



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA
UNIDAD XOCHIMILCO

LICENCIATURA EN MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

**“PREVALENCIA DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES Y DE SEROVARIEDADES DE
LEPTOSPIRA, EN UNA POBLACIÓN DE ÉQUIDOS, EN TEXCOCO, ESTADO DE MÉXICO”**

INFORME FINAL DE SERVICIO SOCIAL

PRESENTA

Ana María Ros Rodríguez
ANA MARÍA ROS RODRÍGUEZ
2182028540

ASESORES:

Luz Elena Alcaraz Sosa
DRA. LUZ ELENA ALCARAZ SOSA
No. BCO. 41940

Daniel Atilano López
M.V.Z. DANIEL ATILANO LÓPEZ
CED. PROF. 1374571

CD. DE MÉXICO, 16 DE DICIEMBRE DE 2023

Contenido

I.	Resumen	3
II.	Introducción	3
III.	Planteamiento del problema y justificación	4
IV.	Objetivo general	4
V.	Objetivos específicos	4
VI.	Antecedentes	5
i.	El caballo doméstico	5
ii.	Parasitismo	5
iii.	Parásitos gastrointestinales en équidos	5
iv.	Leptospirosis	8
VII.	Materiales y métodos	11
VIII.	Resultados	13
IX.	Discusión	17
X.	Conclusiones	21
XI.	Referencias	22

I. Resumen

Las enfermedades parasitarias son muy comunes en los equinos, estos expulsan sus huevos a través de las heces, y deben ser controlados con antihelmínticos específicos. La leptospirosis está presente en todos los animales domésticos de México, incluyendo a los equinos, en quienes, la uveítis recurrente equina (URE) es un signo característico, además, se considera un problema de salud pública en el mundo. Sin embargo, se puede observar que en el territorio nacional no se cuenta con una actualización de incidencias de enfermedades parasitarias y bacterianas en esta especie. En el presente estudio, se tomaron muestras sanguíneas y fecales a 60 équidos. Se realizaron exámenes coproparasitoscópicos, mediante la técnica de flotación, y se realizó la prueba de aglutinación microscópica (MAT). Se encontraron 4 équidos positivos a parásitos gastrointestinales, identificándolos como huevos estrostrongilidos. Mientras que en la prueba MAT, se encontró un 91.6% de seroprevalencia a *Leptospira*. Las serovariedades con mayor prevalencia fueron Bratislava (81.6%) Grippotyphosa (70%) y Canicola (60%), y el 22.2% de la población seropositiva presentó uveítis. Se concluye que los programas preventivos deben incluir, medidas efectivas de bioseguridad y manejo, y deben ser basados en estudios epidemiológicos de la región, ya que también se ve involucrada la salud pública.

Palabras clave: équido, parásito, seroprevalencia, Bratislava, uveítis.

II. Introducción

El caballo (*Equus caballus*) es una especie doméstica de alta relevancia socioeconómica (Calderón *et al.*, 2019) que se ve constantemente afectado por numerosas enfermedades de origen parasitario y bacteriano (Sellon y Long, 2014) y, en consecuencia, su rendimiento se ve comprometido (Alegre y Milano, 2020).

Se han reportado infecciones por parásitos gastrointestinales en regiones de todo el mundo (Castaño *et al.*, 2020; Khamesipour *et al.*, 2021; Rehbein *et al.*, 2013; Scala *et al.*, 2021; Seyoum *et al.*, 2015; Valdéz *et al.*, 2013), un ejemplo, de esto es la prevalencia de parásitos gastrointestinales donde se observa una disminución de la capacidad productiva (Salas *et al.*, 2014) y algunos índices de producción, como la ganancia de peso o la actividad física (Cala *et al.*, 2016).

Otro ejemplo es leptospirosis, una enfermedad zoonótica de distribución mundial (Hines, 2014; P. Murray *et al.*, 2021) que ha sido más estudiada en ámbitos donde causa mayor impacto económico y productivo, como lo es en la ganadería. Sin embargo, se ha comprobado su presencia en equinos de diferentes regiones (Troncoso *et al.*, 2013) y es poco considerada dentro de la casuística convencional (Rey *et al.*, 2015).

A pesar de su relevancia, hay una falta de actualización en prevalencias de parasitosis gastrointestinales en equinos (Chaparro *et al.*, 2018), así como de serogrupos y serovares más comunes de *Leptospira* en dicha especie. Esto puede deberse a que se ha investigado más en otros animales domésticos y silvestres (Rey *et al.*, 2015).

Los estudios epidemiológicos para conocer las prevalencias de dichas enfermedades se consideran indispensables para el desarrollo de programas de control (Rey *et al.*, 2015). Así como el conocimiento de los factores de riesgo, asociados a la presentación de infecciones, para que se puedan diseñar programas profilácticos adecuados, y medidas efectivas de control y erradicación en áreas específicas (Calderón *et al.*, 2019). En el caso concreto de leptospirosis, los datos

epidemiológicos conciernen no sólo a equinos, sino también a humanos y al medio ambiente (Meny *et al.*, 2022).

En este contexto, se diseñó este estudio con el propósito de conocer las prevalencias de parásitos gastrointestinales, así como las serovariedades presentes de *Leptospira* en una población de équidos del Estado de México. Para ello se realizará un estudio descriptivo transversal de prevalencias y seroprevalencias.

III. Planteamiento del problema y justificación

La domesticación del caballo ha traído consigo grandes beneficios zotécnicos, sin embargo, las enfermedades que afectan a esta especie, son un tema de alta relevancia tanto para el animal como para las personas que los tienen a su cuidado, por ejemplo, las enfermedades parasitarias y bacterianas son muy comunes en caballos estabulados y continuamente se combaten para evitar brotes que afectan a la población. Específicamente, hay enfermedades como la leptospirosis, la cual está presente en todos los animales domésticos de México, incluyendo a los equinos (Méndez *et al.*, 2013; World Organization of Animal Health [OIE], 2023), al igual que la presencia de enfermedades parasitarias, que ha cobrado gran relevancia en el país: estudios demuestran que hay prevalencias de caballos infectados por parásitos gastrointestinales arriba del 30% (Valdéz *et al.*, 2013) y 70% (Villa *et al.*, 2021). Sin embargo, como se puede observar, en el territorio nacional, especialmente en el Estado de México, no se cuenta con una actualización de incidencias de enfermedades parasitarias y bacterianas en los equinos.

Así mismo, no sólo se encuentra una escasez de información, sino también una precariedad en las condiciones de manejo y medicina preventiva de la mayoría de los equinos de esta región, lo que se puede relacionar directamente con la presentación de enfermedades. Por otro lado, es importante conocer la incidencia de cualquier enfermedad infecto-contagiosa, para poder diseñar programas adecuados de control, prevención y tratamiento (calendarios de desparasitación y vacunación, medidas de manejo). Especialmente en el caso de las enfermedades de importancia zoonótica y económica para la población humana, debido a que afectan a especies de consumo y/o producción. Por lo tanto, las cifras de este estudio posiblemente servirán para el establecimiento de programas de control, prevención y tratamiento de enfermedades en la población estudiada.

IV. Objetivo general

Determinar la prevalencia de parásitos gastrointestinales, así como la seroprevalencia de las serovariedades de *Leptospira*, en la población de equinos del “Centro Cultural Ecuéstre Domecq”, en Texcoco, Estado de México.

V. Objetivos específicos

- Toma y procesamiento de muestras de heces y de suero de la población de equinos.
- Establecer la prevalencia de parasitosis gastrointestinales en equinos, así como de serovariedades de *Leptospira* para la población de estudio.
- Determinar si existe asociación entre la presencia de parásitos gastrointestinales y el calendario de desparasitación usado en la explotación, e identificar si existe una relación causal entre estas variables.

- Determinar la seropositividad a *Leptospira* e identificar si existe una relación causal, y establecer si se relaciona estadísticamente con la patología ocular.

VI. Antecedentes

i. El caballo doméstico

El caballo se domesticó desde hace 6,000 años aproximadamente (Waran, 2007), y desde ahí se ha utilizado para diversos propósitos, precisamente al descubrir que podían ser utilizadas sus características físicas y de comportamiento (G. Murray *et al.*, 2013). La mayoría de los caballos del mundo son utilizados para el trabajo y algún resto para el deporte (Shimada, 2018), aprovechando el auge que han tenido en actividades deportivas y recreativas en equinos (Rey *et al.*, 2015). Por lo tanto, la población equina ha ido en aumento: se estima que la población mundial es de arriba de 60 millones de cabezas; mientras que en México es de 6'404,455 ejemplares (Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación [FAO], 2023).

Es un animal que durante su estabulación ha tenido que cambiar muchos hábitos, principalmente de alimentación. Naturalmente, son animales que gustan de escoger su alimento, pastando 16 horas al día, y evitando comer cerca de sus heces. Este comportamiento se cree que es un comportamiento adaptativo para evitar la infección parasitaria (Waran, 2007). Debido al cambio producido en esta especie en su forma de vida, al que se le han ido reduciendo los espacios cada vez más, y a la par que las enfermedades se están presentando con mayor frecuencia, se han ido estudiando las diversas enfermedades que afectan a esta especie, y se han desarrollado medidas profilácticas para su control (G. Murray *et al.*, 2013).

ii. Parasitismo

Los parásitos son aquellos organismos que viven en un estado de parasitismo, lo que quiere decir, que existe una asociación entre el parásito que vive «sobre» (ectoparásitos) o «dentro» (endoparásitos) de cualquier otra especie (el hospedero), y que puede causar daño. El parasitismo se presenta en diferentes grados: no es lo mismo parasitiasis que parasitosis, en la primera es cuando el parásito se encuentra en el animal y este no muestra signos clínicos de enfermedad, a pesar del potencial patógeno; y la segunda es cuando el parásito provoca daños o lesiones obvias y el hospedero presenta signos de un parasitismo clínico (Hendrix & Robinson, 2022). Por lo tanto, no se toma en cuenta si los animales están o no infectados (especialmente en équidos) sino qué nivel de infección presentan (Bowman, 2022).

iii. Parásitos gastrointestinales en équidos

Los helmintos son parásitos que pueden infectar animales, humanos y plantas. Se estima que existen entre 75,000-300,000 especies de helmintos, dentro de los cuales, uno de los grandes taxones son los nemátodos o gusanos redondos, llamados así por su apariencia. Dentro de estos, se encuentran muchos de importancia veterinaria. Por ejemplo, los adultos de *Strongyloidea* sobreviven en la superficie mucosa del tracto gastrointestinal o respiratorio, y por lo general se alimentan por la ingestión de tapones de mucosa (Taylor *et al.*, 2016). Eso provoca que la respuesta inmune del

hospedero sea multifacética y a largo plazo, la cual consiste en: acción de anticuerpos IgA e IgE, excesiva producción de moco por las células caliciformes, violentas contracciones de contracciones del músculo liso y extravasación de fluido hacia la luz intestinal, para provocar su desprendimiento y expulsión (Tizard, 2018).

Sin embargo, los parásitos helmintos tienen varios mecanismos para evadir la respuesta inmune de su hospedero:

- Ir a un sitio inaccesible para los leucocitos (ej. lumen intestinal).
- Incorporar o imitar las moléculas de su hospedero en su superficie, o cambiar sus antígenos periódicamente.
- Mudar su superficie para remover células inmunes o anticuerpos unidos a sus antígenos.
- Supresión inmune mediante la inhabilitación de producción de anticuerpos, digestión enzimática de anticuerpos y liberación de factores pro-apoptóticos.
- Inducir un estado de hipobiosis, que consiste en pausar su desarrollo y procesos metabólicos hasta aprovechar una situación favorable (ej. parto, estación favorable del año).

(Jacobs *et al.*, 2016)

Dentro del phylum *Nematoda*, se encuentran las superfamilias que infectan équidos (*Cuadro 1*). Por lo general, el ciclo de vida de estos nemátodos se designa sucesivamente como L₁, L₂, L₃, L₄ y adulto (*Figura 1*). El impacto de la infección parasitaria en équidos depende de varios factores como el entorno geográfico y el sistema de manejo de los animales (Fleming, 2019).

