



FAV
UNRC

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE RÍO CUARTO
FACULTAD DE AGRONOMÍA Y VETERINARIA**

Informe de Trabajo Final presentado para optar al
Grado de Médico Veterinario
Modalidad: Proyecto de investigación.

**Evaluación de la variación estacional del orden *Strongylida*
en un establecimiento de producción equina.**

Nombre del Alumno: **Frechero, Valentina.**

DNI: 37.491.960

Director: Motta, Carlos Eugenio.

Co-Director: Lovera, Hernán.

Río Cuarto - Córdoba

Octubre 2019



UNIVERSIDAD NACIONAL DE RÍO CUARTO

FACULTAD DE AGRONOMÍA Y VETERINARIA

CERTIFICADO DE APROBACIÓN

Título del Trabajo Final: Evaluación de la variación estacional del orden *Strongylida* en un establecimiento de producción equina.

Autor: Valentina Frechero

DNI: 37491960

Director: Carlos Eugenio Motta

Codirector: Hernán Lovera

Aprobado y corregido de acuerdo con las sugerencias de la Comisión Evaluadora:

MSc. M.V. Bertone Judith _____

MSc. M.V. Sticotti Erika _____

Fecha de Presentación:

_____/_____/_____

Secretario Académico



DEDICATORIA

A mis padres, los principales promotores de mis sueños, por su sacrificio y esfuerzo.

Gracias a ellos por confiar siempre en mí.

A mis maestros, de la carrera y de la vida, por el tiempo y el esfuerzo que dedicaron a compartir sus conocimientos.



AGRADECIMIENTOS

En primer lugar, quiero agradecer profundamente a mi familia por el apoyo incondicional durante toda la carrera, sin ellos no hubiese llegado hasta acá.

A mi novio, por la compañía, y el aguante en cada muestreo.

A la UNRC por la oportunidad de formarme como profesional y crecer como persona, pero fundamentalmente por cruzarme en el camino tanta gente que hoy forman una parte muy importante en mi corazón, mis amigos.

A los profesores de distintas asignaturas, por acompañar y facilitar el camino a la meta, además de brindarnos las herramientas necesarias para desarrollarnos en esta hermosa profesión que elegimos.



ÍNDICE

DEDICATORIA	III
AGRADECIMIENTOS	IV
ÍNDICE	V
RESUMEN	VI
INTRODUCCIÓN	- 1 -
Diagnóstico coproparasitológico	- 7 -
Tratamiento	- 8 -
Manejo ambiental	- 9 -
Tratamiento farmacológico	- 9 -
OBJETIVO GENERAL	- 12 -
OBJETIVOS ESPECÍFICOS	- 12 -
MATERIALES Y METODOS	- 13 -
Instalaciones	- 13 -
Manejo antihelmíntico realizado	- 15 -
Obtención de muestras	- 15 -
RESULTADOS	- 16 -
Cálculo de Contribución a la Contaminación Ambiental	- 17 -
DISCUSIÓN	- 19 -
CONCLUSIÓN	- 21 -
BIBLIOGRAFÍA	- 22 -
ANEXO 1	- 26 -
Materiales	- 26 -
Técnicas Coproparasitológicas	- 27 -
MC master	- 27 -
Teuscher	- 28 -
Cultivo de larvas	- 29 -



RESUMEN

Los equinos son huéspedes de un gran número de nematodos pertenecientes a la familia *Strongilidae* y, en especial, de los Pequeños y Grandes Estróngilos, siendo los de mayor importancia por su impacto clínico y patológico.

Esta familia esta compuestas por varias especies y su ciclo puede continuar de diferentes formas, algunos penetran por la pared del intestino grueso y migran por diferentes órganos o vasos sanguíneos, otros se enquistan en la pared del intestino.

Durante diez meses se estudió la dinámica parasitaria de cinco potros raza Silla Argentino, analizándolos mensualmente desde los cinco a los quince meses de edad, procedentes de un establecimiento del Sur de Córdoba, ubicado a veinte kilómetros de la localidad de Los Cisnes.

El estudio se llevó a cabo a través del conteo de huevos en materia fecal (HPG), técnicas de sedimentación-flotación para la identificación de huevos tipo estrongilido y conteo e identificación de parásitos adultos y estadios larvarios del tracto gastrointestinal mediante cultivo larval.

Los conteos de HPG fueron más elevados en la época de primavera-verano. Se observó entre los parásitos adultos predominio de Pequeños Estróngilos. No se hallaron larvas de Grandes Estróngilos.

Se pudo determinar que los potrillos de mayor edad, aportan de manera más significativa a la contaminación de pasturas con huevos de helmintos.



INTRODUCCIÓN

En nuestro país existe un gran apego al caballo ya que se encuentra arraigado a la historia argentina y es parte de nuestra identidad cultural, además de cumplir un rol importantísimo en el quehacer cotidiano de nuestro hombre de campo, especialmente en la cría bovina en zonas donde el acceso con otros medios es dificultoso.

En la última década del siglo XX se incentivó la promoción y el desarrollo de la producción equina, lo que favoreció la cría de caballos de distintas actividades ecuestres y las exportaciones de productos cárnicos y subproductos a diversos mercados.

La industria hípica asociada a la actividad deportiva le aportó al caballo argentino un alto valor agregado, ya que existe gran cantidad de equinos criados en nuestro país que se han posicionado en los mejores podios del deporte ecuestre mundial.

La producción de equinos en la Argentina presenta ventajas competitivas respecto a otros países en cuestiones geográficas, como así también en lo referente a la calidad sanitaria de nuestros caballos. Estas ventajas deben ser tomadas como un gran desafío para la industria hípica en general, en especial el estatus sanitario de nuestro país debe ser resguardado con el objetivo de consolidar y favorecer la producción interna y la comercialización a nivel internacional (SENASA).

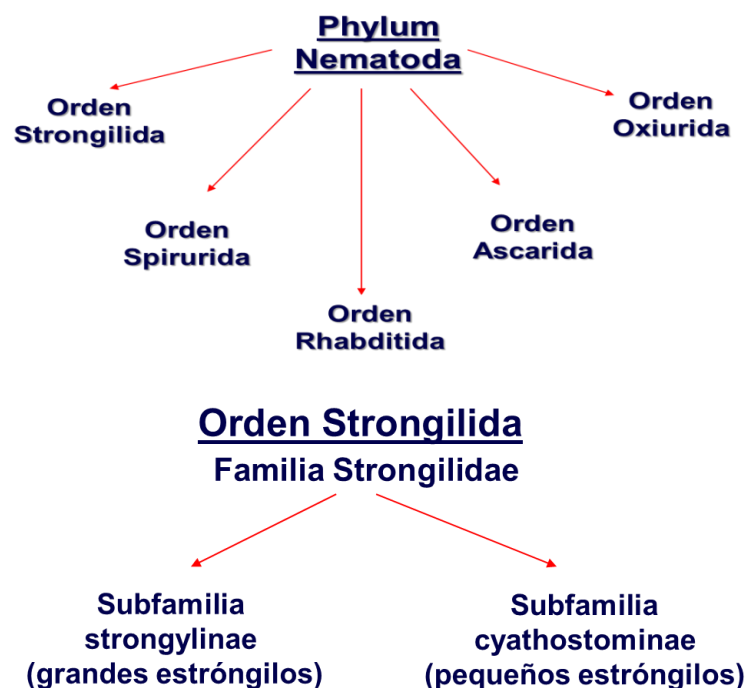
Una de las patologías más habituales que puede afectar a la producción equina son las enfermedades de origen parasitario. Dentro de este grupo de enfermedades, los vermes gastrointestinales son causantes de cuadros subclínicos que provocan pérdidas en el desarrollo corporal y en el rendimiento de los animales (Lamberti *et al.* 2008). El parasitismo está definido como una estrecha asociación biológica entre dos organismos, donde participa el parásito que obtiene beneficios como cubrir las necesidades nutricionales, funciones de reproducción y diseminación al tener un ambiente propicio para su desarrollo, provocando daños en el otro participante que es el hospedero. Además, se considera un proceso dinámico donde hay interacciones entre el parásito, el hospedero, el medio ambiente y el manejo realizado por el ser humano (Gallardo, 1991). Cerca de 150 especies de parásitos internos afectan a los equinos a nivel mundial, y es probable que ningún animal se encuentre libre de éstos completamente, sino que posean una carga parasitaria variable, pudiendo generar desde efectos insignificantes hasta graves enfermedades clínicas (Emhardt, 2007).

