

**UNIVERSIDAD DE LA REPÚBLICA
FACULTAD DE VETERINARIA**

**PREVALENCIA ANUAL DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN YEGUAS
CRIOLLAS EN ESTABLECIMIENTO DEL DEPARTAMENTO DE SALTO,
URUGUAY**

Por

Ana Inés RODRÍGUEZ ELHORDOY

Romina Evelin SOSA RODRÍGUEZ

TESIS DE GRADO presentada como uno de
los requisitos para obtener el título de
Doctor en Ciencias Veterinaria
Orientación: Medicina Veterinaria

MODALIDAD:
Estudio Poblacional

**MONTEVIDEO
URUGUAY
2024**

1. PÁGINA DE APROBACIÓN

Presidente de mesa:



Dra. Irene Kalpokas

Segundo miembro (tutor):



Dra. Florencia Graglia

Tercer miembro:



Dra. María Teresa Armúa

Cuarto miembro:



Dra. Zully Hernández

Quinto miembro:



Lic. Nicole Rosenstock

Fecha:

17/10/2024

Autores:



Ana Inés Rodríguez Elhordoy



Romina Evelin Sosa Rodríguez

2. AGRADECIMIENTOS

A nuestra tutora Dra. Florencia Graglia por creer en nosotras, apoyarnos, dedicarnos su tiempo, por su compromiso, paciencia y por sobre todo el cariño brindado.

A nuestra co-tutora Dra. Zully Hernandez por el asesoramiento en la toma y procesamiento de las muestras, por su colaboración, disponibilidad y conocimientos brindados.

A nuestra co-tutora Lic. Nicole Rosenstock por compartir sus conocimientos, disponibilidad, compromiso y buena onda.

Al Dr. José Luis Palacio por recibirnos amablemente en su establecimiento y poner a disposición sus animales, y al personal Miguel Pedrozo y Facundo Rivarola por ayudarnos y estar disponibles en los muestreos realizados.

Al CENUR Litoral Norte Salto de la Universidad de la Republica por permitirnos utilizar las instalaciones del Laboratorio de Parasitología.

A la Estación Experimental de la Facultad de Agronomía de Salto por brindarnos los datos climáticos.

A biblioteca de Facultad de Veterinaria por ayudarnos en la búsqueda de información y en la corrección bibliográfica.

Al profesor Oscar Correa por compartirnos sus conocimientos y experiencia en la temática.

Al Dr. Camilo Alvez por la disponibilidad para la toma y procesamiento de muestras.

A nuestras familias por creer en nosotras, acompañarnos en este camino con altibajos y no permitir que bajemos los brazos. Gracias por el apoyo incondicional, insistencia, paciencia y cariño brindado.

A Gianni y Nahuel por su paciencia, cariño, apoyo y demostrarnos que si podemos.

A nuestros amigos por el apoyo, el cariño, y las palabras de aliento brindado durante la carrera.

TABLA DE CONTENIDO

1. PÁGINA DE APROBACIÓN	2
2. AGRADECIMIENTOS.....	3
3. CUADROS Y FIGURAS	6
4. RESUMEN.....	7
5. SUMMARY	8
6. INTRODUCCIÓN.....	9
7. ANTECEDENTES	10
7.1. Historia y selección del Caballo Criollo	10
7.2. El equino en Uruguay.....	11
7.3. Parasitosis en los equinos	11
7.3.1. Epidemiología de las parasitosis	11
7.4. Phylum Nematoda.....	14
7.5. Clase Cestoda	24
7.6. Clase Trematoda	26
7.7. Prevalencia	27
7.8. Diagnóstico	29
7.8.1. Técnicas cuantitativas	29
7.8.2. Técnicas cualitativas	29
7.8.3. Cultivo de larvas.....	30
7.9. Caracterización del problema	30
8. HIPÓTESIS	31
9. OBJETIVO GENERAL.....	31
10. OBJETIVOS ESPECÍFICOS	31
11. MATERIALES Y MÉTODOS	32
11.1. Establecimiento.....	32
11.2. Período	32
11.3. Registros climáticos	32
11.4. Animales	32
11.4.1. Manejo.....	32
11.5. Toma de muestras	32
11.6. Procesamiento de muestra	33
11.7. Exámenes coproparasitarios.....	33

11.7.1. McMaster modificada	33
11.7.2. Happich & Boray.....	35
11.7.3. Cinta adhesiva.....	36
11.7.4. Roberts y O´Sullivan.....	36
11.8. Revisión microscópica	38
11.9. Registros.....	38
11.10. Análisis estadísticos.....	38
12. RESULTADOS	39
13. DISCUSIÓN.....	44
14. CONCLUSIONES.....	47
15. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	48

3. CUADROS Y FIGURAS

Cuadros

Cuadro 1. Morfología de los huevos de endoparásitos de equinos.....	35
Cuadro 2. Morfología de las larvas infectantes de nematodos de equinos.....	38
Cuadro 3. Tabla descriptiva del promedio de HPG por estación.....	41
Cuadro 4. Comparación entre estaciones para evaluar diferencias de HPG (p< 0,05).....	42

Figuras

Figura 1. Ciclo biológico de <i>Parascaris equorum</i>	15
Figura 2. Ciclo biológico de <i>Strongyloides westeri</i>	17
Figura 3. Ciclo biológico de <i>Oxyuris equi</i>	18
Figura 4. Ciclo biológico de Ciatostominos.....	20
Figura 5. Ciclo biológico de <i>Strongylus</i> spp.....	22
Figura 6. Fase migratoria de <i>Strongylus vulgaris</i>	24
Figura 7. Ciclo biológico <i>Anoplocephala perfoliata</i>	25
Figura 8. Ciclo biológico de <i>Fasciola hepatica</i>	27
Figura 9. Huevos de estromgilidos (98 x 39 µm) observados al microscopio por la técnica de flotación, aumento 40x.....	39
Figura 10. Huevos de <i>Oxyuris equi</i> (88,2 x 39,2 µm) observados al microscopio por la técnica de flotación, aumento 40x.....	39
Figura 11. Variaciones de promedio de temperatura (°C) y humedad (%), variaciones de precipitaciones acumuladas (mm) y variaciones de HPG de nematodos de equinos según la estación climática.....	40
Figura 12. Boxplot de recuento de HPG de nematodos de equinos por estación.....	41
Figura 13. Larva de nematodo cola larga de 813,4 µm (cuerpo 509,6 µm y cola 303,8 µm), observado al microscopio, aumento 10x.....	42
Figura 14. Larva de nematodo cola corta, 519,4 µm (cuerpo 490 µm y cola 29,4 µm), observada al microscopio, aumento 10x.....	43
Figura 15. Variación de la cantidad de huevos de <i>O. equi</i> recuperados mediante la técnica de la cinta adhesiva por estación del año. 0= negativos, 1= escasos, 2= moderado, 3= abundantes y NA= sin datos.....	43

4. RESUMEN

El presente trabajo tiene como objetivo evaluar la prevalencia de las poblaciones parasitarias gastrointestinales en yeguas de raza Criolla en el departamento de Salto, Uruguay. Se estudió una población de 30 yeguas de raza Criolla a lo largo de 1 año. De las mismas se recabaron 2 muestras individuales de materia fecal por estación para exámenes coproparasitarios de flotación, sedimentación, cultivo de larvas, además de la técnica de la cinta adhesiva. De las muestras obtenidas el 8,4 % (19/225) fueron negativas al recuento de huevos fecales, mientras que el 91,6 % (206/225) resultaron positivas. En el 60,4 % de las muestras se obtuvieron recuentos de huevos por gramo (HPG) bajos ($>10-\leq 200$), mientras que el 26,7 % tuvieron recuentos moderados ($>200-\leq 500$) y 4,4 % altos (>500). Los huevos encontrados fueron identificados dentro del grupo de estrombilidos y de la especie de *Oxyuris equi*. El recuento de huevos fecales fue mayor en otoño, donde se dieron las condiciones climáticas favorables de temperatura y humedad para la sobrevivencia de los huevos. Sin embargo, los huevos de *O. equi* se vieron incrementados en verano. Las larvas identificadas fueron en su mayoría de ciatostomíneos con excepción del 5 %, las cuales no se identificaron porque no se pudo visualizar las células intestinales ni diferenciar la cola. Queda demostrado por nuestros resultados, que los parásitos gastrointestinales se encuentran en un alto porcentaje de los equinos de raza Criolla en Salto. El recuento de HPG en esta población de equinos fue en su mayoría bajo, lo que está fuertemente influido por los factores ambientales, de manejo (como las dosificaciones antihelmínticas), del individuo y seguramente por predisposición genética.

5. SUMMARY

The aim of the present study is to take knowledge of the sanitary status of the gastrointestinal helminths in Crioullo horses in the department of Salto, Uruguay. A total of 30 Crioullo mares were studied during a year period. Two faecal samples were taken individually from each mare for each year season and coprological analysis (flotation, sedimentation, larval culture and adhesive tape technique) were performed. From the samples obtained, 8.4% (19/225) resulted negative to the presence of eggs per gram (EPG), while the 91.6% (206/225) resulted positive. In the 60.4% of the total samples, the presence of EPG resulted low ($>10 \leq 200$), while the 27.6% ($>200 \leq 500$) and the 4.4% (>500) resulted in moderate and high frequency of EPG respectively. The eggs were identified in the Strongyles and Oxyuris equi group. The total egg count was higher in autumn were the climate conditions were more favourable for the egg survival. In contrast, the Oxyuris egg count was higher during the summer. The larval culture were identified in the majority as citostomines however, a 5% of the total cultures were not identified due to the inability to recognize intestinal cells or tail. Our results demonstrate that gastrointestinal parasites are encountered in a high proportion of Crioullo mares in the department of Salto, Uruguay. The total EPG in this equine population was in its majority low, what was highly associated to environmental conditions, management (e.g. anthelmintic dosification), individual factors and genetic predisposition.

6. INTRODUCCIÓN

La población de caballos estimada a nivel mundial es de aproximadamente 59 millones (Mathewos et al., 2021). El 60 % de estos animales son de trabajo localizándose en su mayoría en países en vías de desarrollo. Cierta parte del porcentaje restante es utilizado para la industria hípica, ecuestre y de ocio (Murray et al., 2013).

En Uruguay el stock equino es de 426.257 animales (Ministerio de Ganadería, Agricultura y Pesca [MGAP], 2021), ocupando el puesto 24 dentro de las existencias mundiales, y el cuarto puesto en cuanto a la relación habitantes por caballo, siendo esta de 1 caballo cada 8 personas. El sector equino genera alrededor de 10.000 puestos de trabajo de manera directa e indirecta, estimándose que en torno a 40.000 personas dependen económicamente del mismo (Uruguay XXI, 2021).

Estos datos reflejan la importancia de la especie no solo a nivel mundial sino también en la región y nuestro país, ya que son considerados un activo muy importante (Uruguay XXI, 2021). Es por esto que la salud y bienestar de los equinos deben ser preservados evitando la presencia de enfermedades, lo que, además, lleva a eludir repercusiones a nivel económico. Un modo eficaz de disminuir este problema es mediante el manejo reproductivo, nutricional y sanitario (Espinoza Maco & Soto Arguello, 2017). Dentro del manejo sanitario, el control parasitario es una pieza clave, donde no solo se deben administrar antiparasitarios de forma estratégica, sino que también es importante realizar un manejo integral (Morales Arenas, 2013).

Existen varios factores que influyen en la presentación de la parasitosis, como ser la inmunidad, la edad, la incorrecta aplicación de antiparasitarios, así como la alta carga de animales por potrero. Las enfermedades parasitarias son de relevancia debido a los daños que estas pueden provocar (Godéski et al., 2017). Las consecuencias de estas en los equinos pueden ser cólicos, diarreas, pérdida de peso, menor crecimiento en animales jóvenes, disminución de la inmunidad aumentando la susceptibilidad a otras enfermedades, bajo rendimiento reproductivo, deportivo y de trabajo, pudiendo resultar en la muerte en casos severos (Mathewos et al., 2022).

La prevalencia de endoparásitos en los equinos en su mayoría está dada por nematodos, seguida por cestodos y en casos excepcionales trematodos (Vázquez, 2010). Dentro de los nematodos los parásitos que predominan son los grandes y pequeños strongílidos, *Parascaris equorum*, *Oxyuris equi*, *Strongyloides westeri*, *Trichostrongylus axei*, *Habronema* spp., y *Dictyocaulus arnfieldi*. En el grupo de cestodos se encuentra *Anoplocephala* spp. (Pires Texeira et al., 2014) y *Fasciola hepatica* entre los trematodos (Tang Ploog et al., 2007).

Los estudios de prevalencia parasitaria son utilizados en la actualidad para determinar qué fármacos antiparasitarios administrar al momento de ejecutar un plan sanitario. Por su parte, en base a los resultados obtenidos se puede realizar un tratamiento selectivo en aquellos animales con un alto recuento de huevos en heces (Soares

Martins et al., 2019), permitiendo así disminuir la presión hacia la resistencia antihelmíntica, la cual ha sido favorecida su expresión principalmente por el libre acceso a los productos antiparasitarios y por la subdosificación en los animales (Godéski et al., 2017).

Los reportes que existen en Uruguay son el de Amaro et al. (1992) los cuales utilizaron muestras fecales de equinos de razas deportivas ubicados en Montevideo, Canelones, Florida, Flores y Rio Negro; Falcon (2002) de tractos gastrointestinales procedentes de una planta de faena y Falcon et al. (2011) mediante necropsias de 8 tractos gastrointestinales de equinos en la zona metropolitana. Existe una tendencia actual de mayor especialización en sus disciplinas y por ende manejos más intensivos a los que son sometidos actualmente. De esto se desprende la importancia que representa velar por su salud y bienestar. Dada la limitada información presente sobre esta temática en el país, se decidió realizar este trabajo con el fin de aportar información y caracterizar los diferentes tipos de poblaciones de helmintos que se dan en un establecimiento de yeguas Criollas durante un año en el norte del país (Salto).

7. ANTECEDENTES

7.1. Historia y selección del Caballo Criollo

Desde las estepas euroasiáticas, próximo al 4000 A.C, se comienza a domesticar el caballo (*Equus ferus caballus*) siendo utilizados para transporte y tracción terrestre, además de su uso para la obtención de pelo, carne y cuero (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura [FAO], 2010).

A finales del siglo XV, los primeros equinos provenientes de Europa arribaron al Río de la Plata. En la década de 1540 se realizó otra expedición donde se desembarcaron más equinos (Bracco et al., 2016), siendo estos animales los antecesores del caballo “criollo” en Uruguay (Fernández, 2000). Los mismos fueron seleccionados por su resistencia y fuerza para poder sobrellevar estos largos viajes transoceánicos (Sociedad de Criadores de Caballos Criollos en Uruguay [SCCCU], 2016). Junto a los bovinos, llegaron los primeros equinos al actual territorio uruguayo por medio de Hernandarias (Fernández, 2000).

El caballo criollo de nuestro país fue adquiriendo caracteres propios de la raza a través de décadas, para poder adaptarse al ambiente americano (SCCCU, 2016). Cabe destacar que la adaptación de estos animales mediante la selección natural fue lo que los perpetuó durante los años (Vila et al., 1997). A través de esta selección se logró un caballo rústico, resistente y con rápido poder de recuperación, considerándose ágiles y rápidos en sus movimientos. Destacándose estas cualidades en las determinadas pruebas funcionales para las cuales se utiliza esta raza, por ejemplo, la Marcha sobre 750 km en 15 días, Pruebas de Rieudas, Paleteadas y Freno de Oro, además de otras actividades (SCCCU, 2016).

7.2. El equino en Uruguay

En la actualidad Uruguay cuenta con un stock equino total de 426.257 animales (MGAP, 2021). Esta especie es muy utilizada para recreación, enseñanza, actividades deportivas y tareas rurales (Ferrari, 2012).

En nuestro país esta especie es exportada, ya sea como animales en pie o como carne equina. Siendo esta última la principal fuente de divisa del sector equino, habiendo dejado en 2020 una ganancia de US\$ 20 millones. A su vez, el sector ecuestre ofrece diferentes oportunidades de trabajo, vinculándose a esta de manera directa o indirecta, estimando que aproximadamente alrededor de 40.000 personas dependen de esta actividad (Uruguay XXI, 2021).

Dada la importancia que tiene la especie para el país es necesario velar por la salud y bienestar de nuestros equinos. Estos deben presentar un óptimo estado sanitario el cual debe incluir un control parasitario integral (Drocco Isolini, 2012). La presencia de parásitos puede causar o contribuir con enfermedades respiratorias y digestivas (American Veterinary Medical Association, s.f.).

7.3. Parasitosis en los equinos

“Los equinos son susceptibles a la infestación de una amplia variedad de parásitos internos, siendo los parásitos gastrointestinales los más frecuentes” (Patiño et al., 2014, p. 8).

La infección por parásitos en los equinos repercute en sus diferentes actividades, apreciándose un menor rendimiento en aquellos utilizados para el trabajo, dificultando su recuperación. En los animales donde su fin es la producción de carne, se ve afectado el crecimiento, generando pérdidas económicas. En los equinos deportivos que se parasitan en una edad temprana, se verá afectado el desarrollo, teniendo una menor masa muscular y menor sustentación ósea y por ende una menor eficiencia (Tang Ploog et al., 2007). Por lo mencionado anteriormente es imprescindible conocer cuáles son los parásitos que afectan a esta especie (Drocco Isolini, 2012).