Cuadro 1. Taxonomía de los principales parásitos nemátodos que infectan équidos*^a

Reino	Phylum	Clase	Orden	Superfamilia	Familia	Subfamilia	Género
Animalia	Nematoda	Secernentea	Strongylida	Strongyloidea	<i>Strongylidae</i>	<i>Strongylinae</i> ^b	<i>Strongylus</i>
						<i>Cyathostominae</i> ^c	<i>Cyathostomum</i>
			Oxyurida	Oxyuroidea	<i>Oxyuridae</i>		<i>Oxyuris</i>
		Chromadorea	Ascaridida		<i>Ascarididae</i>		<i>Parascaris</i>

Nota. *Se han limitado los taxones a los de mayor importancia en la clínica equina.

^b grandes estróngilos.

^c pequeños estróngilos.

^a Taylor *et al.* (2016, pp. 2-3)

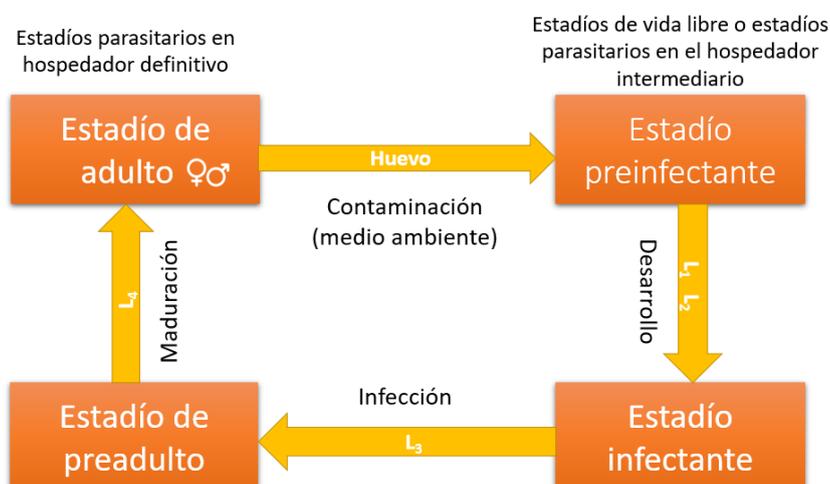


Figura 1. Ciclos de vida de los nemátodos en general.

Nota. Adaptado de *Generalidades de los ciclos biológicos de los nemátodos* [Figura], por Bowman, D. 2022, Georgis, *Parasitología para veterinarios*.

En el caso de *Strongyloidea* y *Oxyuroidea*, el ciclo de vida es directo, por lo que la infección se da por la ingestión de larvas L₃ en su estadio de vida libre, y, una vez ingerido, este huevo larvado eclosiona (Taylor *et al.*, 2016).

Hay tres especies de grandes estróngilos (*Strongylus vulgaris*, *S. equinus*, *S. edentatus*) con fases parasitarias similares (Fleming, 2019) y son los únicos que hacen migraciones en el tracto gastrointestinal (Nielsen *et al.*, 2014). *Strongylus vulgaris* es el parásito más patogénico en caballos y la causa más importante de enfermedad en el intestino grueso (L. Sánchez, 2014). Las larvas de *S. vulgaris* migran dentro de los vasos sanguíneos hasta llegar a la arteria mesentérica craneal, donde pasan meses antes de migrar al ciego y al colon ascendente, causando aneurisma verminoso (arteritis, trombosis e hipertrofia de la túnica media) (van der Kolk y Veldhuis, 2013), lo que conduce a una oclusión del suministro arterial del tracto gastrointestinal, con una consecuente isquemia intestinal, y cólico severo que puede ser fatal en caso de infarto del intestino grueso (Nielsen *et al.*, 2014). La enfermedad puede ser aguda o crónica, la primera puede ser rápidamente fatal, mientras que el curso crónico suele causar debilitamiento y signos de cólico, aunque también causa diarrea (L. Sánchez, 2014). *S. equinus* penetra la mucosa del ciego y colon, donde se forman pequeños nódulos quísticos, y *S. edentatus* migra por el ligamento hepático hasta el peritoneo, y se aloja en el intestino grueso, provocando nódulos hemorrágicos (Fleming, 2019; van der Kolk y Veldhuis, 2013)

Los pequeños estróngilos o ciatostómidos están conformados por ocho géneros (Nielsen *et al.*, 2014). Su ciclo larvario requiere migración a través de la mucosa del intestino grueso, donde las larvas quedan enquistadas y provocan daño tisular, ulceración e inflamación; causando inflamación, y, posteriormente, edema local, congestión y hemorragia por el enquistamiento de las larvas. Los signos clínicos son muy similares a los signos por grandes estróngilos, e incluyen, por lo general: diarrea crónica, pérdida de peso, edema ventral, fiebre intermitente y cólico moderado e intermitente. En su fase aguda, la mortalidad alcanza hasta el 50% (L. Sánchez, 2014).

Parascaris equorum es un ascárido que reside en el intestino delgado, es el parásito más patógeno de caballos jóvenes (Fleming, 2019), a quienes les puede producir la muerte por la obstrucción y/o ruptura intestinal asociada a una subsecuente peritonitis (van der Kolk y Veldhuis, 2013). Sus larvas migran hasta el hígado vía circulación portal, y pueden alcanzar los pulmones, donde a menudo son expulsadas en forma de tos y vueltas a deglutir para desarrollarse como ascáridos adultos en el intestino. (Nielsen *et al.*, 2014). Los signos clínicos incluyen: pérdida de peso, crecimiento insuficiente, pelaje áspero, abdomen pendulante, letargo, depresión y dolor abdominal. Mientras que las fases larvianas migratorias se asocian a signos respiratorios (Fleming, 2019). La impactación obstructiva por ascáridos puede incluir complicaciones como vólvulo o intususcepción (van der Kolk y Veldhuis, 2013).

Oxyuris equi es un nemátodo grande de distribución mundial que reside de adulto en el colon (Nielsen *et al.*, 2014), y su característica es que las hembras grávidas se arrastran fuera de la entrada del ano y depositan sus huevos en el ano y la zona perianal mediante una capa pegajosa (van der Kolk y Veldhuis, 2013). Por lo que los equinos infectados experimentan prurito anal intenso por el secado y desprendimiento de los huevos pegados alrededor del ano, y padecen, desde alopecia, hasta abrasiones en esa zona anatómica (Fleming, 2019).

Los équidos siempre eliminan huevos de estróngídeos en sus heces en condiciones agropecuarias, excepto cuando han sido tratados con antihelmínticos eficaces y de manera reciente (Bowman,

2022). Las estrategias para el control parasitario se han basado en conocimiento adquirido hace más de 50 años, que consiste en el tratamiento rotacional de antihelmínticos durante intervalos establecidos. Sin embargo, lo que ahora se necesita más bien, son tratamientos aplicados en el tiempo preciso con antihelmínticos efectivos y específicos a la época del año, que correspondan a los ciclos de transmisión epidemiológicos de los parásitos (American Association of Equine Practitioners [AAEP], 2019).

Existe actualmente una situación de múltiples resistencias de los parásitos frente a los antihelmínticos (Chaparro *et al.*, 2018), en parte por su uso indiscriminado a causa de desconocimiento (Castaño *et al.*, 2020). En general, el control de nemátodos se ha limitado al uso de antihelmínticos y/o al manejo de pasturas (Musa *et al.*, 2018) al limitar la contaminación de estas por heces cargadas de huevos (Nielsen *et al.*, 2014). Sin embargo, hay estudios que demuestran la presencia de nemátodos resistentes a uno o más antihelmínticos en diferentes regiones del mundo (Peregrine *et al.*, 2014). Los antihelmínticos más utilizados en equinos son las lactonas macrocíclicas, representadas por ivermectina y moxidectina; así como benzimidazoles y tetrahidropirimidinas como pirantel (Reinemeyer y Nielsen, 2014). En équidos, las lactonas macrocíclicas se usan para el control de grandes estróngilos (adultos), pequeños estróngilos (adultos y L4), oxiuridios (Plumb, 2018), ascáridos sólo si se obtiene un resultado favorable de la prueba de reducción del conteo fecal (Coles y Lynn, 2015), etc. Estas actúan en los nemátodos como inhibidores de los neurotransmisores en las neuronas pre-sinápticas, bloquean la estimulación post-sináptica, causando así la parálisis del parásito y su muerte. Los benzimidazoles como fenbendazol, funcionan para grandes estróngilos, oxiuridios (Plumb, 2018), y todas las etapas de pequeños estróngilos enquistados (Coles y Lynn, 2015). Mientras que el pirantel, perteneciente al grupo de las tetrahidropirimidinas actúa como agente bloqueador neuromuscular despolarizante, lo que paraliza al parásito. En caballos funciona para *S. vulgaris*, *S. equinus*, *Parascaris equorum*, etc. Y posee cierta actividad contra *O. equi*, *S. edentatus* y pequeños estróngilos (Plumb, 2018).

iv. Leptospirosis

La leptospirosis es una enfermedad bacteriana zoonótica (Dunkel, 2018) causada por un grupo de espiroquetas delgadas y enroscadas del género *Leptospira*, las cuales son aerobias obligadas (P. Murray *et al.*, 2021). Viven bien adaptadas a medio ambientes acuáticos y de suelo (Picardeau, 2020).

Existen diferentes especies pertenecientes al género *Leptospira*, dentro de las cuales se han descrito alrededor de 300 serovariedades (Fagre *et al.*, 2020; Picardeau, 2017). La diversidad de tamaños de su genoma es mucho más grande que el de otros patógenos zoonóticos (p. ej. *Brucella* spp., *Yersinia pestis*; Xu *et al.*, 2016) y ha hecho que su taxonomía y biología hayan cambiado en los últimos años. Anteriormente, el sistema de clasificación se basaba en similitudes genéticas en conjunto con la clasificación antigénica. Este sistema taxonómico molecular clasificó al género *Leptospira* en tres diferentes clados (Naze *et al.*, 2015):

- Patógenas: Con capacidad de infectar y causar enfermedad en animales y humanos, y a su vez divididas en 4 subgrupos.
- Intermedias o medianamente patógenas: Con capacidad de causar varios signos/síntomas clínicos moderados.
- Saprófitas: Incapaces de causar enfermedad.

(Picardeau, 2017)

Sin embargo, gracias a la combinación de genómica, construcción y caracterización de mutantes, y transcriptómica, se ha logrado un mayor entendimiento en la taxonomía de este género de bacterias (Bulach y Adler, 2018). Del 2018 al 2019 se expandió el número de especies, de 22 a 64. Además, ahora el género se divide en dos clados, que a su vez se subdividen en cuatro subclados, nombrados P1, P2, S1 y S2: el subclado P1 está formado por 17 especies y es el grupo patógeno, el cuál tiene la mayor cantidad de genes codificantes para los factores de virulencia; el subclado P2, llamado el de las especies intermedias, lo conforman 21 especies; y las especies saprófitas están divididas en el subclado S1 (con 22 especies) y S2 (4 especies) (Picardeau, 2020; Vincent *et al.*, 2019).

Esta enfermedad es considerada un problema de salud pública y veterinaria en el mundo, sobre todo en zonas tropicales o subtropicales. A nivel mundial se estiman 103 millones de casos de leptospirosis humana, además de 60,000 muertes al año (Center for Disease Control and Prevention [CDC], 2018). Los brotes se relacionan en su mayoría a eventos climáticos como huracanes e inundaciones por lluvias fuertes, sobre todo si no hay buenas condiciones sanitarias. Igualmente, se considera un riesgo para las personas que trabajan al aire libre, con animales (veterinarios, cuidadores de animales, etc.) o aquellos que se recrean en aguas contaminadas (CDC, 2017; Organización Mundial de la Salud [OMS], 2022). En humanos, puede producir enfermedad subclínica, o una infección pseudogripal febril leve y mialgias, o hasta una enfermedad sistémica grave con insuficiencia hepática y renal, vasculitis extensa, miocarditis y muerte debido a la bacteriemia (P. Murray *et al.*, 2021).