Los principales signos / síntomas clínicos de las infecciones por helmintos son debilidad, pelo duro, crecimiento lento, calambres y diarrea. Se consideran precursores del daño a órganos del tracto digestivo y trastornos graves en procesos enzimáticos y hormonales (Assis y Araujo, 2003).

Los nematodos se caracterizan por ser vermes cilíndricos, principalmente de ciclo de vida directo, con una fase de vida libre y otra parasitaria (Gallardo, 1991). Dentro de estos encontramos 5 órdenes de relevancia en las parasitosis gastrointestinales: Rhabditida, Strongylida, Ascaridida, Oxyurida y Spirurida.

Los equinos son huéspedes de un gran número de parásitos nematodos pertenecientes a la familia *Strongilidae* y, en especial, de los Pequeños y Grandes Estróngilos (Prada Sanmiguel, 2008), siendo los de mayor importancia por su impacto clínico y patológico.

Gráfico 1. Clasificación taxonómica de los órdenes del Phylum Nematoda



Esta familia está compuesta por varias especies y su ciclo puede continuar de diferentes formas, algunos penetran por la pared del intestino grueso y migran por diferentes órganos o vasos sanguíneos, otros se enquistan en la pared del intestino grueso (Duncan, 1974).

La subfamilia *Cyathostominae* agrupa 13 géneros y más de 51 especies. Los géneros más importantes son *Cylicostephanus*, *Cylicocyclus* y *Cyathostomum*, los cuales se localizan como adultos en ciego y colon.

Actualmente y en todo el mundo, son considerados los parásitos equinos de mayor prevalencia y prácticamente todos los caballos en pastoreo adquieren estos nematodos (Brady y Nichols, 2009; Nielsen *et al.*, 2014 a; Scott *et al.*, 2015). Muchas de las especies

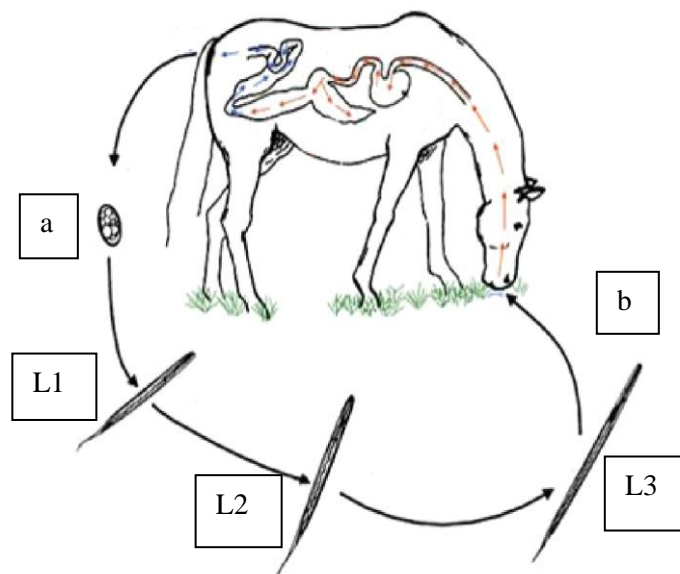
que componen este grupo no desarrollan inmunidad protectora y, por lo tanto, son comunes en todas las categorías de equinos (Von Samson Himmelstjerna, 2012).

Su ciclo biológico es directo, una vez que el estadio larval L3 son ingeridas, llegan al intestino delgado donde pierden su cutícula de protección, penetran la submucosa del colon formando nódulos de tamaño variable, donde mudan a L4; cuando la cantidad de Pequeños Estróngilos es alta, se presenta destrucción de la mucosa, lo que trae como consecuencia el paso de sustancias tóxicas desde el intestino grueso hacia el torrente sanguíneo, la L4 sale del nódulo de la submucosa y en la luz intestinal muda a L5 y, finalmente, a parásito adulto (Klei y French, 1998; Monahan, 2002). Durante su crecimiento y madurez ocasiona varios efectos:

a) Menor crecimiento, debido a disturbios en la digestión y nutrición; apetito reducido, emaciación, fiebre.

b) Diarrea, debido a la irritación, alteración de la permeabilidad de la mucosa (absorción y excreción) y al proceso inflamatorio como consecuencia del daño de la mucosa intestinal (enteritis granulomatosas).

c) Anemia por pérdida de sangre (Fuse *et. al.*, 2013).



Tras la eclosión de los huevos expulsados al exterior con las heces, se libera la larva 1(a), que en condiciones ambientales adecuadas (humedad elevada y temperatura moderada), se desarrolla a larva 2 y larva 3, que es la forma infectiva (Bairden *et al.*, 2001; Elsener y Villeneuve, 2009). Estas larvas que se desarrollan sobre la vegetación suelen ser ingeridas de forma accidental por los caballos al pastar (b). La larva de tercer estadio conserva la vaina de



la larva 2 lo que le permite sobrevivir a bajas temperaturas, incluso soportar heladas, pudiendo permanecer viables en los pastos varios años (Kuzmina *et al.*, 2006).

A una temperatura ambiental de 25° C en 4 a 7 días se desarrolla el 68% de las L3 (Klei y French, 1998; Johnstone, 1998). Su desarrollo al parecer es óptimo en los meses de verano, y nulo durante los meses de invierno (Sievers *et. al.*, 1994; Johnstone, 1998; Chapman y *et. al.*, 2001).

El período de prepatencia promedio es de aproximadamente dos meses, aunque puede variar considerablemente en función de la inhibición larval (Urquhart *et al.*, 1996), este mecanismo favorece la supervivencia de la especie ya que, en épocas de sequía mientras que las larvas que atraviesan el ciclo de vida libre mueren, las que están enquistadas sobreviven, además de impedir que los antiparasitarios actúen sobre ellas en ese estadio. En general, los adultos son de patogenicidad moderada a leve, pero un severo síndrome clínico denominado ciatostomiasis larval puede ocurrir cuando existe una masiva y sincronizada reactivación de las larvas inhibidas, lo que produce inflamación y severas alteraciones de la mucosa con diarreas profusas (Murphy y Love, 1997; Love *et al.*, 1999), colitis e hipoproteinemias que pueden ser fatales, causado por la emergencia brusca y masiva de larvas enquistadas en la mucosa del ciego y colon que suele suceder al final de invierno o principio de la primavera, los casos más graves pueden causar mortalidad del 50-60%. Los caballos jóvenes (menores de 6 años) suelen correr el mayor riesgo.

Entre las especies de Grandes Estróngilos de mayor importancia que afectan a los equinos se encuentran *S. vulgaris* (más frecuente y patógeno), *S. edentatus* y *S. equinus*. Estos parásitos dentro de su ciclo biológico, realizan importantes migraciones, el estadio L3 de *S. vulgaris*, luego de ser ingerido y de perder su cutícula, penetra la mucosa y submucosa del intestino delgado y el colon donde muda a L4 hacia el séptimo día post-infección (pi). Las larvas que han penetrado la luz de las arteriolas de la submucosa ascienden por ellas en dirección contraria a la corriente sanguínea para llegar a las arterias cecal y cólica el día 14 pi, y al tronco de las mesentéricas anteriores y arteria aorta hacia el día 21 pi, donde mudan a L5; en este lugar generalmente causan arteritis de tipo verminoso. Finalmente, la L5 penetra la luz arterial y llega hasta el intestino, donde atraviesa la mucosa del colon mayor mudando a parásito adulto (Johnstone, 1998). La L5 puede también producir lesiones tales como, trombos, émbolos, infartos intestinales, cólicos e incluso la muerte. En cuanto a las lesiones producidas por los parásitos adultos, estas corresponden a hemorragias y ulceraciones del colon mayor y ciego (Jub *et. al.*, 1985; Lombardero, 1990; Colahan *et. al.*, 1998). El período prepatente (ingestión de larvas hasta la detección de huevos en las heces) es especie dependiente, oscilando entre 6 meses para *S. vulgaris* y hasta 11-12 meses para *S. edentatus* (Urquhart *et al.*, 1996).