Chaparro-Gutiérrez et al. (2018) clasifican a los parásitos gastrointestinales en dos grandes grupos, por un lado, el grupo de cestodos dentro del cual se encuentra a *Anoplocephala* spp. y por el otro lado el grupo de nematodos señalando a *Parascaris equorum*, grandes y pequeños estrogilidos, *Oxyuris equi*, *Strongyloides westeri* y *Dictyocaulus arnfieldi*. Los trematodos son posibles parasitantes representando un grupo poco común en estos animales (Sevilla Miranda & Murillo García, 2021).

7.3.1. Epidemiología de las parasitosis

Existe una gran diferencia entre la infección parasitaria (es decir su mera presencia), y la enfermedad parasitaria. A diferencia de las infecciones virales o bacterianas, los helmintos no pueden amplificar su número dentro del hospedador. En consecuencia, el desarrollo de la enfermedad debido a la infección parasitaria depende tanto de la magnitud de exposición, así como del hospedador (donde varía ampliamente según

la susceptibilidad individual). En ovinos y bovinos se ha demostrado que la susceptibilidad a la enfermedad parasitaria está determinada genéticamente (Davies et al., 2006), siendo probable que lo mismo suceda con los equinos. A su vez, existen otros factores que predisponen al hospedador a desarrollar la enfermedad como la desnutrición, el estrés, inmunosupresión o enfermedad concomitante (Nielsen & Reinemeyer, 2018). Cuando la enfermedad se desarrolla en una población de animales la causa seguramente estará vinculada al manejo.

Las infecciones parasitarias se ven influenciadas por factores epidemiológicos como el ambiente, el hospedador y el parásito, la interacción de estos determinará la aparición y la gravedad de infección en los animales afectados (Quijada et al., 2006).

Factores dependientes del hospedador

Las infecciones parasitarias desencadenan en el hospedador la respuesta inmunitaria innata y adquirida con el fin de eliminar el agente invasor (Cueva Salazar, 2021).

La edad juega un papel importante con respecto a la inmunidad y los diferentes parásitos presentes en los equinos, siendo los animales jóvenes más susceptibles debido a su escaso desarrollo inmunitario (Nielsen & Lyons, 2017; Nielsen & Reinemeyer, 2018). *Parascaris* spp. y *S. westeri* son difíciles de encontrar en caballos adultos, apreciándose principalmente en animales jóvenes, los cuales a partir de los 4 a 6 meses de edad desarrollan una fuerte inmunidad adquirida, traduciéndose en una baja eliminación de huevos (Maena Mañes & Rojo Vázquez, 2010; Muriel et al., 2022; Nielsen & Reinemeyer, 2018).

A diferencia de lo mencionado anteriormente las infecciones causadas por ciatostomios y *Anoplocephala perfoliata* pueden presentarse en animales de cualquier edad (Nielsen & Reinemeyer, 2018). Este último no genera una respuesta inmunitaria adquirida y se asocian con animales que se encuentran en pastoreo (Muriel et al., 2022; Nielsen & Reinemeyer, 2018).

Los pequeños estrongilidos tienen la característica de detener su desarrollo en el tercer estadio en animales mayores a un año. Esto se debe a que los animales menores a un año no tienen su sistema inmunitario bien desarrollado capaz de provocar la inhibición de estos parásitos (Nielsen & Lyons, 2017).

Los caballos infectados por *Strongylus vulgaris* desarrollan una fuerte inmunidad, dado por la migración del parásito a través de la circulación arterial donde expone sus antígenos al sistema inmunitario, desencadenando una respuesta eficaz. Esto explica por qué los potros destetados y potros no tratados de un año hospedan un mayor número de *S. vulgaris* en comparación con los caballos adultos. No se conoce si las otras especies de *Strongylus* provocan igual respuesta (Nielsen & Reinemeyer, 2018).

La respuesta inmune de los equinos frente a las diferentes parasitosis se ve afectada por factores estresantes tales como el transporte, la adaptación a nuevos lugares, el cambio de dieta, el deporte y la jerarquía social, siendo esto evidenciado por el

aumento de recuento de huevos por gramos (HPG). Este incremento se relaciona con el aumento de la fecundidad de las hembras parásitas y no con el número total de los mismos (Nielsen & Reinemeyer, 2018).

La inmunosupresión causada por diferentes enfermedades aumenta la carga de parásitos y por ende se incrementa el recuento de HPG (Nielsen & Reinemeyer, 2018).

Factores dependientes del ambiente

Clima

Las variaciones de temperatura y humedad pueden favorecer o no el desarrollo de parásitos en el ambiente. Las temperaturas cálidas y la alta humedad aceleran la evolución de las larvas, por lo tanto, aumentan la probabilidad de infección en los equinos. En cambio, las bajas temperaturas pueden enlentecer e incluso detener el desarrollo de las larvas, mientras que las condiciones climáticas secas disminuyen la supervivencia de las mismas (Molento et al., 2024).

Pastoreo

Los equinos son selectivos con respecto a su alimentación, cuando estos sobrepastorean aumenta la transmisión de los diferentes parásitos, ya que se les dificulta pastorear áreas libres de materia fecal. Esto hace que las infecciones parasitarias en los equinos sean difíciles de controlar, siendo la manera más eficaz de disminuir esta exposición mediante la reducción de la cantidad de animales por hectárea de pastoreo, teniendo en cuenta los diferentes factores como el tipo de suelo, la calidad del forraje, el clima, y los requerimientos de los animales (Nielsen & Reinemeyer, 2018).

Un método eficaz para disminuir la adquisición de larvas infectantes es el rastrillado de la materia fecal, ya que al romper las boñigas se dejan expuestas las larvas al medio ambiente. Para que este resulte se deben retirar a los animales del campo ya que si se mantienen aumentaría la infección por disipación de las larvas. El tiempo de retiro de los animales dependerá de la ubicación del campo, el tipo del suelo, la estación, el clima y el tipo de pasturas. A su vez, la rotación de los equinos a otros campos libres de formas infectantes controla las posibilidades de traslación y contaminación parasitaria (Nielsen & Reinemeyer, 2018).

El pastoreo mixto con rumiantes puede ser beneficioso ya que está demostrado que disminuye la carga de strongilidos en los equinos. Sin embargo, se debe tener en cuenta que los equinos y rumiantes comparten parásitos como *T. axei* y *F. hepatica* pudiendo aumentar la prevalencia de ambos en los equinos (Nielsen & Reinemeyer, 2018).

Se describieron los factores dependientes del animal y el medio ambiente y a continuación se tratarán los diferentes géneros y especies de helmintos gastrointestinales que afectan a los equinos.

7.4. Phylum Nematoda

Parascaris equorum

Parascaris equorum es un nematodo perteneciente a la familia Ascarididae, del orden Ascaridida (Cordero del Campillo et al., 1999). Se localizan en el intestino delgado de los equinos (Nielsen & Reinemeyer, 2018).

La infección por *P. equorum* y la manifestación de la enfermedad es más común en animales jóvenes entre 3 y 9 meses pudiendo alcanzar el año de edad. Los adultos se pueden infectar, pero generalmente la carga de vermes es muy baja (Maena Mañes & Rojo Vázquez, 2010).

Ciclo

El parásito adulto libera los huevos a la luz del intestino donde son eliminados al ambiente por medio de las heces. En el interior de los huevos se desarrollan los estadios de larva 1 (L1), larva 2 (L2) y larva 3 (L3) siendo esta infectante. Estos huevos son muy resistentes a condiciones ambientales desfavorables (Maena Mañes & Rojo Vázquez, 2010). Además, tienen la particularidad de tener una cubierta pegajosa, permitiéndoles adherirse a los pezones de las yeguas con cría, facilitando el contagio de los potros lactantes. El equino ingiere el huevo infectante, el cual eclosiona y la L3 perfora la pared del intestino delgado dirigiéndose por la vena porta hacia el hígado para realizar una migración hepática, luego pasa por la vena hepática y la vena cava caudal, corazón y arteria pulmonar, llegando a los pulmones, donde ingresa a los alvéolos. En los pulmones se completa otra muda para luego la larva ascender con el moco expectorante del árbol traqueobronquial y ser deglutida pasando por esófago, estómago y llegando al intestino delgado para completar la última muda (Bowman, 2011). Una vez que los nematodos adultos se encuentran en intestino delgado necesitan al menos 7 semanas para alcanzar la madurez sexual y comenzar a poner huevos (Figura 1). El periodo prepatente de este parásito es de 10-16 semanas (European Scientific Counsel Companion Animal Parasites [ESCCAP], 2019).

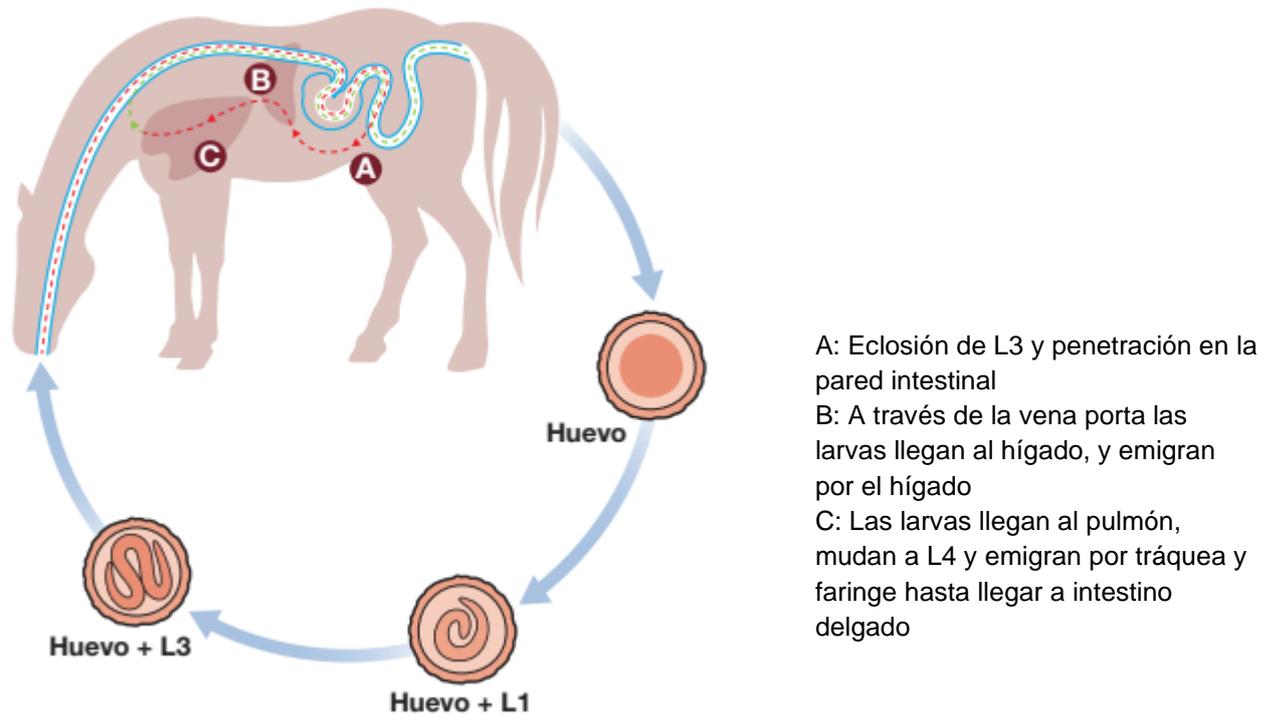


Figura 1. Ciclo biológico de *Parascaris equorum* adaptado de ESCCAP, 2019.

Patogenia

La infección por este parásito provoca dos periodos patogénicos, uno es causado por la migración de las larvas en los diferentes órganos y el otro es por la presencia de los estadios inmaduros y adultos en el intestino (Cordero del Campillo et al., 1999).

Signos clínicos

Como se mencionó anteriormente los más afectados son los animales jóvenes, las primeras manifestaciones clínicas son respiratorias, aparecen durante la tercera y cuarta semana post infección. Estas consisten comúnmente en el aumento de la frecuencia respiratoria, tos, disnea y presencia de secreción nasal que puede ser de color blanco o grisáceo. Durante la fase de migración larvaria hay un aumento de eosinófilos, el cual va a ser mayor cuanto más alta sea la carga parasitaria. Además, puede ir acompañado de fiebre, anorexia y depresión del sensorio (Cordero del Campillo et al., 1999). Cuando la carga parasitaria es alta generan una enteritis moderada, también puede haber perforación del intestino por el estadio adulto de *P. equorum* provocando así una peritonitis. En los animales afectados se evidencia una disminución del crecimiento, desnutrición, abdomen aumentado de tamaño, pelaje áspero, piel seca y curtida y mayor susceptibilidad a enfermedades. Es importante tener en cuenta que la desparasitación en aquellos animales con alta carga de parásitos puede generar una impactación u obstrucción del intestino, dada por el efecto de parálisis que tiene el principio activo sobre los ascáridos (Bowman, 2011).

Strongyloides westeri

La estrogiloidosis en los equinos es causada por *S. westeri*, nematodo pequeño, que se encuentra dentro de la familia Strongyloididae del orden Rhabditida. La infección por este parásito se caracteriza por presentarse principalmente en potros de pocas semanas a meses de vida siendo su ubicación la profundidad de las criptas del intestino delgado (Bowman, 2011; Cordero del Campillo et al., 1999). La estrogiloidosis se considera una zoonosis ya que las larvas pueden penetrar la piel de los humanos y provocar lesiones por la migración que ocasionan (Maena Mañes & Rojo Vázquez, 2010).

Ciclo homogónico

Las hembras parásitas producen huevos larvados por partenogénesis, los cuales son liberados al ambiente donde eclosionan dando lugar al primer estadio larvario, pasando rápidamente a un segundo estadio, ambos con esófago rhabditiforme. En un tercer estadio las larvas poseen esófago filariforme siendo larvas infectivas las cuales invaden a un nuevo hospedador dando lugar a hembras parásitas (Figura 2) (Cordero del Campillo et al., 1999).

Ciclo heterogónico

Las hembras parásitas producen huevos embrionados los cuales son eliminados al medio ambiente por medio de la materia fecal. Una vez en el ambiente eclosionan pasando por los estadios L2, L3 y larva 4 (L4), para posteriormente diferenciarse en machos y hembras de vida libre. Estas hembras luego de haberse apareado con los machos ponen huevos no embrionados los cuales evolucionan hasta larvas infectivas en el medio ambiente, que tras ingresar al hospedador dan lugar a nuevas hembras parásitas (Cordero del Campillo et al., 1999). Los 4 estadios larvales de este ciclo se presentan con esófago rhabditiforme (Figura 2) (Bowman, 2011).

Se describen dos posibles vías de transmisión, vía cutánea y oral. La infección por vía oral se puede dar mediante las pasturas contaminadas o por la leche, donde las larvas penetran la mucosa oral, pasando por el esófago hasta llegar al intestino delgado. En la transmisión cutánea las larvas infectivas atraviesan los capilares para ingresar a la sangre y por esta vía ser dirigidas a los alvéolos pulmonares, ascendiendo por bronquios y tráquea para luego ser deglutidas y llegar al intestino delgado donde finalizan su desarrollo hacia adultos. El período prepatente es de aproximadamente 2 semanas (Cordero del Campillo et al., 1999).

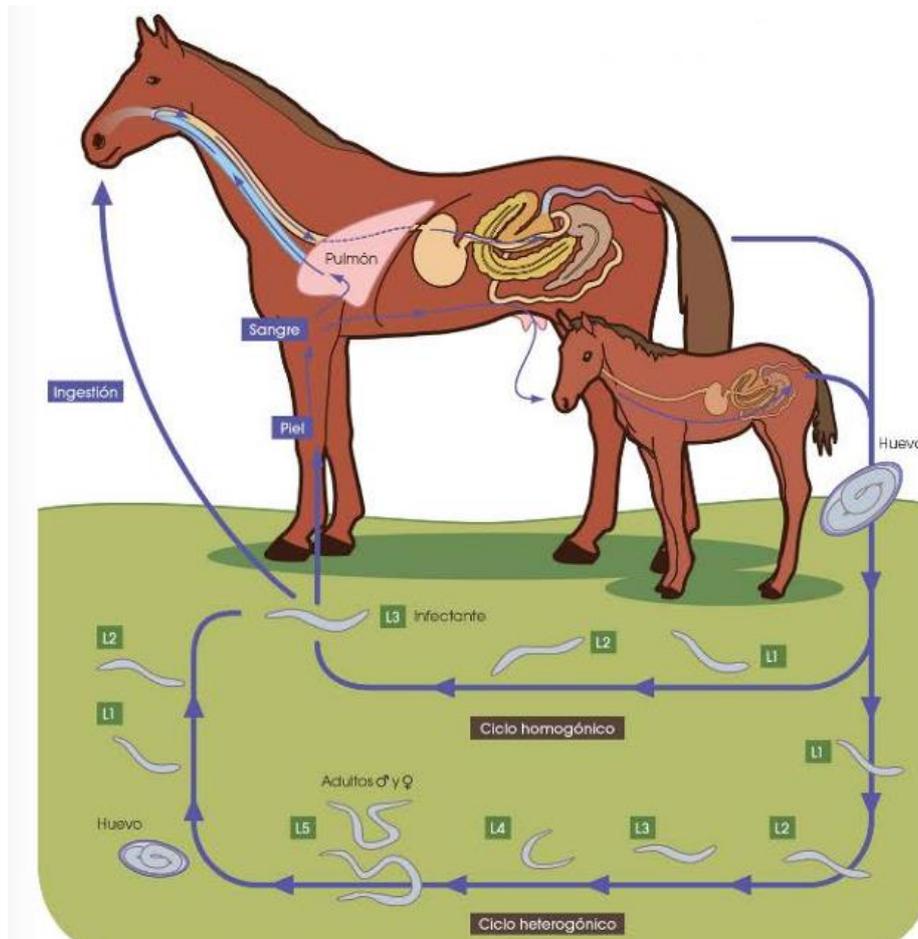


Figura 2. Ciclo biológico de *Strongyloides westeri* (Maena Mañes & Rojo Vázquez, 2010).