En México se considera, además de un problema de salud pública, como una enfermedad endémica y emergente (Torres *et al.*, 2018). En el año 2019 se reportó que los casos de leptospirosis humana tuvieron un aumento, con respecto a los 6 años anteriores (Yescas *et al.*, 2020), también se han reportado casos humanos en el 84.4% de estados del país, con una media anual de 141 casos, aunque las tasas de incidencia y prevalencia varían en cada estado. Por ejemplo, en el Estado de México, la incidencia es de 0.31, y la mortalidad de 12.32 (por cada 100,000 hab.) (S. Sánchez *et al.*, 2015).

Y ya que es problema de salud pública, la leptospirosis se considera en la “Norma Oficial Mexicana NOM-017-SSA2-2012, Para la vigilancia epidemiológica” dentro del grupo de enfermedades transmisibles zoonóticas, que debe ser reportada inmediatamente ante la Secretaría de Salud a través del Sistema Nacional de Vigilancia Epidemiológica (SINAVE) (Diario Oficial de la Federación [DOF], 2012). La prevención incluye evitar la exposición a agua estancada y a portadores potenciales (Hines, 2014), también se recomienda disminuir o evitar el contacto con orina de animales posiblemente infectados (CDC, 2018).

Para entender la epidemiología de la enfermedad en cualquier área es esencial conocer los serovares prevalentes y sus hospederos de mantenimiento. De hecho, cualquier laboratorio de diagnóstico utiliza al menos una serovariedad de un serogrupo que se sabe que es prevalente en esa región (Roberta *et al.*, 2016). También, es esencial para establecer programas de control y prevención adecuados, tales como el control de reservorios, información general sobre la población, etc., (Grillova *et al.*, 2023).

Cada serovariedad tiende a encontrarse en un hospedero de mantenimiento específico, en donde tienen muy poco efecto clínico; por ejemplo, los roedores son portadores de *Icterohaemorrhagiae*,

Copenhagueni y Canicola (Torres *et al.*, 2018), los rumiantes de Hardjo, y los cerdos y perros de Canicola y posiblemente Bratislava. Estos animales pueden hacerse portadores desde temprana edad (van der Kolk y Veldhuis, 2013). Por lo tanto, otro animal presente en la misma área del hospedero de mantenimiento puede infectarse de los serovares que éste porta. Este tipo de infecciones se conocen como infecciones accidentales, y comúnmente se relacionan con climas húmedos, mala higiene, inadecuado control de roedores, y la mezcla de animales domésticos (Ellis, 2015).

Sin embargo, la leptospirosis en animales domésticos y silvestres es un tanto diferente que en los humanos, en los aspectos de epidemiología, patogénesis, relevancia clínica y control. El punto central de la epidemiología de esta enfermedad conlleva un portador que excreta leptospiras al medio ambiente (Ellis, 2015). La transmisión usualmente ocurre a través del contacto de membranas mucosas de ojos, boca, nariz o tracto genital con suelo o cuerpos de agua contaminados con orina de animales reservorios (Picardeau, 2020), o directamente con el contacto con orina u otros fluidos corporales (excepto saliva) del reservorio (OMS, 2022).

Estas bacterias poseen diversos factores de virulencia que se relacionan directamente con su patogenicidad. Estos factores tienen que ver con su motilidad, ya que, gracias a la presencia de endoflagelo, puede atravesar barreras de tejido (riñones, placenta) rápidamente, y diseminarse de manera hematológica (Picardeau, 2020). También, producen diversas adhesinas para unirse a las células del hospedero (incluyendo la matriz extracelular) y establecerse en órganos diana, además de su habilidad para adquirir hierro del grupo hemo, la cual es esencial para su desarrollo y crecimiento (G.L. Murray, 2015). Aunado a esto, las espiroquetas han desarrollado diversos mecanismos especializados para evadir el sistema de complemento, la fagocitosis y el estrés oxidativo, lo que contribuye a su supervivencia en el hospedero (Barbosa e Isaac, 2018). También han desarrollado mecanismos para alterar sus lipoproteínas y así evitar ser reconocidas por los anticuerpos y ser atacadas por el sistema inmune innato (Bulach y Adler, 2018).

La severidad de la enfermedad depende de las características virulentas de la serovariedad infectiva, el tamaño del inóculo infectante, y la susceptibilidad del hospedero (Picardeau, 2020). El periodo de bacteriemia comienza a partir de 1 a 2 días después de la infección y puede durar hasta 1 semana, que es el periodo donde se presenta la enfermedad clínica aguda, especialmente en animales jóvenes. Los anticuerpos se pueden detectar entre 10 a 14 días después de la infección, y alcanzan su máximo nivel alrededor de las 3 a 6 semanas. Después del periodo de leptospiremia, las leptospiras se localizan en los túbulos renales proximales, donde se multiplican y se eliminan a través de la orina (Ellis, 2015).

La infección en los équidos puede ser asintomática o moderada con signos inespecíficos (Dunkel, 2018), dependiendo de la serovariedad de la que sean hospederos incidentales, ya que en este tipo de infección es donde se puede presentar la enfermedad clínica (Fagre *et al.*, 2020). A su vez, la serovariedad que predomina en los caballos varía dependiendo la región y el país (Dunkel, 2018). En Norteamérica, la serovariedad Pomona es el patógeno específico en équidos, aunque también se ha reportado incidencia y morbilidad por Grippotyphosa. Mientras que Bratislava se ha reportado como la serovariedad adaptada a los hospederos equinos y no se considera patógena en ellos (Divers *et al.*, 2019; Fagre *et al.*, 2020).

La enfermedad clínica en equinos se ha asociado al serogrupo Pomona principalmente con patologías como: abortos, placentitis, potros nacidos muertos o prematuros, uveítis, enfermedad

renal y hemólisis, aunque también se ha asociado a *Grippotyphosa* y, escasamente, a *Hardjo* (Aleman y Carlson, 2019; Dunkel, 2018). En casos más graves, puede ocurrir daño renal agudo debido a inflamación del riñón, necrosis tubular, nefritis tubulointersticial, hematuria y poliuria, que incluso puede llevar a daño renal crónico (Divers *et al.*, 2019). En potros se ha reportado anemia, epistaxis, petequias, equimosis y hemorragias pulmonares, aunque no es común (Dunkel, 2018).

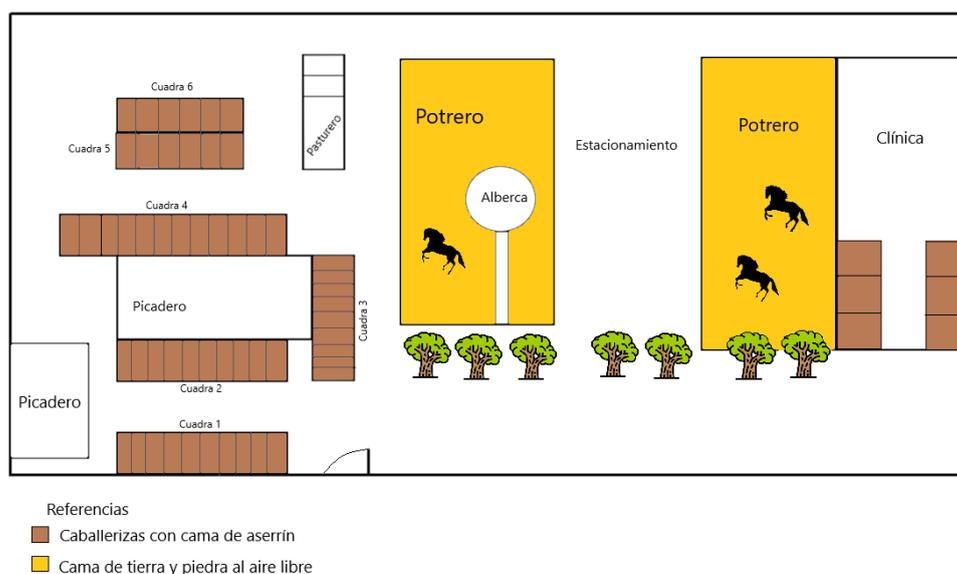
Una de las secuelas importantes, y el signo más asociado en caballos es la uveítis recurrente (URE) (Wood *et al.*, 2018), incluso se ha aislado en más del 50% de equinos con esta patología en Estados Unidos (Aleman y Carlson, 2019). La URE es una enfermedad inmunomediada que se asocia a los anticuerpos del hospedero y los antígenos de las proteínas de membrana de *Leptospira*, que provocan una reacción cruzada contra los tejidos del cristalino, córnea, cuerpo vítreo y retina (Aleman y Carlson, 2019; Divers *et al.*, 2019). La URE por lo general sucede meses a años después de la infección, y va acompañada de signos como miosis, blefaroespasmo, fotofobia, iritis, inyección ciliar, ocasionalmente queratitis (Hines, 2014), además de que puede presentarse erupción acuosa y depósitos de humor vítreo opacificado (Fingerhut *et al.*, 2019).

En burros y mulas la situación es muy similar, sin embargo, sólo cuando se trata de animales de alto valor económico, es cuando se presta atención a esta enfermedad, ya que, por ejemplo, una ceguera provocada por la URE puede provocar el fin de la carrera de un caballo (Ellis, 2015).

VII. Materiales y métodos

Población y tamaño de muestra estudiada. Se llevó a cabo un estudio descriptivo transversal en un rancho ubicado en Texcoco, Estado de México. Este sitio cuenta con una temperatura media anual de 15.9° C y una precipitación media anual de 686 mm. Se tomó en cuenta un tamaño de muestra de 60 équidos (59 caballos y 1 burro). De cada uno de ellos se recopilaron algunos datos de su historia clínica que se utilizaron como variables cualitativas: sexo, edad, instalaciones (*Figura 2*), última desparasitación y presencia de opacidad corneal (uveítis).

Figura 2. Esquema de las instalaciones del rancho muestreado, señalando los tipos de cama encontrados.



Obtención de las muestras. Para el diagnóstico de parásitos gastrointestinales se obtuvieron muestras de heces directamente del recto. Se recolectaron aproximadamente 10 g de muestra por cada animal con guantes de palpación, almacenadas en condiciones de refrigeración a 4° C, en una hielera con refrigerantes, y transportadas así hasta el laboratorio. Para el caso del parásito *Oxyuris equi*, se obtuvieron muestras con cinta adhesiva sobre un abatelenguas, que fue sobrepuesto en la zona perianal. Todas las muestras de heces se tomaron durante 3 días seguidos por cada animal estudiado.

Las muestras sanguíneas se obtuvieron de la vena yugular externa con jeringas de 10 ml y agujas de calibre 21G. Una vez recolectada la sangre en la jeringa, ésta se pasó a tubos Vacutainer® sin anticoagulante de 7 ml, los cuales se transportaron en condiciones de refrigeración a 4° C, en una hielera con refrigerantes, hasta el momento de su procesamiento.

Procesamiento. Las muestras de heces fueron llevadas al Laboratorio de Parasitología Veterinaria ubicado en la Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Xochimilco, en un máximo de 72 hrs. El coproparasitoscópico se realizó mediante la prueba de flotación (Benavides, 2013). Para ello se diluyeron 2 g de heces en 30 ml de solución saturada de cloruro de sodio, se esperaron 10 minutos y se observó cada muestra al microscopio óptico sobre un portaobjetos y cubreobjetos. En caso de resultar positivo, se realizó el conteo de huevos mediante la técnica de McMaster (Benavides, 2013). Utilizando la cámara de dicho nombre, se contó el número de huevos, y se multiplicó por 50 para obtener el total de huevos por gramo (hpg). En el caso de la prueba de Graham (sólo para el caso de *O. equi*), esta fue de observación microscópica directa a 10 aumentos.

Las muestras sanguíneas se llevaron al mismo laboratorio, en donde se centrifugaron a 2,800-3,200 rpm para posteriormente obtener una alícuota de suero de cada muestra, las cuales se almacenaron en viales de 1.5 ml que se conservaron en congelación a -18° C hasta su procesamiento. Tras haber obtenido el total de las muestras de suero, se realizaron las pruebas de aglutinación microscópica (MAT) (Céspedes y Glenn, 2002). Dicho procedimiento se llevó a cabo en el Laboratorio de diagnóstico bacteriológico de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, de la Universidad Nacional Autónoma de México.