La prevalencia de Grandes Estróngilos ha disminuido progresivamente desde la década de 1980 en áreas donde se han utilizado con frecuencia antihelmínticos de amplio espectro (Reinemeyer *et al.*, 1984; Rebaño, 1990; Love *et al.*, 1999; Hinney *et al.*, 2011) y aunque son altamente patógenos, actualmente se cree que han perdido su importancia epidemiológica (Amor *et al.*, 1999; Boxell *et al.*, 2004; Hinney *et al.*, 2011).

Según estudios realizados por distintos autores en el Sur de Chile, específicamente en la región de Los Lagos se describe que caballos adultos clínicamente sanos, eliminan entre 500 a 3.000 huevos de estróngilos por gramo de materia fecal (HPG) (González, 1981; Colín, 1982). Según Sievers *et al.*, (1995) en un estudio realizado en el fundo “Teja Norte” en Valdivia pudieron determinar que los equinos adultos eliminan normalmente entre 600 y 2.000 HPG, específicamente entre 210 a 740 en invierno y 1.630 a 2.850 HPG en verano, concluyendo que la postura de los huevos tiene una marcada estacionalidad siendo alta durante el verano. Por ello se puede considerar a la especie equina como altamente contaminante de la superficie que pastorea, por lo que, si se manejan en superficies pequeñas, se provoca una contaminación con formas parasitarias tan alta que podría ser causante de infecciones masivas de los mismos o de otro grupo de equinos.

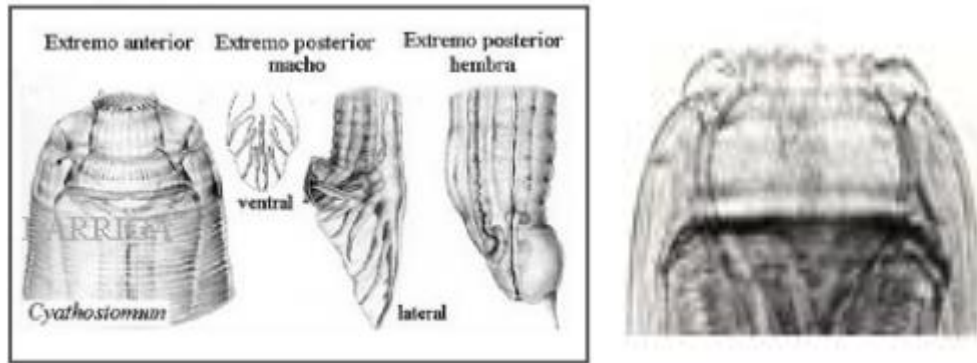
La **forma de propagación** de todas estas especies (Pequeños y Grandes Estróngilos) es a través del huevo tipo estrongilido (Foto 1), al igual que el resto de los integrantes de la familia Strongylidae. Por lo tanto, el diagnóstico de la presencia de estadios adultos de *S. vulgaris* en la mucosa del intestino grueso se realiza mediante la técnica de cultivo de larvas, Henriksen y Korsholm 1983 modificada, como se detallará más adelante.

Foto 1. Huevo tipo estrongilido



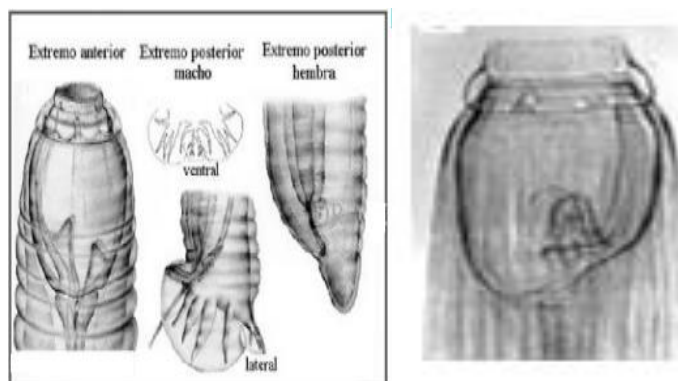
Características de los estadios adultos:

Los ciatostómidos o Pequeños Estróngilos miden entre 5 y 20 mm, poseen en el extremo anterior una cápsula bucal pequeña con una corona radiada interna y otra externa, y están desprovistos de dientes o placas cortantes. (Cordero y Rojo, 1999; Francisco *et al.*, 2009).

Gráfico 2. Morfología de los *Pequeños Estróngilos*.

S. vulgaris, presentan una cápsula bucal ovalada que en su base contiene dos dientes redondeados en forma de orejas que parecen estar unidos a la gotera esofágica (Taylor, 2007).

Los parásitos adultos presentan una cápsula bucal prominente. Los machos miden de 14 a 16 mm y las hembras de 20 a 24 mm (Taylor, 2007). *S. edentatus* es de mayor tamaño que *S. vulgaris*, midiendo entre 2.5 a 4.5 cm de largo, y aparentemente es más prevalente (Reynemeyer *et. al.*, 2013). El tercer estadio larval de *S. edentatus* puede ser diferenciado de *S. vulgaris* o de los *ciatostomas*, pero es muy similar al tercer estadio larval del género *Triodontophorus* (McCraw y Slocombe, 1978). La cápsula bucal tiene forma de copa y no posee dientes (Lichtenfels, 1975). *S. equinus* también se encuentra en el intestino grueso de equinos. La cápsula bucal tiene forma oval alargada, en la base hay un diente grande con la punta bífida y dos dientes pequeños en posición subventral. El estado larval es de color gris rojizo. El macho mide 25 a 26 mm y la hembra de 38 a 47 mm de largo. Este parásito se ha vuelto extremadamente raro de ver en manadas domésticas, y normalmente sólo se informa en regiones o poblaciones equinas con un uso antihelmíntico escaso o muy escaso (Reynemeyer *et. al.*, 2013).

Gráfico 3. Morfología de los *Grandes Estróngilos*.



DIAGNÓSTICO COPROPARASITOLÓGICO

La intensidad de los signos clínicos en las infecciones parasitarias en équidos depende no sólo del agente etiológico o del número de parásitos, sino también de la condición corporal del animal, estado fisiológico, e incluso de la época del año. En general, la presencia de parásitos internos como nematodos o cestodos suele cursar de forma subclínica, provocando, pérdida de peso, alteraciones en el hemograma (anemia, linfocitosis), mal aspecto del pelo y también existe relación entre la infección por ciatostomas, o cestodos, y el desarrollo de cólicos espasmódicos. De igual modo, las alteraciones que se producen en la superficie de los animales no se deben sólo a la acción de endoparásitos. Teniendo en cuenta que los signos mencionados pueden atribuirse a diferentes agentes, el diagnóstico clínico debe de estar apoyado siempre en la identificación laboratorial del agente etiológico (Paz-Silva *et al.*, 2009).

El diagnóstico de la enfermedad presenta dificultades como consecuencia de la escasa correlación entre la cantidad de huevos en materia fecal y larvas enquistadas, con respecto a la presencia de síntomas clínicos (Lamberti, 2008). Se realiza por recuento de huevos o sedimentación flotación. Para diagnosticar Grandes y Pequeños Estróngilos es necesario realizar el cultivo y diferenciación de larvas (Bürger y Stoye, 1968; Larsen *et al.*, 1996; Corwin y Nahm, 1997).

Es posible diferenciar entre las larvas L3 de Pequeños y Grandes Estróngilos por: **a)** Por el **largo de la cola**, que mientras en los primeros ocupa 2/3 del largo del cuerpo, en los segundos abarca 1/4 del mismo. **b)** El **número de células intestinales**, que en los Pequeños Estróngilos es de 8 a 9 y en *S. vulgaris* es de 28 a 32.

Estas diferencias concuerdan con las mencionadas por Bürger y Stoye (1968), Lichtenfels (1975) y Corwin y Nahm (1997).

- **Largo de cola:**

1. T. axei: 40 µm (cola corta)
2. Estróngilos : 200 µm hasta 350 aprox (cola larga)

- **Células intestinales:**

1. T. axei: 16 células
2. Estróngilos:
Pequeños Estróngilos: 8 células

Foto 2. Identificación de larva de *Pequeños Estróngilos*. Se aprecia el largo total y el de la cola, lo que permite su clasificación.