Patogenia

Las larvas y las hembras adultas que se localizan en la profundidad del intestino delgado provocan inflamación de la mucosa intestinal, atrofia de las vellosidades y disminución de la capacidad absorbente dando lugar a diarreas y deshidratación del animal (Cordero del Campillo et al., 1999).

Signos clínicos

La diarrea es la principal manifestación clínica en equinos con estrogiloidosis, pudiendo estar acompañada de cólicos de baja intensidad, fiebre moderada, polidipsia y anorexia. En casos más severos se pueden observar animales en decúbito con mucosas congestivas, pulso acelerado y débil. El debilitamiento de los potros provoca que dejen de mamar y en 2 a 3 días mueran por inanición (Maena Mañes & Rojo Vázquez, 2010).

Oxyuris equi

Integran la familia Oxyuridae, orden Oxyurida (Bowman, 2011; Cordero del Campillo et al., 1999). Los adultos se ubican en el colon dorsal y las hembras se pueden

encontrar en colon y recto ya que se desplazan para depositar sus huevos (Nielsen & Reinemeyer, 2018). Se presentan en equinos de todas las edades y se pueden encontrar en animales estabulados o en pastoreo (Drocco Isolini, 2012; ESCCAP, 2019).

Ciclo

Las hembras adultas se trasladan a través del colon y recto hasta llegar al ano, donde depositan sus huevos en la región perianal junto a un líquido pegajoso gris amarillento con el objetivo de adherirlos a la piel (Bowman, 2011). Dentro de los huevos se desarrolla el primer estadio larvario en un día o día y medio para luego, en 3 a 5 días evolucionar al segundo y tercer estadio (forma infectante). Los huevos infectivos pueden caer espontáneamente o debido al prurito y de esta manera contaminar el suelo, agua de bebida e infectar a otros equinos (Cordero del Campillo et al., 1999). Dentro del intestino delgado la larva eclosiona y viaja hacia intestino grueso donde la L3 ingresa en las criptas de la mucosa del ciego y colon. Pasados 10 días, el cuarto estadio larvario ya formado se alimenta de la mucosa intestinal. Luego de 50 días, en la luz intestinal, mudan a larva 5 (L5) completando su desarrollo (Figura 3) (Maena Mañes & Rojo Vázquez, 2010). El período prepatente es de 4 a 5 meses (Bowman, 2011).

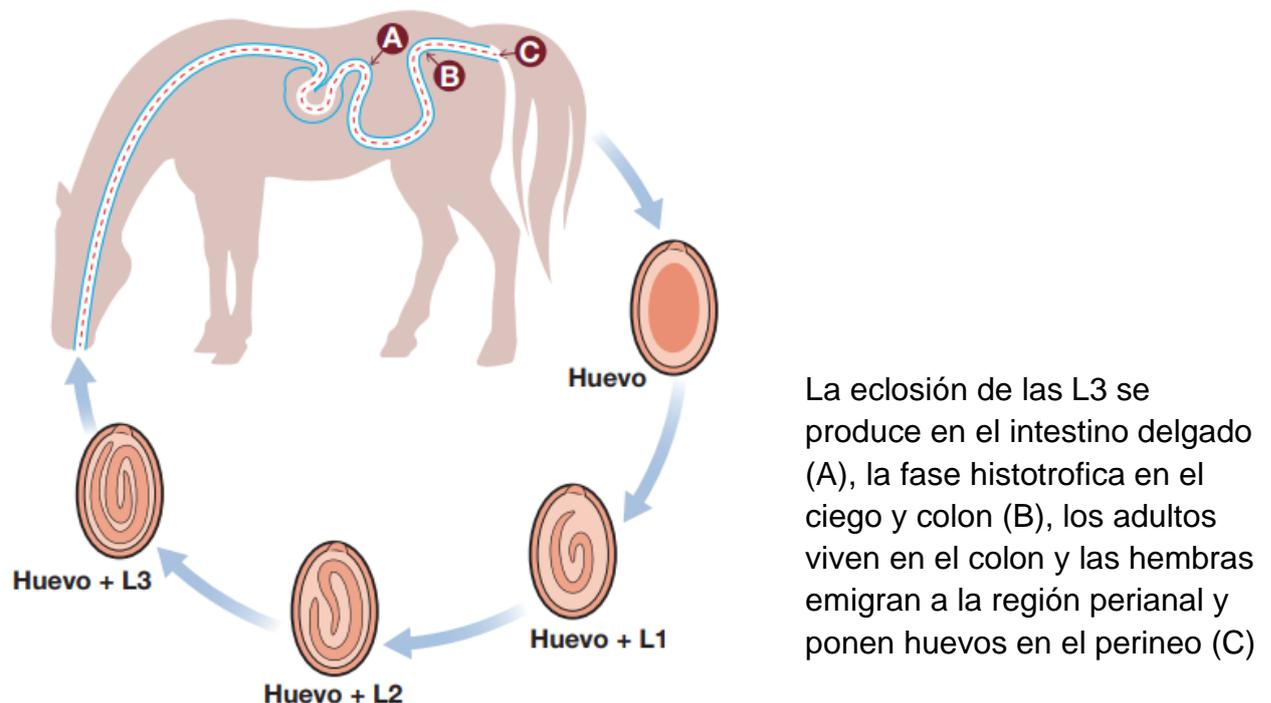


Figura 3. Ciclo biológico de *Oxyuris equi* modificado de ESCCAP, 2019.

Patogenia

Infecciones severas causadas por L3 y L4 pueden generar inflamación en la mucosa del ciego y colon, provocando malestar abdominal (Bowman, 2011).

Signos clínicos

El frotado de la cola contra objetos debido al prurito genera inflamación, ruptura del pelo y zonas alopécicas (ESCCAP, 2019; Quiroz, 1990). Los animales pueden cambiar su comportamiento volviéndose inquietos, indóciles e irritables, además de disminuir su condición corporal y rendimiento (Cordero del Campillo et al., 1999; ESCCAP, 2019).

Trichostrongylus axei

Parásito perteneciente al orden Strongylida, familia Trichostrongylidae (Cordero del Campillo et al., 1999). Se ubican en el estómago de los equinos y su presencia se asocia al pastoreo mixto con bovinos y ovinos (Maena Mañes & Rojo Vázquez, 2010; Nielsen & Reinemeyer, 2018).

Ciclo biológico

El ciclo biológico de *T. axei* es directo. La L3 es la larva infectante, una vez que el equino la consume, estas penetran la mucosa del estómago; cuando la carga parasitaria es muy alta pueden penetrar la mucosa del intestino delgado, donde sufren las mudas correspondientes a L4 y L5 para luego los pre-adultos (L5) y adultos pasar a la luz estomacal, donde las hembras van a poner sus huevos para ser eliminados por la materia fecal (ESCCAP, 2019). Una vez en el ambiente, de estos huevos eclosiona la L1 y evoluciona hasta llegar a L3 (infectante), las cuales son resistentes a las bajas temperaturas y no así al calor, por lo que la infección con estos parásitos es principalmente en los meses fríos (Bowman, 2011; ESCCAP, 2019). El período prepatente es de 21 días (Bowman, 2011).

Patogenia

Las L3 ingresan a la mucosa gástrica localizándose en las criptas, provocando inflamación de la mucosa glandular, esto puede deberse a sustancias tóxicas e irritación mecánica causada por el parásito. Por estas razones las funciones de secreción del estómago se ven afectadas generando disminución en la degradación y absorción de los alimentos (Cordero del Campillo et al., 1999).

Signos clínicos

Los equinos pueden presentarse delgados con pelo hirsuto y sin brillo. Mucosas pálidas debido a la acción hematófaga, apetito caprichoso o disminuido y en algunos casos puede haber diarrea (Cordero del Campillo et al., 1999).

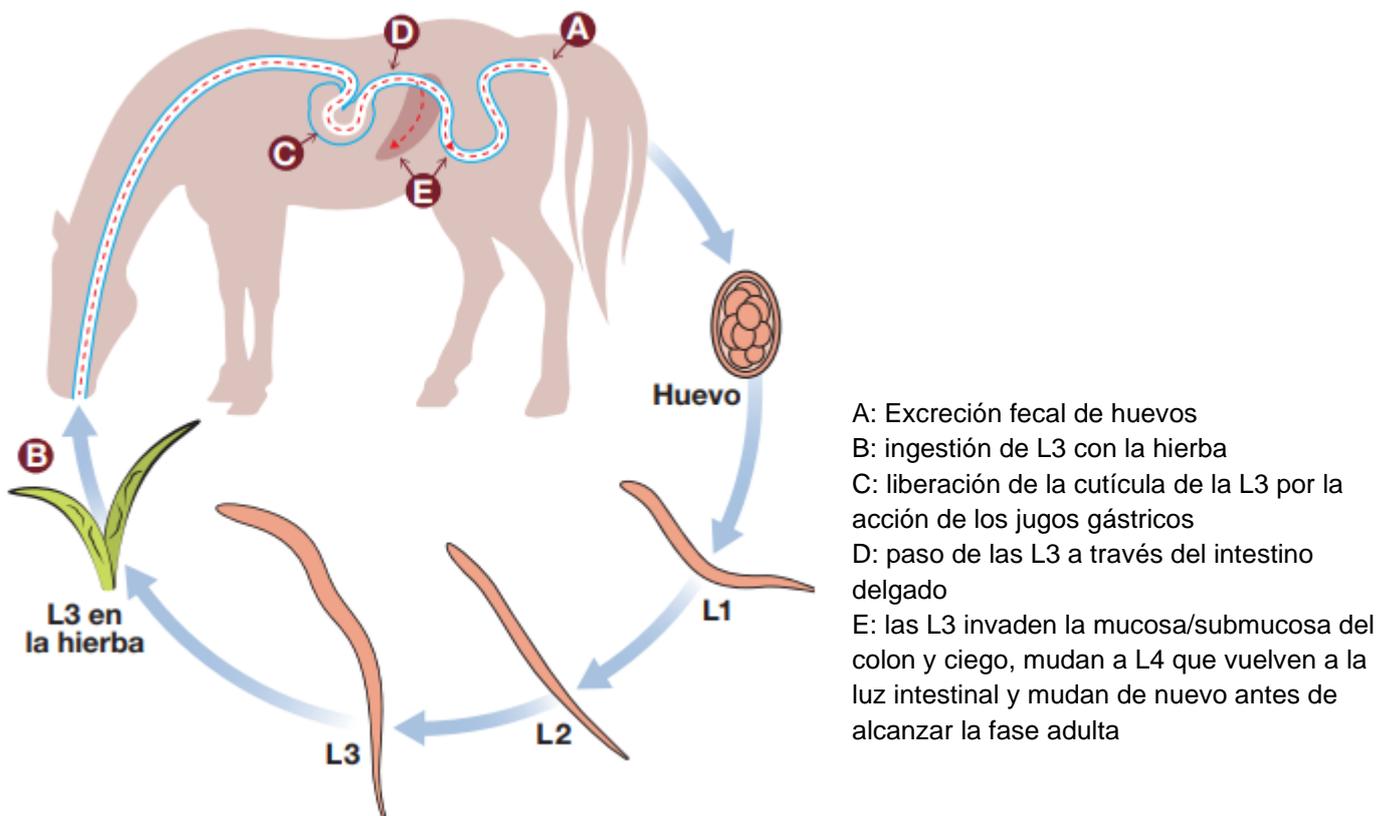
Subfamilia Cyathostominae

Nematodos pertenecientes al orden Strongylida y a la familia Strongylidae (Cordero del Campillo et al., 1999). Existen más de 50 especies pertenecientes a esta subfamilia, se ubican tanto en ciego como en colon del equino (Maena Mañes & Rojo Vázquez, 2010).

Ciclo

Las hembras adultas eliminan sus huevos mediante las heces, en el ambiente estos eclosionan liberando la L1, la cual muda a L2, ambas presentan esófago rabditiforme y se alimentan de sustancias en las heces y bacterias. Posteriormente se da la segunda muda a L3, la cual presenta un esófago filariforme y permanece encerrada dentro de la cubierta de L2. La L3 no se alimenta del medio ambiente, sino que sobrevive mediante el consumo de las reservas almacenadas en las células intestinales. El tercer estadio es el único capaz de infectar a los equinos. Para que los huevos y las larvas se desarrollen hasta el estadio infectivo se necesitan temperaturas entre 10 y 35 °C (Cordero del Campillo et al., 1999). Una vez que el animal ingiere la L3 infectante, pasa por el estómago perdiendo la cutícula de la L2 por acción de los jugos gástricos, luego sigue su camino hasta llegar al ciego y colon donde invade la mucosa y submucosa para enquistarse y así mudar a L4, la cual sale a la luz intestinal y muda a L5 para posteriormente convertirse en adulto (Figura 4) (ESCCAP, 2019; Nielsen & Lyons, 2017). El periodo prepatente es de 2 ½ a 4 meses (Bowman, 2011).

Las larvas (L3) de los ciatostominos tienen la capacidad de entrar en hipobiosis donde pueden permanecer durante meses o incluso años (Maena Mañez & Rojo Vázquez,



2010).

Figura 4. Ciclo biológico de Ciatostominos modificado de ESCCAP, 2019.

Patogenia

Estos parásitos pueden provocar el síndrome de ciatostominosis larvaria que se da cuando las L3 en hipobiosis son desinhibidas y emigran desde la mucosa a la luz intestinal, provocando la destrucción del epitelio intestinal y en consecuencia diarrea (ESCCAP, 2019; Maena Mañes & Rojo Vázquez, 2010).

Signos clínicos

Los animales afectados pueden presentar diarrea aguda y persistente, cólicos, pérdida de peso, fiebre e incluso llevar a la muerte del animal (ESCCAP, 2019).

Grandes y medianos estrogilidos

Subfamilia Strongylinae

Pertenecen al orden Strongylida y a la familia Strongylidae. Vulgarmente son denominados grandes (*Strongylus*) y medianos estrogilidos (*Triodontophorus*, *Oesophagodontus* y *Craterostomum*), se localizan en intestino grueso de los equinos (Bowman, 2011).

Dentro de los grandes estrogilidos se considera que *Strongylus edentatus*, *Strongylus equinus* y *Strongylus vulgaris* son los más patógenos, esto está dado por la migración de las larvas y por la acción hematófaga de los adultos (Bowman, 2011).

Strongylus equinus

Ciclo

Los equinos ingieren la L3 infectante, las cuales pasan por el tracto digestivo hasta llegar a intestino grueso (Figura 5), ingresan a la pared del ciego y colon y forman pequeños nódulos donde mudan a L4. A los 11 días post infección las L4 emergen de los nódulos y atraviesan la pared hacia el espacio peritoneal ingresando en la mitad derecha del hígado debido a que esta contacta con el ciego. Las L4 migran por el tejido hepático por aproximadamente 2 meses, luego salen y pueden penetrar el páncreas o la cavidad abdominal para realizar su muda a L5, esta muda se da a los 4 meses post infección. Posteriormente las L5 o vermes inmaduros penetran la pared del intestino grueso y regresan a la luz donde se da la madurez sexual y comienza su reproducción. El periodo prepatente es de 9 meses (Bowman, 2011).

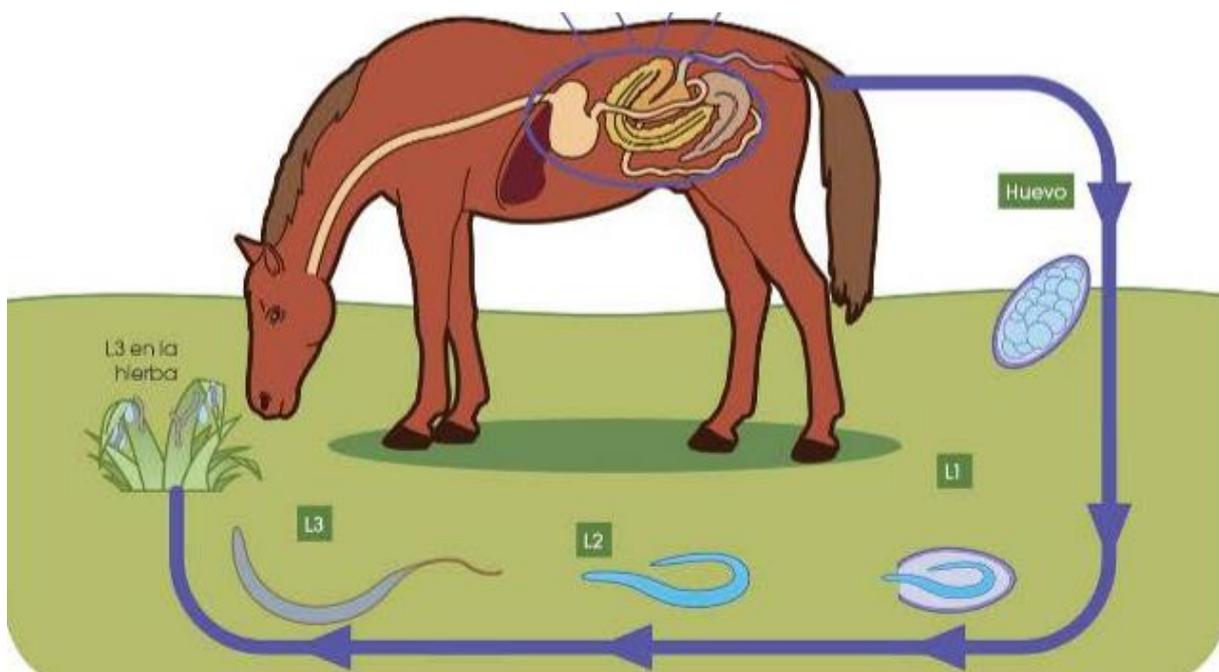


Figura 5. Ciclo biológico de *Strongylus* spp. (Maena Mañes & Rojo Vázquez, 2010).