Se comenzó con el tamizaje, que consiste en preparar diluciones de suero 1:25 con solución salina fisiológica (SSF) para obtener un volumen final de 1.5 ml. Posteriormente se agregaron 50 µl de la dilución a cada pocillo de una placa de ELISA, a partir de la segunda fila (ya que la primera se dejó para el control). En seguida, se empleó una batería de 14 serovariedades con antígenos vivos (*Cuadro 2*), obtenidos a partir de cepas de referencia, de los cuales se añadieron 50 µl a cada pocillo con suero. Se repitió la operación sucesivamente hasta completar los 60 sueros. Se cubrieron las placas y se incubaron por 2 horas a 30° C. Pasado el tiempo se realizó la lectura en un microscopio de campo oscuro, y se seleccionaron los sueros que presentaron aglutinación con el antígeno.

Para la titulación de los sueros seleccionados, se rotularon correctamente las diluciones a utilizar en las placas de ELISA: 1:50, 1:100, 1:200, 1:400, 1:800, 1:1600 y 1:3200; se dejó la primera fila para el control. A cada pocillo se le agregaron 50 µl de SSF, en la fila marcada con 1:50, se añadieron 50 µl de cada suero diluido previamente. Posteriormente, con una pipeta multicanal se mezcló bien el suero con la SSF. Se tomaron 50 µl de esa misma fila y se pasaron a la siguiente fila para mezclarse de la misma manera, y así sucesivamente, hasta llegar a la última fila, donde se descartaron los últimos 50 µl extraídos. A cada columna se agregaron 50 µl del correspondiente antígeno, se mezclaron las microplacas, se cubrieron e incubaron durante 2 hrs a 30° C.

Al finalizar el tiempo se observaron las placas en un microscopio de campo oscuro y se observó el

grado de aglutinación, la cual se calificó en una escala del 1 al 4, siendo que el primero es aquél que presenta 25% aglutinación con 75% de células libres, el segundo 50% aglutinación con 50% de células libres, el tercero 75% aglutinación con 25% de células libres, y el cuarto 100% aglutinación ó lisadas con 0-25% de células libres. Las muestras negativas no presentan aglutinación y se observaron igual al antígeno control. Finalmente, se tomaron como positivos aquellos sueros que aglutinaron a partir de la dilución 1:100 en grado 2.

Análisis de datos. Los datos obtenidos se almacenaron y analizaron en hojas de cálculo de Microsoft Excel. Mediante estadística descriptiva se analizó la distribución de frecuencias de los grupos positivos a parásitos, con base en el sexo y edad de cada animal. Así mismo, se sacaron frecuencias de los animales seropositivos a *Leptospira*, y frecuencias de las serovariedades prevalentes, de acuerdo a las variables cualitativas. Para la variable de sexo se calculó el intervalo de confianza para la diferencia entre las proporciones de la población de machos contra la población de hembras. La presencia de patología ocular (uveítis) se analizó de acuerdo a la seropositividad, a la serovariedad encontrada y a las instalaciones.

Cuadro 2. Serovariedades de *Leptospira* utilizadas como antígeno en la prueba MAT.

Especie ^a	Serogrupo ^b	Serovariedad ^{bc}	Clado/Grupo monofilético ^d
<i>L. interrogans</i>	Bataviae	Bataviae	Patógenos
<i>L. interrogans</i>	Australis	Bratislava	Patógenos
<i>L. interrogans</i>	Canicola	Canicola	Patógenos
<i>L. kirschneri</i>	Grippotyphosa	Grippotyphosa	Patógenos
<i>L. interrogans</i>	Sejroe	Hardjo	Patógenos
<i>L. interrogans</i>	Icterohaemorrhagiae	Icterohaemorrhagiae	Patógenos
<i>L. interrogans</i>	Pomona	Pomona	Patógenos
<i>L. interrogans</i>	Pyrogenes	Pyrogenes	Patógenos
<i>L. borgpetersenii</i>	Tarassovi	Tarassovi	Patógenos
<i>L. interrogans</i>	Sejroe	Wolfii	Patógenos
<i>L. interrogans</i>	Autumnalis	Autumnalis	Patógenos
<i>L. weilii</i>	Celledoni	Celledoni	Patógenos
<i>L. fainei</i>	Fainei	Fainei	Medianamente patógenos
<i>L. borgpetersenii</i>	Mini	Mini	Patógenos

Nota. ^aLevett (2015, p. 15). ^bNaze et al. (2015). ^cOlivera et al. (2018). ^dPicardeau (2017).

VIII. Resultados

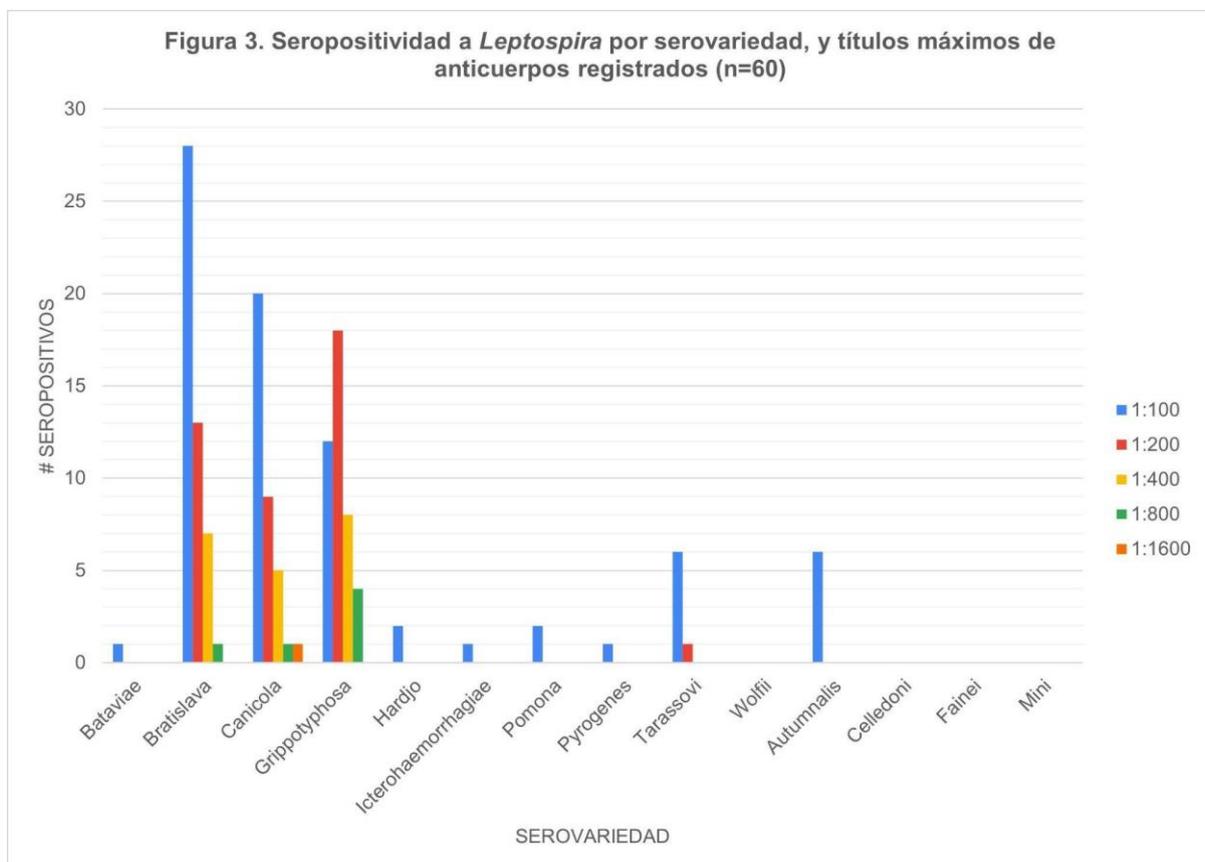
De la población total de équidos (60 animales) se encontró que 4 de ellos (6.6%) resultaron positivos a parásitos gastrointestinales, lo que equivale al 6.66% de la población. La mayor parte de estos son potros, y en todos fueron hallados parásitos estrongilidos, pertenecientes a la misma familia. El recuento de huevos por gramo (hpg) en los ejemplares positivos, resultó, en 3 de ellos, muy bajo, y en uno de ellos, medianamente bajo (*Cuadro 3*).

La historia clínica arrojó que el rancho mantiene un calendario de desparasitación cada 6 meses, rotando entre lactonas macrocíclicas con tetrahidropirimidinas y, a los 6 meses, con benzimidazoles. La última desparasitación había sido realizada 4 semanas antes de comenzar el presente estudio, con el antihelmíntico febendazol, de la familia de los benzimidazoles.

Cuadro 3. Clasificación de la población estudiada por grupos etarios, sexo y tipo de parásitos encontrados.

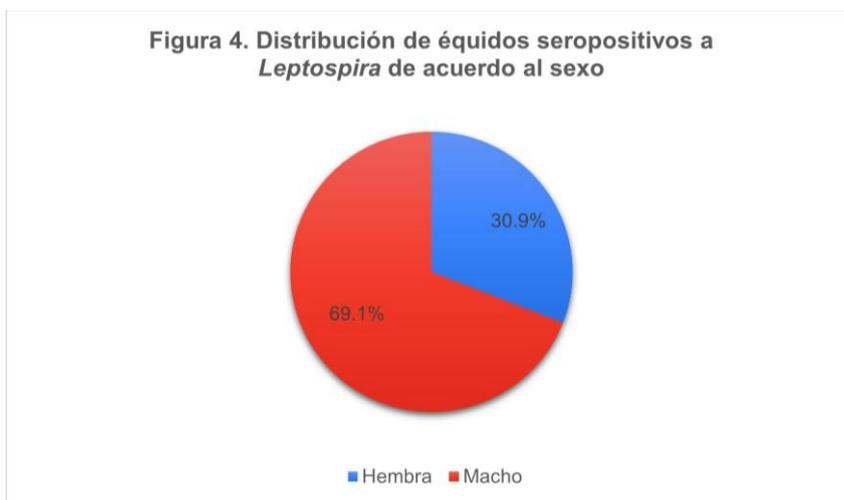
Edad (años)	N° de animales	Sexo	Parásitos identificados	Negativos
			<i>Strongilidae</i> spp.	
≤ 5	3	Macho	+	16
		Hembra	+	
		Macho	++	
6-10	0	0	0	22
>10	1	Macho	+	18
Total			4	56

En cuanto a los resultados serológicos, resultó que, 55 de los 60 équidos presentaron títulos ≥ 100 al menos para una serovariedad de *Leptospira*, por lo que se consideran seropositivos, lo que es igual a 91.6% de seropositividad, mientras que 5 resultaron negativos (8.3%). De los 55 seropositivos, 20% de los équidos (n=11) reaccionaron a 1 sola serovariedad; 25.5% (n=14) reaccionaron a 2 serovariedades; 41.8% (n=23) reaccionaron a 3 serovariedades diferentes; y el 12.7% (n=7) équidos reaccionaron a 4 o más serovariedades. Por otro lado, la serovariedad que presentó mayor frecuencia de sueros reactivos fue Bratislava con 49 (81.6%), seguido de Grippotyphosa con 42 (70%), Canicola con 36 (60%), Tarassovi con 7 (11.66%), Autumnalis con 6 (10%); Hardjo y Pomona con 2 (3.33% cada una); Icterohaemorrhagiae, Pyrogenes y Bataviae con 1 (1.66% cada una); mientras que Wolfii, Celledoni, Fainei y Mini no presentaron seropositividad. Así mismo, se encontró que las serovariedades que presentaron reacción a mayor cantidad de títulos de anticuerpos fueron Bratislava, Canicola y Grippotyphosa (Figura 3).