Grandes Estróngilos:

S. Vulgaris: 28- 32 células.

S. Equinus: 16 células.

S. Edentatus: 20 células.

Foto 3: Larva de *Grandes Estróngilos*. Se aprecia el número de células intestinales



TRATAMIENTO

Las condiciones climáticas influyen de forma decisiva en la aparición de las enfermedades parasitarias, por lo que la dosis infectante que adquiere el hospedador está directamente relacionada con las circunstancias del medio ambiente. La temperatura y la humedad relativa son reguladores de la distribución y la frecuencia de varias infecciones parasitarias desde el punto de vista estacional como geográfico, impidiendo o favoreciendo el desarrollo del parásito (Rojo y Gómez, 1999); y la pluviosidad es importante en la diseminación de éstos, porque provoca la destrucción de la materia fecal causando una masiva migración hacia el pasto (Correa ,1989).



MANEJO AMBIENTAL

Dentro de los manejos realizados por el hombre, algunas prácticas agrícolas también determinan la interacción de los parásitos con el ambiente, ya que sólo 5% de éstos se encuentra dentro de los animales y el otro 95% se ubica en las pasturas (Barriga, 2002). Por ejemplo, las praderas ricas en leguminosas benefician la conservación de la humedad, favoreciendo la migración vertical hacia las hojas, y por el contrario, al haber predominio de gramíneas la luz solar actúa directamente sobre los parásitos que se encuentran en el suelo provocando la muerte de éstos; una buena pradera para el equino debe ser una combinación de ambas, por lo cual este dato es necesariamente aplicable en el desarrollo de medidas de manejo ambiental antiparasitario.

Por otra parte, las condiciones ambientales presentes en esta zona permiten una alta tasa de crecimiento de praderas durante varias épocas del año, y permite una alta carga animal instantánea. Esto puede no sólo generar estrés en los animales afectando directamente su respuesta inmune, sino que además provoca un estrecho contacto entre los parásitos y sus hospederos, ya que el comportamiento higiénico de los animales (tendencia a pastar en zonas no contaminadas con heces) se ve afectado al disminuir el espacio libre de pastoreo. La poca rotación de especies forrajeras favorece la infección aumentando la carga parasitaria, pero que para aplicarse requiere disponer de superficies de pastoreo suficientes. Finalmente, el hecho de mantener grupos de distintas edades juntos hace que los adultos (que tienden a ser portadores “sanos”) eliminen cantidades variables de formas infectantes afectando a los más jóvenes (Rojo y Gómez, 1999).

TRATAMIENTO FARMACOLÓGICO

Desde la introducción de los antihelmínticos modernos y muy especialmente de la ivermectina, los Grandes Estróngilos están en retirada y actualmente su prevalencia es muy baja en poblaciones equinas que reciben algún tipo de tratamiento antihelmíntico (Herd, 1990) e incluso erradicadas (Reinemeyer y Nielsen, 2009) en establecimientos que realizan más de un tratamiento al año con lactonas macrocíclicas (ivermectina o moxidectina).

Para controlar las parasitosis en los animales, se ha desarrollado una amplia variedad de fármacos, y con estos, el uso intensivo de los antihelmínticos, con lo cual, los parásitos, como en el caso de los ciatostomas, han desarrollado resistencia a casi todos los productos disponibles en el comercio (Klei y French, 1998; Lyons *et. al.*, 1999; Sangster, 1999; Prada, 2002).

Cuando las formulaciones antihelmínticas modernas estuvieron por primera vez disponible en la década de 1960, *S. vulgaris* era ampliamente prevalente, con tasas de prevalencia reportadas en el rango del 80 al 100% (Bollinger, 1870; Robertson, 1939;



Slocombe y McCraw, 1973; Tolliver *et al.*, 1987). Por el potencial patogénico de este parásito, se identificó como el principal objetivo de los programas de control, y regímenes de dosis a intervalos fijos fueron utilizados para prevenir transmisión (Drudge y Lyons, 1966).

El principio básico de estas recomendaciones fue aplicar tratamiento antihelmíntico con intervalos regulares a todos los caballos de una granja, todo el año. Este principio ha sido ampliamente implementado en establecimientos de caballos en todo el mundo (NAHMS, 1998; Lloyd *et al.*, 2000; Earle *et al.*, 2002; Matthee *et al.*, 2002), y como resultado, *S. vulgaris* se volvió muy raro en poblaciones de caballos y en su lugar, la atención fue dirigida a los ciatostomas (Herd, 1990; Love y Duncan, 1991).

Existe un consenso común entre los parasitólogos que los tratamientos antihelmínticos frecuentes son razón principal del desarrollo de resistencia y desde hace un par de décadas se ha recomendado ampliamente reducir la intensidad de tratamientos para retrasar aún más el desarrollo de resistencia (Duncan y Love, 1991; O'Meara y Mulcahy, 2002; Kaplan, 2002).

Un enfoque para esto es terapia selectiva. En los establecimientos equinos, esto se basa en realizar recuento de huevos fecales de todos los caballos en una granja y aplicando tratamiento antihelmíntico a aquellos que exceden un valor sobre un umbral predeterminado del recuento de huevos. En este sistema, el resto de los caballos no se trata. Esta práctica es respaldada por el hecho de que los caballos pueden mantenerse bajos recuento de huevos de estróngilos a niveles constantes con el tiempo incluso en la ausencia de tratamiento antihelmíntico (Dopfer *et al.*, 2004; Nielsen *et al.*, 2006a; Becher *et al.*, 2010).

La resistencia ha sido descrita especialmente en parásitos de ovinos, caprinos, bovinos y porcinos (Echeverría *et al.*, 1992; Craven *et al.*, 1999; Paiva *et al.*, 2001). En los equinos el estudio de resistencia antihelmíntica ha llevado a reportar susceptibilidad disminuida a la fenotiazina, bencimidazoles, pirantel y, en la actualidad, posiblemente a las lactonas macrocíclicas. Los reportes en cuanto a resistencia con respecto a estas drogas han sido dados únicamente para los Pequeños Estróngilos (Larsen *et al.*, 1996; Kharchenko *et al.*, 1997; Linchetenfels *et al.*, 1997; Paulrut *et al.*, 1997; Pérez *et al.*, 2001; Ralston, 2000; Linchetenfels *et al.*, 2001; Vitaliy *et al.*, 2001).

Esta situación requiere medidas de control efectivas. Uno de los principales objetivos de un programa eficiente de control parasitológico para caballos es minimizar la contaminación del pasto con huevos excretados en las heces, ayudando a asegurar bajos niveles de larvas en el pasto durante todo el año. Sin embargo, en la práctica actual, se usan potreros permanentes, restringiendo consecutivamente el buen manejo de pasturas desde un punto de vista parasitológico (Nilsson *et al.*, 1989). Por lo tanto, el uso estratégico de antihelmínticos en un intervalo de 6-8 semanas en épocas seleccionadas del año se ha aplicado en muchas granjas de caballos en Brasil. Los intervalos de tratamiento, que están



destinados a reducir la contaminación del pasto, están determinados por el tiempo que tardan los huevos en reaparecer en heces después de cada tratamiento. Por lo tanto, infecciones parasitarias que no responden a los antihelmínticos recomendados requieren regímenes de tratamiento modificados.

Por lo antes mencionado, este trabajo propone identificar los distintos géneros y especies de nematodos del orden Strongylida presentes en la materia fecal de los equinos, dando a conocer la prevalencia de parásitos en la región estudiada y así poder acercarnos a un correcto uso de antihelmínticos para este establecimiento, al igual que recordarle al médico veterinario patologías que puedan estar relacionadas con estos vermes y cómo llegar a su diagnóstico definitivo.



OBJETIVO GENERAL

Determinar géneros y especies del orden Strongylida presentes en un establecimiento de producción equina en el Sur de la provincia de Córdoba y su variación estacional.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

1. Identificar las estructuras parasitarias presentes en el establecimiento, mediante técnicas coproparasitológicas.
2. Observar la variación de la liberación de huevos, según la época del año y las condiciones climáticas.
3. Identificar morfológicamente las larvas mediante la realización de coprocultivo.
4. Estimar la contaminación ambiental.

MATERIALES Y METODOS

El estudio se llevó a cabo en un establecimiento dedicado a la producción equina, ubicado al Sur de la provincia de Córdoba, a 20 kilómetros de la localidad de Los Cisnes. Se encuentra situado en las siguientes coordenadas, 33°24'01.5" S 63°35'58.5" W.