Patogenia

La patogenia se da principalmente por la migración de las larvas en los diferentes órganos. A nivel hepático producen hemorragias que al curar generan extensas cicatrices. A nivel pancreático provocan atrofia de las células secretoras exógenas disminuyendo la secreción del jugo pancreático, además de disminuir la producción de colecitoquinina la cual tiene influencia indirectamente sobre el apetito (Cordero del Campillo et al., 1999).

Signos clínicos

Las manifestaciones clínicas dada por las larvas causan principalmente cólicos, malestar general, anorexia e incluso pueden llevar a la muerte. Los vermes adultos pueden generar pérdida de peso, pelo hirsuto, mucosas pálidas, temperatura elevada y heces blandas (Cordero del Campillo et al., 1999).

Strongylus edentatus

Ciclo

Las larvas infectivas al liberarse de su vaina traspasan la mucosa del intestino pasando por el sistema porta y así llegan al parénquima hepático. Luego de dos semanas mudan al cuarto estadio persistiendo durante 2 meses en el hígado abandonando este por medio de los ligamentos hepáticos. Posteriormente migran durante meses por los tejidos parietales retroperitoneales y formar quistes, donde se dará lugar el quinto estadio. Después de 3 meses la L5 comienza a migrar hasta las paredes del ciego y colon, esto causa nódulos hemorrágicos que se tornan purulentos

y se abren provocando que las larvas alcancen la luz del intestino grueso, donde maduran al estadio adulto (Bowman, 2011; Cordero del Campillo et al., 1999). El período prepatente es de 6 a 11 meses (Bowman, 2011).

Patogenia

Las larvas dañan los capilares y arteriolas del hígado generando hemorragias, provocan irritación y exfoliación hematófaga e histiófaga sobre los pliegues del intestino y, además, producen el arrastre de bacterias al ingresar a los tejidos (Cordero del Campillo et al., 1999; Quiroz, 1990)

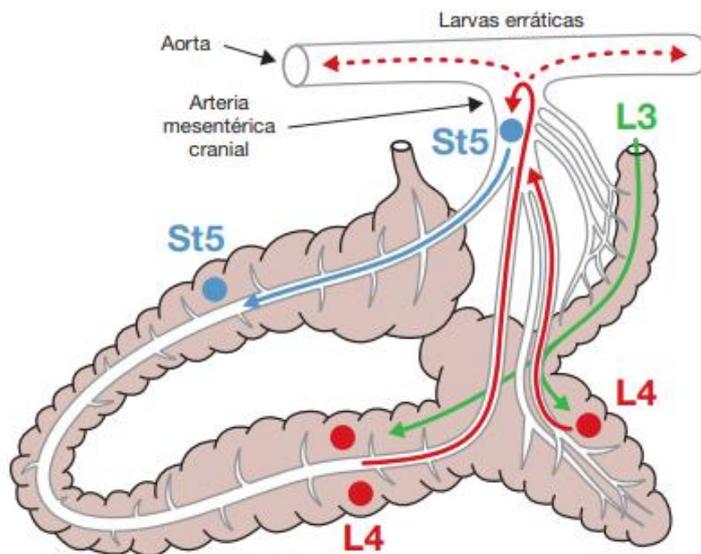
Signos clínicos

Se puede presentar de forma aguda o crónica, la primera se evidencia principalmente en potros de 5 meses a 1 año, observándose depresión, anemia, decaimiento, fiebre y cólicos. En cambio, la forma crónica se presenta tanto en potros como adultos con síntomas de anemia y decaimiento (Quiroz, 1990).

Strongylus vulgaris

Ciclo

El equino consume las L3 infectantes las cuales pasan por estómago e intestino delgado, pierden la cutícula de la L2 que las rodeaba, llegan a intestino grueso atraviesan la pared del ciego y colon para mudar a L4. Estas larvas ingresan a las arteriolas para migrar por la íntima de estos vasos y ramas de mayor calibre de la arteria mesentérica craneal entre los días 11 y 21 post infección. Luego de 4 meses de migrar por la íntima, a través del torrente sanguíneo las L4 llegan a las pequeñas arterias de la subserosa del intestino. Posteriormente estas salen de las arterias e ingresan a los tejidos subyacentes para encapsularse en nódulos y hacer su última muda a L5, en algunos casos la muda a L5 se puede dar antes de regresar al intestino (figura 6). Una vez en el intestino las L5 maduran y los adultos comienzan a reproducirse, este proceso se da aproximadamente a los 6 meses post infección. El periodo prepatente es de 6 a 7 meses (Bowman, 2011).



Desarrollo: las L3 penetran en la pared intestinal y mudan a L4, que emigran por la arteria mesentérica craneal, mudan a L5 (preadultos) a partir de los 90 días post infección y vuelven al intestino desde las arterias

Figura 6. Fase migratoria de *Strongylus vulgaris* modificado de ESCCAP, 2019.

Patogenia

La patogenia se da principalmente por la migración de las L4 en las arterias mesentérica e ileocecolica donde generan edema, hemorragias, infiltración celular y arteritis, esto provoca que alrededor de la larva se forme un trombo. Se sustituyen las fibras musculares y elásticas de la túnica media de las arterias por tejido conjuntivo y se acumulan minerales endureciendo la pared de las mismas. Cuando se desprende el trombo da lugar al émbolo, el cual puede causar oclusión de los vasos sanguíneo con posterior isquemia y necrosis o hiperemia con estasis circulatoria, dando como resultado lo que se denomina cólico tromboembólico, el cual puede ser de distinta intensidad. A su vez, la pérdida de elasticidad y la trombosis de la pared arterial de las iliacas externas puede causar cojera intermitente (Cordero del Campillo et al., 1999; Maena Mañes & Rojo Vázquez, 2010).

Signos clínicos

El principal síntoma de esta infección es el cólico intermitente, el cual puede variar su intensidad, acompañándose de taquipnea, taquicardia, fiebre, mucosas pálidas, anorexia y pérdida de peso, además de claudicación (Cordero del Campillo et al., 1999; Maena Mañes & Rojo Vázquez, 2010).

7.5. Clase Cestoda

Anoplocephala spp.

Pertencen al orden Cyclophyllidea y a la familia Anoplocephalidae (Cordero del Campillo et al., 1999). Hay 3 especies de cestodos que habitan en los equinos, estas son *Anoplocephala magna*, *Anoplocephala perfoliata* y en menor frecuencia *Paranoplocephala mamillana* (Cordero del Campillo et al., 1999; ESCCAP, 2019).

Anoplocephala perfoliata se ubica próximo a la válvula ileocecal, mientras que *A. magna* se localiza en intestino delgado y *P. mamillana* en intestino delgado y estómago (Bowman, 2011; Cordero del Campillo et al., 1999).

Anoplocephala perfoliata

Ciclo

El ciclo biológico es indirecto donde los equinos son los hospedadores definitivos, y los hospedadores intermediarios son los ácaros oribátidos los cuales viven en ambientes húmedos (Maena Mañes & Rojo Vázquez, 2010).

Los proglótidos grávidos son eliminados por medio de las heces al exterior, en algunos casos estos proglótidos se rompen dejando salir sus huevos los cuales se mezclan con las heces. Una vez en el ambiente el hospedador intermediario ingiere los huevos donde se desarrolla el cisticercoide (periodo que puede durar de 2 a 6 meses), siendo este ácaro el infectante al ser ingerido por los equinos. Los cisticercoides son liberados de los ácaros por medio de los jugos gástricos para luego comenzar su crecimiento en intestino (figura 7) (Cordero del Campillo et al., 1999; Maena Mañes & Rojo Vázquez, 2010).

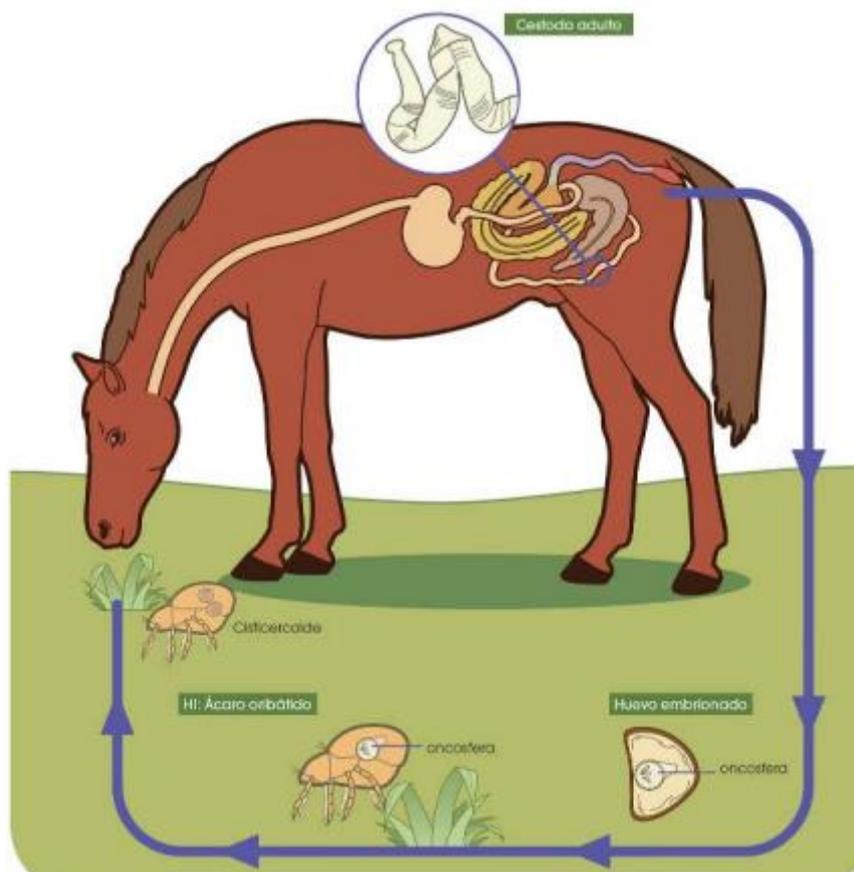


Figura 7. Ciclo biológico de *Anoplocephala perfoliata* (Maena Mañes & Rojo Vázquez, 2010).

Patogenia

Estos parásitos al adherirse por medio de sus ventosas generan traumas a nivel de la mucosa intestinal provocando infecciones bacterianas secundarias, pudiendo en algunos casos ocasionar la perforación del intestino. Cuando la carga parasitaria es muy alta puede generar obstrucción intestinal (Quiroz, 1990).

Signos clínicos

Los animales se presentan con pelaje hirsuto, retraso del crecimiento y adelgazamiento, puede evidenciarse diarrea intermitente, anemia y en los casos donde hay perforación del intestino se puede ver síntomas de cólico intensos (Cordero del Campillo et al., 1999).

7.6. Clase Trematoda

Fasciola hepatica

Ciclo

Los equinos que pastan ingieren las metacercarias, las cuales se desenquistan y atraviesan la pared intestinal para llegar al hígado donde realizan una migración por varias semanas, luego pasan a los conductos biliares donde las formas juveniles se transforman en adultas y ponen huevos, estos son arrastrados con la bilis hacia la luz intestinal para ser eliminados por la materia fecal. Si los huevos caen al agua se forma una larva ciliada en el interior de este que se denomina miracidio, pasado 2 a 4 semanas con temperaturas estivales, el miracidio desarrollado eclosiona del huevo y nada en busca de la especie de caracol adecuada, este proceso debe concretarse en el correr de 24 h sino el miracidio morirá. Una vez que el miracidio encuentra y penetra al caracol pierde la cubierta ciliada, migra hacia las gónadas o glándulas digestivas y se transforma en un esporocisto. Cada célula germinal del esporocisto se convierte en esfera germinal que van a dar lugar a redias. Estas crecen hasta que rompe la pared del esporocisto quedando libres en el caracol, a su vez, las redias también están formadas por esferas germinales que dan lugar a una segunda generación de redias que posteriormente evolucionan a cercaria. Este proceso lleva aproximadamente 2 meses, una vez desarrollada la cercaria se libera de la redia y sale del caracol hacia el agua donde nada hasta llegar a la superficie y migra a una distancia corta para localizarse en alguna planta, acá se enquista y pierde su cola para transformarse en metacercaria, esta es la forma infectante (Figura 8). El periodo prepatente es de aproximadamente 2 ½ a 3 meses (Bowman, 2011; ESCCAP, 2019).

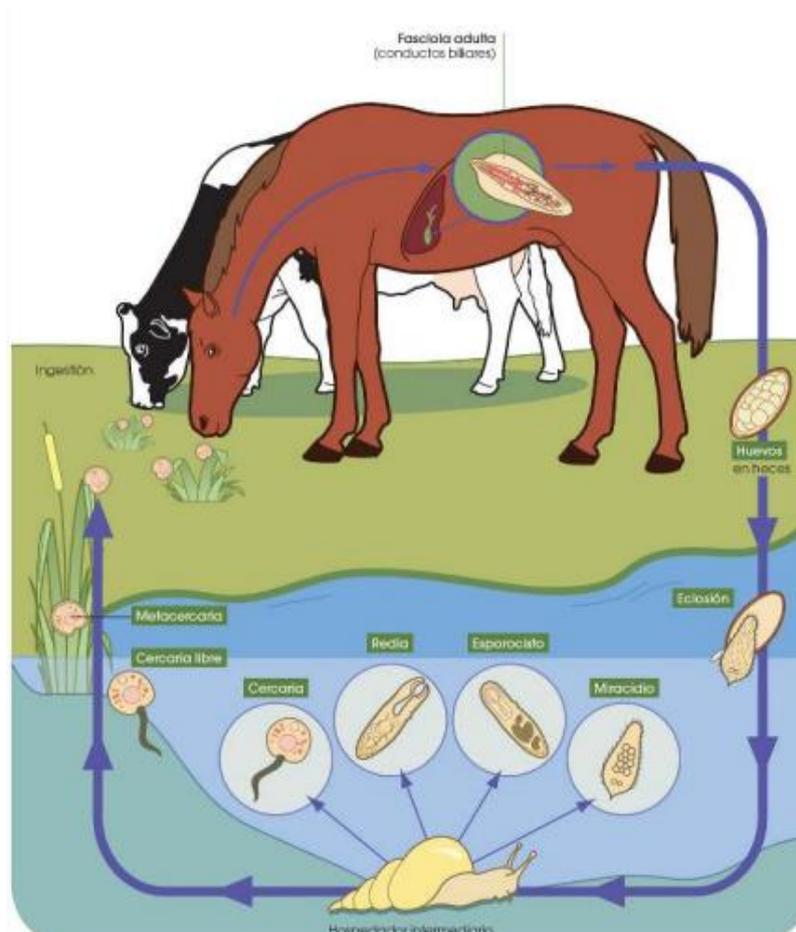


Figura 8. Ciclo biológico de *Fasciola hepatica* (Maena Mañes & Rojo Vázquez, 2010).

Patogenia

La patogenia está dada principalmente por la migración de las formas inmaduras ya sea en su pasaje hacia el hígado provocando infecciones bacterianas secundarias o propiamente en el hígado. En los conductos biliares genera hiperplasia y erosión del epitelio, colangitis crónica, colestasis y fibrosis (ESCCAP, 2019).

Signos clínicos

Los animales se pueden presentar con anemia crónica inespecífica, menor rendimiento físico, mayor tiempo de recuperación, mucosas con un tinte icterico, pelo hirsuto y decaimiento (ESCCAP, 2019; Maena Mañes & Rojo Vázquez, 2010).

7.7. Prevalencia

Los nematodos gastrointestinales se encuentran de manera ubicua en los equinos a nivel mundial (Nielsen et al., 2010). Se estima una prevalencia de infección del 22,9 al 100 % en todo el mundo, dependiendo de diferentes factores como la edad, el clima, prácticas de manejo y el sexo (Chaparro-Gutiérrez et al., 2018).

Los pequeños strongilidos son considerados los principales parásitos en los equinos, presentando una alta prevalencia de casi el 100 % a nivel mundial (Miranda Belleza, 2020).

La infección por Cestodos está dada en su mayoría por la familia Anoplocephalidae, siendo las especies más importantes *A. magna*, *P. mamillana* y *A. perfoliata*, siendo esta última la más común. En un estudio realizado por Güleğen et al. (2015) en 460 caballos encontraron una frecuencia del 12,2 % de detección de huevos de Anoplocephalidae.

Fasciola hepatica en los equinos se considera de baja prevalencia a nivel mundial, ya que se postula que los caballos generan cierta resistencia a este parásito (Muñoz et al., 2020). En México se estudió la prevalencia de este trematodo donde se muestrearon 594 equinos en los cuales se incluyeron caballos, burros y mulas donde los resultados obtenidos representados por especie fueron del 10,4 % en caballos, 13,9 % en burros y 17,9 % en mulas (Villa-Mancera & Reynoso-Palomar, 2020).