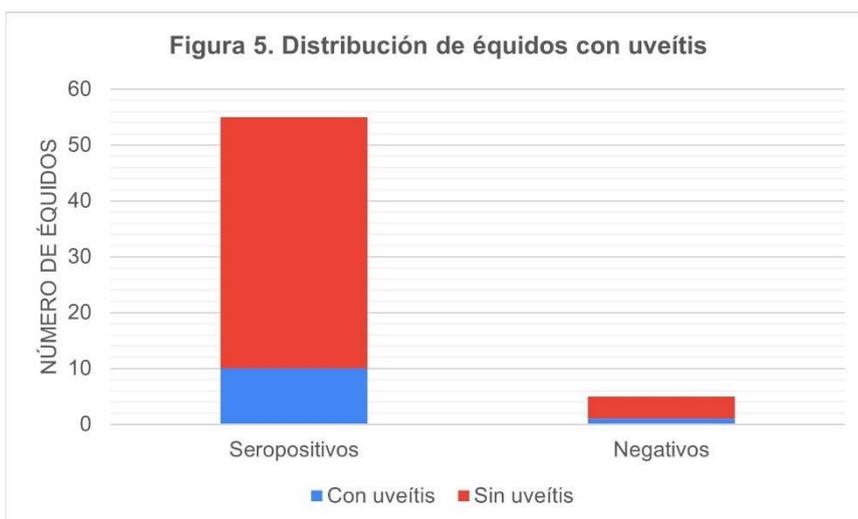


En cuanto a la variable de instalaciones, se encontró que, 51 équidos se encontraron en caballeriza con cama de aserrín, mientras que 9 se encontraron en potrero con cama de tierra y piedra. De estos 51 équidos en caballeriza, 46 fueron seropositivos (83.6% de la población seropositiva), y los 9 que viven en potrero fueron seropositivos. Así mismo, como parte de esta misma variable, se encontró que hay presencia de otra especie en el recinto, como caninos y roedores.

La proporción de la población de hembras seropositivas excede a la proporción de machos seropositivos (IC 95%, $p < 0.05$) ya que, de las 17 hembras presentes en el estudio, todas fueron seropositivas, mientras que de los 43 machos presentes, 38 fueron seropositivos (Figura 4).



De los équidos seropositivos a *Leptospira*, 10 (18.2% del total de seropositivos) presentaron uveítis, mientras que los 45 (81.8%) restantes no presentaron patología ocular. De los équidos negativos a *Leptospira*, 1 presentó uveítis, y 4 no presentaron patología ocular (Figura 5). Los équidos seropositivos sin uveítis difieren en un 63.6% con respecto a los équidos seropositivos con uveítis.



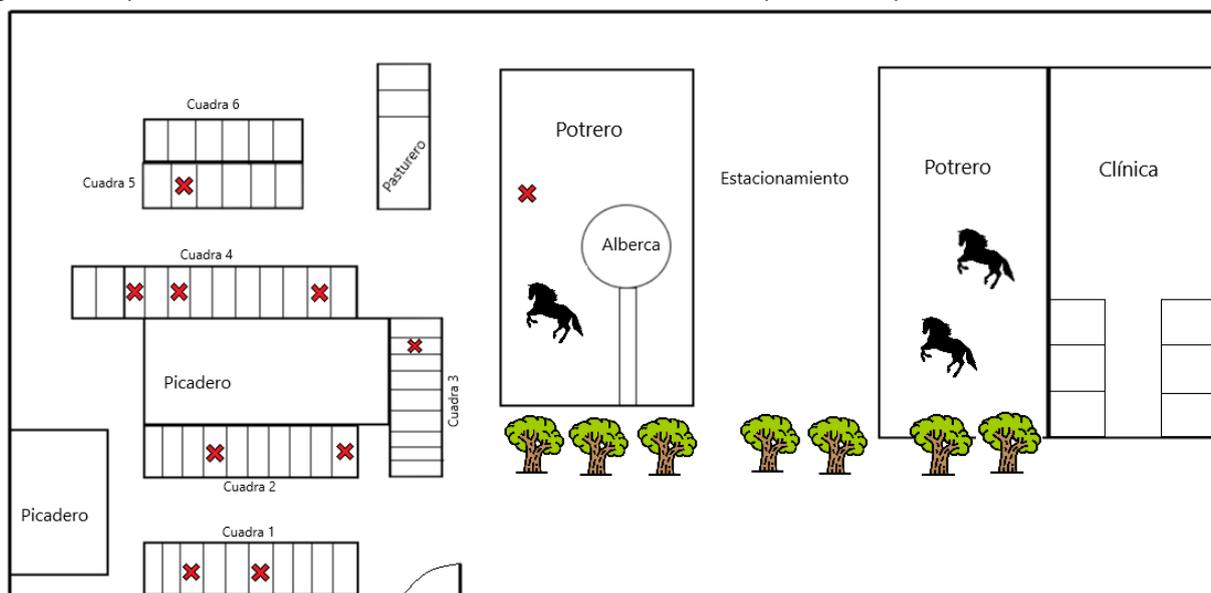
De los 10 équidos seropositivos con uveítis, el 100% de ellos reaccionó positivo a Bratislava, y de ellos el 70% a Grippytyphosa y Canicola, el 30% a Tarassovi, el 20% a Autumnalis, y sólo el 1% de los caballos con uveítis reaccionó a más de 5 serovariedades. Siendo que de estos mismos caballos, los títulos más altos correspondieron a Bratislava y Grippytyphosa (Cuadro 4).

Cuadro 4. Serovariedades a las que reaccionaron los caballos con uveítis.

# caballo con uveítis	Serovariedad								
	Bratislava	Canicola	Grippotyphosa	Hardjo	Icterohaemorrhagiae	Pomona	Pyrogenes	Tarassovi	Autumnalis
1	+								
2	+	+	+						
3	+								
4	+								
5	+	+	+	+	+	+	+	+	
6	+	+	+					+	+
7	+	+	+						
8	+	+	+						
9	+	+	+					+	+
10	+	+	+						

Igualmente, entre los équidos seropositivos con presencia de uveítis, resultó que la mayoría de ellos están presentes en las caballerizas de aserrín, y casi no en potrero al aire libre (*Figura 6*).

Figura 6. Esquema del sitio de estudio con la localización de los équidos seropositivos con uveítis.



Referencias

✘ Localización de caballos con uveítis

IX. Discusión

La importancia de este tipo de estudios de prevalencia es elevada, ya que, al conocer estas cifras, aunado a los factores predisponentes de manejo en las instalaciones, nos ayudarán a aplicar medidas preventivas o incluso correctivas que nos permitan mantener la prevalencia de enfermedades a un margen aceptable. En detalle, los resultados obtenidos demuestran que el 6.66% de prevalencia de parásitos intestinales (*Figura 2*) resultó menor, en comparación con otros estudios: 50%, 71%, 75.8% (Alegre y Milano, 2020; Cala *et al.*, 2016; Castaño *et al.*, 2020). En el presente estudio se encontraron únicamente huevos de estróngilos, y, en este caso, también fue menor la prevalencia en comparación con otros autores: 27.3% (Salas *et al.*, 2014), 54% (Chaparro *et al.*, 2018) y 73.4% (Seyoum *et al.*, 2015). Se habla en general de estróngilos, es decir, parásitos de la familia *Strongylidae*, ya que, las pruebas del presente estudio sólo incluyeron observación al microscopio, y con esta técnica, no es posible diferenciar a los pequeños de los grandes estróngilos (van der Kolk y Veldhuis, 2013).

En México hay estudios con prevalencia de parásitos intestinales de 55.26% (Rodríguez *et al.*, 2001), de arriba del 90% en otro estudio de zona tropical del país (Valdéz *et al.*, 2013), y de 79.9% en un estudio en climas templados del país (Villa *et al.*, 2021). Se observa que la prevalencia puede ser mayor en climas húmedos, sin embargo, aún en climas templados como el del sitio descrito en el presente trabajo, sigue siendo considerablemente menor la prevalencia de parásitos en équidos del presente estudio, con respecto a lo reportado por la literatura.

Sin embargo, hay que tener en cuenta que se trabajó con una población recientemente desparasitada, por ejemplo, en el estudio de Herrera y cols. (2015), se demuestra que, después de desparasitar con doramectina, se encontraron resultados positivos únicamente para nemátodos de la familia *Trichostrongylidae*, y con conteos menores a 100 hpg en un periodo de 60 días después del tratamiento con antihelmínticos. Resultados similares fueron obtenidos en el estudio de Lozina y cols. (2018) con el uso de ivermectina.

Así mismo, la literatura señala que el periodo de reaparición de huevos (intervalo de tiempo entre el último tratamiento antihelmíntico efectivo y la reaparición de huevos estróngilidos [AAEP, 2019]), debe ser de 6 a 8 semanas (Lozina *et al.*, 2018), ya que, si es menor, se puede considerar como resistencia antihelmíntica. Por lo tanto, los conteos bajos de huevos obtenidos en el presente estudio, constatan con lo que dice la literatura. Igualmente, se comprueba que la combinación de lactonas macrocíclicas con tetrahidropirimidinas utilizadas como antihelmínticos en la población equina es más eficaz, ya que, de acuerdo a Rodrigues y cols. (2023) con la formulación ivermectina más pirantel, el periodo de reaparición de huevos fue más largo, en comparación con la ivermectina sola. Y constata con Kaplan y cols. (2023) quienes mencionan que, a través de la técnica estandarizada por la "World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (W.A.A.V.P.)" denominada «test de reducción de conteo de huevos» se espera que en caballos con el uso de lactonas macrocíclicas y benzimidazoles, haya una reducción del 99.9%, y resultados muy similares con tetrahidropirimidinas (reducción del 96 al 100%). Ambos autores están de acuerdo en que son esenciales los procedimientos diagnósticos de rutina como el conteo fecal de huevos, no solo para vigilar la salud animal, sino para monitorear la eficacia de los antihelmínticos y que no haya error en el manejo de la producción.

La prevalencia de parásitos gastrointestinales no sólo es baja, sino que, estos équidos positivos tampoco presentan signos clínicos asociados a una infección intestinal parasitaria. Entonces,

podemos decir que estos caballos presentan un estado de parasitiasis, de acuerdo a lo mencionado por Hendrix y Robinson (2022), en donde, probablemente el hospedero ha evitado el parasitismo debido a inmunidad adquirida después de una infección, que puede persistir si una pequeña cantidad de parásitos sobrevive y sigue estimulando el proceso inmune. (Jacobs *et al.*, 2016), incluso, el animal puede soportar elevadas poblaciones de parásitos si se encuentra sano y bien nutrido (Bowman, 2022). Sin embargo, se debe tener en cuenta que hay factores que afectan esta relación entre el parásito y el hospedero, influenciados por el hombre, tales como el hacinamiento, estrés, la interrupción de su comportamiento natural, y la movilización de animales (Jacobs *et al.*, 2016).

En cuanto a los resultados de la prueba de aglutinación microscópica para detectar títulos de anticuerpos contra *Leptospira*, se encontró una seroprevalencia mayor con respecto a lo que reportaron Calderón y cols. (2019) y Bolwell y cols. (2022) con 85% y 58% respectivamente, aún en condiciones climáticas similares, en el caso del segundo autor. Específicamente en México, hay un estudio que demuestra haber encontrado un 71% de seroprevalencia, siendo esta cifra casi 20% menor que la del presente estudio (Méndez *et al.*, 2013).

Por otro lado, del total de équidos seropositivos que reaccionó a más de una serovariedad, se reporta una cifra superior a lo reportado por Vera y cols. (2020), quienes hallaron que el 53.3% reaccionó positivo a múltiples serovariedades. Por lo tanto, nos encontramos con la presencia de múltiples serovariedades dentro de la población seropositiva, principalmente Bratislava, Grippotyphosa y Canicola (*Figura 3*). Lo anterior concuerda con lo hallado por Toriz y cols. (2021), quienes, en su estudio de revisión bibliográfica, dentro de un periodo de 10 años, de 7,218 caballos pertenecientes a 21 estudios diferentes, se reportó con mayor frecuencia la serovariedad Bratislava. También, es similar a lo reportado por Vera y cols. (2020), y por Siqueira y cols. (2019), quienes hallaron mayor seroprevalencia de Bratislava (41.8% y 67% respectivamente) y Canicola (36.6% por el primer autor). Pero difiere con el estudio de Méndez y cols. (2013), realizado en el norte de México, donde la serovariedad más prevalente fue Pomona (42%), seguido de Tarassovi y Hardjo, además, estos autores resaltan la importancia de Tarassovi en esa zona del país, así como otras más cercanas al bajío, ya que, esta serovariedad cobra relevancia en el sentido de ser patógena (Picardeau, 2017), sin embargo, no se cuenta con reportes actualizados que hablen de la patogenicidad de esta serovariedad en équidos. Ciertos autores como Divers y cols. (2019) y Fagre y cols. (2020) señalan que Bratislava es la serovariedad adaptada a los hospederos equinos y no se considera patógena en ellos, lo que puede concordar con los niveles de anticuerpos obtenidos en los équidos sero reactivos a Bratislava, ya que, apenas 1 de ellos obtuvo un nivel de anticuerpos ≥ 800 (*Figura 3*).