El mismo cuenta con un total de 2.382 hectáreas, de las cuales solo 82 se encuentran destinadas a la cría de caballos, el resto es explotado en la producción mixta agrícola ganadera.

Población en estudio: 5 Potrillos de raza Silla Argentino, que fueron muestreados desde los 5 hasta los 15 meses de edad.

Tabla 1. Nombre, sexo y fecha de nacimiento de cada equino

Nombre	Sexo	Fecha de nacimiento
Lady Diamant	Hembra	11/9/2016
Licha Balou	Macho	16/10/2016
Coca	Hembra	14/11/2016
Little Kannan	Hembra	15/11/2016
Kapa	Hembra	22/01/2017

INSTALACIONES

El establecimiento cuenta con boxes techados, amplios y bien ventilados, sin embargo, son utilizados en casos especiales.

Foto 4 y 5: Caballerizas y boxes



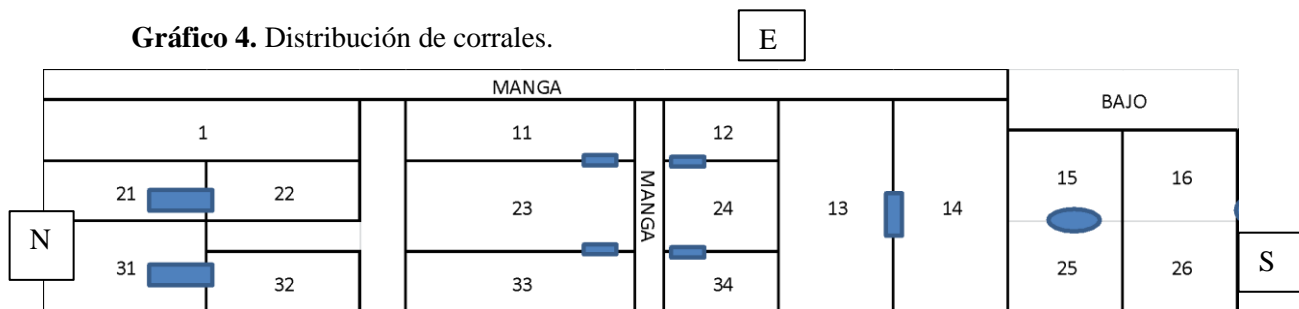
Los partos se producen en corrales bien empastados, los potrillos permanecen ahí junto a su madre solos por un tiempo.

Luego se juntan en un solo corral, madres y potrillos, donde reciben alimentación con rollo de alfalfa por la mañana y por la tarde la tarde salen a pastar un verdeo de verano, en general avena o una pastura de alfalfa. La rotación de potreros se realiza de acuerdo a la disponibilidad de pasto.

Foto 6: Yeguas madres y potrillos.



Gráfico 4. Distribución de corrales.



*Se indican con azul la distribución de bebederos.

Tabla 2. Número de lotes, superficie y pasturas utilizadas

LOTE	Superficie (ha)	Pasturas
1	2,16	Mezcla de pasturas
11	2,08	Mezcla de pasturas
12	1,04	Mezcla de pasturas
13	1,35	Mezcla de pasturas
14	1,89	Avena
15	0,875	Avena
16	0,875	Avena
21	0,81	Pastura + alfalfa
22	0,81	Pastura + alfalfa
23	2,08	Pastura + alfalfa



24	1,04	Pastura + alfalfa
25	0,875	Avena
26	0,875	Avena
31	1,215	Avena
32	0,81	Pastura natural
33	1,04	Pastura natural
34	0,52	Pastura natural
TOTAL	20,345	

**Mezcla de pasturas: Pasto ovilla, grama rohodes y agropiro.*

MANEJO ANTIHELMÍNTICO REALIZADO

- En las yeguas preñadas se utiliza Ivermectina luego del primer trimestre de gestación.
- Al momento del parto, Febendazol para desparasitar a la madre.
- Potrillos: A partir de los seis meses (al destete) se desparasitan con Moxidectin, luego cambiaron a Ivermectina al 2%.

Los tratamientos se realizan de manera estacional.

OBTENCIÓN DE MUESTRAS

Se recolectaron muestras de materia fecal en bolsas de nylon, las mismas fueron tomadas esperando la defecación espontánea. Se colectó la porción superior de las deyecciones (evitando que tenga contacto con el suelo) y se extrajo el aire. Las muestras fueron marcadas con numeración que identifica de forma individual a cada equino y se conservaron refrigeradas hasta su traslado al laboratorio de diagnóstico. Los predios fueron muestreados una vez por mes, se ubicaron los animales en el respectivo potrero recorriendo este en su totalidad para la visualización y recolección de la muestra que debe haber sido recién eliminada al medio.

Las mismas fueron remitidas al laboratorio del Departamento de Patología Animal de la FAV, donde se realizó el procesamiento según la técnica de Teuscher, el cual es un método sensible y práctico para el diagnóstico de huevos y larvas de nematodos, huevos de cestodos y trematodos (*Fasciola hepática*). Para obtener los recuentos de huevos tipo *estrongilido* se empleó la técnica de Mc Masters modificada por Roberts y O'Sullivan. A las muestras con recuentos de huevos por gramo de materia fecal (HPG) superior a 400 HPG, se les realizó cultivo de larvas según la técnica de Henriksen y Korsholm modificada. El detalle de las técnicas coparazitológicas empleadas se encuentra en el anexo 1.

RESULTADOS

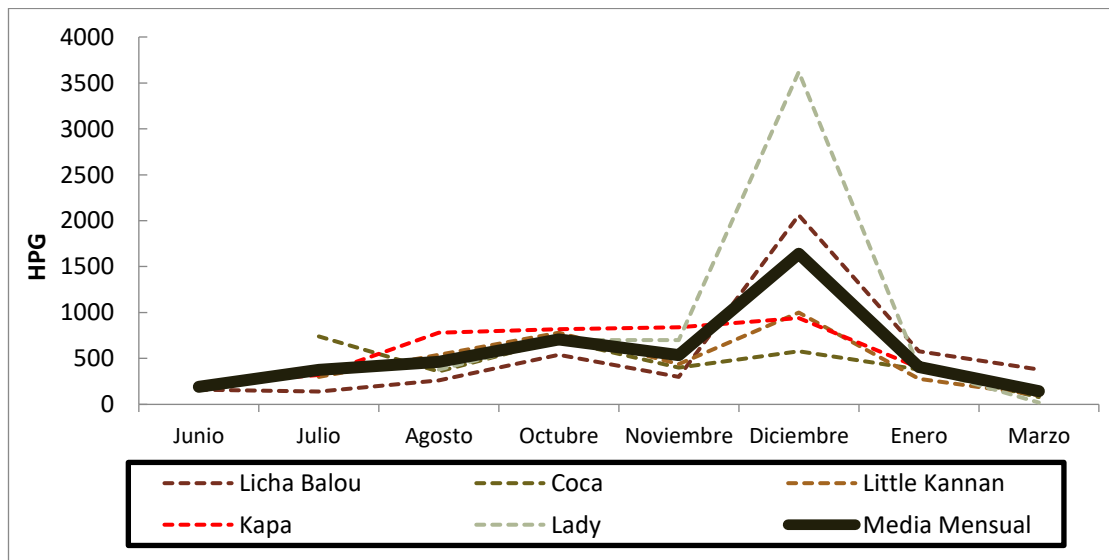
Los resultados a la **prueba de Teuscher** siempre fueron positivos para huevo tipo estrangilido, excepto el 26/11, que también se encontraron huevos tipo áscaris.

De acuerdo con la técnica Mc Master se observó que la eliminación de huevos tipo estrangilido fue más alta durante los meses cálidos (primavera verano).

Tabla 3. Resultado Mc Master

Fecha	Licha Balou	Coca	Little Kannan	Kapa	Lady	Media Mensual
Junio	160	-	-	220	-	190
Julio	140	740	300	320	-	375
Agosto	260	360	540	780	380	464
Octubre	540	700	780	820	700	708
Noviembre	300	400	440	840	700	536
Diciembre	2060	580	1000	940	3620	1640
Enero	580	380	280	400	400	408
Marzo	380	80	100	140	20	144
Media por Animal	552,5	462,8	491,4	557,5	970	

Gráfico N°5: Cantidad de huevos por gramo (HPG) eliminados por cada caballo de acuerdo al mes muestreado.