En un estudio coprológico realizado en burros y caballos de Etiopía donde los animales eran manejados de manera extensiva se determinó la prevalencia parasitaria mediante técnicas de sedimentación, flotación y Baermann modificado resultando en los caballos en un 63,7 %. En estos, las especies predominantes fueron strongilidos seguidos por *S. westeri* y *A. perfoliata* (Mathewos et al., 2021). En cambio, Mathewos et al. (2022) determinaron que la prevalencia total de nematodos en burros y caballos fue de 94,5 %, indicando que un alto porcentaje estaba dado por infecciones mixtas, seguida de infecciones por strongilidos no migratorios y en menor proporción strongilidos migratorios, *P. equorum* y *O. equi*.

En Australia donde se estimó la carga parasitaria de nematodos gastrointestinales en 106 animales mediante el recuento de HPG se obtuvieron ≥ 50 HPG en el 52 % y ≥ 500 HPG en el 27 % de la población. Estos huevos se identificaron en su totalidad dentro de la familia Strongylidae (Flanagan et al., 2013).

A su vez, en Alemania se encontró que la mayor prevalencia de parasitosis estaba dada por huevos de strongilidos (46,5 %), *Parascaris* spp. (4,6 %) e infecciones mixtas principalmente por strongilidos/*Parascaris* spp. (2,16 %) y strongilidos/Anoplocephalidae (1,87 %) (Boelow et al., 2023).

Chaparro-Gutiérrez et al. (2018) estudiaron la prevalencia de los huevos en caballos hallados en diferentes predios ubicados en Colombia, obteniendo proporciones de 54 % de Strongilidae, 3,9 % de *Strongiloides* spp., 2,8 % de *O. equi*, 1,8 % de *P. equorum* y 0,1 % de *Anoplocephala* spp.

En distintas regiones de Brasil se estimó la prevalencia de endoparásitos a través de 19.276 muestras fecales de caballos mediante un estudio retrospectivo de 12 años (2008-2019). Los parásitos gastrointestinales se registraron en el 73,3 % de la población adulta y 80,6 % de la población joven, siendo más prevalente los huevos de

estrongilidos (72,08 %) con un recuento de 0 a 19.260 HPG, huevos de *Parascaris* spp. (5,8 %) con un recuento de 0 a 5.250 HPG y Anoplocephalidae (1,35 %) con un recuento de 0 a 4500 HPG (Molento et al., 2024).

En caballos deportivos de Uruguay, se estudió la prevalencia de *F. hepatica* y helmintos gastrointestinales, donde los resultados obtenidos fueron 74,59 % para estrombilidos, 7,69 % para ascáridos y 1,16 % para *F. hepatica* (Amaro et al., 1992), no encontrándose otro estudio de prevalencia parasitaria en caballos vivos en el país. En necropsias realizadas en 8 equinos se encontraron en estómago: *Gastrophilus* spp. en 4/8 (50 %), *Habronema* spp. 1/8 (12,5 %) y *T. axei* 2/8 (25 %); en intestino delgado: *P. equorum* 1/8 (12,5 %) y en ciego y colon: ciatostominos 8/8 (100 %), *Strongylus* spp. 2/8 (25 %), *Triodontophorus* spp. 1/8 (12,5 %), *O. equi* 2/8 (25 %) y *A. perfoliata* 4/8 (50 %) (Falcón et al., 2011). En otro estudio que analiza Falcon (2002) en 2 tractos gastrointestinales de equinos del frigorífico determinó la presencia de *Triodontophorus brevicauda*, *Cylicodontophorus bicoronatus*, *Cylicocyclus brevicapsulatus*, *Cylicocyclus elongatus*. Se buscó IgG contra *F. hepatica* en 368 equinos en Uruguay mediante la técnica de ELISA, resultando en un 54 % de los animales positivos los cuales se encontraban tanto a box como a campo (Sanchis et al., 2015).

7.8. Diagnóstico

Las parasitosis gastrointestinales pueden ser diagnosticadas mediante el uso de técnicas coproparasitológicas (Restrepo Von Schiller et al., 2013). Estas pueden ser cualitativas y/o cuantitativas. Las técnicas cuantitativas son utilizadas para cuantificar la cantidad de huevos u ooquistes que se eliminan mediante la materia fecal y las cualitativas determinan la presencia o ausencia de elementos parasitarios (Vignau et al., 2005).

7.8.1. Técnicas cuantitativas

McMaster modificada

La técnica de McMaster se basa en el principio de flotación. Se debe exponer las heces a una solución sobresaturada de cloruro de sodio para que los huevos se separen de la materia fecal y de esta manera suban a la superficie (Capello et al., 2020). A través del microscopio óptico se cuantifica la cantidad de huevos presentes y el resultado se expresa en número de HPG u ooquistes por gramo (OPG) (Vignau et al., 2005). Las ventajas de esta técnica son su rapidez, practicidad y el bajo costo, aunque no determina con seguridad la cantidad de parásitos presentes en el aparato digestivo (Capello et al., 2020).

7.8.2. Técnicas cualitativas

Técnica Happich & Boray

Esta técnica concentra los huevos presentes en las heces basándose en el principio de sedimentación (Serrano Aguilera, 2010). Se utiliza para buscar huevos pesados de Trematodos (Gonzales, 2017).

Método de la cinta adhesiva

Esta técnica es de elección para el diagnóstico de *O. equi* dado que los huevos normalmente no se encuentran en las heces porque las hembras depositan los mismos en la zona perianal (Nielsen & Reinemeyer, 2018). La técnica se realiza adhiriendo un trozo de cinta adhesiva en la zona perianal para posteriormente observarla al microscopio en búsqueda de huevos (Thienpont et al., 1989).

7.8.3. Cultivo de larvas

Roberts O'Sullivan

Otro método empleado para el diagnóstico es el cultivo de larvas, se realiza con el fin de identificar y diferenciar géneros y especies a partir de las L3 (infectantes) (Nielsen & Reinemeyer, 2018). Para la obtención de las L3 se deben cultivar los huevos a los cuales se les proporciona temperatura, humedad y oxigenación para que estos eclosionen y pasen de L1 a L2 y L3 (Melo Franco et al., 2015).

7.9. Caracterización del problema

Está demostrado como las infecciones parasitarias repercuten en la salud de los caballos provocando sintomatología clínica como cólicos, diarrea (ESCCAP, 2019), secreción nasal, tos, pelaje hirsuto, ruptura de intestino (Scala et al., 2021), peritonitis (Hedberg-Alm et al., 2020), sumado a altas tasas de morbilidad y mortalidad (Mathewos et al., 2022). A su vez, producen signos no tan evidentes como el retraso en el desarrollo y afectan el rendimiento (Tang Ploog et al., 2007), los cuales conllevan a grandes pérdidas económicas.

En un estudio realizado por Charlier et al. (2020) estimaron los costos anuales causados por helmintos (*F. hepatica*, nematodos gastrointestinales y *Dictyocaulus viviparus*) en bovinos en 18 países resultando en una pérdida de 1.800 millones de euros, donde el mayor porcentaje se debió a detrimento de producción (disminución de peso, fertilidad, leche, etc.). Por lo tanto, si bien no se conocen datos en equinos sobre los costos causados por las infecciones parasitarias, se podría asumir que generan grandes pérdidas económicas ya que influyen en la ganancia de peso, disminuyen el rendimiento deportivo, aumentan la susceptibilidad a otras enfermedades, etc. (Mathewos et al., 2022).

En el norte de Uruguay no existen reportes con respecto a la prevalencia parasitaria en caballos criollos, y son pocos los estudios de prevalencia que se han realizado en la región en equinos. Esta tesis tiene como finalidad contribuir en el conocimiento de la situación sanitaria con respecto a las parasitosis de los equinos en esta región, para así aplicar las medidas de control correspondientes.

8. HIPÓTESIS

Las yeguas de raza Criolla que se encuentran en un sistema comercial, en condiciones de campo natural y bajo tratamiento antihelmínticos desarrollan nematodos gastrointestinales a lo largo del año.

9. OBJETIVO GENERAL

- Contribuir con el conocimiento sobre el estatus sanitario de las endoparasitosis de los equinos de raza Criolla en el departamento de Salto.

10. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Evaluar el comportamiento poblacional parasitario según la estación a lo largo de un año en yeguas Criollas.
- Cuantificar, identificar y caracterizar los parásitos gastrointestinales más comunes en equinos.

11. MATERIALES Y MÉTODOS

11.1. Establecimiento

El estudio poblacional se realizó en una cabaña ubicada en la localidad de San Antonio, Salto, Uruguay. El establecimiento se dedica principalmente a la cría de caballos de raza Criollos y como rubro secundario realiza la cría de bovinos de carne.

11.2. Período

El periodo de muestreo fue realizado entre los meses de abril de 2022 a marzo de 2023, efectuándose 2 muestreos por estación del año.

11.3. Registros climáticos

Los datos climáticos fueron obtenidos a partir de la Estación Experimental de la Facultad de Agronomía de Salto (EEFAS), ubicada a 8 km del establecimiento donde se realizó el ensayo. Se solicitaron datos de temperatura, humedad y precipitaciones comprendidos en el periodo de marzo de 2022 hasta febrero de 2023.

11.4. Animales

El propietario seleccionó 30 yeguas Criollas al azar de 4 a 16 años que se encontraban con una condición corporal (CC) de 5 y 6 según la escala de Henneke et al. (1983). El estado fisiológico de 28 yeguas era no gestante y 2 gestantes, destetadas 6 meses antes del comienzo del estudio a excepción de una yegua con Registro Pedigrí (RP) 141 zaina, la cual se encontraba con potrillo al pie de 3 meses de edad. Durante el experimento 2 yeguas murieron por causas ajenas al estudio en el mes de octubre de 2022 luego de extraída la primera muestra de primavera.

11.4.1. Manejo

Las yeguas se encontraban en un mismo potrero de 45 ha de campo natural con bañado de donde bebían agua, el cual era compartido con otros potreros donde se hallaba ganado vacuno. En el invierno, una yegua (RP 86) con una CC 3 fue separada del resto para mejorar su estado a base de ración y fardo. En enero 2023 se abrieron las porteras del potrero aumentando así la superficie a 55 ha debido a las bajas precipitaciones para que todos los animales puedan tener acceso al agua, mezclándose diferentes categorías de equinos (yeguas con cría, potrillos de un año y potras de 3 a 4 años), quedando un total de aproximadamente 100 animales.

Durante el estudio, el plan antiparasitario realizado a criterio del propietario consistió en 4 desparasitaciones realizadas en los meses de enero y mayo (metrifonato y fenbendazole), y en septiembre y diciembre (ivermectina al 1%). La yegua RP 86 se volvió a desparasitar a mediados de febrero con ivermectina y praziquantel.

11.5. Toma de muestras

Este procedimiento está aprobado por la Comisión de Ética en el Uso de Animales (CEUA) del CENUR Litoral Norte, Universidad de la República, Protocolo N° 02/2022.

Se tomaron un total de 8 muestreos a lo largo del año, realizándose 2 por estación. En otoño las muestras fueron tomadas el 6 de abril (posterior a la dosificación) y el 5 de mayo (antes de la dosificación), en invierno el 27 de julio y el 31 de agosto (antes de la dosificación), en primavera el 17 de octubre y el 24 de noviembre (posterior a la dosificación) y las muestras de verano se tomaron el 11 de enero y el 9 de marzo (posterior a la dosificación).

Las yeguas se colocaron en un cepo de revisión ginecológica para extraer la materia fecal de la ampolla rectal. Una vez obtenida la muestra se depositó individualmente en bolsas de nylon, para luego ser anudadas e identificadas con el número de RP. A su vez, en cada animal muestreado se aplicó una cinta adhesiva transparente en la zona perianal para recoger huevos y así evaluar presencia de *O. equi*. Paso siguiente la cinta se adhiere sobre un portaobjeto y se identifica para posterior examen microscópico (Thienpont et al., 1989; Vignau et al., 2005).

Todas las muestras obtenidas fueron colocadas en una caja térmica con refrigerantes para posteriormente ser procesadas y analizadas, en el Laboratorio de Parasitología del CENUR Litoral Norte Salto, Universidad de la República.

11.6. Procesamiento de muestra

Para el estudio coproparasitario se utilizaron las técnicas de McMaster modificada, sedimentación a tiempo controlado técnica Happich & Boray, cultivo, recuperación e identificación de larvas de nematodos mediante la técnica de Roberts y O'Sullivan y la técnica de la cinta adhesiva (Thienpont et al., 1989; Vignau et al., 2005).

Las técnicas mencionadas anteriormente se realizaron para cada muestreo con la excepción de la técnica de la cinta adhesiva la cual se incorporó en mayo de 2022 a partir del hallazgo accidental de huevos de *O. equi* en el McMaster. El segundo cultivo de larvas correspondiente a otoño no se pudo leer por errores en el procesamiento.

11.7. Exámenes coproparasitarios

11.7.1. McMaster modificada

Materiales

- Microscopio Nikon ECLIPSE E200
- Materia fecal
- Solución saturada de cloruro de sodio (NaCl)
- Cámara de McMaster modificada de 4 celdas
- Balanza electrónica de precisión
- Bandejas para pesar
- Colador con malla de 1 x 1 mm
- Pipeta Pasteur
- Mortero
- Frasco de vidrio
- Espátula

- Densímetro
- Probeta graduada
- Cámara fotográfica
- Túnicas y guantes

Procedimiento

Se pesó 5 g de materia fecal de cada muestra, luego se colocó en un mortero y se maceró con solución saturada de NaCl, la cual se fue agregando de manera gradual hasta completar los 100 ml de solución. Obtenida la mezcla se pasó por un colador (malla de 1 x 1 mm) a un frasco de vidrio, luego se homogenizó el filtrado y con la pipeta Pasteur se tomó una alícuota del líquido para cargar la cámara de McMaster modificada de 4 celdas de 0,5 ml cada una (total 2 ml), evitando la formación de burbujas de aire.

A través del microscopio óptico se observaron las 4 celdas de la cámara para cada muestra, donde se cuantificaron e identificaron en caso de corresponder según morfología diferenciable los huevos presentes (cuadro 1). El número contabilizado se multiplicó por 10 obteniendo el resultado en HPG para cada animal. Como la técnica tiene una sensibilidad de 10 HPG aquellas muestras donde el recuento de HPG fue <10 se consideradas negativas.

5 g de materia fecal en 100 ml = 1 g en 20 ml

Se contaron los huevos en las 4 celdas de 0,5 ml cada una = 2 ml totales

Cuadro 1. Morfología de los huevos de endoparásitos de equinos (Thienpont et al., 1989).

	Tamaño	Forma	Cápsula	Contenido
<i>P. equorum</i>	100 µm x 90 µm	Casi esférico	Gruesa, albuminosa, cubierta de puntos finos	1 o 2 células
<i>S. westeri</i>	40-50 µm x 30-40 µm	Ovoide, polos anchos y similares	Delgada y superficie lisa	Larva corta y gruesa
<i>O. equi</i>	80-95 µm x 40-45 µm	Ovoide, algo asimétrico, excéntrico, opérculo polar transparente en un solo punto	Gruesa y superficie lisa	Mórula en ultimo estado o L1
<i>T. axei</i>	70-180 µm x 30-48 µm	Elíptica, algo irregular, polos desiguales	Delgada, quitinosa, superficie lisa, y tapizada por membrana yemal internamente	16-32 blastómeros
Cyathostomum spp.	80 a 100 µm	Ovoides	Cubierta fina	
<i>S. vulgaris</i>	83-93 µm x 48-52 µm	Ovoides, polos casi iguales, paredes	Delgada y superficie lisa	Mórula con pocos blastomeros grandes
<i>S. edentatus</i>	78-88 µm x 48-52 µm	laterales similares		
<i>S. equinus</i>	75-90 µm x 41-54 µm			
<i>Anoplocephala magna</i>	50-60 µm	Casi esféricos	Delgada, varias capas de color grisácea y superficie lisa	Embrión hexacanto
<i>Anoplocephala perfoliata</i>	65-80 µm			
<i>Fasciola hepática</i>	130-145 µm x 70-90 µm	Elíptica, algo irregular, polos casi iguales, opérculo		Granular, marrón amarillento, sin blastómeros

11.7.2. Happich & Boray

Materiales

- Microscopio Nikon ECLIPSE E200.
- Materia fecal
- Mortero
- Tubos Falcon
- Colador con malla 1 x 1 mm

- Filtro de 150 a 200 μm
- Agua jabonosa
- Pipeta Pasteur
- Espátula
- Porta y cubre objeto
- Túnica y guantes

Procedimiento

Se realizó un pool de 10 muestras de materia fecal, la cual se colocó directamente en el mortero donde se le agregó 50 ml de agua jabonosa y se mezcló. Luego se filtró a través del colador (malla de 1 x 1 mm) pasando el contenido al tubo Falcon, se dejó reposar aproximadamente por 3 minutos, posteriormente se extrajo el sobrenadante agregando agua y dejando sedimentar nuevamente, repitiendo este proceso hasta obtener un sobrenadante limpio. Descartado el sobrenadante limpio se procedió a pasar el sedimento a través del filtro de 150 - 200 μm .

Una vez obtenido el sedimento, con la pipeta Pasteur se tomó una pequeña muestra la cual se colocó entre un portaobjetos y cubreobjetos, para luego ser observada a través del microscopio.