La alta seroprevalencia en el presente estudio obedece a múltiple factores, rescatando como uno de los más importantes la bioseguridad en las instalaciones, ya que las caballerizas presentan un alto grado de humedad, en gran parte por el manejo que se le brinda a sus camas compuestas de aserrín: se menciona que estas se cambian de vez en cuando, de una caballeriza a otra, y sin dejar que se sequen antes de realizar dicho procedimiento (*Figura 2*). Esto propicia que las enfermedades circulen por las diferentes cuadras porque es probable que la cama acarree patógenos infecciosos como las espiroquetas causantes de leptospirosis. Vera y cols. (2020) mencionan que la alta seroprevalencia se debe a la humedad presente en la región por la proximidad con cuerpos de agua, que en el caso del presente estudio, aunque no coincide con las condiciones climáticas, sí coincide con la presencia de humedad en el recinto.

Otro de los factores posiblemente causantes de la alta seroprevalencia es la convivencia de los équidos con otras especies como perros y roedores (Kamaruzaman *et al.*, 2022) establecidos en diversas partes del recinto, y la convivencia con équidos que vienen de fuera para recibir atención médica, o con caballos ecuestres que llegan para establecerse por tiempo indefinido. Este tipo de movilizaciones constantes, puede ocasionar que la enfermedad siga diseminándose por la región. Toriz y cols. (2021) relacionan este factor con la exposición a diferentes serovariedades provenientes de varios reservorios. Mientras que Siqueira y cols. (2019) no sólo relacionan la seroprevalencia a los reservorios domésticos que cohabitan con los équidos y pueden contaminar las pasturas o fuentes de agua para beber, si no también a los reservorios silvestres, encontrados comúnmente en zonas rurales, como lo es el caso de la zona descrita en este estudio.

Sin embargo, no podemos suponer si hay alguna especie o individuo causante de la infección inicial, ya que, las tres especies mencionadas (caballos, perros y roedores), pueden considerarse como hospederos de mantenimiento o reservorios. De acuerdo con diversos autores, como Kamaruzaman y cols. (2022), los roedores son los principales portadores de *Leptospira*; en estos se ha hallado más frecuentemente la serovariedad *Icterohaemorrhagiae*, como lo demuestran varios estudios (López *et al.*, 2022; Monroy *et al.*, 2020; Ospina *et al.*, 2017). Por su parte, Vera y cols. (2020) mencionan en su estudio, que la seroprevalencia de leptospirosis en sitios donde no hay control de roedores fue significativamente mayor con un 74.4%. Sin embargo, en el presente estudio la seroprevalencia de *Icterohaemorrhagiae* es muy baja y no nos indica que los roedores sean los causantes de la infección, aunque no se descarta la posibilidad de que estos animales hayan transmitido otras serovariedades. Mientras tanto, en los perros se ha asociado la enfermedad clínica a las serovariedades *Canicola*, *Grippotyphosa* e *Icterohaemorrhagiae* (Moreira *et al.*, 2021). De las dos primeras se encontró una considerable seroprevalencia en el presente estudio (*Figura 3*), a pesar de que los caninos fueron especies que se hallaron en menor grado que los roedores. Por lo tanto, queda el factor del humano: su ingreso constante proviniendo de diferentes lugares, su cercanía con los équidos, ya sea por deporte, por trabajo o por atención médica, y el contacto que pueden tener en propiedades aledañas con otras especies portadoras (Siqueira *et al.*, 2019) ya que, después de todo, las personas también pueden actuar como portadoras y diseminadoras de la enfermedad.

De los équidos seropositivos de acuerdo al sexo (*Figura 4*), el resultado difiere con lo reportado por Meny y cols. (2022), quienes obtuvieron un 51.3% de seropositividad en machos, y 54.9% en hembras, aunque ellos no encontraron una diferencia significativa dentro de su estudio. En este estudio, al aplicar la prueba de intervalo de confianza para las proporciones entre dos poblaciones, se muestra que el grupo seropositivo de hembras excede en proporción al grupo seropositivo de machos, ya que el 100% de las hembras muestreadas fueron seropositivas, a diferencia del grupo de machos. Lo cual, es similar a lo encontrado por Ferreira y cols. (2016), quienes hallaron una diferencia significativa entre la proporción de machos y hembras seropositivos, donde las hembras presentaron una prevalencia más alta, atribuido a las prácticas diferentes de estabulación por cada sexo, realizadas en el sitio de su estudio, mientras que en el presente estudio, no se demuestra que haya un diferente manejo entre machos y hembras. Aunque es difícil comparar los grupos de sexo al no tener grupo homogéneos, aún cabe destacar que, las leptospiras, al ser bacterias que se pueden adquirir por vía transplacentaria (Román y Chávez, 2016), pueden provocar que la infección en hembras gestantes, sea en parte responsable de la diseminación de la enfermedad a más individuos y portadores potenciales, sobre todo porque el rancho del presente estudio ha presentado diversos partos a lo largo de los años. Si embargo, no se ha encontrado literatura que demuestre la existencia de predisposición a *Leptospira* debido al sexo, por lo que la relevancia del objetivo del

presente estudio, obedece principalmente a factores de manejo y bioseguridad.

En cuanto al total de équidos seropositivos, se encontraron 10 que presentaron uveítis, equivalentes al 22.2% de la población seropositiva (*Figura 5*). Entre ellos, la serovariedad más prevalente fue Bratislava, seguida de Canicola y Grippotyphosa, encontrándose más frecuentemente a équidos sero reactivos a más de una serovariedad, incluso, uno de ellos reaccionó a 8 serovariedades distintas (*Cuadro 4*). Hay estudios que demuestran una asociación fuerte entre la leptospirosis y la uveítis equina, incluso, se considera como la principal causa de esta patología, ya que que otras causas infecciosas son muy raras, y pueden ser distinguidas clínicamente de uveítis recurrente equina (URE) (Wollanke *et al.*, 2022). En el estudio de Fagre y cols. (2020) los autores encontraron que el 28.57% de caballos seropositivos presentó uveítis u otro padecimiento oftálmico. Así mismo, en Estados Unidos, se ha reportado que el 50% de casos de equinos con URE se ha asociado a leptospirosis, principalmente a la serovariedad Pomona, y, en menor frecuencia a Grippotyphosa (Divers *et al.*, 2019). Mientras que Fingerhut y cols. (2019) mencionan que se ha hallado *Leptospira* en el 60% de los caballos con URE. En el estudio de Geiger y cols. (2021) el 82.2% de los equinos con URE fue seropositivo. Y, de acuerdo con Tirosh y cols. (2021), en Israel, la serovariedad Pomona presentó los títulos más altos en equinos, y se cree que es la principal causa de URE. Si bien, es cierto, que en este caso, sólo uno de los caballos con uveítis fue sero reactivo a Pomona, los demás reaccionaron a otras serovariedades que también son patógenas para los équidos (Aleman y Carlson, 2019), aunque se hayan asociado en menor medida a la presencia de esta patología ocular. Aunado a esto, la literatura reporta que la serovariedad Bratislava no se considera patógena en los équidos, ya que estos se consideran hospederos de mantenimiento para esta serovariedad (Divers *et al.*, 2019 ; Fagre *et al.*, 2020). Por lo que estamos suponiendo, que, en el presente estudio, Bratislava se comporta de manera potencialmente patógena en los équidos, aunque harían falta más estudios como pruebas diagnósticas moleculares, para poder confirmar esta teoría. Sin embargo, cabe destacar que en el presente estudio, la presencia de uveítis en los équidos está directamente relacionada a la alta seroprevalencia, asociada a los factores ambientales, como es el caso de las instalaciones (*Figura 6*), ya que, el manejo que se le da al aserrín, las fugas de agua en los pasillos y la falta de sol en estos, son factores presentes en el rancho que ayudan a que persista la humedad y así, el ambiente pueda ser propicio para que las leptospiras patógenas causantes de uveítis, puedan subsistir.

La leptospirosis es una enfermedad a la que no se le ha prestado tanta importancia en los équidos, a diferencia de otras especies, como los bovinos, en los cuales se cree que son hospederos de mantenimiento para la serovariedad Hardjo y en quienes está fuertemente marcado la patología reproductiva, así como sus implicaciones económicas (Olivera *et al.*, 2017); o en los caninos, para los que existen vacunas comerciales (MSD Salud Animal® [MSD], 2024), al igual que en los porcinos (MSD, 2024). Pero ya sea la especie que sea, es una enfermedad a la que debería prestarse más atención en nuestro país, y no sólo por las implicaciones económicas (en el caso de los equinos que terminan padeciendo alguna incapacidad), sino también por las implicaciones en materia de salud pública de la población. Hay estudios que demuestran que se han hallado casos seropositivos en personas que se encuentran ocupacionalmente expuestas a los caballos seropositivos a *Leptospira* (Calderón *et al.*, 2019), aunque en algunos casos se ha asociado este problema en personas a la presencia de roedores (Meny *et al.*, 2022), pero estos mismos son atraídos por la sola presencia de la caballada, su alimento y sus desechos. Y, aunque no esté bien establecido el rol de los equinos como reservorios implicados en la infección a humanos, la leptospirosis puede convertirse en un serio problema de salud pública, si no se atiende correctamente.

X. Conclusiones

Las condiciones que propician que haya prevalencia de parásitos intestinales difieren con lo reportado por los diversos autores, aunque son similares a las condiciones reportadas por autores que igualmente encontraron una alta seroprevalencia de *Leptospira*. Por un lado, el programa de control parasitario interno utilizado en el recinto del presente estudio resulta altamente efectivo por su naturaleza rotacional, aunque se debe tener en cuenta la susceptibilidad del sistema inmune de cada individuo derivado de la estabulación. Aunado a esto, otras medidas de manejo resultan escasamente eficientes, tales como evitar el estrés, provocado por el ejercicio excesivo como parte de su fin zootécnico, o por la interrupción de su comportamiento natural al pasar la mayor parte del día en su caballeriza; la movilización de animales dentro y fuera de la producción, o el manejo de camas. Lo que propicia que el sistema inmune de cada animal baje y este se vuelva más susceptible a diversas enfermedades bacterianas y parasitarias. Por lo tanto, si se implementaran medidas correctas de bioseguridad, se evitarían pérdidas económicas por tener équidos enfermos, además de problemas de salud pública en las personas que conviven con estos animales. Así mismo, cabe destacar en materia epidemiológica, que son necesarias las pruebas coproparasitológicas diagnósticas periódicas, así como las actualizaciones en estudios de seroprevalencias de *Leptospira* en équidos y en otras especies de nuestro país, para así poder establecer programas profilácticos adecuados a cada región.

XI. Referencias

Alegre, R. y Milano, F. (2020). Helmintos y protozoos gastrointestinales en equinos de Corrientes, Argentina. *Rev vet*, 31(1): 85-88. <http://dx.doi.org/10.30972/vet.3114645>.

Aleman, M. y Carlson G. (2019). Enfermedades de los sistemas hepatopoyético y linfático en B. Smith, D. Van Metre y N. Pusterla (Ed.) *Large animal internal medicine* (6ta ed., pp. 1161,1284) Elsevier. ISBN: 978-0-323-04297-0

American Association of Equine Practitioners (2019). *Infectious disease committee. Internal Parasite Control Guidelines*. <https://aaep.org/document/internal-parasite-control-guidelines#>

Barbosa, A.S. e Isaac, L. (2018). Complement Immune evasion by Spirochetes en B. Adler (Ed.) *Spirochete biology: The post genomic era* (Vol. 415, pp. 215-220) Springer. <https://doi.org/10.1007/978-3-319-89638-0>

Benavides, E. (2013). *Técnicas para el diagnóstico de endoparásitos de importancia veterinaria*. Universidad de La Salle.

