. *REDVET*, 1(2), 4–18.
- Torres, M., Cruz, B., Medina, R., Reyes, B., Moguel, C., Medina, R., Ortiz, J., Arcila, W., López, A., Noh, H., Panti, A., Rodríguez, I., & Puerto, F. (2018). Molecular detection of pathogenic *Leptospira* in synanthropic and wild rodents captured in Yucatán, México. *Biomedica*, 8(2), 51–58. <https://doi.org/10.7705/BIOMEDICA.V38I3.3938>
- Villamizar, I. (2011). El concepto serovar en *Leptospira*. *REDVET*, 12(7), 1–4.