11.7.3. Cinta adhesiva

Materiales

- Cinta adhesiva
- Portaobjetos
- Tijeras
- Bolsa de nylon
- Marcador permanente
- Microscopio
- Túnica y guantes

Procedimiento

La técnica se realizó mediante la adhesión de aproximadamente 10 cm de cinta adhesiva en la zona perianal de cada yegua, la cual era posteriormente adherida sobre un portaobjeto y se almacenaba en una bolsa de nylon con la identificación correspondiente a cada animal. En el laboratorio se procedió a observar en el microscopio óptico las muestras, identificando a los animales en positivos y negativos con respecto a la presencia de *O. equi*. Aquellos animales positivos a su vez se clasificaban subjetivamente en escasos (≤ 10 huevos), moderados ($> 10 - \leq 50$ huevos) y abundantes (> 50 huevos).

11.7.4. Roberts y O'Sullivan

Materiales

- Agua destilada

- Vermiculita
- Materia fecal
- Espátula
- Mortero
- Frasco de vidrio
- Placa de Petri
- Tubos de ensayo
- Pipeta Pasteur
- Solución de Lugol
- Microscopio
- Túnica y guantes
- Cámara fotográfica

Procedimiento

Se mezclaron y disgregaron pequeñas partes de materia fecal de todos los animales muestreados en un mortero junto a vermiculita y agua destilada para mantener la humedad de la muestra. Esto se colocó en un frasco de vidrio de boca ancha recubriéndolo con una placa de Petri y almacenándolo a temperatura ambiente durante 10 días. En el correr de los días se destapaba y controlaba el grado de humedad y se mezclaba para ayudar con la oxigenación. Pasados los 10 días, el frasco se llenó con agua destilada y se tapó con una placa de Petri para poder invertirlo, permaneciendo levemente inclinado. Sobre la placa se agregó agua destilada y se esperaron 12-24 h para luego recoger el líquido con las larvas en el tubo de ensayo. Posteriormente se colocó una muestra del líquido sobre un portaobjeto y con solución Lugol se inmovilizaron las larvas para ser identificadas y cuantificadas a través del microscopio.

Por cada cultivo se contabilizaron 100 larvas las cuales fueron clasificadas según morfología (cuadro 2) y el resultado se expresa en porcentaje.

Cuadro 2. Morfología de larvas infectantes de nematodos de equinos (Maena Mañes & Rojo Vázquez, 2010).

	Vaina	Tamaño	Esófago	Células intestinales	Tipo de cola y tamaño	Relación cuerpo/cola
<i>T. axei</i>	Si	620-750 µm	Filariforme	16	Corta < 40 µm	
<i>Cyathostomum</i> spp.	Si	700-960 µm x 25 µm	Filariforme	8	Larga 245-410 µm	1.5/1
<i>S. vulgaris</i>	Si	900-1090 µm x 31-32 µm	Filariforme	28-32	Larga 242-340 µm	2/1
<i>S. edentatus</i>	Si	714-856 µm x 22-23 µm	Filariforme	20	Larga 245-322 µm	2/1
<i>S. equinus</i>	Si	920-1020 µm x 20 µm	Filariforme	16	Larga 220-300 µm	2.8/1
<i>Oesophagodontus</i>	Si	750-915 µm	Filariforme	16	Larga 250 µm	
<i>Triodontophorus</i>	Si	Gruesa	Filariforme	20		

11.8. Revisión microscópica

Todas las muestras fueron observadas mediante el microscopio óptico Nikon ECLIPSE E200 con objetivos 4x, 10x, 40x y 100x.

11.9. Registros

Los datos obtenidos en los exámenes realizados en las diferentes instancias fueron almacenados en hojas de cálculo Excel (Microsoft corporations). En la tabla para el recuento de HPG se incluyeron el animal, la edad, la estación y conteo de HPG. La agrupación de los HPG se realizó a partir de la clasificación realizada por Nielsen et al. (2024) a la cual adaptamos dada la sensibilidad de la técnica utilizada (10 HPG), considerando ≤ 10 HPG negativo, $>10 - \leq 200$ es bajo, $>200 - \leq 500$ moderado y >500 es alto.

11.10. Análisis estadísticos

El procesamiento de todos los datos se realizó en el software Jamovi (Jamovi Project, 2024). Se realizó un análisis descriptivo de la población para lo cual se calculó: media aritmética, desvío estándar, mediana, valor mínimo, valor máximo y variaciones de los HPG por estación. A través de la prueba de Friedman de medidas repetidas se evaluó el efecto de la estación sobre el recuento de HPG. Mediante la prueba de Kruskal-

Wallis se evaluaron las diferencias en las variables climáticas entre estaciones. El nivel de significancia utilizado fue $p < 0,05$.

12. RESULTADOS

Se recabaron 225 muestras durante el periodo de estudio de un total de 30 equinos dentro de las cuales 19 (8,4 %) fueron negativas al recuento HPG, 136 (60,4 %) arrojaron un recuento bajo, 60 (26,7 %) moderados y 10 (4,4 %) alto. Dentro de los positivos (206) el 94,66 % fueron huevos de estrostrongilidos (figura 9), 0,49 % huevos de *O. equi* (figura 10) y el 4,85 % de presentación mixta (estrostrongilidos y *O. equi*).



Figura 9. Huevos de estrostrongilidos (98 x 39, 2 μm), observado al microscopio por la técnica de flotación, aumento 40x.



Figura 10. Huevos de *Oxyuris equi* (88,2 x 39,2 μm), observado al microscopio por la técnica de flotación, aumento 40x.

Las variables climáticas de la localidad de San Antonio, Salto en los años 2022-2023 se dieron de la manera que describimos a continuación. La temperatura media durante el estudio fue de 17,96 °C en otoño, 13,06 °C en invierno, 20,80 °C en primavera y 27,10 °C en verano (figura 11). El test de Kruskal Wallis determinó que existieron diferencias significativas entre las temperaturas de las estaciones a lo largo de

experimento ($p < 0,001$) con excepción de la primavera con el otoño la cual no difirió significativamente ($p = 0,249$).

La humedad relativa (HR) promedio fue de 89,60 % en otoño, 90,00 % en invierno, 68,00 % en primavera y 64,00 % en verano (figura 11). No hubo diferencia significativa en la misma entre el otoño e invierno ($p = 0,589$), ni entre primavera y verano ($p = 0,329$). Sin embargo, si hubo diferencia significativa en la HR ($p < 0,001$) entre las demás estaciones.

Las precipitaciones acumuladas según la estación fueron de 286,1 mm en otoño, 287,7 mm en invierno, 219,2 mm en primavera y 199,6 mm en verano (figura 11). A lo largo del año de estudio no hubo diferencia significativa ($p > 0,05$) entre las estaciones.

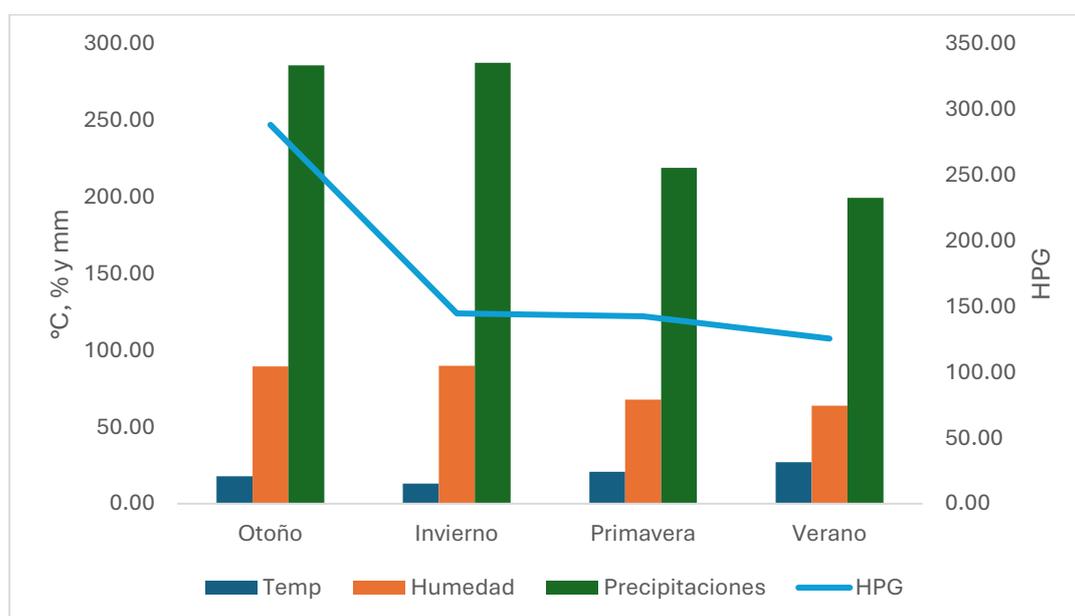


Figura 11. Variaciones de promedio de temperatura (°C) y humedad (%), variaciones de precipitaciones acumuladas (mm) y variaciones de HPG de nematodos de equinos según la estación climática.

En otoño se obtuvieron 57 muestras, las cuales todas fueron positivas al recuento de huevos de nematodos. El 36,84 % de las muestras arrojó un conteo bajo, el 56,14 % moderado, mientras que el 7,02 % fue alto. El valor mínimo fue de 20 HPG y el valor máximo de 1010 HPG.

En invierno se obtuvieron 57 muestras, las cuales todas fueron positivas al recuento de huevos de nematodos. El 80,70 % de las muestras arrojó un conteo bajo, el 14,04 % moderado, mientras que el 5,26 % fue alto. El valor mínimo fue de 10 HPG y el valor máximo de 640 HPG.

En primavera se obtuvieron 57 muestras, las cuales el 14,04 % fueron negativas al recuento de huevos y el 85,96 % positivas. Dentro de las positivas el 81,63 % de los recuentos fueron bajos, 14,29 % moderado y el 4,08 % alto. El valor mínimo fue 0 HPG y el valor máximo de 1510 HPG.

En verano se obtuvieron 54 muestras, las cuales el 20,37 % fueron negativas al recuento de huevos y el 79,63 % positivas. Dentro de las positivas el 67,44 % estuvo en el rango bajo de HPG, 30,23 % moderado y el 2,33 % alto. El valor mínimo fue 0 HPG y el valor máximo 570 HPG.

El resumen descriptivo por estación se presenta en el Cuadro 3.

Cuadro 3. Tabla descriptiva del promedio de HPG por estación

	Media aritmética	Mediana	Desvío estándar
Otoño	294	283	129
Invierno	152	118	127
Primavera	163	90	274
Verano	127	128	98,4

En la figura 12 se presentan los valores promedios de HPG por estación. Los valores de HPG oscilaron entre 0 y 590 con excepción de un valor fuera del rango en primavera. Este último fue de 1510 HPG todos correspondientes a *O. equi* proveniente de la yegua RP141 rosilla de la cual no se registran datos posteriores ya que murió a finales de octubre del 2022 por causas desconocidas.

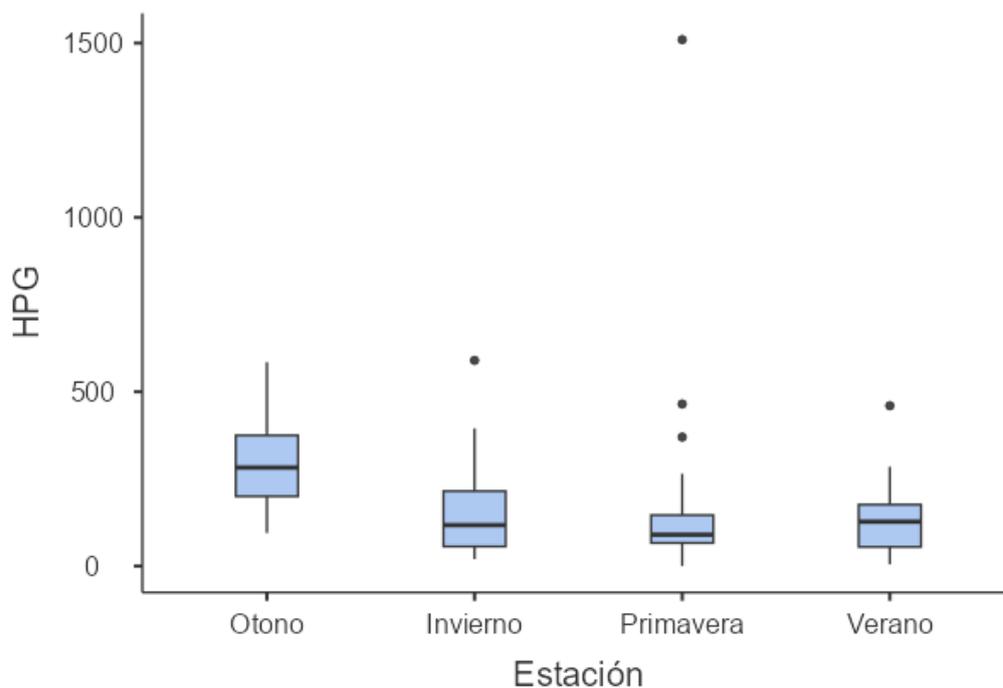


Figura 12. Boxplot de recuento de HPG de nematodos de equinos por estación.

En el cuadro 4 se muestra la diferencia entre las estaciones, observándose que los HPG en otoño fueron significativamente diferentes al resto de las estaciones.

Cuadro 4. Comparación entre estaciones para evaluar diferencias de HPG ($p < 0,05$).

			Estadístico	P
Otoño	-	Invierno	5,226	< ,001
Otoño	-	Primavera	6,748	< ,001
Otoño	-	Verano	5,755	< ,001
Invierno	-	Primavera	1,522	0,132
Invierno	-	Verano	0,529	0,598
Primavera	-	Verano	0,992	0,324

Para la técnica de sedimentación se obtuvieron 24 pool de muestras de materia fecal, de las cuales todas (100 %) dieron negativo a la presencia de huevos de trematodos y cestodos.

A través de la técnica de Roberts y O'Sullivan se identificaron 700 larvas, de las cuales el 95 % (665) fueron larvas cola larga (figura 13) y el 5 % (35) larvas cola corta (figura 14). Dentro de las larvas de cola larga el 100 % (665) fueron identificadas como ciatostominos. En las larvas de cola corta no se lograron identificar las células intestinales ni el esófago. En otoño el 95 % de las larvas obtenidas fueron cola larga, mientras que el 5 % cola corta. En invierno el 94 % de las larvas fueron cola larga, mientras que el 6 % cola corta al igual que en primavera y verano.



Figura 13. Larva de nematodo cola larga de 813,4 μm (cuerpo 509,6 μm y cola de 303,8 μm), observado al microscopio, aumento 10x.

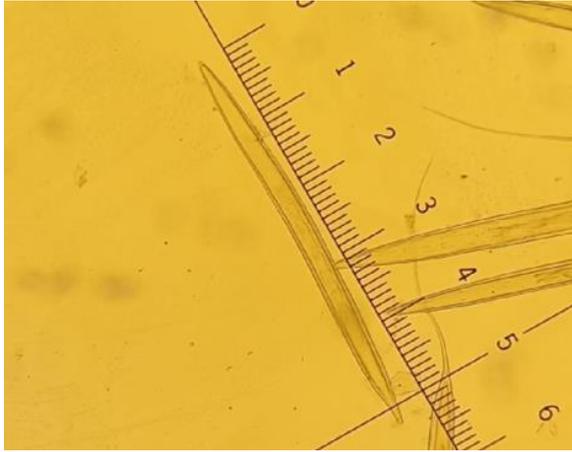


Figura 14. Larva de nematodo cola corta, 519,4 μm (cuerpo 490 μm y cola 29,4 μm), observadas al microscopio, aumento 10x.

Los resultados de las muestras para el diagnóstico de *O. equi* obtenidos por la técnica de la cinta adhesiva se detallan en la figura 15, donde se evidencia un incremento de huevos recuperados hacia el verano.

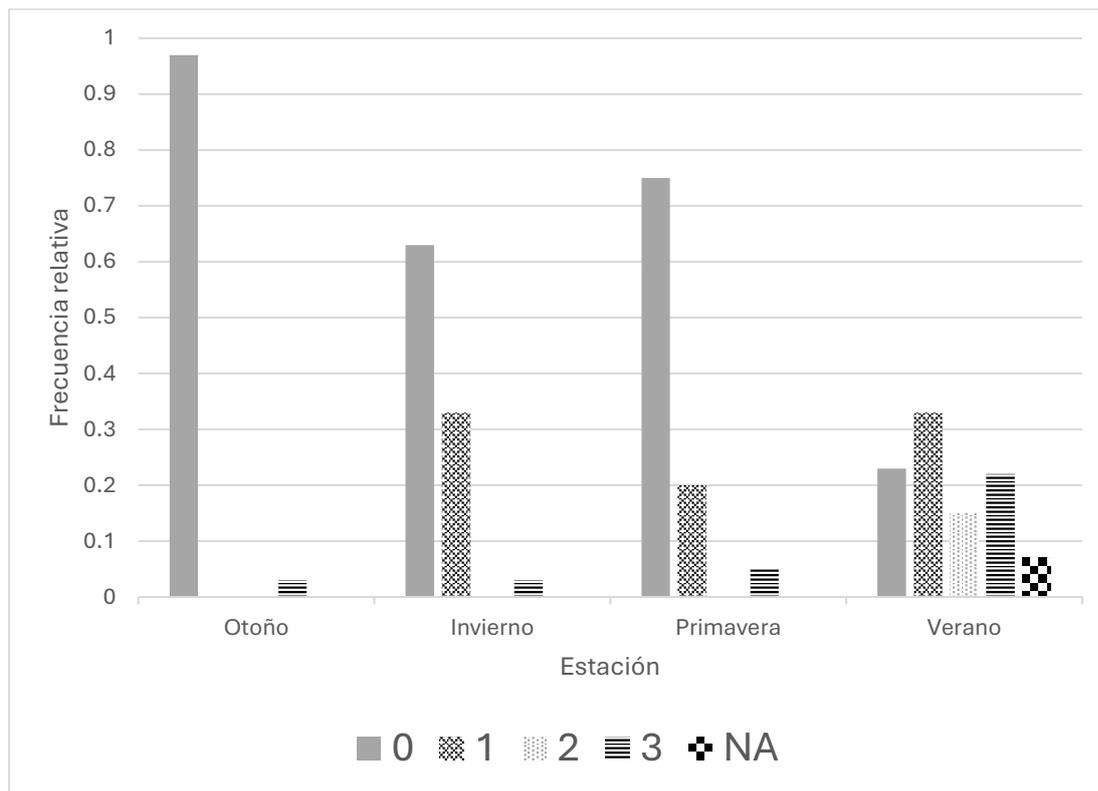


Figura 15. Variación de la cantidad de huevos de *O. equi* recuperados mediante la técnica de la cinta adhesiva por estación del año. 0= negativos, 1= escasos, 2= moderado, 3= abundantes y NA= sin datos

13. DISCUSIÓN

Este estudio evidenció una positividad en el total de las muestras analizadas del 92 % con presencia de huevos de nematodos gastrointestinales, la mayoría de los cuales correspondieron a estrongilidos.