A todas las muestras que superaron los 400 HPG se les realizó **cultivos de larvas**. Solo se observaron Pequeños Estróngilos, no se observó la presencia de larvas de *Strongylus Vulgaris*, ni *Trichostrongylus axei*

Tabla 4. Peso de la materia fecal y edad de los animales

Edad	Licha Balou	Coca	Little Kannan	Kapa	Lady Diamant	Media mensual
5-6m	554	521	480	432	368	471
6-7m	988	805	995	502	645	787
8-9m	890	593	643	636	406	633,6
10-11m	1130	850	1063	671	980	938,8
12-13m	1358	1233	829	847	656	984,6
14-15m	1540	1020	1235	980	1003	1155,6
16-18m	1239	1086	1100	1022	1010	1091,4

CÁLCULO DE CONTRIBUCIÓN A LA CONTAMINACIÓN AMBIENTAL

Media Mensual Peso en Gr de MF x Media mensual HPG

Los potrillos cuando son destetados, se separan en dos grupos según el sexo y son alojados en potreros diferentes junto con una yegua o caballo castrado (adultos) que cumplen la función de “madrina”. Al principio ocupan solo una parte del corral, por lo general se quedan cerca de la fuente de agua, luego conforme van creciendo, ocupan la totalidad de las hectáreas dedicadas a ellos.

Según los resultados que arrojo este cálculo, se observa que los potrillos a la edad de 16-18 meses de edad, aportarían de manera más significativa a la contaminación de la pastura con huevos de helmintos, ya que poseen un valor de HPG mas alto relacionado con el volumen de materia fecal, comparado con un potrillo de menor edad. Además, se debe tener en cuenta la extensión de los potreros y el movimiento que realizan los animales.

Foto 7: Potrancas destetadas junto a la yegua madrina

**Tabla 5.** Edad, Media mensual de peso (gr) y HPG, calculo.

Edad	Media mensual Peso (gr)	Media mensual HPG	Calculo
5-6m	471	437,75	206180,25
6-7m	787	732,25	576280,75
8-9m	633,6	579,65	367266,24
10-11m	938,8	0	0
12-13m	984,6	829,15	816381,09
14-15m	1155,6	1093,4	1263533,0
16-18m	1091,4	1055,85	1152354,6

DISCUSIÓN

Según las técnicas coproparasitológicas realizadas, en el establecimiento se encontraron huevos tipo *Strongylus*, mediante la realización de cultivo de larvas, se determinó la presencia de Pequeños *Strongylus*. Estos, actualmente y en todo el mundo, son considerados los parásitos equinos de mayor prevalencia y prácticamente todos los caballos en pastoreo adquieren estos nematodos (Brady y Nichols, 2009; Nielsen *et al.*, 2014 a; Scott *et al.*, 2015). Muchas de las especies que componen este grupo no desarrollan inmunidad protectora y, por lo tanto, son comunes en todas las categorías de equinos (Von Samson Himmelstjerna, 2012). La prevalencia de Grandes *Strongylus* ha disminuido progresivamente desde la década de 1980 en áreas donde se han utilizado con frecuencia antihelmínticos de amplio espectro (Reinemeyer *et al.*, 1984; Rebaño, 1990; Love *et al.*, 1999; Hinney y col. 2011) y, aunque son altamente patógenos, actualmente se cree que ha perdido su importancia epidemiológica (Amor *et al.*, 1999; Boxell *et al.*, 2004; Hinney *et al.*, 2011).

Los valores más altos de HPG se observan en las épocas de temperaturas más elevadas (primavera- verano). Lo que coincide con estudios realizados por Sievers *et al.* (1995) donde menciona que en un estudio realizado en el fundo “Teja Norte” en Valdivia pudieron determinar que los equinos adultos eliminan normalmente entre 600 y 2.000 HPG, específicamente entre 210 a 740 en invierno y 1.630 a 2.850 HPG en verano concluyéndose que la postura de los huevos tiene una marcada estacionalidad siendo alta durante el verano.

El conocimiento de la epidemiología de los parásitos permite el desarrollo racional de estrategias de control. Bulman (1985) destaca que la postura de huevos de los *Strongylus* es influida por el clima, como lo demostró en estudios realizados en el norte de la Argentina, donde se describe que la época más favorable para el desarrollo de larvas se extiende desde fines de primavera hasta principios de otoño, cuando las condiciones climáticas son ideales (Bagnola 1996; English 1979; Fuse 1992 LA; Herd 1985).

Las larvas identificadas arrojaron resultados positivos solo a Pequeños *Strongylus*, no se observó la presencia de larvas de *Strongylus Vulgaris*. Probablemente, ya que los tratamientos antiparasitarios utilizados en el establecimiento son a base de ivermectina y se conoce que desde la introducción de los antihelmínticos modernos y muy especialmente esta droga, los Grandes *Strongylus* están en retirada y actualmente su prevalencia es muy baja en poblaciones equinas que reciben algún tipo de tratamiento antihelmíntico (Herd, 1990) e incluso erradicados (Reinemeyer *et al.*, 2009).

Con el uso intensivo de los antihelmínticos, los parásitos, como en el caso de los ciatostomas, han desarrollado resistencia a casi todos los productos disponibles en el comercio (Klei y French, 1998; Lyons *et al.*, 1999; Sangster, 1999; Prada, 2002).



Los parasitólogos indican que los tratamientos antihelmínticos frecuentes son razón principal del desarrollo de resistencia y recomiendan reducir la intensidad de tratamientos para retrasar aún más este desarrollo (Duncan y Love, 1991; O'Meara y Mulcahy, 2002; Kaplan, 2002).

Dopfer *et al.*, 2004; Nielsen *et al.*, 2006a; Becher *et al.*, 2010 recomiendan realizar terapia selectiva, que se basa en realizar recuento de huevos fecales y aplicar tratamiento antihelmíntico solo a aquellos animales que exceden un valor sobre un umbral predeterminado.

Según los resultados del cálculo de la Contribución a la Contaminación Ambiental, se determinó que los potrillos a la edad de 16-18 meses de edad, aportan de manera más significativa a la contaminación de la pastura con huevos de helmintos, ya que poseen un valor de HPG más alto relacionado con el volumen de materia fecal, comparado con un potrillo de menor edad.

Si tenemos en cuenta la superficie de los corrales, la permanencia en los mismos y la carga animal que no es elevada, la contaminación de las pasturas no debería ser relevante.

Sin embargo, se recomiendan técnicas de manejo ambiental como mencionan Rojo y Gómez (1999), donde señalan que una buena pradera para el equino debe ser una combinación de gramíneas y leguminosas.

Por otra parte, no utilizar una alta carga animal instantánea, lo que afecta a los animales no solo generando estrés, lo que disminuye la respuesta inmune, sino también provoca un contacto más estrecho entre huéspedes y parásitos, ya que la tendencia de pastar en zonas no contaminadas con heces se ve afectada por el poco espacio disponible.

Finalmente, el hecho de mantener grupos de distintas edades juntos hace que los adultos (que tienden a ser portadores “sanos”) eliminen cantidades variables de formas infectantes afectando a los más jóvenes.



CONCLUSIÓN

1. Se identificaron las estructuras parasitarias presentes en el establecimiento, mediante técnicas coproparasitológicas, siendo huevos de estrongilidos los más prevalentes.
2. Se observó la variación estacional de la liberación de huevos, los meses cálidos fueron los de mayor eliminación.
3. En los cultivos de larvas solo se observaron larvas de Pequeños Estróngilos.
4. A partir de la cantidad de animales, hectáreas disponibles para la actividad y el valor de HPG observado, la contaminación ambiental con huevos de helmintos, no es relevante.