Bolwell, C., Gee, E., Adams, B., Collins, J., Scarfe, K., Nisa, S., Gordon, E, Rogers, C. y Beschop, J. (2022). Longitudinal testing of *Leptospira* antibodies in horses located near a leptospirosis outbreak in alpacas. *Vet. Sci.*, 9, 426. <https://doi.org/10.3390/vetsci9080426>

Bowman, D. (2022). Helmintos en D. Bowman (Ed.) *Georgis, Parasitología para veterinarios* (11va ed., pp. 152-165) Elsevier. ISBN: 978-1-4160-4412-3

Bulach, D. y Adler, B. (2018). Leptospiral genomics and Pathogenesis en B. Adler (Ed.) *Spirochete biology: The post genomic era* (Vol. 415, pp. 189-209) Springer. <https://doi.org/10.1007/978-3-319-89638-0>

Cala, D.L., Santos, M.E., Ortiz, L. y Junis. J. (2016). Prevalencia de parásitos gastrointestinales en équidos del municipio de Coromoro (Santander, Colombia). *Spei Domus* 12(25):1-6. <https://doi.org/10.16925/2382-4247.2016.02.02>

Calderón, J., Astudillo, M. y Romero, M. (2019). Caracterización epidemiológica de la infección por *Leptospira* spp. en caballos de trabajo y en personas ocupacionalmente expuestas en seis unidades de la Policía Nacional de Colombia. *Biomédica*, 39(1):19-34. <https://doi.org/10.7705/biomedica.v39i1.4475>.

Castaño, A.L., Ramírez, L. y Casas, M.J. (2020). Frecuencia de parásitos gastrointestinales en équidos destinados para consumo humano en una planta de beneficio en Antioquía, Colombia. *Revista Politécnica*, 16(32):31-40. <https://doi.org/10.33571/rpolitec.v16n32a3>.

Center for Disease Control and Prevention (13 de Octubre de 2017). *Leptospirosis fact sheet*. <https://www.cdc.gov/leptospirosis/resources/leptospirosis-fact-sheet.html>

Center for Disease Control and Prevention (26 de Enero de 2018). *Leptospirosis, hoja informativa para médicos*. <https://www.cdc.gov/leptospirosis/pdf/fs-leptospirosis-clinicians-esp-us-508.pdf>

Céspedes, M., y Glenny, M. (2002). *Manual de procedimientos bacteriológico y serológico para el diagnóstico de la Leptospirosis*. [Archivo PDF]. https://bvs.minsa.gob.pe/local/minsa/1049_INS-NT34.pdf

Chaparro, J.J., Ramírez, N.F., Piedrahita, P., Strauch, A., Sánchez, A., Tobón, J., Olivera, M., Ortiz, D., y Villar, D. (2018). Prevalencia de parásitos gastrointestinales en equinos y factores de riesgo asociados en varias zonas de Antioquia, Colombia. *Rev. CES Med. Zootec.*, 13 (1): 7-16. <http://dx.doi.org/10.21615/cesmvz.13.1.1>

Coles, T., y Lynn, R. (2015). Parasiticides for use in horses en C. Cole, B. Bentz y L. Maxwell (Ed.) *Equine pharmacology* (pp. 85-98) Wiley Blackwell.

Diario Oficial de la Federación [DOF]. *NORMA Oficial Mexicana NOM-017-SSA2-2012, Para la vigilancia epidemiológica*. 2012 (México).

Divers, T.J., Chang, Y.F., Irby, N.L., Smith, J.L., y Carter, C.N. (2019). Leptospirosis: An important infectious disease in North American horses. *Equine Veterinary Journal*, 51: 287–292. DOI: 10.1111/evj.13069

Dunkel, B. (2018). Disorders of the hematopoietic system en S. M. Reed, W.M. Bayly y D. C. Sellon (Ed.) *Equine internal medicine* (4ta ed., pp. 1009-1010) Elsevier.

Ellis, W.A. (2015). Animal Leptospirosis en B. Adler (Ed.) *Leptospira and Leptospirosis*. (Vol. 387. pp. 99-102) Springer. DOI 10.1007/978-3-662-45059-8

Fagre, A.C., Mayo, C.E., Pabilonia, K.L., y Landolt, G.A. (2020). Seroprevalence of *Leptospira* spp. in colorado equids and association with clinical disease. *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation*. 35(5): 718-721. DOI:10.1177/1040638720943155

Ferreira, R., Pinheiro, P.C., Aparecido, N. y Antonio, L. (2016). Aglutininas anti- *Leptospira* spp. em equídeos da região sul do Brasil abatidos em matadouro-frigorífico. *Ciências Agrárias, Londrina*, 37(2): 841-852. DOI: 10.5433/1679-0359.2016v37n2p841

Fingerhut, L., Ohnesorge, B., von Borstel, M., Schumski, A., Strutzberg, K., Mörgelin, M., Deeg, C., Haahsman, H.K., Beineke, A., Köckritz, M. y Buhr, N. (2016). Neutrophil Extracellular Traps in the Pathogenesis of Equine Recurrent Uveitis (ERU). *Cells*, 8(1528). doi:10.3390/cells8121528

Fleming, S. (2019). Programas de control parasitario en B. Smith, D. Van Metre, y N. Pusterla (Ed.) *Large animal internal medicine*. (6ta ed., pp. 1623-1631) Elsevier.

Geiger, T., Gerhard, H. y Wollanke, B. (2021). Detection of Anti-LipL32 Antibodies in Serum Samples from Horses with Chronic Intraocular Infection with *Leptospira* spp. *Pathogens*, 10(1325). <https://doi.org/10.3390/pathogens10101325>.

Grillova, L., Cokelaer, T., François, J., da Fonseca, J.P., y Picardeau, M. (2023). Core genome sequencing and genotyping of *Leptospira interrogans* in clinical samples by target capture sequencing. *BMC Infectious diseases* 23:157. doi: <https://doi.org/10.1186/s12879-023-08126-x>

Hendrix, C.M., y Robinson, E. (2022). The language of veterinary parasitology en C.M. Hendrix, E. Robinson (Ed.) *Diagnostic parasitology for Veterinary Technicians* (6ta ed., pp. 1-9). Elsevier.

Herrera, Y.M., Perdomo, S.C., y Cardona, J.A. (2015). Eficacia de la doramectina vía intramuscular sobre nematodos gastrointestinales en equinos. *Rev Med Vet.* (29):81-89. DOI: <https://doi.org/10.19052/mv.3445>

Hines, M. (2014). Bacterial and Rickettsial diseases: Leptospirosis en D. Sellon, y M. Long (Eds.) *Equine infectious diseases*. (2da ed., pp. 302-311) Elsevier. ISBN: 978-1-4557-0891-8.

Jacobs, D., Fox, M., Gibbons, L., y Hermosilla C. (2016). Veterinary parasitology, basic concepts: Host-parasite interactions en D. Jacobs, M. Fox, L. Gibbons, C. Hermosilla (Ed.) *Principles of Veterinary Parasitology* (pp. 55-63). Wiley Blackwell. ISBN: 978-0-470-67042-2

Kamaruzaman, I.N., Mohd, M.A., Wei, H., Kai, Y., Gulam, A.W., Wan, T., Shaharulnizim, N., Hanif, M.F., Abdul, F.F., Amalina, N., Abdul, N.A., Wan, C.W., Shih, L., Clegg, S. y Abu, L. (2022). Molecular detection of pathogenic *Leptospira* spp. in urban rodents from wet markets in northeast Malaysia. *J. Adv. Vet. Anim. Res.*, 9(2): 275–281. <http://doi.org/10.5455/javar.2022.i593>

Kaplan, R.M., Denwood, M.J., Nielsen, M.K., Thamsborg, S.M., Torgerson, P.R., Gilleard, J.S., Dobson, R.J., Vercruyse, J., y Levecke, B. (2023). World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (W.A.A. V.P.) guideline for diagnosing anthelmintic resistance using the faecal egg count reduction test in ruminants, horses and swine. *Veterinary Parasitology*, 318: 109936. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2023.109936>

Khamesipour, F., Taktaz, T., Tebit, K., Mostafa, S. y Reza, S. (2021). Prevalence of endo- and ecto-parasites of equines in Iran: A systematic review. *Vet Med Sci.*, 7:25–34. DOI: 10.1002/vms3.321.

Levett, P. (2015). Systematics of *Leptospiraceae* en B. Adler (Ed.) *Leptospira and Leptospirosis*. (pp. 11-20) Springer.

López, S., Molano, D., López, A., Rodríguez, N., Zambrano, C. y Chaparro, J.J. (2022). Seroprevalence and Molecular Characterization of *Leptospira* spp. in Rats Captured near Pig Farms in Colombia. *Int. J. Environ. Res. Public Health*, 19, 11539. <https://doi.org/10.3390/ijerph191811539>

Lozina, L., Barbieri, F., Río, F., Bogado, E., y Ríos, E. (2018). Desarrollo galénico y eficacia clínica de ivermectina en sistemas semisólidos para uso oral en equinos. *Rev vet* 29(2): 93-97. DOI: <http://dx.doi.org/10.30972/vet.2923271>

Méndez, C., Benavides, L., Esquivel, A., Aldama, A., Torres, J., Gavaldón, D., Meléndez, P. y Moles, L. (2013). Pesquisa serológica de *Leptospira* en roedores silvestres, bovinos, equinos y caninos en el noreste de México. *Rev. Salud Anim.*, 35(1): 25-32.

Meny, P., Iglesias, T., Menéndez, C., Quintero, J., Ríos, C., Ashfield, N., Ferreira, O., Mosca, V., De Brun, L., Ortiz, G., De Vries, I., Varela, G. y Schelotto, F. (2022). Seroprevalence of anti-*Leptospira* antibodies in equines and associated workers—Isolation of *Leptospira interrogans* serogroup Canicola from equine urine. *Zoonoses Public Health*, 69:526–536. DOI: 10.1111/zph.12942.

Monroy, A.L., Vargas, J.A., Filippo, G. y Quimbaya, J.J. (2020). Leptospirosis en reservorios animales: Una revisión de tema. *Rev. Lasall. de Invest.*, 17(2). DOI: 10.22507/rli.v17n2a23

Moreira, C., del Rigo, G.C., Pinheiro, A.V., Bergmann, S., Cortez, A., Barbosa, I., Bryan, M., Paldês, A., y Alonso, B. (2021). Molecular and serological characterization of pathogenic *Leptospira* spp. isolated from symptomatic dogs in a highly endemic area, Brazil. *BMC Veterinary Research*, 17:221. <https://doi.org/10.1186/s12917-021-02930-w>

MSD Salud Animal® (2024). NOVIBAC LEPTO. <https://www.msd-salud-animal.mx/productos/nobivac-lepto/>

MSD Salud Animal® (2024). PORCILIS Ery+Parvo+Lepto. <https://www.msd-salud-animal.mx/productos/porcilis-eryparvolepto/>

Murray, G.L. (2015). The molecular basis of *Leptospiral* pathogenesis en en B. Adler (Ed.) *Leptospira and Leptospirosis*. (Vol. 387. pp. 139-145) Springer.

Murray, G., Munstermann, S. y Lam, K. (26-31 de mayo de 2013). *Beneficios y retos que implica la expansión mundial de los eventos ecuestres: nuevas normas para la población de caballos de competición y zonas libres de enfermedades equinas en los países*. 81° sesión general. Asamblea mundial, Organización Mundial de Sanidad Animal OIE. París, Francia.

Murray, P.R., Rosenthal, K. y Pfaller, M. (2021). *Treponema, Borrelia y Leptospira* en P. Murray, K. Rosenthal y M. Pfaller (Ed.) *Microbiología médica* (9na ed., pp. 439-442) Elsevier. ISBN: 978-8-491138-08-2

Musa, A., Folashade, F. y Banke, S. (2018). Anthelmintic resistance and associated management practices in local horses in sokoto metropolis, Nigeria. *Mac Vet Rev*, 41(1): 55- 64. <https://doi.org/10.1515/macvetrev-2017-0031>.