Nuestros resultados van en línea con los obtenidos por Lobayan et al. (2024) en Corrientes Argentina a través de la técnica de McMaster tuvieron una positividad del 95 %, a pesar de que su grupo animal consistía en individuos de diferentes razas, ambos sexos, de todos los rangos etarios y de diferentes condiciones corporales. A su vez Mathewos et al. (2022) en Etiopía a través de la misma técnica de flotación obtuvieron una prevalencia general de parásitos gastrointestinales en caballos del 91 %. Lignon et al. (2020) a través de un estudio retrospectivo en equinos de raza Criolla infectados naturalmente en Brasil mediante la técnica de Gordon y Whitlock, detectaron una prevalencia de 90 %. Sin embargo, en un estudio realizado en 6.896 caballos en Italia se encontró una prevalencia del 39 % a pesar de que se trataban de equinos de 6 meses a 44 años, del total de los animales 4.468 recibieron tratamiento antihelmínticos (Scala et al., 2020).

En cuanto a la distribución de las muestras de acuerdo con los conteos de huevos de nematodos, el 8,4 % resultó en <10 HPG, el 60,4 % fue considerada baja, el 26,7 % moderada y el 4,4 % alta. La mayor proporción de infecciones bajas puede haberse debido a las edades incluidas en nuestro estudio, ya que no presentan las de mayor susceptibilidad a parasitosis (Boelow et al., 2023). Scala et al. (2020) obtuvieron una prevalencia de 60,5 % en el rango de 0 HPG, 18,1 % baja, 7,4 % moderada y el 14 % alta. Si bien los anteriores autores encontraron un mayor recuento de HPG en animales jóvenes este rango etario fue el que se presentó en menor proporción en la totalidad de la población muestreada. Sin embargo, presenta la limitante de que no incluye a todos los animales muestreados en el análisis por edad. A su vez, las condiciones climáticas de bajas precipitaciones y humedad y altas temperaturas durante nuestro experimento no fueron las más apropiadas para la sobrevivencia de las larvas en el ambiente, por lo que también debe haber influido en los resultados obtenidos. Seguramente, al igual que en ovinos y bovinos exista cierta susceptibilidad a la enfermedad parasitaria determinada genéticamente (Davies et al., 2006), por lo que en los cientos de años de selección natural que tiene la raza Criolla podrían haberse perpetuado animales más resistentes a dichas infecciones. De todas formas, precisamos mayores estudios para poder determinarlo.

El promedio de HPG obtenido por estación fue de 294 en otoño, 152 en invierno, 163 en primavera y 127 en verano. Estos resultados son similares a los obtenidos por Scala et al. (2020) quienes determinaron la media de HPG en otoño de 217,8, en invierno de 250,1, en primavera de 282,4 y en verano de 211,5. En cambio, de Lima Saes et al. (2022) en São Paulo, Brasil encontraron recuentos de huevos más elevados por estación, siendo en otoño de 817,81 HPG, en invierno 571,13 HPG, en primavera 1042,14 HPG y en verano de 1508,91 HPG en animales que no recibieron dosificación a lo largo del estudio.

De los resultados obtenidos, los huevos de tipo estrogilidos fueron los más prevalentes (94,7 %), seguidos de infecciones mixtas con *O. equi* (4,8 %), y en menor medida infecciones por *O. equi* únicamente (0,5 %). En el estudio de Lobayan et al. (2024) tuvieron un porcentaje de 83,4 % de huevos de estrogilidos únicamente, 11 % combinado con *P. equorum* y 5,6 % combinado con *O. equi*. Si bien los porcentajes de estrogilidos e infecciones mixtas con *O. equi* son similares a nuestro estudio, el hallazgo de infecciones mixtas con *P. equorum* no concuerda con los resultados que obtuvimos a pesar de que estos autores tenían un rango etario similar al del presente estudio. Es sabido que animales mayores de 6 meses generan una respuesta inmunitaria frente a este parásito (Maena Mañes & Rojo Vazquez, 2010), por lo que de antemano no esperábamos encontrar altas infecciones de *Parascaris* spp. en las muestras. En el estudio realizado por Drocco Isolini (2012) identificó huevos de tipo estrogilidos en todos los predios muestreados, además de *Anoplocephala* spp. y *P. equorum* pero no encontró huevos de *O. equi*. Esto puede deberse a la particularidad del ciclo de *O. equi* donde las hembras salen hacia el ano y depositan sus huevos en la zona perianal, por lo que es más difícil de encontrar este tipo de huevos incorporados en la materia fecal (Prada & Romero, 2009). Si bien *Anoplocephala* spp. se presenta en animales de todas las edades y se asocian a animales en pastoreo (Nielsen & Reinemeyer, 2018) se puede adjudicar el hecho de que no se evidenció debido a la seca presente en nuestro país desde el año 2020 al año 2023 (Barrios Amorin, 2023). Es sabido que la falta de humedad en los suelos limita la supervivencia de los ácaros oribátidos (hospedador intermediario) y así afectar la biología del cestodo (Maena Mañes & Rojo Vázquez, 2010), aunque para confirmar la presencia o ausencia del ácaro es necesario realizar un estudio integrativo del ecosistema.

Los resultados negativos de *F. hepatica* pueden atribuirse a la baja prevalencia en la raza Criolla como lo describe Sanchis et al. (2015) además del consumo de pasturas secas de mala calidad sumado a las condiciones climáticas de sequía que se dieron durante el ensayo (Barrios Amorin, 2023), disminuyendo así el riesgo de infección ya que se necesita un clima favorable para el desarrollo del hospedador intermediario (Nielsen & Reinemeyer, 2018).

El recuento de huevos en materia fecal fue mayor en la estación de otoño en el año estudiado, esto difiere con lo encontrado por de Lima Saes et al. (2022), quienes tuvieron un mayor recuento de huevos en la estación de verano. Fusé et al. (2013) en Tandil, Buenos Aires, Argentina estudiaron como se comportaban los HPG según la estación del año en potros de hasta 3 años, sin tratamiento antihelmíntico previo, resultando en un mayor recuento de huevos en verano y otoño, esto concuerda con lo encontrado por Saeed et al. (2019) en Australia, donde tuvieron los máximos recuentos de huevos fecales a finales de verano y en otoño, disminuyendo en invierno y primavera. Sería recomendable realizar un estudio longitudinal de más de un año, así como un análisis exhaustivo, para capturar variaciones interanuales significativas. La prevalencia de los parásitos en los equinos está condicionada por factores ambientales, principalmente por la temperatura y la humedad. Temperaturas entre 25

y 33 °C son óptimas para el desarrollo de huevos y larvas al igual que la humedad relativa mínima del 30 %, además las precipitaciones favorecen la dispersión de las larvas (Boelow et al., 2023; de Lima Saes et al., 2022). Esto explicaría por qué en nuestro estudio en invierno se vio disminuida la carga parasitaria. Sin embargo, teniendo en cuenta estos factores podríamos suponer que al aumentar las temperaturas (primavera, verano) podría haber incremento de la carga parasitaria. Este aumento de temperatura no se acompañó de condiciones de humedad óptimas, por el contrario, tanto la humedad como las precipitaciones disminuyeron y por ende no tuvimos el aumento de HPG esperado. Otro de los factores que puede condicionar la presencia de HPG es la hipobiosis realizada por las larvas de ciatostominos, las cuales pueden resultar en un menor recuento de huevos fecales (Scala et al., 2020).

A su vez, el factor humano o de manejo como la higiene de las pasturas y el tratamiento antihelmíntico influye en la carga parasitaria (Boelow et al., 2023). Por lo cual podemos pensar que la disminución de huevos fecales en nuestro ensayo en la estación de primavera y verano se debió a la dosificación antihelmíntica en los meses de septiembre y diciembre. Esto va en línea con los resultados obtenidos por Godéski et al. (2017) donde evaluaron el efecto de la ivermectina en un grupo de yeguas y obtuvieron que el 100% de los animales habían reducido el conteo de HPG a 0 a los 14 días post tratamiento. Podemos presuponer que existe cierta resistencia al fenbendazole y metrifonato ya que en el caso de otoño los HPG se encontraron más elevado que en el resto de las estaciones, habiéndose dosificado previamente.

Los resultados de *O. equi* obtenidos a partir de la muestra de cinta adhesiva arrojaron que durante todo el año se eliminaron huevos fecales, siendo el verano la época más prevalente. Sin embargo, da Rosa et al. (2018), encontraron que la mayor prevalencia de huevos de *O. equi* fue en invierno, a pesar de que reportan que las condiciones climáticas no interfieren en la presencia o ausencia de huevos. Podemos atribuir el aumento de *O. equi* en nuestro estudio debido a la resistencia que estos presentan contra la ivermectina como lo describen Sallé et al. (2016) quienes a pesar de la dosificación con ivermectina siguieron encontrando *O. equi* en las muestras obtenidas a partir de la cinta adhesiva. Son necesarios futuros experimentos para comprobar la eficacia de la ivermectina en la población de *O. equi* ya que la misma no se vio reducida después de la dosificación sino todo lo contrario.

De las larvas recuperadas en cada cultivo realizado se identificaron 95 % dentro del grupo de ciatostominos, similar a los reportado por Drocco Isolini (2012), quien a través de la misma técnica que en nuestro experimento (McMaster) encontró que el 100 % de los huevos strongilidos correspondían a larvas de este grupo. Falcón et al. (2011) realizaron necropsias a 8 equinos obteniendo ciatostominos en el ciego y colon de la totalidad de los analizados. Esto va en línea con lo reportado por Bowman, (2011) quien describe que entre el 75 y el 100 % de los huevos que se eliminan por la materia fecal son producidos por pequeños strongilidos.

Las larvas de cola corta que fueron halladas no pudieron ser identificadas ya que las células intestinales no se lograron visualizar con claridad, pudiendo ser larvas de *T. axei*. Estas tienen un cuerpo de 620-750 µm y la cola menor a 40 µm (Maena Mañes & Rojo Vázquez, 2010). En nuestro país se ha reportado un 2 % de *T. axei* en equinos de raza Criolla y cruzada (Drocco Isolini, 2012). Sin embargo, estas larvas que visualizamos tenían la cola de forma trunca. En el caso de los *T. axei* la cola termina de forma cónica (Laboratorio Central Veterinario, 1973), por lo que nos queda la incógnita de que fueran colas que se hubieran cortado. Según lo reportado por Oscar Correa (comunicación personal, 30 de enero de 2024), cuando el porcentaje encontrado con características dudosas es menor al 10% podríamos pensar que se trata de colas cortadas ya que las larvas pasado un tiempo pueden perder su cola en la manipulación. En nuestro estudio, los tiempos de lectura de los cultivos fueron entre 10 y 30 días luego de recuperadas las larvas, sabiendo que la visualización de las células intestinales depende del tiempo que ha pasado, es posible que no se hayan distinguido debido a que las L3 comienzan a consumir las reservas presentes en las células intestinales (Cordero del Campillo et al., 1999). A su vez, no hemos encontrado bibliografía que cite este tipo de cola en nematodos gastrointestinales en equinos.

14. CONCLUSIONES

Queda demostrado por nuestros resultados, que los parásitos gastrointestinales se encuentran en un alto porcentaje de los equinos de raza Criolla en Salto.

Las larvas observadas fueron en su mayoría larvas de ciatostominos.

El recuento de HPG en esta población de equinos fue en su mayoría bajo (60%), lo que está fuertemente influenciado por los factores ambientales, de manejo (como las dosificaciones antihelmínticas), del individuo y seguramente por predisposición genética.

En otoño se dieron las condiciones ambientales más propicias para la sobrevivencia de los huevos lo que se vio reflejado en un mayor recuento de HPG para este año.

15. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Amaro, J., Ormaechea, D., Capurro, F., Diana, V., Pessano, G., & Sallúa, S. (1992). Presencia y prevalencia de *Fasciola hepática* y helmintos gastrointestinales en una muestra de equinos deportivos en el Uruguay. *Veterinaria*, 28(116), 13-21.
- American Veterinary Medical Association. (s.f). *Parásitos internos en caballos*. https://ebusiness.avma.org/files/productdownloads/InternalParasiteHorse_Sp.pdf
- Barrios Amorin, J. (2023). *Sequía Meteorológica en Uruguay 2020-2023*. Instituto Uruguayo de Meteorología. [https://www.inumet.gub.uy/sala-de-prensa/noticias/finalizo-la-sequia-meteorologica-2020-2023-en-todo-el-uruguay#:~:text=Desde%20abril%202022%20hasta%20setiembre,sequ%C3%ADa%20extrema\)%20a%20nivel%20nacional](https://www.inumet.gub.uy/sala-de-prensa/noticias/finalizo-la-sequia-meteorologica-2020-2023-en-todo-el-uruguay#:~:text=Desde%20abril%202022%20hasta%20setiembre,sequ%C3%ADa%20extrema)%20a%20nivel%20nacional)
- Boelow, H., Krücken, J., & von Samson-Himmelstjerna, G. (2023). Epidemiological study on factors influencing the occurrence of helminth eggs in horses in Germany based on sent-in diagnostic samples. *Parasitology Research*, 122(3), 749-767. <https://doi.org/10.1007/s00436-022-07765-4>
- Bowman, D. (2011). *Georgis Parasitología para Veterinarios* (9th ed.). Elsevier.
- Bracco, D., Bracco, R., & Fariña, R. (2016). Difusión temprana del caballo en territorio de la actual República Oriental del Uruguay: arqueología e historia. *Temas Americanistas*, 37, 67-87. <https://www.colibri.udelar.edu.uy/jspui/bitstream/20.500.12008/24391/1/Far2016DIF.pdf>
- Capello, B. P., Arce, A. A., Barbieri, F. A., Del Rio Alvarez, F., & Lozina, L. A. (2020). Estudio comparativo entre las técnicas de McMaster modificada INTA y Mini Flotac para el conteo de huevos de nematodos en materia fecal de equinos. *Revista de Divulgación Técnica Agropecuaria, Agroindustrial y Ambiental. Facultad de Ciencias Agrarias. UNLZ*, 7(4), 17-24. https://repositorio.unne.edu.ar/bitstream/handle/123456789/53951/RIUNNE_FVET_AR_Capello-Arce-Barbieri.pdf?sequence=1
- Chaparro-Gutiérrez, J., Ramírez-Vásquez, N., Piedrahita, D., Strauch, A., Sánchez, A., Tobón, J., Olivera-Angel, M., Ortiz-Ortega, D., & Villar, D. (2018). Prevalencia de parásitos gastrointestinales en equinos y factores de riesgo asociados en varias zonas de Antioquia, Colombia. *CES Medicina Veterinaria y Zootecnia*, 13(1), 7-16. <https://doi.org/10.21615/cesmvz.13.1.1>
- Charlier, J., Rinaldi, L., Musella, V., Ploeger, H. W., Chartier, C., Vineer, H. R., Hinney, B., von Samson-Himmelstjerna, G., Băcescu, B., Mickiewicz, M., Mateus, T. L., Martínez-Valladares, M., Quealy, S., Azaizeh, H., Sekovska, B., Akkari, H., Petkevicius, S., Hektoen, L., Höglund, J., ... Claerebout, E. (2020). Initial assessment

of the economic burden of major parasitic helminth infections to the ruminant livestock industry in Europe. *Preventive Veterinary Medicine*, 182.
<https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2020.105103>

Cordero del Campillo, M., Rojo Vázquez, F. A., Martínez Fernández, A. R., Sánchez Acedo, C., Hernández Rodríguez, S., Navarrete López-Cozar, I., Díez Baños, P., Quiroz Remero, H., & Carvalho Varela, M. (1999). *Parasitología Veterinaria*. McGraw-Hill-Interamericana.