**BIBLIOGRAFÍA**

- ASSIS RCL, ARAUJO JV. 2003 Avaliação da viabilidade de duas espécies de fungos predadores do gênero *Monacrosporium* sobre ciatostomíneos após a passagem pelo trato gastrointestinal de equinos em formulação de alginato de sódio. *Rev Bras Parasitol Vet*
- BAGNOLA JUNIOR J, AMARANTE AFT, MEYER LFF. Strongylosis in horses: faecal exams, infective larvae on herbage and alternate grazing of horses and sheep. Sao Paulo, Brasil: *Vet e Zoot* 1996; 8:47-57.
- BARRIGA OO. 2002. Infecciones por nemátodos. En: *Las enfermedades parasitarias de los animales domésticos en la América Latina*. Editorial Germinal. Santiago. Chile. Pp 91-94.
- BAIRDEN, K., BROWN, S.R., MCGOLDRICK Mc, J., PARKER, L.D., TALTY, P.J., 2001. Efficacy of moxidectin 2 percent gel against naturally acquired strongyle infections in horses: with particular reference to larval cyathostomins.
- BOLLINGER, O. 1870. Die Kolik der Pferde and das Wurmaneurysma der Eingeweidearterien. In *Müchener Sitzungsberichte Königliche Bayerischen Akademie der Wissenschaften, Mathematisch-naturwissenschaftliche Abteilung 1*, pp. 530-544
- BRADY, H. A. y NICHOLS, W. T. 2009. Drug Resistance in Equine Parasites: An Emerging Global Problem. *Journal of Equine Veterinary Science* _ Vol 29, No 5
- BULMAN GM. 1985 Patogénesis de la ciatostomosis (*Triconema*, parasitación por pequeños estróngilos) en el equino. Una actualización. *Vet Arg* ; 19:810-821
- BURGER, H.-J., M. STOYE. 1968 *Parasitologische Diagnostik (Teil II)*. Therapogen Praxidienst.
- CORREA MJ. 1989. Estudio de las variaciones estacionales de las eliminaciones de huevos de parásitos gastrointestinales de una población de equinos de raza chilota, período otoño-invierno. Tesis de licenciatura, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Austral de Chile, Chile.
- CORWIN, R.M., J. NAHM. 1997. Small Strongyles. University of Missouri College of Veterinary Medicine, 1997. Anthelmintic Resistance in the Equine. Pdf
- DOPFER, D., KERSSSENS, C.M. MEIJER, Y.G. BOERSEMA, J.H. and EYSKER, M. (2004) Shedding consistency of strongyle-type eggs in Dutch boarding horses. *Vet. Parasitol.* 124, 249-258.
- DRUDGE J. H., LYONS L E. T. 1966. Control of internal parasites of the horse. *J. Am Vet Med Assoc.* 1966; Pp: 148 (4): 378-83
- DUNCAN, J.L. 1974 Field studies on the epidemiology of mixed strongyle infections in the horse. *Vet Rec*, 94, 337 – 345



- ECHEVERRIA, F.A.M., J. ARMOUR, M.F. BORBA, J.L DUNCAN. 1992. Response to ivermectin treatment of parasitic stages of *Haemonchus contortus* resistant or susceptible to ivermectin. *J. Parasitol.* 78: 894-898.
- ENGLISH AW.1979. The epidemiology of equine Strongylosis in Southern Queensland. 1 The bionomics of the free-living stages in faeces on pasture. *Aust Vet J* ; 55:306-309.
- EMHARDT S. 2007. Evaluación de un antiparasitario, Doramectina, sobre nematodos intestinales en el ganado mular del criadero militar “Las Bandurrias”, XI Región, Chile. Memoria de título, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Austral de Chile, Valdivia, Chile.
- FUSE LA, CASTILLO C, SAUMELL CA. 1992. Influencia de los factores ambientales sobre los estadios de vida libre y la variación estacional de los parásitos productores de la “Estrongilosis equina”. Tandil, provincia de Buenos Aires. Argentina. *Rev Med Vet (B Aires)*; 73:32-42.
- FUSE, L.; SAUMELL, C.; IGLESIAS, L. 2013. Variación estacional del parasitismo interno en equinos: fenómeno de hipobiosis de los pequeños estróngilos (Cyathostominae) en Tandil, Buenos Aires, Argentina. *Rev. Med. Vet. (Bs. As.)* 3: 62-72. Symposium. 385-389.
- GALLARDO C.1991. Estudio del desarrollo de huevo a larva infectante de estrongilidos del equino, su permanencia en la materia fecal y su traslación al pasto, durante los meses de invierno 1991 en Valdivia, Chile. Memoria de título, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Austral de Chile, Valdivia, Chile.
- GONZÁLEZ J. 1981. Dosificación seriada del antihelmíntico fenbendazol (Panacur-Pasta ®) a yeguas en el periodo primavera-verano. Memoria de título, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Austral de Chile, Valdivia, Chile
- HERD RP, WILLARDSON KL.1985. Seasonal distribution of infective Strongyle larvae on horses pasture. *Equine Vet J* ; 17:235-237.
- HERD, RP. 1990. The changing world of worms: the rise of the cyathostomes and the decline of *strongylus vulgaris*. *Compend. Contin. Educ. Vet.* 12: 732-736.
- HINNEY B, WIRTHERLE NC, KYULE M, MIETHE N, ZESSIN KH, CLAUSEN PH.2011. Prevalence of helminths in horses in the state of Brandenburg, Germany. *Parasitol Res.*
- JONHSTONE, C. 1998. Parasites and parasitic diseases of domestic animals. University of Pennsylvania.
- JUB, K.V.F., P.C. KENNEDY, N. PALMER. 1985. *Pathology of Domestic Animals* 1. (4 ed.). San Diego: Academic Press.
- KLEI, R.T., D.D. FRENCH. 1998. Small Strongyles: an emerging parasite problem for horses. *Eq. Pract.* 20.



- KUZMINA, T.A., KUZMIN, Y.I., KHARCHENKO, V.A., 2006. Field study on the survival, migration and overwintering of infective larvae of horse strongyles on pasture in central Ukraine. *Veterinary Parasitology*
- LAMBERTI, R.; GINO, L.; CALVO, C.; BERTORELLO MASCARÓ, G.; BENITO, A. 2008. Epidemiología y parasitismo gastrointestinal en equinos. 32-33.
- LARSEN, M.L., RITZ, C., PETERSEN, S.L., NIELSEN, M.K., 2011. Determination of ivermectin efficacy and egg reappearance period on horse farms using selective therapy. *Vet. J.* 188, 44–47.
- LICHTENFELS JR. 1875 Helminths of domestic equids. *Proc Helminth Soc Wash*; 42:1-92.
- LICHTENFELS, J.R., V.A. KHARCHENKO, C. SOMMER, M. ITO. 1997; Key characters for the Microscopical Identification of *Cylicocyclus nassatus* and *Cylicocyclus ashworthi* (Nematoda: Cyathostominae) of the horse". *Equus caballus. J. Helminthol. Soc. Wash.* 64.
- LOVE, S., DUNCAN, J.L., 1991. Could the worms have turned? *Equine Vet. J.* 23, 152–154.
- LOVE, S., MURPHY, D. y MELLOR, D. 1999. Pathogenicity of cyathostomes infection. *Vet. Parasitol.* 85, 113–122.
- MATTHEE, S., DREYER, F.H., HOFFMANN, W.A., NIEKERK, F.E.v., 2002. An introductory survey of helminth control practices in South Africa and anthelmintic resistance on Thoroughbred stud farms in the Western Cape Province. *J. S. Afr. Vet. Assoc.* 73, 195–200.
- McCRAW, B.M. y SLOCOMBE, J.O.D. 1978. *Strongylus edentatus*: Development and lesions from ten weeks postinfection to patency. *Canadian Journal of Comparative Medicine*, 42, 340 – 356.
- MURPHY D, LOVE S. 1997. The pathogenic effects of experimental cyathostome infections in ponies.
- NAHMS. 1998. *Equine 1998, Part III: Management and Health of Horses*, National Animal Health Monitoring System, USDA: APHIS: VS, Fort Collins.
- NILSSON, O., LINDHOLM, A. and CRIDTRNSSON, D., 1989. A field evaluation of anthelmintics in horses in Sweden. *Vet. Parasitol.*, 32:163-171.
- PAZ-SILVA, A.; SÁNCHEZ-ANDRADE, R.; FRANCISCO, I. 2009. Diagnóstico de parasitosis equinas. *Monografía Equinus*, 23: 46-63.
- PRADA SANMIGUEL, G. A. 2008. Determinación de las características morfológicas de larvas L1, L2 y L3 en parásitos gastrointestinales del equino en la región de los Lagos, Chile. *Revista de Medicina Veterinaria* N° 15: 39-48 / Enero - junio 2008
- REYNEMEYER, C.R., SMITH, S.A., GABEL, A.A., HERD, R.P., 1984. The prevalence and intensity of internal parasites of horses in the USA. *Vet. Parasitol.* 15, 75–83.
- REYNEMEYER, C.R.; NIELSEN, M.K. 2009. Parasitism and colic. *Vet. Clin. Equine* 25: 233-245.