Naze, F., Desvars, A., Picardeau, M., Bourhy, P. y Michault, A. (2015). Use of a New High Resolution Melting Method for Genotyping Pathogenic *Leptospira* spp. *PLoS ONE* 10(7): e0127430. doi:10.1371/journal.pone.0127430

Nielsen, K., Reinemeyer, C. y Sellon, D. (2014) Nematodes en D. Sellon, M. Long (Ed.) *Equine infectious diseases* (2da ed., pp. 475-489) Elsevier. ISBN: 978-1-4557-0891-8

Olivera, M., Chaparro, J.J., Chaparro, Y., Piedrahita, D., Fernández, J., Londoño, J., Palacio, L.G., Ramírez, N. y Villar, D. (2017) Cross-sectional study of 13 *Leptospira* serovars in a Colombian dairy region. *Rev Colomb Cienc* 31(1):10-16. doi: 10.17533/udea.rccp.v31n1a02

Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (24 de marzo de 2023). *División de estadísticas FAOSTAT. Cultivos y productos de ganadería*. <https://www.fao.org/faostat/es/#data/QCL>

Organización Mundial de la Salud (12 de agosto de 2022). *Leptospirosis - República Unida de Tanzania*. <https://www.who.int/es/emergencias/disease-outbreak-news/item/2022-DON403>

Ospina, C., Rincón, M., Soler, D. y Hernández, P. (2017). Papel de los roedores en la transmisión de *Leptospira* spp. en granjas porcinas. *Rev. Salud Pública*. 19 (4): 555-561. <https://doi.org/10.15446/rsap.v19n4.41626>

Peregrine, A.S., Beltrão, M., Kaplan, R.M. y Nielsen, M.K. (2014). Anthelmintic resistance in important parasites of horses: Does it really matter? *Veterinary Parasitology* 201:1–8. <http://dx.doi.org/10.1016/j.vetpar.2014.01.004>

Picardeau, M. (2020). *Leptospira* and Leptospirosis en N. Koizumi, M. Picardeau (Eds.) *Leptospira spp.: Methods and Protocols* (pp. 271-274). Springer nature. <https://doi.org/10.1007/978-1-0716-0459-5>

Picardeau, M. (2017). Virulence of the zoonotic agent of leptospirosis: still terra incognita? *Nature review microbiol*. doi:10.1038/nrmicro.2017.5

Plumb, D.C. (2018). *Plumb's Veterinary drug handbook*. (9na ed.). Wiley Blackwell.

Rehbein, S., Visser, M. y Winter, R. (2013) Prevalence, intensity and seasonality of gastrointestinal parasites in abattoir horses in Germany. *Parasitol Res*, 112:407–413. DOI: [10.1007/s00436-012-3150-0](https://doi.org/10.1007/s00436-012-3150-0)

Rey, L.A., Pineda, N.F., Góngora, A., Parra, J.L. y Patiño, R.E. (2015) Evaluación serológica a *Leptospira* spp. en equinos aparentemente sanos en municipios del Meta y Guaviare, Colombia. *Rev Lasallista de Invest*, 12(1):154-161.

Reinemeyer, C. y Nielsen, M. (2014). Review of the biology and control of *Oxyuris equi*. *Equine Vet Educ*, 26:584–91. <https://doi.org/10.1111/eve.12218>

Roberta, M., dos Santos, L.F., Lynn, R., y Caló, E. (2016). Is the microagglutination test (MAT) good for predicting the infecting serogroup for leptospirosis in Brazil? *Comp Immunol Microbiol Infect Dis*, 44: 34-36. doi:10.1016/j.cimid.2015.12.003.

Rodrigues, V.D., de Freitas, MG., Milan, B., Reckziegel, G.H, Borges, D.G., Nakatani, M.T., Tutija, J.F., y Borges, F. (2023). Clinical and Parasitological Evaluation of Ivermectin and Ivermectin + Pyrantel Against *Oxyuris equi* in Equines. *Journal of Equine Veterinary Science*, 121:104201. <https://doi.org/10.1016/j.jevs.2022.104201>

Rodríguez, R.I., Cob, L.A., y Domínguez, J.L. (2001). Frecuencia de parásitos gastrointestinales en animales domésticos diagnosticados en Yucatán, México. *Rev Biomed*; 12:19-25. <https://doi.org/10.32776/revbiomed.v12i1.2>

Román, F. y Chávez, R. (2016). Prevalencia de enfermedades que afectan la reproducción en ganado Bovino Lechero del cantón Loja. *CEDAMAZ*, 6(1). <https://revistas.unl.edu.ec/index.php/cedamaz/article/view/65>

Salas, J., Mencho, J.D., Guerra, Y., y Mencho, J.C. (2014) Prevalencia de nematodos intestinales y eficacia de Labiomec® en caballos de Camagüey, Cuba. *Rev. Salud Anim*, 36(3): 152-158.

Sánchez, L. (2014) Disorders of the gastrointestinal system en S. Reed, W. Bayly, y D. Sellon (Ed.) *Equine internal medicine*. (4ta ed., pp. 753-754) Elsevier. ISBN: 978-0-323-44329-6

Sánchez, S., Espinosa, D.V., Ríos, C.A., Berzuna, M. y Becker I. (2015). Leptospirosis in Mexico: Epidemiology and Potential Distribution of Human Cases. *PLoS ONE* 10(7). DOI:10.1371/journal.pone.0133720

Scala, A., Tamponi, C., Sanna, G., Predieri, G., Meloni, L., Knoll, S., Sedda, G., Dessi, G., Grazia, M. y Varcasia, A. (2021). *Parascaris* spp. eggs in horses of Italy: a large-scale epidemiological analysis of the egg excretion and conditioning factors. *Parasites Vectors*, 14:246. <https://doi.org/10.1186/s13071-021-04747-w>.

Sellon, D. y Long, M. (2014). *Equine infectious diseases*. Elsevier.

Seyoum, Z., Tesfaye, M., y Derso, S. (2015). Prevalence, intensity and risk factors of infestation with major gastrointestinal nematodes in equines in and around Shashemane, Southern Ethiopia. *Trop Anim Health Prod*, 47:1515–1521. DOI 10.1007/s11250-015-0893-5.

Shimada, A. (2018) *Alimentación animal*. Trillas.

Siqueira, C.C., Fraga, D.B., Chagas, A.D., Athanazio, D., Silva, M.M., Cerqueira, R., McBride, F.W., Pinna, M. y Ayres, MC. (2021). Seroprevalence and risk factors associated with equine leptospirosis in the metropolitan region of Salvador and Recôncavo Baiano region, Bahia state (NE Brazil). *Trop Anim Health Prod*. <https://doi.org/10.1007/s11250-019-01956-5>

Taylor, M.A., Coop, R.L. y Wall, R.L. (2016). Veterinary helminthology en M.A. Taylor, R.L. Coop y R.L. Wall (Ed.) *Veterinary parasitology* (4ta ed., pp. 1-109). Wiley Blackwell. ISBN: 978-0-470-67162-7

Tirosh, S., Baum, M., Schwartz, G., Kalir, B., Peer, O., Shnaiderman, A., Bernstein, M., Blum, S. y Steinman, A. (2021). Seroprevalence of *Leptospira* spp. in Horses in Israel. *Pathogens*, 10(408). <https://doi.org/10.3390/pathogens10040408>

Tizard, I. (2018). Inmunidad adquirida frente a parásitos en I. Tizard (Ed.) Introducción a la Inmunología Veterinaria (10a ed., pp. 312-328).

Toriz, O., Pérez, J., Herrera, A., Torres, J., y Lombardero, G. (2021). Frecuencia de leptospirosis en equinos: revisión de literatura. *Abanico Veterinario*, 11:1-16. <https://dx.doi.org/10.21929/abavet2021.23>

Torres, M., Cruz, B., Medina, R., Reyes, B., Moguel, C., Medina, R., Ortiz, J., Arcilla, W., López, A., Noh, H., Panti, A., Rodríguez, I., y Puerto, F. (2018). Detección molecular de leptospirosis patógenas en roedores sinantrópicos capturados en Yucatán, México. *Biomédica* 38: 51-8. DOI: <https://doi.org/10.7705/biomedica.v38i3.3938>

Troncoso, I., Toro, J., Guzmán, A., Fuentealba, J., y Fischer, C. (2013) Evaluación serológica de *Leptospira interrogans* en equinos pertenecientes a un centro ecuestre de la provincia de Linares, Chile. *Rev CES Med Zootec*, 8(2):101-107.

Valdéz, M.P., Hernández, M., Galindo, L., y Alonso, M.A. (2013). Gastrointestinal nematode burden in working equids from humid tropical areas of central Veracruz, Mexico, and its relationship with body condition and haematological values. *Trop Anim Health Prod*, 45:603–607. DOI 10.1007/s11250-012-0265-3.

van der Kolk, J., y Veldhuis, E. (2013) Bacterial diseases en J. van der Kolk, E. Veldhuis. *Infectious diseases of the horse, diagnosis, pathology, management and public health* (pp. 112-117) Manson Publishing.

van der Kolk, J., y Veldhuis, E. (2013) Helminthic diseases en J. van der Kolk, E. Veldhuis. *Infectious diseases of the horse, diagnosis, pathology, management and public health* (pp. 232-257) Manson Publishing. ISBN: 978-1-84076-165-8

Vera, E., Taddei, S., Cavani, S., Schiavi, J., Angelone, M., Cabassi, C.S., Schiano, E. y Quintavalla, F. (2020). *Leptospira* Seroprevalence in Bardigiano Horses in Northern Italy. *Animals*, 10, 23; doi:10.3390/ani10010023

Vincent, A.T., Schiettekatte, O., Goarant, C., Neela, V.K., Bernet, E., Thibeaux, R., Ismail, N., Nizam, M.K., Amram, F., Masuzawa, T., Nakao, R., Amara, A., Bourhy, P., Veyrier, F.J., y Picardeau, M. (2019). Revisiting the taxonomy and evolution of pathogenicity of the genus *Leptospira* through the prism of genomics. *PLoS Negl Trop Dis* 13(5): e0007270. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0007270>

Villa, A., Aldeco, M., Molina, P., Hernández, K., Figueroa, J.A., y Reynoso, A. (2021). Prevalence and risk factors of gastrointestinal nematode infestation of horses, donkeys and mules in tropical, dry and temperate regions in Mexico. *Parasitology International*, Volume 81, 102265. doi: <https://doi.org/10.1016/j.parint.2020.102265>.

Waran, N. (2007) *The Welfare of Horses*. Springer. <https://doi.org/10.1007/978-0-306-48215-1>

Wollanke, B., Gerhards, H. y Ackermann, K. (2022). Infectious Uveitis in Horses and New Insights in Its Leptospiral Biofilm-Related Pathogenesis. *Microorganisms*, 10(387). <https://doi.org/10.3390/microorganisms10020387>

Wood, P.L., Steinman, M., Erol, E., Carter, C., Christmann, U., y Verma, A. (2018). Lipidomic analysis of immune activation in equine leptospirosis and *Leptospira*-vaccinated horses. *PLoS ONE*, 13(2): e0193424. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0193424>

World Organization of Animal Health. (24 de abril de 2023) World Animal Health Information System. WAHIS. <https://wahis.woah.org/#/dashboards/country-or-disease-dashboard>

Xu, Y., Zhu, Y., Wang, Y., Chang, Y., Zhang, Y., Jiang, X., Zhuang, X., Zhu, Y., Zhang, J., Zeng, L., Yang, M., Li, S., Wang, S., Ye, Q., Xin, X., Zhao, G., Zheng, H., Guo, X. y Wang, J. (2016). Whole genome sequencing revealed host adaptation-focused genomic plasticity of pathogenic *Leptospira*. *Scientific reports*, 6:20020. DOI: 10.1038/srep20020

Yescas, J.E., Rivero, N., Montiel, H.E., Valladares, B., Peláez, A., Morales, A.L., y Zaragoza, A. (2020). Comportamiento epidemiológico de la Leptospirosis en México durante el período 2013-2019. *Rev. Salud Pública*, 22(4): 421-427. DOI: <https://doi.org/10.15446/rsap.V22n4.87535>