Cueva Salazar, N. M. (2021). *Análisis de las secuencias codificantes de los genes relacionados con la respuesta inmunitaria a los parásitos cestodos* [Tesis de grado, Facultad de Ciencias Agropecuarias y Recursos Naturales, UTC]. Repositorio UTC.
<https://repositorio.utc.edu.ec/server/api/core/bitstreams/e4531284-f9b4-475c-b81a-65055938d28d/content>

da Rosa, T. R., Lignon, J. S., Muller, A., Antunes, T. D. A., Pappen, F. G., & Pinto, D. M. (2018). *Ocorrência e flutuação populacional de Oxyuris equi em equinos da raça crioula no sul do rio grande do sul* [Ponencia]. CIC XXVII Congresso de iniciação científica. https://cti.ufpel.edu.br/siepe/arquivos/2018/CA_03263.pdf

Davies, G., Stear, M. J., Benothman, M., Abuagob, O., Kerr, A., Mitchell, S., & Bishop, S. C. (2006). Quantitative trait loci associated with parasitic infection in Scottish Blackface sheep. *Heredity*, 96(3), 252-258. <https://doi.org/10.1038/sj.hdy.6800788>

de Lima Saes, I., Alencar Gonçalves, J., Alves do Carmo, T., Oliveira Mena, M., de Almeida Cipriano, I., Mascoli de Favare, G., Silva Bello, H. J., Jabismar Guelpa, G., & Gomes de Soutello, R. V. (2022). Seasonality and dynamics of gastrointestinal helminths in grazing horses. *Acta Veterinaria-Beograd*, 72(2), 131-144.
<https://doi.org/10.2478/acve-2022-0012>

Drocco Isolini, A. (2012). *Evaluación de resistencia antihelmíntica en equinos en Uruguay* [Tesis de Maestría, Facultad de Veterinaria, UDELAR]. Colibrí.
<https://www.colibri.udelar.edu.uy/jspui/bitstream/20.500.12008/24049/1/FV-31455.pdf>

Espinoza Maco, A. R., & Soto Arguello, D. A. (2017). *Principales alteraciones y patologías podales en equinos, criados en caballeriza, en la comarca de Chiquillistagua, municipio de Ciudad Sandino, departamento de Managua diciembre 2016-2017* [Tesis de grado, Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional Agraria]. RIUNA. <https://repositorio.una.edu.ni/3647/1/tnl73e77p.pdf>

European Scientific Counsel Companion Animal Parasites. (2019). *Guía para el tratamiento y control de las infecciones por parásitos gastrointestinales de los équidos*. ESCCAP.
https://www.esccap.org/uploads/docs/mv3bsk39_0996_ESCCAP_Guideline_GL8_ES_v6_1p.pdf

- Falcón, J. D. (2002). Presencia de nuevos géneros y especies de estroñgílicos en los equinos de Uruguay. *Veterinaria, (Montevideo)*, 37(147-148), 27-30.
- Falcón, J. D., Correa, O., Lado, P., Castro, O., Chifflet, L., & Salazar, M. (2011). Fauna parasitaria encontrada en el tubo digestivo de 8 equinos autopsiados en Facultad de Veterinaria. En *Jornadas Técnicas Veterinarias Montevideo (Vol.7, pp.160-161)*. FV.
- Fernández, G. (2000). Situación de los recursos genéticos domésticos locales del Uruguay. *Archivos de Zootecnia*, 49(187), 333-340.
<https://www.redalyc.org/pdf/495/49518704.pdf>
- Ferrari, A. (2012). *Caracterización y potencialidades del sector ecuestre en Uruguay: informe final*. Uruguay XXI.
<https://www.uruguayxxi.gub.uy/uploads/informacion/5237b4387eb33874ada98cc63615189d1f8f6f2f.pdf>
- Flanagan, K. L., Morton, J. M., & Sandeman, R. M. (2013). Prevalence of infestation with gastrointestinal nematodes in Pony Club horses in Victoria. *Australian Veterinary Journal*, 91(6), 241-245. <https://doi.org/10.1111/avj.12052>
- Fusé, L., Saumell, C. A., & Iglesias, L. (2013). Variación estacional del parasitismo interno en equinos: fenómeno de hipobiosis de los pequeños estroñgílicos (*Cyathostomiae*) en Tandil, Buenos Aires, Argentina. *Revista Medicina Veterinaria*, 94(3), 62-72.
- Godéski, A., Pedrassani, D., y Szczerbowski, C, R. (2017). Eficacia de anti-helmínticos en equinos da raça Crioula no município de Major Vieira/SC, *Revista Acadêmica Ciência Animal*, 15, 59-66. <https://doi.org/10.7213/academica.15.2017.08>
- Gonzales, S. (2017). *Parasitología Veterinaria*. Universidad de Extremadura.
- Güleğen, E., Onur Girişgin, A., Girişgin, O., & Çirak, V. Y. (2015). Dışkı bakısı sonuçlarına göre spor atlarında Anoplocephalidae enfeksiyonlarının prevalansı. *Ankara Üniversitesi Veteriner Fakültesi Dergisi*, 62, 277-281.
- Hedberg-Alm, Y., Penell, J., Riihimäki, M., Osterman-Lind, E., Nielsen, M. K., & Tydén, E. (2020). Parasite occurrence and parasite management in swedish horses presenting with gastrointestinal disease-a case-control study. *Animals*, 10(4) 638.
<https://doi.org/10.3390/ani10040638>
- Henneke, D. R., Potter, G. D., Kreider, J. L., & Yeates, B. F. (1983). Relationship between condition score, physical measurements and body fat percentage in mares. *Equine Veterinary Journal*, 15(4), 371-372. <https://doi.org/10.1111/j.2042-3306.1983.tb01826.x>
- Laboratorio Central Veterinario. (1973). *Manual de técnicas de parasitología Veterinaria*. Acribia.

- Lignon, J. S., Martins, N. S., Cardoso, T. A. E. M., Leão, M. S., Pellegrin, T. G., Camassola, J. L. T., Antunes, T. A., Pappen, F. G., & Pinto, D. M. (2020). Frequency of gastrointestinal parasites in Creole horses from the Southern Rio Grande do Sul. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*, 72(03), 1067-1068. <http://dx.doi.org/10.1590/1678-4162-11305>
- Lobayan, S. I., Tuzinkievicz, T. M., Piedades, L., & Schapiro, J. H. (2024). Identificación de nematodos gastrointestinales en equinos de trabajo de fabricantes de ladrillos de Gobernador Virasoro Corrientes (Argentina). *Revista Veterinaria*, 35(1), 38-41. <https://doi.org/10.30972/vet.3517477>
- Maena Mañes, A., & Rojo Vázquez, F.A. (2010). 87 Q&A sobre parasitología equina. Servet.
- Mathewos, M., Girma, D., Fesseha, H., Yirgalem, M., & Eshetu, E. (2021). Prevalence of Gastrointestinal Helminthiasis in Horses and Donkeys of Hawassa District, Southern Ethiopia. *Veterinary Medicine International*, 2021, 686688. <https://doi.org/10.1155/2021/6686688>
- Mathewos, M., Teshome, D., & Fesseha, H. (2022). Study on Gastrointestinal Nematodes of Equines in and around Bekoji, South Eastern Ethiopia. *Journal of Parasitology Research*, 2022, 210160. <https://doi.org/10.1155/2022/8210160>
- Melo Franco, B., Alho, A.M., Calero Bernal, R., & Madeira de Carvalho, L.M. (2015). *Métodos simples y prácticos de diagnóstico laboratorial de las principales parasitosis intestinales en équidos*. https://www.produccion-animal.com.ar/produccion_equinos/Enfermedades/61-parasitosis.pdf
- Ministerio de Ganadería Agricultura y Pesca. (2021). *Anuario Estadístico Agropecuario 2021*. <https://descargas.mgap.gub.uy/DIEA/Anuarios/Anuario2021/LIBRO%20ANUARIO%202021%20Web.pdf>
- Miranda Belleza, A. Y. (2020). *Estrongilosis equina; epidemiología, control y resistencia a los antihelmínticos* [Tesis de grado, Facultad de Ciencias Veterinarias y Biológicas, Universidad Científica del Sur]. Repositorio Universidad Científica del Sur. <https://repositorio.cientifica.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12805/1312/TB-Miranda%20A.pdf>
- Molento, M. B., Pires, L. S. A., Dall'Anese, J., Yoshitani, U. Y., & Almeida, T. (2024). Prevalence and risk factors of gastrointestinal helminths infection in Brazilian horses: A retrospective study of a 12-year (2008–2019) diagnostic data. *Research in Veterinary Science*, 173, 105272. <https://doi.org/10.1016/j.rvsc.2024.105272>
- Morales Arenas, K.L. (2013). *Determinación de la resistencia a la Ivermectina en parásitos gastrointestinales en equinos de trabajo de las comunidades de los municipios de San Andrés Itzapa y Parramos del departamento de Chimaltenango, Guatemala*

[Tesis de grado, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad de San Carlos de Guatemala]. Repositorio Institucional USAC.
<http://www.repositorio.usac.edu.gt/2266/>

- Muñoz, L., Sepúlveda-Calderón, P., Villaguala-Pacheco, C., & Aqueveque, C. L. (2020). Copro-prevalence of fasciola hepatica in chilean breed horses in the province of concepción, chile. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinaria*, 29(2), 1-6.
<https://doi.org/10.1590/S1984-29612020020>
- Muriel, M. G., Ferreira, V., & Fernandez, H. (2022). *Manual de enfermedades de los equinos*. Edulp.
- Murray, G., Munstermann, S., & Lam, K. (2013, mayo 26-31). *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* [Sesión de asamblea]. 81ª Sesión General Asamblea Mundial de la Organización Mundial de Sanidad Animal, París, Francia. https://www.woah.org/fileadmin/Home/eng/Publications_%26_Documentation/docs/pdf/TT/2013_E_81SG_10.pdf
- Nielsen, M. K., Baptiste, K. E., Tolliver, S. C., Collins, S. S., & Lyons, E. T. (2010). Analysis of multiyear studies in horses in Kentucky to ascertain whether counts of eggs and larvae per gram of feces are reliable indicators of numbers of strongyles and ascarids present. *Veterinary Parasitology*, 174(1-2), 77-84.
<https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2010.08.007>
- Nielsen, M. K., & Lyons, E. T. (2017). Encysted cyathostomin larvae in foals – progression of stages and the effect of seasonality. *Veterinary Parasitology*, 236, 108-112.
<https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2017.02.013>
- Nielsen, M. K., & Reinemeyer, C. R. (2018). *Handbook of Equine Parasite Control* (2ª edición). Wiley Blackwell.
- Nielsen, M. K., Slusarewicz, P., Kuzmina, T. A & Denwood, M. J. (2024). US-wide equine strongylid egg count data demonstrate seasonal and regional trends. *Parasitology*, 151(6), 579-586. <https://doi.org/10.1017/S0031182024000489>
- Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. (2010). *Caballos*. <https://www.fao.org/livestock-systems/global-distributions/horses/es/>
- Patiño, B. E., Baldirch, N. E., Yague, J. K., & Vasquez, M. (2014). Prevalencia de parásitos gastrointestinales en caballos de tres criadores en el departamento del Caquetá. *Revista Facultad de Ciencias Agropecuarias*, 6(1), 8-15.
<https://editorial.uniamazonia.edu.co/index.php/fagropec/article/view/378/368>
- Pires Texeira, W. F., Felippelli, G., Cayeiro Cruz, B., Giquelin Maciel, W., Fávero, F. C., Costa Gomes, L. V., Buzzulini, C., Prando, L., Abud Bichuette, M., Zanetti Lopes, W.

- D., Pereira de Olivera, G., & da Costa, A. J. (2014). Endoparasites of horses from the Formiga city, located in center-west region of the state of Minas Gerais, Brazil. *Brazilian Journal of Veterinary Parasitology*, 23(4), 534-538.
- Prada, G. A., & Romero, C. S. (2009). Determinación de géneros de endoparásitos que afectan a los equinos de las sabanas del Casanare. *Revista de Medicina Veterinaria* (18), 71-79. http://www.scielo.org.co/scielo.php?pid=s0122-93542009000200007&script=sci_arttext
- Quijada, J., García, F., Vivas, I., Simoes, D., & Rondón, Z. (2006). Prevalencia de Infecciones por Estróngilos Digestivos en un Rebaño Ovino del Estado Aragua en la Época de Lluvia. *Revista Científica (Marcaibo)*, 16(4), 315-324. http://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0798-22592006000400002&lng=es&tlng=es.
- Quiroz, H. (1990). *Parasitología*. Limusa S. A de C. V.
- Restrepo Von Schiller, I. C., Mazo Berrío, L. P., Salazar Giraldo, M. L., Montoya Palacio, M. N., & Botero Garcés, J. H. (2013). Evaluación de tres técnicas coproparasitoscópicas para el diagnóstico de geohelminths intestinales. *Iatreia*, 26(1), 15-24. <http://scielo.org.co/pdf/iat/v26n1/v26n1a02.pdf>
- Saeed, M. A., Beveridge, I., Abbas, G., Beasley, A., Bauquier, J., Wilkes, E., Jacobson, C., Hughes, K. J., El-Hage, C., O'Handley, R., Hurley, J., Cudmore, L., Carrigan, P., Walter, L., Tennent-Brown, B., Nielsen, M. K., & Jabbar, A. (2019). Systematic review of gastrointestinal nematodes of horses from Australia. *Parasites Vectors*, 12(1), 2-16. <https://doi.org/10.1186/s13071-019-3445-4>
- Sallé, G., Cortet, J., Koch, C., Gascogne, T., Reigner, F., & Cabaret, J. (2016). Ivermectin failure in the control of *Oxyuris equi* in a herd of ponies in France. *Veterinary Parasitology*, 229(2016), 73-75. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2016.09.020>
- Sanchis, J., Suarez, J., Hillyer, G. V., Hernandez, J. A., Solari, M. A., Cazapal-Monteiro, C., Duque de Araujo, A. M., Madeira de Carvalho, L. M., Paz-Silva, A., Sanchez-Andrade, R., & Arias, M. S. (2015). Determination of exposure to *Fasciola hepatica* in horses from Uruguay using a recombinant-based ELISA. *Veterinarni Medicina*, 60(9), 483-488. <https://doi.org/10.17221/8439-VETMED>.
- Scala, A., Tamponi, C., Sanna, G., Predieri, G., Dessì, G., Sedda, G., Buono, F., Grazzia Cappi, M., Veneziano, V., & Varcasia, A. (2020). Gastrointestinal Strongyles Eggs Excretion in Relation to Age, Gender, and Management of Horses in Italy. *Animals*, 10, 1-12. <https://doi.org/10.3390/ani10122283>
- Scala, A., Tamponi, C., Sanna, G., Predieri, G., Meloni, L., Knoll, S., Sedda, G., Dessì, G., Cappai, M. G., & 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(1), 1-8. <https://doi.org/10.1186/s13071-021-04747-w>

- Serrano Aguilera, F. J. (2010). *Manual práctico de parasitología veterinaria*. Universidad de Extremadura, Servicio de Publicaciones.
- Sevilla Miranda, J. J., & Murillo García, Y. J. (2021). *Parasitosis gastrointestinales en equinos de campo (Equus Ferus Caballus), agropecuaria en Ancla comunidad el Hatillo Acoyapa Chontales – octubre 2020* [Tesis de grado, Facultad de Ciencia Animal Departamento de Medicina Veterinaria, UNA]. RiUNA Repositorio Institucional. <https://repositorio.una.edu.ni/4344/1/tnl73s511.pdf>
- Soares Martins, N., Moscarelli Pinto, D., Cozza dos Santos, T., de Ávila Antunes, T., Mendes Cardoso, T. A., Janczak Torres, A., Kutscher Ripoll, P., & Quintana Nizoli, L. (2019). Prevalência de nematódeos intestinais em equinos da região sul do Rio Grande do Sul, Brasil. *Medicina Veterinária e Zootecnia PUBVET*, 13(12), 1-5.
- Sociedad de Criadores de Caballos Criollos en Uruguay. (2016). *Historia de la raza*. <https://caballoscriollos.com.uy/la-raza/historia-de-la-raza/>
- Tang Ploog, J., Ruiz Herrera, F., & Rodríguez Izaguirre, L. A. (2007). *Evaluación de Eficacia y Tolerancia de una Suspensión oral de Triclabendazole al 15% (Trivantel® 15) * en el tratamiento y control de infestaciones producidas por trematodos en Equinos de la Sierra Central*. Agroveter Market Animal Health. <https://www.agrovetermarket.com/pdf/antiparasitario/trivantel/Trabajos%20de%20Campo/Trivantel%2015%20Equinos%202007.pdf>
- The Jamovi Project. (2024). (Version 2.5) [Software]. Jamovi. <https://www.jamovi.org/about.html>
- Thienpont, D., Rochette, F., & Vanparijs, O.F.J. (1989). *Diagnóstico de las helmintiasis por medio del examen coprológico*. Janssen Research Foundation
- Uruguay XXI. (2021). *Sector ecuestre en Uruguay: informe*. <https://www.uruguayxxi.gub.uy/uploads/informacion/dc3293cff5402e4d3906995df2886083b1834866.pdf>
- Vázquez, I. F. (2010). *Epidemiología y control de los principales parasitismos del caballo en Galicia* [Tesis de doctorado, Facultad de Veterinaria, USC]. Dialnet. <https://dialnet.unirioja.es/servlet/tesis?codigo=109002>
- Vignau, M. L., Venturini, L. M., Romero, J. R., Eiras, D. F., & Basso, W. U. (2005). *Parasitología práctica y modelos de enfermedades parasitarias en los animales domésticos*. UNLP.
- Vila, F., Valera, M., & Molina, A. (1997). The Criollo Horse in Uruguay. *Animal Genetic Resources Information*, 22, 43-52. <https://doi.org/10.1017/s1014233900001000>
- Villa-Mancera, A., & Reynoso-Palomar, A. (2020). The prevalence and risk factors of liver fluke infection in Mexican horses, donkeys and mules in tropical and temperate

regions. *Parasitology Research*, 119(11), 3699-3703. <https://doi.org/10.1007/s00436-020-06910-1>