- REINEMEYER, C.R. y NIELSEN, M.K. 2013. Handbook of equine parasite control. West Sussex: Wiley-Blackwell. ISBN: 978-0-470-65871-0.
- ROJO FA, GOMEZ M. 1999. Ecología parasitaria. En: Cordero del Campillo, M. Parasitología Veterinaria. Pp. 63-68.
- SENASA. <http://www.senasa.gob.ar/cadena-animal/equinos/produccion-primaria/sanidad-animal/situacion-sanitaria>
- SIEVERS, G., I. QUINTANA, S. ANTICEVIC, M. PATIÑO, C. GALLARDO.1994. Desarrollo, traslación y sobrevivencia de larvas de strongilidos del equino en el ambiente natural en Valdivia, Chile, Arch. Med. Vet. 27 : 35 - 44.
- SIEVERS, P., G.VALENZUELA. 1995. "Parasitología General. Universidad Austral de Chile, Facultad de Ciencias Veterinarias, Instituto de Patología Animal,Valdivia, Chile.
- TAYLOR M. A.; COOP R. L.; WALL, R. L. (2007). Parasites of horses. Chaper 4. In: Veterinary parasitology. Editorial Black Weld Publishing, third edition. Pp 273-282, 561.
- URQHART, G.M.; ARMOUR, J.; DUNCAN, J.L.; DUNN, A.M. 1996. Veterinary Parasitology. 2nd ed. Blackwell Science Ltd. Oxford. pp. 4-10, 42-47.
- VOM SAMSON -HIMMELSTJEMA, G., 2012. Anthelmintic resistance in equine parasites – detection, potential clinical relevance and implications for control. Vet. Parasitol. 185, 2–8.



ANEXO 1

MATERIALES

-Campo

- bolsas de nylon
- marcador indeleble
- cinta de papel
- guantes
- fichas de identificación de los animales
- conservadora

-Laboratorio

- guantes
- embudo
- cámaras de mc master
- morteros
- solución salina sobresaturada
- microscopio óptico
- balanza
- vasos de plástico descartables 200cm³ de capacidad

aproximadamente

- telgopor
- gasas
- banda elástica
- tubos graduados
- decantador
- estufa

TÉCNICAS COPROPARASITOLÓGICAS

MC MASTER



Se tomaron 5 gr de cada muestra de materia fecal, pesadas en balanza digital, previa homogeneización de las mismas, luego se maceraron en un mortero con la solución de Willis (solución salina sobre saturada), la cual se agrega gradualmente hasta alcanzar los 100 ml, se filtró el preparado en colador común a un vaso y mientras se removía, se tomó una fracción con pipeta plástica, procediéndose a llenar las celdas de la cámara de Mc Master. Se observó al MO y se llevó a cabo el conteo de huevos. Se deben contar la mayor cantidad de celdas posibles para obtener resultados más aproximados al valor real, el cual se multiplica por un factor multiplicador de acuerdo a la cantidad de cámaras contadas:

- 1 cámara = x40
- 2 cámaras = x20
- 4 cámaras = x10

Esto se fundamenta en que al utilizarse una dilución de 1:20, quedaría 0,1gr de materia fecal en cada cámara, entonces para lograr la equivalencia en 1gr debemos hacer este cálculo.

Aquellas muestras con un valor igual o superior al número de 400 HPG fueron seleccionadas para realizar el cultivo de larvas, el resto de las muestras no se tuvieron en cuenta, al igual que los animales que dieron valores de HPG menores a 400. El cual se realizó mediante la técnica de Henriksen y Korsholm modificada.



TEUSCHER

La técnica de Teuscher (1965) es una modificación de la técnica de Faust y col (1938) y es una combinación de sedimentación y flotación. Es una técnica coproscópica muy sensible y utilizada rutinariamente en el Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la Universidad Austral de Chile, que demuestra casi todas las formas parasitarias de los parásitos del tracto digestivo de muchas especies de animales, especialmente de los rumiantes. Parece ser la mejor técnica para la detección simultánea de huevos de nematodos, cestodos, trematodos y ooquistes de protozoos, evitando con ello la ejecución de otras técnicas especiales para determinadas formas parasitarias. Sin embargo, no es una técnica apropiada para diagnosticar larvas de nematodos (Araya 1967, Valenzuela y col 1984).

- 1) Dos gramos de material fecal se maceraron con 200ml de agua en un mortero.
- 2) La suspensión obtenida se filtró hacia un vaso de 250 ml.
- 3) Se dejó sedimentar por 20 minutos y luego se vertió el sobrenadante inclinando el vaso.
- 4) El sedimento se pasó a un tubo de ensayo y se dejó sedimentar por 5 minutos.
- 5) Se extrajo el sobrenadante hasta dejar 2 ml o menos de sedimento y luego se agregó solución saturada de sulfato de zinc (densidad = 1,38) hasta 1 cm debajo del borde superior del tubo. El sobrenadante fue eliminado.
- 6) Se homogenizó la suspensión invirtiendo suavemente el tubo dos o tres veces y luego se centrifugó a 1000 r.p.m. (revoluciones por minuto) por 5 minutos.
- 7) Al tubo de ensayo con la muestra centrifugada se agregó solución saturada de sulfato de zinc hasta formar un menisco. Luego se colocó un cubreobjetos sobre el tubo y se dejó reposar durante 5 minutos para que las formas parasitarias se adosaran a la cara inferior del cubreobjetos.
- 8) El cubreobjetos, con la gota de suspensión en su cara inferior, se retiró y se colocó sobre un portaobjetos para ser observada al microscopio a un aumento de 10x y 40x.

La totalidad de las formas parasitarias encontradas en los dos cubreobjetos se contaron y se diferenciaron.



CULTIVO DE LARVAS

La técnica de cultivo de larvas se utiliza para la identificación de las especies cuando los huevos son similares y así identificar los parásitos de forma precisa según sus características morfológicas. Existen técnicas de cultivo larvario, que comienzan con la obtención de huevos, ya sea a partir de heces o de las hembras maduras de parásitos, y se basa en permitir que los huevos eclosionen, maduren y se desarrollen hasta larvas infectantes a través de condiciones favorables. El éxito de estas técnicas dependerá de tres factores: humedad, temperatura adecuada y oxigenación, por lo que es importante conocer las condiciones ideales para el desarrollo de cada parásito. Otro punto crítico es la recuperación de las larvas ya que puede haber pérdidas accidentales por manejo, menor visualización por presencia de partículas orgánicas o inorgánicas que obstaculizan la observación, y presencia de artefactos que pueden generar confusión (Prada 2008).

- Tomar 5 gramos de materia fecal, colocar en un recipiente, corregir la humedad si hace falta y agregar telgopor granulado mezclando hasta lograr una consistencia poco pastosa (desmenuzada).

- Cortar el vaso plástico a la mitad siguiendo su circunferencia. La mitad inferior es la que alojará las heces a cultivar. Identificar la muestra en la cara externa del fondo de la misma y luego realizar pequeñas perforaciones con una aguja.

- Colocar la muestra en la mitad del vaso y sobre la misma extender una gasa de 5 cm de lado. Luego, acoplar invertida la otra mitad del vaso sobre la mencionada anteriormente, tratando que la gasa quede firme y sujete el material a cultivar.

- Finalmente, introducirlo en otro vaso con agua en su parte inferior (0.5 cm) para aportar humedad, cuidando que no se moje la gasa.

- Incubar el cultivo durante unos 15 días a 20-22° C, evitando que pierda humedad. Si esto ocurre, agregar unas gotas de agua sin cloro.

- Finalizada la incubación, transferir el cultivo a un vaso cónico y sumergirlo en agua tibia libre de cloro. Dejar decantar a temperatura ambiente 12-24 h.

- Para recuperar las larvas infectantes, concentradas en el fondo del vaso cónico, tomar con una pipeta 3-4 ml y conservarlos, sin agregados químicos, en un tubo pequeño hasta su lectura.

- Transferir una pequeña alícuota a un portaobjetos y agregar 1-2 gotas de solución yodurada. Llevar al microscopio para su lectura.